

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL
FACULDADE DE AGRONOMIA
AGR99006 - DEFESA DE TRABALHO DE CONCLUSÃO

TRABALHO DE CONCLUSÃO DE CURSO

Jhony Lisbôa Benato

00244121

Aspectos técnicos da produção de alevinos de peixes
em piscicultura localizada no município de Sentinela do
Sul (RS)



PORTO ALEGRE, julho de 2022.

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL
FACULDADE DE AGRONOMIA

AGR99006 - DEFESA DE TRABALHO DE CONCLUSÃO

Jhony Lisbôa Benato

00244121

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado como requisito para obtenção do Grau de Engenheiro Agrônomo, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul.

Supervisor de campo do Estágio: Gelson Hedler de Amorim (proprietário)

Orientador Acadêmico do Estágio: Prof. Dr. Danilo Pedro Streit Jr.

COMISSÃO DE AVALIAÇÃO

Prof. Pedro Alberto SelbachDepto de Solos (Coordenador)

Prof. Alexandre de Mello KesslerDepto de Zootecnia

Prof(a). Carine SimioniDepto de Plantas Forrageiras e Agrometeorologia

Prof. Clésio GianelloDepto de Solos

Prof. José Antônio MartinelliDepto de Fitossanidade

Prof(a) Renata Pereira da CruzDepto de Plantas de Lavoura

Prof. Sérgio Luiz Valente TomasiniDepto de Horticultura e Silvicultura

PORTO ALEGRE, julho de 2022.

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente à minha família, especialmente minha mãe Nivalda, meu pai Adair e meu irmão Jhonatan, por serem a base para todos os objetivos que já alcancei, me educarem e apoiarem durante toda minha vida.

Agradeço à minha namorada Nathalia dos Santos Teixeira, por ser minha inspiração, minha felicidade, me apoiar em todos os momentos e trazer muitas coisas maravilhosas para a minha vida. Obrigado por me permitir fazer parte da tua vida e da tua família incrível.

Agradeço ao meu Orientador Acadêmico e amigo Danilo Pedro Streit Jr., pelo auxílio neste trabalho e por todo apoio ao longo dos meus 4 anos de Iniciação Científica.

Agradeço às minhas amigas, companheiras de todo o curso Bruna, Liana, Liana, e Catia por me suportarem e me acompanharem na jornada da Agronomia.

Agradeço aos meus amigos Alessandra, Taís, Aline, Roger e Ber pelo carinho, amizade e pela motivação de seguir na graduação.

Agradeço aos meus amigos Caio, Bergmann, Gabi, Cat, Filipe e Rosana, que fizeram da dificuldade de viver longe de casa um novo lar na pensão em que morei durante a graduação.

Agradeço ao Grupo de Pesquisa AQUAM e seus integrantes, por todo aprendizado e experiências compartilhadas, que permitiram a realização deste estágio e meu crescimento como profissional.

Agradeço ao produtor Gelson Hedler de Amorim e sua família, pelo acolhimento e aprendizado proporcionados ao longo do Estágio Curricular Obrigatório.

Agradeço ao meu amigo Rômulo Rodrigues e ao Professor Josué Santana pelas colaborações na construção deste trabalho.

Agradeço também, por todos momentos de felicidade e companheirismo, às minhas cachorrinhas Niquinha, Nikita, Lilica e meu cachorro Dog.

Agradeço a todos amigos, familiares e professores que estiveram presentes ao longo da minha vida e formação acadêmica, cujos nomes não estão presentes aqui, mas sempre estarão guardados na minha memória.

RESUMO

O Trabalho de Conclusão do Curso foi desenvolvido a partir do estágio curricular obrigatório realizado entre 15 de setembro e 15 de dezembro de 2021 na Piscicultura Amorim, empreendimento situado na cidade de Sentinela do Sul, Rio Grande do Sul. Foram desenvolvidas atividades relacionadas aos diversos manejos que são realizados durante a reprodução e alevinagem das diversas espécies de peixes produzidas na propriedade. As principais atividades realizadas envolveram a seleção de matrizes aptas à reprodução, indução hormonal, coleta dos gametas e fecundação, cuidados pré-eclosão dos embriões, cuidados das larvas e pós-larvas, cuidados na alevinagem e manejo para comercialização. As atividades permitiram observar como é realizado o manejo reprodutivo tradicional de uma piscicultura no Rio Grande do Sul, assim como avaliar os principais entraves na produção e prospectar possibilidades de melhoria ou adequações no manejo que possam trazer incremento na sua produtividade, lucratividade e sustentabilidade.

Palavras-chave: piscicultura, alevinagem, manejo reprodutivo.

LISTA DE FIGURAS

Página

Figura 1 - Imagem aérea da área da Piscicultura, com localização do laboratório de reprodução. -----	8
Figura 2 – Quadro indicando os principais produtos usados na aquicultura para tratamento de patógenos em peixes de água doce e fatores que podem limitar sua aplicação em tanques/viveiros. --	19
Figura 3 - Pesagem do EBHC (A), seguido de maceração (B), diluição em soro fisiológico (C) e aplicação em matriz de carpa-cabeçada (D). -----	22
Figura 4 – Coleta de gametas através de extrusão em carpa-capim (A), mistura e ativação dos gametas com água utilizando pena (B) e transferência dos oócitos para incubadoras (C). -----	24
Figura 5 - Sexagem e seleção dos reprodutores (A), “hapas” para coleta de embriões após hipofiseção (B), embriões coletados após fecundação semi-natural (C). -----	24
Figura 6 - kakabans utilizados para coleta das ovas de carpa-comum (A), larvas cinco dias após eclosão, prontas para serem transferidas para viveiros (B). -----	25
Figura 7 - Manejo de localização dos ninhos (A), coleta dos embriões (B), desagregação e incubação dos embriões (C) e alevinagem em Traíra (D). -----	26
Figura 8 - Transferência de alevinos para laboratório (A), tratamento com Ictio e permanganato de potássio (B) e alevino de Jundiá com Ictioftiríase (C). -----	30
Figura 9 - Ninfas de libélulas (A) e tartarugas coletas de viveiros de alevinagem (B).-----	35

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO.....	6
2. CARACTERIZAÇÃO DO MEIO FÍSICO E SOCIOECONÔMICO DA REGIÃO DE REALIZAÇÃO DO TRABALHO.....	6
2.1 Aspectos Socioeconômicos	6
2.2 Aspectos Edafoclimáticos	7
3. CARACTERIZAÇÃO DA EMPRESA DE REALIZAÇÃO DO TRABALHO	8
4. REFERENCIAL TEÓRICO DO ASSUNTO PRINCIPAL	10
4.1 Cenário da piscicultura continental no Rio Grande do Sul	10
4.2 Reprodução em Peixes.....	11
4.3 Reprodução Artificial em Peixes	12
4.4 Manejo Larval, Pós-Larval e Alevinagem	14
4.5 Doenças e parasitas em peixes	15
4.5.1. Doenças causadas por bactérias.....	16
4.5.2. Doenças causadas por fungos e oomicetos.....	16
5. ATIVIDADES REALIZADAS.....	20
5.1 Seleção dos reprodutores.....	20
5.2 Indução hormonal	21
5.3 Reprodução Artificial	22
5.3.1 Manejo reprodutivo em carpas	22
5.3.2. Manejo reprodutivo em Jundiá	24
5.3.3. Manejo reprodutivo em carpa comum.....	25
5.3.4. Manejo reprodutivo em Traíra (<i>Hoplias aff. malabaricus</i>).....	25
5.4 Larvicultura	27
5.5 Preparo dos tanques de alevinagem.....	28
5.6 Alevinagem	28
5.7 Outras atividades.....	30
5.8.1 Alimentação dos reprodutores	30
5.8.2 Comércio de alevinos	30
5.8.3. Visita a produtores	31
5.8.4. Despesca e comércio de peixes.....	31
6. DISCUSSÃO	31
6.1 Estrutura da propriedade.....	31
6.2 Reprodução artificial.....	32
6.3 Manejo na fase larval.....	33

6.4	Manejo em pós-larvas e alevinagem.....	34
6.5	Manejo alimentar	36
7.	CONSIDERAÇÕES FINAIS	36
	REFERÊNCIAS	38

1. INTRODUÇÃO

A piscicultura é a atividade, dentro da produção animal, que mais tem crescido nos últimos anos (PEIXEBR, 2022), mas ainda é realizada de forma pouco tecnificada no Rio Grande do Sul, em comparação a outras regiões brasileiras. A produção de peixes tem demonstrado crescimento em média superior a 5% nos últimos cinco anos no Brasil, de acordo com o relatório do PEIXEBR (2022), os mais diversos fatores impedem o avanço dessa atividade no Rio Grande do Sul. Como exemplos, podemos citar as condições climáticas desfavoráveis, falta de integração na cadeia produtiva, problemas na comercialização do pescado e na oferta de alevinos e principalmente a insegurança jurídica.

Dentro desse contexto, o estágio curricular obrigatório foi realizado na Piscicultura Amorim, empresa tradicional de produção de alevinos de peixes, situada em Sentinela do Sul, Rio Grande do Sul, Brasil. As atividades foram realizadas entre 15 de setembro e 19 de novembro de 2021, totalizando uma carga horária de 300 horas.

Durante esse período, foram realizadas atividades nos diversos setores da piscicultura, envolvendo manejos diários de alimentação, manejo da água, monitoramento dos tanques, sexagem e seleção de reprodutores, indução hormonal de matrizes, reprodução artificial e cuidados de larvas e de pós-larvas.

Com os manejos realizados durante o período do estágio, foi possível observar a dinâmica da produção de alevinos das espécies mais comercializadas pela piscicultura, assim como identificar fatores limitantes no processo de produção. A partir daí, foram sugeridas melhorias no manejo a fim de resolver os problemas e aumentar a eficiência na reprodução dos peixes, considerando as condições estruturais e de mão de obra disponíveis na propriedade.

2. CARACTERIZAÇÃO DO MEIO FÍSICO E SOCIOECONÔMICO DA REGIÃO DE REALIZAÇÃO DO TRABALHO

2.1 Aspectos Socioeconômicos

O município de Sentinela do Sul está localizado a cerca de 100 km de Porto Alegre, na região Centro-Sul do estado do Rio Grande do Sul, pertencendo ao Conselho Regional de Desenvolvimento (COREDE) de mesmo nome. De acordo com Bertê *et al.* (2016), os municípios desta região apresentam um perfil com a produção Agropecuária como maior

fonte de renda, porém há algumas regiões com focos de produção industrial. O Índice de Desenvolvimento Econômico (IDESE) da região é o pior do estado dentre as 28 COREDEs, com alguns fatores como a Educação sendo críticos neste indicador. Dentro do fator renda, com exceção de Camaquã, os municípios apresentam estatísticas abaixo da média estadual. Já no fator saúde, a média do indicador é ligeiramente superior à média estadual. Isso mostra que no geral, os municípios da região apresentam problemas quanto ao acesso à educação e fonte de renda, resultando em indicadores de desenvolvimento dentre os piores do estado (BERTÊ *et al.*, 2016).

Diante do cenário reportado, Sentinela do Sul apresenta indicadores e perfil de produção que não se diferenciam da média da região. Com uma população estimada de 5.600 habitantes, apresenta uma área de 282,13 km², PIB total de R\$ 88.503.390,00 e PIB per capita de R\$ 15.857,9, sendo este último indicador o menor dentre os municípios do COREDE. Em relação à produção agropecuária, principal fonte de renda da maior parte da população, destacam-se o cultivo de arroz, fumiçultura, silvicultura e exploração pecuária (IBGE, 2021). Os principais acessos ao município são a BR-116 e RS-715, utilizadas no escoamento da produção agropecuária para outras regiões, porém a maior parte das áreas de produção do município estão distantes destas rodovias, com acesso somente através de estradas de chão. Isso dificulta o transporte da produção e também o acesso a serviços, prejudicando o desenvolvimento das atividades de produção agropecuária (WERLANG; TRAININI, 2016).

2.2 Aspectos Edafoclimáticos

O clima da região, segundo a classificação de Köppen, é subtropical úmido (*Cfa*), apresentando temperaturas elevadas no verão e baixas no inverno, inclusive com ocorrência de geadas (VIANELLO; ALVES, 2012). A temperatura oscila em média entre 18 e 30 °C durante o verão, com média diária próxima de 25 °C, enquanto no inverno oscila entre 10 e 21 °C, com média diária em torno dos 14 °C (IRGA, 2010).

No município de Sentinela do Sul, o tipo de solo predominante é o Argissolo, também com ocorrência de Gleissolos e Planossolos em áreas de baixada e áreas de Neossolos, Cambissolos e Plintossolos associadas a esses três tipos de solo predominantes. Na área da propriedade da Piscicultura Amorim, predomina a ocorrência da Associação Argissolo Vermelho-Amarelo + Plintossolo Háplico + Planossolo Háplico, com grande predominância de argissolos e planossolos (GIASSON *et al.*, 1996). Os argissolos, de coloração vermelha a amarela, estão presentes em áreas de maior altitude e declividade no relevo. Os planossolos

situam-se em regiões de baixada, com frequente acúmulo de água devido a sua baixa permeabilidade. Os argissolos e planossolos, predominantes na área, são caracterizados pela baixa fertilidade nas camadas superficiais e ocorrência de uma mudança textural abrupta, com a presença de um horizonte textural (com acúmulo de argila) em subsuperfície (EMBRAPA, 2011).

3. CARACTERIZAÇÃO DA EMPRESA DE REALIZAÇÃO DO TRABALHO

A Piscicultura Amorim está localizada no município de Sentinela do Sul, latitude 30,68508200° Sul e longitude 51,67611600° Oeste, a 120 km de Porto Alegre, e realiza atividades relacionadas à reprodução de peixes desde 1998. O empreendimento conta com uma área total de 11,7 ha, com 34 viveiros, totalizando aproximadamente 5,5 ha de espelho d'água, destinados à manutenção de reprodutores, alevinagem e à pesca esportiva. Além disso, próximo ao maior reservatório, foi construído o laboratório onde são realizados os manejos de reprodução artificial e se iniciam os manejos de alevinagem, além da comercialização de alevinos (Figura 1).

Figura 1 - Imagem aérea da área da Piscicultura, com localização do laboratório de reprodução.



O laboratório tem cerca de 100 m², onde estão instalados dois conjuntos de incubadoras, sendo seis de 200 L e quatro incubadoras de 60 L, além de oito tanques de concreto com capacidade de 1000 L, quatro tanques de 500 L e um tanque de 2000 L. Além das incubadoras, existe um aquecedor a gás modelo Lz 750Bp, da marca Lorenzetti®. A piscicultura conta com mão de obra totalmente familiar, sendo as atividades realizadas pelo proprietário, Sr. Gelson Hedler de Amorim e seu filho Arthur Amorim, com o auxílio eventual da esposa e filha do Sr. Gelson, além de outros parentes.

Como sendo um dos únicos empreendimentos licenciados a atuar na produção de juvenis de peixes na região Sul do Estado do Rio Grande do Sul (FEPAM, 2022), tem um papel de destaque no fornecimento de alevinos para produtores que vão desde o Chuí, até próximo à fronteira Oeste e a região de Guaíba. Dentre as principais espécies produzidas pela piscicultura estão as carpas: comum (*Cyprinus carpio*), cabeça grande (*Aristichthys nobilis*), prateada (*Hypophthalmichthys molitrix*) e a capim (*Ctenopharyngodon idella*), o jundiá (*Rhamdia quelen*), traíra (*Hoplias malabaricus*) e Tilápia (*Oreochromis niloticus*).

A piscicultura realiza parcerias com outros piscicultores, onde fornece pós-larvas ou juvenis para os produtores, comprando os alevinos de volta em tamanho de comercialização, após um período de desenvolvimento. Essa atividade é importante para a geração de renda de diversos produtores da região, que não possuem condições de realizar uma atividade de produção mais intensiva e alevinagem. Ao mesmo tempo, isso garante a obtenção de alevinos de maior tamanho para comercialização, sem a necessidade da utilização do espaço próprio da piscicultura, muitas vezes totalmente ocupado.

Algumas espécies de alevinos com demanda no mercado regional não são produzidas na piscicultura, devido a problemas como falta de estrutura e mão de obra. Para suprir a demanda do mercado por essas espécies, é realizada a revenda de alevinos de Tilápia (*Oreochromis niloticus*), Dourado (*Salminus brasiliensis*), Surubim-pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*) e Piava (*Leporinus obtusidens*), oriundos de outras pisciculturas. Além disso, é realizada a atividade de pesque e pague no maior tanque da piscicultura, juntamente com competições de pesca e eventos beneficentes.

Na Semana Santa, a Piscicultura Amorim articula na propriedade a compra e venda de peixes prontos para abate de toda a região, servindo como ponto de venda para piscicultores, muitos dos quais adquiriram alevinos produzidos na Piscicultura. Essa forma de comercialização dá uma garantia de compra do pescado aos piscicultores que adquirem os alevinos da propriedade, ao mesmo tempo que garante uma oferta de peixes para venda direta

ao mercado consumidor pela piscicultura.

4. REFERENCIAL TEÓRICO DO ASSUNTO PRINCIPAL

4.1 Cenário da piscicultura continental no Rio Grande do Sul

O Brasil está entre os 15 maiores produtores de peixe do mundo, sendo a piscicultura a área dentro da produção animal com maior crescimento na última década no Brasil, atingindo 841.005 mil toneladas em 2021, um incremento de 4,7% em relação ao ano anterior. Dentro deste cenário, o Rio Grande do Sul ocupa a 12ª posição entre os estados na produção de peixes, mas passa por um período de estagnação nos últimos anos. Isso ocorre principalmente devido à falta de políticas públicas e problemas com a legislação, como a proibição do cultivo de Tilápia na Bacia do Rio Uruguai, que havia sido liberada em 2019, mas foi novamente paralisada (PEIXEBR, 2022). Há mais de uma década, Baldisserotto (2009) já relatava que o estado conta com uma rede pequena de cooperativas e frigoríficos, o que dificulta a comercialização da produção, visto que o comércio se concentra no período que antecede à Páscoa. Entretanto, este cenário continua atual, muito embora tenha aumentando o número de frigoríficos que abatem peixes, esses possuem baixa capacidade operacional, o que resulta em operações regionalizadas.

Outro grande problema na piscicultura do Rio Grande do Sul é a falta de fiscalização sanitária dos peixes de cativeiro, especialmente na comercialização de alevinos, o que pode causar a disseminação de doenças e parasitas entre as regiões de cultivo (PEIXEBR, 2022). Se a quase duas décadas a EMATER/ASCAR (2006) relacionava o desconhecimento dos produtores sobre os processos para obtenção do licenciamento ambiental das pisciculturas, que resultava em empreendimentos com instalações inadequadas para o manejo tanto do ponto de vista produtivo como ambiental, o cenário pouco avançou atualmente. De acordo com PEIXEBR (2022), muito embora tenha havido um avanço na Legislação Ambiental do estado, através da Lei Estadual 15.647, o setor segue com muitas inseguranças (RIO GRANDE DO SUL, 2021). Isso ocorre pois a lei transferiu para o Conselho Estadual de Meio Ambiente, a responsabilidade para decidir sobre os principais pontos na autorização para a produção de peixes, trazendo insegurança jurídica e por consequência freando a atração de investimentos para o setor e, por consequência, o desenvolvimento profissional da atividade no estado

Uma necessidade para a piscicultura do Rio Grande do Sul, já destacada por

PEIXEBR (2022) é a criação de cooperativas ou redes de cooperação pelos piscicultores gaúchos. As cooperativas servem para reduzir custos na compra de insumos, facilitar o compartilhamento do conhecimento técnico, obtenção do licenciamento ambiental de forma integrada e maior articulação no momento da comercialização. Isso pode permitir a pequenos piscicultores atingirem uma escala de produção e facilita a inserção no mercado, já que as indústrias buscam uma escala de produção definida e um padrão uniforme dos peixes (PESTANA *et al.*, 2008). Além disso, com o aumento do conhecimento técnico pelos piscicultores, poderá ser realizado um melhor manejo de controle de doenças e parasitas, assim como aumentará a eficiência do processo de alevinagem, como já apontava Auozani (2006).

Embora atualmente a tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) e as carpas sejam as espécies mais produzidas no Rio Grande do Sul, existe potencial para a produção de espécies nativas no Estado (GARCIA *et al.*, 2008). Porém, a demanda do mercado por tilápia têm aumentado de forma mais expressiva que a produção, devido à proibição do cultivo da tilápia em boa parte do Estado e fatores como as condições climáticas e manejo inadequados. Com investimentos no desenvolvimento de tecnologias de produção e melhora no manejo, seria possível viabilizar a criação de Tilápia, contornando o problema do frio como impeditivo para a produção desta espécie de grande potencial. Os dados do ano de 2021 sobre a produção de peixes no Rio Grande do Sul indicam que 64,9% da produção é de espécies exóticas como carpa e panga (sem considerar a tilápia), 29,6% corresponde à produção de tilápia e apenas 5,4% da produção é de espécies nativas (PEIXEBR, 2022).

A dificuldade de produção de espécies nativas está na baixa viabilidade técnica para a produção zootécnica destas espécies. Um exemplo é o jundiá, espécie nativa mais produzida no estado, mas que carece de animais zootecnicamente melhorados para uma produção em escala. Uma solução para este caso seria um programa de melhoramento genético para a espécie, que permitiria um ajuste na dieta e padronizaria o desenvolvimento dos peixes. Entretanto, existe um grande entrave quanto à baixa atração do consumidor pelas espécies nativas, o que reduz a chance de investidores privados montarem um programa de melhoramento genético para as espécies nativas sul-americanas.

4.2 Reprodução em Peixes

Os peixes podem ser caracterizados em dois grupos quanto à estratégia reprodutiva, os sedentários (não migradores) e os reofílicos (migradores). Como o nome diz, os peixes

sedentários não necessitam realizar migração para a sua reprodução, são espécies que vivem e se reproduzem em um mesmo local, sendo exemplos deles o Tucunará (*Cichla temensis*) e a Tilápia (*Oreochromis niloticus*) (KIRSCHNIK, 2011). Já as espécies reofílicas são aquelas que necessitam realizar migração durante o período reprodutivo para completar a maturação dos gametas e se reproduzirem. Diversos fatores podem afetar sua reprodução, entre eles a mudança do fotoperíodo (horas de luz do dia), elevação da temperatura, mudanças na qualidade e no volume da água e alterações no metabolismo devido ao esforço da migração. Para as espécies migradoras, é necessário que um ou mais desses fatores estimule a produção de determinados hormônios ligados à reprodução, favorecendo o desenvolvimento e maturação dos gametas, resultando na desova e espermição (SENAR, 2017).

Os peixes podem apresentar dois tipos de desovas (totais ou parceladas). Nas espécies produzidas no Brasil, geralmente a desova é total, ocorrendo em determinado período do ano, com a maturação e liberação dos oócitos de uma só vez (SENAR, 2017). Uma exceção a esse padrão ocorre com a Tilápia, espécie que realiza diversas desovas parceladas ao longo do ano, sem apresentar uma estação reprodutiva bem definida. Para a maior parte das espécies de peixes, os gametas são liberados na forma inativa, ocorrendo a ativação espermiática no momento em que entram em contato com a água. Assim, quando ocorre a desova, os oócitos são liberados simultaneamente aos espermatozoides na água, resultando na fecundação a partir do contato entre os gametas (SILVA, 2014).

Após a fecundação, o embrião se desenvolve a partir da alimentação endógena presente no saco vitelínico, que armazena os nutrientes necessários para o seu desenvolvimento e da larva nas primeiras horas ou dias após a eclosão (SENAR, 2017). Quando ocorre a eclosão, a larva dos peixes ainda não apresenta um desenvolvimento completo dos seus órgãos e tecidos, sendo a sua formação completada geralmente alguns dias após a eclosão. Nesse momento ocorre a formação da boca, olhos, brânquias e outros órgãos. Além disso, quando a larva deixa de se alimentar do saco vitelínico, ela atinge o estágio de pós-larva, e é considerada um alevino (ou juvenil) a partir do momento que apresenta a conformação de um exemplar adulto da espécie (ANDRADE *et al.*, 2014).

4.3 Reprodução Artificial em Peixes

Quando os peixes migradores são mantidos em pisciculturas, podem experimentar inúmeras alterações que induzem sua reprodução. Porém, sem o estímulo da migração muitas das espécies não conseguem realizar a maturação final dos oócitos e por consequência não

ocorrendo a desova. Quando não ocorre a desova, os oócitos que estariam aptos para a fecundação passam por um processo chamado atresia folicular, onde acabam regredindo e sendo reabsorvidos pelo organismo (SENAR, 2017).

Para que seja possível reproduzir essas espécies em condições de piscicultura, são utilizados protocolos de indução hormonal, onde a injeção de hormônios específicos é utilizada para desencadear a maturação final dos oócitos e desova em condições controladas, além de melhorar o volume de sêmen liberado pelos machos. Os hormônios utilizados normalmente são encontrados na hipófise de peixes maduros ou são produzidos de forma sintética. O protocolo padrão mais utilizado na indução hormonal é a hipofiseção, que consiste na aplicação de Extrato Bruto de Hipófise de Carpa (EBHC) em doses definidas para cada espécie, quando as mesmas apresentarem outras características indicando a maturidade reprodutiva (QUEROL *et al.*, 2013).

A reprodução artificial oferece diversas vantagens em relação a reprodução natural. Além de permitir a reprodução em cativeiro de espécies migradoras, ela pode ser utilizada para sincronizar o momento de liberação dos gametas entre machos e fêmeas, aumentar o volume de sêmen liberado pelos machos, acelerar a maturação final dos oócitos, realizar a reprodução no momento de interesse pelo produtor e acompanhar o desenvolvimento das larvas, pós-larvas e alevinos (SENAR, 2017).

Após a indução hormonal, os reprodutores necessitam de um período de tempo, de acordo com a espécie, temperatura da água, tipo e dosagem do hormônio, para que ocorra a desova. Cada espécie possui um padrão para isso, sendo popularmente conhecido por hora-grau o tempo a uma determinada temperatura para que ocorra a maturação final dos gametas. Para o cálculo da hora-grau, deve-se multiplicar a temperatura da água acima de 0 °C pelo número de horas passadas desde a indução. Por exemplo, se uma espécie realiza a desova entre 200 e 240 horas-grau após a indução e a temperatura da água estiver em média a 24 °C durante esse período, a desova ocorrerá aproximadamente de 8 a 10 horas após a indução hormonal. Além disso, algumas espécies apresentam sinais comportamentais no momento da ovulação, como nado circular no tanque, geração de ruídos e espasmos musculares (ANDRADE; YASUI, 2003).

Após a ovulação, as matrizes devem ser retiradas cuidadosamente dos tanques e acondicionadas sobre uma superfície macia, onde é realizada a extrusão dos oócitos através de uma massagem abdominal no sentido craniocaudal, induzindo a saída dos oócitos pela papila urogenital. Nesse momento, a mesma técnica é utilizada para obtenção do sêmen, que pode ser coletado separadamente ou depositado sobre os oócitos já coletados (ZANIBONI FILHO;

WEINGARTNER, 2007). Ao realizar a extrusão dos gametas, deve-se considerar que os gametas dos peixes são liberados na forma inativa, e são ativados posteriormente pela água. Como o tempo de motilidade dos espermatozoides tende a ser curto nas espécies produzidas em cativeiro (SOUZA *et al.*, 2007), os recipientes onde os gametas serão coletados devem estar totalmente secos e deve-se cuidar para que não haja contato dos gametas com a água. Após a coleta, os gametas devem ser misturados de forma homogênea, utilizando ferramentas de silicone ou penas de aves limpas. Em seguida, deve ser adicionada água para promover a ativação da motilidade espermática e hidratação dos oócitos, resultando na fecundação (LIMA, 2013).

4.4 Manejo Larval, Pós-Larval e Alevinagem

Durante o desenvolvimento da larva até alevino, diversos manejos devem ser adotados a fim de solucionar problemas que possam ocorrer. A partir da eclosão, é necessário utilizar medidas como a proteção das larvas à iluminação excessiva, o que pode causar alterações comportamentais futuras aos animais, além de cuidados com a qualidade da água e medidas profiláticas (CESTAROLLI, 2005). Nos dois primeiros dias após a eclosão, as larvas e pós-larvas são muito suscetíveis a bactérias, protozoários e parasitas, principalmente devido a não possuírem seus órgãos e tecidos completamente desenvolvidos (ULIANA; SILVA; RADÜNZ; 2001). Nesse período, é essencial a utilização de medidas profiláticas a fim de evitar a disseminação de doenças dentro da incubadora, começando pelo cuidado com a qualidade da água utilizada, que deve possuir parâmetros como pH adequado, oxigênio disponível elevado e baixos teores de substâncias nocivas como amônia e nitrito. Para isso, é importante que seja mantido o fluxo de água nas incubadoras de baixo para cima, a fim facilitar a movimentação das larvas pela coluna d'água, enquanto ainda não possuem bexiga natatória totalmente formada (CESTAROLLI, 2005).

Após o desenvolvimento inicial das pós-larvas, quando já estiverem com suas estruturas em estágio avançado de formação, deve ser iniciada a alimentação exógena. Dependendo da espécie e do grau de tecnificação dos produtores, essa etapa é iniciada ainda com as pós-larvas nas incubadoras, adotando-se um manejo de alimentações com intervalos curtos e pré-definidos com pequenas quantidades de alimento. Nessa fase é quando geralmente ocorre maior mortalidade nas pisciculturas, reforçando a necessidade de um acompanhamento constante e criterioso pelo produtor e técnico responsável (LANDINES, 2003).

Existem diversos tipos de alimentos utilizados nesse estágio de desenvolvimento dos animais, sendo os alimentos vivos os mais nutritivos. Os alimentos vivos são utilizados por diversas pisciculturas durante a alevinagem, e podem ser fornecidos de diversas maneiras para os animais. Dentre eles, os mais utilizados são as microalgas, os rotíferos (zooplânctons) e o branchiopoda *Artemia*. Esses alimentos se caracterizam pelos elevados teores de proteína e vitaminas, que são essenciais para a nutrição das pós-larvas e auxiliam no seu desenvolvimento intestinal (ØIE *et al.*, 2011).

Em pisciculturas comerciais, é comum a utilização de viveiros para manter os animais nesse estágio de desenvolvimento. Geralmente, é utilizada uma adubação (química ou orgânica) a fim de favorecer o desenvolvimento de fitoplâncton, zooplâncton e outros microorganismos que servem de alimento inicial para os peixes. O fitoplâncton também tem grande importância por ser um dos principais fornecedores de oxigênio para a água do viveiro, ajudando a manter esse parâmetro em condições adequadas para as larvas. As pós-larvas e alevinos conseguem naturalmente capturar esses alimentos, que servem como nutrição complementar à ração que já pode começar a ser fornecida nesse estágio. Além disso, com a adubação e o desenvolvimento do plâncton, ocorre uma diminuição da transparência da água, o que reduz a penetração dos raios solares na água, diminuindo a proliferação de algas maléficas à produção e a predação das larvas por aves (SENAR, 2019).

4.5 Doenças e parasitas em peixes

Durante o período de alevinagem, diversas doenças e parasitas podem acometer os peixes, sendo necessário identificar rapidamente o tipo de patógeno e o que está causando esse problema. As formas mais comuns de se detectar a ocorrência de doenças ou parasitoses em viveiros de alevinagem é a partir da observação de comportamento anômalo dos peixes, como flutuação próxima à superfície, nado lento e descoordenado, alteração na coloração dos animais, presença de sinais do patógeno, entre outros. Quando observada a presença de alguma anomalia durante o desenvolvimento das larvas, pós-larvas e alevinos, devem ser tomadas medidas para corrigir o problema antes de causar maiores mortalidades (TAMASSIA, 1996).

Dentre os fatores que podem ocasionar o surgimento de doenças se destacam as alterações na qualidade da água, principalmente em relação ao pH e concentração de substâncias tóxicas, temperatura inadequada para o desenvolvimento dos peixes, problemas na nutrição dos animais e condições favoráveis ao desenvolvimento de patógenos. Dentre os

organismos que podem causar doenças em peixes, podemos mencionar as bactérias, oomicetos, os protozoários, os trematódeos, os crustáceos e os vermes (SCHALCH; ONAKA; TAVARES-DIAS, 2009).

4.5.1. Doenças causadas por bactérias

As doenças bacterianas em peixes normalmente estão associadas a condições ambientais inadequadas nos viveiros, principalmente ao excesso de material orgânico e baixa qualidade da água. As infecções mais comuns ocorrem pelas bactérias *Aeromonas hydrophila*, *Pseudomonas fluorescens*, *Flexibacter columnaris* e *Streptococcus* sp., sendo comum o surgimento de sinais como a perda do apetite, redução na movimentação e tendência a ficar mais próximos das áreas mais rasas dos tanques. Além disso, com o avanço da infecção, pode ocorrer erosão de tecido nas nadadeiras, surgindo lesões do tipo úlcera por todo o corpo do animal e, com o agravamento, podem ocorrer hemorragias em diversos órgãos e tecidos do animal, podendo levar à morte (SCHALCH; ONAKA; TAVARES-DIAS, 2009).

4.5.2. Doenças causadas por fungos e oomicetos

Os oomicetos do gênero *Saprolegnia*, especialmente da espécie *Saprolegnia parasitica* são causadores de infecções em peixes, levando ao desenvolvimento da doença conhecida por saprolegniose. Quando ocorre a infecção, o oomiceto desenvolve um crescimento micelial branco ou cinza claro com aspecto de algodão, podendo acometer tanto o estágio de embrião como animais adultos. A ocorrência dessa doença geralmente está associada à problemas de estresse dos animais, visto que o oomiceto aproveita quedas na imunidade dos animais e ferimentos causados por outros patógenos para se desenvolver. Geralmente o início da infecção é caracterizado pela despigmentação da pele, progredindo para um desenvolvimento mais avançado das hifas até atingir um aspecto similar a um tufo de algodão. Além de prejudicar o desenvolvimento dos animais, essa doença pode frequentemente causar mortalidade nos viveiros quando não controlada (SIQUEIRA, 2004).

4.5.3 Doenças causadas por protozoários

O protozoário *Ichthyophthirius mutifilis* é o causador da “doença dos pontos brancos” ou Ictioftiríase, caracterizada pelo surgimento de pontuações claras espalhadas pelo corpo dos animais, que são visíveis a olho nu. A irritação causada pelo protozoário faz com que os peixes desenvolvam uma produção de muco excessiva e se raspem no substrato ou em objetivos presentes no viveiro. Além disso, o parasita pode se instalar nas brânquias e

dificultar a respiração, a excreção nitrogenada e a osmorregulação dos peixes (PÁDUA *et al.*, 2012). O ciclo de vida desse protozoário depende da temperatura da água, sendo rapidamente acelerado com o aumento da mesma. Embora essa doença geralmente não cause mortalidade, ela ocorre quando as condições ambientais não estão adequadas aos peixes, e as feridas provocadas pelo patógeno servem como porta de entrada para outros patógenos (MARTINS *et al.*, 2015).

4.5.4. Parasitose por trematódeos

Os trematódeos são parasitas divididos em dois grupos, os monogênicos e digênicos. Os trematódeos monogênicos são organismos que se prendem aos peixes utilizando aparelhos de fixação (haptores) com ganchos ou ventosas. Geralmente se fixam nas brânquias, nadadeiras e dorso. Os trematódeos digênicos formam um grupo de parasitas similares a vermes, geralmente formando cistos na pele e órgãos internos. Eles utilizam os peixes e moluscos como hospedeiros intermediários, finalizando seu ciclo em aves, que geralmente infectam os viveiros com fezes contendo ovos do parasita. No geral, os trematódeos não causam problemas no crescimento e reprodução dos peixes, mas deve-se evitar a infecção dos animais e dispersão desses parasitas (SCHALCH; ONAKA; TAVARES-DIAS, 2009).

4.5.5. Parasitose por crustáceos

Dentro do subfilo dos crustáceos, duas famílias têm maior importância como ectoparasitas em peixes, a família *Argulidae* e a família *Lernaeidae*. Os *Argulidae* são popularmente conhecidos como “piolhos de peixes”, se alimentam do sangue dos animais, geralmente se fixando sobre as brânquias, e podem até ocasionar mortalidade, principalmente em peixes jovens (THATCHER, 2006). Os *Lernaea*, são parasitas que se fixam ao peixe com auxílio de ganchos especiais com formato de âncora. Presentes na cabeça do parasita, os ganchos penetram na musculatura do peixe e sua região caudal fica alojada sobre o corpo dos animais. Por se alimentarem do sangue dos peixes e geralmente ocorrerem grandes infestações desse parasita, podem ocasionar anemia severa e mortalidade de alevinos e peixes adultos. Além disso, ocorre inflamação na região de fixação do parasita, que serve como porta de entrada para infecções secundárias, que são mais graves devido à debilidade dos peixes parasitados (ACOSTA *et al.*, 2016).

4.5.6. Parasitoses por vermes

Dentre os vermes parasitas de peixes, encontram-se representantes das classes

Cestoda, *Nematoda*, *Acantocephala* e *Hirundinea*. Estes vermes geralmente parasitam os peixes como hospedeiros intermediários e não causam mortalidade, mas representam riscos à saúde humana quando é consumida carne crua de peixes parasitados por esses organismos (SCHALCH; ONAKA; TAVARES-DIAS, 2009).

4.6. Manejo sanitário

4.6.1. Medidas preventivas

De acordo com Maciel (2012), os principais cuidados quanto ao manejo sanitário em pisciculturas envolvem medidas de prevenção à entrada de patógenos, manutenção da saúde dos peixes e tratamento de doenças e parasitas em casos de infecção. Quanto à prevenção, sempre se deve evitar que patógenos sejam introduzidos no cultivo por falta de cuidados na introdução de novos animais na área. Sempre que um animal for trazido de fora da piscicultura, deve-se realizar um período de quarentena de pelo menos 20 dias, com a finalidade de se observar a possível manifestação de patógenos. Nesse período, também podem ser aplicados tratamentos terapêuticos ou profiláticos.

Além disso, devem ser tomadas medidas visando a desinfecção dos viveiros que receberão os animais, buscando evitar que haja presença de patógenos já no momento da introdução dos peixes. É recomendado que os tanques permaneçam secos por pelo menos 10 dias e seja realizada uma aplicação de cal virgem na dose de 200 a 400 g/m² no fundo do viveiro e se necessário uma aplicação de calcário para correção do pH. Após o preparo dos viveiros, os animais a serem introduzidos devem ser aclimatados às novas condições de temperatura e outros parâmetros da água para que não haja perda na homeostase e aumente sua susceptibilidade a patógenos (MACIEL, 2012).

Com os animais dentro dos viveiros deve ser monitorada a qualidade da água quanto à temperatura, pH, oxigênio disponível, amônia tóxica, nitrito, alcalinidade, dureza, entre outros parâmetros, a depender da espécie produzida (SENAR, 2019). A manutenção de uma boa qualidade da água ajuda a manter os animais saudáveis e diminuir o risco do desenvolvimento de infecções. Além disso, deve ser realizado o controle de animais que possam servir como hospedeiros intermediários de patógenos ou parasitas, como girinos e caramujos, além de utilizar tela anti-pássaros para evitar que eles tenham acesso à água dos viveiros (MACIEL, 2012).

4.6.2. Medidas terapêuticas

Quando ocorre o desenvolvimento de algum patógeno ou a infestação por parasita numa piscicultura, devem ser utilizadas medidas de controle para o manejo das doenças. Os métodos mais comuns de manejo de doenças envolvem a utilização de medicamentos ou produtos químicos, porém muitas vezes não há critério na aplicação dos mesmos e faltam estudos quanto à sua utilização (MACIEL, 2012). Os medicamentos podem ser administrados na forma de banhos (curtos, médios ou longos), via interna (injeção ou através da dieta) ou de forma tópica.

Dependendo do patógeno e das condições do viveiro, diversas substâncias tem sido recomendadas para tratamentos terapêuticos em peixes (Figura 2).

Figura 2 – Quadro indicando os principais produtos usados na aquicultura para tratamento de patógenos em peixes de água doce e fatores que podem limitar sua aplicação em tanques/viveiros.

Substâncias	Principais Patógenos	Fatores Limitantes no Uso
Cloreto de Sódio (NaCl) ou sal	<i>I. multifiliis</i> , <i>Trichodina</i> , <i>P. pillulare</i> , <i>Chilodonella</i> , <i>Argulus</i> , <i>Dolops</i> , fungos, <i>Monogenea</i> , Ergasilídeos, <i>Lernaea</i> , <i>Ichthyobodo necator</i> , <i>Flavobacterium</i>	Não há fatores conhecidos que impossibilitam o uso.
Permanganato de Potássio (KMnO ₄)	<i>Monogenea</i> , <i>Trichodina</i> , <i>Argulus</i> , <i>Dolops</i> , <i>Chilodonella</i> , <i>Ichthyobodo necator</i> , bactérias gram negativas	Não deve ser usado em água com pH<5,0 e com excesso de matéria orgânica; reduz fitoplâncton; concentrações terapêuticas podem ser tóxicas para algumas espécies.
Sulfato de Cobre (CuSO ₄)	<i>Monogenea</i> , <i>Trichodina</i> , <i>P. pillulare</i> , <i>I. multifiliis</i> , <i>Chilodonella</i> , bactérias, fungos	Alcalinidade 250 mg/L de CaCO ₃ o produto é não efetivo; deixa resíduo de cobre nos tecidos por \cong 25- 30 dias
Sulfamerazina	Antibiótico para bactérias do gênero <i>Pseudomonas</i>	Pode ser tóxica quando administrada na dieta em concentração >220 mg/kg de peso corporal
Tetraciclina	Antibiótico para bactérias do gênero <i>Aeromonas</i> , <i>Pseudomonas</i> , <i>Edwardsiella</i>	
Cloramina-T	<i>Monogenea</i> , bactérias de pele e brânquias	Dose alta pode ser tóxica para algumas espécies. Dose usada depende do pH e dureza da água.
Formalina	<i>Monogeneas</i> , <i>I. multifiliis</i> , <i>P. pillulare</i> , <i>Trichodina</i> , <i>Chilodonella</i> , <i>Ichthyobodo necator</i> , <i>Argulus</i> , <i>Dolops</i> , fungos	Toxicidade aumenta em temperatura >22°C.
Peróxido de	<i>Monogenea</i> , fungos, bactérias	Toxicidade aumenta em temperatura

Hidrogênio (H ₂ O ₂)		elevada e concentrações terapêuticas podem ser estressantes para algumas espécies.
Ácido acético	Monogenea, <i>Trichodina</i> , <i>Chilodonella</i>	
Diflubenzuron	<i>Lernaea</i> , <i>Argulus</i> , <i>Dolops</i>	
Praziquantel	Monogenea, Cestoda, Digenea	
Levamisol	Monogenea	
Albendazol	Monogenea	
Mebendazol	Monogenea	

Fonte: Adaptado de Schalch *et al.* (2009)

É importante destacar que a utilização de tratamentos terapêuticos deve ser sempre realizada sob supervisão de um profissional técnico, já que a utilização de produtos sem critério pode levar à ineficácia dos tratamentos, ser prejudicial aos animais, não ser viável economicamente e causar impactos ambientais. Portanto sempre deve ser identificado e avaliado o problema que está ocorrendo, analisada a sua causa e determinado o método de manejo mais adequado (MACIEL, 2012).

5. ATIVIDADES REALIZADAS

Durante o período do estágio, foram executadas diversas atividades na piscicultura, a maior parte relacionada ao manejo reprodutivo das matrizes, monitoramento da eclosão dos ovos, cuidado larval, cuidado pós-larval e alevinagem. Além disso, foram realizadas visitas a produtores da região, com objetivo de negociar alevinos, fornecer informações técnicas e adquirir peixes prontos para abate. Na propriedade, também foram realizados manejos de preparo dos tanques de alevinagem, despesca, comércio de alevinos e alimentação dos animais.

5.1 Seleção dos reprodutores

Um dos principais fatores de sucesso da reprodução de peixes é a utilização de animais aptos à reprodução. O primeiro passo para a realização do manejo reprodutivo é a sexagem dos animais, onde de acordo com as características fenológicas de cada espécie devem ser identificados os machos e fêmeas a serem utilizados na reprodução (QUEROL *et al.*, 2013). Nas espécies de carpas utilizadas na piscicultura, a diferenciação sexual é observada através do dimorfismo sexual característico das carpas, de forma que as fêmeas

tendem a ter a cabeça e abdômen mais largos, especialmente durante a estação reprodutiva (DALONSO, 2014). Para o Jundiá, o dimorfismo sexual é bastante evidente, onde os machos apresentam uma protuberância na papila genital em relação às fêmeas, além de geralmente possuírem um tamanho menor. Outra técnica que facilita a sexagem, é a realização de uma leve massagem abdominal no sentido craniocaudal no momento da seleção dos reprodutores, para verificar se ocorre liberação de sêmen ou oócitos.

Para a sexagem, o uso de redes com malhas e material apropriados para a captura é muito importante para evitar que os peixes malhem, se machuquem ou escapem da captura (BRAGA, 2013). Para facilitar a captura, foi realizada uma drenagem nos tanques, e após baixar o nível, os animais foram capturados, o sexo determinado e foi avaliada a aptidão deles para a reprodução. Nesse momento, para facilitar o manejo, os animais são mantidos de cabeça para baixo, enrolados em toalhas ou colocados dentro de sacos de tecido e têm os olhos cobertos, com o objetivo de diminuir sua agitação e estresse.

Quando é verificado que os reprodutores apresentam características favoráveis à reprodução, os animais são transportados até o laboratório da piscicultura, onde são medidos e pesados, e posteriormente mantidos em tanques de 500 L em sistema de renovação total de água, com constante oxigenação. A partir daí os mesmos seguem para a etapa de indução hormonal e é utilizada a técnica reprodutiva adequada a cada espécie utilizada.

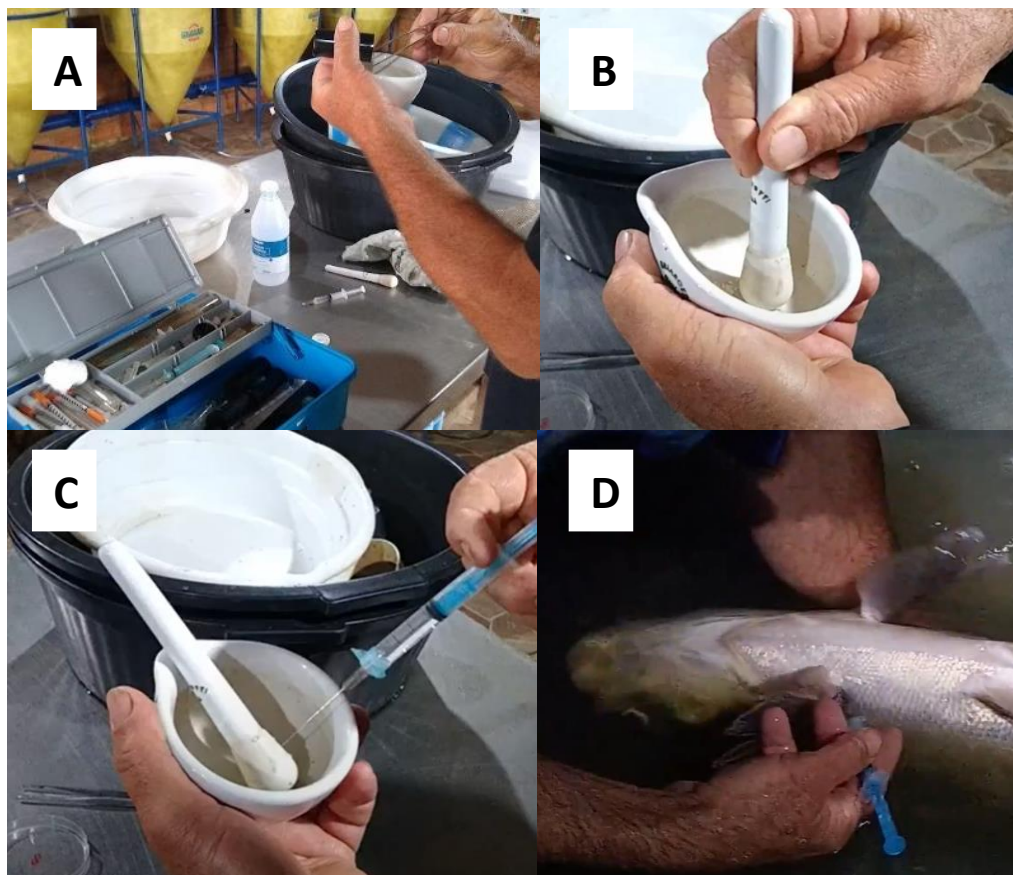
5.2 Indução hormonal

Após a seleção dos reprodutores, uma etapa fundamental na reprodução artificial é a indução hormonal, ou hipofiseação. A indução hormonal em peixes consiste na aplicação de um hormônio, sendo geralmente utilizado o Extrato Bruto de Hipófise de Carpa (EBHC), para estimular a liberação de gonadotrofinas previamente ao momento da coleta dos gametas (ARIKI, 2019). Dentre as vantagens da hipofiseação, destaca-se a sincronização entre machos e fêmeas, o aumento do número e volume de gametas extrusados, o controle do momento da coleta após a indução (ORFÃO, 2013).

Na piscicultura, é adotado o mesmo protocolo de indução hormonal para todas as espécies de carpa e para o Jundiá, utilizando um produto comercial contendo EBHC. O produto utilizado é comercializado na forma de pequenas hipófises desidratadas, cada uma contendo em média 2,5 mg do hormônio. Para realizar a indução, é utilizada uma dose preparatória de 2,5 mg por reprodutor (independente do peso e sexo) e outra dose para as fêmeas contendo 2,5 mg do hormônio para cada kg de massa. Baseado no peso de cada

animal, é calculada a quantidade de hormônio necessária para os reprodutores selecionados. Após, a hipófise é macerada com a ajuda de um pistilo e um cadinho e, posteriormente, diluída em solução fisiológica (Figura 3A, 3B, 3C). Utilizando uma seringa e agulha, cada animal recebe uma injeção da dose correspondente de hormônio, sendo aplicado de forma intra-abdominal na região próxima às nadadeiras peitorais (Figura 3D). Após essa etapa, os animais são devolvidos aos tanques e a temperatura da água é monitorada.

Figura 3 - Pesagem do EBHC (A), seguido de maceração (B), diluição em soro fisiológico (C) e aplicação em matriz de carpa-cabeçuda (D).



Fonte: Autor, 2021

5.3 Reprodução Artificial

5.3.1 Manejo reprodutivo em carpas

São produzidas quatro diferentes espécies de carpas na propriedade, sendo elas a comum (*Cyprinus carpio*), cabeça grande (*Aristichthys nobilis*), prateada (*Hypophthalmichthys molitrix*) e capim (*Ctenopharyngodon idella*). Para todas elas, exceto a carpa comum, é seguido um protocolo de indução hormonal, extrusão dos gametas com massagem abdominal, fecundação artificial e larvicultura em incubadoras comerciais.

Durante o estágio, o mesmo procedimento foi seguido durante toda estação reprodutiva. Primeiramente ocorre a seleção dos reprodutores, que são pesados e acondicionados em caixas d'água de 500 L. A seleção é importante para que sejam utilizados reprodutores com características que indiquem que estão aptos para a reprodução, já que a utilização de um reprodutor não apto pode além de resultar no fracasso reprodutivo, inviabilizar o uso do mesmo animal no resto do período reprodutivo. A pesagem serve para determinar a dose de hormônio necessária para cada animal. Posteriormente, os animais são hipofisados e a temperatura da água é monitorada, para determinar o momento ideal da coleta dos gametas, que ocorre em média 240 horas-grau (10 horas a 24 °C) após a hipofisação. Durante esse período, os animais são mantidos com elevada renovação de água e oxigenação e, caso a temperatura da água seja inferior a 20°C, é utilizado um aquecedor a gás para elevar e manter a temperatura a no mínimo 25°C. Passadas aproximadamente 200 horas-grau após a hipofisação, é iniciado um monitoramento mais rigoroso dos animais, onde se observam mudanças em seu comportamento que podem indicar a proximidade da ovulação. Quando os peixes começam a demonstrar agitação e nadar de forma circular, considera-se que eles estão aptos para a coleta dos gametas.

Os gametas são coletados através da extrusão, onde primeiramente as fêmeas são removidas da água, têm sua região próxima à papila genital rapidamente seca e é realizada a massagem abdominal, de forma que os oócitos sejam depositados em bacias previamente separadas (Figura 4A). Os machos têm o sêmen coletado da mesma forma, sendo esse depositado sobre os oócitos. Nesse momento, é extremamente importante que seja evitado o contato dos gametas com a água, porque ela causa a ativação da motilidade espermática e inicia a hidratação dos oócitos, diminuindo o tempo para realização da fecundação (BRAGA, 2013). Os gametas são misturados suavemente de forma homogênea, com o auxílio de uma pena, sendo em seguida ativados utilizando água do tanque para que ocorra a fecundação. Após o contato dos gametas com a água, os mesmos são mantidos em constante agitação durante três a cinco minutos, período no qual a água é parcialmente trocada de duas a quatro vezes (Figura 4B). Após essa etapa, os oócitos são depositados em incubadoras, onde são mantidos para que ocorra a eclosão (Figura 4C).

Figura 4 – Coleta de gametas através de extrusão em carpa-capim (A), mistura e ativação dos gametas com água utilizando pena (B) e transferência dos oócitos para incubadoras (C).



Fonte: Autor, 2021

5.3.2. Manejo reprodutivo em Jundiá

Na reprodução do Jundiá, utiliza-se um modelo de reprodução de forma semi-natural, diferente do que ocorre nas carpas. Foi executado o mesmo procedimento de seleção e indução dos reprodutores (Figura 5A), porém, após a indução, os animais são colocados em tanques de 1000 L, dentro de “hapas” (pequenos tanques-rede de nylon ou tecido), na proporção de dois machos para uma fêmea em cada um (Figura 5B). Nas “hapas”, ocorre a reprodução de forma semi-natural, onde os animais são apenas manipulados com a hipofiseração, mas a desova e fecundação ocorre de forma natural. Esse processo geralmente ocorre durante a noite na piscicultura, e na manhã seguinte, os embriões são coletados e acondicionados em incubadoras (Figura 5C).

Figura 5 - Sexagem e seleção dos reprodutores (A), “hapas” para coleta de embriões após hipofiseração (B), embriões coletados após fecundação semi-natural (C).

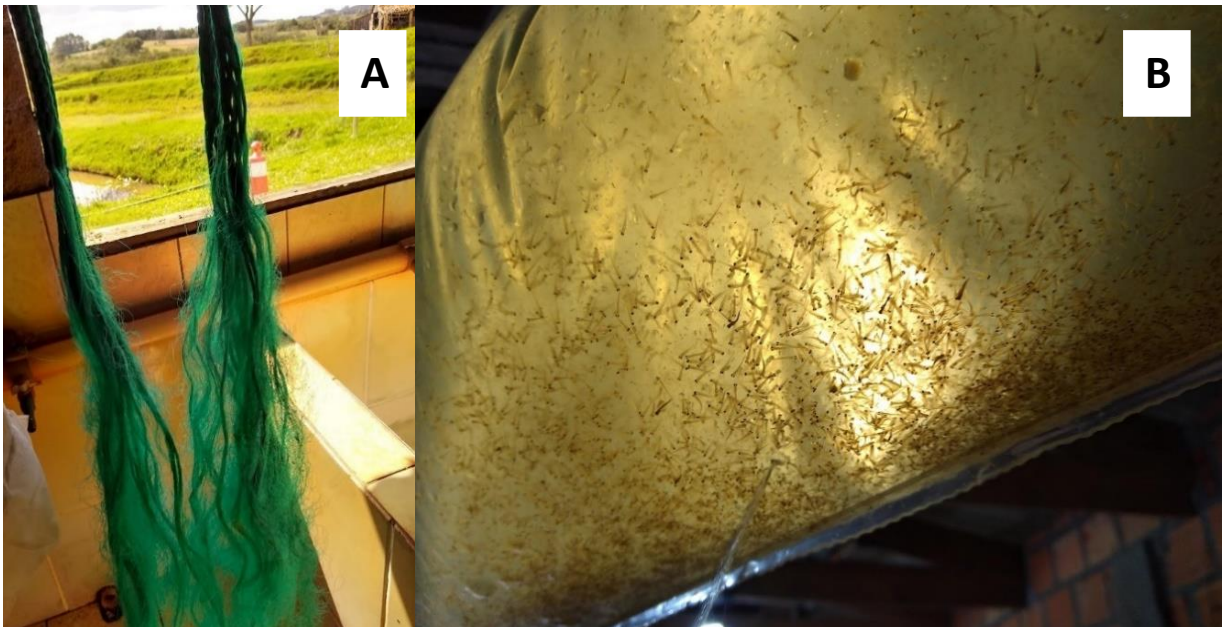


Fonte: Autor, 2021

5.3.3. Manejo reprodutivo em carpa comum

O manejo reprodutivo da carpa comum (*Cyprinus carpio*) é similar ao que ocorre com o jundiá. Para facilitar o manejo durante o período reprodutivo, é utilizado o método de reprodução semi-natural, já que não há necessidade de um monitoramento tão rigoroso dos reprodutores após a indução nesse método. Para essa espécie, é realizada a sexagem, seleção dos reprodutores, pesagem e indução hormonal da mesma forma que nas outras carpas. Porém, após a indução hormonal, os reprodutores são transferidos para tanques de 1000 L, onde são colocadas estruturas feitas a partir de cordas conhecidas como “kakabans” (Figura 6A). Essas estruturas simulam a vegetação e servem para que as carpas depositem os oócitos sobre elas, ficando os embriões fixados à estrutura devido à sua capacidade de aderência. Os “kakabans” são transferidos dos tanques dos reprodutores para as incubadoras, onde ocorre a eclosão das larvas. Após a eclosão, eles são removidos das incubadoras, as larvas são mantidas por cerca de uma semana nas incubadoras e então são transferidas aos tanques de alevinagem, seguindo o mesmo protocolo utilizado nas demais espécies (Figura 6B).

Figura 6 - kakabans utilizados para coleta das ovas de carpa-comum (A), larvas cinco dias após eclosão, prontas para serem transferidas para viveiros (B).



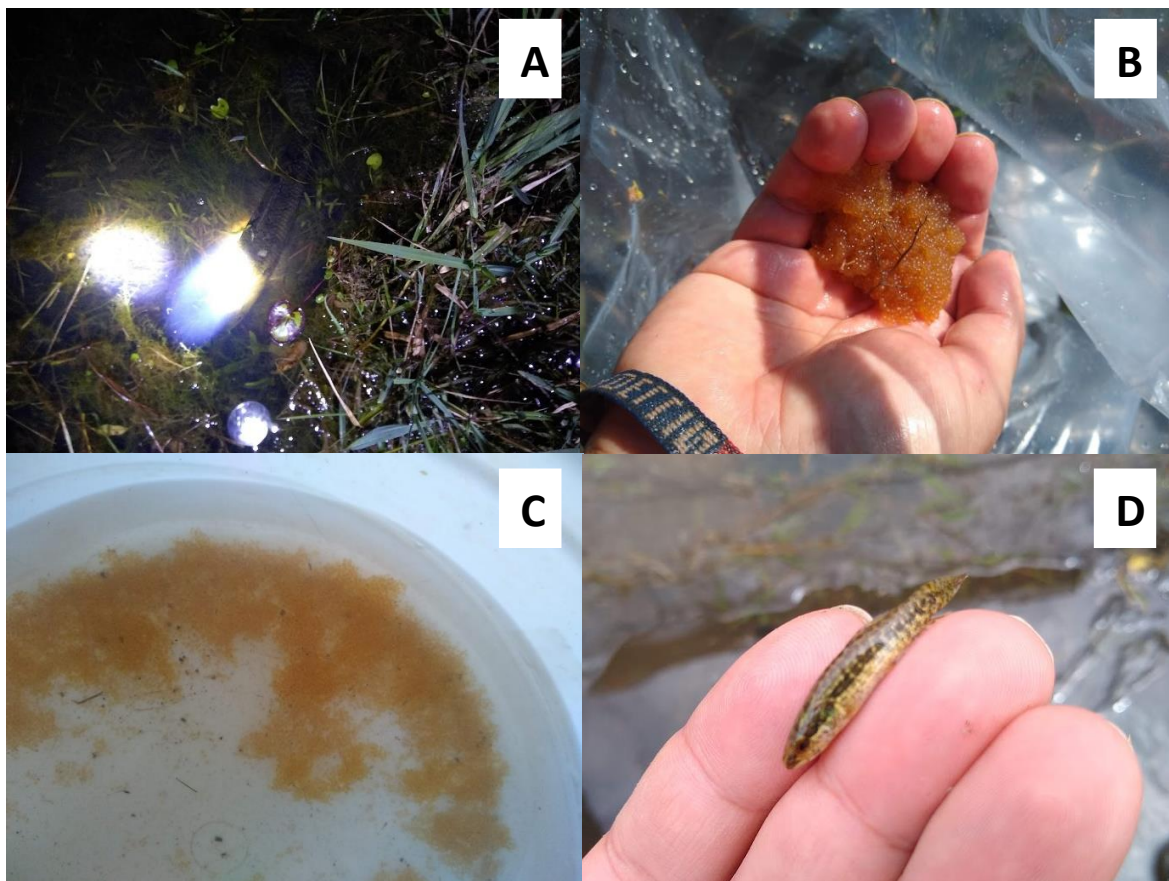
Fonte: Autor, 2021

5.3.4. Manejo reprodutivo em Traíra (*Hoplias aff. malabaricus*)

A traíra (*Hoplias aff. malabaricus*) é uma espécie de peixe nativa da América do Sul.

Esta ampla distribuição aliada ao seu grande porte e valor comercial, coloca a espécie como um dos importantes recursos pesqueiros do estado, sendo frequentemente encontrada em barragens, canais, arroios, banhados e lagoas (GROSSER *et al.* 1994). Porém, atualmente não existe um protocolo de indução hormonal para a reprodução desta espécie, logo, a reprodução é realizada de forma natural nos viveiros. Como a traíra apresenta um comportamento de construção de ninho e cuidado parental dos embriões após a fecundação, é adotado na piscicultura um manejo de coleta dos embriões diretamente dos ninhos, construídos em áreas rasas dos viveiros em meio a troncos ou vegetação. Os ninhos são facilmente localizados durante o período noturno, com o auxílio de lanternas (Figura 7A). Os embriões coletados apresentam uma agregação, sendo necessário separá-los antes do seu acondicionamento nas incubadoras (Figura 7B, 7C). Após a eclosão, as larvas são mantidas por cerca de uma semana nas incubadoras, e depois transferidas aos tanques de alevinagem, onde se desenvolvem utilizando alimento natural presente nos viveiros, até atingirem o tamanho de comercialização, a partir de 2 cm (Figura 7D).

Figura 7 - Manejo de localização dos ninhos (A), coleta dos embriões (B), desagregação e incubação dos embriões (C) e alevinagem em Traíra (D).



Fonte: Autor, 2021

5.4 Larvicultura

Após a eclosão dos embriões, inicia-se o manejo de larvicultura. Nas incubadoras, deve-se cuidar para que o fluxo de água esteja de acordo com a quantidade de larvas e a necessidade de cada espécie, sendo que um fluxo baixo pode causar uma diminuição da oxigenação da água e causar mortalidade, enquanto um fluxo muito alto pode causar muita agitação, resultando em danos e prejudicando o desenvolvimento.

Diversos fatores afetam a velocidade do desenvolvimento das larvas, sendo os mais determinantes a espécie, a temperatura e a qualidade da água. Cada espécie de peixe tem um tempo próprio de desenvolvimento do embrião até a eclosão e da fase de larva até pós-larva, variando de algumas horas até semanas. A temperatura está relacionada ao metabolismo celular, onde temperaturas mais elevadas aceleram o metabolismo e assim também o desenvolvimento dos embriões e larvas. A qualidade da água é extremamente importante para o desenvolvimento dos embriões e das larvas, sendo que alguns íons são importantes para a proteção dos embriões, como o Ca^{2+} . Por outro lado, algumas moléculas podem causar mortalidade, como o CO_2 , NH_4^+ e NO_2^- .

De acordo com os relatos do Sr. Gelson, no mês de setembro e início de outubro, a temperatura da água estava abaixo do normal para a época, comparado aos últimos anos, o que estava causando um retardo na eclosão dos embriões. As temperaturas baixas além de atrasar a eclosão, acabaram prejudicando o desenvolvimento das larvas. Para diminuir esse problema, começou a ser utilizado um sistema de aquecimento a gás. Com o aquecimento, foi notado um aumento na velocidade de eclosão e também do desenvolvimento inicial das larvas.

Após a eclosão das larvas nas incubadoras, o manejo normalmente adotado consiste na regulação do fluxo de água e acompanhamento do desenvolvimento larval até a soltura das mesmas. Porém, algumas reproduções tiveram problemas de alta mortalidade, sendo a qualidade da água uma possível causa. Logo, foi adotado e realizado periodicamente um manejo de limpeza das incubadoras, a fim de remover o córion (camada externa do embrião) que ficava suspenso na água. A presença do córion em suspensão favorecia o acúmulo de impurezas na água, de forma que as telas das incubadoras eram tapadas e o fluxo de água era diminuído, aumentando também o acúmulo de íons tóxicos e diminuindo a oxigenação da água. Esse manejo resultou em melhores taxas de sobrevivência nas reproduções seguintes.

Quando as larvas atingem um tamanho adequado, geralmente próximo do momento

em que todo o saco vitelínico é consumido, as mesmas são transportadas até os tanques de alevinagem, previamente preparados com condições ideais para seu desenvolvimento, até atingirem a fase de alevinos.

5.5 Preparo dos tanques de alevinagem

Para acondicionar as larvas obtidas na reprodução, um manejo importante a ser realizado é o preparo dos tanques de alevinagem. Esse manejo ocorre previamente à introdução das larvas no tanque, com um intervalo mínimo de sete dias. O preparo consiste na secagem dos tanques que ainda possuem água, remoção de quaisquer peixes que possivelmente possam estar presentes e aplicação de cal virgem em todo o fundo dos viveiros. A aplicação de cal virgem causa uma reação rápida que leva a uma elevação abrupta do pH, causando a morte de animais ou ovos que possam estar presentes em meio à lama, no fundo dos tanques. Essa esterilização é importante para eliminar os possíveis predadores das larvas, visto que, devido ao seu tamanho pequeno, são presas fáceis. Além disso, ela beneficia o manejo da adubação, aumentando a resposta ao fornecimento de nutrientes para o solo e conseqüentemente aumentando a produção primária nos viveiros. Após a aplicação da cal, os tanques são enchidos novamente com água, algumas horas depois do procedimento.

O estágio seguinte do preparo dos tanques de alevinagem consiste na aplicação de adubo orgânico na água, realizado até dois dias após o preparo inicial. O adubo orgânico utilizado é esterco de aves, adquirido de avicultores da região. A aplicação de adubo orgânico fornece diversos nutrientes para a água, que são utilizados principalmente pelo plâncton para seu desenvolvimento. Os fitoplânctons e zooplânctons que se desenvolvem nos viveiros, posteriormente servem de base alimentar para os peixes no início do seu desenvolvimento. É importante considerar que uma adubação exagerada pode causar um acúmulo de material orgânico na água, que por sua vez leva ao aumento dos teores de amônia e nitrito, prejudiciais aos peixes, além de favorecer o desenvolvimento de patógenos. Portanto, a experiência do produtor é fundamental para garantir que seja utilizada a quantidade adequada de adubo, de forma a não prejudicar a qualidade da água e também favorecer o desenvolvimento adequado de plâncton no ambiente.

5.6 Alevinagem

Quando as larvas atingem um desenvolvimento suficiente para a introdução nos

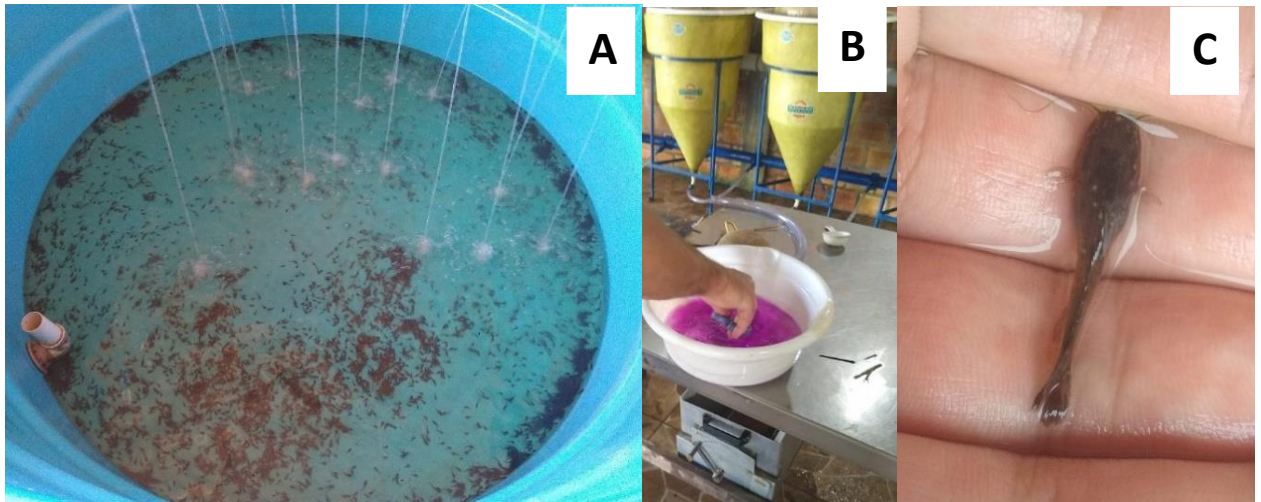
viveiros, elas são cuidadosamente removidas das incubadoras e acondicionadas em sacos plásticos, para serem transportadas até os viveiros de alevinagem. No momento da soltura, é realizada a mistura da água dos viveiros com a das incubadoras em que as larvas estavam, a fim de aclimatá-las às condições do novo ambiente. Essa aclimação serve para que ocorra um equilíbrio entre a temperatura, pH e outros parâmetros da água de forma lenta, para evitar que haja perda da homeostase das larvas, que pode favorecer o desenvolvimento de patógenos.

Após a soltura, o alimento base para as larvas nos viveiros é o fito e zooplâncton presentes na água, que acaba adquirindo uma coloração esverdeada devido à presença destes organismos em grande quantidade. Nesse momento, as pós-larvas tem capacidade de filtrar a água e se alimentar exclusivamente do plâncton, altamente nutritivo, dispensando o fornecimento de ração. Um manejo que foi realizado diariamente foi a observação das condições dos viveiros de alevinagem, a fim de verificar a transparência e turbidez da água, além da presença de predadores, como tartarugas e aves. Também foram removidas as desovas de anfíbios existentes, que podem competir por alimentos com as larvas e servir como hospedeiros de patógenos.

Entre duas e três semanas, quando é observado o desenvolvimento das pós-larvas até o estágio de alevinos, caracterizado pela semelhança morfológica dos mesmos com os animais adultos, é iniciado o fornecimento de ração comercial. O protocolo de alimentação consiste no fornecimento de ração farelada com 56% de proteína três vezes ao dia, até os animais mostrarem saciedade aparente. Com a subida dos peixes à superfície para se alimentar da ração, é possível visualizá-los de forma mais clara, permitindo estimar se seu desenvolvimento e taxa de sobrevivência foram satisfatórios. Deste estágio em diante, a identificação de patógenos torna-se mais fácil, devido à melhor visualização dos alevinos. Uma doença recorrente nesse período na piscicultura é a Ictiofitiríase, causada pelo protozoário *Ichthyophthirius multifiliis*. Essa doença pode acometer todas espécies produzidas na piscicultura, mas é especialmente problemática na alevinagem dos jundiás, exigindo a adoção de um manejo diferenciado. Quando os alevinos de jundiá atingem um tamanho próximo de 1 cm de comprimento, os viveiros onde eles estão são completamente drenados e os alevinos são capturados. Eles são transportados até caixas d'água de 1000 L localizadas numa área coberta, dentro do laboratório de reprodução (Figura 8A). Nessas caixas, eles recebem um tratamento inicial contra a doença, com aumento da temperatura e adição de cloreto de sódio na água, buscando aumentar a produção de muco e resistência dos alevinos ao patógeno. Além disso, quando surgem sinais do protozoário, caracterizados pelo

desenvolvimento de pontuações brancas no corpo dos animais, é realizada a aplicação do produto comercial Labcon® Ictio e permanganato de potássio na água, com a finalidade de auxiliar no controle da doença (Figura 8B, 8C).

Figura 8 - Transferência de alevinos para laboratório (A), tratamento com Ictio e permanganato de potássio (B) e alevino de Jundiá com Ictioftiríase (C).



Fonte: Autor, 2021

5.7 Outras atividades

Ao longo de todo o período do estágio, também foram realizadas diversas atividades com o acompanhamento da rotina do produtor. Essas atividades foram realizadas tanto na piscicultura como também em visitas a outros produtores e clientes na região.

5.8.1 Alimentação dos reprodutores

Na piscicultura, o manejo alimentar realizado consiste apenas no fornecimento de ração duas vezes ao dia aos peixes, sendo a primeira alimentação realizada nas primeiras horas do dia e a segunda no final da tarde, entre as 17 e 18 h. A alimentação é exclusivamente baseada em ração extrusada 6 mm com 32% de proteína bruta, além do alimento natural que os peixes são capazes de obter nos viveiros.

5.8.2 Comércio de alevinos

Durante o período do estágio, frequentemente produtores vinham até a propriedade a fim de adquirir alevinos. Para essas situações, periodicamente são coletados alevinos em tamanho comercial dos viveiros de alevinagem, que são mantidos no galpão onde está

localizado o laboratório de reprodução. Na ocasião da venda, os alevinos são acondicionados em sacos plásticos contendo cerca de 60% de água, sendo o resto do volume preenchido com oxigênio, utilizando um cilindro de oxigênio medicinal.

5.8.3. Visita a produtores

Periodicamente, foram realizadas visitas a produtores com diversas finalidades. As mais frequentes eram para comercialização de alevinos ou formação de parcerias. A parceria mais comum envolve o fornecimento de pós-larvas aos produtores, que fazem o processo de alevinagem e depois às revendem à piscicultura já no estágio de alevino, em tamanho de comercialização. Além disso, era fornecido suporte técnico com informações principalmente sobre o manejo alimentar e sanitário dos animais. Em algumas ocasiões, também foi realizada a aquisição de animais adultos para serem utilizados na piscicultura, quando os reprodutores da propriedade não estavam atendendo a demanda da produção de alevinos.

5.8.4. Despesca e comércio de peixes

A piscicultura também realiza a venda de carne de peixe sob encomenda. Geralmente, os próprios produtores que adquirem alevinos vendem o peixe adulto de volta a piscicultura, que fica responsável pela sua comercialização. Para isso, são realizadas despescas em viveiros de engorda, utilizando as redes e mão de obra da piscicultura. Os peixes são capturados vivos e transportados até a propriedade, utilizando caixas de transporte específicas para peixes, acopladas em um cilindro de oxigênio para oxigenação da água. Na propriedade, eles são abatidos, eviscerados e vendidos de forma fresca ou congelados.

6. DISCUSSÃO

6.1 Estrutura da propriedade

A piscicultura está localizada numa área com grande potencial para a produção de peixes. Os tipos de solo presentes na propriedade favorecem a atividade, visto que apresentam algum tipo de impeditivo à drenagem, evitando perdas excessivas de água por infiltração. Além disso, existem nascentes na propriedade, que fornecem uma vazão elevada de água, permitindo a manutenção do volume de água do reservatório principal mesmo em anos com estiagem.

Quanto à estrutura dos viveiros, a sua disposição em relação ao fluxo de água é favorável ao reaproveitamento da mesma, de forma que a água que sai do reservatório principal passa por diversos viveiros em direção à parte com menor altitude da propriedade. Isso pode ser observado como uma vantagem do ponto de vista da menor necessidade de estruturas de canalização da água, dispensando a utilização de bombas. Porém, pode se tornar um problema pois facilita a disseminação de patógenos, assim como a água tende a perder qualidade conforme circula pelos viveiros.

O laboratório da propriedade tem capacidade de manter uma quantidade elevada de alevinos nas incubadoras, porém a estrutura onde é realizada a reprodução não garante o controle da temperatura da água. Isso é um problema especialmente no início da estação reprodutiva, que ocorre a partir de setembro, onde a água apresenta uma temperatura mais baixa e podem ocorrer grandes oscilações na temperatura ao longo do dia. Segundo Rodrigues (1995), variações maiores do que 3 a 4 °C no mesmo dia são extremamente prejudiciais aos peixes, principalmente na fase de embrião, larva e alevino. Essas variações podem causar mortalidade e atrasar o processo de alevinagem, ocasionando a falta de peixes no momento da comercialização.

Durante o final do inverno e início da primavera, as baixas temperaturas também podem causar um atraso na maturação dos reprodutores e favorecer o desenvolvimento de patógenos como o *Ichthyophthirius multifiliis*, enquanto que as altas temperaturas durante o verão geralmente trazem problemas relacionados à qualidade da água, como diminuição dos teores de oxigênio disponível nos viveiros (RODRIGUES, 1995). A piscicultura conta com um aquecedor a gás, porém ele tem capacidade para uma vazão de apenas 7,0 L/min, insuficiente para aquecer todas incubadoras ao mesmo tempo. Diversas estratégias poderiam ser utilizadas para aumentar a temperatura da água no início da estação reprodutiva, como a construção de um sistema de aquecimento solar utilizando canos plásticos pintados de preto, similares aos sistemas de aquecimento utilizado em piscinas, além da utilização de resistências industriais e do próprio aquecedor a gás. Esses sistemas poderiam ser utilizados para manter a temperatura constante durante o dia e a noite, melhorando o desenvolvimento de embriões e larvas.

6.2 Reprodução artificial

As técnicas de reprodução artificial e protocolo de indução hormonal utilizados na

piscicultura consideram o hábito reprodutivo das espécies, utilizando manejos que possibilitam obter grande número de larvas e alevinos com a mão de obra disponível na propriedade (DALMAS, 2016). Para as espécies em que pode ser utilizada a reprodução de forma semi-natural, a estrutura e manejo da piscicultura são adequados. Para as espécies em que a reprodução é realizada com a extrusão dos gametas e fecundação artificial, é recomendada a utilização de um protocolo utilizando uma dose de 5 mg/kg de EBHC, onde a dose preparatória nas fêmeas contenha 10 % da concentração de hormônio da dose final (HARVEY; CAROLSFELD, 1993). Para os machos, deve ser aplicada apenas uma dose simultaneamente à aplicação da segunda dose das fêmeas. A dose preparatória que o produtor utiliza não considera o peso do reprodutor, o que pode resultar em doses com concentrações inadequadas do hormônio para a preparação das fêmeas. Além disso, a dose final das fêmeas é utilizada com uma concentração equivalente a 50% da dose recomendada pela literatura. Deve-se destacar que a adequação da dose utilizada ao recomendado pela literatura poderia melhorar a eficiência reprodutiva, principalmente quando as matrizes não estão nas melhores condições para a reprodução, aumentando o número de embriões viáveis.

Uma outra questão levantada durante o período do estágio foi a ausência de melhoramento genético para as espécies de peixes reproduzidas, assim como do controle dos cruzamentos entre animais na propriedade. Embora não existam programas de melhoramento para as espécies de carpas, jundiá e traíra produzidos na propriedade, não há um controle quanto aos animais que são utilizados na reprodução, assim como sua origem, que muitas vezes é de fora da propriedade. Isso gera um descontrole no padrão genético, o que é prejudicial ao que se busca obter numa produção comercial de peixes, principalmente em relação ao padrão de crescimento. Um manejo possível de ser empregado seria a realização da “chipagem” dos reprodutores, onde chips contendo um número de identificação permitiriam coletar informações ao longo das reproduções e serviriam como base para um programa de cruzamentos, e assim evitar a ocorrência de consanguinidade e melhorar a qualidade dos alevinos.

6.3 Manejo na fase larval

Uma condição frequentemente observada no início das atividades do estágio era a presença de restos da desova e impurezas dentro das incubadoras, após a eclosão dos embriões. Essas impurezas que ficavam suspensas na água acabavam piorando sua qualidade e entupiam as telas das incubadoras, causando transbordamento e perda de larvas. Além disso,

com a decomposição desses materiais, podem se desenvolver microrganismos patogênicos que causam mortalidade nas larvas. Foi observado a perda total de algumas desovas, tanto pela menor qualidade dos oócitos no início do período reprodutivo como também à ausência de um manejo de limpeza das incubadoras após a eclosão.

Após algumas reproduções com taxas de sobrevivência baixas, foi adotada a realização de uma limpeza nas incubadoras previamente a sua utilização, assim como a limpeza das impurezas presentes dentro delas após a eclosão dos embriões. A limpeza prévia das incubadoras era realizada utilizando hipoclorito de sódio, seguida de uma escovação utilizando detergente neutro e posterior lavagem (GONÇALVES, 2017). A limpeza das telas das incubadoras era realizada cerca de seis horas após a eclosão da maior parte dos embriões, onde o fluxo era diminuído buscando manter as larvas (mais densas) no fundo das incubadoras, enquanto as impurezas (menos densas) ficassem mais próximas da superfície. Nesse momento as telas eram removidas e limpas com detergente e escovas e as impurezas eram removidas utilizando peneiras. A partir daí, foi observado uma melhora expressiva na taxa de sobrevivência na reprodução.

6.4 Manejo em pós-larvas e alevinagem

O manejo utilizado na fase de pós-larva e alevinos era baseado na utilização do alimento natural, complementado por ração comercial farelada, com alto teor de proteína. Esse manejo é realizado devido ao baixo custo com alimentação, aproveitando os microrganismos que se desenvolvem naturalmente no viveiro, principalmente o zooplâncton. Segundo Castagnolli e Cyrino (1986), embora o hábito alimentar das espécies de peixes seja definido no estágio adulto, o plâncton é uma fonte de alimento indispensável para todas as formas jovens. Além disso, Watanabe; Kitajima e Fuijta (1983) e Uys e Hecht (1985) afirmam na fase de larvicultura e alevinagem, o zooplâncton é a principal fonte de alimento dos animais, com os rotíferos contribuindo com 90% da dieta de larvas da maioria das espécies de peixes.

Considerando essas informações, o manejo de desinfecção e preparo dos tanques com adubação orgânica, com o objetivo de favorecer o desenvolvimento do plâncton, se mostra uma alternativa viável na nutrição dos peixes nas fases jovens. Porém, o adubo orgânico utilizado nem sempre apresenta as condições adequadas para utilização nesse manejo. Em alguns momentos, era visível que os dejetos de aves não haviam passado por um processo total de compostagem, sendo aplicados nos viveiros nessas condições. O esterco de aves

possui uma grande quantidade de bactérias, vírus e protozoários, sendo alguns desses conhecidos por seus efeitos adversos sobre as pessoas (AUGUSTO, 2016).

Para garantir maior segurança para a saúde do produtor e dos animais, é recomendada a construção de uma estrutura para realizar a compostagem, que era feita diretamente sobre o solo na propriedade, sem nenhum manejo sobre os dejetos. Além disso, diversos predadores podem causar perdas consideráveis durante o desenvolvimento dos peixes nos viveiros. Foi observada a presença de patos (do próprio produtor), tartarugas e no momento da despesca elevada presença de ninfas de libélulas (ordem Odonata), que podem se alimentar de grande quantidade de alevinos nos viveiros (Figura 8A). Caso seja do interesse do produtor em manter os patos que existem na propriedade, deveria ser isolado seu acesso aos tanques, visto que os mesmos podem se alimentar dos alevinos e da ração fornecida aos peixes. As tartarugas são da espécie *Trachemys dorbigni* (Figura 8B), nativa da América do Sul, devem ser removidas dos viveiros de alevinagem com o auxílio de redes quando observada a sua presença. Mesmo causando prejuízos na larvicultura, essas espécies de animais não são tão impactantes quanto os insetos aquáticos.

Figura 9 - Ninfas de libélulas (A) e tartarugas coletas de viveiros de alevinagem (B).



Fonte: Autor, 2021

Dentre os insetos aquáticos, os da ordem Odonata são considerados os principais predadores das fases jovens de peixes realizado (FORTUNATO; MELO; MENDES, 2020). Segundo Queiroz (2017) e Masuda *et al.* (2004), os piscicultores utilizam produtos não registrados para o controle químico desses insetos, que acabam ocasionando danos aos peixes também, como fragmentação do DNA celular e toxicidade aos animais. Foi observado por Soares, Hayashi e Faria (2003), que a predação pode ocorrer em diversas intensidades, mas quando as ninfas apresentam entre 12 e 23 mm de comprimento, as taxas de predação

aumentam consideravelmente. Como não existem produtos registrados para o controle desses insetos na piscicultura, é necessária a realização de pesquisas buscando desenvolver formas de manejo eficientes. Uma possibilidade seria a utilização de telas de sombreamento sobre os tanques, evitando que os insetos adultos cheguem à água para realizar a ovoposição. Nesse manejo deve-se sempre considerar o tipo de tela a ser utilizado, para que não haja excesso de sombreamento e seja diminuída a produção primária de alimento na água.

Quanto aos manejos sanitários utilizados pelo produtor, as recomendações vêm a partir de cartilhas e documentos da EMBRAPA, com a utilização de tratamentos descritos por Schalch; Onaka e Tavares-Dias (2009). Embora não existam muitos estudos e interesse de empresas em desenvolver produtos para utilização na piscicultura, os manejos realizados na propriedade utilizam produtos citados na literatura, como o cloreto de sódio e o permanganato de potássio. Mesmo assim, os produtos são utilizados com pouco critério, não sendo calculada uma dose padrão para sua utilização, realizando o manejo com base no conhecimento empírico do produtor. O ideal seria a utilização de concentrações adequadas do produto, de acordo com o volume de água dos tanques e considerando o estágio de desenvolvimento dos animais.

6.5 Manejo alimentar

Embora o produtor considere a influência de fatores como a temperatura e lotação dos viveiros no fornecimento da ração, o único complemento alimentar fornecido aos animais é o capim de gramíneas coletado nas roçadas realizadas na propriedade, para as matrizes de carpa-capim. Conforme dito por Navarro *et al.* (2010), o manejo alimentar é essencial para o sucesso reprodutivo de diversas espécies de peixes, sendo a necessidade de cada uma delas muito variada. Dependendo do hábito reprodutivo, a exigência de vitaminas e aminoácidos é muito variada, assim como manejos como restrição alimentar antes da reprodução pode ser um manejo benéfico como também prejudicial (NAVARRO *et al.*, 2010). Porém, como não existem estudos específicos sobre nutrição de reprodutores das espécies produzidas na propriedade, assim como rações comerciais destinadas a esses animais, o produtor realiza o manejo adequado dentro das condições que possui.

7. CONSIDERAÇÕES FINAIS

A piscicultura é uma atividade que têm demonstrado constante crescimento nos

últimos anos e mostra um grande potencial de evolução especialmente por permitir a produção de elevadas quantidades de proteína utilizando áreas reduzidas. Para isso, é essencial que sejam empregadas técnicas e manejos adequados para garantir a produção de uma proteína de qualidade. Uma das principais demandas de produtores é a aquisição de alevinos de qualidade, no quesito tamanho e sanidade.

Durante o estágio na piscicultura, foi possível observar a dinâmica na produção de alevinos de diversas espécies, que são fornecidas para regiões do Rio Grande do Sul, Santa Catarina e até mesmo para o Uruguai. Foi possível observar a dinâmica e organização familiar na propriedade, realizando os manejos necessários para a produção de alevinos com a pouca mão de obra disponível. Além disso, diversos aspectos técnicos envolvidos na reprodução artificial de peixes estudados ao longo do curso puderam ser observados em uma situação real, e o contato com o produtor permitiu compreender porque alguns manejos são realizados de forma divergente do preconizado na literatura.

Diante do cenário observado, é visível que a produção de alevinos da piscicultura, assim como de outras distribuídas pelo estado, não supre a demanda de todos os produtores em quantidade e qualidade, o que dificulta o desenvolvimento dessa atividade no Rio Grande do Sul. Além disso, a pouca integração existente entre os produtores de alevinos, a engorda, o abate e a comercialização de peixes dificulta a inserção de novos produtores no mercado, que muitas vezes sofrem devido à falta de suporte técnico e segurança financeira.

Um projeto em andamento do produtor é a construção de um frigorífico na propriedade e a formação de uma cooperativa de produtores na região. O frigorífico está em fase final de licenciamento ambiental e pode alavancar a piscicultura da região, aumentando o interesse dos produtores em produzir peixes devido à possibilidade de uma forma garantida de comercialização. Além disso, o projeto permite uma integração entre os produtores, facilitando a transmissão de conhecimento técnico e abrindo mercados para novas regiões.

O estágio foi de grande importância para a minha formação acadêmica e desenvolvimento profissional como discente, permitindo a vivência e compreensão da atividade de produção de alevinos de peixes realizada pela Piscicultura. Foi possível observar a carência de suporte técnico aos produtores, reforçando a necessidade de pesquisas e investimentos públicos nesse setor da produção animal.

REFERÊNCIAS

- ACOSTA, A. A. *et al.* Aspectos parasitológicos dos peixes. *In*: SILVA, R. J. (org.). **Integridade ambiental da represa de Jurumirim: ictiofauna e relações ecológicas**. São Paulo: Editora UNESP, 2016. cap. 7, p. 115-192. *E-book*. Disponível em: <https://doi.org/10.7476/9788568334782>. Acesso em: 10 jul. 2022.
- ANDRADE, D. R., YASUI, G. S. Manejo da reprodução natural e artificial e sua importância na produção de peixes no Brasil. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, Belo Horizonte, v. 27, n. 2, p. 166-172, 2003.
- ANDRADE, F. F. *et al.* Desenvolvimento embrionário, larval e juvenil de *Hemisorubim platyrhynchos* (Siluriformes, *Pimelodidae*) da bacia do rio Paraná. **Iheringia. Série Zoologia**, Porto Alegre, v. 104, n. 1, p. 70-80, 2014.
- ARIKI, D. G. F. **Protocolos de indução hormonal com extrato bruto de hipófises de carpa e o perfil da prostaglandina F2 α durante a maturação final e ovulação em *Astyanax altiparanae***. 2019. 47 f. Tese (Doutorado) - Centro de Aquicultura, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2019.
- AUGUSTO, K. V. Z. **Eliminação de patógenos no esterco através da compostagem**. Itu, SP: Avicultura Industrial, 20 abr. 2016. Disponível em: <https://www.aviculturaindustrial.com.br/imprensa/eliminacao-de-patogenos-no-esterco-atraves-da-compostagem-por-karolina-von-zuben-augusto/20110815-141325-z913#:~:text=O%20esterco%20de%20aves%20ou,coli%20causadora%20de%20diversas%20ocorr%C3%AAsncias>. Acesso em: 13 jul. 2022.
- AUOZANI, L. L. **Relatório do IV Seminário Regional de Aquicultura, I Seminário da Pesca de Água Doce e I Mostra Tecnológica da Aquicultura e Pesca**. Ijuí: UNIJUÍ, 2006. 5 p.
- BALDISSEROTTO, B. Piscicultura continental no Rio Grande do Sul: situação atual, problemas e perspectivas para o futuro. **Ciência Rural**, Santa Maria, ano 2009, v. 39, n. 1, p. 291-299, out. 2009. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/cr/a/Wh63T3R5QwZZG8G45ZDKPqd/?format=pdf&lang=pt>. Acesso em: 3 jul. 2022.
- BERTÊ, A. M. A. *et al.* Perfil Socioeconômico - COREDE Centro Sul. **Boletim Geográfico do Rio Grande do Sul**, Porto Alegre, n. 26, p. 221-257, fev. 2016. Disponível em: <https://revistas.planejamento.rs.gov.br/index.php/boletim-geografico-rs/article/download/3739/3631#:~:text=Na%20economia%2C%20a%20Regi%C3%A3o%20a%20presenta,do%20carv%C3%A3o%2C%20tamb%C3%A9m%20no%20norte>. Acesso em: 6 jul. 2022.
- BRAGA, W. F. **Manejo reprodutivo de peixes nativos**. 2013. 40 f. Relatório de Estágio Curricular Obrigatório (Graduação em Zootecnia) - Universidade Federal de Goiás, Jataí, 2013. Disponível em: https://files.cercomp.ufg.br/weby/up/186/o/MANEJO_REPRODUTIVO_DE_PEXES_NATIVOS.pdf. Acesso em: 11 jul. 2022.

CASTAGNOLLI, N.; CYRINO, E. **Piscicultura nos trópicos**. São Paulo: Manole, 1986. 152 p.

CESTAROLLI, M. A. **Larvicultura do pintado *Pseudoplatystoma coruscans* (Agassiz, 1829)**: aspectos da alimentação inicial e desenvolvimento de estruturas sensoriais. 2005. 79 f. Tese (Doutorado em Aquicultura) - Centro de Aquicultura da UNESP, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2005.

DALMAS, F. H. *et al.* **Guia de indução hormonal de peixes reofílicos**. Curitiba: Instituto GIA, 2016.

DALONSO, D. Fisiologia dos peixes: saiba como diferenciar uma carpa macho de uma fêmea. *In*: BIANCO, Caio. **Cubos_Blog**. São Paulo, 19 ago. 2014. Disponível em: <https://blog.cubos.com.br/diferenciar-carpa-macho-e-femea/#:~:text=Carpa%20macho%20e%20f%C3%A5mea,-Os%20machos%20s%C3%A3o&text=S%C3%A3o%20menores%20e%20o%20corpo,barbatanas%20peitorais%20chamadas%20de%20aletas>. Acesso em: 6 jul. 2022.

EMATER/ASCAR. **Diagnóstico da piscicultura (regional Ijuí)**. Ijuí: EMATER/ASCAR, 2006. 10 p. (Boletim técnico).

EMBRAPA - EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA. **Soils in Brazil**. Brasília, DF: Embrapa, 2011. Disponível em: <https://www.embrapa.br/en/tema-solos-brasileiros/solos-do-brasil>. Acesso em: 7 jul. 2022.

FEPAM-RS - FUNDAÇÃO ESTADUAL DE PROTEÇÃO AMBIENTAL HENRIQUE LUÍS ROESSLER. **Licenciamento Ambiental**: lista de empreendedores. Porto Alegre: FEPAM, 2022. Disponível em: <http://www.fepam.rs.gov.br/licenciamento/area3/listaRazao.asp?area=3&buscar=2&tipoBusca=municipio&municipio=9999999&razao=&ramo=119,13>. Acesso em: 5 jul. 2022.

FORTUNATO, M. H. T.; MELO, C. L.; MENDES, H. F. Piscicultura brasileira e a influência da ordem odonata, uma revisão. **Arquivos de Ciências Veterinárias e Zoologia da UNIPAR**, Umuarama, v. 23, n. 1cont., [art.] e2310, 2020.

GARCIA, L. O. *et al.* Freshwater temperature in the state of Rio Grande do Sul, Southern Brazil, and its implication for fish culture. **Neotropical Ichthyology**, Maringá, v. 6, n. 2, p. 275-281, 2008

GIASSON, E. *et al.* **Levantamento de reconhecimento de alta intensidade dos solos do Município de Sentinela do Sul (RS)**. Porto Alegre: UFRGS, 1996. (Relatório técnico).

GONÇALVES, C. C. S. **Relatório de estágio**: estágio supervisionado no Núcleo de Pesquisa Bom-Futuro Genética de Peixes. 2017. 59 f. Trabalho de Conclusão do Curso (Graduação em Zootecnia) – Curso de Zootecnia, Faculdade de Agronomia, Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade Federal de Mato Grosso, Cuiabá, 2017.

GROSSER, K. M.; KOCH, W. R.; DRÜGG-HAHN, S. Ocorrência e distribuição de peixes na Estação Ecológica do Taim, Rio Grande do Sul, Brasil (Pisces, *Teleostomi*). **Iheringia. Série Zoologia**, Porto Alegre, v. 77, p. 89-98, 1994.

HARVEY, B.; CAROLSFELD, J. **Induced breeding in tropical fish culture**. Ottawa: IDRC, 1993. p.144

IBGE - INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. **Cidades@**: Brasil. Rio Grande do Sul. Sentinela do Sul. [Base de Dados]. Rio de Janeiro: IBGE, 2021. Disponível em: <https://cidades.ibge.gov.br/brasil/rs/sentinela-do-sul/panorama>. Acesso em: 10 jul. 2022.

IRGA - INSTITUTO RIO GRANDENSE DO ARROZ. **Médias climatológicas**: Sentinela do Sul. Porto Alegre: IRGA, 2010. Disponível em: <https://irga.rs.gov.br/medias-climatologicas>. Acesso em: 6 jul. 2022.

KIRSCHNIK, L. N. G. **Reprodução e alevinagem**: (parte 1). [S. l.], 2011. Disponível em: https://ead.senar.org.br/wp-content/uploads/capacitacoes_conteudos/psicultura/CURSO_1_MPP/AULA_11_REPRODUCAO_E_ALEVINAGEM_I.pdf. Acesso em: 9 jul. 2022.

LANDINES, M. A. Desenvolvimento embrionário do pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*, Agassiz, 1829). **Boletim Técnico do CEPTA**, Pirassununga, v. 16. p. 1-13. 2003.

LIMA, A. F. Reprodução, larvicultura e alevinagem de peixes. In: RODRIGUES, P. O. *et al.* (ed.). **Piscicultura de água doce**: multiplicando conhecimentos. Brasília, DF: Embrapa, 2013. p. 301-346.

MACIEL, P. O. **Manejo sanitário na piscicultura**. [S. l.]: Embrapa, 2012. Disponível em: <https://www.embrapa.br/documents/1354377/2306862/Manejo+sanitario-Patricia+Maciel.pdf/9b6ae642-4d56-4f72-ade3-4a22908ef2e1?version=1.0>. Acesso em: 12 jul. 2022.

MARTINS, M. L. *et al.* Protozoan infections in farmed fish from Brazil: diagnosis and pathogenesis. **Brazilian Journal Veterinary Parasitology**, Jaboticabal, v. 24, n. 1, p. 1-20, 2015.

MASUDA, S. *et al.* Genotoxicity of 2-[2-(acetylamino)-4- [bis (2-hydroxyethyl) amino]-5-methoxyphenyl]-5-amino-7- bromo-4-chloro-2H-benzotriazole (PBTA-6) and 4-amino-3, 3'-dichloro-5, 4'-dinitro-biphenyl (ADDDB) in goldfish (*Carassius auratus*) using the micronucleus test and the comet assay. **Mutation Research. Genetic Toxicology and Environmental Mutagenesis**, Amsterdam, v. 560, n. 1, p. 33-40, 2004.

NAVARRO, R. D. *et al.* Nutrição e alimentação de reprodutores de peixes. **Revista Augustus**, Rio de Janeiro, ano 15, n. 30, p. 108-118, 2010.

ØIE, G. *et al.* Live feeds. In: HOLT, G. J. (ed.). **Larval fish nutrition**. West Sussex: Wiley-Blackwell, 2011. p. 307–334.

ORFÃO, L. H. Indução da desova e espermição de peixes em criações comerciais. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, Belo Horizonte, v. 37, n. 2, p. 192-195, 2013.

PÁDUA, S. B. *et al.* Ictiofitiríase: conhecendo a doença para elaborar estratégias de controle. **Revista Panorama da Aquicultura**, Laranjeiras, v. 22, p. 22-31, 2012.

PEIXEBR. **Anuário 2022**. São Paulo: PEIXEBR, 2022. Disponível em: <https://www.peixebr.com.br/anuario2022/>. Acesso em: 8 jul. 2022.

PESTANA, D. *et al.* Organização e administração do setor para o desenvolvimento da aqüicultura. *In: OSTRENSKY, A. et al. Aqüicultura no Brasil: o desafio é crescer*. Brasília, DF: Secretaria Especial de Aqüicultura e Pesca; FAO, 2008. p.115-134.

QUEIROZ, J. C. **Controle químico de ninfas de libélula (Insecta, Odonata) durante a larvicultura do Jundiá (*Rhamdia quelen*)**. 2017. 62 f. Dissertação (Mestrado em Zootecnia) - Setor de Ciências Agrárias, Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Marechal Cândido Rondon, 2017.

QUEROL, M. *et al.* **Tecnologia de reprodução de peixes em sistemas de cultivo: indução hormonal através do extrato hipofisário da Palometa**. Uruguaiana: Núcleo de Pesquisas Ictiológicas, Limnológicas e Aqüicultura da Bacia do Rio Uruguai; Fundação Universidade Federal do Pampa, Campus Uruguaiana, 2013. 81 p.

RIO GRANDE DO SUL. **Lei Estadual Nº15.647 de 01/06/2021**. 2021.

RODRIGUES, P. T. R. **Curso de piscicultura de água doce**. [Florianópolis]: EPAGRI, 1995.

SCHALCH, C. H. S.; ONAKA, E. M; TAVARES-DIAS, M. Principais métodos terapêuticos para peixes em cultivo. *In: TAVARES-DIAS, M. (org.). Manejo e sanidade de peixes em cultivo*. Macapá: Embrapa Amapá, 2009. cap. 22, p. 575-601.

SENAR - SERVIÇO NACIONAL DE APRENDIZAGEM RURAL. **Piscicultura: manejo da qualidade da água**. Brasília, DF: SENAR, 2019. 52 p. (Coleção SENAR, 262).

SENAR - SERVIÇO NACIONAL DE APRENDIZAGEM RURAL. **Piscicultura: reprodução, larvicultura e alevinagem de peixes nativos**. Brasília, DF: SENAR, 2017. 132 p. Disponível em: <https://www.cnabrazil.org.br/assets/arquivos/198-REPRODU%C3%87%C3%83O.pdf>. Acesso em: 10 jul. 2022.

SILVA, C. B. **Indução a espermição e criopreservação espermática de *Brycon cephalus* (Gunther, 1869) (teleostei: characidae)**. 2014. 67 f. Dissertação (Mestrado) - Faculdade de Engenharia, Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho, Ilha Solteira, 2014. Disponível em: <http://hdl.handle.net/11449/115995>. Acesso em: 9 jul. 2022.

SIQUEIRA, A. D. D. **Saprolegniose: doença fúngica em peixes**. 2004. 51 f. Trabalho de Conclusão de Curso (Monografia) - Centro Universitário da Fundação de Ensino Octávio Bastos, São João da Boa Vista, 2004.

SOARES, C. M.; HAYASHI, C.; FARIA, A. C. E. A. Influência da disponibilidade de presas, do contraste visual e do tamanho das larvas de *Pantala* sp. (Odonata, Insecta) sobre a predação de *Simocephalus serrulatus* (Cladocera, Crustacea). **Acta Scientiarum: Biological Sciences**, Maringá, v. 23, n. 2, p. 357-362, 2001.

SOUZA, B. E. . Duração da motilidade espermática do sêmen de curimatá armazenado à

temperatura ambiente (30°C) e resfriados (13°C). *In*: CONGRESSO BRASILEIRO DE PRODUÇÃO DE PEIXES NATIVOS DE ÁGUA DOCE, 1.; ENCONTRO DE PISCICULTORES DE MATO GROSSO, 1., 2007, Dourados – MS. [**Anais ...**]. Dourados-MS: Embrapa Agropecuária Oeste, 2007. [p. 1-6]. Disponível em: https://www.cpao.embrapa.br/aplicacoes/congressopeixe2007/TRABALHOS/REPRODUCAO/REPROD_08.pdf. Acesso em: 14 jul. 2022.

TAMASSIA, S. T. J. **Carpa comum (*Cyprinus carpio*)**: produção de alevinos. Florianópolis: EPAGRI, 1996. 75 p. (Boletim Técnico, 76).

THATCHER V. E. **Amazon fish parasites**. 2nd ed. Sofia, Moscow: Pensoft Publishers, 2006.

ULIANA, O.; SILVA, J. H. S.; RADÜNZ, J. N. Diferentes fontes de lipídeos testadas na criação de larvas de jundiá (*Rhamdia quelen*), Pisces, *Pimelodidae*. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 31, n.1, p. 129-133, 2001.

UYS, W.; HECHT, T. Evaluation and preparation of an optimal dry feed for the primary nursing of *Clarias garipineus* larvae (Pisces: *Claridae*). **Aquaculture**, Amsterdam, v. 47, n. 2/3, p. 175-181, 1985.

VIANELLO, R. L.; ALVES, A. R. **Meteorologia básica e aplicações**. 2. ed. Viçosa, MG: UFV, 2012.

WATANABE, T.; KITAJIMA, C.; FUJITA, S. Nutritional values of live organisms used in Japan for mass propagation of fish: a review. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 34, p. 115–143, 1983.

WERLANG, A.; TRAININI, M. M. **Planejamento estratégico de desenvolvimento da região centro-sul**. São Jerônimo: Fotografica, ago. 2016. Disponível em: <https://planejamento.rs.gov.br/upload/arquivos/201710/09144206-plano-centro-sul.pdf>. Acesso em: 10 jul. 2022.

ZANIBONI FILHO, E.; WEINGARTNER, M. Técnicas de Indução da reprodução de peixes migradores. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, Belo Horizonte, v. 31, n. 3, p. 367-373, 2007.