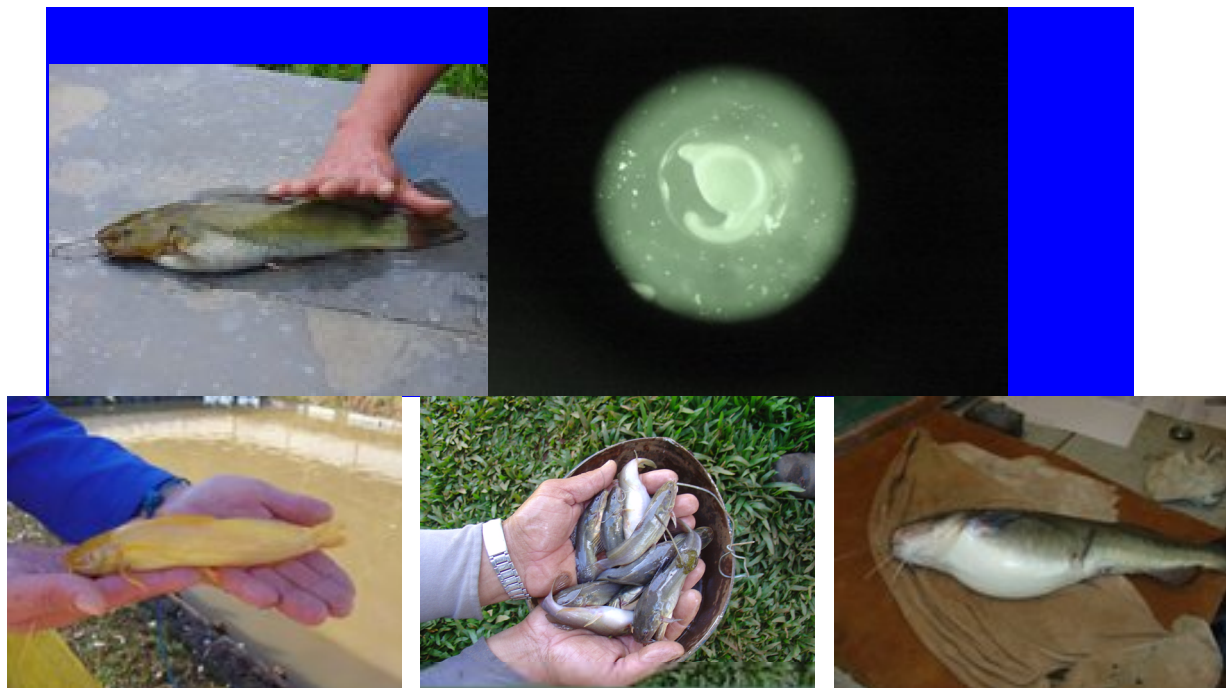


Boletim técnico.....

Produção de alevinos de Jundiá (Rhamdia quelen)



*Alvaro Graeff
Clóvis Agostinho Segalin
Evaldo Nazareno Pruner
Hilton Amaral Junior*

Índice

1.	APRESENTAÇÃO.....	
2.	INTRODUÇÃO.....	
3.	JUNDIÁ (<i>Rhamdia quelen</i>).....	
4.	QUALIDADE DA ÁGUA PARA O CULTIVO.....	
4.1	Temperatura.....	
4.2	Valor do pH.....	
4.3	Oxigênio dissolvido e Dióxido de carbono.....	
4.4	Dureza total.....	
4.5	Alcalinidade total.....	
4.6	Amônia total, nitrito e nitrato.....	
4.7	Turbidez e transparência.....	
5.	REPRODUÇÃO.....	
5.1	Natural.....	
5.2	Artificial ou induzida.....	
5.2.1	Escolha de matrizes.....	
5.2.2	Sinais promissores.....	
5.2.2.1	Machos prontos.....	
5.2.2.2	Fêmeas prontas.....	
5.2.3	Estocagem de matrizes prontas.....	
5.2.4	Indução da espermição e desova.....	
5.2.4.1	Instalação recomendada.....	
5.2.5	Produto, dose e local a ser aplicado.....	
5.2.5.1	Fêmeas.....	
5.2.5.2	Machos.....	
5.2.5.3	Local.....	
5.2.5.4	Dosagem do diluente.....	
5.2.6	Tempo para extrusão.....	
5.2.7	Incubação.....	
5.2.7.1	Capacidade de ovos por incubadeira.....	
5.2.7.2	Vazão ou renovação de água.....	
5.2.7.3	Aeração ou oxigenação.....	
5.2.7.4	Iluminação.....	
5.2.7.5	Temperatura.....	
5.2.7.6	Controle de fungos.....	
5.2.7.7	Alimentação.....	
5.2.7.7.1	Embrião e larva.....	
5.2.7.7.2	Pós-larva.....	
5.2.8	Alevinagem.....	
5.2.8.1	Preparo do viveiro externo.....	
5.2.8.1.1	Adubação.....	
5.2.8.1.2	Densidade recomendada.....	
5.2.8.1.3	Alimentação.....	
5.2.8.2	Manejo durante alevinagem.....	
5.2.8.3	Sobrevivência.....	
5.2.9	Despesca.....	
5.2.10	Distribuição.....	
6.	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	

Figuras

Figura 1	Bacias hidrográficas que abrangem o Estado de Santa Catarina.....
Figura 2	Jundiá (<i>Rhamdia quelen</i>).....
Figura 3	Diferenciação entre fêmeas e machos.....
Figura 4	Sinais promissores na fêmea
Figura 5	Locais de aplicação do extrato hipofisiário.....
Figura 6	Seqüência de extrusão, espermição, mistura e hidratação dos ovos fertilizados.....
Figura 7	Colocação de ovos fertilizados, previamente pesados, nas incubadeiras
Figura 8	Incubadeira tipo Zoug com capacidade de 60 e 20 litros.....
Figura 9	Inoculando a solução através de funil e mangueira na incubadeira com ovos embrionados.....
Figura 10	Aspecto da água com tratamento da solução contra fungos.....
Figura 11	Larvas de Jundiá (<i>Rhamdia quelen</i>) observados através de uma mangueira.....
Figura 12	Embrião em formação de jundiá (<i>Rhamdia quelen</i>).....
Figura 13	Preparação do viveiro com calcário.....
Figura 14	Viveiro com inoculação de <i>Chlorella minutissima</i>
Figura 15	Alimentando as pós-larvas de jundiá (<i>Rhamdia quelen</i>) com ração farelada.....
Figura 16	Rã touro gigante (<i>rana catesbeiana</i>) macho adulto.....
Figura 17	Alevinos de jundiá (<i>Rhamdia quelen</i>).....
Figura 18	Temperatura ideal na água para despesca.....
Figura 19	Transporte de alevinos através de transfish.....
Figura 20	Transporte de alevinos através de saco plástico e oxigênio.....

Tabelas

Tabela 1	Sugestão de unidades de jundiás por embalagem plástica.....
----------	---

Jundiá (*Rhamdia quelen*): produção de alevinos

Alvaro Graeff¹
Clóvis Agostinho Segalin²
Evaldo Nazareno Pruner³
Hilton Amaral Junior⁴

1. Apresentação

A piscicultura como atividade zootécnica, produz a cada ano excelentes resultados, frutos dos trabalhos de diferentes pesquisadores do Brasil. No caso do Jundiá (*Rhamdia quelen*), muito se falou sobre reprodução, mas em todas as pesquisas publicadas até então, pouco se comentou sobre os detalhes de produção de alevinos.

Os recentes avanços na produção em massa de alevinos de diversas espécies, bem como a definição de técnicas mais adequadas de alevinagem têm contribuído decisivamente para o assentamento da piscicultura como atividade de grande importância no contexto da produção de alimentos.

Os estudos apresentados neste boletim, auxiliarão os piscicultores a alcançarem sucesso em suas piscigranjas, principalmente porque o Jundiá (*Rhamdia quelen*), por ser um peixe nativo bastante apreciado pela população, era apresentado aos produtores com um preço muito acima daquele praticado com as outras espécies onde toda tecnologia de produção já está definida, pois a sobrevivência na larvicultura era muito baixa e se tornou um dos desafios para produção em massa desse peixe.

A partir do momento em que as técnicas específicas para a espécie foram definidas pela equipe de pesquisadores da Epagri, a sobrevivência aumentou e hoje é possível obter grandes quantidades de alevinos durante as reproduções induzidas e fornecer maior número de alevinos da espécie a preços competitivos e com isso oferecer aos produtores rurais mais uma opção para o aumento de sua renda.

¹ Méd. Vet., CRMV SC 0704/Esp. - Nutrição de Peixes de Água Doce, Epagri/Estação Experimental de Caçador, C.P. 591 89500-000 Caçador, SC - fone: (49) 3561-2027, e-mail: agraeff@epagri.rct-sc.br

² Méd. Vet., CRMV SC 0700/Esp. - Piscicultura de Peixes de Água Doce, Epagri/Gerência Regional de Joaçaba, C.P. 176, 89600-000 Joaçaba, SC - fone: (49) 3521-3615, e-mail: csegalin@epagri.rct-sc.br

³ Méd. Vet., CRMV SC 0401/Esp. Reprodução de Peixes de Água Doce, Epagri/Estação Experimental de Caçador, C.P. 591 89500-000 Caçador, SC - fone: (49) 3561-2047, e-mail: pruner@epagri.rct-sc.br

⁴ Méd. Vet., CRMV SC - 0638 DSc. Reprodução de Peixes de Água Doce, Epagri/ Estação de Piscicultura de Camboriu, C.P. 20 88340-000 Camboriu, SC - fone: (47) 3365-1319, e-mail: hilton@epagri.rct-sc.br

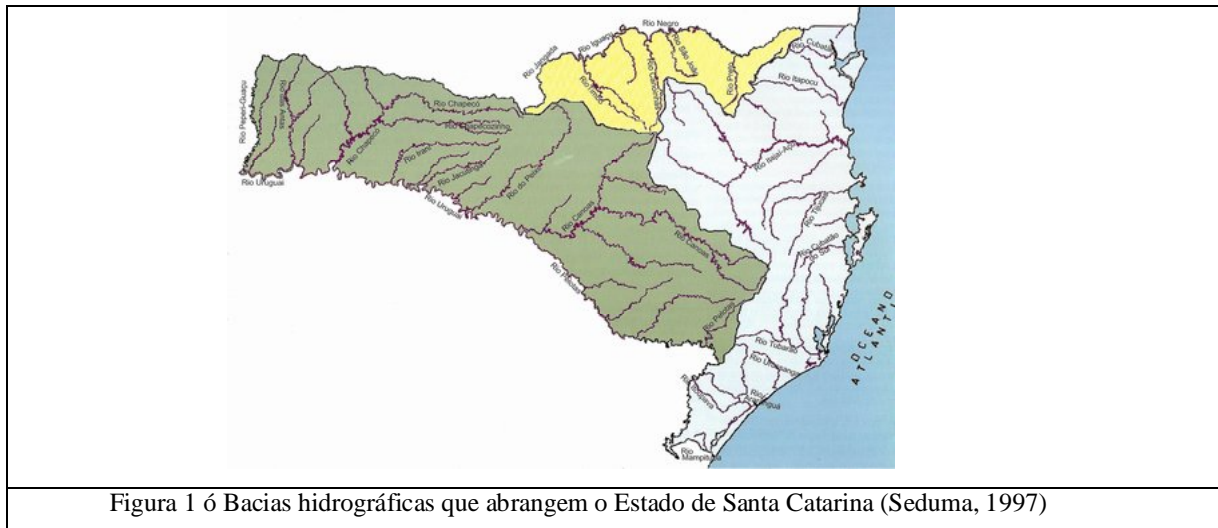
2. Introdução

O Estado de Santa Catarina é uma das unidades da República Federativa do Brasil e está situada na região sul, entre a latitude 25°57'S à 29°29'S e longitude 48°21'W a 53°50'W. Limita-se a leste com o Oceano Atlântico, ao sul com o Estado do Rio Grande do Sul, ao oeste com a República Argentina e ao norte com o Estado do Paraná.

Além de possuir uma orla marítima com 531 km de extensão, o Estado apresenta uma hidrografia representada pelo sistema integrado da vertente do interior (Bacia do Prata), comandada pelas bacias dos rios Paraná e Uruguai e pelo sistema da vertente do Atlântico (litoral de Santa Catarina), formado por um conjunto de bacias (Figura 01)

No primeiro sistema destaca-se a bacia do Rio Uruguai (49.573 km²) e a bacia do Rio Iguazu (10.612 km²).

O segundo sistema é constituído principalmente pela bacia do Rio Itajaí (15.500 km²), Cubatão (5.100 km²), Araranguá (3.020 km²), Itapoá (2.930 km²), Cubatão sul (900 km²), Urussanga (580 km²), Duma (540 km²) e Cubatão norte (540 km²).



A riqueza hídrica do interior e a diversidade de ecossistemas aliados ao modelo fundiário de pequenas propriedades proporcionam ao Estado condições favoráveis à exploração de diversos ramos da aquicultura.

O presente boletim pretende trazer aos técnicos e pesquisadores, a luz dos conhecimentos atuais, os avanços conseguidos através da produção e propagação artificial do jundiá, desenvolvidos na Unidade Experimental de Piscicultura/Estação Experimental de Caçador/Epagri com colaboração do Campo Experimental de Piscicultura de Camboriú/Epagri.

3. Jundiá (*Rhamdia quelen*)

A espécie em estudo tem distribuição geográfica do sudoeste do México ao norte, e centro da Argentina ao sul (Gomes *et al*, 2000b). Autores têm realizado revisões taxonômicas do gênero baseado em caracteres da morfologia interna, e concluíram que o gênero *Rhamdia* é formado de apenas 11 espécies dentre 100 anteriormente descritas. Segundo esta mesma versão a *Rhamdia quelen* pertence à seguinte divisão taxonômica (Silfvergrip, 1996):

Classe: *Osteichthyes*

- Série: *Teleostei*
- Ordem: *Siluriformes*
- Família: *Pimelodidae*
- Gênero: *Rhamdia*
- Espécie: *Rhamdia quelen*



Nomes vulgares no:

- Brasil: jundiá, jundiá-tinga, jandiá, jandiá-tinga, mandi e sapipoca
- Argentina: bagre, bagre negro, bagre sapo e bagre sul-americano

A coloração do jundiá varia de marrom-avermelhado claro a cinza claro/escuro e em alguns casos pode ser albino (Figura 2). A pigmentação da parte inferior da cabeça é variável. Os barbilhões têm crescimento maior que o corpo e esta relação é aumentada devido à grande possibilidade de dano dos mesmos em exemplares grandes. A diferenciação do *Rhamdia quelen* das outras espécies de *Rhamdia* é através das seguintes características: espinho da nadadeira peitoral serrilhado em ambos os lados; nadadeira caudal com lóbulos desiguais; membrana interr radial menor do que 2/3 do comprimento do raio do lobo superior da nadadeira caudal/lobo inferior da nadadeira caudal; com ou sem poros sensoriais múltiplos na cabeça; véu da narina posterior aberta postero-lateralmente, barbilhões maxilares no mínimo 28,8% do comprimento padrão; arcos branquiais de 5 a 16; vértebras pós Weberianas de 36 a 44; olhos de tamanho médio; com ou sem padrão de manchas; com ou sem uma marca tipo selim escuro na nuca (Godoy, 1987).

O Jundiá (*Rhamdia quelen*) vive em lagos e rios com águas mais calmas com fundo de areia e lama, preferindo habitar junto às margens com vegetação. Instalam-se entre pedras e troncos de onde saem a noite à procura de alimentos (Baldisserotto, 2004).

Esta espécie pode ser considerada euritérmica, pois alevinos aclimatados a 31° C suportam temperaturas de 15 a 34° C. A aclimação a temperaturas mais baixas proporciona uma maior tolerância à redução de temperatura, mas o limite superior de tolerância praticamente não se altera (FAO, 1990; Souza *et al*, 2005).

O crescimento do jundiá é maior com o incremento da temperatura. Este crescimento é bastante pronunciado nos primeiros meses de vida. A taxa de crescimento dos machos e das fêmeas até cerca de 150 dias é igual a partir disto o crescimento das fêmeas é mais pronunciado. Este fenômeno se explica em função de que os machos ficam precocemente maduros e férteis, e destinam suas energias à multiplicação de suas gônadas enquanto as fêmeas atrasam um pouco mais sua maturidade sexual. O comprimento assintótico calculado das fêmeas é de aproximadamente 66,5cm e dos machos de 52,5cm isto em um período de vida que nas fêmeas é calculado em 21 anos e os machos em 11 anos (Baldisserotto, 2004).

4. Qualidade da água para o cultivo

4.1 Temperatura

A temperatura da água é um fator que influencia quase todos os processos físicos, químicos e biológicos na água. Portanto a sua medição é imprescindível para a interpretação do restante dos parâmetros de qualidade das águas e dos processos que nela ocorrem. Todos os organismos que vivem na água são adaptados para uma determinada faixa de conforto de temperatura e possuem uma temperatura preferencial. Eles conseguem aceitar oscilações e, especialmente, aumentos da temperatura, somente até determinados limites, acima dos quais eles sofrem a morte térmica. Como temperatura máxima é considerado, por exemplo, 27°C para as trutas (*Salmo gairdnerii irideus*), 37,5°C para as carpas (*Cyprinus carpio* L.) e para os jundiás (*Rhamdia quelen*) 31°C (Piedras, 1989; Souza *et al*, 2005).

Como norma para os Jundiás a temperatura na larvicultura pode variar entre 17 e 27°C, sem causar grandes problemas (Gomes *et al*, 2000a). Saliente-se que, cada vez que a temperatura aproxima-se do limite superior, maior será o desenvolvimento larval. Assim, quanto mais constante a temperatura, mais previsível é o comportamento dos animais e, portanto mais fácil será seu cultivo.

4.2 Valor do pH

Para caracterização do comportamento neutro, ácido ou alcalino de uma solução, serve o valor de pH.

A escala de valores de pH estende-se de 0 a 14. Não contando com a presença de condições ou fatores excepcionais, o valor de pH para águas naturais oscila entre 6,5 e 8,5. O pH é um parâmetro muito importante a ser considerado na piscicultura, já que possui um profundo efeito sobre o metabolismo e processos fisiológicos de peixes e todos os organismos aquáticos. Têm sido reprodutivos, e se mais elevados, exerce influência sobre a toxicidade de certos parâmetros químicos, tais como amônia não ionizada, que se torna abundante em pH alcalino, e o ácido sulfídrico (H₂S) que aumenta percentualmente em pH ácido (Vinatea, 1997).

No cultivo do jundiá na fase larval deve-se evitar grandes variações no pH e recomenda-se um pH em torno de 8,0 a 8,5. Já na fase de alevinagem os jundiás sobrevivem em uma faixa de 5,0 a 9,0, fora desta faixa começa a apresentar problemas de controle dos íons corporais, o que poderá levar a uma redução no crescimento ou morte (Baldisserotto e Radunz, 2004).

4.3 Oxigênio dissolvido e dióxido de carbono

A maioria dos peixes pode tolerar concentrações de oxigênio dissolvido tão baixas quanto 2 mg/L por longos períodos, mas estas baixas concentrações são estressantes a eles. As concentrações de oxigênio dissolvido devem ser mantidas o mais próximo possível da saturação, mas abaixamentos para 4-5 mg/L à noite e elevações para 12-18 mg/L na água de superfície durante o dia são aceitáveis. Quando concentrações de oxigênio dissolvido à noite caem abaixo de 3 mg/L, pode-se esperar impactos negativos no crescimento e sobrevivência.

O jundiá respira pelas brânquias, mas durante a fase larval a captação de oxigênio ocorre através da pele. O nível ótimo de oxigênio dissolvido na água deve ser em torno de 7.5 mg/L, e evitar uma concentração abaixo de 1,3 mg/L na fase de alevinos pois diminuirá a sobrevivência (Baldisserotto, 2004).

4.4 Dureza total

O termo dureza é freqüentemente utilizado para caracterizar a qualidade de um determinado tipo de água.. Reflete principalmente o teor de íons de Ca e Mg que estão combinados ao carbonato e ou bicarbonato, podendo também estar associado com sulfato e cloreto. É expressa em mg/L de equivalente CaCO_3 .

As larvas do jundiá crescem melhores em águas com dureza entre 30 a 70 mg/L de CaCO_3 e em águas mais duras a mortalidade é maior (Baldisserotto e Radunz, 2004). No entanto os alevinos sobrevivem sem problemas em dureza de até 600 mg/L de CaCO_3 , mesmo com transferência direta de águas moles. Em águas muito ácidas, menores que pH 4,0, ou alcalinas, pH acima de 9,0, o aumento da dureza até próximo de 100 mg/L de CaCO_3 pela adição de cálcio (calcário calcítico) aumenta a sobrevivência dos alevinos em relação a águas moles. Também

ovos de jundiá hidratados em águas com concentração de 20 mg/L de cálcio e 2,9 mg/L de magnésio (dureza de 70 mg/L de CaCO_3) apresentam uma maior porcentagem de eclosão (Baldisserotto, 2004)

4.5 Alcalinidade total

A alcalinidade está relacionada com a capacidade da água de neutralizar ácidos. Águas com baixa alcalinidade (abaixo de 30 mg/L de CaCO_3) apresentam grandes variações de pH, o que prejudica a sobrevivência e o crescimento dos jundiás. A faixa que se recomenda para os jundiás é entre 30 e 60 mg/L de CaCO_3 (Tavares, 1994).

4.6 Amônia total, nitrito e nitrato

Os jundiás mantidos em sistemas de cultivo normalmente recebem alimentos com altos níveis de proteínas (alevino ó 36,0 % de PB, juvenil ó 32,0 % de PB e engorda ó 28,0 % de PB) (Lazzari *et al*, 2006). Partes dessas proteínas são assimiladas pelo jundiá e convertidas em proteína animal, levando ao seu crescimento. O restante será eliminado e o nitrogênio contido nestes resíduos pode ser excretado como nitrogênio orgânico (fezes) ou como amônia (NH_3), que é a principal forma de excreção de nitrogênio dos peixes. O nitrogênio também pode aumentar nos viveiros através da adição de fertilizantes, adubações orgânicas e pela decomposição do alimento desperdiçado.

A amônia e o nitrito são tóxicos aos jundiás em baixas concentrações, enquanto o nitrato só se torna tóxico em altas concentrações, normalmente não obtidas em sistemas de cultivo. A amônia está presente nas formas ionizada (NH_4^+ ou amônio) e não-ionizada (NH_3 ou amônia). A quantidade destas duas formas no ambiente depende principalmente do pH e da temperatura da água. O equilíbrio entre as duas formas de amônias é importante para entender os efeitos da amônia nos jundiás, pois a forma não ionizável é mais tóxica.

Níveis de NH_3 de 0,4 a 2,0 mg/L, dependendo do pH provocam a morte dos jundiás em poucos dias, enquanto níveis de nitrito (NO_2) de 0,5 a 1,0 mg/L já são prejudiciais. O crescimento e sobrevivência de alevinos de jundiá são prejudicados com níveis de NH_3 acima de 0,1 mg/L.

Ainda não existe parâmetros de nitrato (NO_3) prejudicial aos jundiás mas em carpas (*Cyprinus carpio* L) é tóxico acima de 70 mg/L e para as trutas (*Salmo gairdnerii irideus*) abaixo de 20 mg/L.

4.7 Turbidez e transparência

A turbidez da água é provocada por sólidos não dissolvidos em dispersão fina. Eles aparecem às águas como sólidos por lançamento ou enxurradas ou são formados nas águas em forma de plâncton em determinadas condições.

De modo geral uma turbidez com transparência entre 30 a 45 cm de profundidade e de coloração verde (fitoplâncton) é altamente bem vinda pois os jundiás preferem ambientes escuros para seu crescimento e desenvolvimento.

5. Reprodução

5.1 Natural

A reprodução natural começa por estímulos externos como aumento da temperatura e fotoperíodo, que é a duração do dia, devido à necessidade de enquadrar o período de reprodução com qualidade do meio ambiente para o desenvolvimento das larvas e alevinos.

Os machos estão aptos a se reproduzir na natureza em torno dos 180 dias enquanto que as fêmeas ao redor do primeiro ano. O período reprodutivo vai de agosto a março (Nomura, 1984).

A desova dos jundiás é parcelada, ou seja, os ovos são liberados em várias oportunidades durante o período reprodutivo. Quando ocorre este fenômeno os jundiás procuram ambientes rasos com fundo pedregoso e com as águas com pouca correnteza. Os ovos não são aderentes e irão ao fundo. Existe um bom sincronismo entre machos e fêmeas, pois o ritual começa logo ao amanhecer com o macho dando pequenos toques no ventre da fêmea. Logo a seguir ocorre a desova e a fecundação dos mesmos, após isto acontecer os machos e fêmeas abandonam o local.

5.2 Artificial ou induzida

5.2.1 Escolha de matrizes ó Apesar de que peixes maiores tenderem produzir mais óvulos e esperma, no sistema atual já admite usar-se indivíduos com peso em torno de 300 a 700 gramas com bom rendimento (Graeff e Pruner, 2006).

5.2.2 Sinais promissores

5.2.2.1 Machos prontos para a espermiacão liberam com facilidade o sêmen quando o abdômen é pressionado. O ventre é menos abaulado do que as fêmeas. O local de saída do sêmen é pela abertura urogenital bastante saliente (Figura 3).

5.2.2.2 Fêmeas prontas para reprodução tem o ventre arredondado e a abertura urogenital levemente inchada (Figura 4) e coloração avermelhada (Andreatta, 1979).



Figura 3 ó Diferenciação entre fêmeas (esquerda) e machos (direita)

5.2.3 Estocagem de matrizes prontas ó Até o início da reprodução induzida os machos e fêmeas são estocados em viveiros separados na densidade de 1Kg de peixe/m².

5.2.4 Indução da espermiacão e desova ó Um dos grandes entraves para indução da espermiacão e desova é a inability do operador ou técnico em reconhecer os sinais promissores. Os sinais apesar de subjetivos levam muito em conta a experiência do técnico.



Figura 4 ó Sinais promissores na fêmea (Ventre proeminente e orifício urogenital inchada e rósea)

5.2.4.1 Instalações recomendadas ó Em uma caixa de 1000 a 4000 litros com água corrente, introduz-se gaiolas teladas, separando-se os machos e fêmeas.

5.2.5 Produto, dose e local de aplicação na indução a espermição e desova

5.2.5.1 Fêmeas ó A dose total é de 5 mg de extrato hipofisiário de carpa por quilograma de peixe (5 mg/Kg) em duas aplicações com intervalo de 12 horas. Na primeira aplicação aplica-se 10% da dose total, e o restante na segunda aplicação ou seja os outros 90% (Graeff e Pruner, 2006). Amaral Jr. (2006) usa somente uma dose total de 5 mg/Kg de peixe sem a dose inicial.

5.2.5.2 Machos ó A dose total é de 2 mg de extrato hipofisiário por quilograma de peixe (2 mg/Kg) em uma aplicação somente. A aplicação desta dose total é feita no momento da segunda aplicação nas fêmeas.

5.2.5.3 Local - O extrato hipofisiário pode ser aplicado por via intraperitoneal (dentro da cavidade abdominal), junto à base da nadadeira peitoral ou via intramuscular próximo à nadadeira dorsal (Figura 5).



Figura 5 ó Locais de aplicação do Extrato hipofisiário

5.2.5.4 Dosagem do diluente ó Emprega-se 1 mL de soro fisiológico/Kg de peixe, em cada aplicação, para fêmeas e machos. Para as injeções usa-se seringa de insulina que contem 1 mL de volume.

5.2.6 Tempo para extrusão após aplicação do extrato hipofisiário

Entre a primeira e segunda dose (preparatória e decisiva), é preciso haver um espaço mínimo de 12 horas. A partir da segunda dose começa-se a contar a õhora grauõ que é o somatório das temperaturas da água onde estão os reprodutores ainda separados, a leitura é feita de hora em hora e anotados em uma planilha. Quando a somatória das horas graus individuais atingirem 220°C começa-se a examinar as fêmeas (Figura 6). Aquelas que com leve pressão abdominal começa a fluir os óvulos é realizada a extrusão. As que não fluírem espontaneamente, em intervalos de 30 minutos, são examinadas e testadas novamente uma ou duas vezes no máximo (Andreatta, 1979; Graeff e Pruner, 2006). Na técnica utilizada por Amaral Jr. (2006) ele utiliza após a segunda dose (decisiva) 240 horas grau .



Figura 6 ó Sequência de extrusão, espermição, mistura e hidratação e ovos fertilizados

No trabalho de extrusão os óvulos de uma fêmea são colocados em bacias plásticas e em seguida o esperma de dois machos (Figura 6), serão misturadas lentamente com pena de aves a seco (óvulos e espermatozóides) para homogeneizar, estas operações leva de 2 a 3 minutos. Após isto se começa a hidratar, com a introdução de água com dureza de 70 mg de CaCO_3 , até o nível de 2,0 cm acima dos ovos e com movimentos circulatorio. Com a introdução da água ativa os espermatozóides e fecunda os óvulos. Após a fecundação, coloca-se mais água para lavagem e retirada das impurezas (excesso de espermatozóide). Repete-se esta operação por mais três vezes, onde toda a operação leva de 20 a 30 minutos.

Para fins de incubação, neste momento, pesar os óvulos e levar as incubadeiras, conforme esquema do item **5.2.7.1** .

5.2.7 Incubação

O ato de incubar nada mais é do que deixar os ovos fertilizados ao movimento das águas de entrada e saída das incubadoras (Figura 7), pois os ovos não são aderentes como dos ciprinideos (Tamassia, 1996). Existem vários tipos de incubadoras que podem ser utilizadas para a incubação dos ovos de jundiás, mas a mais indicada é do tipo Zoug (em forma de um funil) com 20, 60 ou 200 litros de capacidade de água (Figura 8).



Figura 7 ó Colocação de ovos fertilizados, previamente pesados, nas incubadeiras

5.2.7.1 Capacidade de ovos fertilizados por incubadeira Zoug

(Graeff e Pruner, 2006; Amaral Jr., 2006)

20 litros → 30 (Graeff e Pruner) a 80 (Amaral Jr.) gramas de ovos fertilizados que é equivalente até 90.000 unidades

60 litros → 90 (Graeff e Pruner) a 240 (Amaral Jr.) gramas de ovos fertilizados que é equivalente até 270.000 unidades

200 litros → 200 (Graeff e Pruner) a 800 (Amaral Jr.) gramas de ovos fertilizados que é equivalente até 897.000 unidades

5.2.7.2 Vazão de água ou renovação de água - Para qualquer das incubadoras

recomendado-se 0,2 litros por minuto no início do desenvolvimento do ovo e de 0,5 a 1,0 litros/min após o fechamento do blastóporo para cada 10 litros de volume das incubadoras.



Figura 8 ó Incubadeira tipo Zoug com capacidades de 60 e 20 litros

5.2.7.3 Aeração ó É recomendável uma água que tenha entre 6 a 8 mg/L de

oxigênio dissolvido conseguido com a renovação (Baldisserotto, 2004)

5.2.7.4 Iluminação ó É recomendável que seja a menor intensidade

possível.(penumbra)

5.2.7.5 Temperatura ó

É recomendável uma temperatura média de 23°C na água para que ocorra a eclosão da maior parte dos ovos fertilizados em um período de 48 horas.

5.2.7.6 Controle de fungos ó

Após doze horas de incubação dos ovos usa-se uma solução:

- formol + verde de malaquita (1 litro + 1 grama) somente para controle de fungos^É ou
- Formalina (250 cm³ / 1 m³ de água)

Incubadeira/cap. 20 litros= 5 mL da solução em um litro de água e inocular lentamente

Incubadeira/cap. 60 litros=15 mL da solução em um litro de água e inocular lentamente

Incubadeira/cap.200 litros=50 mL da solução em um litro de água e inocular lentamente

Usa-se uma mangueira e um funil, para fazer o tratamento. A mangueira deverá chegar até a entrada da água da incubadeira, após inocula-se a solução. Sempre que se fizer esta operação desliga-se o fluxo de água por 5 minutos (Figuras 9 e 10)



Figura 9 ó Inoculando a solução através de funil e mangueira na incubadeira com ovos embrionados

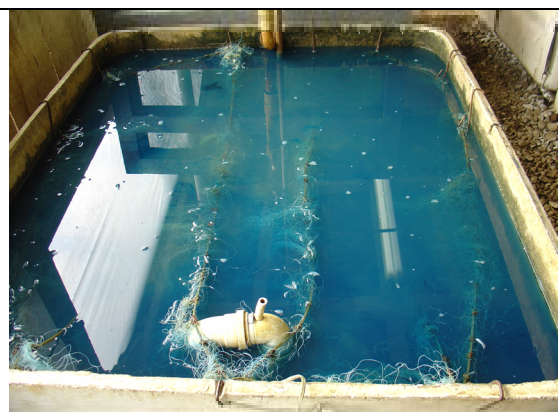


Figura 10- Aspecto da água com o tratamento da solução contra fungos

5.2.7.7 Alimentação

5.2.7.7.1 Embrião e larva -

Na incubadora o embrião se alimenta com as reservas providas da mãe ou seja o saco vitelínico, no qual após eclosão a larva irá também se alimentar durante o período de desenvolvimento por mais 48 horas com 23°C (Figuras 11 e 12).

^ÉVerde de malaquita só deve ser utilizado para tratamento de fungos em ovos de peixes nas incubadeiras e reprodutores que não irão a consumo (Roberts, 1981; Meyer & Jorgenson, 1983; Alderman, 1985 e Pavanelli et al, 1998).

A partir deste momento todo o sistema digestivo estará formado e a boca abrirá formando-se a pós-larva e com isso poderá receber alimento externo.

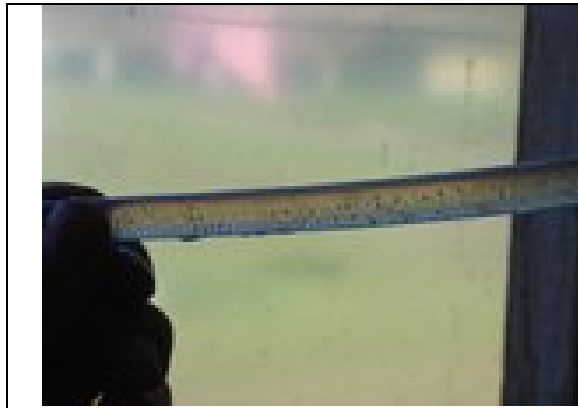


Figura 11 ó Larvas de jundiá (*Rhamdia quelen*) observadas através de uma mangueira

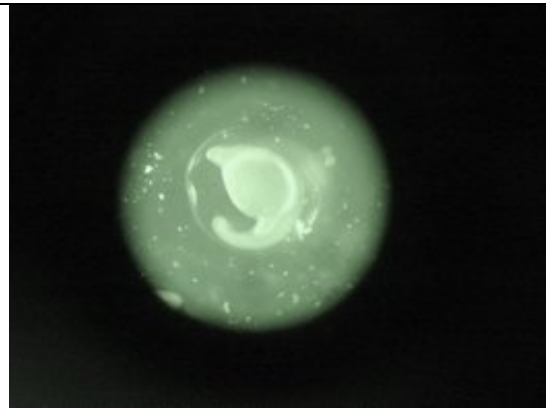


Figura 12 ó Embrião em formação de jundiá (*Rhamdia quelen*)

5.2.7.7.2 Pós-larva ó Ainda na incubadora recebe gema de ovo cozida micropulverizada em um saquinho de filó (tecido volta ao mundo) na quantidade de 1 gema para cada 100.000 pós-larvas em quatro vezes ao dia, com intervalo de três horas cada alimentação, durante três dias (Tamassia, 1996). Ou ovo microencapsulado (Amaral Jr., 2006), que é 1 ovo mais 250 mL de água quente e após bater em liquidificador com mais 750 mL de água fria também para 100.000 pós-larvas em quatro vezes ao dia.

5.2.8 Alevinagem

Apesar de que alguns autores entenderem que este período começa no momento em que as larvas nascem, até o momento em que iniciam a fase de alimentação externa, pois nesta fase as larvas terminam o processo de formação de algumas estruturas como a boca, nadadeiras e outros órgãos. Nós entendemos que a alevinagem começa no momento que as pós-larvas de jundiás já aceitam e procuram alimento externo, estão bem pigmentadas e, com isto, podem ser transferidas para tanques externos devidamente preparados para a larvicultura.

5.2.8.1 Preparo do viveiro externo

5.2.8.1.1 Adubação ó Correção do solo para pH 7.0 (calcário em função da análise do solo) ou utilizar a indicação de quando o solo for argiloso e o pH em torno de 6,5 deve-se adicionar 1.800kg de calcáreo/há. Já quando o pH for 5,5 adicionar-se 3.600kg/há

(Baldisseretto, 2004). Observar um intervalo de 48 horas antes da chegada das pós-larvas: adubação química de 6,6g de superfosfato triplo + 3,3g de uréia por metro quadrado mais a inoculação biológica de 3,3 mL de *Chlorella minutissima* ($1,5 \times 10^7$ células.mL⁻¹)^É também por metro quadrado (Graeff, 2003) (Figura 14). A lamina de água no viveiro não deve estar maior que 50 cm de altura nos primeiros 13 dias, e só se completa o viveiro nos últimos 8 dias.



5.2.8.1.2 Densidade recomendável ó A densidade adequada para a larvicultura do jundiá é de 10 larvas/L quando o cultivo é feito em laboratório (com pouca renovação de água). Mas em ambiente de produção de alevinos em viveiros e tanques recomenda-se utilizar 150 pós-larvas por metro quadrado.

5.2.8.1.3 Alimentação ó Alimentar as pós-larvas de quatro a seis vezes ao dia, iniciando-se este processo desde o primeiro dia, na seguinte proporção (Figura 15):

Primeira semana ó 200g/dia/100.000 pós-larvas estocadas.

Segunda semana ó 500g/dia/100.000 pós-larvas estocadas

Terceira semana ó 1000g/dia/100.000 pós-larvas estocadas

A ração deve ser distribuída a lanço, por toda a superfície do viveiro, o mais homoganeamente possível, e ter as seguintes características (Piaia e Radunz, 1997; Melo *et al*, 2002):

- finamente particulada
- possuir um conteúdo protéico de no mínimo 50% (farinha de peixe)

^É*Chlorella minutissima* pode ser adquirida na Estação Experimental de Caçador/EPAGRI



Figura 15 ó Alimentando as pós-larvas de jundiá (*Rhamdia quelen*) com ração farelada



Figura 16 ó Rã touro gigante (*Rana catesbeiana*) macho adulta

5.2.8.2 Manejos durante a alevinagem

- Diariamente procurar nos viveiros a presença de desovas sapos, pererecas e rãs; encontrando-as remove-las imediatamente (Figura 16).
- Constatada a ocorrência de girinos recém-nascidos agrupados, jogar cal viva sobre os mesmos.
- Diariamente observar o comportamento das pós-larvas/alevinos. Se constatada alguma anomalia em termos de movimento, coloração, apetite, imediatamente procurar a causa e saná-la, sob pena de ocorrerem grandes perdas
 - Semanalmente refazer a adubação química e orgânica preconizada anteriormente (5.2.8.1.1), desde que o disco de Secchi ultrapassar a transparência de 25cm
 - Semanalmente tratamento preventivo contra *Ichthyophthirius multifiliis* com formol na dosagem de 2,8 mL por metro quadrado de superfície. Quando ocorrer alguma mortalidade por fungos durante o período de alevinagem o tratamento de eleição é o uso de formalina na dose de 2,8 ml por metro quadrado.

5.2.8.3 Sobrevivência ó Resultados da Unidade Experimental de Caçador demonstram que quando utilizados os manejos anteriormente preconizados, a sobrevivência podem atingir em torno de 70% com os alevinos pesando \pm 100 mg e comprimento total de 2,0 cm. A duração do período de alevinagem externa é variável, dependendo principalmente da temperatura da água, mas outros fatores também influenciam, como a disponibilidade de

alimentos naturais e artificiais, a taxa de sobrevivência a ser obtida, mas em média não ultrapassam mais do que 21 dias de cultivo nos viveiros externos.

5.2.9 Despesca

Quando se constata que os alevinos, ou a maior parte deles, atinge aos três centímetros, procedem-se a despesca e transferência dos mesmos para o centro de manejo e depuração.

Durante a despesca deve-se proceder como segue:

→ Abaixar lentamente o nível de água do viveiro, no qual deve-se instalar, na saída, telas para evitar fugas.

→ Programar a despesca em horas com menor intensidade de calor, pois à medida que o nível da água diminui aumenta a temperatura da mesma (figura 18).

→ Por meio de equipamentos apropriados (puçás, redes, caixas de despesca) coletar os alevinos cuidadosamente, evitando acúmulo dos mesmos em situação de stress (pouca água, muito barro, fora da água etc..) (Figura 17).

→ Transferi-los em equipamentos (baldes, caixa de água, piscinas de lona etc...) onde a temperatura da origem e do transporte não tenham mais do que 2 graus centígrados de diferença (Figura 18).

5.2.10 Distribuição

O transporte dos jundiás, deve ser de preferência em sacos plásticos de 70 x 50cm com um terço de água e o restante preenchido com oxigênio, e vedado através de solda elétrica ou tiras de borrachas (Figura 19). Também se pode transportar em caixas construídas para isto (Figura 17). Mas antes de acontecer isto temos que verificar algumas orientações.

→ Alevinos devem já estar no centro de manejo e distribuição
→ Separar os alevinos de outros organismos (odonatas, girinos, etc.) sujeiras como palhas, folhas barro, etc.

→ Avaliar o estado sanitário dos alevinos, evitando transportar peixes que não estejam em boa condição de saúde.

→ Classificação por tamanhos = 1 (3 a 4 cm), 2 (4 a 6 cm) e 3 (maior que 6 cm).

→ Determinar o número de alevinos pelo método de amostragem (diversas amostragens com determinação de uma média de indivíduos por unidade de volume) ou contagem individual.

→ Determinar o peso médio (diversas pesagens individuais com determinação de peso médio)

→ Aplicar tratamento profilático com 5 mg/L de permanganato de potássio em banho de 1.00 h, com aeração, e/ou banho rápido (15seg) em solução de cloreto de sódio (sal de cozinha) livre de iodo, a 3% ou mesmo a formalina na dosagem de 6,0 mL por metro cúbico por 5 minutos

→ Deixar em repouso os alevinos de jundiás por 24 horas em água limpa e corrente e em jejum, para realizar a depuração dos conteúdos do sistema digestivo.

→ Embalar com água e oxigênio os alevinos nos sacos plásticos (Figura 19) nas seguintes quantidades (Golombieski *et al*, 2003) ou em caixas transportadoras (Figura 20).

Tabela 1 ó Sugestão de unidades de jundiás por embalagem plástica com 10 litros de água e oxigênio em função dos pesos e para transporte de 4 a 24 horas com temperatura da água de 23°C

Peso (g)	Tempo de transporte (horas)				
	4	8	12	16	24
	Unidades de jundiás/embalagem de 10 litros de água				
0,1	1.200	900	750	550	300
0,3	400	300	250	200	100
0,5	300	200	150	100	50
0,7	200	150	100	50	-
1,0	200	150	100	-	-

Golombieski *et al*, 2003 adaptado pela Unidade Experimental de Piscicultura/Epagri ó Caçador/SC

→ Transportar os jundiás observando o seguinte:

- Colocar os sacos com os alevinos de jundiá em locais do veículo que sejam abrigados da luz solar direta e que apresentem boa ventilação.
- Em emergência se precisar trocar a água das embalagens de preferência para água de



Figura 17 ó Alevinos de jundiá (*Rhamdia quelen*)



Figura 18 ó Temperatura ideal na água para despesca

poço.

- Se precisar parar por algum motivo, de preferência por estacionar o veículo transportador em sombras ou abrigos da luz solar.
- No caso das embalagens serem transportados na carroceria de caminhões ou caminhonetes, os mesmos devem ser recobertos por lonas, ou preferencialmente por sacos de tecidos úmidos, pois ajudam a evitar mudanças bruscas de temperatura.
- Ao chegar na propriedade coloca-se o saco plástico ainda fechado dentro dos viveiros, tanques, por pelo menos 15 minutos. Após isto, começar a abrir e fazer uma mistura das águas da embalagem e do viveiro. Recomenda-se isso para que ocorra equilíbrio da temperatura e pH das águas evitando o choque térmico aos alevinos. Depois inclinar o saco plástico em direção da água e fazer com que os jundiás saiam calmamente das embalagens sem pressa.



Figura 19 ó Transporte de alevinos através de saco plástico e oxigênio



Figura 20 ó Transporte de alevinos através de transfish

Referências bibliográficas

- AMARAL Jr. H. *Manejos adotados no Campo Experimental de Piscicultura/Epagri-Camboriu*. Apontamentos/anotações. 10p. 2006
- ALDERMAN, D.J. 1985. Malachite green: a review. *J. Fish diseases*, 8:289-298
- ANDREATTA, E.R. *Influência de diferentes dosagens e intervalos entre aplicações de gonadotrofina coriônica humana (HCG) sobre a reprodução do jundiá, Rhamdia sapo Valenciennes, 1840*. Porto Alegre:Fund. Para o Desenv. De Rec. Hum., 1979. 56p.
- BALDISSEROTTO, B.; RADUNZ NETO, J. *Criação de jundiá*. Santa Maria:Ed. UFSM, 2004. 232p.
- BOYD, C. *Pond Bottom Soil and Water Quality Management for Pod Aquaculture*. Auburn: Auburn University, 1997. 55p.
- FAO *Manual para el cultivo Del bagre sudamericano (Rhandia sapo)*. Santiago: ONU, 1990. 60p.
- FATMA ó Fundação do Meio Ambiente de Santa Catarina. *Relevância de parâmetros de qualidade das águas aplicados a águas correntes*. Parte I: Características gerais, nutrientes, elementos-traço e substâncias nocivas inorgânicas características biológicas. Florianópolis: FATMA/GTZ, 1999. 108p.
- GODOY, M.P. *Peixes do Estado de Santa Catarina*. Florianópolis: Editora da UFSC, Co-edição ELETROSUL e FURB. 1987. 572p.
- GOLOMBIESKI, J.I., SILVA, L.V.F.; BALDISSEROTTO, B.; *et al*. Transport of silver catfish (*Rhamdia quelen*) fingerlings at different times, load densities, and temperatures. *Aquaculture*, 216(2003) 95-102
- GOMES, A.R.C.; GOMES, L.C.; BALDISSEROTTO, B. Temperaturas letais de larvas de *Rhamdia quelen* (PIMELODIDAE). *Ciência Rural*, Santa Maria, 30(6):1069-1071. 2000
- GOMES, L.C.; GOLOMBIESKI, J.I.; GOMES, A.R.C.; *et al*. Biologia do Jundiá *Rhamdia quelen* (TELEOSTEI, PIMELODIDAE). *Ciência Rural*, Santa Maria, 30 (1):179-185, 2000
- GRAEFF, A. Método para multiplicação da alga (*Chlorella minutíssima*) para alimentação inicial de um sistema de produção de peixes fitoplantofagos. II Congresso Iberoamericano Virtual de Acuicultura. *Anais... CIVA2003*. Zaragoza:2003. 127-131
- GRAEFF, A.; PRUNER, E.N. *Manejos adotados na Unidade Experimental de Piscicultura/Epagri-Caçador*. Apontamentos/anotações. 11p. 2006

- KINKELIN, P.; MICHEL, C.; GHITTINO, P. *Tratado de las enfermedades de los peces*. Zaragoza: Ed. Acribia, 1991. 353p.
- LAZZARI, R.; RADUNZ NETO, J.; EMANUELLI, T.; *et al.* Diferentes fontes protéicas para alimentação do jundiá (*Rhamdia quelen*). *Ciência Rural*, 36(1):240-246, 2006.
- MELO, J.F.B.; RADUNZ NETO, J.; SILVA, J.H.S.; *et al.* Desenvolvimento e composição corporal de alevinos de jundiá (*Rhamdia quelen*) alimentados com dietas contendo diferentes fontes de lipídios. *Ciência Rural*, 32(2): 401-409. 2002
- MEYER, F.P.; JORGENSON, T.A. 1983. Teratological and other effects of malachite green on development of rainbow trout and rabbits. *Trans. Am. Fish Soc.*, 112:818-824
- NOMURA, H. *Dicionário dos peixes do Brasil*. Brasília:Editerra, 1984. 482p.
- PAVANELLI, G.C.; EIRAS, J.C.; MASSATO, T.R. *Doenças de peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento*. Maringá: EDUEM: CNPq: Nupélia, 1998. 264p.
- PIAIA, R.; RADUNZ NETO, J. Avaliação de diferentes fontes protéicas sobre o desempenho inicial de larvas do jundiá *Rhamdia quelen*. *Ciência Rural*, 27(2):319-323. 1997
- PIEDRAS, S.R.N. *Manual práctico para o cultivo do Channel Catfish (Ictalurus punctatus)*. Pelotas: EDUCAT, 1989. 74p.
- ROBERTS, R.J. 1981. *Patologia de los peces*. Madri: Ediciones Mundi-Prensa. 366p.
- SANTA CATARINA. SECRETARIA DE ESTADO DO DESENVOLVIMENTO URBANO E MEIO AMBIENTE. *Bacias hidrográficas de Santa Catarina: diagnostico geral*. Florianópolis, 1997. 163p.
- SILFVERGRIP, A.M.C. *A sistematic revision of the neotropical catfish genus Rhamdia (Teleostei, Pimelodidae)*. 1996, 156p. PhD (Thesis) ó Department of Zoology, Stockholm University and Department of Vertebrate Zoology, Swedish Museum of Natural History, Stockhol, Swedwn, 1996
- SOUZA, L.S.; POUEY, J.L.O.F.; CAMARGO, S.O.; *et al.* Crescimento e sobrevivência do catfish de canal (*Ictalurus punctatus*) e jundiá (*Rhamdia sp*) no outono-inverno do Rio Grande do Sul. *Ciência Rural*, 35(4):891-896, 2005
- TAMASSIA, S.T.J. *Carpa comum (Cyprinus carpio): produção de alevinos*. Florianópolis:EPAGRI, 1996. 75p. (EPAGRI. Boletim Técnico, 76)
- TAVARES, L.H.S. *Limnologia aplicada à aqüicultura*. Jaboticabal: FUNEP, 1994. 70p.



PDF
Complete

Your complimentary
use period has ended.
Thank you for using
PDF Complete.

[Click Here to upgrade to
Unlimited Pages and Expanded Features](#)

VINATEA, A.L. *Princípios químicos de qualidade da água em aquicultura: uma revisão para peixes e camarões*. Florianópolis:Ed. Da UFSC, 1997. 166p.

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