

Aquicultura no Brasil: Novas Perspectivas

**Volume 2
Produção e Reprodução de Organismos Aquáticos**



O livro “Aquicultura no Brasil – Novas Perspectivas”
faz parte das ações do:



Financiado por:

Edital: 081/2013-L1 - Processo número: 487639/2013-8

CNPq: 472054/2013-9



Ministério de
Educação

Ministério da
Agricultura, Pecuária
e Abastecimento

Ministério do
Desenvolvimento Agrário

Ministério de
Ciência, Tecnologia
e Inovação

Ministério de
Pesca e Aquicultura



Marcos Tavares-Dias
Embrapa Amapá (Macapá, AP)

Wagner dos Santos Mariano
Universidade Federal de Tocantins (Araguaína, TO)
(Organizadores)

Aquicultura no Brasil: novas Perspectivas

Volume 2
Produção e Reprodução de Organismos Aquáticos



Copyright © dos autores

Todos os direitos garantidos. Qualquer parte desta obra pode ser reproduzida, transmitida ou arquivada desde que levados em conta os direitos dos autores.

Marcos Tavares-Dias; Wagner dos Santos Mariano [Orgs.]

Aquicultura no Brasil: novas perspectivas. [Vol. 2]. São Carlos: Pedro & João Editores, 2015. 345p.

ISBN. 978-85-7993-272-4

1. Aquicultura. 2. Organismos aquáticos cultiváveis. 3. Tecnologia de pescados. 4. Autores. I. Título.

CDD - 590

Capa: Hélio Marcos Pajeú

Ilustrações da capa: Andréa Franklin Queiroz Alves

Editores: Pedro Amaro de Moura Brito & João Rodrigo de Moura Brito

Conselho Científico da Pedro & João Editores:

Augusto Ponzio (Bari/Itália); João Wanderley Geraldi (Unicamp/Brasil); Nair F. Gurgel do Amaral (UNIR/Brasil); Maria Isabel de Moura (UFSCar/Brasil); Maria da Piedade Resende da Costa (UFSCar/Brasil); Rogério Drago (UFES/Brasil).



Pedro & João Editores

www.pedroejoaoeditores.com.br

13568-878 - São Carlos – SP

2015

SUMÁRIO

20. Avaliação de parâmetros reprodutivos em peixes nativos	441
Luis David Solis Murgas, Daniella Aparecida de Jesus Paula, Mônica Rodrigues Ferreira Machado, Viviane de Oliveira Felizardo, Estefânia de Souza Andrade & Galileu Crovatto Veras	
21. Avanços na reprodução e produção de juvenis de trairão (<i>Hoplias lacerdae</i>)	461
Ana Lucia Salaro, Daniel Abreu Vasconcelos Campelo, Marcelo Duarte Pontes, Jener Alexandre Sampaio Zuanon, Galileu Crovatto Veras, Valéria Rossetto Barriviera Furuya & Ronald Kennedy Luz	
22. Reprodução e larvicultura do pacamã <i>Lophiosilurus alexandri</i>	473
Ronald Kennedy Luz & José Cláudio Epaminondas dos Santos	
23. Avanços na nutrição e produção de lambaris	491
Ana Lucia Salaro, Daniel Abreu Vasconcelos Campelo, Marcelo Duarte Pontes, Jener Alexandre Sampaio Zuanon, Valéria Rossetto Barriviera Furuya & Wilson Massamitu Furuya	
24. Suplementação alimentar com cromo trivalente em <i>Piaractus mesopotamicus</i> e tilápia-do-nilo: variáveis zootécnicas e inflamação	503
Flávio Ruas de Moraes; Julieta Rodini Engrácia de Moraes & Rodrigo Yudi Fujimoto	
25. Água salinizada na produção de peixes de água doce	523
Rodrigo Takata & Ronald Kennedy Luz	
26. Deleterious effects of ammonia and nitrite to fish and crustaceans	545
Kleber Campos Miranda Filho & Luiza Dy Fonseca Costa	
27. Ácidos e sais orgânicos na aquicultura: seus efeitos na nutrição e saúde de organismos aquáticos	579
Bruno Correa da Silva, Felipe do Nascimento Vieira, José Luiz Pedreira Mouriño, Walter quadros Seiffert, Norha Bolivar & Maurício Laterça Martins	
28. O uso de piretroides na piscicultura: perspectivas e restrições	601
Gilberto Moraes, Fernanda Dias de Moraes, Francine Perri Venturini, Priscila Adriana Rossi, Ive Marchioni Avilez & Camila Aparecida Pigão Soares	

- 29. Impactos de pesticidas e biopesticidas na aquicultura** 621
Wagner dos Santos Mariano, Sandro Estevam Moron, Rodrigo Garófallo Garcia & Marcos Tavares-Dias
- 30. Cultivo e aproveitamento da macroalga *Kappaphycus alvarezii* para pequenos maricultores** 641
Valéria Gelli & Edison Barbieri
- 31. Óleo essencial de *Lippia alba*: aplicação na aquicultura** 659
Alexssandro Geferson Becker, Brenna Celina Ferreira de Carvalho, Hugo Napoleão Pereira da Silva, Janna Laely dos Santos Maia, Waldinete Lobato, Elen Monique de Oliveira Sousa, Rodrigo Numeriano de Sousa, Ricardo Bezerra de Oliveira, Rosa Helena Veras Mourão, Lenise Vargas Flores da Silva, Mauro Alves da Cunha, Berta Maria Heinzmann & Bernardo Baldisserotto
- 32. Aquaponia: produção sustentável de peixes e vegetais** 684
Paulo César Falanghe Carneiro, Alexandre Nizio Maria, Maria Urbana Correa Nunes & Rodrigo Yudi Fujimoto.
- 33. Parâmetros de qualidade e estudo da vida de prateleira do tambaqui (*Colossoma macropomum*) armazenado em gelo** 707
Márcio Luís Pontes Bernardo da Silva, Jane Lopes Mello, Thaís Danyelle Santos Araujo, Rodrigo Maciel Calvet, Alitiene Moura Lemos Pereira, João Avelar Magalhães & Fabíola Helena dos Santos Fogaça
- 34. Percepção do consumo de pescado: inovação e tecnologia** 725
Alexandre Aires de Freitas, Erika da Silva Maciel & Hellen Christina de Almeida Kato
- 35. Pesquisa e transferência de tecnologia aliadas para desenvolvimento da aquicultura no Estado do Amazonas** 743
Jackson Pantoja-Lima, Suelen Miranda dos Santos, Adriano Teixeira de Oliveira, Rayza Lima Araújo, Joaquim Alberto Leite dos Santos Junior, Geraldo Bernardino, Radson Rogerton dos Santos Alves, Alfeu Ferraz Filho, Ana Lúcia Gomes & Paulo Henrique Rocha Aride.

APRESENTAÇÃO

Aquicultura é a atividade agropecuária que mais cresce no Brasil, produzindo importantes fontes de proteínas para consumo do homem. Dentre as atividades desenvolvidas pela aquicultura, destaca-se a produção de peixes (Piscicultura), além da criação de moluscos (Malacocultura), camarões (Carcinicultura), rãs (Ranicultura), entre outras atividades. O Livro **“Aquicultura no Brasil: Novas Perspectivas** é uma contribuição de diversos pesquisadores brasileiros de inúmeras instituições de ensino e pesquisa que debruçaram-se sobre o tema para apresentar as novidades sobre a aquicultura brasileira, em 35 capítulos.

Portanto, este livro, em dois volumes, aglutina informações sobre organismos aquáticos cultiváveis, e essas informações são recentes, relevantes e abrangem a Produção, Reprodução, Sanidade, Ecologia e Biologia, Tecnologia de Pescados, outros. Trata-se de informações sobre o estado da arte e novas informações nas diversas áreas do cultivo intensivo de organismos aquáticos.

Esta publicação teve apoio financeiro do Conselho Nacional Científico e Tecnológico (CNPq), Chamada 081/2013 – Processo 487639/2013-8, ação coordenada pelo Núcleo de Estudo, Pesquisa e Extensão em Piscicultura e Aquicultura Familiar do Tocantins – NepeAQUI/UFT.

O Volume 1 apresenta capítulos sobre os diferentes aspectos Biológicos, Fisiológicos e Sanitários. O Volume 2 apresenta informações sobre Produção e Reprodução de organismos aquáticos.

Os autores

PREFÁCIO

A produção de organismos aquáticos representa, no contexto mundial, uma importante alternativa de subsistência de uma população cada vez mais numerosa, como fonte alimentar e como fonte de renda. O Brasil, por sua vez, destaca-se, nos diferentes relatórios e números que explicam a atividade no mundo, como o país com as taxas mais altas de crescimento. No país, a aquicultura é a atividade de produção animal que mais cresce. O crescimento da aquicultura brasileira é um fenômeno que acontece junto com o crescimento da pesquisa na área e por sua valorização pelas diferentes instituições de pesquisa, ensino e extensão, bom como pelas agências de fomento em nosso país. O livro “Aquicultura no Brasil: Novas Perspectivas”, organizado por pesquisadores de duas importantes instituições de pesquisa e ensino brasileiras, é um indicador deste processo de crescimento, com sua diversidade de temas e a contribuição de grupos de pesquisa de diferentes regiões do país. A abordagem ampla deste livro, em seus 35 capítulos, permite ao leitor conhecer as diferentes linhas de pesquisa, com as quais a ciência da aquicultura avança no Brasil. Em seu primeiro volume, a obra trata de Aspectos biológicos, fisiológicos e sanitários de peixes teleósteos e cartilaginosos, quelônios, anfíbios e moluscos, abordando estudos de natureza básica e dados relacionados à produção. No segundo volume, a obra trata da Produção e Reprodução de Organismos Aquáticos, e da mesma forma, apresenta estudos com enfoque básico passando por estudos que apontam os avanços da tecnologia na produção de organismos aquáticos.

O leitor tem em suas mãos um farto material de leitura e uma interessante coletânea de estudos que compõem o atual contexto da pesquisa e tecnologia da aquicultura brasileira.

Elisabeth Criscuolo Urbinati
FCAV e Caunesp

CAPÍTULO 20

AVALIAÇÃO DE PARÂMETROS REPRODUTIVOS EM PEIXES NATIVOS

Luis David Solis Murgas¹
Daniella Aparecida de Jesus Paula
Mônica Rodrigues Ferreira Machado
Viviane de Oliveira Felizardo
Estefânia de Souza Andrade
Galileu Crovatto Veras

INTRODUÇÃO

O Brasil possui a mais rica fauna de peixes de água doce do mundo, com mais de 2.500 espécies nativas, e muitas outras ainda desconhecidas (Buckup et al., 2007). Entre essas espécies, pelo menos 40 têm sido tradicionalmente utilizadas ou apresentam potencial para aquicultura.

Alguns grupos de peixes reproduzem-se naturalmente em águas lânticas, outros que abrange a maioria das espécies nativas, tais como o pacu (*Piaractus mesopotamicus*), tambaqui (*Colossoma macropomum*), curimba (*Prochilodus lineatus*), dourado (*Salminus brasiliensis*), pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*), piavuçu (*Leporinus macrocephalus*), piraputanga (*Brycon microlepis*) e piracanjuba (*Brycon orbignianus*), necessitam realizar migrações rumo às cabeceiras dos rios para a reprodução, peixes esses de grande importância para a piscicultura nacional (Venturieri & Bernardino, 1999).

O deslocamento de centenas de quilômetros, durante a migração, afeta toda a fisiologia desses peixes, desencadeando processos essenciais para o preparo à reprodução. Nos viveiros de piscicultura, a privação desse comportamento migratório impede

Murgas et al. Avaliação de parâmetros reprodutivos em peixes nativos. In: Tavares-Dias, M. & Mariano, W.S. (Org.). Aquicultura no Brasil: novas perspectivas. São Carlos, Editora Pedro & João, 2015.

que esses peixes atinjam o preparo fisiológico para a reprodução. A manipulação artificial do ciclo reprodutivo nas espécies nativas constitui-se um procedimento necessário para promover a indução da desova e espermiação, permitindo que ocorra a reprodução destes indivíduos no momento desejado e em condições controladas de cativeiro.

Em peixes teleósteos, o hipotálamo e hipófise estão localizados na base do diencéfalo e são os principais centros que coordenam os eventos fisiológicos, particularmente neuroendócrinos (Iseki & Negrão, 2003). O hipotálamo processa os estímulos externos, como fatores ambientais e feromônios, e internos percebidos pelos peixes. Ele inicia a cascata hormonal e fisiológica ligada à reprodução, por meio da estimulação da produção e liberação dos hormônios liberadores de gonadotropina (GnRH) e dopamina, que quando caem na corrente sanguínea atuam diretamente na hipófise controlando a liberação e síntese das gonadotrofinas. Estas são de grande importância prática na reprodução induzida em peixes desempenhando papel fundamental no desenvolvimento gonadal (Mylonas et al., 2010).

A principal causa da baixa eficiência reprodutiva dos peixes em cativeiro está relacionada com o não desenvolvimento e maturação gonadal adequados, que são determinados pelas gonadotrofinas, hormônio folículo estimulante (FSH) e hormônio luteinizante (LH).

O GnRH é responsável pelo estímulo à hipófise para síntese e a liberação das gonadotrofinas (FSH e LH) enquanto a dopamina inibe. O FSH é responsável pela liberação de estradiol pelo ovário, crescimento gonadal, gametogênese e entrada de vitelogenina no ovócito, enquanto o LH é importante para a maturação final dos gametas e sua posterior liberação. Os esteroides sexuais e outros fatores gonadais exercem um controle de feedback positivo e negativo no hipotálamo, hipófise, e nas próprias gônadas (Sallum, 1999).

Este capítulo tem como objetivo principal discutir as diferentes técnicas de avaliação dos parâmetros reprodutivos em

fêmeas e machos de peixes nativos, bem como sua importância para o melhor desempenho dos reprodutores.

INDUÇÃO HORMONAL

Os primeiros trabalhos de indução a desova de peixes reofílicos foram desenvolvidos paralelamente na Argentina (Houssay, 1930) e no Brasil (Ihering, 1935). A indução é realizada a partir do uso de extrato bruto de hipófise de carpa (EBHC) (Streit Jr. et al., 2003). Porém, o pouco conhecimento a respeito da maturação e desenvolvimento gonadal, do tipo de desova e período reprodutivo e das substâncias que podem ser utilizadas como indutores, têm limitado a eficiência reprodutiva das matrizes.

Em fêmeas, o EBHC normalmente é aplicado em duas doses: uma dose menor, preparatória, para maturação total, e uma dose final para ovulação e liberação dos ovócitos, sendo que a primeira dose tende a ser 10% da segunda. No macho é feita apenas uma aplicação. As doses de hipófise, bem como o tempo de espera entre a primeira e a segunda aplicação, na fêmea, podem variar dependendo do grau de maturidade gonadal que se encontram os reprodutores e também da temperatura da água.

Porém, o EBHC é proveniente de *Cyprinus carpio*, as quais geralmente são importadas, possuindo elevado custo e possibilidade de introdução de doenças quando adquiridas de empresas não registradas. Assim, novas opções de hormônios sintéticos têm sido estudadas. Os indutores hipotalâmicos estão associados à liberação de GnRH e geralmente relacionados com a manipulação do ambiente. Controle de fotoperíodo e temperatura da água podem estimular a maturação gonadal. Miranda et al. (2009) avaliou o efeito do fotoperíodo sobre a reprodução de *Odontesthes bonariensis* e percebeu que houve um aumento do índice gonadossomático e aumento da expressão de gonadotrofinas na hipófise e GnRH no hipotálamo, culminando com maior concentração de esteroides na circulação sérica e folículos vitelogênicos nos ovários.

Os indutores da liberação de gonadotrofinas como os agonistas de GnRH, funcionam como dispositivos de liberação

hormonal contínuos para mimetização da liberação dos hormônios gonadotróficos durante o processo reprodutivo (Zohar & Mylonas, 2007). Um dos hormônios que podem ser utilizados é o Ovaprim®, um análogo de GnRH de salmão associado a Domperidona, já utilizado em *P. mesopotamicus* (Lima et al., 1988). Análogos de LHRH também já foram utilizados para *Pseudoplatistoma fasciatum* (Perez et al., 2001). Os resultados, porém ainda são controversos, pois existe uma variação muito grande na resposta destes peixes.

Esta variação pode ser explicada pela quantidade de formas existentes de moléculas de GnRH identificadas em vários vertebrados e espécies protocordadas (Millar et al., 2004). As formas mais presentes nos peixes incluem o GnRH-II (galinha) e GnRH (salmão) (Klausen et al., 2008). A importância de especificação do tipo de GnRH utilizado para estudo está no tipo de resposta celular estimulada pelo hormônio em questão. Estudos comprovam que diferentes formas moleculares de GnRH, podem induzir ativação de diferentes sinalizações moleculares, e conseqüentemente, causar variação na resposta celular estimulada (Caunt et al., 2006; Klausen et al., 2008).

Estudos recentes (Machado et al. 2012) mostraram a utilização de hormônios alternativos, desenvolvidos para outras espécies animais em peixes nativos. Fêmeas de *Mylossoma duriventre*, aptas a indução hormonal, foram induzidas com Foltropim®, Lutropim® e EBHC observando-se efeito aparente do Lutropin® e do EBHC na desova.

PARÂMETROS REPRODUTIVOS EM FÊMEAS

Estudos que envolvem a determinação do desenvolvimento e da maturação sexual são fundamentais para a ciência da pesca e são pré-requisitos para a compreensão do ciclo de vida dos peixes (Sivakumaran et al., 2003). O método mais adequado para a determinação do ciclo reprodutivo em fêmeas é a observação de modificações sazonais no desenvolvimento das gônadas (Karlou Riga & Economidis, 1996).

Várias técnicas vêm sendo empregadas para solucionar problemas que ocorrem em grande parte dos trabalhos com reprodução de peixes. Alguns destes problemas são primeiramente a dificuldade de identificação do dimorfismo sexual na maioria dos peixes nativos e a capacidade de determinar a qualidade dos ovócitos bem como as características que influenciam sua capacidade de obter sucesso na fertilização.

Segundo Okuzawa (2002), nos peixes, como em outros vertebrados, os mecanismos intrínsecos à puberdade, especialmente o seu início, não são compreendidos inteiramente. Esses mecanismos provavelmente são diferentes entre as espécies de teleósteos, os quais constituem o maior táxon entre os vertebrados.

Diversos métodos têm sido descritos para determinar o estágio de maturação de desenvolvimento gonadal em peixes. Em algumas espécies as gônadas podem ser visualizadas com auxílio de endoscópio, entretanto este método, embora eficiente na inspeção de estádios avançados de vitelogênese apresenta-se problemático em estádios menos avançados no qual apenas gordura é coletada e repetidas coletas de amostras são necessárias. O otoscópio e os endoscópios já foram utilizados com sucesso para determinar o sexo e a maturidade dos peixes, incluindo o esturjão *Scaphirhynchus platyrhynchus* (Kynard & Kieffer, 2002; Wildhaber et al., 2005), o esturjão do golfo do México *Acipenser oxyrinchus* (Hernandez-Divers et al., 2004) e bagre-do-canal *Ictalurus punctatus* (Lima et al. 2011). Dentre os poucos relatos da utilização da endoscopia em espécies nativas, podemos citar Andrade et al. (2012), que verificaram que além de ser eficaz para a identificação do sexo de curimba, a técnica pode ser utilizada para a determinação do estágio de maturação gonadal da espécie.

Outros métodos como ultrassonografia e o uso de cânulas já foram testadas em várias espécies como piabanha *Brycon insignis* (Andrade-Talmelli et al., 2002) e dourado (Dumont-Neto et al., 1997).

A utilização da análise da distribuição da frequência percentual dos diâmetros dos ovócitos intraovarianos como

indicador do grau de desenvolvimento gonadal das fêmeas foi utilizada pela primeira vez por Fenerich-Verani et al. (1984) com curimatá *P. scrofa*. Esses autores observaram que o sucesso da fertilização ocorria somente em fêmeas com ovócitos de diâmetros superiores a 735,55 μm , com distribuição unimodal e simétrica, e que, as fêmeas que apresentavam ovócitos maiores, porém com distribuição polimodal, não respondiam aos tratamentos hormonais.

Outra metodologia utilizada como indicador do grau de desenvolvimento gonadal para a seleção de fêmeas aptas a reprodução e da qualidade da desova é a análise da posição do núcleo nos ovócitos. Ovócitos em final de maturação apresentam o núcleo situado na periferia da célula, contrariamente ao que ocorre em ovócitos imaturos ou em maturação, em que a posição do núcleo é central. Alguns trabalhos já foram realizados em diferentes espécies como Narahara et al. (2002) trabalhando com pirapitingado-Sul (*Brycon opalinus*).

Na avaliação da desova outros parâmetros também podem ser avaliados, dentre estes podemos citar o índice de desova (ID = peso da ova \times 100/peso corporal da fêmea) que indica o rendimento da desova em relação ao peso corporal do indivíduo, o número relativo de ovócitos não-hidratados por mL que é determinado através da contagem de três amostras de 0,1 mL de ovócitos e o índice gonadossomático (peso da desova + peso dos ovários esgotados \times 100/peso corporal) que expressa a porcentagem que as gônadas representam do peso total dos indivíduos, variando principalmente em função da espécie, do tipo de desova, da época do ano e das condições ambientais e de manejo.

Silva et al. (2009) verificaram que a qualidade dos parâmetros reprodutivos das fêmeas está relacionada a época reprodutiva da espécie, que no caso da curimba *P. lineatus* ocorreu no mês de dezembro no período estudado, onde foi avaliado o peso de desova e taxa de fertilização. De acordo com Felizardo et al. (2011) os índices gonadossomáticos e hepatossomáticos podem ser utilizados como indicadores do período reprodutivo de *Leporinus obtusidens*.

Felizardo et al. (2012), avaliaram além dos parâmetros já citados acima, a frequência absoluta, frequência absoluta relativa ao peso e frequência absoluta relativa ao comprimento de lambari *Astyanax bimaculatus*. A fecundidade absoluta é o número de ovócitos total produzidos por peixe, a fecundidade absoluta relativa para peso é o número de ovócitos por grama do exemplar e a fecundidade absoluta relativa para comprimento é o número de ovócitos por centímetro do animal (Tabela 1).

Tabela 1. Valores médios (\pm desvio padrão) das variáveis analisadas dos exemplares de *Astyanax bimaculatus* (N = 11), submetidos à indução hormonal no período de metade de luz (ML) e metade de escuro (ME). FARP frequência absoluta relativa ao peso, FARC frequência absoluta relativa ao comprimento.

PARÂMETROS	EXTRATO DE HIPÓFISE (EBHC)		GONADORELINA (GnRH)	
	ML	ME	ML	ME
Frequência absoluta	7443 \pm 6501a	5241 \pm 4660a	5290 \pm 1769a	4119 \pm 1170a
FARP (No. ovócitos/g de fêmea)	805 \pm 448a	580 \pm 396b	700 \pm 214a	529 \pm 105b
FARC (N. ovócitos/cm de fêmea)	818 \pm 625a	594 \pm 484a	636 \pm 201a	486 \pm 119a
Diâmetro (μ m)	1066,5 \pm 142,2	1135,4 \pm 49,1a	989,2 \pm 78,6	932,7 \pm 98,8b
Índice gonadossomático (%)	18 \pm 7,9a	14,0 \pm 9,3a	14,2 \pm 3,3a	10,6 \pm 2,4a
Índice hepatossomático (%)	1,0 \pm 0,6a	1,2 \pm 1a	1,9 \pm 1,6a	1,3 \pm 0,9a
Vesícula geminativa periférica (%)	95 \pm 6a	86 \pm 26	79 \pm 21b	93 \pm 8

* Letras minúsculas diferentes na linha indicam diferença ($p > 0,05$) pelo teste de Tukey. Fonte: Felizardo et al. (2012).

Os parâmetros de avaliação de desova citados são importantes para verificar a qualidade da mesma, porém esta certificação só se dará mediante estimativa da taxa de fertilização. Paulino et al. (2011), avaliaram a aplicação de um hormônio sintético (extrato de busserelina) em três diferentes espécies de peixes nativos: piracanjuba, curimba e pacu e observaram que o hormônio foi capaz de induzir a desova, porém somente verificou taxa de

fertilização para a curimba. Dessa forma, vale ressaltar a necessidade de verificar a taxa de fertilização para definir a qualidade da desova.

PARÂMETROS REPRODUTIVOS EM MACHOS

Análise seminal

O conhecimento das características seminais é fundamental na rotina de reprodução artificial, pois permite a utilização do uso racional de gametas, bem como do número de reprodutores (Bombardelli et al., 2006). Através de várias pesquisas realizadas ao longo dos anos, o conhecimento da fisiologia da reprodução associado aos estudos de biologia de peixes permitiu a determinação de procedimentos de manejo que possibilitam a maturação gonadal dos peixes em cativeiro, bem como a indução dos processos de maturação final dos gametas e a subsequente fertilização (Zaniboni Filho & Weingartner, 2007).

Com relação a fertilização, Streit et al. (2008) sugerem que os espermatozoides devem ser eficientes na fertilização de ovócitos, porém, isso pode não ocorrer, devido à qualidade espermática ser influenciada por diversos fatores como: tamanho do indivíduo, idade dos reprodutores, realização de sucessivas coletas seminais, época do ano, indução hormonal e a variabilidade na composição iônica do plasma seminal (Paulino et al., 2012).

As características seminais são muito variadas entre as espécies de peixes e a sua avaliação é de grande importância para o estabelecimento da fertilização artificial. Como sabemos a motilidade espermática não deve ser tomada como único indicativo da qualidade seminal, sendo que outras características portanto, devem ser consideradas na caracterização da qualidade espermática. Dentre elas, podemos destacar as características como volume, motilidade, vigor e concentração e as características morfológicas dos espermatozóides (Routray et al., 2007).

É importante o conhecimento desses valores para que se possa avaliar a qualidade do sêmen coletado e, com isso, otimizar sua utilização no processo de fertilização artificial (Viveiros, 2005).

Dessa forma, esses parâmetros devem fazer parte da rotina das pisciculturas que realizam a indução hormonal, e por isso têm sido determinados em grande parte das espécies reofílicas.

Volume de sêmen

O volume do sêmen é um parâmetro muito variável entre as diversas espécies e até mesmo na mesma espécie, por ser influenciado pela estação do ano, clima, período de repouso sexual e método de coleta. Algumas espécies como piracanjuba podem liberar um volume relativamente grande de sêmen (>10 mL), quando comparados ao *L. macrocephalus* e *Zungaro jahu*. Em trabalho realizado por Andrade et al. (2012) com curimba, foi observado uma média de volume de sêmen de $1,2 \pm 0,4$ mL. Outro trabalho realizado por Carvalho et al. (2014), com a mesma espécie também obteve dados próximos a esse sendo muito semelhantes aos encontrados em outros estudos como de Felizardo et al. (2010a) e Viveiros et al. (2009) que obtiveram sêmen volume de 2,1 e 2,4 mL, respectivamente.

Sabe-se que os tratamentos hormonais podem afetar o volume seminal e na maioria das espécies de peixes que recebem o tratamento hormonal, é observado um aumento significativo no volume seminal (Viveiros & Godinho, 2009). Porém, o volume não tem um valor intrínseco biológico e sim pela quantidade de células fecundantes que possa conter.

Em um trabalho realizado por Moon et al. (2003) utilizando implantes de GnRH durante a estação de reprodução foi observado que os tratamentos afetaram o volume de sêmen liberado e sua fluidez, e este fato conseqüentemente levou a uma redução da concentração de espermatozoides. Segundo Bombardelli et al. (2006), este aumento da fluidez do sêmen pode apresentar-se como um fator positivo, pois a elevada viscosidades do sêmen que é muito observado em animais de cativeiro, dificulta a homogeneização do sêmen com as soluções ativadoras apresentando-se como um problema na reprodução induzida.

Em relação a época de coleta de sêmen, estudos com curimba verificaram que essa variável não influenciou significativamente o volume seminal obtido dessa espécie. No entanto, verificou-se aumento na concentração espermática ao final do período reprodutivo (Silva et al., 2009).

Concentração espermática

A concentração espermática é também um indicador que deve ser considerado para avaliar a qualidade do sêmen. No entanto, apesar de ser tradicionalmente usada, a concentração de espermatozoides não é tão sensível e específica, uma vez que mostra grande variabilidade entre as espécies. Por exemplo, Butts et al. (2011) observaram uma correlação negativa entre a concentração de espermatozoides e a criopreservação de espermatozoides em *Gadus morhua*, provavelmente relacionada à variação na composição do espermatozoide e plasma seminal entre os animais avaliados.

A concentração ou densidade espermática expressa a quantidade de espermatozoides por ml de sêmen, podendo ser determinado através de contagem em câmaras volumétricas, mediante diluição do sêmen em formolcitrato (Felizardo et al., 2010b). Valores de concentração podem variar de acordo com o peso e idade do peixe, época do ano (Silva et al., 2009), frequência de coleta e volume do ejaculado.

O número de espermatozoide/mL é altamente variável entre as espécies brasileiras. É verificado aumento na concentração espermática de peixes induzidos hormonalmente quando comparados àqueles que não receberam a indução (Viveiros & Godinho, 2009). A concentração espermática pode variar de $7,3 \times 10^9$ em *B. orbignyanus* (Felizardo et al., 2010b) à 125×10^9 espermatozoides/mL em *R. quelen* (Borges et al., 2005).

Em estudos realizados por Andrade et al. (2012) com *P. lineatus*, observou-se concentração espermática média dos reprodutores de $75,81 \times 10^9 \pm 35,59 \times 10^9$ espermatozoides/mL. Os valores de referência para essa espécie variaram entre $16,8 \times 10^9$ e $23,4 \times 10^9$ (Viveiros et al., 2009; Felizardo et al., 2010a). O aumento da

concentração espermática média em uma espécie pode ser influenciado pela época de indução hormonal, diferenciando no início e no final da época reprodutiva. De acordo com Silva et al. (2009), a concentração espermática está correlacionada positivamente com o período que ocorre a indução hormonal, sendo maior no fim do período reprodutivo.

Outro exemplo são os estudos conduzidos por Carvalho et al. (2014), os quais mostram que a concentração espermática encontrada para *P. lineatus* e *P. mesopotamicus*, foi menor do que o observado por outros autores tais como, Felizardo et al. (2010a) e Viveiros & Godinho (2009). Os autores justificam que essa variação é esperada, pois a concentração de espermatozoides pode ser afetada por vários fatores, tais como fase reprodutiva e tipo de hormônio utilizado. De acordo com Silva et al. (2009), o tipo de hormônio utilizado na indução pode afetar a concentração espermática, uma vez que a aplicação do hormônio irá atuar na alteração do plasma seminal e pode desse modo diluir o sêmen que irá apresentar maior volume (Murgas et al., 2011).

Em geral, uma baixa concentração espermática é seguida por um aumento no volume seminal em peixes induzidos hormonalmente. Porém, esse fato não foi observado em espécies tais como *B. orbignyanus*, *P. mesopotamicus* e *P. brachypomus* (Viveiros & Godinho, 2009).

Taxa e duração da motilidade espermática

A motilidade espermática é um dos principais parâmetros a serem considerados na análise da qualidade do sêmen de peixes. Para tanto, deve-se levar em conta que ela é influenciada por inúmeros fatores como temperatura, estado nutricional, estado sanitário, condições de análise, soluções ativadoras empregadas e espécie estudada, sendo que um dos principais moderadores da motilidade espermática é o progresso da época reprodutiva em que os machos de piracema se encontram.

A osmolaridade isotônica ao plasma seminal suprime a motilidade espermática em teleósteos marinhos e de água doce.

Quando o sêmen é exposto à hipertonicidade da água salgada ou hipotonicidade da água doce, respectivamente, induz à iniciação da motilidade espermática (Takai & Morisawa, 1995).

A importância da duração da motilidade dos espermatozoides é o tempo necessário para que o esperma penetre na micrópila do ovócito para que ocorra a fertilização. Na maioria dos teleósteos, o tempo de abertura da micrópila é de cerca de 60 segundos (Andrade & Yasui, 2003).

A diminuição da capacidade de movimentos dos espermatozoides é originada, em parte, pela diminuição do estoque de energia ocorrida durante o período de motilidade. A duração da motilidade espermática em peixes de água doce é muito curta e muito variada entre as espécies: 30-40 segundos a 20°C em carpa (Billard et al., 1995) e 486 segundos a 26°C em pacu (Maria et al., 2004).

Em estudos realizados por Andrade et al. (2012) com *P. lineatus*, a taxa e duração da motilidade foi de 100% e 139 ± 102 segundos, sendo superior quando comparada com os valores descritos por Murgas et al. (2007) e Carvalho et al. (2014), que relataram de 24 a 88 segundos e 62,3 ± 8,7, respectivamente. Para *P. mesopotamicus*, foi obtida taxa de motilidade de 86,3 ± 15,1% e duração de 45,5 ± 10,3 segundos (Carvalho et al., 2014), sendo possível observar uma variação entre as espécies.

Kopeika & Kopeika (2008) citam que a análise da motilidade espermática reflete variações genética e ambiental, o que pode justificar as diferenças observadas entre os estudos. Embora não haja nenhum valor mínimo para os parâmetros de motilidade espermática em peixe que seja capaz de garantir a eficácia deste sêmen, os valores obtidos na maioria dos trabalhos são utilizados como um parâmetro e considerados como uma garantia para a qualidade do sêmen.

De acordo Murgas et al. (2011), a redução na duração da motilidade dos espermatozoides, em parte acontece pela queda no estoque de energia, que ocorre durante o período de mobilidade. Sendo a duração da motilidade espermática em peixes de água doce

muito curta, variando entre as espécies e os animais devido a fatores como o estado nutricional e estado de saúde.

Morfologia espermática

Os espermatozoides de peixes são morfologicamente divididos em cabeça, peça intermediária e cauda (Coward et al., 2002). Na maioria dos grupos de peixes, o acrossoma é uma estrutura ausente, sendo compensada pela presença da micrópila no ovócito, onde ocorre a entrada do espermatozoide (Ganeco & Nakaghi, 2003).

Em espermatozoides de mamíferos, anormalidades secundárias, tais como uma cauda quebrada e isolada ou cabeça isolada são relacionadas com a preparação de esfregaço, enquanto que alterações primárias estão relacionadas com falhas durante a espermatogênese (Hafez & Hafez, 2000). Em peixes, as alterações morfológicas nos espermatozoides podem ocorrer após o aumento ou a diminuição da osmolaridade do meio que os circunda. Miliorini et. al. (2011) propuseram pela primeira vez uma classificação de alterações morfológicas para peixes nativos usando curimba como modelo. Essa classificação proposta inclui as alterações primárias e secundárias de acordo com o tipo de anormalidade na cabeça, na peça intermediária e na cauda dos espermatozoides.

A avaliação morfológica dos espermatozoides de peixes pode auxiliar na caracterização de amostras seminais, fazendo inferência sobre seu potencial fertilizante ou de amostras congeladas de sêmen e explicando insucessos de reprodutores tidos como aptos após análises convencionais de motilidade espermática (Miliorini, 2006).

Assim, como nas outras variáveis que são analisadas, a morfologia espermática varia de espécie para espécie. Em estudos realizados por Andrade et al. (2012), com *P. lineatus*, a morfologia espermática apresentou média de $19,25 \pm 6,11\%$ para anormalidades maiores, $7,62 \pm 1,4\%$ para anormalidades menores e $26,87 \pm 5,79\%$ para anormalidades totais. Em outros estudos também realizados por Andrade et al. (2014), com essa mesma espécie, o percentual médio de anormalidades totais observada foi 28%, sendo maior do

que o relatado por Kavamoto et al. (1999) e Moraes et al. (2004), que encontraram uma ocorrência de 7,2% e 9,5%, respectivamente.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

A avaliação dos parâmetros reprodutivos em peixes oferece uma ferramenta importante na identificação do rendimento reprodutivo em um plantel de reprodutores. As técnicas que envolvem a determinação do desempenho reprodutivo tanto nas fêmeas como nos machos devem seguir protocolos específicos de acordo com o sexo do peixe. Nas fêmeas a avaliação da qualidade dos ovócitos é a principal forma de verificar o rendimento da desova. O sucesso na fertilização depende da qualidade ovocitária que está relacionada ao tipo de hormônio utilizado na indução e à época de desova. Nos machos, a avaliação das características seminais incluindo a taxa de motilidade espermática, a concentração e a morfologia dos espermatozoides gera informações sobre a capacidade fecundante do esperma produzido. Desta forma, a avaliação ovocitária e espermática em peixes se torna uma ferramenta indispensável para verificação do desempenho reprodutivo na criação intensiva de peixes.

REFERÊNCIAS

- ANDRADE, D.R.; YASUI, G.S.O. Manejo da reprodução natural e artificial e sua importância na produção de peixes no Brasil. *Revista Brasileira de Reprodução Animal*, 27:166-172, 2003.
- ANDRADE, E.S.; FERREIRA, M.R.; PAULA, D.A.J.; MURGAS, L.D.S.; FELIZARDO, V.O.; VERAS, G.C. Qualidade de gametas com a técnica de endoscopia em curimba (*Prochilodus lineatus*). *Archives of Veterinary Science*, 17:37-43, 2012.
- ANDRADE, E.S.; PAULA, D.A. J., FELIZARDO, V.O.; MURGAS, L.D.S.; VERAS, G. C.; ROSA, P. V. Milt cryopreservation for rheophilic fish threatened by extinction in the Rio grande, Brazil. *CryoLetters*, 35:8-14, 2014.
- ANDRADE-TALMELLI, E.F.; KAVAMOTO, E.T.; NARAHARA, M. Y.; FENERICH-VERANI, N. Reprodução Induzida da piabanha, *Brycon insignis* (Steindachner, 1876) Characiformes, Bryconinae), mantida em cativeiro. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 31:803-811, 2002.
- BILLARD, R.; COSSON, J.; PERCHEC, J.; LINHART, O. Biology of sperm and artificial reproduction in carp. *Aquaculture*, 129: 95-112, 1995.

BOMBARDELLI, R.A.; SYPERRECK, M.A.; SANCHES, E. A. Hormônio liberador de gonadotrofinas em peixes: aspectos básicos e suas aplicações. Arquivos de Ciências Veterinárias e Zoologia da UNIPAR, 9:59-65, 2006.

BORGES, A.; SIQUEIRA, D.R.; JURINITZ, D.F.; ZANINI, R.; AMARAL, F.; GRILLO, M.L. OBERST, E.R.; WASSERMANN, G.F. Biochemical composition of seminal plasma and annual variations in semen characteristics of jundiá *Rhamdia quelen* (Quoy and Gaimard, Pimelodidae). Fish Physiology Biochemistry, 31:45-53, 2005.

BUCKUP, P.A.; MENEZES, N.A.; GHAZZI, M.S. Catálogo das Espécies de Peixes de Água Doce do Brasil. Rio de Janeiro, Museu Nacional, 2007.

BUTTS, I.A.; BABIAK I.; CIERESZKO, A.; LITVAK M.K.; SLOWINSKA, M.; SOLER, C.; TRIPPEL, E.A. Semen characteristics and their ability to predict sperm cryopreservation potential of Atlantic cod, *Gadus morhua* L. Theriogenology, 75: 1290-1300, 2011.

CARVALHO, A.F.S.; MACHADO, M.R.F.; ANDRADE, E.S.; MURGAS, L.D.S.; ZANGERONIMO, M. G.; BARROS, T.C.; PAULA, F.G. Effect of caffeine added to the activating solution on sperm motility of fresh and thawed semen of pacu, *Piaractus mesopotamicus*, and curimba, *Prochilodus lineatus*. Journal of the World Aquaculture Society, 45:75-81, 2014.

CAUNT, C. J.; FINCH, A.R.; SEDGLEY, K. R.; OAKLEY, L.; LUTTRELL, L.M.; MCARDLE, C.A. Arrestin-mediated ERK activation by gonadotropin-releasing hormone receptors: receptor-specific activation mechanisms and compartmentalization. Journal Biological Chemistry, 281:2701-2710, 2006.

COWARD, K.; BROMAGE, N.R.; HIBBITT, O.; PARRINGTON, J. Gamete physiology, fertilization and egg activation in teleost fish. Reviews in Fish Biology and Fisheries, 12:33-58, 2002.

DUMONT-NETO, R.; PELLI, A.; FREITAS, R.O.; COSTA, C. L.; BARBOSA, N.D.C. Reprodução induzida do dourado (*Salminus maxillosus*, Valenciennes, 1849) na Estação de Pesquisa e Desenvolvimento Ambiental de Volta-Grande CEMIG/EPDA/V.G. Revista Unimar, 19:439-445, 1997.

FELIZARDO, V.O.; MELLO, R.A.; MURGAS, L.D.S.; ANDRADE, E.S.; DRUMOND, M.M.; ROSA, P.V. Effect of cryopreservant combinations on the motility and morphology of curimba (*Prochilodus lineatus*) sperm. Animal Reproduction Science, 122:259-263, 2010a.

FELIZARDO, V. O.; MURGAS, L. D. S.; ANDRADE, E. S.; LÓPEZ, P. A.; FREITAS, R. T. F.; FERREIRA, M. R. Effect of timing of hormonal induction on reproductive activity in lambari (*Astyanax bimaculatus*). Theriogenology 77:1570-1574, 2012.

FELIZARDO, V.O.; MURGAS, L.D.S.; DRUMOND, M.M.; SILVA, J.A. Dose inseminante utilizada na fertilização artificial de ovócitos de piracanjuba (*Brycon orbignyanus*). Revista Ceres, 57:648-652, 2010b.

FELIZARDO, V.O.; MURGAS, L.D.S.; WINKALER, E.U.; PEREIRA, G.J.M.; DRUMOND, M.M.; ANDRADE, E.S. Fator de condição relacionado a aspectos reprodutivos da piapara (*Leporinus obtusidens*) (Characiformes: Anostomidae)

coletadas a jusante da Usina Hidrelétrica do Funil, Minas Gerais, Brasil. *Ciência Animal Brasileira*, 12:471-477, 2011.

FENERICH-VERANI, N.; GODINHO, H.M.; NARAHARA, M.Y. The size composition of the eggs of curimbata, *Prochilodus scrofa* Steindachner, 1881, induced to spawn with human chorionic gonadotropin (HCG). *Aquaculture*, 42:37-41, 1984.

GANECO, L.N.; NAKAGHI, L.S.O. Morfologia da micrópila e da superfície de ovócitos de piracanjuba, *Brycon orbignyianus* (Osteichthyes, Characidae), sob microscopia eletrônica de varredura. *Acta Scientiarum Biological Sciences*, 25:227-231, 2003.

HAFEZ, E.S.E; HAFEZ, B. *Reproduction in Farm Animals*. 7th ed., Lippincott Williams and Wilkins, Philadelphia, 2000.

HERMAN, H. A.; MITCHELL, J.R.; DOAK, G.A. *The artificial insemination and embryo transfer of dairy and beef cattle*. Illinois: Interstate, 1994.

HERNANDEZ-DIVERS, S. J.; BAKAL, R. S.; HICKSON, B. H.; RAWLINGS, C. A.; WILSON, H.G.; RADLINSKY, M.; HERNANDEZ-DIVERS, S.M.; DOVER, S.R. Endoscopic sex determinations and gonadal manipulation in gulf of Mexico sturgeon (*Acipenser oxyrinchus desotoi*). *Journal of Zoology*, 35:459-470, 2004.

HOUSSAY, B. A. Acción sexual de la hipófisis en los peces y reptiles. *Revista de la Sociedad Argentina de Biología*, 6:686-688, 1930.

IHERING, R.V. Die wirkung von hypophysehijektion auf den laichakt von fischen. *Zoologischer Anzeiger*, 111:273-279, 1935.

ISEKI, K.K.; NEGRÃO, J.A. Controle neuroendócrino da reprodução de peixes teleósteos. *Revista de Ciências Veterinárias*, 1:11-22, 2003.

KARLOU-RIGA, C.; ECONOMIDIS, P.S. Ovarian atretic rates and sexual maturity of horse mackerel, *Trachurus trachurus* (L.), in the Saronikos Gulf (Greece). *Fishery Bulletin*, 94:66-76, 1996.

KAVAMOTO, E.T.; BARNABE, V.H.; CAMPOS, B.; TALMELLI, E.F. Anormalidades morfológicas nos espermatozoides de curimbatá, *Prochilodus lineatus* (Steindachner, 1881) (Osteichthyes, Characiformes, Prochilodontidae). *Boletim do Instituto de Pesca*, 25:61-66, 1999.

KLAUSEN, C.; BOOTH, M.; HABIBI, H.R.; CHANG, J.P. Extracellular signal-regulated kinase mediates gonadotropin subunit gene expression and LH release responses to endogenous gonadotropin-releasing hormones in goldfish. *General and Comparative Endocrinology*, 158:36-46, 2008.

KOPEIKA, E.; KOPEIKA, J. Variability of sperm quality after cryopreservation in fish. In: ALAVI, S.N.H.; COSSON, J.J.; COWARD, K.; RAFIEE G. (Ed). *Fish Spermatology*. Alpha Science International, Oxford, UK, p. 347-397, 2008.

KYNARD, B.; KIEFFER, M. Use of borescope to determine the sex and egg maturity stage of sturgeons and the effect of borescope use on reproductive structures. *Journal of Applied Ichthyology*, 18:505-508, 2002.

LIMA, F. S. M.; MURGAS, L.D.S.; FELIZARDO, V.O.; COSTA, A.C.; MATTOS, B. O.; PAULA, D.A. J. Determinação do sexo em catfish de canal (*Ictalurus punctatus*) utilizando endoscopia. *Revista Ceres*, 58:284-287, 2011.

LIMA, J.A.F.; CAROSFELD, J.; RAMOS, S.M.; ALCANTARA, R.C.G.; RAMOS, R. O. Uso de "Ovaprin" [Combinação de um antagonista da dopamina (domperidona) mais um análogo do hormônio liberador de gonadotropina de salmão (sGnRH-A na indução de desova do pacu (*Piaractus mesopotamicus*) criado em cativeiro]. Boletim Técnico CEPTA, 1:1-9, 1988.

MACHADO, M.R.F.; CARVALHO, A.F.S.; ANDRADE, E.S.; PAULA, F.G.P.; BARROS, T.C.; MURGAS, L.S.D. Hormonal induction of reproduction of *Mylossoma duriventre* with follicle stimulate hormone luteinizing hormone and pituitary carp extract. In: IV International Symposium on Animal Biology of Reproduction (ISABR 2012), Campinas-SP. CD. Anais... IV International Symposium on Animal Biology of Reproduction, 2012.

MARIA, A.N.; MURGAS, L.D.S.; SILVA, M.O.B.; MILIORINI, A.B.; FRANCISCATTO, R.T.; LOGATO, P.V.R. Influência da adição de iodeto de potássio e citrato de sódio na qualidade do sêmen de pacu (*Piaractus mesopotamicus* – Holmberg, 1887). Ciência e Agrotecnologia, 28:191-194, 2004.

MILIORINI, A. B. Ativadores e concentrações de metanol e dimetilsulfóxido na qualidade do sêmen criopreservado de curimba (*Prochilodus lineatus*). Dissertação de mestrado, Universidade Federal de Lavras, MG, Brasil, 2006.

MILIORINI, A.B.; MURGAS, L.D. S.; ROSA, P.V.; OBERLENDER, G.; PEREIRA, G. J.M.; COSTA, D.V.A morphological classification proposal for curimba (*Prochilodus lineatus*) sperm damages after cryopreservation. Aquaculture Research, 42: 177-187, 2011.

MILLAR, R.P.; LU, Z.L.; PAWSON, A.J.; FLANAGAN, C.A.; MORGAN, K.; MAUDSLEY, S.R. Gonadotropin-releasing hormone receptors. Endocrine Reviews 25: 235-75, 2004.

MIRANDA, L.A.; STRÜSSMANN, C.A.; SOMOZA, G.M. Effects of light and temperature conditions on the expression of GnRH and GtH genes and levels of plasma steroids in *Odontesthes bonariensis* females. Fish Physiology and Biochemistry, 35:101-108, 2009.

MYLONAS, C.C.; FOSTIER, A.; ZANUY, S. Broodstock management and hormonal manipulations of fish reproduction. General and Comparative Endocrinology, 165:516-534, 2010.

MOON, S.H.; LIM, H. K.; KWON, J.Y.; LEE, J. K.; CHANG, Y. J. Increased plasma 17- hydroxyprogesterone and milt production in response to gonadotropin-releasing hormone agonist in captive male starry flounder, *Platichthys stellatus*. Aquaculture 218: 703-716,2003.

MORAES, G.V.; STREIT JR., D.P.; RIBEIRO, R.P.; SAKAGUTI, E.S.; SOUZA, E.D.; POVH, J.A. Ação de diferentes indutores reprodutivos hormonais no aparecimento de anormalidades morfológicas em espermatozoides de piavuçu (*Leporinus macrocephalus*), curimatá (*Prochilodus lineatus*) e carpa comum (*Cyprinus carpio*). Boletim do Instituto de Pesca, 30:109-116, 2004.

MURGAS, L.D.S.; FELIZARDO V.O.; FERREIRA, M.R.; ANDRADE, E.S.; VERAS, G. C. Importância da avaliação dos parâmetros reprodutivos em peixes nativos. *Revista Brasileira de Reprodução Animal*, 35:186-191, 2011.

MURGAS, L.D.S.; MILIORINI, A.B.; FREITAS, R.T.F.; PEREIRA, G.J.M. Criopreservação do sêmen de curimba (*Prochilodus lineatus*) mediante adição de diferentes diluidores, ativadores e crioprotetores. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 36:526-531, 2007.

NARAHARA, M.Y.; ANDRADE-TALMELLI, E.F.; KAVAMOTO, E.T.; GODINHO, H.M. Reprodução induzida da Pirapitinga-do-Sul, *Brycon opalinus* (Cuvier, 1819), mantida em condições de confinamento. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 31:1070-1075, 2002.

OKUZAWA, K. Puberty in teleosts. *Fish Physiology and Biochemistry*, 26:31-41, 2002.

PAULINO, M.S.; MILIRINI, A.B.; MURGAS, L.D.S.; LIMA F. S. M.; FELIZARDO, V. O. Desempenho reprodutivo do pacu, piracanjuba e curimba induzidos com extrato de busserelina. *Boletim do Instituto de Pesca*, 37:39-45, 2011.

PAULINO, M.S. Congelamento de sêmen e ultraestrutura dos gametas de peixes nativos. Tese de doutorado, Universidade Federal de Lavras, MG, Brasil, 2012.

PÉREZ, P.P.P.; BOCANEGRA, F.A.; ORB, R.I. Reproducción inducida de la doncella *Pseudoplatystoma fasciatum* y desarrollo embrionario-larval. *Folia Amazónica*, 12: 141-154, 2001.

ROUTRAY, P.; VERMA, D.K.; SARKAR, S.K.; SARANGI, N. Recent advances in carp seed production and milt cryopreservation. *Fish Physiology and Biochemistry*, 33: 413-427, 2007.

SALLUM, W.B. Reprodução das principais espécies de peixes. Lavras: UFLA/FAEPE, 1999.

SILVA, J.M.A.; MURGAS, L.D.S.; FELIZARDO, V.O.; PEREIRA, G.J.M.; NAVARRO, R.D.; MELLO, R.A. Características seminais e índices reprodutivos de curimba (*Prochilodus lineatus*) em diferentes períodos reprodutivos. *Revista Brasileira de Saúde e Produção Animal*, 10:668-677, 2009.

SIVAKUMARAN, K.; BROWN, P.; STOESSEL, D.; GILES, A. Maturation and reproductive biology of female wild carp, *Cyprinus carpio*, in Victoria, Australia. *Environmental Biology of Fishes*, 68:321-332, 2003.

STREIT-JR, D.P.; MORAES, G.V.; RIBEIRO, R.P.; CAÇADOR, W.C.; SAKAGUTI, E. S.; POVH, J.A.; SOUZA, E.D. Estudo comparativo da indução hormonal da espermiacão em piavuçu (*Leporinus macrocephalus*) com extrato de hipófise de frango, coelho e carpa. *Acta Scientiarum Animal Sciences*, 25:261-266, 2003.

STREIT-JR, D. P.; SIROL, R.N.; RIBEIRO, R.P.; MORAES, G.V.; VARGAS, L.D.M.; WATANABE, A.L. Qualitative parameters of the piapara semen (*Leporinus elongatus* Valenciennes, 1850). *Brazilian Journal of Biology*, 68:373-377, 2008.

WILDHABER, M.L.; PAPOULIAS, D.M.; DELONAY, A.J.; TILLITT, D.E.; BRYAN, J. L.; ANNIS, M.L.; ALLERT, J.A. Gender identification of shovelnose sturgeon

using ultrasonic and endoscopic imagery and the application of the method to the pallid sturgeon. *Journal of Fish Biology*, 67:114-132, 2005.

TAKAI, H.; MORISAWA, M. Change in intracellular K⁺ concentration caused by external osmolality change regulates sperm motility of marine and freshwater teleosts. *Journal of Cell Science*, 108:1175-1181, 1995.

VENTURIERI, R.; BERNARDINO, G. Hormônios na reprodução artificial de peixes. *Panorama da Aquicultura*, 9:39-48, 1999.

VIVEIROS, A.T.M. Criopreservação de sêmen de peixes. In: XVI Congresso Brasileiro de Reprodução Animal, 2005, Goiânia. CD. Anais... XVI Congresso Brasileiro de Reprodução Animal, 2005.

VIVEIROS, A.T.M.; GODINHO, H.P. Sperm quality and cryopreservation of Brazilian freshwater fish species: a review. *Fish Physiology Biochemistry*, 35:137-150, 2009.

VIVEIROS, A.T.M.; ORFÃO, L.H.; MARIA, A.N.; ALLAMAN, I.B.A simple, inexpensive and successful freezing method for curimba *Prochilodus lineatus* (Characiformes) semen. *Animal Reproduction Science*, 112:293-300, 2009.

ZANIBONI FILHO, E.; WEINGARTNER, M. Técnicas de indução da reprodução de peixes migradores. *Revista Brasileira de Reprodução Animal*, 31:367-373, 2007.

ZOHAR, Y.; MYLONAS, C.C. Endocrine manipulations of spawning in cultured fish: from hormones to genes. *Aquaculture*, 197: 99-136, 2007.

CAPÍTULO 21

AVANÇOS NA REPRODUÇÃO E PRODUÇÃO DE JUVENIS DE TRAIRÃO (*Hoplias lacerdae*)

Ana Lucia Salaro¹
Daniel Abreu Vasconcelos Campelo
Marcelo Duarte Pontes
Jener Alexandre Sampaio Zuanon
Galileu Crovatto Veras
Valéria Rossetto Barriviera Furuya
Ronald Kennedy Luz

INTRODUÇÃO

O trairão, *Hoplias lacerdae*, é um peixe de água doce pertencente à família Erythrinidae, ordem Characiformes. Esta espécie está distribuída na bacia dos rios Ribeira de Iguape e Uruguai (Oyakawa et al., 2009).

O interesse por esta espécie está relacionado a qualidade de sua carne, a qual pode ser comparada com a de muitos peixes nobres. Os trairões se adaptam ao manuseio (Gomes et al., 2010), apresentam boa resistência às variações de temperatura e de oxigênio dissolvido na água (Ferreira et al., 1998), bem como baixo consumo de energia, devido ao comportamento sedentário. Desovam de forma natural, não necessitando de indução hormonal. Em condições de cativeiro, machos atingem a maturidade sexual em torno de 11 meses enquanto que as fêmeas, aos 24 meses de idade (Godinho & Ribeiro, 1981).

Os peixes do gênero *Hoplias* apresentam bom mercado, principalmente na região sudeste do Brasil, atingindo alto valor comercial. Do total de peixes desse gênero produzidos em 2011, a piscicultura contribui com 926,5 toneladas e a pesca extrativista com

Salaro et al. Avanços na reprodução e produção de juvenis de trairão (*Hoplias lacerdae*). In: Tavares-Dias, M. & Mariano, W.S. (Org.). Aquicultura no Brasil: novas perspectivas. São Carlos, Editora Pedro & João, 2015.

9.894 toneladas (MPA, 2012). Esses valores demonstram o excelente mercado desses peixes; porém, há necessidade de maiores investimentos na cadeia aquícola.

Embora o trairão (*Hoplias lacerdae*) apresente características favoráveis para criação em cativeiro, por possuir hábito alimentar carnívoro, existe o mito que o canibalismo possa dificultar sua criação. Entretanto, com a geração e aprimoramento das tecnologias empregadas no condicionamento alimentar de larvas e alevinos dos peixes carnívoros a aceitar dietas processadas, é possível a criação em escala comercial de trairões.

Neste capítulo serão abordados os principais avanços na reprodução e produção de juvenis de trairão (*H. lacerdae*).

REPRODUÇÃO DE TRAIRÃO

Os trairões desovam de forma parcelada de setembro a março (Rezende, 2007), dependendo das condições locais de temperatura e da nutrição dos reprodutores. Temperaturas entre 26 a 30 °C são favoráveis para a desova de trairões, enquanto que, em temperaturas inferiores a 20 ou acima de 34 °C as desovas praticamente não ocorrem (Goulart, 2011). O número de ovos produzidos varia de 15.000 a 25.000 ovos por fêmea sendo esta considerada de baixa produtividade quando comparada a de outras espécies também de desova parcelada (Loro, 2013).

Essa espécie não apresenta caracteres sexuais secundários, o que dificulta a sexagem de machos e fêmeas (Ribeiro & Gontijo, 1984). Entretanto, com a utilização da técnica de ultrassonografia é possível realizar a sexagem dos peixes (Goulart et al., 2013) e distribuir os casais nos viveiros de reprodução. Porém, como essa técnica ainda não está disponível para a maioria dos produtores recomenda-se alojar peixes adultos nos tanques de reprodução e realizar observações diárias para a identificação dos casais.

Uma prática realizada com sucesso no Setor de Piscicultura do Departamento de Biologia Animal da UFV é a alocação de peixes adultos em viveiros de terra de pequeno volume (10 x 20 x 0,80 m), para a melhor visualização da formação dos casais. Indica-se a

densidade de estocagem dos reprodutores de aproximadamente 32 indivíduos em um tanque de 200 m², ou seja, um reprodutor para cada 6,25 m². Para minimizar o gasto energético dos reprodutores na construção dos ninhos, os mesmos são construídos pelos funcionários, nas laterais dos tanques, o que facilita a coleta dos ovos. É recomendado o uso de aguapés sobre os ninhos, uma vez que, em seu habitat natural esses peixes ficam entre a vegetação. Assim, é possível a criação de um ambiente favorável para a desova natural dos peixes. É importante salientar que os aguapés devem ser cercados por uma estrutura flutuante (bambus ou mangueiras) evitando que os mesmos se propaguem e cubram toda a superfície do tanque.

Nos viveiros de reprodução, não é recomendado o uso de peixes forrageiros tais como lambaris e tilápias, uma vez que esses podem alimentar-se dos ovos e das larvas do trairão. No Setor de Piscicultura do Departamento de Biologia Animal, UFV os reprodutores, quando condicionados a aceitar dietas processadas são alimentados com rações extrusadas contendo 45% de proteína bruta. Entretanto, também é comum, o oferecimento de pedaços de peixes.

Na época da reprodução os viveiros devem ser monitorados diariamente, pelo menos três vezes ao dia (início da manhã, meio dia e ao entardecer) para verificar a ocorrência de desova. Para a verificação de desova, utiliza-se um pedaço de madeira, como um cabo de vassoura ou um pedaço de bambu, o qual é colocado próximo ao ninho. Quando ocorre a desova, o macho defende o ninho atacando o pedaço de madeira, portanto deve-se tomar muito cuidado durante esse procedimento. A coleta dos ovos é realizada por dois funcionários, sendo um responsável para afastar o reprodutor do ninho e outro para coletar os ovos. Quando o macho ataca o pedaço de madeira, é possível cercar o ninho com uma tela, para que possa ser realizada a coleta. Os ovos são grandes e aderentes, formando uma massa. Esta deve ser colocada em um balde com água do próprio tanque e levada imediatamente para o laboratório de incubação e larvicultura.

INCUBAÇÃO E LARVICULTURA DE TRAIRÃO

Para a incubação, os ovos devem ser separados cuidadosamente para favorecer a oxigenação dos mesmos e prevenir a incidência de fungos. Os ovos devem ser mantidos em aquários de polietileno ou isopor com volume de 40 a 150 L, dependendo da disponibilidade do produtor. Nos aquários de incubação, a coluna de água deve ser mantida entre 20 e 30 cm, com aeração e temperatura controlada entre 25 e 28°C. Recomenda-se que o processo de incubação seja realizado em locais cobertos.

A eclosão dos ovos ocorre em aproximadamente dois dias, dependendo da temperatura de água dos aquários de incubação. Em temperaturas em torno de 25°C, os ovos eclodem em cerca de 40 horas. Durante aproximadamente cinco dias, as larvas se nutrem das reservas vitelínicas. A limpeza dos aquários de incubação deve ser realizada diariamente, trocando-se cerca de 30% do volume total, para a retirada de cascas e ovos gorados, evitando assim a proliferação de fungos e a elevação nos níveis de amônia.

Após a absorção do vitelo, as larvas se encontram aptas para a alimentação exógena, e podem ser levadas para viveiros previamente adubados ou alimentadas no próprio laboratório. As larvas de trairão apresentam o sistema digestório desenvolvido com glândulas gástricas no estômago, estruturas importantes no processo digestivo, antes de iniciarem a alimentação exógena (Luz, 2004). Porém, as larvas não aceitam prontamente rações comerciais, sendo fundamental a alimentação das mesmas com alimento vivo nos primeiros dias de alimentação.

Os viveiros, para o recebimento das larvas, devem ser calados e adubados para correção do pH e a produção de zooplâncton (Rezende, 2007), para a alimentação dos peixes. Recomenda-se o povoamento dos viveiros na densidade de estocagem 60 a 70 larvas/m². Obedecendo a essas recomendações é possível obter juvenis em aproximadamente 45 dias de cultivo, com aproximadamente dois a três centímetros de comprimento, tamanho ideal para se iniciar o condicionamento alimentar. Nessas condições, obtêm-se taxas de sobrevivência entre 20 a 60%, dependendo de

vários fatores como temperatura da água, eficiência da adubação na produção do alimento natural, ocorrência de predadores, assim como da alimentação dos reprodutores.

Em laboratório pode-se adotar o sistema de circulação contínua de água ou sistema de recirculação de água (sistema fechado com uso de biofiltros). Ambos os sistemas funcionam bem para a larvicultura de trairão, sendo importante a manutenção da temperatura. Nesses sistemas é fundamental o uso de aeração artificial, através de um compressor de ar e pedras porosas, para manter os níveis de oxigênio dissolvido na água acima de 5 mg/L.

Na larvicultura em laboratório, as larvas são alimentadas com náuplios de *Artêmias* (Tabela 1), resultando em sobrevivência acima de 90% e obtenção de juvenis com comprimento superior a 2 cm após os primeiros 15 dias de alimentação (Luz & Portella, 2002; Luz, 2004). Pode-se utilizar densidades de estocagem de até 90 larvas/L e frequência alimentar de duas vezes ao dia, sem ter efeitos negativos na sobrevivência e desempenho dos animais (Luz & Portella, 2005a; Luz & Portella, 2005b).

Tabela 1. Quantidade de alimento (náuplios de *Artemia*) a ser fornecida às larvas de *Hoplias lacerdae* durante os primeiros 15 dias de alimentação exógena (Luz, 2004)

Dias alimentação após iniciar a larvicultura	Quantidade diária de alimento (náuplios de <i>Artemia</i> /larvas)
1º ao 5º dia de alimentação	700 - 900
6º ao 10º dia de alimentação	1.150 - 1.350
11º ao 15º dia de alimentação	1.600 - 1.800

A quantidade diária de alimento deve ser dividida pelo número de refeições ao dia. As larvas devem permanecer no laboratório até atingirem o tamanho para iniciar o condicionamento alimentar. Durante este período recomenda-se o escurecimento dos aquários para evitar que as larvas e juvenis fiquem aglomerados, o que pode favorecer a ocorrência do canibalismo. Para tanto, pode-se utilizar sombrite preto para cobrir os aquários. No momento da

limpeza dos aquários é importante retirar animais mortos para evitar deterioração da qualidade da água.

Durante a larvicultura é importante que a temperatura da água se mantenha entre 26 a 28°C, sendo que temperaturas inferiores podem diminuir a taxa de crescimento, aumentar o tempo da larvicultura e levar ao aparecimento de patógenos *Ichthyophthirius multifiliis* (íctio). Nesses casos a mortalidade pode ser total em um curto período. A realização da larvicultura, durante os 15 primeiros dias, com água salinizada (2 a 4g de sal/L) pode ser uma medida preventiva à ocorrência deste parasita (Luz & Portella, 2002), sem afetar o crescimento e sobrevivência. Além disso, a salinidade favorece maior sobrevivência dos náuplios de *Artemia* na água, melhorando a disponibilidade deste alimento para as larvas.

CONDICIONAMENTO ALIMENTAR DE JUVENIS DE TRAIRÃO

O condicionamento alimentar dos peixes a aceitar dietas processadas é considerado a fase mais crítica durante a produção de espécies carnívoras, em função da ocorrência de canibalismo e da não aceitação imediata de dietas processadas pelos juvenis. Dentre as técnicas utilizadas destacam-se: 1) transição súbita de alimentos, onde o alimento natural é substituído por dietas processadas; 2) transição gradual de alimentos, onde ocorre troca gradativa do alimento natural pela dieta processadas; e 3) transição gradual de ingredientes da dieta, onde o ingrediente úmido (fígado, filé de peixe moído, ovos de peixes ou krill congelado) pelo ingrediente seco (dietas processadas) (Kubitza & Lovshin, 1999).

Para o trairão, a técnica de transição gradual de ingredientes na ração, utilizando-se de coração bovino ou gelatina comercial (como ingrediente úmido) tem proporcionado os melhores resultados para o condicionamento alimentar dos peixes (Luz et al., 2002; Salaro et al., 2012a). As porcentagens das misturas (ração + coração bovino) que constituem as dietas utilizadas no condicionamento alimentar e os dias de administração das mesmas constam na tabela 2 (Luz et al., 2002). A ração deve conter níveis de proteína bruta superiores a 40% e ser triturada de forma a apresentar granulometria inferior a 0,5 mm. Após

a mistura do coração bovino e ração, são confeccionados péletes manualmente ou por meio de um moedor de carne. O número de péletes oferecidos e a frequência alimentar utilizada devem ser adequados para que todos os peixes tenham acesso ao alimento, pois sua falta pode induzir ao canibalismo.

Durante o condicionamento alimentar dos peixes, recomenda-se a utilização de sistema de fluxo contínuo de água (sistema aberto) para a manutenção da qualidade da água, devido ao alto teor de proteína da dieta e a quantidade de alimento que é oferecido. A utilização de lotes de juvenis homogêneos é fundamental para o sucesso do condicionamento, uma vez que, lotes desuniformes induzem o canibalismo. Recomenda-se a cada troca de dieta a reclassificação dos peixes, retirando-se os animais que apresentem tamanho desigual da maioria do lote. Os peixes de menor tamanho continuam na mesma dieta, não passando para a próxima e os peixes de maior tamanho são transferidos para as dietas que apresentem peixes de tamanho equivalente.

Tabela 2. Dietas a serem fornecidas durante o condicionamento alimentar de juvenis de *Hoplias lacerdae*.

Dieta	% de ingredientes da mistura (coração + ração)	Tempo de fornecimento do alimento (dias)
1	80% coração de boi + 20% ração extrusada	3
2	60% coração de boi + 40% ração extrusada	3
3	40% coração de boi + 60% ração extrusada	3
4	20% coração de boi + 80% ração extrusada	3
5	100% ração extrusada	4

Apesar de quatro dias de alimentação com ração extrusada serem suficientes para considerar os peixes condicionados a aceitar dietas processadas, recomenda-se a alimentação dos mesmos com a ração por mais alguns dias antes de serem manejados para a comercialização ou serem transferidos para os viveiros ou tanques de manutenção.

O condicionamento alimentar do trairão a aceitar dietas processadas por muito tempo foi realizado em escuridão total, com

a intenção de manter os juvenis dispersos no fundo dos tanques, diminuindo assim o contato entre os animais e, conseqüentemente, a incidência de canibalismo, porém, intensidade luminosa de zero até 204,9 lux na superfície do aquário não afetaram a sobrevivência, o canibalismo e a eficiência do condicionamento alimentar (Salaro et al., 2011).

A suplementação das dietas utilizadas no condicionamento alimentar dos peixes com 52,5 mg de vitamina C/kg de dieta melhora a uniformidade de tamanho dos animais (Kasai et al., 2011). A utilização de água salinizada (4,03 e 5,15 g/L) pode melhorar a sobrevivência e o desempenho do trairão durante o condicionamento alimentar. Salinidades superiores podem ser prejudiciais, sendo que a 9 g de sal/L causa o aumento do canibalismo, mortalidade, além da redução no ganho de peso e comprimento. Tal fato pode ser decorrente do estresse dos animais em águas com alta concentração de sal (Salaro et al., 2012b).

O uso do coração bovino com ingrediente úmido utilizado em dietas para o condicionamento alimentar de *H. lacerdae* pode levar ao aumento da turbidez e do teor de compostos nitrogenados na água, caso não sejam tomados os cuidados de limpeza dos aquários. Além disso, o mau armazenamento das dietas (mistura de coração bovino + ração) pode levar ao insucesso do condicionamento alimentar. Neste sentido, o uso da gelatina como ingrediente úmido em substituição ao coração bovino foi testado com sucesso para esta espécie (Salaro et al., 2012a). Para tal, se utiliza a gelatina comercial sem sabor combinada a ração comercial. Entretanto, recomenda-se a suplementação de palatilizantes, como a farinha de peixe, por melhorar a eficiência do condicionamento alimentar e o desempenho produtivo dos animais.

ENGORDA DE JUVENIS DE TRAIRÃO CONDICIONADOS A ACEITAR DIETAS PROCESSADAS

Os trairões, uma vez condicionados a aceitar dietas processadas, devem ser alimentados com rações extrusadas. Embora apresentem comportamento alimentar crepuscular, em condições

laboratoriais, o mesmo pode ser alimentado tanto em fotoperíodo de 12 como zero horas luz, sem prejuízo para o seu crescimento (Salaro et al., 2006), indicando que esses animais podem ser condicionados à alimentação durante o dia.

Para juvenis de *H. lacerdae* ($1,8 \pm 0,07$ g de peso e $4,7 \pm 0,05$ cm de comprimento) dietas contendo 47% de proteína bruta e 4.100 kcal/kg de energia bruta atende as exigências nutricionais para esta fase de desenvolvimento (Veras et al., 2010). Em condições de campo, o uso de ração comercial extrusada contendo 42% de proteína bruta para juvenis de 11,6 cm proporcionou bons índices de crescimento (0,70 g de ganho de peso/dia) e excelente conversão alimentar (1,6: 1) (Nogueira et al., 2005). Taxas de arraçoamento entre 2 e 6% de peso corporal/dia não influenciaram a sobrevivência, os ganhos em biomassa, em peso diário e em comprimento de juvenis de trairão (15 cm) alimentados com ração comercial extrusada (42% proteína bruta). Entretanto, a conversão alimentar aparente foi melhor nos animais alimentados com 2 e 4% peso corporal/dia (Salaro et al., 2008). Densidades de estocagem de até 4 peixes/m² podem ser utilizadas no cultivo de trairões (12,52 g e 10,5 cm) sem que haja comprometimento no seu desempenho produtivo (Salaro, et al., 2003).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Apesar do comportamento territorial de *H. lacerdae*, esse tem demonstrado boa adaptação em sistema de tanque rede, atingindo tamanho de abate (1 kg) em aproximadamente um ano e meio, sem a ocorrência de canibalismo. No entanto, ainda não existem estudos indicando o melhor manejo deste animal em sistemas intensivos de engorda. Os estudos sobre o real potencial de produção e engorda desse peixe, ainda são incipientes, mas demonstram que os animais depois de condicionados, apresentam elevadas taxas de sobrevivência e boas taxas de conversão alimentar. Outros estudos devem ser realizados com o intuito de aprimorar as técnicas de produção desta espécie.

AGRADECIMENTOS

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) e a Fundação de Amparo a Pesquisa no Estado de Minas Gerais (FAPEMIG) pela concessão de bolsas de produtividade, mestrado e iniciação científica, assim como pelos financiamentos de nossas pesquisas.

REFERÊNCIAS

- ANDRADE, D.R.; VIDAL, M.V.J.; SHIMODA, E. Criação do trairão *Hoplias lacerdae*. Universidade Estadual do Norte Fluminense-UENF. Boletim Técnico, 3, 23p, 1998.
- CRUZ, C.; FUJIMOTO, R. Y.; LUZ, R.K.; PORTELLA, M.C.; MARTINS, M.L. Toxicidade aguda e histopatologia do fígado de larvas de trairão (*Hoplias lacerdae*) expostos à solução aquosa de formaldeído a 10%. Pesticidas, 15:21-28, 2005.
- FERREIRA, E.J.G.; ZUANON, J.A.S.; SANTOS, G.M. Peixes Comerciais do Médio Amazonas: região de Santarém, Pará. Brasília: Imprensa Nacional, 1998.
- GOMES, M.L.M.; MATTA, S.L.P.; ARAÚJO, V.A.; SILVA, G.M.F.; ZACARO A.A. Larval ontogeny and morphology of giant trahira *Hoplias lacerdae*. Journal of Fish Biology, 76:852-861, 2010.
- KASAI, R.Y.D.; SALARO, A. L.; ZUANON, J. A. S.; SABARENSE, C.M.; TAVARES, M. M.; CAMPELO, D.A. V. Feed training of giant trahira fingerlings fed diets containing different levels of vitamin C. Revista Brasileira de Zootecnia, 40:463-468, 2011.
- KUBTIZA, F.; LOVSHIN, L.L. Formulated diets, feeding strategies, and cannibalism control during intensive culture of juvenile carnivorous fishes. Reviews in Fisheries Science, 7:1-22, 1999.
- LORO, V.L. Aspectos da biologia, reprodução e manejo de *Hoplias malabaricus* e *Hoplias lacerdae*. In: BALDISSEROTTO, B., GOMES, L.C. (Ed). Espécies nativas para piscicultura no Brasil. Santa Maria: UFSM, p. 283-299, 2010.
- LUZ, R.K.; PORTELLA, M.C. Larvicultura de trairão (*Hoplias lacerdae*) em água doce e água salinizada. Revista Brasileira de Zootecnia, 31:829-834, 2002.
- LUZ, R.K.; PORTELLA, M.C. Diferentes densidades de estocagem na larvicultura do trairão *Hoplias lacerdae*. Acta Scientiarum, 27:95-101, 2005a.
- LUZ, R.K.; PORTELLA, M.C. Frequência alimentar na larvicultura do trairão (*Hoplias lacerdae*). Revista Brasileira de Zootecnia, 34:1442-1448, 2005b.
- LUZ, R.K.; SALARO, A.L.; SOUTO, E.F.; ZANIBONI FILHO, E. Avaliação de canibalismo e comportamento territorial de juvenis de trairão (*Hoplias lacerdae*). Acta Scientiarum, 22:465-469, 2000.
- LUZ, R.K.; SALARO, A. L.; SOUTO, E.F.; REIS, A.; SAKABE, R. Desenvolvimento de juvenis de trairão alimentados com dietas artificiais em tanques de cultivo. Revista Brasileira de Zootecnia, 30:1159-1163, 2001.
- LUZ, R.K.; SALARO, A.L.; SOUTO, E.F.; OKANO, W.Y.; LIMA, R.R. Condicionamento alimentar de juvenis de trairão (*Hoplias lacerdae*). Revista

Brasileira de Zootecnia, 31:1881-1885, 2002.

LUZ, R. K. Aspectos da larvicultura do trairão *Hoplias lacerdae*: manejo alimentar, densidade de estocagem e teste de exposição ao ar. 2004. Tese (Doutorado em Aquicultura) – Centro de Aquicultura da UNESP, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal. 2004.

MINISTÉRIO DA PESCA E AQUICULTURA - MPA. Boletim estatístico da pesca e aquicultura, Brasil 2010-2011, 2012.

NOGUEIRA, G.C.C.B.; SALARO, A.L.; LUZ, R.K.; ZUANON, J.A.S.; LAMBERTUCCI, D.M.; SALERNO, R.A.; SAKABE, R.; ARAÚJO, W.A.G. Desempenho produtivo de juvenis de trairão (*Hoplias lacerdae*) alimentados com rações comerciais. Revista Ceres, 52:401-497, 2005.

OYAKAWA, O.T.; MATTOX, G.M. T. Revision of the Neotropical trahiras of the *Hoplias lacerdae* species-group (Ostariophysi: Characiformes: Erythrinidae) with descriptions of two new species. Neotropical Ichthyology, 7:117-140, 2009.

REZENDE, F.P. Reprodução da traíra e do trairão. Cadernos Técnicos de Veterinária e Zootecnia, 51:13-31, 2007.

RIBEIRO, D.M.; GONTIJO, V.P.M. Reprodução de trairão em cativeiro. Informe Agropecuário, 10:20-25, 1984.

SALARO, A.L.; LUZ, R.K.; NOGUEIRA, G.C.C.B.; REIS, A.; SAKABE, R.; LAMBERTUCCI, D.M. Diferentes densidades de estocagem na produção de juvenis de trairão (*Hoplias lacerdae*). Revista Brasileira de Zootecnia, 32:1033-1036, 2003.

SALARO, A.L.; LUZ, R.K.; ZUANON, J. A. S.; SIROL, R.N.; SAKABE, R.; ARAÚJO, W.A.G.; SOUTO, E.F. Desenvolvimento de alevinos de trairão (*Hoplias lacerdae*) na ausência de luz. Acta Scientiarum Biological Science, 28:47-50, 2006.

SALARO, A.L.; LUZ, R.K.; SAKABE, R.; KASAI, R.Y.D.; LAMBERTUCCI, D.M. Níveis de arraçoamento para juvenis de trairão (*Hoplias lacerdae*). Revista Brasileira de Zootecnia, 37:967-970, 2008.

SALARO, A. L.; TAVARES, M.M.; CHAVES, W.; CAMPELO, D.A.V.; ZUANON, J. A.S.; LUZ, R.K. Feed training of juvenile giant trahira under different light intensities. Revista Brasileira de Zootecnia, 40:2290-2293, 2011.

SALARO, A.L.; OLIVEIRA JUNIOR, J.C.; PONTES, M.D.; OLIVEIRA, K.R.B.; NEVES, I. G. A. A.; FERRAZ, R.B.; HISANO, H.; ZUANON, J. A. S. Replacement of moist ingredients in the feed training of carnivorous fish. Revista Brasileira de Zootecnia, 41: 2294-2298, 2012a.

SALARO, A.L.; CAMPELO, D.A.V.; PONTES, M.D.; TAVARES, M.M.; ZUANON, J. A. S.; LUZ, R. K. Saline water for juvenile giant trahira during feed training. Revista Brasileira de Zootecnia, 41:1342-1345, 2012b.

VERAS, G. C; SALARO, A. L.; ZUANON, J.A. S.; CARNEIRO, A.P. S.; CAMPELO, D.A.V.; MURGAS, L.D.S. Growth performance and body composition of giant trahira fingerlings fed diets with different protein and energy levels. Pesquisa Agropecuária Brasileira, 45:1021-1027, 2010.

CAPÍTULO 22

REPRODUÇÃO E LARVICULTURA DO PACAMÃ

Lophiosilurus alexandri

Ronald Kennedy Luz¹
José Cláudio Epaminondas dos Santos

INTRODUÇÃO

Lophiosilurus alexandri Steindachner 1876(pacamã), pertencente à Classe Actinopterygii, Ordem Siluriformes e família Pseudopimelodidae. Conhecido também como pocomã, pacamão, niqum ou linguado-do-são-francisco, é endêmico da bacia do Rio São Francisco (Britski et al., 1986; Reis et al., 2003). Contudo, também vem sendo capturado no Rio Santo Antônio, bacia do Rio Doce, Minas Gerais (Barros et al., 2007). Esse é um peixe de comportamento sedentário e ictiófago por excelência (Travassos, 1959).

O interesse comercial por *L. alexandri* é grande na região do submédio do Vale do São Francisco. Na região de Juazeiro (BA) e Petrolina (PE), a procura pela carne de pacamã situa-se acima de 15% dos consumidores (Melo et al., 2006). Também foi constatado, ser um peixe apreciado pelos ribeirinhos e comunidades adjacentes, apresentando alto valor comercial nas feiras livres por apresentar carne saborosa, firme, avermelhada e livre de espinhas (Tenório, 2003). Como peixe ornamental, tem alto valor de mercado, podendo ser comercializado em unidades enquanto juvenil. Estes fatos reforçam que o pacamã detém um significativo potencial para criação comercial.

Há mais de duas décadas, o pacamã tem sido utilizado na região de Três Marias pelo Centro Integrado de Recursos Pesqueiros e Aquicultura de Três Marias – Codevasf, através de um programa

Luz & Santos. Reprodução e larvicultura do pacamã *Lophiosilurus alexandri*. In: Tavares-Dias, M. & Mariano, W.S. (Org.). Aquicultura no Brasil: novas perspectivas. São Carlos, Editora Pedro & João, 2015.

de repovoamento. Este programa vem sendo executado de forma constante desde 1980, incluindo várias outras espécies. Esse processo resultou no registro, antes não observado, da captura de pacamã na pesca experimental, sistematicamente, realizada na represa de Três Marias (Sato & Sampaio, 2006). Conforme dados apresentados por esses autores, no período de 2001-2003, em comparação com 1981-1983, foi observado o retorno de espécies que não haviam sido capturadas, como o pacamã, além de um incremento na captura de espécies já registradas.

O Rio Borrachudo, um dos principais tributários da represa de Três Marias, é o destino principal dos juvenis de pacamã provenientes da piscicultura, e exerce função importante na sua disseminação, uma vez que possui características ecológicas propícias, sobretudo, fundo de areia e ambiente lântico. Através da CODEVASF, de 2001 a 2007 foram introduzidos cerca de 200 mil juvenis de pacamã na represa, com tamanho variando de 1,5 a 10 cm.

Na Estação de Piscicultura de Paulo Afonso-Companhia Hidro-Elétrica do São Francisco (EPPA/CHESF), o pacamã também é objeto de estudo com o objetivo de propagação nos reservatórios de hidroelétricas ao longo do rio São Francisco, por ser uma espécie cada vez mais rara, estando inserida desde 1995 no programa de peixamento da CHESF (Tenório, 2003). O total de repovoamento entre 1995 e 2002 realizado pela EPPA/CHESF foi de 234.247 juvenis.

REPRODUÇÃO

Na natureza, o ovário do pacamã apresenta desenvolvimento irregular dos óvulos, os quais no mês de outubro estão em franco amadurecimento, de coloração amarela, supondo desova parcelada (Travassos, 1959). O autor verificou ainda um exemplar de 4 kg cujas gônadas apresentavam 18 g de peso com 2096 óvulos de vários tamanhos. Os ovários do pacamã são órgãos pares saculiformes, com ovários classificados em quatro fases de desenvolvimento (Barros et al., 2007; Santos et al., 2013). Os testículos são órgãos pares, franjados, onde a região cranial corresponde a aproximadamente 60% do comprimento do testículo em

maturação/maduro e contém de 41 a 73 franjas, além do que a espermatogênese ocorre de forma sincrônica (Barros et al., 2007).

Pacamã desova em fundos de areia formando ninhos, sendo assim classificado como psamófila e possuem cuidado parental. O diâmetro dos ninhos feitos em bancos de areia nas regiões rasas nos rios varia de 40 a 50 cm e a profundidade entre oito a 10 cm (Sato et al., 2003a). Os autores registraram que o ovócito não hidratado do pacamã possui o maior tamanho dentre 23 espécies de peixes da Bacia do Rio São Francisco estudadas, sendo o seu diâmetro de $3.056,7 \pm 154,2 \mu\text{m}$, acontecendo o mesmo com as larvas recém eclodidas, $8.405,1 \pm 104,2 \mu\text{m}$ contra $2.876,0 \pm 81,9 \mu\text{m}$ do surubim, por exemplo.

Na Codevasf, a tecnologia de reprodução baseia-se na captura de animais na natureza. Os reprodutores são mantidos em viveiros de 600 m² (20 x 30 m) enquanto fora do período de reprodução. Sua alimentação constitui-se de juvenis de tilápia estocados conjuntamente no mesmo viveiro. Ao aproximar-se do período de desova, os reprodutores de pacamã são capturados e estocados em viveiro de 200 m² de parede de alvenaria e fundo de terra, além de renovação contínua de água. A partir desse momento, os reprodutores são alimentados, exclusivamente com postas de tilápia frescas, três vezes por semana. A densidade utilizada gira em torno de 40 peixes por viveiro. Previamente, o viveiro é drenado e cerca de 10 cm da camada lamosa existente no fundo é retirada. Ao fundo do viveiro é adicionada uma camada de areia lavada. Esse processo consiste, fundamentalmente, em facilitar a reprodução e construção dos ninhos, além de evitar turvação na água e viabilizar a observação e coleta dos ovos. A camada arenosa também possibilita ao pacamã enterrar-se quando fora do período de reprodução.

Devido à dificuldade em distinguir o sexo do peixe, na Codevasf, são estocados indivíduos de diversos tamanhos de forma equalizada. Esse critério possibilita a presença de reprodutores de ambos os sexos, pois normalmente, como observado, as fêmeas são maiores.

Durante o período reprodutivo na Codevasf em Três Marias, que vai da segunda quinzena de outubro a primeira de fevereiro, os ovos são sistematicamente coletados a cada dois dias (segunda feira, quarta feira e sexta feira). Tal frequência tem o objetivo de evitar a eclosão de larvas no viveiro. O procedimento consiste em baixar o nível da coluna d'água para uma altura que permita a observação do ninho para então coletar a massa de ovos. Normalmente, o macho cuida da massa de ovos e, posteriormente, das larvas recém-eclodidas (Sato & Cardoso, 1988). Os autores verificaram uma média de 14 desovas por fêmea num período de 81 dias, onde uma fêmea produziu cerca de 53 mil ovos.

Cada massa de ovos é colocada num recipiente separadamente. Inicialmente, a massa de ovos é pesada, feita uma estimativa da porcentagem de fertilização em função da quantidade de ovos translúcidos (sãos) e opacos (goros), com média acima de 80%. Em seguida a postura é levada para incubação. Esta é efetuada em peneiras inseridas numa incubadora dotada de abastecimento de água por aspersão e drenagem de fundo. Tais peneiras, onde é depositada a massa de ovos, são adaptadas para ficarem a uma altura de modo a permitir troca homogênea da água sobre os ovos. O tempo de eclosão das larvas varia de um a três dias a 24°C. Logo da eclosão, as larvas eram separadas e transferidas para calhas, que tem formato semicircular, 2 m de comprimento, 1,2 m de altura e com um volume que pode ser controlado conforme o desejado.

Atualmente, essas calhas não são mais utilizadas para larvas de pacamã na Codevasf. O sistema empregado recentemente atual, é composto por caixas plásticas circulares de 10 e 50L, em sistema de recirculação de água. O tempo estimado para abertura da boca e, conseqüentemente, início da alimentação era de oito dias a 24°C, quando era iniciada a larvicultura. Hoje, a temperatura é controlada a 28°C, e o tempo para iniciar a alimentação é de seis a sete dias.

Sua biologia reprodutiva também foi pesquisada na Estação de Piscicultura de Paulo Afonso (EPPA/CHESF) (Tenório, 2003). Nas condições ambientais do município de Paulo Afonso, as desovas ocorreram nos meses de setembro a março, a uma temperatura de

27,7 ± 1,1°C e precipitação pluviométrica média de 38,9 mm, sendo novembro o mês de maior ocorrência de desovas, a uma temperatura de 27,8 ± 0,7°C e precipitação pluviométrica de 37,5 mm. Com um plantel de 80 exemplares, sendo 40 jovens e 40 reprodutores, foi possível uma produção média de 29.318 ± 14.884 juvenis/ano. A reprodução acontecia naturalmente em cativeiro, mesmo quando restrita em áreas de 50 m². Durante o dia, os peixes camuflavam-se na areia dos viveiros, a fim de evitar a luminosidade solar e possíveis ataques de predadores. Os levantamentos dos dados da EPPA apontam que as fêmeas (54,8 ± 1,6 cm e 2.081,3 ± 239,3 g) são maiores que os machos (52,6 ± 3,6 cm e 1.781,38 ± 262,67 g). Além disso, as fêmeas de pacamã apresentam coloração castanha, com pontuações castanho-escuras sobre o dorso e nos flancos. Os machos apresentam coloração castanho-amarelada quase sem pontuações. Antes do ritual do acasalamento, a fêmea prepara um ninho, com um formato ovóide, por meio de movimentos que provocam uma leve depressão na areia. A partir daí, a fêmea libera os óvulos sobre o ninho e o macho os fertiliza liberando esperma numa posição oposta à da fêmea (com as cabeças em sentidos opostos). O ato de desova ocorre ao amanhecer, normalmente entre 4 e 6 horas. Uma vez fecundados, os ovos permanecem no ninho, guardados pelo macho ou pela fêmea. As maiores desovas na EPPA apresentaram uma média de 1.729 larvas eclodidas, sendo a maior eclosão registrada de 1.943 larvas de uma mesma desova.

O autor observou também, que a eclosão das larvas ocorreu 48 horas após a desova. A absorção do saco vitelino deu-se, em média, 9 dias após a eclosão, quando também ocorreu uma completa mudança na coloração das pós-larvas, passando de amarela para marrom-escuro. Após a eclosão total das larvas, foi constatada uma média de 526,7 ± 133,1 ovos gorados e com larvas mortas e 1.510,5 ± 156,2 larvas. Logo, conclui-se que a média de ovos por desova foi de 2.037,2 ± 215,4 ovos. Da média de ovos contados após a eclosão, 24,6% não foram fecundados (ovos gorados) e 1,1% não tiveram suas larvas eclodidas. Do total de 1.510 larvas, 3,8% encontravam-se mortas, com taxa de fecundação média de 75,3%, uma taxa de

eclosão de 98,4% e uma taxa de sobrevivência logo após a eclosão de 96,1%.

Apesar das dificuldades relatadas na diferenciação sexual de machos e fêmeas, esta sexagem pode ser realizada através de minucioso exame na região ventral dos animais adultos com auxílio de cânula. As fêmeas possuem três orifícios genitais (ânus, oviduto e uretra) e os machos somente dois orifícios (ânus e orifício urogenital) (Lopes et al., 2013).

Estudos recentes, realizados entre 2009 e 2014, em condições controladas no Laboratório de Aquacultura da Universidade Federal de Minas Gerais, indicam que sua reprodução pode ser manipulada por controle dos fatores ambientais como temperatura da água e alimentação. Nesse Laboratório, a reprodução do pacamã já foi realizada no mês de julho e prolongada até março, mantendo-se a temperatura da água acima de 28°C e alimentando os animais com filé de tilápia acrescido de suplemento vitamínico/mineral (Luz, dados não publicados). Para a reprodução, os animais são mantidos em tanques revestidos de 5m³ de volume total com aproximadamente 2,5 m³ de volume útil. No fundo do tanque é adicionada uma camada de areia de filtro de piscina para a construção dos ninhos. Os tanques apresentam sistema de aeração e controle de temperatura e fotoperíodo. Esse fato proporciona a produção de juvenis em épocas onde a oferta pode ser reduzida, uma vez que propicia o controle do ciclo reprodutivo através do manejo dos reprodutores em função da necessidade, permitindo que as desovas ocorram em qualquer época do ano.

Apesar da desova parcelada e reprodução natural, o pacamã também pode ser induzido através da aplicação de extrato bruto de hipófise de carpa-comum, *Cyprinus carpio* (EBHC) (Sato, 1999; Santos et al., 2013b). Para a reprodução induzida é utilizado o protocolo onde as fêmeas recebem 0,8 ± 0,2 e 6,0 ± 0,6 mg de hipófise/kg de peso vivo com intervalo de 14 horas entre as injeções, enquanto os machos recebem somente uma dose de 2,4 ± 0,2 mg de hipófise/kg de peso vivo junto com a segunda dose da fêmea (Woynarovich & Horvat, 1980; Sato et al., 2003b).

Tabela 1. Dados da biologia reprodutiva do pacamã (*Lophiosilurus alexandri*) e do siluriforme surubim-pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*), espécie reofílica e de piracema, para efeito comparativo (Sato, 1999).

Características	Pacamã	Surubim-pintado
	Média ± DP	Média ± DP
K (Fulton)	1,25 ± 0,09	0,88 ± 0,09
Hora-grau a extrusão	218 ± 6	220 ± 5
Peso dos ovócitos extruídos/peso corporal (%)	1,15 ± 0,23	3,83 ± 0,99
Índice gonadossomático (%)	2,04 ± 0,43	5,10 ± 0,86
Número de ovócitos/ g de ovário	74 ± 5	2468 ± 82
Diâmetro do ovo não hidratado (µm)	3.056,72 ± 154,24	1.038,42 ± 42,60
Diâmetro do ovo hidratado (µm)	3.570,12 ± 94,89	1.535,08 ± 100,64
Diâmetro do vitelo (µm)	2.651,67 ± 98,62	705,13 ± 34,25
Espaço perivitelino (µm)	188,44 ± 24,14	264,73 ± 44,57
Espessura do córion (µm)	270,79 ± 11,29	150,25 ± 15,36
Aumento do volume do ovo após hidratação	1,61 ± 0,13	3,26 ± 0,52
Fecundidade absoluta	4.534 ± 671	1.559.677 ± 660.759
Fertilidade inicial	2.631 ± 740	1.176.718 ± 525.240
Fertilidade final	1.542 ± 416	946.665 ± 460.197
Taxa de fertilização (%)	59 ± 5,2	79,53 ± 8,97
Fecundidade relativa (número de ovos/g de peixe)	1,5 ± 0,3	126 ± 22
Fertilidade inicial relativa (número de ovos extruídos/g de peixe)	0,8 ± 0,1	95 ± 25
Fertilidade final relativa (número de ovos viáveis/g de peixe)	0,5 ± 0,1	76 ± 24
Horas-grau eclosão das larvas	1358 ± 60	486 ± 18
Comprimento da larva recém eclodida (µm)	8.405,10 ± 104,20	2.876,01 ± 81,95
Formação da pós-larva (dias)	6,9	3,0

Para a seleção, as fêmeas apresentam papila urogenital avermelhada. Utilizando 12 fêmeas variando de 57 a 70 cm e machos de 56 a 67 cm, resposta positiva ao tratamento foi verificada em 75% das fêmeas (Santos et al., 2013). A extrusão dos ovócitos aconteceu 8,4 h após a segunda dose com a temperatura da água mantida a

26°C, correspondendo a 210-225 horas-grau. Apesar do sucesso nas fêmeas, a coleta do sêmen dos machos foi difícil. Os ovócitos apresentavam-se opacos, amarelo-castanho, demersais, altamente adesivos e revestidos por capa gelatinosa. As larvas de pacamã não apresentaram órgão adesivo (o qual está localizado na cabeça e cuja função é auxiliar as larvas a fixarem-se em vegetações e na película de tensão superficial da água, que facilitaria sua dispersão).

Dados de padrões reprodutivos de pacamã, obtidos a partir de reprodução induzida, são apresentados na Tabela 1 (Sato, 1999).

LARVICULTURA

A larvicultura de peixes, em especial de espécies carnívoras, pode ser considerada a fase crítica de produção de juvenis, devido a vários fatores, dentre os quais podemos destacar: canibalismo, desconhecimento do melhor alimento a ser oferecido e manejos inadequados (densidade de estocagem, quantidade de alimento a ser oferecida, condições de luminosidade, fotoperíodo, frequência de alimentação entre outros).

Na Codevasf, a larvicultura era realizada em sistema de fluxo contínuo de água. A primeira alimentação fornecida às larvas era constituída de náuplios de *Artemia salina*, oferecidos a vontade, plâncton oriundo de viveiros adubados, gema de ovo cozido e, eventualmente, larvas de peixes. Posteriormente, com o crescimento dos animais, era fornecido peixe moído, de acordo com a disponibilidade. A criação era realizada até alcançarem cerca 2 cm de comprimento total médio (cerca de dois meses a uma temperatura que variava de 18 a 24 °C, pela manhã e tarde, respectivamente). Em seguida, as mesmas eram levadas para tanques de concreto para alevinagem até atingirem 5 a 7 cm (cerca de dois meses a uma temperatura que variava de 21 a 26 °C, pela manhã e tarde, respectivamente). Após este período, os juvenis eram utilizados para repovoamento.

No intuito de melhorar a eficiência na produção de juvenis, estudos vêm sendo realizados em condições de laboratório onde são avaliados diferentes manejos e sistemas de larvicultura.

Durante a larvicultura de pacamã foram testadas as densidades de 150, 250 e 500 larvas por canaleta (0,43 m²) em sistema de fluxo contínuo de água, alimentando as larvas com zooplâncton (Lópes & Sampaio, 2000). A densidade não afetou o comprimento final. A sobrevivência foi de 60 e 37% na menor e maior densidade, respectivamente. Esta redução foi devida a ocorrência de canibalismo.

Com relação ao fornecimento de zooplâncton durante a larvicultura de pacamã, o uso de organismos selecionados em tela de 1.300 µm, sendo em sua maioria copépodes adultos e copepoditos, melhoraram o desempenho das larvas (Pedreira et al., 2008). O uso de plâncton levou a sobrevivência de 100% nos primeiros 15 dias e os animais atingiram 3,5 cm de comprimento total quando estocados na densidade de 50 larvas por canaleta (medidas não apresentadas) (Lopes et al., 2007).

Ainda em canaletas, em sistema de fluxo contínuo de água, estocando as larvas no início da alimentação exógena na densidade de 5 larvas/L e fornecendo diariamente 1.300 náuplios de artemia/larva do primeiro ao quinto dia, 1.950 náuplios de artemia/larva do sexto ao décimo dia e 2.600 náuplios de artemia/larva do décimo primeiro ao décimo quinto dia de alimentação ativa, foram avaliados os fluxos de 0,3, 1, 2 e 4 trocas totais do volume da canaleta por hora (Luz et al., 2011). A temperatura da água foi de 26°C e 24,8°C para o menor e maior troca de água, respectivamente. A sobrevivência e o crescimento não foram afetados pelos diferentes fluxos de água, sendo que a sobrevivência variou de 71 a 76% e os animais atingiram 2,3 cm de comprimento, em média. A falta de efeitos dos tratamentos pode ser atribuída aos animais permanecerem em grupos e parados no fundo das canaletas mostrando atividade, somente no momento da alimentação, quando o fluxo de água foi interrompido.

Uma alternativa para alimentação pode ser o uso de branchoneta. Após 15 dias de alimentação com plâncton, larvas de pacamã foram alimentadas com branchoneta até o 45º dia proporcionando sobrevivência superior a 99% e comprimento médio

de $7,1 \pm 0,2$ cm (Lopes et al., 2007). Por outro lado, ainda segundo os autores, o uso de enquitréia entre o 16º e 30º dia, proporcionou comprimento médio de 4,4 cm e sobrevivência de 12%. Dessa forma, a branchoneta é um importante alimento vivo para a larvicultura do pacamã. A branchoneta é um alimento cujo valor protéico está em torno de 67% de proteína bruta e seu comprimento pode atingir em torno de 2,5 cm, dependendo das condições ambientais onde são cultivadas (Lopes, 1998). Além disso, é um organismo de água doce.

Atualmente, é notória a necessidade de se intensificar a produção de juvenis através de manejos mais eficientes e sustentáveis visando melhor aproveitamento de estruturas e recursos disponíveis para a larvicultura. Neste sentido, com a intensificação de sistemas é comum o aumento de compostos nitrogenados na água. Porém, larvas e juvenis de pacamã mostraram-se tolerantes a estes nitrogenados. Larvas com 10 dias de vida, pesando 0,02 g e juvenis com 35 dias de vida, pesando 0,41 g apresentaram $LC_{50}NH_3$, após 48 h de exposição à amônia não ionizada de 0,48 mg/L e de 0,92 mg/L, respectivamente (Cardoso et al., 1996).

Tabela 2. Concentrações diárias de presa (N)* (náuplios de artêmia) fornecidos às larvas de pacamã (*Lophiosilurus alexandri*) nos diferentes tratamentos, durante o período de 15 dias de alimentação exógena (Santos et al., 2007)

Concentração diária de presas	Período de alimentação		
	1 - 5 dias de alimentação exógena	6 - 10 dias de alimentação exógena	11 - 15 dias de alimentação exógena
N ₁₀₀	100	150	200
N ₄₀₀	400	600	800
N ₇₀₀	700	1.050	1.400
N _{1.000}	1.000	1.500	2.000
N _{1.300}	1.300	1.950	2.600
N _{1.600}	1.600	2.400	3.200

*Concentração diária de náuplios de artêmia por larva

Na busca por manejos mais eficientes durante a larvicultura, larvas com oito dias após a eclosão com média 1,4 cm e $25,0 \pm 1,9$ mg, foram estocadas na densidade de 15 larvas/L, com temperatura da água em torno de 25°C, oxigênio dissolvido $> 5,0$ mg/L e foram alimentadas com seis concentrações diárias de presas (náuplios de artêmia) como descrito na Tabela 2 (Santos et al., 2007). A alimentação foi oferecida em três refeições, às 9, 13 e 17 horas.

Na busca por manejos mais eficientes durante a larvicultura, larvas com oito dias após a eclosão com média 1,4 cm e $25,0 \pm 1,9$ mg, foram estocadas na densidade de 15 larvas/L, com temperatura da água em torno de 25°C, oxigênio dissolvido $> 5,0$ mg/L e foram alimentadas com seis concentrações diárias de presas (náuplios de artêmia) como descrito na Tabela 2 (Santos et al., 2007). A alimentação foi oferecida em três refeições, às 9, 13 e 17 horas.

Neste estudo, a sobrevivência registrada foi superior a 90% em todos os tratamentos. O desempenho (comprimento e peso) foi melhor conforme há aumento na concentração diária de presas, atingindo 2,9 cm de comprimento total para a maior concentração de presas (Santos et al., 2007).

O uso de água salinizada também pode ser importante na larvicultura de peixes de água doce. A salinidade da água aumenta o tempo de sobrevivência dos náuplios de artêmia, tem influência nas funções fisiológicas das larvas e também ajuda a evitar a ocorrência de parasitos tais como *Ichthyophthirius multifiliis*.

Larvas recém-eclodidas de pacamã, quando submetidas ao choque osmótico de salinidade, apresentaram mortalidade total em concentrações de 6, 8 e 10 g de sal/L (observadas durante 96 horas). Por outro lado, 100% de sobrevivência foi registrada para água doce, 2 e 4 g de sal/L; porém, com redução dos valores de peso corporal e comprimento mediante as duas salinidades. Larvas com oito dias pós-eclosão apresentaram $CL(I)_{50-96h}$ de 8,9 g de sal/L. Todavia, verificou-se uma redução gradual do peso corporal a partir da salinidade de 2 g de sal/L, mas sem diferenças para o comprimento das larvas entre os tratamentos. Para as larvas com 12 dias pós-eclosão (quatro dias de alimentação), não se registraram diferenças

no crescimento; mas a sobrevivência foi menor a 8 e 10 g de sal/L. Larvas com oito e 12 dias pós-eclosão tiveram alterações no comportamento natatório em salinidades superiores a 6 g de sal/L (Luz & Santos, 2008a). Desta forma, larvas de pacamã apresentaram maior tolerância às diferentes salinidades da água conforme seu desenvolvimento ontogenético.

Na larvicultura pode ser utilizada a salinidade de até 2 g de sal/L e densidades entre 20 a 60 larvas/L, com alimentação utilizando náuplios de artêmia (Luz & Santos 2008b). Os autores constataram a necessidade de maiores cuidados para não comprometer a qualidade da água devido ao aumento da densidade. A maior sobrevivência foi registrada na densidade de 20 larvas/L e salinidade de 2 g de sal/L (100%). Quando utilizou-se água doce ou 2 g de sal/L a sobrevivência foi superior a 93%, independente da densidade. Segundo os autores, uma diminuição da taxa de crescimento específica diária na maior densidade foi registrada a 4 g de sal/L, confirmando que a integração da maior densidade e salinidade testada foram prejudiciais para essa espécie, semelhante aos resultados observados de peso, mortalidade e sobrevivência.

Ambientes com diferentes salinidades (água doce, 2 e 4 g de sal/L) associadas a diferentes concentrações diárias de presa, sendo fornecidos do primeiro ao quinto dia de alimentação exógena as quantidades de 300, 600 ou 900 náuplios de artêmia/larva, com um acréscimo de 50% do sexto ao décimo dia, também foram avaliados na larvicultura de pacamã (Santos & Luz, 2009). Neste estudo, as larvas foram alimentadas três vezes ao dia (9, 13 e 17 horas), a temperatura da água foi de 27 °C, a densidade de estocagem de 15 larvas/L e o fotoperíodo de 12L:12E. Nestas condições, os autores verificaram que a maior concentração de presa, levou a um aumento nos níveis de produtos nitrogenados. Após 10 dias de larvicultura, o peso e comprimento foram diretamente proporcional ao aumento na concentração diária de presas. Em relação à salinidade da água, o peso foi maior em água doce e a 2 g de sal/L, comparado ao peso final dos animais na salinidade de 4 g de sal/L. O comprimento final

foi semelhante entre as salinidades testadas. A sobrevivência foi superior a 97% chegando a 100% quando empregada a salinidade de 2 g de sal/L.

A larvicultura intensiva de pacamã também vem sendo estudada em sistema de recirculação de água (SRA). Neste sistema é possível manter e controlar todos os fatores físico-químicos da água, assim como os fatores ambientais. Neste tipo de sistema também, embora não menos importante, a economia de água utilizada em relação a sistemas de fluxo contínuo é expressiva, uma vez que a água é tratada em filtros mecânicos e biológicos e reutilizada durante o ciclo de produção.

Em SRA, com fluxo de água de 200 mL/min em tanques de 25 L, densidade de 8 larvas/L e temperatura média da água em 27°C, a larvicultura do pacamã pode ser realizada utilizando o manejo alimentar N1.600 (Tabela 2). Foram testadas os manejos alimentares de três refeições, às 9h, 13h e 17h, ou duas, às 9h e 17h. A sobrevivência (entre 93 a 96%) e peso dos animais não foram afetados pelos manejos alimentares (Santos et al., 2007). Porém, de acordo com os autores o comprimento foi inferior quando as larvas foram alimentadas duas vezes ao dia (2,4 cm em média).

O pacamã também apresentou bons resultados em SRA com a utilização de diferentes sistemas de biofiltração e substratos (Pedreira et al., 2009). Como sistema de biofiltração, foram avaliados biofiltros internos e externos aos tanques de criação. Como substratos foram testados cascalhos de diferentes diâmetros e mistura de brita e concha calcária. Durante a larvicultura, as larvas de pacamã foram alimentadas com náuplios de artêmia nas quantidades diárias de 700, 1.050 e 1.400 náuplios de artêmia/ larva do 1º ao 5º, do 6º ao 10º e do 11º ao 15º dia de alimentação, respectivamente, divididos em três refeições diárias, às 9, 13 e 17 horas, durante 16 dias. De acordo com os autores, o crescimento foi semelhante nos diferentes SRA atingindo entre 2,3 e 2,4 cm. A sobrevivência entre os tratamentos variou de 51,8 a 73,8%. Os SRA mantiveram a água com pH em 6,9 e 7,5 com diferenças entre os tratamentos. A maior concentração média de íon amônio (1.465

$\mu\text{g/L}$) foi registrada no 13º dia de cultivo, porém, não afetou o desempenho dos animais.

Em outro estudo de larvicultura de pacamã em SRA foram testados biofiltro fluidizado, percolado com biobolas e percolado utilizando cerâmica. Para cada tipo de biofiltro foram testadas uma, quatro e oito trocas do volume total de cada tanque por hora. Após 15 dias, verificou-se que a maior troca de água prejudicou o crescimento, sendo verificada maior atividade natatória dos animais a oito trocas por hora, com os mesmos se posicionando contracorrente, comportamento atípico para pacamã. Os diferentes tipos de biofiltro mantiveram a água em condições adequadas. A sobrevivência foi inferior na maior frequência de troca de água (oito trocas por hora) (94%), do que nas demais, com média de 97% (Santos, 2014).

Em SRA, usando salinidade de 2 g de sal/L, foram testadas densidades de estocagem entre 60 e 300 larvas/L (Cordeiro, 2012). O experimento foi realizado durante os primeiros 15 dias de alimentação exógena, a uma temperatura média de 28°C, pH médio de 8 e oxigênio dissolvido de 7,0 mg/L. Neste sistema, o fluxo médio de água nos tanques foi de 2 L/min e as larvas foram alimentadas com náuplios de artêmia, nas quantidades diárias de 1.300 náuplios/larva do 1º ao 5º dia, 1.950 náuplios/larva do 6º ao 10º dia e 2.600 náuplios/larva do 11º ao 15º dia de alimentação ativa (23 dias de vida) em três refeições diárias (9, 13 e 17 horas) (manejo alimentar apresentado na Tabela 2). Durante o fornecimento do alimento, o fluxo de água foi interrompido durante 15 minutos de modo a permitir a alimentação das larvas e evitar a perda de náuplios de artêmia. Posteriormente, o fluxo de água foi reestabelecido. As diferentes densidades de estocagem não afetaram o desempenho (comprimento entre 2,3 e 2,4 cm), a mortalidade (entre 0,7 e 2,2%) e a sobrevivência, que ficou acima de 95%. Contudo, as taxas de canibalismo foram maiores na densidade de 300 larvas/L (3,1%). A biomassa e o número de indivíduos produzidos ao final de 15 dias de larvicultura apresentaram relação direta com a densidade de

estocagem, sendo produzidos quase cinco vezes mais juvenis na maior densidade, comparado a menor densidade testada.

Esse resultado mostra o potencial da produção intensiva de juvenis de pacamã em SRA, não sendo registrada na literatura, até o momento, a possibilidade de se utilizar densidades próximas às empregadas para o pacamã (até 300 larvas/L) para nenhuma outra espécie neotropical, sobretudo espécie carnívora.

Outros manejos de criação também podem ser empregados na larvicultura de pacamã. Larvas estocadas na densidade de 15 larvas/L em tanques de cor verde, azul, marrom e preto, alimentadas com náuplios de artêmia duas vezes ao dia, apresentaram pior desempenho em tanques de cor verde. Porém, a sobrevivência e o fator de condição de Fulton foram semelhantes entre os tratamentos, sendo verificado que a larvas permaneceram constantemente agrupadas no fundo dos tanques (Pedreira et al., 2012).

A luminosidade também tem sua importância. O melhor desempenho de pacamã foi para o ambiente sem incidência de luz, por ser um animal de hábito noturno (Tenório et al., 2006). O desempenho foi, ainda, intermediário para pouca luminosidade (ambientes com 50% de luminosidade constante) e inferior para alta luminosidade (exposição à luz constante).

Alternativa de alimento para a produção de juvenis de pacamã seria o uso de larvas forrageiras. Juvenis com 30 dias de idade (397 ± 3 mg e $3,5 \pm 0,1$ cm), foram mantidos em ambiente com 12 horas de luz e 12 horas de escuro. Estes foram alimentados com larvas de tilápia do Nilo, equivalente a 30, 60 e 95% do peso vivo, durante 29 dias. Foi verificado que o peso vivo e comprimento final dos juvenis de pacamã foi menor à medida que houve aumento da oferta de biomassa de alimento vivo, fato que também se refletiu na conversão alimentar. Estes resultados demonstram que a capacidade de ingestão diária de alimento por juvenis de pacamã pode variar de pouco mais de 10 até 19% do seu peso vivo durante a fase de alevinagem. Além disso, foi verificado que quanto maior a disponibilidade de larvas de tilápia, essas apresentaram comportamento de formação de “nuvens”. Esse comportamento

pode dificultar ou inibir a captura por mecanismos de mimetismo, onde cardumes maiores permanecem juntos, assemelhando-se a peixes maiores, inibindo dessa forma o predador (Meurer et al., 2010).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

A reprodução e larvicultura do pacamã *L. alexandri* vêm sendo realizadas com sucesso, mostrando avanços na produção de juvenis desse peixe. Estudos para avaliar o real potencial de produção para a engorda, seja ela com o uso de peixes forrageiros ou com rações comerciais, são necessários.

REFERÊNCIAS

- BARROS, M.D.M.; GUIMARÃES-CRUZ, R. J.; VELOSO-JÚNIOR, V.C.; SANTOS, J.E. Reproductive apparatus and gametogenesis of *Lophiosilurus alexandri* Steindachner (Pisces, Teleostei, Siluriformes). Revista Brasileira de Zoologia, 24:213-221, 2007.
- BRITSKI, H.A.; SATO, Y.; ROSA, A.B.S. Manual de identificação de peixes da região de Três Marias: com chaves de identificação para os peixes da Bacia do São Francisco. 2ª ed. Brasília, DF: Câmara dos Deputados: Codevasf, 1986.
- CARDOSO, E.L.; CHIARINI-GARCIA, H.; FERREIRA, R.M.A.; POLI, C.R. Morphological changes in the gills of *Lophiosilurus alexandri* exposed to un-ionized ammonia. Journal of Fish Biology, 49:778-787, 1996.
- CORDEIRO, N.I.S. Densidade de estocagem na larvicultura e no manejo alimentar de juvenis de pacamã *Lophiosilurus alexandri*. 2012. 50f. Dissertação (Mestrado em Produção Animal). Departamento de Zootecnia, Universidade Federal de Minas Gerais, 2012.
- LOPES, J.P. Considerações sobre a branchoneta, *Dendrocephalus brasiliensis*, (Crustacea, Anostraca, Thamnocephalidae) como fonte Alternativa na Alimentação de alevinos Espécies Carnívoras. 1998. 39f. Monografia (Especialização em Aqüicultura). Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 1998.
- LOPES, J. P.; FRANÇA, F. L.; SANTOS NETO, M. A. O domínio na produção de alevinos de pacamã: propagação na CHESF permite repovoamento no rio São Francisco. Panorama da Aqüicultura, 136:24-29.
- LÓPES, C.M.; SAMPAIO, E.V. Sobrevivência e crescimento larval do pacamã *Lophiosilurus alexandri* Steindachner 1876 (Siluriformes, Pimelodidae), em função de três densidades de estocagem em laboratório. Acta Scientiarum, 22:491-494, 2000.
- LOPES, J. P.; SILVA, T. A.; GOMES, D. S.; RANGEL, A. C. M. Utilização do anelídeo enquitréia, na alimentação de alevinos de niqum. Revista Brasileira de Engenharia de Pesca, 2:156-166, 2007.

LUZ, R.K.; SANTOS, J.C.E. Avaliação da tolerância de larvas do pacamã *Lophiosilurus alexandri* Steindachner, 1877 (Pisces: Siluriformes) a diferentes salinidades. *Acta Scientiarum Biological Science*, 30:345-350, 2008a.

LUZ, R.K.; SANTOS, J.C.E. Densidade de estocagem e salinidade de água na larvicultura de pacamã. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 43:903-909, 2008b.

LUZ, R.K.; SANTOS, J.C.E.; PEDREIRA, M.M.; TEIXEIRA, E.A. Effect of water flow rate and feed training on “pacamã” (Siluriforme: Pseudopimelodidae) juvenile production. *Arquivos Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 63:973-979, 2011.

MELO, J.F.B.; SANTOS, A.S.; DOURADO, L.A.M.; RODRIGUES, V.J.; GUIMARÃES, M. E. C. Situação atual e perspectivas da aqüicultura (piscicultura) no Vale do São Francisco. In: SIMPÓSIO DE PRODUÇÃO ANIMAL DO VALE DO SÃO FRANCISCO, 2006, Petrolina. Anais... Petrolina: [UNIVASF], p. 201-214, 2006.

MEURER, F.; OLIVEIRA, S.T.L.; SANTOS, L.D.; OLIVEIRA, J.S.; COLPINI, L.M.S. Níveis de oferta de pós-larvas de tilápia do Nilo para alevinos de pacamã (*Lophiosilurus alexandri*). *Revista Brasileira de Ciências Agrárias*, 5:111-116, 2010.

PEDREIRA, M.M.; LUZ, R.K.; SANTOS, J.C.E.; SAMPAIO, E.V.; SILVA, R.S.F. Biofiltração da água e tipos de substrato na larvicultura do pacamã. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 44:511-518, 2009.

PEDREIRA, M.M.; SAMPAIO, E.V.; SANTOS, J.C.E.; PIRES, A.V. Larviculture of two neotropical species with different distributions in the water column in light-and dark-colored tanks. *Neotropical Ichthyology*, 10:439-444, 2012.

PEDREIRA, M.M.; SANTOS, J.C.E.; SAMPAIO, E.V.; PEREIRA, F.N.; SILVA, J.L. Efeito do tamanho da presa e do acréscimo de ração na larvicultura de pacamã. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 37:1.144-150, 2008.

REIS, R.E.; KULLANDER, S.O.; FERRARIS JÚNIOR, C.J. (Org.). Check list of the freshwater fishes of South and Central America. Porto Alegre: EdIPUCRS, 2003.

SANTOS, J.C.E. Larvicultura de pacamã (*Lophiosilurus alexandri*) em sistema de recirculação de água. 2014. 70f. Tese (Doutorado em Recursos Pesqueiros e Aquicultura) Universidade Federal Rural do Pernambuco, Departamento de Pesca e Aquicultura, Recife, 2014.

SANTOS, J.C.E.; LUZ, R.K. Effect of salinity and prey concentrations on *Pseudoplatystoma corruscans*, *Prochilodus costatus* and *Lophiosilurus alexandri* larviculture. *Aquaculture*, 287:324-328, 2009.

SANTOS, J.C.E.; LUZ, R.K.; BAZZOLI, N. Níveis de alimentação e frequência alimentar na larvicultura de *Lophiosilurus alexandri*. In: I CONGRESSO BRASILEIRO DE PRODUÇÃO DE PEIXES NATIVOS DE ÁGUA DOCE, 2007, Dourados-MS. Resumo expandido. Mato Grosso do Sul. v.1. p.1-4, 2007.

SANTOS, H. B.; SAMPAIO, E.V.; ARANTES, F.P.; SATO, Y. Induced spawning and reproductive variables of the catfish *Lophiosilurus alexandri* Steindachner, 1876 (Siluriformes: Pseudopimelodidae). *Neotropical Ichthyology*, 11:607-614, 2013.

SATO, Y. Reprodução de peixes da bacia do rio São Francisco: indução e caracterização de padrões. 1999. 179p. Tese (Doutorado em Ecologia e Recursos Naturais). Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, UFSCar, São Carlos, 1999.

SATO, Y.; CARDOSO, E.L. Novas informações sobre a reprodução de pacamã (*Lophiosilurus alexandri*) em cativeiro. In: ENCONTRO ANUAL DE AQUICULTURA DE MINAS GERAIS, 6, 1998, Belo Horizonte. Resumos... Belo Horizonte: Associação Mineira de Aquicultura, p.19, 1988.

SATO, Y.; FENERICH-VERANI, N.; NUÑER, A.P.O.; GODINHO, H. P.; VERANI, J. R. Padrões reprodutivos de peixes da bacia do São Francisco. In: GODINHO, H.P.; GODINHO, A.L. (Org.). Águas, peixes e pescadores do São Francisco das Minas Gerais. Belo Horizonte: Editora PUC Minas, p.229-274, 2003a.

SATO, Y.; FENERICH-VERANI, N.; GODINHO, H.P. Reprodução induzida de peixes da bacia do São Francisco. In: GODINHO, H.P.; GODINHO, A.L. (Org.). Águas, peixes e pescadores do São Francisco das Minas Gerais. Belo Horizonte: Editora PUC Minas, p.275-289, 2003b.

SATO, Y.; SAMPAIO, E.V. A Ictiofauna na Região do Alto São Francisco, com ênfase no Reservatório de Três Marias, Minas Gerais. In: NOGUEIRA, M.G.; HENRY, R.; JORCIN, A. (Org.). Ecologia de reservatórios: Impactos potenciais, ações de manejo e sistemas em cascata. São Carlos: Editora RiMa, p.251-274, 2006.

TENÓRIO, R.A. Aspectos da biologia reprodutiva do niquim *Lophiosilurus alexandri* Steindachner, 1876 (Actinopterygii, Pimelodidae) e crescimento da progênie em diferentes condições ambientais. 2003. 57f. Dissertação (Mestrado em Recursos Pesqueiros e Aquicultura). Universidade Federal Rural de Pernambuco. Departamento de Pesca, Recife, 2003.

TENÓRIO, R.A.; SANTOS, A.J. G.; LOPES, J.P.; NOGUEIRA, E.M.S. Crescimento do niquim (*Lophiosilurus alexandri* Steindachner 1876), em diferentes condições de luminosidade e tipos de alimento. Acta Scientiarum Biological Science, 28:305-309, 2006.

TRAVASSOS, H. Nótula sobre o pacamã, *Lophiosilurus alexandri* Steindachner, 1876. Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro, 4:1-2, 1959.

WOYNAROVICH, E.; HORVÁTH, L. The artificial propagation of warm-water fin fishes - manual of extensions. FAO Fisheries Technical Paper, 201:1-183, 1980.

CAPÍTULO 23

AVANÇOS NA NUTRIÇÃO E PRODUÇÃO DE LAMBARIS

Ana Lucia Salaro¹

Daniel Abreu Vasconcelos Campelo

Marcelo Duarte Pontes

Jener Alexandre Sampaio Zuanon

Valéria Rossetto Barriviera Furuya

Wilson Massamitu Furuya

INTRODUÇÃO

O Brasil é um país privilegiado em recursos pesqueiros possuindo uma série de espécies nativas com potencial para a aquicultura. Um exemplo são os peixes do gênero *Astyanax*, considerado o mais diversificado da família Characidae, os quais são facilmente encontrados nas bacias hidrográficas brasileiras (Garutti & Britski, 2000).

Por serem amplamente conhecidos, *Astyanax* spp. recebem uma infinidade de nomes populares, tais como: lambari, tabuão, tambuiú, piaba, piabinha, matupiris, mojarra, entre outros. Dentre as mais de 100 espécies e subespécies já descritas, destacam-se o lambari-do-rabo-amarelo, *Astyanax altiparanae* Garutti & Britski, 2000, anteriormente classificado como *Astyanax bimaculatus* Linnaeus, 1758, o lambari-do-rabo-vermelho, *Astyanax fasciatus* Cuvier, 1819 e o lambari prata, *Astyanax scabripinnis* Jenyns, 1842.

Além da importância desses peixes na cadeia alimentar dos rios brasileiros, os lambaris também apresentam uma série de características vantajosas para a sua criação comercial, como por exemplo, o rendimento de carcaça entre 70 a 85% (Tavares, 2011;

Salaro et al. Avanços na nutrição e produção de lambaris. In: Tavares-Dias, M. & Mariano, W.S. (Org.). Aquicultura no Brasil: novas perspectivas. São Carlos, Editora Pedro & João, 2015.

Pontes, 2013; Ferreira et. al., 2014; Campelo et al., no prelo), em função do peixe ser comercializado apenas eviscerados e escamados. Porém, o número de piscicultores que produzem lambaris ainda é incerto e os dados oficiais de produção podem estar subestimados. No ano de 2012 foram produzidos no Brasil 439 toneladas de lambaris-do-rabo-vermelho (FAO-FIGIS, 2014). Segundo a Secretária do Estado de São Paulo em 2013, foram produzidos mais de 50 milhões de unidades de lambaris, com previsão de aumento para mais de 600 milhões. Assim, o lambaricultivo (produção de lambaris em cativeiro) se apresenta como alternativa à piscicultura brasileira. Entretanto, a maioria dos produtores ainda realiza sua criação de forma empírica, sem um pacote tecnológico disponível ou mesmo o acompanhamento de técnicos. Portanto, neste capítulo serão abordados os principais avanços nos estudos de nutrição, manejo produtivo e reprodutivo dos peixes deste gênero.

NUTRIÇÃO

As principais espécies de lambaris utilizadas na piscicultura apresentam hábito alimentar onívoro como o *A. bimaculatus* (Adrian, et al., 2001) e *A. fasciatus* (Vaz et al., 2000), enquanto o *A. scabripinnis* embora também seja considerado de hábito alimentar onívoro apresenta tendência à insetivoria (Abilhoa, 2007). Os lambaris, de uma forma geral, alimentam-se de restos vegetais, algas, larvas de insetos aquáticos e material em decomposição (Vaz et al., 2000; Adrian et al., 2001; Cassemiro et al., 2002) sendo considerados peixes de alta flexibilidade alimentar (Abilhoa, 2007), o que permite sua criação em cativeiro com a utilização de dietas confeccionadas a base de ingredientes de baixo custo e boa disponibilidade no mercado (Salaro et al., 2008).

A exigência por proteína e energia dos lambaris, em geral, tem se mostrado relativamente baixa, além desses peixes apresentarem boa eficiência na utilização da proteína oriunda de ingredientes de origem animal ou vegetal. Ingredientes alternativos como a farinha de vísceras de aves e resíduos da filetagem da

tilápia-do-nylo, vêm sendo utilizados com sucesso na nutrição dessas espécies (Signor et al., 2008; Boscolo et al., 2012).

As exigências nutricionais do *A. fasciatus* ($1,61 \pm 0,02$ g) são atendidas com ração contendo 26% de proteína bruta e 3100 kcal/kg de energia digestível (Salaro et al., 2008). Juvenis de *A. bimaculatus* ($1,30 \pm 0,01$ g) apresentam exigência de energia digestível de 2900 kcal/kg em rações contendo 32 ou 38% de proteína bruta (Cotan et al., 2006). As exigências em aminoácidos essenciais para *A. altiparanae* (Tabela 1) foram estimadas relacionando a media das exigências de algumas espécies onívoras (*Ictalurus punctatus*, *Oreochromis niloticus*, *Cyprinus carpio*, *Rhamdia quelen* e *Piaractus mesopotamicus*) com a composição de aminoácidos da carcaça e do músculo do lambari-do-rabo-amarelo (Abimorad & Castellani, 2011). Para este estudo foram utilizados peixes com peso médio de $9,2 \pm 4,2$ g e 18,6 e 18,9% de proteína bruta, na carcaça e no músculo, respectivamente.

Tabela 1. Exigências dietéticas de aminoácidos essenciais do lambari-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*) com base no perfil de aminoácidos da carcaça e do músculo dos animais (Abimorad & Castellani, 2011)

Aminoácido	Exigência estimada com base na composição da carcaça (g/100g de proteína)	Exigência estimada com base na composição do músculo (g/100g de proteína)
Arginina	4,48	3,86
Histidina	1,77	1,76
Isoleucina	3,00	2,97
Leucina	4,26	5,20
Lisina	5,13	5,86
Metionina + cistina	2,89	2,29
Fenilalanina + tirosina	5,56	5,03
Treonina	2,64	5,77
Triptofano	1,05	0,95
Valalina	3,11	3,20

A avaliação de promotores de crescimento em dietas para lambaris apenas recentemente vem ganhando espaço na literatura. O óleo de orégano mostrou-se eficiente como promotor de

crescimento para *A. altiparanae* melhorando também a qualidade da carcaça dos animais (Ferreira et al., 2014).

Diferentes fontes de óleos também têm sido estudadas em dietas para lambaris-do-rabo-amarelo com o objetivo de obter melhorias na qualidade da carcaça para o consumo humano e da saúde do animal. Peixes alimentados com diferentes óleos apresentam perfil de ácidos graxos semelhantes aos da dieta recebida, sendo que a suplementação do óleo de linhaça melhora a relação n-3/n-6 na carcaça dos peixes (Tavares, 2011; Pontes, 2013). A possibilidade de produzir um pescado rico em ácidos graxos da série n-3, a partir do uso de óleos vegetais contribui para sustentabilidade da cadeia aquícola, uma vez que diminui a dependência do óleo de peixe, produto oriundo da pesca extrativista.

A suplementação de ácido linoléico conjugado (CLA) em dietas para *A. altiparanae* também se mostrou efetiva na melhoria da qualidade da carcaça dos peixes, com boa incorporação dos principais isômeros (cis-9, trans-11 e trans-10, cis-12) benéficos à saúde humana e dos animais (Campelo et al., no prelo). A incorporação de tais isômeros na carcaça dos peixes é benéfica para o consumidor, uma vez que o CLA está relacionado com a prevenção de várias doenças tais como arteriosclerose, diabetes e câncer em humanos.

Lambaris-do-rabo-vermelho, de diferentes classes de peso, alimentados com alimento natural, proveniente da adubação orgânica de viveiros, mostraram perfil de ácidos graxos e composição centesimal da carcaça semelhantes entre si, com relações satisfatórias de ácidos graxos n-3/n-6 e ácidos graxos insaturados/saturados, além de níveis de proteína e lipídios adequados para o consumo humano (Furuya et al., 2013).

MANEJO PRODUTIVO

Vários estudos foram realizados com objetivo de melhor entender o manejo produtivo desses peixes. Para determinar frequência alimentar para alevinos de lambari-do-rabo-amarelo

(0,34 ± 0,01g), foram testadas as frequências de 2, 4, 6 e 8 alimentações diárias, sendo o melhor desempenho dos animais quando alimentados quatro vezes ao dia, na temperatura média de 25,5°C (Hayashi et al., 2004). A melhor taxa de arraçoamento para peixes da mesma espécie (0,52 ± 0,05g), na mesma temperatura, foi de 11,5% da biomassa, quando utilizado rações contendo 30% de proteína digestível e 3.000 kcal/kg de energia digestível (Meurer et al., 2005).

Na produção do *A. bimaculatus* em sistema de tanques-rede, a utilização da densidade de estocagem de 31 peixes/m³ proporciona peixes com maior comprimento e maior ganho de peso. Entretanto, a densidade de 124 peixes/m³ resulta em maior biomassa total com peixes de peso e comprimento menores (Vilela & Hayashi, 2001). Vale ressaltar que, normalmente, lambaris de pequeno porte, com cerca de cinco a seis centímetros atendem a exigência do mercado e, portanto possibilita a obtenção de maior rentabilidade da produção, quando se utiliza altas densidades.

Dentre as atividades realizadas durante a produção e comercialização de peixes, o transporte (incluindo captura, preparo e o transporte propriamente dito) é de fundamental importância para a sustentabilidade econômica da criação, uma vez que pode desencadear respostas de estresse e, conseqüentemente elevadas perdas. Para atenuar as respostas ao estresse durante o processo de transporte, o sal comum (NaCl), vem sendo utilizado de maneira eficaz para diversas espécies de peixes (Carneiro & Urbinati, 2001; Gomes et al., 2003; Oliveira et al., 2009). Para lambaris-do-rabo-amarelo, o sal comum minimizou o estresse causado pela prática de transporte, sendo recomendado o uso de 3 g/L de sal comum na água de transporte (dados não publicados).

Os lambaris apresentam crescimento diferenciado, sendo que as fêmeas apresentam maior peso final e maior taxa de crescimento em relação aos machos e, portanto, são mais indicadas para a engorda em sistema comercial. Fêmeas de lambaris-prata criadas separadas dos machos apresentam melhor crescimento e índices somáticos (Navarro et al., 2006). Para lambaris-do-rabo-amarelo

existe a mesma tendência das fêmeas crescerem mais do que os machos. No entanto, a sexagem manual é muito trabalhosa, estressante para o animal e só deve ser realizada na fase de terminação, quando os machos apresentam dimorfismo sexual. Portanto, para a criação apenas de fêmeas é indicada a reversão sexual dos peixes. A utilização de valerato de estradiol na ração (20 a 80 mg/kg) de *A. altiparanae* aumentou a proporção de fêmeas (70-76%) em relação ao grupo controle (44% de fêmeas), sem afetar o crescimento dos peixes (Bem et al., 2012).

REPRODUÇÃO E LARVICULTURA

O lambari pode ser considerado um peixe prolífero, com reprodução natural em cativeiro, sem a necessidade de indução hormonal. Geralmente, se reproduzem o ano todo, inclusive nos meses mais frios. Entretanto, é mais comum a ocorrência da reprodução dos peixes nos meses chuvosos e quentes. No lambari-prata observa-se a presença de ovócitos vitelogênicos ou maduros durante todo o ano, porém encontrados em maior concentração entre os meses de novembro a abril (Pereira Filho et al., 2011), coincidindo com os períodos mais quentes e chuvosos do ano. Em condições naturais, os machos de *A. scabripinnis*, apresentam atividade reprodutiva durante o ano todo (Souza et al., 2015). A desova do *A. altiparanae* é parcelada, podendo ocorrer desovas consecutivas em intervalos de duas ou três semanas (Garutti, 2003).

O lambari-do-rabo-amarelo apresenta maturidade sexual com 7 a 9 cm nos machos e 9 a 12 cm nas fêmeas (Porto-Foresti et al., 2010), sendo que em cativeiro pode ocorrer em animais menores e a primeira desova ocorre aos quatro meses de idade (Silva et al., 1996).

A escolha dos reprodutores deve ser realizada na época de reprodução, baseando-se nos caracteres sexuais secundários, quando os machos apresentam espículas ásperas na nadadeira anal, com um aspecto semelhante a uma lixa. Quanto maior o grau de aspereza na nadadeira anal, maior é o grau de maturação das gônadas, ou seja, mais preparados os animais estarão para reprodução (Porto-Foresti et al., 2010). Portanto, ao selecionar os

reprodutores deve-se atentar a essa característica para que possa obter sucesso na reprodução. As fêmeas normalmente são maiores e mais arredondadas, sendo que nos estágios mais avançados de maturação sexual possuem o ventre abaulado devido ao desenvolvimento das gônadas. Neste período ocorre forte irrigação sanguínea na região ventral, principalmente próximo a inserção das nadadeiras peitorais e ventrais (Porto-Foresti et al., 2010), o que deixa esta região avermelhada. Nas fêmeas aptas à reprodução as gônadas chegam a representar 13 a 20% do peso corporal, sendo que nos machos apenas de 2 a 5% do peso corporal.

O processo de desova e fertilização dos ovos pode ocorrer naturalmente no viveiro, sem a necessidade de indução hormonal. No entanto, também pode ser realizada a indução hormonal seguida de extrusão manual ou de desova natural. No processo de reprodução natural, o manejo tradicionalmente adotado pelos piscicultores é a criação dos reprodutores no mesmo viveiro, onde também ocorre a alevinagem e engorda. Em função dos ovos dos lambaris serem levemente adesivos (Sato et al, 2006), utiliza-se como substratos para desova, o aguapé (*Eichornia crassipes*) devido à maior superfície de raiz, o que possibilita aderência dos ovos e proteção para as larvas contra a predação (Resende et al., 2005). Quando utilizado este manejo ocorrem reproduções sucessivas, gerando peixes de vários tamanhos e idade, dificultando o controle da criação. Ocorre também maior mortalidade, devido à elevada predação das larvas e alevinos pelos lambaris maiores. Além disso, sucessivas reproduções entre o mesmo grupo de animais pode elevar a consanguinidade e trazer sérios danos à criação, diminuindo a viabilidade econômica da produção.

A utilização de gaiolas para desova evita que ocorram sucessivas desovas no mesmo viveiro, uma vez que, logo após a desova as gaiolas com os reprodutores são retiradas dos tanques ou viveiros. Esta técnica proporciona maior homogeneidade do lote de alevinos evitando também o canibalismo das larvas pelos reprodutores (Garutti, 2003).

Apesar da capacidade dos lambaris de se reproduzirem naturalmente, alguns produtores optam pela indução hormonal, para sincronização de desovas e a obtenção de lotes mais uniformes. O extrato bruto de hipófise de carpa (EBHC) e a gonadorelina se mostraram eficiente na indução de fêmeas de lambaris-do-rabo-amarelo. (Sato et al., 2006; Felizardo et al., 2012). O período de aplicação do hormônio pode influenciar o desempenho reprodutivo dos lambaris. A aplicação no período de luz promoveu fecundidade absoluta mais alta em relação aos animais induzidos no período de escuro (Felizardo et al., 2012). Após a fecundação, o tempo para eclosão da larva de lambari-do-rabo-amarelo é de 20 horas, em temperatura da água entre 24 e 25 °C (Sato et al., 2006). A larva de lambari apresenta movimentação vertical e absorve totalmente o saco vitelínico com 3,5 a 4 dias após a eclosão (Sato et al., 2006).

Ainda são poucas as informações sobre a influência da alimentação dos reprodutores de lambaris sobre o desempenho reprodutivo dos peixes. O perfil lipídico do vitelo de lambari-do-rabo-amarelo é influenciado pela dieta consumida. O teor de lipídeo de lambaris selvagens é maior do que de lambaris alimentados com rações comerciais, demonstrando que as dietas comerciais utilizadas atualmente não atendem as exigências em lipídeos na fase reprodutiva dos lambaris (Gonçalves et al., 2014).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os lambaris são espécies conhecidas em todo território brasileiro, apreciados como isca viva para a pesca esportiva e consumidos principalmente na forma de petisco. Portanto, os avanços na área da nutrição e o domínio das técnicas de reprodução e larvicultura dos lambaris têm possibilitado melhorar a sustentabilidade econômica e ambiental da sua criação. A aplicação de novas tecnológicas possibilita a elaboração de produtos com elevado valor nutritivos para o consumo humano e maior valor agregado.

REFERÊNCIAS

- ABILHOA, V. Aspectos da história natural de *Astyanax scabripinnis* Jenyns (Teleostei, Characidae) em um riacho de floresta com araucária no sul do Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*, 24:997-1005, 2007.
- ABIMORAD, E.G.; CASTELLANI, D. Exigências nutricionais de aminoácidos para o lambari-do-rabo-amarelo baseadas na composição da carcaça e do músculo. *Boletim do Instituto de Pesca*, 37:31-38, 2011.
- ANDRIAN, I.F.; SILVA, H.B.R.; PERETTI, D. Dieta de *Astyanax bimaculatus* (Linnaeus, 1758) (Characiformes, Characidae), da área de influência do reservatório de Corumbá, Estado de Goiás, Brasil. *Acta Scientiarum*, 23:435-440, 2001.
- BOSCOLO, W.R.; FEIDEN, A.; SIGNOR, A.A.; KLEIN, S.; BITTENCOURT, F.; CORRÊIA, A.F. Resíduos da indústria de filetagem de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) na forma de farinhas e silagem para a alimentação de lambari (*Astyanax bimaculatus*). *Revista Acadêmica: Ciências Agrárias e Ambientais*, 10:189-195, 2012.
- CAMPELO, D.A.V.; DE OLIVEIRA, K.R.B.; BATISTON, W.P.; ZUANON, J.A.S.; FURUYA, W.M.; MATSUSHITA, M.; SALARO, A.L. Conjugated linoleic acid in diets for lambari (*Astyanax altiparanae*) (Garutti & Britski, 2000). *Aquaculture Nutrition*, no prelo.
- CARNEIRO, P.C.F.; URBINATI, E.C. Salt as a stress response mitigator of matrinxã, *Brycon cephalus* (Günther), during transport. *Aquaculture Research*, 32:297-304, 2001.
- CASSEMIRO, F.A.S.; HAHN, N.S.; FUGI, R. Avaliação da dieta de *Astyanax altiparanae* Garutti & Britski, 2000 (Osteichthyes, Tettragonopterrinae) antes e após a formação do reservatório de Salto Caxias, Estado do Paraná, Brasil. *Acta Scientiarum*, 24:419-425, 2002.
- COTAN, J. L. V.; LANNA, E. A. T.; BOMFIM, M. A. D. DONZELE, J. L.; RIBEIRO, F. B.; SERAFINI, M. A. Dietary levels of digestible energy and crude protein for lambaris também fingerlings. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 35:634-640. 2006.
- EVANS, M. E.; BROWN, J. M.; MCINTOSH, M. K. Isomer-specific effects of conjugated linoleic acid (CLA) on adiposity and lipid metabolism. *Journal of Nutritional Biochemistry*, 13:508-516. 2002.
- FAO - FIGIS. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Fisheries Global Information System. 2014. Accessed: [<http://www.fao.org/figis/>].
- FELIZARDO, V.O.; MURGAS, L.D.S.; ANDRADE, E.S. ; LÓPEZ, P.A.; FREITAS, R. T.F.; FERREIRA, M.R. Effect of timing of hormonal induction on reproductive activity in lambari (*Astyanax bimaculatus*). *Theriogenology*, 77:570-1574, 2012.
- FERREIRA, P.M.F.; NASCIMENTO, L.S.; DIAS, D.C.; MOREIRA, D.M.V.; SALARO, A.L.; FREITAS, M.B.F. Essential oregano oil as a growth promoter for the yellowtail tetra, *Astyanax altiparanae*. *Journal of the World Aquaculture Society*, 45:28-34, 2014.
- FURUYA, V.R.B.; FURUYA, W.M.; MICHELATO, M.; SALARO, A.L.; MATSUSHITA, M.; BATISTON, W.P. Composição proximal e perfil de ácidos

graxos do lambari-do-rabo-vermelho (*Astyanax fasciatus*) de diferentes classes de peso. Revista Brasileira de Saúde e Produção Animal, 14:820-830, 2013.

GARUTTI, V.; BRITSKI, H.A. Descrição de uma espécie nova de *Astyanax* (Teleostei: Characidae) da bacia do alto rio Paraná e considerações sobre as demais espécies do gênero na bacia. Comunicações do Museu de Ciências e Tecnologia da PUCRS, 13:65-88, 2000.

GARUTTI, V. Piscicultura ecológica. 1ª ed. UNESP, São Paulo, 2003.

GOMES, L.C.; ARAÚJO-LIMA, C.A.R.M.; ROUBACH, R.; URBINATI, E.C. Avaliação dos efeitos da adição de sal e da densidade no transporte de tambaqui. Pesquisa Agropecuária Brasileira, 38:283-290, 2003.

GONÇALVES, L.U., PARISI, G., BONELLI, A., SUSSEL, F.R.; VIEGAS, E.M.M. The fatty acid compositions of total, neutral and polar lipids in wild and farmed lambari (*Astyanax altiparanae*) (Garutti & Britski, 2000) broodstock. Aquaculture Research, 45: 195-203, 2014.

HAYASHI, C.; MEURER, F.; BOSCOLO, W.R.; LACERDA, C.H.F.; KAVATA, L.C.B. Frequência de Arraçoamento para Alevinos de Lambari do Rabo-Amarelo (*Astyanax bimaculatus*). Revista Brasileira de Zootecnia, 33:21-26, 2004.

MEURER, F.; HAYASHI, C.; BOSCOLO, W.R.; KAVATA, L.B.; LACERDA, C.H.F. Nível de Arraçoamento para alevinos de lambari-do-rabo-amarelo (*Astyanax bimaculatus*). Revista Brasileira de Zootecnia, 34:1835-1840, 2005.

NAVARRO, R.D.; SILVA, R.F.; FILHO, O.P.R.; CALADO, L.L.; REZENDE, F.P.; SILVA, C.S.; SANTOS, L.C. Comparação morfométrica e índices somáticos de machos e fêmeas do lambari prata (*Astyanax scabripinnis* Jenyns, 1842) em diferente sistema de cultivo. Zootecnia Tropical, 24:165-176, 2006.

OLIVEIRA, J.R.; CARMO, J.L.; OLIVEIRA, K.K.C.; SOARES, M.C.F. Cloreto de sódio, benzocaína e óleo de cravo-da-índia na água de transporte de tilápia-do-nylo. Revista Brasileira de Zootecnia, 38:1163-1169, 2009.

PARK, Y.; PARIZA, M.W. Mechanisms of body fat modulation by conjugated linoleic acid (CLA). Food Research International, 40, 311-323, 2007.

PEREIRA FILHO, H.P.; ANDRADE, D.R.; TONINI, W.C.T.; VIDAL, M.V.J. Biologia reprodutiva de fêmeas de lambari-prata, *Astyanax scabripinnis* Jenyns, 1842 (Characidae; Tetragonopterinae; Teleostei) em condições de cativeiro. Ciência Animal Brasileira, 12:626-634, 2011.

PONTES, M.D. Relação de ácidos graxos n6/n3 em dietas para lambari-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*). 57p. (Mestrado em Biologia Animal). Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2013.

PORTO-FORESTI, F.; CASTILHO-ALMEIDA, R.B.; SENHORINI, J. A.; FORESTI, F. Biologia e criação do lambari-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*). In: BALDISSEROTTO, B., GOMES, L.C. (Ed). Espécies nativas para piscicultura no Brasil. Santa Maria: UFSM, p. 101-115, 2010.

REZENDE, F.P.; FILHO, O.P.R.; PEREIRA, M.M.; TAKABATAKE, E.Y.; NAVARRO, R.D.; SANTOS, L.C.; SILVA, R.F.; FILHO, C.B.C. Eficiência de

- diferentes substratos na desova de tambuí (*Astyanax bimaculatus* Linnaeus, 1758). Revista Ceres, 52:527-533, 2005.
- SALARO, A.L.; SARAIVA, A.; ZUANON, J.A. S.; BALBINO, E.M.; MORAES, S.S. S.; KASAI, R.Y.D. Níveis proteicos e energéticos em dietas para lambaris-do-rabo-vermelho, *Astyanax fasciatus*. Tópicos Especiais em Biologia Aquática e Aquicultura II. Jaboticabal: Sociedade Brasileira de aquicultura e Biologia Aquática, 2:1-376, 2008.
- SATO, Y.; SAMPAIO, E.V.; FENERICH-VERANI, N.; VERANI, J.R. Biologia reprodutiva e reprodução induzida de duas espécies de Characidae (Osteichthyes, Characiformes) da bacia do São Francisco, Minas Gerais, Brasil. Revista Brasileira de Zoologia, 23:267-273, 2006.
- SIGNOR, A.A.; BOSCOLO, W.R.; BITTENCOURT, F.; FEIDEN, A.; REIDEL, A. Farinha de vísceras de aves na alimentação de alevinos de lambari. Ciência Rural, 38:2339-2344, 2008.
- SILVA, J.V.; ANDRADE, D.R.; OKANO, W.Y. Desenvolvimento sexual e crescimento de lambaris - tambuí, *Astyanax bimaculatus* Linnaeus, 1758 submetidos a diferentes tipos de alimentação. Arquivo de Medicina Veterinária e Zootecnia, 48: 47-54, 1996.
- SOUZA, U.P.; FERREIRA, F.C.; BRAGA, F.M.S.; WINEMILLER, K.O. Feeding, body condition and reproductive investment of *Astyanax intermedius* (Characiformes, Characidae) in relation to rainfall and temperature in a Brazilian Atlantic Forest stream. Ecology of Freshwater Fish, 24: 123-132, 2015.
- TAVARES, M.M. Fontes de óleos vegetais em dietas para lambaris-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*): desempenho produtivo e perfil de ácidos. 58p. (Mestrado em Biologia Animal). Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2011.
- VAZ M.M.; TORQUATO, V.C.; BARBOSA, N.D.C. Guia ilustrado de Peixes da Bacia do Rio Grande. 1ª ed. CEMG/CETEC, Belo Horizonte, 2000.
- VILELA, C.; HAYASHI, C. Desenvolvimento de juvenis de lambari *Astyanax bimaculatus* (Linnaeus, 1758), sob diferentes densidades de estocagem em tanques-rede. Acta Scientiarum, 23:491-496, 2001.

CAPÍTULO 24

SUPLEMENTAÇÃO ALIMENTAR COM CROMO TRIVALENTE EM *Piaractus mesopotamicus* e TILÁPIA-DO-NILO: VARIÁVEIS ZOOTÉCNICAS E INFLAMAÇÃO

Flávio Ruas de Moraes¹
Julieta Rodini Engrácia de Moraes
Rodrigo YudiFujimoto

INTRODUÇÃO

Ações que promovam a piscicultura em seus aspectos produtivos e de bem estar são desejáveis. Atualmente grandes investimentos são canalizados para pesquisas que tenham como objetivo viabilizar aspectos nutricionais que atendam necessidades fisiológicas de crescimento, manutenção, reprodução e sanidade dos peixes, genericamente denominados de nutracêuticos.

Alguns grupos de compostos podem ser utilizados como suplementos na alimentação de peixes para favorecer estes aspectos. Essas substâncias podem ser ministradas aos peixes e sua eficiência testada em modelos experimentais adequados para tal fim, como métodos de avaliação de desempenho zootécnico, de toxicidade, de eficiência dos mecanismos de defesa como as variáveis inflamatórias, imune humorais, processo cicatricial ou mesmo por meio de desafio com patógenos (Siwicki et al., 1994).

Juntamente com as vitaminas, os oligoelementos são essenciais para a saúde dos peixes, pois participam como co-fatores em diferentes vias do metabolismo e neste contexto inclui-se o cromo trivalente. O cromo é um elemento em transição encontrado

Moraes et al. Suplementação alimentar com cromo trivalente em *Piaractus mesopotamicus* e tilápia-do-nilo: variáveis zootécnicas e inflamação. In: Tavares-Dias, M. & Mariano, W.S. (Org.). Aquicultura no Brasil: novas perspectivas. São Carlos, Editora Pedro & João, 2015.

naturalmente em estado oxidado, na forma di, tri e hexavalente, este último associado a problemas de toxicidade e câncer. Porém, a forma trivalente é interessante do ponto de vista nutricional, pois é estável, tem baixa toxicidade e apresenta ampla margem de segurança para suplementação alimentar (Anderson, 1981).

Neste capítulo serão descritos experimentos utilizando o cromo trivalente oriundo de diferentes fontes, pela avaliação de seus efeitos tóxicos e de sua interferência em variáveis zootécnicas e na resposta inflamatória induzida experimentalmente em peixes.

TOXICIDADE DO CROMO TRIVALENTE E DO HEXAVALENTE

Compostos de cromo hexavalente (Cr^6) são carcinogênicos, têm uso industrial em cromeação, produção de cimento e de tintas (Krumshnabel & Nawaz, 2004). A exposição das brânquias de *Channa punctatus* ao Cr^6 induzem hiperplasia do epitélio, fusão e necrose das lamelas secundárias (Mishra & Mohanty, 2008).

As concentrações de Cr^3 e Cr^6 na água são reguladas por reações de oxidação e redução em presença de um par redox. Em ambientes poluídos e com baixa concentração de oxigênio dissolvido, a geração de Cr^6 é favorecida pela oxidação do Cr^3 (Richard & Bourg, 1991). Assim existe a possibilidade de efeitos nocivos para os peixes bem como sobre organismos não-alvo.

O estudo de Castro et al. (2013) teve por objetivos avaliar a toxicidade aguda e os possíveis danos aos tecidos de pacu *Piaractus mesopotamicus* mantidos em água contendo diferentes concentrações Cr^3 (cloreto de cromo, óxido de cromo e carboquelato de cromo) e Cr^6 (dicromato de potássio).

Os pacus foram aclimatados por uma semana antes do início do experimento e tratados com ração basal (28 % de PB; 3.500 kcal de ED/kg), duas vezes ao dia *ad libitum*. Durante os testes de toxicidade realizados de acordo com a OECD 203 (2009) e a ABNT (20011) os peixes não receberam alimentação. Nestes testes foram usadas seis concentrações de cada composto sendo dicromato de potássio e cloreto de cromo (0, 100, 125, 150, 175 e 200 mg/L), óxido de cromo (0, 100, 200, 300, 400 e 500 mg/L) e carboquelato de cromo (0, 100, 150,

200, 250 e 300 mg/L) Tortuga Zootechnical Company – Animal Health and Nutrition, São Paulo, Brazil.

Foram utilizados 360 *P. mesopotamicus* ($8,0 \pm 2,0$ g) alocados inicialmente em um tanque de 1.000 L. Três parcelas de 120 peixes foram distribuídas em 24 caixas plásticas (10 L, n=5), onde foram mantidos por 7 dias, antes do início da experiência alimentados com dieta basal peletizada (28% PB e 3.500 kcal de ED / kg), 2 vezes, ao *ad libitum*. Durante o teste peixes não foram alimentados. As variáveis da água (OD= $5,68 \pm 0,2$ mg/L; $T^{\circ} = 24,9 \pm 0,3$ °C, pH = 8.0 ± 0.2 , permaneceram na faixa de conforto para os peixes (Ayroza & Scorvo, 2011) e não interferiram nos resultados.

Para avaliar os danos estruturais causados pelas duas formas de cromo os peixes foram necropsiados. Fragmentos de rim, fígado, brânquias e pele foram colhidos, seguindo-se a fixação em formalina tamponada a 10% e processados segundo as técnicas usuais em histotecnologia para obtenção de cortes com 5 μ m de espessura, corados por hematoxilina-eosina. As observações foram realizadas a intervalos de 6 horas e o experimento realizado em sistema estático. A CL₅₀ foi determinada pela técnica de Spearman-Karber (Hamilton et al.,1977).

Somente a concentração de 200 mg/L de cloreto de cromo causou mortalidade total nas primeiras 18 h. Estes resultados estão de acordo com o encontrado por outros autores que demonstraram que o se Cr³ for ministrado a níveis seguros ele não causará problemas de saúde para humanos e animais (Institute of Medicine, 2003). Não há efeito genotóxico no homem ou alterações celulares que sejam devidas à suplementação resultantes da contaminação por Cr⁶. O Cr³ inorgânico raramente atravessa as barreiras celulares e é considerado de baixa reatividade e toxicidade, particularmente na forma orgânica. A razão entre a concentração recomendada para uso na suplementação alimentar e a concentração tóxica é de aproximadamente 1:10.000. Isso significa que ele pode ser considerado seguro para o uso em nutrição animal (Institute of Medicine, 2003).

Os resultados do teste de toxicidade do Cr⁶ mostraram mortalidade após 18 h e continuou até 96 h após a administração. A

maior taxa de mortalidade ocorreu entre 48 e 96 h nas concentrações de 175 e 200 mg/ L, sugerindo que houve efeito biológico cumulativo que continuou a causar toxicidade até 96 h de exposição quando atingiu 100%.

Nas concentrações de 100, 125, 150 e 175 mg/ L de dicromato de potássio os peixes não apresentaram anormalidades. Todavia na concentração de 200 mg/L, ocorreu espessamento do epitélio escamoso estratificado da epiderme, com hiperplasia e hipertrofia das células das camadas externa, intermediária e basal, particularmente de células mucosas, assim como aumento do número de cromatóforos. As células caliciformes ou mucosas produzem o muco que se cora pelo PAS (Periodic Acid Schiff positive), e Cr⁶ ao agredi-las induz sua hiperplasia e aumento da produção como forma de proteger o epitélio e diminuir a absorção do produto tóxico (Alzemi et al., 1996).

O óxido de cromo na concentração de 100 mg/L não produziu anormalidades nos peixes, mas nas concentrações de 200, 300, 400 e 500 mg/L, ocorreu aumento do espaço intersticial entre a epiderme e a camada conjuntiva. Este espessamento resultou de edema como forma de diluir a quantidade de cromo absorvido e proteger o organismo.

No fígado de peixes mantidos na concentração de 100 mg/L de dicromato de potássio observou-se congestão discreta, mas a arquitetura tecidual estava preservada. Na concentração de 125 mg/L, alterações similares às anteriores foram observadas. Todavia, quando se usou 150 mg/L observou-se discreta hipertrofia dos hepatócitos com alterações do arranjo cordonal. Estas alterações foram mais severas nos peixes mantidos na concentração de 200 mg/L, que apresentou perda da arquitetura tecidual, esteatose e necrose resultantes do processo tóxico.

Pacus expostos ao óxido de cromo ou ao carboquelato de cromo não apresentaram anormalidades. Todavia os expostos a 200 mg/L de cloreto de cromo exibiram esteatose dos hepatócitos após 12 a 18 h de exposição. Fujimoto et al. (2005) relataram

anormalidades semelhantes em fígado de pacus que receberam alimentação suplementadas com carboquelato de cromo.

A histopatologia do rim cefálico de peixes expostos a 150-200 mg/L de Cr⁶ mostrou degeneração celular e necrose focal. Fujimoto et al. (2008) não descreveram anormalidades morfológicas no rim de pacus que foram alimentados com ração contendo carboquelato de cromo. Neste estudo os peixes expostos ao carboquelato de cromo e óxido de cromo não apresentaram alterações importantes. Mas nos peixes expostos ao cloreto de cromo na concentração de 200 mg/ L observou-se congestão discreta.

Somente nas concentrações de 500 mg/L de óxido de cromo e de 200 mg/L de cloreto de cromo ocorreram anormalidades morfológicas nas brânquias como hiperplasia do epitélio lamelar e desorganização estrutural das lamelas. O tecido branquial dos peixes expostos a concentrações de óxido de cromo, cloreto de cromo e carboquelato de cromo apresentaram-se semelhantes às do grupo controle.

Em conclusão o Cr⁶ foi mais tóxico que as formas de Cr³, e causaram alterações reversíveis como esteatose e edema, ou irreversíveis como a necrose. Essas lesões afetam não somente a estrutura, mas também a capacidade funcional dos órgãos envolvidos. Entre os compostos de Cr³, somente o cloreto de cromo na concentração de 200 mg/L causou mortalidade. As avaliações histopatológicas demonstraram que o Cr³ causou lesões de baixa severidade. Estes achados permitem confirmar que o Cr³ quando fornecido nas concentrações recomendadas, podem ser usados com segurança em piscicultura (para maiores detalhes ver Castro et al., 2013).

SUPLEMENTAÇÃO ALIMENTAR COM CR³ E VARIÁVEIS FISIOLÓGICAS EM PACUS

O Cr³ é um mineral essencial ao organismo e atua no metabolismo da glicose e de lipídios e sua deficiência provoca retardo de crescimento e intolerância à glicose (Hertz et al., 1989; Sano et al., 1999). Como fator de tolerância à glicose (GTF) potencia a ação da insulina e facilita sua união com seu receptor na superfície celular,

com aumento da sensibilidade da célula à glicose (Mertz & Roginski, 1969). Essa ação foi descrita em humanos (Anderson, 1994), em ratos (Hasten et al., 1997), em frangos (Hossain et al., 1998), em ruminantes e em suínos (Committee on Animal Nutrition, 1997) e em *Cyprinus carpio* (Hertz et al., 1989). A insulina regula a produção de energia e a deposição de tecido muscular. A ação potenciadora do cromo diminui a glicemia, pela maior entrada de glicose nas células e reduz seu acúmulo no tecido adiposo (Hossain et al., 1998).

Os estímulos estressantes determinam maior demanda de reservas energéticas, minerais e vitamínicas (Anderson, 1994; Committee on Animal Nutrition, 1997). O estresse crônico por alta densidade populacional é comum em pisciculturas, e foi descrito em “redporgy *Pagrus pagrus* (Rotllandet et al., 1997) e “gilthead seabream” *Sparus aurata* (Tort et al., 1996; Montero et al., 1999). A suplementação da dieta com cromo trivalente tende a reduzir os efeitos nocivos do estresse (Mowat, 1997).

Com base nessas informações Fujimoto et al. (2005) avaliaram os efeitos da dieta suplementada com carboquelato de cromo sobre parâmetros fisiológicos de pacus. Os peixes receberam 4 concentrações do mineral (0, 6, 12 e 18 mg/kg) adicionado à dieta básica formulada, continha 26% de PB; 4190 de kcal EB; 6,26% de extrato etéreo; 6,25% de fibra bruta e relação de cálcio e fósforo de 1,45:1. Os peixes foram mantidos em 2 densidades de estocagem, uma não estressante (4 kg/m³) e outra estressante (20 kg/m³) e avaliados em 3 períodos (7, 15 e 30 dias). Em pacus, há evidências de que a densidade de 20 kg/m afeta negativamente a atividade de macrófagos na resposta inflamatória crônica por corpo estranho, devido ao aumento da cortisolemia (Belo et al., 2005).

Os resultados demonstraram que a cortisolemia foi maior nos peixes alimentados com dieta isenta de cromo e menor naqueles alimentados com dieta suplementada com 18 mg de cromo/kg de ração, que sugeriu possível efeito anti-estressante nos primeiros 7 dias de ensaio, porém sem efeito significativo após esses dias. Em apoio a esses resultados, Belo et al. (2005; 2012), utilizando o mesmo modelo experimental e a mesma espécie de peixe, em ambiente similar,

verificaram aumento da cortisolemia também nos primeiros 7 dias, mas não em períodos posteriores.

Apesar da diferença da cortisolemia nos primeiros 7 dias não houve diferença significativa ($p > 0,01$) entre os valores de glicemia observados, quando se consideram as diferentes concentrações da suplementação testadas e as diferentes densidades de estocagem. Porém registrou-se aumento da glicemia nos 7 primeiros dias do experimento e sua posterior redução. Quinze dias após o início do ensaio observou-se diminuição do estoque de glicogênio hepático nos peixes que receberam suplementação alimentar de 6,0 mg de cromo/kg de ração. O estoque de glicogênio foi recuperado após 30 dias. Portanto, nas condições deste ensaio, a suplementação da dieta com 18 mg de carboquelato de cromo/kg mostrou-se interessante para a criação de pacus, pelo menos nos 7 primeiros dias de confinamento, podendo sua suplementação ser utilizada estrategicamente em época de manejos estressantes ou transporte (Para detalhes veja Fujimoto et al., 2005).

SUPLEMENTAÇÃO ALIMENTAR COM CR³: EFEITOS SOBRE PERFIL HEMATOLÓGICO

Assim como a glicemia, as variáveis sanguíneas são utilizadas no diagnóstico de processos de quebra de homeostasia, como anemias (Mahoney & McNulty, 1992; Tavares-Dias & Moraes, 2004), em resposta sistêmica a estímulos externos variados (Moiseenko, 1998), alterações osmorregulatórias (Boonet al., 1990; Davis, 1995; Yildiz, 1998).

Fujimoto et al. (2007a) avaliaram os efeitos da suplementação alimentar com Cr³ sobre as variáveis hematológicas e índices hepato e esplenosomático de pacus, mantidos em 2 densidades de estocagem. Para tanto foram utilizados pacus (100 g) distribuídos ao acaso em 2 densidades de estocagem (4 kg peixe/ m³ e 20 kg de peixe/ m³). A dieta básica formulada, continha 26% de PB; 4190 de kcal EB; 6,26% de extrato etéreo; 6,25% de fibra bruta e relação de cálcio e fósforo de 1,45:1. A essa dieta foram adicionadas 4 concentrações de carboquelato de cromo (0, 6, 12 e 18 mg/kg). As avaliações do perfil

hematológico foram realizadas depois de 7, 15, 30 e 90 dias do início da alimentação de acordo com o estabelecido por Tavares-Dias et al. (1999a).

Os resultados demonstraram que os pacus mantidos na maior densidade e alimentados com dietas suplementadas com 0 e 6 mg de Cr^3/kg de ração apresentaram redução do número de linfócitos circulantes, sugerindo má adaptação à densidade de 20 kg de peixe/ m^3 . Nas dietas suplementadas com 12 e 18 mg de Cr^3/kg de ração, esse efeito não foi observado, porém verificou-se aumento do número de trombócitos no tratamento com 12 mg de Cr^3/kg de ração. A inexistência de diferença significativa entre os tratamentos, aos 30 dias, sugere a adaptação dos peixes ao tipo de alimento e à situação de alta densidade. Portanto, nas condições deste ensaio, a suplementação com 12 e 18 mg de Cr^3/kg de ração mostrou-se interessante como estratégia alimentar durante 15 dias (para detalhes veja Fujimoto et al., 2007a).

A SUPLEMENTAÇÃO ALIMENTAR COM Cr^3 E A QUALIDADE DA CARÇA: PROTEÍNA X GORDURA

A busca por nutrientes que permitam melhorar o aproveitamento de carboidratos e aumentar o efeito poupador de proteína, reduzindo o teor protéico das dietas é relevante no sentido em que poderia diminuir o custo de produção, sem afetar o desempenho zootécnico e minimizar o impacto ambiental. O Cr^3 atua no metabolismo de glicose e lipídios (Sano et al., 1999) e a suplementação dietética com esse microelemento tende a reduzir os efeitos nocivos do estresse em espécies domésticas (Mowat, 1997; Fujimoto et al., 2005)

Tilápias híbridas (*Oreochromis niloticus* x *Oreochromis aureus*) alimentadas com ração suplementada com Cr^3 apresentaram aumento do ganho de peso, maior deposição de proteína e menor deposição de gordura (Shiau & Lin, 1993). No peixe nativo pacu (*P. mesopotamicus*) a suplementação com 6 mg/kg de Cr^3 apresentou o mesmo comportamento verificado em tilápias; porém, com maior eficiência de retenção de proteínas, maior teor protéico na carcaça, e diminuição

nos teores de lipídeos (Fujimoto et al., 2007). A suplementação com cromo potencia a ação da insulina e inibe a gliconeogênese, com ganho de eficiência na utilização de proteína e carboidrato (Hertz et al., 1989). A insulina regula a produção de energia e a deposição de tecido muscular (Hossainet al., 1998). A ação potenciadora do Cr^3 sobre a insulina permite maior captação de glicose pelas células, diminuindo sua disponibilidade excessiva para o metabolismo em gordura (Hossainet al., 1998). Em humanos, o Cr^3 inibe indiretamente as enzimas de síntese de ácido graxo responsáveis pela lipogênese e modifica o armazenamento de triglicerídeos mediados pela insulina. Essa ação resulta em menor deposição de gordura (Kaatset al., 1998), tem efeito positivo sobre a utilização e incorporação de aminoácidos e síntese de proteínas, com melhora na transcrição do RNA (Okada et al., 1984).

No peixe nativo pacu a suplementação com 6 mg/kg em baixa densidade de estocagem (4 kg/m^3) é suficiente para a obtenção de carcaça mais magra, porém em densidades mais altas (20 kg/m^3) a concentração do mineral tem que estar acima de 12 mg/kg para se obter o mesmo efeito.

Trutas-arco-íris *Oncorhynchus mikiss* alimentadas com ração suplementada com 0,5 mg de cromo/kg, na forma de quelato, não diferiram do grupo-controle não suplementado quanto à retenção de proteína e gordura (Bureau et al., 1995). Pan et al. (2003) não encontraram diferença significativa na composição corporal de tilápias híbridas (*O. niloticus* x *O. aureus*) criadas em sistema aberto de circulação de água, suplementadas com até 2,0 mg de picolinato de cromo/kg de ração. Entretanto, quando os peixes foram criados em sistema de fechado com recirculação, que permitiu a bioacumulação do nutriente, houve aumento das respostas e melhora da qualidade da carcaça. Essa diferença em relação às concentrações e ao efeito do Cr^3 sobre a eficiência de retenção e aproveitamento dos nutrientes deve-se possivelmente às variadas fontes de cromo utilizadas (para detalhes ver Fujimoto et al., 2007b).

SUPLEMENTAÇÃO ALIMENTAR COM Cr^3 , CARGA PARASITÁRIA E INFLAMAÇÃO AGUDA EM PACU E TILÁPIA-DO-NILO

O Cr^3 potencia a ação da insulina (Mowat, 1997) e reduz a cortisolemia em situações de estresse (Wedemeyer, 1997). Os glicocorticoides em altas concentrações plasmáticas inibem o desenvolvimento da inflamação (Belo et al., 2005, 2012; Claudiano et al., 2013). Por outro lado, o Cr^3 é fator de tolerância à glicose (Mowat, 1997), que facilita a interação química entre a insulina e seus receptores nas membranas celulares e induz maior sensibilidade das células à glicose (Fujimoto et al., 2005; 2007a,b; Lukaski, 2000; Mertz & Roginski, 1969).

Fujimoto et al. (2010) encontraram redução no número de monogenóides e do dinoflagelado *Piscinoodinium pillulare* quando os pacus foram alimentados com 12 e 18 mg/kg de Cr^3 . Os autores observaram que em baixa densidade de estocagem 4kg/m³ a concentração de 6 mg/kg possibilitou a redução dos parasitos, mas na densidade estressante de 20kg/m³ a concentração para se obter a redução foi de 12 e 18 mg/kg, demonstrando que quando os pacus foram submetidos a estresse sua exigência do mineral aumentou. Isso foi relatado por Anderson (1994) que afirmou que em situações de estresse os peixes perdem seu equilíbrio osmorregulatório com perda de sais para água, com aumento da exigência desses nutrientes (para mais detalhes veja Fujimoto et al., 2010).

Na inflamação aguda de ratos Wistar induzida pela carragenina, a insulina e os corticosteroides adrenais exercem antagonismo fisiológico no controle do desenvolvimento da reação. Na fase inicial da reação as propriedades da insulina facilitam a entrada de glicose para as células como fonte de energia para o incremento da reação. Depois de 2 horas do estímulo inflamatório a concentração plasmática de corticosterona mais que dobra seus valores plasmáticos iniciais como resultado da estimulação do eixo hipotálamo-hipófise-adrenal, como forma de controlar e limitar o desenvolvimento da reação (Moraes & Garcia-Leme, 1982; Moraes et al., 1987). Em outras palavras a inflamação aguda é auto-controlada.

Então o Cr³ poderia atuar como agente potenciador da ação da insulina e como fator limitador da liberação de cortisol (Fujimoto et al., 2005) e favorecer o desenvolvimento da reação inflamatória que por sua vez seria mais eficiente na defesa contra agentes infecciosos. Porém as informações sobre efeito da suplementação alimentar com Cr³ sobre a resposta inflamatória ainda eram escassos, apesar de haver literatura que demonstrava que a ingestão adequada de nutrientes específicos melhora respostas orgânicas, inclusive em peixes submetidos ao estresse por alta densidade que determina imunossupressão e surtos de doenças (Petric et al., 2003; Moraes et al., 2003; Garcia et al., 2007; Reque et al., 2010; Belo et al., 2012; 2014; Salvador et al., 2012).

Com esse raciocínio em mente foi realizado um estudo *in vivo* para avaliar o efeito da suplementação alimentar com carboquelato de cromo sobre a cortisolemia, glicemia e inflamação aguda induzida em pacus, *P. mesopotamicus* pela inoculação de *Aeromonas hydrophila* inativada na bexiga natatória.

Para tanto 120 pacus (80.5 ± 11.3 g) foram distribuídos randomicamente em 24 caixas plásticas (310 L, n=5). Após o período de adaptação foram alimentados com dietas suplementadas com 0 (controle), 12, 18 e 36 mg de carboquelato de cromo/kg de ração, durante 90 dias, *ad libitum*. Após este período os pacus foram inoculados com 3x10⁹ unidades formadoras de colônias (UFC) de *A. hydrophila* previamente isolada de peixes naturalmente infectados e inativada (40 °C por 30 min.). O tamanho do inóculo correspondeu à DL₅₀ previamente determinada e foi inoculado na bexiga natatória. Os grupos controle foram injetados com solução salina esterilizada pela mesma via. A bexiga natatória é um órgão cavitário, delimitado, com circulação terminal e facilidades para inoculação e colheita de exsudato para avaliação do componente celular acumulado e não apresenta leucócitos residentes (Martins et al., 2009; Claudiano et al., 2013). A escolha deve-se também à vantagem da baixa influência de contaminação por outros órgãos durante a aplicação do irritante como enfatizado por Martins et al. (2009).

Após 6, 24 e 48 h pós-estímulo (HPS) foram avaliadas a cortisolemia, a glicemia e a inflamação aguda. Os resultados demonstraram que os peixes alimentados com dietas contendo 18 e 36 mg Cr³/kg de ração apresentaram redução da cortisolemia e glicemia e incremento da inflamação aguda cujo componente celular era constituído predominantemente por linfócitos e trombócitos.

Como o estímulo inflamatório com *A. hydrophila* é antigênico, os linfócitos observados no exsudato dos dois grupos provavelmente são células B e T, responsáveis pelo reconhecimento específico dos agentes patogênicos e pelo início da resposta imune adaptativa. Linfócitos B proliferam-se e diferenciam-se em células de memória ou plasmócitos produtores de IgM. Além disso, têm atividade fagocítica e formam fagolisossomos com ação microbicida. As células T atuam como células de memória e persistem após a infecção (Randelli et al., 2008).

Assim como os linfócitos, os trombócitos estão presentes na inflamação aguda induzida por agentes antigênicos e também não-antigênicos tais como carragenina ou tioglicolato (Martins et al, 2009; Reque et al, 2010;. Salvador et al., 2012; Claudiano et al, 2013). No presente ensaio, as células foram observadas no foco inflamado tanto dos peixes suplementados como não suplementados. Todavia nos suplementados com 18 mg de carboquelato de cromo/kg de ração acumularam-se em maior quantidade 24 h após a estimulação, sugerindo efeito benéfico da suplementação sobre a função inflamatória.

O maior acúmulo de trombócitos observado nos grupos suplementados com 18 e 36 mg de carboquelato de cromo/kg de ração, 6 h após o estímulo, e com 18 mg de carboquelato de cromo/kg de ração após 24 horas, pode ser devido à interação entre o Cr³ e os receptores de insulina. Este fato leva ao aumento na disponibilidade de glicose intracelular (Lukaski, 2000) e facilita os eventos celulares da resposta inflamatória, pois favorece a ação da insulina (Moraes & Garcia-Leme, 1982; Moraes et al., 1987) ao mesmo tempo em que reduz cortisolemia (Fujimoto et al., 2005) facilitando os mesmos efeitos.

Esses resultados tomados em conjunto sugerem que a suplementação com carboquelato de cromo, nas concentrações de 18 e 36 mg/kg de ração apresentou benefícios para a homeostase de *P. mesopotamicus*. Tais benefícios podem, pelo menos em parte, ser atribuídos à ação potenciadora do Cr³ sobre os eventos pró-inflamatórios favorecendo o desenvolvimento da reação bem como à redução da cortisolemia que tende a limitar o fenômeno. Estes efeitos podem ser úteis aos mecanismos de defesa de peixes contra agentes patogênicos (para detalhes veja Castro et al., 2014a).

Os resultados acima descritos sobre os benefícios do carboquelato de cromo para a resposta inflamatória aguda trouxeram novas perspectivas de pesquisa, pois ainda faltava saber se os resultados se repetiriam em condições de campo, basicamente em tilápia-do-nilo, criada em tanque rede. Resultados anteriores demonstravam também efeitos interessantes do uso de *Saccharomyces cerevisiae*, particularmente da parede celular, como suplemento alimentar que favorece a inflamação aguda em *P. mesopotamicus* (Reque et al., 2010) e em tilápia-do-nilo vacinada contra *Streptococcus agalactiae*, incluindo a resposta imune celular (Salvador et al., 2012).

Com base nesses fatos investigou-se o efeito da suplementação alimentar com parede celular de *S. cerevisiae* (Sc), carboquelato de cromo (Cr) e sua associação sobre a inflamação aguda, a atividade respiratória dos leucócitos sanguíneos e a concentração sérica de lisozima em tilápia-do-nilo criadas em tanques-rede e desafiadas com *S. agalactiae*.

Um total de 664 tilápia-do-nilo *O. niloticus*, com peso $292,10 \pm 36,3$ g foi utilizado, distribuído em quatro tanques-rede de dimensões $2,0 \times 2,0 \times 1,0$ m, ou seja, no volume de $4,0 \text{ m}^3$ (volume útil de $3,5 \text{ m}^3$), com densidade de $13,8 \text{ kg/m}^3$ (166 peixes em cada gaiola). A qualidade da água foi mantida dentro do intervalo adequado de conforto para a espécie: OD = $4,2 \pm 1,5$ mg/L; T° = $25,4 \pm 3,1$ °C; pH = $6,8 \pm 0,4$; e Ce = $125,6 \pm 2,2$ mS/cm) (Boyd, 1990). Os grupos foram divididos aleatoriamente: G1 controle não suplementado; G2 suplementação com 0,3% de parede celular de *S. cerevisiae* (Sc) (Reque et al., 2010; Salvador et al., 2012); G3 suplementação com 18 mg de

carboquelato de cromo/kg de ração (Cr) (Fujimoto et al., 2005; 2007; Castro et al., 2014a); G4 e suplementação com Sc e Cr em associação (n = 166).

Os suplementos a serem testados foram adicionados à ração comercial (28% PB e 3900 kcal EB), durante a segunda moagem do processo de extrusão. Os ingredientes foram misturados mecanicamente juntos nos tratamentos Sc e Cr (Fujimoto et al., 2005). Os peixes foram alimentados duas vezes por dia (3% de biomassa), durante 90 dias. Após esse período 120 tilápias ($834,6 \pm 93,5$ g) foram aleatoriamente distribuídas em 15 tanques (n = 8) (1500 L) abastecidos com água de poço artesiano, vazão de 1 L/min e aeração contínua em sistema de recirculação. Eles foram alimentados com as mesmas dietas do período anterior.

Em experimento prévio, 30 tilápias não tratadas foram utilizadas para determinar a concentração bacteriana letal (CL₅₀) a ser utilizada como o estímulo inflamatório (Salvador & Muller, 2005). A cepa de *S. agalactiae* foi isolada de tilápia naturalmente infectada e identificada como do Grupo B de Lancefield. A CL₅₀ determinada para o inóculo foi de 3×10^8 UFC/mL.

Após inativação (banho-maria a 40 ° C, 30 min.), uma alíquota foi semeada em meio apropriado para a certificação da inatividade bacteriana.

Os peixes foram anestesiados e divididos em dois grupos, em delineamento inteiramente casualizado. Um deles, o controle negativo, recebeu 0,5 ml de solução salina esterilizada (0,65%), e os outros grupos receberam o mesmo volume dessa solução contendo 3×10^8 UFC de *S. agalactiae* inativadas (controle positivo).

Os grupos de peixes foram mortos por meio de anestesia profunda 12, 24 e 48 h após a estimulação, o exsudado foi recolhido para a contagem total e diferencial de células presentes.

Amostras de sangue foram colhidas da veia caudal nos mesmos tempos acima indicados para determinação da glicemia, da cortisolemia, da explosão respiratória dos leucócitos e da concentração sérica de lisozima.

Os resultados demonstraram maior acúmulo de células totais no exsudado de peixes inoculados com bactéria inativada do que naqueles injetados com solução salina. Dentre as células presentes havia predominância de linfócitos, trombócitos e, em menor quantidade, macrófagos e granulócitos. Tilápias alimentadas com ração suplementada com Cr³ apresentaram maior acúmulo de células totais com predomínio de linfócitos e redução da cortisolemia e da glicemia. Porém os tratamentos não interferiram sobre a atividade respiratória dos leucócitos sanguíneos e concentração de lisozima sérica. Tilápias suplementadas com a associação de Sc e Cr não apresentaram alterações das variáveis avaliadas, apesar de maior acúmulo de linfócitos do exsudado inflamatório a partir de peixes tratados com Sc. Os resultados indicaram que tilápias criadas em tanques-rede e alimentadas com ração suplementada com carboquelato de cromo apresentaram maior acúmulo de células totais no foco inflamado, indicando, aumento na resposta inflamatória induzida pela bactéria inativada provavelmente devido à menor concentração sanguínea de cortisol e maior consumo de glicose como fonte de energia para o desenvolvimento dos eventos inflamatórios. Assim, a suplementação com Cr teve ação benéfica, o que facilitou o desenvolvimento de inflamação aguda induzida pela bactéria, mas não afetou nem a explosão respiratória de leucócitos do sangue nem a concentração sérica de lisozima. A suplementação com parede celular de *S. cerevisiae* por sua vez, não produziu diferenças entre os grupos como esperado (Castro et al., 20014b).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os resultados desses estudos apresentam perspectivas de interesse para a piscicultura intensiva, seja quanto aos aspectos zootécnicos, seja quanto aos relacionados ao estresse e mecanismos de defesa. Assim, estratégias de suplementação devem ser realizadas a fim de proteger os peixes em situações estressantes, pois o Cr³ como suplemento alimentar incrementa ações de defesa por reduzir os níveis plasmáticos de cortisol e mantém o perfil do leucograma suprimindo a necessidade destes nutrientes em situações de estresse.

REFERÊNCIAS

- ALZEMI, B.M.; LEWIS, J.W.; ANDREWS, E.B. Gill damage in freshwater fish *Gnathonemus petersii* (Family: Mormyridae) exposed to selected pollutants: an ultrastructural study. *Environmental Science and Technology*, 17:225-238, 1996.
- ANDERSON, R.; A. Nutritional role of chromium. *Science of the Total Environment*, 17:13-29, 1981.
- ANDERSON, R.; A. Stress effects on chromium nutrition of humans and farmanimals. In: *Biotechnology in the Feed Industry*, 10:267-73, 1994.
- AYROZA, D.M. M.R.; SCORVO, C.M.D.F. Quality of water for aquaculture. In: Ayroza, L.M.S.(ed). *Piscicultura. Manual Técnico*. CATI – Campinas, 2011.
- BELO, M. A.A.; SCHALCH, S.H.C.; MORAES, F.R.; SOARES, V. E.; OTOBONI, A.M. M.; MORAES, J.R. E. Effect of dietary supplementation with vitamin E and stocking density on macrophage recruitment and giant cell formation in the teleost fish, *Piaractus mesopotamicus*. *Journal of Comparative Pathology*, 133:146-54, 2005.
- BELO, M.A.A.; MORAES, J.R.E.; SOARES, V.E.; MARITNS, M.L.; BRUM, C.D.; MORAES, F.R. Vitamin C and endogenous cortisol in foreign-body inflammatory response in pacus. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 47:1015-20, 2012.
- BOON, J.H.; CANNAERTS, V.M.H.; AUGUSTIJN, H.; MACHIELS, M.A.M.; DE CHARLEROY, D.; OLLEVIER, F. The effect of different infection levels with infective larvae of *Anguilla colacrossus* on haematological parameters of European eel (*Anguilla anguilla*). *Aquaculture*, 87:243 – 53. 1990.
- BORGS, P.; MALLARD, B.A. Immune-endocrine interactions in agricultural species: chromium and its effect on health and performance. *Domestic Animals Endocrinology*, 15:431-438, 1998.
- BUREAU, D.P.; KIRKLAND, J.B.; CHO, C.Y. The effects of dietary chromium supplementation on performance, carcass yield, and blood glucose of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) fed two practical diets. *Journal of Animal Science*, 73:194, 1995.
- CASTRO, M.P.; MORAES, F.R.; FUJIMOTO, R.Y.; CRUZ, C.; BELO, M.A.A.; MORAES, J.R.E. Acute toxicity by water containing hexavalent or trivalent chromium in native Brazilian fish, *Piaractus mesopotamicus*: anatomopathological alterations and mortality. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 92:213-219, 2013.
- CASTRO, M.P.; CLAUDIANO, G.S.; BORTOLUZZI, N.L.; GARRIDO, E.; FUJIMOTO, R.Y.; BELO, M.A.A.; SHIMADA, M.T.; MORAES, J.R.E.; MORAES, F. R. Chromium carbochelate dietary supplementation favored the glucocorticoid response during acute inflammation of *Piaractus mesopotamicus*. *Aquaculture*, 432: 114-8, 2014.
- CLAUDIANO, S.G.; PETRILLO, T.R.; MANRINQUE, W.G.; CASTRO, M.P.; LOUREIRO, B.A.; MARCUSSO, P. F.; BELO, M.A.A.; MORAES, J.R.E.; MORAES, F. Acute aerocystitis in *Piaractus mesopotamicus*: participation of eicosanoids and pro-inflammatory cytokines. *Fish Shellfish Immunology*, 4:1-6, 2013.
- COMITTEE ON ANIMAL NUTRITION. *The Role of Chromium In Animal Nutrition*. Academy Press, 1997.
- DAVIS, S.W. Values for selected serum analytes during experimental *Ichthyophthirius multifiliis* infection of channel catfish. *Journal of Aquatic Animal Health*, 7:262-4, 1995.

FUJIMOTO, R.Y.; CASTRO, M.P.; MORAES, F.R.; GONÇALVES, F.D. Efeito da suplementação alimentar com cromo trivalente em pacu, *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887), mantido em diferentes densidades de estocagem. Parâmetros fisiológicos. Boletim do Instituto de Pesca, 31:155-62, 2005.

FUJIMOTO, R.Y.; CASTRO, M.P.; MARTINS, M.L.; MOARES, F.R.; MONFORT, K. C.F. Parâmetros sanguíneos de pacu *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg,1887) alimentados com dietas suplementadas com cromo trivalente em duas densidades de estocagem. Acta Scientiarum Animal Science, 29:465-71, 2007a.

FUJIMOTO, R.Y.; CASTRO, M. P.; HONORATO, C.A.; MORAES, F.R. Composição corporal e eficiência de utilização de nutrientes por pacus alimentados com ração suplementada com cromo trivalente. Pesquisa Veterinária Brasileira, 42:1763-68, 2007b.

FUJIMOTO, R.Y.; CASTRO, M.P.; MARTINS, M.L.; MORAES, F. R.; VARELLA, J. E. A.; DINIZ, D.G. Effects of chromium supplementation on the infrapopulations of *Anacanthorus penilabiatius* (Monogenoidea) and *Piscinoodinium pillulare* (Dinoflagellida) parasites of *Piaractus mesopotamicus* (Characidae). Brazilian Archives of Biology and Technology, 53:827-833, 2010.

GARCIA, F.; PILARSKI, F.; ONAKA, E.M.; MORAES, F.R.; MARTINS, M.L. Hematology of *Piaractus mesopotamicus* fed diets supplemented with vitamins C and E, challenged by *Aeromonas hydrophila*. Aquaculture, 271: 39-46, 2007.

GOLDENFARB, P.B.; BOWYER, F.; HALL, E.; BROSIIOUS, E. Reproducibility in the hematology laboratory: the microhematocrit determination. American Journal of Clinical Pathology, 56:35-39, 1971.

HAMILTON, M.A.; RUSSO, R.C.; THURSTON, V. Trimmed Spearman-Kärber method for estimating medial lethal concentrations intoxicity bioassays. Environmental Science and Technology, 7:714-719, 1977.

HASTEN, D. L.; HEGSTED, M. H.; KEENAN, M. J.; MORRIS, G. S. Effects of various forms of dietary chromium on growth and body composition in the rat. Nutrition Research, 17: 283-94, 1997.

HERTZ, Y.; MADAR, Z.; HEPHER, B.; GERTLER, A. Glucose metabolism in the common carp (*Cyprinus carpio*): the effects of cobalt and chromium. Aquaculture, 76: 255-267, 1989.

HOSSAIN S.M.; BARRETO, S.B.; SILVA, C.G. Growth performance and carcass composition of broilers fed supplemental chromium from chromium yeast. Animal Feed Science and Technology, 71:217-228, 1998.

INSTITUTE OF MEDICINE Dietary reference intake for vitamin A, K, arsenic, boron, chromium, copper, iodine, iron, manganese, molybdenum, nickel, silicon, vanadium and zinc. National Academic Press, Washington, 2003.

KAATS, G.R.; BLUM, K.; PULLIN, D.; KEITH, S.C.; WOOD, R. A randomized, double-masked, placebo-controlled study of the effects of chromium picolinate supplementation on body composition: a replication and extension of a previous study. Current Therapeutic Research, 59: 379-388, 1998.

KRUMSCHNABEL, G.; NAWAZ, M. Acute toxicity of hexavalente chromium in isolated teleost hepatocytes. *Aquatic Toxicology*, 70: 159-67, 2004.

LUKASKI, H. C. Magnesium, zinc, and chromium nutriture and physical activity. *American Journal of Clinical Nutrition*, 72:585-93, 2000.

MAHONEY, J.B.; McNULTY, J. K. Disease-associated blood changes and normal seasonal hematological variation in winter flounder in the Hudson-Raritan estuary. *Transactions of American Fisheries Society*, 121:261-8. 1992.

MARTINS, M. L.; MIYAZAKI, D. M. Y.; TAVARES-DIAS, M.; FENERICK JR. J.; ONAKA, E. M.; BOZZO, F. R.; FUJIMOTO, R. Y.; MORAES, F. R. Characterization of the acute inflammatory response in the hybrid tambacu (*Piaractus mesopotamicus* male x *Colossoma macropomum* female) (Osteichthyes). *Brazilian Journal of Biology*, 69:631-637, 2009.

MARZOCCHI-MACHADO, C.M.; ALVES, C. M.; AZZOLINI, A.E.; POLIZELLO, A. C.; CARVALHO, I.F.; LUCISANO-VALIM, Y.M. Fcγ and complement receptors: expression, role and co-operation in mediating the oxidative burst and degranulation of neutrophils of Brazilian systemic lupus erythematosus patients. *Lupus*, 11:240-248, 2002.

MERTZ, W., ROGINSKI, E. E. Effect of chromium III supplementation on growth and survival under stress in rats fed low-protein diets. *Journal of Nutrition*, 97:531-536, 1969.

MISHRA, A.K.; MOHANTY, B. Histopathological effects of hexavalente chromium in the ovary of a fresh water fish, *Channa punctatus* (Bloch). *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 80:507-11, 2008.

MORAES, F.R.; GARCIA-LEME, J. Endogenous corticosteroids and insulin in acute inflammation. *Microvascular Research*, 23:281-283, 1982.

MORAES, F.R.; MORAES, J.R.E.; BECHARA, G.H. Effect of alloxan diabetes and adrenalectomy on carrageenin-induced pleurisy in the rat. *Brazilian Journal of Medicine and Biological Research*, 20:47-53, 1987.

MOWAT, D. N. Organic Chromium in Animal Nutrition. *Chromium Books*, Guelph, Ontario, 1997.

HERTZ, Y.; EPSTEIN, N.; ABRAHAM, M.; MADAR, Z.; HEPHER, B.; GERTLER, A. Effects of metformin on plasma insulin, glucose metabolism, and protein synthesis in common carp (*Cyprinus carpio* L.). *Aquaculture*, 76:255-267, 1989.

MERTZ, W., ROGINSKI, E.E. Effect of chromium III supplementation on growth and survival under stress in rats fed low-protein diets. *Journal of Nutrition*, 97:531-536, 1969.

MOISEENKO, T. I. Hematological indices of fishes in the evaluation of their toxicoses with reference to *Coregonus lavaretus*. *Journal of Ichthyology*, 38:315-324, 1998.

MONTERO, D.; MARRERO, M.; IZQUIERDO, M. S.; ROBAINA, L.; VERGARA, J. M.; TORT, L. Effects of vitamin E and C dietary supplementation on some immune parameters of gilthead seabream (*Sparus aurata*) juveniles subjects to crowding stress. *Aquaculture*, 171:269-278, 1999.

MORAES, J.R.; FREITAS, J.B.; BOZZO, F.R.; MORAES, F.R.; MARTINS, M.L.A. suplementação alimentar com vitamina c acelera a evolução do processo cicatricial em *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887). Boletim do Instituto de Pesca, 29:57-67, 2003.

MORAES, F.R.; GARCIA-LEME, J. Endogenous corticosteroids and insulin in acute inflammation. *Microvascular Research*, 23:281-283, 1982.

MORAES, F.R., MORAES, J.R.E., BECHARA, G.H. Effect of alloxan diabetes and adrenalectomy on carrageenin-induced pleurisy in the rat. *Brazilian Journal of Medical and Biological Research*, 20: 47-53, 1987.

MOWAT, D. N. Organic chromium in animal nutrition. *Chromium books*. Ontario: Guelph, 1997.

OKADA, S.; TSUKADA, H.; OHBA, H. Enhancement of nucleolar RNA synthesis by chromium (III) in regenerating rat liver. *Journal of Inorganic Biochemistry*, 21:113-124, 1984.

PAN, Q.; LIU, S.; TAN, Y.; BI, Y. The effect of chromium picolinate on growth and carbohydrate utilization in tilapia, *Oreochromis niloticus* x *Oreochromis aureus*. *Aquaculture*, 225:421-429, 2003.

PARK, K; CHOI, S. The effect of mistletoe, *viscum album coloratum*, extract on innate immune response of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Fish Shellfish Immunology*, 32:1016-1021, 2012.

PETRIC, M.C.; MORAES, F.R.; MORAES, J.R.E. Polycarion macrophage formation kinetics in *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887 (Osteichthyes: Characidae). Experimental model. *Boletim do Instituto de Pesca*, 29:95-100, 2003.

RANDELLI, E.; BUONOCORE, F.; SCAPIGLIATI, G. Cell markers and determinants in fish immunology. *Fish Shellfish Immunology*, 25:326-340, 2008.

REQUE, V.R.; MORAES, J.R.E.; BELO, M.A.A.; MORAES, F.R. Inflammation induced by inactivated *Aeromonas hydrophila* in Nile tilapia fed diets supplemented with *Saccharomyces cerevisiae*. *Aquaculture*, 300:37-42, 2010.

RICHARD, F. C.; BOURG, A. C. M. Aqueous geochemistry of chromium: a review. *Water Resource*, 25:807-816, 1991.

ROSENFELD, G. Corante pancrômico para hematologia e citologia clínica. Nova combinação dos componentes do May-Grünwald e do Giemsa num só corante de emprego rápido. *Memórias do Instituto Butantan*, São Paulo, 20:329-334, 1947.

ROTLAND, J.; PAVLIDIS, M.; KENTOURI, M.; ABAD, M.E.; TORT, L. Non-specific immune responses in the red porgy *Pagrus pagrus* after crowding stress. *Aquaculture*, 156:279-290, 1997.

SALVADOR, R.; MULLER, E.E.; FREITAS, J.C.; LEONHARDT, J.H.; RETTOGIORDANO, L.G.; DIAS, J.A. Isolation and characterization of group B *Streptococcus* spp. from Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) breeding in hapas nets and in earth nurseries in the north region of Parana State, Brazil. *Ciência Rural*, 35:1374-1378, 2005.

SALVADOR, R.; TOAZZA, C.S.; MORAES, J.R.E.; MORAES, F.R. Inflammatory responses of Nile tilapia *Oreochromis niloticus* to *Streptococcus agalactiae*: effects of

- vaccination and yeast diet supplement. *Disease of Aquatic Organisms*, 98:235-241, 2012.
- SANO, H.; KATO, Y.; TAKEBAYASHI, A.; SHIGA, A. Effects of supplemental chromium and isolation stress on the tissue responsiveness and sensitivity to insulin in sheep. *Small Ruminant Research*, 33:239-246, 1999.
- STOSKOPF, M. K. *Fish medicine*. Philadelphia: W.B. Saunders Company, 1993.
- TAVARES-DIAS, M.; SCHALCH, S. H. C.; MARTINS, M.L.; SILVA, E. D.; MORAES, F. R.; PERECIN, D. Hematologia de teleósteos brasileiros com infecção parasitária. I. Variáveis do *Leporinus macrocephalus* Garavelo e Bristski, 1988(Anostomidae) e *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887(Characidae) em policultivo intensivo. *Acta Scientiarum Animal Science*, 21:337-342, 1999a.
- TAVARES-DIAS, M.; SCHALCH, S. H. C.; MARTINS, M. L.; SILVA, E.D.; MORAES, F.R.; PERECIN, D. Características hematológicas de teleósteos brasileiros. II. Parâmetros sanguíneos do *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887 (Osteichthyes;Characidae) em policultivo intensivo. *Revista Brasileira de Zoologia*, 16:423-431,1999b.
- TAVARES-DIAS, M.; MORAES, F. *Hematologia de peixes teleósteos*. Ribeirão Preto: Villimpress, 2004.
- TORT, L.; SUNYER, J.O.; GOMEZ, E.; MOLINERO, A. Crowding stress induces changes in serum hemolytic and agglutinating activity in the gilthead sea bream *Sparus aurata*. *Veterinary Immunology and Immunopathology*, 51:179-188, 1997.
- WEDEMEYER, G.A. Effects of rearing conditions on the health and physiological quality of fish in intensive culture. In: Iwama, G.K., Pickering, A.D., Sumpter, J.P., Schreck, C.B. (Eds.). *Fish Stress and Health in Aquaculture*. Cambridge University Press, USA, p. 35–71, 1997.
- YILDIZ, H.Y. Effects of experimental infection with *Pseudomonas fluorescens* on different blood parameters in carp (*Cyprinus carpio* L.). *Israeli Journal of Aquaculture*, 50: 82-85, 1998.

CAPÍTULO 25

ÁGUA SALINIZADA NA PRODUÇÃO DE PEIXES DE ÁGUA DOCE

Rodrigo Takata¹
Ronald Kennedy Luz

INTRODUÇÃO

O sal é um produto acessível no mercado agropecuário, de baixo custo e toxicidade para quem manipula. Este produto pode ser utilizado na prevenção e controle de enfermidades, diminuição da toxicidade dos compostos nitrogenados e do estresse de manejo na rotina das pisciculturas tais como: despesca, biometrias, classificações, transferências e transporte dos peixes, confinamento durante a depuração e manejos na reprodução (Kubitza, 2007a). Porém, a mudança na concentração de sais na água pode alterar o crescimento, fisiologia, comportamento dos peixes e sobrevivência (Altinok & Grizzle, 2001).

Estas alterações ocorrem devido aos peixes de água doce viverem em ambientes em que a concentração de íons é menor do que em seu interior, ou seja, são hiperosmóticos (Altinok & Grizzle, 2004). Contudo, os peixes apresentam órgãos como brânquias, rins, intestino, superfície corporal e a excreção por meio de fezes e urina para o controle osmótico, evitando assim, perda de íons, substâncias orgânicas e eliminando o excesso de água, atividades estas que demandam gasto energético (Sandra et al., 2000; McCormick, 2001; Altinok & Grizzle, 2004).

Dessa forma, o conhecimento da tolerância e adaptação dos peixes de água doce a ambientes salinos é um manejo a ser

Takata & Luz. Água salinizada na produção de peixes de água doce. In: Tavares-Dias, M. & Mariano, W.S. (Org.). Aquicultura no Brasil: novas perspectivas. São Carlos, Editora Pedro & João, 2015.

investigado para se determinar faixas ideais para um melhor crescimento e bem estar dos animais.

Este capítulo apresenta informações sobre o uso do sal (salinidade da água) em peixes de água doce.

ÁGUA SALINIZADA NA REPRODUÇÃO E INCUBAÇÃO DE OVOS

A reprodução implica em uma série de manejos que podem ser estressantes aos peixes. Sabemos da importância dos reprodutores, do custo e dificuldade de aquisição destes animais. Assim, manejos adequados são fundamentais para o sucesso na reprodução, nas fases iniciais de desenvolvimento dos peixes (incubação) e na manutenção dos reprodutores e formas jovens para o sucesso da cadeia produtiva.

A tilápia-do-nilo *Oreochromis niloticus* é uma espécie de água doce e um dos peixes mais produzido no Brasil (MPA, 2011). Sua reprodução pode ser realizada em salinidades variando de 0 à 32 g de sal/L; no entanto, com diminuição na produção de ovos nas maiores salinidades. A reprodução desta espécie pode ser recomendada em água com concentração de sal variando de 5 a 15 g de sal/L (Watanabe & Kuo, 1985). Em salinidades semelhantes, 7 e 14 g de sal/L, o desempenho reprodutivo foi melhor com o uso de óleo de peixe nas dietas, sugerindo uma maior exigência de ácidos graxos altamente insaturados da série ω -3, em comparação aos animais em reprodução na água doce (El-Sayed et al., 2003; 2005).

Para outras espécies de água doce, como as neotropicais, ainda não existem estudos do uso do sal na avaliação do potencial reprodutivo. Porém, após os procedimentos de indução hormonal e extrusão de gametas, é comum se utilizar de banhos de sal nos reprodutores para induzir a produção de muco e melhorar a recuperação dos animais pós-desova.

O uso de ambiente salino para a fertilização também pode ser uma alternativa para a viabilidade dos gametas dos peixes de água doce. Os gametas passam por um choque osmótico em contato com o meio externo, pois quando estão no interior das gônadas são

isomóticos em relação aos fluidos corporais dos pais (Márián et al., 1993). Existe uma relação direta entre o plasma seminal, osmolaridade e a duração da motilidade dos espermatozoides. Em geral, recomendam-se salinidades de até 10 g de sal/L para a motilidade dos espermatozoides de peixes de água doce (Jaspers, 1972; Alavi & Cosson, 2006).

Após a fertilização dos ovócitos, uma série de alterações fisiológicas e morfológicas ocorre nos embriões. O córion atua como uma barreira protetora e seletiva que permite a troca de substâncias entre o meio interno e externo. Essa proteção proporcionada pelo córion não deixa o embrião livre das alterações ambientais, sendo que a salinidade é um dos fatores que pode atrasar ou acelerar a eclosão das larvas (Korwin-Kossakowski, 2012).

Em concentrações adequadas, o sal pode ser uma opção para a desinfecção dos ovos de peixes de água doce (Froelich & Engelhardt, 1996; Yahya et al., 2014). Os ovos de catfish *Clarias gariepinus* tratados com banhos de 30 minutos de solução salina de 1 g de sal/L apresentaram maior taxa de eclosão em comparação a ovos não tratados (Rasowo et al., 2007). Para esta mesma espécie, salinidades de até 5 g de sal/L podem ser utilizadas com segurança na eclosão dos ovos, enquanto salinidades superiores a 8 g de sal/L levam a mortalidade dos embriões (Gbulubo & Erondu, 1998). Salinidades de até 5 g de sal/L também podem ser utilizadas para o bagre do canal *Ictalurus punctatus*, com melhora na taxa de eclosão (Phelps & Walser, 1993).

O tratamento com sal (1 a 2,5 g de sal/L) por 60 minutos, antes da incubação, melhorou a taxa de eclosão de ovos de carpa comum *Cyprinus carpio* (Froelich & Engelhardt, 1996). Em outro estudo foi observado efeito positivo no uso do sal e tiroxina na eclosão das larvas de carpa. A espécie apresentou aumento da eclosão dos ovos e melhor desenvolvimento das larvas em salinidades de 3 g de sal/L com 0,01 ppm de tiroxina (Lam & Sharma, 1985).

Na fase posterior a eclosão, embriões de *Clarias gariepinus* toleraram até 6 g de sal/L, com níveis ótimos entre água doce e 2 g de sal/L (Borode et al., 2002). Para o pacamã *Lophiosilurus alexandri*,

larvas recém-eclodidas tem menor tolerância à salinidade com aumento da temperatura (Martins et al., 2014). Segundo os autores, a 4 g de sal/L as larvas apresentaram problemas no desenvolvimento muscular nas temperaturas de 25 e 30°C. Porém, os resultados mostraram que o desenvolvimento inicial desta espécie pode ser realizado na salinidade de 2 g de sal/L e na temperatura de 25°C.

Contudo, uma maior tolerância à salinidade tem sido observada com o desenvolvimento das larvas. Larvas recém-eclodidas de pacamã *L. alexandri* apresentaram 100% de sobrevivência para água doce, 2 e 4 g de sal/L, durante 96 horas; porém, com redução dos valores de peso e comprimento nas salinidades testadas. Larvas com oito dias pós-eclosão apresentaram CL(I)_{50-96h} de 8,9 g de sal/L, enquanto larvas com 12 dias pós-eclosão, não apresentaram diferenças no comprimento e peso, e toleraram até 10 g de sal/L, após 96 horas de observações (Luz & Santos, 2008a). Segundo os autores, a menor tolerância observada nos estágios iniciais pode ser pela ausência de órgãos importantes nos processos osmorregulatórios como brânquias, rins e aparelho digestivo. Fato semelhante foi verificado para larvas de *Heterobranchus longifilis*, em que os limites de tolerância letal foram de 4,3, 8 e 8,7 g de sal/L, durante 96 horas de exposição, em larvas no início da alimentação e para juvenis com 28 e 42 dias pós-eclosão, respectivamente (Fashina-Bombata & Busari, 2003). A carpa-cabeça-grande *Aristichthys noblis* com 11, 18 e 35 dias pós-eclosão apresentaram tolerância de 2, 4 e 6 g de sal/L, respectivamente (Gracia et al., 1999).

ÁGUA SALINIZADA NA LARVICULTURA DE PEIXES DE ÁGUA DOCE

O sistema intensivo de larvicultura, realizado em laboratório, apresenta vantagens em comparação ao sistema semi-intensivo (larvicultura em viveiros escavados), como, por exemplo, o controle das características físicas e químicas da água e do alimento ofertado. Os náuplios de artêmia, microcrustáceo de origem marinha, vêm sendo utilizados com êxito na larvicultura intensiva de peixes neotropicais de água doce (Luz & Portella, 2002; Luz & Santos,

2008b; Santos & Luz, 2009; Jomori et al., 2012; 2013). Porém, este organismo tem seu tempo de vida limitado em água doce, problema que pode ser minimizado pela salinização da água, promovendo aumento no tempo de sobrevivência dos náuplios e, conseqüentemente, sua disponibilidade para as larvas (Beux & Zaniboni Filho, 2006; Jomori et al., 2012).

Tabela 1. Níveis seguros de salinidade da água para larvicultura de peixes de água doce.

Espécie de peixe	Nome comum	Salinidade ideal (g de sal/L)	Referências
<i>Pseudoplatystoma corruscans</i>	Surubim	0 - 2 (5*)	Lopes et al. (1996); Campagnolo & Nuñez (2006; 2008); Beux & Zaniboni Filho (2007; 2008); Santos & Luz (2009)
<i>Hoplias lacerdae</i>	Trairão	0 - 4	Luz & Portella (2002)
<i>Brycon amazonicus</i>	Matrinxã	0 - 2	Luz et al. (2004); Jomori et al. (2013)
<i>Lophiosilurus alexandri</i>	Pacamã	0 - 4	Luz & Santos (2008b); Santos & Luz (2009)
<i>Pimelodus maculatus</i>	Mandi amarelo	0 - 2	Weingartner & Zaniboni Filho (2004)
<i>Piaractus mesopotamicus</i>	Pacu	0 - 4	Jomori et al. (2012)
<i>Colossoma macropomum</i>	Tambaqui	0 - 2	Jomori et al. (2013)
<i>Leporinus macrocephalus</i>	Piau	0 - 4	Jomori et al. (2013)
<i>Astronotus ocellatus</i>	Oscar/Apaiari	0 - 2	Jomori et al. (2013)
<i>Rhinelepis aspera</i>	Cascudo preto	0 - 4	Luz & Santos (2010)
<i>Prochilodus costatus</i>	Curimbatá	0 - 4	Santos & Luz (2009)
<i>Oreochromis niloticus</i>	Tilápia-do-nilo	0 - 2	Luz et al. (2012; 2013b)
<i>Betta splendens</i>	Beta	0 - 5	Puello-Cruz et al. (2010)
<i>Clarias gariepinus</i>	Bagre Africano	0 - 2,5	Britz & Hecht (1989)
<i>Aristichthys noblis</i>	Carpa cabeça grande	0 - 2	Garcia et al. (1999)

O uso de água com baixa salinidade para as larvas de peixes de água doce pode proporcionar economia da energia nos processos fisiológicos de osmorregulação, sendo essa, disponibilizada para crescimento. Este manejo tem proporcionado sobrevivência e

crescimento semelhante e/ou superior ao das larvas mantidas em água doce para algumas espécies. A Tabela 1 sumariza as salinidades que podem ser utilizadas durante a larvicultura de peixes de água doce. Valores superiores levam a uma diminuição no crescimento e sobrevivência dos animais.

O uso da salinidade de 2 g de sal/L tem possibilitado a intensificação na larvicultura de pacamã com o uso de náuplios de artêmia como alimento. Em sistema estático de água, com renovações parciais diárias, a larvicultura desta espécie pode ser realizada com densidades de até 60 larvas/L (Luz & Santos, 2008b). Em sistema de recirculação de água, pode-se utilizar a densidade de até 300 larvas/L, durante os primeiros 15 dias de alimentação ativa, sem afetar o desempenho e a sobrevivência, que apresentou valores superiores a 95% (Cordeiro, 2012).

Depois de mantidas em diferentes salinidades durante o início da larvicultura, as larvas podem retornar para água doce sem problemas, o que, dependendo do tipo de sistema utilizado, pode ser conveniente para o manejo diário. As larvas de cascudo preto foram mantidas durante os primeiros sete dias em salinidades de até 6 g de sal/L. Após este período, os animais retornaram para água doce e foram criados por mais sete dias. Foi observada sobrevivência superior a 94% e a taxa de crescimento específica foi semelhante entre o grupo mantido em água doce e as larvas que passaram de águas salinizadas para a água doce (Luz & Santos, 2010). Este fato também foi registrado para larvas de pacu mantidas por cinco e 10 dias em águas salinizadas a 2 e 4 g de sal/L e, posteriormente, retornadas para água doce com sobrevivência superior a 88% (Jomori et al., 2012).

Outra etapa importante na produção de juvenis de peixes carnívoros é a fase de condicionamento alimentar, quando estes deixam de receber alimento vivo e são treinados a aceitar dietas formuladas secas. Nessa fase, os juvenis de trairão apresentaram melhores resultados de desempenho nas salinidades entre 4,0 e 5,0 g de sal/L (Salaro et al., 2012).

ÁGUA SALINIZADA NO CRESCIMENTO DE JUVENIS

A adaptação dos peixes de água doce à água salinizada é acompanhada por uma série de alterações fisiológicas, energéticas, morfológicas e comportamentais, as quais habilitam o animal a desenvolver-se nesses ambientes. É conhecido que as respostas osmorregulatórias dos peixes são reguladas por meio do sistema neuroendócrino, que age nos tecidos responsáveis pela osmorregulação, modulando o transporte de íons e alterando o metabolismo dos animais (Abraham et al., 2001; Yavuzcan-Yıldız & Kırkağaç-Uzbilek, 2001; Altinok & Grizzle, 2004; Sakamoto & McCormick, 2006).

A prolactina é um dos principais hormônios na osmorregulação dos peixes de água doce, atuando na entrada de íons nos tecidos (Sakamoto & McCormick, 2006). A mudança dos níveis de prolactina e da expressão dos genes relacionados à sua ação já foi descrita para tilápia *Oreochromis niloticus* (Pisam et al., 1993; Sandra et al., 2000), peixe dourado *Carassius auratus* (Olivereau et al., 1983), bagre do canal *Ictalurus punctatus* (Eckert et al., 2001), dentre outras.

Tilápias pesando entre 112 a 292 g foram capazes de se adaptar a salinidade de 10 g de sal/L (Villegas, 1990), sendo a salinidade letal mediana CL_{50} para juvenis com 11,6 g de 11,3 g de sal/L (Jegade, 2007). Porém, com a aclimação diária de 2 a 8 g de sal/L, a salinidade letal mediana para animais com 5 g foi de $46,3 \pm 3,4$ g de sal/L (Lemarié et al., 2004). Apesar da tolerância aos gradientes de salinidade, juvenis de tilápia com 67,4 g mantidos a 9 e 18 g de sal/L, por 72h, apresentaram alterações morfológicas no tecido renal, aumento na osmolaridade plasmática; no entanto, sem alteração do hematócrito (Benli & Yildiz, 2004).

A interação entre os fatores salinidade e temperatura da água altera o crescimento da tilápia. Para juvenis com 4,6 g, o desempenho melhorou com aumento da temperatura nas salinidades de 0 (água doce), 8, 12 e 16 g de sal/L; contudo, o aumento da salinidade reduziu o crescimento nas diferentes temperaturas, sendo recomendado manter os juvenis em

temperaturas entre 28 e 32°C e salinidades de até 8 g de sal/L. Salinidades superiores podem prejudicar a utilização dos nutrientes para o crescimento dos juvenis, devido a energia despendida para se manter em um ambiente fora de sua homeostase (Likongwe et al., 1996). Para compensar este efeito da salinidade, podem-se empregar dietas com teor mais elevado de proteína. Em água a 10 g de sal/L, tilápias com 0,024 g tiveram melhor desempenho e conversão alimentar com níveis de proteína superiores a 30%, enquanto em água doce a quantidade de 28-30% de proteína bruta foi suficiente (De Silva & Perera, 1985). Em salinidades de 20 e 25 g de sal/L é necessário dietas com 50% de proteína para juvenis de 0,25 g, enquanto que em água doce a quantidade de 40% de proteína foi suficiente para o desempenho dos animais (Larumbe-Morán et al., 2010).

Para os ciprinídeos, o uso do sal foi testado para várias espécies. Juvenis de carpa-comum *Cyprinus carpio*, com peso variando de 4 a 16 g mantidos em água com salinidade de até 2,5 g de sal/L apresentaram melhor crescimento, digestibilidade dos nutrientes, além de menores taxas de excreção de nitrogênio e consumo de oxigênio (Wang et al., 1997). Porém, a concentração de 10 g de sal/L levou os juvenis desta espécie com 1,5 a 2,5 g a uma redução no consumo de dieta e no crescimento, com diminuição dos estoques de glicogênio muscular e hepático e aumento nos níveis de glicose plasmática; no entanto, não apresentaram diminuição do consumo de oxigênio, sugerindo uma realocação energética do crescimento para processos fisiológicos relacionados à homeostase (De Boeck et al., 2000). Além das alterações já descritas, na salinidade de 1,75 g de sal/L há um aumento na atividade de secreção das células pavimentosas desta espécie (Abraham et al., 2001).

A CL₅₀ para juvenis de carpa-capim *Ctenopharyngodon idella* com 10-12 cm foi de 15,1 g de sal/L após 96 horas (Maceina & Shireman, 1979). Os juvenis desta espécie não apresentaram diferenças no crescimento quando criados nas salinidades de 3, 5, 7 e 9 g de sal/L e temperaturas de 18,5°C e 29,5°C. No entanto, o

consumo alimentar foi maior nos animais expostos a 5 g de sal/L (Kilambi, 1980). A carpa capim com 120 g exposta à salinidade de 10 g de sal/L apresentou alterações nas respostas secundárias do estresse. O hematócrito foi alto durante todas as avaliações, os leucócitos e o nível de glicose plasmática apresentaram-se elevados após 24 e 48 horas. Os níveis de sódio, cloreto e potássio aumentaram com o decorrer da exposição ao ambiente salino e os níveis de cálcio não foram afetados (Yavuzcan-Yıldız & Kırkağaç-Uzbilek, 2001). O incremento da salinidade para esta mesma espécie leva a uma diminuição do peso, do consumo de oxigênio, da quantidade de água no tecido muscular e a um aumento da concentração total de íons no plasma (Maceina & Shireman, 1979; Maceina et al., 1980).

Os juvenis de carpa-prateada *Hypophthalmichthys molitrix* com 35-55 mm apresentaram variação no consumo de oxigênio e na atividade locomotora quando expostos a diferentes salinidades e temperatura. As temperaturas abaixo de 8°C e acima de 24°C combinadas com salinidades superiores a 10 g de sal/L podem ser letais para os juvenis. O padrão mínimo de taxa metabólica foi verificado nas salinidades de 3 e 4 g de sal/L e a máxima resistência à salinidade foi entre as temperaturas de 18 e 22 °C (Von Oertzen, 1985).

O peixe dourado *Carassius auratus* adaptou-se a salinidades de até 9-10 g de sal/L (Altinok & Grizzle, 2001; Luz et al., 2008). As salinidades de até 6 g de sal/L não apresentaram alterações no crescimento, ganho em peso, conversão alimentar e nos níveis de hematócrito, hemoglobina, glicemia e cortisol de juvenis com 3,2 g (Luz et al., 2008). Porém, para juvenis com 2,2 g, o aumento da salinidade até 9 g de sal/L proporcionou redução da taxa de crescimento específica e consumo de oxigênio, porém, sem mortalidade (Altinok & Grizzle, 2001; 2003), indicando possível efeito da fase de desenvolvimento dos animais na tolerância a salinidade de água, como já apresentado anteriormente para outras espécies.

Além do *C. auratus*, o uso do sal também foi estudado em outras espécies com fins ornamentais. A salinidade letal mediana-96 horas para fêmeas adultas de *Betta splendens* foi de 11,8 g de sal/L. Após 18 dias de experimento, a salinidade máxima de sobrevivência ficou entre 6 e 7 g de sal/L (Zuanon et al., 2009). O acará-bandeira *Pterophyllum scalare*, com peso aproximado de 2 g pode ser exposto a choques osmóticos de até 7,5 g de sal/L, por um período de 96 horas. Quando expostos por meio de incremento diário da salinidade em 1 g de sal/L, pode tolerar a concentração de 12 g de sal/L (Moreira et al., 2011). Esse resultado pode ser devido a aclimação gradual dos animais aos gradientes de salinidade.

Espécies de Siluriformes também têm sido alvo de investigação. Juvenis de jundiá *Rhamdia quelen*, com 1,7 g toleram salinidades de até 9 g de sal/L de sal marinho comum, por 96 horas (Marchioro & Baldisserotto, 1999). Salinidades de até 8 g de sal/L não alteraram as variáveis hematológicas e de desempenho de juvenis desta espécie com 137 g, após 15 e 30 dias de exposição (Camargo et al., 2006). O aumento das atividades NTPDásica e 5'-nucleotidase no cérebro dos juvenis de jundiá foram registradas em salinidades de até 8 g de sal/L, podendo essas enzimas ser consideradas um marcador de mudanças de salinidade do meio (Becker et al., 2013). O aumento da osmolaridade e dos níveis de glicose sanguínea e a redução de água no músculo de juvenis de jundiá com 37,7 g foram registrados após exposição por uma hora à salinidade de 25 g de sal/L (Souza-Bastos & Freire, 2009). Essas alterações indicam um aumento do estresse dos animais na maior concentração de sal. Sendo assim, os autores recomendam banhos de uma hora na concentração de até 15 g de sal/L.

Juvenis de pacamã *L. alexandri* com 28,6 g apresentaram a CL_{50-24h} de 11,7 g de sal/L quando submetidos ao choque osmótico. Após 24h de exposição nas salinidades de até 15 g de sal/L, os níveis de glicose, hemoglobina, íons cloreto, cortisol, osmolaridade e alanina aminotransferase no sangue aumentaram com o incremento da salinidade. Após 96 horas, os animais expostos à salinidade de até 7,5 g de sal/L apresentaram 100% de sobrevivência. A salinidade

de 10 g de sal/L proporcionou sobrevivência de 58%. Os juvenis apresentaram valores semelhantes para a glicose, ao passo que a hemoglobina, cortisol e osmolaridade continuaram com valores mais altos nas maiores salinidades, sendo o menor valor de cortisol na água doce e a 2 g de sal/L. Porém, quando juvenis com 15,5 g foram aclimatados de forma gradual a salinidades de até 10 g de sal/L, com aumento da salinidade a cada 6 horas durante 24 horas, apresentaram mortalidade total após 21 dias de exposição. As salinidades de até 7,5 g de sal/L não levaram a mortalidade ao final de 28 dias. Alterações na hematologia e bioquímica sanguínea também foram registradas durante o experimento. Após 28 dias de criação, as salinidades estimadas entre 2,0 e 2,8 g de sal/L levaram aos melhores índices de desempenho. Dessa forma, pode ser recomendado o uso de salinidade de até 7,5 g de sal/L em banhos curtos e a de 2,5 g de sal/L para a criação (Mattioli, 2014). Além disso, fica claro que quando os animais são aclimatados de forma gradual pode ocorrer melhor adaptação aos meios salinizados.

Os juvenis de catfish *Ictalurus punctatus*, com 2,7 g, apresentaram redução da taxa de crescimento específica e do consumo de oxigênio com o aumento da salinidade da água doce até 9 g de sal/L. No entanto, não foi observada mortalidade ou alteração de comportamento dos peixes nas concentrações salinas mencionadas (Altinok & Grizzle, 2001).

Para peixes redondos, que também tem expressiva produção no Brasil (MPA, 2011), a importância da água salinizada na criação também é motivo de estudos. No tambaqui *C. macropomum* com 33,9 g, o aumento em 1 ou 2 g de sal/L, diariamente, levou a mortalidade dos peixes quando as concentrações atingiram de 11 a 20 g de sal/L e 20 a 22 g de sal/L, respectivamente. Num segundo estudo, foram testadas as salinidades de 5, 10 e 15 g de sal/L em juvenis com 57,4 g, aclimatando os animais de forma gradual a 2,5 g de sal/L. Após 84 dias o aumento da salinidade levou a redução no peso final, ganho em peso e taxa de crescimento; no entanto, não foi detectado mortalidade dos juvenis nas salinidades de até 10 g de sal/L. Além do apresentado, o hematócrito, hemoglobina, proteína plasmática,

glicose, cortisol e osmolaridade também apresentaram aumento com o incremento da salinidade (Fiúza et al., 2013). Juvenis de pacu *P. mesopotamicus* com 22 g apresentaram crescimento similar nas salinidades de até 9 g de sal/L, sendo que salinidades superiores levaram a mortalidade total dos animais. Em banhos rápidos, a espécie pode permanecer com segurança nas concentrações de 30, 40 e 50 g de sal/L por períodos de 4, 8 e 12 minutos, respectivamente (Garcia et al., 2010).

Os estudos que visam entender como os juvenis de peixes de água doce se comportam em água salinizada ajudarão a padronizar a produção dessas espécies em ambientes salinos. As respostas fisiológicas, nutricionais, morfológicas e comportamentais darão suporte para determinar quais são os níveis "aceitáveis" dessas alterações para a saúde dos peixes nos sistemas de produção.

ÁGUA SALINIZADA NO TRANSPORTE DE PEIXES VIVOS

O transporte de peixes vivos é uma etapa fundamental para o sucesso da cadeia produtiva. Geralmente, as pisciculturas produzem os juvenis que são, então, transportados para o local da engorda. Existe também o transporte de peixes adultos para formação do plantel de reprodutores e o transporte de peixes para o abate. Desta forma, se este manejo não for adequado pode colocar em risco toda a cadeia produtiva.

Para o sucesso nessa etapa, existem vários fatores que devem ser considerados, como jejum para o esvaziamento gástrico, densidade de estocagem (Carneiro & Urbinati, 2002; Gomes et al., 2003; Golombieski et al., 2003; Adamante et al., 2008; Luz et al., 2013a), temperatura da água (Golombieski et al., 2003), tempo de transporte (Golombieski et al., 2003; Adamante et al., 2008) e uso de produtos que amenizem o estresse, como sal (Wurts, 1995; Gomes et al., 2003; Gomes et al., 2006).

O sal possui pelo menos três ações benéficas sobre os peixes. Este produto facilita a manutenção do equilíbrio osmorregulatório, pois deixa a concentração de sais na água mais próxima da concentração de sais no sangue dos peixes, além de aumentar a

produção de muco nas brânquias, que ajuda a reduzir as perdas de sais do sangue para a água. Ainda, estimula a produção de muco sobre o corpo, o que ajuda a recobrir ferimentos decorrentes do manuseio, reduzindo o risco de infecções secundárias por bactérias e fungos. A presença do íon sódio (Na^+) na água favorece um mecanismo ativo de eliminação da amônia do sangue para a água, o que é muito importante no transporte de peixes em altas densidades de estocagem (Kubtiza, 2007b).

O sal foi utilizado para transportar juvenis de pacamã *Lophosilurus alexandri* com peso médio de 2,5 g, em sacos plásticos na concentração de 1,6 g de sal/L por até 7,5 horas (Luz et al., 2013). Os autores registraram sobrevivência de 100% e verificaram que após três dias do transporte os animais voltaram a se alimentar normalmente.

Ao contrário, no transporte de juvenis de *P. mesopotamicus* com 30 g, não existe a necessidade de se usar sal (8 g de sal/L) comparado a outros aditivos, como o florfenicol, a oxitetraciclina ou a combinação de sal com gesso (Klein et al., 2009). Porém, o transporte de *C. macropomum*, com peso médio de 846 g, por período de 3 h em caixas de plástico adaptadas, pode ser realizado na densidade máxima de transporte de 150 kg de peixe/ m^3 de água, em salinidade de 8 g de sal/L (Gomes et al., 2003). Para o tambaqui, a glicose aumentou em todas as concentrações de sal testadas, exceto na de 8 g de sal/L. O mesmo foi verificado para o cortisol 24 horas após o transporte.

O benefício do uso de sal no transporte, como mitigador de estresse também foi comprovado para *B. amazonicus* de peso médio de 1 kg. O cortisol plasmático teve alterações imediatas após transporte, exceto a 3 e 6 g de sal/L. Os níveis de glicose nos peixes não variaram à 6 g de sal/L imediatamente após o transporte, indicando que essa salinidade pode ser empregada para esta espécie (Carneiro & Urbinati, 2001). Em trabalho subsequente, usando a salinidade de 6 g de sal/L, foi determinado que para o transporte de matrinxãs com peso médio de 1 Kg, a densidade pode ser de até 300 Kg/ m^3 durante 4 horas (Carneiro & Urbinati, 2002).

Para o pirarucu *Arapaima gigas*, a salinidade de 3 g de sal/L é apropriada para o transporte de juvenis com peso médio de 15 g na densidade de 375 g/L, durante 5 h em sacos plásticos com oxigênio puro (De Souza et al., 2006). Os autores não registraram problemas no perfil fisiológico dos peixes. Contudo, juvenis transportados em água doce e 6 g de sal/L apresentaram várias alterações fisiológicas. Para esta mesma espécie com peso médio de 32,7 g, transportados na densidade de 40 g/L em sacos de polietileno de 30 L (volume útil = 10 L) e salinidades de até 5 g de sal/L, não houve redução no estresse dos animais (Gomes et al., 2006). Os autores verificaram problemas osmorregulatórios como aumento fluxo de íons como Na⁺ e Cl⁻, além dos níveis de cortisol e glicose que foram semelhantes em todos os tratamentos, 96 horas após o transporte. Da mesma forma, no transporte de pirarucu com peso médio de 1 Kg, o emprego de 3 e 6 g de sal/L não foram eficientes para mitigar o estresse do transporte (Brandão et al., 2008). Foi verificado aumento no cortisol plasmático 48 após o transporte nestas salinidades e com menores valores para os animais transportados em água doce em sistema aberto em caixas de 50 L. Segundo os autores, no transporte em sacos plásticos, o cortisol plasmático foi semelhante entre água doce e águas salinizadas após 48 horas. Para a glicose, os resultados foram semelhantes entre os tratamentos, independente do sistema de transporte. Logo, para o pirarucu, o tamanho dos animais parece ter importância no momento da escolha do emprego ou não do sal no transporte dos animais.

Logo, o uso do sal deve ser utilizado durante o transporte de peixes vivos, porém, deve-se atentar para a espécie e a concentração de sal a ser utilizada. Nesse sentido, a literatura escassa sobre o tema indica a necessidade de mais estudos para as diferentes espécies, em várias situações de manejos, como temperatura, densidade, tamanho dos animais, tempo de transporte entre outros fatores.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

O presente capítulo mostrou a importância do emprego da água salinizada na produção de peixes de água doce. Esse fato

denota a necessidade de continuidade nas pesquisas relacionadas a este manejo. Mais do que isso, o melhor conhecimento a respeito da biologia, tolerância, fisiologia, morfologia, nutrição e comportamento das espécies em ambientes salinos poderá contribuir na produção de peixes de água doce, visando o bem estar animal.

A salinidade pode atuar positivamente em várias etapas da cadeia produtiva; no entanto, deve-se tomar cuidado com as alterações que o uso da água salinizada podem causar, uma vez que a resposta é espécie-específica e pode variar com o tempo de aclimatação e o tamanho dos animais.

REFERÊNCIAS

- ABRAHAM, M.; IGER, Y.; ZHANG, L. Fine structure of the skin cells of a stenohaline freshwater fish *Cyprinus carpio* exposed to diluted seawater. *Tissue & Cell*, 33:46-54, 2001.
- ADAMANTE, W.B.; NUÑER, A.P.O.; BARCELLOS, L.J. G.; SOSO, A.B.; FINCO, J. A. Stress in *Salminus brasiliensis* fingerlings due to different densities and times of transportation. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 60:755-761, 2008.
- ALAVI, S.M. H.; COSSON, J. Sperm motility in fishes. (II) Effects of ions and osmolality: A review. *Cell Biology International*, 30:1-14, 2006.
- ALTINOK, I.; GRIZZLE, J.M. Effects of brackish water on growth, feed conversion and energy absorption efficiency by juveniles euryhaline and freshwater stenohaline fishes. *Journal of Fish Biology*, 59:1142-1152, 2001.
- ALTINOK, I.; GRIZZLE, J.M. Effects of low salinities on oxygen consumption of selected euryhaline and stenohaline freshwater fish. *Journal of the World Aquaculture Society*, 34:113-117, 2003.
- ALTINOK, I.; GRIZZLE, J. M. Excretion of ammonia and urea by phylogenetically diverse fish species in low salinities. *Aquaculture*, 238:499-507. 2004.
- BECKER, A.G.; PARODI, T.V.; GONÇALVES, J.F.; BAGATINI, M.C.; SPANEVELLO, R.M.; MORSCH, V.M.; SCHETINGER, M.R.C.; BALDISSEROTTO, B. Ectonucleotidase and acetylcholinesterase activities in silver catfish (*Rhamdia quelen*) exposed to different salinities. *Biochemical Systematics and Ecology*, 46:44-49, 2013.
- BENLI, A.C.K.; YILDIZ, H.Y. Alteration of renal tissue in Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*, after transfer to saline water. *The Israeli Journal of Aquaculture*, 56:286-289, 2004.
- BEUX, L.F.; ZANIBONI FILHO, E. Survival and the growth of pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*) post-larvae on different salinities. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 50:821-829, 2007.

- BEUX, L.F.; ZANIBONI FILHO, E. *Artemia* sp. proportions and effects on survival and growth of pintado, *Pseudoplatystoma corruscans* larvae. Journal of Applied Aquaculture, 20:184-199, 2008.
- BEUX, L.F.; ZANIBONI FILHO, E. Influência da baixa salinidade na sobrevivência de náuplios de *Artemia* sp. Boletim do Instituto de Pesca, 32:73-77, 2006.
- BORODE, A.O.; BALOGUM, A.M.; OMOYENI, B.A. Effect of salinity on embryonic development, hatchability, and growth of African catfish, *Clarias gariepinus*, eggs and larvae. Journal of Applied Aquaculture, 12:89-93, 2002.
- BRANDÃO, F.R.; GOMES, L.C.; CRESCÊNCIO, R.; CARVALHO, E.S. Uso de sal durante o transporte de juvenis (1 kg) de pirarucu (*Arapaima gigas*). Acta Amazônica, 38:767-772, 2008.
- BRITZ, P.J.; HECHT, T. Effect of salinity on growth and survival of African sharptooth catfish (*Clarias gariepinus*) larvae. Journal of Applied Ichthyology, 5:194-202, 1989.
- CAMARGO, S.G.O.; POUHEY, J.L.O. F.; VAZ, B.S. Efeito da salinidade nos parâmetros hematológicos do jundiá (*Rhamdia quelen* – Quoy & Gaimard, 1824). Revista Brasileira Agrobiologia, 12:453-460, 2006.
- CAMPAGNOLO, R.; NUÑER, A.P.O. Sobrevivência e crescimento de larvas de surubim, *Pseudoplatystoma corruscans* (Pisces, Pimelodidae), em diferentes densidades de estocagem. Acta Scientiarum, 28:231-237, 2006.
- CAMPAGNOLO, R.; NUÑER, A.P.O. Survival and growth of *Pseudoplatystoma corruscans* (Pisces - Pimelodidae) larvae: effect of photoperiod. Arquivos Brasileiros de Medicina Veterinária e Zootecnia, 60:1511-1516, 2008.
- CARNEIRO, P.C.F.; URBINATI, E.C. Salt as a stress response mitigator of matrinxã, *Brycon cephalus* (Günther), during transport. Aquaculture Research, 32:297-304, 2001.
- CARNEIRO, P.C.F.; URBINATI, E.C. Transport stress in matrinxã, *Brycon cephalus* (Teleostei: Characidae), at different densities. Aquaculture International, 10:221-229, 2002.
- CORDEIRO, N.I. S. Densidade de estocagem na larvicultura e no manejo alimentar de juvenis de pacamã *Lophiosilurus alexandri*. 2012. 50f. Dissertação (Mestrado em Produção Animal). Departamento de Zootecnia, Universidade Federal de Minas Gerais, 2012.
- DE BOECK, G.; VLAEMINCK, A.; LINDEN, A.; BLUST, R. The energy metabolism of common carp (*Cyprinus carpio*) when exposed to salt stress: an increase in energy expenditure or effects of starvation? Physiological and Biochemical Zoology, 73:102-111, 2000.
- De SILVA, S.S.; PERERA, M.K. Effects of dietary protein level on growth, food conversion, and protein use in young tilapia nilotica at four salinities. Transactions of the American Fisheries Society, 114:584-589, 1985.
- De SOUZA, R.T.Y.B.; DE OLIVEIRA, S.R.; ONO, E.A.; DE ANDRADE, J. I. A.; BRASIL, E. M.; MARCON, J. L.; TAVARES-DIAS, M.; AFFONSO, E. G. Respostas fisiológicas em pirarucu *Arapaima gigas* Cuvier, 1829 (Osteoglossidae) transportados

com diferentes concentrações de cloreto de sódio. In: IV CONGRESO IBEROAMERICANO VIRTUAL DE ACUICULTURA - CIVA, Zaragoza, Espanha, 1-6, 2006.

ECKERT, S.M.; YADA, T.; SHEPHERD, B.S.; STETSON, M.H.; HIRANO, T.; GRAU, E.G. Hormonal control of osmoregulation in the channel catfish *Ictalurus punctatus*. *General and Comparative Endocrinology*, 122:270-286, 2001.

EL-SAYED, A.F.M.; MANSOUR, C.R.; EZZAT, A.A. Effects of dietary protein levels on spawning performance of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) broodstock reared at different salinities. *Aquaculture*, 220:619-632, 2003.

EL-SAYED, A.F.M.; MANSOUR, C.R.; EZZAT, A.A. Effect of dietary lipid source on spawning performance of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) broodstock reared at different salinities. *Aquaculture*, 248:187-196, 2005.

FASHINA-BOMBATA, H.A.; BUSARI, A.N. Influence of salinity on the developmental stages of African catfish *Heterobranchus longifilis* (Valenciennes, 1840). *Aquaculture*, 224: 213-222, 2003.

FIÚZA, L.S.; ARAGÃO, N.M.; JÚNIOR, H.P.R.; MORAES, M.G.; ROCHA, I.R.C.B.; NETO, A.D.L.; SOUSA, R.R.; MADRID, R.M.M.; OLIVEIRA, E.G.; COSTA, F.H.F. Effects of salinity on the growth, survival, haematological parameters and osmoregulation of tambaqui *Colossoma macropomum* juveniles. *Aquaculture Research*. 1-9, 2013. Doi: 10.1111/are.12224.

FROELICH, S.L. ENGELHARDT, T. Comparative effects of formalin and salt treatments on hatch rate of koi carp eggs. *The Progressive Fish-Culturist*, 58:209-211, 1996.

GARCIA, L.M.B.; GARCIA, C.M. H.; PINEDA, A.F. S.; GAMMAD, E.A.; CANTA, J.; SIMON, S.P.D.; HILOMEN-GARCIA, G.V.; GONZAL, A.C.; SANTIAGO, C.B. Survival and growth of bighead carp fry exposed to low salinities. *Aquaculture International*, 7:241-250, 1999.

GARCIA, B.J. S.; TEIXEIRA, R.B.G.; CABRAL, M.C.; ASSANO, M.; JOMORI, R.K. Tolerância de juvenis de pacu *Piaractus mesopotamicus* à água salinizada. *Nucleus Animalium*, 2:53-60, 2010.

GBULUBO, A.J.; ERONDU, E.S. Salinity influence on the early stages of the African catfish. *Aquaculture International*, 6:369-379, 1998.

GOLOMBIESKI, J.I.; SILVA, L.V.F.; BALDISSEROTTO, B.; SILVA, J.H.S. Transport of silver catfish (*Rhamdia quelen*) fingerlings at different times, load densities, and temperatures. *Aquaculture*, 216:95-102, 2003.

GOMES, L.C.; ARAÚJO-LIMA, C.A.R.M.; ROUBACH, R.; URBINATI, E.C. Avaliação dos efeitos da adição de sal e da densidade no transporte de tambaqui. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 38:283-290, 2003.

GOMES, L.C.; CHAGAS, E.C.; BRINN, R.P.; ROUBACH, R.; COPPATI, C.E.; BALDISSEROTTO, B. Use of salt during transportation of air breathing pirarucu juveniles (*Arapaima gigas*) in plastic bags. *Aquaculture*, 256:521-528, 2006.

JASPERS E. Some spermatological aspects of channel catfish, *Ictalurus punctatus* (Rafinesque). Louisiana State University, 1972.

JEGEDE, T. Acute-toxicity of sodium chloride (NaCl) on *Oreochromis niloticus* fingerling. *Journal of Fisheries International*, 2:292-294, 2007.

JOMORI, R.K.; LUZ R.K.; PORTELLA, M.C. Effect of salinity on larval rearing of pacu, *Piaractus mesopotamicus*, a freshwater species. *Journal of the World Aquaculture Society*, 43:423-432, 2012.

JOMORI, R.K.; LUZ R.K.; TAKATA, R.; FABREGAT, T.E.H. P.; PORTELLA, M.C. Água levemente salinizada aumenta a eficiência da larvicultura de peixes neotropicais. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 48:809-815, 2013.

KILAMBI, R.V. Food consumption, growth and survival of grass carp, *Cetnopharyngodon idella* at four salinities. *Journal of Fish Biology*, 17:613-618, 1980.

KLEIN, S.; LORENZ, E. K.; BUENO, G. W.; DIEMER, O.; FEIDEN, A.; BOSCOLO, W. R. Sobrevivência pós-transporte de juvenis de pacu submetidos a diferentes aditivos na água de transporte para estocagem em tanques-rede. In: III SIMPÓSIO INTERNACIONAL DE E SAÚDE DE PEIXES. 3. Anais... FMVZ, UNESP, Botucatu, p.1-3, 2009.

KORWIN-KOSSAKOWSKI, M. Fish hatching strategies: a review. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, 22:225-240, 2012.

KUBITZA, F. A versatilidade do sal na piscicultura. *Panorama da Aquicultura*, setembro/outubro. 14-23, 2007a.

KUBITZA, F. Mais profissionalismo no transporte de peixes vivos. *Panorama da Aquicultura*, 6:36-41, 2007b.

LAM, T.J.; SHARMA, R. Effects of salinity and thyroxine on larval survival, growth and development in the carp, *Cyprinus carpio*. *Aquaculture*, 44:201-212, 1985.

LARUMBE-MORÁN, E.; HERNÁNDEZ-VERGARA, M.P.; OLVERA-NOVOA, M. A.; PÉREZ ROSTRO, C.I. Protein requirements of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) fry cultured at different salinities. *Aquaculture Research*, 41:1150-1157, 2010.

LEMARIÉ, G.; BAROILLER, J.F.; CLOTA, F.; LAZARD, J.; DOSDAT, A. A simple test to estimate the salinity resistance of fish with specific application to *O. niloticus* and *S. melanotheron*. *Aquaculture*, 240:575-587, 2004.

LIKONGWE, J.S.; STECKO, T.D.; STAUFFER Jr., J.R.; CARLINE, R.F. Combined effects of water temperature and salinity on growth and feed utilization of juvenile Nile tilapia *Oreochromis niloticus* (Linnaeus). *Aquaculture*, 146:37-46, 1996.

LOPES, R.N.M.; FREIRE, R.A.B.; VICENSOTTO, J.R.M.; SENHORINI, J.A. Alimentação de larvas de surubim *Pseudoplatystoma corruscans* (AGASSIZ, 1829) em laboratório na primeira semana de vida. *Boletim técnico do CEPTA*, 9:11-29, 1996.

LUZ, R.K.; COSTA, L.S.; RIBEIRO, P.A.P.; SILVA, R.F.; ROSA, P.V. Influência do tempo de transporte para juvenis de pacamã (*Lophiosilurus alexandri*). *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 65:1895-1898, 2013a.

LUZ, R.K.; JOMORI, R.K.; FABREGAT, T.; EL-H., P.; AYRES, T. J.; PORTELLA, M. C. Larvicultura do matrinxã *Brycon cephalus*: efeitos da água salinizada e do manejo alimentar. In: CONGRESO IBEROAMERICANO VIRTUAL DE ACUICULTURA, 3., 2004, Zaragoza. Anais Zaragoza: p.405-410, 2004.

LUZ, R.K.; MARTÍNEZ-ÁLVAREZ, R.M.; DE PEDRO, N.; DELGADO, M.J. Growth, food intake regulation and metabolic adaptations in goldfish (*Carassius auratus*) exposed to different salinities. *Aquaculture*, 276:171-178, 2008.

LUZ, R.K.; PORTELLA, M.C. Larvicultura de Trairão (*Hoplias lacerdae*) em água doce e água salinizada. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 31:829-834, 2002.

LUZ, R.K.; SANTOS, J.C.E. Avaliação da tolerância de larvas do pacamã *Lophosilurus alexandri* Steindachner, 1877 (Pisces: Siluriformes) a diferentes salinidades. *Acta Scientiarum Biological Science*, 30:345-350, 2008a.

LUZ, R.K.; SANTOS, J.C.E. Densidade de estocagem e salinidade de água na larvicultura de pacamã. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 43:903-909, 2008b.

LUZ, R.K.; SANTOS, J.C.E. Effect of salt addition and feeding frequency on cascudo preto *Rhinelepis aspera* (Pisces: Loricariidae) larviculture. *Journal of Applied Ichthyology*, 26:453-455, 2010.

LUZ, R.K.; SANTOS, A.E.H.; MELILLO FILHO, R.; TURRA, E.M.; TEIXEIRA, E.A. Larvicultura de tilápia em água doce e água salinizada. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 48:1150-1153, 2013b.

LUZ, R.K.; SILVA, W.S.; MELILLO FILHO, R.; SANTOS, A.E.H.; RODRIGUES, L. A.; TAKATA, R.; ALVARENGA, E.R.; TURRA, E.M. Stocking density in the larviculture of Nile tilapia in saline water. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 41:2385-2389, 2012.

MACEINA, M.J.; SHIREMAN, J.V. Grass carp: Effects of salinity on survival, weight loss, and muscle tissue water content. *The Progressive Fish-Culturist*, 41:69-73, 1979.

MACEINA, M.J.; NORDLIE, F.J.; SHIREMAN, J.V. The influence of salinity on oxygen consumption and plasma electrolytes in grass carp, *Ctenopharyngodon idella* Val. *Journal of Fish Biology*, 16:613-619, 1980.

MARCHIORO, M.I.; BALDISSEROTTO, B. Sobrevivência de alevinos de jundiá (*Rhamdia quelen* Quoy & Gaimard, 1824) à variação de salinidade da água. *Ciência Rural*, 29:315-318, 1999.

MÁRIÁN, T.; KRASZNAI, Z.; BALMY, L.; BALAZS, M.; EMRI, M.; BENE, L.; TRON, L. Hypo-osmotic shock induces an osmolality-dependent permeabilization and structural changes in the membrane of carp sperm. *The Journal of Histochemistry and Cytochemistry*, 41:291-297, 1993.

MARTINS, Y.S.; MELO, R.C.M.; CAMPOS-JUNIOR, P.H.A.; SANTOS, J.C.E.; LUZ, R.K.; RIZZO, E.; BAZZOLI, N. Salinity and temperature variations reflecting on cellular PCNA, IGF-I and II expressions, body growth and muscle cellularity of a freshwater fish larvae. *General and Comparative Endocrinology*, 202:50-58, 2014.

MATTIOLI, C.C. Efeito da salinidade da água sobre juvenis de pacamã *Lophosilurus alexandri*. 66p. Dissertação de mestrado (Pós-graduação em Zootecnia). Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais, 2014.

MCCORMICK, S.D. Endocrine Control of Osmoregulation in Teleost Fish. *American Zoologist*, 41:781-794, 2001.

MINISTÉRIO DA PESCA E AQUICULTURA – MPA. Boletim Estatístico da Pesca e Aquicultura. 2011. Disponível em: http://www.mpa.gov.br/images/Docs/Informacoes_e_Estatisticas/Boletim%20MPA%202011FINAL.pdf

MOREIRA, D.M. V.; FERREIRA, P.M.F.; ZUANON, J. A. S.; SALARO, A. L.; ALVES, L. O.; DIAS, D. C. Tolerância aguda e subcrônica de juvenis de acará-bandeira à salinidade da água. *Revista Brasileira de Engenharia de Pesca*, 6:38-47, 2011.

OLIVEREAU, M.; OLIVEREAU, J.M.; AIMAR, C.; CHAMBOLLE, P.; DUBOURG, P. Response of prolactin cells in the goldfish adapted to diluted seawater with or without calcium. *General and Comparative Endocrinology*, 52:51-55, 1983.

PISAM, M.; AUPERIN, A.; PRUNET, P.; RENTIER-DELRUE, F.; MARTIAL, J.; RAMBOURG, A. Effects of prolactin on α and β chloride cells in the gill epithelium of the saltwater adapted tilapia *Oreochromis niloticus*. *Anatomical Record*, 235:275-284, 1993.

PHELPS, R.P.; WALSER, C.A. Effect of sea salt on the hatching of channel catfish eggs. *Journal of Aquatic Animal Health*, 5:205-207, 1993.

PUELLO-CRUZ, A. C.; VELASCO-BLANCO, G.; MARTÍNEZ-RODRÍGUEZ, I.E.; FELIX-RAMOS, E.; VOLTOLINA, D. Growth and survival of siamese fighting fish, *Betta splendens*, larvae at low salinity and with different diets. *Journal of the World Aquaculture Society*, 41:823-828, 2010.

RASOWO, J.; OKOTH, O.E.; NGUGI, C.C. Effects of formaldehyde, sodium chloride, potassium permanganate and hydrogen peroxide on hatch rate of African catfish *Clarias gariepinus* eggs. *Aquaculture*, 269:271-277, 2007.

ANDRA, O.; ROUZIC, P. LE.; CAUTY, C.; EDERY, M.; PRUNET, P. Expression of the prolactin receptor (tiPRL-R) gene in tilapia *Oreochromis niloticus*: tissue distribution and cellular localization in osmoregulatory organs. *Journal of Molecular Endocrinology*, 24:215-224, 2000.

SAKAMOTO, T.; MCCORMICK, S.D. Prolactin and growth hormone in fish osmoregulation. *General and Comparative Endocrinology*, 147:24-30, 2006.

SALARO, A.L.; CAMPELO, D.A.V.; PONTES, M.D.; TAVARES, M.M.; ZUANON, J. A. S.; LUZ, R.K. Saline water for juvenile giant trahira during feed training. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 41:1342-1345, 2012.

SANTOS, J.C.E.; LUZ, R.K. Effect of salinity and prey concentrations on *Pseudoplatystoma corruscans*, *Prochilodus costatus* and *Lophosilurus alexandri* larviculture. *Aquaculture*, 287:324-328. 2009.

SOUZA-BASTOS, L. R.; FREIRE, C. A. The handling of salt by the neotropical cultured freshwater catfish *Rhamdia quelen*. *Aquaculture*, 289:167-174, 2009.

VILLEGAS, C.T. Evaluation of the salinity tolerance of *Oreochromis mossambicus*, *O. niloticus* and their F₁ hybrids. *Aquaculture*, 85:281-292, 1990.

VON OERTZEN, J. A. Resistance and capacity for adaptation of juvenile silver carp, *Hypophthalmichthys molitrix* (Val.) to temperature and salinity. *Aquaculture*, 44:321-332, 1985.

- YAHYA, M.; REDA, R.M.; ELETREBY, S. Case study on mass mortality problem of *Cyprinus carpio* eggs in El- Abbassa fish hatchery in Egypt. *International Journal of Research in Fisheries and Aquaculture*, 4:8-13, 2014.
- YAVUZCAN-YILDIZ, H.; KIRKAĞAÇ-UZBILEK, M. The evaluation of secondary stress response of grass carp (*Ctenopharyngodon idella*, Val. 1844) after exposing to the saline water. *Fish Physiology and Biochemistry*, 25:287-290, 2001.
- WANG, J. Q.; LUI, H.; PO, H.; FAN, L. Influence of salinity on food consumption, growth and energy conversion efficiency of common carp (*Cyprinus carpio*) fingerlings. *Aquaculture*, 148:115-124, 1997.
- WATANABE, W.O.; KUO, C.M. Observations on the reproductive performance of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in laboratory aquaria at various salinities. *Aquaculture*, 49:315-323, 1985.
- WEINGARTNER, M.; ZANIBONI FILHO, E. Efeito de fatores abióticos na larvicultura de pintado amarelo *Pimelodus maculatus* (Lacépède, 1803): salinidade e cor de tanque. *Acta Scientiarum Biological Science*, 26:151-157, 2004.
- WURTS, W.A. Using salt to reduce handling stress in channel catfish. *World Aquaculture*, 26:80-81, 1995.
- ZUANON, J. A.S.; SALARO, A.L.; VERAS, G.C.; TAVARES, M.M.T.; CHAVES, W. Tolerância aguda e crônica de adultos de beta, *Betta splendens*, à salinidade da água. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 38:2106-2110, 2009.

CAPÍTULO 26

DELETERIOUS EFFECTS OF AMMONIA AND NITRITE TO FISH AND CRUSTACEANS

Kleber Campos Miranda Filho¹
Luiza Dy Fonseca Costa

INTRODUCTION

Many studies have been done in order to test the tolerance of fish and crustaceans to ammonia and nitrite. Biological investigations have focused on nitrogenous detoxification strategies to cope with high ambient ammonia. In aquaculture, the tolerance to nitrogenous compounds is imperative and toxicity testing are usually performed before introduce an organism in captivity. In aquatic culture system, food with high protein content is usually employed for optimal growth of cultured organisms. Part of this protein intake is assimilated and converted into animal protein, and also used as metabolic fuel by fish. In turn, nitrogen derived from unused protein can be lost as food waste or excreted as organic nitrogen and inorganic nitrogen (Avnimelech, 2006; Baldisserotto, 2009). Unlike other biomolecules, nitrogen compounds from the catabolism of proteins are not stored in the body and must be excreted mainly as ammonia directly into the water through the branchial epithelium (Evans et al., 2005). Other nitrogenous substances may be excreted such as urea, nitrite, nitrate, creatine, creatinine, or converted into carnitine, glutamine, trimethylamine N-oxide, and so on (Nelson & Cox, 2004).

In addition to excretion, ammonia can build up due to mineralization of organic matter by microorganisms (heterotrophic bacteria, protozoa, fungi) (Kamstra et al., 1996) and also by the use

Miranda-Filho & Costa. Deleterious effects of ammonia and nitrite to fish and crustaceans. In: Tavares-Dias, M. & Mariano, W.S. (Org.). *Aquicultura no Brasil: novas perspectivas*. São Carlos, Editora Pedro & João, 2015.

of eutrophicated water in aquaculture ponds (Camargo & Alonso, 2006). According to Spotte (1979), most problems of toxicity in aquaculture is related to inorganic compounds of nitrogen. Ammonia is considered the main parameter in order of importance after dissolved oxygen in water. Concentrations of unionized ammonia (NH_3) and nitrite (NO_2^-) can reach extremely toxic levels to aquatic organisms and need special attention when high stocking densities are used in captivity (Tomasso, 1994). In order to define the standard of water quality for aquatic animals, toxicity tests are usually employed to determine the levels of safety and possible interactions.

In the literature, there are values of acute and chronic toxicity for NH_3 and NO_2^- with several species of freshwater fish and crustaceans (Randall & Tsui, 2002; Tomasso, 1994; Tomasso & Grosell, 2005; Tucker, 1998), and also for marine and estuarine species (Miranda-Filho et al., 1995; Miranda-Filho et al., 2009; Rodrigues et al., 2007; Wajsbrodt et al., 1990).

The purpose of this chapter is to integrate the latest published scientific data about the mechanisms and effects of toxic action of ammonia and nitrite in the aquatic system, and also present compiled information of the toxicity of ammonia and nitrite in fish and crustaceans from freshwater and estuarine/marine water.

AMMONIA IN AQUATIC SYSTEM

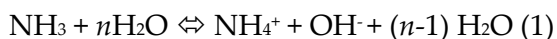
In aquatic environment under natural conditions, a two-step process can occur in the nitrification phenomenon, when ammonia is utilized as an energy source by autotrophic aerobic bacteria (e.g. *Nitrosomonas*, *Nitrosococcus*, *Nitrosospira*, *Nitrosolobus*) converting it to nitrite. These bacteria use ammonia monooxygenase enzyme in this process. The nitrite in turn, is oxidized by other class of nitrifying bacteria (e.g. *Nitrobacter*, *Nitrococcus*, *Nitrospina*) to nitrate (Oliveira et al., 2006; Spieck & Bock, 2005; Takahashi et al., 2001; Ward & O'Mullan, 2002). Factors affecting the nitrification include: pH, temperature, dissolved oxygen, nitrifying bacteria as well as presence and inhibition of certain compounds such as nitric acid,

ammonia, antibiotics and organic compounds (Kroupova et al., 2005). The process of nitrification can reduce the pH by releasing H⁺ and also reduces oxygen levels, which are required for the oxidation process (Baldisserotto, 2009).

The proportion of gaseous or unionized ammonia (NH₃) and ion ammonium (NH₄⁺) is mainly dependent on pH and secondly on temperature and salinity (Hargreaves, 1998; Jobling, 1994). The higher the pH and temperature, the greater the proportion of NH₃ (Boyd, 1982). The equilibrium constant (pK) of the ammonium/ammonia is approximately 9.5 and can vary with temperature, ionic concentration and pressure (Eddy, 2005). According to this author, increasing one unit of pH, the unionized ammonia can increase approximately tenfold, while an increase of 10°C rises around twice. With a gross approximation, almost 50% of NH₃ will be present with pH 9.3, 10% with pH 8.3, and 1% with pH 7.3.

Ammonia presents an extremely high solubility in water and generally six to tenfold more can diffuse across the gills in comparison to the kidney. In decapod crustaceans, the ammonia corresponds to 60 to 70% of the total nitrogen excreted (Regnault, 1987). Unionized ammonia is more toxic than ammonium, since it can freely cross cell membranes by diffusion (Randall & Tsui, 2002). The tolerance of ammonia may be species-specific and may vary according to factors such as body size, age and experimental conditions. This compound of nitrogen is stressful, even at low concentrations (e.g. mg/L or ppm).

Ammonia is expressed as total ammonia (TA), which is the sum of NH₃ and NH₄⁺ ion. When in solution, presents the following equilibrium reaction (Russo, 1985):



Generally, aquatic gilled organisms are ammoniotelic and excrete ammonia in water mainly through the branchial epithelium (diffusion by counter-current flow with a gradient of favorable

spread of blood to water), with minor contribution from urine, skin and feces. Although branchial and dermal excretion of ammonia has been studied for decades, some mechanisms remain obscure. Recently, it was discovered the role of Rh glycoproteins mediating the branchial excretion of NH_3 or NH_4^+ in crustaceans and fish. Tsui et al. (2009) described that high environmental ammonia exposure can induce mRNA of those glycoproteins in trout. Also, Wright & Wood (2009) reported this new paradigm for ammonia excretion providing a different perspective on this area.

Independent of this recent assumption, the main form of ammonia excretion occurs by unionized ammonia diffusion. This process is CO_2 -dependent because the NH_3 -gradient across the gill depends of the acidification of the boundary layer, transforming NH_3 into NH_4^+ . Also, a minor amount of ammonium can leave the gills in exchange for Na^+ taken up from the water (Korsgaard et al., 1995). Once excreted, ammonia continues to be a toxic substance, because depending on the levels in the environment can affect the excretion by branchial diffusive transport, possibly affecting the growth or causing the mortality of organisms (Thurston & Russo, 1978).

Most fish cannot tolerate high concentrations of ammonia in the environment, but some species are ammonia-tolerant and have strategies to avoid the ammonia toxicity, such as reducing ammonia production from amino acid catabolism (e.g. ceasing the consumption of food) (Ip et al., 2004; Randall et al., 1999) and/or converting the ammonia to less toxic substances such as glutamine, glutamate and urea (e.g. fish breathing air) (Peng et al., 1998). In other teleostean fish, some adaptations to extreme environments are observed such as, direct excretion of NH_3 during air exposure in "weather loach" *Misgurnus anguillicaudatus* (Tsui et al., 2002), bimodal breathing, skin ammonia permeability and urea synthesis in "marbled lungfish" *Protopterus aethiopicus* (Loong et al., 2007) and active ammonium ion elimination by gill epithelium in "giant mudskipper" *Periophthalmodon schlosseri* (Randall & Ip, 2006; Randall & Tsui, 2002). Kajimura et al. (2004) reported that in rainbow trout

(*Oncorhynchus mykiss*), amino acids and proteins can be excreted by gills and body mucus, respectively. Regnault (1987) described that in decapod crustaceans around 10% of total excreted nitrogen also occurs as an alternative form of amino acids.

The flow of ammonia through the gills is usually much smaller than for oxygen or carbon dioxide (between 5 and 30%, respectively). According to Randall & Ip (2006), a high volume of ventilation is needed to ensure the removal of ammonia from the body. On the contrary, high levels of ammonia are known for increasing gill ventilation in fish (McKenzie et al., 1993; Zhang & Wood, 2009), but changes in the blood pH can possibly be attributed to this hyperventilatory effect.

In high ammonia environment, this compound can enter into the body as NH_3 because, as already mentioned, most biological membranes are permeable to this form (Randall & Tsui, 2002). However, most of the ammonia in the blood and tissues of fish is in the form of NH_4^+ due to blood pH (Baldisserotto, 2009). The balance between the two forms of ammonia is important to understand the harmful effects on cultivated species.

In aquaculture, the problem with ammonia toxicity can occur frequently. In modern recirculation aquaculture systems (RAS), if the biofilters are not mature or badly built, the chance of sublethal concentrations or even lethal levels of ammonia and nitrite be reached is high (Espey, 2003). This translates into intense procedures of monitoring water quality, making these systems more expensive both, in investment as in operation (Avnimelech, 2006).

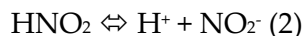
The zero water exchange/recycle aerobic heterotrophic (ZEAH) system, or biofloc technology (BFT), works with intensive and super-intensive demands, but even with high density stocks, the ammonia concentration is maintained in low levels due to dense development of microorganisms. This heterotrophic community is characterized by flocs, composed of bacteria cells imbedded in a matrix sustained by high aeration. A Carbon:Nitrogen ratio must be followed in order to equilibrate the system. An approximate calculation of this ratio enables precise control of inorganic N in the

water, originated by excretion and food degradation. The input of carbon is done by adding cheap sources like molasses, dextrose or wheat bran when the ammonia concentration increases (Avnimelech, 2009). Nitrite is usually a problem when BFT system is initiated. In this case, two alternatives have been used, renovation or addition of clean water and salt addition to minimize the toxic effects of nitrite. In BFT system, the physic-chemical parameters must be monitored constantly, because growth or even mortality of raised organisms may occur over a short period of time, in the case of oxygen depletion or nitrogenous compounds toxicity, since high densities of fish or shrimp and microorganisms are usually kept.

In the traditional aquaculture system, the water of the ponds must be changed constantly to reduce the concentration of nitrogen compounds, avoiding adverse effects on the animals cultivated (Thurston & Russo, 1983).

NITRITE IN AQUATIC SYSTEM

In water, nitrite can occur in two forms: nitric acid (HNO_2) and nitrite ionized (NO_2^-). The pH determines the balance between these two forms in water and also the $\text{pK}_a = 3.35$. Then, in acid pH (= 2.5) about 90% of the total is in the form of nitric acid. Increasing the pH rises the percentage of nitrite. At pH 4.5, 90% is in the form of nitrite and above pH 5.5 only the nitrite will be found in the water. The nitric acid spreads freely in the gills, while the nitrite is transported through the membrane by the branchial co-transportador $\text{Cl}^-/\text{HCO}_3^-$ competing with chlorides (Baldisserotto, 2009). The reaction of ionization of nitrite is expressed as follows (Colt & Armstrong, 1981):



In the nitrogen cycle, the nitrite is an intermediate product during bacterial nitrification of ammonia to nitrate or bacterial denitrification of nitrate. This compound can become quite toxic, according to its concentration in the medium and with the stage of

animal development (Thurston & Russo, 1978). The concentrations of nitrite in natural waters are generally low, in the range of few micrograms (Svobodová et al., 2005a) and in waters with high dissolved oxygen; the typical concentration is less than 0.005 mg/L (Lewis & Morris, 1986).

Currently, as already described, the methods of intensive aquaculture have been widely used. In intensive and super-intensive RAS, the oxidation of ammonia is performed by biofilters. However, if the oxidation process is incomplete, large amounts of nitrite can be achieved in the system in virtue of immature filters, fast flow of water through the filter, and poor filter condition (e.g. low dissolved oxygen) (Armstrong et al., 1976). According to Lin & Chen (2003), the accumulation of nitrite in water from nurseries may deteriorate the water quality, reducing the animal growth, increasing the consumption of oxygen, increasing the excretion of ammonia and finally, causing high mortality.

Once in the aquatic environment, nitrite can be taken by gill epithelium actively and accumulate in body fluids. Studies with fish and crustaceans have shown that nitrite can lead to a variety of physiological disorders (Kroupova et al., 2005).

Nitrite has a high affinity for the mechanism of Cl^- uptake in the gills of fish and crustaceans. The fish that have high uptake of Cl^- by the gills are more sensitive to NO_2^- than species with low uptake (Jensen, 2003). According to Perry (1997), chloride cells, rich in mitochondria, are possible sites for the acquisition of Cl^- and NO_2^- by the gills. During exposure to NO_2^- , chloride cells proliferate and this proliferation can differ between individuals.

Grosell & Jensen (2000) described that NO_2^- uptake may occur by the intestinal epithelium of marine fish, when drinking water for osmotic regulation. According to these authors, the concentration of nitrite in the anterior part of the intestine is the same as the surrounding water, but decreases towards the posterior intestine and the rectum, indicating absorption along the gastrointestinal tract.

Nitrite can also inhibit the metallo-enzyme, carbonic anhydrase, influencing the branchial ion transport in freshwater fish and crustaceans (Innocenti et al., 2004).

TOXICITY TESTS IN AQUACULTURE

Traditionally, toxicity tests are used to estimate the risk to human health or to the environment. In aquaculture, toxicity tests are usually performed to determine the tolerance limits of physical and chemical parameters to be applied in the production of organisms.

The sensitivity of organisms to a given toxic agent may vary according to the water quality, concentration and time of exposure, animal species, animal size, stage of development and individual susceptibility (Rand & Petrocelli, 1985; Wajsbrodt et al., 1993). According to Rand & Petrocelli (1985), aquatic animals normally become more tolerant to toxicants after develop physiological detoxication mechanisms. Organisms of the same species and with similar age demonstrate a narrow variation of response, while in different species this variation tends to be larger.

In synthesis, toxicity tests can be divided in acute and chronic experiments. The objective of acute toxicity tests is to identify the potential lethality of physical and chemical agents during a short time of exposition, usually 24 to 96 hours. The most common analytical method for evaluating acute toxicity is the median lethal concentration (LC₅₀). The LC₅₀ was developed to represent the estimated concentration or level that causes death in 50% of the organisms exposed under defined conditions of the test in a specified period of time. This information can determine if a substance is toxic and allows comparisons of tolerance among species. In aquaculture practices, the LC₅₀ may be useful in order to define the species to be cultivated according to the culture system (intensive and extensive) and tolerance to nitrogenous compounds.

In chronic experiments, the concentrations can be chosen based on results from LC₅₀, complementing acute experiments. Chronic tests involve long period of exposition and are usually

performed to analyze sublethal and cumulative concentrations. These experiments may identify causal relationship among concentrations, and also biochemical, physiological, behavioral and morphological changes. Generally, the chronic toxicity tests provide measures more sensitive than acute toxicity tests, because the endpoints are noticeable even at low concentrations (Rand & Petrocelli, 1985). In aquaculture production, chronic effects caused by ammonia and nitrite can interfere with the animal growth (Foss et al., 2007; Svobodová et al., 2005b), possibly affecting profit.

Some concepts can also be applied in chronic toxicity tests, for example, the maximum acceptable toxicant concentration (MATC), as the geometric mean between the no observed effect concentration (NOEC) and the lowest observed effect concentration (LOEC) (Rand & Petrocelli, 1985).

Toxicity tests are usually performed with replicates using young and small animals because they demand less experimental volume and is believed that the younger the organisms the more susceptible they are. The majority of tests reported in the literature are static or semistatic, i.e. without water renovation or with an interval of renovation (e.g. every 24 h), respectively. The continuous-flow methods can also be used, but they are more expensive and time demanding to be in use.

The data obtained from acute toxicity tests can also be used to estimate the safety concentration. According to Sprague (1971), the safe level, i.e. the value of certain substance that is safe for a specific species, is equivalent to 10% of the LC_{50} , this estimated value is considered safe for most species of organisms in aquaculture. However, these concentrations may vary from species to species or even in the same one. For this reason, it is important to test this safe concentration in order to confirm its innocuousness. Interaction with other environmental factors such as dissolved oxygen, pH and temperature can also interfere the estimated safe level (Person-Le Ruyet et al., 1997).

TOXICITY OF AMMONIA

The ammonia toxicity in aquaculture is usually expressed as sublethal effects: reduction growth of fish, predatory inhibition, loss of immunocompetence, histological changes in gills, kidney, spleen, thyroid tissues and blood plasma (Boyd, 1982; Hargreaves, 1998). However, some studies with aquatic organisms deal with acute exposure to ammonia (Bianchini et al., 1996; Cavalli et al., 1996; Costa et al., 2008; Sampaio et al., 2002; Weirich & Riche, 2006a, b). The acute toxicity tests are also used to determine the viability of the species in aquaculture.

As already mentioned, unionized ammonia is very toxic even at low concentrations and it can diffuse freely across cell membranes. Usually, concentrations lower than 1 mg/L $\text{NH}_3\text{-N}$ can cause lethality in crustaceans and fish. The toxic effect of ammonia is immediate, linear, and dose-dependent (Lemarié et al., 2004). Korsgaard et al. (1995) describe that ammonia exposure may lead to the depletion of cerebral glutamate, and cerebral ATP, demanded for the glutamine synthetase reaction.

In accordance to Randall & Tsui (2002), high concentrations of NH_4^+ can displace K^+ , depolarizing nervous cells and causing activation of NMDA (N-methyl-D-aspartic acid) glutamate receptor type, leading to excessive Ca^{2+} influx, and posterior cellular apoptosis. Several authors (Hillaby & Randall, 1979; Ip et al., 2001; Knoph, 1996) also describe some symptoms of ammonia poisoning as hyperventilation, erratic swimming, jumps, loss of balance, convulsions and death.

In the case of invertebrates, the toxic effects of ammonia, such as damage to respiratory surfaces and changes in pH of the hemolymph were described by Colt & Armstrong (1981). The gills are involved in ammonia excretion and this process may be hampered by high concentrations of external ammonia, generating an increase in ammonia levels in the blood plasma and tissues. Additionally, blood pH can be increased, affecting membrane stability and the reactions catalyzed by enzymes (Colt & Armstrong, 1981; Maltby, 1995). Also in the gills, the $\text{Na}^+/\text{NH}_4^+$ transport can be

impaired by the presence of ammonia in the external environment (e.g. lobster *Homarus americanus*)(Young-Lai et al., 1991). Moreover, Spaargaren (1990) described that high concentrations of ammonia were deleterious to the crab *Carcinus maenas* due to the requirement of high energy associated with increasing active flow of salt.

The toxicity of ammonia to fish and crustaceans can vary with other characteristics. Fish that are always swimming have higher concentrations of ammonia, compared to sedentary fish. The LC₅₀ for sedentary fish is greater than for fish that are always active. During exercise and stress, fish increase the production of ammonia and they are more sensitive to exposure to external ammonia (Randall & Tsui, 2002). These authors also described that feeding can up-regulate the activity of some enzymes in the muscle allowing increased storage of ammonia as glutamine in the muscle and they concluded that the fasting fish are more sensitive to external ammonia than fed fish. During exercise or hypoxia, ammonia levels are also increased and can be produced by deamination of AMP in the muscle (Randall & Ip, 2006). However, a high ammonia environment can interfere with normal locomotion of fish. McKenzie et al. (2009) reported that exposure to sublethal ammonia can affect the efficiency of swimming in golden gray mullet *Liza aurata* by accumulation of this compound in venous plasma, white muscle and brain tissue. The impairment of locomotory performance can also be observed in salmonids (McKenzie et al., 2003). Working with juvenile coho *Rachycentron canadum*, Rodrigues et al. (2007) found that the feeding behavior was compromised by ammonia exposition, followed by locomotor problems and by mortalities.

Low concentrations of dissolved oxygen increase the toxicity of ammonia to crustaceans and fish. Allan et al. (1990) working with two species of penaeid reported higher acute toxicity of NH₃ at low levels of dissolved oxygen (< 2.5 mg/L). Serafini et al. (2009) investigated the combination of low dissolved oxygen and NH₃ toxicity for juveniles "dourado" *Salminus brasiliensis* and observed that when NH₃ are around 1 mg/L, the dissolved oxygen should be

close to saturation. Furthermore, in hyperoxic conditions (110-115% O₂ saturation) the tolerance to chronic concentrations of NH₃ during 64 days exposition can increase in juvenile turbot (*Scophthalmus maximus*). The growth was not impaired compared to the condition of normoxia. The NOECs were defined for fish under normoxic and hyperoxic conditions as 0.16 and 0.32 mg/L NH₃-N, respectively (Foss et al., 2007).

Saltwater species seem to be more susceptible to ammonia toxicity than freshwater species (Randall & Tsui, 2002). A possible explanation could be the membrane permeability to both forms of ammonia in saltwater species. According to USEPA (United States Environmental Protection Agency), the average value of acute toxicity caused by NH₃ to 32 freshwater species is 2.79 mg/L NH₃ compared with 1.86 mg/L NH₃ for 17 saltwater species (USEPA, 1984, 1989). However, Soderberg & Meade (1992) reported that the positive effects of increasing salinity on toxicity of NH₃ are related to increased levels of sodium and calcium, facilitating ammonia excretion via exchange of NH₄⁺ and Na⁺ across the membrane gill and decreased membrane permeability to prevent the influx of NH₃. Weirich & Riche (2006b) also describe that increased levels of chloride (Cl⁻) and sodium (Na⁺) ions in the marine environment influence on ammonia and nitrite toxicity for several species. Wilson & Taylor (1992) found that rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) can excrete part of ammonia against high levels of ammonia in the environment, both in freshwater and saltwater.

Comparing Tables 1 and 2, some details need attention. For example, the tolerance to NH₃ was generally higher in euryhaline fish than in freshwater fish, e.g. salmon *Oncorhynchus tshawytscha* (Harader & Alen, 1983), flounder *Paralichthys orbignyanus* (Bianchini et al., 1996). High ammonia tolerance was also found in animals exposed to increasing salinity levels, e.g. pompano *Trachinotus marginatus* (Costa et al., 2008), mullet *Mugil platanus* (Sampaio et al., 2002) and penaeid shrimps *Penaeus simisulcatus* (Kir & Kumlu, 2006) and *Litopenaeus vannamei* (Lin & Chen, 2001). These elevated capacities could be attributed to isosmotic point between the

environment and blood plasma, avoiding energy expenditure with osmoregulation. However, according to Weirich & Riche (2006a), the LC₅₀ for ammonia to *Centropristis striata* and pompano *Trachinotus carolinus* was not affected by different salinities at 96 h of exposure.

Table 1. Ammonia and nitrite toxicity to aquatic organisms in different salinities.

Species	Stage	Salinity (ppt)	Un-ionized ammonia LC ₅₀ (mg/L)	Nitrite LC ₅₀ (mg/L)	References
<i>Acipenser baeri</i>	Juveniles	0.13	-	130 [NO ₂ ⁻ -N] (72h)	Huertas et al. (2002)
<i>Artemia</i> sp.	Nauplii	25	13.62 [NH ₃ -N](96h)	-	Ostrensky et al. (1992b)
	Adults	25	16.61 [NH ₃ -N](96h)		
<i>Brachionus plicatilis</i>	Adults	15	8.6 [NH ₃ -N](96h)	-	Ostrensky & Wasielesky (1992)
<i>Centropristis striata</i>	Juveniles	10	0.46 [NH ₃ -N](96h)	190 [NO ₂ ⁻ -N](96h)	Weirich & Riche (2006b)
	Juveniles	20	0.52 [NH ₃ -N](96h)	242 [NO ₂ ⁻ -N](96h)	
	Juveniles	30	0.54 [NH ₃ -N](96h)	216 [NO ₂ ⁻ -N](96h)	
<i>Dicentrarchus labrax</i>	Juveniles	34	1.7 [NH ₃ -N](96h)	-	Person-Le Ruyet et al. (1994)
<i>Farfantepenaeus (Penaeus) paulensis</i>	Embryos	28	0.30[NH ₃ -N](24h)	-	Ostrensky &
	Nauplii	28		-	
	Zoeae	28	4.25 [NH ₃ -N](24h)	-	Wasielesky (1995)
	Myses	28		-	
	Postlarvae	28	0.73 [NH ₃ -N](96h)	-	
<i>Homarus americanus</i>	Larvae I - III	35	0.7-	-	Young-Lai et al. (1991)
	Postlarvae	35	2.1[NH ₃](96h)		
	Adults	35	2.36 [NH ₃](96h)		

	Adults	35	5.12 [NH ₃](96h) 5°C		
			3.25 [NH ₃](96h) 20°C		
<i>Lates calcarifer</i>	Juveniles		1.30 [NH ₃ - N](96h)		Okelsrud & Pearson (2007)
<i>Litopenaeus schmitti</i>	Juveniles (15mm)	5 20 35	0.69 [NH ₃ - N](96h) 0.86 [NH ₃ - N](96h) 1.20 [NH ₃ - N](96h)		Barbieri (2010)
<i>Litopenaeus vanammei</i>	Juveniles(0.99g) Juveniles(3.8g) Juveniles Juveniles Juveniles Juveniles Postlarvae Postlarvae	34 34 34 15 25 30 15to35 2to10 10 18	2.9 [NH ₃ - N](96h) 1.3 [NH ₃ - N](96h) 12.2 [NH ₃ - N](96h) 1.20 [NH ₃ - N](96h) 1.57 [NH ₃ - N](96h) 1.60 [NH ₃ - N](96h) - - 2.09 [NH ₃ - N](48h) 2.26 [NH ₃ - N](48h)	- - - - - 77to322 [NO ₂ - N](24to144h) 8.4to30 [NO ₂ - N](96h) 153.7 [NO ₂ - N](48h) -	Frías- Espericueta (1999) Frías- Espericueta et al. (2000) Lin & Chen (2001) Lin & Chen (2003) Sowers <i>et al.</i> (2004) Schuler et al. (2010)
<i>Metapenaeus macleayi</i>	Juveniles	34.5	1.69 [NH ₃ - N](96h)	-	Allan et al. (1990)
<i>Mugil platanus</i>	Juveniles Juveniles	15 30	0.84 [NH ₃ - N](96h) 0.84 [NH ₃ - N](96h)	36.2 [NO ₂ - N](96h) 35.9 [NO ₂ - N](96h)	Sampaio et al. (2002)
<i>Odontesthes argentinensis</i>	Larvae14dae* Larvae Larvae Juveniles	35 30	- 0.73 [NH ₃ - N](96h) 15°C 0.96 [NH ₃ - N](96h) 23°C 0.80 [NH ₃ - N](96h)	199.3 [NO ₂ - N](96h) - -	Sampaio et al. (2006) Sampaio & Minillo (1995)

					Ostrensky & Brugger (1992)
<i>Oncorhynchus tshawytscha</i>	Juveniles	9.6	2.2 [NH ₃](24h)	-	Harader & Allen (1983)
<i>Oreochromis niloticus</i>	Juveniles	0.07	-	44.67 [NO ₂ -](96h)	Yanbo et al. (2006)
<i>Paralichthys orbignyanus</i>	Juveniles	30	0.67 [NH ₃ -N](96h)	30.57 [NO ₂ -N](96h)	Bianchini et al. (1996)
<i>Penaeus chinensis</i>	Juveniles	33	1.53 [NH ₃ -N](96h)	37.7 [NO ₂ -N](96h)	Chen et al. (1990a)
<i>Penaeus (Marsupenaeus) japonicus</i>	Nauplii	35	0.5 [NH ₃ -N](48h)	-	Lin et al. (1993)
	Zoeae	35		-	
	Myses	35	0.6 to	-	Lin et al. (1993)
	Postlarvae	35	0.7 [NH ₃ -N](96h)	-	
	Juveniles	35	0.9 [NH ₃ -N](96h)	-	
			1.3 [NH ₃ -N](96h)		
			3.1 [NH ₃ -N](96h)		
<i>Penaeus monodon</i>	Juveniles	34	1.69 [NH ₃ -N](96h)	-	Allan et al. (1990)
	Juveniles	20		171 [NO ₂ -N](96h)	Chen et al. (1990b)
	Juveniles	20	-		
	Nauplii	34	1.29 [NH ₃ -N](96h)	54.8 [NO ₂ -N](96h)	Chen & Lei (1990)
	Zoeae	34		5 [NO ₂ -N](24h)	Chen & Chin (1988)
	Zoeae	34	-		
	Myses	34	-		
	Postlarvae	34	-	20.65 [NO ₂ -N](24h)	
			-	13.2 [NO ₂ -N](48h)	
			-	8.3 [NO ₂ -N](48h)	
				13.55 [NO ₂ -N](96h)	
<i>Penaeus penicillatus</i>	Juveniles	25	0.99 [NH ₃ -N](96h)	38.5 [NO ₂ -N](96h)	Chen & Lin (1991)
	Juveniles	34	1.11 [NH ₃ -N](96h)	40.9 [NO ₂ -N](96h)	
<i>Penaeus semisulcatus</i>	Juveniles	35	1.43 [NH ₃ -N](96h)	-	Wajsbroet et al. (1990)
	Postlarvae	15			
	Juveniles	20	0.34 [NH ₃ -N](96h)		Kir & Kumlu
	Juveniles	25			

	Juveniles	30	0.35 [NH ₃ -N](96h)		(2006)
	Juveniles	35			
	Juveniles	40	0.39 [NH ₃ -N](96h)		
			0.61 [NH ₃ -N](96h)		
			0.75 [NH ₃ -N](96h)		
			0.74 [NH ₃ -N](96h)		
<i>Penaeus (Litopenaeus) setiferus</i>	Postlarvae	25	1.12 [NH ₃ -N](72h)	167.33 [NO ₂ -N](72h)	Alcaraz et al. (1999)
<i>Portunus pelagicus</i>	Zoeae	30	-	25.34 [NO ₂ -N](96h)	Liao et al. (2011)
<i>Psetta maxima</i>	Juveniles	34	2.6 [NH ₃ -N](96h)	-	Person-Le Ruyet et al. (1994)
<i>Rachycentron canadum</i>	Juveniles	22	1.13[NH ₃ -N](96h)	>290 [NO ₂ -N](96h)	Rodrigues et al. (2007)
<i>Sebastes inermis</i>	Juveniles	34	-	700 [NO ₂ -N](96h)	Park et al. (2007)
<i>Solea senegalensis</i>	Larvae	33	1.32 [NH ₃](24h)	-	Parra & Yúfera (1999)
<i>Sparus aurata</i>	Larvae	33	0.24 [NH ₃](24h)	1997 [NO ₂ -N](24h)	Parra & Yúfera (1999)
	Juveniles	34	2.5[NH ₃ -N](96h)	-	Person-Le Ruyet et al. (1994)
<i>Trachinotus carolinus</i>	Juveniles	6	0.97 [NH ₃ -N](96h)	16.7 [NO ₂ -N](96h)	Weirich & Riche (2006a)
		13			
		25	1.01 [NH ₃ -N](96h)	26.0 [NO ₂ -N](96h)	
			0.95 [NH ₃ -N](96h)	34.2 [NO ₂ -N](96h)	
<i>Trachinotus marginatus</i>	Juveniles	5	0.66 [NH ₃ -N](96h)	39.94 [NO ₂ -N](96h)	Costa et al. (2008)
		10			
		30	1.87 [NH ₃ -N](96h)	116.68 [NO ₂ -N](96h)	
			1.06 [NH ₃ -N](96h)	37.55 [NO ₂ -N](96h)	

*dae = days after eclosion

In addition, the crustaceans were more tolerant to ammonia toxicity than fish (Table 1). The species showing the highest values of LC₅₀ for ammonia were *Artemia* sp., the white shrimp *Litopenaeus vannamei* and the American lobster *Homarus americanus*, whereas the highest values for fish were observed for turbot *P. maxima* and sea bream *Sparus aurata*. In freshwater, Boudreaux et al. (2007) reported elevated ammonia tolerance of *Atractosteus spatula* and a wide range of tolerance to ammonia for different stages of development in fathead minnows *Pimephales promelas* (Thurston et al., 1983) (depicted in Table 2). In Table 1 is important to note the high tolerance to ammonia by the rotifer *Brachionus plicatilis*. Despite constituting the phylum Rotifera, these organisms have great importance in aquaculture.

Table 2. Ammonia and nitrite toxicity to aquatic organisms in freshwater.

Species	Stage	Un-ionized ammonia LC ₅₀ (mg/L)	Nitrite LC ₅₀ (mg/L)	References
<i>Acipenser brevirostrum</i>	Fingerlings	0.58 [NH ₃ -N](96h)	11.3 [NO ₂ -N](96h)	Fontenot et al. (1998)
<i>Anguilla anguilla</i>	Juveniles	-	143.7 [NO ₂ -N](96h)	Kamstra (1996)
<i>Atractosteus spatula</i>	Juveniles	4.3 [NH ₃ -N](96h)	-	Boudreaux et al. (2007)
<i>Brycon cephalus</i>	Juveniles	-	0.86 [NO ₂ -N](96h)	Avilez et al. (2004)
<i>Cherax quadricarinatus</i>	Juveniles	0.98 [NH ₃ -N](96h)	25.9 [NO ₂ -N](96h)	Meade & Watts (1995)
<i>Cirrhinus mrigala</i>	Juveniles	-	10.4 [NO ₂ -N](96h)	Das et al. (2004)
<i>Cyprinus carpio</i>	Fry	1.84 [NH ₃ -N](96h)	-	Hasan & Macintosh (1986)
<i>Ictalurus punctatus</i>	Juveniles	0.5 [NH ₃](96h)	-	Colt & Tchobanoglous (1976)
	Juveniles	1.30 [NH ₃ -N](96h)	-	Okelsrud & Pearson (2007)
<i>Macrobrachium rosenbergii</i>	Larvae	-	8.6 [NO ₂ -N](96h)	Armstrong et al. (1976)
	Postlarvae	2.18 [NH ₃ -N](72h)pH8.5		Straus et al. (1991)
	Juveniles	1.45 [NH ₃ -N](72h)pH9.0 2.02 [NH ₃ -N](72h)pH9.0		

Species	Stage	Un-ionized ammonia LC ₅₀ (mg/L)	Nitrite LC ₅₀ (mg/L)	References
<i>Micropterus dolomieu</i>	Juveniles	0.54 [NH ₃ -N](72h)pH9.5 0.69-1.8 [NH ₃] (96h)	-	Broderius et al. (1985)
<i>Mugil platanus</i>	Juveniles	0.58 [NH ₃ -N](96h)	1.5 [NO ₂ -N](96h)	Sampaio et al. (2002)
<i>Oncorhynchus gilae</i>	Juveniles	0.47 [NH ₃ -N](96h)	10 [NO ₂ -N](96h)	Fuller et al. (2003)
<i>Oncorhynchus tshawytscha</i>	Juveniles	0.36 [NH ₃](24 h)		Harader & Allen (1983)
<i>Oreochromis niloticus</i>	Larvae	1.01[NH ₃](48 h)	-	Benli & Köksal (2005)
	Juveniles	-	28.18 [NO ₂ -N](96h) -	Yanbo et al. (2006)
	Juveniles	7.4[NH ₃](48 h)		Benli & Köksal (2005)
<i>Paralichthys orbignyanus</i>	Juveniles	0.19 [NH ₃ -N](96h)	24.01 [NO ₂ -N](96h)	Bianchini et al. (1996)
<i>Pimephales promelas</i>	Juveniles (0.1 to 2.3 g)	0.75-3.4 [NH ₃](96h)	-	Thurston et al. (1983)
<i>Polyodon spathula</i>	Juveniles	0.4 [NH ₃ -N](96h)	-	Boudreaux et al. (2007)
<i>Prosopium williamsoni</i>	Juveniles	0.14-0.47 [NH ₃](96h)	-	Thurston & Meyn (1984)
<i>Salminus brasiliensis</i>	Juveniles	1.83 [NH ₃ -N](96h)		Gazzola (2003)
<i>Salmo trutta</i>	Juveniles	0.5-0.7 [NH ₃](96h)	-	Thurston & Meyn (1984)
<i>Tilapia aurea</i>	Juveniles	2.46 [NH ₃](48 h)	-	Redner & Stickney (1979)

As ammonia is very studied in aquaculture, data on chronic effects to crustaceans and fish are described in the literature. Fish exposed to chronic levels of ammonia showed weakness, irregular ventilation, but without loss of balance or convulsions as observed during acute toxicity tests, indicating a low poisoning by ammonia. Person-Le Ruyet et al. (1994) also reported that juveniles of *P. maxima* exposed to ammonia for a period of 4-7 weeks showed maximum survival over concentrations of 0.4 mg/L of NH₃-N, and this concentration was 15% of the LC₅₀ 96 h. In addition, Person-Le Ruyet et al. (1997) demonstrated that juveniles of turbot *P. maxima* could survive to high concentrations of ammonia for about 28 days with LC₅₀ of 0.95 mg/L of NH₃-N and growth was stopped from 0.8

mg/L of NH₃-N. Growth of seabass juveniles (*Dicentrarchus labrax*) exposed to the two lowest ammonia concentrations (0.24 and 0.26 mg/L NH₃-N) was not affected after 55 days (Lemarié et al., 2004).

Effects of ammonia on growth of freshwater fish was reviewed by Muir (1982), which indicated inhibition of growth from 0.01 to 1.0 mg/L NH₃-N. The Nile tilapia *Oreochromis niloticus* presented the specific growth rate negatively affected by ammonia concentrations between 0.14 and 0.26 mg/L NH₃-N and feed conversion ratio increased with crescent concentrations of ammonia. The no-observable effect concentration (NOEC) was 0.068 mg/L NH₃-N, while the lowest observable effect concentration (LOEC) was 0.14 mg/L NH₃-N (El-Shafai et al., 2004).

According to Swift (1981), the rainbow trout exposed to sublethal ammonia concentrations had increased plasma cortisol and glucose levels in response to ammonia toxicity. Three generations of rainbow trout were also studied during five years in order to evaluate the chronic toxicity of ammonia. The histological examination showed sublethal adverse effects in the gills and kidney of *Oncorhynchus mykiss* exposed to concentrations of 0.04 to 0.07 mg/L NH₃. The histopathological changes in gill included fusion, hyperplasia and hypertrophy of epithelial cells, necrosis, aneurysms and telangiectasia. Changes in kidney showed generalized nephrosis, degeneration of renal tubular epithelia, hyaline droplet degeneration. These alterations could lead to respiratory problems and renal failure (Thurston et al., 1984). These results corroborated the ammonia concentration of 0.02 mg/L NH₃-N, addressed by Szumski et al. (1982), as being ideal for the protection of salmonids. Rowland et al. (1995) working with silver perch fingerlings (*Bidyanus bidyanus*) in earthen ponds during 10 months, observed slower growth associated with ammonia levels up to 0.65 mg/L NH₃. In a 39-day chronic experiment, also performed with juvenile *Bidyanus bidyanus*, the epithelial lifting and reduced growth were observed at 0.36 mg/L NH₃ (Frances et al., 2000).

In crustaceans, some data with penaeid species exposed to chronic ammonia concentration have been described. Chen & Kou

(1992) estimated the maximum acceptable toxicant concentration (MATC) for juvenile *Marsupenaeus (Penaeus) japonicus* at 0.35 mg/L NH₃-N after 60 days of exposure. The MATC estimated to tiger shrimp *Penaeus monodon* juveniles after 30 days was 0.11 mg/L NH₃-N (Chen & Lin, 1992). In both investigations, ammonia increased the frequency of molting of these penaeid species. Allan et al. (1990) estimated the concentration that reduced the growth of the animal in 5% (EC₅), also defined as maximum acceptable level of ammonia to *Penaeus monodon* and *Metapenaeus macleayi* juveniles. The estimated concentrations were 0.21 mg/L NH₃-N and 0.35 mg/L NH₃-N, respectively. Ostrensky et al. (1992a) determined the safe concentration of ammonia to post-larvae production of the pink-shrimp *Farfantepenaeus paulensis* as being 0.032 mg/L NH₃-N. However, a significant reduction in growth (carapace length and wet body mass) of *Farfantepenaeus paulensis* post-larvae was found after chronic exposure (75 days) to ammonia concentrations as low as 0.033 mg/L NH₃ (Miranda-Filho et al., 2009). According to the investigators, changes in water content and organic/inorganic content were not observed. Growth inhibition was characterized by a change in energy metabolism, with decreasing the percentage of body lipids and concomitant increase in carbohydrates content of the body and also attributed to the negative effect of ammonia on food intake.

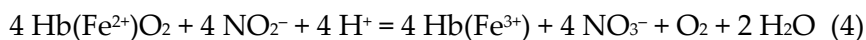
Paust et al. (2011) working with juvenile halibut (*Hippoglossus hippoglossus*) exposed to chronic concentrations of ammonia in four pulses (0.18, 0.12, 0.07 and 0.02 mg/L NH₃-N), simulating postprandial peaks, found that the levels did not affect feed conversion efficiency (FCE), feed consumption, daily feeding rate (F) and specific growth rate (SGR). The authors also reported that there was no occurrence of compensatory growth. On the other hand, chronic levels of ambient ammonia (medium and high = 0.12 and 0.17 mg/L NH₃-N, respectively) during 21 days affected the growth performance by suppressing the fish appetite.

TOXICITY OF NITRITE

As ammonia, the high density of animals in aquaculture systems can increase the concentration of nitrite causing direct toxicity to organisms (Jensen, 2003). The nitrite absorbed through the gill and intestinal epithelium may accumulate in the blood, gill, liver, brain, spleen, muscle, and other tissues. Many species of fish concentrate nitrite from the external environment in their blood, presumably by active transport in the gills, by exchange of chloride/bicarbonate performed by the chloride cells (Kamstra et al., 1996). The elimination of nitrite by the gills and urine is described in fish and crustaceans. Another route of elimination of endogenous nitrite would be its oxidation to nitrate (Jensen, 1996, 2003).

Toxicity of nitrite is dependent on several factors. These factors are related to water quality, exposure time, species susceptibility, size and age (Jensen, 2003). Nitrite can cause blood disorders, such as the reductions of total hemoglobin, hematocrit and red blood cell counts, possibly reflecting a high concentration of lactate (Moraes et al., 2006). The conversion of oxygen-carrying pigments in a non-carrying one is the main toxic action of nitrite on fish and crustaceans. This means that the toxicity of nitrite is a result of oxidation of Fe^{2+} hemoglobin (ferrous state) in Fe^{3+} (ferric state), producing non-functional methemoglobin or ferrihemoglobin (Cheng & Chen, 2002; Jensen, 2003; Russo, 1985).

This reaction was described by Kosaka & Tyuma (1987) as:



The methemoglobin does not bind to oxygen, so the ability of blood to carry it is reduced. Fish with high content of methemoglobin suffer hypoxia, cyanosis and hemolytic anemia, due to reduced transport of oxygen to the tissues, so the performance of swimming is reduced (Baldiserotto, 2002; Scarano & Saroglia, 1984). This phenomenon can cause death by suffocation, even with plenty of oxygen dissolved in water. However, the amount of methemoglobin affecting the normal behavior, growth,

or that cause mortality of organisms varies with the species and environmental conditions (Bianchini et al., 1996; Jensen, 2003; Weirich et al., 1993). Some fish are able to tolerate high levels of blood methemoglobin (Kamstra et al., 1996). According to Kroupova et al. (2005), the auto-oxidation of hemoglobin, forming methemoglobin, usually occurs slowly and spontaneously in normal red blood cells, even in the absence of nitrite.

In turn, aquatic animals exposed to high levels of nitrite can usually recover from its effects when in water free of nitrite. The detoxification mechanisms are still unclear, but there is a proposition that NADP and NADPH methemoglobin reductase are responsible for the reduction of hemoglobin Fe^{3+} to Fe^{2+} . In view of this, the final level of methemoglobin in the blood is the result of the balance between oxidized and reduced forms (Lewis & Morris, 1986).

Regarding crustaceans, the presence of nitrite in the aquatic environment in high concentrations can cause hemolymphatic problems. Likewise hemoglobin, the mechanism of nitrite toxicity acts in the process of oxygen transport, i.e. nitrite binds to hemocyanin in the hemolymph occupying the active site where oxygen should connect. The oxidation of hemocyanin in oxyhemocyanin prevents the transfer of oxygen to tissues, and under this conditions, hypoxia may occur especially during the ecdysis, when it increased oxygen consumption (Tahon et al., 1988).

Alcaraz et al. (1997) working with white shrimp postlarvae *Penaeus setiferus*, reported that exposure to ammonia and nitrite can decrease the ability to tolerate thermal stress.

In fish, an average of 2 mg/L $\text{NO}_2\text{-N}$ as LC_{50} was compiled from various species in the 80's and, according to the authors, the data were fairly uniform among species (Lewis & Morris, 1986). In general, the toxicity of nitrite has been known as dependent on water salinity. The relationship between nitrite and chloride concentration is negatively linear and has been established that the effect of chloride on the toxicity of nitrite is very significant (Lin & Chen, 2003; Svobodová et al., 2005a). According to Grosell & Jensen

(2000), higher concentrations of chloride ions in saline water decrease the toxicity of nitrite, restricting the intestinal and branchial flux of NO_2^- to the organism. Since there is competition between nitrite and chloride by the same carrier, high concentrations of chlorides tend to reduce the toxicity of nitrite (Baldisserotto, 2009). This phenomenon corroborates the explanation of the physiological effect of chloride protection against the toxicity of environmental nitrite (Kamstra et al., 1996).

Comparing cultured organisms in saltwater and freshwater (Tables 1 and 2), studies have shown that marine and estuarine animals are more tolerant to nitrite toxicity than freshwater animals, probably due to the effect of chloride (Cl^-), along with other anions (Alonso & Camargo, 2003; Saroglia et al., 1981). For example, juvenile black sea bass *Centropristis striata* exposed to nitrite at different salinities (10, 20 and 30‰) showed that fish kept in 10‰ salinity were less tolerant to such toxic than in salinities of 20 and 30‰ (Weirich & Riche, 2006b). For mullet *Mugil platanus*, the tolerance of juveniles to nitrite in salinities of 15 and 30‰ were approximately 24 times higher than 0‰ (Sampaio et al., 2002). Increase of nitrite toxicity was also found for the juvenile pompano *Trachinotus carolinus*, in salinities 12 and 25‰ compared to 6‰ (Weirich & Riche, 2006a) (see Table 1 and 2).

The chronic effects of nitrite are also observed in toxicity tests with cultivated species. There is evidence that sublethal effects (growth retarded, feeding cessation) occurred at 1.8 mg/L NO_2^- -N to *Macrobrachium rosenbergii* larvae (Armstrong et al., 1976). Wasielesky et al. (2003) reported the inhibition of food consumption of juvenile pink shrimp *Farfantepenaeus paulensis* after 15 days of exposure to 20.4 mg/L NO_2^- -N. In fish, the ingestion rate was not modified in juvenile grass carp *Ctenopharyngodon idella* exposed to 2.5 mg/L NO_2^- -N during 15 days. However, nitrogen excretion was increased and oxygen consumption was reduced, both at concentration of 1.6 mg/L NO_2^- -N (Alcaraz & Espina, 1997).

FINAL REMARKS

The tolerance to ammonia and nitrite may vary intra- and interspecifically and this variation, besides being linked to the biology of the species, is also related to the conditions prevailing in the surrounding environment. This review confirms that ammonia and nitrite are of great importance in water quality due to their high toxicity for fish and crustaceans. The information generated by toxicity tests with ammonia and nitrite give us an idea of the main mechanisms of action on aquatic organisms, and they can also contribute to the selection of animals to be introduced in aquaculture. According to the presented data, it becomes clear the usefulness of toxicity tests in order to avoid deleterious effects with crustaceans and fish, often used in aquaculture. In spite of this proposal of safe levels of ammonia and nitrite for fish and crustaceans, chronic studies must be performed either to confirm them or to improve them.

REFERENCES

- ALCARAZ, G.; CHIAPPA-CARRARA, X.; VANEGAS, C. Temperature tolerance of *Penaeus setiferus* postlarvae exposed to ammonia and nitrite. *Aquatic Toxicology*, 39:345-353, 1997.
- ALCARAZ, G.; CHIAPPA-CARRARA, X.; ESPINOSA, V.; VANEGAS, C. Acute toxicity of ammonia and nitrite to white shrimp *Penaeus setiferus* postlarvae. *Journal of the World Aquaculture Society*, 30:90-97, 1999.
- ALCARAZ, G.; ESPINA, S. Scope for growth of juvenile grass carp *Ctenopharyngodon idella* exposed to nitrite. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 116C:85-88, 1997.
- ALLAN, G.F.; MAGUIRE, G B.; HOPKINS, S.J. Acute and chronic toxicity of ammonia to juvenile *Metapenaeus macleayi* and *Penaeus monodon* and the influence of low dissolved-oxygen levels. *Aquaculture*, 91:265-80, 1990.
- ALONSO, A.; CAMARGO, J. A. Short-term toxicity of ammonia, nitrite, and nitrate to the aquatic snail *Potamopyrgus antipodarum* (Hydrobiidae, Mollusca). *Bulletin of Environmental Contamination Toxicology*, 70:1006-1012, 2003.
- ARMSTRONG, D.A.; STEPHENSON, M. J.; KNIGHT, A. W. Acute toxicity of nitrite to larvae of the giant Malaysian prawn, *Macrobrachium rosenbergii*. *Aquaculture*, 9:39-46, 1976.
- AVILEZ, I.M.; AGUIAR, L.H.; ALTRAN, A.E.; MORAES, G. Acute toxicity of nitrite to matrinxã, *Brycon cephalus* (Günther, 1869), (Teleostei-Characidae). *Ciência Rural*, 34:1753-1762, 2004.

- AVNIMELECH, Y. Bio-filters: The need for a new comprehensive approach. *Aquaculture Engineering*, 34:172-178, 2006.
- AVNIMELECH, Y. Biofloc technology. A practical guide book. The World Aquaculture Society, Baton Rouge, Louisiana, United States, 2009.
- BALDISSEROTTO, B. Fisiologia de peixes aplicada à aquicultura. Santa Maria, Editora UFSM, 2ª edição, 2009.
- BARBIERI, E. Acute toxicity of ammonia in white shrimp (*Litopenaeus schmitti*) (Burkenroad, 1936, Crustacea) at different salinity levels. *Aquaculture*, 306:329-333, 2010.
- BENLI, A.C.K.; KÖKSAL, G. The acute toxicity of ammonia on tilapia (*Oreochromis niloticus* L.) larvae and fingerlings. *The Turkish Journal of Veterinary and Animal Sciences*, 29:339-344, 2005.
- BIANCHINI, A.; WASIELESKY, W.; MIRANDA-FILHO, K.C. Toxicity of nitrogenous compounds to juveniles of flatfish *Paralichthys orbignyanus*. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 56:453-459, 1996.
- BOUDREAUX, P. J.; FERRARA, A. M.; FONTENOT, Q. C. Acute toxicity of ammonia to spotted gar, *Lepisosteus oculatus*, alligator gar, *Atractosteus spatula*, and paddlefish, *Polyodon spathula*. *Journal of the World Aquaculture Society*, 38:322-325, 2007.
- BOYD, C.E. Water quality management for pond fish culture. *Developments in aquaculture and fisheries science* (9). Elsevier Scientific Publishing Company, New York, 1982.
- BRODERIUS, S.; DRUMMOND, R.; FIANDT, J.; RUSSOM, C. Toxicity of ammonia to early life stages of the smallmouth bass at four pH values. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 4:87-96, 1985.
- CAMARGO, J.A.; ALONSO, A. Ecological and toxicological effects of inorganic nitrogen pollution in aquatic ecosystems: A global assessment. *Environment International*, 32:831-849. 2006.
- CAVALLI, R. O.; WASIELESKY, W. J. R.; FRANCO, C. S.; MIRANDA-FILHO, K. C. Evaluation of the short term toxicity of ammonia, nitrite and nitrate to *Penaeus paulensis* (Crustacea, Decapoda) broodstock. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 39: 567-75, 1996.
- CHEN, J. C.; CHIN, T. S. Acute toxicity of nitrite to tiger prawn, *Penaeus monodon*, larvae. *Aquaculture*, 69:253-262. 1988.
- CHEN, J.C.; KOU, Y.Z. Effects of ammonia on growth and molting of *Penaeus japonicus* juveniles. *Aquaculture*, 104:249-260, 1992.
- CHEN, J.C.; LEI, S.C. Toxicity of ammonia and nitrite to *Penaeus monodon* juveniles. *Journal of the World Aquaculture Society*, 21:300-306, 1990.
- CHEN, J. C.; LIN, C.Y. Lethal effects of ammonia and nitrite on *Penaeus Penicillatus* juveniles at two salinity levels. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 100C:477-482, 1991.
- CHEN, J.C.; LIN, C.Y. Effects of ammonia on growth and molting of *Penaeus monodon* juveniles. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 101C:449-52,1992.

CHEN, J. C.; LIN, J. N.; LIN, M.N. Lethal effects of ammonia and nitrite on *Penaeus chinensis* juveniles. *Marine Biology*, 107:427-431, 1990a.

CHEN, J.C.; LIU, P.C.; LEI, S.C. Toxicities of ammonia and nitrite to *Penaeus monodon* adolescents. *Aquaculture*, 89:127-137, 1990b.

CHENG, S.-Y.; CHEN, J.C. Study on the oxyhemocyanin, deoxyhemocyanin, oxygen affinity and acid-base balance of *Marsupenaeus japonicus* following exposure to combined elevated nitrite and nitrate. *Aquatic Toxicology*, 61:181-193, 2002.

COLT, J.; ARMSTRONG, D. Nitrogen toxicity to crustaceans, fish and mollusc. In: Allen, L; Kinney, E. Proceedings of the bioengineering symposium for fish culture. Fish Culture Section of the American Fisheries Society, Bethesda, USA, 1981.

COLT, J.; TCHOBANOGLOUS, G. Evaluation of the short-term toxicity of nitrogenous compounds to channel catfish, *Ictalurus punctatus*. *Aquaculture*, 8:209-224, 1976.

COSTA, L.D.F.; MIRANDA-FILHO, K.C.; SEVERO, M.P.; SAMPAIO, L.A. Tolerance of juvenile pompano *Trachinotus marginatus* to acute ammonia and nitrite exposure at different salinity levels. *Aquaculture*, 285:270-272, 2008.

DAS, P.C.; AYYPPAN, S.; JENA, J. K.; DAS, B. K. Nitrite toxicity in *Cirrhinus mrigala* (Ham): Acute toxicity sub-lethal effect on select haematological parameters. *Aquaculture*, 235:633-644, 2004.

EL-SHAFI, S. A.; EL-GOHARY, F. A.; NASR, F. A.; VAN DER STEEN, N. P.; GIJZEN, H.U. Chronic ammonia toxicity to duckweed-fed tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Aquaculture*, 232:117-127, 2004.

ESPEY, J. L. Acute toxicity of ammonia and nitrite to Yellow perch, *Perca flavescens*. MSc. North Carolina State University. Raleigh, USA. 2003.

EVANS, D.H.; PIERMARINI, P.M.; CHOE, K.P. The multifunctional fish gill: dominant site of gas exchange, osmoregulation, acid base regulation, and excretion of nitrogenous waste. *Physiology Review*, 85:97-177, 2005.

FONTENOT, Q.C.; ISELY, J. J.; TOMASSO, J.R. Acute toxicity of ammonia and nitrite to shortnose sturgeon fingerlings. *Progressive Fish Culturist*, 60:315-318, 1998.

FOSS, A.; IMSLAND, A.K.; ROTH, B.; SCHRAM, E.; STEFANSSON, S.O. Interactive effects of oxygen saturation and ammonia on growth and blood physiology in juvenile turbot. *Aquaculture*, 271:244-251, 2007.

FRANCES, J.; NOWAK, B. F.; ALLAN, G. F. Effects of ammonia on juvenile silver perch (*Bidyanus bidyanus*). *Aquaculture*, 183:95-103, 2000.

FRÍAS-ESPERICUETA, M.G.; HARFUSH-MELELENDEZ, M.; OSUNA-LÓPEZ, J.I.; PÁEZ-OSUNA, F. Acute toxicity of ammonia to juvenile shrimp *Penaeus vannamei* Boone. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 62:646-652, 1999.

FRÍAS-ESPERICUETA, M.G.; HARFUSH-MELELENDEZ, M.; PÁEZ-OSUNA, F. Effects of ammonia on mortality and feeding of postlarvae shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 65:98-103, 2000.

FULLER, S.A.; HENNE, J.P.; CARMICHAEL, G.J.; TOMASSO, J. R. Toxicity of ammonia and nitrite to the gill trout. *North American Journal of Aquaculture*, 65:162-164, 2003.

GAZZOLA, A.C. Efeito da amônia e do oxigênio dissolvido na sobrevivência de alevinos de dourado, *Salminus brasiliensis*. MSc Thesis. Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, Brasil, 2003.

GROSELL, M.; JENSEN, F. B. Uptake and effects of nitrite in the marine teleost fish *Platichthys flesus*. *Aquatic Toxicology*, 50:97-107, 2000.

HARADER, R.R.J.; ALLEN, G.H. Ammonia toxicity to Chinook salmon parr: reduction in saline water. *Transactions of the American Fisheries Society*, 112:834-837, 1983.

HARGREAVES, J.A. Nitrogen biogeochemistry of aquaculture ponds. *Aquaculture*, 166:181-212, 1998.

HASAN, M. R.; MACINTOSH, D. J. Acute toxicity of ammonia to common carp fry. *Aquaculture*, 54:97-107, 1986.

HICKEY, C. W.; MARTIN, M.L. A review of nitrate toxicity to freshwater aquatic species. Report No. R09/57 ISBN 978-1-86937-997-1, Environment Canterbury, 2009.

HILLABY, B.A.; RANDALL, D.J. Acute ammonia toxicity and ammonia excretion in rainbow trout (*Salmo gairdneri*). *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, 36:621-629, 1979.

HUERTAS, M.; GISBERT, E.; RODRÍGUEZ, A.; CARDONA, L.; WILLIOT, P.; CASTELLÓ-ORVAY, F. Acute exposure of Siberian sturgeon (*Acipenser baeri*, Brandt) yearlings to nitrite: median-lethal concentration (LC50) determination, haematological changes and nitrite accumulation in selected tissues. *Aquatic Toxicology*, 57:257-266, 2002.

INNOCENTI, A.; ZIMMERMAN, S.; FERRY, J. G.; SCOZZAFAVA, A.; SUPURAN, C. T. Carbonic anhydrase inhibitors. Inhibition of the zinc and cobalt α -class enzyme from the archaeon *Methanosarcina thermophila* with anions. *Bioorganic and Medicinal Chemistry Letters*, 14:3327-3331, 2004.

IP, Y.K.; CHEW, S. F.; RANDALL, D.J. Ammonia toxicity, tolerance and excretion. In: Wright, P.A., Anderson, P.M. *Fish Physiology*, vol. 20. Nitrogen Excretion. New York, Academic Press Inc., New York; p. 109-148, 2001.

IP, Y.K.; CHEW, S. F.; WILSON, J.M.; RANDALL, D.J. Defenses against ammonia toxicity in tropical fishes exposed to high concentration of environmental ammonia: a review. *Journal of Comparative Physiology*, 174B:565-575, 2004.

JENSEN, F.B. Uptake, elimination and effects of nitrite and nitrate in freshwater crayfish (*Astacus astacus*). *Aquatic Toxicology*, 34:95-104, 1996.

JENSEN, F.B. Nitrite disrupts multiple physiological functions in aquatic animals. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 135A:9-24, 2003.

JOBLING, M. Pollutants and toxic chemicals In: *Fish Bioenergetics*. Fish and Fisheries Series 13. Chapman & Hall, Londres, UK; p. 267-278, 1994.

KAJIMURA, M.; CROKE, S.J.; GLOVER, C.N.; WOOD, C.M. Dogmas and controversies in the handling of nitrogenous wastes: The effect of feeding and

fasting on the excretion of ammonia, urea and other nitrogenous waste products in rainbow trout. *Journal of Experimental Biology*, 207:1993-2002, 2004.

KAMSTRA, A.; SPAN, J. A.; VAN VEERD, J. H. The acute toxicity and sublethal effects of nitrite on growth and feed utilization of European eel, *Anguilla anguilla* (L.). *Aquaculture Research*, 27:903-911, 1996.

KIR, M.; KUMLU, M. Acute toxicity of ammonia to *Penaeus semisulcatus* post larvae in relation to salinity. *Journal of the World Aquaculture Society*, 37(2):231-235. 2006.

KNOPH, M. B. Gill ventilation frequency and mortality of Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) exposed to high ammonia levels in seawater. *Water Research*, 30:837-842, 1996.

KORSGAARD, B.; MOMMSEN, T.P.; WRIGHT, P.A. Nitrogen excretion in teleostean fish: adaptative relationships to environment, ontogenesis, and viviparity. In: Walsh, P. and Wright, P.A. Nitrogen metabolism and excretion. CRC Press, Boca Raton, Florida, Chapter 16; p. 259-287, 1995.

KOSAKA, H.; TYUMA I. Mechanism of autocatalytic oxidation of oxyhaemoglobin by nitrite. *Environmental Health Perspectives*, 73:147-151, 1987.

KROUPOVA, H. J.; MACHAVA, J.; SVOBODOVA, Z. Nitrite influence on fish: a review. *Veterinary Medicine*, 11:462-471. 2005.

LEMARIÉ, G.; DOSDAT, A.; COVÈS, D.; DUTTO, G.; GASSET, E.; PERSON-LE RUYET, J. Effect of chronic ammonia exposure on growth of European seabass (*Dicentrarchus labrax*) juveniles. *Aquaculture*, 229:479-491, 2004.

LEWIS J. W.; MORRIS, D. P. Toxicity of nitrite to fish: a review. *Transactions of the American Fisheries Society*, 115:183-195, 1986.

LIAO, Y.Y.; WANG, H.H.; LIN, ZG. Effect of ammonia and nitrite on vigour, survival rate, moulting rate of the blue swimming crab *Portunus pelagicus* zoea. *Aquaculture International*, 19:339-350, 2011.

LIN, H.P.; THUET, P.; THRILLES, J.P.; MOUNET-GUILLAUME, R.; CHARMANTIER, G. Effects of ammonia on survival and osmoregulation of various development stages of the shrimp *Penaeus japonicus*. *Marine Biology*, 117:591-598, 1993.

LIN, Y-C.; CHEN, J.C. Acute toxicity of ammonia on *Litopenaeus vannamei* (Boone) juveniles at different salinity levels. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 259:109-119, 2001.

LIN, Y.C.; CHEN, J.C. Acute toxicity of nitrite on *Litopenaeus vannamei* (Boone) juveniles at different salinity levels. *Aquaculture*, 224:193-201, 2003.

LOONG, A.M.; TAN, J.Y.L.; WONG, W.P.; CHEW, S.F.; IP, Y.K. Defense against environmental ammonia toxicity in the African lungfish, *Protopterus aethiopicus*: Bimodal breathing, skin ammonia permeability and urea synthesis. *Aquatic Toxicology*, 85:76-86, 2007.

MCKENZIE, D. J.; RANDALL, D. J.; LIN, H.; AOTA, S. Effects of changes in plasma pH, CO₂ and ammonia on ventilation in trout. *Fish Physiology and Biochemistry*, 10:507-515. 1993.

- MCKENZIE, D.J.; SHIGLES, A.; CLAIREAUX, G.; DOMENICI, P. Sublethal concentrations of ammonia impair performance of the teleost fast-start escape response. *Physiological and Biochemical Zoology*, 8:353-362, 2009.
- MCKENZIE, D.J.; SHIGLES, A.; TAYLOR, E. W. Sub-lethal plasma ammonia accumulation and the exercise performance of salmonids. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 135A:515-526, 2003.
- MALTBY, L. Sensitivity of the crustaceans *Gammarus pulex* (L.) and *Asellus aquaticus* (L.) to short-term exposure to hypoxia and unionized ammonia: observations and possible mechanisms. *Water Research*, 29:781-787, 1995.
- MEADE, M. E.; WATTS, S. A. Toxicity of ammonia, nitrite, and nitrate to juvenile Australian crayfish, *Cherax quadricarinatus*. *Journal of Shellfish Research*, 14:341-346, 1995.
- MIRANDA-FILHO, K.C.; PINHO, G.L.L.; WASIELESKY, W.J.; BIANCHINI, A. Long-term ammonia toxicity to the pink-shrimp *Farfantepenaeus paulensis*. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 150C:377-382, 2009.
- MIRANDA-FILHO, K.C.; WASIELESKY, W.J.; MAÇADA, A. P. Efeito da amônia e nitrito no crescimento da tainha *Mugil platanus* (Pisces, Mugilidae). *Brazilian Journal of Biology*, 55:45-50, 1995.
- MORAES, G.; AVILEZ, I.M.; HORI, T.S.F. Comparison between biochemical responses of the teleost pacu and its hybrid tambacu (*Piaractus mesopotamicus* x *Colossoma macropomum*) to short term nitrite exposure. *Brazilian Journal of Biology*, 66:1103-1108, 2006.
- MUIR, J.F. Recirculated water system in aquaculture. In: J.E. Muir and R.J. Roberts (Editors). *Recent Advances in Aquaculture*, Vol. II. Westview Press, Boulder, Colorado; p. 358-446, 1982.
- NELSON, D.L.; COX, M.M. *Principles of Biochemistry*. 4th edition, Freeman Publisher, 2004.
- OKELSRUD, A.; PEARSON, R.G. Acute and postexposure effects of ammonia toxicity on juvenile barramundi (*Lates calcarifer* [Bloch]). *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, 53:624-631, 2007.
- OLIVEIRA, S.S.; WASIELESKY, W.J.; BALLESTER, E.L. C.; ABREU, O.P.C. Caracterização da assembléia de bactérias nitrificantes pelo método "Fluorescente *in situ* Hybridization" (FISH) no biofilme e água de larvicultura do camarão-rosa *Farfantepenaeus paulensis*. *Atlântica*, 28:33-45, 2006.
- OSTRENSKY, A., BRUGGER, A. Studies on the viability of silverside *Odontesthes argentinensis* cultivations: acute toxicity of ammonia. *Journal of the Brazilian Association for the Advancement of Science*, 44:413-414, 1992.
- OSTRENSKY, A.; MARCHIORI, M.A.; POERSCH, L.H. Toxicidade aguda da amônia no processo produtivo de pós-larvas de *Penaeus paulensis* Pérez-Farfante, 1967. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 64(4):383-389, 1992a.
- OSTRENSKY, A.; PESTANA, D.; WASIELESKY, W. J. Toxicidade aguda da amônia para *Artemia* sp. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 64:391-395, 1992b.

- OSTRENSKY, A.; WASIELESKY, W.J. Efeitos da amônia sobre o desenvolvimento e sobrevivência populacional do rotífero *Brachionus plicatilis* (Muller). Revista Brasileira de Biologia, 52:355-360, 1992.
- OSTRENSKY, A.; WASIELESKY, W.J. Acute toxicity of ammonia to various life stages of the São Paulo shrimp, *Penaeus paulensis* Pérez-Farfante 1967. Aquaculture, 132:339-347, 1995.
- PARK, I.S.; LEE, J.; HUR, J. W.; SONG, Y.C.; NA, H.C.; NOH, C.H. Acute toxicity and sublethal effects of nitrite on selected hematological parameters and tissues in dark-banded rockfish, *Sebastes inermis*. Journal of the World Aquaculture Society, 38:188-199, 2007.
- PARRA, G.; YUFERA, M. Tolerance response to ammonia nitrite exposure in larvae of two marine fish species (gilthead seabream *Sparus aurata* L. Senegal sole *Solea senegalensis* Kaup). Aquaculture Research, 11-12:857-863, 1999.
- PAUST, L.O.; FOSS, A.; IMSLAND, A.K. Effects of chronic and periodic exposure to ammonia on growth, food conversion efficiency and blood physiology in juvenile Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus* L.). Aquaculture, 315:400-406, 2011.
- PENG, K.W.; CHEW, S.F.; LIM, C.B.; KUAH, S.S. L.; KOK, T.W. K.; IP, Y.K. The mudskippers *Periophthalmodon schlosseri* and *Boleophthalmus boddarti* can tolerate environmental NH₃ concentrations of 446 and 36 µM, respectively. Fish Physiology and Biochemistry, 19:59-69, 1998.
- PERRY, S.F. The chloride cell: structure and function in the gills of freshwater fishes. Annual Review of Physiology, 59:325-347, 1997.
- PERSON-LE RUYET, J.; CHARTOIS, H.; QUEMENER, L. Comparative ammonia acute toxicity in marine fish and plasma ammonia response. Aquaculture, 136:181-94, 1994.
- PERSON-LE RUYET, J.; GALLAND, R.; ROUX, A.L.; CHARTOIS, H. Chronic ammonia toxicity in juvenile turbot (*Scophthalmus maximus*). Aquaculture, 154:155-171, 1997.
- RAND, G.M.; PETROCELLI, P.R. Introduction. In: Fundamentals of Aquatic Toxicology. (Edited by Rand, G.M., Petrocelli, P.R.). Taylor & Francis, USA, Cap. 1; p. 1-28, 1985.
- RANDALL, D.J.; IP, Y.K. Ammonia as respiratory gas in water an air breathing fishes. Respiratory Physiology and Neurobiology, 154:216-25, 2006.
- RANDALL, D.J.; TSUI, T.K.N. Ammonia toxicity in fish. Marine Pollution Bulletin, 45:17-23, 2002.
- RANDALL, D.J.; WILSON, J.M.; PENG, K.W.; KOK, T.W.K.; KUAH, S.S.L.; CHEW, S.F.; LAM, T.J.; IP, Y.K. The mudskipper, *Periophthalmodon schlosseri*, actively transports NH₄⁺ against a concentration gradient. American Journal of Physiology, 46: 1562-1567, 1999.
- REDNER, B.D.; STICKNEY, R.R. Acclimation to ammonia by *Tilapia aurea*. Transactions of the American Fisheries Society, 108:383-388, 1979.
- REGNAULT, M. Nitrogen excretion in marine and fresh-water crustacea. Biological Reviews, 62:1-24, 1987.

RODRIGUES, R.V.; SCHWARZ, M.H.; DELBOS, B.C.; SAMPAIO, L.A. Acute toxicity and sublethal effects of ammonia and nitrite for juvenile cobia *Rachycentron canadum*. *Aquaculture*, 271:553-557, 2007.

ROWLAND, S. J.; ALLAN, G. L.; HOLLIS, M.; PONTIFEX, T. Production of the Australian freshwater silver perch, *Bidyanus bidyanus* (Mitchell), at two densities in earthen ponds. *Aquaculture*, 130:317-28, 1995.

RUSSO, R.C. Ammonia, nitrite and nitrate, Chapter 15. In: Rand, G. M. and Petrocelli, P.R., 1985. *Fundamentals of aquatic toxicology*. Ed. Taylor & Francis, USA, Chap. 15; p. 455-470, 1985.

SAMPAIO, L.A.; MINILLO, A. Acute toxicity of ammonia to marine silverside larvae (*Odontesthes argentinensis*) under different temperatures. *European Aquaculture Society*, 24:390-393, 1995.

SAMPAIO, L.A.; PISSET, T.L.; MORENA, M. Toxicidade aguda do nitrito em larvas do peixe-rei marinho *Odontesthes argentinensis* (Teleostei, Atherinopsidae). *Ciência Rural*, 36:1008-1010, 2006.

SAMPAIO, L.A.; WASIELESKY, W.J.; MIRANDA-FILHO, K.C. Effect of salinity on acute toxicity of ammonia and nitrite to juvenile *Mugil platanus*. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 68:668-674, 2002.

SAROGLIA, M.G.; SCARANO, G.; TIBLADI, E. Acute toxicity of nitrite to seabass (*Dicentrarchus labrax*) and European eel (*Anguilla anguilla*). *Journal of the World Mariculture Society*, 12:121-126, 1981.

SCARANO, G.; SAROGLIA, M.G. Recovery of fish from functional and haemolytic anaemia after brief exposure to a lethal concentration of nitrite. *Aquaculture*, 43:421-426, 1984.

SCHULER, D.J.; BOARDMAN, G.D.; KUHN, D.D.; FLICK, G.J. Acute toxicity of ammonia and nitrite to Pacific White shrimp, *Litopenaeus vannamei*, at low salinities. *Journal of the World Aquaculture Society*, 41:438-446, 2010.

SERAFINI, R.D.L.; ZANIBONI-FILHO, E.; BALDISSEROTTO, B. Effect of combined non-ionized ammonia and dissolved oxygen levels on the survival of juvenile dourado, *Salminus brasiliensis* (Cuvier). *Journal of the World Aquaculture Society*, 40:695-701, 2009.

SODERBERG, R.W.; MEADE, J.W. Effects of sodium and calcium on acute toxicity of un-ionized ammonia to Atlantic salmon and lake trout. *Journal of Applied Aquaculture*, 1:83-92, 1992.

SOWERS, A.; YOUNG, S.P.; ISELY, J.J.; BROWDY, C.L.; TOMASSO, J.R. Nitrite toxicity to *Litopenaeus vannamei* in water containing low concentrations of sea salt or mixed salts. *Journal of the World Aquaculture Society*, 35:445-451, 2004.

SPAARGAREN, D. H. The effect of environmental ammonia concentrations on the ion-exchange of shore crabs, *Carcinus maenas* (L.). *Comparative Biochemistry and Physiology*, 97C:87-91, 1990.

SPIECK, E.; BOCK, E. The lithoautotrophic nitrite-oxidizing bacteria. The proteobacteria. *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology*, 1st Ed. v.2. Baltimore, 2005.

SPOTTE, S. Seawater aquariums. London: Jonh Wiley e Sons Ltd, 1979.

SPRAGUE, J.B. Measurement of pollutant toxicity to fish- III. Sublethal effects and "safe" concentrations. *Water Research*, 5:245-266, 1971.

STRAUS, D.L.; ROBINETTE, H.R.; HEINEN, J.M. Toxicity of un-ionized ammonia and high pH to post-larval and juvenile freshwater shrimp *Macrobrachium rosenbergii*. *Journal of the World Aquaculture Society*, 22:128-133, 1991.

SVOBODOVÁ, Z.; JANA, M.; JANA, D.; LADISLAV, G.; VERA, L.; GORZYSLAW, P.; VELÍSEK, J.; KROUPOVÁ, H. Haematological and biochemical profiles of carp blood following nitrite exposure at different concentrations of chloride. *Aquaculture Research*, 36:1177-1184, 2005a.

SVOBODOVÁ, Z.; MACHOVA, J.; POLESZCZUK, G.; HUDA, J.; HAMACKOVA, J.; KROUPOVA, H. Nitrite poisoning of fish in aquaculture facilities with water-recirculating systems: three case studies. *Acta Veterinaria Brno*, 74:129-37, 2005b.

SWIFT, D.J. Changes in selected blood components of rainbow trout, *Salmo gairdneri* (Richardson), exposed to hypoxia or sublethal concentrations of phenol or ammonia. *Journal of Fish Biology*, 19: 45-61, 1981.

SZUMSKI, D.S.; BARTON, D.A.; PUTNAM, H.D.; POLTA, R.C. Evaluation of EPA un-ionized ammonia toxicity criteria. *Journal Water Pollution Control Federation*, 54:281-291, 1982.

TAHON, J.P.; VAN HOOFF, D.; VINCKIER, C.; WITTERS, R.; DE LEY, M.; LONTIE, R. The reaction of nitrite with the haemocyanin of *Astacus leptodactylus*. *Biochemical Journal*, 249:891-896, 1988.

TAKAHASHI, R.; OHISHI, M.; OHSHIMA, M.; SAITOH, M.; OMATA, K.; TOKUYAMA, T. Characteristics of an ammonia-oxidizing bacterium with a plasmid isolated from alkaline soils and its phylogenetic relationship. *Journal of Bioscience and Bioengineering*, 92:232-236, 2001.

THURSTON, R.V.; MEYN, E.L. Acute toxicity of ammonia to five fish species from the northwest United States. Technical Report No. 84-4. Fisheries Bioassay Laboratory, Montana State University, Bozeman, Montana, USA, 1984.

THURSTON, R.V.; RUSSO, R.C. Acute toxicity of ammonia and nitrite to cutthroat trout fry. *Transactions of the American Fisheries Society*, 107(2):361-368. 1978.

THURSTON, R.V.; RUSSO, R.C. Acute toxicity of ammonia to rainbow trout. *Transactions of the American Fisheries Society*, 112:696-704, 1983.

THURSTON, R.V.; RUSSO, R.C.; LUEDTKE, R.J.; SMITH, C.E.; MEYN, E.L.; CHAKOUMAKOS, C.; WANG, K.C.; BROWN, C.J.D. Chronic toxicity of ammonia to rainbow trout. *Transactions of the American Fisheries Society*, 113:56-73, 1984.

THURSTON, R.V.; RUSSO, R.C.; PHILLIPS, G.R. Acute toxicity of ammonia to fathead minnows. *Transactions of the American Fisheries Society*, 112:705-711, 1983.

TOMASSO, J.R. Toxicity of nitrogenous wastes to aquaculture animals. *Reviews in Fisheries Science*, 2:291-314, 1994.

TOMASSO, J.R.; GROSELL, M. Physiological basis for large differences in resistance to nitrite among freshwater and freshwater acclimated euryhaline fishes. *Environmental Science and Technology*, 39:98-102, 2005.

TSUI, T. K.N.; HUNG, C.Y.C.; NAWATA, C.M.; WILSON, J.M.; WRIGHT, P.A.; WOOD, C.M. Ammonia transport in cultured gill epithelium of freshwater rainbow trout: the importance of Rhesus glycoproteins and the presence of an apical Na⁺/NH₄⁺ exchange complex. *Journal of Experimental Biology*, 212: 878-892, 2009.

TSUI, T.K.N.; RANDALL, D.J.; JIN, Y.; CHEW, S.F.; WILSON, J.M.; IP, Y.K. Accumulation of ammonia in the body and NH₃ volatilization from alkaline regions of the body surface during ammonia loading and exposure to air in the weather loach *Misgurnus anguillicaudatus*. *Journal of Experimental Biology*, 205:651-659, 2002.

TUCKER, J.W.J. *Marine Fish Culture*. Kluwer Academic Publishers, Boston, EUA, 1998.

USEPA (United States Environmental Protection Agency). Ambient water quality criteria for ammonia. National Technical Information Service, Springfield, VA. 1984.

USEPA (United States Environmental Protection Agency). Ambient water quality criteria for ammonia (saltwater). National Technical Information Service, Springfield, VA, 1989.

WAJSBROT, N.; GASITH, A.; DIAMANT, A.; POPPER, D. M. Chronic toxicity of ammonia to juvenile seabream *Sparus aurata* and related histopathological effects. *Journal of Fish Biology*, 42:321-328, 1993.

WAJSBROT, N.; GASITH, A.; KROM, M. D.; SAMOCHA, T.M. Effect of dissolved oxygen and the molt stage on the acute toxicity of ammonia to juvenile green tiger prawn *Penaeus semisulcatus*. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 9:497-504, 1990.

WARD, B.B.; O'MULLAN, G.D. Worldwide distribution of *Nitrosococcus oceani*, a marine ammonia-oxidizing proteobacterium, detected by PCR and sequencing of 16S rRNA and *amoA* genes. *Applied and Environmental Microbiology*, 68(8):4153-4157, 2002.

WASIELESKY, W.J.; BIANCHINI, A.; SANCHEZ, C.C.; POERSCH, L.H. The effect of temperature, salinity and nitrogen products on food consumption of pink shrimp *Farfantepenaeus paulensis*. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 46:135-141, 2003.

WEIRICH, C.R.; RICHE, M. Acute tolerance of juvenile Florida Pompano, *Trachinotus carolinus* L., to ammonia and nitrite at various salinities. *Aquaculture Research*, 37:855-861, 2006a.

WEIRICH, C.R.; RICHE, M. Tolerance of juvenile black sea bass *Centropristis striata* to acute ammonia and nitrite exposure at various salinities. *Fish Science*, 72:915-921, 2006b.

WEIRICH, C.R.; TOMASSO, J.R.; SMITH, T.H. Toxicity of ammonia and nitrite to sunshine bass in selected environments. *Journal of Aquatic Animal Health*, 5:64-72, 1993.

WILSON, R.W.; TAYLOR, E.W. Transbranchial ammonia gradients and acidbase responses to high external ammonia in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) acclimated to different salinities. *Journal of Experimental Biology*, 166:95-112, 1992.

WRIGHT, P.A.; WOOD, C.M. A new paradigm for ammonia excretion in aquatic animals: role of *Rhesus* (Rh) glycoproteins. *Journal of Experimental Biology*, 212:2303-2312, 2009.

YANBO, W.; WENJU, Z.; WEIFEN, L.; ZIRONG, X. Acute toxicity of nitrite to tilapia (*Oreochromis niloticus*) at different external chloride concentrations. *Fish Physiology and Biochemistry*, 32:49-54, 2006.

YOUNG-LAI, W.W.; CHARMANTIER-DAURES, M.; CHARMANTIER, G. Effect of ammonia on survival and osmoregulation in different life stages of the lobster *Homarus americanus*. *Marine Biology*, 110:293-300, 1991.

ZHANG, L.; WOOD, C.M. Ammonia as a stimulant to ventilation in rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. *Respiratory Physiology and Neurobiology*, 168:261-271, 2009.

CAPÍTULO 27

ÁCIDOS E SAIS ORGÂNICOS NA AQUICULTURA: SEUS EFEITOS NA NUTRIÇÃO E SAÚDE DE ORGANISMOS AQUÁTICOS

Bruno Correa da Silva¹
Felipe do Nascimento Vieira
José Luiz Pedreira Mouriño
Walter quadros Seiffert
Norha Bolivar
Maurício Laterça Martins

INTRODUÇÃO

Com produção de aproximadamente 84 milhões de toneladas em 2011, a aquicultura já é uma atividade relevante para a produção mundial de proteína de origem animal. Dentre os continentes a Ásia lidera com 90% dessa produção, com 76 milhões de toneladas de pescado (FAO-Fishstat, 2013). Contudo, a atividade vem enfrentando em diversos segmentos (carcinicultura, piscicultura, malacocultura) dificuldades para expandir a produção, dentre elas as enfermidades.

Por esses motivos, o uso profilático de quimioterápicos com intuito de prevenir mortalidades, ou como promotores de crescimento é uma prática comum na aquicultura (Serrano, 2005). No entanto, os quimioterápicos, entre eles os antibióticos, ocasionam diversos problemas importantes que devem ser levados em consideração. Por exemplo, apresentam toxicidade, principalmente para as fases mais jovens (pós-larvas e alevinos), podendo causar má formação e imunodepressão (Baticados et al., 1990; Soto-Rodriguez & Armenta; Gomez-Gil, 2006). Além disso, os resíduos de alimento e

Silva et al. Ácidos e sais orgânicos na aquicultura: seus efeitos na nutrição e saúde de organismos aquáticos. In: Tavares-Dias, M. & Mariano, W.S. (Org.). Aquicultura no Brasil: novas perspectivas. São Carlos, Editora Pedro & João, 2015.

fezes contendo antibiótico podem contaminar o solo do ambiente de cultivo ou animais filtradores que se encontram neste ambiente. Esta contaminação pode resultar no aparecimento de cepas resistentes, entre elas, bactérias patogênicas para os animais aquáticos ou até mesmo para os seres humanos (Skjermo & Vadstein, 1999; Verschuere et al., 2000; Holmström et al., 2003; Cabello, 2006).

Devido a esses problemas a União Europeia proibiu, a partir de janeiro de 2006, o uso de antibióticos na produção animal (Lückstädts, 2006). No Brasil o Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA, 2013) já proibiu o uso de diversos antibióticos; cloranfenicol e nitrofuranos (IN nº 09, 27/06/2003), quilononas e sulfonamidas (IN nº 26, 9/07/2009), espiramicina e eritromicina (IN Nº 14, 17/05/2012); como aditivo alimentar na produção animal. Com isso, há um aumento nas buscas por substâncias alternativas aos antibióticos que atuem na inibição de patógenos, prevenindo enfermidades, bem como promotores de crescimento (Lim et al., 2010). Dentre essas substâncias destacam-se os probióticos, fitoterápicos e ácidos orgânicos.

Estudos com cepas de bactérias ácido-láticas comprovaram que seu potencial de inibição contra bactérias patogênicas se deve muito pela produção de ácidos orgânicos, como o ácido acético e láctico (Vazquez & Gonzalez; Murado, 2005). Contudo, relatos de estudos com ácidos orgânicos ou seus sais na aquicultura são recentes. Os ácidos orgânicos exercem efeitos sobre o desempenho zootécnico dos animais durante os cultivos através de mecanismos distintos, que serão abordados no tópico a seguir.

EFEITOS DOS ÁCIDOS ORGÂNICOS NA DIETA E NOS ANIMAIS

Os ácidos orgânicos exercem diferentes efeitos na dieta, no trato intestinal e metabolismo do animal cultivado (Tabela 1).

Tabela 1. Efeitos dos ácidos orgânicos e seus sais na nutrição animal. Adaptado de Lückstädts (2008).

Local de ação	Forma efetiva	Efeitos
Dieta	H ⁺	Redução do pH Desnaturação de proteínas Redução no crescimento microbiano
	H ⁺ e Ânion	Efeito antibacteriano
Trato intestinal	H ⁺	Mudança na microbiota do trato Redução no pH do estômago e duodeno
	Ânion	Aumento da atividade de pepsina Disponibilização de cátions (Ca ²⁺ , Mg ²⁺ , Fe ²⁺ , Cu ²⁺ , Zn ²⁺)
Metabolismo	H ⁺ e Ânion	Fonte de energia

H⁺: Forma não ionizada. Ânion: Forma ionizada.

Efeitos na dieta

Na dieta, os ácidos orgânicos funcionam como agentes de conservação, reduzindo o pH do alimento, inibindo o crescimento microbiano e diminuindo a absorção de organismos patogênicos (Lückstädts, 2007). Estes compostos também podem ser utilizados na elaboração de silagem de pescados, trazendo efeitos benéficos, como o auxílio na digestão das proteínas pela redução do pH, que em valores baixos são desnaturadas, aumentando a área de atuação das enzimas (Lückstädts, 2008). Eles também podem ser utilizados para modificar o pH das dietas e levá-las a valores de pHs desejados para um melhor aproveitamento dos nutrientes. Contudo, são escassos os estudos avaliando o efeito de diferentes valores de pHs em dietas para animais aquáticos.

Efeito antimicrobiano no trato intestinal

No trato intestinal dos animais, os ácidos orgânicos inibem o crescimento de bactérias, principalmente as gram-negativas. Os ácidos na sua forma não ionizada penetram pela parede das bactérias e liberam prótons no citoplasma, onde estas consomem uma grande quantidade de ATP para exportar os prótons, tentando manter o equilíbrio do pH intracelular. Esse gasto de ATP resulta

em depleção de energia celular e posteriormente a morte (Figura 1). (Lückstädts, 2008, Defoirdt et al., 2009).

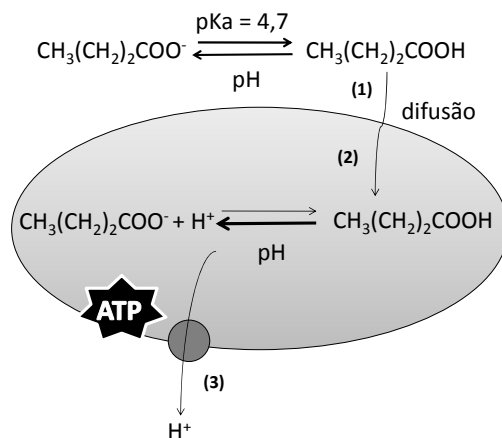


Figura 1. Mecanismo da atividade bacteriostática de ácidos orgânicos (ácido butírico, como exemplo). Os ácidos orgânicos na sua forma indissociável atravessam a membrana celular (1), e dissociam-se no citoplasma (2). Consequentemente, as bactérias têm que gastar energia para exportar o excesso de prótons (3). Adaptado de Defoirdt et al. (2009).

Apesar desta ser a forma mais citada por diversos autores, a liberação de prótons no citoplasma não é o único mecanismo de inibição dos ácidos orgânicos. Outro mecanismo bem conhecido na ecologia microbiana do solo é a liberação de ácidos orgânicos, como citrato, malato e oxalato, pelas bactérias presentes em simbiose nas raízes das plantas leguminosas. Estes ácidos orgânicos formam complexos quelantes com os minerais, principalmente com o ferro, competindo assim com sideróforos produzidos por bactérias patogênicas, limitando a disponibilidade destes micronutrientes para estas bactérias, inibindo consequentemente seu crescimento (Jones, 1998; Cardoso & Nogueira, 2007).

Efeito no metabolismo

No metabolismo animal, os ácidos orgânicos também podem afetar a ação de enzimas digestivas, como a pepsina, através da redução do pH da dieta (Lückstädts, 2008), ou ainda, a presença destes

ácidos ou seus sais podem alterar a atividade *in vitro* de tripsina e quimotripsina de camarão marinho *L. vannamei* (Nolasco, 2013).

Ainda podem servir como fonte de energia para o animal, pois são componentes de diversas rotas metabólicas. Enquanto o ácido láctico pode promover a disponibilização rápida de piruvato, o ácido cítrico ou fumarato podem entrar como intermediário do ciclo de Krebs, em condições específicas, ou formar acetil-CoA para iniciar a síntese de ácidos graxos. Ainda, os ácidos graxos de cadeia curta, como o butirato, podem ser direcionados para produzir energia pelo ciclo dos ácidos carboxílicos, assim como outros ácidos graxos de cadeia longa (Figura 2) (Lehninger; Nelson & Cox, 2007).

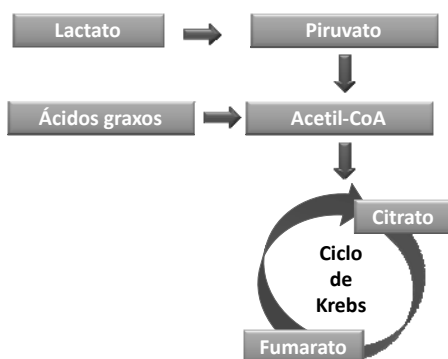


Figura 2. Desenho esquemático das participações dos ácidos graxos de cadeia curta no metabolismo animal.

Efeitos na disponibilidade de minerais

Outros estudos com ácidos orgânicos relatam a ação destes no aumento da disponibilização e digestibilidade de minerais, podendo reduzir a excreção de fósforo (P) e nitrogênio (N), diminuindo a carga de resíduos de efluentes da aquicultura (vide revisão de Pandey & Satoh, 2008).

De acordo com a origem da fonte proteica, pode ocorrer inibição da absorção de minerais, devido à presença do fitato e fosfato tricálcico em ingredientes de origem vegetal. Esses inibidores atrapalham na absorção do N e P, além de vários outros minerais, como potássio (K), magnésio (Mg), cálcio (Ca), zinco (Zn), ferro (Fe)

e cobre (Cu), que também fazem parte dos agrupamentos (Leiner, 1994; Baruah et al., 2007; Pandey & Satoh, 2008). A melhoria na digestibilidade dos minerais devido à utilização de ácidos orgânicos ou seus sais pode ocorrer de três formas: (i) baixa do pH, resultando em uma maior dissociação dos compostos minerais, (ii) redução da taxa de esvaziamento do estômago, e (iii) a formação de complexos minerais quelados, que são facilmente absorvidas no intestino (Hossain et al., 2007).

USO DE ÁCIDOS ORGÂNICOS E SEUS SAIS NA PRODUÇÃO ANIMAL

Durante a última década, houve maior compreensão sobre a importância da microbiota intestinal de animais aquáticos em relação a sua nutrição e saúde. Há evidências de que a complexa ecologia microbiana do intestino fornece benefícios nutricionais e proteção contra patógenos. Devido a este fato, é crescente o número de trabalhos avaliando os efeitos dos aditivos alimentares com intuito de promover melhorias na digestão de nutrientes, na saúde e no desempenho zootécnico dos animais (Encarnação, 2010). Por esses motivos, houve aumento de pesquisas com os ácidos orgânicos e seus sais nos últimos anos, sendo o diformiato de potássio (KDF), a primeira substância aprovada pelo Conselho Europeu para uso como promotor de crescimento não antibiótico na produção animal (NG et al., 2010).

A suplementação de dietas com ácidos orgânicos para aves e suínos já foi amplamente estudada, com resultados consistentes. O uso de misturas de ácidos orgânicos e inorgânicos é comum em dietas para as fases pré e pós-desmame de suíno, com o objetivo de auxiliar a digestão proteica e controlar a proliferação bacteriana intestinal. Os ácidos orgânicos resultam em maior consumo da dieta, maior crescimento, além de benefícios à mucosa intestinal, similar a ação dos antibióticos promotores de crescimento. Possivelmente, a inibição da colonização por microrganismos traga benefícios à mucosa intestinal favorecendo a estrutura das vilosidades. Esse efeito pode ser ocasionado pela redução das perdas por descamação, causado pelas toxinas de bactérias patogênicas, proporcionando

aumento do tamanho de vilosidades e, conseqüentemente, maior área de absorção de nutrientes e saúde dos animais (Partanen & Mroz, 1999; Viola & Vieira, 2007).

Em suínos, a suplementação dietética de diferentes ácidos orgânicos têm mostrado melhorias em diversos parâmetros analisados. A suplementação de ácido benzóico aumentou o ganho de peso, o consumo alimentar e a digestibilidade do nitrogênio total (Halas et al., 2010). Outro estudo com ácido fórmico aumentou a eficiência da fitase na absorção do fósforo (Blank et al., 2012). A suplementação de 0,3% de butirato de sódio para reprodutores durante a gestação de suínos melhorou os parâmetros zootécnicos de leitões (Lu et al., 2012).

Na produção de frango de corte a suplementação com butirato de sódio melhorou a imunidade e o ganho de peso (Zhang et al., 2011). Em outros estudos a suplementação de 2-3% de ácido butírico, fumárico ou láctico na engorda de frangos aumentaram o ganho de peso e a altura das vilosidades intestinais (Adil et al., 2010, 2011).

O uso do ácido butírico ou butirato de sódio para melhoria da saúde intestinal é destaque no meio científico, e seus efeitos em animais terrestres e humanos são mais estudados. O butirato, além de fornecer energia para as células epiteliais, aumenta a proliferação e diferenciação destas células aumentando a altura das vilosidades intestinais (Galfi & Bokori, 1990). Na revisão de Hamer et al. (2008) sobre a função do butirato na saúde do colón intestinal de humanos, os autores citam que ele possui efeitos na inibição da carcinogênese do cólon, efeito anti-inflamatório, inibe o estresse oxidativo, aumenta as barreiras de defesa do intestino e aumenta a saciedade.

Nos últimos anos, diversos aditivos alimentares comerciais foram desenvolvidos, possuindo diferentes ácidos orgânicos ou seus sais como princípio ativo. Dentre as grandes empresas que possuem estes produtos estão a Biomin, Nutri-Ad e Novus. Muitos desses produtos são constituídos de misturas de diferentes ácidos e sais orgânicos e inorgânicos, além de fitoterápicos e imunoestimulantes (Tabela 2).

Tabela 2 – Produtos comerciais derivados e ácidos/sais orgânicos.

Nome	Marca	Princípio ativo
FORMI	ADDCON	Diformiato de potássio (KDF)
FORMI NDF	ADDCON	Diformiato de sódio
XF Superfine	ADDCON	Propionato de cálcio e formiato de cálcio
ADDCON XNC	ADDCON	Ácido fórmico, formiato de amônia, ácido propiônico e ácido láctico.
Adimix CP	Nutri-Ad	Butirato de sódio protegido por extrato proteico vegetal
MOLD-NIL MC Dry	Nutri-Ad	Ácido cítrico, ácido sórbico, propionato de cálcio, sulfato de cálcio, cloreto de sódio e dióxido de silício
Adimix Plus Coated	Nutri-Ad	Ácido fórmico, ácido cítrico e butirato de sódio, encapsulados por ácidos graxos vegetais
Ultracid Plus	Nutri-Ad	Ácido fosfórico, ácido fórmico, ácido cítrico, ácido fumárico, formiato de cálcio e dióxido de silício
Salmo-Nil MC Dry	Nutri-Ad	Ácido fórmico, ácido acético, ácido cítrico, ácido propiônico, sulfato de cálcio, cloreto de sódio e dióxido de silício
Adimix MR Coated	Nutri-Ad	Butirato de sódio encapsulado por ácidos graxos vegetais
CM3000	Vetanco	Butirato de sódio protegido com extratos vegetais e óleo de palma
Biotronic SE	Biomin	Ácido fórmico e ácido propiônico
Biotronic Multi	Biomin	Ácido fórmico, ácido propiônico, ácido láctico, ácido cítrico e ácido sórbico
Biotronic GutPower	Biomin	Ácido butírico, caprílico e ácido capríco
Activate DA	Novus	Ácido fumárico, ácido benzóico e HMTBa ¹ de cálcio
MERA Cid	Novus	Ácido fórmico, formiato de amônio e ácido propiônico
Acidomix	Novus	Ácido fórmico, ácido propiônico, ácido láctico e ácido fumárico
Gustor B 92 e Gustor B 95	Norel	Butirato de sódio
Gustor B 90 Flavoured	Norel	Butirato de sódio aromatizado (coco e morango)
Gustor Coated	Norel	Butirato de sódio microencapsulado com óleo de palma
Gustor BP 70	Norel	Butirato de sódio protegido com óleos vegetais

¹ 2-hidróxi-4-metil-tio-butanóico.

Entre os ácidos orgânicos mais utilizados comercialmente estão o ácido fórmico, propiônico, láctico, butírico e cítrico. Alguns destes produtos possuem revestimentos derivados de óleos vegetais,

que possibilitam a liberação do seu princípio ativo somente no intestino dos animais cultivados. Além disso, na aquicultura, esses revestimentos ajudam a proteger contra a lixiviação dos ácidos ou sais orgânicos.

USO DE ÁCIDOS ORGÂNICOS E SEUS SAIS NA AQUICULTURA

Recentemente, iniciaram-se os estudos sobre o uso dos ácidos orgânicos e seus sais em animais aquáticos (Tabela 3). Os primeiros estudos com a suplementação de sais orgânicos na dieta de animais aquáticos foram publicados nos anos 90, mostrando resultados promissores em salmão (*Salvelinus alpinus*). Ringo (1991) e Ringo; Olsen & Castell (1994) observaram que a adição de 1% de lactato na alimentação do salmão aumentou o crescimento e a eficiência alimentar, diminuiu a ocorrência de diarreia durante o cultivo e não alterou a qualidade da carne do filé.

Além da melhoria nos parâmetros zootécnicos, nos últimos anos diversos artigos relatam também a maior disponibilidade de minerais com o uso dos ácidos orgânicos. A adição de ácido fórmico na dieta (0,4 e 1%) para truta arco-íris (*Oncorhynchus mykiss*) reduziu o pH intestinal e aumentou a digestibilidade aparente dos minerais fósforo (P), magnésio (Mg) e cálcio (Ca) (Vielma & Lall, 1997). Para carpa rohu (*Labeo rohita*), que é um peixe agástrico, a suplementação com ácido cítrico (3%) resultou em aumento da disponibilidade de minerais na dieta e conseqüentemente aumentou a mineralização óssea, principalmente nas dietas com níveis de proteínas abaixo da exigência para esta espécie (Baruah et al., 2005, 2007).

Tabela 3 – Sumário de estudos com ácidos orgânicos e seus sais na aquicultura.

Tipo e forma do ácido	% dieta	Espécie	Resultado	Referência
Lactato	1%	<i>Salvelinus alpinus</i>	Melhora do crescimento e conversão alimentar, diminuição da diarreia.	Ringo (1991); Ringo et al. (1994)
Ácido fórmico	0,4 e 1%	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	Aumento da digestibilidade de P, Mg e Ca.	Vielma & Lall (1997)

Formiato + butirato (2:1) Ácido propiónico 30% + fórmico 20%	1% 0,6%	<i>O. mykiss</i> <i>O. mykiss</i>	Não houve efeitos benéficos. Mudança na microbiota intestinal.	Gao et al. (2011). Jaafard et al. (2013)
Diformiato de sódio (NaDF)	1%	<i>O. mykiss</i>	Aumento da digestibilidade de lipídeos, cinzas, proteínas, e aminoácidos essenciais.	Morken et al. (2011)
Diformiato de potássio (KDF)	1,2%	<i>Salmo salar</i>	Não alterou a digestibilidade, mas diminuiu a expansão do pelete e aumentou a dureza e durabilidade da dieta.	Morken et al. (2012)
Polihidroxibuti- rato (PHB)	2 a 5%	<i>Dicentrarchus labrax</i>	Melhoria do ganho de peso e conversão, diminuição do pH intestinal, e alteração da comunidade bacteriana intestinal.	Schryver et al. (2010)
Butirato protegido	0,3%	<i>Sparus aurata</i>	Aumento do ganho de peso e alteração do perfil metabólito do intestino.	Robles et al. (2013)
Ácido cítrico, láctico, acético e metacetônico Mistura (ácido fórmico, láctico, málico, cítrico e tartárico)	10 ² a 10 ⁶ M 1%	<i>Oreochromis niloticus</i> Tilápia híbrida	Mudanças na atratividade da dieta. Aumento do ganho de peso e diminuição de bactérias intestinais.	Xie et al. (2003) Koh et al. (2014)
Mistura de ácidos e KDF	0,1 a 0,3%	Tilápia híbrida	Aumento da sobrevivência frente a <i>S. agalactiae</i> nos peixes suplementados com 0,2%KDF.	Ng et al. (2009)
KDF	0,1 a 0,3%	<i>Oreochromis niloticus</i>	As suplementações de 0,2% e 0,3% melhorou ganho de peso, conversão, consumo e taxa de eficiência proteica.	Abu Elala & Ragaa (2014)
KDF	0,3 a 1,2%	Tilápia híbrida	A concentração de 0,6% aumentou o ganho de peso e modificou a microbiota intestinal.	Zhou et al. (2009)
Ácido cítrico	3%	<i>Labeo rohita</i>	Aumento da disponibilidade de minerais.	Baruah et al. (2005, 2007)
Ácido cítrico	1 e 3%	<i>Pagrus major</i>	Melhora do ganho de peso, conversão e retenção de N e P.	Sarker et al. (2005); Hossain et al. (2007)

Ácido cítrico	2 e 3%	<i>Huso huso</i>	Aumento da retenção de Ca e P.	Khajepour & Hosseini (2012a)
Ácido cítrico	3%	<i>H. huso</i>	Aumento de ganho de peso e melhoria de conversão e digestibilidade.	Khajepour & Hosseini (2012b)
Ácido cítrico	0,5 e 1%	<i>Seriola quinqueradiata</i>	Melhoria da retenção de P.	Sarker et al. (2012a, 2012b)
Ácido acético + fórmico; ácido benzóico+ sórbico; benzoato + sorbato	1%	<i>Haliotis midae</i>	Aumento do ganho de peso e comprimento.	Goosen et al. (2011)
Fórmico, acético, propiônico, butírico valérico	20mM na água	<i>Artemia franciscana</i>	Aumento da sobrevivência frente à <i>Vibrio campbellii</i> .	Defoirdt et al. (2006)
PHB	100mM na água	<i>A.franciscana</i>	Aumento da sobrevivência frente à <i>Vibrio campbellii</i> .	Defoirdt et al. (2007)
PHB	100mg/L + Probiótico	<i>A.franciscana</i>	Aumento da sobrevivência frente à <i>Vibrio campbellii</i> .	Liu et al. (2010)
PHB	Via artêmia	<i>Macrobrachium rosenbergii</i>	Melhora da sobrevivência e desenvolvimento larval, e diminuição de bactérias totais e de <i>Vibrio</i> sp. nas larvas.	Nhan et al. (2010)
Citrato sódico	de 0,5%	<i>Marsurpenaeus japonicus</i>	Aumento do crescimento.	Lückstädts (2008)
Formiato cálcio	de 0,25%	<i>Penaeus monodon</i>	Aumento da sobrevivência.	Lückstädts (2008)
Acetato, butirato, citrato, formiato, propionato, lactato	2%	<i>L. vannamei</i>	Mudanças na atratividade, consumo e digestibilidade.	Silva et al. (2013)
Propionato	e 0,5 a 2%	<i>L. vannamei</i>	Todas concentrações de butirato e propionato aumentaram o ganho de peso. A suplementação de 2% butirato aumentou sobrevivência, retenção de nitrogênio e modificou a microbiota intestinal.	Silva et al. (2014)
Butirato				

Ácido cítrico	0,1 a 0,5%	<i>L. vannamei</i>	A suplementação de 0,2% melhorou o ganho de peso e conversão, aumentou protease intestinal e parâmetros imunológicos.	Su et al. (2014)
Mix (ácido fórmico, benzoico e HMTBa)	0,12%	<i>L. vannamei</i>	Aumento da sobrevivência do cultivo e após desafio com <i>V. harveyi</i> .	Jueliang et al. (2013)

Estudos com o pargo vermelho (*Pagrus major*) mostraram que o uso de ácido cítrico nas concentrações de 1% a 3% favorece a melhoria no crescimento dos peixes, a taxa de conversão alimentar e a absorção e retenção de N e P. (Sarker et al., 2005; Hossain et al., 2007). Os autores destes estudos relacionaram o uso do ácido cítrico com a redução do potencial de poluição ambiental dos resíduos nos cultivos de pargo vermelho, desenvolvendo assim dietas ecologicamente amigáveis.

Já esturjões europeus (*Huso huso*) alimentados com dieta suplementada com 2 e 3% de ácido cítrico apresentaram maiores retenções no músculo de Ca e P, que foi atribuído pelos autores a dois fatores: (i) o efeito da redução de pH da dieta havendo maior solubilização destes compostos, e (ii) o efeito da quelação do Ca e P pelo ácido cítrico (Khajepour & Hosseini, 2012a). Olhete (*Seriola quinqueradiata*) alimentado com dietas suplementadas com 0,5% e 1% de ácido cítrico também apresentaram aumento na retenção de P (Sarker et al., 2012a, 2012b).

Trutas arco-íris alimentadas com dieta suplementada com 1% de diformiato de sódio (NaDF) apresentaram aumento na digestibilidade de lipídeos, cinzas e proteínas, além de todos os aminoácidos essenciais e não essenciais com exceção da fenilalanina. Além disso, o NaDF também aumentou a estabilidade da ração (Morken et al., 2011). Contudo, a suplementação de 1,2 % de KDF não alterou a digestibilidade da dieta para o salmão do Atlântico (*Salmo salar*) (Morken et al. 2012).

Em um estudo com tilápias híbridas (*Oreochromis* sp.) não foi observada diferença no pH da dieta incluindo concentrações de 0,1% a 0,3% de uma mistura de ácidos orgânicos (não especificada) e

consequentemente os autores não observaram diferença nos parâmetros zootécnicos e na digestibilidade aparente de proteína, lipídeo e fósforo (NG et al., 2009). Por outro lado, as tilápias alimentada com dieta suplementada com 0,6% de KDF apresentaram aumento no ganho de peso e alteração da microbiota intestinal (Zhou et al, 2009). A tilápia-do-nilo (*Oreochromis niloticus*) também apresentou melhorias nos parâmetros zootécnicos, como ganho de peso e conversão alimentar, após suplementação com 0,2 e 0,3% de KDF (Abu Elala; Ragaa, 2014).

Gao et al. (2011) não observaram alterações no crescimento e na digestibilidade de macronutrientes e aminoácidos da truta arco-íris alimentadas com dieta suplementada com uma mistura de 1% de formiato e butirato de sódio. Já o uso de dieta suplementada com 0,6% de uma mistura contendo os ácidos propiônico e fórmico resultou em alterações na microbiota intestinal em trutas arco-íris (Jaafard et al., 2013).

A atratividade das dietas pode também pode ser alterada pelos ácidos orgânicos. Xie et al. (2003) observaram efeitos atrativos para tilápias-do-nilo alimentadas com dietas suplementadas com ácidos cítrico e láctico, enquanto o ácido acético e metacetônico tiveram efeitos repulsivos.

Todavia, os ácidos orgânicos podem interferir na saúde animal, sendo alternativa importante para substituição de quimioterápicos (Defoirt et al., 2011). Alguns estudos relatam o aumento da sobrevivência de animais aquáticos suplementados com ácidos orgânicos e desafiados com bactérias patogênicas. Estudos com tilápias híbridas (*Oreochromis* sp.) suplementadas com 0,1% de KDF demonstraram uma diminuição na taxa de mortalidade das tilápias, após desafio com *Streptococcus agalactiae*, de 58,3% para 16,6% (NG et al., 2009).

Estudos com artêmias (*Artemia franciscana*) demonstraram que a utilização de 20 mM dos ácidos fórmico, acético, propiônico, butírico e valérico na água de cultivo das artêmias aumentaram a sobrevivência após desafio com *Vibrio campbellii* (Defoirdt et al., 2006).

Mudanças metabólicas também podem ser observadas com a utilização de ácidos orgânicos ou seus sais como aditivos alimentares. Estudo com dourada (*Sparus aurata*) alimentada com dieta suplementada com 0,3% de butirato de sódio, protegido com óleo de dendê, mostrou aumento de vários metabólitos no intestino, como nucleotídeos e derivados, aminoácidos essenciais e intermediários da glicólise, além do aumento no ganho de peso dos animais (Robles et al., 2013).

Porém, a grande desvantagem do uso dos ácidos orgânicos ou seus sais na aquicultura é que eles possuem alta solubilidade em água, havendo grande lixiviação na ração, necessitando assim de grandes quantidades para manter sua eficiência (Defoirdt et al., 2011). Com isso, surgiram estudos testando os polímeros polihidroxiácidoconoados, sendo o polihidroxiacetato (PHA, polímero biodegradáveis de ácido acético) o mais comumente estudado. Curiosamente, vários estudos forneceram evidências de que estes polímeros podem ser degradados no trato gastrintestinal dos animais e, com isso, resultar em efeitos de biocontrole semelhantes aos descritos para os ácidos orgânicos (Defoirdt et al., 2009).

Schryver et al. (2010) observaram que a adição de 2 e 5% de PHB na dieta de juvenis de robalo europeu (*Dicentrarchus labrax*) aumentou o ganho de peso, melhorou a conversão alimentar, diminuiu o pH do intestino, e alterou a comunidade bacteriana do trato intestinal dos peixes.

Alguns estudos com PHB também relatam seu efeito positivo em crustáceos. Defoirdt et al. (2007) observaram aumento da sobrevivência de artêmias desafiadas com *V. campbellii*, cultivadas com adição de PHB na água. Larvas do *Macrobrachium rosenbergii*, camarão gigante da Malásia, alimentadas com artêmias enriquecidas com PHB e ácidos graxos poliinsaturados (PUFAs) apresentaram melhores resultados de sobrevivência e desenvolvimento larval, além de apresentarem uma menor contagem de bactérias totais e de *Vibrio* spp. (Nhan et al., 2010).

Todavia, é possível aumentar a eficiência da utilização do PHB, fornecendo na dieta bactérias ditas como probióticas que possuem

alto potencial de degradação dessa molécula. Com este intuito foram isoladas cepas degradadoras de PHB de três espécies: esturjão siberiano (*Acipenser baerii*), robalo europeu (*D. labrax*) e camarão gigante da Malásia (*M. rosenbergii*). As duas melhores cepas de cada espécie que apresentaram maior potencial de degradação de PHB em testes *in vitro*, foram selecionadas para testes *in vivo* com artêmia. Quando colocadas em conjunto com PHB às cepas isoladas do robalo europeu e do camarão gigante da Malásia aumentaram a sobrevivência de artêmias desafiados com *V. campbellii* (Liu et al., 2010).

Na carcinicultura, estudos com suplementação de ácidos/sais orgânicos são ainda mais recentes. Segundo Lückstädt (2008), até este ano havia apenas relatos de dois trabalhos. Tung et al. (2006, apud Lückstädt, 2008) relatou que a adição de 0,5% de citrato de sódio com lactobacilos inativados impulsionou o crescimento do camarão *Masurpenaeus japonicus*. Outro estudo sugere que a dose de 0,25% de formiato de cálcio pode aumentar a sobrevivência do *Penaeus monodon* em fazendas de Taiwan (Lückstädt, 2008).

Mais dois estudos foram relatados em revistas de divulgação técnica. *Penaeus monodon* alimentado com dieta suplementada com 0,1% de produto comercial composto por 30-40% de butirato de sódio protegido com óleos vegetais, apresentou melhorias na digestibilidade da matéria seca, energia e proteína bruta e, em cultivo, aumentou 9% do ganho de peso e 3% da sobrevivência (Nuez-Ortin, 2011). Já juvenis de *Litopenaeus vannamei* alimentados com dieta suplementada com 0,5% de KDF apresentaram valores superiores de ganho em peso e sobrevivência, apresentando no final uma produtividade de 19,5% maior em relação aos camarões alimentados com dieta não suplementada (Kühlmann & Jintasatporn; Lückstädt, 2011).

Alguns autores por meio de ensaios *in vitro* sugeriam que o uso de alguns ácidos orgânicos, como ácido fórmico, acético, propiônico e butírico, inibe o crescimento de vibrios patogênicos para camarões marinhos (Mine & Boopathy, 2011; Adams & Boopathy, 2013).

Silva et al. (2013) observaram o potencial de seis sais de sódio (acetato, butirato, citrato, formiato, l-lactato, propionato) como aditivos alimentares de *L. vannamei* através de ensaios de inibição de patógenos *in vitro*, contagem bacteriológica da microbiota intestinal, atratividade, consumo e digestibilidade das dietas suplementadas com estes sais orgânicos. Os autores relataram boa atividade inibitória de vibrios para acetato, butirato, formiato e propionato. Além disso, o butirato apresentou efeito atrativo na dieta e aumento de consumo, enquanto o propionato apresentou aumento na digestibilidade de fósforo e energia. Os mesmos autores observaram na engorda de *L. vannamei* em água clara, que a suplementação dietética de propionato e butirato de sódio em diferentes concentrações modifica a microbiota intestinal e melhora o crescimento do camarão marinho. Além disso, a suplementação do butirato de sódio melhora a retenção de nitrogênio, taxa de eficiência proteica, e título de aglutinação do soro, melhorando consequentemente a eficiência alimentar, sobrevivência e produtividade (Silva et al., 2014). Além disso, a suplementação de butirato de sódio melhorou a sobrevivência do cultivo de *L. vannamei* em sistema superintensivo de bioflocos (250 camarões/m³), além de aumentar o número de hemócitos e alterar a microbiota intestinal (Silva et al., 2013).

O fumarato de sódio também mostrou potencial como promotor de crescimento para camarões marinho, aumentando a digestibilidade *in vitro* de proteína e aumentando o consumo e ganho de peso após suplementação dietética de 1,17% (Nolasco, 2013). Assim como o ácido cítrico, onde 0,2% de sua suplementação na dieta de camarões melhorou o ganho de peso e conversão, além de aumentar a protease intestinal e parâmetros imunológicos (Su et al., 2014).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os estudos com ácidos e sais orgânicos merecem mais estudos e avaliação na aquicultura, tanto *in vitro* como *in vivo*,

para melhoria do estado de saúde dos animais expostos a condições adversas que algumas vezes podem levar a imunossupressão.

REFERÊNCIAS

- ABU ELALA, N.M.; RAGAA, N.M. Eubiotic effect of a dietary acidified (potassium diformate) on the health status of cultured *Oreochromis niloticus*. Journal of Advanced Research, 2014. (No prelo).
- ADAMS, D.; BOOPATHY, R. Use of formic acid to control vibriosis in shrimp aquaculture. *Biologia*, 68 (6): 1017-1021, 2013.
- ADIL, S. et al. Effect of dietary supplementation of organic acids on performance, intestinal histomorphology, and serum biochemistry of broiler chicken. *Veterinary Medicine International*, ID 47948, 1-11: 2010.
- ADIL, S. et al. Response of broiler chicken to dietary supplementation of organic acids. *Journal of Central European Agriculture*, 12(3):498-508, 2011.
- BARUAH, K. et al. Dietary protein level, microbial phytase, citric acid and their interactions on bone mineralization of *Labeo rohita* (Hamilton) juveniles. *Aquaculture Research*, 36: 803-812, 2005.
- BARUAH, K. et al. S. Interactions of dietary microbial phytase, citric acid and crude protein level on mineral utilization by Rohu, *Labeo rohita* (Hamilton), Juveniles. *Journal of the World Aquaculture Society*, 38 (2): 238-249, 2007.
- BATICADOS, M.C. L. et al. Studies on the chemical control of luminous bacteria *Vibrio harveyi* and *Vibrio splendidus* isolated from diseased *Penaeus monodon* larva and rearing water. *Diseases of Aquatic Organisms*, 9 (2): 133-139, 1990.
- BLANK, R. et al. Effects of formic acid and phytase supplementation on digestibility and use of phosphorus and zinc in growing pigs. *Journal of Animal Science*, 90 (4): 212-214, 2012.
- CABELLO, F.C. Heavy use of prophylactic antibiotics in aquaculture: a growing problem for human and animal health and for the environment. *Environmental Microbiology*, 8(7): 1137-1144, 2006.
- CARDOSO, E. J. B. N.; NOGUEIRA, M. A. A rizosfera e seus efeitos na comunidade microbiana e na nutrição de plantas. In: SILVEIRA, A.P.D.; FREITAS, S.S. (org.). *Microbiota do solo e qualidade ambiental*. Campinas: Instituto Agrônômico, p.78-96, 2007.
- DEFOIRDT, T. et al. Short-chain fatty acids protect gnotobiotic *Artemia franciscana* from pathogenic *Vibrio campbellii*. *Aquaculture*, 261: 804-808, 2006.
- DEFOIRDT, T. et al. The bacterial storage compound poly-b-hydroxybutyrate protects *Artemia franciscana* from pathogenic *Vibrio campbellii*. *Environmental Microbiology*, 9(2): 445-452, 2007.
- DEFOIRDT, T. et al. Short-chain fatty acids and poly- β -hydroxyalkanoates: (New) Biocontrol agents for a sustainable animal production. *Biotechnology Advances*, 27: 680-685, 2009.

- DEFOIRDT, T.; SORGELOOS, P.; BOSSIER, P. Alternatives to antibiotics for the control of bacterial disease in aquaculture. *Current Opinion in Microbiology*, 14(3): 251-258,2011.
- ENCARNAÇÃO, P. Varied Feed Additives Improve Gut, Animal Health. *Global Aquaculture Advocate*, 3 (5/6): 41-41, 2010.
- FAO-FISHSTAT. FAO Fisheries Data Statistical Reporting Software. 2013. Disponível em <www.fao.org/fishery/statistics/software/fishstat/en>. Acesso em 09 de janeiro de 2014.
- GALFI, P.; BOKORI, J. Feeding trial in pigs with a diet containing sodium n-butyrate. *Acta Veterinaria Hungarica*, v. 38(1-2):3-17, 1990.
- GAO, Y. et al. Supplementation of fishmeal and plant protein-based diets for rainbow trout with a mixture of sodium formate and butyrate. *Aquaculture*, 311: 233-240, 2011.
- GOOSEN, N. J. et al. Organic acids as potential growth promoters in the South African abalone *Haliotis midae*. *Aquaculture*, 321 (3): 245-251, 2011.
- HALAS, D. et al. Dietary supplementation with benzoic acid improves apparent ileal digestibility of total nitrogen and increases villous height and caecal microbial diversity in weaned pigs. *Animal Feed Science and Technology*, 160 (3): 137-147, 2010.
- HAMER, H. et al. Review article: the role of butyrate on colonic function. *Alimentary Pharmacology & Therapeutics*, 27 (2): 104-119, 2008.
- HOLMSTROM, K. et al. Antibiotic use in shrimp farming and implications for environmental impacts and human health. *International Journal of Food Science and Technology*, 38 (3): 255-266, 2003.
- HOSSAIN, M. A.; PANDEY, A.; SATOH, S. Effects of organic acids on growth and phosphorus utilization in red sea bream *Pagrus major*. *Fisheries Science*, 73: 1309-1317, 2007.
- JAAFAR, R. M. et al. Gut microbiota changes in rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum), during organic acid feed supplementation and *Yersinia ruckeri* infection. *Journal of Fish Diseases*, 36: 599-606,2013.
- JONES, D. L. Organic acids in the rhizosphere—a critical review. *Plant and Soil*, 205 (1): 25-44,1998.
- JUELIANG, P.; CHUCHIRD, N.; LIMSUWAN, C. The effects of probiotic, β -1, 3-glucan and organic acid on Pacific white shrimp's (*Litopenaeus vanamei*) immune system and survival upon challenge with *Vibrio harveyi*. *Kasetsart University Fisheries Research Bulletin*, 37(3):25-37, 2013.
- KHAJEPOUR, F.; HOSSEINI, S.A. Calcium and phosphorus status in juvenile Beluga (*Huso huso*) fed citric acid-supplemented diets. *Aquaculture Research*, v. 43 (3), p. 407-411, 2012a.
- KHAJEPOUR, F.; HOSSEINI, S.A. Citric acid improves growth performance and phosphorus digestibility in Beluga (*Huso huso*) fed diets where soybean meal partly replaced fish meal. *Animal Feed Science and Technology*, 171 (1): 68-73,2012b.

KOH, C.B.; ROMANO, N.; ZAHRAH, A.S.; NG, W.K. Effects of a dietary organic acids blend and oxytetracycline on the growth, nutrient utilization and total cultivable gut microbiota of the red hybrid tilapia, *Oreochromis* sp., and resistance to *Streptococcus agalactiae*. *Aquaculture Research*, p. 1-13, online view, 2014.

KÜHLMANN, K.J.; JINTASATAPORN, O.; LÜCKSTÄDT, C. Dietary potassium-difformate (KDF) improves growth performance of white-leg shrimp *Litopenaeus vannamei* under controlled conditions. *International Aquafeed*, 19-22, 2011.

LEHNINGER, A.L.; NELSON, D.A.; COX, M.M. Principles of biochemistry. New York: Worth Publishers, 2007.

LEINER, I.E. Implications of antinutritional components in soybean foods. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 34:31-67, 1994.

LIM, C.; LÜCKSTÄDTS, C.; KLESIUS, P. H. Review: Use of organic acids, salts in fish diets. *Global Aquaculture Advocate*, 5 (9/10): 45-46, 2010.

LIU, Y. et al. PHB-degrading bacteria isolated from the gastrointestinal tract of aquatic animals as protective actors against luminescent vibriosis. *FEMS Microbiology and Ecology*, 74: 196-204, 2010.

LU, H.; SU, S.; AJUWON, K.M. Butyrate supplementation to gestating sows and piglets induces muscle and adipose tissue oxidative genes and improves growth performance. *Journal of Animal Science*, 90(4): 430-432, 2012.

LÜCKSTÄDTS, C. Acidifiers in aquaculture prove beneficial. *Feed Mix*, 14(3): 11-12, 2006.

LÜCKSTÄDTS, C. The use of acidifiers in fisheries and aquaculture. In: LÜCKSTÄDTS, C. (ed.) *Acidifiers in animal nutrition: A guide to feed preservation and acidification to promote animal performance*, Nottingham University Press, United Kingdom. pp. 71-79, 2007.

LÜCKSTÄDTS, C. The use of acidifiers in fish nutrition. *Perspectives in Agriculture, Veterinary Science, Nutrition and Natural Resources*, 44 (3): 1-8, 2008.

MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO (MAPA) Disponível em: <http://www.agricultura.gov.br/animal/alimentacao/aditivos/aditivos proibidos>. Acesso em: 25 de dezembro de 2013.

MINE, S.; BOOPATHY, R. Effect of organic acids on shrimp pathogen, *Vibrio harveyi*. *Current microbiology*, 63(1):1-7, 2011.

MORKEN, T. et al. Sodium difformate and extrusion temperature affects nutrient digestibility and physical quality of diets with fish meal and barley protein concentrate for rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture*, 317 (1-4): 138-145, 2011.

MORKEN, T. et al. Effects of feed processing conditions and acid salts on nutrient digestibility and physical quality of soy-based diets for Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Aquaculture Nutrition*, 18: 21-34, 2012.

NG, W. et al. Organic acids potential replacement for antibiotic treatments of tilapia. *Global Aquaculture Advocate*, 5 (9/10): 93-94, 2010.

- NHAN, T. D.; et al. The effect of poly β -hydroxybutyrate on larviculture of the giant freshwater prawn *Macrobrachium rosenbergii*. *Aquaculture*, v. 302, p. 76-81. 2010.
- NOLASCO, H. Comunicação pessoal, 2013.
- NUEZ-ORTIN, W. G. Gustor-Aqua: An effective solution to optimize health status and nutrient utilization. *International Aquafeed*, May-June, 18-20, 2011.
- PANDEY, A.; SATOH, S. Effects of organic acids on growth and phosphorus utilization in rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. *Fisheries Science*, 74: 867-874, 2008.
- PARTANEN, K. H.; MROZ, Z. Organic acids for performance enhancement in pig diets. *Nutrition Research Reviews*, 12:117-145, 1999.
- RINGO, E. Effects of dietary lactate and propionate on growth and digesta in Arctic charr, *Salvelinus alpinus* (L.). *Aquaculture*, 96: 321-333, 1991.
- RINGO, E.; OLSEN, R. E.; CASTELL, J. D. Effect of dietary lactate on growth and chemical composition of Arctic charr *Salvelinus alpinus*. *Journal of the World Aquaculture Society*, 25 (3): 483-486, 1994.
- ROBLES, R. et al. Effect of partially protected butyrate used as feed additive on growth and intestinal metabolism in sea bream (*Sparus aurata*). *Fish Physiology and Biochemistry*, 39: 1537-1580, 2013.
- SARKER, M.S.A.; SATOH, S.; KIRON, V. Supplementation of citric acid and amino acid-chelated trace element to develop environment-friendly feed for red sea bream, *Pagrus major*. *Aquaculture*, 248: 3-11, 2005.
- SARKER, M. S. A. et al. Supplementation effect(s) of organic acids and/or lipid to plant protein-based diets on juvenile yellowtail, *Seriola quinqueradiata* Temminck et Schlegel 1845, growth and, nitrogen and phosphorus excretion. *Aquaculture Research*, 43: 538-545, 2012a.
- SARKER, M. S. A. et al. Partial replacement of fish meal with plant protein sources using organic acids to practical diets for juvenile yellowtail, *Seriola quinqueradiata*. *Aquaculture Nutrition*, 18(1):81-89, 2012b.
- SCHRYVER, P. et al. Poly- β -hydroxybutyrate (PHB) increases growth performance and intestinal bacterial range-weighted richness in juvenile European sea bass, *Dicentrarchus labrax*. *Applied Microbiology Biotechnology*, 86:1535-1541, 2010.
- SERRANO, P. H. Responsible use of antibiotics in aquaculture. FAO, 2005.
- SILVA, B.C. Sais orgânicos como aditivos alimentares para camarão marinho *Litopenaeus vannamei*. 2014. 150 p. Tese (Doutorado) - Universidade Federal de Santa Catarina, Centro de Ciências Agrárias, Programa de Pós-Graduação em Aquicultura, Florianópolis, 2014.
- SILVA, B. C. et al. Salts of organic acids selection by multiple characteristics for marine shrimp nutrition. *Aquaculture*, 384-387:104-110, 2013.
- SILVA, B. C. et al. Butyrate and propionate improve the growth performance of *Litopenaeus vannamei*. *Aquaculture Research*, online view, 1-12, 2014. Doi:10.1111/are.12520
- SKJERMO, J.; VADSTEIN, O. Techniques for microbial control in the intensive rearing of marine larvae. *Aquaculture*, 177 (1-4): 333-343, 1999.

SOTO-RODRIGUEZ, S.; ARMENTA, M.; GOMEZ-GIL, B. Effects of enrofloxacin and florfenicol on survival and bacterial population in an experimental infection with luminescent *Vibrio campbellii* in shrimp larvae of *Litopenaeus vannamei*. *Aquaculture*, 255(1-4): 48-54, 2006.

SU, X.; LI, X.; LENG, X.; TAN, C.; LIU, B.; CHAI, X.; GUO, T. The improvement of growth, digestive enzyme activity and disease resistance of white shrimp by the dietary citric acid. *Aquaculture International*, 22: 1823-1835, 2014.

VAZQUEZ, J.A.; GONZALEZ, M. P.; MURADO, M. A. Effects of lactic acid bacteria cultures on pathogenic microbiota from fish. *Aquaculture*, 245:149-161, 2005.

VERSCHUERE, L. et al. Probiotic bacteria as biological control agents in aquaculture. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, 64(4): 655-671, 2000.

VIELMA, J.; LALL, S. P. Dietary formic acid enhances apparent digestibility of minerals in rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum). *Aquaculture Nutrition*, 3: 265-268, 1997.

VIOLA, E.; VIEIRA, S.L. Suplementação de acidificantes orgânicos e inorgânicos em dietas para frangos de corte: desempenho zootécnico e morfologia intestinal. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 36(4): 1097-1104, 2007.

XIE, B.S.; ZHANG, L.; WANG, D. Effects of several organic acids on the feeding behavior of *Tilapia nilotica*. *Journal Applied Ichthyology*, 19: 255-257, 2003.

ZHANG, W. H. et al. Sodium butyrate maintains growth performance by regulating the immune response in broiler chickens. *British Poultry Science*, 52(3): 292-301, 2011.

ZHOU, Z. et al. Effects of dietary potassium diformate (KDF) on growth performance, feed conversion and intestinal bacterial community of hybrid tilapia (*Oreochromis niloticus* ♀ × *O. aureus* ♂). *Aquaculture*, 291(1): 89-94, 2009.

CAPÍTULO 28

O USO DE PIRETROIDES NA PISCICULTURA: PERSPECTIVAS E RESTRIÇÕES

Gilberto Moraes¹
Fernanda Dias de Moraes
Francine Perri Venturini
Priscila Adriana Rossi
Ive Marchioni Avilez
Camila Aparecida Pigão Soares

INTRODUÇÃO

Inseticidas piretroides e seus mecanismos de ação

Os piretroides formam o grupo de inseticidas sintéticos derivados estruturalmente das piretrinas, inseticidas naturais extraídos da planta *Chrysanthemum cinerariaefolium*. Embora as piretrinas possuam propriedade inseticida, essas moléculas são sensíveis à luz e ao ar, caracterizando-se como inseticidas com efetividade limitada na agricultura e no controle domissanitário (Elliott, 1976; Soderlund et al., 2002). O primeiro piretroide foi a aletrina, desenvolvido por Schechter, Green & La Forge, em 1949. Entretanto, o primeiro comprovadamente eficiente para uso agrícola devido à sua maior fotoestabilidade foi a permetrina. Desde então, muitos outros piretroides foram sintetizados, tais como a tetrametrina, fenvalerato, bifentrina, deltametrina, cipermetrina e lamba-cialotrina (Elliott, 1976; Soderlund et al., 2002).

A adição do grupo α -ciano no radical álcool dos piretroides, produziu compostos com maior capacidade inseticida que a permetrina e com semelhante fotoestabilidade. Assim, surgiram duas grandes subfamílias dentro do grupo: os piretroides sem o

Moraes et al. O uso de piretroides na piscicultura: perspectivas e restrições. In: Tavares-Dias, M. & Mariano, W.S. (Org.). Aquicultura no Brasil: novas perspectivas. São Carlos, Editora Pedro & João, 2015.

grupo α -ciano, chamados piretroides tipo I, e aqueles com o grupo α -ciano, denominados piretroides tipo II (Soderlund et al., 2002). No grupo I estão, por exemplo, a bifentrina, a permetrina e a resmetrina; no grupo II, a deltametrina, a cipermetrina e a lamba-cialotrina. Em mamíferos, a intoxicação por piretroides do tipo I provoca hiperatividade e tremores, enquanto que a intoxicação por piretroides do tipo II promove contorções, tonturas e coreoatetose (Coats, 2008).

No Brasil, os inseticidas piretroides do tipo II são registrados para o controle de parasitos na produção agrícola, no controle de insetos vetores e na segurança domissanitária (Agência Nacional de Vigilância Sanitária, 2007a). Em outros países, esta classe de inseticidas é registrada ainda para o controle de ectoparasitas de peixes (Scottish Environmental Protection Agency, 1998; 2008; Haya, 2005). Entre os piretroides do tipo II, a cipermetrina, a deltametrina e a lamba-cialotrina são os princípios ativos com o maior número de registros em produtos comerciais apontados pelo Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento (MAPA) (Brasil, 2014) (Figura 1).

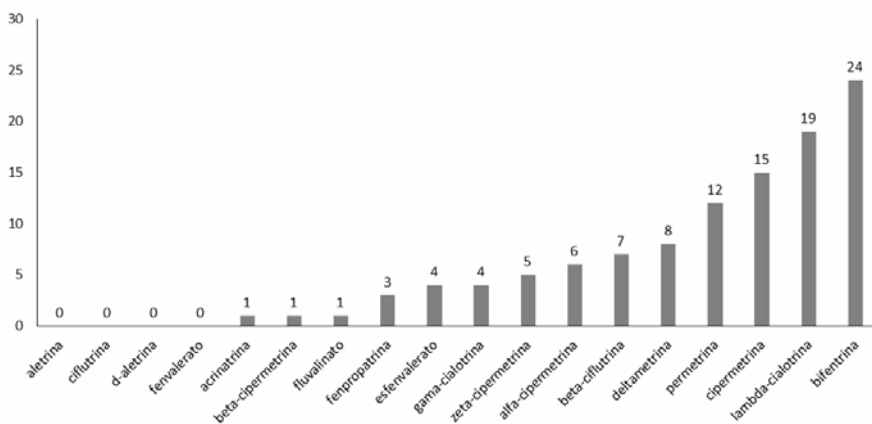


Figura 1. Formulações comerciais de piretroides registradas no Brasil.

O principal modo de ação dos piretroides consiste na alteração da permeabilidade dos canais de sódio voltagem-dependentes das células nervosas. Os piretroides do tipo I prolongam a abertura do canal de sódio, permitindo maior influxo de sódio na célula e gerando repetidos potenciais de ação. Os piretroides do tipo II atrasam o fechamento do canal para o estado inativado, provocando inúmeras despolarizações, com amplitudes menores (Soderlund et al., 2002; Bradbury et al., 2008). Isso resulta em despolarização de membrana, descargas repetitivas e perturbações sinápticas que levam aos sintomas de intoxicação por hiperexcitabilidade. Enquanto os piretroides do tipo I promovem repetidos potenciais de ação, os piretroides do tipo II apresentam uma redução gradual na amplitude deste potencial, embora ele nunca retorne aos valores do estado de repouso (Narahashi, 1996; Soderlund et al., 2002).

A seletividade dos piretroides para os vertebrados encontra-se nessa ordem de sensibilidade: peixes > anfíbios > mamíferos > aves. Na maior parte dos vertebrados, os piretroides são metabolizados principalmente pelo fígado, sendo que a principal rota é a hidrólise do éster seguida de conjugação e excreção de conjugados pela bile (Haya, 1989). A formação de intermediários primários e secundários na metabolização de um piretroide resulta em substâncias mais hidrossolúveis, o que facilita sua excreção (Kale et al., 1999).

Em peixes, a absorção de piretroides dá-se principalmente pelas brânquias e a excreção pela bile, sendo que parcelas do composto original podem ser encontradas na gordura e no cérebro, e uma pequena porção dos metabólitos pode ser encontrada nas fezes e na urina (Bradbury & Coats, 1989; Coats, 2008). A rota mais comum de biotransformação é a oxidação (hidroxilação) seguida de conjugação (com glucoronídeos, principalmente). Em peixes, a capacidade de hidrólise parece estar comprometida, reduzindo a taxa de biotransformação e contribuindo fortemente para a susceptibilidade desses organismos aos piretroides. Os peixes retêm os piretroides em seu organismo por muito tempo e parecem possuir baixo nível de carboxilesterases, enzimas responsáveis por

hidrolisá-los (Haya, 1989; Coats, 2008). Tem sido proposto um mecanismo de ação secundário que está relacionado às desordens osmorregulatórias, visto que os piretroides podem afetar canais de cálcio e cálcio/magnésio ATPases (Narahashi, 1991; Coats, 2008).

PIRETROIDES NA PISCICULTURA

A utilização de agrotóxicos na piscicultura e na produção agrícola expõe os organismos aquáticos a uma série de contaminantes ambientais. Os prejuízos desta exposição nem sempre são agudos ou perceptíveis, mas os danos ambientais podem se estender por longo tempo até tornarem-se irreversíveis. Somado a este fato, tem-se a ascensão da aquicultura Brasileira (Subasinghe et al., 2009) que, embora seja benéfica ao desenvolvimento social e econômico do país, pode ser geradora de poluição se o manejo sanitário não for adequado. De acordo com a Organização das Nações Unidas para Agricultura e Alimentação - FAO (2014), o Brasil foi o segundo maior produtor de pescado do continente americano, contribuindo com 22,2% da produção em 2012.

As doenças são consideradas um dos principais fatores limitantes para piscicultura, tanto do ponto de vista econômico como sanitário. Entretanto, a piscicultura ainda é carente de informações e fiscalização adequadas ao uso de substâncias químicas durante as práticas de manejo (Schalch et al., 2009). Dessa forma, muitos produtos químicos utilizados no controle de doenças na agricultura e em outros animais acabam sendo utilizados para combater parasitas de peixes (Meyer, 1991), tal como ocorre com os inseticidas piretroides.

A cipermetrina, com classificação toxicológica II, é registrada no Brasil para uso agrícola, não agrícola e domissanitária. Produtos à base de cipermetrina podem ser aplicados às folhas de culturas de algodão, amendoim, arroz, batata, café, feijão, entre outros. O uso não agrícola da cipermetrina consiste em sua utilização no controle de pragas domésticas como formigas, baratas, cupins, moscas e mosquitos. O emprego domissanitário compreende a utilização do ingrediente ativo em campanhas de saúde pública (Agência

Nacional de Vigilância Sanitária, 2007a). Em outros países, a cipermetrina é registrada para o tratamento de ectoparasitas em animais de criação intensiva, tais como suínos, bovinos, caprinos, ovinos e equinos (European Medicines Agency, 2003; United States Environmental Protection Agency, 2008).

Na Noruega, Irlanda e Escócia, a cipermetrina é registrada para combater ectoparasitas em peixes (Scottish Environmental Protection Agency, 1998; 2008; Haya, 2005). A Agência Europeia para Avaliação de Produtos Medicinais e a Agência de Proteção Ambiental da Escócia (SEPA), relatam a utilização de cipermetrina no tratamento e controle de ectoparasitas em salmonídeos. O tratamento consiste na utilização de 5,0 µg de cipermetrina (Excis®) por litro de água durante 1 hora (Scottish Environmental Protection Agency, 1998; European Medicines Agency, 2003). O salmão *Salmo salar* tratado com 5 a 15 µg L⁻¹ de cipermetrina apresenta redução de 98% na infestação pelo piolho do mar *Lepeophtheirus salmonis* (Hart et al., 1997).

A deltametrina, com classificação toxicológica III (medianamente tóxico), é registrada para agricultura e pode ser aplicada em cultivos de algodão, milho, soja, café, batata, laranja entre outros (Agência Nacional de Vigilância Sanitária, 2003). Produtos à base de deltametrina são empregados em outras atividades tais como: manejo de florestas (Villarini et al., 1998); programas de controle químico de vetores causadores de doenças (malária, por exemplo) (Ansari & Razdan, 2001); combate à ectoparasitas de animais domésticos e aves de corte (El-Sayed et al., 2007); programas de controle larval em aquicultura (Köprücü & Aydın, 2004); controle de doenças parasitárias em fazendas de criação de salmonídeos por meio de banhos em gaiolas de imersão (Martinsen et al., 2001; Sevatdal & Horsberg, 2003) e controle de isópodes na criação de *Dicentrarchus labrax* (Bouboulis et al., 2004). A SEPA, além de liberar a cipermetrina, liberou também a deltametrina (AMX) para combater a infestação por *L. salmonis* e *Caligus elongatus* em sistema de criação de salmonídeos. O

tratamento consiste em banhos de $2 \mu\text{g L}^{-1}$ de deltametrina (AMX) (Scottish Environmental Protection Agency, 2008).

A lambda-cialotrina é um isômero enriquecido da cialotrina, de classe toxicológica III (Agência Nacional de Vigilância Sanitária, 2007b). No Brasil, há 105 compostos piretroides registrados para formulações comerciais, sendo a lambda-cialotrina o piretroide de tipo II com maior número de registros (Brasil, 2014). A Agência Nacional de Vigilância Sanitária - ANVISA (2007b) regulamenta o uso de lambda-cialotrina nas culturas de algodão, amendoim, arroz, batata, soja, entre outros. Apesar disso, esse ingrediente ativo é o piretroide mais utilizado de maneira irregular no Brasil (Agência Nacional de Vigilância Sanitária, 2013).

Diante do exposto, pode-se afirmar que os piretroides podem atingir o ambiente aquático pela aplicação indireta, visto que a utilização de piretroides em áreas agrícolas e em campanhas de saúde pública pode levá-los aos corpos d'água pela lixiviação e escoamento, e pela aplicação direta em sistema de criação intensiva de peixes.

O Conselho Nacional do Meio Ambiente (Conama), na resolução 357 (Brasil, 2005a), não estabelece limites para piretroides em água. O Ministério da Saúde (MS) estabelece a concentração máxima de permetrina na água potável em $20 \mu\text{g L}^{-1}$ (Brasil, 2005b). No entanto, a utilização dos piretroides no país não está restrita à permetrina. Outros piretroides, principalmente os da classe II, estão sendo amplamente utilizados e registrados pela ANVISA e pelo MAPA. Concentrações ambientais de piretroides acima dos limites aceitáveis pelo MS são descritos por Marino & Ronco (2005) e Belluta et al. (2010), em concentrações de cipermetrina no ambiente aquático da ordem de 111 a $194 \mu\text{g L}^{-1}$. Estudos de Vieira et al. (2007) apontam persistência semelhante de cipermetrina, deltametrina, lambda-cialotrina e permetrina na água, sob condições controladas, mas com pouca estabilidade e com meia-vida de cinco dias. Para a Organização Mundial da Saúde – OMS (1989), a persistência da cipermetrina em águas naturais é de 14 dias.

A OMS (1990) e outros autores afirmam que concentrações tóxicas de piretroides não são prováveis no ambiente natural mas apenas em experimentos de laboratório, já que estes compostos são adsorvidos pela matéria particulada em suspensão ou pelo sedimento (Burridge et al., 2010). Segundo Weston et al. (2004), os piretroides foram encontrados em 75% das amostras de sedimentos do Vale Central (Califórnia - EUA), com concentrações de até 17ng/g de lambda-cialotrina.

Estudos recentes propõem que os fatores que influenciam o destino, a biodisponibilidade e a toxicidade de inseticidas podem ser distintos entre condições temperadas e tropicais devido às grandes diferenças nos processos físicos, químicos e biológicos existentes nesses ambientes. Em vista disso, a maioria dos ensaios toxicológicos desenvolvidos na Europa e na América do Norte podem não ser indicados à aplicação direta nos trópicos (Moreira et al., 2010). Os dados obtidos por Brooks et al. (2012) também refutam a hipótese de ausência de efeitos negativos nas concentrações ambientais de piretroides. Esses autores analisaram os contaminantes no delta do rio San Francisco (Califórnia, EUA) e o declínio na abundância de múltiplas espécies, que se mostrou acelerado por volta do ano 2002 e coincidiu com o uso aumentado de piretroides nas áreas agrícolas, em substituição aos inseticidas organofosforados.

TOXICIDADE AGUDA DE PIRETROIDES EM PEIXES

As causas da toxicidade dos piretroides em peixes ainda estão sendo estudadas, mas sabe-se que a sensibilidade do sistema nervoso e os mecanismos de metabolização de piretroides são pontos-chave desta questão (Coats, 2008). Como mencionado anteriormente, os peixes retêm os piretroides por mais tempo no organismo e parecem ser deficientes em carboxilesterases, responsáveis pela hidrólise destes compostos (Demoute, 1989; Bradbury & Coats, 1989; Haya, 1989). O caráter lipofílico dos piretroides permite que eles sejam absorvidos com facilidade pelas

brânquias, contribuindo para a alta sensibilidade dos peixes a estes compostos (Viran et al., 2003; Kumar et al., 2011).

Considerando-se a classificação quanto ao Potencial de Periculosidade Ambiental (PPA), no que tange ao valor de CL₅₀;96h, os piretroides podem ser classificados como altamente tóxicos para peixes, dado que estes valores, na maioria das vezes, são menores que 1 mg L⁻¹ (Ibama, 2012).

A toxicidade aguda da cipermetrina pode variar de 0,9 µg L⁻¹, como relatado para *Cyprinus carpio* (Bradbury & Coast, 1989) a 400 µg L⁻¹, como relatado para *Channa punctatus* (Kumaret al., 2009). A CL₅₀; 96 horas de cipermetrina para *Rhamdia quelen* é de 193 µg L⁻¹ (Borgeset al., 2007) e para *Brycon amazonicus*, 36 µg L⁻¹ (Moraes et al., 2013).

Para a deltametrina, Ural & Saglam (2005) estimaram a CL₅₀; 96 horas para *Oncorhynchus mykiss* em 0,69 µg L⁻¹; para *Cyprinus carpio*, Çalta & Ural (2004) estimaram em 1,65 µg L⁻¹. Golow & Godzi (1994) estimaram a CL₅₀; 96 horas para *Oreochromis niloticus* expostos a deltametrina em 14,4 µg L⁻¹; Datta & Kaviraj (2003), estimaram 0,004 µg L⁻¹ para *Clarias gariepinus*.

Para a lambda-cialotrina, a CL_{50-96h} para *Piaractus smesopotamicus* é de 1,4 µg/L (Bacchetta et al., 2014); para *Labeo rohita* é de 2,72 µg/L (Gadhve et al., 2014); para *Brycon amazonicus* é de 6,5 µg/L (Moraes et al., 2013); para *Claria sbatrachus* é de 5,0 µg/L (Kumar et al. 2011). Segundo Güner (2009), a CL_{50-96 h} da lambda-cialotrina para *Gambusia affinis* é de 1,107 µg/L e para *Clarias batrachus* é de 28,8 mg/L (Saravanan et al., 2009).

As diferenças na toxicidade aguda de piretroides em teleósteos podem ser atribuídas a alguns fatores como: o estágio de desenvolvimento do animal, a formulação comercial, a estereoquímica da molécula ou até mesmo as características espécie-específicas. Além disso, a solubilidade dos piretroides na água, que está relacionada ao solvente, pode interferir em sua toxicidade (Saha & Kaviraj, 2008). Cada forma isomérica do piretroide possui uma toxicidade específica e a maioria das formulações comerciais tem uma razão isomérica fixa (Kumar et al., 2011).

EFEITOS SUBLETAIS DE PIRETROIDES EM PEIXES

Os danos decorrentes da exposição subletal podem causar prejuízos à sanidade dos peixes, ao meio ambiente e à saúde humana. A identificação de marcadores biológicos que mostrem precocemente a presença de piretroides na água pode evitar prejuízos em longo prazo, como: baixo crescimento, baixa taxa de reprodução e baixa taxa de sobrevivência. Algumas respostas biológicas têm-se revelado biomarcadores potenciais de contaminação por agrotóxicos, sendo discutidas a seguir.

Neurotoxicidade. Os piretroides são moléculas sintéticas cuja principal finalidade é atingir e danificar o sistema nervoso dos organismos-alvo. Entretanto, muitos organismos não alvos estão sujeitos à ação neurotóxica desses inseticidas, como ocorre com peixes (Kumar et al., 2009; Hernández-Moreno et al., 2010), ratos (Houssain et al., 2004), abelhas (Badiou & Belzunces, 2008), entre outros. Haya (1989) relata que a permetrina, o fenvalerato e a cipermetrina são encontradas no cérebro de peixes mesmo após 48 horas de exposição em sistema estático. Bradbury & Coats (1989) e Eells & Rasmussen (1993) descrevem a neurotoxicidade da deltametrina e sua letalidade para peixes em concentrações de 10 a 1000 vezes menores que para aves e mamíferos (Köprücü & Aydin, 2004).

Embora o mecanismo primário de neurotoxicidade dos piretroides envolva os canais de sódio, existem evidências de outros sítios de ação, como os canais de cloreto, potássio e GABAérgicos (Soderlund et al., 2002; Bradbury et al., 2008). Tanto os piretroides do tipo I quanto II provocam repetidas despolarizações, tanto no sistema nervoso central (SNC) como nas junções neuromusculares; como consequência à intoxicação por piretroides, tem sido associada a liberação de acetilcolina, GABA, dopamina e norepinefrina (Bradbury et al., 2008).

As manifestações da neurotoxicidade dos piretroides podem ser verificadas pelos sinais de intoxicação do animal e pelo ensaio de uma enzima clássica em ecotoxicologia, a acetilcolinesterase (AChE). A inibição da AChE cerebral pode provocar acúmulo de acetilcolina

nas junções sinápticas, ocasionando alterações comportamentais e fisiológicas que podem afetar a saúde do animal e até levá-lo à morte (Reddy et al., 1992; Wheelock et al., 2005). De acordo com Toumi et al. (2015), a AChE é um biomarcador de susceptibilidade à deltametrina no cladóceros *Daphnia magna*.

A lambda-cialotrina provoca hiperatividade, perda de equilíbrio, convulsões e aumento do batimento opercular em *C. batrachus* (Kumar et al., 2011); a cipermetrina altera o batimento opercular, o equilíbrio e o nado do *R. quelen* (Borges et al., 2007); e *C. carpio* apresenta aumento do batimento opercular quando exposta ao fenvalerato (Reddy et al., 1992) e à cipermetrina (Suvetha et al., 2010).

O fenvalerato inibe a AChE em cérebro, brânquias, músculo e fígado da carpa indiana *Cirrhinus mrigala* (Mushigeri & David, 2005) e de *C. carpio* (Reddy et al., 1992). Esta última, exposta à deltametrina, apresenta redução da atividade plasmática de AChE, sendo que cérebro, músculo e fígado não apresentam alteração; por outro lado, a deltametrina inibe a AChE cerebral *in vitro* (Bálint et al., 1995). Estes autores sugerem que a inibição *in vitro* da AChE cerebral por deltametrina seja resultado da interação do piretroide com o centro ativo da enzima ou alguma outra modificação na estrutura enzimática. *Channa punctatus* exposto a concentrações subletais de lambda-cialotrina e cipermetrina apresenta reduções significativas na atividade da AChE cerebral, muscular e branquial (Kumar et al., 2009).

Para Houssain et al. (2004), os piretroides parecem ser capazes de modular a liberação de acetilcolina no hipocampo de ratos sem, contudo, alterar a atividade da AChE cerebral. A carpa *Tinca tinca* exposta por 60 dias a concentrações subletais de deltametrina não apresenta alteração da AChE cerebral (Hernández-Moreno et al., 2010), assim como o salmão *Oncorhynchus tshawytscha* exposto a concentrações subletais de fenvalerato (Wheelock et al., 2005).

Genotoxicidade: As alterações no material genético representam um impacto de alta ordem biológica, pois podem afetar todos os níveis de sua organização (Schlenk et al., 2008). As

alterações genéticas em células germinativas têm um impacto ecológico notável e refletem-se na fertilidade e fecundidade do organismo. Alterações em células somáticas implicam em doenças potencialmente carcinogênicas e anormalidades morfológicas, que afetam o *fitness*, a adaptabilidade e a sobrevivência (Jha, 2008).

Channa punctatus exposto à cipermetrina apresenta aumento na frequência de micronúcleos (MN) em células vermelhas e aumento de aberrações cromossômicas em células renais (Ansari et al., 2011). Hepatócitos de *Danio rerio* expostos *in vitro* à cipermetrina por duas horas apresentam alterações no DNA, evidenciadas pelo teste cometa (Jin et al., 2011). Para a tilápia *O. mossambicus* é relatado aumento na frequência de MN em eritrócitos quando exposta à deltametrina, mesmo quando alimentada com dieta suplementada com vitamina E (Kan et al., 2012).

Os mecanismos de ação dos piretroides que induzem à genotoxicidade ainda estão sendo estudados. O estresse oxidativo pode estar diretamente relacionado aos danos no DNA, pois o aumento de espécies reativas de oxigênio (ERO) pode oxidar suas bases nitrogenadas, comprometendo sua estrutura (Ansari et al., 2011; Kan et al., 2012; Hussien et al., 2013). Saxena et al. (2005) e Hussien et al. (2013) relatam que a cipermetrina pode agir diretamente na molécula de DNA, tendo em vista sua natureza hidrofóbica e seu pequeno tamanho, podendo assim atravessar as membranas com facilidade e atingir o núcleo da célula.

Estresse oxidativo: O estresse oxidativo consiste no aumento significativo das ERO e conseqüente redução da capacidade antioxidante, com distúrbio no estado redox celular e danos às biomoléculas, incluindo lipídeos, proteínas e DNA. (Gutteridge, 1995; Jezek & Hlavatá, 2005; Lushchak, 2011).

Muitos trabalhos apontam os piretroides como capazes de promover estresse oxidativo em peixes, pois são detectadas alterações no sistema antioxidante, na integridade da membrana citoplasmática e no DNA desses animais. *Danio rerio* apresenta indução das enzimas hepáticas superóxido dismutase (SOD), catalase (CAT) e glutatona peroxidase (GPx), além de alterações

nucleares, quando exposto à cipermetrina (Jin et al., 2011). *C. punctatus* exposto ao mesmo princípio ativo apresenta aumento da peroxidação lipídica, inibição da SOD e indução da glutatona reduzida (GSH) em eritrócitos (Ansari et al., 2011). A tilápia-do-nilo *O. niloticus* exposta à lamba-cialotrina apresenta aumento da peroxidação lipídica e da concentração de GSH em fígado (Piner & Ünner, 2012). *Cyprinus carpio* exposto a concentrações subletais de deltametrina apresenta aumento de peroxidação lipídica, da atividade da CAT e da glutatona redutase (GR) em fígado (Ensibi et al., 2013).

Alterações hematológicas: A capacidade de carrear oxigênio pode ser inferida pelas variáveis hematológicas primárias: hematócrito (Ht), concentração de hemoglobina ([Hb]) e número de eritrócitos (*red blood cell*- RBC); e pelos índices hematimétricos: volume corpuscular médio (VCM), hemoglobina corpuscular média (HCM) e concentração de hemoglobina corpuscular média (CHCM) (Houston, 1997; Schlenk et al., 2008).

Os piretroides alteram as respostas hematológicas de peixes, como relatado para *Heteropneustes fossilis* que, quando exposto à deltametrina, apresenta quadro anêmico compensado por eritropoiese (Kumar et al., 1999). Saxena & Seth (2002) relatam redução do Ht, RBC e [Hb] em *C. punctatus* exposto à cipermetrina. Aumento da [Hb] foi observado em *R. quelen* exposto à cipermetrina (Borges et al., 2007). O cascudo *Ancistrus multispinis* apresenta aumento do RBC e Hb quando intoxicado por deltametrina (Pimpão et al., 2007). A carpa indiana *Catla catla* exposta à cipermetrina por 60 dias apresenta alteração hematológica indicativa de anemia, resultante de hemólise ou dano branquial (Vani et al., 2012).

Alterações osmorregulatórias e iônicas: Os piretroides podem provocar desordens osmorregulatórias, consideradas mecanismos adicionais de toxicidade (Coats, 2008). Alguns estudos relatam interferência na atividade de Ca^{2+} -ATPases (Coats, 2008), além de alterarem a atividade da Na^+/K^+ -ATPase e a concentração dos íons (Na^+ , K^+ , Cl^- , Mg^{++}) em peixes (Borges et al., 2007; Suvetha et al., 2010; Al-Ghanbousi et al., 2012). Redução na concentração de

Ca²⁺ plasmático é relatada para o bagre *Heteropneustes fossilis* exposto à cipermetrina (Mishra et al., 2005). Em *L. rohita*, o fenvalerato desajusta a osmorregulação de tal forma que muitos tecidos apresentam redução significativa de Na⁺, K⁺ e Ca²⁺ (Reddy & Philip, 1992). Além disso, proliferação de células cloreto é observada em *Aphanius dispar* exposto à deltametrina, acompanhada de alteração do balanço iônico e de redução da área de contato para as trocas gasosas (Al-Ghanbousi et al., 2012).

Enzimas digestivas: O estudo das enzimas digestivas é um passo crucial em direção ao entendimento do mecanismo de digestão, do hábito alimentar e de como o organismo se adapta às mudanças nutricionais (Sunde et al., 2004). Considerando-se o caráter indutivo das enzimas digestivas, a flexibilidade fenotípica das espécies pode permitir não só os ajustes necessários à otimização dos nutrientes da dieta, mas também a avaliação da capacidade adaptativa digestiva dos peixes frente aos estressores ambientais, tais como a exposição aos xenobióticos.

Guppies *Poecilia reticulata* expostos a 0,02; 0,04; 0,06; 0,08; 0,1 g/L de deltametrina por 1 hora apresentam redução da atividade da lipase de 14%, 28%, 30%, 44%, 50%, respectivamente (Günes & Yerli, 2011). Simon et al. (1999) relatam que piretroides podem alterar a atividade *in vitro* das enzimas digestivas de *C. carpio*. Essas alterações indicam que os piretroides podem interagir com a conformação ativa das enzimas hidrolíticas. Nesse estudo, a atividade da tripsina aumenta na presença de deltametrina e é inibida com permetrina e cipermetrina. A deltametrina, a cipermetrina e a permetrina podem ainda alterar a atividade da lipase, sendo a maior inibição provocada pela cipermetrina. A atividade da carboxipeptidase-a é inibida por todos os piretroides testados.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

A contaminação de ambientes aquáticos por inseticidas piretroides, os efeitos adversos relatados para peixes, a falta de legislação nacional para piretroides na água e o seu uso não

regulamentado em pisciculturas devem impulsionar mais estudos acerca dos efeitos dessa classe de inseticida em peixes.

Limites rigorosos e apropriados às formulações comerciais com piretroides necessitam ser estabelecidos para o ambiente aquático. É alarmante notar que os dados de toxicidade aguda relatado para algumas espécies de peixes são, muitas vezes, menores do que as concentrações ambientalmente relevantes. O manuseio correto e a forma de tratamento dos resíduos provenientes da agricultura e do controle de vetores devem ser feitos com cautela e de forma sustentável a fim de se evitar a contaminação hídrica. Além disso, o uso regulamentado de piretroides para a piscicultura em outros países não deve nortear o seu uso no Brasil, visto que a toxicidade de piretroides pode variar com as condições físico-químicas do ambiente e é espécie-específica.

REFERÊNCIAS

- AGÊNCIA NACIONAL DE VIGILÂNCIA SANITÁRIA – ANVISA. Resolução nº 61, 17 de março de 2003. 2003. Disponível em <<http://e-legis.anvisa.gov.br/leisref/public/showAct.php?id=3027&word=deltamethrin>> Acesso em 25/08/2007.
- AGÊNCIA NACIONAL DE VIGILÂNCIA SANITÁRIA – ANVISA. Consulta Pública nº 64, de 11 de Julho de 2007. 2007a. Disponível em <<http://www4.ANVISA.gov.br/base/visadoc/CP/CP%5B19072-1-0%5D.PDF>>. Acesso em 31/08/2010.
- AGÊNCIA NACIONAL DE VIGILÂNCIA SANITÁRIA – ANVISA. Consulta pública nº 16, de 13 de fevereiro de 2007b. b2007b. Disponível em <[http://www4.anvisa.gov.br/base/visadoc/CP/CP\[17566-1-0\].PDF](http://www4.anvisa.gov.br/base/visadoc/CP/CP[17566-1-0].PDF)>. Acesso em 05/05/2010.
- AGÊNCIA NACIONAL DE VIGILÂNCIA SANITÁRIA – ANVISA. Programa de análise de resíduos de agrotóxicos em alimentos (PARA). 2013. Disponível em <<http://s.anvisa.gov.br/wps/s/r/z>> Acesso em 14/10/2013.
- AL-GHANBOUSI, R.; BA-OMAR, T.; VICTOR, R. Effect of deltamethrin on the gills of *Aphanius dispar*: A microscopy study. *Tissue and Cell*, 44:7-14, 2012.
- ANSARI, M.A.; RAZDAN, R. K. Concurrent control of mosquitoes and domestic pests by use of deltamethrin-treated curtains in the New Delhi Municipal Committee, India. *Journal Am. Mosquito Control Association*, 17:131-136, 2001.
- ANSARI, R. A.; et al. In vivo cytogenetic and oxidative stress-inducing effects of cypermethrin in freshwater fish. *Channa punctata* Bloch. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 74:150-156, 2011.
- BACCHETTA, C. et al. Combined toxicological effects of pesticides: A fish multi-biomarker approach *Ecological Indicators*. 36: 532-538, 2014.

BADIOU, A.; BELZUNCES, L.P. Is acetylcholinesterase a pertinent biomarker to detect exposure of pyrethroids? A study case with deltamethrin. *Chemico-Biological Interactions*, 175:406-409, 2008.

BÁLINT, T. et al. Biochemical and subcellular changes in carp exposed to the organophosphorus methidation and the pyrethroid deltamethrin. *Aquatic Toxicology*, 33:279-295. 1995.

BELLUTA, I. et al. Avaliação Temporal e espacial no córrego do Cintra (Botucatu-SP) frente aos defensivos agrícolas e parâmetros físico-químicos de qualidade de água – um estudo de caso. *Revista Energia na Agricultura*, 25:54-73. 2010.

BORGES, A. et al. Changes in hematological and serum biochemical values in jundiá *R. quelen* due to sub-lethal toxicity of cypermethrin. *Chemosphere*, 69:920-926. 2007.

BOUBOULIS, D; ATHANASSOPOULOU, F.; TYRPENOUA. Experimental treatments with diflubenzuron and deltamethrin of sea bass, *Dicentrarchus labrax* L., infected with the isopod, *Ceratothoa aestroides*. *Journal of Applied Ichthyology*, 20(4): 314-317, 2004.

BRADBURY, S. P. et al. Toxic responses of the fish nervous system. In: DI GIULIO, R.T.; HINTON, D.E. (Ed.). *The Toxicology of Fishes*. Boca Raton, FL: CRC Press, Taylor, Francis Group, p.417-456, 2008.

BRADBURY, S.P.; COATS, J.R. Toxicokinetics and toxicodynamics of pyrethroid insecticides in fish. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 8:373-380, 1989.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Secretaria da Defesa Agropecuária. Relatório de produtos formulados. 2014. Disponível em: <http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 10/08/2014.

BRASIL. Ministério do Meio Ambiente. Conselho Nacional do Meio Ambiente - CONAMA. Portaria n. 357, de 17 de março 2005. Diário Oficial [da] República Federativa do Brasil. Poder Executivo, Brasília, DF, 2005a.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Coordenação-Geral de Vigilância em Saúde Ambiental. Portaria MS n.º 518/2004. Brasília: Editora do Ministério da Saúde, 2005b.

BROOKS, M.L. et al. Life histories, salinity zones, and sublethal contributions of contaminants to pelagic fish declines illustrated with a case study of San Francisco estuary, California, USA. *Estuaries and Coasts*, 35:603-621, 2012.

BURRIDGE, L. et al. Chemical use in salmon aquaculture: a review of current practices and possible environmental effects. *Aquaculture*, 306:7-23, 2010.

ÇALTA, M.; URAL, M.S. Acute toxicity of the synthetic pyrethroid deltamethrin to young mirror carp, *Cyprinus carpio*. *Fresenius Environmental Bulletin*, 13(11):1179-1183, 2004.

COATS, J.R. Toxicology of synthetic pyrethroid insecticides. In: DI GIULIO, R.T.; D.E. HINTON (Ed.). *The toxicology of fishes*, Boca Raton, FL: CRC Press, Taylor; Francis Group, p.805-818, 2008.

DATTA, M.; KAVIRAJ, A. Acute toxicity of the synthetic pyrethroid deltamethrin to freshwater catfish *Clarias gariepinus*. Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology, 70(2):296-299, 2003.

DEMOUTE, J.A. Brief review of the environmental fate and metabolism of pyrethroids. Pesticide Science, 27:375-385, 1989.

EL SAYED, Y.S.; SAAD, T. T.; EL BAHR, S. M. Acute intoxication of deltamethrin in monosex Nile Tilapia, *Oreochromis niloticus* with special reference to the clinical, biochemical and haematological effects. Environmental Toxicology and Pharmacology, 24(3):212-217, 2007.

ELLIOTT, M. Properties and applications of pyrethroids. Environmental Health Perspectives, 14:3-13, 1976.

ELLS, J. T. et al. Differences in the neuroexcitatory actions of pyrethroid insecticides and sodium channel specific neurotoxins in rat and trout brain synaptosomes. Toxicology Applied Pharmacology, 123:107-119, 1993.

ENSIBI, C. et al. Effects of deltamethrin on biometric parameters and liver biomarkers in common carp (*Cyprinus carpio* L.). Environmental Toxicology and Pharmacology, 36(2):384-391, 2013.

EUROPEAN MEDICINES AGENCY – EMEA. Committee for Veterinary Medicinal Products. Cypermethrin (Extension for Salmonidae), The European Agency for the Evaluation of Medical Products, Veterinary Medicines and Inspections, 2003.

FAO - Global aquaculture production volume and value statistics database updated to 2012 – FAO Fisheries and Aquaculture Department, March 2014. Disponível em <<ftp://ftp.fao.org/fi/stat/Overviews/AquacultureStatistics2012.pdf>> Acesso em Abril/2014.

GADHAVE, P.D. et al. Studies on acute toxicity of synthetic pyrethroid lambda-cyhalothrin on freshwater fish *Labeo rohita*. Veterinary World, 7:7-9, 2014.

GOLOW, A.A.; GODZI, T.A. Acute toxicity of deltamethrin and dieldrin to *Oreochromis niloticus* (Lin). Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology, 3(52):351-354, 1994.

GÜNER, U. Determination of lambda-cyhalotrin (Tekvando 5EC) 96 hour lethal concentration 50 at *Gambusia affinis* (Baird & Girard, 1853). Journal of Fisheries Sciences, 3(3):214-219, 2009.

GÜNEŞ, E; YERLI, S.V. Effects of Deltamethrin on Lipase Activity in Guppies (*Poecilia reticulata*). Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences, 11: 473-476, 2011.

GUTTERIDGE, J.M.C. Lipid peroxidation and antioxidants as biomarkers of tissue damage. Clinical Chemistry, 41/42:1819-1828, 1995.

HART J. L. et al. Novel cypermethrin formulation for the control of sea lice on salmon (*Salmo salar*). Veterinary Record, 140:179-181, 1997.

HAYA, K. Toxicity of pyrethroid insecticide to fish. Environmental Toxicology & Chemistry, 8:381-391, 1989.

HAYA, K. et al. A review and assessment of environmental risk of chemicals used for the treatment of sea lice infestations of cultured salmon. In: HARGRAVE, B

(Ed.). The handbook of environmental chemistry, Environmental Effects of Marine Finfish Aquaculture. Berlin, Heidelberg: Springer-Verlag, Berlin, p.305-340, 2005.

HERNÁNDEZ-MORENO, D. et al. Brain acetylcholinesterase, malondialdehyde and reduced glutathione as biomarkers of continuous exposure of tench, *Tincatinca*, to carbofuran or deltamethrin. *Science of Total Environment*, 408:4976-4983, 2010.

HOUSSAIN, M. M. et al. H. The modulatory effect of pyrethroids on acetylcholine release in the hippocampus of freely moving rats. *Neurotoxicology*, 25:825-833, 2004.

HOUSTON, A. H. Review: are the classical hematological variables acceptable indicators of fish health? *Transactions of the American Fisheries Society*, 126(6):879-894. 1997.

HUSSIEN, H. M.; ABDOU, H.M.; YOUSEF, M.I. Cypermethrin induced damage in genomic DNA and histopathological changes in brain and haematotoxicity in rats: the protective effect of sesame oil. *Brain Research Bulletin*, 92:76-83, 2013.

INSTITUTO BRASILEIRO DO MEIO AMBIENTE E DOS RECURSOS NATURAIS RENOVÁVEIS - IBAMA. Avaliação de risco ambiental de agrotóxicos no Ibama. 2012. Disponível em <<http://ibama.gov.br/qualidade-ambiental/avaliacao-de-risco-ambiental-de-agrotoxicos-no-ibama>> Acesso em 30/08/2014.

JEZEK, P.; HLAVATÁ, L. Mitochondria in homeostasis of reactive oxygen species in cell, tissues, and organism. *The International Journal of Biochemistry and Cell Biology*, 37:2478-2503, 2005.

JHA, A.N. Ecotoxicological applications and significance of the comet assay. *Mutagenesis*, 23(3):207-221, 2008.

JIN, Y., et al. Cypermethrin has the potential to induce hepatic oxidative stress, DNA damage and apoptosis in adult zebrafish (*D. rerio*). *Chemosphere*, 82:398-404, 2011.

KALE, M. et al. Lipid peroxidative damage on pyrethroid exposure and alterations in antioxidant status in rats erythrocytes: as possible involvement of reactive oxygen species. *Toxicology Letters*, Shannon, 105:197-205, 1999.

KAN, Y. et al. The protective role of vitamin E on gill and liver tissue histopathology and micronucleus frequencies in peripheral erythrocytes of *Oreochromis niloticus* exposed to deltamethrin. *Environmental Toxicology and Pharmacology*, 34:170-179, 2012.

KÖPRÜCÜ, K.; AYDIN, R. The toxic effects of pyrethroid deltamethrin on the common carp (*Cyprinus carpio*) embryos and larvae. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 80:47-53, 2004.

KUMAR, A. et al. λ -cyhalothrin and cypermethrin induced in vivo alterations in the activity of acetylcholinesterase in a freshwater fish, *Channa punctatus* (Bloch). *Pesticide Biochemistry Physiology*, 93:96-99, 2009.

KUMAR, A.; SHARMA, B.; PANDEY, S. Assessment of acute toxicity of lambda-cyhalothrin to a freshwater catfish, *Clarias batrachus*. *Environmental Chemistry Letters*, 9:43-46, 2011.

KUMAR, S.; LATA, S.; GOPAL, K. Deltamethrin induced physiological changes in freshwater catfish *Heteropneustes fossilis*. Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology, 62:254-258, 1999.

LUSHCHAK, V.I. Environmentally induced oxidative stress in aquatic animals. Aquatic Toxicology, 101:13-30, 2011.

MARINO, D.; RONCO, A. Cypermethrin and Chlorpyrifos concentration levels in surface water bodies of the Pampa Ondulada, Argentina. Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology, 75:820-826, 2005.

MARTINSEN, B; ALEXANDERSEN, S; FOSSUM, B.H. Deltamethrin, an effective treatment against the isopod sea lice *Ceratothoa oestroides* infecting farmed sea bass (*Dicentrarchus labrax*). In: Disease of fish and shellfish, Tenth International Conference, Trinity College, Dublin, Ireland, O-096, 2001.

MEYER, F.P. Aquaculture disease health management. Journal of Animal Science, 69:4201-4208, 1991.

MISHRA, D.; SRIVASTAV S.K.; SRIVASTAV, A.K. Effects of cypermethrin on plasma calcium and ultimobranchial gland of a teleost, *Heteropneustes fossilis*. Ecotoxicology and Environmental Safety, 60:193-197, 2005.

MORAES, F.D. et al. Acute toxicity of pyrethroid-based insecticides in the Neotropical freshwater fish *Brycon amazonicus*. Ecotoxicology and Environmental Contamination, 8(2):59-64, 2013.

MOREIRA, S. M. et al. Ecotoxicological tools for the tropics: sublethal assays with fish to evaluate edge-of-field pesticide runoff toxicity. Ecotoxicology and Environmental Safety, 73:893-899, 2010.

MUSHIGERI, S.B.; DAVID, M. Fenvalerate induces damages in the Ach and associated AChE activity in different tissues of fish *Cirrhinus mrigala* (Hamilton) under lethal and sub-lethal exposure period. Environmental Toxicology and Pharmacology, 20: 65-72, 2005.

NARAHASHI, T. Neuronal ion channel as the target sites of insecticides. Pharmacology and Toxicology, 79:1-14, 1996.

NARAHASHI, T. Transmitter-activated ion channels as the target of chemical agents. Advances in Experimental Medical and Biology, New York, 287:61-73. 1991.

ORGANIZAÇÃO MUNDIAL DA SAÚDE – OMS. Deltamethrin. Environmental Health Criteria 97. Geneva, 1990. Disponível em: <<http://www.inchem.org/documents/ehc/ehc/ehc97.htm>>. Acesso em 29/07/2012.

ORGANIZAÇÃO MUNDIAL DA SAÚDE - OMS. Environmental Health Criteria 82, Cypermethrin, 1989.

PIMPÃO, C.T.; ZAMPONIO, A.R.; ASSIS, H.C.S. Effects of deltamethrin on hematological parameters and enzymatic activity in *Ancistrus multispinis* (Pisces, Teleostei). Pesticide Biochemistry and Physiology, 88:122-127, 2007.

PINER, P.; ÜNER, N. Oxidative and apoptotic effects of lambda-cyhalothrin modulated by piperonylbutoxide in the liver of *Oreochromis niloticus*. Environmental Toxicology and Pharmacology, 33:414-420, 2012.

REDDY, P.M.; PHILIP, G.H. Changes in the levels of respiration and ions in the tissues of freshwater fish, *Labeo rohita* under fenvalerate stress. *Chemosphere*, 25(6): 843-852, 1992.

REDDY, P.M.; PHILIP, G.H.; BASHAMOHIDEEN, M.D. Regulation of AChE system of freshwater fish, *Cyprinus carpio*, under fenvalerate toxicity. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 48:18-22, 1992.

SAHA, S.; KAVIRAJ, A. Acute toxicity of synthetic pyrethroid cypermethrin to some freshwater organisms. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 80:49-52, 2008.

SARAVANAN, R.; REVATHI, K.; MURTHY, P.B. Lambda cyhalothrin alterations in *Clarias batrachus*. *Journal of Environmental Biology*, 30(2):265-270, 2009.

SAXENA, K.K.; SETH, N. Toxic effects of cypermethrin on certain hematological aspects of fresh water fish *Channa punctatus*. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 69:364-369, 2002.

SAXENA, P.N.; CHAUHAN, L.K.S.; GUPTA, S.K. Cytogenetic effects of commercial formulation of cypermethrin in root meristem cells of *Allium sativum*: Spectroscopic basis of chromosome damage. *Toxicology*, 216:244-252, 2005.

SCHALCH, S.H.C.; MORAES, F.R.; SOARES, V.E. Praziquantel, levamisol e diflubenzuron no controle de *Dolopscarvalhoi* (Crustacea: Brachiura) e *Anacanthorus penilabiatus* (Monogenea: Dactylogyridae) em *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887 (Osteichthyes: Characidae). *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, Jaboticabal, 18(1):53-59, 2009.

SCHLENK, D.; HANDY, R.; STEINERT, S.; DEPLEDGE, M.H.; BENSON, W. Biomarkers. In: DI GIULIO, RT.; HINTON D.E. (Eds). *The toxicology of fishes*. Boca Raton, FL, USA: CRC Press, Taylor & Francis, p.684-713, 2008.

SCOTTISH ENVIRONMENTAL PROTECTION AGENCY – SEPA. Policy on the use of cypermethrin in marine fish farming risk assessment, EQS and recommendations. 1998. Disponível em <<http://sepa.org.uk/aquaculture/policies/index.htm>> Policy No. 30.>.

SCOTTISH ENVIRONMENTAL PROTECTION AGENCY – SEPA. Attachment XIV. Guidance note on the licensing of discharges of AMX (deltamethrin) at marine cage fish farms. 6 June, 2008.

SEVATDAL, S., HORSBERG, T.E. Determination of reduced sensitivity in sea lice (*Lepeophtheirus salmonis*) against the pyrethroid deltamethrin using bioassays and probit modelling. *Aquaculture*, 218:21- 31, 2003.

SIMON, L. M. et al. Effects of synthetic pyrethroids and methidation on activities of some digestive enzymes in carp (*Cyprinus carpio* L.). *Journal of Environmental Science and Health part B*, 34(5):819-828, 1999.

SODERLUND, D. M. et al. Mechanisms of pyrethroid neurotoxicity: implications for cumulative risk assessment. *Toxicology*, 171:3-59, 2002.

SUBASINGHE, R.; SOTO, D.; JIA, J. Global aquaculture and its role in sustainable development. *Reviews in Aquaculture*, 1:2-9, 2009.

SUNDE, J.; TARANGER, G.L.; RUNGRUANGSAK-TORRISSEN, K. Digestive protease activities and free amino acids in white muscle as indicators for feed conversion efficiency and growth rate in Atlantic salmon (*Salmo salar*L.). *Fish Physiology and Biochemistry*, 25(4):335-345, 2004.

SUVETHA, L.; RAMESH, M.; SARAVANA, M. Influence of cypermethrin toxicity on ionic regulation and gill Na⁺/K⁺- ATPase activity of a freshwater teleost fish *Cyprinus carpio*. *Environmental Toxicology and Pharmacology*, 29:44-49. 2010.

TOUMI, H. et al. Is acetylcholinesterase a biomarker of susceptibility in *Daphnia magna* (Crustacea, Cladocera) after deltamethrin exposure? *Chemosphere*, 120:351-356, 2015.

UNITED STATES ENVIRONMENTAL PROTECTION AGENCY – USEPA. Reregistration Eligibility Decision for Cypermethrin (revised 01/14/08), List B, Case No. 2130, 2008.

URAL, M.; S; SAGLAN, N. A study on the acute toxicity of pyrethroid deltamethrin on the fry rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Pesticide Biochemistry and Physiology* 83:124-131, 2005.

VANI, T. et al. Alteration in haematological and biochemical parameters of *Catla catla* exposed to sub-lethal concentration of cypermethrin. *Fish Physiology and Biochemistry*, 38(6):1577-84, 2012.

VIEIRA, H.P.; NEVES, A.A.; QUEIROZ, M.E.L.R. Otimização e validação da técnica de extração líquido-líquido com partição em baixa temperatura (ELL-PBT) para piretroides e análise por CG. *Química Nova*, 30(3):535-540, 2007.

VILLARINI, M. et al. In vitro genotoxic effects of the insecticide deltamethrin in human peripheral blood leukocytes. *Toxicology*, 130:129-139, 1998.

VIRAN, R., et al. Investigation of acute toxicity of deltamethrin on guppies (*Poecilia reticulata*). *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 55:82-85.,2003.

WESTON, D.P., YOU, J., LYDY, M.J. Distribution and toxicity of sediment-associated pesticides in agriculture-dominated water bodies of California's Central Valley *Environmental Sciences Technology*, 38:2752-2759, 2004.

WHEELOCK. C.E. et al. Individual variability in esterase activity and CYP1A levels in Chinook salmon (*Oncorhynchus tshawytscha*) exposed to esfenvalerate and chlorpyrifos. *Aquatic Toxicology*, 74:172-192, 2005.

CAPÍTULO 29

IMPACTOS DE PESTICIDAS E BIOPESTICIDAS NA AQUICULTURA

Wagner dos Santos Mariano¹
Sandro Estevam Moron
Rodrigo Garófallo Garcia
Marcos Tavares-Dias

INTRODUÇÃO

Aquicultura é a produção de organismos cujos ciclos de vida naturais se dão, total ou parcialmente, em meio aquático, para fins de consumo do homem. As várias atividades que ela abrange podem ser subdivididas nas seguintes especialidades: piscicultura (criação de peixes), malacocultura (criação de moluscos, como lulas, ostras e mexilhões), carnicultura (criação de camarões, caranguejos e siris), algicultura (cultivo de micro ou macroalgas), ranicultura (criação de rãs) e criação de jacarés (Botelho et al., 2012). Atualmente, a aquicultura é o setor de produção de alimentos que mais cresce no mundo. Ao contrário do que ocorre com a pesca extrativista, a produção da aquicultura segue crescendo sensivelmente (Moser, 2005). Segundo estatísticas da FAO (2004), a contribuição da aquicultura na produção mundial de peixes, crustáceos e moluscos passou de 3,9% da produção total em toneladas em 1970, para 27,3% em 2000.

Os diversos meios de cultivo de organismos aquáticos via aquicultura, muitas vezes recebem resíduos de pesticidas oriundos de plantações, e isso é um problema que pode afetar a saúde animal. Resíduos de agrotóxicos ou pesticidas são frequentemente encontrados nos ecossistemas costeiros, podendo vir a contaminar as

Mariano et al. Impactos de pesticidas e biopesticidas na aquicultura. In: Tavares-Dias, M. & Mariano, W.S. (Org.). Aquicultura no Brasil: novas perspectivas. São Carlos, Editora Pedro & João, 2015.

águas, após lixiviação. Pesticidas podem ser introduzidos também em lagoas costeiras ou estuário através da aplicação direta, derrames acidentais, lixiviação, drenagem ou precipitação dos resíduos das plantações, além do uso direto na aquicultura como controle de pragas. Muitas vezes, áreas adjacentes aos cultivos de espécies aquáticas são ocupadas por plantações, o que pode comprometer a qualidade da água (Galindo Reyes et al., 2000; Comoglio et al., 2005; Moser, 2005).

Este sobre visa discutir sobre agrotóxicos utilizados nas lavouras que de alguma forma interagem, impactam os ambientes e organismos aquáticos, além discutir sobre os agentes biológicos que estão sendo utilizados no controle de pragas, os biopesticidas, que atuam como controle biológico, dando ênfase aos biopesticidas a base da bactéria *Bacillus thuringiensis*.

AGROTÓXICOS

O uso de drogas veterinárias, agrotóxicos e afins tornam-se importantes no controle de determinados organismos em ambientes hídricos, uma vez que muitos desses organismos trazem grandes prejuízos à economia, à saúde humana e ao meio ambiente. Vários produtos químicos e biológicos tais como: herbicidas, algicidas, moluscicidas, larvicidas, fungicidas e drogas veterinárias têm sido intencionalmente introduzidas nos ambientes hídricos (Maximiano et al., 2005).

Dados da Agência Nacional de Vigilância Sanitária (Anvisa) e Observatório da Indústria dos Agrotóxicos da UFPR, divulgados em abril de 2012, mostram que na última década, o mercado mundial de agrotóxicos cresceu 93%, enquanto o mercado brasileiro cresceu 190%. Kugler (2012) comenta que o Brasil é a “lixreira tóxica” do planeta e desde 2008, somos os maiores consumidores globais de insumos químicos para agricultura. Das 50 substâncias mais usadas no Brasil, 24 já foram banidas nos Estados Unidos, Canadá, Europa e algumas na Ásia. Apenas 14 delas estão em processo de reavaliação pela Anvisa, procedimento que arrasta-se desde 2008.

Na tentativa de controlar e combater os efeitos danosos e indesejáveis dos insetos, no que se relaciona à saúde do homem e às limitações impostas à produção agrícola com sérias repercussões econômicas, logo após a II Guerra Mundial, várias indústrias começaram a pesquisar e produzir substâncias químicas com capacidade inseticida. A descoberta das propriedades inseticidas do organoclorado DDT, em 1939, é tida como o marco de transição nas técnicas de controle fitossanitário das culturas agrícolas. A introdução de agrotóxicos organossintéticos no Brasil teve início em 1943, quando chegaram às primeiras amostras do inseticida DDT (Santiago,1986).

CLASSIFICAÇÃO DOS AGROTÓXICOS

As substâncias químicas destinadas à proteção de culturas agrícolas e áreas urbanas contra a ação danosa de formas de vida animal e/ou vegetal são denominadas pesticidas, também conhecidos como agroquímicos, agrotóxicos, biocidas, defensivos agrícolas e praguicidas (Moura, 2008).

Os agrotóxicos são classificados pela Anvisa, órgão de controle do Ministério da Saúde, em quatro classes de perigo para sua saúde:

- Classe I = extremamente tóxico
- Classe II = altamente tóxico
- Classe III = medianamente tóxico
- Classe IV = pouco tóxico

Os produtos da Classe II e I só devem ser utilizados se realmente necessários, nos casos em que não houver produtos das Classes IV ou III para a mesma “praga” ou doença e que não exista nenhuma outra maneira de combate.

Quanto a sua função os agrotóxicos podem ser classificados como: inseticidas (utilizados no controle de insetos), fungicidas – (com função de destruir ou inibir fungos), herbicidas (utilizados no combate às plantas invasoras), raticidas (utilizados no combate a ratos e outros roedores), moluscocidas (com função de combater moluscos), nematocidas (com função de combater nematoides), acaricidas (utilizados no combate a ácaros), desfolhantes (com função

de eliminar folhas indesejadas) e fumigantes (utilizados no combate às bactérias do solo) (Yamashita, 2008). Dentre os agrotóxicos utilizados, os mais consumidos são os herbicidas, seguidos pelos inseticidas, fungicidas e acaricidas (Jardim & Andrade, 2009).

Os agrotóxicos, também conhecidos como pesticidas, podem ser classificados em inorgânicos e orgânicos. Os pesticidas inorgânicos foram muito utilizados no passado; porém, atualmente não representam mais do que 10% do total de pesticidas em uso. São produtos à base de arsênico e flúor e os compostos minerais que agem por contato matando a praga por asfixia. Os pesticidas orgânicos compreendem são aqueles de origem vegetal e os organossintéticos. Os primeiros são de baixa toxicidade e de curta permanência no ambiente (como o piretro contido no crisântemo e a rotenona extraída do timbó). Já os organossintéticos, além de persistirem muitos anos nos ecossistemas, contaminando-os, também trazem uma série de problemas de saúde para o homem, o que torna seu uso proibido (Oliveira Silva et al., 2001; Agrofit, 2000). Klaassen (1995) comenta que os pesticidas quando aplicados diretamente no solo podem ser degradados por vias químicas, fotólise ou ação de microrganismos. Entretanto, muitas moléculas de alta persistência podem permanecer no ambiente, sem sofrer qualquer alteração. Essas moléculas podem ser adsorvidas nas partículas do solo, dessorvidas, sofrendo lixiviação e atingindo as águas superficiais e subterrâneas.

EXPOSIÇÃO AMBIENTAL AOS AGROTÓXICOS

Depois da aplicação de um agrotóxico, vários processos físicos, químicos, físico-químicos e biológicos determinam seu comportamento. O destino dos agrotóxicos no ambiente é regido por processos de retenção (sorção, absorção), de transformação (degradação química e biológica), de transporte (deriva, volatilização, lixiviação e carreamento superficial) e por interações desses processos (Spadotto et al., 2003).

Além da variedade de processos envolvidos na determinação do destino ambiental de agrotóxicos, diferenças nas estruturas e propriedades das substâncias químicas, e nas características e

condições ambientais, podem afetar esses processos. Condições meteorológicas, composição das populações de microrganismos do solo, propriedades físicas e composição química do solo, presença ou ausência de plantas, localização da área na topografia e práticas de manejo do solo podem também afetar o destino de agrotóxicos no ambiente. Além disso, a taxa e a quantidade de água que se move na superfície e no perfil do solo têm um grande impacto no movimento dos agrotóxicos (Andrei, 1996).

Os agrotóxicos são moléculas sintetizadas para afetar determinadas reações bioquímicas de insetos, microrganismos, animais e plantas que se quer controlar ou eliminar, mas determinados processos bioquímicos são comuns a todos os seres vivos e, assim, o efeito pode então atingir não só o organismo que se espera controlar, como também outros seres vivos no ambiente. A introdução de agrotóxicos no ambiente agrícola pode provocar perturbações ou impactos, pois pode exercer uma pressão de seleção nos organismos e alterar a dinâmica bioquímica natural, tendo como consequência, mudanças na função do ecossistema (Charbonneau, 1979).

AGROTÓXICOS NA PISCICULTURA

A piscicultura é uma atividade importante como fonte de proteína animal para o consumo do homem. Porém, o desenvolvimento dessa atividade economia nos últimos anos enfrenta problemas relacionados à nutrição, qualidade ambiental, doenças infecciosas e parasitárias com significativos prejuízos econômicos (Ceccarelli et al., 1990; Pavanelli et al., 2002; Martins et al., 2002).

Na piscicultura, em geral, o controle das parasitoses é feito usando agrotóxicos aplicados sem orientação adequada e indiscriminadamente (Ranzani-Paiva et al., 1997; Rodrigues et al., 1997). Por exemplo, em pisciculturas e pesque-pagues da bacia do Rio Mogi Guaçu (SP), 77,4 % das propriedades executam práticas de manejo que requerem o uso de produtos químicos. Um número expressivo desses empreendimentos (39,3%) já utilizou praguicidas,

sendo que do total de formulações empregadas, 94,1% foram inseticidas e o restante herbicidas (Luvizotto-Santos et al.,2009). Esteves & Ishikawa (2006) também constataram resultados similares em pesque-pagues da região metropolitana de São Paulo.

Ataques de predadores ou parasitos causam prejuízos na piscicultura devido à redução no crescimento e mortalidade de peixes, sendo os insetos aquáticos considerados os que mais causam perdas na fase de alevinagem (Garádi et al.,1988). Produtores de salmão, por exemplo, usam praguicidas azametifos, cipermetrina, deltametrina, diflubenzuron e teflubenzuron para eliminar crustáceos *Lepeoptheirus salmonis* (Selvik et al., 2002). No Brasil, diflubenzuron (Dimilin®) é usado para eliminar os lerneideos *Perulernaea gamitanae* (Tavares-Dias et al., 2011) e *Lernaea cyprinacea* (Mabilia & Souza, 2006), além de outras espécies de parasitos crustáceos (Tavares-Dias et al., 2014). A principal forma de combater crustáceos parasitos é tem sido usando praguicidas, em especial os organofosforados, benzoilfeniluréias, carbamatos e piretróides (Horsberg et al.,1989; Lester & Roubal, 1995; Shepherd, 1995).

Diflubenzuron é o produto químico mais utilizado na bacia do Rio Mogi-Guaçu, seguido pelo paration metílico e triclorfonm (Luvizotto-Santos et al.,2009). Em pisciculturas do Estado do Rio Grande do Sul, diflubenzuron é o mais empregado, seguido por avermectinas e organofosforados (Mabilia & Souza, 2006).

Na piscicultura, os inseticidas organofosforados são empregados no controle de odonatas e outros predadores de larvas de peixes (Carr & Chambers, 1996; Mataqueiro, 2002). Além disso, organofosforados têm sido usados para eliminar e controlar ectoparasitos (Rodrigues et al., 1997).

Os organoclorados apresentam maior persistência no meio ambiente e tendência de acumulação na cadeia trófica, ao contrário dos organofosforados que são mais biodegradáveis e apresentam menor persistência no ambiente (Begum & Vijayaraghavan, 1995; Varó et al., 2000; Pehkonen & Zhang, 2002; Sogorb & Vilanova, 2002; Nembr & Abd-Allah, 2004). Com isso os pesticidas organofosforados têm sido usados em substituição aos compostos organoclorados nas

atividades agrícolas (Varó et al., 2000; Pehkonen & Zhang, 2002), mas seu uso resulta em poluição ambiental, contaminação dos peixes de cultivo e demais organismos da cadeia aquática (Ranzani-Paiva et al., 1997 & Rodrigues et al., 1997). Os inseticidas organofosforados são também comumente utilizados na preparação de viveiros de recepção de larvas de peixe, na concentração de 0,25 a 3,00 mg/L (Juarez & Rouse, 1983; Opuszynsky et al., 1984). Senhorini et al. (1991) relatam que o methyl-parathion nas concentrações de 0,25 a 0,50 mg/L, eliminou as populações de Odonata e Cladóceros dos viveiros.

Triclorfon é usado em tanques e viveiros com carpa comum (*Cyprinus carpio*), carpa capim (*Ctenopharyngodon idella*), bagre-do-canal (*Ictalurus punctatus*), tilápias e black bass (*Micropterus salmoides*) (Kubitza & Kubitza, 2004). Esse produto seleciona zooplâncton, eliminando uma variedade de odonatas, copépodes e cladóceros, sobrevivendo rotíferos que são alimentos indispensáveis às pós-larvas (Garádi, 1988), sendo usado na eliminação de parasitos argulídeos e copépodes (Juarez & Rouse, 1983; Ranzani-Paiva et al., 1987; Tavares-Dias et al., 1999; Pavanelli et al., 1999; Tonguthai, 1997). Além disso, recomenda-se 0,5 mg/L de Triclorfon durante três dias consecutivos para controle de monogenoídeos (Pavanelli et al., 1999). Entretanto, esse produto é tóxico para o ambiente e manipulador.

AÇÃO FISIOLÓGICAS E PATOLÓGICAS DE PESTICIDAS EM ORGANISMOS AQUÁTICOS

Os pesticidas, que por algum motivo interagem de forma direta ou indireta com os organismos aquáticos são conhecidas como xenobióticos. Esses por se tratarem de substâncias químicas, são exemplos de xenobióticos que afetam organismos aquáticos e terrestres, sendo eles vertebrados e invertebrados. As células, tecidos e órgãos são as porções com maior acometimento pelos efeitos dos xenobióticos, por estarem em contato direto com o meio aquático, como é o caso brânquias e pele dos peixes. Quando essas substâncias químicas conseguem invadir os órgãos internos, há um desequilíbrio homeostático que é seguido por alterações fisiológicas diversas, otimizando o quadro do animal contaminado (Wendelaar Bonga,

1997). O desencadeamento de alterações provocadas por estressores químicos acontecem inicialmente em nível molecular, como consequência da interação do xenobiótico com as moléculas que compõem o organismo. Dessa forma, a interação do xenobiótico com receptores, enzimas, dentre outras moléculas, podem causar alterações no metabolismo, culminando em morte celular por necrose ou apoptose. As alterações no material genético também são comuns, caracterizando assim, o xenobiótico como agente genotóxico (Udroiu, 2006).

Concentrações subletais de pesticidas como o DDT, Lindane e Diazinon, causam alterações fisiológicas e bioquímicas em camarões, afetando a produtividade do cultivo (Galindo-Reyes et al., 2000). Os inseticidas, quando absorvidos pelos organismos aquáticos, causam reações neurotóxicas capazes de provocar efeitos adversos no sistema nervoso central, em nervos periféricos e órgãos do sentido. Esses efeitos são considerados reversíveis quando ocorrem mudanças funcionais temporárias e, irreversíveis, quando envolvem mudanças estruturais com degeneração das células nervosas. Inseticidas organofosforados, carbamatos e piretróides, quando absorvidos por esses organismos, são metabolizados e excretados rapidamente, sem permitir a ocorrência da acumulação nos tecidos vegetais e animais (Lu, 1996; Larini, 1997; Moser, 2005).

Contaminantes orgânicos podem causar, além de outras alterações, a indução de enzimas que atuam na metabolização ou detoxificação dos mesmos, ou, em alguns casos, produzir metabólitos ativos (Moser, 2005). Durante o processo de biotransformação, outras alterações envolvem a indução de enzimas decorrentes de interações desses contaminantes com receptores celulares e, ainda alterações no DNA. Essas respostas podem não causar nenhum dano evidente ao organismo; porém, podem trazer consequências para as células ou para todo o organismo, afetando, por exemplo, seu crescimento e reprodução. Nesse sentido, alterações bioquímicas são a primeira resposta de ação biológica e representam a base molecular da toxicidade (Walker et al., 1996).

Biomarcadores fisiológicos específicos e não específicos têm a capacidade de integrar os efeitos de estresses múltiplos e podem ajudar a elucidar os mecanismos moleculares desses efeitos -modo de ação (Huggett et al., 1992). O complexo sistema imune dos organismos aquáticos deve ser amplamente estudado, para a sua melhor compreensão, pois são ferramentas inatas que auxiliam nos processos de ajustes quando estão sob efeito de águas com poluentes e pesticidas. Porém, cada espécie tem suas estratégias imunológicas para driblar as situações adversas.

EFEITOS DA EXPOSIÇÃO DOS AGROTÓXICOS EM PEIXES

O uso indiscriminado dos agrotóxicos nas pisciculturas tem resultado em poluição ambiental, contaminação dos peixes e outros organismos envolvidos na cadeia alimentar aquática (Ranzani-Paiva al., 1997; Rodrigues et al., 1998). Os inseticidas organofosforados destacam-se como os agrotóxicos mais utilizados em piscicultura para o controle da ectoparasitoses. Entretanto, a aplicação desses inseticidas pode resultar em altos níveis de resíduos nos peixes, inclusive no momento do consumo, pois normalmente os períodos de carência não são respeitados pelos piscicultores (Rodrigues et al., 1997).

O uso organofosforados no controle de ectoparasitos na piscicultura pode causar alterações fisiológicas em peixes mesmo em concentrações subletais (Ranzani-Paiva al., 1987; Ranzani-Paiva et al., 1997; Rodrigues et al., 1997; Tavares-Dias et al., 1999). Pois esses produtos tem a capacidade de bioacumularem em tecidos de animais aquáticos (Serrano et al., 1995; Tsuda et al., 1996; Kitamura et al., 2000; Amaraneni & Pillala, 2001; Lopes et al., 2006).

Rao & Rao (1984), após a exposição de *Tilapia mossambica* ao methyl-parathion, verificaram que houve bloqueio na condução do impulso nervoso e diminuição da atividade da acetilcolinesterase em tecidos como músculo, brânquia, fígado e cérebro. Straus & Chambers (1995) verificaram que o methyl-parathion causou inibição da acetilcolinesterase no cérebro, brânquia, fígado e músculos de catfish. Aguiar et al. (2004) concluíram que o methyl-parathion

causou efeito negativo no metabolismo energético de peixes da espécie *Brycon amazonicus*.

Srivastava & Singh (1981) quando submeteram peixes a concentração subletal (5,6 mg/L) de methyl parathion verificaram que o nível do glicogênio do músculo diminuiu em 3, 6, 12 e 96 horas. Os níveis de glicogênio hepático dos peixes diminuíram após 6 horas de exposição, enquanto os níveis de glicose sanguínea aumentaram após 3 e 6 horas de exposição. Efeitos subletais após exposição ao trichlorfon causaram alterações hematológicas em *Prochilodus scrofa* (Ranzani-Paiva et al., 1997) e *Cyprinus carpio* (Chandrasekara & Pathiratne, 2005), efeito agudo no baço de *P. scrofa* (Rodrigues et al. 1997), lesões histopatológicas no fígado de *Brachydanio rerio* (Rodrigues et al., 1998), *Prochilodus lineatus* (Rodrigues et al., 2001) e brânquias, fígado e rim de *Piaractus mesopotamicus* (Mataqueiro et al., 2009). Mataqueiro et al.(2014) observaram a inibição da atividade da colinesterase no plasma e no cérebro em *P. mesopotamicus* pelo triclorfon. Após exposição de *Oreochromis niloticus* ao triclorfon (dose subletal) houve hipertrofia cardíaca possivelmente devido ao efeito hipertensivo do organofosforado e/ou pelo estresse oxidativo induzido no tecido cardíaco (Thomaz et al., 2009).

CONTROLE BIOLÓGICO NA AGRICULTURA E USO DE *Bacillus thuringiensis* (BIOPESTICIDA)

Práticas agrícolas como o uso de variedades selecionadas e rotação de cultivos podem reduzir enormemente a necessidade de aplicação de pesticidas sintéticos. O controle biológico avança, visando a preservação das plantações e salvaguardar a produção de alimentos mediante a substituição dos pesticidas químicos por outros de fonte biológica, tais como bactérias, fungos e vírus entomopatogênicos (Malajovich, 2012). A busca por métodos que diminuam o uso de inseticidas químicos vem ocorrendo em todo o mundo, com a finalidade de reduzir os impactos causados ao meio ambiente por tais agentes, que além de poluir, interferem no equilíbrio ecológico possibilitando o surgimento de insetos resistentes (Lima, 2010).

Os bioinseticidas, também chamados de entomopatógenos, em geral, são microrganismos que causam doenças nos insetos. Na maioria dos casos, o efeito ocorre devido à presença de toxinas específicas que têm sua ação no interior do inseto-alvo. Um dos bioinseticidas mais conhecidos em todo o mundo é a bactéria entomopatogênica *Bacillus thuringiensis*, descrita em 1915 na Alemanha, e foi isolada a partir de traça de farinha (*Anagasta kuehniella*). O primeiro produto comercial dessa bactéria, chamado Sporeine[®], estava disponível em 1938 na França. Nos Estados Unidos (EUA), o primeiro agente microbiológico para controle de pragas (*Bacillus popilliae*) foi registrado em 1948 pelo Departamento de Agricultura daquele país. Somente em 1957 foi produzida a primeira formulação comercial de *B. thuringiensis*. Até 2007, os Estados Unidos haviam registrado cerca de 84 ingredientes ativos biológicos, compondo em torno de 262 produtos à base de microrganismos (Oliveira-Filho, 2008).

O exemplo mais conhecido dessa tecnologia verde compreende a uma das várias bactérias encontradas no solo, o *B. thuringiensis* (Figura 1). *Bacillus thuringiensis* é utilizado como pesticida agrícola há mais de trinta anos, sem que suas toxinas tenham causada danos às pessoas, à vida silvestre ou à maioria dos insetos benéficos. Com o advento da engenharia genética foi possível transferir os genes correspondentes a várias plantas (milho, algodão, outras) que temporariamente produzem diretamente a toxina inseticida (Malajovich, 2012).

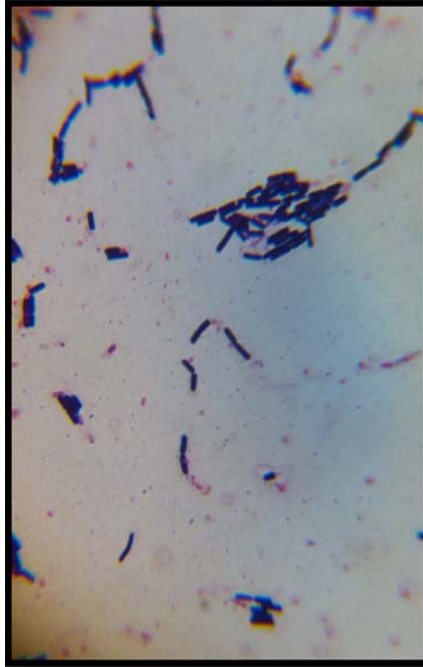


Figura 1. *Bacillus thuringiensis* cultivado a 35°C em estufa microbiológica por 24 horas a partir do biopesticida (DiPel®) em ágar MillherHinton. Microscopia Óptica ampliada 100x. Fonte: Mariano, W.S.

Bacillus thuringiensis é uma bactéria que ocorre naturalmente no solo, água, insetos mortos e ambientes onde se armazenam grãos. Essa é uma bactéria gram-positiva, aeróbia, da família *Bacillaceae*, que produz inclusões protéicas cristalinas e esporos. Tais inclusões são compostas por proteínas como a *δ*endotoxinas ou proteínas *Cry* (Figura 2), muito tóxicas a uma grande variedade de insetos-praga de importância econômica e também a outros invertebrados (Macedo et al., 2012; Martins et al., 2014).

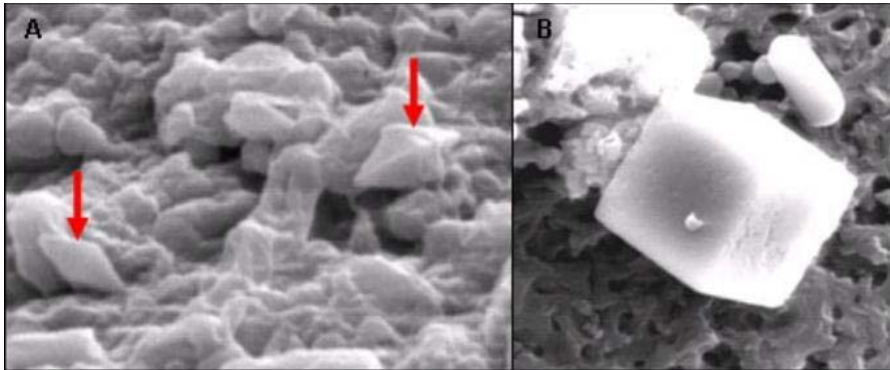


Figura 2. Morfologia dos Cristais da linhagem de *Bacillus thuringiensis*. (A) Bipiramidal; (B) Cubóide (Valicente; Souza, 2004 adaptado por Gusmão, 2013).

Várias estirpes de *B. thuringiensis*, específicas para algumas ordens de inseto, como Lepidoptera, Coleoptera e Diptera, têm sido isoladas (Macedo et al., 2012). Atualmente, há numerosos produtos à base de *B. thuringiensis* comercializados por diversas empresas nacionais e internacionais (Vectorcontrol, Milenia, Sumitomo, Bayer, Iharabras, outras) com diferentes nomes (Bac-control, Bactur, Dipel, Ecotech Pro, Thuricide, outros) (Malajovich, 2012).

O mecanismo de ação do *B. thuringiensis* compreende várias etapas, como a solubilização do cristal, processamento das toxinas, interações específicas com receptores, união ao receptor e inserção de uma parte da toxina na membrana apical das células intestinais dos insetos. Os receptores responsáveis pela ligação da toxina à membrana têm sido estudados em lepidópteros, para determinar especificidade, toxicidade e mecanismo de ação das toxinas *Cry* (Macedo, 2014). A maioria das estirpes de *B. thuringiensis* pode sintetizar mais de um tipo de cristal, podem ser formados por diferentes proteínas *Cry*, e, certas vezes pode ocorrer até cinco toxinas sintetizadas por uma mesma estirpe (Lima, 2010; Macedo, 2014).

O efeito tóxico de esporos e cristais de *B. thuringiensis* nos insetos manifesta-se com imediata paralisação do tubo digestório e peças bucais, levando à lise celular e provocando a interrupção

alimentar. A destruição das células colunares e caliciformes proporcionam a entrada de esporos, onde germinam, provocam o colapso do intestino médio, inanição e posterior septicemia, levando o inseto à morte (Daí & Gill, 1993; Monnerat & Bravo, 2000; Lima, 2010).

PERSPECTIVAS SOBRE OS IMPACTOS DOS BIOPESTICIDAS EM PEIXES

O uso de agroquímicos nos sistemas de produção agrícola constitui uma ameaça para os organismos aquáticos do entorno, bem como a saúde do homem. Assim, tem-se incentivado o uso de produtos de menores riscos a base de agentes biológicos tais como biopesticidas. Apesar da conhecida inocuidade do uso de biopesticidas usados no combate a pragas, alguns relatos têm mostrado infecções e efeitos adversos em organismos não-alvo, entre eles, espécies aquáticas (Jonsson, et al., 2014).

Os biolarvicidas à base de *B. thuringiensis* são empregados mundialmente em larga escala por sua qualidade, não poluição do ambiente, preservação da maioria da fauna associada e pelo fato de não ter sido observado, até o momento, o surgimento de espécies resistentes ao produto (Petry et al., 2004). Porém, poucos estudos são conhecidos sobre impactos dos biopesticidas em organismos aquáticos, incluindo biopesticida a base de *B. thuringiensis*. Assim, o Núcleo de Aquicultura e Piscicultura Familiar (NAPisF/UFT) vem se debruçando em estudos sobre os impactos do biopesticida *B. thuringiensis* em peixes nativos. Para pacu (*Piaractus mesopotamicus*), 1,4 g/L de biopesticida a base de *B. thuringiensis* não causou alterações sanguíneas, pois as pequenas alterações observadas foram rapidamente ajustadas fisiologicamente. Como nenhum peixe morreu durante 48 horas de experimentação ou após 48 horas da recuperação da exposição ao biopesticida, assim essa concentração pode ser considerada subletal para essa espécie de peixe. Porém, outros diferentes concentrações e outras espécies de peixes devem ser testados, para termos uma confirmação da não nocividade dos biopesticidas a base de *B. thuringiensis*.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Na agricultura mundial, a utilização de pesticidas e biopesticidas é inerente e fundamental para aumento da produtividade de alimentos para consumo do homem e animais. Porém, quando eles agem de forma direta, principalmente no tratamento de parasitoses, e indireta, por exemplo, na lixiviação, podem provocar alterações morfológicas, fisiológicas, bioquímicas e até mesmo a morte de organismos aquáticos. Apesar dos diversos estudos sobre os efeitos de pesticidas químicos e suas interações com as diversas espécies de peixes os impactos dos biopesticidas utilizados no controle biológico, em peixes precisam ser investigados. Portanto, são necessários conhecer as melhores práticas de manejo dessas substâncias e quais causam menos impactos aos peixes.

REFERÊNCIAS

- AGUIAR, L. H. et al., Metabolical effects of folidol 600 on the neotropical freshwater fish matrinxã, *Brycon cephalus*. Environmental Research, 95: 224-230, 2004.
- AGROFIT. Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. São Paulo: Agrofit, 2000. p. 1 e 2. Disponível em: <http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons> Acesso em: 19jan. 2009.
- AMARANENI, S.R.; PILLALA, R.R. Concentration of pesticide residues in tissue of fish from Kolleru Lake in India. Environmental Toxicology, 16: 550-556, 2001.
- ANDREI, E. Compêndio de defensivos agrícolas: guia prática de produtos fitossanitários para uso agrícola. 5ed. São Paulo: Editora, 1996.
- BEGUM, G.; VIJAYARAGHAVAN, S. Carbohydrate metabolism in hepatic tissue of freshwater catfish *Clarias batrachus* L. during Dimethoate exposure. Food and Chemical Toxicology, 33(5): 423-426, 1995.
- BOTELHO, R. G. et al. Pós e contras da aplicação de pesticidas na aquicultura. Visão Agrícola – USP/ESALQ Ano8 Jul/Dez, 2012.
- CARR, R.L.; CHAMBERS, J.E. Kinetic analysis of the in vitro inhibition, aging, and reactivation of brain acetylcholinesterase from rat and channel catfish by paraoxon and chlorpyrifos-oxon. Toxicology and Applied Pharmacology, 139(2):365-373, 1996.
- CECCARELLI, P. S. et al., Observações sobre a ocorrência de parasitas no CEPT A entre 1983 e 1990. Boletim Técnico do CEPTA,3: 43-54, 1990.
- CHANDRASEKARA, H.U.; PATHIRATNE, A. Influence of low concentrations of Trichlorfon on haematological parameter and brain acetylcholinesterase activity in common carp, *Cyprinus carpio* L. Aquaculture Research, 36:144-149, 2005.
- CHARBONNEAU, J.P. Enciclopedia de Ecologia. São Paulo. EPU, Editora da Universidade De São Paulo, 1979.

- COMOGLIO, L. et al. Evaluation of sublethal biomarkers in *Litopenaeus vannamei* on foodborne exposure to methyl parathion. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 62(1):66-74, 2005.
- DAI S.M.; GILL, S.S. In vitro and in vivo proteolysis of the *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* CryIVD protein by *Culex quinque fasciatus* larval midgut proteases. *Insect Biochemistry and Insect Molecular Biology*, 23: 273-283, 1993.
- ESTEVEES, K.E.; ISHIKAWA, C.M. Características gerais e práticas de manejo em pesqueiros da região metropolitana de São Paulo. In: ESTEVES, K.E.; ANT'ANNA, C.L. (orgs.) Pesqueiros sob uma visão integrada de meio ambiente, Saúde Pública e Manejo. Um Estudo da Região Metropolitana de São Paulo, 2006.
- FAO. DNA-based Molecular Diagnostic Technics. FAO – Fisheries Technical Paper, No. 395, 2000.
- GALINDO-REYES, J.G. et al. Enzymatic and osmoregulative alterations in white shrimp *Litopenaeus vannamei* exposed to pesticides. *Chemosphere*, 40:233-237,2000.
- GARÁDI, P. et al. Avaliação do uso de inseticida (orgânicos fosforados) no combate às Odonatas e na seleção zooplânctônica em piscicultura de alevinagem. CODEVASF. Estudos de piscicultura. Brasília, 1988.
- GUSMÃO, F.P. Biopesticida à base de *Bacillus thuringiensis*. Universidade de São Paulo (USP), Lorena,2013.
- HORSBERG, T.E.; HY, T.; NAFSTAD, Y. Organophosphate poisoning of Atlantic salmon in connection with treatment against salmon lice. *Acta Veterinaria Scandinavica*, 30: 385-390, 1989.
- HUGGETT, J.R. et al. Biomarkers: biochemical, physiological e histological markers of anthropogenic stress. SETAC, Lewis Publishers, 1992.
- JARDIM, I.C.S.F.; ANDRADE, J.A. Resíduos de agrotóxicos em alimentos: uma preocupação ambiental global – um enfoque às maçãs. *Química Nova*, 32(4): 996-1012, 2009.
- JONSSON, M. et al. Antihistamines and aquatic insects: Bioconcentration and impacts on behavior in damselfly larvae (Zygoptera). *Science of the Total Environment*, 472: 108-111, 2014.
- JUAREZ, L.M.; ROUSE, D.B. Acute toxicity of trichorfon to juvenile freshwater prawn. *Progressive Fish-Culturist*, 45(4): 214-216, 1983.
- KLAASSEN, C.D. In: Casarett and Doull's Toxicology: the Basic Science of Poisons. 5a. ed., Mc Graw Hill, 1995.
- KITAMURA, S.; et al. Whole-body metabolism of the organophosphorus pesticide, fention, in goldfish, *Carassius auratus*. *Comparative Biochemistry and Physiology C*, 126: 259-266, 2000.
- KUBITZA, F.; KUBITZA, L. M. M. Principais parasitoses e doenças dos peixes cultivados, 3. ed. Piracicaba: Degaspari, 1998.
- KUGLER, H. Paraíso dos Agrotóxicos. *Ciência Hoje*, 50:21-25, 2012.
- LARINI, L. Toxicologia. Editora Manole, São Paulo, Brasil, 1997.
- LIMA, G. M. S. Proteínas Bioinseticidas Produzidas por *Bacillus thuringiensis*. In: Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agronômica, Recife, 7: 119-137, 2010.

- LESTER, R.J.G.; ROUBAL, F.R. Phylum Arthropoda. In: WOO, P.T.K. (ed.) Fish Diseases and Disorders. Vol. 1 Protozoan and Metazoan Infections. Cambridge: CAB International, University Press, 1995.
- LOPES, R.B.; PARAIBA, L.C., TORNISIELO, V.L. Bioconcentration of richlorfon inseticide in pacu (*Piaractus mesopotamicus*). Chemosphere, Oxford, 64: 56-62. 2006.
- LU, F. C. Basic toxicology: Fundamentals, target organs and risk assessment. Taylor & Francis Ltda, Washington, USA, 1996.
- LUVIZOTTO-SANTOS et al. O uso de praguicidas nas pisciculturas e pesqueiros situados na bacia do Rio Mogi- Guaçu. Boletim Instituto Pesca, 35(3): 343-358, 2009.
- MABILIA, R.G.; SOUZA, S.M.G. Efeito do tratamento com diflubenzuron na hematologia de jundiás, *Rhamdia quelen* (Pimelodidae) infestados por *Lernaea cyprinacea* (Copepoda) em banhos de imersão de 24 horas. Acta Scientiarum. Biological Sciences, 28(2): 159-163, 2006.
- MACEDO, C.L. et. al. Seleção e caracterização de estirpes de *Bacillus thuringiensis* eficientes contra a *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae). Pesquisa Agropecuária Brasileira, 47(12): 1759-1765, 2012.
- MALAJOVICH, M.A. Biotecnologia 2011. Rio de Janeiro, Edições da Biblioteca Max Feffer do Instituto de Tecnologia ORT, 2012.
- MARTINS, A.L.; VIVAN, R.H. F.; SANTOS, F.P. Caracterização Genética de Novos Isolados Bacterianos com Potencial Entomopatogênico. In: Revista Terra & Cultura: cadernos de ensino e pesquisa/Centro Universitário Filadélfia. Londrina, PR, v.1, (1985), 2014.
- MARTINS, M. L. et al. Recent studies on parasitic infections of freshwater cultivated fish in the state of São Paulo, Brazil. Acta Scientiarum Biology Science, 24: 981-985, 2002.
- MATAQUEIRO, M. I. Toxicidade aguda e subaguda do inseticida methyl paration no pacu (*Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887). 2002. 41p. Dissertação (mestrado em aquíicultura de águas continentais) – Centro de Aquíicultura da niversidad Estadual Paulista Campus de Jaboticabal, UNESP, Jaboticabal-SP, 2002.
- MATAQUEIRO M.I. et al. Histopathological changes in the gill, liver and kidney of pacu (*Piaractus mesopotamicus*, Holmberg, 1887) exposed to various concentrations of trichlorfon. Journal of Applied Ichthyology, 25: 124-127, 2009.
- MATAQUEIRO, M.I. et al. Degradation, residual determination, and cholinesterase activity of trichlorfon in *Piaractus mesopotamicus* Holmberg (pacu) 1887. Journal of Toxicology and Environmental Health. Part A , 77:125-132, 2014.
- MAXIMIANO, A. A. et al. Utilização de drogas veterinárias, agrotóxicos e afins em ambientes hídricos: demandas, regulamentação e considerações sobre riscos à saúde humana e ambiental. Ciência & Saúde Coletiva, 10(2): 483-491, 2005.
- MONNERAT, R.G.; BRAVO, A. Proteínas bioinseticidas produzidas pela bactéria *Bacillus thuringiensis*: modo de ação e resistência. IN: MELO, J.L. (ed). Controle Biológico. Jaguariúna. Embrapa Meio Ambiente. 3:163-200, 2000.
- MOSER, J.R. Respostas bioquímicas do camarão-branco, *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931), exposto ao inseticida Carbofuran e determinação da prevalência

natural do vírus da Necrose Hipodermal e Hematopoiética Infeciosa – IHHNV. Dissertação de mestrado. UFSC, Florianópolis, 2005.

MOURA, A.O. Síntese e aplicação de magadiíta na liberação controlada de herbicidas. 126p. Dissertação de Mestrado, Instituto de Química, Universidade de Brasília, Brasília, 2008.

NEMR, A.E.; ABD-ALLAH, A.M. A. Organochlorine contamination in some marketable fish in Egypt. *Chemosphere*, 54:1401-1406, 2004.

OLIVEIRA-FILHO, E.C. Avaliação da periculosidade ambiental de bioinseticidas como uma nova perspectiva para a ecotoxicologia no Brasil. *Journal of the Brazilian Society of Ecotoxicology*, 3 (1): 1-7, 2008.

OLIVEIRA-SILVA, J.J. et al. Influência de fatores socioeconômicos na contaminação por agrotóxicos, Brasil. *Revista de Saúde Pública*, 35: 1-11, 2001.

OPUSZYNSKY, K.; SHIREMAN, J. V.; ALDRIDGE, F. J. Environmental manipulation to stimulate rotifers in fish ponds. *Aquaculture*, 42:343-348, 1984.

PAVANELLI, G.C.; EIRAS, J.C.; TAKEMOTO, R. M. Doenças de peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento. Maringá: EdUEM, 1999.

PAVANELLI, G.C.J.; EIRAS, J.C.; TAKEMOTO, R.M. Doenças de peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento. Maringá. EDUEM, m 2002.

PEHKONEN, S.O.; ZHANG, Q. The degradation of organophosphorus pesticides in natural waters: a critical review. *Critical Reviews in Environmental Science and Technology*, 32(1): 17-72, 2002.

PETRY, F. et al. Controle integrado de espécies de *Simulium* (díptera, Simuliidae) por *Bacillus thuringiensis* e manejos mecânicos no Riacho e nos vertedouros de tanques de piscicultura, Almitante Tamandaré, Paraná. Brasil. *Revista Brasileira de Entomologia*, 48(1): 127-132, 2004.

RANZANI-PAIVA, M. J. et al. Hematologia da carpa comum *Cyprinus carpio*, infestada por *Argulus* sp. e após um tratamento com fosfato de 0,0-dimetil-oxi-2,2,2,-tricloroetilo (Neguvon). *Boletim do Instituto Pesca*, 14: 83-92, 1987.

RAO, K. S.; RAO, K.V. Impact of methyl parathion toxicity and serine inhibition on acetyl cholinesterase activity in tissues of the teleost (*Tilapia mossambica*) – a correlative study. *Toxicology Letters*, v.22, p.351. 1984.

RODRIGUES, E.L. et al. Efeito agudo do organofosforado Dipterex 500 (Trichlorfon) em baço de curimatá *Prochilodus scrofa* (STEINDACHNER, 1881). *Boletim do Instituto de Pesca*, 24:197-203, 1997.

RODRIGUES, E.L.; FANTA, E.; RODRIGUES, E. Liver histopathology of the fish *Brachydanio rerio* Hamilton-Buchman after acute exposure to sublethal levels of the organophosphate dimethoate 500. *Revista Brasileira de Zoologia*, 15(2):.441-450, 1998.

RODRIGUES, E.L. et al. Histopathologic lesions in the liver of *Prochilodus lineatus* (Pisces, Prochilodontidae) exposed to a sublethal concentrations of the organophosphate insecticide Dipterex 500® (Trichorfon). *Acta Scientiarum*, 23(2): 503-505, 2001.

SANTIAGO, P. C. Seletiva de Inseticida Usados na Agricultura. *Ciência Hoje*, 4: 22, 1986.

SENHORINI, J.A. et al. Larvicultura do pacu *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887, (Pisces, Characidae) em viveiros com e sem organofosforado (Folidol 60 %). *Boletim Técnico do CEPTA*, 4(2): 11-22, 1991.

SELVIK, A. et al. The stability and persistence of diflubenzuron in marine sediments studied under laboratory conditions and the dispersion to the sediment under a fish farm following medication. *The Science of the Total Environment*, 285: 237-245, 2002.

SERRANO, R. et al. Toxicity and bioconcentration of selected organophosphorus pesticides in *Mytilus galloprovincialis* and *Venus gallina*. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, 29: 284-290, 1995.

SHEPHERD, J. Fish health and disease. In: SHEPHERD, J.; BROMAGE, N.R. (eds.) *Intensive fish farming*. Oxford: Blackwell Science, 1995.

SOGORB, M.A.; VILANOVA, E. Enzymes involved in the detoxification of organophosphorus, carbamate and pyrethroid insecticides through hydrolysis. *Toxicology Letters*, 128:215-228, 2002.

SPADOTTO, C.A.; MATALLO, M.B.; GOMES, M.A.F. Sorção do Herbicida 2,4-D em solos brasileiros. *Pesticidas: Revista de Ecotoxicologia e Meio Ambiente*, 13: 103-110, 2003.

SRIVASTAVA, A.K.; SINGH, N.N. Effects of acute exposure to methyl parathion on carbohydrate metabolism of Indian catfish (*Heteropneustes fossilis*). *Acta Pharmacologica et Toxicologica*, 48(1):26-31, 1981.

STRAUS, D. L.; CHAMBERS, J. E. Inhibition of acetylcholinesterase and aliesterase of fingerling channel catfish by chlorpyrifos, parathion and SSS-tributy phosphorotrithioate (DEP). *Aquatic Toxicology*, 33(3-4):311-324, 1995.

TAVARES-DIAS, M.; MARTINS, M.L.; KRONKA, S.N. Evaluation of the haematological parameters in *Piaractus mesopotamicus* Holmberg (Osteichthyes: Characidae) with *Argulus* sp. (Crustacea, Branchiura) infestation and treatment with organophosphate. *Revista Brasileira de Zoologia*, 16: 553-555, 1999.

TAVARES-DIAS, M.; NEVES, L.R.; SANTOS, E.F.; DIAS, M.K.; MARINHO, R.R.G.B. ONO, E.A. *Perulernaea gamitanae* (Copepoda: Lernaecidae) parasitizing tambaqui (*Colossoma macropomum*) (Characidae) and the hybrids tambacu and tambatinga, cultured in northern Brazil. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 63(4): 988-995, 2011.

TAVARES-DIAS, M.; ARAÚJO, C.S.O.; BARROS, M.S.; VIANA, G;M. New hosts and distribution records of *Braga patagonica*, a parasite cymothoidae of fishes from the Amazon. *Brazilian Journal of Aquatic Science and Technology*, 18(1): 91-97, 2014.

THOMAZ, J. M. et al. Cardio-respiratory function and oxidative stress biomarkers in Nile tilapia exposed to the organophosphate insecticide trichlorfon (Neguvon). *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 72(5):1413-24, 2009.

TONGUTHAI, K. Control of freshwater fish parasites: a Southeast Asian perspective. *International Journal for Parasitology*, 27: 1185-1191, 1997.

- TSUDA, T. et al. Accumulation and excretion of organophosphorus pesticides by willow shiner. *Chemosphere*, 25(12): 1945-1951, 1996.
- VARÓ, I. et al. Toxicity and bioconcentration of Chlorpyrifos in aquatic organisms: *Artemia parthenogenetica* (Crustacea), *Gambusia affinis*, and *Aphanius iberus* (Pisces). *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 65:623-630, 2000.
- UDROIU I. The micronucleus test in piscine erythrocytes. *Aquatic Toxicology*, 79: 201-204, 2006
- WENDELAAR BONGA, S.E. The Stress Response in Fish. *Physiology Review*, 77: 591-625, 1997.
- WALKER, C.H. et al. *Principles of Ecotoxicology*. London, Taylor & Francis, 1996.
- YAMASHITA, M.G.N. Análise de rótulos e bulas de agrotóxicos segundo dados exigidos pela legislação federal de agrotóxicos e afins e de acordo com parâmetros de legibilidade tipográfica. 108p. Dissertação de Mestrado, Faculdade de Arquitetura, Artes e Comunicação, Universidade de São Paulo, Bauru, 2008.

CAPÍTULO 30

CULTIVO E APROVEITAMENTO DA MACROALGA *Kappaphycus alvarezii* PARA PEQUENOS MARICULTORES

Valéria Gelli¹
Edison Barbieri

INTRODUÇÃO

A macroalga marinha *Kappaphycus alvarezii* (Figura 1), tem nome comercial: Cottoni, é uma alga vermelha (Rhodophyta). Essa é a principal fonte mundial de carragenana do tipo *Kappa*, hidrocolóide utilizado como aditivo alimentar agindo como gelificante, espessante, emulsionante e estabilizante em alimentos na indústria alimentar, farmacológica e cosmética (Hayashi & Reis, 2012). Pode ser utilizada na composição de adubos e rações (Oliveira et al., 2005). Atualmente, alguns estudos apontam como potencial para a produção de bicomcombustível e biofertilizante (Candra et al, 2011; Zodape, 2001; Zodape et al., 2009; Babu & Rengasamy, 2012; Pramanick et al., 2014).

A utilização dos recursos marinhos tem sido, há milênios, uma atividade rotineira para as comunidades costeiras. Incerta e predatória, a extração dos recursos passou de uma atividade equilibrada e aceitável à uma dimensão drástica de sobre-exploração, provocada pelo crescente aumento populacional e conseqüente incremento no esforço de exploração acompanhado pelo rápido aprimoramento das tecnologias de captura, por legislações impróprias, falta de fiscalização, ausência de consciência ambiental e desorganização do setor pesqueiro. Essa política vem ocasionando violentas quedas na biomassa, o que deriva em

Gelli & Barbieri. Cultivo e aproveitamento da macroalga *Kappaphycus alvarezii* para pequenos maricultores. In: Tavares-Dias, M. & Mariano, W.S. (Org.). Aquicultura no Brasil: novas perspectivas. São Carlos, Editora Pedro & João, 2015.

escassez dos recursos e quebra nos ciclos naturais com os conseqüentes impactos ecológicos, econômico e social (Gelli et al., 1998).



Figura 1. Macroalga *Kappaphycus alvarezii* cultivada no litoral norte de São Paulo

Uma das opções disponíveis para resolução parcial do problema é a implantação da atividade da maricultura como meio de gerar emprego e renda, elevar a produtividade das áreas costeiras, promover a fixação dos produtores em seu local de origem, estimular o ecoturismo e cadeias produtivas da maricultura e turismo. Além de diminuir a pressão extrativa sobre os recursos explorados, incorporar os pescadores a uma atividade planejada (Gelli et al., 1998), promover a preservação das espécies nativas, elaborar produtos ligados ao turismo regional, produzir pescado para o consumo do homem, aproveitar áreas não utilizadas pela pesca tradicional, aproveitar áreas marinha sem utilização econômica, promover a diminuição do déficit da balança comercial brasileira de produtos da pesca e aquicultura (Proença et al., 2001). O incentivo ao cultivo de algas (algicultura ou ficocultura) pode também diminuir a importação da carragenana e alga seca, ofertar nutrientes à agricultura e matéria prima às indústrias de processamento e bicomcombustível, produzir alga para o consumo

humano, promover a captura de CO₂, diminuir a eutrofização das águas costeiras poluídas, entre outras.

A algicultura tem se consolidado como uma importante atividade econômica no mundo. Dados estatísticos da FAO (2014) demonstraram que a produção mundial de algas em 2012, foi de 23.776.449 toneladas (US\$ 6,4 bilhões) e dessa, aproximadamente 9% foi de *K. alvarezii* (US\$ 376 milhões). A maior parte dessa produção tem-se obtido em países em desenvolvimento onde se prevê que a aquicultura continuará contribuindo na produção de alimentos e na mitigação da pobreza. A maioria das práticas aquícolas tem permitido obter notáveis benefícios nutricionais e sociais com pouco custo ambiental.

No Brasil, a macroalga foi introduzida no estado de São Paulo em 1995, para fins de estudos da sua biologia e da técnica de cultivo pela USP e Instituto de Pesca, com as finalidades de mitigar a exploração dos bancos naturais da macroalga nativa *Hypnea musciformis*, uma fonte de carragenana, e suprir as crescentes demandas da alga importada, além do produto carragenana propriamente dito (Oliveira,1990; Paula et al., 1998; Paula et al., 2002). Os primeiros cultivos comerciais surgiram no Estado do Rio de Janeiro, em 2004 (Castelar et al, 2009). Por apresentar uma ótima adaptação aos cultivos com alta taxa de crescimento, de 4 a 8% ao dia (Paula et al, 1998), a alga foi introduzida também em Santa Catarina para fins experimentais, em 2008, e há cultivos comerciais no Estado da Paraíba.

Vários estudos com *K. alvarezii* foram realizados para colaborar com a introdução responsável dessa espécie no Litoral Norte de São Paulo (Hayashi,2007). Tais estudos referem-se ao aspectos reprodutivos e biológicos da alga em ambiente marinho (Bulboa, 2001 Bulboa & Paula 2005), aspectos biológicos da alga cultivada em condição de laboratório (Paula et al., 2001), aspectos da tecnologia e bioecológicos do cultivo da alga em ambiente marinho (Paula et. 1998; Paula et al. 1999; Paula, et al., 2001; Paula et al., 2002; Paula & Pereira 2003), cultivo integrado com camarões e mexilhões (Lombardi et al., 2001a, 2001b), aproveitamento e

produção da carragenana (Hayashi, 2001; Hayashi, 2007; Hayashi et al., 2007a) e seleção de linhagens de algas em laboratório para cultivo (Paula et al., 1999), entre outros.

A macroalga pode ser considerada de baixo risco de bioinvasão (Reis, 2007). Paula et al. (1998), afirmaram que a introdução de *K. alvarezii* é favorável, pois os clones não produzem esporos. As estruturas masculinas são difíceis de serem reconhecidas no ambiente e quando encontradas são geralmente estéreis, sendo que não foram encontradas em plantas cultivadas (Bulboa, 2001; Ask & Azanza, 2002). Os espécimes femininos foram considerados inviáveis por Paula et al. (1999). Além da presença desses, estudos realizados de biologia molecular, constataram espécimes tetrasporofíticos (Zuccarello et al., 2006). Em espécies cultivadas, normalmente não são reconhecidos tetrasporófitos que podem produzir tais tetrásporos, embora esses sejam raramente viáveis mesmo em condições de laboratório (Ask & Azanza, 2002; Paula et al., 1999). Em sistemas de cultivos, a espécie reproduz-se por propágulos, através de fragmentação do talo. As mudas são cultivadas durante ciclos de 30 a 60 dias e posteriormente colhidas. A espécie é mais densa que a água do mar, com o seu afundamento e com a falta de luz, a espécie não sobrevive. A espécie não possui apressórios e disco de fixação. Outro ponto a destacar é a herbivoria de lebres do mar, peixes e tartarugas (Paula et al., 2002; Reis, 2007; Costa, 2008; Castelar, 2009; Carvalho, 2011).

Grande parte desses estudos embasaram tecnicamente o IBAMA na emissão da Instrução Normativa nº 185, de 22 de julho de 2008 que permite a sua introdução e cultivo na região entre a Ilhabela- SP e a Baía de Sepetiba (RJ). Cabe ressaltar, que todas as áreas propícias para a implantação da maricultura estão dentro da Unidade de Conservação - Área de Proteção Ambiental Marinha do Litoral Norte (decreto 53.525, de 08 de outubro de 2008), que deverá conter normas específicas sobre o cultivo da alga em seu Plano de Manejo ou em resoluções específicas (Piatto, 2012).

O Brasil produziu 700 toneladas da macroalga fresca em 2012 (FAO, 2014). Essa produção pode estar superestimada pelo

desinteresse e abandono dos produtores dos cultivos comerciais no estado do Rio de Janeiro e São Paulo em consequência das restrições das legislações ambientais, dos preços baixos praticados pelas indústrias (R\$ 2,80/kg seca ou R\$ 0,25/kg fresca), além de falta condições de apoio da infraestrutura e das poucas técnicas de manejo.

O Brasil importou 1.000 toneladas de carragenana (30 US\$/kg) e 2000 toneladas de alga seca (Hayashi, 2007). O processamento da carragenana requer investimentos em instalações e equipamentos exigindo intensa mão de obra, energia e grandes volumes de água (Paula & Pereira, 1998). As principais indústrias processadoras para a extração da carragenana estão localizadas nos Estados de São Paulo (Laboratórios Griffith do Brasil S.A. Kerry Ltda.), Rio de Janeiro (7ondas/Biomar) e Paraíba (Agar Brasileiro Indústria e Comércio Ltda).

Para incentivar a implantação de novos cultivos na região, acredita-se que a alternativa de produção do extrato da alga pelos próprios maricultores pode ser uma alternativa direta de oferta de produto por agregar valor ao produto e por demandar uma infraestrutura pequena de processamento. Eswaran et al. (2005), extraiu a seiva da macroalga por processamento simples de trituração e filtração. O extrato de *K. alvarezii*, é considerado um biofertilizante foliar e vários estudos comprovaram sua eficiência como estimulante (Zodape, 2001; Zodape et al., 2008; Zodape et al., 2009; Babu & Rengasamy, 2012; Pramanick et al., 2014).

TÉCNICAS DE CULTIVO

Obtenção de mudas

Considera-se muda um fragmento ou propágulo da planta adulta com até 100 g de peso fresco. As mudas ou propágulos das algas são repassados, por força de legislação aos produtores pelas instituições de pesquisa responsáveis pela manutenção das linhagens provenientes da cepa, cuja origem é conhecida e que vem sendo estudada desde sua introdução. Todo material que possa a ser importado deve seguir rigorosamente o processo de “quarentena”

estabelecido na legislação vigente (Instrução Normativa IBAMA nº 185/ 2008) e nesse processo, garantir que nenhum material de origem diferente venha a ser usada nos cultivos da região.

A muda deve ser retirada das extremidades da própria macroalga adulta. Segundo Goes & Reis (2011), pode ser plantada em dois sistemas: “Tie tie” e “redes tubulares” .

Sistema de cultivo

a) Sistema de plantio tipo “ tie tie”

Para o plantio, as mudas até 100 g são presas aos cabos e espaçadas em 20cm. Esse sistema é conhecido por “tie tie” que são mantidos na superfície da água presos ao espinhel de cultivo (Paula et al., 1998), como é observado na Figura 2. O crescimento dessas mudas pode chegar a uma taxa diária de 3 a 8 % (Paula et al., 2001).



Figura 2. Algas *Kappaphycus alvarezii* cultivadas em sistema “tie tie”. Foto: Gelli, V.

b) Sistema de plantio em redes tubulares

Sistema estudado por Goes & Reis (2011) consiste em introduzir as mudas de até 100 g no interior redes de nylon

tubulares de malha de rede de 70 mm com auxílio de um cano de 4 polegadas (75 cm). As redes tubulares podem ter o comprimento de até 5 m, dependendo do tamanho do espinhel, e são presas nas suas extremidades por cabos de polietileno (Figura 3). Esses autores concluíram que a utilização das redes tubulares é mais efetiva porque facilita o manejo do plantio e colheita, não se perde a planta e tem um retorno em um ano de até 20% maior que o sistema “tie tie”.

É importante introduzir as mudas no cano sempre na mesma direção para facilitar o manejo evitando a sua quebra e também devem ser espaçadas entre si em até 10 cm. Pode se colocar um pesinho para evitar que elas rodem e partam-se.



Figura 3. Algas *Kappaphycus alvarezii* cultivadas em sistema de redes tubulares. Foto: Gelli, V.

c) Balsa de cultivo

A estrutura flutuante denominada balsa ou espinhel de algicultura ou ficocultura (Figura 4) deve ser dimensionada de acordo com o ambiente que será instalada. Balsas comerciais chegam a ter 80 m de comprimento, porém devem ser só instaladas em locais de baías ou enseadas abrigadas. As balsas devem ser dimensionadas

sempre paras as maiores marés de sigízias dos últimos anos, período em que ocorrem entre os meses de julho a setembro, quando ocorrem as grandes ressacas. No estado de São Paulo, as balsas devem ter no máximo 50 m de comprimento total em função da legislação estadual ambiental. A balsa é composta de um módulo de 50 x 3 m cada, totalizando 150 m² de lâmina de água. É composta por duas poitas de concreto armado para ancoragem ou dois pinos de ferro, dois cabos de polietileno torcido de ¼ de polegada para fundeio, um espinhel de 50 x 3 m, duas boias de arinque tipo bola ou pião amarelas para sinalização das poitas. Cada poita é construída em concreto armado com dimensão de 0,9 m de comprimento por 0,9 m de largura e 0,3 m de altura com peso aproximado de 1.000 kg, possuindo duas argolas em aço para amarração dos cabos de fundeio e de sinalização. A durabilidade das poitas é de no mínimo 10 anos. Os cabos de fundeio da estrutura possuem 4 a 5 vezes a profundidade do local sendo amarrados à proa e à popa do espinhel. Nas extremidades do cabo de fundeio são inseridas 0,5 m de mangueira cristal de uma polegada para proteção. Cada módulo do espinhel é composto por onze canos de PVC de 4 polegadas com três metros de comprimento cada, dispostos paralelamente, um a cada 2,5 ou 5 metros. Cada cano é tampado e colado para que flutue e amarrado por um cabo. Esse cabo definirá o espaçamento entre os canos e as tesouras para o fundeio em cada ponta. Na extremidade do cabo pode ser inserido 0,5 m de mangueira cristal ¼ de polegada para proteção. Cada intervalo entre os canos de PVC é denominado quadra, cada quadra pode medir 7,5 a 15 m², e pode comportar 50 a 100 plantas para crescimento. A vida útil da estrutura principal é de no mínimo 10 anos, tempo este determinado pela correta manutenção dos petrechos. Os cabos estarão também sujeitos a uma atenta manutenção devido ao aparecimento de epibiontes.



Figura 4. Espinhel ou balsa comercial de cultivo *Kappaphycus alvarezii* no litoral norte de São Paulo. Foto: Gelli, V.

d) Colheita

O período de colheita pode variar entre 30 a 60 dias após o plantio, dependendo da época do ano e em períodos de águas mais quentes (acima de 30°C) é recomendável colher em período mais curto por conta do assentamento de ascídias. Segundo Paula & Pereira (1998), as taxas de crescimento obtidas variaram com regularidade em função da temperatura, com um mínimo no inverno (4,5% ao dia) e máximo no verão (8% ao dia), sendo geralmente superiores às verificadas nas Filipinas. De acordo com os mesmos, estas altas taxas podem ser explicadas pela maior disponibilidade de nutrientes na região, associada à técnica de cultivo em sistema flutuante, que minimiza os fatores limitantes.

Hayahi et al. (2007) afirma que a macroalga tem bom teor de carragenana durante todo o ciclo anual (20 a 40% carragenana semi-refinada e 12 a 28% de carragenana refinada). A produtividade depende diretamente da luz, nutrientes, hidrodinamismo e inter-

relações bióticas Pode-se ter em média sei colheitas/ano e uma produção de aproximadamente 135 toneladas/hectare

A macroalga é comercializada seca, e a secagem em meio natural pode durar até 15 dias, dependendo das condições de meteorológicas.

APROVEITAMENTO DA MACROALGA POS COLHEITA

A macroalga marinha pode ser comercializada seca ou fresca e utilizada para vários fins como já citado acima. A infraestrutura para processamento de algas secas é maior, tanto para áreas de secagem quanto para a extração da carragenana. Estudos estão se iniciando no Brasil para o aproveitamento das algas fresca e seus produtos para incentivar o desenvolvimento da algicultura brasileira.

a) Algas secas

A macroalga após colhida poder ser seca ao sol e comercializada para as indústrias de extração de carragenana brasileiras. Paula & Pereira (1998) afirmam que os cultivos são desenvolvidos com baixos custos de capital inicial e operacional e com mão de obra pouco especializada. As algas secas, conseqüentemente, são comercializadas a baixos preços, sendo este o principal problema referido pelos produtores.

b) Algas frescas

O aproveitamento do extrato de *K. alvarezii* para a aplicação como biofertilizante foliar tem sido estudado nas plantações e se mostrado como um potente estimulante orgânico. Diferentes concentrações do extrato dessa macroalga (foi estudado para a cultura de quiabo *Albemoschus esculentus* 2,5%) (Zodape et al., 2008), para o maior rendimento e qualidade nutricional na grama (Zodape et al. 2010), para o trigo *Triticum aestivum* (1%) (Zodape et al.,2009), para o tomate *Lycopersicon esculentum* (5%)(Zodape et al.,2011), para pimenta e arroz (Babu & Rengasamy, 2012), para a trigo comparando dois extratos (*Kappaphycus* e *Gracilaria*) e concentrações (Shad et al.,2013).

A composição química do extrato da macroalga *K. alvarezii* pode ser observada na Tabela 1. A presença de hormônios associados aos

micronutrientes e macronutrientes pode ser os responsáveis pelos efeitos positivos no desenvolvimento das plantas. Estudos em São Paulo estão se iniciando para a aplicação do biofertilizante foliar em alface em parceria com o Instituto Biológico e Agrônômico de Campinas.

Tabela 1. Composição química do extrato de macroalga *Kappaphycus alvarezii*.

Constituinte da seiva pura	Valores
Nitrogênio (%)	0,45-0,70
Fósforo (%)	0,007-0,01
Potássio (%)	1,60-2,10
Matéria orgânica (%)	1,05-1,40
Sódio (%)	0,45-0,70
Cálcio (%)	0,04-0,06
Magnésio (%)	0,06-0,07
Manganês (mg/L)	6,0-9,0
Ferro (mg/L)	100-160
Cobre (mg/L)	7,0-11,0
Zinco (mg/L)	19,0-25,0
Cobalto (mg/L)	2,0-5,0
Molibdenio (mg/L)	2,0
Sulfato (%)	1,1-1,2
Cloreto (%)	2,4-2,7
IAA (mg/L)	25,1
Kinetina (mg/L)	8,5
Zeatina (mg/L)	20,1
Giberelina (mg/L)	27,1

Fonte: Zodape et al. (2009)

Preparo do extrato de algas e rendimento

A seiva de *K. alvarezii* é extraída seguindo a metodologia de Eswaran et al. (2005) e adaptada para as linhagens brasileiras cultivadas. Partes iguais das quatro linhagens cultivadas no litoral paulista (Marrom original (MO), verde original (VO), vermelha original (VM) e a Edison de Paula (EP)) são colhidas depois de no mínimo 30 dias de cultivo, são lavadas em água corrente para retirada de todo *fouling*, pesadas em partes iguais, misturadas e quebradas para facilitar a trituração. A trituração é realizada por

liquidificador industrial de 4 litros por aproximadamente 5 minutos. Não é acrescentado nenhum líquido para facilitar a trituração. Após, esse líquido é filtrado em pano de algodão ou tipo tassel e separadas a fração líquida da fração sólida (Figura 5).

O rendimento do extrato para cada quilo de macroalga fresca (MO+VO+VM+EP) foi monitorado mensalmente durante o período de oito meses. Foram retiradas mensalmente quatro amostras de 01 quilo da macroalga fresca e separadas a fração líquida da sólida conforme descrito acima. Foram medidos os volumes com auxílio de proveta e pesados as frações sólida seca com balança de precisão. Os resultados preliminares médios obtidos para cada quilo de alga fresca foram de 741 mL de fração líquida (extrato da macroalga) e de 40,1 g fração sólida seca (farinha da macroalga).



Figura 5. Preparo do extrato de algas.

LEGISLAÇÃO

Ordenamento – introdução de uma espécie exótica

A introdução da *K. alvarezii* no Estado de São Paulo, foi precedida de uma cuidadosa análise sobre a real necessidade de introdução pela Universidade São Paulo em parceria com o Instituto de Pesca/APTA/SAA (Oliveira,2006). Oliveira (2006) afirma que a mesma atendeu a vários critérios como: a existência de um mercado assegurado para o produto; falta de uma espécie local possa suprir o produto desejado; falta de tecnologia para cultivar as espécies locais; disponibilidade de tecnologia, e de mão de obra capaz de utilizá-la, para cultivar o organismo introduzido; compatibilidade ecossistêmica e existência de nicho ecológico vago para o nível trófico do organismo a ser introduzido; a ausência de conflitos com o uso das áreas para receber o organismo; a análise econômica mostrando que o produto possa concorrer e ser competitivo com a importação; um balanço favorável entre os impactos ambientais positivos e negativos ainda aguardando a apenas a análise da perspectiva clara da geração de benefícios sociais com a implantação efetiva dos parques de produção de algas no litoral de São Paulo. Porém é mesmo ressalta a importância de um monitoramento permanente e criteriosa quarentena.

Regularização dos cultivos

A legislação a seguir é específica para a regularização dos cultivos da macroalga *K. alvarezii* no Estado de São Paulo. A legislação brasileira aquícola é relativamente recente e a atividade da aquicultura marinha ou maricultura está regrada atualmente por leis, decretos e instruções normativas federal e estadual.

No âmbito federal, a atividade é norteada pelos seguintes Instrumentos: Lei 11. 959, de 29 de junho de 2009 que dispõe sobre a Política Nacional de Desenvolvimento Sustentável da Aquicultura e Pesca ; Decreto nº 4.895/2003 que autoriza o uso dos espaços físicos em corpos d'água de domínio da União para fins de aquíicultura e dá outras providências; Instrução Normativa Interministerial nº 06 de 31 de maio de 2004, que estabelece as normas complementares para

a autorização de uso dos espaços físicos em corpos d'água de domínio da União para fins de aquíicultura e dá outras providências; Instrução Normativa nº 185 de junho de 2008 que autoriza o cultivo da alga *K. alvarezii*; Instrução Normativa nº 17, de 22 de setembro de 2005 que institui os planos locais de maricultura (PLDM) atualizado pela Instrução Normativa nº 11 que publica o Termo de Referência dos PLDMS. E no âmbito estadual, especificamente no Litoral Norte do Estado de São Paulo, pela Lei 10.019 de 03 de julho de 1998 que trata do Plano Estadual de Gerenciamento Costeiro; pelo o Decreto 49.215 de 07 de dezembro de 2004 que dispõe sobre o Zoneamento Econômico Ecológico do litoral norte de São Paulo, prevê usos e atividades para as diferentes zonas, estabelece diretrizes, metas ambientais e sócio-econômicas.

Cabe ressaltar que o Artigo 2º, incisos I e II do Decreto 49.215 definem “Aquicultura como a cultura de organismos, que tenham na água seu normal ou mais freqüente meio de vida e aquíicultura marinha de baixo impacto como o cultivo de organismos marinhos de interesse econômico, em áreas de até a 2.000 m² de lâmina de água por produtor”, respectivamente. Assim como, os artigos 37º e 38º deste mesmo decreto ordenam e limitam, também, a atividade da maricultura no litoral norte de São Paulo.

Ainda o Decreto Nº 53.525, de 08 de outubro de 2008 que cria a APA Marinha do litoral Norte e o Decreto Nº 60.582, de 27 de junho de 2014 que dispõe os critérios para licenciamento ambiental para a aquíicultura.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

A algicultura ou ficocultura, cultivo de macro ou micro algas utilizadas para alimentação humana ou para a extração dos hidrocolóides (agar, alginato ou carragena) é amplamente utilizado nas indústrias alimentícias, têxtil, farmacêutica e recentemente nas indústrias de biofertilizante e biocombustível. O cultivo de macroalgas no mundo é caracterizado pelo cultivo de poucas espécies. Aproximadamente 98,9 % da produção mundial, procede das algas *Laminaria japonica*, *Kappaphycus alvarezii*, *Gracilaria ssp.*,

Porphyra ssp. e *Undaria pinnatifida*. Outras espécies de macroalgas também são cultivadas como *Fusiform sargassum* e a *Caulerpa* ssp. Atualmente, no Brasil cultiva-se duas espécies de macroalgas (*Kappaphycus* e *Gracilaria*) por possuírem uma grande produção de biomassa, sendo extraída delas a carragenana e agar.

REFERÊNCIAS

- ASK, E.I.; AZANZA, R.V. Advances in Cultivation technology of commercial euchematoid species: a Review with suggestion for future research. *Aquaculture*, 206: 257-277, 2002.
- ASK, E.I.; BATIBASAGA, A.; ZERTUCHE-GONZALEZ, J.A.; SAN, M. Three decades of *Kappaphycus alvarezii* (Rhodophyta) introduction to non-endemic locations. In: CHAPMAN, A.R.O.; ANDERSON, A.R.O.; VREELAND, V.J.; DAVISON, Y.R. Proceedings of the 17 International Seaweed Symposium, Cape Town, 49-57, 2003.
- BABU, S.; RENGASAMY, R. Effect of *Kappaphycus alvarezii* SLF treatment on seed germination, growth and development of seedling in some crop plants. *Journal of Academia and Industrial Research*, 1(4) 186-195, 2012.
- BULBOA, C.R.B. Aspectos reprodutivos e biológicos de *Kappaphycus alvarezii* (Doty) Doty ex Silva e *K. striatum* (Schmitz) Doty (Gigartinales, Rhodophyta). Bases para introdução e cultivo de espécies exóticas no litoral brasileiro. Dissertação de Mestrado. Universidade de São Paulo, 2001.
- BULBOA, C.R.; PAULA, E.J. Introduction of non-native species of *Kappaphycus* (Rhodophyta, Gigartinales) in subtropical waters: Comparative analysis of growth rates of *Kappaphycus alvarezii* and *Kappaphycus striatum* *in vitro* and in the sea in southeastern Brazil. *Phycological Research*, 53: 183-188, 2005.
- CARVALHO, L.L. Impactos em curto prazo sobre a estrutura da comunidade de macrobentos e de peixes recifais em costão próximo ao cultivo de macroalga *Kappaphycus alvarezii* em Paraty, RJ. Dissertação (Mestrado em Biologia Marinha), Universidade Federal Fluminense, 2011.
- CASTELAR, B.; REIS, R.P.; BASTOS, M. Contribuição ao protocolo de monitoramento ambiental de *Kappaphycus alvarezii* (Doty) Doty ex P. C. Silva (*Areschougiaceae*- Rodophyta) na baía de Sepetiba, RJ, Brasil. *Acta Botanica Brasilica*, 23(3): 613-617, 2009.
- COSTA, S.C.T. Aspecto da herbivoria sobre a macroalga *Kappaphycus alvarezii* (Doty) Doty Ex P.C. Silva (Gigartinales, Rhodophyta) cultivada na praia Grande de Araçatiba, Ilha Grande, RJ, Brasil. Tese de mestrado, Universidade Federal Fluminense, 2008.
- FAO State of world aquaculture. FAO Disponível em: <http://www.fao.org/fishery/statistics/global-aquaculture-production/query/en>. em 05/08/2014.

HAYASHI, L. Extração, teor e propriedades de carragenana de *Kappaphycus Alvarezii* (Doty) Doty ex P. SILVA, em cultivo experimental em Ubatuba, SP. Dissertação de Mestrado. Universidade de São Paulo, São Paulo, 2001.

HAYASHI, L. Contribuição à Maricultura da Alga Vermelha *Kappaphycus alvarezii* (Rhodophyta, Solieriaceae). Tese de doutorado. Universidade de São Paulo, São Paulo, 2007.

HAYASHI, L.; OLIVEIRA, E.C.; BLEICHER-LHONNEUR, G.; BOULENGUER, P.; PEREIRA, R.T.L.; SECKENDORFF, R. V.; SHIMODA, V.T.; LEFLAMAND, A.; VALLÉE, P.; CRITCHLEY, A. T. The effects of selected cultivation conditions on the carrageenan characteristics of *Kappaphycus alvarezii* (Rhodophyta, Solieriaceae) in Ubatuba Bay, São Paulo, Brazil. *The Journal of Applied Phycology*, 19:505-511, 2007b.

HAYASHI, L.; PAULA, E. J.; CHOW, F. Growth rate and carrageenan analyses in four strains of *Kappaphycus alvarezii* (Rhodophyta, Gigartinales) farmed in the subtropical Waters of São Paulo State, Brazil. *The Journal of Applied Phycology*, 19:393-399, 2007a.

HAYASHI, L.; REIS, R.P. Cultivation of the red algae *Kappaphycus alvarezii* in Brazil and its pharmacological potential. *Revista Brasileira Farmacognosia*, 22(4): 748-752, 2012.

LOMBARDI J.V.; MARQUES H.L.A.; BARRETO, O.J.S. Floating cages in open seawater: an alternative for promoting integrated aquaculture in Brazil. *World Aquaculture*, 47-50, 2001a.

LOMBARDI J. V.; MARQUES H.L.A.; BARRETO, O.J. S.; GELLI, V.C., PEREIRA R.T.L.; PAULA, E.J. Floating cages an alternative for growing for marine shrimp *Litopenaeus vannamei* in open sea water. *World Aquaculture Society. Book of Abstracts*. Florida, USA, p.384, 2001b.

OLIVEIRA, E.C. The rationale for seaweed cultivation in Latin America. In: OLIVEIRA, E.C.; KAUTSKY, N. (Eds). *Cultivation of seaweeds in Latin America*, Universidade de São Paulo, São Paulo, p. 89-94, 1990.

OLIVEIRA, E.C. Considerações sobre o impacto ambiental do cultivo da alga *Kappaphycus alvarezii* na costa sudeste do Brasil. *Boletim Ficológico*, 24, 2005.

PAULA, E.J.; PEREIRA, R.T.L. Da "marinomia" a maricultura da alga exótica, *Kappaphycus alvarezii* (Doty) Doty ex. Silva (Rhodophyta) para produção de carragenanas no Brasil. *Panorama da Aqüicultura*, 8 (48):10-15, 1998.

PAULA, E.J.; PEREIRA, R.T.L.; OHNO, M. Growth rate of the carrageenophyte *Kappaphycus alvarezii* (Rhodophyta, Gigartinales) introduced in subtropical waters of São Paulo State, Brazil. *Phycological Research*, 50: 1-9, 2002.

PAULA, E. J.; PEREIRA, R.T. L.; OHNO, M. Strain selection in *Kappaphycus alvarezii* var. *alvarezii* (Solieriaceae, Rhodophyta) using tetraspore progeny. *The Journal of Applied Phycology*, 11: 111-121, 1999.

PAULA, E.J.; Pereira, R.T.L.; Ostini, S. Introdução de espécies exóticas de *Eucheuma* e *Kappaphycus* (Gigartinales, Rhodophyta) para fins de maricultura no litoral brasileiro: abordagem teórica e experimental. IN: PAULA, E. J.; CORDEIRO-

MARINO, M.; PUPO SANTOS, P.; FUJII, M.; PLASTINO, E.M.; YOKOYA, N. (eds). IV Congresso Latino Americano de Ficologia, IIª Reunião Ibero-Americana de Ficologia e VIIª Reunião Brasileira de Ficologia. Sociedade Brasileira de Ficologia, São Paulo, p. 341-357, 1998.

PRAMANICK, B.; BRAHMACHARI, K.; GHOSHI, A.; ZODAPE, S. Effect of seaweed SAPs on growth and yield improvement of transplanted rice in old alluvial soil of West Bengal Bangladesh. *Journal of Botany*, 43(1): 53-58, 2014.

REIS, R. P. Relatório Monitoramento ambiental da alga exótica *Kappaphycus alvarezii* cultivada comercialmente nas Baías de Sepetiba e da Ilha Grande, 2007. http://www.icmbio.gov.br/cepsul/images/stories/biblioteca/download/relatorio_de_ordenamento/algas_marinhas/rel_2007_kappaphycus.pdf Acessado em 04/08/2014.

ZODAPE, S.T.; MUKHERJEE, S. M.; REDDY, P.; D.R. CHAUDHARY. Effect of *Kappaphycus alvarezii* (Doty) Doty ex silva. extract on grain quality, yield and some yield components of wheat (*Triticum aestivum* L.). *International Journal of Plant Production* 3: 97-101, 2009.

ZODAPE, S.T. Seaweeds as a biofertilizer. *Journal of Scientific and Industrial Research*, 60: 378-382, 2001.

ZODAPE, S.T.; KAWARKHE, V.J.; PATOLIA, J.S.; WARADE, A.D. Effect of liquid seaweed fertilization on yield and quality of okra (*Abelmoschus esculentus* L.). *Journal of Scientific and Industrial Research* 67:1115-1117, 2008.

ZUCCARELLO, G.C.; CRITCHLEY, A. T.; SMITH, J.; SIEBER, V.; LHONNEUR, G. B.; WEST, J.A. Systematics and genetic variation in commercial *Kappaphycus* and *Euclima* (*Solieriaceae*, Rhodophyta). *The Journal of Applied Phycology* 18: 643-651, 2006.

CAPÍTULO 31

ÓLEO ESSENCIAL DE *Lippia alba*: APLICAÇÃO NA AQUICULTURA

Alexssandro Geferson Becker¹
Brenna Celina Ferreira de Carvalho
Hugo Napoleão Pereira da Silva
Janna Laely dos Santos Maia
Waldinete Lobato
Elen Monique de Oliveira Sousa
Rodrigo Numeriano de Sousa
Ricardo Bezerra de Oliveira
Rosa Helena Veras Mourão
Lenise Vargas Flores da Silva
Mauro Alves da Cunha
Berta Maria Heinzmann
Bernardo Baldisserotto

INTRODUÇÃO

A produção de pescado no Brasil tem alcançado um valor aproximado de 2,5 milhões de toneladas segundo dados preliminares de 2013 (MPA, 2013), sendo que deste total 40% são de espécies cultivadas. Destaca-se que o potencial brasileiro de produção de peixes vem aumentando, o que possibilita ao país a capacidade de se tornar um dos maiores produtores mundiais. Portanto, dentro deste contexto é necessário aprimorar os procedimentos envolvidos na aquicultura, entre os quais se destacam os seguintes: captura, biometria, indução à desova e espermição e transporte. Em todos estes processos, os peixes são submetidos a condições de estresse, que podem desencadear respostas em diversos níveis, como fisiológico, bioquímico,

Becker et al. Óleo essencial de *Lippia alba*: aplicação na aquicultura. In: Tavares-Dias, M. & Mariano, W.S. (Org.). Aquicultura no Brasil: novas perspectivas. São Carlos, Editora Pedro & João, 2015.

comportamental e zootécnico. A fim de se reduzir as respostas ao estresse e as injúrias físicas ocasionadas pelos procedimentos de manejo, tem-se buscado a utilização de anestésicos durante estas etapas.

Os anestésicos, como relatado acima, são usados para reduzir as respostas ao estresse e injúrias físicas e, portanto, facilitam os procedimentos de manejo. Alguns fármacos tais como benzocaína, metanossulfonato de triclaína (MS-222) e quinaldina têm sido usados para anestésiar peixes (Ferreira et al., 1984; Das & Goswani, 2003; Pavlidis et al., 2003; Singh et al., 2004; Palic et al., 2006; Ross et al., 2007; Park et al., 2009; Gressler et al., 2012). Porém, a eficiência altamente variável desses fármacos e seus efeitos indesejáveis como perda de muco, irritação branquial e lesões nas córneas, têm levado à busca por alternativas naturais em que estes efeitos sejam reduzidos drasticamente. Além disso, o único anestésico químico aprovado pelo FDA (Food & Drug Administration, 2014) para uso em peixes é MS-222, o qual não é produzido no Brasil. Desse modo, entre as alternativas para anestesia de peixes, há os óleos essenciais (OEs) obtidos a partir das plantas (Façanha & Gomes, 2005; Cunha et al., 2010; Silva et al., 2012), os quais além de ser potenciais anestésicos também vem ganhando destaque na sanidade animal, pois podem ser fontes promissoras de substâncias bioativas contra parasitos e microrganismos. Tais produtos geralmente são também menos prejudiciais ao meio ambiente e potencialmente menos agressivos à saúde do homem, no que se refere aos resíduos produzidos (Soares & Tavares-Dias, 2013).

Neste contexto, vários estudos têm investigado os efeitos de extratos vegetais, como OEs e seus subprodutos (como o hidrolato) em diferentes procedimentos de manejo na aquicultura, obtendo-se resultados interessantes e promissores. Entre esses produtos naturais, destaca-se o OE de *Lippia alba*, que será o foco central deste capítulo. Assim, serão relatados os principais resultados obtidos para esse OE, visto que ele já possui patente de registro como anestésico de peixes e, portanto, a sua utilização na aquicultura, como alternativa aos produtos sintéticos, já pode ser considerada

uma realidade. E, ainda, a sugestão para a realização de novos estudos permitirá o delineamento de uma nova e promissora linha de investigação ao país.

Lippia alba

Distribuição geográfica

O gênero *Lippia* L. (Verbenaceae) pode ser encontrado em diversas regiões do mundo, consistindo em aproximadamente 250 espécies, entre arbustos, ervas ou pequenas árvores (Moldenke, 1965; Jansen-Jacobs, 1988; Oliveira et al., 2006). No Brasil, segundo Bezerra et al. (1981) encontram-se 120 espécies caracterizadas, principalmente, por sua forte e agradável fragrância, o que pode lhes conferir um possível interesse para fins aromáticos. A espécie de interesse, *Lippia alba* (Miller) N.E. Brown (Figura 1) é um arbusto aromático encontrado não somente em todas as regiões do Brasil, mas, também há registros de sua ocorrência desde o sul dos Estados Unidos da América (Flórida) até as Américas Central e do Sul, Austrália e Índia (Singh et al., 2000; Biasi & Costa, 2003; Day & McAndrew, 2003; Hennebelle et al., 2008), sendo que cresce espontaneamente em solos arenosos próximos a margens de rios, lagos e lagoas, mas pode também ser cultivada em outros locais (Moldenke, 1965; Oliveira et al., 2006). É conhecida popularmente como erva-cidreira, falsa-melissa, cidreira-de-arbusto, cidreira-brava entre outros (Matos et al., 1996; Martins et al., 2000).



Figura 1. Exemplar de *Lippia alba*. Fonte: Heinzmann, B.M. (2014).

Usos populares de Lippia alba

Lippia alba tem sido utilizada popularmente de diferentes formas (extratos, infusões) para o tratamento de desordens digestivas, tosse, asma, diarreias, resfriados, dores de cabeça, como tranquilizante ou atividade antibacteriana, entre outros (Vale et al., 1999, 2002; Pascual et al., 2001; Di Stasi et al., 2002; Gazola et al., 2004; Gazzaneo et al., 2005; Oliveira et al., 2006; Pinto et al., 2006; Hennebelle et al., 2008). De acordo com a lista publicada pela Central de Medicamentos, trata-se de uma das espécies medicinais mais utilizadas pela população brasileira (Santos & Innecco, 2004), sendo recomendada na Relação Nacional de Medicamentos essenciais (RENAME, 2012) para uso no Sistema Único de Saúde (SUS-Brasil). As numerosas utilidades e trabalhos realizados com *L. alba* fazem dela uma espécie com potencial interesse econômico (Albuquerque et al., 2007a, b) e, portanto, mais uma vez, pergunta-se, por que não investir em pesquisas com essa planta, direcionadas ao seu uso em aquicultura?

Obtenção e propriedades físico-químicas do óleo essencial

O OE de *L. alba* pode ser obtido a partir de folhas frescas através do processo de hidrodestilação por um período de duas horas contando com o auxílio de um aparelho do tipo Clevenger (Figura 2). Neste método, a coleta do destilado é feita em um tubo graduado sendo que a fase aquosa é automaticamente levada, para reutilização, ao balão de extração. Após a obtenção, as amostras de OE são armazenadas em frascos de vidro âmbar em uma temperatura de -20°C até a sua utilização (Farmacopeia Brasileira, 2010).



Figura 2. Processo de extração do óleo essencial e hidrolato de *L. alba* com a utilização do aparelho de Clevenger. Fonte: Maia, J.L.S. (2014).

Após a obtenção do OE é necessário analisar a sua composição, a qual é feita através de cromatografia gasosa acoplada à espectrometria de massas (CG-EM) para a identificação dos componentes, enquanto que a determinação quantitativa (%) é feita por CG com detecção por ionização em chama (CG-DIC). Em adição, os componentes são identificados com base no índice de refração de

Kovats e nos modelos de fragmentação dos espectros de massas, sendo ambos comparados com dados da literatura (Adams, 2009). Destaca-se que a composição do OE pode variar qualitativamente e quantitativamente, em função de diversos fatores, tais como: regime de chuvas, estações do ano, época de floração, idade da planta, horário de coleta, parte da planta amostrada e fatores geográficos e climáticos (Corrêa, 1992; Tavares et al., 2005; Aguiar et al., 2008; Barros et al., 2009). Diferentes quimiotipos já foram identificados para esta espécie (mais detalhes veja Hennebelle et al., 2008). No OE de *L. alba*, quimiotipo linalol, os principais constituintes encontrados estão apresentados na Tabela 1 (veja, também, Soares & Tavares-Dias, 2013).

Tabela 1. Constituintes majoritários dos óleos essenciais de *Lippia alba* utilizados em experiências com peixes.

	Constituintes	(%)	TR	IRcal	IRref
Cunha et al. (2010)*	Linalol	37,47	18,00	1111	1097 ^a
	1,8-cineol	8,59	14,95	1034	1031 ^a
	Cânfora	6,87	19,53	1152	1146 ^a
Heldwein et al. (2012)	Linalol	59,66	17,33	1091	1097 ^a
	1,8-cineol	9,11	14,18	1011	1031 ^a
	Germacreno D	3,78	30,82	1484	1485 ^a
Saccol et al. (2013)	Linalol	55,26	16,99	1110	1097 ^a
	1,8-cineol	7,85	13,74	1030	1031 ^a
	γ -Muuuruleno	4,63	30,34	1483	1480 ^a
Veeck et al. (2013)	Linalol	62,60	NI	NI	NI
	Eucaliptol	5,90	NI	NI	NI
	Germacreno D	3,90	NI	NI	NI
Toni et al. (2014)	Linalol	54,38	NI	1111	1103 ^b
	1,8-cineol	5,92	NI	1028	1031 ^a
	γ -Muuuruleno	4,03	NI	1479	1480 ^a

%; Porcentagem relativa, TR: Tempo de retenção (min), Rcal: Índice de retenção calculado (Índice de Kovats), IRref: Índice de retenção de referência (^aAdams, 2001; ^bNIST Databank, 2002). NI: não informado. *Dados reportados em Heldwein et al. (2012).

Mecanismos de ação

A regulação dos receptores do ácido gama-aminobutírico (GABA), o qual é o principal neurotransmissor inibitório do Sistema

Nervoso Central, pode ser alterada em função da presença de anestésicos (Sieghart, 2006). Além disso, tanto os receptores ionotrópicos GABA_A e GABA_C, bem como o receptor metabotrópico GABA_B são ativados pela liberação sináptica do GABA e, ainda, em mamíferos os receptores GABA_A têm sido relacionados majoritariamente à sinalização GABAérgica (Tanelian et al., 1993; Alexander et al., 2008). A expressão do sistema GABAérgico parece estar conservada entre os vertebrados, ou seja, compreenderia desde os peixes até os mamíferos, como por exemplo em peixe-zebra (*Danio rerio*) a detecção deste sistema em certas partes do cérebro poderia permitir que os peixes respondessem aos anestésicos através da via GABAérgica (Kim et al., 2004; Delgado & Schmachtenberg, 2008). Portanto, em função desta informação, Heldwein et al. (2012) propuseram um novo modelo animal utilizando juvenis de jundiá (*Rhamdia quelen*) para avaliar o envolvimento do mecanismo GABAérgico em peixes expostos a banhos anestésicos, neste caso, ao OE de *L. alba* e, ainda, utilizando o diazepam (BDZ; 150 µM) como fármaco padrão, pois ele possui uma alta afinidade com os sítios de ligação dos receptores GABAérgicos (efeito agonista) e, também, o flumazenil (5 µM; efeito antagonista). Ao final do período experimental, os autores reportaram, pela primeira vez, uma potenciação dos efeitos anestésicos do OE de *L. alba* em função da presença do BDZ e uma reversão pode ser observada quando da adição de flumazenil, o que, claramente, confirma o envolvimento do sistema GABAérgico no efeito anestésico do OE de *L. alba* em jundiás.

No entanto, considerando-se o fato de que o OE é um conjunto de diversos constituintes, os quais podem atuar em sinergismo, um maior esclarecimento é necessário sobre seu efeito anestésico mediado pelo sistema GABAérgico. Assim, ao realizar o isolamento do composto majoritário do OE, foi possível direcionar o estudo visando verificar se o efeito é em função do todo ou, apenas, do constituinte majoritário (linalol). Portanto, a fim de esclarecer esta dúvida, Heldwein et al. (2014) utilizaram diferentes concentrações de linalol, em um protocolo semelhante ao reportado

anteriormente (Heldwein et al., 2012). Os resultados indicaram que o efeito do linalol é potencializado pela presença do BDZ, no entanto não é antagonizado pelo flumazenil. Portanto, o efeito anestésico do linalol não é mediado pelos receptores GABA_A e a ação nesse receptor que resulta no efeito anestésico do OE de *L. alba* está relacionada ao sinergismo entre os constituintes presentes na complexa mistura da qual é formada o OE. Ainda, os autores reforçam a ideia de que mesmo atuando em sinergismo, pelo menos um dos constituintes do OE atua sobre o sítio de ligação do BDZ, no sistema GABAérgico.

EFEITO ANESTÉSICO DO ÓLEO ESSENCIAL DE *Lippia alba*

O primeiro estudo sobre a capacidade anestésica do OE de *L. alba*, em peixes, foi realizado por Cunha et al. (2010) com juvenis de jundiá. Os animais foram expostos às concentrações de 5 a 500 mg L⁻¹, previamente diluídas em etanol (proporção de 1:10, v/v), com um tempo máximo de observação igual a 30 minutos. Ao fim dos testes de avaliação da capacidade de indução à anestesia, pode-se inferir que o aumento da concentração do OE diminui o tempo requerido para a indução à sedação (estágio 2) e anestesia (estágio 4). No entanto, o tempo necessário à recuperação da anestesia apresenta relação positiva, ou seja, aumento da concentração de OE resulta em um aumento do tempo necessário para a recuperação (Figura 3).

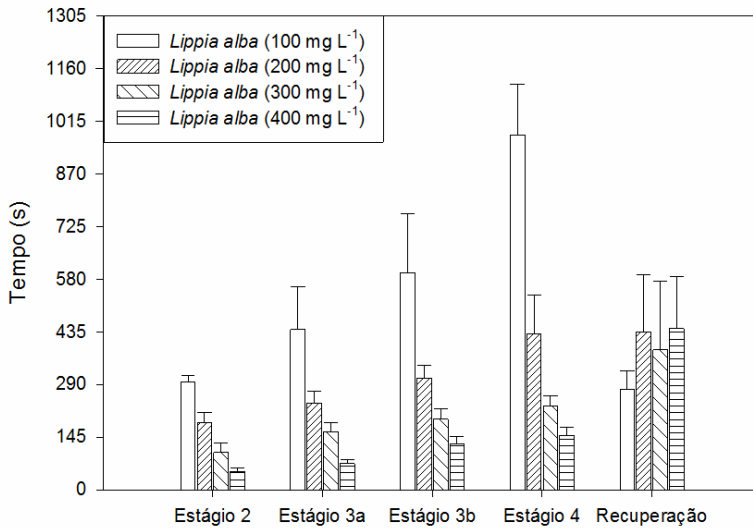


Figura 3. Tempo requerido (em segundos) para indução e recuperação a partir da anestesia utilizando o óleo essencial de *Lippia alba* em juvenis de jundiá, *Rhamdia quelen*. Os estágios seguem os relatados por Schoettger & Julin (1967), tendo como tempo máximo de observação 30 minutos. N = 20 animais para cada concentração testada. Fonte: Cunha et al. (2010).

O efeito anestésico do OE de *L. alba* (10 a 450 $\mu\text{L L}^{-1}$) também foi investigado em juvenis de cavalo-marinho (*Hippocampus reidi*) (Cunha et al., 2011) em condições experimentais similares às relatadas por Cunha et al. (2010), com exceção ao tempo máximo de observação que foi de 45 minutos e de 6 horas para as duas menores concentrações. Assim, como relatado no primeiro estudo, os juvenis de cavalo-marinho também responderam com uma redução do tempo necessário à indução ao estágio de anestesia à medida que aumentam as concentrações de OE. Já nas duas concentrações menores de OE, o fato dos animais terem permanecido no estágio de sedação é interessante, pois possibilita que estas concentrações possam ser utilizadas em experimentos de transporte. Portanto, em ambos os estudos (Cunha et al., 2010, 2011), concentrações entre 6,25 e 25 $\mu\text{L/L}$ são efetivas na indução ao estágio de sedação leve, enquanto que concentrações entre 50 e 625 $\mu\text{L/L}^1$ induzem anestesia profunda.

ÓLEO ESSENCIAL DE *Lippia alba* EM PROCEDIMENTOS DE MANEJO E TRANSPORTE

O manejo dos peixes é um procedimento inevitável e necessário na aquicultura. Associado a ele temos as práticas de transporte de peixes vivos, que no Brasil são feitas, em geral, em sacos plásticos quando em pequena escala. Além dos fatores já conhecidos que afetam o transporte, tais como, duração do transporte, densidade de carga e período de depuração prévio, têm-se como limitações deste método principalmente o aumento dos níveis de gás carbônico e amônia e redução do oxigênio dissolvido. Portanto, a necessidade de se superar estas limitações, fez com que vários estudos desenvolvessem métodos ou técnicas diferenciadas, tais como a adição de sedativos à água de transporte (Inoue et al., 2005; Park et al., 2009).

Recentemente, a adição do OE de *L. alba* à água de transporte tem sido investigada em vários estudos com resultados bastante interessantes. Becker et al. (2012) transportaram adultos de jundiá durante 4 h (densidade de carga de 169,2 g/L) com 10 ou 20 µL/L de OE de *L. alba* adicionado à água de transporte. Ao final do período, reportaram que não houve mortalidade e os níveis de amônia total foram reduzidos em ambos os grupos transportados com a adição de OE. Em outro estudo, juvenis de cavalo-marinho transportados durante quatro (4) ou 24 h em sacos plásticos com 15 µL/L de OE de *L. alba* adicionado à água não apresentaram mudanças nos níveis de oxigênio dissolvido, salinidade e temperatura e, também, não se observou mortalidade (Cunha et al., 2011). Uma redução nos níveis de amônia total foi reportada por Veeck et al. (2013) após realizar por 6 h o transporte de adultos de jundiá (densidade de carga de 275,1 g/L), previamente sedados (200 µL/L de OE de *L. alba* durante 3 min) em água com a adição de 30 ou 40 µL/L de OE de *L. alba*. Portanto, o OE de *L. alba* tem sido relativamente eficiente quando adicionado à água de transporte, por reduzir a excreção de amônia.

EFEITO DO ÓLEO ESSENCIAL DE *Lippia alba* EM PARÂMETROS FISIOLÓGICOS E BIOQUÍMICOS

Os peixes quando submetidos a situações adversas exibem comportamentos de estresse, o qual decorre de alterações a nível fisiológico e bioquímico, por exemplo. Em geral, situações estressantes causam distúrbios osmorregulatórios nos peixes e, sabendo-se que o procedimento de transporte pode levar a esta alteração, a adição de anestésicos à água de transporte é uma boa alternativa. Assim sendo, exemplares de jundiá transportados por 4 h com OE de *L. alba* (10 ou 20 $\mu\text{L/L}$) adicionado à água de transporte apresentaram uma diminuição do efluxo de íons, ou seja, menor perda de íons Na^+ , Cl^- e K^+ (Becker et al., 2012).

Outro fator importante a nível fisiológico é a manutenção da regulação dos gases sanguíneos, nomeadamente $Pv\text{O}_2$ e $Pv\text{CO}_2$. Tem sido reportado que o sistema respiratório dos peixes é, inevitavelmente, afetado pela maioria dos anestésicos, os quais exercem um efeito inibitório sobre este sistema, confirmado, por exemplo, por uma menor frequência ventilatória (FV) (Keene et al., 1998). Entretanto, a hiperventilação reportada nos primeiros minutos de indução à anestesia é comum, tendo como resultado imediato um aumento do consumo de oxigênio, tudo isso relacionado à presença do anestésico na água, o qual assume o papel de “substância estranha” ao meio (McFarland, 1959; Summerfelt & Smith, 1990). Em adição, com o avanço dos estágios de anestesia, ocorre uma hipoventilação e, conseqüente, redução no consumo de oxigênio (Houston et al., 1971; Dixon & Milton, 1978). Portanto, a avaliação da FV permite adicionar mais informações sobre os efeitos do OE de *L. alba* em peixes. Sendo assim, até o momento, dois estudos (Becker et al., 2012; Toni et al., 2014) investigaram essa variável. Em ambos, observou-se o aumento da FV (hiperventilação) nos primeiros minutos ou segundos de exposição, a qual diminuiu tanto com o avanço do tempo de exposição quanto com o aumento da concentração de OE utilizada em comparação aos peixes controle (Tabela 2). Em adição, independentemente da concentração de OE utilizada, a FV em determinado momento permanece constante.

Tabela 2. Frequência ventilatória (movimentos operculares ou bucais por minuto) determinada em jundiás expostos a diferentes concentrações de óleo essencial (OE) de *Lippia alba*.

Becker et al. (2012)		Concentrações de OE de <i>L. alba</i> ($\mu\text{L/L}$)		
Tempo (h)	0 (controle)	10	20	
0	93,02 \pm 1,02Ba	101,44 \pm 0,82Ab	105,26 \pm 0,69Ab	
0,5	81,24 \pm 0,44Cb	106,10 \pm 0,51Ba	121,95 \pm 0,21Aa	
1	72,16 \pm 0,44Ac	67,30 \pm 0,75Ac	71,30 \pm 0,75Ac	
2	65,25 \pm 0,88Ac	51,06 \pm 1,05Bd	53,31 \pm 1,05Bd	
3	61,60 \pm 1,20Ac	43,23 \pm 1,05Be	42,55 \pm 0,86Be	
4	68,03 \pm 1,17Ac	41,72 \pm 0,95Be	43,37 \pm 0,81Be	

Toni et al. (2014)		Concentrações de OE de <i>L. alba</i> ($\mu\text{L/L}$)			
Estágio de anestesia ou tempo de exposição	0 (controle)	150	300	450	
0s	65,32 \pm 3,04Aa	65,83 \pm 1,93Ab	71,51 \pm 2,20Ab	72,01 \pm 1,42Ab	
30s	68,64 \pm 2,52Ca	84,74 \pm 2,46Ba	103,62 \pm 2,92Aa	87,21 \pm 2,06Ba	
5min ou sedação	70,20 \pm 3,26Aa	66,73 \pm 2,15Ab	66,30 \pm 1,65Ab	53,41 \pm 1,87Bc	
15 min ou anestesia profunda	72,29 \pm 2,89Aa	31,22 \pm 1,37Bc	32,03 \pm 1,36Bc	30,41 \pm 1,37Bd	

Os valores estão representados como média \pm erro padrão da média. Diferentes letras maiúsculas indicam diferença significativa entre os grupos no mesmo tempo ($p < 0,05$) e diferentes letras minúsculas indicam diferença significativa entre os tempos no mesmo grupo ($p < 0,05$).

A redução da FV pode contribuir para um reajuste na produção de metabólitos no plasma, ou seja, uma menor FV resulta em um possível aumento dos níveis de lactato plasmáticos (indisponibilidade de oxigênio para o metabolismo aeróbico celular), por exemplo (Toni et al., 2014). Em adição, uma não redução da taxa metabólica reportada por Becker et al. (2012) poderia estar relacionada, supostamente, à diminuição da excreção de amônia combinada com o seu aumento plasmático. Segundo Zhang & Wood (2009), altos níveis de amônia plasmática não alteram, no sangue, a $P\text{aO}_2$, mas aumentam a $P\text{aCO}_2$ e HCO_3^- , similarmente ao encontrado para jundiás transportados em água

com 20 $\mu\text{L/L}$ de OE de *L. alba*, os quais exibiram maiores valores de $P_v\text{CO}_2$ e HCO_3^- ao final do transporte, portanto, um aumento nos níveis de amônia plasmática poderiam indicar uma hipoventilação.

Anteriormente, foi evidenciado que os diversos procedimentos realizados na aquicultura podem desencadear uma série de respostas fisiológicas e bioquímicas, entre as quais o estresse oxidativo é uma das principais. Portanto, os OEs têm a proposta de diminuir esses danos a nível celular. Dentro deste contexto, Azambuja et al. (2011) realizaram o procedimento de transporte (densidade de carga entre 140 e 200 g L^{-1}) de juvenis de jundiá em diferentes períodos de tempo (5, 6 e 7 h), resultando em três condições finais de oxigênio dissolvido (hiperóxia, normóxia e hipóxia) com a presença ou não de OE de *L. alba* (concentração de 10 $\mu\text{L L}^{-1}$) a fim de avaliar as possíveis propriedades antioxidantes deste OE. As análises dos diversos parâmetros avaliados (lipoperoxidação lipídica, catalase (CAT), superóxido dismutase (SOD) e glutationa-S-transferase (GST)) permitiram reportar que o OE de *L. alba* adicionada à água de transporte contribui para uma considerável melhora do estado redox dos tecidos amostrados (fígado, brânquias e cérebro) em ambas condições extremas de oxigenação (hiperóxia ou hipóxia). Recentemente, Toni et al. (2014) induziram juvenis de jundiá ao estágio de anestesia com 150, 300 ou 400 $\mu\text{L L}^{-1}$ de OE de *L. alba* a fim de avaliar alguns parâmetros bioquímicos no plasma durante a recuperação da anestesia (0, 15, 30, 60 e 240 minutos). Independentemente da concentração de OE de *L. alba* utilizada, observou-se um aumento dos níveis de glicose plasmática e lactato, este último retornando a níveis basais após 240 min de recuperação. Por outro lado, não foi reportada nenhuma alteração nos níveis de proteína, amônia e alanina aminotransferase quando os animais foram submetidos à anestesia. Alguns parâmetros sanguíneos após a exposição de OE de *L. alba* adicionado à água foram avaliados pela primeira vez por Cunha et al. (2011) em cavalo-marinho, em condições reportadas anteriormente. Neste estudo, destaca-se que a concentração utilizada (15 $\mu\text{L/L}$), aparentemente, reduz o estresse decorrente do transporte, pois o OE

inibiu o aumento da glicose sanguínea e neutrófilos, e diminuiu linfócitos. Além disso, segundo Salbego et al. (2014), a hipótese de que uma sEDAÇÃO pré-transporte (200 µL/L de OE) reduziria a agitação inicial e o transporte com 30 ou 40 µL/L de OE adicionado à água aumentaria a sua eficiência não foi confirmada em função das alterações bioquímicas encontradas (estresse oxidativo hepático) e, desta forma, concentrações menores (10-20 µL/L) utilizadas por Azambuja et al. (2011) e Becker et al. (2012) podem ser recomendadas ao transporte.

ADIÇÃO DE ÓLEO ESSENCIAL DE *Lippia alba* NA DIETA DE PEIXES

Os promissores resultados obtidos em alguns procedimentos de manejo com o OE de *L. alba*, associados aos trabalhos reportados na literatura, de que a adição de antioxidantes, obtidos a partir de plantas, na dieta de peixes com importância comercial tem resultado em um considerável aumento no desempenho e atividade antioxidante (Dabrowski et al., 2004; Zheng et al., 2009; Gao et al., 2012) levou ao interesse de verificar se o OE de *L. alba* poderia ser um promotor de crescimento quando inserido na dieta. A fim de se responder a esta questão, Saccol et al. (2013) verificaram os efeitos da adição de OE de *L. alba* na dieta (0 = controle; 0,25; 0,5; 1,0 ou 2,0 mL OE por kg dieta) sobre parâmetros de crescimento e estresse oxidativo de juvenis de jundiá mantidos por um período de 60 dias. Entretanto, ao fim do período experimental o ganho de peso relativo, taxa de crescimento específico, taxa de conversão alimentar, índices hepatossomático e viscerossomático, fator de condição e parâmetros sanguíneos (hematócrito, hemoglobina, colesterol, glicose, lactato, lactato desidrogenase, triglicerídeos e lipoproteínas de baixa e alta densidade) não apresentaram qualquer diferença significativa em relação aos animais alimentados somente com a dieta padrão. Por outro lado, os níveis de lipoperoxidação, medidos através das substâncias reativas ao ácido tiobarbitúrico (TBARS) e hidroperóxidos lipídicos, nas brânquias, fígado, rim e músculo, reduziu nos jundiás alimentados com dieta contendo OE de *L. alba*.

Além disso, as dietas com o OE de *L. alba* aumentaram a atividade da SOD, CAT, glutathiona peroxidase (GPx), GST, glutathiona redutase (GR) e o conteúdo de tióis não-protéicos (NPSH) em vários órgãos dessa espécie. Portanto, apesar de não melhorar o crescimento e parâmetros sanguíneos, a adição do OE de *L. alba* na dieta do jundiá é recomendada porque diminui a lipoperoxidação e aumenta as reservas de glicogênio e lactato e a resposta antioxidante em alguns tecidos.

ÓLEO ESSENCIAL DE *Lippia alba* COMO ANTIBACTERIANO

O crescimento da produção de pescado brasileiro tem sido acompanhado por medidas que permitam o controle da saúde dos animais, entre as quais está a utilização de substâncias químicas, os chamados quimioterápicos, tanto no tratamento quanto na prevenção de doenças ocasionadas por microrganismos, tais como bactérias e vírus. No entanto, a utilização irracional de antibióticos e o aumento nas descargas de efluentes elevam os potenciais riscos de poluição ambiental e do número de bactérias resistentes a estes produtos, o que torna a situação ainda mais preocupante pelo fato de que os efeitos disso no ambiente aquático são pouco conhecidos (Jones et al., 2003).

Nesse contexto, uso de produtos naturais tem sido visto como uma alternativa de destaque na aquicultura, pois sendo fontes promissoras de substâncias bioativas agem como potenciais agentes antivirais, antibacterianos, antifúngicos e antiparasíticos (Citarasu, 2010), além de não serem prejudiciais ao meio ambiente (Soares & Tavares-Dias, 2013). Dessa forma, a inclusão da *L. alba* como alternativa deve ser considerada, pois o seu potencial como antimicrobiano tem sido comprovado (Pascual et al., 2001; Oliveira et al., 2006; Aguiar et al., 2008; Machado et al., 2014, Cunha et al., no prelo). Recentemente, Cunha et al. (no prelo) investigaram a atividade antimicrobiana do OE de *L. alba* nas concentrações de 20 ou 50 µL/L contra *Aeromonas* ssp. através de testes *in vitro* e *in vivo* tendo como modelo experimental juvenis de jundiá e o antibiótico gentamicina (10 mg/L) como controle positivo. Em relação ao teste *in*

vitro os resultados obtidos reportam a uma fraca atividade do OE contra *Aeromonas* ssp., ao passo que quando adicionados a água (teste *in vivo*) as diferentes concentrações de OE contribuem para uma maior sobrevivência dos peixes infectados (90% em animais com 50 µL/L OE de *L. alba* e 80% naqueles com 20 µL/L OE ou 10 mg/L de gentamicina). Portanto, é importante que estudos futuros verifiquem a atividade desse OE frente a outras bactérias patogênicas de interesse na aquicultura e, também, o seu potencial como inibidor de fatores de virulência.

ÓLEO ESSENCIAL DE *Lippia alba* E CONSERVAÇÃO DO PESCADO

Os procedimentos de captura, manejo e transporte de peixes, em geral, produzem um aumento da atividade muscular e do estresse, antecipando o início do *rigor mortis*, o qual irá acelerar o processo de degradação durante o armazenamento e, conseqüentemente, afetar a textura da carne. Assim, a utilização de anestésicos torna-se uma ótima alternativa para impedir este processo de degradação. Nos EUA o MS-222 é o único anestésico aprovado para peixes que serão utilizados ao consumo humano, porém necessita de um período de depuração de no mínimo 21 dias. Ou seja, tempo de espera não viável para a produção, além, dos efeitos danosos que pode causar tanto aos manipuladores quanto aos peixes. Desta maneira, a busca de alternativas naturais, também, tem ganhado força e incentivo nesta linha da aquicultura. Mais uma vez, o OE de *L. alba* torna-se um referencial muito interessante, pois Cunha et al. (2010) reportaram que peixes anestesiados em uma concentração de 300 mg L⁻¹, além de apresentarem diminuição dos níveis de cortisol plasmático, também não alteraram o odor e o sabor dos filés sendo, portanto, aceitável para o consumo humano. Além disso, Veeck et al. (2013) demonstraram que a utilização de 30 ou 40 µL/L OE de *L. alba* como sedativo durante o transporte de jundiá diminui a oxidação lipídica dos filés congelados e, portanto, a partir deste OE podem ser obtidos promissores compostos naturais ativos para este uso. Neste contexto, Machado et al. (2014), após avaliarem a eficácia do OE de *L.*

alba contra a deterioração dos alimentos e bactérias patogênicas transmitidas por alimentos e, ainda, o seu efeito sobre diferentes ingredientes alimentares, concluíram que o OE tem um controle mais efetivo sobre bactérias patogênicas e deteriorantes quando trata-se de alimentos ricos em amido e sob pH ácido.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Considerando-se todos os estudos já realizados com OE de *L. alba* pode-se afirmar que esse apresenta consideráveis benefícios para a aquicultura, principalmente, para a produção de jundiá. Portanto, com base nos dados obtidos até o momento é interessante a criação de redes de colaboração entre diferentes grupos de pesquisa a fim de ampliar os estudos com OE de *L. alba* em outras espécies, o que permitirá a elaboração de um pacote tecnológico bem consistente e, ainda, poderá facilitar a disponibilização deste OE no mercado para uso em aquicultura. Destaca-se que o OE de *L. alba*, por ser um fitoterápico, pode ser utilizado na aquicultura orgânica.

AGRADECIMENTOS

Os autores agradecem as instituições de fomento à pesquisa que têm contribuído para o desenvolvimento de projetos nesta linha de investigação, sendo elas, o Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), a Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Rio Grande do Sul (FAPERGS), Ministério da Pesca e Aquicultura, INCT-ADAPTA CNPq/Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Amazonas (FAPEAM). Além disso, a todos os alunos de graduação, pós-graduação e pesquisadores que de alguma maneira têm contribuído para a elaboração de dados sobre a utilização do OE de *L. alba* na Aquicultura.

REFERÊNCIAS

- ADAMS, R.P. Identification of essential oil components by gas chromatography/quadrupole mass spectroscopy. Illinois: Allured Publishing Corporation, 2009.
- AGUIAR, J.S.; COSTA, M.C.C.D.; NASCIMENTO, S.C.; SENA, K.X.F.R. Atividade antimicrobiana de *Lippia alba* (Mill.) N.E. Brown (Verbenaceae). Revista Brasileira de Farmacognosia, 18: 436-44, 2008.
- ALBUQUERQUE, U.P.; MONTEIRO, J.M.; RAMOSA, M.A.; AMORIM, E.L.C. Medicinal and magic plants from a public market in northeastern Brazil. Journal of Ethnopharmacology, 110: 76-91, 2007a.
- ALBUQUERQUE, U.P.; MEDEIROS, P. M.; ALMEIDA, A.L. S.; MONTEIRO, J. M.; LINS NETO, E. M.F.; MELO, J.G.; SANTOS, J.P. Medicinal plants of the caatinga (semi-arid) vegetation of NE Brazil: a quantitative approach. Journal of Ethnopharmacology, 114: 325-354, 2007b.
- ALEXANDER, S.P.; MATHIE, A.; PETERS, J.A. Guide to Receptors and Channels (GRAC). 3rd ed. British Journal of Pharmacology, 153 (Suppl 2): S1-S209, 2008.
- AZAMBUJA, C.R.; MATTIAZZI, J.; RIFFEL, A.P.K.; FINAMOR, I.A.; GARCIA, L. O.; HELDWEIN, C.G.; HEINZMANN, B.M.; BALDISSEROTTO, B.; PAVANATO, M.A.; LLESUY, S.F. Effect of the essential oil of *Lippia alba* on oxidative stress parameters in silver catfish (*Rhamdia quelen*) subjected to transport. Aquaculture 319: 156-161, 2011.
- BARROS, F.M. C.; ZAMBARDA, E.O.; HEINZMANN, B.M. Variabilidade sazonal e biossíntese de terpenóides presentes no óleo essencial de *Lippia alba* (Mill.) N.E. Brown (Verbenaceae). Química Nova, 32: 861-867, 2009.
- BECKER, A.G.; PARODI, T.V.; HELDWEIN, C.G.; ZEPPEFELD, C.C.; HEINZMANN, B.M.; BALDISSEROTTO, B. Transportation of silver catfish, *Rhamdia quelen*, in water with eugenol and the essential oil of *Lippia alba*. Fish Physiology and Biochemistry, 38: 789-796, 2012.
- BEZERRA, P.; FERNANDES, A.G.; CRAVEIRO, A.A.; ANDRADE, C.H.S.; MATOS, F.J.A.; ALENCAR, J.W.; MACHADO, M.I. L.; VIANA, G.S.B.; MATOS, F.F.; ROUQUAYROL, M.Z. Composição química e atividade biológica de óleos essenciais de plantas do Nordeste – gênero *Lippia*. Ciência e Cultura, 33: 1-14, 1981.
- BIASI, L.A.; COSTA, G. Propagação vegetativa de *Lippia alba*. Ciência Rural, 33: 455-459, 2003.
- CITARASU, T. Herbal biomedicines: a new opportunity for aquaculture industry. Aquaculture International, 18: 403-414, 2010.
- CORRÊA, C. B.V. Contribuição ao estudo de *Lippia alba* (Mill.) N. E. Br. ex Britt & Wilson - erva-cidreira. Revista Brasileira de Farmácia, 73: 57-64, 1992.
- CUNHA, M.A.; BARROS, F.M. C.; GARCIA, L.O.; VEECK, A.P.L.; HEINZMANN, B.M.; LORO, V.L.; EMANUELLI, T.; BALDISSEROTTO, B. Essential oil of *Lippia alba*: A new anesthetic for silver catfish, *Rhamdia quelen*. Aquaculture, 306: 403-406, 2010.

CUNHA, M.A.; SILVA, B.F.; DELUNARDO, F.A.C.; BENOVI, S.C.; GOMES, L.C.; HEINZMANN, B.M.; BALDISSEROTTO, B. Anesthetic induction and recovery of *Hippocampus reidi* exposed to the essential oil of *Lippia alba*. *Neotropical Ichthyology*, 9: 683-688, 2011.

CUNHA, M.A.; ZIECH, R.E.; KREWER, C.C.; ZEPPENFELD, C.C.; HELDWEIN, C.G.; SUTILI, F.J.; GRESSLER, L.T.; HEINZMANN, B.M.; VARGAS, A.C.; BALDISSEROTTO, B. *Lippia alba* essential oil increases the survival of silver catfish (*Rhamdia quelen*) infected with *Aeromonas* sp. *Brazilian Journal of Microbiology* (No prelo).

DABROWSKI, K.; LEE, K.; GUZ, L.; VERLHAC, V.; GABAUDAN, J. Effects of dietary ascorbic acid on oxygen stress (hypoxia or hyperoxia), growth and tissue vitamin concentrations in juvenile rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture*, 233: 383-392, 2004.

DAS, S. K.; GOSWAMI, U.C. Evaluation of a few locally available anaesthetics for potential use in fish seed transportation, *Fishery Technology*. Society of Fisheries Technologists, 40: 101-104, 2003.

DAY, M.D.; McANDREW, T.D. The biology and host range of *Falconia intermedia* (Hemiptera: Miridae), a potential biological control agent for *Lantana camara* (Verbenaceae) in Australia. *Biocontrol Science and Technology*, 13: 13-22, 2003.

DELGADO, L.; SCHMACHTENBERG, O. Immunohistochemical localization of GABA, GAD65, and the receptor subunits GABAA α 1 and GABAB1 in the zebrafish cerebellum. *Cerebellum*, 7: 444-450, 2008.

Di STASI, L. C.; HIRUMA-LIMA, C. A. Plantas medicinais na Amazônia e na Mata Atlântica. 2ª ed. rev. e ampl. UNESP, São Paulo, 2002.

DIXON, R.N.; MILTON, P. The effects of the anaesthetic quinaldine on oxygen consumption in an intertidal teleost *BleNNius pholis* (L.). *Journal of Fish Biology*, 12: 359-369, 1978.

FAÇANHA, M.F.; GOMES, L.C. A eficácia do mentol como anestésico para tambaqui (*Colossoma macropomum*, Characiformes: Characidae). *Acta Amazonica*, 35: 71-75, 2005.

FARMACOPÉIA BRASILEIRA. Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA), v. 01, 5ª ed., Brasília, 2010.

FERREIRA, J.T.; SCHOONBEE, H.J.; SMITH, G.L. The use of benzocaine-hydrochloride as an aid in the transport of fish. *Aquaculture*, 42: 169-174, 1984.

FOOD & DRUG ADMINISTRATION. Data base of Approved Animal Drug Products. Food and Drug Administration, Center for Veterinary Medicine. VMRCVM Drug Information Laboratory. 2014. Disponível em: <http://www.fda.gov/downloads/AnimalVeterinary/Products/ApprovedAnimalDrugProducts/UCM042858.pdf>. Acesso: 15 de Outubro de 2014.

GAO, J.; KOSHIO, S.; ISHIKAWA, M.; YOKOYAMA, S.; MAMAUAG, R.E.P.; HAN, Y. Effects of dietary oxidized fish oil with vitamin E supplementation on growth performance and reduction of lipid peroxidation in tissues and blood of red sea bream *Pagrus major*. *Aquaculture*, 356/357: 73-79, 2012.

- GAZOLA, R.; MACHADO, D.; RUGGIERO, C.; SINGI, G.; MACEDO ALEXANDRE, M. *Lippia alba*, *Melissa officinalis* and *Cymbopogon citratus*: effects of the aqueous extracts on the isolated hearts of rats. *Pharmacological Research*, 50: 477-480, 2004.
- GAZZANEO, L.R.S.; LUCENA, R.F.P.; ALBUQUERQUE, U.P. Knowledge and use of medicinal plants by local specialists in a region of Atlantic Forest in the state of Pernambuco (Northeastern Brazil). *Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine*, 1: 1-8, 2005.
- GRESSLER, L.T.; PARODI, T.V.; RIFFEL, A.P.K.; COSTA, S. T.; BALDISSEROTTO, B. Immersion anaesthesia with tricaine methanesulphonate or propofol on different sizes and strains of silver catfish *Rhamdia quelen*. *Journal of Fish Biology*, 81: 1436-1445, 2012.
- HELDWEIN, C.G.; SILVA, L.L.; RECKZIEGEL, P.; BARROS, F.M.C.; BÜRGER, M. E.; BALDISSEROTTO, B.; MALLMANN, C.A.; SCHMIDT, D.; CARON, B.O.; HEINZMANN, B.M. Participation of the GABAergic system in the anesthetic effect of *Lippia alba* (Mill.) N.E. Brown essential oil. *Brazilian Journal of Medical and Biological Research*, 45: 436-443, 2012.
- HELDWEIN, C.G.; SILVA, L.L.; GAI, E.Z.; ROMAN, C.; PARODI, T.V.; BÜRGER, M.E.; BALDISSEROTTO, B.; FLORES, E.M.M.; HEINZMANN, B.S.(+)-Linalool from *Lippia alba*: sedative and anesthetic for silver catfish (*Rhamdia quelen*). *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, 2014 (No prelo).
- HENNEBELLE, T.; SAHPAZ, S.; JOSEPH, H.; BAILLEUL, F. Ethnopharmacology of *Lippia alba*. *Journal of Ethnopharmacology*, 116: 211-222. 2008.
- HOUSTON, A. H.; MADDEN, J.A.; WOODS, R.J.; MILES, H.M. Some physiological effects of handling and tricaine methanesulphonate anesthetization upon the brook trout, *Salvelinus fontinalis*. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, 28: 625-633, 1971.
- INOUE, L.A.K.A.; AFONSO, L.O.B.; IWAMA, G.K.; MORAES, G. Effects of clove oil on the stress response of matrinxã (*Brycon cephalus*) subjected to transport. *Acta Amazonica*, 35: 289-295, 2005.
- JANSEN-JACOBS, M. J. Verbenaceae. In: RIJN, A.R.A. (Ed.). *Flora of the Guianas*, Series A: Phanerogams, Fascicle 4 (148). Görts-Van Hoetz Scientific Books, Koenigstein, p. 116. 1988.
- JONES, O.A.H.; VOULVOULIS, N.; LESTER, J.N. Potential impact of pharmaceuticals on environmental health. *Bulletin of the World Health Organization*, 81: 768-769 2003.
- KEENE, J. L.; NOAKES, D. L. G.; MOCCIA, R. D.; SOTO, C. G. The efficacy of clove oil as an anaesthetic for rainbow trout, *Onchorhynchus mykiss* (Walbaum). *Aquaculture Research*, 29: 89-101. 1998.
- KIM, Y. J.; NAM, R. H.; YOO, Y. M.; LEE, C. J. Identification and functional evidence of GABAergic neurons in parts of the brain of adult zebrafish (*Danio rerio*). *Neuroscience Letters*, 355: 29-32, 2004.

- MACHADO, T.F.; NOGUEIRA, N.A.P.; PEREIRA, R.C.A.; de SOUSA, C.T.; BATISTA, V.C.V. The antimicrobial efficacy of *Lippia alba* essential oil and its interaction with food ingredients. *Brazilian Journal of Microbiology*, 45: 699-705, 2014.
- MARTINS, E.R.; CASTRO, D.M.; CASTELLANI, D.C.; DIAS, J.E. *Plantas medicinais*. Viçosa: Editora UFV: Universidade Federal de Viçosa, 2000.
- MATOS, F.J.A.; MACHADO, M.I.L.; CRAVEIRO, A.A.; Alencar, J.W. Essential oil composition of two chemotypes of *Lippia alba* grown in northeast Brazil. *Journal of Essential Oil Research* 8: 695-698, 1996.
- McFARLAND, W.N. A study of the effects of anesthetics on the behaviour and physiology of fishes. *Publications of the Institute of Marine Science of University of Texas*, 6: 23-55, 1959.
- MINISTÉRIO DA PESCA E AQUICULTURA (MPA). Boletim Estatístico da Pesca e Aquicultura. Brasília. 2013. Disponível em: <http://www.mpa.gov.br/index.php/aquicultura/producao>. Acesso: 15 de outubro de 2014.
- MOLDENKE, H N. Materials toward a monograph of the genus *Lippia*. *Phytologia* 12: 331-334, 1965.
- OLIVEIRA, D.R.; LEITÃO, G.G.; SANTOS, S.S.; BIZZO, H.R.; LOPES, D.; ALVIANO, C.S.; ALVIANO, D.S.; LEITÃO, S G. Ethnopharmacological study of two *Lippia* species from Oriximiná, Brazil. *Journal of Ethnopharmacology*, 108: 103-108, 2006.
- PALIĆ, D.; HEROLT, D.M.; ANDREASEN, C.B.; MENZEL, B.W.; ROTH, J.A. Anesthetic efficacy of tricaine methanesulfonate, metomidate and eugenol: effects on plasma cortisol concentration and neutrophil function in fathead minnows (*Pimephales promelas* Rafinesque, 1820). *Aquaculture*, 254: 675-685, 2006.
- PARK, I-S.; PARK, M.O.; HUR, J.W.; KIM, D.S.; CHANG, Y.J.; KIM, Y.J.; PARK, J. Y.; JOHNSON, S.C. Anesthetic effects of lidocaine-hydrochloride on water parameters in simulated transport experiment of juvenile winter flounder, *Pleuronectes americanus*. *Aquaculture*, 294: 76-79, 2009.
- PASCUAL, M.E.; SLOWING, K.; CARRETERO, E.; MATA, D.S.; VILLAR, A. *Lippia*: traditional uses, chemistry and pharmacology: a review. *Journal of Ethnopharmacology*, 76: 201-214, 2001.
- PAVLIDIS, M.; ANGELLOTTI, L.; PAPANDROULAKIS, N.; DIVANACH, P. Evaluation of transportation procedures on water quality and fry performance in red porgy (*Pagrus pagrus*) fry. *Aquaculture*, 218: 187-202, 2003.
- PINTO, E.P.P.; AMOROZO, M.C.M.; FURLAN, A. Conhecimento popular sobre plantas medicinais em comunidades rurais de Mata Atlântica-Itacaré, BA, Brasil. *Acta Botanica Brasilica*, 20: 751-762, 2006.
- ROSS, L.G.; BLANCO, J. S.; MARTÍNEZ-PALACIOS, C.; RACOTTA, I. S.; CUEVAS, M.T. Anaesthesia, sedation and transportation of juvenile *Menidia estor* (Jordan) using benzocaine and hypothermia. *Aquaculture Research*, 38: 909-917, 2007.
- SACCOL, E.M.H.; UCZAY, J.; PÊS, T.S.; FINAMOR, I.A.; OURIQUE, G.M.; RIFFEL, A.P.K.; SCHMIDT, D.; CARON, B.O.; HEINZMANN, B.M.; LLESUY, S.F.;

LAZZARI, R.; BALDISSEROTTO, B.; PAVANATO, M.A. Addition of *Lippia alba* (Mill) N.E. Brown essential oil to the diet of the silver catfish: an analysis of growth, metabolic and blood parameters and the antioxidant response. *Aquaculture*, 416-417: 244-254, 2013.

SALBEGO, J.; BECKER, A.G.; GONÇALVES, J.F.; MENEZES, C.C.; HELDWEIN, C.G.; SPANEVELLO, R.M.; LORO, V.L.; SCHETINGER, M.R.C.; MORSCH, V.M.; HEINZMANN, B.M.; BALDISSEROTTO, B. The essential oil from *Lippia alba* induces biochemical stress in the silver catfish (*Rhamdia quelen*) after transportation. *Neotropical Ichthyology* 12: 811-818, 2014.

SANTOS, M.R.A.; INNECCO, R. Adubação orgânica e altura do corte da erva-cidreira brasileira. *Horticultura Brasileira*, 22: 182-185, 2004.

SCHOETTGER, R.A.; JULIN, M. Efficacy of MS-222 as an anesthetic on four salmonids. *Investigations in Fish Control*, U.S. Bureau of Sport Fisheries and Wildlife, Resource Publication 13: 1-15, 1967.

SIEGHART, W. Structure, pharmacology, and function of GABAA receptor subtypes. *Advances in Pharmacology*, 54: 231-263, 2006.

SILVA, L.L.; PARODI, T.V.; RECKZIEGEL, P.; GARCIA, L.O.; BÜRGER, M.E.; BALDISSEROTTO, B.; MALMANN, C.A.; PEREIRA, M.A.S.; HEINZMANN, B.M. Essential oil of *Ocimum gratissimum* L.: anesthetic effect, mechanism of action and tolerance in silver catfish. *Rhamdia quelen*. *Aquaculture*, 350/353: 91-97, 2012.

SINGH, G.; RAO, G.P.; KAPOOR, P.S.; SINGH, O.P. Chemical constituents and antifungal activity of *Lippia alba* Mill. leaf essential oil. *Journal of Medicinal and Aromatic Plant Sciences*, 22: 701-703, 2000.

SINGH, R.K.; VARTAK, V.R.; BALANGE, A K.; GHUGHUSKAR, M.M. Water quality management during transportation of fry of Indian major carps, *Catla catla* (Hamilton), *Labeo rohita* (Hamilton) and *Cirrhinus mrigala* (Hamilton). *Aquaculture*, 235: 297-302, 2004.

SOARES, B.V.; TAVARES-DIAS, M. Espécies de *Lippia* (Verbenaceae), seu potencial bioativo e importância na medicina veterinária e aquicultura. *Biota Amazônia*, 3: 109-123, 2013.

SUMMERFELT, R. C.; SMITH, L.S. Anesthesia, surgery, and related techniques. In: SCHRECK, C.B.; MOYLE, P.B. (eds) *Methods for fish biology* American Fish Society, Bethesda, p. 213-272, 1990.

TANELIAN, D.L.; KOSEK, P.; MODY, I.; MacIVER, M.B. The role of the GABAA receptor/chloride channel complex in anesthesia. *Anesthesiology*, 78: 757-776, 1993.

TAVARES, E.S.; JULIÃO, L.S.; LOPES, D.; BIZZO, H. R.; LAGE, C.L.S.; LEITÃO, S.G. Análise do óleo essencial de folhas de três quimiotipos de *Lippia alba* (Mill.) N.E.Br. (Verbenaceae) cultivados em condições semelhantes. *Revista Brasileira de Farmacognosia*, 15: 1-5, 2005.

TONI, C.; BECKER, A.G.; SIMÕES, L.N.; PINHEIRO, C.G.; SILVA, L.L.; HEINZMANN, B.M.; CARON, B.O.; BALDISSEROTTO, B. Fish anesthesia: effects of the essential oil of *Hesperozygis ringens* and *Lippia alba* on the biochemistry and

physiology of silver catfish (*Rhamdia quelen*). *Fish Physiology and Biochemistry*, 40: 701-714, 2014.

VALE, T.G.; MATOS, F.J.A.; LIMA, T.C.M.; VIANA, G.S.B. Behavioral effects of essential oils from *Lippia alba* (Mill.) N.E. Brown chemotypes. *Journal of Ethnopharmacology*, 167: 127-133, 1999.

VALE, T.G.; FURTADO, E.C.; SANTOS Jr., J.G.; VIANA, G.S.B. Central effects of citral, myrcene and limonene, constituents of essential oil chemotypes from *Lippia alba* (Mill.) N.E. Brown. *Phytomedicine*, 9: 709-714, 2002.

VEECK, A.P.L.; KLEIN, B.; FERREIRA, L.F.; BECKER, A.G.; HELDWEIN, C.G.; HEINZMANN, B.M.; BALDISSEROTTO, B.; EMANUELLI, T. Lipid stability during the frozen storage of fillets from silver catfish exposed *in vivo* to the essential oil of *Lippia alba* (Mill.) NE Brown. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 93: 955-960, 2013.

ZHANG, L.; WOOD, C.M. Ammonia as a stimulant to ventilation in rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. *Respiratory Physiology & Neurobiology*, 168: 261-271, 2009.

ZHENG, Z.L.; TAN, J.Y.W.; LIU, H.Y.; ZHOU, X.H.; XIANG, X.; WANG, K.Y. Evaluation of oregano essential oil (*Origanum heracleoticum* L.) on growth, antioxidant, effect and resistance against *Aeromonas hydrophila* in channel catfish (*Ictalurus punctatus*). *Aquaculture*, 292: 214-218, 2009.

CAPÍTULO 32

AQUAPONIA: PRODUÇÃO SUSTENTÁVEL DE PEIXES E VEGETAIS

Paulo César Falanghe Carneiro¹
Alexandre Nizio Maria
Maria Urbana Correa Nunes
Rodrigo Yudi Fujimoto

INTRODUÇÃO

A aquaponia é a modalidade de produção de alimentos com baixo consumo de água e alto aproveitamento do resíduo orgânico gerado. Portanto, é uma alternativa de produção de peixes e vegetais menos impactante ao meio ambiente (Tyson et al., 2011). O termo aquaponia é derivado da combinação das palavras "aquacultura" (produção de organismos aquáticos) e hidroponia (produção de plantas sem solo), e refere-se à integração entre a criação de organismos aquáticos, principalmente peixes, e o cultivo de vegetais hidropônicos. Apesar do termo aquaponia ser novo no Brasil, trata-se de uma tecnologia testada e validada em vários países nos últimos 20 anos e, hoje, comprovadamente viável do ponto de vista técnico e econômico (Rakocy et al., 2006; Graber & Junge, 2009).

Tradicionalmente, a aquicultura é uma atividade conduzida em viveiros escavados de grandes dimensões, acima de 1.000 m². Porém, nas últimas três décadas houve avanços significativos na aquicultura realizada em sistemas de recirculação, possibilitando a obtenção de produtividade muito superior aquelas observadas nos sistemas tradicionais (Losordo & Westerman, 2007). Apesar da grande vantagem dos sistemas de recirculação de água, por reduzir drasticamente a área necessária para a produção de organismos aquáticos, as altas densidades de estocagem empregadas

Carneiro et al. Aquaponia: produção sustentável de peixes e vegetais. In: Tavares-Dias, M. & Mariano, W.S. (Org.). Aquicultura no Brasil: novas perspectivas. São Carlos, Editora Pedro & João, 2015.

normalmente apresentam como desvantagem o grande volume de resíduo orgânico produzido e que precisa ser retirado do sistema (Van Rijn, 2013). Concomitantemente ao desenvolvimento das técnicas de recirculação foram feitos muitos estudos utilizando plantas aquáticas no intuito de diminuir a carga orgânica produzida pelos peixes. Plantas terrestres também foram testadas e os resultados foram promissores, mostrando não apenas efeitos positivos na redução da carga orgânica de sistemas de recirculação, como também o grande potencial de produção de vegetais com a “solução de nutrientes” presentes em ambientes de criação de peixes, à semelhança do que ocorre na hidroponia.

Apesar da aquicultura e hidroponia ser práticas de produção de alimentos com estudos realizados há mais de 50 anos, as pesquisas em aquaponia somente começaram a apresentar seus resultados mais expressivos nos últimos 10 anos, com especial referência aos estudos conduzidos por pesquisadores da Universidade das Ilhas Virgens-EUA (Rakocy et al., 2006). A literatura brasileira ainda é escassa no que refere-se a aquaponia, com apenas algumas publicações recentes (Abreu, 2012; Hundley & Navarro, 2013; Jordan, et al., 2013; Silva et al., 2013; Braz Filho, 2014). Apenas nos últimos anos foi observado maior interesse sobre esse assunto, e pesquisadores de algumas universidades brasileiras e da Embrapa iniciaram seus primeiros ensaios experimentais. Por outro lado, há muita informação técnicas e científicas sobre aquaponia no exterior, com destaque a países tais como Austrália, Canadá, Estados Unidos e Israel (Rakocy et al., 1997; Lennard & Leonard, 2004; Savidov, 2004; Rakocy et al., 2006, Lennard & Leonard, 2006; Tyson et al. 2008; Graber & Junge, 2009; Endut et al. 2010; Tyson et al., 2011; Roosta & Mohsenian, 2012; Danaher et al., 2013).

Paralelamente às pesquisas realizadas nessas últimas duas décadas, muito interesse foi despertado nos países supracitados, tanto do ponto de vista comercial, onde já há registro das primeiras iniciativas de sucesso, quanto em pequena escala, ou residencial, também conhecido internacionalmente como “backyard aquaponics”, termo em inglês para “aquaponia de quintal” (ver

<http://www.backyardaquaponics.com/>). Em países como Austrália, Canadá e Estados Unidos várias empresas já fornecem equipamentos e consultoria especializada a quem quer produzir seus alimentos em sistemas compactos de aquaponia, instalados em suas próprias residências. Outra forma de utilização da aquaponia que está em ascensão em alguns países desenvolvidos, e que aos poucos vem chegando no Brasil, está relacionada ao contexto educacional. Professores de diversas disciplinas, principalmente do ensino fundamental e médio, valem-se dos conceitos técnicos da aquaponia para melhorar o aprendizado de seus alunos. Em outras palavras, sistemas simples e compactos de aquaponia podem se tornar ferramenta de ensino muito eficiente para temas tão distantes quanto biologia, meio ambiente, física, química, matemática, economia e engenharia.

Apesar da aquaponia ainda ser pouco difundida na Brasil, há grande expectativa de que essa forma sustentável de produção de alimentos torne-se muito popular em nosso país em futuro muito próximo, a exemplo do rápido desenvolvimento e uso dessa técnica observado nos últimos 10 anos em vários países. Contudo, a aquaponia envolve conhecimentos específicos para seu pleno funcionamento e sucesso de sua aplicação, seja para fins domésticos, comerciais ou educacionais, pois requer a compreensão dos elementos biológicos envolvidos no sistema. Este capítulo traz, portanto, uma abordagem geral sobre os componentes de um sistema aquapônico, bem como informações básicas sobre seu funcionamento.

PECULIARIDADES, VANTAGENS E DESVANTAGENS DA AQUAPONIA

A aquaponia preconiza a reutilização total da água, evitando seu desperdício e diminuindo significativamente a liberação de efluente ao meio ambiente. O volume de água necessário para um sistema de aquaponia é muito baixo se comparado aos sistemas tradicionais de agricultura e aquicultura, que envolvem irrigação diária e renovação constante de água, respectivamente. Uma vez

abastecido e em funcionamento, um sistema de aquaponia pode ficar por muito tempo sem a necessidade de troca de água, sendo necessária somente a reposição da água perdida por evaporação e evapotranspiração. Nesse sentido, a aquaponia é, inclusive, mais eficiente na utilização da água e geração de efluente que a própria hidroponia, que necessita constante renovação da solução hidropônica de nutrientes.

Na agricultura convencional o solo é simplesmente um reservatório de nutrientes e um meio de sustentação das plantas. Prova disso que muitos vegetais são cultivados com sucesso na hidroponia, onde não há a presença do solo e sim uma estrutura de apoio para sustentação das plantas e o fornecimento dos nutrientes necessários para seu desenvolvimento. A desvantagem da hidroponia é que se trata de um sistema não orgânico pelo fato dos nutrientes utilizados serem processados industrialmente. Atualmente, o potencial de mercado da hidroponia sem o uso de agroquímicos é ascendente e muitos produtores de vegetais hidropônicos buscam alternativas para substituição dos fertilizantes hidropônicos tradicionais. Porém, há poucas opções de fertilizantes naturais para a hidroponia disponível no mercado, causando dificuldades de produção. Nesse contexto, a aquaponia pode ser considerada uma tecnologia alternativa para a produção de vegetais hidropônicos sem o uso de produtos químicos e, conseqüentemente, mais saudáveis.

Em aquaponia, peixes e plantas são cultivados em um mesmo corpo d'água e compartilham estruturas físicas integradas, sendo observadas algumas vantagens, tais como:

- utilização de quantidade mínima de água;
- possibilidade de produção de alimentos no meio urbano, próximo ao consumidor final;
- aproveitamento de dejetos produzidos por peixes e que seriam descartados no meio ambiente;
- controle da proliferação de algas e fungos que podem conferir sabor desagradável ao pescado;

- produção intensiva, com altas densidades de peixes e vegetais;
- geração de um produto diferenciado, padronizado e de alta qualidade, livre de agrotóxicos e antibióticos;
- diversificação da produção e geração contínua de renda;
- minimização dos riscos de contaminação química e biológica dos corpos d'água naturais, e
- minimização dos riscos de introdução de espécies exógenas aos cursos d'água naturais.

Dentre as principais desvantagens da produção em aquaponia quando comparada à agricultura tradicional e/ou à hidroponia, podemos listar:

- dependência contínua de energia elétrica;
- restrições quanto à utilização de agrotóxicos e antibióticos em função dos diferentes seres vivos envolvidos no sistema;
- pouca tecnologia difundida no Brasil;
- necessidade de conhecimento básico em algumas áreas-chave como engenharia, hidráulica, biologia, fitotecnia e piscicultura.

PRINCÍPIOS BIOLÓGICOS IMPORTANTES

O fornecimento de ração aos peixes é a entrada de insumo mais importante em um sistema aquapônico. Os peixes alimentam-se da ração e produzem excretas que naturalmente são convertidas nos nutrientes que serão absorvidos pelas plantas. Na aquaponia, há um fluxo contínuo de nutrientes entre diferentes organismos vivos que estão relacionados por meio de ciclos biológicos naturais, notadamente a nitrificação promovida por bactérias. Bactérias nitrificantes dos gêneros nitrosomonas e nitrobacter são responsáveis pela conversão da amônia (NH_3) em nitrito (NO_2) e esse em nitrato (NO_3), transformando substâncias tóxicas produzidas pelos peixes em nutrientes assimiláveis pelas plantas (Figura 1). Ao consumir esses nutrientes as plantas, juntamente com as bactérias, desempenham papel importante na filtragem biológica

da água, garantindo sua condição adequada para o desenvolvimento normal dos peixes (Tyson et al., 2011).

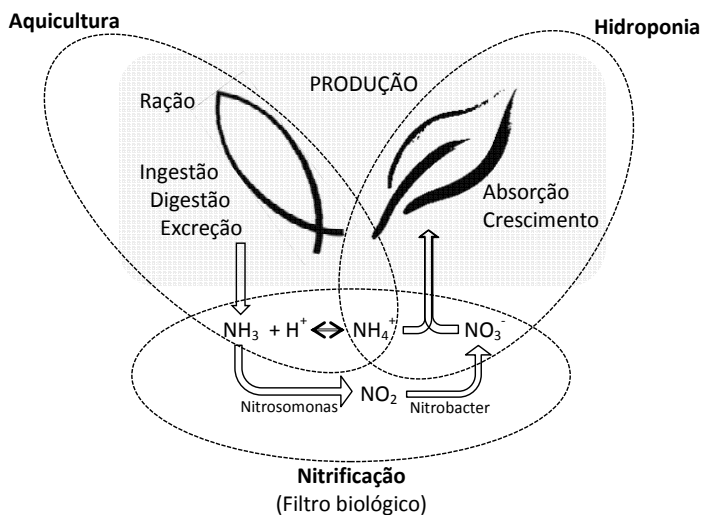


Figura 1. O ciclo do nitrogênio na aquaponia inicia-se com a proteína presente na ração que é fornecida aos peixes e, conseqüente, produção de amônia que é excretada na água. A amônia (NH_3) é convertida em nitrato (NO_3^-) por bactérias nitrificantes (*Nitrosomonas* spp. e *Nitrobacter* spp.). O nitrato, bem como o íon amônio (NH_4^+) são absorvidos pelas plantas.

Como o nitrogênio é o nutriente requerido pelas plantas em maior quantidade e o nitrato é a forma preferida de absorção, a compreensão e o manejo adequado das colônias de bactérias é de fundamental importância na aquaponia (Figura 1). O surgimento dessas bactérias em um filtro biológico é de ocorrência natural, porém pode ser estimulado pela introdução de água trazida de outro local onde é conhecida sua presença. As bactérias nitrificantes crescem em biofilmes aderidos a superfícies de material inerte ou de partículas orgânicas. Após a introdução dos peixes no sistema pode-se acompanhar o aumento contínuo do nível de amônia durante a primeira semana. A partir desse momento nota-se o decréscimo na concentração desse elemento ao mesmo tempo em que são detectados níveis crescentes de nitrito, denunciando o

desenvolvimento das colônias de *Nitrosomonas*. Outra semana se passa, os níveis de nitrito começam a baixar e os de nitrato a subir, indicando a presença de *Nitrobacter*. Geralmente são necessários 20 a 30 dias para um sistema aquapônico apresentar seu ciclo de nitrificação em equilíbrio (Francis-Floyd et al., 2009).

O pH é um dos pontos mais críticos e que requer mais atenção dentro de um sistema de aquaponia (Tyson et al., 2008). Toda reação química que ocorre em um organismo vivo é regulada pelo pH do meio onde se dá a reação, sendo que o pH ideal pode variar muito de um organismo para outro. Pelo fato da aquaponia envolver em um mesmo corpo d'água três organismos muito distintos (peixes, plantas e bactérias) é de fundamental importância conhecer as necessidades de cada um deles para que o pH da água seja mantido em uma faixa que atenda a todos satisfatoriamente. As bactérias nitrificantes são predominantemente aeróbicas e têm o pH ótimo no intervalo entre 7,0 e 8,0. Por outro lado, a maioria das plantas cultivadas em hidroponia cresce melhor em pH entre 5,5 e 6,5. O pH influencia a absorção dos nutrientes pelas plantas, sendo que micronutrientes como ferro, manganês, cobre, zinco e boro estão menos disponíveis em pH acima de 7,0. O mesmo é observado para fósforo, cálcio, magnésio e molibdênio quando o pH está abaixo de 6,0. Já para a maioria das espécies peixes de água doce de interesse econômico e que podem ser utilizados em um sistema aquapônico, o pH ideal encontra-se entre 7,5 e 9,0. Portanto, pode-se notar que o monitoramento e controle do pH é um dos pontos de maior atenção para conduzir-se adequadamente a produção em um sistema de aquaponia.

A manutenção do pH próximo a 7,0 é a opção mais adequada para atender a todos os componentes biológicos presentes em um sistema aquapônico (Rakocy et al., 2006). Porém, após a colonização do filtro biológico pelas bactérias e equilíbrio em geral de um sistema aquapônico é normal observar a contínua redução dos valores de pH. Esta observação é importante pois indica o bom funcionamento do filtro biológico. Por outro lado, faz-se necessária a contínua correção do pH para atender as necessidades dos três componentes biológicos envolvidos, conforme dito acima. Dentre as

opções de substâncias tamponantes que podem ser utilizadas para a correção do pH em aquaponia, aquelas a base de potássio (K), cálcio (Ca) e magnésio (Mg) são as mais indicadas uma vez que se trata de nutrientes normalmente presentes em sistemas de aquaponia em quantidades inferiores às exigidas por muitos vegetais. Portanto, adições periódicas de substâncias como hidróxido de potássio, hidróxido de cálcio e calcário dolomítico em um sistema de aquaponia pode ser uma constante, não apenas para o tamponamento e ajuste do pH da água como também para a suplementação nutricional das plantas.

RELAÇÃO ENTRE AS ÁREAS DE CRIAÇÃO DE PEIXES E DE CULTIVO DE VEGETAIS

O quantitativo de plantas a ser produzido está diretamente ligado à densidade de peixes estocada no sistema, que por sua vez, limita a quantidade de nutrientes disponíveis às plantas. A literatura apresenta várias formas de calcular ou estimar essa relação, dentre elas o estabelecimento de proporções entre os volumes dos tanques de criação de peixes e do ambiente hidropônico que podem variar entre 1:1 e 1:4 (Nelson, 2007; Rakocy et al.,1997). Outra forma de quantificar a proporção está baseada na quantidade de ração ofertada diariamente aos peixes, sendo sugerida por Rakocy et al. (1997) a proporção de 60 a 100 gramas de ração de peixe/dia para cada metro de área de produção vegetal. Nesse caso 60g/dia deve ser considerado para o cultivo de um metro quadrado de vegetais menos exigentes como a alface e outras folhosas. Plantas mais exigentes como tomateiros necessitam de concentração maior de nutrientes na água do sistema, o que poderia ser alcançado com uma biomassa de peixes que demandasse 100 g de ração/dia/m². Há ainda uma sugestão para o dimensionamento entre peixes e plantas baseada na proporção das biomassas produzidas, ou seja, para cada 1 kg de peixe estima-se que possam ser produzidos 7 kg de vegetais (Nelson, 2007). Apesar de ser muito variadas as possíveis estimativas de dimensionamento entre a produção de peixes e de vegetais, há um consenso de que a parte hidropônica ocupa uma

área muito maior do que aquela destinada a produção de peixes. Somando-se ao fato de que o ciclo das hortaliças é muito mais curto (25 a 120 dias) do que o ciclo dos peixes (acima de 200 dias) fica evidente a maior importância econômica da parte vegetal em sistemas aquapônicos.

COMPONENTES DO SISTEMA DE AQUAPONIA

Ambiente de criação dos peixes

O ambiente de criação dos peixes dentro de um sistema aquapônico é geralmente representado por um ou vários tanques nos mais diversos formatos e volumes, podendo variar de poucos litros a vários metros cúbicos e ser feito de vários tipos de materiais (Rakocy et al., 2006). Sistemas compactos, normalmente utilizados como *hobby* ou para fins educacionais, podem utilizar aquários de vidro ou policarbonato para permitir a visualização dos peixes. Sistemas um pouco maiores, tidos como residenciais, utilizam tanques de polietileno ou de fibra de vidro. Em sistemas comerciais é comum a existência de vários tanques interligados que permitam despescas parceladas e frequentes. Em qualquer que seja a situação, o tanque de criação de peixes precisa ser resistente e durável. Como trata-se de um ambiente para a produção de alimentos, é muito importante também que sejam utilizados materiais que não liberem substâncias tóxicas na água.

Para volumes a partir de 1.000 L é recomendável o uso de tanques circulares por promoverem melhor circulação da água. Nesse caso, a movimentação da água e dos peixes conduzem os resíduos sólidos (fezes e restos de ração) ao centro do tanque, facilitando sua remoção e mantendo o ambiente de criação dos peixes em condições mais adequadas. A ausência de cantos ou quinas em tanques circulares favorece a livre movimentação da água que entra e sai e evita a formação de áreas com pouca ou nenhuma troca, conhecida como zona morta. Portanto, as duas razões principais para manter o fluxo de água adequado dentro de um tanque de criação de peixes em aquaponia são: 1) garantir o nível adequado de oxigênio dissolvido em todo volume de água do

tanque; e 2) permitir a retirada contínua dos resíduos produzidos pelos peixes.

Sistemas aquapônicos de pequeno porte normalmente são estocados com densidades de peixes inferiores a 15 kg/m^3 , o que permite a escolha do tanque de criação dentro de uma gama maior de possibilidades. Isso não quer dizer que em sistemas menores as características do tanque de criação não devam ser consideradas e sim que, em função dos menores riscos envolvidos, há maior flexibilidade na escolha do recipiente mais adequado. Em sistemas comerciais de produção de peixes em recirculação são observadas normalmente densidades de estocagem acima de 50 kg/m^3 . Porém, para que sistemas aquapônicos possam utilizar densidades tão elevadas é de fundamental importância que os tanques de criação respeitem alguns critérios mínimos como estes apresentados a seguir.

O fluxo de água que deve passar pelo tanque de criação é um aspecto muito importante e deve levar em conta fatores como a velocidade da água e a taxa de renovação. A velocidade da água não deve ser tão rápida a ponto de exigir esforço natatório demais dos peixes e, conseqüentemente, causar prejuízos a seu crescimento e bem estar. Por outro lado, a velocidade da água precisa ser tal que possa auxiliar na retirada dos resíduos sólidos produzidos pelos peixes e evitar seu acúmulo dentro do tanque. A taxa de renovação está relacionada positivamente à densidade de estocagem dos peixes criados dentro do tanque. Esta taxa deve ser de pelo menos metade do volume do tanque a cada hora para densidades de até 10 kg/m^3 . Para densidades maiores a taxa de renovação deve ser de pelo menos uma troca total por hora. Em aquaponia comercial uma troca por hora normalmente é a taxa mínima utilizada; porém, levando-se sempre em consideração a velocidade da água provocada por essa taxa de renovação e suas possíveis conseqüências negativas aos peixes mantidos no tanque de criação.

A relação entre a superfície e o volume do tanque de criação também deve ser levada em consideração, independentemente do seu formato. Essa relação tem importância por estar relacionada à capacidade de trocas gasosas (ex.: entrada de oxigênio e saída de gás

carbônico) entre o corpo d'água presente no tanque e a atmosfera, e que ocorre predominantemente na superfície da água. Se a área superficial for muito pequena quando comparada ao volume, a troca gasosa pode ser prejudicada sendo, portanto, considerado como valor mínimo ideal uma relação superfície:volume de 1,0. Como exemplo para um tanque circular de 1000 L com diâmetro de 1,50 m (dimensão normalmente apresentada por uma caixa d'água de polietileno), a relação superfície:volume é de 1,77 ($3,14 \times 0,75/m^3$), ou seja, adequada de acordo com esse critério.

Proporcionar aos peixes as melhores condições ambientais é uma estratégia importante para o sucesso de um sistema aquapônico, seja ele de pequena ou grande escala. Portanto, a aplicação de informações já determinadas para os sistemas aquícolas de recirculação deve ser considerada no seu planejamento e manejo.

Sistema de aeração

Na aquaponia a aeração é exigida não apenas pelos peixes, mas também pelas plantas e bactérias nitrificantes (Rakocy et al., 2006). A quantidade de oxigênio dissolvido na água deve sempre ser superior a 3 mg/L para garantir o suprimento mínimo necessário aos três componentes biológicos presentes. Compressores ou sopradores de ar são normalmente utilizados para suprir a necessidade de oxigênio através de difusores, normalmente representados pelas chamadas pedras porosas. A aeração deve ser fornecida diretamente na água do tanque de criação dos peixes, porém, dependendo da configuração do sistema aquapônico, difusores de ar também devem ser instalados em outros compartimentos como no mineralizador, no degaseificador ou mesmo no ambiente de cultivo de vegetais quando se tratar do sistema flutuante, conforme será apresentado a seguir.

Filtros de sólidos, mineralizador e degaseificador

Em sistemas aquapônicos pequenos nem sempre é necessária a instalação de um filtro de sólidos, muito menos de um mineralizador ou um degaseificador (Rakocy et al., 2006). Em função da pequena biomassa de peixes utilizada nesses sistemas mais

simples, normalmente abaixo de 5 kg/m^3 , os resíduos sólidos são normalmente degradados, ou mineralizados, dentro do próprio filtro biológico. Por outro lado, o emprego de densidades mais elevadas, principalmente acima de 10 kg/m^3 , exige o uso de artifícios que permitam a retirada constante dos resíduos sólidos.

Os resíduos sólidos podem ser categorizados de acordo com sua densidade. Resíduos mais densos que a água sedimentam-se facilmente no fundo do tanque de criação dos peixes, de onde podem ser retirados pela ação do fluxo de água de saída. Sua separação pode ser feita por algum aparato de filtração que promova sua sedimentação. São várias as opções de filtros decantadores que podem ser utilizados na aquaponia, sendo o mais comum aquele semelhante a uma incubadora com fundo cônico, onde os resíduos se sedimentam e podem ser retirados por meio de uma válvula instalada na sua base. Também é possível a construção de um filtro simples e barato com o uso de um tambor plástico de 150-200 L, destes normalmente utilizados para o transporte de azeitonas (Figura 2).



Figura 2. Filtro de sólidos por decantação utilizando um tambor plástico de 150 L.

O resíduo sólido recolhido no filtro decantador pode ter destinos úteis diversos. Como se trata de um material rico em

matéria orgânica caracterizado pelas fezes de peixes, ele pode ser aplicado diretamente ao solo como adubo orgânico na agricultura convencional. Outra forma de reaproveitamento desse material é através de um biodigestor anaeróbio, abrindo-se a possibilidade de produção de gás que pode ser aproveitado em algum processo de combustão. Adicionalmente, um biodigestor libera um líquido rico em nutrientes já mineralizados e que pode ser retornado ao sistema como fonte de macro e micronutrientes às plantas. Algo semelhante e mais simples pode ser feito também pela biodigestão aeróbia, simplesmente conduzindo a matéria orgânica do filtro decantador para um recipiente provido de aeração. De tempos em tempos o sobrenadante pode ser retirado e devolvido ao sistema como fonte de nutrientes aos vegetais.

A outra categoria de resíduos sólidos, conhecidos como sólidos em suspensão por serem menos densos que a água, não são retidos nos filtros decantadores e necessitam ser retirados do sistema por meio de um filtro de telas que pode ser instalado logo após o filtro decantador. Periodicamente essas telas devem ser vistoriadas e limpas para evitar entupimento. Em aquaponia esse tipo de filtro é normalmente conhecido como mineralizador, pois no período entre uma limpeza e outra o material orgânico acumulado é degradado, ou mineralizado, pela ação de bactérias que ali se instalam. Essa mineralização tem um aspecto positivo, pois disponibiliza nutrientes que serão utilizados pelas plantas no ambiente de cultivo. Por outro lado, como geralmente se trata de um ambiente de pequeno volume e com pouca oxigenação, pode haver o crescimento de bactérias anaeróbias que eliminam gases tóxicos na água como o gás metano (CH_4), o gás carbônico (CO_2) e o gás sulfídrico (H_2S). Para evitar que esses gases se acumulem no sistema, logo em seguida ao mineralizador deve ser instalado um componente chamado degaseificador. Trata-se simplesmente de um ambiente de pequeno volume suprido de aeração suficiente para promover a saída dos gases tóxicos para a atmosfera e que deve ser instalado entre o mineralizador (ou filtro de telas) e o filtro biológico.

AMBIENTES DE CULTIVO DE VEGETAIS

Em geral, são três os tipos de ambientes mais utilizados para o cultivo de vegetais em aquaponia (Lennard & Leonard, 2006): 1) argila expandida, pedra brita ou outro substrato com alta relação superfície:volume (*media-filled bed* ou *gravel bed*); 2) canaleta ou NFT (*Nutrient Film Technique*); e 3) flutuante (*float* ou *raft*). Cada um desses três tipos tem suas particularidades e variações, com vantagens e desvantagens. Todos eles têm como base as técnicas já conhecidas de hidroponia, porém utilizando a aquicultura como fonte de nutrientes. Os equipamentos necessários, bem como as produtividades possíveis de serem alcançadas, variam muito entre estes ambientes. Como regra geral o ambiente conhecido como *gravel bed* é uma boa opção quando são utilizadas baixas densidades de estocagem de peixes. A opção pelas canaletas ou pelo flutuante normalmente é preferida em sistema de aquaponia de média ou grande escala.

Media-filled bed ou *gravel bed*

Esse é o sistema que possui o maior número de adeptos da aquaponia em função de sua praticidade e funcionalidade (Figura 3). O mesmo substrato que dá suporte aos vegetais é colonizado por bactérias nitrificantes, ou seja, esse ambiente também funciona como filtro biológico. Por essa razão, a relação superfície:volume do substrato a ser utilizado deve ser alta, para permitir o desenvolvimento adequado de muitas colônias de bactérias e, com isso, aumentar a eficiência do processo de nitrificação da amônia produzida pelos peixes. Atenção deve ser dispensada para não utilizar material com partículas muito pequenas para evitar problemas de entupimento, principalmente quando o sistema não contar com filtragem prévia para a retirada de sólidos. O entupimento do filtro biológico por acúmulo de matéria orgânica pode criar zonas anaeróbias que prejudicam o desenvolvimento das raízes das plantas e das bactérias nitrificantes. Nessas situações, as bactérias aeróbias dos gêneros *Nitrosomonas* e *Nitrobacter* podem perder espaço para bactérias anaeróbias que produzem substâncias

tóxicas e causam alterações indesejáveis na qualidade da água, principalmente em relação ao pH. A verificação de elevação contínua nos valores do pH da água é um forte indicador da colonização do filtro biológico por bactérias anaeróbias e um alerta sobre a ocorrência de má circulação de água pelo substrato, sendo necessária a verificação de possível acúmulo de matéria orgânica. Portanto, cuidado especial deve ser dado à escolha do substrato e ao entupimento do filtro biológico por matéria orgânica, sendo muitas vezes necessárias limpezas periódicas desse tipo de substrato para manter a qualidade da água do sistema em boas condições.



Figura 3. Sistema compacto de aquaponia caracterizado por um tanque de criação de peixes de 600 L abaixo do ambiente de cultivo de vegetais (*media-filled bed*) contendo argila expandida como substrato para desenvolvimento de bactérias nitrificantes (filtro biológico) e suporte para o crescimento de vegetais. A) Antes do plantio; B) Trinta dias após transplante de mudas de alface com 15 dias de semeadura. Observação: tanque de criação com 20 juvenis de tambaquis com aproximadamente 50-100 g.

É importante o uso de substratos inertes, sendo muitas as opções como argila expandida, pedra brita, seixos de leito de rio,

rochas vulcânicas, areia grossa, perlita, entre outros. Os dois primeiros são os substratos mais comumente utilizados, porém é aconselhado verificar a disponibilidade local de materiais alternativos visando a redução de custos. A argila expandida mostra-se como um excelente substrato por apresentar alta relação superfície:volume e baixa densidade, facilitando seu manuseio. Por outro lado, é um material de valor elevado e que pode onerar o custo de implantação. A pedra brita é um material facilmente encontrado no mercado da construção civil e apresenta custo muito inferior ao da argila expandida. Por outro lado, por ser um material de alta densidade apresenta inconvenientes relacionados ao seu manuseio. De qualquer forma, ambos apresentam-se como adequados ao desenvolvimento das raízes dos vegetais e das colônias de bactérias em um sistema de aquaponia.

A água vinda do tanque de criação dos peixes deve ser distribuída de maneira uniforme nesse ambiente, podendo ser utilizado um tubo de PVC com varias perfurações para esse propósito. A saída geralmente é feita por um sifão do tipo sino (*bell siphon*: ver detalhes nos inúmeros textos e vídeos disponíveis na internet) que permite o enchimento e o esvaziamento cíclico desse ambiente. Essa é uma condição importante pois garante a oxigenação constante e homogênea, tanto das raízes das plantas quanto das colônias de bactérias.

Canaletas ou NFT (Nutrient Film Technique)

O sistema de canaletas é o método utilizado mundialmente na produção de vegetais hidropônicos. Neste método as raízes das plantas são alojadas em canaletas sendo parcialmente embebidas pela água que traz os nutrientes necessários ao desenvolvimento das plantas. Trata-se do sistema mais indicado para as plantas classificadas como folhosas (alface, rúcula, ervas aromáticas, outras) pela praticidade de colheita e comercialização. Nesse sistema as raízes das plantas estão sempre limpas, diferentemente ao observado no ambiente descrito anteriormente, e não há a necessidade de lavagem após a colheita, o que diminui gastos com

mão de obra e agrada o consumidor final. Plantas maiores e de ciclos mais longos como tomateiros e pimentãozeiros também podem ser produzidos neste sistema, necessitando apenas de canaletas e espaçamentos maiores, além de suportes para sustentação da parte aérea. Outra vantagem importante desse sistema é sua ergonomia, pois as canaletas são geralmente dispostas em uma bancada na altura da cintura, facilitando manejos como o transplante e a colheita (Figura 4).



Figura 4. Sistema simples de aquaponia com canaletas para produção de alface. O tanque de criação de peixes (caixa d'água de 250 L), com 20 juvenis de tambaquis (50-100 g), está no nível inferior. Uma bomba eleva a água até os filtros biológicos (duas metades de um tambor plástico de 200 L) localizado acima das canaletas. A água retorna por gravidade ao tanque de criação após passar pelas raízes dos vegetais.

Os conceitos técnicos envolvidos nesse caso são muito semelhantes àqueles utilizados na hidroponia, sendo inclusive a melhor opção para produtores de vegetais hidropônicos interessados em iniciar sua produção na aquaponia por poder aproveitar grande parte da infraestrutura já existente e contar com sua experiência prévia. Nesse sistema várias canaletas são dispostas paralelamente e com desnível entre 8 e 12% para permitir a

passagem da água por gravidade. Tubos circulares de PVC são facilmente encontrados em lojas de material hidráulico e podem ser utilizados, porém melhores resultados de crescimentos das plantas são obtidos quando utilizados tubos de fundo plano, normalmente comercializados em lojas especializadas em hidroponia. Na hidroponia convencional as canaletas são abastecidas individualmente por mangueiras de pequeno calibre, porém, na aquaponia essas mangueiras precisam ser mais grossas para diminuir as chances de entupimento. De qualquer forma, quando utilizado esse ambiente de cultivo de vegetais em aquaponia, a água que sai dos tanques de criação dos peixes precisa passar por um sistema de filtragem de sólidos bastante eficiente para evitar que partículas sejam depositadas nas raízes das plantas e, com isso, surjam problemas com sua nutrição e oxigenação. Adicionalmente é vital que haja um filtro biológico uma vez que a superfície molhada das canaletas não é suficientemente grande para o processo de nitrificação da amônia produzida pelos peixes.

Flutuante ou raft

Esse ambiente é geralmente caracterizado por canais longos (dezenas de metros), estreitos (0,5- 1,5 m) e rasos (0,2-0,4 m). Esses canais são usualmente construídos ao nível do solo e é por onde flui a água que vem dos tanques de criação dos peixes. Neste sistema, normalmente utilizados para produção de folhosas, as plantas são apoiadas em placas de poliestireno contendo orifícios espaçados entre si de acordo com as necessidades de crescimento de cada espécie. As raízes ficam submersas o tempo todo, portanto fonte de aeração deve estar presente e distribuída ao longo de todo canal para manter alto e homogêneo o nível de oxigênio dissolvido na água. Não apenas as raízes das plantas necessitam dessa oxigenação com também as bactérias nitrificantes que estarão colonizando as paredes e o fundo desse ambiente. Como é grande a superfície disponível para o desenvolvimento de bactérias neste sistema, não há a necessidade de instalação de um filtro biológico à parte, como no caso do sistema de canaletas. Por outro lado, a filtragem de

sólidos da água que sai do tanque de criação dos peixes deve ser muito eficiente para evitar acúmulo de matéria orgânica nos canais, o que diminuiria a eficiência do processo de nitrificação e elevaria os custos de mão de obra para sua remoção (Figura 5).

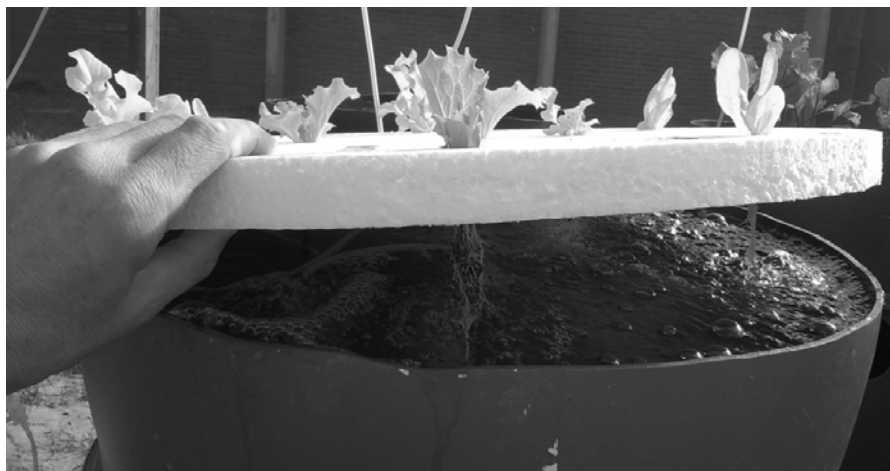


Figura 5. Ilustração de um sistema aquapônico experimental compacto com ambiente de cultivo de vegetais do tipo flutuante. Mudas de alface são apoiadas em uma placa de poliestireno, tendo suas raízes imersas na água bombeada do tanque de criação dos peixes. Notar a presença de aeração para a oxigenação das raízes.

Há algumas diferenças importantes entre os sistemas de canaletas (NFT) e flutuante, sendo a mais marcante o maior volume de água utilizado por este último. Cerca de 75% da água de um sistema de aquaponia com flutuante está alocado nos canais de cultivo comparado com cerca de 25% presente nas canaletas no sistema NFT. Quanto maior o volume de água do sistema aquapônico, maior será seu poder tampão e, com isso, alterações nos parâmetros de qualidade da água serão mais lentas. Sendo assim, ao optar pelo sistema NFT o produtor deve estar ciente que sua atenção terá que ser maior com relação ao monitoramento dos parâmetros de qualidade da água.

PEIXES E PLANTAS MAIS ADEQUADOS PARA SEREM PRODUZIDOS EM AQUAPONIA

A alta densidade de peixes, característica de muitos sistemas intensivos com recirculação de água, e dentre eles inclui-se a aquaponia, é um limitador na definição da espécie a ser utilizada. A espécie de peixe deve ser tolerante a altas densidades de estocagem e a manejos frequentes. Algumas espécies já avaliadas em sistemas intensivos e que podem apresentar bons resultados em sistemas de aquaponia são: tilápia-do-nilo (*Oreochromis niloticus*), bagre-do-canal (*Ictalurus punctatus*), bacalhau australiano (*Maccullochella peelii*), tambaqui (*Colossoma macropomum*), truta-arco-íris (*Oncorhynchus mykiss*) e pacu (*Piaractus mesopotamicus*). A tilápia-do-nilo por ser um peixe rústico e resistente, apresentar boa conversão alimentar, tolerar altas densidades de estocagem, ter seu pacote tecnológico de cultivo difundido por todo o mundo e por ter, em geral, um bom valor comercial, tem sido o peixe mais utilizado em sistemas de aquaponia, com resultados muito animadores (Rakocy et al., 2006).

Como a aquaponia ainda está apenas iniciando no Brasil, pouco se conhece sobre o comportamento de nossas espécies nativas neste sistema. Portanto, ao avaliar uma espécie nativa é importante considerar alguns fatores como temperatura da água do sistema, densidade de estocagem, disponibilidade de alevinos/juvenis e de ração e preferências do consumidor final.

O uso de peixes ornamentais é outra excelente opção em aquaponia. A carpa colorida, também conhecida como Koi ou Nishikigoi, é uma espécie muito resistente a variações nos parâmetros de qualidade da água e tolerante a altas densidades de estocagem. Apesar de também poder ser destinada ao abate, a carpa colorida pode alcançar preços muito mais elevados quando comercializada como peixe ornamental. Muito mais do que seu peso ou tamanho, seu valor de mercado é ditado em função de seus padrões de coloração. Essa particularidade confere uma grande vantagem à criação da carpa colorida em aquaponia de pequena escala, pois possibilita a criação de peixes de diversos tamanhos em

um mesmo tanque. Adicionalmente, o uso da carpa colorida e de outros peixes ornamentais em aquaponia também pode ser interessante para fins educacionais e em exposições por criar cenários mais atrativos.

Algumas espécies de crustáceos de água doce são criadas comercialmente em muitos países e poderiam gerar expectativas sobre sua possibilidade de criação em aquaponia. Porém, geralmente essas espécies não são criadas em sistemas de recirculação e são pouco tolerantes a altas densidades de estocagem. Portanto, a criação de crustáceos de água doce em aquaponia apresenta restrições por não produzir excretas em quantidade suficiente para fornecer nutrientes necessários ao cultivo de vegetais.

Várias espécies de peixes de água salgada são criadas comercialmente em sistemas de recirculação e em altas densidades de estocagem, o que as colocaria como candidatas ao sistema de aquaponia, porém os vegetais normalmente cultivados em aquaponia são pouco tolerantes a altas salinidades. Ainda há poucas iniciativas testando espécies vegetais marinhas em sistemas de aquaponia, porém há boas perspectivas nessa temática, com ênfase ao cultivo de algas marinhas com demanda pela culinária asiática ou com potencial para uso como ingredientes em ração animal, ou ainda para a produção de biocombustível (Buhmann & Papenbrock, 2013).

No início dos estudos com aquaponia pensava-se que apenas plantas menos exigentes como as folhosas poderiam ser cultivadas neste sistema. Porém hoje já se sabe que é possível produzir uma gama muito grande de espécies vegetais em aquaponia como alface (*Lactuca sativa*), manjeriço (*Ocimum basilicum*), agrião (*Nasturtium officinale*), repolho (*Brassica oleracea*), rúcula (*Eruca sativa*), morango (*Fragaria vesca*), pimenta (*Capsicum spp.*), tomate (*Solanum lycopersicum*), quiabo (*Abelmoschus esculentus*), pepino (*Cucumis sativus*) e muitas outras. Espécies vegetais adaptadas à hidroponia são sempre recomendadas para a aquaponia, uma vez que a maioria delas toleram altos teores de água em suas raízes e oscilações nos teores de nutrientes dissolvidos na solução nutritiva sem apresentar sintomas graves de deficiência nutricional. Portanto, a seleção das

espécies de plantas a serem cultivadas em sistemas de aquaponia comercial deve ter como critério primeiramente o mercado. Com base nas necessidades do mercado é possível desenhar um sistema de aquaponia capaz de produzir, teoricamente, qualquer vegetal de pequeno e médio porte. Basicamente, o desenho dos sistemas deve observar as necessidades e limitações das plantas relacionadas a espaço, nutrição, aeração, hidratação, temperatura, radiação solar, dentre outros fatores.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Em muitos países a aquaponia vem sendo adotada por um número crescente de pessoas que buscam alternativas de produzir seus próprios alimentos de maneira mais saudável e por acreditarem estar assim contribuindo com a sustentabilidade do planeta. Algumas empresas norte-americanas e canadenses já implantaram sistemas comerciais de aquaponia visando atingir esse novo mercado consumidor mais consciente e preocupado com as questões ambientais. Apesar da aquaponia ser uma técnica desconhecida e pouco difundida no Brasil, há fortes indícios de que esse quadro será revertido em poucos anos. Embora ainda pequeno, é crescente o número de brasileiros que vêm montando pequenos sistemas de aquaponia residências e postando informações e vídeos na internet, sempre mostrando muito entusiasmo com os resultados alcançados. Adicionalmente, nos últimos anos vários pesquisadores de diferentes instituições de pesquisa e universidades vêm realizando seus primeiros ensaios experimentais, mostrando interesse crescente sobre o tema. Muitas espécies nativas de peixes apresentam-se como potenciais para serem criadas em aquaponia, abrindo possibilidades de realização de pesquisas pioneiras e de grande impacto em nosso país. Apesar do pouco conhecimento atual sobre o comportamento dessas espécies em aquaponia, as informações disponíveis na literatura internacional sobre esse sistema de produção são suficientes para nortear as pesquisas nesta temática em nosso país com grandes chances de sucesso em um espaço de tempo relativamente curto.

REFERÊNCIAS

- ABREU, S.P.M. Dossiê técnico: sistema aquapônico. Serviço brasileiro de respostas técnicas. Centro de Apoio ao Desenvolvimento Tecnológico. CDT/UnB. Disponível em <http://www.respostatecnica.org.br/dossie-tecnico/downloadsDT/NTY4NA==> 2012.
- BRAZ FILHO, M.S. P. Aquaponia: Alternativa para sustentabilidade na aquicultura. XXIV Congresso Brasileiro de Zootecnia. UFES. Vitória, ES, 2014.
- BUHMANN, A.; PAPENBROCK, J. Biofiltering of aquaculture effluents by halophytic plants: basic principles, current uses and future perspectives. *Environmental and Experimental Botany*, 92: 122-133, 2013.
- DANAHER, J. J.; SHULTZ, R.C.; RAKOCY, J. E., BAILEY, D. S. Alternative solids removal for warm water recirculating raft aquaponic systems. *Journal of the World Aquaculture Society*, 44: 374-383, 2013.
- ENDUT, A.; JUSOH, A.; ALI, N.; WAN NIK, W.B.; HASSAN, A. A study on the optimal hydraulic loading rate and plant ratios in recirculation aquaponic system. *Bioresource Technology*, 101: 1511-1517, 2010.
- FRANCIS-FLOYD, R.; WATSON, C.; PETTY, D.; POWDER, D.B. Ammonia in aquatic systems. Univ. Florida. Dept. Fisheries Aquatic Sci., Florida Coop. Ext. Serv. FA-16. 2009. Disponível em <http://edis.ifas.ufl.edu/FA031>.
- GRABER, A.; JUNGE, R. Aquaponic systems: Nutrient recycling from fish wastewater by vegetable production. *Desalination*, 246: 147-156, 2009.
- HUNDLEY, G.M. C.; NAVARRO, R.D. Aquaponia: a integração entre piscicultura e a hidroponia. *Revista Brasileira de Agropecuária Sustentável*, 3: 52-61, 2013.
- JORDAN, R.A.; CAVICHILOLO, F.; SANTOS, L.G.R.C.; SILVEIRA JUNIOR. V.; NEVES FILHO, L.C.; GIORDANO, E.B.; OLIVEIRA, R.; FIGUEIREDO, M.; SANTOS, K.; SANTOS, H.; MIRANDA, C. Aquicultura em sistema fechado e controlado - integração biodigestor/aquaponia - produção sustentável de peixes, hortaliças e bioenergia. XIII CONBRAVA. São Paulo, SP, 2013.
- LENNARD, W.A.; LEONARD, B.V. A comparison of reciprocating flow versus constant flow in an integrated, gravel bed, aquaponic test system. *Aquaculture International*, 12: 539-553, 2004.
- LENNARD, W.A.; LEONARD, B.V. A comparison of three different hydroponic sub-systems (gravel bed, floating and nutrient film technique) in an Aquaponic test system. *Aquaculture International*, 14: 539-550, 2006.
- LOSORDO, T.M.; WESTERMAN, P.W. An analysis of biological, economic, and engineering factors affecting the cost of fish production in recirculating aquaculture systems. *Journal of the World Aquaculture Society* 25:193-203, 2007.
- NELSON, R.L. Ten aquaponic systems around the world. *Aquaponics Journal*, 46: 8-12, 2007.
- RAKOCY, J.E. Integrating tilapia culture with vegetable hydroponics in recirculating systems. In: COSTA-PIERCE, B.A.; RAKOCY, J.E. (Ed.). *Tilapia aquaculture in the Americas*. Baton Rouge: World Aquaculture Society, p.163-184, 1997.

RAKOCY, J. E.; LOSORDO, T. M.; MASSER, M. P. Recirculating aquaculture tank production systems: Aquaponics - Integrating fish and plant culture. Southern Reg. Aquaculture Center Publications No. 454. 2006.

ROOSTA, H.R.; MOHSENIAN, Y. Effects of foliar spray of different Fe sources on pepper (*Capsicum annum* L.) plants in aquaponic system. *Scientia Horticulturae*, 146: 182-191, 2012.

SAVIDOV, N. Evaluation and development of aquaponics production and product market capabilities in Alberta. Ids Initiatives Fund Final Report. 2004. Disponível em <http://www.dfo-mpo.gc.ca/science/enviro/aquaculture/acrdp-pcrda/projects/reports-rapports/ca/CA-04-01-001.pdf>.

SILVA, M.S.G.M.E.; LOSEKANN, M.E.; HISANO, H. Aquicultura: manejo e aproveitamento de efluentes. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, (Documentos, 95), 2013.

TYSON, R.V.; SIMONNE, E.H.; TREADWELL, D.D.; WHITE, J.M.; SIMONNE, A. Reconciling pH for ammonia biofiltration and cucumber yield in a recirculating aquaponic system with perlite biofilters. *Hortscience*, 43: 719-724, 2008.

TYSON, R.V.; TREADWELL, D.D.; SIMONNE, E.H. Opportunities and Challenges to Sustainability. *Hortscience*, 21: 6-13, 2011.

VAN RIJN, J. Waste treatment in recirculating aquaculture systems. *Aquacultural Engineering* 53: 49-56, 2013.

CAPÍTULO 33

PARÂMETROS DE QUALIDADE E ESTUDO DA VIDA DE PRATELEIRA DO TAMBAQUI (*Colossoma macropomum*) ARMAZENADO EM GELO

Márcio Luís Pontes Bernardo da Silva¹

Jane Lopes Mello

Thaís Danyelle Santos Araujo

Rodrigo Maciel Calvet

Alitieni Moura Lemos Pereira

João Avelar Magalhães

Fabíola Helena dos Santos Fogaça

INTRODUÇÃO

A procura por hábitos saudáveis, o crescimento da renda da população brasileira, a valorização da moeda e as ações públicas que incentivaram a produção, o consumo e a melhoria de infraestrutura na produção de peixes contribuíram para o aumento do consumo de pescado no Brasil. Um estudo realizado pelo Ministério da Pesca e Aquicultura (MPA, 2010) revelou aumento de 39,72% no consumo de pescado por pessoa nos pais (de 6,4 kg para 9,0 kg/habitante/ano), no período de 2003 a 2009. Porém, esse índice ainda é baixo quando comparado à média mundial de 17,2 kg/hab./ano (FAO, 2014).

Um dos fatores responsáveis por esse baixo consumo pode ser a falta de qualidade do produto oferecido. O pescado exibe um conjunto de características que o diferencia e o torna um produto muito perecível (Almeida et al., 2005). Ele apresenta em sua constituição um elevado percentual de água, teor de gorduras

Silva et al. Parâmetros de qualidade e estudo da vida de prateleira do tambaqui (*Colossoma macropomum*) armazenado em gelo. In: Tavares-Dias, M. & Mariano, W.S. (Org.). Aquicultura no Brasil: novas perspectivas. São Carlos, Editora Pedro & João, 2015.

insaturadas facilmente oxidáveis, baixo teor de tecido conjuntivo e o pH próximo à neutralidade, que proporciona uma rápida deterioração do produto e perdas econômicas para o setor produtivo (Andrade, 2006).

Nesse contexto a indústria pesqueira tem demandado o estabelecimento de protocolos para indicar a qualidade do pescado (Nunes et al., 2007), pois a percepção da frescura pelo consumidor é fator determinante para aceitação e sua comercialização, sendo, na maioria das vezes, o fator limitante (Fontes et al., 2007).

Os métodos para a avaliação dos atributos de qualidade do pescado fresco podem ser convenientemente divididos em duas categorias: sensorial e instrumental. Dado que o consumidor é o último juiz da qualidade, a maioria dos métodos químicos ou instrumentais é correlacionada com a avaliação sensorial, que deve ser realizada segundo critérios científicos, em condições controladas (Huss, 1998).

A avaliação sensorial e os parâmetros de qualidade do pescado fresco podem ser definidos de diversas maneiras. No Brasil, as características do peixe fresco considerado próprio para consumo são determinadas pela legislação do Regulamento da Inspeção Industrial e Sanitária de Produtos de Origem Animal (RIISPOA) - art. 442 (BRASIL, 1997a), da Portaria nº 185 do Ministério da Agricultura (BRASIL, 1997b) e por normas como as da Associação Brasileira de Normas Técnicas (NBR 15033, NBR ISO 22000, ABNT, 2004; 2006). Todavia, tais critérios não consideram a diversidade entre as diferentes espécies e não originam pontuações de qualidade sensorial que expressem o frescor do pescado (Teixeira, 2009).

Nesse sentido, o Método do Índice de Qualidade (QIM) constitui-se em um dos esquemas de avaliação sensorial do pescado mais adequado, pois identifica as principais características relacionadas ao frescor do pescado, em um sistema de escores que varia de 0 a 3 pontos de deméritos, desenvolvido especificamente para cada espécie estudada. Esse método tem aplicabilidade imediata nos setores da indústria e do comércio de pescado

internacional e foi desenvolvido pela Tasmanian Food Research Unit, em 1980 (Bremner, 1985; Barbosa & Vaz-Pires, 2004).

O Brasil, apesar de possuir o maior número de espécies de peixes de água doce do mundo e ser detentor de aproximadamente 12% da água doce disponível no planeta, por razões econômicas e culturais, tem sua piscicultura continental constituída principalmente pelo cultivo de espécies exóticas (FAO, 2014). Porém, esse cenário tende a se modificar com os resultados das pesquisas realizadas com as espécies nativas, principalmente àquelas com boa aceitação no mercado interno.

Das espécies nativas brasileiras, o tambaqui (*Colossoma macropomum*) é a mais produzida em cativeiro (Streit Jr. et al., 2012). É uma espécie nativa da Amazônia que apresenta bom desempenho em cultivo intensivo e atinge alto valor de mercado, sendo a mais cultivada na Região Norte do Brasil (Val et al., 2000). No Brasil, sua produção atingiu 54.313,1 toneladas em 2010 e juntamente com tambacu (*C. macropomum* x *Piaractus mesopotamicus*) e pacu (*Piaractus mesopotamicus*) representaram 24,6% da produção da aquicultura continental (MPA, 2010).

Por isso, estudos que determinem os principais parâmetros de qualidade para o tambaqui (*C. macropomum*) inteiro estocado em gelo, bem como sua vida de prateleira fazem-se necessários para o estabelecimento pleno de sua cadeia produtiva no Brasil e no exterior.

ASPECTOS SENSORIAIS DO TAMBAQUI ARMAZENADO EM GELO

A carne do pescado, comercializada de diferentes formas, é o produto final da atividade pesqueira e da piscicultura. Porém, é um alimento extremamente perecível, exigindo cuidados desde a captura do pescado até sua distribuição, com atenção especial aos aspectos sanitários, às condições de armazenamento e de conservação do produto (Gonzaga Jr., 2010; Gonçalves, 2011). Más condições de manipulação (falta de higiene), armazenamento e transporte (altas temperaturas e gelo contaminado) do pescado

fresco podem acelerar a perda de qualidade e causar até mesmo seu descarte (Santos, 2006; Marinho, 2011).

O termo qualidade possui um conceito multidimensional, no qual um produto pode ser avaliado pelo consumidor através de um conjunto de várias características, a maior parte delas sensoriais (Darolt et al., 2003). No caso específico do pescado, está diretamente relacionado ao seu grau de frescura ou frescor, perceptível sensorialmente pelo consumidor por meio de seu odor, aspecto geral, coloração dos olhos e das brânquias, maciez da carne ao leve toque do dedo, presença de muco e integridade de sua pele (Borges, 2013). Também pode estar relacionado com aspectos de segurança, como ausência de bactérias patogênicas, parasitas ou resíduos de compostos químicos (Rodrigues, 2008).

O pescado fresco possui odor parecido com o cheiro de algas marinhas, coloração viva e brilhante, musculatura flexível, olhos convexos e brânquias avermelhadas. A detecção de odores e sabores desagradáveis, coloração anormal e alterações na textura indicam o início da deterioração (Farias, 2006).



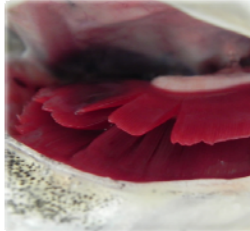


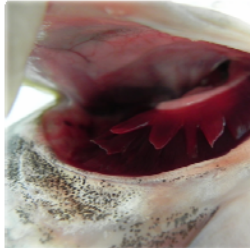


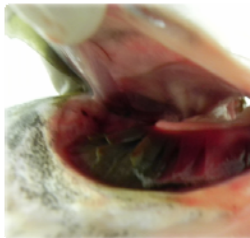
Para o tambaqui armazenado em gelo as primeiras alterações que se manifestam são o aparecimento de maior quantidade de muco na região das brânquias e ligeiras deformações na textura, provocadas pelo atrito com o gelo no momento do acondicionamento (Almeida, 2006), seguidas de opacidade nos olhos, entre seis a nove dias de armazenamento (Kodaira, 1992).

Os olhos e as brânquias são os parâmetros que apresentam maior velocidade de perda de frescor, sendo visível a descoloração das brânquias e achatamento dos olhos com 10 dias de armazenamento em gelo (Tabela 1) (Silva, 2014). Segundo Teixeira (2009), o globo ocular e a pupila começam a se tornar turvos a partir do 7º dia de armazenamento, tornando-se mais evidente entre o 7º e o 10º dia de estocagem.

Com 12 dias de armazenamento em gelo as brânquias já apresentam alterações em sua coloração e odor perceptíveis, passando da coloração vermelho vivo para vermelho escuro e de odor suave de algas para adocicado/acre. Com 19 dias, as brânquias

possuem coloração marrom, forma bastante deformada, com muco sanguinolento marrom e espesso e odor rançoso (Tabela 1) (Fogaça et al., 2013).

Tabela 1. Aspectos sensoriais do tambaqui (*Colossoma macropomum*) armazenado em gelo.

Tempo de armazenamento (dias)	Coloração da pele	Olhos	Brânquias
01			
15			
27			

Fonte: Fogaça et al. (2013).

A elasticidade da musculatura do tambaqui, avaliada por meio de uma leve compressão do indicador, sofre maior perda na parte ventral (barriga ou ventrecha) comparada à porção dorsal (Silva, 2014). Isso porque a ventrecha possui maior quantidade de gordura (Fogaça et al., 2011) que se oxida durante o armazenamento

em gelo, levando à perda da integridade das fibras musculares (Delbarre-Ladrat et al., 2006).

A “perda de qualidade” iniciada logo após sua captura e acentuada durante o armazenamento, envolve processos bioquímicos e microbianos (Sant’Ana et al., 2011) que causam as mudanças sensoriais percebidas pelo consumidor.

ASPECTOS DE DETERIORAÇÃO DO PESCADO

A deterioração do pescado e as principais alterações bioquímicas, físicas, químicas e microbiológicas que ocorrem após o abate, dependem de vários fatores, dentre eles, o método de abate, a contaminação microbiana, a concentração de enzimas endógenas, a espécie, o estado de nutrição, a idade (maturidade sexual), além da manipulação durante o manejo e captura do pescado (Rodrigues, 2008; Gonzaga Jr., 2010).

A perda de qualidade é proporcional ao tempo de estocagem, influenciada por processos microbiológicos, físicos e bioquímicos. Essas alterações ocorrem mesmo sob refrigeração, resultando em um prazo de validade relativamente curto, com variações dependendo do tipo do peixe e das condições de conservação, cujo estágio final é a sua completa deterioração (Barbosa & Vaz Pires, 2004; Damasceno, 2009).

Os peixes são mais susceptíveis à rápida deterioração por possuírem grande quantidade de substâncias extrativas nitrogenadas livres, como aminoácidos e o óxido de trimetilamina, relacionadas à estrutura coloidal da sua proteína muscular. Também exibem um rápido desenvolvimento do rigor mortis, devido à constituição frouxa do tecido conectivo, à insaturação dos lipídios e teor de umidade acima de 70% (Rodrigues, 2008; Marinho, 2011).

O pescado passa por três fases (pré-rigor, rigor e pós-rigor mortis) desde o momento da captura até o estado de putrefação. Na fase pré-rigor, os músculos são flácidos, ocorre a glicólise anaeróbica, a qual se manifesta pela formação de ácido lático e, conseqüentemente, diminuição do pH muscular (Huss, 1995). Essa

rápida redução no pH é importante para retardar as reações autolíticas e bacterianas que aceleram a degradação do pescado.

O tambaqui conservado em gelo pode apresentar pH variando de 6,52 após 24 horas do abate, a 6,71 após 21 dias de armazenamento em gelo (Silva, 2014), com ligeiras flutuações entre 6,40-6,97 em amostras armazenadas a 0 °C (Bello & Rivas, 1992). Esses valores estão dentro dos limites máximos estabelecidos pela legislação que estabelece um pH inferior a 6,8 para o pescado fresco (Brasil, 2001).

Além da redução do pH, as primeiras alterações bioquímicas estão relacionadas à degradação da adenosina trifosfato (ATP) (Santos, 2011), pela ação de enzimas presentes no próprio pescado e pelo desenvolvimento microbiano. Essas reações resultam em metabólitos (a trimetilamina, a amônia e os ácidos voláteis) responsáveis pelo desenvolvimento de odores e sabores desagradáveis. Por isso, a vida útil do pescado está intimamente relacionada à intensidade da ação enzimática e a quantidade de micro-organismos presentes na carne (Huss, 1997; Damasceno, 2009).

A degradação do ATP por desfosforilação e desaminação, leva à fusão irreversível da actina e da miosina (sarcômeros contraídos), estabelecendo, assim, o rigor mortis (Huss, 1995; Marinho, 2011; Santos, 2011).

A produção de compostos nitrogenados pela ação enzimática e bacteriana sobre o pescado resulta no odor característico de peixe deteriorado. O teor dessas substâncias é medido pela determinação das Bases Nitrogenadas Voláteis Totais (B-NVT), que englobam um pool de substâncias onde predominam a amônia, a dimetilamina e a trimetilamina, todas contendo nitrogênio (Scherer et al., 2004). O Brasil utiliza a quantidade de B-NVT como critério de frescor. Segundo o Regulamento de Inspeção Sanitária de Produtos de Origem Animal (Decreto lei 30.691, RIISPOA, 1952), o limite de BNV-T é de 30mg de N/100 g de amostra.

Os valores de BNV-T geralmente são pequenos na fase entre a captura, abate e rigor-mortis, quando ocorrem modificações

autolíticas com perdas suaves de aroma e sabor, e maiores na fase pós-rigor, quando há maior intensidade da atividade microbiana. Por isso, o teor médio de B-NVT inicial em amostras de tambaqui varia de 15,23 mg N/100 g, para valores de 17,50 mg N/100 g aos 12 dias de armazenamento em gelo, até atingir 23,17 mg N/100 g com 22 dias de armazenamento em gelo (Silva, 2014).

As alterações de origem microbiana intensificam-se após o término do rigor mortis, quando as fibras musculares perdem a capacidade de retenção de água (CRA). Na fase do pós-rigor, os músculos amolecem, em consequência das proteólises nos miofilamentos e no estroma, tem-se o desdobramento da adenosina-trifosfato (ATP) e formação de amônia (além de outros compostos voláteis), com notável aumento de bactérias e de suas enzimas, cujas atividades são predominantemente proteolíticas e lipolíticas (Teixeira, 2009; Rodrigues, 2008).

A maior parte das bactérias presentes no pescado não influenciará na sua deterioração, apenas as bactérias específicas da deterioração o fazem (Huss, 1995). O prazo de validade comercial ou vida de prateleira dos peixes é determinado pela quantidade e o tipo de bactérias presentes em sua pele, bem como pela temperatura empregada no seu armazenamento (Marinho, 2011). Conforme os dias de armazenamento em gelo avançam, a população bacteriana que se concentra na superfície da pele do pescado penetra lentamente no tecido muscular ocorre principalmente em pontos onde estejam presentes ferimentos na pele, que facilitem o ingresso bacteriano (Gonzaga Jr., 2010). Os principais sinais que indicam a deterioração do peixe são descritos por Huss (1997), bem como os fenômenos que levam à deterioração, apresentados na Tabela 2.

Tabela 2. Causas da deterioração do pescado.

Sinais de deterioração	Causas da deterioração do peixe			
	Microbiológicas	Químicas (oxidação)	Autolíticas	Físicas
Cheiros e sabores desagradáveis	+	+	+	-
Formação de muco	+	-	-	-
Coloração anormal	(+)	+	+	+
Alterações de textura	(+)	+	+	+

Fonte: adaptado de Huss (1997).

Os microrganismos mais importantes na deterioração do pescado são os gêneros *Pseudomonas* e *Shewanella* ou produtoras de ácido sulfídrico, que conferem cheiro forte ao produto. No entanto, a contagem total de psicrotróficas (microrganismos que crescem a 20°C) e mesófilos (a 35°C) também é recomendada para avaliação das condições higiênico-sanitárias do pescado (Franco & Landgraf, 2008).

Para o tambaqui conservado em gelo, as bactérias *Pseudomonas* apresentam crescimento exponencial até os sete dias de armazenamento, com posterior crescimento lento até 19 dias de armazenamento, seguido novamente por um crescimento acentuado (Figura 1). No Brasil não existe uma legislação que monitore os níveis de *Pseudomonas* em pescado. No entanto, padrões estabelecidos pela *International Commission on Microbiological Specifications for Foods* - ICMSF (1986) estabelecem uma contagem máxima de 10^7 UFC/g ou UFC/cm² para pescado refrigerado (Huss, 1997). Estudos recentes mostram que o tambaqui inteiro armazenado em gelo atingiu esses valores com 25 dias (Silva, 2014).

No caso das bactérias produtoras de gás sulfídrico, responsáveis pelo odor característico do peixe deteriorado, há um crescimento insipiente até sete dias de armazenamento, com posterior crescimento exponencial, ultrapassando o limite máximo de 10^7 UFC/g ou UFC/cm² com 25 dias de armazenamento (Figura 1). Esse mesmo limite só foi ultrapassado após 20 dias de armazenamento para as bactérias mesófilas (Figura 1) (Fogaça, 2013).

As bactérias psicotróficas são importantes para o produto refrigerado ou conservado em gelo, pois são as principais causadoras de deterioração a baixas temperaturas. Pode-se observar que o crescimento das psicotróficas foi mais acelerado do que as outras bactérias avaliadas, sendo exponencial e linear durante todo o período de armazenamento para o tabaqui inteiro conservado em gelo (Figura 1) (Fogaça, 2013).

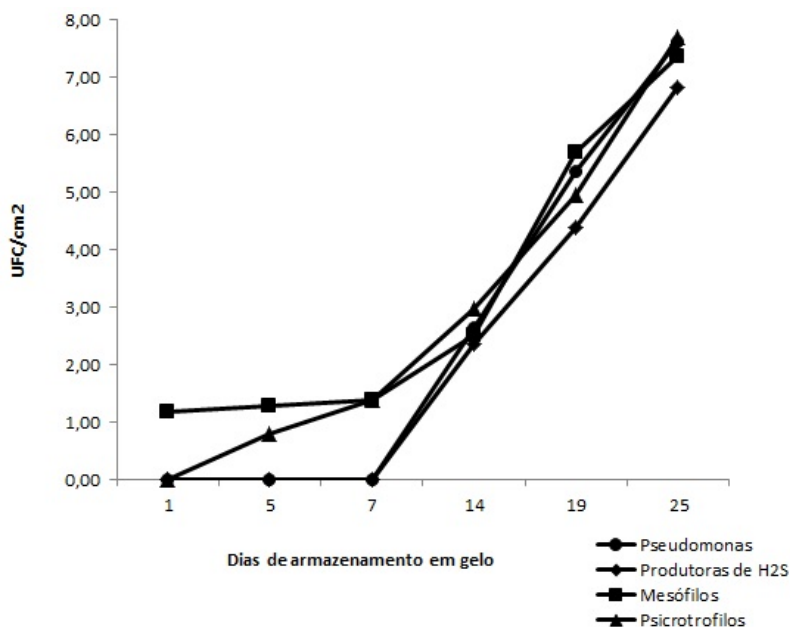


Figura 1. Contagem de bactérias do tabaqui armazenado em gelo. Fonte: Fogaça (2013).

DESENVOLVIMENTO DE UMA FICHA SENSORIAL BASEADA NO ÍNDICE DE QUALIDADE (IQ) PARA AVALIAÇÃO DA VIDA DE PRATELEIRA DO TABAQUI INTEIRO ARMAZENADO EM GELO

O frescor do pescado pode ser analisado com a utilização do Método de Índice de Qualidade (MIQ), desenvolvido originariamente pela Tasmanian Food Research Unit e específico

para cada espécie. O método já foi aplicado para muitas espécies, com protocolos já estabelecidos para o arenque (*Clupea harengus*) (Jónsdóttir, 1992), anchova (*Engraulis encrasicolus*) (Botta, 1995), cavala do Atlântico (*Scombers combros*) (Andrade et al., 1997), rodovalho (*Scophthalmus rhombus*) (Martinsdóttir et al., 2001), dourada (*Spaurus aurata*) (Huidobro et al., 2000), salmão (*Salmo salar*) (Sveinsdottir et al., 2002), merluza (*Merluccius merluccius*) (Baixas-Nogueras et al., 2003), sardinha europeia (*Sardina pilchardus*) (Andrade et al., 1997; Botta, 1995), polvo (*Octopus vulgaris*) (Barbosa & Vaz-Pires, 2004), dentre outros.

No Brasil, diversas instituições de pesquisa desenvolveram protocolos para espécies de pescado consumidas no país, como é o caso do camarão marinho *Litopenaeus vannamei* (Oliveira, 2005), corvina *Micropogonias furnieri* (Teixeira, 2005), tilápia-do-nilo *Oreochromis niloticus* (Rodrigues, 2008), piramutaba *Branchyplatystoma vaillant* (Marinho, 2011), pescada amarela *Cynoscion acoupa* (Santos, 2011), beijupirá *Rachycentron canadum* selvagem (Fogaça & Carvalho, 2011; Fogaça et al., 2012), tambatinga *Colossoma macropomum* x *Piaractus brachypomus* (Vieira et al., 2012), pacu *Piaractus mesopotamicus* pacu (Borges et al., 2013) e tambaqui *C. macropomum* (Fogaça et al., 2013; Silva, 2014).

O MIQ utiliza um sistema prático de qualificação, no qual o pescado é inspecionado e as características sensoriais correspondentes são registradas (Do Amaral, 2013). O Índice de Qualidade final será a soma total de escores individuais dos atributos de qualidade sensorial que compõem o protocolo, cujos valores aumentam durante o período de estocagem (Rodrigues, 2008). Avaliam-se aspectos como a pele (brilho e cor), firmeza da carne (recuperação do músculo e a rapidez que isso ocorre após pequena pressão realizada com o dedo indicador), muco (presença e cor), olhos (transparência e cor das córneas e das pupilas e a forma dos olhos), brânquias (cor, cheiro e muco), abdômen (cor, aspecto e firmeza) e ânus (aspecto) (Teixeira, 2005).

As avaliações devem ser divididas em duas etapas: treinamento dos julgadores com desenvolvimento do protocolo de

avaliação sensorial e aplicação do protocolo do índice de qualidade para o pescado (Sant'Ana et al., 2011). No caso do tambaqui, o treinamento para elaboração do protocolo piloto do índice de qualidade foi realizado em 10 sessões, de uma hora cada, utilizando-se exemplares de tambaquis armazenados em gelo, durante 30 dias. As amostras eram retiradas das caixas térmicas 30 minutos antes das análises, dispostas em uma mesa de manipulação, em uma sala fria (20°C). Após esse tempo, a equipe de julgadores (composta por 10 pessoas já treinadas em avaliação sensorial de outras espécies de peixes) participava de sessões onde eram levantados atributos relacionados à coloração da pele e muco, coloração das brânquias e muco, formato dos olhos, flexibilidade da musculatura e odores diversos. Todas as observações eram anotadas, sendo que as principais características e as mudanças diárias observadas nas sessões formaram uma ficha sensorial ou protocolo piloto (Fogaça et al., 2013) (Tabela 3).

A ficha sensorial do tambaqui apresentou 12 atributos de qualidade e suas modificações (Tabela 3), relacionados à aparência geral (cor, odor e aderência das escamas), olhos (córnea, pupila e forma), brânquias (cor, forma, odor e presença de muco) e textura ou elasticidade da musculatura da região abdominal.

Durante a vida de prateleira do tambaqui inteiro armazenado em gelo, a coloração do peixe varia de um aspecto brilhante e dourado para cores opacas e um esverdeado na região ventral, causado pela presença de bactérias deteriorantes. O odor geral do peixe, bem como o odor das brânquias passou de um cheiro suave para rançoso. As escamas bem aderidas no início da vida de prateleira começaram a se soltar após 20 dias de conservação em gelo. Os olhos brilhantes e transparentes ficaram opacos, sem delineamento, côncavos e começam a sair da cavidade ocular. As brânquias vermelhas e uniformes ficaram marrons e desfiadas, assim como a musculatura tornou-se flácida ao toque do indicador (Silva, 2014) (aspectos ilustrados na Tabela 1).

Tabela 3. Ficha sensorial baseada no índice de qualidade desenvolvida para o tambaqui inteiro armazenado em gelo.

Parâmetro	Descrição	
Aparência Geral	Aspecto superficial	Cores brilhantes, dourada na região dorsal e preta na região ventral Perda da coloração / cores opacas Coloração esverdeada / cores opacas Coloração esverdeada / sem brilho Cheiro de peixe fresco / odor suave
	Odor	Adocicado / acre Acre forte / rançoso / amônia Firmes / bem aderidas
	Escamas	Pouco aderidas / soltando escamas Solta com facilidade
Olhos	Globo ocular	Transparente / brilhante Ligeiramente opaco Esbranquiçado Opaco / avermelhado
	Pupila	Preta / arredondada / bem definida Ligeiramente opaca / arredondada/ bem definida Perda do delineamento / enevoadas Opaca / disforme
	Forma	Protuberante / ocupando toda cavidade ocular Ligeiramente convexa Côncava / ocupando parcialmente a cavidade ocular Côncava / fora da cavidade ocular
Brânquias	Cor	Vermelho vivo / brilhante Vermelho escuro / partes desbotadas Marrom / descoloradas
	Odor	Algas Acre/ metálico / adocicado Acre / Ligeiramente rançoso Rançoso
	Forma	Uniforme Pouco disforme Disforme/desfiada
	Muco	Ausente/avermelhado Amarelado Espesso/com sangue
Textura	Elasticidade ventral	Rígida Boa elasticidade Ligeiramente firme Perda da elasticidade/macia
	Elasticidade dorsal	Boa elasticidade Ligeiramente firme Perda da elasticidade/macia
Total de pontos do Índice de Qualidade		

Fonte: Fogaça (2013).

A ficha sensorial serve como estimativa do tempo de vida de prateleira do produto a ser avaliado. Funciona como um aplicativo que mostra ao consumidor quais características o peixe fresco e o mesmo peixe deteriorado apresentam. Mesmo que as contagens bacteriológicas (contagem de mesófilos e psicrotóxicos) estiverem dentro de limites aceitáveis (ICMSF, 1986), o consumidor pode rejeitar o produto baseado apenas em suas características sensoriais (Rodrigues, 2008).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

O IQ foi eficiente para avaliação da qualidade do pescado, pois apresentou boa correlação com as análises microbiológicas e físico-químicas. No entanto, a ficha ou protocolo IQ será mais fidedigna quando o pescado estiver armazenado corretamente (em gelo ou refrigeração). Isso porque as características sensoriais dos peixes podem variar muito durante o período de conservação dependendo do método de armazenamento, das condições higiênico-sanitárias e da composição química do pescado.

Assim, baseado em parâmetros microbiológicos, químicos e sensoriais, a ficha sensorial (Tabela 3) descrita pode ser utilizada pelo consumidor como padrão de qualidade do tambaqui armazenado em gelo. Segundo esses parâmetros, sua vida de prateleira estendeu-se até 20 dias, em condições higiênico-sanitárias ótimas e temperatura ideal de armazenamento (0 a 2 °C).

REFERÊNCIAS

- ALMEIDA, N.M.; BATISTA, G.; M.; KODAIRA, M.; LESSI, E. Alterações post-mortem em tambaqui (*Colossoma macropomum*) conservados em gelo. *Ciência Rural*, 36:1288-1293, 2006.
- ALMEIDA, N. M.; BATISTA, G, M.; KODAIRA, M.; LESSI, E. Determinação do índice de rigor-mortis e sua relação com a degradação dos nucleotídeos em tambaqui (*Colossoma macropomum*), de piscicultura e conservados em gelo. *Ciência Rural*, 35:698-704, 2005.
- ANDRADE, A.; NUNES, M.L.; BATISTA, I. Freshness quality grading of small pelagic species sensory analysis. In: OLAFSDOTTIR, G.; LUTEN, J.; DALGAARD, P.; CARECHE, M.; VERREZ-BAGNIS, V.; MARTINSDOTTIR, E.; HEIA, K. (Ed.). *Methods to determine the freshness of fish in research and industry*. Paris: International Institute of Refrigeration, 1997.

ANDRADE, P. F. Avaliação do prazo de vida comercial do atum (*Thunnus atlanticus*) armazenado sob refrigeração. 98 f. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) – Universidade Federal Fluminense, Niterói, 2006.

ABNT. 2004. Norma Brasileira de Regulamentação – NBR 15033. Rio de Janeiro: Associação Brasileira de Normas Técnicas. 4f. Disponível em<www.abnt.org.br> Acesso em 15/10/2014.

ABNT. 2006. Norma Brasileira de Regulamentação – NBR ISSO 22000. Rio de Janeiro: Associação Brasileira de Normas Técnicas. 12f. Disponível em<www.abnt.org.br> Acesso em 15/10/2014.

BAIXAS-NOGUERAS, S.; BOVER-CID, S.; VECIANA-NOGUÉS, T.; NUNES, M. L.; VIDAL-CAROU, M. C. Development of quality index method to evaluate freshness in Mediterranean hake (*Merluccius merluccius*). Journal of Food Science, 68:1067-1071, 2003.

BARBOSA, A.; VAZ-PIRES, P. Quality index method (QIM): development of a sensorial scheme for common octopus (*Octopus vulgaris*). Food Control, 15:161-168, 2004.

BELLO, R. A.; RIVAS, W. G. Evaluacion y aprovechamiento de la cachama (*Colossoma macropomum*) cultivada, como fuente de alimento. México: FAO, 1992.

BORGES, A.; CONTE-JUNIOR, C.A.; FRANCO, R.M.; FREITAS, M.Q. Quality Index Method (QIM) developed for pacu *Piaractus mesopotamicus* and determination of its shelf life. Food Research International, 54:311-317, 2013.

BOTTA, J.R. Chemical methods of evaluating freshness quality. In: BOTTA, J.R. (Ed.). Evaluation of seafood freshness quality. New York: VCH, p.9-33, 1995.

BRASIL. Lei nº30691 de 29/03/52 do Regulamento da Inspeção Industrial e Sanitária de Produtos de Origem Animal. Brasília: Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. 1997a.

BRASIL. Portaria nº 185 de 13/05/97 do Regulamento Técnico de Identidade e Qualidade de Peixe Fresco (Inteiro e Eviscerado). Brasília: Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. 1997b.

BRASIL. Regulamento da inspeção industrial e sanitária de produtos de origem animal – RIISPOA: pescados e derivados. Brasília: Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, 2001.

BREMNER, H.A. A convenient, easy to use system for estimating the quality to chilled seafoods. Fish Processing, 7:59-70, 1985.

DAMASCENO, A. Qualidade (sensorial, microbiológica, físico-química e parasitológica) de salmão (*Salmo salar*, Linnaeus, 1778) resfriado, comercializado em Belo Horizonte – MG. X f. Dissertação (mestrado em) – Universidade Federal de Minas Gerais, 2009.

DAROLT, M.R.; STRIGHETA, P.C.; MUNIZ, J.N. Comparação da qualidade do alimento orgânico com o convencional. Alimentos orgânicos: produção, tecnologia e certificação. Viçosa: UFV, p. 289-312, 2003.

DO AMARAL, G.V.; FREITAS, D.G.C. Método do índice de qualidade na determinação do frescor de peixes. Ciência Rural, 43:2093-2100, 2013.

DELBARRE-LADRAT, C.; CHÉRET, R.; TAYLOR, R.; VERREZ-BAGNIS, V. Trends in postmortem aging in fish: understanding of proteolysis and disorganization of the myofibrillar structure. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 46:409-421, 2006.

FAO. Global Aquaculture Production. 2014. Disponível em <<http://www.fao.org/fishery/statistics/global-aquaculture-production/en>> Acesso em 06/08/2014.

FARIAS, M.C.A. Avaliação das condições higiênico-sanitárias do pescado beneficiado em indústrias paraenses e aspectos relativos à exposição para consumo em Belém-Pará. 2006. Disponível em: <http://www.cienciaanimal.ufpa.br/pdfs/CA_Ciencia_Animal/CA_Maria_do_Carmo_Andion.pdf> Acesso em: 07/08/2012.

FOGAÇA, F.H.S.; OLIVEIRA, E.G.; CARVALHO, S.Q.; SANTOS, F.J.S. Yield and composition of pirarucu fillet in different weight classes. *Acta Scientiarum Animal Sciences*, 33:95-99, 2011.

FOGAÇA, F.H.S.; CARVALHO, S.E. Q. Development of quality index for wild cobia *Rachycentron canadum*. In: World Aquaculture Society, 2011, Natal. Proceedings... Natal: WAS, 2011.

FOGAÇA, F.H.S.; CARVALHO, S.E.Q.; GONZAGA JUNIOR, M.A. Development of a quality index method (QIM) sensory scheme of ice-storage cobia *Rachycentron canadum*. In: 16th World Congress of Food Science and Technology – IUFOST, 2012, Foz do Iguaçu. Anais. Foz do Iguaçu: International Society of Food Science and Technology, 2012.

FOGAÇA, F. H. S.; SILVA, M. L. P. B.; LOPES, J. M. Qualidade sensorial do tambaqui *Colossoma macropomum* estocado em gelo. In: Congresso Brasileiro de Aquicultura de Espécies Nativas, 2013, Belém. Anais... Belém: Aquabio, 2013.

FOGAÇA, F.H.S. Qualidade do tambaqui (*Colossoma macropomum*) estocado em gelo: métodos sensoriais, físico-químicos e microbiológicos. Relatório técnico do projeto. Parnaíba: Embrapa, 2013.

FONTES, M.C.; ESTEVES, A.; CALDEIRA, F.; SARAIVA, C.; VIEIRA-PINTO, M.; MARTINS, C. Estado de frescor e qualidade higiênica do pescado vendido numa cidade do interior de Portugal. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 59:1308-1315, 2007.

FRANCO, B.D.G.M.; LANDGRAF, M. Microbiologia dos alimentos. São Paulo: Atheneu, 2008.

GONÇALVES, A.A. Tecnologia do Pescado: Ciência, Tecnologia, Inovação e Legislação. São Paulo: Atheneu, 2011.

GONZAGA Jr., M.A. Avaliação da qualidade de filés de pirarucu (*Arapaima gigas*, CUVIER 1829), refrigerados e embalados sob atmosfera modificada. 74 f. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) – Universidade Federal de Rio Grande, Rio Grande, 2010.

HUIDOBRO, A.; PASTOR, A.; TEJADA, M. Quality index method developed for raw gilthead seabream (*Sparus aurata*). *Journal of Food Science*, 65:1202-1205, 2000.

HUSS, H.H. Quality Changes and Shelf Life of Chilled Fish. In: HUSS, H. H. (Ed.), Fisheries Technical Paper. Roma: FAO, 1995.

- HUSS, H. H. Garantia da qualidade dos produtos da pesca. In: In: HUSS, H. H. (Ed.), Documento técnico sobre as pescas 334. Roma: FAO, 1997.
- HUSS, H.H. El pescado fresco: su calidad y cambios de su calidad. In: In: HUSS, H. H. (Ed.), Documento técnico de pesca 348. Roma: FAO, 1998.
- ICMSF. Microorganisms in foods. In: ICMSF (Ed.), Sampling for microbiological analysis: Principles and specific applications. 2ª ed. New York: Blackwell Scientific Publications, 1986.
- JONSDOTTIR, S. Quality index method and TQM system. In: R. OLAFSSON, A. H. INGTHORSSON (Ed.), Quality issues in the food industry. Ijmuiden: The Research Liaison Office, p. 81-94, 1992.
- KODAIRA, M. Manejo del pescado de aguas continentales en condiciones de refrigeración. In: KODAIRA, M. (Ed.) Informes Nacionales y Documentos Seleccionados Presentados en la Cuarta Reunion del Grupo de Trabajo sobre Tecnologia Pesquera. Cartagena: FAO, p.104-128, 1992.
- MARINHO, L.S. Critérios para avaliação da qualidade da piramutaba (*Brachyplatystoma vaillantii*) inteira estocada em gelo. 111f. Tese (Doutorado em Higiene Veterinária e Processamento Tecnológico de Produtos de Origem Animal) - Universidade Federal Fluminense, 2011.
- MARTINSDOTTIR, E.; SVEINSDOTTIR, K.; LUTEN, J.; SCHELVIS-SMIT, R.; HYLDIG, G. Sensory evaluation of fish freshness. In: MARTINSDOTTIR, E (Ed.), Reference manual for the fish sector. Ijmuiden: QIM-Eurofish, 2001.
- MPA. 2010. Boletim estatístico da pesca e aquicultura, Brasil 2008-2009. Brasília: Ministério da Pesca e Aquicultura. Disponível em <www.mpa.gov.br> Acesso em 20/06/2012.
- NUNES, M.L.; BATISTA, I.; CARDOSO C. Aplicação do Índice de qualidade (QIM) na avaliação da frescura do pescado. Lisboa: IPIMAR, 2007.
- OLIVEIRA, V. M. Estudo da qualidade do camarão branco do Pacífico (*Litopenaeus vannamei*). Niterói, 2005. 91f. Tese (Doutorado em Higiene Veterinária e Processamento Tecnológico de Produtos de Origem Animal) - Universidade Federal Fluminense, Niterói, 2005.
- RIISPOA. Regulamento Interno de Inspeção Sanitária de Produtos de Origem Animal. Brasília: MAPA, 1952.
- RODRIGUES, T.P. Estudo de critérios para a avaliação da qualidade da tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) cultivada, eviscerada e estocada em gelo. 2008. 116 f. Tese (Doutorado em Higiene Veterinária e Processamento Tecnológico de POA) - Universidade Federal Fluminense, Niterói, 2008.
- SANT'ANA, L.S.; SOARES, S.; VAZ-PIRES, P. Development of a quality index method (QIM) sensory scheme and study of shelf-life of ice-stored blackspot seabream (*Pagellus bogaraveo*). LWT-Food Science and Technology, 44:2253-2259, 2011.
- SANTOS, C.A.M.L. A qualidade do pescado e a segurança dos alimentos. In: II SIMPÓSIO DE CONTROLE DO PESCADO, 2006, São Vicente. Anais eletrônicos.

São Paulo, 2006. Disponível em: <http://ftp.sp.gov.br/ftppeca/qualidade_pesca.pdf>. Acesso em: 07/08/2012.

SANTOS, A.P.B. Índices químicos, sensoriais e microbiológicos para avaliação do frescor de pescada amarela (*Cynoscion acoupa*) armazenada em gelo. 2011. 95 f. Dissertação (Mestrado em Ciências da Engenharia de Alimentos) - Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos, Universidade de São Paulo, Pirassununga, 2011.

SCHERER, R.; RADUNZ NETO, J.; EMANUELLI, T. Efeito do gelo clorado sobre parâmetros químicos e microbiológicos da carne de carpa capim (*Ctenopharyngodonidella*). *Ciência e Tecnologia de Alimentos*, 24:680-684, 2004.

SILVA, M.L.P.B. Qualidade do tambaqui (*Colossoma macropomum*) armazenado em gelo: métodos sensoriais, físico-químicos e microbiológicos. 2014. 59 f. Dissertação (Mestrado em Ciência Animal), Universidade Federal do Maranhão, UFMA, Chapadinha, 2014.

STREIT JÚNIOR, D.P.; POVH, J. A.; FORNARI, D.C.; GALO, J.M.; GUERREIRO, L. R.J.; OLIVEIRA, D.; DIGMAYER, M.; GODOY, L.C. Recomendações técnicas para a reprodução do tambaqui. Documentos 212. Teresina: Embrapa, 2012.

SVEINSDÓTTIR, K.; MARTINSDÓTTIR, G.; HYLDIG, B. Application of quality index method (QIM) scheme in shelf-life study of farmed Atlantic Salmon (*Salmo salar*). *Journal of Food Science*, 67:1570-1579, 2002.

TEIXEIRA, M.S. Método de Índice de qualidade (QIM): desenvolvimento de um protocolo sensorial para corvina (*Micropogonias furnieri*). *Revista Brasileira de Ciências Veterinárias*, 16:83-88, 2009.

VAL, A.L.; ROLIM, P.R.; RABELO, H. Situação atual da aquicultura na região Norte. In: VALENTI, W.C.; POLI, C.R.; PEREIRA, J.A.; BORGHETTI, J.R. (Ed.), *Aquicultura no Brasil: bases para um desenvolvimento sustentável*. Brasília: CNPq, p.247-266, 2000.

VIEIRA, S.G.A.; GONZAGA JUNIOR, M.A.; FERREIRA, I.A.; FARIAS, E.A.O.; ARAÚJO, T.D.S.; SILVA, T.F.A.; FOGAÇA, F.H.S. Avaliação sensorial da tambatinga (*Colossoma macropomum* X *Piaractus brachypomum*) armazenada em gelo. In: *Aquacultura*, 2012, Palmas. Anais...Palmas: Aquabio, 2012.

CAPÍTULO 34

PERCEPÇÃO DO CONSUMO DE PESCADO: INOVAÇÃO E TECNOLOGIA

Alexandre Aires de Freitas¹
Erika da Silva Maciel
Hellen Christina de Almeida Kato

INTRODUÇÃO

O consumo mundial de pescado vem crescendo ao longo das últimas décadas, sendo este aumento creditado a uma melhora da percepção das características nutricionais e saudabilidade dessa fonte de proteína. Esse aumento de interesse, deve-se em parte, a diversos estudos vêm associando o consumo de pescado com a redução da obesidade, melhoras no desenvolvimento cognitivo e prevenção de doenças cardíacas e metabólicas como o diabetes (Mozaffarian & Elvevoll, 2010).

Na contramão, em alguns países como o Brasil, ainda existem fatores limitantes ao consumo, relacionados principalmente ao preço e acesso a produtos; já em países onde o consumo já é tradicional, como China e Noruega, aumenta a preocupação com questões como a contaminação de pescados devido à qualidade de água de pesca/cultivo, incluindo a contaminação por metais pesados (Feng *et al.*, 2009; Jensen, 2006).

Para atender a tantas exigências distintas, em um mercado crescente, ou já estabelecidas, expande-se cada vez mais a aquicultura, com seus benefícios da padronização, manutenção da oferta ao longo do ano e melhor controle sanitário e de contaminantes. Em 2012, o Instituto Earth Policy, divulgou que pela primeira vez na História, a produção de peixes e frutos do mar em cativeiro ultrapassou a de carne bovina, foram 66,5 milhões de

Freitas et al. Percepção do consumo de pescado: inovação e tecnologia. In: Tavares-Dias, M. & Mariano, W.S. (Org.). Aquicultura no Brasil: novas perspectivas. São Carlos, Editora Pedro & João, 2015.

toneladas de pescado contra 63 milhões de toneladas de carne vermelha (Larsen & Roney, 2013).

Em um estudo do Banco Mundial (2013), cenários para o mercado consumidor de pescado foram criados para o ano de 2030, e estima-se que neste futuro, a aquicultura já corresponda a 62% de todo o pescado consumido no mundo (Figura 1).

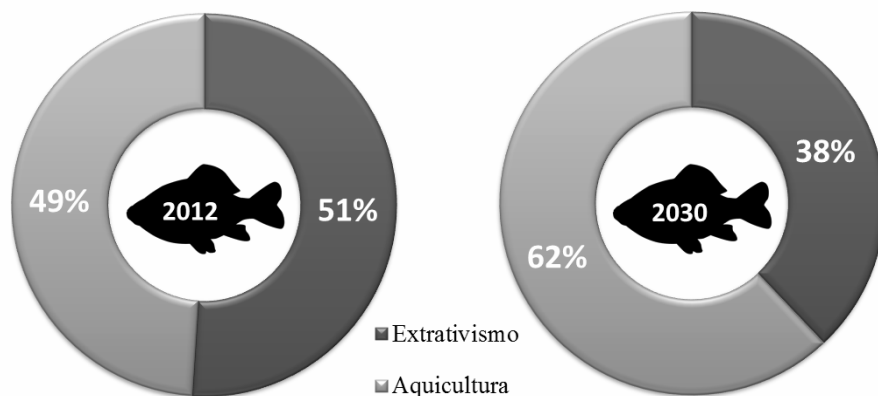


Figura 1. Consumo de pescado global em 2012 e 2030, captura versus cultivo. Fonte: FAO (2014a).

Para orientar a tomada de decisões por parte de toda a cadeia produtiva que vem se fortalecendo no país, este capítulo visa a discussão de temas recorrentes relacionados ao consumo de pescados; perfil dos consumidores e tecnologias e inovações para o aumento do consumo, através da agregação de valor.

PRODUÇÃO DE PESCADO NO BRASIL

No Brasil, o mercado de comercialização de pescado encontra-se em franca expansão, impulsionado, em parte, pelo aumento do consumo *per-capita* e o crescimento da produção. No entanto, esse volume produzido ainda não é suficiente para abastecer o mercado interno, ainda bastante dependente das exportações. Entre 2002 e 2010, a importação do pescado mais que triplicou, atingindo um déficit de 594.241 toneladas em relação a

quantidade de pescados exportados no país (FAO, 2014b). O incremento do consumo é basicamente suprido então, pelo aumento da importação e da produção interna, que passa por uma gradual transformação em seu *modus operandi*.

A produção do pescado por meio da pesca extrativa ainda é preponderante no país, mas o crescimento da aquicultura vem se intensificando. Em 2000 correspondia a 20,5% da produção nacional, e em 2012, 45,6% da produção total (Figura 1) (FAO, 2014b).

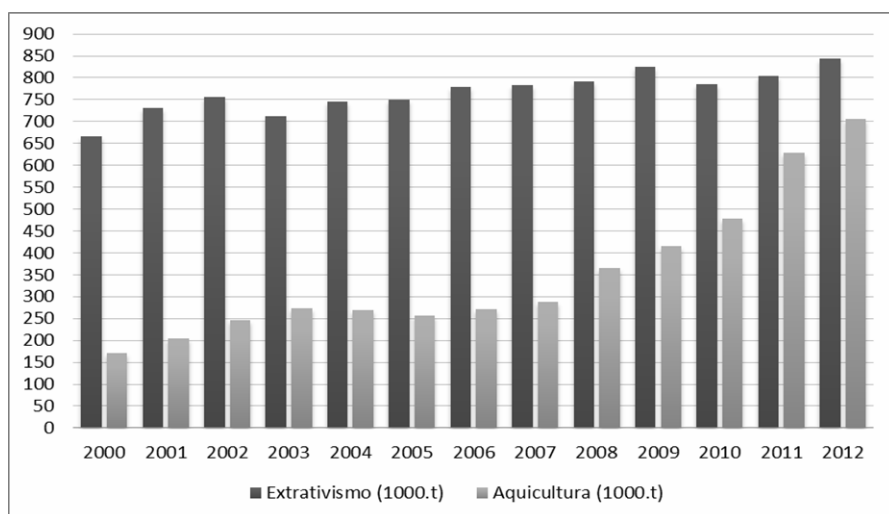


Figura1. Produção de pescado no Brasil brasileira. Fonte: FAO (2014b).

A produção de 2012, em números, corresponde a 706.456 mil toneladas, o que coloca o Brasil em 14º entre os principais países que praticam a aquicultura. Essa condição ainda não reflete a potencialidade hídrica e climática que o Brasil apresenta, principalmente se levar-se em conta que as condições dos países que estão à nossa frente, tais como: Egito, Mianmar, Tailândia, Chile entre outros (FAO, 2014c).

A substituição gradual da captura pelo cultivo pode ser creditada a dois quesitos: diminuição dos estoques pesqueiros naturais aliada a maiores restrições ambientais à pesca e a demanda industrial por produtos padronizados e com regularidade de fornecimento.

INOVAÇÃO E TECNOLOGIA

Em declínio a partir da década 90, o consumo de pescados esbarrava em três obstáculos principais: preços elevados, falta de hábito e produção nacional acanhada. Por isso, a presença do peixe na mesa do brasileiro ficava restrito, principalmente, à região Norte, e nas outras regiões a períodos comemorativos, tais como festas de fim de ano, semana santa e quaresma.

Até então, mesmo o pescado voltado às classes mais abastadas, como o camarão produzido no Nordeste, encontrava mais nichos de mercado no exterior (Mendes & Veloso, 2012).

Nas regiões Centro oeste, Sudeste e Sul do país, o principal canal de comercialização dos peixes, produzidos em cativeiro, ainda provém da relação produtor/rede varejista (90%), e apenas 10% passam por algum processo de industrialização.

Em 2000, Valenti et al. verificaram que o pescado de água doce é comercializado predominantemente *in natura*, fresco, eviscerado e muito pouco na forma de filé ou industrializado. Entretanto, as perspectivas apontam para um aumento na comercialização de pescado na forma de produtos industrializados, tendência observada em grandes cidades, onde há maior busca por pratos de conveniência e de fácil preparo. Ainda assim, não podemos considerar que esse aumento no consumo de filés possa indicar um grande avanço nas formas de consumo, assim como ocorreu com o frango, na década de 90.

Em consulta ao banco de patentes do Instituto Nacional da Propriedade Industrial (INPI) em 23 de setembro de 2014, tendo como elemento de busca os termos: peixe, pescado, tilápia, sardinha, camarão, tambaqui e pirarucu, encontrou-se 31 registros de pedidos de depósito de patentes para alimentos à base de pescado. Os números obtidos são promissores, já que na década de 80, obteve-se 5 registros; na década de 90, apenas 2; na primeira década do século atual, 16 registros e nos últimos 4 anos, 8 registros (INPI, 2014).

A ampliação do consumo através de produtos que agregam novas tecnologias também pode ser demonstrada analisando-se os dados da Pesquisa Industrial Anual (PIA) (IBGE, 2012). Verifica-se

que, em 2012, o valor total de produção industrial do item “Preservação do pescado e fabricação de produtos do pescado” (código Prodelist 1020) foi de R\$ 2.538.375.000,00, um valor 21,1% superior ao contabilizado em 2011.

Ainda segundo a PIA, entre 2008 e 2012, houve um incremento de 81,6% nos valores totais de produção, com destaque para os setores de conservas e congelados. Esse percentual de incremento foi maior do que o crescimento nos valores de produção considerando a indústria brasileira em todos os setores (63,1%) e quando comparada a indústria de outras proteínas animais, segue a frente, em taxa de crescimento, da indústria de suínos e aves (72,9%) perdendo apenas para o abate e processamento de reses (127,5%) (IBGE, 2012).

Outro indicador que a tendência de consumo por produtos com algum nível de processamento vem se intensificando, pode ser obtido avaliando os dados referentes à balança comercial e os principais produtos exportados. Comparando-se os resultados obtidos, em 2007 e 2009, em toneladas verifica-se um aumento de 14% nas importações de pescado, seus produtos e subprodutos, e uma predominância por bacalhau, salmão, merluza congelados e filés de outros peixes. Os dados apresentados demonstram que há um vasto caminho para o setor de pesquisa, indústria e comércio na ampliação da base de consumo de pescado, e que esse crescimento deve estar associado à capacidade desses setores em gerar produtos inovadores que tenham agregados os valores de saudabilidade e praticidade.

CONSUMO DE PESCADO NO BRASIL

O pescado é a carne mais demandada mundialmente (Sidonio et al., 2012) e a de maior valor de mercado. Por isso, cada vez mais, no setor industrial de produção de alimentos valoriza-se o conhecimento acerca do consumidor, para a definição de diretrizes que vão desde a elaboração de produtos voltados a mercados específicos na pré-produção até a definição de estratégias eficazes de marketing.

A avaliação do consumo de pescado é algo complexo, inclusive em outros países, onde o consumo já é tradicionalmente estabelecido. Tal fato pode ser atribuído às dificuldades da cadeia de produção que gera preocupação quanto a qualidade e segurança do produto (Maciel, 2011). No Brasil, pesquisas de atitudes e mapeamento dos consumidores vêm sendo realizadas por diversas instituições de ensino e pesquisa. Um compilado de ações registradas na literatura nos últimos cinco anos está destacado na Tabela 1.

Tabela 1. Pesquisas de mercado consumidor do pescado, encontradas na literatura, nas cinco regiões do Brasil no período de 2008 a 2014.

Fonte	Local	Local e número de entrevistados	Sexo	Escolaridade de	Renda	Frequência de consumo	Forma de aquisição	Fator de decisão de compra	Fatores de rejeição
Neto (2010)	Macapá (AP)	Feiras livres (100)	Masculino 55%	Médio completo (25%)	1-3 salários mínimos (57,0%)	1-2 vezes na semana (67,0%)	Eviscerado (58%)	Preço (35%) Qualidade (35%)	Presença de espinhas
Costa et al. (2013)	Parintins (AM)	Residências (1270)	Feminino (64,9%)	-	-	Todos os dias (69,8%)	Inteiro in natura (69,1%)	-	-
Costa et al. (2009)	Belém (PA)	Feiras livres (500)	Masculino (60,0%)	Médio completo (32%)	-	-	-	-	Preço alto (60%)
Barbosa et al. (2013)	Belém (PA)	Supermercados, feiras e mercados (400)	-	Médio completo (43,6%)	De 1-4 salários mínimos (47,1%)	2-3 vezes na semana	Peixe fresco (950%)	Aparência	-
Silva et al. (2012)	São Luiz (MA)	Mercados (50)	Feminino 64%	Médio completo (38,0%)	2-5 salários mínimos (40%)	2-3 vezes na semana (52,0%)	-	Valor nutricional (40,0%)	Preço elevado (85%)
Melo et al. (2011)	Juazeiro (BA) e Petrolina (PE)	Residências (104)	-	-	-	-	-	Sabor do peixe (51,2%)	Ausência de produtos processa

dos
(40,68%)

Xavier et al. (2013)	Garanhuns (PE)	Feiras livres (142)	Feminino (59,1%)	Fundamental incompleto (27,4%)	Até 1 salário (49,3%)	-	-	-	-
Silva & Gonçalvez (2012)	Mossoró (RN)	Restaurante universitário (135)	Masculino (53,1%)	Superior incompleto (59,3%)	-	Raramente (39,0%)	Postas (39,8%)	Produto inovador; facilidade no preparo	Baixa oferta
Barbosa et al. (2014)	Pontes e Lacerda (MT)	Pontos de venda	Feminino (56,7%)	-	-	Raramente (55,3%)	Inteiro fresco (31,3%)	Valor nutricional (40,67%)	-
Minozzo et al. (2008)	Curitiba (PR)	Supermercados (200)	Feminino (57,7%)	Pós-graduação (23,9%)	4-6 salários mínimos (26,7%)	Pelo menos 1 vez por semana (28,8%)	-	Prazer em comer (40,3%)	Custo elevado (27,86%)
Minozzo et al. (2008)	Toledo (PR)	Supermercados (220)	Feminino (70,6%)	Pós-graduação (23,9%)	3 salários mínimos (25,3%)	Pelo menos 1 vez por semana (30,8%)	-	Prazer em comer (35,7%)	Custo elevado (42,99%)
Santos et al. (2013)	Dom Pedrito (RS)	Supermercados e feiras livres (50)	Feminino (54,0%)	Superior incompleto (49,0%)	1 a 5 salários mínimos (72%)	1 vez por mês (42,0%)	-	Sabor do pescado (81,0%)	Dificuldade de encontrar no

									mercado (43%)
Silveira et al. (2012)	Rio Grande (RS)	(204)	Feminino (52,0%)	-	Entre 2 e 3 salários mínimos (42,0%)	1 a 2 quilos por mês (24,0%)	-	Sabor do pescado (18,5%)	Prefere outras carnes (14%)
Tavares et al. (2013)	Belo Horizonte (MG)	Próximo a supermercados (396)	Feminino (65,7%)	Superior completo (42,7%)	Entre 1 e 2 salários (17,2%)	2 ou mais vezes ao mês (25,3%)	Congelado (61,4%)	Sabor (59,6%)	
Vasconcelos (2010)	Santo André (SP)	Feiras Livres (482)	Feminino (81,1%)	Médio completo (32,0%)	Até 1 salário mínimo (23,4%)	Pelo menos 1 vez por mês (72,6%)	Resfriado ou congelado (82,1%)	Influências culturais/Hábito (24,9%)	Preço e presença de espinhos
Minozzo et al. (2008)	São Paulo (SP)	Supermercados (161)	Feminino (52,8%)	Superior completo (36,0%)	4-6 salários mínimos (26,71%)	Pelo menos 1 vez por semana (49,7%)	-	Benefício à saúde (37,3%)	Custo elevado (45,34%)
Maciel, 2011	São Paulo	Internet (1966)	Masculino 38,4% Feminino (61,6%)	-	Mais que 10 salários mínimos (40,5%)	1 vez na semana (27,1%) 2 x ou mais (9,5%)	Filé sem espinho (69,3%)		Preço elevado 46,57 %

Analisando os dados é possível perceber, embora ainda não haja uma só pesquisa – em nível nacional – validando estas caracterizações, que o perfil de consumo é bastante distinto nas cinco regiões, sendo influenciado por características socioeconômicas; disponibilidade e preço de pescado e o fator cultural ligado ao consumo de proteínas de origem animal.

A grande tendência é o aumento do consumo, visto que as pessoas reconhecem o pescado como uma carne de qualidade e citam o valor nutricional como um apelo à compra desta proteína. No entanto, este consumo é negativamente influenciado pelo preço do pescado em relação às demais proteínas de origem animal, fator que tende a ser atenuado com o desenvolvimento de processos produtivos mais eficientes e oferta crescente de seus produtos.

Na região Norte, o consumo é maior, voltado principalmente para o peixe fresco e eviscerado, enquanto, nas regiões Sul e Sudeste, o consumo é mais esporádico, tendo maior procura as formas processadas (congelados, postas, costelas, filé entre outros).

Essas observações são corroboradas pelas dados estatísticos realizados no país. Embora haja divergência entre os dados apresentados pela Pesquisa de Orçamento Familiar (POF), desenvolvida pelo Instituto de Geografia Estatística (IBGE), e os dados do Ministério da Pesca e Aquicultura (MPA) e da Organização das Nações Unidas para Agricultura e Alimentação (FAO), em todos os casos, verifica-se esta diferença na distribuição do consumo, acompanhada de uma tendência no aumento do consumo *per-capita* de pescado no Brasil.

O MPA indica que o consumo *per-capita* aparente era de 6,76Kg/ano em 2002 e de 9,03Kg/ano em 2009, representando um aumento de 133,5% no período (BRASIL, 2012). A FAO apresenta dados semelhantes, passando de 6,2 kg/ano em 2012 para 8,3kg/ano em 2009 e 10,6 kg/ano em 2011 (FAO, 2014b).

Já na POF 2008-2009, a aquisição de pescado foi de 4 kg/*per capita*/ano, sendo que, na região Norte, a média *per-capita* foi de 17,5 kg/ano, ficando muito acima da média das outras regiões e da média brasileira. A pesquisa descreve que o consumo *per-capita* na região

Nordeste foi de 4,9 kg/ano; no Sudeste 2,0 kg/ano; no Sul 1,5 kg/ano e na região centro oeste 1,6 kg/ano (IBGE, 2011).

Os dados anteriores da POF 2002-2003 identificavam um consumo *per-capita* de pescado em 4,6 kg/ano. Na região Norte foi de 24,6 kg/ano; no Nordeste 4,9 kg/ano; no Sudeste 2,1 kg/ano; no Sul 1,7 kg/ano e no Centro-Oeste 1,3 kg/ano (IBGE, 2004).

A diminuição no consumo *per-capita* destacado pela POF entre os anos de 2002 e 2009 é destacada por uma redução no consumo da região Norte, tida como a maior média nacional. Costa et al. (2013) associaram essa diminuição ao aumento da renda mensal familiar na região, que é associado a um aumento no consumo de carnes bovinas, de frango e suína, visto que estas fontes incorporam um conceito de abundância, poder e prestígio de camadas socioeconômicas mais altas (fazendeiros e criadores locais).

Estudos conduzidos em três cidades nos Estados de São Paulo e Santa Catarina, destacaram o aumento no desejo de consumir peixes devido à associação desta carne com uma alimentação de baixo teor calórico, associada a uma dieta voltada à saudabilidade e longevidade, sendo o custo de aquisição a maior barreira ao aumento do consumo (Minozzo et al.,2008).

Outra barreira é a ausência de produtos padronizados e de conveniência destacado por boa parte das pesquisas. Gonçalves et al. (2008) analisando a tendência do consumo de pescado na cidade de Porto Alegre (RS), concluíram que a população estudada manifestou preferência e considerou inovadores os produtos linguça, postas temperadas pronto para assar, nuggets e fishburguers. O estudo indicou ainda que os consumidores formam expectativas de qualidade, e associam determinados atributos do produto com as compras diárias e as utilizam como um padrão não específico de satisfação com a compra após o consumo.

Analisando entrevistados de um restaurante universitário em Mossoró (RN), Silva & Gonçalves (2012) reforçaram que havendo diversidade de produtos de qualidade, de fácil preparo e boa apresentação, seja na forma de postas ou filé, além de uma embalagem que especifique bem o produto, tornar-se-á mais fácil o

trabalho de marketing e, conseqüentemente, a colocação do pescado no mercado, contribuindo para incrementar os índices de consumo de pescado no país.

CONSUMO DE PESCADO EM PALMAS (TO)

Foi realizada uma pesquisa para a caracterização do mercado consumidor na cidade de Palmas (TO), utilizando-se o questionário estruturado desenvolvido por Maciel et al. (2013, 2014), com adaptações. Participaram da pesquisa 208 sujeitos, voluntários, entrevistados em locais de comercialização da cidade, durante a Semana do Peixe (setembro), no ano de 2013, que se dispuseram a responder o questionário sobre o consumo e comercialização de pescado.

Entre os resultados obtidos destaca-se que a maioria (54,8%) dos voluntários foi do sexo feminino, com idade predominante entre 36 e 45 anos (25,9%) e 56 anos ou mais (22,6%), a maioria casada (64,9%). Parcela considerável (45,7%) refere alguma prática de atividade física. Quanto a escolaridade, 31,7% possui o ensino superior completo e renda entre 2 a 4 salários mínimos (34%). A mesma condição foi observada por Tavares et al. (2013) e por Vasconcellos (2010), que realizaram estudos semelhantes obtendo 65,7 e 81,1%, respectivamente, de voluntárias respondentes. A maioria de mulheres pode ser explicada pelo fato das entrevistas serem realizadas em horário matutino e durante a semana, levando a uma maior concentração de donas de casa e pessoas aposentadas.

No entanto, Neto (2010), avaliando fatores de consumo de pescado em Macapá/AP, verificou que os homens eram maioria (55%) por alegarem reconhecer melhor a qualidade do peixe em relação as suas esposas, e pelo fato das mulheres não irem aos locais de venda de pescado, por julgarem o odor das instalações desagradável.

Quanto as características do consumo de pescado, 52,9% dos entrevistados consomem entre 100 e 300g de pescado no mês. Observou-se que 26,9 % consomem pescado duas vezes na semana ou mais; 20,6% consomem uma vez na semana e 23% de duas a três

vezes ao mês. Apenas 6,7% dos respondentes afirmaram consumir pescado raramente.

Tabela 2. Preferência de características relacionadas à compra do pescado em grupo de voluntários de Palmas-TO, Brasil, 2013.

Preferências durante a compra	Discordo totalmente %	Discordo %	Indiferente/ Não sei %	Concordo %	Concordo plenamente %
Embalagem do produto é muito importante	8,2	6,2	2,9	16,8	50,7
Preço pago pelo produto é muito importante	5,3	10,6	9,6	31,7	28,4
Valor nutricional do produto é muito importante	2,4	1,4	5,3	12,5	63,9
Marca do produto é muito importante	0,9	32,7	10,6	7,7	15,4
Pescado comercializado em bandejas	33,6	8,6	8,2	18,7	14,9
Pescado comercializado em sacos plásticos	15,8	11,1	13,5	9,6	34,6
Pescado comercializado a granel	26,4	7,7	5,8	30,3	14,9
Pescado congelado	22,6	7,2	4,8	23,6	27,4
Pescado refrigerado	53,8	12,5	4,3	8,6	4,8
Pescado enlatado	50,5	11,5	3,4	11,54	8,6
Pescado in natura	1,9	0,9	13,5	69,23	85,6
Pescado é um alimento de alto valor nutricional e seu consumo regular traz benefícios a saúde	8,2	3,8	4,3	14,9	54,3
Estou disposto a pagar mais pelo pescado como produto de conveniência	34,6	18,3	9,6	11,1	10,6

Os locais de consumo mais frequentes são a própria residência onde 37,5%, enquanto, 21,1% sempre consomem em restaurantes. Quanto às formas de preparo 46,15% preferem o pescado assado ou grelhado, 45,2% preferem cozido ou ao molho e 36,5% empanado ou frito, sendo este um questionamento que

possibilitava a escolha de mais de uma variável. Em relação à compra de pescado, 17,0% o fazem semanalmente. A maioria (45,6 %) prefere adquirir o pescado limpo, apenas resfriado, sendo que 2% dos entrevistados disseram adquirir produtos de conveniência a base de pescado. Assim, a preferência por tipo de produto, no momento da compra do pescado, foi de 33,6% por peixe limpo e eviscerado, 31,73% por peixe inteiro e 13,9% por filé sem espinha. Apenas 1,4% dos entrevistados tem preferência por adquirir produtos de conveniência a base de pescado, corroborando com diversas pesquisas realizadas na região Norte (Costa et al., 2009; Neto, 2010; Costa et al., 2013).

Quanto aos atributos relacionados à aquisição de pescado (Tabela 2) destaca-se que a presença de embalagem adequada e o valor nutricional são primordiais à aquisição, no entanto, o conhecimento quanto às características ideais de conservação ainda é limitado, destaque à comercialização in natura ser a preferida dos consumidores. Entre os motivos para não consumo destacou-se o preço elevado (17,0%). O pescado é um alimento de alto valor nutricional e perecibilidade, portanto requer cuidados em toda sua cadeia de produção que vão desde a produção até a comercialização. Logo, investir em tecnologias que assegurem sua qualidade e promovam é um nicho de mercado, tendo em vista a demanda por produtos de alta qualidade e as questões de risco alimentar, frequentemente expostos nos últimos anos (Wei & Zeng, 2005).

Em estudo realizado na China, reconhecida por elevado consumo de pescado, Wang et al. (2009) observaram que 85,7% reconhecem que o preço dos produtos da pesca pode aumentar devido ao aumento do custo de produção do sistema de rastreabilidade, ainda assim, 60,1 % estão dispostos a pagar um valor de até 10 % a mais nos produtos da pesca rastreáveis, para aumentar a segurança desses produtos.

Em pesquisa realizada no Estado de São Paulo, com 1.966 pessoas, foi identificado que a maioria (82,19 %) estaria disposta a pagar a mais por um produto com garantia de procedência. Dentre esses, 45,9 % pagariam até 10 % a mais do que o valor do produto

convencional; 37,6 % estaria disposta a pagar até 20,0% a mais e 10,2 % pagaria até 30,0 % a mais pelo pescado rastreado (Maciel, 2011). Essa tendência também foi observada em estudo realizado com consumidores canadenses que entre 10,0 e 33,0 % dos entrevistados estariam dispostos a pagar mais por um produto rastreado de origem animal (Hobbs, 2003).

A educação do consumidor também deve ser aliada ao desenvolvimento e implementação de novas tecnologias, visando garantir informações necessárias para mudança do perfil cultural de comercialização em nosso país.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

A padronização da produção e controle do processamento do pescado auxiliam na implementação de um sistema de rastreabilidade que, aliado a outras ferramentas de qualidade, garantem maior segurança e confiança ao consumidor, tornando-se essenciais para a obtenção de produtos diferenciados no mercado comercial de gêneros alimentícios. Nesse sentido a rastreabilidade tem se tronado uma ferramenta imprescindível para o acompanhamento da produção e comercialização de alimentos em todo mundo. Todavia, no que tange a cadeia do pescado essa tecnologia ainda é incipiente.

É reconhecido que a implementação de um sistema de rastreabilidade pode aumentar os custos ao consumidor e sendo o preço elevado um dos limitantes ao consumo, não tem-se observado grandes interesses comerciais. Todavia, a rastreabilidade poderia ser aproveitada como nicho de mercado uma vez que há consumidores conscientes da própria inabilidade em distinguir a qualidade do pescado *in natura* e preferem optar por produtos industrializados que passam a ter a qualidade associada a uma marca já consagrada no mercado.

REFERÊNCIAS

BANCO MUNDIAL. Fish to 2030: Prospects for Fisheries and Aquaculture. World Bank Report Number 83177-Glb. World Bank: Washington, 2013. Disponível em:

<<http://www.fao.org/docrep/019/i3640e/i3640e.pdf>>. Acesso em 07 de agosto de 2014.

BARBOSA, J.A.; SANTANA, A.C.; SILVA, I.M.; BOTELHO, M.N.; CONDURU NETO, J.M.H. Características comportamentais do consumidor de peixe no mercado de Belém. Boletim Técnico Científico do Cepnor, Belém, 7(1):115 – 133. 2013.

BARBOSA, P.T.L.; COSTA, F.G.; VIEIRA, F.J.G.; SILVA, A.C.C.; FRANCISCO, J. F.; FERNANDES, J.F. Perfil dos consumidores de pescado durante o período de quaresma, no município de Pontes e Lacerda, Mato Grosso. In: XXIV CONGRESSO BRASILEIRO DE ZOOTECNIA, 2014, Vitória. Anais... Vitória: UFES, 2014.

BRASIL. Ministério da Pesca e Aquicultura – MPA. Boletim Estatístico da Pesca e Aquicultura 2010. Brasília: MPA, 2012. Disponível em: <http://www.mpa.gov.br/images/Docs/Informacoes_e_Estatisticas/Boletim%20Estat%20C3%ADstico%20MPA%202010.pdf>. Acesso em 10 de setembro de 2014.

COSTA, A.D.; ALMEIDA, I.C.; OLIVEIRA, J. S. Mercado e perfil do consumidor de peixe no Estado do Pará. In: CONGRESSO DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE ECONOMIA, ADMINISTRAÇÃO E SOCIOLOGIA RURAL, 47, 2009, Porto Alegre. Anais... Porto Alegre: UFRS, p. 1-13, 2009.

COSTA, T.V.; SILVA, R.R.S.; SOUZA, J.L.; BATALHA, O.S.; HOSHIBA, M.A. Aspectos do consumo e comércio de pescado em Parintins. Boletim do Instituto de Pesca, São Paulo, 39(1): 63- 75, 2013

FAO - Food and Agriculture Organization of the United Nations. Fish farms to produce nearly two thirds of global food fish supply by 2030. 2014a. Disponível em: <<http://www.fao.org/news/story/en/item/213522/icode/>>. Acesso em 07 de agosto de 2014.

FAO – Food and Agriculture Organization of the United Nations. Fishery and aquaculture statistics. Rome, 2014b. Disponível em: < <http://www.fao.org/fishery/publications/yearbooks/en>>. Acesso em 07 de agosto de 2014.

FAO – Food and Agriculture Organization of the United Nations. The State of World Fisheries and Aquaculture: Oportunities and Challenges. FAO:Rome, p. 223, 2014c.

FENG, W.; JIAN, Z.; WEISONG, M.; ZETIAN, F; XIAOSHUAN, Z. Consumers' perception toward quality and safety of fishery product. Beijing, China. Food Control, 20(10): 918-922, 2009.

GONÇALVES, A.A.; PASSOS, M.G.; BIEDRZYCKI, A. Tendência do consumo de pescado na cidade de Porto Alegre: um estudo através de análise de correspondência. Estudos tecnológicos, 4(1):21-36, 2008.

HOBBS, J. E. International Agricultural Trade Research Consortium Consumer Demand for Traceability. Working Paper, n.03-1, International Agricultural Trade Research Consortium, 2003. Disponível em: <<http://www.agradepolicy.org/output/resource/CI2.pdf>>. Acesso em 02 de setembro de 2014.

IBGE – Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Pesquisa de orçamentos familiares 2002-2003, Coordenação de Trabalho e Rendimento. Rio de Janeiro: IBGE. 2004.

IBGE – Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Pesquisa de orçamentos familiares 2008-2009, Coordenação de Trabalho e Rendimento. Rio de Janeiro: IBGE, 2011.

IBGE – Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Pesquisa industrial anual. Rio de Janeiro, 31(2):1-192, 2012.

INPI – Instituto Nacional de Propriedade Industrial, Marcas, Patentes, Desenho Industrial e Programa de Computador. Disponível em: <https://gru.inpi.gov.br/pPI/>. Acesso em 01 de setembro de 2014.

JENSEN, H.H. Changes in seafood consumer preference patterns and associated changes in risk exposure. *Marine Pollution Bulletin* 53:591–8. 2006.

LARSEN J.; RONEY, J.M. Farmed Fish Production Overtakes Beef. *Plan B Updates*, Earth Policy Institute, Jun 2013. Disponível em: http://www.earth-policy.org/plan_b_updates/2013/update114>. Acesso em 25 de setembro de 2014.

MACIEL, E.S. Perspectiva do consumidor perante produto proveniente da cadeia produtiva de tilápia do Nilo rastreada (*Oreochromis niloticus*) consumo de pescado e qualidade de vida. 2011. Tese (Doutorado em Energia Nuclear na Agricultura e no Ambiente) - Centro de Energia Nuclear na Agricultura, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2011. Disponível em: <http://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/64/64134/tde-03082011-160437/>>. Acesso em 01 de setembro de 2014.

MACIEL, E.S.; SAVAY DA SILVA, L.; VASCONCELOS, J.S.; GALVAO, J.A.; SONATI, J. G.; SILVA, D.; OETTERER, M. Application of exploratory factor analysis to assess fish consumption in a university community. *Food Science and Technology*, 33(1):99-106, 2013.

MACIEL, E.S.; SAVAY DA SILVA, L.; VASCONCELOS, J.S.; GALVAO, J.A.; SONATI, J.G.; SILVA, D.; OETTERER, M. Designing and validating the methodology for the Internet assessment of fish consumption at a university setting. *Food Science and Technology*, 34(2): 315-323, 2014.

MELO, J.F.B.; SANTOS, A.S.; DAMASCENO, A.A. Comercialização e perfil do consumidor da carne de peixe na região do semiárido de Juazeiro (BA) e Petrolina (PE). *Revista Informações Econômicas*, 41(12): 39-49, 2011.

MENDES, L.H.; VELOSO, T. Peixe da China ajuda a elevar venda no país. *Valor Econômico*. 2012. Disponível em: <http://www.valor.com.br/empresas/2856482/peixe-da-china-ajuda-elevar-venda-no-pais#ixzz3Ei3zYoDv>>. Acesso em 10 de setembro de 2014.

MINOZZO, M.G.; HARACEMIV, S.M.C.; WASZCZYNSKYI, N. Perfil dos consumidores de pescado de São Paulo (SP), Toledo (PR) e Curitiba (PR) no Brasil. *Revista Alimentação Humana*, 14(3): 133-140, 2008.

MOZAFFARIAN, D.; ELVEVOLL, E. O. Benefits of seafood consumption on health. Joint FAO/WHO Expert Consultation on the risks and benefits of fish consumption. Rome (Italy), 25-29 Jan 2010. FAO: Rome, 2010.

NETO, A. P. R. Fatores que influenciam na decisão de compra de pescado nas feiras livres de Macapá - AP. 2010. 38 f. Monografias (TCC em Extensão Pesqueira). Coordenação do Curso de Engenharia de Pesca, Universidade do Estado do Amapá, 2010.

SANTOS, S. F. M.; TSUJII, K. M.; TEIXEIRA, J. S.; FERREIRA, M. S.; ANDREATTA, T.; LOPES, P. R. S. Consumo de peixes na região Sul do Rio Grande do Sul. In: XXII CONGRESSO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA DA UNIVERSIDADE FEDERAL DE PELOTAS. 2013, Pelotas. Anais... Pelotas:UFPel,2013.

SIDONIO, L.; CAVALCANTI, I.; CAPANEMA, L.; MORCH, R.; MAGALHÃES, G.; LIMA, J.; BURNS, V.; ALVES JÚNIOR, A.J.; MUNGIOLI, R. Panorama da aquicultura no Brasil: desafios e oportunidades. BNDES Setorial, 35:421-463, 2012.

SILVA, D.C.F; GONÇALVEZ, A.A. Perfil de consumo de pescado dos usuários do restaurante universitário da UFERSA. Revista Caatinga, Mossoró, 25(3): 125-129, 2012.

SILVA, I.A.; LIMA, M.F.V.; BRANDÃO, V.M.; DIAS, I.C.L.; SILVA, M.I.S.; LACERDA, L.M. Perfil de consumidores do pescado comercializado em mercados do município de São Luís Maranhão, Brasil. Cadernos de Pesquisa,19(1): 47-58, 2012.

SILVEIRA, L.S.; ABDALLAH, P.R.; HELLEBRANDT, L.; BARBOSA, M.N.; FEIJÓ, F. T. Análise socioeconômica do perfil dos consumidores de pescado no município de Rio Grande. Sinergia, Rio Grande, 16(1): 9-19, 2012.

TAVARES, G.C.; AQUINO, R.M.A.; PALHARES, M.M.; SANTOS, R.R.D.; BONFIM, L.M.; TEIXEIRA, L.V. Perfil do consumo de pescado na cidade de Belo Horizonte, MG. Boletim da Indústria animal, Nova Odessa, 70(3):230-236, 2013.

VALENTI, W.C.; POLI, C.R.; PEREIRA, J.A. Aquicultura no Brasil: bases para desenvolvimento sustentável. Ministério da Ciência e Tecnologia: Brasília, 2000.

VASCONCELLOS, J.P. Determinantes do consumo de pescado na população que frequenta feiras livres do município de Santo André, SP. 2010. 102 f. Dissertação (Mestrado em Ciências) - Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2010.

WANG, F.; JIAN, A.; MU, W.; FU, Z.; ZHANG, X. Consumers' perception toward quality and safety of fishery products, Beijing, China. Food Control, 20:918-922, 2009.

WEI, X.; ZENG, Y. Consumer's attitudes and willingness-to-pay for Green food in Beijing. p.1-10, 2005 . Disponível em: <<http://sard.ruc.edu.cn/zengyinchiu/files/taolunwengao/>> Acesso em: 05 Fev. 2014.

XAVIER, C.M.O.; PEIXOTO, A.F.; FRANQUE, M.P. Avaliação do consumo de pescado fresco comercializado nas feiras livres da cidade de Garanhuns-PE. In: XIII JORNADA DE ENSINO, PESQUISA E EXTENSÃO – JEPEX 2013 – UFRPE, 2013, Recife. Anais... Recife: UFRPE, 2013.

CAPÍTULO 35

PESQUISA E TRANSFERÊNCIA DE TECNOLOGIA ALIADAS PARA DESENVOLVIMENTO DA AQUICULTURA NO ESTADO DO AMAZONAS

Jackson Pantoja-Lima¹
Suelen Miranda dos Santos
Adriano Teixeira de Oliveira
Rayza Lima Araujo
Joaquim Alberto Leite dos Santos Junior
Geraldo Bernardino
Radson Rogerton dos Santos Alves
Alfeu Ferraz Filho
Ana Lúcia Gomes
Paulo Henrique Rocha Aride

INTRODUÇÃO

A aquicultura é o segmento da produção alimentícia nacional que mais tem crescido nos últimos anos (Oliveira, 2009). De acordo com o Ministério da Pesca e Aquicultura (MPA), esta produção aquícola nacional de origem continental aumentou de forma significativa no triênio 2008-2010, resultado de um incremento de aproximadamente 40% durante este período (MPA, 2012). O boletim estatístico do MPA revela ainda que na transição de 2009 para 2010, embora tenha sido menos acentuado, o crescimento da produção também foi verificado, registrando-se um incremento de 16,9%, quando a produção passou de 337.353 t em 2009 para 394.340 t (MPA, 2012). Este aumento na produção se reflete no aumento do consumo nacional per capita anual que passou de 6,66

Pantoja-Lima et al. Pesquisa e transferência de tecnologia aliadas para desenvolvimento da aquicultura no Estado do Amazonas. In: Tavares-Dias, M. & Mariano, W.S. (Org.). Aquicultura no Brasil: novas perspectivas. São Carlos, Editora Pedro & João, 2015.

Kg, em 2005, para 9,75 Kg em 2010 (MPA, 2012). Previsões da Organização das Nações Unidas para Agricultura e Alimentação (FAO/ONU) estimam que a demanda pesqueira deve crescer e aumentar para cerca de 90 milhões de toneladas/ano até 2030, e o Brasil é um dos poucos países que tem condições de atender parte dessa demanda mundial, por meio da aquicultura (FAO, 2012).

Dentre todas as espécies cultivadas na piscicultura brasileira, o tambaqui (*Colossoma macropomum*) é a terceira espécie mais cultivada do país, ficando atrás somente da tilápia-do-nilo (*Oreochromis niloticus*) e das carpas, e isso se dá principalmente devido sua fácil adaptação desses peixes ambientes de cultivo. Outro fator importante é a consolidação da cadeia produtiva, uma vez que essas espécies já possuem boa aceitação no mercado (Arbeláez-Rojas et al., 2002; Parente et al., 2003; Nunes et al., 2006).

AQUICULTURA NA AMAZÔNIA

Na região Norte, o Estado do Amazonas sozinho produziu em 2010, aproximadamente 12.000 toneladas de tambaqui (MPA, 2012). Contudo, levantamentos da Secretaria Executiva de Pesca e Aquicultura do Amazonas (SEPA/SEPROR) estimam que essa produção em 2012 atingiu cerca de 16.000 toneladas oriunda da piscicultura (Bernardino, G., comunicação pessoal), sendo esta produção, em sua maioria originária da região metropolitana de Manaus (RMM), que possuía aproximadamente 1.700 hectares de lâmina de água de pisciculturas em 2008 (Gandra, 2010). Atualmente, a SEPROR, estima que a área alagada seja de quase 2.000 hectares no ano de 2014, sendo o tambaqui *C. macropomum* e matrinxã *Brycon amazonicus* as principais espécies cultivadas. Os principais municípios produtores são: Rio Preto da Eva, Iranduba, Itacoatiara, Manaus, Manacapuru e Presidente Figueiredo, todos situados às margens de rodovias estaduais e federais. Gandra (2010) relatou que de 2006 a 2008, o Estado do Amazonas importava anualmente cerca de 6.000 toneladas de tambaqui, oriundos dos estados vizinhos de Rondônia e Roraima. Estimativas da SEPROR, revelam que atualmente chegam no Estado mais de 20.000 toneladas

de tambaqui vindos dos Estados de Rondônia e Roraima (Bernardino, G., comunicação pessoal).

Estudos conduzidos por Oliveira et al. (2012), mostram que os produtores rurais do Estado do Amazonas queixam aos técnicos do IDAM/SEPROR que os principais problemas para o desenvolvimento da piscicultura no estado são: 1) dificuldade para obtenção de ração; 2) dificuldade para aquisição de alevinos; e 3) falta ou restrição de informações e de técnicos especializados, apesar da atuação da SEPROR-AM. A obtenção de ração ainda é um forte entrave para os piscicultores em regiões mais distantes da RMM, mas um problema pouco vivenciado pelos produtores da RMM. O segundo entrave, a aquisição de alevinos, está sendo solucionado pelo IDAM e SEPROR, com recursos próprios e de parceiros (Ministério da Integração Nacional, MPA, entre outros), por meio da instalação de Unidades de Produção de Alevinos (UPA's) em municípios estratégicos do Estado do Amazonas. Por último, e não menos importante que os dois primeiros, a falta de mão-de-obra qualificada para assistência técnica e transferência de tecnologias está sendo enfrentada por projetos escritos a seguir.

MODALIDADES DE PISCICULTURA DO AMAZONAS

Quatro tipos de pisciculturas são praticadas na RMM: viveiros de barragens, viveiros escavados, módulos de canal de igarapés e tanques-rede/gaiolas. Esses cultivos são praticados em diversas modalidades de produtividade (extensivo, semi-intensivo e intensivo). Entre esses sistemas de cultivo, a criação em canal de igarapés é aquela que recebe maior crítica por parte de ambientalistas e meio acadêmico, por tratar-se de um cultivo intensivo dentro de área de preservação permanente (APP), o leito de igarapés. *Brycon amazonicus* é o peixe mais utilizado nesse sistema de criação, por adaptar-se facilmente a esse ecossistema de água corrente e límpida. A espécie apresenta boa tolerância a altas densidades e possui ótimo crescimento nesse sistema de cultivo, alcançando de 0,800 a 1,2 kg em 12 meses de cultivo. Entretanto, o entrave de produção dessa espécie na piscicultura ainda é a baixa

oferta de alevinos, devido a características reprodutivas dessa espécie, entre elas o canibalismo (Gandra, 2010).

A atividade de criação de peixes em canal de igarapé foi regulamentada no Estado do Amazonas, por meio da Resolução No. 001/2008 do Conselho Estadual de Meio Ambiente (CEMAAM) e, recentemente, foi disciplinada por meio da Lei No. 3.802, de 29 de agosto de 2012, que permite o cultivo em igarapés com vazão mínima de 15 L/s ou 54 m³/h. Contudo, nada sabe-se efetivamente sobre os impactos dessa atividade na eutrofização e estruturação das comunidades de peixes dos corpos d'água da Amazônia central. Essa criação de peixes em canal de igarapé ocorria com maior intensidade nos municípios de Presidente Figueiredo e Rio Preto da Eva (Gandra, 2010). Essa região da Amazônia central é drenada por uma densa rede hídrica, com riachos (corredeiras e cachoeiras) e igarapés típicos de terra firme coberta pela alta floresta amazônica, com seus latossolos amarelos (Sioli, 1985). Levantamentos recentes mostraram que o cultivo em canal de igarapé tem sido intensificado nos municípios de Manacapuru e Novo Airão, em especial na margem esquerda da Rodovia AM 352, região do entorno da Área de Proteção Ambiental (APA) da Margem Direita do Rio Negro (Dados não publicados).

Para melhor entendimento dos acontecimentos nos ambientes aquáticos da região Amazônica, muitos estudos detalhados têm sido realizados sobre a hidrologia, limnologia dos igarapés (Fittkau, 1964; Fittkau et al., 1975; Furch et al. 1982; Junk & Furch, 1982; Sioli, 1985) e comunidades de peixes, abordando a distribuição espacial em habitats (Silva 1995; Bührnheim & Fernandes, 2003), em microhabitats (Soares 1979; Silva, 1993; Barbosa et al., 2003), além de estudos sobre a composição da dieta de peixes em igarapés próximo a Manaus (Knöppel, 1970; Silva, 1993) e Mato Grosso (Soares, 1979). Estudos realizados em riachos com muitas corredeiras são relativamente escassos, com destaque para Freitas (1998), Santos (2002) e Barbosa et al. (2003), os quais avaliaram a diversidade e abundância de espécies de peixes e invertebrados submetidos a um forte impacto antrópico.

Como observa-se, há uma vasta literatura sobre peixes de igarapé, qualidade de água e aquicultura na Amazônia. Entretanto, faltam estudos integrados que avaliem o impacto de atividades produtivas sobre a biota e qualidade da água, decorrentes do lançamento de efluentes dos cultivos.

DEMANDA DE PESCADO NA VISÃO DO IDAM

O Instituto de Desenvolvimento Agropecuário e florestal do Amazonas (IDAM) é o órgão oficial de assistência técnica em extensão rural do Estado do Amazonas. Esta instituição está instalada em todos os 62 municípios do Estado do Amazonas e em alguns distritos estratégicos, tais como Extrema e Matupi (região do Sul do Amazonas) e Novo Remanso (Baixo Amazonas). O IDAM, juntamente com SEPROR, possuem em seus quadros funcionais cerca de 20 engenheiros de pesca e técnicos em recursos pesqueiros atuando na área da pesca e aquicultura. No IDAM, as atividades são coordenadas pela Gerência de Apoio à Aquicultura e à Pesca (GEAPE/IDAM).

Para a GEAPE/IDAM, o uso racional das águas assegura alimento para as gerações presente e futura. No entanto, a produção pesqueira do Estado do Amazonas, oriunda da pesca extrativa, a anos já não atende a demanda crescente de pescado nesse estado.

Dados populacionais do Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE), mostraram que em 2000 o Estado do Amazonas tinha uma população de 2.872.524 habitantes, em 2010 de 3.604.165 habitantes, prevendo uma população de 3.873.743 habitantes em 2014 de 4.124.033 para 2018. A população urbana em 2010 era de 2.755.198 habitantes (76,4%). Com base nesta proporção de 2010, estima-se que em 2014 a população urbana do Estado do Amazonas será 3.075.210 habitantes e que em 2018 já serão 3.441.260 habitantes nas sedes dos municípios do Estado do Amazonas.

Para a GEAPE/IDAM, o consumo *per-capita* de pescado estimado para a população do Estado do Amazonas será, nos anos seguintes, de cerca de 40kg/ano. Diante dessa demanda, a GEAPE/IDAM prevê que a população rural será atendida o ano todo

pela pesca extrativa, enquanto a população urbana será atendida em 50% do consumo, pela piscicultura. Assim, em 2018 a piscicultura do Estado do Amazonas precisará produzir 68.825 toneladas de peixes (Figura 1). Isso indica que para atender a essa demanda, em 2018, será necessária uma infraestrutura de viveiros escavados e semi-escavados em 9.832 hectares de área alagada em todos os municípios do estado.

Uma outra alternativa seria elevar os índices de produtividade dos viveiros já existentes, que atualmente, segundo o IDAM, são de aproximadamente sete toneladas por hectare. Em estudo recente, foi relatado que a produção intensiva de tambaqui com aeração (4 aeradores de 1,5 HP/hectare) pode chegar a 18 toneladas/hectare (Izel et al, 2013). Nesse estudo foram adensados 7.000 peixes/hectare, com peso inicial médio de 160 g e peso final médio de 3 kg/ano. Considerando os resultados desse estudo, seriam necessários construir menos de um terço de área alagada proposta pelo IDAM para elevar-se a produção aquícola no Estado do Amazonas. Entretanto, diversos fatores devem ser levados em consideração, por exemplo, a disponibilidade de energia elétrica em diversos ramais e vicinais do interior do estado, o que inviabiliza o uso dessa tecnologia.

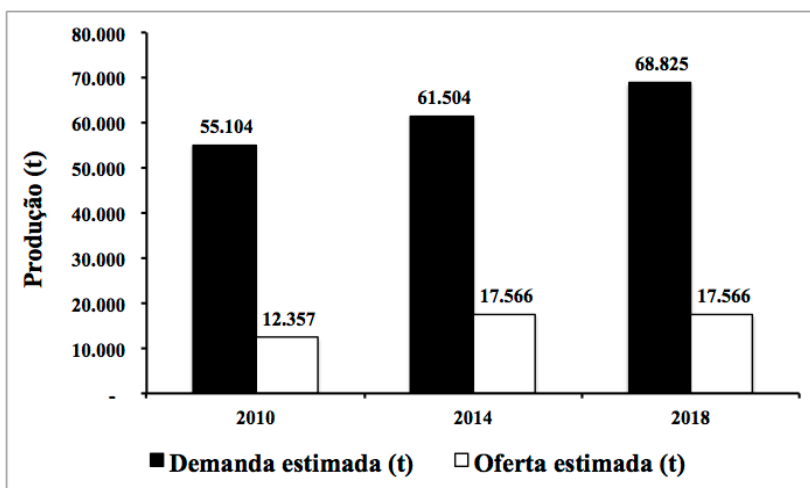


Figura 1. Estimativas de demanda e oferta pescado oriundo da piscicultura no Estado do Amazonas. Dados da Gerência de Apoio à Aqüicultura e à Pesca (GEAPE/IDAM).

EXPERIÊNCIA EM PESQUISAS E TRANSFERÊNCIA DE TECNOLOGIAS

Projeto Pro-Rural Aquicultura

O projeto *“Pesquisa e transferência tecnológica: ferramentas fundamentais para o desenvolvimento da aquicultura no Estado do Amazonas”* (PRÓ-RURAL AQUICULTURA), sob coordenação do IFAM, visa a transferência de informações técnicas e científicas para comunidades produtoras. A apropriação do conhecimento de boas práticas de manejo em viveiros, pelos produtores, é almejada pelo projeto, visando a garantia do desenvolvimento da aquicultura no Estado do Amazonas, com a ampliação da produção interna de pescado dessa região. Nesse projeto financiado pela SEPROR e pela Fundação de Amparo a Pesquisa no Estado do Amazonas (FAPEAM), por meio do Programa Estratégico de Transferência de Tecnologias para o Setor Rural (PRÓ-RURAL), foram contratados 40 técnicos para atuar, em campo, de 21 municípios do Estado Amazonas. Vinte e oito técnicos são recém formados nos cursos de Técnicos em Pesca, Técnico em Aquicultura e Técnico em Recursos Pesqueiros, das Escolas Agrotécnicas, Institutos Federais de Educação, Ciência e Tecnologia, Centros de Educação Tecnológica do Amazonas, entre outros. Além desses, compõem o projeto mais 12 técnicos de nível superior, dos quais 10 são Engenheiros de Pesca e dois são Tecnólogos em Produção Pesqueira. Todos os resultados apresentados a seguir foram coletados em campo.

A meta inicial pactuada com os financiadores do projeto foi o atendimento de 4.000 produtores/ano 36 meses do projeto. Entretanto, no primeiro ano de projeto, nenhum dos bolsistas cumpriu 12 meses de atividade de campo. Portanto, a meta relativa por cada bolsista foi ajustada em função do tempo de agente em campo. Ao final, foi obtida uma nova meta de 3.175 produtores a ser atendidos no primeiro ano. Dessa meta, os técnicos conseguiram atender 2.298 produtores rurais (72,4% da meta), sendo que 1.143 (36,0%) possuíam algum tipo de infraestrutura de cultivo de peixes em suas propriedades. Novas metas estão sendo repactuadas em função da realidade observada no campo.

O polo de Manacapuru e RMM, foram as regiões que apresentaram maior número de produtores rurais atendidos e produtores com piscicultura (Figura 2). Além dos cinco Polos estabelecidos no Edital, também foi alocado um bolsista na estação de piscicultura do IFAM-CSGC em São Gabriel da Cachoeira para atuar na produção de alevinos para os produtores daquela região.

Na Tabela 1 são apresentados os valores absolutos e percentuais de produtores rurais atendidos, e àqueles com piscicultura instalada, em cada município onde há técnico do projeto atuando. Presidente Figueiredo, foi o município com maior número de atendimentos. A implantação de um Arranjo Produtivo Local de Piscicultura, coordenado pela Prefeitura daquele município e o Governo do Estado, por meio da SEPROR é o principal desencadeador deste resultado. Em termos de percentual de produtores com piscicultura instalada e atendida pelo PRÓ-RURAL, destacam-se os municípios de Benjamin Constant (Polo Tabatinga ou alto e médio Solimões), Manacapuru (polo Manacapuru e RMM) e Apuí (Polo Madeira).

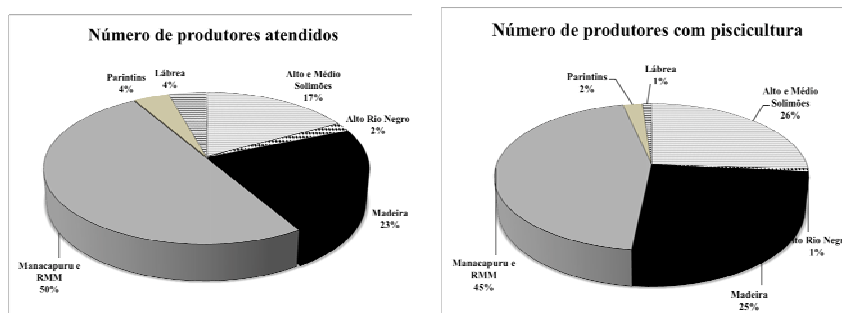


Figura 2. Distribuição percentual dos produtores atendimentos pelos agentes de transferência de tecnologia do Pro-Rural Aquicultura, entre julho de 2013 e junho de 2014, nos seis Polos de desenvolvimento da Aquicultura do Estado do Amazonas.

Tabela 1. Meta ajustada, número de produtores e de piscicultores atendidos pelos agentes de transferência tecnológica do Pro-Rural Aquicultura entre julho de 2014 e junho de 2014, nos seis Polos de desenvolvimento da Aquicultura do Amazonas.

Polos/Municípios	Meta Ajustada	Nº. Produtores Atendidos	%	Nº. Piscicultores	%
Alto e médio Solimões					
Benjamim Constant	183	217(3º)	9,44	173(1º)	15,14
Coari	92	100	4,35	60	5,25
Santo Antônio do Içá	92	20	0,87	20	1,75
Tabatinga	92	36	1,57	36	3,15
Tefé	92	21	0,91	9	0,79
Alto Rio Negro					
São Gabriel da Cachoeira	92	40	1,74	6	0,52
Madeira					
Apuí	58	150(5º)	6,53	150(3º)	13,12
Borba	92	80	3,48	15	1,31
Humaitá	250	195(4º)	8,49	56	4,90
Manicoré	92	41	1,78	41	3,59
N. Olinda do Norte	25	33	1,44	4	0,35
Novo Aripuanã	50	20	0,87	21	1,84
Manacapuru e RMM					
Careiro Castanho	183	92	4,00	72(5º)	6,30
Careiro da Várzea	92	47	2,05	47	4,11
Iranduba	183	128	5,57	53	4,64
Itacoatiara	183	87	3,79	14	1,22
Manacapuru	342	240(2º)	10,44	157(2º)	13,74
Novo Airão	92	25	1,09	16	1,40
Presidente Figueiredo	275	438 (1º)	19,06	105(4º)	9,19
Rio Preto da Eva	275	136	5,92	66	5,77
Parintins					
Parintins	158	52	2,26	9	0,79
Rio Purus					
Lábrea	183	100	4,35	13	1,14
Total	3175	2298	100	1143	100

Na figura 3 estão apresentadas demais atividade de transferência de tecnologia em boas práticas de manejo de viveiro, realizadas pelos técnicos do projeto: 468 cadastros ambientais rurais (CAR), 294 cadastros de aqüicultor do Instituto de Proteção Ambiental do Amazonas (IPAAM), 42 cadastros de aqüicultura do Ministério da Pesca e Aquicultura (MPA) e 71 acompanhamentos de vistorias creditícias dos bancos Banco do Brasil, Banco da Amazônia e Agência de Fomento do Estado do Amazonas (AFEAM).

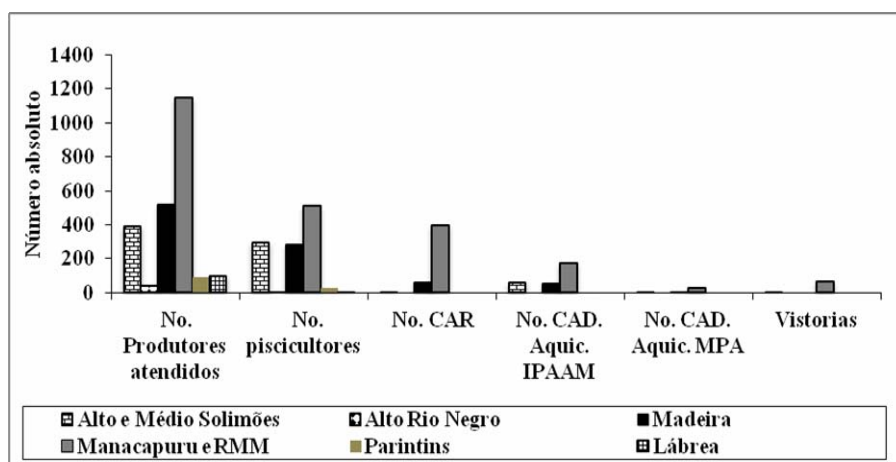


Figura 3. Número absoluto de produtores atendidos, de piscicultores, de Cadastro Ambiental Rural (CAR), cadastrados de aqüicultura do IPAAM, cadastros de aqüicultura do MPA e vistorias creditícias nos seis Polos de Desenvolvimento da Aquicultura do Amazonas.

Uso do solo das propriedades rurais atendidas

Foram atendidos 2.298 produtores rurais nos seis polos de desenvolvimento da aqüicultura, em 11 meses de projeto. Desse total, 423 atendimentos já foram registrados no banco de dados do projeto Pró-Rural Aquicultura (<http://www.ifam.edu.br/prorural>). Com esses dados, foi possível avaliar que as propriedades têm em média área total de 50 hectares, tanto em propriedade rurais com e sem piscicultura instalada (Tabela 2). Foi possível observar ainda, que há uma grande variação no tamanho das áreas em todos os Polos de desenvolvimento da aqüicultura, com destaque para as regiões do Sul do Amazonas, Lábrea e Madeira, onde há produtores

com mais de 1000 hectares. Em diversas localidades, chama a atenção a piscicultura em terrenos de pequeno porte (alto e médio Solimões e Manacapuru e RMM).

Tabela 2. Sumário estatístico do tamanho das propriedades rurais (hectares) atendidas pelos agentes de transferência de tecnologia em Aquicultura.

Polo	Sem piscicultura					Com piscicultura				
	N	Média	DP	Min	Max	N	Média	DP	Min	Max
Alto e Médio Solimões	47	17,4	13,6	0,8	62,9	34	36,7	70,6	0,6	396,8
Lábrea	2	17,0	0,00	17,0	17,0	1	1000,0		1000,0	1000,0
Madeira	73	85,4	186,1	1,5	1500,0	20	111,1	119,9	6,0	375,0
Manacapuru e RMM	100	40,2	28,8	0,5	150,0	148	38,7	44,0	0,3	250,0
Total	222	50,0	111,3	0,5	1500,0	203	50,2	92,4	0,3	1000,0

DP: desvio padrão, N: Numero amostral, Min: Mínimo, Max: Máximo

Uma breve avaliação sobre uso do solo, mostra que nestas 423 propriedades a área total declarada foi de 22.304,43 hectares, estando 48,20% no Polo Manacapuru e RMM, 37,9% no Madeira, 4,64% no polo Lábrea e 9,2% no polo alto e médio Solimões. Na Tabela 3 é apresentado o resumo do uso do solo nas propriedades com e sem cultivo de peixes. Nestas propriedades foram declarados o cultivo de 72 tipos de plantas ou vegetais e 5 tipos de criações (bovinocultura, avicultura caipira e de postura, criação de patos e criação de abelhas). Nas áreas com piscicultura, os cultivos registrados com mais frequência são: mandioca (6), pimentas (6), açaí (5), banana(5), coco(5), cupuaçu(5), limão(5), macaxeira(5), mamão(5), melancia(5), abacaxi(5). Nas áreas sem cultivo de peixes os cultivos mais frequentes são: pimentas (8), mandioca (6), cupuaçu (6), macaxeira (6), abacaxi (6), banana (5), coco (5), goiaba (5) e cana-de-açúcar (5).

Tabela 3. Área cultivada em das propriedades (ha) e atendidas pelos técnicos do pró-rural Linha Aquicultura, durante o primeiro ano de projeto

Grupo de Uso Do Solo	Propriedades Sem Cultivo	Propriedades Com Cultivo
	Agricultura Familiar	
Árvores frutíferas	712,874	581,307
Tubérculos	215,040	140,615
Grãos/Cereais	61,000	101,500
Gramíneas	123,350	43,000
Legumes	11,196	26,856
Cereal	3,750	5,200
Hortaliça	5,110	2,636
Agricultura diversa	1,100	2,000
Leguminosas	6,500	2,000
Fibra	2,000	
Total	1141,92	905,114
	Tipos de Criações	
Avicultura (bicos)	20.100	13.576
Bovinocultura (cabeças)	25	355
Criação de patos (bicos)		120
Criação de porcos (cabeças)		2
Criação abelhas (caixas)		150

Em termos gerais, os produtores analisados utilizam $3,8 \pm 8,2\%$) com cultivo de peixes, mas os dados apresentam uma grande amplitude em termos percentuais da área da propriedade (0,02 a 73,91%). Os maiores valores de uso foram observados nas propriedades do polo alto e médio Solimões (Tabela 4).

Tabela 4. Percentual de uso das propriedades rurais por atividade de piscicultura em quatro Polos de Desenvolvimento da Aquicultura no Estado do Amazonas.

Polo	N	Média	DP	MIN	MAX	CV
Alto e médio Solimões	34	8,61	14,75	0,04	73,91	1,71
Lábrea	1	0,04		0,04	0,04	-
Madeira	20	4,17	8,00	0,06	34,00	1,92
Manacapuru e RMM	125	2,47	4,67	0,02	23,09	1,89
Total	180	3,81	8,23	0,02	73,91	2,16

DP: desvio padrão, N: Numero amostral, Min: Mínimo, Max: Máximo, CV: Coeficiente de variação.

Caracterização das pisciculturas assistidas em campo

A avaliação das propriedades rurais durante as atividades de transferência de tecnologia mostra que em média os cultivos em tanques escavados ou semi-escavados por propriedade rural tem área total não superior a 1 hectare de área alagada (Tabela 5). Entretanto, os dados mostram também que há uma grande variação no tamanho dos cultivos (0,0012 a 4,42 ha). Do outro lado, é possível mostrar que a piscicultura em tanque escavado, em sua maioria é realizada em área alagada não superior a 5 ha. A legislação de aquicultura do estado do Amazonas, exige deste pequeno produtor somente um Cadastro único de aquicultor.

Nos cultivos em barragens, o tamanho médio da área alagada é de $1,31 \pm 2,74$ ha), com grande amplitude de 0,01 a 17,1 ha. O Polo de Manacapuru e RMM apresentou os maiores valores médio de tamanho de barragem. A região do Rio Madeira foi a que apresentou as menores áreas alagadas. Entretanto, somente duas estruturas foram registradas no banco de dados para aquela região. A menor área alagada de barragem foi registrada no polo alto e médio Solimões (0,01 ha). Os valores de coeficiente de variação nos mostram que há uma elevada variação da área alagada nos cultivos em tanques escavados e barragens, entre as diferentes regiões do Amazonas.

Vinte e nove cultivos em canal de igarapé avaliados juntos cobrem uma área de 0,9584 ha. Os tanques apresentam alta variação na área alagada, com amplitude de 0,002 a 0,25 ha (Tabela 5).

Os produtores com tanques-rede assistidos pelo projeto possuem um volume total de 1505,7 m³. Estes cultivos estão localizados no polo de Manacapuru e RMM, mais precisamente nos lagos de várzea do município do Careiro da Várzea.

Tabela 5. Número de propriedades (N), área (Soma), média, desvio padrão (DP), mínimo (MIN), máximo (MAX) e coeficiente de variação (CV) da área alagada (hectares) de tanques escavados e semi-escavados e barragens em quatro polos de desenvolvimento da aquicultura do Amazonas.

Polos	N	Soma	Média	DP	Min	Max	CV
	Tanques escavados e semi-escavados						
Alto e médio Solimões	9	8,6852	0,9650	0,8192	0,0240	2,2455	0,85
Lábrea	1	0,4000	0,4000		0,4000	0,4000	-
Madeira	20	17,0000	0,8500	0,7505	0,0300	3,0000	0,88
Manacapuru e RMM	76	35,1091	0,4620	0,7807	0,0012	4,4200	1,69
Total	106	61,1943	0,5773	0,7908	0,0012	4,4200	1,37
Viveiros de Barragens							
Alto e médio Solimões	32	33,5270	1,0477	1,8830	0,0100	8,3687	1,80
Madeira	2	0,7000	0,3500	0,0707	0,3000	0,4000	0,20
Manacapuru e RMM	39	61,8720	1,5865	3,3437	0,0300	17,1000	2,11
Total	73	96,0989	1,3164	2,7431	0,01	17,1	2,08
Canal de Igarapé							
Manacapuru e RMM	29	0,9584	0,03304	0,04625	0,002	0,25	1,40

A aquicultura no Estado do Amazonas tem sido desenvolvida principalmente com a produção do tambaqui. Essa espécie está presente em 78,0% dos cultivos em tanque escavado e semi-escavado, seguido pela matrinxã (e pelo pirarucu. Nos viveiros de barragem, foram encontrados pelo menos nove espécies e um grupo não identificado. Nesses cultivos, predomina o tambaqui, seguida pelo matrinxã, pirarucu, curimatã e outros (15,6%). Em canal de igarapé, predomina o cultivo de matrinxã (68,0%), seguido por tambaqui (19,0%), pirapitinga (3,0%), pacu e tilápia (3,0%) (Figura 4). Porém, tilápias são peixes exóticos e seu cultivo é proibido por lei.

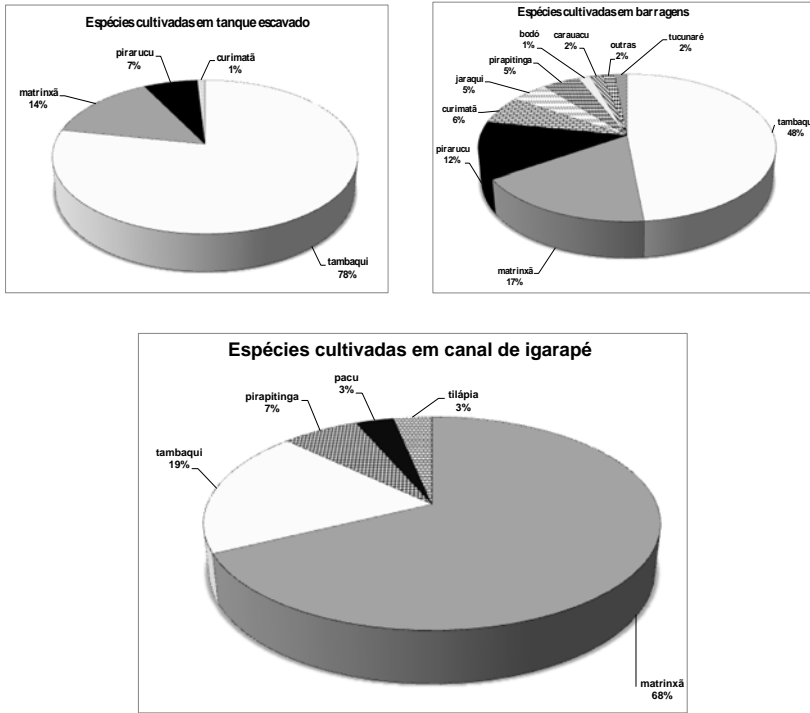


Figura 4. Principais espécies peixes cultivadas em tanques escavados e semi-escavados, barragens e canal de igarapé nas propriedades rurais nos seis polos de desenvolvimento da aquicultura do Amazonas.

PROJETO DARPA

O Projeto de Desenvolvimento da Aquicultura e dos Recursos Pesqueiros na Amazônia (DARPA) tem apoio da Financiadora de Projetos do Governo Federal (FINEP) e coordenado pela SEPA/SEPROR, em parceria com o Instituto de Desenvolvimento Agropecuário do Estado do Amazonas (IDAM), Universidade Federal do Amazonas (UFAM), Empresa Brasileira de Pesquisa e Agropecuária (EMBRAPA), Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), Universidades Nilton Lins (UNILTONLINS) e Universidade do Estado do Amazonas (UEA).

O projeto tem como objetivo geral “Desenvolver, adaptar e difundir conhecimentos e tecnologias para a piscicultura e processamento de pescado na Amazônia.” Foram pactuados com a FINEP oito objetivos específicos voltados para o fortalecimento da aquicultura e

a pesca no Amazonas. Entretanto, no presente capítulo serão apresentados somente resultados referentes à difusão e transferência de tecnologias em aquicultura, bem como orientações técnicas do DARPA relacionados à identificação e Prevenção de vermes acantocéfalos em tambaqui.

Difusão e transferência de tecnologias em aquicultura no âmbito do DARPA

A difusão e transferência de tecnologias continuam como um desafio que exige a participação de todos os setores do sistema de produção aqui-industrial (insumos, produção, industrialização, comercialização e consumidor). Cada vez mais a ideia é evitar que o conhecimento permaneça restrito aos departamentos acadêmicos ou institutos científicos, diminuindo a distância entre ensino, pesquisa e extensão. O projeto propõe o uso integrado e articulado das distintas ferramentas de comunicação, com o objetivo de estabelecer canais de comunicação com os aquicultores familiares e empresários que servirão tanto para a ampliação da difusão e transferência da tecnologia gerada pela academia, como para orientar novos projetos de pesquisa alinhados às prospecções de demandas.

Ao longo de três anos de projeto foram realizados 35 cursos que tratavam dos tipos de criação de peixes, a preparação dos viveiros para o início da criação, bem como o ensinamento das boas práticas de manejo (BPM) de peixes em cativeiro, melhorando sua produção, prevenindo a infestação por parasitas que ocasionam alta mortalidade de peixes, passando pelo beneficiamento, como os cursos de retirada de espinha de peixe e o curso de boas práticas dentro da indústria de pescado salgado seco. Foram capacitadas mais de 1.300 que também se tornaram disseminadores das informações adquiridas. Esses cursos tiveram a intenção de abranger toda a cadeia produtiva do pescado, que foram ministrados em diversos municípios do Estado do Amazonas, capacitando produtores, donos de restaurantes, feirantes, empresários e demais pessoas interessadas em melhorar sua produção ou mesmo, passar a

ter uma renda, investindo neste negócio. Na tabela 6 é apresentado um sumário dos cursos realizados pelo projeto DARPA.

Entre os cursos realizados, destaca-se a capacitação de mais de 500 pessoas em retirada de espinha de peixes, os quais utilizarão estas técnicas para agregar valor ao preço de seus produtos, seja na venda do peixe *in natura* ou preparado para consumo em restaurantes, gerando empregos e melhoria na qualidade de vida.

Tabela 6. Sumário dos cursos realizados pelo projeto DARPA

	Total
Tipos de treinamento e Capacitação	1
Capacitação em piscicultura	1
Curso de beneficiamento do pescado (linguiça e hambúrguer de peixe)	2
Curso de boas práticas na indústria de bacalhau da Amazônia	1
Curso de enfermidades de peixes na piscicultura: métodos preventivos	1
Curso de piscicultura em viveiros escavados e tanques-rede	1
Curso de piscicultura familiar - manejo e boas práticas	4
Curso de retirada de espinha de peixe	18
Palestra “Boas Práticas em Piscicultura”	1
Palestra “reprodução, larvicultura de alevinagem”	1
Treinamento teórico de piscicultura a produtores rurais	2
Treinamento teórico e prático de piscicultura familiar	2
Treinamento teórico e prático em limnologia e equipamentos de análise de água	1
Total	35

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Foram apresentadas duas iniciativas governamentais que estão em funcionamento em campo, buscando suprir em parte, a falta de mão de obra qualificada e capacitação dos piscicultores e produtores rurais do Estado do Amazonas. No primeiro caso foi mostrado que o projeto PRÓ-RURAL – financiado pela FAPEAM E SEPROR tem atuado na capacitação e inserção de 40 profissionais no setor aquícola em 21 municípios do interior do estado do Amazonas, atuando na transferência de tecnologia de Boas Práticas de Manejo(BPM), principalmente para o pequeno produtor rural que

possui propriedade não superior a 50 hectares. A soma de esforços de diversas instituições públicas e privadas de ensino, pesquisa, extensão e agências de fomento, neste último caso em especial a FAPEAM, FINEP, CNPq, SEBRAE, entre outros, vem mostrando ser uma estratégia relevante para contribuir com o desenvolvimento da aquicultura no Estado do Amazonas. Por último, consideramos como o principal desafio na próxima década da aquicultura no Estado Amazonas a implantação de um Polo de Inovação Tecnológica para o setor aquícola. Polos de Inovação é uma estratégia que será adotada pela Empresa Brasileira de Pesquisa e Inovação Industrial (EMBRAPII) e instituições parceiras, entre elas a Secretaria de Educação Profissional e Tecnológica do Ministério da Educação, o Ministério da Ciência Tecnologia e Inovação, visando Inovação Tecnológica orientada ao setor produtivo.

REFERÊNCIAS

- ARBELÁEZ-ROJAS. G.A.; FRACALOSSI, D.M.; FIM, J. D.I. Composição corporal de tambaqui, *Colossoma macropomum* e matrinxã, *Brycon cephalus*, em sistemas de cultivo intensivo, em igarapé, e semi-intensivo, em viveiros. Revista Brasileira de Zootecnia, 31(3): 1059-1069, 2002.
- ALMEIDA, F.; LOPES, J.; CRESCÊNCIO, R.; IZEL, A.; BOIJINK, C.; CHAGAS, E. Puberty variances (male x female) drive harvest weight in the Amazonian tambaqui (*Colossoma macropomum*). 10th ISRPF – International Symposium of Reproductive Physiology of Fish. Olhão, Portugal.,2014.
- BARBOSA, R.P.; FREITAS, C.E.C.; SANTOS, S.M. The fish community of an upland stream in the Central Amazon (Presidente Figueiredo - Amazonas - Brazil). Acta Limnologica Brasileira, 15(2):37-41, 2003.
- BÜHRNHEIM, C.M.; FERNANDES, C.C. Structure of fish assemblages in amazonian rain-forest streams: effects of habitats and locality. Copeia, 2003(2): 255-262, 2003.
- FAO. The State of World Fisheries and Aquaculture 2012. Rome, 2012.
- FITTKAU, E.J. Remarks on limnology of central Amazon rainforest streams. Verhandlungen der Internationalen Vereinigung Limnologie, 15: 1092-1096, 1964.
- FITTKAU, E.J.; JUNK, W.; KLINGE, H.; SIOLI, H. Substrate and vegetation in the Amazon region. In: CRAMER, J. (ed.). Berichte der Internationalen Symposien der Internationalen Vereinigung für vegetationskunde herausgegeben von reinhold tixen. Vaduz: J. Cramer. p. 73-90., 1975.
- FREITAS, C.E.C.A colonização de substratos artificiais por Macroinvertebrados bênticos em áreas de cachoeiras da Amazônia central, Brasil. Revista Brasileira de Biologia, 58 (1): 115-120, 1998.

FURCH, K.; JUNK, W. J.; KLINGE, H. Unusual chemistry of natural waters from the Amazon region. *Acta Científica Venezolana*, 33:269-273, 1982.

GANDRA, A.L. O mercado do pescado da região metropolitana de Manaus. Infopesca. Proyecto Mejoramiento del Acceso a los Mercados de Productos Pesqueros y Acuícolas de la Amazonia, CFC/FAO/INFOPESCA, CFC/FSCFT/28, 2010.

IZEL, A.; CRESCÊNCIO, R.; ALMEIDA, F.L.; CHAGAS, E.; BOIJINK, C.; SILVA, J. I. Produção intensiva de tambaqui em tanque escavado com aeração. Circular Técnica 39. Embrapa Amazônia Ocidental, Manaus, 2013.

JUNK, W. J.; FURCH, K. Química da água e macrófitas aquáticas de rios e igarapés na Bacia Amazônica e nas áreas adjacentes. I. Trecho Cuiabá - Porto Velho -Manaus. *Acta Amazonica*, 10(3): 611-633, 1982.

KNÖPPEL, H.A. Food of central Amazonian fishes. Contribution on the nutrient ecology of Amazonian rain forest streams. *Amazoniana*, 2(3): 257-353, 1970.

MINISTÉRIO DA PESCA E AQUICULTURA -MPA. Boletim estatístico da pesca e aquicultura. Governo Federal: Brasília, fev. 2012. Disponível em: <http://www.mpa.gov.br/images/Docs/Informacoes_e_Estatisticas/Boletim%20Estat%C3%ADstico%20MPA%202010.pdf>. Acesso em: 20 out. 2012. 128p.

NUNES, E.S.S.; CAVERO, B. A. S.; PEREIRA-FILHO, M.; ROUBACH, R. Enzimas digestivas exógenas na alimentação do tambaqui. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 41:139-143, 2006.

OLIVEIRA, R.C. O panorama da aquicultura no Brasil: a prática com foco na sustentabilidade. *Revista Intertox de Toxicologia, Risco Ambiental e Sociedade*, 2(1): 71-89, 2009.

OLIVEIRA, A.M.; SILVA, M.N.; ALMEIDA-VAL, V.M.F.; VAL, A. L. Caracterização da atividade de piscicultura nas mesorregiões do estado do Amazonas, Amazônia Brasileira. *Revista Colombiana de Ciencia Animal*, 4(1)154-162, 2012.

PARENTE, V M.; OLIVEIRA-JÚNIOR, A.R.; COSTA, A.M. Potencialidades Regionais: estudo de viabilidade econômica: Sumário executivo. Manaus. Superintendência da Zona Franca de Manaus, 2003.

SANTOS, S.M. As comunidades de peixes de corredeira da região do polo turístico de Presidente Figueiredo (Amazonas - Brasil). Monografia de Conclusão de Curso Engenharia de Pesca. Universidade Federal do Amazonas, UFAM, Brasil, 2002.

SIOLI, H. Amazônia: Fundamentos da ecologia da maior região de florestas tropicais. Tradução de JOHANN BECKER. Editora Vozes. Rio de Janeiro – Petrópolis, 1985.

SILVA, C.P.D. Alimentação e distribuição espacial de algumas espécies de peixes do igarapé do candiru, Amazonas, Brasil. *Acta Amazonica*, 23(2-3): 271-285, 1993.

SILVA, C.P.D. Community structure of fish in urban and natural streams in the Central Amazon. *Amazoniana*. XIII (3/4): 221 – 236p. INPA – Manaus-Amazonas, 1995.

SOARES, M.G.M. Aspectos ecológicos (alimentação e reprodução) dos peixes do Igarapé do Porto, Aripuanã, MT. *Acta Amazonica*, 9(2): 325-352, 1979.

AUTORES

Adriana KazueTakako

Universidade Federal de Tocantins (UFT), Colegiado de Biologia,
Araguaína - TO - Brasil.

Email: adrianaktakako@gmail.com

Adriano Teixeira de Oliveira

Instituto Federal do Amazonas (IFAM), Presidente Figueiredo – AM -
Brasil.

Email: adriano.oliveira@ifam.edu.br

Alan Cristian Dozo Martins

Universidade do Estado do Amapá (UEAP), Macapá - AP - Brasil.

Email: cristian.ap@outlook.com

Alexandre Aires de Freitas

Embrapa Aquicultura e Pesca, Palmas – TO – Brasil

Email: alexandre.freitas@embrapa.br

Alexandre Nizio Maria

Embrapa Tabuleiros Costeiros, Aracaju - SE - Brasil.

Email: alexandre.maria@embrapa.br

Alexandre Renato Pinto Brasiliense

Universidade do Estado do Amapá (UEAP), Macapá - AP - Brasil.

Email: arbrasiliense@hotmail.com

Alexssandro Geferson Becker

Pós-doutorando do Centro de Ciências do Mar, CCMAR/

Universidade do Algarve/ Faro- Portugal/

Email: alexssandrobecker@gmail.com

Alfeu Ferraz Filho

Instituto Federal do Amazonas (IFAM), Manaus - AM - Brasil.

Email: alfeu.filho@hotmail.com

Aline Cristina Zago

Universidade Estadual Paulista (UNESP), Instituto de Biotecnologia,
Departamento de Parasitologia. Campus de Botucatu. Botucatu - SP -
Brasil.

Email: alinecristhina@yahoo.com.br

Alitieni Moura Lemos Pereira

Embrapa Tabuleiros Costeiros, Parnaíba - PI - Brasil.

Email: alitieni.pereira@embrapa.br

Ana Lúcia Gomes

Universidade Federal do Amazonas (UFAM), Departamento de
Biologia, Manaus -AM - Brasil.
Email: anapaima@gmail.com

Ana Lúcia Salaro

Universidade Federal de Viçosa, Departamento de Biologia Animal,
Viçosa - MG - Brasil.
Email: salaro@ufv.br

Anderson Domingues Gomes

Universidade Federal do Paraná, Curitiba – PR - Brasil
email: andersondgo@hotmail.com

Antonielson Silva Castelo

Universidade do Estado do Amapá (UEAP), Macapá - AP - Brasil.
Email: antonielsonsc@hotmail.com

Araceli Hackbarth

Universidade Federal de São Carlos (UFSCar), Departamento de
Genética e Evolução (DGE), São Carlos - SP - Brasil.
Email: arinhahack@yahoo.com.br

Arlene Sobrinho Ventura

Universidade Estadual de Mato Grosso do Sul (UEMS), Dourados –
MS- Brasil.
Email: arlenesventura@gmail.com

Beatriz Cardoso Roriz

Universidade Federal da Grande Dourados (UFGD), Dourados - MS
Brasil.
Email:beatrizroriz@hotmail.com

Bernardo Baldisserotto

Departamento de Fisiologia e Farmacologia/ Universidade Federal de
Santa Maria/Santa Maria-RS, Brasil
Email: bbaldisserotto@hotmail.com

Berta Maria Heinzmann

Departamento de Farmácia Industrial/ Universidade Federal de Santa
Maria/Santa Maria-RS, Brasil
Email: berta.heinzmann@gmail.com

Brenna Cetina Ferreira de Carvalho

mestranda em Recursos Naturais da Amazônia/ Universidade Federal
do Oeste do Pará/Santarém-Brasil
Email: brenna_ferreira@hotmail.com

Bruna Marjara Picanço da Silva

Universidade Federal do Amapá (UNIFAP), Macapá - AP- Brasil.

Email: brunismarjara@hotmail.com

Bruno Correa da Silva

Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina, Centro de Desenvolvimento em Aquicultura e Pesca (CEDAP), Florianópolis – SC – Brasil.

Email: brunosilva@epagri.sc.gov.br

Camila Aparecida Pigão Soares

Universidade Federal de São Carlos (UFSCar), Departamento de Genética e Evolução, São Carlos - SP - Brasil.

Email: capigao@gmail.com

Carla Patrícia Bejo Wolkers

Faculdade de Ciências Integradas do Pontal, UFU - Universidade Federal de Uberlândia. Av. João Naves de Ávila, 2121, Campus Santa Mônica, CX 593, 38408-100, Uberlândia, MG, Brasil.

Email: carlawolkers@yahoo.com.br

Claudinei da Cruz

Centro Universitário da Fundação Educacional de Barretos (UNIFEB), Barretos - SP - Brasil.

Email: claudineicruz@gmail.com

Daniel Abreu Vasconcelos Campelo

Universidade Estadual de Maringá, Maringá – PR – Brasil.

E-mail: danielcampelo.agro@gmail.com

Daniella Aparecida de Jesus Paula

Universidade Federal de Lavras, Departamento de Medicina Veterinária, Lavras - MG – Brasil.

Email: daniufla2002@yahoo.com.br

Danielly Veloso Blanck

Universidade Federal de São Carlos (UFSCar), Departamento de Genética e Evolução (DGE), São Carlos - SP - Brasil.

Email: dany.peixegen@gmail.com

Edison Barbieri

Instituto de Pesca (APTA- SAASP), Governo do Estado de São Paulo, Cananeia – SP – Brasil.

E-mail: edisonbarbieri@yahoo.com.br

Edsandra Campos Chagas

Embrapa Amazônia Ocidental, Manaus – AM - Brasil.

Email: edsandra.chagas@embrapa.br

Elen Monique de Oliveira Sousa

Universidade Federal do Oeste do Pará (UFOPA), Instituto de Ciências e Tecnologia das Águas (ICTA), Santarém - PA - Brasil.

Email: monique.olis@hotmail.com

Eliane Tie Oba Yoshioka

Embrapa Amapá, Macapá - AM - Brasil.

Email: eliane.yoshioka@embrapa.br

Elisabeth Criscuolo Urbinati

Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, UNESP - Univ Estadual Paulista - UNESP. Via de Acesso Prof. Paulo Donato Castellane, 14.884-900, Jaboticabal, São Paulo.

Email: bethurb@fcav.unesp.br

Emilly Kataline Rodrigues Pessoa

Universidade Federal do Rio Grande do Norte (UFRN), Centro de Biociências, Laboratório de Ictiologia, Natal – RN - Brasil.

E-mail: emillykataline.ufrn@hotmail.com

Erika da Silva Maciel

Centro Universitário Luterano de Palmas (CEULP/ULBRA), Palmas – TO - Brasil

Email:erikasmaciel@ceulp.edu.br

Estefânia de Souza Andrade

Universidade Federal de Lavras. Departamento de Medicina Veterinária, Campus Universitário. Lavras - MG – Brasil.

Email: esandrade@bol.com.br

Fabio de Jesus Castro

Universidade Federal do Tocantins (UFT), Campus Universitário de Araguaína, Araguaína – TO - Brasil.

E-mail: fabiojcastro@uft.edu.br

Fábio Mendonça Diniz

Embrapa Meio-Norte, Teresina - PI - Brasil.

Email: fabio.diniz@embrapa.br

Fábio Sabbadin Zanuzzo

Centro de Aquicultura da Unesp (CAUNESP), UNESP - Univ Estadual Paulista - UNESP. Via de Acesso Prof. Paulo Donato Castellane, 14.884-900, Jaboticabal, São Paulo.

Email: fabioszanuzzo@gmail.com

Fabiola Helena dos Santos Fogaça

Embrapa Meio-Norte, Parnaíba - PI - Brasil.

Email: fabiola.fogaca@embrapa.br

Felipe do Nascimento Vieira

Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), Laboratório de Camarões marinhos, Barra da Lagoa – SC – Brasil.

Email: felipe.vieria@ufsc.br

Fernanda Dias de Moraes

Universidade Federal de São Carlos (UFSCar), Departamento de Genética e Evolução (DGE), São Carlos - SP - Brasil.

Email:fer.diasmoraes@gmail.com

Fernanda Menezes França

Polo Regional do Vale do Paraíba/Apta, Pindamonhangaba – SP – Brasil.

Email: fernandaranicultura@hotmail.com

Fernando Fabrizzi

Universidade Federal de São Carlos (UFSCar), Departamento de Genética e Evolução (DGE), São Carlos - SP - Brasil.

Email: ferfabrizzi@hotmail.com

Flavia Sant'anna Rios

Universidade Federal do Paraná (UFP), Departamento de Biologia Celular. Curitiba - PR - Brasil.

Email: flaviasrios@ufpr.br

Flávio Ruas de Moraes

Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho (UNESP), Departamento de Patologia Veterinária, Jaboticabal – SP – Brasil.

Email:fruas Moraes@gmail.com

Francine Perri Venturini

Universidade Federal de São Carlos (UFSCar), Departamento de Genética e Evolução (DGE), São Carlos - SP - Brasil.

Email: francineventurini@gmail.com

Gabriela Tomas Jerônimo

Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), Laboratório de Sanidade de Organismos Aquáticos, Laguna - SC - Brasil.

Email:gabrielatj@gmail.com

Gabryella Gomes Rodrigues

Universidade Federal do Tocantins (UFT). Campus Universitário de Araguaína. Araguaína – TO - Brasil.

E-mail: gaby.g2@hotmail.com

Galileu Crovatto Veras

Universidade Federal do Pará (UFPA), Instituto de Estudos Costeiros, Bragança - PA - Brasil.

Email:galileu@ufpa.br

Geraldo Bernardino

Universidade Federal do Amazonas (UFAM), Departamento de Biologia, Manaus -AM - Brasil.

Email: gbsecpesca@ig.com.br

Gilberto Moraes

Universidade Federal de São Carlos (UFSCar), Departamento de Genética e Evolução (DGE), São Carlos - SP - Brasil.

Email:gibaufscar@gmail.com

Gustavo A. Rojas

Universidade Federal de São Carlos (UFSCar), Departamento de Genética e Evolução (DGE), São Carlos – SP – Brasil.

Email:matamba2@yahoo.com.br

Hellen Christina de Almeida Kato Garcia

Embrapa Aquicultura e Pesca, Palmas – TO – Brasil

Email: hellen.almeida@embrapa.br

Hugo Napoleão Pereira da Silva

mestrando em Recursos Aquáticos Continentais Amazônicos/
Universidade Federal do Oeste do Pará/Santarém-PA, Brasil/

Email: hugonapoleao@ymail.com

Ive Marchioni Avilez

Universidade Federal de São Carlos (UFSCar), Departamento de Genética e Evolução (DGE), São Carlos – SP - Brasil.

Email:iveavilez@yahoo.com

Jackson Pantoja Lima

Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Amazonas (IFAM), Presidente Figueiredo - AM - Brasil.

Email:jackson.lima@ifam.edu.br

Jaydione Luiz Marcon

Universidade Federal do Amazonas (UFAM), Instituto de Biologia, Laboratório de Fisiologia, Manaus – AM - Brasil.

Email: jlmarcon@ufam.edu.br

Jane Lopes Mello

Universidade Federal do Maranhão, Centro de Ciências Agrárias e Ambientais (UFMA), Chapadinha – MA – Brasil.

Email: janemellolopes@hotmail.com

Janna Laely dos Santos Maia

mestranda em Recursos Aquáticos Continentais Amazônicos/
Universidade Federal do Oeste do Pará/Santarém-PA,Brasil/

Email: janna_maia@hotmail.com

Jener Alexandre Sampaio Zuanon

Universidade Federal de Viçosa, Viçosa – MG – Brasil.

E-mail: jenerzuanon@gmail.com

João Avelar Magalhães

Embrapa Meio-Norte, Parnaíba - PI – Brasil.

Email: joao.magalhaes@embrapa.br

Joaquim Alberto Leite dos Santos Junior

Instituto Federal do Amazonas (IFAM), Presidente Figueiredo – AM – Brasil.

Email: alsjr@hotmail.com

José Cláudio Epaminondas dos Santos

Centro Integrado de Recursos Pesqueiros e Aquicultura de Três Marias, Companhia de Desenvolvimento dos Vales do São Francisco e do Parnaíba (Codevasp), Três Marias – MG – Brasil.

E-mail: jose.claudio@codevasf.gov.br

José Luiz Pedreira Mourinho

Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), Laboratório de Sanidade de Organismos Aquáticos (AQUOS), Florianópolis – SC – Brasil.

Email: mourino@lcm.ufsc.br

Julieta Rodini Engrácia de Moraes

Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias e Centro de Aquicultura (Caunesp), Jaboticabal – SP – Brasil.

Email: juliet engracia@gmail.com

Katina Roumbedakis

Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), Laboratório de Sanidade de Organismos Aquáticos (AQUOS), Florianópolis – SC – Brasil.

Email: katina.roumbedakis@gmail.com

Kleber Campos Miranda Filho

Universidade Federal de Minas Gerais (UFMG), Departamento de Zootecnia, Laboratório de Aquicultura (LAQUA), Belo Horizonte – MG – Brasil

Email: kleber08@gmail.com

Leandro Fernandes Damasceno

Embrapa Amapá, Macapá – AP – Brasil.

Email:leandro.damasceno@embrapa.br

Lenise Vargas Flores da Silva

Instituto de Ciências e Tecnologia das Águas/ Universidade Federal do Oeste do Pará/Santarém-PA, Brasil

Email: lenise.silva@ufopa.edu.br

Lidiane Franceschini

Universidade Estadual Paulista (UNESP), Instituto de Biociências,
Departamento de Parasitologia, Botucatu – SP – Brasil.
Email: lidiane franceschini@yahoo.com.br

Luciana Araújo Montenegro

Universidade Federal do Rio Grande do Norte (UFRN), Centro de
Biociências, Laboratório de Ictiologia - RN – Brasil.
Email: luciannamontenegro@yahoo.com.br

Luciana C. Almeida

Universidade Federal de São Carlos (UFSCar), Departamento de
Genética e Evolução (DGE), São Carlos – SP – Brasil.
Email: recadolucianaalmeida@gmail.com

Luis David Solis Murgas

Universidade Federal de Lavras, Departamento de Medicina
Veterinária, Lavras – MG - Brasil.
Email: lsmurgas@dmv.ufla.br

Luiza Dy Fonseca Costa

Universidade Federal do Rio Grande (FURG), Laboratório de
Hidroquímica, Campus Carreiros - Rio Grande - Brasil-
Email: luiza_dy@hotmail.com

Marcela Alves Santuci

Universidade Federal do Tocantins (UFT), Campus de Araguaína,
Araguaína – TO – Brasil.
Email: ma.santuci@bol.com.br

Marcelo Duarte Pontes

Fundação Instituto de Pesca do Estado do Rio de Janeiro, Rio de
Janeiro – RJ – Brasil.
E-mail: marcelodpontes@gmail.com

Márcia Mayumi Ishikawa

Embrapa Meio Ambiente, Jaguariúna – SP – Brasil.
Email: marcia.ishikawa@embrapa.br

Márcio Luís Pontes Bernardo da Silva

Agência Estadual de Defesa Agropecuária do Maranhão, São Luís –
MA – Brasil.
Email: marcioufrpe@hotmail.com

Marcos Ferreira Brabo

Universidade Federal do Pará (UFPA), Instituto de Estudos Costeiros,
Bragança – PA - Brasil.
Email: mbrabo@ufpa.br

Marcos Tavares-Dias

Embrapa Amapá, Laboratório de Sanidade de Organismos Aquáticos,
Macapá – AP – Brasil.
Email:marcos.tavares@embrapa.br

Maria Urbana Correa Nunes

Embrapa Tabuleiros Costeiros, Aracaju – SE – Brasil.
Email: maria-urbana.nunes@embrapa.br

Mariana Forgati

Universidade Federal do Paraná (UFP), Programa de Pós-Graduação
em Biologia Celular e Molecular, Curitiba – PR - Brasil.
Email:mforgati@gmail.com

Marisa Narciso Fernandes

Universidade Federal de São Carlos (UFSCar), São Carlos – SP – Brasil.
Email:dmnf@ufscar.br

Maurício Laterça Martins

Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), Laboratório de
Sanidade de Organismos Aquáticos (AQUOS), Florianópolis – SC –
Brasil.
Email: mauricio.martins@ufsc.br

Mauro Alves da Cunha

Departamento de Fisiologia e Farmacologia/Universidade Federal de
Santa Maria/Santa Maria-RS, Brasil
Email: mauroalves_@hotmail.com

Mônica Rodrigues Ferreira Machado

Universidade Federal de Goiás (UFG), Campus Jatáí, Jatáí - GO –
Brasil.
Email: monicavet2@hotmail.com

Mônica Serra

Centro de Aquicultura da Unesp (CAUNESP), UNESP - Univ
Estadual Paulista - UNESP. Via de Acesso Prof. Paulo Donato
Castelane, 14.884-900, Jaboticabal, São Paulo.
Email: monicaserra.bio04@gmail.com

Natália da Costa Marchiori

Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural (EPAGRI),
Camboriú – SC - Brasil.
Email: namarchiori@gmail.com

Natália Sayuri Shiogiri

Universidade Federal de São Carlos (UFSCar), São Carlos – SP –
Brasil.
Email:shiogiri@gmail.com

Naisandra Bezerra da Silva

Universidade Federal do Rio Grande do Norte (UFRN), Centro de
Biotecnologias, Laboratório de Ictiologia - RN – Brasil.

Email: naisandra@ufrnet.br

Nirley Hirachy Costa Barros

Universidade Federal do Rio Grande do Norte (UFRN), Centro de
Biotecnologias, Laboratório de Ictiologia - RN – Brasil.

Email: nirleyhirachy@hotmail.com

Norha Bolivar

Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), Laboratório de
Sanidade de Organismos Aquáticos (AQUOS), Florianópolis – SC –
Brasil.

Email: norhabolivar@yahoo.com

Paulo César Falanghe Carneiro

Embrapa Tabuleiros Costeiros, Aracaju – SE – Brasil.

Email: paulo.carneiro@embrapa.br

Paulo Henrique Rocha Aride

Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Amazonas
(IFAM), Presidente Figueiredo – AM - Brasil.

Email: aride@ifam.edu.br

Patrícia Oliveira Maciel

Embrapa Pesca e Aquicultura, Palmas – TO – Brasil.

Email: patricia.maciel@embrapa.br

Priscila Adriana Rossi

Universidade Federal de São Carlos (UFSCar), Departamento de
Genética e Evolução (DGE), São Carlos – SP - Brasil.

Email: prirossi.bio05@gmail.com

Radson Rogerton dos Santos Alves

Secretaria Executiva de Pesca e Aquicultura do Estado do Amazonas/
SEPA/SEPROR. Manaus – AM – Brasil.

Email: gbsecpesca@ig.com.br

Rafael Estevan Sabioni

Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz" – ESALQ,
Universidade de São Paulo – USP. Av. Pádua Dias, Vila
Independência, 13418-260, Piracicaba, SP, Brasil.

Email: rsabioni@gmail.com

Rafaella de Aguiar Costa

Universidade Federal do Amapá (UNIFAP), Programa de Pós-
Graduação em Biodiversidade Tropical, Macapá, AP – Brasil.

E-mail: rafa.aguiar@gmail.com

Rayza Lima Araújo

Instituto Federal do Amazonas (IFAM). Campus Presidente Figueiredo. Presidente Figueiredo – AM – Brasil.

Email: rayza.araujo@ifam.edu.br

Reinaldo José da Silva

Universidade Estadual Paulista (UNESP), Instituto de Biociências, Departamento de Parasitologia, Botucatu – SP – Brasil.

E-mail: reinaldo@ibb.unesp.br

Ricardo Bezerra de Oliveira

Instituto de Ciências da Educação/ Universidade Federal do Oeste do Pará/Santarém-PA, Brasil

Email: rbo@ufpa.br

Rodrigo Garófallo Garcia

Universidade Federal da Grande Dourados (UFGD), Dourados – MS – Brasil.

E-mail: rodrigogarcia@ufgd.edu.br

Rodrigo Maciel Calvet

Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Maranhã (IFMA), Caxias – MA – Brasil.

Email:rodrigocalvet@hotmail.com

Rodrigo Numeriano de Sousa

mestre em Recursos Aquáticos Continentais Amazônicos/ Universidade Federal do Oeste do Pará/Santarém-PA,Brasil/

Email: rodrigonumeriano@uol.com.br

Rodrigo Yudi Fujimoto

Embrapa Tabuleiros Costeiros, Aracaju – SE – Brasil.

Email: rodrigo.fujimoto@embrapa.br

Rodrigo Takata

Fundação Instituto de Pesca do Estado do Rio de Janeiro, Laboratório de Reprodução e Larvicultura de Peixes, Cordeiro – RJ – Brasil.

E-mail: takatarodrigo@gmail.com

Ronald Kennedy Luz

Universidade Federal de Minas Gerais (UFMG), Laboratório de Aquicultura, Belo Horizonte – MG – Brasil.

E-mail: luzrk@yahoo.com

Rosa Helena Veras Mourão

Instituto de Saúde Coletiva/ Universidade Federal do Oeste do Pará/Santarém-PA, Brasil

Email: mouraorhv@yahoo.com.br

Sandra Maria Pereira da Silva

Polo Regional do Vale do Paraíba/Apta, Pindamonhangaba – SP – Brasil.

Email: sandrasilva@apta.sp.gov.br

Sandro Estevan Moron

Universidade Federal do Tocantins (UFT), Campus Universitário de Araguaína. Araguaína – TO – Brasil.

E-mail:sandromoron@uft.edu.br

Sandro Loris Aquino-Pereira

Embrapa Roraima, Boa Vista – RR – Brasil.

E-mail: sandro.loris@embrapa.br

Santiago Benites de Pádua

Aquivet - Saúde Aquática, São José do Rio Preto – SP - Brasil.

E-mail: santiagopadua@quivet.com.br

Scheila Annelise Pereira

Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), Laboratório de Sanidade de Organismos Aquáticos (AQUOS), Florianópolis – SC - Brasil.

Email: chepereira@gmail.com

Sergio Henrique Canelo Schalch

Polo Regional do Vale do Paraíba/Apta, Pindamonhangaba – SP – Brasil.

Email: sschalch@hotmail.com

Sathyabama Chellappa

Universidade Federal do Rio Grande do Norte (UFRN), Centro de Biociências, Laboratório de Ictiologia - RN – Brasil.

Email: chellappa.sathyabama63@gmail.com

Suelen Miranda dos Santos

Instituto Federal do Amazonas (IFAM), Presidente Figueiredo – AM – Brasil.

Email: suelen.santos@ifam.edu.br

Thaís Danyelle Santos Araújo

Universidade Federal do Piauí (UFPI), Campus Ministro Reis Velloso, Parnaíba – PI – Brasil.

Email: thaisdanyl@hotmail.com

Valéria Gelli

Instituto de Pesca – APTA, Governo do Estado de São Paulo, Núcleo de Pesquisa do Litoral Norte Sul. SP – Brasil.

E-mail: valeriangelli@pesca.gov.br

Valéria Rossetto Barriviera Furuya

Universidade Estadual de Ponta Grossa, Ponta Grossa – PR – Brasil.

E-mail: vrbfuruya@uepg.br

Viviane de Oliveira Felizardo

Universidade Federal de Lavras, Departamento de Medicina Veterinária, Lavras - MG – Brasil.

E-mail: viviofbio@yahoo.com.br

Wagner dos Santos Mariano

Universidade Federal do Tocantins (UFT), Campus Universitário de Araguaína. Araguaína – TO – Brasil.

Doutorando da REDE BIONORTE/UNIFAP, Macapá – AP – Brasil.

E-mail: wagnermariano@uft.edu.br

Waldinete Lobato

mestranda em Recursos Aquáticos Continentais Amazônicos/

Universidade Federal do Oeste do Pará/Santarém-PA, Brasil

Email: waldi_stm@hotmail.com

Walter Quadros Seiffert

Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), Centro de Ciências Agrárias, Florianópolis – SC – Brasil.

Email: walter.seiffert@ufsc.br

Wilson Massamitu Furuya

Universidade Estadual de Ponta Grossa, Ponta Grossa – PR – Brasil.

E-mail: wmfuruya@uepg.br