



UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
DEPARTAMENTO DE AQUICULTURA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AQUICULTURA

**MATURAÇÃO DA PIAVA *Leporinus obtusidens*
(VALENCIENNES, 1847) (ACTINOPTERYGII, ANOSTOMIDAE)
EM SISTEMA INDOOR SOB DIFERENTES TEMPERATURAS
DA ÁGUA**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Aquicultura da Universidade Federal de Santa Catarina como requisito parcial para obtenção do título de Mestre em Aquicultura.

Orientador: Dr. Alex Pires de Oliveira Nuñez.

Jurandir Joaquim Bernardes Júnior

Florianópolis
2012

Ficha de identificação da obra elaborada pelo autor,
através do Programa de Geração Automática da Biblioteca Universitária da UFSC.

Bernardes Júnior, Jurandir Joaquim

Maturação da piava *Leporinus obtusidens* (Valenciennes, 1847) (Actinopterygii, Anostomidae) em sistema indoor sob diferentes temperaturas da água [dissertação] / Jurandir Joaquim Bernardes Júnior ; orientador, Alex Pires de Oliveira Nuñez - Florianópolis, SC, 2012.

74 p. ; 21cm

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Santa Catarina, Centro de Ciências Agrárias. Programa de Pós-Graduação em Aquicultura.

Inclui referências

1. Aquicultura. 2. *Leporinus obtusidens*. 3. Piscicultura de água doce. 4. Desenvolvimento gonadal. 5. Reprodução. I. Nuñez, Alex Pires de Oliveira. II. Universidade Federal de Santa Catarina. Programa de Pós-Graduação em Aquicultura. III. Título.

**Maturação da piava *Leporinus obtusidens* (Valenciennes, 1847)
(Actinopterygii, Anostomidae) em sistema indoor sob diferentes
temperaturas da água**

Por

JURANDIR JOAQUIM BERNARDES JÚNIOR

Esta dissertação foi julgada adequada para a obtenção do título de

MESTRE EM AQUICULTURA

e aprovada em sua forma final pelo Programa de
Pós-Graduação em Aqüicultura.

Prof. Evoy Zaniboni Filho, Dr.
Coordenador do Curso

Banca Examinadora:

Dr. Alex Pires de Oliveira Nuñez – *Orientador*

Dra. Elizabeth Romagosa

Dr. Evoy Zaniboni Filho

Em memória de Maria Avelina
Gabriel de Freitas, minha mãe querida
que durante a realização deste projeto
retornou ao mundo espiritual.

AGRADECIMENTOS

A minha adorável esposa Débora pelo amor, incentivo, apoio, compreensão e paciência.

Ao Prof. Dr. Alex Pires de Oliveira Nuñez pela amizade, orientação e confiança, tranquilizando-me diante as atribuições e dificuldades no decorrer deste projeto.

Ao Dr. Marcos Weingartner cujo apoio foi fundamental em todas as etapas.

Ao CNPq pela concessão de uma bolsa de estudos vinculada ao Programa de Pós-Graduação em Aquicultura da UFSC.

Ao amigo Eugênio Andreola pela ajuda e tempo investido na realização das fotomicrografias.

Ao Silvano, Giovanni, Hilton e Leandro pela parceria, aprendizado e apoio durante o período de experiência na EPAGRI.

Ao Prof. Dr. Evoy Zaniboni Filho pelo apoio e contribuições.

À Profa. Elizabeth Romagosa pelas contribuições.

Ao grandioso grupo formado por funcionários e colegas do LAPAD pela extraordinária colaboração direta e indireta neste projeto e para que eu não seja injusto esquecendo-me de citar algum nome, recebam TODOS meu sincero MUITO OBRIGADO.

Ao Carlito pela prestatividade frente à secretaria do Programa de Pós-Graduação em Aquicultura.

Com talento comum e perseverança
extraordinária, todas as coisas são
possíveis.

(Thomas Fowell Buxton)

RESUMO

Este estudo avaliou a maturação da piava *Leporinus obtusidens*, uma espécie migratória Neotropical de água doce que ocorre nas Bacias do Paraná, Uruguai e São Francisco, em sistema *indoor* nas temperaturas da água 25, 27 e 29 °C e a comparou com peixes mantidos em um viveiro à temperatura ambiente entre julho/2011 e janeiro/2012. Foram utilizados 280 peixes ($477,3 \pm 157,1$ g; $34,9 \pm 3,1$ cm), dos quais 180 foram distribuídos em 9 tanques circulares (800L) no sistema *indoor* e 100 peixes foram estocados em um viveiro (2.000 m²). Mensalmente foram realizadas biometrias, coletadas amostras de ovócitos intra-ovarianos e sêmen, e calculado o fator de condição relativo (*Kn*) para as fêmeas. Os ovócitos foram avaliados quanto a distribuição de frequência por classe de diâmetro e o sêmen quanto ao vigor espermático, tempo de motilidade e concentração. Os exemplares maduros do viveiro foram induzidos à reprodução, tendo sido estimada a fecundidade individual relativa e a taxa de fertilização. A flutuação mensal do *Kn* variou entre as temperaturas e apenas no tratamento 27 °C foram obtidas médias superiores a 1,0. A produção de sêmen nos peixes do sistema *indoor* foi precoce quando comparada com a dos peixes do viveiro. O vigor espermático e o tempo de motilidade não foram dependentes da temperatura, entretanto, quando contrastados com os peixes do viveiro, apenas o vigor espermático apresentou diferença na distribuição das classes, com maior frequência onde menos de 20% dos espermatozoides apresentaram motilidade. A temperatura não influenciou a concentração espermática, no entanto os peixes do sistema *indoor* produziram sêmen mais concentrado que os do viveiro. O incremento no diâmetro dos ovócitos no sistema *indoor* foi relativamente rápido, com classes modais em setembro iguais ou maiores (950-1.200 µm) às observadas em ovócitos maduros (950-1.000 µm). A partir de outubro 15 fêmeas (25°C: *n*=5; 27°C: *n*=6; 29°C: *n*=4) apresentaram regressão evidente no desenvolvimento dos ovócitos enquanto 5 (27°C: *n*=3; 29°C: *n*=2) mantiveram classes modais entre 900 e 1.050 µm. A fecundidade individual relativa média foi de $337,2 \pm 82,2$ ovócitos extrusados por grama de peso corpóreo e a taxa de fertilização média foi de $33,0 \pm 28,1\%$. As piavas submetidas a diferentes temperaturas da água no sistema *indoor* não apresentaram características morfológicas típicas de peixes maduros, entretanto os resultados demonstraram que é possível estimular o desenvolvimento gonadal, manipulando a temperatura.

Palavras-chave: espécie nativa, desenvolvimento gonadal, reprodução, ovócitos, sêmen.

ABSTRACT

This study evaluated gonadal maturation of piava *Leporinus obtusidens*, a Neotropical migratory freshwater species that occurs in the Paraná Basins, Uruguay and São Francisco, in an indoor system at temperatures 25, 27 and 29 °C and under natural temperature (control group) between July/2011 and January/2012. Fishes ($n=280$) in age at first maturity, weighing 477.3 ± 157.1 g and measuring 34.9 ± 3.1 cm were used, of which 180 were randomly assigned to experimental units in triplicate, consisting of nine circular tanks with 800-L working volume and 100 fish were stocked in a 2.000-m² pond comprising the control group. Biometric evaluations were monthly conducted, intra-ovarian oocytes samples and semen were collected and the relative condition factor (K_n) for females was calculated. The oocytes were evaluated for frequency distribution by diameter class and semen was assessed for sperm vigor, motility duration and concentration. The monthly fluctuation of K_n varied within treatments and showed higher means than the central value ($K_n=1$) only at 27 °C. Semen was precociously produced compared to control. The sperm vigour and motility duration were not temperature-dependent, however, the sperm vigour showed differences in classes distribution compared to control group, with the highest frequency at class 1 where less than 20% of the spermatozooids were motile. Temperature had no effect on sperm concentration however the control group fish produced less concentrated semen than at treatments. The increase in oocytes diameter was relatively fast, with modal classes in September equal to or greater (950-1200 µm) to those observed in mature oocytes (950-1000 µm). From October, some females showed a clear regression in oocytes development while others showed oocytes with modal classes between 900 and 1050 µm. The *L. obtusidens* subjected to different temperatures showed no morphological characteristics typical of mature fish, however, the results demonstrated that it is possible to stimulate gonadal development by manipulating water temperature.

Keywords: native species, gonad development, reproduction, oocytes, sperm.

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1. Exemplar de piava *Leporinus obtusidens*. Foto: LAPAD..... 24
- Figura 2. Temperatura média diária da água no viveiro onde foram estocados *L. obtusidens*..... 37
- Figura 4. Concentração espermática (média±desvio padrão) de *L. obtusidens* no sistema *indoor*, em diferentes temperaturas, e no viveiro. * Diferença significativa na comparação com o viveiro através do teste *t* de Student ($\alpha=0,05$). 40
- Figura 5. Distribuição de frequência relativa por classe de vigor (a) e tempo de motilidade (b) espermática de *L. obtusidens* no sistema *indoor* em diferentes temperaturas da água e no viveiro..... 41
- Figura 6. Fator de condição relativo (K_n) das fêmeas de *L. obtusidens* submetidas as diferentes temperaturas da água no sistema *indoor* e no viveiro. * Diferenças significativas através do teste *t* de Student ($H_0: K_n=1,0; \alpha=0,05$). 42
- Figura 7. Frequências dos diâmetros dos ovócitos de *L. obtusidens* mantidas no sistema *indoor* em diferentes temperaturas da água (25, 27 e 29°C), agrupados mensalmente (Julho a Setembro) por semelhança na distribuição. Os *PIT* tag das fêmeas foram representados em cada temperatura (T25, T27 e T29) por números de 1 a 9. 45
- Figura 8. Frequências dos diâmetros dos ovócitos de *L. obtusidens* mantidas no sistema *indoor* em diferentes temperaturas da água (25, 27 e 29°C), agrupados mensalmente (Outubro a Janeiro) por semelhança na distribuição. Os *PIT* tag das fêmeas foram representados em cada temperatura (T25, T27 e T29) por números de 1 a 9. 46
- Figura 9. Frequências dos diâmetros dos ovócitos de *L. obtusidens* mantidas no viveiro, em temperatura do ambiente, agrupadas por semelhança na distribuição. Os *PIT* tag das fêmeas foram representados por números de 1 a 23. 47

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Valores médios (\pm erro padrão) dos parâmetros de qualidade de água no sistema <i>indoor</i>	36
Tabela 2. Sexagem, peso e comprimento médios (\pm desvio padrão) das piavas nas diferentes temperaturas da água do sistema <i>indoor</i> e no viveiro.	38
Tabela 3. Variáveis reprodutivas das fêmeas de <i>L. obtusidens</i> do viveiro.	48

SUMÁRIO

INTRODUÇÃO	21
OBJETIVOS	27
OBJETIVO GERAL.....	27
OBJETIVOS ESPECÍFICOS	27
CAPÍTULO 1 - ANTECIPAÇÃO DA MATURAÇÃO DE <i>LEPORINUS OBTUSIDENS</i> (VALENCIENNES, 1847) (ACTINOPTERYGII, ANOSTOMIDAE) EM SISTEMA INDOOR UTILIZANDO DIFERENTES TEMPERATURAS DA ÁGUA.....	29
RESUMO	29
INTRODUÇÃO.....	30
MATERIAL E MÉTODOS.....	32
RESULTADOS	36
DISCUSSÃO	48
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	55
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS DA INTRODUÇÃO.....	66

INTRODUÇÃO

A contribuição aquícola no balanço da produção mundial de pescado aumentou substancialmente nos últimos anos, com destaque para a aquicultura continental que apresentou um crescimento de 32% no período de 2002 a 2006, produzindo dez milhões de toneladas de pescado ao final de 2006 (FAO, 2009). Esse crescimento reflete o fato de que entre os setores econômicos de produção animal, a aquicultura é o que mantém o maior ritmo de crescimento, apresentando uma taxa média de 3,5 milhões de toneladas a cada ano e um aumento no consumo per capita de 6,9% (KUBITZA, 2007).

No Brasil, o crescimento da aquicultura foi superior à média mundial, com taxas que variaram entre 10 e 30% nos últimos 20 anos (KUBITZA, 2007), sendo que o incremento observado em 2007 em relação ao ano anterior foi de 10%, com uma produção total de 289.049 toneladas (IBAMA, 2007). O subsetor de maior destaque foi o da Piscicultura Continental com uma produção aproximada de 210 mil toneladas (73% da produção total) em 2007 das quais cerca de 63% provieram do cultivo de espécies exóticas, sobretudo de carpas e tilápias (IBAMA, 2007). No mesmo ano, as espécies nativas contribuíram com 33%, o que representou um importante acréscimo, impulsionado principalmente pelo cultivo de peixes redondos nas regiões Centro-Oeste e Norte (IBAMA, 2007).

Dos peixes nativos de água doce, há um maior interesse econômico sobre as espécies migratórias tais como: curimatã (*Prochilodus lineatus*), pacu (*Piaractus mesopotamicus*), tambaqui (*Colossoma macropomum*), dourado (*Saliminus brasiliensis*), matrinxã (*Brycon amazonicus*), piracanjuba (*Brycon orbignyanus*), piapara (*Leporinus elongatus*), piava (*Leporinus obtusidens*), pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*) e o cachara (*Pseudoplatystoma reticulatum*).

Em geral estas espécies apresentam reprodução restrita a uma época do ano na qual as migrações reprodutivas são sincronizadas por estímulos ambientais (AGOSTINHO et al., 2003; ZANIBONI-FILHO; SCHULZ, 2003), garantindo que os descendentes encontrem condições para a sobrevivência e crescimento (MUNRO, 1990; CARRILLO; ZANUY; BAYARRI, 2009).

Complexas interações entre os ritmos endógenos e fatores ambientais (e.g. temperatura, fotoperíodo, período de cheias, condutividade, disponibilidade de alimento) regulam a atividade endócrina e comportamental do processo reprodutivo dos peixes

(SUNDARARAJ 1981; MUNRO, 1990; VAN DER KRAAK; PANKHURST, 1997). Barbieri; Salles; Cestarolli (2000) estudando o ciclo reprodutivo do dourado e do curimatá no rio Mogi Guaçu (SP), evidenciaram uma correlação positiva entre o desenvolvimento gonadal e a precipitação pluviométrica, e também com o aumento da temperatura e do fotoperíodo. Essa relação também foi verificada por Vazzoler; Menezes (1992), que identificaram variações da frequência mensal de espécies em reprodução em função da temperatura e nível pluviométrico para os Characiformes da América do Sul.

A contribuição de cada fator varia entre espécies, bem como, durante as fases da gametogênese (BYE, 1984), entretanto, a flutuação anual do fotoperíodo e da temperatura demonstram ser os principais fatores ambientais que regulam o processo reprodutivo em peixes teleósteos (DE VLAMING, 1975; LUKSIENÉ; SVEDÄNG, 1997; VOLPATO; TRAJANO, 2005).

Nos salmonídeos, o fotoperíodo apresenta um papel preponderante. O ciclo reprodutivo da truta-arco-íris (*Oncorhynchus mykiss*) e do salmão-do-atlântico (*Salmo salar*) parece ser controlado pela oscilação anual do fotoperíodo, com a temperatura realizando um papel modulador na maturação final, ovulação e desova (PANKHURST et al., 1996; DAVIES; BROMAGE, 2002; TARANGER et al., 2003). Em contrapartida, o ciclo reprodutivo dos ciprinídeos depende mais da temperatura do que do fotoperíodo (VAN DER KRAAK; PANKHURST, 1997). O início do desenvolvimento gonadal na carpa-comum (*Cyprinus carpio*) está associado com a elevação da temperatura, sendo que a desova ocorre quando a temperatura atinge seu máximo (BILLARD et al., 1978).

Para o bagre-do-canal (*Ictalurus punctatus*), a temperatura parece ser o principal fator que influencia o padrão sazonal do índice gonadosomático e do tempo de desova (DAVIS et al., 1986), e apesar da reprodução ser resultado de um ciclo hormonal interno, Hall et al. (2002) argumentaram que a magnitude das mudanças neste índice é fortemente controlada pela temperatura.

O efeito da manipulação da temperatura no processo reprodutivo está relacionado, sobretudo com as alterações do sistema endócrino, no qual a temperatura pode modular a ação dos hormônios associados aos componentes do eixo Hipotálamo-Pituitária-Gonadal (VAN DER KRAAK; PANKHURST, 1997; TVEITEN; SOLEVÅG; JOHNSEN, 2001), afetando as diferentes fases da reprodução, especialmente, a ovulação e desova (SUQUET et al., 2005).

Nos peixes que realizam migração reprodutiva, a maturação final e a desova ocorrem durante o deslocamento (ZANIBONI-FILHO; NUÑER, 2004). Em cativeiro, o desenvolvimento gonadal completa a vitelogênese e entra na fase conhecida como período de dormência na qual os peixes aguardam os estímulos ambientais propícios a desova (ZANIBONI-FILHO; WEINGARTNER, 2007).

A ausência destes estímulos normalmente é suprida pela administração de hormônios gonadotrópicos como o extrato hipofisário de carpas, a gonadotrofina coriônica humana, a gonadotrofina parcialmente purificada de salmão e o hormônio luteinizante e os hormônios liberadores das gonadotrofinas (GnRH, LHRH e análogos) (WOYNAROVICH; HORVÁTH, 1983; ZOHAR; MYLONAS, 2001; MYLONAS; ZOHAR, 2007; MYLONAS; FOSTIER; ZANUY, 2010).

Entretanto, em anos com irregularidades nas características climáticas das estações (e.g. anos com temperaturas amenas no inverno e verão; elevação tardia nas temperaturas durante a primavera/verão), a maturação gonadal pode tardar a acontecer e resultar em baixa produção de juvenis.

O potencial das espécies nativas brasileiras tem sido amplamente debatido (FRACALOSSO; ZANIBONI-FILHO; MEURER, 2002; KUBITZA, 2003; ZANIBONI-FILHO, 2004; BALDISSEROTTO; GOMES, 2005; KUBITZA; ONO; CAMPOS, 2007; ZANIBONI-FILHO; WEINGARTNER; BEUX, 2009) sendo que cerca de 23 foram apontadas como promissoras para piscicultura (ZANIBONI-FILHO, 2004) entre as mais de 3.000 espécies com ocorrência no país. Fazem parte deste grupo representantes da família Anostomidae, que podem ser encontrados em todas as bacias hidrográficas brasileiras, com destaque para o piaú *Leporinus friderici* (Bloch, 1794), o piaçu *Leporinus macrocephalus* (Garavello e Britski, 1988), a piapara *Leporinus elongatus* (Valenciennes, 1850) e a piava *Leporinus obtusidens* (Valenciennes, 1837) (ZANIBONI-FILHO, 2004; REYNALTE-TATAJE; ZANIBONI-FILHO, 2010).

A piava *L. obtusidens* (Figura 1) é uma espécie reofílica que ocorre nas Bacias do Paraná, Uruguai e São Francisco (ZANIBONI-FILHO, 2004). Atinge a primeira maturação (L_{50}) com 25,0 cm (AGOSTINHO et al., 2003) e há registros de exemplares selvagens capturados medindo 76,0 cm de comprimento e peso superior a 5,5 kg (ZANIBONI-FILHO et al., 2004). Esta espécie apresenta desenvolvimento ovariano sincrônico em grupos e desova total, com uma fecundidade absoluta aproximada de 255.000 ovócitos (VAZZOLER, 1996). Os ovócitos vitelogênicos são acinzentados,

esféricos e não adesivos (BORÇATO; BAZZOLI; SATO, 2004). A eclosão ocorre aproximadamente 18 horas após a fertilização e a alimentação exógena inicia em torno de quatro dias após a eclosão (ZANIBONI-FILHO; SCHULZ, 2003).



Figura 1. Exemplar de piava *Leporinus obtusidens*. Foto: LAPAD.

No baixo rio Paraná, *L. obtusidens* se reproduz entre outubro e dezembro (TELICHEVSKY DE FOLGUERA, 1981) e entre novembro e janeiro no alto rio Paraná (Brasil) (AGOSTINHO et al., 2003). No baixo rio Uruguai (Argentina) a reprodução ocorre na primavera com migrações longitudinais (ZANIBONI-FILHO; SCHULZ, 2003). No reservatório Yacyretá (Argentina) a época de reprodução corresponde ao período entre os meses de agosto e dezembro (ARAYA; AGOSTINHO; BECHARA, 2005). No alto rio Uruguai, a piava pode ser encontrada no reservatório de Itá e dentro das imediações do Parque Estadual do Turvo (SCHÜTZ; NUÑER; ZANIBONI-FILHO, 2008; ZANIBONI-FILHO et al., 2008) e embora não hajam informações sobre o período reprodutivo na região, Reynalte-Tataje et al. (2008) encontraram larvas na foz do rio Chapecó, na confluência com Rio Uruguai.

Trabalhos realizados na década de 1980 sinalizaram as primeiras tentativas de cultivo da piava em cativeiro, analisando a maturação gonadal (TELICHEVSKY DE FOLGUERA, 1981) e a adaptação e o crescimento com o uso de dietas artificiais (PARMA, 1980; PARMA DE CROUX, 1984). Nos anos seguintes, uma série de estudos foi publicada abordando aspectos mais específicos como a taxa metabólica (PARMA DE CROUX, 1993), a idade e o crescimento (ARAYA, 1999), a alimentação em cativeiro com diferentes fontes proteicas (FELIPETTO et al., 2005; RADÜNZ NETO et al., 2006; LAZZARI et al., 2007), a suplementação alimentar com vitaminas (DE MELLO et al., 1999), os regimes alimentares (DIAS JÚNIOR; MOURGUÉS-SCHURTER, 2001), a parasitologia (FELTRAN et al.,

2004; BARASSA, 2009), a variação hormonal pós-alimentação (DIAS JÚNIOR; MOURGUÉS-SCHURTER, 2009) e o uso da espécie como bioindicadora em estudos ecotoxicológicos (GLUSCZAK et al., 2006; GIODA et al., 2007; MORAES et al., 2007; DA FONSECA et al., 2008; MIRON et al., 2008; COSTA; HARTZ, 2009; MORAES et al., 2009; SALBEGO et al., 2010).

Importantes características qualificam a piava como uma espécie adequada para a piscicultura, como o hábito alimentar onívoro (ZANIBONI-FILHO, 2004), boa aceitação a alimentos inertes com ingestão a qualquer hora do dia e boa adaptação ao cativeiro (DIAS JÚNIOR; MOURGUÉS-SCHURTER, 2001), excelente qualidade de carne e a sua importância para a pesca comercial e recreativa, o que indica a existência de um mercado consumidor já consolidado (CARVALHO, 2004; BALDISSEROTTO, 2009; PEIXER; PETRERE, 2009).

A manipulação dos fatores ambientais e das condições de cultivo, tais como temperatura, salinidade, fotoperíodo e ração, é atualmente utilizada como um meio para gerenciar os processos fisiológicos em peixes cultivados. No entanto o potencial de maturação das espécies nativas em sistema indoor ainda é muito pouco conhecido.

Sob confinamento, em ambiente controlado, os peixes respondem aos estímulos presentes (PANKHURST; PORTER, 2003) e, portanto, um ajuste adequado dos parâmetros ambientais poderia alterar o ritmo biológico dos animais, criando a possibilidade de melhorar a produção de juvenis nos anos em que as condições climáticas atrasam a reprodução nas propriedades, bem como produzi-los em diferentes épocas do ano (BROMAGE; PORTER; RANDALL, 2001).

Santa Catarina apresenta um clima subtropical úmido com temperatura média anual de 20 °C e pluviometria de 1.500 mm por ano (NIMER, 1979). As estações do ano são bem marcadas com temperaturas do ar oscilando entre 20 e 30 °C no verão e entre 10 e 18 °C no inverno, na região litorânea (MONTEIRO, 2001; NERY, 2005). Normalmente a estocagem de alevinos inicia em meados de outubro, quando a temperatura da água começa a elevar (acima de 18 °C) (GRAEFF et al., 2001). Nesse período, produtores de espécies como a carpa-comum (*Cyprinus Carpio*) e tilápia (*Oreochromis niloticus*) iniciam o ciclo de cultivo, aproveitando o maior período de temperaturas quentes até a entrada do próximo inverno.

Para as espécies nativas migradoras, que normalmente desovam entre dezembro e fevereiro, há um curto período de aproveitamento do verão e com a redução das temperaturas no outono e inverno a tendência

é que o cultivo atinja baixas taxas de crescimento em suas fases iniciais. Esta estratégia reprodutiva de desova total em períodos curtos das espécies migradoras acaba muitas vezes dificultando o estabelecimento de uma cadeia produtiva significativa devido à oferta restrita de juvenis no ano e, conseqüentemente, uma baixa contribuição na produção aquícola.

A possibilidade de diversificar a oferta de produtos de pescado inserindo no mercado espécies nativas como a piava, abre novas oportunidades de negócios para os produtores de Santa Catarina. Somase a este cenário, a diminuição da oferta da piava nos mercados regionais do Rio Grande do Sul que eram abastecidos pela pesca extrativista, o que demonstra claramente uma redução dos estoques naturais (FRACALOSSO; ZANIBONI-FILHO; MEURER, 2002; BALDISSEROTTO, 2009), sinalizando uma demanda pelo produto que poderia ser suprida pela aquicultura.

O artigo apresentado a seguir será submetido para publicação na Revista Aquaculture.

OBJETIVOS

OBJETIVO GERAL

Avaliar a maturação da piava *Leporinus obtusidens* em sistema *indoor*.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Avaliar o desenvolvimento ovariano de *L. obtusidens* em diferentes temperaturas da água, através da distribuição de frequência do diâmetro dos ovócitos;
- Avaliar a motilidade, vigor e concentração espermática;
- Avaliar a evolução do fator de condição relativo das fêmeas de *L. obtusidens* ao longo dos meses;
- Avaliar o potencial de antecipação do desenvolvimento gonadal de *L. obtusidens* mantidas no sistema *indoor* em comparação com peixes estocados em um viveiro escavado.

CAPÍTULO 1 - ANTECIPAÇÃO DA MATURAÇÃO DE *Leporinus obtusidens* (VALENCIENNES, 1847) (ACTINOPTERYGII, ANOSTOMIDAE) EM SISTEMA INDOOR UTILIZANDO DIFERENTES TEMPERATURAS DA ÁGUA

RESUMO

Este estudo avaliou a antecipação da maturação da piava *Leporinus obtusidens*, uma espécie migratória Neotropical de água doce, em sistema *indoor* utilizando-se temperaturas da água de 25, 27 e 29 °C, quando comparada a de peixes estocados em um viveiro *outdoor* na temperatura ambiente. Para tanto os peixes foram amostrados mensalmente entre julho/2011 e janeiro/2012, quando foram realizadas biometrias, coletadas amostras de ovócitos intra-ovarianos e sêmen, e calculado o fator de condição relativo (K_n) para as fêmeas. Os ovócitos foram avaliados quanto à distribuição de frequência por classe de diâmetro e o sêmen pelo vigor espermático, tempo de motilidade e pela concentração de espermatozoides. Exemplares maduros do viveiro foram induzidos à reprodução, tendo sido estimada a fecundidade individual relativa e a taxa de fertilização. O vigor espermático, o tempo de motilidade e a concentração de espermatozoides dos peixes no sistema *indoor* não foram influenciados pela temperatura. Entretanto, quando comparado com o viveiro, os peixes do sistema *indoor* produziram sêmen mais concentrado e vigor espermático com maior frequência ocorrendo na classe 1 onde menos de 20% dos espermatozoides apresentaram motilidade. O incremento no diâmetro dos ovócitos foi relativamente rápido, com classes modais em setembro iguais ou maiores (950-1.200 μm) às observadas em ovócitos maduros (950-1.000 μm). Entretanto, a partir de outubro 15 fêmeas (25°C: $n=5$; 27°C: $n=6$; 29°C: $n=4$) apresentaram uma evidente regressão no desenvolvimento dos ovócitos enquanto 5 (27°C: $n=3$; 29°C: $n=2$) mantiveram classes modais entre 900 e 1.050 μm . Nos peixes do viveiro a fecundidade individual relativa média foi de $337,2 \pm 82,2$ ovócitos extrusados por grama de peso corpóreo e a taxa de fertilização média foi de $33,0 \pm 28,1\%$. As piavas submetidas a diferentes temperaturas da água no sistema *indoor* não apresentaram características morfológicas típicas de peixes maduros, entretanto os resultados demonstraram ser possível estimular o desenvolvimento gonadal manipulando-se a temperatura.

Palavras-chave: piava, espécie nativa, desenvolvimento gonadal, reprodução, ovócitos, sêmen.

INTRODUÇÃO

A capacidade de propagação artificial é uma das características fundamentais na seleção de espécies para a piscicultura (WOYNAROVICH; HORVÁTH, 1983; ZANIBONI-FILHO; NUÑER, 2004). Cerca de 23 espécies brasileiras apresentam grande potencial, destacando-se economicamente as migradoras como, o dourado (*Salminus brasiliensis*), o matrinxã (*Brycon amazonicus*), a piracanjuba (*Brycon orbignyanus*), a piapara (*Leporinus elongatus*), a piava (*Leporinus obtusidens*), o pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*) e o cachara (*P. reticulatum*) (BALDISSEROTTO; GOMES, 2005).

A piava é uma espécie Neotropical de água doce que ocorre nas bacias do Paraná, Uruguai e São Francisco (ZANIBONI-FILHO, 2004). Atinge a primeira maturação (L_{50}) com 25,0 cm (AGOSTINHO et al., 2003), apresenta desenvolvimento ovariano sincrônico em grupos, desova total e fecundidade absoluta de aproximadamente 255.000 ovócitos (VAZZOLER, 1996). Os ovócitos vitelogênicos são acinzentados, esféricos e não adesivos (BORÇATO; BAZZOLI; SATO, 2004). Seu período reprodutivo compreende os meses de primavera e verão, normalmente entre outubro e janeiro (TELICHEVSKY DE FOLGUERA, 1981; AGOSTINHO et al., 2003; ZANIBONI-FILHO; SCHULZ, 2003; ARAYA; AGOSTINHO; BECHARA, 2005) e no baixo rio Uruguai (Argentina), onde há uma maior abundância desta espécie, a temperatura média (1961-1990) do ar (proximidades de Buenos Aires) varia entre 23,6 °C no verão (média máxima de 28,9 °C e média mínima de 18,9 °C) e 11,3 °C no inverno (média máxima de 16,1 °C e média mínima de 7,9 °C) (SERVICIO METEREOLÓGICO NACIONAL, 2011).

A reprodução dos peixes migradores neotropicais está intimamente associada à temperatura da água, temporada de chuvas (elevação do nível da água e alteração da condutividade elétrica) e fotoperíodo (VAZZOLER; MENEZES, 1992; TAVARES; GODINHO, 1994; BRITO; SANTOS; BAZZOLI, 1999; BARBIERI; SALLES; CESTAROLLI, 2000; ZANIBONI-FILHO; SCHULZ, 2003; BAILLY; AGOSTINHO; SUZUKI, 2008; ARANTES et al., 2011), garantindo que os descendentes encontrem condições para a sobrevivência e crescimento (MUNRO, 1990; CARRILLO; ZANUY; BAYARRI, 2009).

A temperatura da água é um dos principais fatores ambientais que regulam a atividade reprodutiva dos peixes (LUKSIENÉ; SVEDÅNG, 1997; HILDER; PANKHURST, 2003), como demonstrado

para o dourado, curimatá (BARBIERI; SALLES; CESTAROLLI, 2000), piau (*Leporinus friderici*) (BRITO; SANTOS; BAZZOLI, 1999) e para os ciprinídeos (BILLARD et al., 1978; VAN DER KRAAK; PANKHURST, 1997). O efeito da temperatura da água no processo reprodutivo dos peixes está relacionado, sobretudo, às alterações no sistema endócrino, modulando a ação dos hormônios associados aos componentes do eixo Hipotálamo-Pituitária-Gônada (STACEY, 1984; NAGAHAMA, 1994; TVEITEN; JOHNSEN, 1999; GLASSER et al., 2004).

Em cativeiro, o desenvolvimento ovariano das espécies reofílicas é interrompido ao final da vitelogênese devido à ausência dos estímulos da migração para a maturação final e desova. No entanto, do ponto de vista reprodutivo, este aspecto não é limitante, pois a ausência destes estímulos é relativamente suprida pelas técnicas de indução hormonal (WOYNAROVICH; HORVÁTH, 1983; ZANIBONI-FILHO; NUÑER, 2004; ZANIBONI-FILHO; WEINGARTNER, 2007).

Nas estações de piscicultura que cultivam espécies migradoras, uma das estratégias para a formação de planteis de reprodutores é a captura de matrizes selvagens adultas. Estes peixes normalmente são estocados em viveiros escavados e anualmente, durante o período reprodutivo, os piscicultores verificam frequentemente a condição de maturação, utilizando critérios subjetivos baseados nas características morfológicas (WOYNAROVICH; HORVÁTH, 1983), e selecionam os exemplares visualmente maduros para a indução hormonal à desova. Deste modo, a produção de alevinos fica restrita a um curto período do ano e a oferta sazonal desta espécie dificulta o estabelecimento de uma cadeia produtiva. A produção de um maior número de alevinos por um período mais prolongado requer o escalonamento da produção, expondo vários lotes de reprodutores à diferentes combinações de temperatura da água e horas de luz com a finalidade de antecipar ou retardar o período de desova (BROMAGE; PORTER; RANDALL, 2001).

A manipulação dos fatores ambientais e das condições de cultivo, tais como temperatura, condutividade elétrica, fotoperíodo e ração, é atualmente utilizada como um meio para gerenciar os processos fisiológicos dos peixes e otimizar a produção (LUKSIENÉ; SVEDÄNG, 1997). Recentemente, manipulando a temperatura e o fotoperíodo, Sarkar et al. (2010) obtiveram sucesso na reprodução das principais carpas indianas (*Labeo rohita*, *Catla catla*, *Cirrihinus mrigala*) antecipando de três a quatro meses o período das desovas.

Nesse sentido, o objetivo deste estudo foi avaliar o potencial de antecipação da reprodução de *L. obtusidens* em sistema de cultivo

indoor utilizando-se diferentes temperaturas da água, que foi comparado com o de peixes estocados em viveiro de terra *outdoor* exposto à temperatura ambiente, condição típica de preparação de espécies de peixes migradores para reprodução induzida em pisciculturas na América do Sul.

MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi conduzido no Laboratório de Biologia e Cultivo de Peixes de Água Doce (27°43'44.13" S e 48°30'32.56" W), localizado em Florianópolis (SC) e em uma fazenda comercial (27°53'46.26" S e 48°41'51.81" W), localizada em Palhoça (SC), entre junho/2011 e janeiro/2012. Foram utilizadas 280 *Leporinus obtusidens*, (477,3±157,1g; 34,9±3,1cm) da primeira geração filial (F1) de progenitores selvagens capturados no rio Uruguai, que foram produzidas nas reproduções induzidas entre dezembro/2008 e janeiro/2009. Todos os exemplares foram identificados com transponders tipo PIT (Passive Integrated Transponder) e devido à ausência de dimorfismo sexual não puderam ser previamente sexados.

Em laboratório, a maturação gonadal foi avaliada em sistema *indoor* utilizando-se três tratamentos de temperatura da água: 25, 27 e 29°C. Cento e oitenta piavas foram distribuídas aleatoriamente em nove tanques circulares de fibra de vidro com fundo cônico e volume aproximado de 800 litros de água, totalizando 20 peixes por tanque e três repetições. Estes tanques foram conectados a um sistema de recirculação com fluxo de 6 L min⁻¹, aeração constante (>5 mg O₂ L⁻¹) e fotoperíodo controlado (14L:10E; 92,8±17,8 Lux). Os peixes foram aclimatados neste sistema por 30 dias com temperatura a 24 °C e ao final deste período, a temperatura foi ajustada às condições experimentais através de aquecedores (Sarlo Better®) e termostatos digitais (Acquaterm – Full Gauge Controls®).

Na fazenda, cem piavas foram estocadas em um viveiro de terra de 2.000 m², profundidade média de 1,2 m e taxa de renovação da água de 20% ao dia, e portanto submetidas às variações de temperatura e fotoperíodo do ambiente.

Os peixes foram alimentados até a saciedade aparente duas vezes ao dia (08:00 e 16:00h) no sistema *indoor* e uma vez ao dia no viveiro (10:00h), com ração comercial extrusada (Supra® Acqua Fortificada) contendo 38% de proteína bruta e 3.400 kcal kg⁻¹ de energia digestível.

A cada 30 dias foi realizada uma biometria, amostrando-se todos os indivíduos do sistema *indoor* e do viveiro, registrando-se o comprimento total com auxílio de um ictiômetro, peso total por meio de balança digital com precisão de 0,01g e o sexo.

O critério adotado para sexagem dos exemplares foi o sucesso na coleta de gametas. Para os machos foram coletadas amostras quando o volume de sêmen foi superior a 20 μ L e avaliado a concentração espermática, vigor e tempo de motilidade. Na amostragem dos gametas masculinos, a região urogenital e a nadadeira anal foram enxutas com papel toalha e a coleta foi realizada por leve pressão no sentido ântero-posterior do abdômen. A primeira gota do sêmen foi descartada para evitar contaminações, e o restante foi coletado com uma seringa descartável.

Uma alíquota de 10 μ L do sêmen coletado foi diluída (1:1000) em solução de formol-citrato (2,9 g de citrato de sódio, 4 mL de formaldeído 35% e 100 mL água destilada) e, em seguida, foi realizada a contagem dos espermatozoides, com auxílio de uma câmera de Neubauer, para determinação da concentração espermática (CBRA, 1998).

Para avaliação do vigor espermático e tempo de motilidade, uma alíquota de 10 μ L do sêmen foi colocada sobre uma lâmina de vidro e, a seguir, homogeneizada com água destilada (1:5). O vigor espermático e o tempo de motilidade foram observados em microscópio óptico (Leica DMLB, 400x), sendo considerados os espermatozoides que apresentaram movimento em um único campo visual, desde a ativação até o momento em que, aproximadamente, 90% destes ficaram imóveis. O tempo de motilidade foi cronometrado e o vigor espermático foi expresso como uma porcentagem em uma escala relativa de 1 a 5 (1: até 20%; 2: 20-40%; 3: 40-60%; 4: 60-80% e 5: 80-100% de motilidade) (CAROLSFELD et al., 2003). As amostras que apresentaram indícios de contaminação com urina ou ativação antes das análises foram descartadas.

Para as fêmeas, a coleta de ovócitos intra-ovarianos foi realizada com auxílio de uma cânula plástica (2,0 mm de diâmetro externo e 20 cm de comprimento) introduzida pela abertura urogenital. Para avaliar o estágio de desenvolvimento ovariano, aproximadamente 60 ovócitos foram fixados por 30 minutos em solução de Gilson modificada (SIMPSON, 1951) e em seguida transferidos para álcool 70° GL, para posterior análise do padrão de distribuição de frequência percentual dos diâmetros (ROMAGOSA; PAIVA; GODINHO, 1990). Os ovócitos fixados foram fotomicrografados com uma câmera digital

(Canon 7D; 5184 x 3456 pixels), acoplada a um microscópio estereoscópico (Olympus SZ40), e seus diâmetros foram medidos com auxílio do software ImageJ (National Institutes of Health, USA), seguindo metodologia proposta por GANIAS et al. (2010). Para cada ovócito foram tomadas medidas no maior e no menor eixo, sendo o diâmetro representado pela média destas.

O fator de condição relativo ($K_n = W_t/W_e$) foi determinado individualmente para as fêmeas (LE CREN, 1951) e aos valores de peso total (W_t) e comprimento total (L_t) foi ajustada a expressão $W_t = aL_t^b$ pelo do método dos mínimos quadrados e estimados seus coeficientes. Os coeficientes da regressão foram utilizados no cálculo do peso teoricamente esperado (W_e) para um dado valor de L_t através da equação: $W_e = aL_t^b$ (ANDRADE-TALMELLI; FENERICH-VERANI; VERANI, 1999; ROMAGOSA et al., 2001).

O experimento foi encerrado em janeiro/2012 quando exemplares de *L. obtusidens* do viveiro apresentaram características morfológicas externas indicativas de peixes sexualmente maduros, tais como abaulamento do ventre e orifício urogenital saliente e avermelhado nas fêmeas, e capacidade de liberar sêmen sob leve pressão abdominal nos machos (WOYNAROVICH; HORVÁTH, 1983).

Animais com estas características foram separados do grupo e induzidos à maturação final e ovulação pelo método de indução artificial. Ambos os sexos foram submetidos ao tratamento hormonal com extrato bruto de hipófise de carpa (EPC) em duas aplicações, em intervalo de 12 h entre aplicações, na razão de 0,4 e 4,0 mg kg⁻¹ para machos e 0,5 e 5,0 mg kg⁻¹ para fêmeas (WOYNAROVICH; HORVÁTH, 1983).

Os gametas de ambos os sexos foram extrusados manualmente a fertilização realizada a seco (LAHNSTEINER; BERGER; WEISMANN, 2003). Em seguida, os ovos foram distribuídos em incubadoras cilíndrico-cônicas (20 L) com fluxo ascendente e posteriormente foram analisadas a fecundidade individual relativa (número de ovócitos extrusados por peso corpóreo em gramas) (PAVLOV; EMEL'YANOVA; NOVIKOV, 2009) e a taxa de fertilização.

Para a estimativa da taxa de fertilização foram avaliados 260 ovos (ZANIBONI-FILHO, 1992) em microscópio estereoscópico (Leica MZ125), de 8 a 10 horas após a fecundação, considerando-se como viáveis os ovos com o estágio de fechamento do blastóporo completo (RIZZO; GODINHO; SATO, 2003).

Ao longo do período experimental a temperatura e o oxigênio dissolvido da água foram monitorados (YSI 56) diariamente no sistema *indoor*, somente no período da tarde. Semanalmente foram analisadas as concentrações de amônia total (GRASSHOFF, 1976), nitrito (MACKERETH; HERON; ALLING, 1978) e o pH (YSI 63). No viveiro, a temperatura foi registrada a cada hora com um data logger (TidBit[®]) fixado a 50cm de profundidade e o fotoperíodo foi estimado utilizando-se as coordenadas geográficas e o período experimental (LAMMI, 2008), tendo sido verificado que o comprimento do dia aumentou gradualmente de 10h22min em junho para 13h53min em dezembro, apresentando pequena redução em janeiro (13h43min).

Nos procedimentos de manejo, os peixes foram capturados com auxílio de puçás (sistema *indoor*) e de redes (viveiro), e anestesiados com eugenol na dosagem de 37,5 mg L⁻¹ para reduzir o estresse (VIDAL et al., 2007), sendo que o fornecimento de ração foi suspenso 24 h antes das medições.

A média inicial e final dos comprimentos e pesos foi comparada através do teste *t* de Student ($\alpha=0,05$) (ZAR, 2010). Diferenças na proporção entre os sexos dos peixes estocados em cada temperatura no sistema *indoor* e no viveiro foram avaliadas pelo teste do qui-quadrado ($\alpha=0,05$) (ZAR, 2010).

A concentração espermática de *L. obtusidens* mantidos em cada temperatura da água no sistema *indoor* foi comparada com a dos peixes do viveiro através do teste *t* de Student ($\alpha=0,05$) e a relação entre a concentração de espermatozoides e a temperatura foi representada pela análise de regressão (ZAR, 2010).

A dependência entre a temperatura da água e as classes de vigor espermático, e entre a temperatura e as classes de tempo de motilidade foi avaliada pelo teste *G* com correção de Williams ($\alpha=0,05$) (MCDONALD, 2009). Quando as classes não apresentaram dependência da temperatura, elas foram agrupadas independentemente da temperatura e comparadas com as proporções observadas no viveiro através do teste do qui-quadrado ($\alpha=0,05$) (ZAR, 2010).

Os diâmetros dos ovócitos foram apresentados através de distribuições de frequência construídas em classes de 50 μm , sendo que para melhor visualização, fêmeas cujos ovócitos apresentaram mesma classe modal e distribuição semelhante nas demais classes, foram agrupadas mensalmente independentemente da temperatura.

Os valores médios de K_n dos peixes no sistema *indoor* e no viveiro foram comparados ao valor centralizador $K_n=1,0$ através do teste *t* de Student ($H_0: K_n= 1,0; \alpha=0,05$) (ZAR, 2010).

RESULTADOS

Durante o período experimental a temperatura da água apresentou uma oscilação máxima de 1,0 °C em torno do valor definido para cada temperatura no sistema *indoor* (Tabela 1). Para os peixes mantidos no viveiro, a temperatura média diária variou entre 12,5 (julho) e 29,8 °C (dezembro) com média (\pm desvio padrão) no período igual a 22,3 \pm 3,4 °C (Figura 2). As concentrações de oxigênio dissolvido e o pH mantiveram-se dentro da faixa adequada para o cultivo de peixes (Tabela 1). As concentrações de nitrito, amônia total e não-ionizada estiveram abaixo do limite letal descrito para a *L. obtusidens* (BOLNER, 2007).

O sucesso na identificação dos sexos foi de aproximadamente 60,0% (Tabela 2), variando nos tratamentos entre 43,3 (27 °C) e 80,0% (29 °C). A proporção entre machos e fêmeas variou nos tratamentos, com predomínio de machos nas temperaturas 25 °C (qui-quadrado=4,03; $P=0,04$), 29 °C (qui-quadrado=13,02; $P<0,05$) e no viveiro (qui-quadrado=11,36; $P<0,05$). Nas diferentes temperaturas e no viveiro foi registrado crescimento significativo em comprimento e peso (Tabela 2).

Tabela 1. Valores médios (\pm erro padrão) dos parâmetros de qualidade de água no sistema *indoor*.

Parâmetros	Tratamentos		
	25	27	29
Temperatura (°C)	25,3 \pm 0,03	27,0 \pm 0,10	28,9 \pm 0,06
Oxigênio (mg L ⁻¹)	6,2 \pm 0,18	5,8 \pm 0,12	5,6 \pm 0,09
pH	6,6 \pm 0,02	6,6 \pm 0,01	6,6 \pm 0,03
Amônia total (mg L ⁻¹)	0,5 \pm 0,03	0,5 \pm 0,01	0,6 \pm 0,01
Amônia não-ionizada (μ g L ⁻¹)	0,2 \pm 0,04	0,4 \pm 0,01	0,6 \pm 0,03
Nitrito (μ g L ⁻¹)	10,4 \pm 0,92	10,4 \pm 0,44	13,9 \pm 0,93

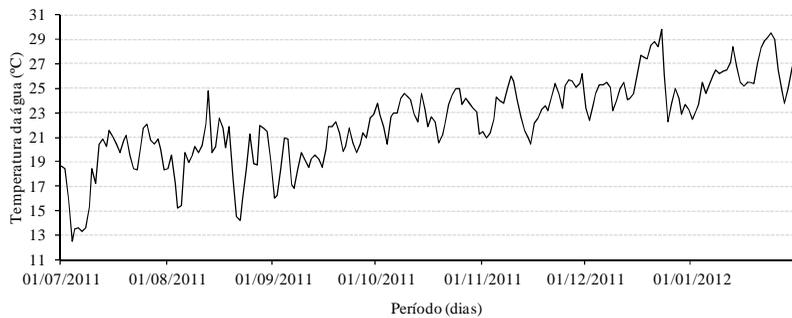


Figura 2. Temperatura média diária da água no viveiro onde foram estocados *L. obtusidens*.

Tabela 2. Sexagem, peso e comprimento médios (\pm desvio padrão) das piavas nas diferentes temperaturas da água do sistema *indoor* e no viveiro.

Tratamentos	Sexos			Peso (g) (min-max)		Comprimento (cm) (min-max)	
	Machos	Fêmeas	Indefinidos	Inicial	Final	Inicial	Final
25 °C	21*	9	30	484,2 \pm 161,3 ^a (226,0-1085,0)	556,9 \pm 130,3 ^b (412,5-1028,5)	35,1 \pm 3,2 ^a (28,7-44,8)	36,38 \pm 2,4 ^b (33,2-44,5)
27 °C	16	10	34	479,1 \pm 165,7 ^a (222,0-955,0)	595,7 \pm 189,7 ^b (312,5-1210,0)	34,8 \pm 3,3 ^a (28,3-43,7)	36,9 \pm 3,2 ^b (31,3-45,0)
29 °C	37*	11	12	468,5 \pm 145,7 ^a (201,5-1075,0)	641,6 \pm 212,7 ^b (354,5-1250,0)	34,8 \pm 2,9 ^a (27,3-45,5)	37,9 \pm 3,7 ^b (32,7-48,0)
Viveiro	49*	20	31	474,8 \pm 155,9 ^a (203,0-1084,5)	619,4 \pm 208,2 ^b (321,0-1195,0)	34,8 \pm 3,1 ^a (27,8-45,1)	38,3 \pm 3,6 ^b (31,5-46,7)

* Diferença significativa na proporção entre machos e fêmeas através do teste do qui-quadrado ($\alpha = 0,05$).

Letras diferentes na mesma linha indicam diferença significativa através do teste *t* de Student ($\alpha = 0,05$).

A produção de sêmen em *L. obtusidens* submetidas a diferentes temperaturas foi precoce quando comparada com a dos peixes do viveiro (Figura 3). Na temperatura 25 °C, machos liberando sêmen ocorreram entre agosto e dezembro com frequência inferior a 40,0%, exceto em novembro (45,8%) (Figura 3a). O período de machos com sêmen na temperatura 27 °C estendeu-se de julho a janeiro com maior frequência em outubro (81,2%) e inferior a 40,0% nos demais meses (Figura 3b). Na temperatura 29 °C uma elevada frequência de ocorrência foi observada em agosto mantendo-se acima de 60,0% até outubro (Figura 3c). No viveiro, a presença de machos espermiando foi expressiva a partir de outubro com frequência superior a 80,0%, mantendo-se neste patamar até o mês de janeiro (Figura 3d).

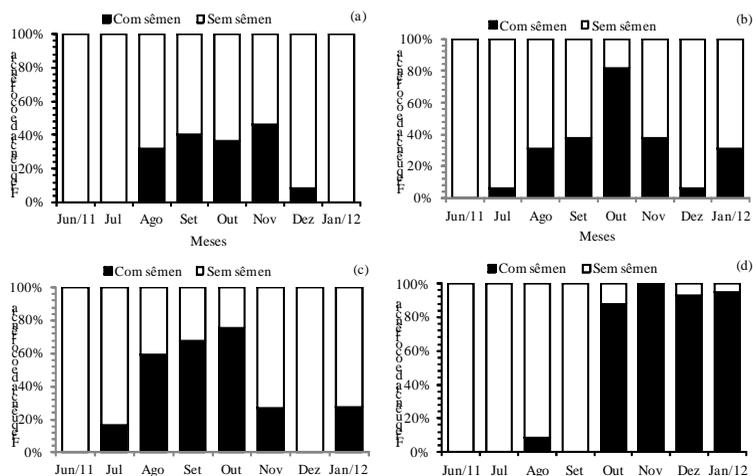


Figura 3. Frequência mensal de machos de *L. obtusidens* com e sem sêmen nas diferentes temperaturas da água (a) 25 ($n=21$), (b) 27 ($n=16$) e (c) 29 °C ($n=37$), e (d) no viveiro ($n=49$).

A temperatura da água não produziu efeito significativo na concentração espermática, embora as distribuições denotassem uma tendência na redução da concentração com o aumento da temperatura (Figura 4). As piavas do viveiro produziram sêmen com número significativamente menor de espermatozoides do que os peixes mantidos nas temperaturas 25 ($t=2,84$; $P<0,05$; $gl=55$), 27 ($t=2,13$; $P<0,05$; $gl=51$) e 29 °C ($t=2,29$; $P<0,05$; $gl=62$) (Figura 4).

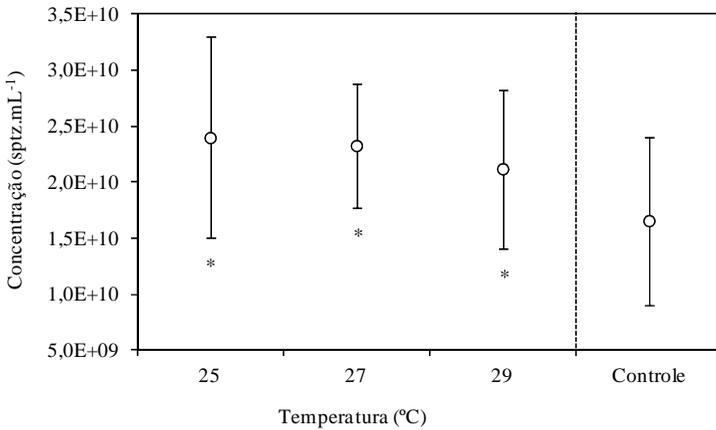


Figura 4. Concentração espermática (média±desvio padrão) de *L. obtusidens* no sistema *indoor*, em diferentes temperaturas, e no viveiro. * Diferença significativa na comparação com o viveiro através do teste *t* de Student ($\alpha=0,05$).

O vigor espermático não apresentou dependência da temperatura da água ($G=10,44$; $P=0,23$; $gl=8$) e quando agrupados os tratamentos do sistema *indoor*, as proporções entre as classes diferiram significativamente (qui-quadrado=10,98; $P=0,02$; $gl=4$) da distribuição observada no viveiro (0,15; 0,19; 0,26; 0,26; 0,14 nas classes de 1 a 5, respectivamente). Tais diferenças foram atribuídas principalmente ao predomínio da classe 1, na qual o sêmen apresentou menos de 20,0% de espermatozoides ativos (Figura 5a). No viveiro, as frequências foram mais homogêneas e estiveram distribuídas nas classes 3 e 4 em cerca de 50,0% das amostras de sêmen analisadas.

O tempo de motilidade não apresentou dependência da temperatura da água ($G=18,57$; $P=0,29$; $gl=16$) assim como, as frequências agrupadas do sistema *indoor* foram estatisticamente semelhantes (qui-quadrado=9,12; $P=0,33$; $gl=8$) às proporções registradas no viveiro (0,00; 0,06; 0,27; 0,30; 0,28; 0,08; 0,01; 0,00; 0,00 nas classes de 15 a 95, respectivamente) (Figura 5b). Contudo, observou-se uma variação discreta na frequência entre as temperaturas, com predomínio nas classes 55 e 65 s (78,6%) na temperatura 25 °C, moda na classe 45 s (45,0%) na temperatura 27 °C e o aumento progressivo na frequência de ocorrência entre as classes 15 e 55 s nos peixes mantidos a 29 °C.

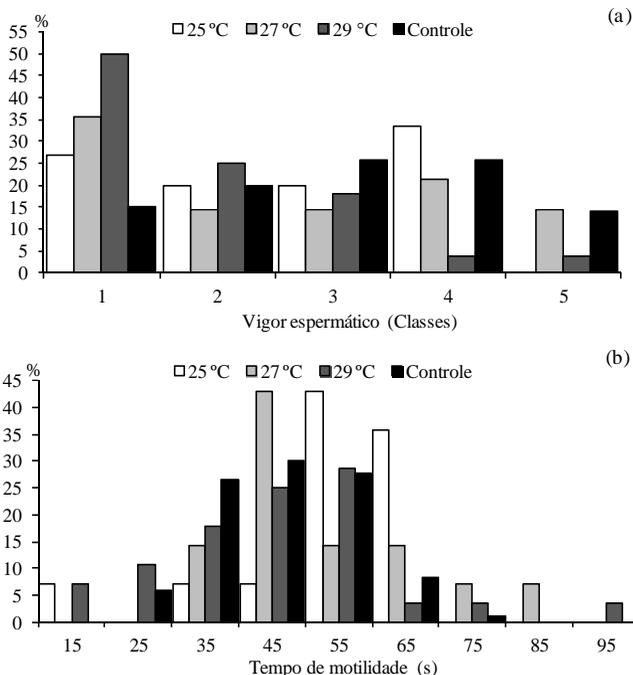


Figura 5. Distribuição de frequência relativa por classe de vigor (a) e tempo de motilidade (b) espermática de *L. obtusidens* no sistema *indoor* em diferentes temperaturas da água e no viveiro.

A variação mensal do fator de condição relativo (K_n) foi diferente em cada temperatura, bem como no viveiro, entretanto foram registradas médias próximas ao valor centralizador ($K_n=1,0$) na maior parte dos meses (Figura 6). As fêmeas mantidas a 25 °C apresentaram $K_n=1,0$ no decorrer dos meses, exceto em dezembro ($t=-3,26$; $P<0,05$; $gl=8$) e janeiro ($t=-4,36$; $P<0,05$; $gl=8$), quando o índice reduziu significativamente. Na temperatura 27 °C houve uma tendência crescente do K_n com médias significativamente maiores que 1,0 em outubro ($t=2,62$; $P<0,05$; $gl=9$) e novembro ($t=2,71$; $P<0,05$; $gl=9$). O K_n médio na temperatura 29 °C foi estatisticamente menor que 1,0 em junho ($t=-2,62$; $P<0,05$; $gl=10$) e julho ($t=-3,51$; $P<0,05$; $gl=10$) e representou o tratamento com as distribuições mais heterogêneas, principalmente, de agosto a outubro. No viveiro, as fêmeas apresentaram redução significativa em junho ($t=-2,82$; $P<0,05$; $gl=19$), julho ($t=-3,23$; $P<0,05$; $gl=19$), agosto ($t=-6,88$; $P<0,05$; $gl=19$), dezembro ($t=-3,19$;

$P < 0,05$; $g_l = 19$) e janeiro ($t = -4,06$; $P < 0,05$; $g_l = 19$), apresentando $K_n = 1,0$ nos demais meses.

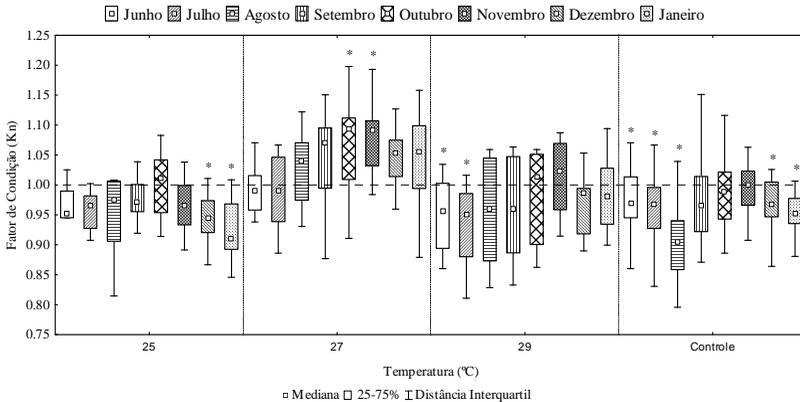


Figura 6. Fator de condição relativo (K_n) das fêmeas de *L. obtusidens* submetidas as diferentes temperaturas da água no sistema *indoor* e no viveiro. * Diferenças significativas através do teste *t* de Student (H_0 : $K_n = 1,0$; $\alpha = 0,05$).

O incremento no diâmetro dos ovócitos das piavas no sistema *indoor* foi relativamente rápido (entre julho e setembro), entretanto em níveis variados de desenvolvimento. Ovócitos de duas fêmeas em julho, nas temperaturas 25 (T25: 2) e 27 °C (T27: 1), apresentaram elevada amplitude de diâmetro com uma única classe modal em 800 μm (Figura 7A). Em agosto na temperatura 29 °C, uma fêmea (T29: 3) apresentou ovócitos com diâmetro predominando na classe de 750 μm (Figura 7B) e uma fêmea (T29: 2) com classe modal em 900 μm (Figura 7D). Os ovócitos de cinco fêmeas (T25: 1, 4; T27: 1, 4 e T29: 1) apresentaram distribuição bimodal nas classes 800 e 850 μm (Figura 7C). Em setembro obteve-se o maior número de amostras de ovócitos durante o estudo ($n = 14$), com classes de diâmetro modais variando entre 950 e 1.200 μm (Figura 7E-J). Nos meses seguintes algumas fêmeas apresentaram evidente regressão no desenvolvimento ovariano enquanto outras mantiveram ovócitos com classes modais entre 900 e 1.050 μm (Figura 8). Em outubro, três fêmeas mantidas em água à 29 °C (T29: 2, 4, 5) apresentaram deslocamento modal para as classes 700-750 (Figura 8L) e 850 μm (Figura 8M). Os ovócitos de apenas duas fêmeas (T27: 9 e T29: 1) predominaram com frequência superior a 50,0% na classe de

1.000 μm (Figura 8N), enquanto as fêmeas da temperatura 25 °C regrediram a partir de outubro. As classes modais 900 μm (T27: 3) (Figura 8P), 950 μm (T27: 2 e T29:1, 2) (Figura 8Q) e 1.000 μm (T27: 2, 3 e T29: 1, 2 e 6) (Figura 8o) foram observadas em novembro e dezembro. Uma única fêmea com distribuição de frequência bimodal nas classes 1.000 e 1.050 μm ocorreu em janeiro (T27: 1) (Figura 8R).

Amostragens de ovócitos intra-ovarianos das piavas do viveiro foram bem sucedidas de novembro a janeiro, bem como, um maior número de fêmeas respondeu aos estímulos ambientais à maturação (Figura 9). O diâmetro máximo dos ovócitos amostrados nos peixes do viveiro (1.148,6 μm) foi relativamente menor quando comparado ao dos peixes mantidos no sistema *indoor* (1.266,1 μm). As distribuições de frequência dos diâmetros dos ovócitos em novembro apresentaram classes modais entre 850 (fêmeas 1, 3 e 16) e 900 μm (fêmea 2) (Figura 9A-B). Em dezembro a maioria das fêmeas (1, 4, 6, 8, 10, 12, 13, 14, 18 e 19) apresentou ovócitos com diâmetros predominando (50%) na classe de 850 μm (Figura 9E), enquanto um grupo de sete fêmeas apresentou modas a esquerda (3, 5, 7, 9 e 17, Figura 9C-D) e a direita (2 e 11, Figura 9F) desta classe. Um maior número de fêmeas foi amostrado em janeiro ($n=18$) com modas variando entre 750 e 1050 μm (Figura 9G-N), das quais em 14 piavas houve um predomínio de ovócitos nas classes 950 e 1.050 μm (Figura 9J-N).

As maiores séries de amostras de ovócitos coletados de uma mesma fêmea ao longo do tempo ocorreram na temperatura 29 °C, provenientes de duas fêmeas (T29:1 e T29:2). A fêmea T29:1 apresentou deslocamento modal das frequências dos diâmetros de 800 μm (agosto) para 1.000 μm (novembro) e uma discreta redução em dezembro para a classe de 950 μm (Figura 7C,E e Figura 8N,O,Q). O fator de condição relativo médio ($1,06 \pm 0,07$; min-max, 0,97-1,15) no período para esta fêmea foi significativamente maior que 1,0 ($t=2,37$; $P=0,03$; $gl=6$). A fêmea T29:2 apresentou pequenas oscilações mensais no diâmetro dos ovócitos, com moda variando de 850 a 1.000 μm entre agosto e dezembro (Figura 7D e Figura 8M,O,Q), e manteve o fator de condição médio ($0,91 \pm 0,03$; min-max, 0,88-0,96) menor que 1,0 ($t=8,15$; $p<0,01$; $gl=6$).

Na temperatura 27 °C, os ovócitos da fêmea T27:1 evoluíram de uma distribuição assimétrica negativa com moda em 800 μm (julho) a uma distribuição leptocúrtica bimodal nas classes 1.100 e 1.150 μm (setembro) (Figura 7A,C,I). Somente em janeiro obteve-se uma nova amostra desta fêmea, que apresentou discreta regressão no diâmetro dos ovócitos, com distribuição bimodal em 1.000 e 1.050 μm (Figura 8R).

Outras duas fêmeas (T27:2 e T27:3) mantidas nesta temperatura apresentaram discreta redução no diâmetro dos ovócitos, com modas deslocando de 1.050-1.150 μm em setembro (Figura 7H-I) para 900-950 μm em dezembro (Figura 8P-Q). A variação mensal do fator de condição relativo individual destas três fêmeas foi semelhante e agrupado apresentou média ($1,11 \pm 0,03$; min-max, 1,03-1,17) significativamente maior que 1,0 ($t=14,35$; $P<0,01$; $gl=20$).

Ovócitos com características macroscópicas indicativas de atresia (brancos e opacos) foram observados em baixa frequência (<5%) no sistema *indoor* durante todo o experimento, exceto em dezembro, quando foram coletadas subamostras contendo 30 ovócitos e verificado que 32,1% destes se encontravam em algum estágio de atresia.

Na Tabela 3 estão apresentadas as variáveis reprodutivas das fêmeas do viveiro. Responderam positivamente ao tratamento hormonal 75,0% (*) das 16 fêmeas selecionadas (*PIT* tags representados pelos números: 1*, 2*, 4*, 5, 6*, 7*, 8*, 9*, 10*, 11*, 12*, 14*, 15, 20, 22 e 23*), que apresentaram fecundidade individual relativa média de $337,18 \pm 82,23$ ovócitos por grama de peso vivo e taxa de fertilização entre 3,9 e 79,7%. O fator de condição médio ($0,95 \pm 0,03$) agrupado das fêmeas que desovaram foi significativamente menor que 1,0 ($t=-5,50$; $P<0,01$; $gl=11$).

Aproximadamente 83,0% das fêmeas induzidas que desovaram apresentaram distribuição unimodal do diâmetro dos ovócitos na classe 950 ou 1.000 μm , entretanto, as maiores taxas de fertilização ocorreram em *L. obtusidens* que produziram ovócitos com moda em 1.000 μm . Em duas fêmeas que desovaram, mas apresentaram taxas de fertilização inferiores, os ovócitos predominaram na classe 1.050 μm enquanto que, as fêmeas induzidas que não desovaram apresentaram distribuição com moda em 900 μm .

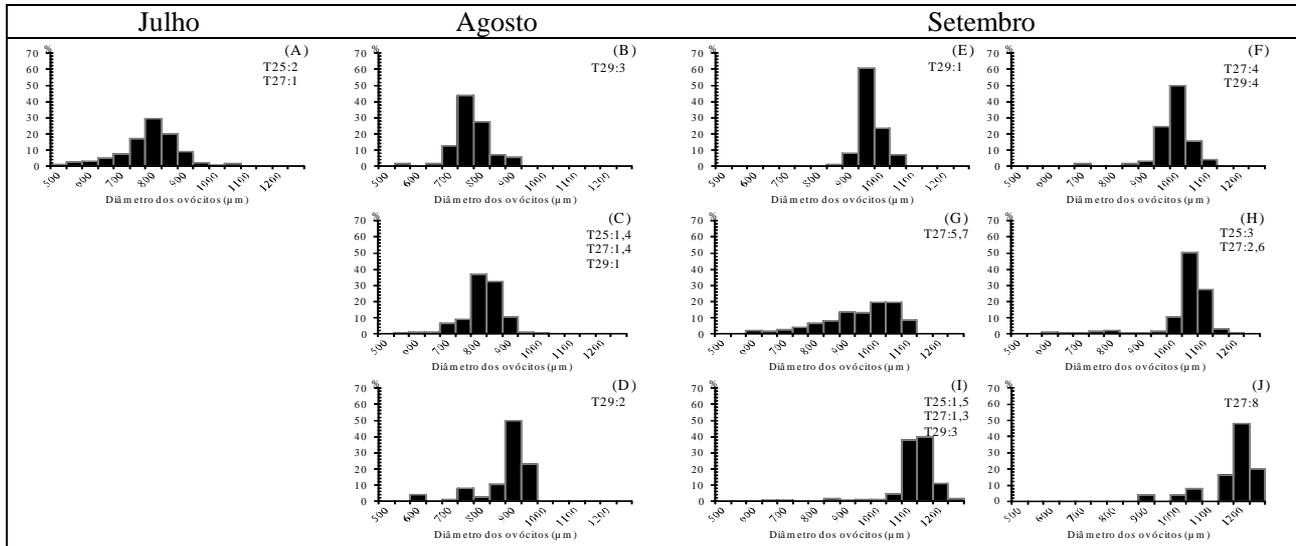


Figura 7. Frequências dos diâmetros dos ovócitos de *L. obtusidens* mantidas no sistema *indoor* em diferentes temperaturas da água (25, 27 e 29°C), agrupados mensalmente (Julho a Setembro) por semelhança na distribuição. Os PIT tag das fêmeas foram representados em cada temperatura (T25, T27 e T29) por números de 1 a 9.

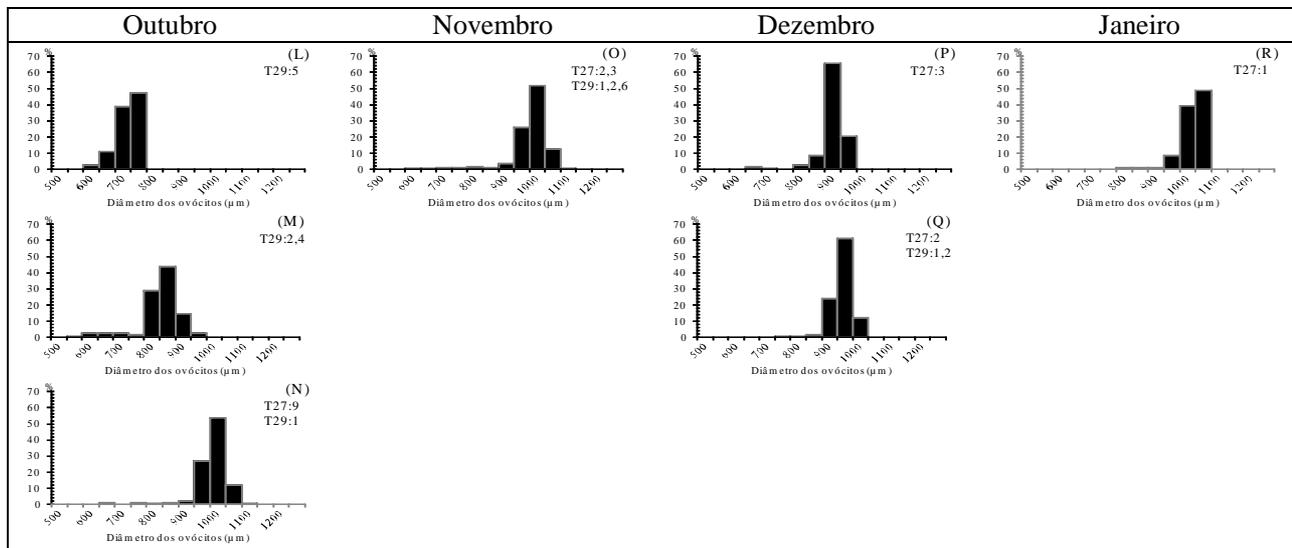


Figura 8. Frequências dos diâmetros dos ovócitos de *L. obtusidens* mantidas no sistema *indoor* em diferentes temperaturas da água (25, 27 e 29°C), agrupados mensalmente (Outubro a Janeiro) por semelhança na distribuição. Os PIT tag das fêmeas foram representados em cada temperatura (T25, T27 e T29) por números de 1 a 9.

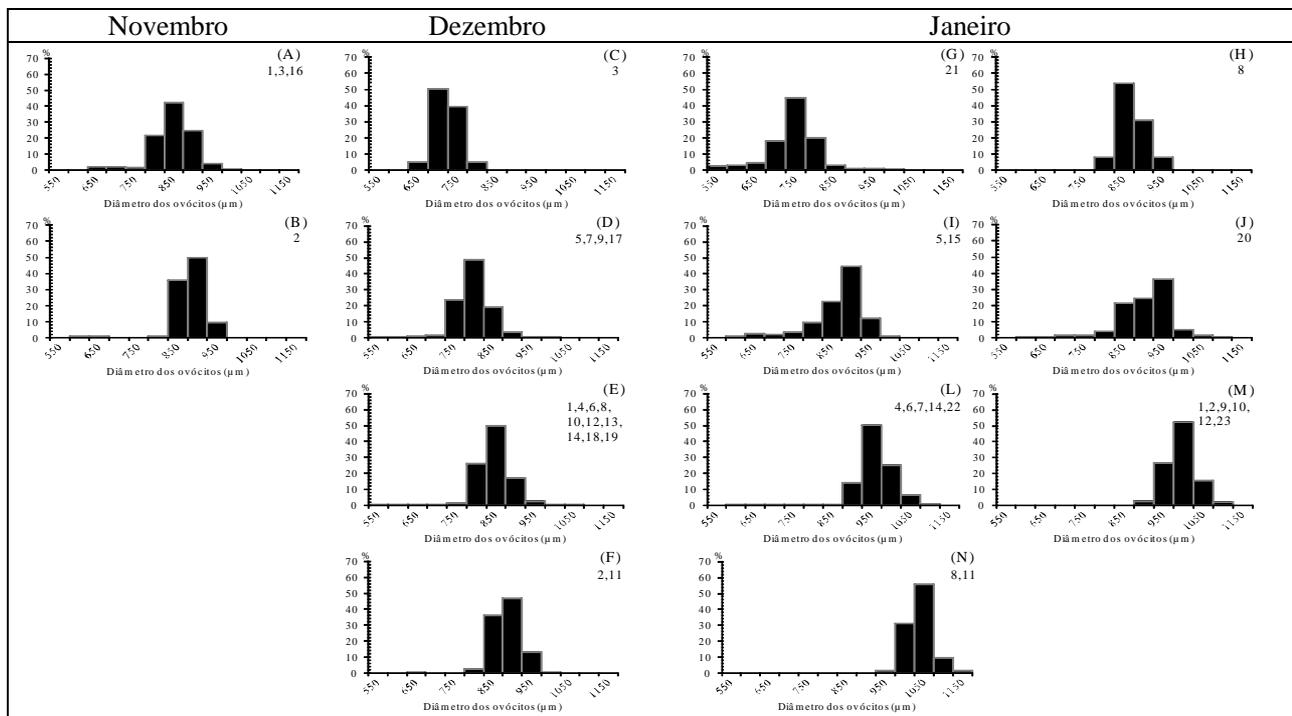


Figura 9. Frequências dos diâmetros dos ovócitos de *L. obtusidens* mantidas no viveiro, em temperatura do ambiente, agrupadas por semelhança na distribuição. Os PIT tag das fêmeas foram representados por números de 1 a 23.

Tabela 3. Variáveis reprodutivas das fêmeas de *L. obtusidens* do viveiro.

Variáveis reprodutivas	
<i>n</i>	16
Peso (g)	
mínimo-máximo	601-1195
média±dp	812,2±161,5
Comprimento (cm)	
mínimo-máximo	37,8-45,0
média±dp	41,0±2,3
<i>K_n</i>	0,95±0,03
Resposta positiva (%)	75
Período de latência (h)	207±2,8
Peso dos ovócitos extrusados (g)	116,1±36,7
Número de ovócitos por grama	2385,3±461,2
Fecundidade individual relativa (ovócitos extrusados/g de peso corpóreo)	337,2±82,2
Taxa de fertilização (%)	
mínimo-máximo	3,9-79,7
média±dp	33,0±28,1

DISCUSSÃO

A temperatura da água é um importante fator ambiental que afeta o ritmo endógeno dos organismos (ANGILLETTA JR., 2009) e apresenta um papel preponderante na atividade reprodutiva dos peixes teleósteos (LAM, 1983; VAN DER KRAAK; PANKHURST, 1997).

As piavas submetidas a diferentes temperaturas no sistema *indoor* não apresentaram características morfológicas típicas de peixes maduros ao final do experimento, entretanto, os resultados evidenciaram a antecipação no início da maturação gonadal, influenciada pela temperatura.

Em geral, a produção de sêmen nas diferentes temperaturas do sistema *indoor* ocorreu com três meses de antecedência em comparação aos peixes do viveiro. A espermatogênese é sensível às mudanças de temperatura, sobretudo acelerando o processo de desenvolvimento, como foi demonstrado para a tilápia-do-Nilo (VILELA et al., 2003). Para a medaka (*Oryzias latipes*), uma variação de 10 °C (15-25 °C) foi suficiente para reduzir de 20 para 12 dias o tempo necessário para completar a espermatogênese (EGAMI; HYODO-TAGUCHI, 1967).

A frequência de ocorrência de machos com sêmen foi relativamente maior em *L. obtusidens* mantidos a 29 °C, entretanto, os parâmetros avaliados de qualidade de sêmen não foram influenciados pela temperatura. Diferenças significativas foram identificadas no vigor do sêmen coletado no sistema *indoor* em contraste com o dos peixes do viveiro, indicando que a temperatura da água refletiu negativamente neste parâmetro, com predomínio de baixo percentual (<20%) de espermatozoides ativos. Em contrapartida, a concentração espermática do sêmen dos peixes neste sistema foi significativamente maior que a dos peixes do viveiro, mas ambas foram relativamente superiores a média ($1,19 \pm 0,39 \times 10^{10}$ spz.mL⁻¹) registrada por Taitson; Chami; Godinho (2008) para *L. obtusidens*.

Independentemente da temperatura, as maiores frequências do tempo de motilidade ocorreram entre as classes 45 e 65 s, semelhante ao encontrado para a mesma espécie por Murgas et al. (2002) (67 ± 37 s), utilizando sêmen fresco e água destilada como ativador.

Os efeitos da temperatura na reprodução induzida (SATO et al., 2000; MYLONAS; FOSTIER; ZANUY, 2010; ARANTES et al., 2011) e sobre a qualidade dos ovos, taxa de fertilização, incubação e larvicultura são amplamente conhecidos (BOBE; LABBÉ, 2010), entretanto, há pouca informação sobre alterações na qualidade dos espermatozoides em resposta à temperatura da água de cultivo dos reprodutores.

A influência da temperatura no desenvolvimento dos testículos pode variar em cada etapa da gametogênese (FRAILE et al., 1994). Para a tilápia, temperaturas mais baixas (20 °C) favorecem as etapas iniciais da espermatogênese (renovação das espermatogônias e multiplicação das células de Sertoli e de Leydig) enquanto que, temperaturas mais elevadas (30-35 °C) induzem uma rápida diferenciação das células germinativas (VILELA et al., 2003; ALVARENGA; FRANCA, 2009). No presente estudo, as piavas do sistema *indoor* foram avaliadas em uma amplitude pequena de temperatura (4 °C) e a análise conjunta dos parâmetros seminais sugere que não houve diferença no desenvolvimento testicular entre os peixes mantidos nas diferentes temperaturas. Contudo, a flutuação da temperatura da água no viveiro parece ter favorecido a produção de sêmen com maior vigor, o que pode ser um indicativo de que a temperatura ótima para o desenvolvimento testicular de *L. obtusidens* seja diferente em cada etapa da gametogênese.

Uma das disfunções mais comuns em machos mantidos em cativeiro é a redução da quantidade do sêmen produzido (ZOHAR;

MYLONAS, 2001; MYLONAS; FOSTIER; ZANUY, 2010), condição que foi observada ao longo do experimento, pois o volume de sêmen coletado nos peixes do sistema *indoor* após algumas tentativas foi pequeno. A produção de sêmen denso e com volume reduzido é característica típica do gênero *Leporinus* (REYNALTE-TATAJE; ESQUIVEL; ZANIBONI FILHO, 2002; RIBEIRO; GODINHO, 2003; VIVEIROS; GODINHO, 2009). Entretanto, este aspecto não é limitante para a reprodução em cativeiro de *L. obtusidens*, pois o déficit do volume é relativamente suprido através da administração de extrato pituitário de carpa, que aumenta a produção de líquido seminal no momento da reprodução (ZANIBONI-FILHO; NUÑER, 2004; ZANIBONI-FILHO; WEINGARTNER, 2007; STREIT JR et al., 2008).

Uma rápida evolução no tamanho dos ovócitos foi perceptível nas diferentes temperaturas da água entre julho e setembro, com classes modais variando entre 950 e 1.200 μm , compatíveis com o tamanho de ovócitos maduros (1.005,1 μm) de *L. obtusidens* (SUZUKI, 1992) e semelhantes aos de outras espécies do gênero: 900-1.200 μm para *Leporinus elongatus* (SATO et al., 2000); 1.247-1.454 μm para *Leporinus piau* (SAMPAIO; SATO, 2009); 1.259,2 μm para *Leporinus lacustris* (VAZZOLER, 1996) e 1.059,5 μm para *Leporinus friderici* (SUZUKI, 1992).

A temperatura da água modula a ação dos hormônios associados aos componentes do eixo hipotálamo-pituitária-gônada (STACEY, 1984; TVEITEN; JOHNSON, 1999; GLASSER et al., 2004) e pode agir diretamente no fígado estimulando as atividades hepáticas e a síntese de vitelogenina (ROCHA; ROCHA, 2006; MYLONAS; ZOHAR, 2007; MOMMSEN; KORSGAARD, 2008). Durante a vitelogênese, o aumento significativo no tamanho dos ovócitos é atribuído principalmente ao acúmulo de vitelo, sob efeito do estrogênio 17 β -estradiol para maioria das espécies (NAGAHAMA, 1994; SUWA; YAMASHITA, 2007; BOBE; JALABERT; FOSTIER, 2008).

Shiota; Ishimatsu; Soyano (2003) estudando o efeito da temperatura (18 e 30 °C) no desenvolvimento ovariano de *Periophthalmus modestus* verificaram que a maior temperatura induziu um aumento significativo no nível de vitelogenina no sangue em apenas 52 dias de cultivo, indicando o início da vitelogênese. Resposta semelhante foi obtida na reprodução induzida do curimatã-pacu (*Prochilodus argenteus*) onde os níveis de 17 β -estradiol no sangue após a primeira dose hormonal foram superiores nos peixes mantidos a 26 °C em relação àqueles estocados na temperatura de 23 °C (ARANTES et al., 2011).

Ao contrário de espécies como o pacu (*Piaractus mesopotamicus*) e tambaqui (*Colossoma macropomum*), *L. obtusidens* normalmente apresenta um comportamento muito agitado em cativeiro (ZANIBONI-FILHO; NUÑER, 2004). De acordo com Schreck; Contreras-Sanchez; Fitzpatrick (2001) e Schreck (2010), baixos níveis de estresse e a curto prazo podem aumentar o sucesso reprodutivo dos peixes, o que associado à rápida elevação da temperatura, quando comparado com o ambiente natural e com o fotoperíodo mais longo, poderiam ter contribuído com o rápido incremento no tamanho dos ovócitos.

Entretanto, de outubro a janeiro, 15 fêmeas (T25: 1-5; T27: 4-9; T29: 3-6) apresentaram uma evidente regressão no desenvolvimento ovariano, caracterizada pela redução no diâmetro dos ovócitos e pelo insucesso na extração de ovócitos através da canulação, enquanto 5 fêmeas mantiveram ovócitos com classes modais de diâmetro entre 900 e 1.050 μm (T27:1-3; T29:1 e 2).

No decorrer do experimento, ainda que os hormônios do estresse não tenham sido quantificados, é possível pressupor que o estresse causado pelo confinamento e pela constante manipulação (captura, biometria e canulação), assim como a estabilidade dos fatores abióticos, podem ter apresentado influência negativa, resultando na interrupção parcial da maturação de parte dos peixes mantidos no sistema *indoor*. O estresse afeta a cronologia dos eventos associados a reprodução (BILLARD; BRY; GILLET, 1981; FOO; LAM, 1993) e dependendo da fase do desenvolvimento ovariano em que ocorre, da intensidade e da duração, pode interromper completamente o ciclo reprodutivo (PANKHURST; VAN DER KRAAK, 1997; SCHRECK; CONTRERAS-SANCHEZ; FITZPATRICK, 2001; SCHRECK, 2010).

O estresse desencadeado pelo confinamento reduziu a produção de 17 β -estradiol e testosterona no pargo *Pagrus auratus* (CLEARY; PANKHURST; BATTAGLENE, 2000) e, de acordo com Schreck (2010), peixes com baixos níveis de esteróides possuem menor capacidade esteroidogênica e, conseqüentemente, menor fecundidade. Jundias (*Rhamdia quelen*) submetidos ao estresse do manejo produziram baixa concentração de 17 β -estradiol e baixo número de ovócitos extrusados e larvas viáveis (SOSO et al., 2008). Romagosa (2010) observou a inibição da atividade reprodutiva do pintado (*Pseudoplatystoma fasciatum* = *P. reticulatum*) mantido em tanques-rede, atribuindo esta redução possivelmente ao estresse causado pelo manejo mensal.

As fêmeas do viveiro submetidas à desova induzida em janeiro apresentaram ovócitos maduros com diâmetro modal nas classes 950 e 1.000 μm enquanto que, no sistema *indoor*, seis fêmeas (T25: 1, 5; T27: 1, 3, 8; T29: 3) apresentaram em setembro classes de diâmetro modais superiores (1.100-1.200 μm). A ocorrência destes ovócitos maiores pode ser indicativa dos processos de regressão ovariana. Honji et al. (2009) estudando o desenvolvimento ovariano da tabarana (*Salminus hilarii*) identificaram ovócitos atresícos com diâmetro superior ao dos ovócitos ovulados, atribuindo como causa provável, o longo período em que esses ovócitos permaneceram nos ovários antes do início da reabsorção dos nutrientes ou a excessiva hidratação (overripe).

A presença de ovócitos em estágio de atresia foi observada macroscopicamente (brancos e opacos) em todo o período nos peixes do sistema *indoor*, com maior frequência em dezembro. A atresia folicular pode ocorrer em qualquer estágio de desenvolvimento dos ovócitos (NAGAHAMA, 1983), mas incide com maior intensidade em ovócitos pré-vitelogênicos e vitelogênicos (PANKHURST; VAN DER KRAAK, 1997), e pode ser desencadeada por fatores como estresse, privação de alimento, confinamento, hipoxia, temperaturas extremas e níveis hormonais inadequados. Em consequência, pode reduzir a capacidade reprodutiva de peixes ou até mesmo inviabilizar a desova (SCHRECK, 2010). Para *Chelidonichthys kumu*, a atresia folicular dos ovócitos vitelogênicos foi atribuída ao estresse desencadeado pela captura e confinamento (CLEARWATER; PANKHURST, 1997).

As maiores taxas de fertilização foram associadas aos ovócitos com diâmetro modal na classe de 1.000 μm , enquanto fêmeas com ovócitos menores (900 μm) não desovaram e com ovócitos maiores (1.050 μm) apresentaram baixa taxa de fertilização. Resultados semelhantes foram obtidos para o matrinxã (*Brycon cephalus* = *Brycon amazonicus*), nos quais fêmeas com ovócitos medindo 939 μm apresentaram maiores taxas de fertilização (95%) e eclosão (85%) quando comparadas às fêmeas com ovócitos maiores (1.001 μm) (ROMAGOSA et al., 2001). Além disto, ovócitos com distribuição modal maior ou menor ao diâmetro predominante na ovulação produziram resposta negativa a indução hormonal para *Prochilodus lineatus* (= *Prochilodus scrofa*) (ROMAGOSA; GODINHO; FENERICH-VERANI, 1982), *Piaractus mesopotamicus* (ROMAGOSA; PAIVA; GODINHO, 1990) e *Brycon opalinus* (NARAHARA et al., 2002).

A regressão do diâmetro dos ovócitos foi aparentemente menor em *L. obtusidens* mantidas em temperatura de 27 °C. Uma maturação

adequada normalmente ocorre em uma amplitude limitada de temperatura e os resultados demonstraram que apesar das fêmeas não apresentarem estádios de maturação mais avançados no sistema *indoor*, a água mantida a 27 °C estimulou o desenvolvimento gonadal de um maior número de fêmeas.

A seleção de fêmeas aptas à reprodução normalmente é baseada em suas características externas, como ventre abaulado e macio, e papila genital avermelhada (WOYNAROVICH; HORVÁTH, 1983), no entanto, o sucesso desta seleção muitas vezes está condicionado à experiência do selecionador. O fator de condição relativo (K_n) é indicado como uma alternativa eficiente na seleção de fêmeas maduras, minimizando interpretações errôneas das características externas, além de ser mais prática em cultivos de larga escala se comparada aos métodos de avaliação de ovócitos intra-ovarianos (ECKMANN, 1984; ANDRADE-TALMELLI; FENERICH-VERANI; VERANI, 1999).

Índices individuais superiores ao valor centralizador (1,0) foram observados no sistema *indoor* e no viveiro, contudo as médias mantiveram-se igual ou abaixo de 1,0 na maioria dos meses. Além disto, 100% das fêmeas do viveiro que reproduziram, apresentaram $K_n < 1,0$, divergindo do verificado para piabanha (*Brycon insignis*) onde 87% das fêmeas que responderam positivamente apresentaram $K_n > 1,0$ (ANDRADE-TALMELLI; FENERICH-VERANI; VERANI, 1999). Cabe ressaltar, no entanto, que no cálculo do fator de condição relativo, os autores consideraram o peso após a administração das doses hormonais, diferente do realizado para *L. obtusidens*.

O K_n também pode ser um indicativo do grau de higidez e de acúmulo de gordura corporal (LE CREN, 1951). O acúmulo de gordura visceral é típico na família Anostomidae, sendo mobilizada e direcionada para o desenvolvimento dos ovários, principalmente durante a vitelogênese (DORIA; ANDRIAN, 1997; REYNALTE-TATAJE; ZANIBONI-FILHO, 2010; VILLARES JUNIOR; GOMIERO; GOITEIN, 2011). Em ambiente natural, os peixes diminuem drasticamente seu ritmo alimentar durante a migração reprodutiva e parte da reserva de energia é consumida na maturação gonadal, liberando o espaço ocupado pela gordura para crescimento dos ovários (ZANIBONI-FILHO; NUÑER; MEURER, 2000; ARIAS-CASTELLANOS et al., 2005). O consumo desta reserva lipídica também é importante para fêmeas mantidas em cativeiro, visto que um espaço abdominal limitado para a expansão dos ovários pode reduzir a fecundidade (ZANIBONI-FILHO; NUÑER, 2004).

A temperatura 27 °C foi a única na qual as fêmeas do sistema *indoor* apresentaram médias mensais de $K_n > 1,0$, porém estas fêmeas não demonstraram ventre macio e volumoso. O elevado K_n destas fêmeas e a ausência de características morfológicas externas indicativas de maturação quando o diâmetro dos ovócitos de *L. obtusidens* atingiu tamanho compatível com ovócitos maduros, pode ser reflexo do acúmulo de gordura visceral ou efeito do estresse, como já foi discutido.

A razão pela qual cinco fêmeas mantiveram o desenvolvimento ovariano parece estar relacionada ao fato de que o sucesso reprodutivo é considerado em nível de organismo e não na perspectiva da população, e que indivíduos em diferentes condições fisiológicas expostos a um mesmo tipo de estressor podem apresentar diferentes tipos de resposta (SCHRECK, 2010).

Por outro lado, a interrupção da maturação parece ser um efeito a curto prazo que poderá ser revertida no próximo ciclo reprodutivo ou se os peixes forem mantidos por mais tempo no sistema *indoor*. Exposições repetidas a estratégias de manejo podem dessensibilizar peixes e atenuar as respostas fisiológicas ao estresse (PICKERING et al., 1987; REID; BERNIER; PERRY, 1998). Fêmeas de matrinxã submetidas a captura e a manipulação mensal (“domesticação”) adquiriram maior tolerância a diferentes estímulos de estresse, refletindo em maior efetividade na reprodução induzida, maior fecundidade relativa e maior sobrevivência pós-indução (ARIAS-CASTELLANOS et al., 2004).

Os resultados deste estudo demonstraram que é possível estimular o desenvolvimento gonadal manipulando a temperatura da água e deslocar o período reprodutivo (antecipar ou retardar) de *L. obtusidens*. No entanto, é plausível supor que a preparação dos reprodutores em sistema *indoor* demande um tempo mais prolongado de adaptação após a mudança de ambiente, e necessite de uma estratégia de domesticação em médio prazo para reduzir os efeitos do estresse causado pelo manejo e confinamento, de modo a possibilitar que os peixes atinjam estádios mais avançados de maturação e, conseqüentemente, se obtenha sucesso na reprodução induzida.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGOSTINHO, A. A. et al. Migratory Fishes of the Paraná River Basin, Brazil. In: J. Carolsfeld; B. Harvey; C. Ross; A. Baer (Eds.). **Migratory Fishes of South America: Biology, Fisheries and Conservation Status**. Canada: IDRC and The World Bank, 2003. p.19-98.

ALVARENGA, E. R.; FRANCA, L. R. Effects of different temperatures on testis structure and function, with emphasis on somatic cells, in sexually mature Nile tilapias (*Oreochromis niloticus*). **Biology of Reproduction**, v. 80, n. 3, p. 537-44, 2009.

ANDRADE-TALMELLI, E. F. D.; FENERICH-VERANI, N.; VERANI, J. R. Fator de condição relativo (K_n): um critério para selecionar fêmeas de piabanha, *Brycon insignis* (Steindachner, 1876) (Pisces: Bryconinae), para indução reprodutiva. **Boletim do Instituto de Pesca**, v. 25, p. 95-99, 1999.

ANGILLETTA JR., M. J. **Thermal adaption**: A theoretical and empirical synthesis. New York, USA: Oxford University Press, 2009. 320 p.

ARANTES, F. P. et al. Influence of water temperature on induced reproduction by hypophysation, sex steroids concentrations and final oocyte maturation of the “curimatã-pacu” *Prochilodus argenteus* (Pisces: Prochilodontidae). **General and Comparative Endocrinology**, v. 172, n. 3, p. 400-408, 2011.

ARAYA, P. R.; AGOSTINHO, A. A.; BECHARA, J. A. The influence of dam construction on a population of *Leporinus obtusidens* (Valenciennes, 1847) (Pisces, Anostomidae) in the Yacyreta Reservoir (Argentina). **Fisheries Research**, v. 74, n. 1-3, p. 198-209, 2005.

ARIAS-CASTELLANOS, J. A. et al. Breeding and domesticating *Brycon siebenthalae* females for reproduction. **Acta Scientiarum Animal Sciences**, v. 26, n. 2, p. 159-163, 2004.

_____. Effect of food restriction in spawning of yamú females *Brycon siebenthalae* (Osteichthyes, Characidae). **Acta Scientiarum Animal Sciences**, v. 27, n. 2, p. 235-239, 2005.

BAILLY, D.; AGOSTINHO, A. A.; SUZUKI, H. I. Influence of the flood regime on the reproduction of fish species with different reproductive strategies in the Cuiabá River, Upper Pantanal, Brazil. **River Research and Applications**, v. 24, n. 9, p. 1218-1229, 2008.

BALDISSEROTTO, B.; GOMES, L. D. C. **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**. Santa Maria: UFSM, 2005. 470 p.

BARBIERI, G.; SALLES, F. A.; CESTAROLLI, M. A. Influência de fatores abióticos na reprodução do dourado, *Salminus maxillosus* e do curimatá, *Prochilodus lineatus* do Rio Mogi Guaçu (Cachoeira de Emas, Pirassununga/SP). **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 12, p. 85-91, 2000.

BILLARD, R. et al. Endocrine control of the teleost reproductive cycle and its relation to external factors: salmonid and cyprinid models. In: P. J. Gaillard; H. H. Boer (Eds.). **Comparative Endocrinology**. Amsterdam: Elsevier, 1978. p.37-48.

BILLARD, R.; BRY, C.; GILLET, C. Stress, environment and reproduction in teleost fish. In: A. D. Pickering (Ed.). **Stress and fish**. London: Academic Press, 1981. p.185-208.

BOBE, J.; JALABERT, B.; FOSTIER, A. Oogenesis: post-vitellogenic events leading to a fertilizable oocyte. In: M. J. Rocha; A. Arukwe; B. G. Kapoor (Eds.). **Fish Reproduction: Post-vitellogenic Events Leading to a Fertilizable Oocyte**. Enfield, USA: Science Publishers, 2008. p.1-30.

BOBE, J.; LABBÉ, C. Egg and sperm quality in fish. **General and Comparative Endocrinology**, v. 165, n. 3, p. 535-548, 2010.

BOLNER, K. C. D. S. **Parâmetros metabólicos e íons plasmáticos de piavas (*Leporinus obtusidens*) expostas a diferentes níveis de oxigênio dissolvido e amônia**. 2007. 59 f. Dissertação (Mestrado em Biodiversidade Animal) - Centro de Ciências Naturais e Exatas, Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, RS, 2007.

BORÇATO, F. L.; BAZZOLI, N.; SATO, Y. Embriogenesis and larval ontogeny of the "piau-gordura", *Leporinus piau* (Fowler) (Pisces,

Anostomidae) after induced spawning. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 21, n. 1, p. 117-122, 2004.

BRITO, M. F. G.; SANTOS, G. B.; BAZZOLI, N. Reprodução de *Leporinus friderici* (Pisces: Anostomidae) no reservatório de Itumbiara, GO. **Bios**, v. 7, n. 7, p. 33-40, 1999.

BROMAGE, N.; PORTER, M.; RANDALL, C. The environmental regulation of maturation in farmed finfish with special reference to the role of photoperiod and melatonin. **Aquaculture**, v. 197, n. 1-4, p. 63-98, 2001.

CAROLSFELD, J. et al. Cryopreservation of sperm in Brazilian migratory fish conservation. **Journal of Fish Biology**, v. 63, n. 2, p. 472-489, 2003.

CARRILLO, M.; ZANUY, S.; BAYARRI, M. J. El control ambiental de la reproducción de los peces con especial referencia al control del ciclo sexual de la pubertad y de la precocidad. In: M. a. C. Estévez (Ed.). **La reproducción de los peces: aspectos básicos y sus aplicaciones en acuicultura**. Madri: Fundación Observatorio Español de Acuicultura, 2009. p.175-246.

CBRA. O Manual para exame andrológico e avaliação de sêmen animal. 2. ed. Belo Horizonte: **Colégio Brasileiro de Reprodução Animal**, 1998. p. 49.

CLEARWATER, S. J.; PANKHURST, N. W. The response to capture and confinement stress of plasma cortisol, plasma sex steroids and vitellogenic oocytes in the marine teleost, red gurnard. **Journal of Fish Biology**, v. 50, n. 2, p. 429-441, 1997.

CLEARY, J. J.; PANKHURST, N. W.; BATTAGLENE, S. C. The effect of capture and handling stress on plasma steroid levels and gonadal condition in wild and farmed snapper *Pagrus auratus* (Sparidae). **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 31, n. 4, p. 558-569, 2000.

DORIA, C. R. C.; ANDRIAN, I. D. F. Variation in energy content of somatic and reproductive, tissues related to the reproductive cycle and feeding of female *Pimelodus maculatus* Lacépède, 1803 (Siluriformes,

Pimelodidae) and *Schizodon borellii* Boulenger, 1895 (Characiformes, Anostomidae). **Revista UNIMAR**, v. 19, n. 2, p. 421-437, 1997.

ECKMANN, R. Induced reproduction in *Brycon cf. erythropterus*. **Aquaculture**, v. 38, n. 4, p. 379-382, 1984.

EGAMI, N.; HYODO-TAGUCHI, Y. An autoradiographic examination of rate of spermatogenesis at different temperatures in the fish, *Oryzias latipes*. **Experimental Cell Research**, v. 47, n. 3, p. 665-667, 1967.

FOO, J. T. W.; LAM, T. J. Retardation of ovarian growth and depression of serum steroid levels in the tilapia, *Oreochromis mossambicus*, by cortisol implantation. **Aquaculture**, v. 115, n. 1-2, p. 133-143, 1993.

FRAILE, B. et al. Effects of temperature and photoperiod on the *Gambusia affinis holbrooki* testis during the spermatogenesis period. **Copeia**, v. 1, p. 216-221, 1994.

GANIAS, K. et al. Measuring batch fecundity using automated particle counting. **Fisheries Research**, v. 106, n. 3, p. 570-574, 2010.

GLASSER, F. et al. Temperature effects along the reproductive axis during spawning induction of grass carp (*Ctenopharyngodon idella*). **General and Comparative Endocrinology**, v. 136, n. 2, p. 171-179, 2004.

GRASSHOFF, K. **Methods of Seawater Analysis**. Weinheim, New York: Verlag Chemie, 1976. 317 p.

HILDER, M. L.; PANKHURST, N. W. Evidence that temperature change cues reproductive development in the spiny damselfish, *Acanthochromis polyacanthus*. **Environmental Biology of Fishes**, v. 66, n. 2, p. 187-196, 2003.

HONJI, R. et al. Patterns of oocyte development in natural habitat and captive *Salminus hilarii* Valenciennes, 1850 (Teleostei: Characidae). **Fish Physiology and Biochemistry**, v. 35, n. 1, p. 109-123, 2009.

LAHNSTEINER, F.; BERGER, B.; WEISMANN, T. Effects of media, fertilization technique, extender, straw volume, and sperm to egg ratio

on hatchability of cyprinid embryos, using cryopreserved semen. **Theriogenology**, v. 60, p. 829-841, 2003.

LAM, T. J. Environmental influences on gonadal activity in fish. In: W. S. Hoar; D. J. Randall; E. M. Donaldson (Eds.). **Fish physiology**. London: Academic Press, v.9 (Part B), 1983. p.65-116.

LAMMI, J. **Computation of daylengths, sunrise or sunset times, twilight and local moon**. 2008. Disponível em: < <http://www.sci.fi/~benefon/sol.html> >. Acesso em: 13 out. 2011.

LE CREN, E. D. The length-weight relationship and seasonal cycle in gonad weight and condition in the perch (*Perca fluviatilis*). **Journal of Animal Ecology**, v. 20, p. 201-219, 1951.

LUKSIENÉ, D.; SVEDÄNG, H. **A review on fish reproduction with special reference to temperature anomalies**. Öregrund, Suécia: Fiskeriverket, 1997. 35 p.

MACKERETH, F. J. H.; HERON, J. T.; ALLING, J. F. Water Analysis: some revised methods for limnologists. Ambleside, Cumbria: **Freshwater Biological Association**, 1978. 120 p.

MCDONALD, J. H. **Handbook of Biological Statistics**. 2. ed. Baltimore, Maryland: Sparky House Publishing, 2009. 293 p.

MOMMSEN, T. P.; KORSGAARD, B. Vitellogenesis. In: M. J. Rocha; A. Arukwe; B. G. Kapoor (Eds.). **Fish Reproduction: Post-vitellogenic Events Leading to a Fertilizable Oocyte**. Enfield, USA: Science Publishers, 2008. cap. 4, p.113-170.

MUNRO, A. D. Tropical freshwater fish. In: A. D. Munro; A. P. Scott; T. J. Lam (Eds.). **Reproductive seasonality in teleosts: environmental influences**. Florida: CRC Press, 1990. p.145-239.

MURGAS, L. D. S. et al. Viabilidade seminal de piapara (*Leporinus obtusidens*), empregando-se diferentes diluentes, no resfriamento do sêmen à 4 °C. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, v. 26, p. 211-213, 2002.

MYLONAS, C. C.; FOSTIER, A.; ZANUY, S. Broodstock management and hormonal manipulations of fish reproduction. **General and Comparative Endocrinology**, v. 165, n. 3, p. 516-534, 2010.

MYLONAS, C. C.; ZOHAR, Y. Promoting oocyte maturation, ovulation and spawning inf farmed fish. In: P. J. Babin; J. Cerdá; E. Lubzens (Eds.). **The Fish Oocyte: from Basic Studies to Biotechnological Applications**. Dordrecht, Netherlands: Kluwer Academic Publishers, 2007. cap. 15, p.433-470.

NAGAHAMA, Y. Endocrine regulation of gametogenesis in fish. **International Journal of Developmental Biology**, v. 38, p. 217-229, 1994.

NAGAHAMA, Y. The functional morphology of teleost gonads. In: W. S. Hoar; D. J. Randall; E. M. Donaldson (Eds.). **Fish physiology**. Londres: Academic Press, v.9, 1983. p.223-275.

NARAHARA, M. Y. et al. Reprodução induzida da Pirapitinga-do-Sul, *Brycon opalinus* (Cuvier, 1819), mantida em condições de confinamento. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 31, n. 3, p. 1070-1075, 2002.

PANKHURST, N. W.; VAN DER KRAAK, G. Effects of stress on reproduction and growth of fish. In: G. K. Iwama; A. D. Pickering; J. P. Sumpter; C. B. Schreck (Eds.). **Fish Stress and Health in Aquaculture**. Cambridge: Cambridge University Press, 1997. p.73-93.

PAVLOV, D. A.; EMEL'YANOVA, N. Y. G.; NOVIKOV, G. G. Reproductive Dynamics. In: T. Jakobsen; M. J. Fogarty; B. A. .Megrey; E. Moksness (Eds.). **Fish Reproductive Biology: Implications for Assessment and Management**. West Sussex, United Kingdom: Wiley-Blackwell, 2009. cap. 2, p.48-90.

PICKERING, A. D. et al. The effects of acute and chronic stress on the levels of reproductive hormones in the plasma of mature male brown trout, *Salmo trutta* L. **General and Comparative Endocrinology**, v. 68, n. 2, p. 249-259, 1987.

REID, S. G.; BERNIER, N. J.; PERRY, S. F. The adrenergic stress response in fish: control of catecholamine storage and release.

Comparative Biochemistry and Physiology Part C: Pharmacology, Toxicology and Endocrinology, v. 120, n. 1, p. 1-27, 1998.

REYNALTE-TATAJE, D. A.; ESQUIVEL, J. R.; ZANIBONI FILHO, E. Reproducción inducida del piauçu, *Leporinus macrocephalus* Garavello & Britski, 1988 (Characiformes, Anostomidae). **Boletim do Instituto de Pesca**, v. 28, n. 1, p. 11-18, 2002.

REYNALTE-TATAJE, D. A.; ZANIBONI-FILHO, E. Cultivo de piapara, piauçu, piava e piau - gênero *Leporinus*. In: B. Baldisserotto; L. D. C. Gomes (Eds.). **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**. 2. ed. Santa Maria: UFSM, 2010. p.73-99.

RIBEIRO, R. I. M. A.; GODINHO, H. P. Criopreservação do sêmen testicular do teleósteo piau-açu *Leporinus macrocephalus*. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 55, p. 75-79, 2003.

RIZZO, E.; GODINHO, H. P.; SATO, Y. Short-term storage of oocytes from the Neotropical teleost fish *Prochilodus marginatus*. **Theriogenology**, v. 60, n. 6, p. 1059-70, 2003.

ROCHA, M. J.; ROCHA, E. Morphofunctional aspects of reproduction from synchronous to asynchronous fishes - an overview. In: M. Reinecke; G. Zaccone; B. G. Kappor (Eds.). **Fish endocrinology**. New Hampshire: Science Publishers, v.2, 2006. p.571-624.

ROMAGOSA, E. et al. Seleção e Caracterização de fêmeas de matrinxã, *Brycon cephalus*, induzidas a reprodução. **Boletim do Instituto de Pesca**, v. 27, n. 2, p. 138-147, 2001.

ROMAGOSA, E. Reproductive status in females of the Brazilian catfish, *Pseudoplatystoma fasciatum* reared in cages. **Journal of Applied Ichthyology**, v. 26, n. 5, p. 806-811, 2010.

ROMAGOSA, E.; GODINHO, H. M.; FENERICH-VERANI, N. Observações do processo de regressão do ovário de *Prochilodus scrofa* Steind., 1881, em tanques de cultivo. **Ciência e Cultura**, v. 34, n. 7 - Suplemento, p. 670, 1982.

ROMAGOSA, E.; PAIVA, P.; GODINHO, H. M. Pattern of oocyte diameter frequency distribution in females of the pacu, *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg 1887) (= *Colossoma mitrei* Berg 1895), induced to spawn. **Aquaculture**, v. 86, n. 1, p. 105-110, 1990.

SAMPAIO, E. V.; SATO, Y. Aspectos reprodutivos de *Leporinus piau* Fowler, 1941 (Osteichthyes, Anostomidae) da Bacia do Rio São Francisco, submetido à desova induzida. **Ciência Animal Brasileira**, v. 10, n. 1, p. 157-165, 2009.

SARKAR, S. K. et al. Photothermal manipulation of reproduction in Indican major carp: a step forward for off-season breeding and seed production. **Current Science**, v. 99, n. 7, p. 960-965, 2010.

SATO, Y. et al. Induced reproductive responses of the Neotropical anostomid fish *Leporinus elongatus* Val. under captive breeding. **Aquaculture Research**, v. 31, n. 2, p. 189-193, 2000.

SCHRECK, C. B. Stress and fish reproduction: The roles of allostasis and hormesis. **General and Comparative Endocrinology**, v. 165, n. 3, p. 549-556, 2010.

SCHRECK, C. B.; CONTRERAS-SANCHEZ, W.; FITZPATRICK, M. S. Effects of stress on fish reproduction, gamete quality, and progeny. **Aquaculture**, v. 197, n. 1-4, p. 3-24, 2001.

SERVICIO METEOROLÓGICO NACIONAL. **Características Climáticas de la Ciudad de Buenos Aires**. 13 de outubro de 2011. Disponível em: < <http://www.smn.gov.ar/?mod=clima&id=5> >. Acesso em: 07 nov. 2011.

SHIOTA, T.; ISHIMATSU, A.; SOYANO, K. Effects of temperature on gonadal development of mudskipper (*Periophthalmus modestus*). **Fish Physiology and Biochemistry**, v. 28, n. 1, p. 445-446, 2003.

SIMPSON, A. C. The fecundity of the plaice. **Fishery Investigation**, v. 17, n. 5, p. 1-27, 1951.

SOSO, A. B. et al. The effects of stressful broodstock handling on hormonal profiles and reproductive performance of *Rhamdia quelen*

(Quoy & Gaimard) females. **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 39, n. 6, p. 835-841, 2008.

STACEY, N. E. Control of timing of ovulation by exogenous and endogenous factors. In: G. W. Potts; R. J. Wootton (Eds.). **Fish reproduction: strategies and tactics**. London: Academic Press, 1984. cap. 12, p. 207-222.

STREIT JR, D. P. et al. Qualitative parameters of the piapara semen (*Leporinus elongatus* Valenciennes, 1850). **Brazilian Journal of Biology**, v. 68, n. 2, p. 373-377, 2008.

SUWA, K.; YAMASHITA, M. Regulatory mechanisms of oocyte maturation and ovulation. In: P. J. Babin; J. Cerdá; E. Lubzens (Eds.). **The Fish Oocyte: from Basic Studies to Biotechnological Applications**. Dordrecht, Netherlands: Kluwer Academic Publishers, 2007. cap. 11, p.323-347.

SUZUKI, H. I. **Variações na morfologia ovariana e no desenvolvimento do folículo de espécies de peixes teleósteos da bacia do rio Paraná, no trecho entre a foz do rio Paranapanema e a do Rio Iguaçu**. 1992. 140 p. (Dissertação de Mestrado), Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 1992.

TAITSON, P. F.; CHAMI, E.; GODINHO, H. P. Gene banking of the Neotropical fish *Leporinus obtusidens* (Valenciennes, 1836): A protocol to freeze its sperm in the field. **Animal Reproduction Science**, v. 105, n. 3-4, p. 283-291, 2008.

TAVARES, E. F.; GODINHO, H. P. Ciclo reprodutivo do piau-gordura (*Leporinus piau* Fowler, 1941) da represa de Três Marias, Rio São Francisco. **Revista Ceres**, v. 41, n. 233, p. 23-35, 1994.

TELICHEVSKY DE FOLGUERA, S. Ciclo sexual y mecanismo de maduración del ovario de la boga, *Leporinus obtusidens* (Val.). **Ecología**, v. 6, n. 1, p. 9-14, 1981.

TVEITEN, H.; JOHNSEN, H. K. Temperature experienced during vitellogenesis influences ovarian maturation and the timing of ovulation in common wolffish. **Journal of Fish Biology**, v. 55, n. 4, p. 809-819, 1999.

VAN DER KRAAK, G.; PANKHURST, N. W. Temperature effects on the reproductive performance of fish. In: C. M. Wood; D. G. Macdonald (Eds.). **Global Warming: Implications for Freshwater and Marine Fish**. Cambridge: Cambridge University Press, 1997. p.159-176.

VAZZOLER, A. E. M. **Biologia da reprodução de peixes teleósteos: teoria e prática**. Maringá: EDUEM, 1996. 169 p.

VAZZOLER, A. E. M.; MENEZES, N. A. Síntese de conhecimentos sobre o comportamento reprodutivo dos Characiformes da América do Sul (Teleostei, Ostariophysi). **Revista Brasileira de Biologia**, v. 52, n. 4, p. 627-640, 1992.

VIDAL, L. V. O. et al. Concentrações de Eugenol para anestesia profunda e toxicidade aguda em juvenis de piavuçu (*Leporinus macrocephalus*). **Acta Scientiarum Biological Sciences**, v. 29, n. 4, p. 357-362, 2007.

VILELA, D. A. R. et al. Spermatogenesis in teleost: insights from the Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) model. **Fish Physiology and Biochemistry**, v. 28, n. 1, p. 187-190, 2003.

VILLARES JUNIOR, G. A.; GOMIERO, L. M.; GOITEIN, R. Biological aspects of *Schizodon nasutus* Kner, 1858 (Characiformes, Anostomidae) in the low Sorocaba river basin, São Paulo state, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 71, n. 3, p. 763-770, 2011.

VIVEIROS, A.; GODINHO, H. Sperm quality and cryopreservation of Brazilian freshwater fish species: a review. **Fish Physiology and Biochemistry**, v. 35, n. 1, p. 137-150, 2009.

WOYNAROVICH, E.; HORVÁTH, L. **A propagação artificial de peixes de águas tropicais**. Brasília: FAO/CODEVASF/CNPq, 1983. 225 p.

ZANIBONI-FILHO, E. **Incubação, larvicultura e alevinagem do tambaqui (*Colossoma macropomum* Cuvier 1818)**. 1992. 202p. Tese (Doutorado em Ecologia de Recursos Naturais), Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 1992.

_____. Piscicultura das espécies nativas de água doce. In: C. R. Poli; A. T. B. Poli; E. Andreatta; E. Beltrame (Eds.). **Aquicultura: experiências brasileiras**. Florianópolis: Multitarefa, 2004. p.337-368.

_____.; NUÑER, A. P. O. Fisiologia da reprodução e propagação artificial dos peixes. In: J. E. P. Cyrino; E. C. Urbinati; D. M. Fracalossi; N. Castagnolli (Eds.). **Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva**. São Paulo: TecArt, 2004. cap. 4, p.45-73.

_____.; NUÑER, A. P. O.; MEURER, S. **Monitoramento e manejo da ictiofauna do alto rio Uruguai - Espécies migradoras**. Florianópolis: Gerasul, 2000. p. 55.

_____.; SCHULZ, U. H. Migratory Fishes of the Uruguai River. In: J. Carolsfeld; B. Harvey; C. Ross; A. Baer (Eds.). **Migratory Fishes of South America: Biology, Fisheries and Conservation Status**. Canada: IDRC and The World Bank, 2003. p.99-156.

_____.; WEINGARTNER, M. Técnicas de indução da reprodução de peixes migradores. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, v. 31, n. 3, p. 367-373, 2007.

ZAR, J. H. **Biostatistical analysis**. 5 ed. New Jersey: Prentice Hall, 2010. 944 p. ISBN 0131008463

ZOHAR, Y.; MYLONAS, C. C. Endocrine manipulations of spawning in cultured fish: from hormones to genes. **Aquaculture**, v. 197, n. 1-4, p. 99-136, 2001.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS DA INTRODUÇÃO

AGOSTINHO, A. A. et al. Migratory Fishes of the Paraná River Basin, Brazil. In: J. Carolsfeld; B. Harvey; C. Ross; A. Baer (Eds.). **Migratory Fishes of South America: Biology, Fisheries and Conservation Status**. Canada: IDRC and The World Bank, 2003. p.19-98.

ARAYA, P. R. Estudio preliminar de edad y crecimiento de la boga *Leporinus obtusidens* (Pisces, Anostomidae), en un tramo del río Alto Paraná, Argentina. **Revista de Ictiología**, v. 7, n. Especial, p. 59-65, 1999.

_____.; AGOSTINHO, A. A.; BECHARA, J. A. The influence of dam construction on a population of *Leporinus obtusidens* (Valenciennes, 1847) (Pisces, Anostomidae) in the Yacyreta Reservoir (Argentina). **Fisheries Research**, v. 74, n. 1-3, p. 198-209, 2005.

BALDISSEROTTO, B. Piscicultura continental no Rio Grande do Sul: situação atual, problemas e perspectivas para o futuro. **Ciência Rural**, v. 39, n. 1, p. 291-299, 2009.

BALDISSEROTTO, B.; GOMES, L. D. C. **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**. Santa Maria: UFSM, 2005. 470 p.

BARASSA, B. **Estudo da susceptibilidade à infecção natural por parasitos myxozoa (Myxosporea: Myxobolidae) em dourado (*Salminus brasiliensis*) e piapara (*Leporinus obtusidens*) oriundos de ambiente natural**. 2009. 59 f. Tese (Doutorado em Parasitologia) - Instituto de Biologia, Universidade Estadual de Campinas, Campinas, SP, 2009.

BARBIERI, G.; SALLES, F. A.; CESTAROLLI, M. A. Influência de fatores abióticos na reprodução do dourado, *Salminus maxillosus* e do curimatá, *Prochilodus lineatus* do Rio Mogi Guaçu (Cachoeira de Emas, Pirassununga/SP). **Acta Limnológica Brasiliensia**, v. 12, p. 85-91, 2000.

BILLARD, R. et al. Endocrine control of the teleost reproductive cycle and its relation to external factors: salmonid and cyprinid models. In: P.

J. Gaillard; H. H. Boer (Eds.). **Comparative Endocrinology**. Amsterdam: Elsevier, 1978. p.37-48.

BORÇATO, F. L.; BAZZOLI, N.; SATO, Y. Embriogenesis and larval ontogeny of the "piaú-gordura", *Leporinus piaú* (Fowler) (Pisces, Anostomidae) after induced spawning. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 21, n. 1, p. 117-122, 2004.

BROMAGE, N.; PORTER, M.; RANDALL, C. The environmental regulation of maturation in farmed finfish with special reference to the role of photoperiod and melatonin. **Aquaculture**, v. 197, n. 1-4, p. 63-98, 2001.

BYE, V. J. The role of environmental factors in the timing of reproductive cycles. In: G. W. Potts; R. J. Wootton (Eds.). **Fish reproduction: strategies and tactics**. Londres: Academic Press, 1984. p.187-205.

CARRILLO, M.; ZANUY, S.; BAYARRI, M. J. El control ambiental de la reproducción de los peces con especial referencia al control del ciclo sexual de la pubertad y de la precocidad. In: M. a. C. Estévez (Ed.). **La reproducción de los peces: aspectos básicos y sus aplicaciones en acuicultura**. Madri: Fundación Observatorio Español de Acuicultura, 2009. p.175-246.

CARVALHO, S. D. **Avaliação da qualidade de *Leporinus obtusidens* (piava) comercializada no Mercado Público de Porto Alegre através de metais-traço advindas do Lago Guaíba, RS**. 2004. 55 f. Dissertação (Mestrado em Ecologia) - Instituto de Biociências, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, RS, 2004.

COSTA, S. D.; HARTZ, S. M. Evaluation of trace metals (cadmium, chromium, copper and zinc) in tissues of a commercially important fish (*Leporinus obtusidens*) from Guaíba Lake, Southern Brazil. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 52, n. 1, p. 241-250, 2009.

DA FONSECA, M. B. et al. The 2,4-D herbicide effects on acetylcholinesterase activity and metabolic parameters of piava freshwater fish (*Leporinus obtusidens*). **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 69, n. 3, p. 416-420, 2008.

DAVIES, B.; BROMAGE, N. The effects of fluctuating seasonal and constant water temperatures on the photoperiodic advancement of reproduction in female rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. **Aquaculture**, v. 205, n. 1-2, p. 183-200, 2002.

DAVIS, K. B. et al. Environmental regulation and influence of the eyes and pineal gland on the gonadal cycle and spawning in channel catfish (*Ictalurus punctatus*). **Physiological Zoology**, v. 59, n. 6, p. 717-724, 1986.

DE MELLO, R. F. et al. Suplementação da dieta de alevinos de piauçu (*Leporinus obtusidens*) com vitamina C. **Scientia Agricola**, v. 56, n. 4, p. 1223-1231, 1999.

DE VLAMING, V. L. Effects of photoperiod and temperature on gonadal activity in the cyprinid teleost *Notemigonus crysolucas*. **Biological Bulletin**, v. 148, p. 402-415, 1975.

DIAS JÚNIOR, W.; MOURGUÉS-SCHURTER, L. R. Comportamento alimentar, determinação do horário de fornecimento e do tempo de disponibilidade da ração para *Leporinus obtusidens* Valenciennes, 1847 (Osteichthyes, Characiformes, Anostomidae) (Piau). **Ciência e Agrotecnologia**, v. 25, n. 5, p. 1043-1050, 2001.

_____. Circadian changes in thyroid hormones of piau, *Leporinus obtusidens* Valenciennes, 1847 (Osteichthyes, Anostomidae) after feeding. **Acta Scientiarum Biological Sciences**, v. 31, n. 4, p. 439-446, 2009.

FAO. **The State of World Fisheries and Aquaculture - 2008**. Roma: FAO, 2009. 176 p.

FELIPETTO, J. E. D. S. et al. Substituição de fígado bovino por glúten de milho, glúten de trigo e farelo de soja em rações para pós-larvas de piavas (*Leporinus obtusidens*). **Ciência Rural**, v. 35, n. 1, p. 192-197, 2005.

FELTRAN, R. D. B. et al. Prevalência, abundância, intensidade e amplitude de infecção de nematóides intestinais em *Leporinus friderici* (Bloch, 1794) e *L. obtusidens* (Valenciennes, 1836) (Pisces,

Anostomidae), na represa de Nova Ponte (Perdizes, MG). **Revista Brasileira de Zootecias**, v. 6, n. 2, p. 169-179, 2004.

FRACALOSSO, D. M.; ZANIBONI-FILHO, E.; MEURER, S. No rastro das espécies nativas. **Panorama da Aquicultura**, v. 12, n. 74, p. 43-49, 2002.

GIODA, C. R. et al. Exposure to sublethal concentrations of Zn(II) and Cu(II) changes biochemical parameters in *Leporinus obtusidens*. **Chemosphere**, v. 69, n. 1, p. 170-175, 2007.

GLUSCZAK, L. et al. Effect of glyphosate herbicide on acetylcholinesterase activity and metabolic and hematological parameters in piava (*Leporinus obtusidens*). **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 65, n. 2, p. 237-241, 2006.

GRAEFF, Á. et al. Viabilidade econômica de estocagem de alevinos de carpa comum (*Cyprinus Carpio* Var. *Specularis*) no inverno em alta densidade. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 30, p. 1150-1158, 2001.

HALL, S. G. et al. Design and development of a geothermal temperature control system for broodstock management of channel catfish *Ictalurus punctatus*. **Aquacultural Engineering**, v. 26, n. 4, p. 277-289, 2002.

IBAMA. **Estaística da Pesca 2007 - Brasil**: Grandes Regiões e Unidades da Federação. Brasília: MMA/IBAMA, 2007. xxxiii+113 p.

KUBITZA, F. Peixes nativos: saiba como assegurar maior sobrevivência, encurtar o período de engorda e aproveitar bem os seus viveiros. **Panorama da Aquicultura**, v. 13, n. 78, p. 54-61, 2003.

_____. O mar está prá peixe... prá peixe cultivado. **Panorama da Aquicultura**, v. 17, n. 100, p. 14-23, 2007.

KUBITZA, F.; ONO, E. A.; CAMPOS, J. L. Os caminhos da produção de peixes nativos no Brasil. **Panorama da Aquicultura**, v. 17, n. 102, p. 14-23, 2007.

LAZZARI, R. et al. Composição corporal e crescimento de juvenis de piava alimentados com dietas contendo farinhas de trigo e milho

submetidas ao cozimento. **Ciência Rural**, v. 37, n. 6, p. 1824-1827, 2007.

LUKSIENÉ, D.; SVEDÄNG, H. **A review on fish reproduction with special reference to temperature anomalies**. Oregrund, Suécia: Fiskeriverket, 1997. 35 p.

MIRON, D. D. et al. Biochemical effects of clomazone herbicide on piava (*Leporinus obtusidens*). **Chemosphere**, v. 74, n. 1, p. 1-5, 2008.

MONTEIRO, M. A. Caracterização climática do estado de Santa Catarina: uma abordagem dos principais sistemas atmosféricos que atuam durante o ano. **Geosul**, v. 16, n. 31, p. 69-78, 2001.

MORAES, B. S. et al. Effects of four rice herbicides on some metabolic and toxicology parameters of teleost fish (*Leporinus obtusidens*). **Chemosphere**, v. 68, n. 8, p. 1597-1601, 2007.

_____. Toxicological and metabolic parameters of the teleost fish (*Leporinus obtusidens*) in response to commercial herbicides containing clomazone and propanil. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 95, p. 57-62, 2009.

MUNRO, A. D. Tropical freshwater fish. In: A. D. Munro; A. P. Scott; T. J. Lam (Eds.). **Reproductive seasonality in teleosts: environmental influences**. Florida: CRC Press, 1990. p.145-239.

MYLONAS, C. C.; FOSTIER, A.; ZANUY, S. Broodstock management and hormonal manipulations of fish reproduction. **General and Comparative Endocrinology**, v. 165, n. 3, p. 516-534, 2010.

MYLONAS, C. C.; ZOHAR, Y. Promoting oocyte maturation, ovulation and spawning inf farmed fish. In: P. J. Babin; J. Cerdá; E. Lubzens (Eds.). **The Fish Oocyte: from Basic Studies to Biotechnological Applications**. Dordrecht, Netherlands: Kluwer Academic Publishers, 2007. cap. 15, p.433-470.

NERY, J. T. Dinâmica climática da Região Sul do Brasil. **Revista Brasileira de Climatologia**, v. 1, n. 1, p. 61-75, 2005.

NIMER, E. **Climatologia do Brasil**. Rio de Janeiro: IBGE, 1979.

PANKHURST, N. W.; PORTER, M. J. R. Cold and dark or warm and light: variations on the theme of environmental control of reproduction. **Fish Physiology and Biochemistry**, v. 28, p. 385-389, 2003.

PANKHURST, N. W. et al. Effect of holding temperature on ovulation, egg fertility, plasma levels of reproductive hormones and in vitro ovarian steroidogenesis in the rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. **Aquaculture**, v. 146, n. 3-4, p. 277-290, 1996.

PARMA DE CROUX, M. J. Crecimiento de *Leporinus obtusidens* (Val) (Pisces, Anostomidae) con diferentes raciones de alimento balanceado. **Memorias de la Asociacion Latinoamericana de Acuicultura**, v. 5, n. 3, p. 547-552, 1984.

_____. Metabolic rate of juvenile *Leporinus obtusidens* (Pisces, Anostomidae) in relation to body size and temperature. **Polskie Archiwum Hydrobiologii**, v. 40, n. 2, p. 209-215, 1993.

_____. Crecimiento de *Leporinus obtusidens* (Valenciennes) (Pisces, Anostomidae) bajo diferentes dietas artificiales. Revista de la Asociación de Ciencias Naturales del Litoral, n. 11, p. 1-11, 1980.

PEIXER, J.; PETRERE, M. Sport fishing in Cachoeira de Emas in Mogi-Guacu River, State of Sao Paulo, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 69, n. 4, p. 1081-1090, 2009.

RADÜNZ NETO, J. et al. Alimentação da piava (*Leporinus obtusidens*) com diferentes fontes protéicas. **Ciência Rural**, v. 36, n. 5, p. 1611-1616, 2006.

REYNALTE-TATAJE, D. A. et al. Locais de crescimento de larvas de peixes na região do Alto Rio Uruguai (Brasil). In: E. Zaniboni-Filho; A. P. D. O. Nuñez (Eds.). **Reservatório de Itá**. Florianópolis: Editora da UFSC, 2008. p.159-193.

REYNALTE-TATAJE, D. A.; ZANIBONI-FILHO, E. Cultivo de piapara, piaçu, piava e piau - gênero *Leporinus*. In: B. Baldisserotto; L. D. C. Gomes (Eds.). **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**. 2. ed. Santa Maria: UFSM, 2010. p.73-99.

SALBEGO, J. et al. Herbicide Formulation with Glyphosate Affects Growth, Acetylcholinesterase Activity, and Metabolic and Hematological Parameters in Piava (*Leporinus obtusidens*). **Archives of Environmental Contamination and Toxicology**, v. 58, n. 3, p. 740-745, 2010.

SCHÜTZ, J. H.; NUÑER, A. P. D. O.; ZANIBONI-FILHO, E. Biotelemetria de peixes migradores no Alto Rio Uruguai. In: E. Zaniboni-Filho; A. P. D. O. Nuñer (Eds.). **Reservatório de Itá**. Florianópolis: Editora da UFSC, 2008. p.48-86.

SUNDARARAJ , B. I. **Reproductive Physiology of Teleost Fishes**: a review of present knowledge and needs for future research. Roma: Food and Agriculture Organization of the United Nations, 1981. 88 p.

SUQUET, M. et al. Effect of water temperature on individual reproductive activity of pollack (*Pollachius pollachius*). **Aquaculture**, v. 243, n. 1-4, p. 113-120, 2005.

TARANGER, G. L. et al. Effects of photoperiod, temperature and GnRHa treatment on the reproductive physiology of Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) broodstock. **Fish Physiology and Biochemistry**, v. 28, p. 403-406, 2003.

TELICHEVSKY DE FOLGUERA, S. Ciclo sexual y mecanismo de maduración del ovario de la boga, *Leporinus obtusidens* (Val.). **Ecología**, v. 6, n. 1, p. 9-14, 1981.

TVEITEN, H.; SOLEVÅG, S. E.; JOHNSEN, H. K. Holding temperature during the breeding season influences final maturation and egg quality in common wolffish. **Journal of Fish Biology**, v. 58, n. 2, p. 374-385, 2001.

VAN DER KRAAK, G.; PANKHURST, N. W. Temperature effects on the reproductive performance of fish. In: C. M. Wood; D. G. Macdonald (Eds.). **Global Warming**: Implications for Freshwater and Marine Fish. Cambridge: Cambridge University Press, 1997. p.159-176.

VAZZOLER, A. E. M. **Biologia da reprodução de peises teleósteos**: teoria e prática. Maringá: EDUEM, 1996. 169 p.

VAZZOLER, A. E. M.; MENEZES, N. A. Síntese de conhecimentos sobre o comportamento reprodutivo dos Characiformes da América do Sul (Teleostei, Ostariophysii). **Revista Brasileira de Biologia**, v. 52, n. 4, p. 627-640, 1992.

VOLPATO, G. L.; TRAJANO, E. Biological Rhythms. In: A. Val; V. M. F. D. a. E. Val; D. Randall (Eds.). **Fish Physiology: The Physiology of Tropical Fishes**. Londres: Academic Press, v.21, 2005. p.101-153.

WOYNAROVICH, E.; HORVÁTH, L. **A propagação artificial de peixes de águas tropicais**. Brasília: FAO/CODEVASF/CNPq, 1983. 225 p.

ZANIBONI-FILHO, E. Piscicultura das espécies nativas de água doce. In: C. R. Poli; A. T. B. Poli; E. Andreatta; E. Beltrame (Eds.). **Aquicultura: experiências brasileiras**. Florianópolis: Multitarefa, 2004. p.337-368.

_____. et al. **Catálogo ilustrado de peixes do Alto Rio Uruguai**. Florianópolis: UFSC, 2004. 128 p.

_____.; NUÑER, A. P. D. O. Fisiologia da reprodução e propagação artificial dos peixes. In: J. E. P. Cyrino; E. C. Urbinati; D. M. Fracalossi; N. Castagnolli (Eds.). **Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva**. São Paulo: TecArt, 2004. cap. 4, p.45-73.

_____. et al. Alterações espaciais e temporais da estrutura da comunidade de peixes em decorrência da implantação do reservatório de Itá (Alto Rio Uruguai). In: E. Zaniboni-Filho; A. P. D. O. Nuñer (Eds.). **Reservatório de Itá**. Florianópolis: Editora da UFSC, 2008. p.21-48.

_____.; SCHULZ, U. H. Migratory Fishes of the Uruguai River. In: J. Carolsfeld; B. Harvey; C. Ross; A. Baer (Eds.). **Migratory Fishes of South America: Biology, Fisheries and Conservation Status**. Canada: IDRC and The World Bank, 2003. p.99-156.

_____.; WEINGARTNER, M. Técnicas de indução da reprodução de peixes migradores. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, v. 31, n. 3, p. 367-373, 2007.

_____.; WEINGARTNER, M.; BEUX, L. F. Espécies nativas: com potencial para regiões de clima frio. **Panorama da Aquicultura**, v. 19, n. 114, p. 24-29, 2009.

ZOHAR, Y.; MYLONAS, C. C. Endocrine manipulations of spawning in cultured fish: from hormones to genes. **Aquaculture**, v. 197, n. 1-4, p. 99-136, 2001.