



Reprodução de peixes reofilicos nativos do Brasil: fertilização artificial e qualidade da água

Reproduction of brazilian reofilic fish: artificial fertilization and water quality

Larissa Teixeira Nunes^{1,3}, Carminda Sandra Brito Salmito-Vanderley^{1,2}, Francisco Yan Tavares Reis¹, Raphael William Ponte Neres¹, Sayansk Queiroz da Silva¹

¹Faculdade de Veterinária, Universidade Estadual do Ceará, Fortaleza, Ceará, Brasil.

²Centro de Ciências da Saúde, Universidade Estadual do Ceará, Ceará, Brasil.

³Correspondência: larissatn.br@hotmail.com

Resumo

A demanda de pescado tem aumentado, sendo impulsionada pelo crescimento populacional e a busca por alimentos saudáveis indicado para o consumo humano. No entanto, a pesca predatória e a degradação do ambiente natural estão levando ao declínio das populações naturais de peixes. Nesse contexto, a expansão da piscicultura mostra-se como uma boa alternativa para contornar tais problemas. Para isso, é importante conhecer as principais técnicas reprodutivas adotadas e determinar o protocolo adequado para cada espécie. Alguns aspectos importantes devem ser considerados, como a técnica de indução à reprodução, o tipo de desova, a taxa de fertilização e eclosão dos ovos, bem como o acompanhamento do desenvolvimento embrionário e larval, além de normalidade e sobrevivência das larvas. Outros pontos importantes são o monitoramento e o controle da qualidade da água, observando parâmetros físicos e químicos, pois afetam diretamente o desenvolvimento dos organismos aquáticos. O objetivo da presente revisão foi apresentar os principais protocolos de manejo reprodutivo e parâmetros de qualidade de água na rotina de fertilização artificial de peixes reofilicos nativos do Brasil.

Palavras-chave: piscicultura, indução hormonal, desenvolvimento embrionário, análise de água.

Abstract

The fish has increased demand driven by population growth and the search for healthful foods suitable for human consumption. However, overfishing and degradation of the natural environment are leading to the decline of natural fish populations. Within context, the expansion of fish farming is a good alternative to overcome such problems. Therefore, it is important to understand the main reproductive techniques used and determine the proper protocol for each species. Some important aspects should be considered such as fish induced breeding techniques, spawning type, fertilization and hatching rate, as well as monitoring the embryonic and larval development, besides the normality and larvae survival. Other important points are the monitoring and control of water quality, observing the physical and chemical variables, as they directly affect the development of aquatic organisms. The aim of this review was to present the main protocols of reproductive management and water quality parameters in the routine of artificial fertilization of brazilian native reofilic fish.

Keywords: fish-farming, hormonal induction, embryonic development, water analysis.

Introdução

No contexto global, o crescimento populacional, o aumento da renda e a crescente busca por alimentos saudáveis têm impulsionado o aumento da demanda de pescado. O peixe é uma alternativa alimentar de elevado valor nutritivo, com proteínas de alta qualidade contendo todos os aminoácidos essenciais, vitaminas e minerais, além de apresentar alta digestibilidade (FAO, 2016). A aquicultura tem suprido a demanda e elevado o consumo de espécies aquáticas, que eram advindas principalmente da pesca e passaram a ser produzidas em cativeiro, permitindo a oferta de preços acessíveis e um forte aumento da comercialização (FAO, 2016). A expansão da aquicultura poderá contornar entraves como a pesca excessiva e a degradação do ambiente natural dos organismos aquáticos, que levam ao declínio dessas populações (Godinho et al., 2003).

Para atingir resultados satisfatórios na reprodução em cativeiro, as etapas devem ser executadas de forma adequada, obedecendo as peculiaridades espécie específicas. A indução à reprodução pode ser feita, principalmente, utilizando hormônios exógenos (Mylonas et al., 2010), mas outras técnicas de indução à reprodução também podem ser eficazes (Zaniboni-Filho e Weingartner, 2007). A desova por extrusão e a desova seminatural são os métodos mais utilizados nas rotinas de fertilização artificial, ambas apresentam vantagens e desvantagens. Portanto, observando as características da espécie cultivada, deve-se definir o método que proporcione os melhores resultados (Zaniboni-Filho e Nuñez, 2004; Reynalte-Tataje et al., 2013). Para obter larvas de qualidade, é importante acompanhar pontos cruciais, como desenvolvimento embrionário, taxa de



eclosão, normalidade das larvas, além de sua taxa de sobrevivência (Paes et al., 2014). Os parâmetros de qualidade de água devem ser monitorados e controlados, a fim de se manter um ambiente estável e condições sanitárias adequadas que propiciem uma boa produção (Pereira e Mercante, 2005).

Neste trabalho, reuniu-se informações acerca dos principais protocolos estabelecidos na rotina de fertilização artificial de peixes reofílicos nativos brasileiros e dos parâmetros de qualidade de água mais avaliados em cativeiro.

Reprodução em cativeiro

Indução

Em cativeiro, os peixes reofílicos encontram restrições de alguns estímulos externos aos quais são submetidos no ambiente natural, como migração para desova, profundidade, temperatura, substrato para desova, presença do sexo oposto, entre outros. Estes estímulos são fundamentais, pois exercem influência sobre a resposta endócrina ligada à reprodução dos peixes migratórios (Mylonas et al., 2010).

Dentre as diferentes técnicas eficazes de indução à reprodução, Chehade et al. (2015) consideraram que a redução do nível da água foi satisfatória para induzir machos e fêmeas de lambari (*Astyanax altiparanae*). Navarro e Navarro (2012) relatam que a manipulação do fotoperíodo exerce forte influência sobre o desempenho reprodutivo de peixes, podendo estimular ou inibir a maturação gonadal. No entanto, as técnicas que visam mimetizar o ambiente natural são onerosas, pois requerem a simulação de chuvas, mudança no nível da água ou manipulação de fotoperíodo e temperatura, por exemplo, e muitas vezes não é viável (Zaniboni-Filho e Weingartner, 2007).

Portanto, para induzir a desova e espermição, a aplicação de hormônios exógenos é amplamente utilizada. Vários tipos de substâncias são utilizadas para induzir os peixes à reprodução: extrato de hipófise de frango, rã-touro e algumas espécies de peixe, como salmonídeos e carpa (mais comumente utilizada); gonadotrofina coriônica humana (hCG); hormônios liberadores de gonadotrofinas (GnRH) e antagonistas de dopamina (Mylonas et al., 2010; Baldisserotto, 2013). Kagawa et al. (2013) testaram implantes subcutâneos de liberação prolongada de um análogo de GnRH, hCG e extrato hipofisário de salmão e concluíram que é um método confiável para induzir a vitelogênese em enguia europeia (*Anguilla japonica*). Na América do Sul, a aplicação de extrato bruto da hipófise de peixes adultos é a técnica mais utilizada para a indução da maturação final. No macho, a indução hormonal promove maior hidratação testicular, gerando um aumento do volume seminal (Mylonas et al., 2017), na fêmea, induz à maturação ovocitária, ovulação (Mylonas et al., 2010) e desova.

A dose hormonal varia de acordo com a substância utilizada, peso do animal, método de administração, além da sua eficácia variar de acordo com a espécie (Baldisserotto, 2013). Protocolos com aplicações de múltiplas doses prévias ao tratamento hormonal convencional proporcionam bons resultados por aumentar a produção e melhorar a qualidade dos gametas (Zaniboni-Filho e Barbosa, 1996; Reynalte-Tataje et al., 2002). Na rotina de reprodução artificial normalmente a fêmea recebe duas doses e o macho uma dose de hormônio, concomitante com a segunda da fêmea. No caso da fêmea, a primeira dose (preparatória) possui 10% e a segunda (decisiva) 90% da dose total, na maioria das espécies (Arantes et al., 2013). Geralmente, os intervalos mais adotados estão entre 8 e 12 h. Bons resultados na indução da desova são obtidos quando a segunda dose é aplicada em um período com temperatura da água ascendente (Zaniboni-Filho e Nuñez, 2004). Após aplicação da dose decisiva, há um tempo necessário até a desova, que vai depender da espécie de peixe que está sendo utilizada, tipo e dosagem do hormônio e temperatura da água em que os peixes estão. A relação entre a temperatura da água e o tempo até a desova é inversamente proporcional. Para estimar o momento em que a desova vai ocorrer, é importante conhecer a hora-grau para cada espécie. Sua determinação é feita a partir de um cálculo que considera temperatura e tempo, em que a temperatura da água é somada a cada hora (horas-grau), iniciando a partir de uma hora após a dose decisiva e se prologando até a desova (Zaniboni-Filho e Nuñez, 2004).

Desova e fertilização

O método de desova mais utilizado no Brasil, é a desova por extrusão. Suas vantagens são a redução dos custos com mão de obra e infraestrutura; ampliação do tempo para o manejo dos gametas; além de permitir cruzamento para melhoramento genético (Zaniboni-Filho e Nuñez, 2004). Na desova por extrusão a fertilização deve ser realizada a partir do método a seco, que consiste em reunir os gametas masculinos e femininos em um recipiente, adicionar água (solução ativadora dos espermatozoides) para promover a ativação espermiática e hidratação ovocitária e misturá-los delicadamente (Harvey e Carosfeld, 1993).

Outro tipo de desova empregado é a desova seminatural, que também recebe outras nomenclaturas, como desova induzida, ou desova induzida por hormônios. Neste caso, os ovócitos liberados são fertilizados pelos machos ainda no próprio tanque, depois recolhidos e levados às incubadoras. As vantagens são a maior taxa de fertilização e de sobrevivência dos reprodutores, quando comparada a desova por extrusão. No entanto,

suas desvantagens são a necessidade de retirada dos ovos do tanque, que pode danificar os embriões, além dos riscos de infecções por microrganismos (Reynalte-Tataje et al., 2013).

O volume da solução ativadora dos espermatozoides a ser adicionada, no método de fertilização a seco, não pode ser muito elevado a ponto de ocasionar uma grande diluição do sêmen, diminuindo as chances de o espermatozoide encontrar a micrópila. Bons resultados foram alcançados com volumes variando entre 10 e 60 vezes maiores que o volume de ovócitos (Murgas et al., 2009; Sanches et al., 2011). Por outro lado, um volume muito pequeno pode causar obstrução da micrópila em decorrência do excesso de muco ovariano e grande quantidade de espermatozoides para um ovócito, além comprometer negativamente a ativação dos espermatozoides, devido à inadequada concentração osmótica do meio. Portanto, recomenda-se utilizar volumes de solução ativadora, no mínimo, 1000 vezes superior ao volume de sêmen (Murgas et al., 2009; Oliveira-Araújo et al., 2016).

Para promover a máxima fertilidade utilizando o menor número de gametas possível, é importante definir a proporção ideal de espermatozoides por ovócito (dose inseminante). Tal procedimento proporciona economia de gametas e de reprodutores, pois o sêmen de um único macho pode fertilizar várias fêmeas. Fatores como o tamanho do ovócito, concentração e longevidade espermáticas, exercem influência sobre a taxa de fertilização. É importante destacar que esses fatores variam entre as espécies, sendo necessário definir dose inseminante ideal para cada uma (Oliveira-Araújo et al., 2016).

Desenvolvimento embrionário e larval

O desenvolvimento embrionário está compreendido entre o início da fertilização do ovócito e a eclosão das larvas. Após a fertilização, o ovo continua absorvendo água e forma o espaço perivitelínico, entre a membrana de fecundação e a membrana do ovócito. Esse espaço perivitelínico tem as funções de prevenção de poliespermia, proteção mecânica, regulação osmótica para o embrião e flutuação do ovo (Nakatani et al., 2001).

Os ovos dos peixes são, em sua maioria, do tipo telolécito, ou seja, possuem grande quantidade de vitelo, permitindo a nutrição do embrião durante a embriogênese, assim como as larvas durante algum tempo após a eclosão. Em peixes neotropicais, a absorção do saco vitelínico varia de 2,5 dias em jundiá cinza (*Rhamdia quelen*) a 8,8 dias em traíra (*Hoplias malabaricus*) (Godinho et al., 2003). As segmentações desse tipo de ovo ocorrem apenas no disco de citoplasma ativo do polo animal, por isso a segmentação é chamada de parcial ou meroblástica discoidal, e o polo vegetal permanece indivisível durante todo o desenvolvimento embrionário formando, posteriormente, o saco vitelínico (Leite et al., 2013).

De acordo com Nakatani et al. (2001), o desenvolvimento embrionário pode ser dividido nas seguintes fases: ovo recém-fertilizado, desde a fertilização até a organização dos polos animal (blastodisco) e vegetativo; segmentação, momento em que ocorrem divisões verticais no blastodisco originando os blastômeros; blastulação, o blastodisco apresenta-se estratificado e alto, com pequenas cavidades entre os blastômeros e a presença de uma lâmina sincicial perivitelínica; gastrulação, as células do blastodisco deslocam-se e separam-se em epiblasto e hipoblasto. O epiblasto e a lâmina sincicial perivitelínica expandem-se como um manto recobrimo o vitelo, culminando com o fechamento do blastóporo. O corpo do embrião alonga-se, a extremidade caudal fica voltada para o blastóporo; observa-se a diferenciação da neuroectoderme; fechamento do blastóporo, delimitam-se superficialmente três regiões, corpo de embrião, (exceto a cauda), bordas de fechamento (porção caudal) e parede do saco vitelínico, podendo ser ainda visualizados os primeiros somitos; vesícula óptica, essa estrutura torna-se evidente após o fechamento do blastóporo, como expansão lateral do prosencéfalo; vesícula auditiva, torna-se visível com o aparecimento dos otólitos; observam-se ainda nesse estágio os somitos; liberação da cauda, a cauda destaca-se do saco vitelínico e eclosão, através de contrações musculares vigorosas da cauda e do corpo, as larvas eclodem. Os mecanismos básicos do desenvolvimento de peixes são semelhantes entre si. Por outro lado, são muito diferentes, no que diz respeito ao tempo de desenvolvimento, pois estes eventos são controlados por fatores genéticos e ambientais (Falk-Petersen, 2005).

O conhecimento da ontogênese de larvas de peixes é fundamental para o conhecimento da história de vida inicial, taxonomia e larvicultura (Godinho et al., 2003). O estágio larval pode durar de alguns dias a meses, dependendo da temperatura e da espécie. A maioria das larvas de peixes de água doce eclode transparente, com boca e mandíbulas ainda não formadas, olhos com pouca pigmentação e saco vitelínico grande (Nakatani et al., 2001). Antes da abertura da boca e da formação completa dos órgãos digestórios, as larvas nutrem-se do vitelo, que é reabsorvido constantemente através de endocitose via camada sincicial vitelínica (Shahsavarani et al., 2001).

Qualidade da água na piscicultura

A temperatura é um dos fatores mais importantes para a piscicultura, pois exerce influência direta no metabolismo dos organismos presentes no ambiente aquático (O'Gorman et al., 2016). A manutenção da temperatura adequada é importante em todas as fases da vida dos peixes, mas nas fases iniciais o monitoramento e controle da temperatura são imprescindíveis, pois são momentos em que estes organismos estão mais

vulneráveis às variações deste fator (Sulis-Costa et al., 2013). Este fator pode afetar maturação gonadal, fertilização, desenvolvimento embrionário e larval, eclosão, entre outros (Pankhurst e Munday, 2011). Longo e Nuñez (2010) testaram as temperaturas de 19, 25 e 30°C para fertilização e incubação dos ovos de jundiá cinza (*R. quelen*). A maior temperatura reduziu a taxa de fertilização e a menor temperatura reduziu o número de larvas obtidas. Nakauth et al. (2016) observaram que os embriões de matrinxã (*Brycon amazonicus*) chegavam em gástrula 5 h e 10 min após a fecundação, quando expostos a temperatura de 29,9°C, enquanto que Neumann (2008) observou o mesmo 6 h após fecundação com a temperatura de 27°C.

O pH (potencial hidrogeniônico) é dado pela atividade do íon hidrogênio (H^+) e apresentado em uma escala, considerando o meio ácido, básico ou neutro (Pinto, 2007). Em geral, os procedimentos realizados em aquicultura devem ser conduzidos em água com valores de pH entre 6,0 e 9,0 para evitar estresse e mortalidade (Oba et al., 2009). Os principais fatores que causam alterações de pH na água são a respiração, fotossíntese, adubação, calagem e poluição (Mercante et al., 2008). Tal parâmetro afeta de forma direta a fisiologia animal, pois está intimamente relacionado à manutenção da homeostase (Parra e Baldisserotto, 2007) e de forma indireta, pela disponibilização de NH_3 - amônia tóxica (Pereira e Mercante, 2005). Em caso de pH ácido as junções paracelulares das células branquiais são afetadas, levando a perda de íons e resultando em alta mortalidade de peixes, além de estimular a produção excessiva de muco, podendo prejudicar as trocas gasosas (Wood et al., 1998). Além disso, o pH da água afeta a qualidade e viabilidade dos espermatozoides, embriões e larvas, limitando assim o sucesso da reprodução artificial, ou mesmo impedindo a propagação natural das populações em ambientes contaminados (Sanchez et al., 2015).

O oxigênio dissolvido (OD) refere-se ao oxigênio molecular (O_2) disponível na água. A concentração de OD nos cursos d'água depende da temperatura, da pressão atmosférica, da salinidade, das atividades biológicas, de características hidráulicas (existência de corredeiras ou cachoeiras) e, de forma indireta, de interferências antrópicas, como lançamento de efluentes nos cursos d'água (Pinto, 2007). Elemento vital para sobrevivência dos peixes, o oxigênio pode ser fator limitante na produtividade dos sistemas de cultivo de (Queiroz e Boeira, 2016). Os níveis de OD favoráveis à piscicultura estão acima de 4,0 mg/L. As algas produzem oxigênio durante o dia e o consomem à noite, junto com os peixes, gerando uma competição por oxigênio, podendo levar a morte de peixes. É bastante comum ocorrerem bruscas variações de oxigênio na água, principalmente quando há grande quantidade de fitoplâncton no ambiente. Portanto, o monitoramento e adequação deste parâmetro, são fundamentais na piscicultura para evitar perdas. O uso de aeradores artificiais pode ajudar a manter o oxigênio acima dos níveis recomendados (Mercante et al., 2008).

A amônia pode ser encontrada na forma de íon amônio (NH_4^+) ou amônia tóxica (NH_3), sendo o pH o principal fator que determina a proporção dessas duas formas na água, quanto maior o pH, maior será a porcentagem de amônia tóxica. Este composto na água é um dos principais causadores de prejuízo à saúde dos peixes, podendo levar a morte (Affonso et al., 2009). Concentrações inadequadas de amônia reduzem a sobrevivência e taxa de crescimento dos peixes (Ferreira et al., 2013) e podem causar várias mudanças fisiológicas e histológicas (Liew et al., 2013). Espécies tolerantes podem ter desenvolvido estratégias evolutivas especializadas que podem reduzir a toxicidade da amônia através de alterações fisiológicas (Randall e Tsui, 2002). Os peixes são principalmente amoniotélicos, isso significa que, na maioria das espécies, a amônia é o principal produto final do catabolismo proteico. Altas concentrações de amônia podem ocorrer em piscicultura intensiva, logo, esta deve ser removida continuamente por filtração biológica ou trocas periódicas de água, caso contrário, o ambiente poderá tornar-se inseguro para os peixes (Hegazi et al., 2010).

O nitrito é um composto nitrogenado proveniente da degradação da matéria orgânica, é o produto intermediário da transformação da amônia em nitrato, por ação de bactérias nitrificantes. Em cultivos com pouca renovação de água e altas taxas de alimentação, as concentrações de nitrito podem ultrapassar o nível considerado seguro (0,3 mg/L) e se tornarem prejudiciais ao desempenho dos peixes (Kubitza, 2007). O aumento das concentrações de nitrito poderá ocorrer quando a decomposição de componentes das proteínas da matéria orgânica for elevada. Exposição contínua a concentrações subletais de nitrito (0,3 a 0,5 mg/L) pode causar redução no crescimento e na resistência dos peixes a doenças (Leira et al., 2017). Níveis tóxicos de nitrito também podem ocorrer em sistemas de cultivo com recirculação de água em que o tratamento é feito através de filtros mecânicos e biológicos. Kubitza (2007) indica a aplicação de sal na água para amenizar o potencial tóxico do nitrito aos peixes. Os íons cloreto, quando presentes em quantidades adequadas na água, se associam aos receptores de nitrito nas células das brânquias dos peixes, impedindo a absorção deste composto tóxico.

Dureza e alcalinidade são fatores não tóxicos para os peixes, mas interagem com outros fatores de qualidade de água e, de forma indireta, podem afetar os peixes (Leira et al., 2017). O grau de dureza está relacionado com o teor de íons de cálcio e magnésio combinados ao carbonato e/ou bicarbonato ou associados ao sulfato e cloreto (Mercante et al., 2008). Ferreira et al. (2013) concluíram que altos níveis de dureza da água têm efeito positivo sobre a sobrevivência e o crescimento de juvenis de jundiá cinza (*R. quelen*) expostos cronicamente a altos níveis de NH_3 . A alcalinidade da água pode ser mensurada por meio das substâncias presentes na água capazes de neutralizarem ácidos. Nos sistemas de cultivo, os íons carbonatos e bicarbonatos são os responsáveis por praticamente toda alcalinidade na água, valores acima de 30 mg/L são recomendados (Mercante et al., 2008).



O controle dos fatores relacionados ao ambiente aquático é importante para mantê-lo seguro e produtivo. Os parâmetros de qualidade de água podem ser monitorados por diferentes métodos, deve-se padronizar o horário e a profundidade de coleta e as análises devem ser realizadas com frequência, principalmente temperatura, pH e oxigênio dissolvido, que devem ser diárias. A verificação da temperatura pode ser realizada com auxílio de termômetro ou sensor. Para a medição do pH são utilizados kits de análise de água, fitas de pH ou equipamento denominado peagâmetro. A medição de oxigênio dissolvido pode ser realizada por técnica titulométrica ou com auxílio do equipamento oxímetro, as mensurações devem ser realizadas de manhã bem cedo. A determinação dos níveis de amônia, nitrito, dureza e alcalinidade pode ser realizada por meio de kits colorimétricos (Pinto, 2007; Mercante et al., 2008).

Considerações finais

O aperfeiçoamento das técnicas reprodutivas aplicadas às espécies de peixe reofílicas propiciou o crescimento qualitativo na piscicultura mundial. A compreensão acerca da biologia e fisiologia reprodutiva de peixes permitiu a definição de protocolos que possibilitam a maturação gonadal dos peixes cultivados, assim como a maturação final dos gametas e a consecutiva fertilização. Dessa forma, é fundamental o conhecimento sobre as peculiaridades da espécie de interesse para a manutenção das condições ótimas de cultivo e aperfeiçoamento de protocolos de reprodução em cativeiro.

Agradecimentos

Ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Veterinária da Universidade Estadual do Ceará e à Fundação Cearense de Apoio ao Desenvolvimento Científico e Tecnológico.

Referências

- Affonso E, Barros FP, Brasil EM, Tavares-Dias M, Ono EA. Indicadores fisiológicos de estresse em peixes expostos ao peróxido de hidrogênio (H₂O₂). In: Tavares-Dias M. (Org.). Manejo e sanidade de peixes em cultivo. Embrapa Amapá: Macapá, p.346-360, 2009.
- Arantes FP, Sato Y, Sampaio EV, Rizzo E, Bazzoli N. Spawning induction and fecundity of commercial native fish species from the São Francisco River basin, Brazil, under hatchery conditions. *Agricultural Sciences*, v.4, n.8, p.382-388, 2013.
- Baldisserotto B. Fisiologia de peixes aplicada à piscicultura. 3.ed. Santa Maria: UFSM, 352p., 2013.
- Chehade C, Cassel M, Borella MI. Induced reproduction in a migratory teleost species by water level drawdown. *Neotrop Ichthyol*, v.13, n.1, p.205-212, 2015.
- Falk-Petersen IB. Comparative organ differentiation during early life stages of marine fish. *Fish Shellfish Immunol*, v.19, p.307-412, 2005.
- FAO (Food and Agriculture Organization of The United Nations). The State of World Fisheries and Aquaculture - Contributing to food security and nutrition for all. Roma: FAO, 200p., 2016.
- Ferreira FW, Cunha RB, Baldisserotto B. The survival and growth of juvenile silver catfish, *Rhamdia quelen*, exposed to different NH₃ and hardness levels. *J World Aquacult Soc*, v.44, n.2, p.293-299, 2013.
- Godinho HP, Santos JE, Sato Y. Ontogênese larval de cinco espécies do São Francisco, p.133-148. In: Godinho HP, Godinho AL. Águas, peixes e pescadores do São Francisco das Minas Gerais, Belo Horizonte: CNPq/PADCT, Editora PUC Minas, 468p., 2003.
- Harvey B, Carosfeld J. Induced breeding in tropical fish culture. Ottawa: IDRC, 145p., 1993.
- Hegazi MM, Attia ZI, Ashour OA. Oxidative stress and antioxidante enzymes in liver and white muscle of Nile tilapia juveniles in chronic ammonia exposure. *Aquat Toxicol*, v.99, n.1, p.118-125, 2010.
- Kagawa H, Fujie N, Imaizumi H, Masuda Y, Oda K, Adachi J, Nishi A, Hashimoto H, Teruya K, Kaji S. Using osmotic pumps to deliver hormones to induce sexual maturation of female Japanese eels, *Anguilla japonica*. *Aquaculture*, v.388-391, n.1, p.30-34, 2013.
- Kubitza F. A versatilidade do sal na piscicultura. *Panorama da Aquicultura*, v.17, n.103, p.14-23, 2007.
- Leira MH, Cunha LT, Braz MS, Melo CCV, Botelho HÁ, Reghim LS. Qualidade da água e seu uso em pisciculturas. *Pubvet*, v.11, n.1, p.11-17, 2017.
- Leite LV, Melo MAP, Oliveira FCE, Pinheiro JPS, Campello CC, Nunes JF, Salmito-Vanderley CSB. Determinação da dose inseminante e embriogênese na fertilização artificial de tambaqui (*Colossoma macropomum*). *Arq Bras Med Vet Zootec*, v.65, n.2, p.421-429, 2013.
- Liew HJ, Sinha AK, Nawata CM, Blusta R, Wood CM, De Boeck G. Differential responses in ammonia excretion, sodium fluxes and gill permeability explain different sensitivities to acute high environmental ammonia in three freshwater teleosts. *Aquat Toxicol*, v.126, n.1, p.63-76, 2013.
- Longo RS, Nuñez APO. Temperatures for fertilization and hatching and their influence on determining the sex ratio of the silver catfish *Rhamdia quelen*. *Acta Sci*, v.32, n.2, p.107-111, 2010.



- Mercante CTJ, Esteves KE, Pereira JS, Osti JS.** Limnologia na aquicultura: estudo de caso em pesqueiros, 2008. Disponível em <http://www.pesca.sp.gov.br/limnologia.pdf>. Acesso em 13 mar. 2018.
- Murgas LDS, Drumond MM, Pereira GJM, Felizardo VO.** Manipulação do ciclo e da eficiência reprodutiva em espécies nativas de peixes de água doce. *Rev Bras Reprod Anim*, n.6, p.70-76, 2009.
- Mylonas CC, Duncan NJ, Asturiano JF.** Hormonal manipulations for the enhancement of sperm production in cultured fish and evaluation of sperm quality. *Aquaculture*, v.472, p.21-44, 2017.
- Mylonas CC, Fostier A, Zanuy S.** Broodstock management and hormonal manipulations of fish reproduction. *Gen Comp Endocr*, v.165, n.3, p.516-534, 2010.
- Nakatani K, Agostinho AA, Baumgartner G, Bialecki A, Sanches PV, Makrakis MC, Pavanelli, CS.** Ovos e larvas de peixes de água doce: desenvolvimento e manual de identificação. Maringá: EDUEM/Nupélia, 2001, 378p.
- Nakauth ACSS, Villacorta-Correa MA, Figueiredo MR, Bernardino G, França JM.** Embryonic and larval development of *Brycon amazonicus* (SPIX & AGASSIZ, 1829). *Braz J Biol*, v.76, n.1, p.109-116, 2016.
- Navarro FKSP, Navarro RD.** Importância do fotoperíodo no crescimento e na reprodução de peixes. *Rev Bras Reprod Anim*, v.36, n.2, p.94-99, 2012.
- Neumann E.** Desenvolvimento inicial de jatuarana, *Brycon amazonicus* (Teleostei, Characidae). Tese (Pós-graduação em aquicultura) Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, SP, Brasil, 108f, 2008.
- Oba ET, Mariano WS, Santos LRB.** Estresse em peixes cultivados: agravantes e atenuantes para o manejo rentável. In: Tavares-Dias M. (Ed.). Manejo e Sanidade de peixes em cultivo. EMBRAPA Amapá: Macapá, p.226-247, 2009.
- O’Gorman EJ, Ólafsson ÓP, Demars BO, Friberg N, Guðbergsson G, Hannesdóttir ER, Jackson MC, Johansson LS, McLaughlin ÓB, Ólafsson JS, Woodward G, Gíslason GM.** Gíslason Temperature effects on fish production across a natural thermal gradient. *Glob Chang Biol*, v.22, n.9, p.3206-3220, 2016.
- Oliveira-Araújo MS, Salmito-Vanderley CSB, Almeida-Monteiro PS, Lopes JT, Leite-Castro, LV.** Dose inseminante e resfriamento de embriões de peixes de água doce. *Rev Bras Reprod Anim*, v.40, n.1, p.35-40, 2016.
- Paes MCF, Silva RC, Nascimento NF, Valentin FN, Senhorini JA, Nakaghi LSO.** Hatching, survival and deformities of piracanjuba (*Brycon orbignyanus*) embryos subjected to different cooling protocols. *Cryobiology*, v.69, n.3, p.451-456, 2014.
- Pankhurst NW, Munday PL.** Effects of climate change on fish reproduction and early life history stages. *Mar Freshwater Res*, v.62, n.9, p.1015-1026, 2011.
- Parra JEG, Baldisserotto B.** Effect of water pH and hardness on survival and growth of freshwater teleosts. In: Baldisserotto B, Mancera JM, Kapoor BG. (Ed.). Fish osmoregulation: New Hampshire: Science Publishers, p. 135-150, 2007.
- Pereira LPF, Mercante CTJ.** A amônia nos sistemas de criação de peixes e seus efeitos sobre a qualidade da água. Uma revisão. *Bol Inst Pesca*, São Paulo, v.31, n.1, p.81-88, 2005.
- Pinto MCF.** Medição *in loco*: Temperatura, pH, Condutividade Elétrica e Oxigênio Dissolvido. Belo Horizonte: Serviço Geológico do Brasil, 2007.
- Queiroz JF, Boeira RC.** Boas práticas de manejo para manter concentrações adequadas de oxigênio dissolvido em viveiros de piscicultura. *Embrapa Meio Ambiente, Comunicado técnico*, 54, 2016.
- Randall DJ, Tsui TKN.** Ammonia toxicity in fish. *Mar Pollut Bull*, v.45, n.1, p.17-23, 2002.
- Reynalte-Tataje DA, Esquivel BM, Esquivel JR, Zanoboni-Filho E.** Reproducción inducida del piauçu, *Leporinus macrocephalus* Garavello y Britski, 1988 (Characiformes, Anostomidae). *Bol Inst Pesca*, v.28, n.1, p.11-18, 2002.
- Reynalte-Tataje DA, Lopes CA, Ávila-Simas S, Garcia JRE, Zaniboni-Filho E.** Artificial reproduction of neotropical fish: Extrusion or natural spawning? *Nat Sci*, v.5, p.1-6, 2013.
- Sanches EA, Baggio DM, Piana PA, Souza BE, Bombardelli RA.** Artificial fertilization of oocytes and sperm activation in pacu: effects of the spermatozoa:oocyte ratio, water volume, and *in natura* semen preservation. *R Bras Zootec*, v.40, n.1, p.1-6, 2011.
- Sanches EA, Neumann G, Toledo CPR, Bombardelli RA.** Effects of water pH on gamete activation, embryonic development, and larval normality in *Prochilodus lineatus*. *Semina: Ciênc Agrár*, v.36, n.4, p.2871-2880, 2015.
- Shahsavarani IA, Thomas ZC, Ballantyne JS, Wright PA.** A novel technique for the separation of yolk from the developing embryonic tissue in a teleost fish, *Oncorhynchus mykiss*. *Fish Physiol Biochem*, v.24, p.321-326, 2001.
- Sulis-Costa R, Jimenez JE, Weingartner M, Nuñez APO.** Efeito da temperatura da água na fase inicial de vida e na proporção sexual do jundiá. *Bol Inst Pesca*, v.39, n.4, p.379-388, 2013.
- Wood CM, Wilson RW, Gonzalez RJ, Patrick ML, Bergman HL, Narahara A, Val AL** Responses of an amazonian teleost, the tambaqui (*Colossoma macropomum*), to low pH in extremely soft water. *Physiol Biochem Zool*, v.71, n.6, p.658-670, 1998.



Zaniboni-Filho E, Barbosa NDC. Priming hormone administration to induce spawning of some brazilian migratory fish. *Rev Bras Biol*, v.56, n.4, p.655-659, 1996.

Zaniboni-Filho E, Nuñez APO. Fisiologia da reprodução e propagação artificial dos peixes. In: Cyrino JEP, Urbinati EC, Fracalossi DM, Castagnolli N. Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva. São Paulo, [s.n.], 2004, p.45-73.

Zaniboni-Filho E, Weingartner M. Técnicas de indução da reprodução de peixes migradores. *Rev Bras Reprod Anim*, v.31, n.3, p.367-373, 2007.
