

UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA MARIA  
CENTRO DE CIÊNCIAS RURAIS  
PROGRAMA DE PÓS GRADUAÇÃO EM ZOOTECNIA

Gabriela Pires Scherer

**RESPOSTA MORFO ADAPTATIVA CUTÂNEA E BRANQUIAL DO  
JUNDIÁ (*Rhamdia quelen*) SUBMETIDO A DIFERENTES  
DENSIDADES DE ESTOCAGEM E PRIVAÇÃO ALIMENTAR**

Santa Maria, RS  
2021

**Gabriela Pires Scherer**

**RESPOSTA MORFO ADAPTATIVA CUTÂNEA E BRANQUIAL DO JUNDIÁ  
(*Rhamdia quelen*) SUBMETIDO A DIFERENTES DENSIDADES DE ESTOCAGEM  
E PRIVAÇÃO ALIMENTAR**

Dissertação apresentada ao Curso de Pós-Graduação em Zootecnia, da Universidade Federal de Santa Maria (UFSM, RS), como requisito parcial para obtenção do título de **Mestre em Zootecnia**.

Orientador: Prof. Dr. Sílvio Teixeira da Costa

Santa Maria, RS  
2021

Ficha catalográfica elaborada através do Programa de Geração Automática da Biblioteca Central da UFSM, com os dados fornecidos pelo (a) autor (a).

Scherer, Gabriela Pires

RESPOSTA MORFO ADAPTATIVA CUTÂNEA E BRANQUIAL DO  
JUNDIÁ (*Rhamdia quelen*) SUBMETIDOS A DIFERENTES  
DENSIDADES DE ESTOCAGEM E PRIVAÇÃO ALIMENTAR / Gabriela  
Pires Scherer.- 2021.

58 p. ; 30 cm

Orientadora: Sílvio Teixeira da Costa

Coorientadora: Leila Picolli da Silva

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Santa  
Maria, Centro de Ciências Rurais, Programa de Pós  
Graduação em Zootecnia, RS, 2021

1. Brânquias 2. Células mucosas 3. Histologia 4.  
Lisozima 5. Pele I. Teixeira da Costa, Sílvio II.  
Picolli da Silva, Leila III. Título.

---

© 2021

Todos os direitos autorais reservados a Gabriela Pires Scherer. A reprodução de partes ou do todo deste trabalho só poderá ser feita mediante a citação da fonte.

E-mail: gabrielapiresscherer@hotmail.com

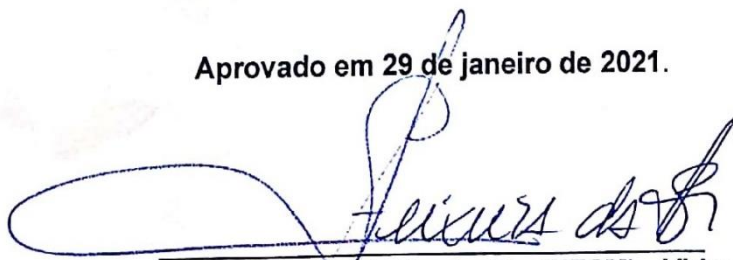
---

Gabriela Pires Scherer

**RESPOSTA MORFO ADAPTATIVA CUTÂNEA E BRANQUIAL DO JUNDIÁ  
(*Rhamdia quelen*) SUBMETIDO A DIFERENTES DENSIDADES DE  
ESTOCAGEM E PRIVAÇÃO ALIMENTAR**

Dissertação apresentada ao Curso de Pós-Graduação em Zootecnia, da Universidade Federal de Santa Maria (UFSM,RS), como requisito parcial para obtenção do título de **Mestre em Zootecnia**.

Aprovado em 29 de janeiro de 2021.



Sílvio Teixeira da Costa, Dr. (UFSM) - Videoconferência  
Presidente/Orientador



Bernardo Baldisserotto, Dr. (UFSM) - Videoconferência



Fernando Jonas Sutili, Dr. (ELOAQUA) - Videoconferência

Santa Maria, RS  
2021

## **AGRADECIMENTOS**

*Agradecer à Deus, pela vida e pela saúde.*

*Agradecer de forma especial aos meus pais Ari e Alessandra, o ensinamento mais lindo que vocês me deram foi o amor, e junto com ele a honestidade e a determinação. Vocês são a razão de todo meu esforço.*

*Ao meu irmão Vítor pelo incentivo, apoio emocional e por dividir a vida de forma leve e amorosa comigo.*

*Ao meu namorado Lucas, pelo amor, compreensão, cuidado, carinho e incentivo para seguir adiante.*

*Ao meu orientador Sílvio, por toda dedicação e empenho com esse trabalho.*

*Às meninas do LAMAPA, Magale, Marcelle, Isadora e Valéria, por toda ajuda no trabalho e todos os momentos de descontração e alegria.*

*Ao Hugo por dividir o trabalho comigo e nunca medir esforços para me ajudar.*

*Ao Marcelo Bock por todo auxílio na estatística.*

*À Universidade Federal de Santa Maria por me proporcionar essa possibilidade.*

*Ao Programa de Pós-Graduação em Zootecnia-PPGZ/UFSM.*

*À CAPES pela bolsa de mestrado concedida.*

*Muito obrigada!!!!*

## RESUMO

### RESPOSTA MORFO ADAPTATIVA CUTÂNEA E BRANQUIAL DO JUNDIÁ (*Rhamdia quelen*) SUBMETIDO A DIFERENTES DENSIDADES DE ESTOCAGEM E PRIVAÇÃO ALIMENTAR

AUTORA: Gabriela Pires Scherer  
ORIENTADOR: Sílvio Teixeira da Costa

A demanda mundial por pescado tem sofrido um significativo incremento nas últimas décadas, principalmente em função do crescimento populacional e da busca dos consumidores por alimentos mais saudáveis. A contribuição da aquicultura para a produção mundial de alimentos vem aumentando significativamente nos últimos anos. Assim, a necessidade da criação em sistemas intensivos é uma constante. Porém, esse sistema propicia condições de estresse para os peixes, podendo causar imunossupressão e o desenvolvimento de doenças. Assim o objetivo deste estudo foi avaliar as respostas morfo adaptativas cutâneas e branquiais de jundiás submetidos a diferentes densidades de estocagem e a privação alimentar, avaliando seus possíveis efeitos na atividade da lisozima no muco cutâneo, na população de células mucosas da pele e das brânquias e determinação de um ponto de coleta mais representativo na pele. Juvenis de jundiá (*Rhamdia quelen*) foram distribuídos em tanques de 250L e divididos em 4 grupos experimentais com 1 grupo controle, que foi coletado pré experimento e pós adaptação, os grupos experimentais foram GDA (grande densidade alimentado), GDNA (grande densidade não alimentado), PDA (pequena densidade alimentado) e PDNA (pequena densidade não alimentado). Os valores estabelecidos para as pequenas densidades foi de 2,5kg/m<sup>3</sup>, enquanto para as grandes densidades foi de 32 kg/m<sup>3</sup>. Os peixes apresentavam 185-195 g, 24-26 cm. Os animais dos grupos alimentados recebiam alimento 2 vezes ao dia, com ração comercial sendo fornecido 5% da biomassa do tanque e os animais do grupo não alimentado permaneceram em jejum durante o experimento. Após o período experimental, os peixes foram anestesiados e eutanasiados para coleta de material biológico. Foram coletados fragmentos de pele de 7 pontos diferentes no corpo do animal, o segundo arco branquial esquerdo e amostras de muco cutâneo. Nos resultados observou-se que o ponto VFNV é o ponto de coleta mais representativo. A população de células mucosas na pele foi menor no tratamento GDNA e maior no PDA. Nas brânquias a população de células mucosas foi significativamente menor nos tratamentos PDA e PDNA, já no CONTROLE e no GDNA foram maiores. A atividade de lisozima do muco epidérmico foi maior no tratamento GDNA que nos outros tratamentos. Foi possível concluir que a densidade de estocagem e a privação alimentar oferecem situação de estresse para exemplares de jundiá, que variam sua resposta a cada situação.

**Palavras-chave:** Brânquias. Células mucosas. Histologia. Lisozima. Pele.

## ABSTRACT

### MORPHO-ADAPTATIVE RESPONSE IN SILVER CATFISH (*Rhamdia quelen*) SUBMITTED TO DIFFERENT STOCK DENSITIES AND FOOD DEPRIVATION

AUTHOR: Gabriela Pires Scherer  
ADVISOR: Sílvio Teixeira da Costa

The world demand for fish has experienced a significant increase in the last decades, mainly due to population growth and the search for consumers for healthier foods. The contribution of aquaculture to world food production has increased significantly in the last few years old. Thus, the need for creation in intensive systems is a constant. However, this system provides stress conditions for fish, and may cause immunosuppression and the development of disease. So the aim of this study was to evaluate the adaptive cutaneous and gill morpho responses of silver catfish submitted to different stocking densities and food deprivation, evaluating its possible effects on the activity of lysozyme in cutaneous mucus, in the population of mucous cells of the skin and gills and determining a collection point more representative on the skin. Silver catfish juveniles (*Rhamdia quelen*) were distributed in 250L tanks and share into four experimental groups with one control group, that was collected pre-experiment and post-adaptation, the experimental groups were: GDA (high density fed); GDNA (high density not fed); PDA (low density powered); and, PDNA (small density not fed). The values established for small densities were 2.5 kg / m<sup>3</sup>, while for high densities it was 32 kg / m<sup>3</sup>. The fishes had 185-195 g, 24-26 cm. The animals in the fed groups received food 2 times a day, with commercial feed being supplied 5% of the biomass of the the tank and the animals in the non-fed group remained fasting during the experiment. After the experimental period, the fish were anesthetized and euthanized to collect biological material. Skin fragments were collected of seven different points on the animal's body, the second left branchial arch and skin mucus samples. In the results, it was observed that the VFNV point is the most representative collection point. The population of mucous cells in the skin was lower in GDNA treatment and higher in PDA. In the gills the cell population mucous membranes was significantly lower in the PDA and PDNA treatments, CONTROL and GDNA were higher. Lysozyme activity of epidermal mucus it was higher in the GDNA treatment than in the other treatments. It was possible to conclude that stocking density and food deprivation offer a stressful situation for specimens of silver catfish, which vary their response to each situation.

**Keywords:** Gills. Mucous cells. Histology. Lysozyme. Skin.

## LISTA DE IMAGENS

Imagem 1. Exemplar adulto de Jundiá ( <i>Rhamdia quelen</i> ).....	15
Imagem 2. Fotomicrografia da estrutura histológica da pele de Jundiá ( <i>Rhamdia quelen</i> ) apresentando as camadas da pele. Aumento de 40x e escala de 5 µm. ....	22
Imagem 3. Fotomicrografia da estrutura histológica de brânquia de jundiá caracterizando as estruturas contidas. Aumento de 40x e escala de 5 µm.....	22
Imagem 4. Fotomicrografia A pele de peixe do tratamento GDNA, com menor celularidade. Fotomicrografia B pele de peixe do tratamento PDA, com maior incidência de células mucosas. (Fotomicrografias em 10x e escala de 40 µm). ....	50
Imagem 5. Fotomicrografia A: brânquia de peixe do tratamento PDNA. Fotomicrografia B: brânquia de peixe do tratamento PDA. Ambos os tratamentos apresentaram menor porcentagem de células mucosas. (Fotomicrografias em 10x e escala de 100 µm).	51
Imagem 6 Fotomicrografia A: brânquia de peixe do tratamento CONTROLE. Fotomicrografia B: brânquia de peixe do tratamento GDNA. Ambos os tratamentos apresentaram maior porcentagem de células mucosas. (Fotomicrografias em 10x e escala de 100 µm).....	52



## LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Esquema da estrutura da pele de salmão ( <i>Oncorhynchus kisutch</i> ) e suas camadas.....	16
Figura 2. Esquema estrutural da lamela branquial.....	23
Figura 3. Representação dos locais de coleta de amostras de pele do Jundiá ( <i>Rhamdia quelen</i> ). .....	45

## LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Porcentagem de células mucosas presentes no epitélio de revestimento de jundiá ( <i>Rhamdia quelen</i> ). .....	48
Tabela 2 - Porcentagem de células mucosas presentes no epitélio de revestimento cutâneo de jundiá. ....	49
Tabela 3 - Porcentagem de células mucosas presentes nas brânquias de jundiá nos diferentes tratamentos.....	51
Tabela 4 - Atividade da lisozima no muco de jundiá ( <i>Rhamdia quelen</i> ).....	53

## SUMÁRIO

<b>1</b>	<b>INTRODUÇÃO GERAL</b> .....	<b>12</b>
<b>2</b>	<b>OBJETIVO</b> .....	<b>14</b>
2.1	OBJETIVO GERAL.....	14
2.2	OBJETIVOS ESPECÍFICOS .....	14
<b>3</b>	<b>REVISÃO BIBLIOGRÁFICA</b> .....	<b>15</b>
<b>3.1</b>	<b>ESPÉCIE EM ESTUDO</b> .....	<b>15</b>
<b>3.2</b>	<b>CARACTERIZAÇÃO DA PELE DOS PEIXES</b> .....	<b>16</b>
<b>3.3</b>	<b>CARACTERIZAÇÃO DO MUCO DA PELE DOS PEIXES</b> .....	<b>18</b>
<b>3.4</b>	<b>CARACTERIZAÇÃO DAS BRÂNQUIAS DOS PEIXES</b> .....	<b>20</b>
<b>3.5</b>	<b>HISTOLOGIA DA PELE E BRÂNQUIA DOS PEIXES</b> .....	<b>21</b>
<b>3.6</b>	<b>IMUNOLOGIA DE PEIXES</b> .....	<b>24</b>
<b>3.6.1</b>	<b>Lisozima</b> .....	<b>25</b>
<b>3.7</b>	<b>FATORES QUE AFETAM A IMUNIDADE DOS PEIXES</b> .....	<b>26</b>
<b>3.7.1-</b>	<b>Densidade de Estocagem</b> .....	<b>27</b>
<b>3.7.2</b>	<b>Privação Alimentar</b> .....	<b>28</b>
<b>3.7.3</b>	<b>Estresse</b> .....	<b>29</b>
<b>4</b>	<b>ARTIGO I:</b> .....	<b>42</b>
	<b>ALTERAÇÕES HISTOLÓGICAS NA PELE E NAS BRÂNQUIAS DE JUNDIÁ</b> <b>(<i>Rhamdia quelen</i>) SUBMETIDOS A DIFERENTES DENSIDADES DE</b> <b>ESTOCAGEM E PRIVAÇÃO ALIMENTAR</b> .....	<b>42</b>
	<b>RESUMO:</b> .....	<b>42</b>
	<b>INTRODUÇÃO</b> .....	<b>43</b>
	<b>MATERIAIS E MÉTODOS</b> .....	<b>44</b>
	EXPERIMENTO E ANIMAIS .....	44
	PARÂMETROS DE QUALIDADE DA ÁGUA.....	45
	COLETA DE MATERIAL BIOLÓGICO .....	45
	ANÁLISES DE MATERIAL BIOLÓGICO .....	46
	ANÁLISES ESTATÍSTICAS .....	47
	<b>RESULTADOS E DISCUSSÕES</b> .....	<b>47</b>
	PONTO DE COLETA DE FRAGMENTO DE PELE MAIS REPRESENTATIVO. ....	47
	INFLUÊNCIA DA DENSIDADE DE ESTOCAGEM E PRIVAÇÃO ALIMENTAR SOBRE A POPULAÇÃO DE CÉLULAS MUCOSAS NA PELE .....	48
	INFLUÊNCIA DA DENSIDADE DE ESTOCAGEM E PRIVAÇÃO ALIMENTAR SOBRE A POPULAÇÃO DE CÉLULAS MUCOSAS NAS BRÂNQUIAS .....	50
	ANÁLISE DA ATIVIDADE DE LISOZIMA NO MUCO EPIDÉRMICO DE JUNDIÁ ( <i>RHAMDIA QUELEN</i> ).....	52
	<b>CONCLUSÕES</b> .....	<b>53</b>
	<b>REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS</b> .....	<b>54</b>
<b>5</b>	<b>CONSIDERAÇÕES FINAIS</b> .....	<b>58</b>

## 1 INTRODUÇÃO GERAL

A demanda mundial por pescado tem sofrido um significativo incremento nas últimas décadas, principalmente em função do crescimento populacional e da busca dos consumidores por alimentos mais saudáveis. Neste contexto, a aquicultura desponta como a alternativa mais viável para continuar aumentando a oferta nos próximos anos, visto que a pesca se encontra com a produção estabilizada desde a década de 1990 (FAO, 2014).

A contribuição da aquicultura para a produção mundial de alimentos vem aumentando significativamente nos últimos anos. Segundo a PEIXE BR (2020) a piscicultura brasileira manteve a rota de crescimento em 2019, a produção avançou 4,9% e chegou a 758.006 toneladas. Foi o maior índice entre todas as fontes proteicas animais no país. A demanda por pescados no Brasil vem aumentando nos últimos dez anos, no entanto o consumo ainda está abaixo da média mundial, pois o brasileiro consome cerca de 9,5 kg de peixes por ano, e a média mundial é superior a 20 kg/hab./na, já a recomendação da FAO é de 12 kg/hab./ano (FAO, 2018).

Os ecossistemas de água doce se constituem em importantes fontes de peixes para a alimentação humana e fornecem cerca de 40% de todos os peixes destinados ao consumo nos últimos anos (FAO, 2018). A estimativa é que para 2030 a aquicultura contribua com 60% do pescado para consumo humano e sua produção supere a pesca (54%), segundo o relatório (FAO, 2018).

Segundo Kubitza (2015), o Brasil é considerado um dos países de maior potencial para aquicultura, graças ao forte mercado interno, produção recorde de grãos, indústria de rações estabelecida e amplo território (8,5 milhões de km<sup>2</sup>), grande parte sob um clima tropical, com boa disponibilidade hídrica e áreas favoráveis para a construção de tanques e açudes. Além disso, o Brasil possui um enorme potencial para a aquicultura, pois possui 12% da água doce disponível do planeta, um litoral de mais de oito mil quilômetros e ainda uma faixa marítima equivalente ao tamanho da Amazônia (MPA, 2014).

O cultivo de espécies nativas de peixes no Brasil vem ganhando importância no cenário da aquicultura, uma vez que representa uma alternativa de grande valor econômico e ecológico (DE AMORIN, 2016). Em função disto, o jundiá (*Rhamdia quelen*) é considerado uma das espécies de peixes nativos com grande potencial para o cultivo intensivo, com expressiva produção na região Sul do Brasil, por apresentar

tolerância a baixas temperaturas, crescimento rápido, boa eficiência alimentar, resistência ao manejo, docilidade e facilidade de adaptação por alimentos (GOMES *et al.*, 2000; BALDISSEROTTO, 2004).

Considerando o cultivo comercial de peixes, diferentes espécies vêm sendo produzidas de forma cada vez mais intensiva, ou seja, com altas densidades de estocagem (DE AMORIN, 2016). Este tipo de cultivo promove condições extremamente estressantes aos animais que podem causar distúrbios em seu estado fisiológico levando à redução do ganho de peso e crescimento, queda do desempenho e na reprodução e baixa resistência a patógenos, ficando suscetíveis ao ataque de parasitas, bactérias, vírus e/ou fungos (URBINATI; CARNEIRO, 2004; BALDISSEROTTO *et al.*, 2010). Com isso, se faz importante avaliar o aumento na densidade de estocagem e a privação alimentar como elementos que proporcionem adaptações histológicas na pele e na brânquia do jundiá, levando em consideração a inexistência de estudos que abordem as alterações histológicas da pele do jundiá frente a esses desafios, bem como o seu reflexo na atividade de lisozima do muco cutâneo.

## 2 OBJETIVO

### 2.1 OBJETIVO GERAL

Avaliar o efeito da densidade de estocagem e da privação alimentar na resposta cutânea e branquial de jundiás (*Rhamdia quelen*).

### 2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Determinar o local de coleta de amostras mais representativo para análise cutânea em juvenis da espécie *Rhamdia quelen*;
- Verificar o efeito da densidade de estocagem na resposta de células mucosas na pele e na brânquia de juvenis de *Rhamdia quelen*;
- Verificar o efeito da privação alimentar na resposta de células mucosas na pele e na brânquia de juvenis de *Rhamdia quelen*;
- Verificar o efeito da densidade de estocagem e da privação alimentar na atividade de lisozima do muco cutâneo de juvenis de *Rhamdia quelen*

### 3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

#### 3.1 ESPÉCIE EM ESTUDO

O jundiá (*Rhamdia quelen*) é um peixe de couro, cuja cor varia de marrom-avermelhado claro à cinza, com a parte ventral do corpo mais clara (SILFVERGRIP, 1996). Ele vive em lagos e poços fundos dos rios, preferindo os ambientes de águas mais calmas com fundo de areia e lama. As larvas alimentam-se de zooplâncton, mas os adultos são onívoros, com uma clara preferência por peixes, crustáceos, insetos, restos vegetais e dendritos orgânicos (BALDISSEROTTO & RADUNZ NETO, 2004).

Imagem 1. Exemplar adulto de Jundiá (*Rhamdia quelen*).



Fonte: De Souza, 2014.

O *Rhamdia quelen* (jundiá) pertence à ordem Siluriformes, família Heptapteridae (BALDISSEROTTO, 2009). É uma espécie nativa de grande representatividade e interesse econômico, aparentemente bem adaptado a diferentes ambientes e de rápido crescimento (BARCELLOS *et al.*, 2003; 2004).

Segundo Baldisserotto (2009), o jundiá é a espécie nativa mais comercializada no estado do Rio Grande do Sul, Brasil. E pode ser encontrado desde o sudeste do México até o centro da Argentina. Esta espécie apresenta alto potencial para a indústria aquícola, devido a elevada taxa de crescimento, bom rendimento de carcaça e fácil reprodução no clima subtropical (FRACALLOSSI *et al.*, 2004; DE AMORIM *et al.*, 2009).

Em relação a morfologia essa espécie caracteriza-se por possuir boca sem dentes e corpo sem escamas, possuindo barbilhões de forma cilíndrica com comprimento variando proporcionalmente ao tamanho do animal (GUEDES, 1980).

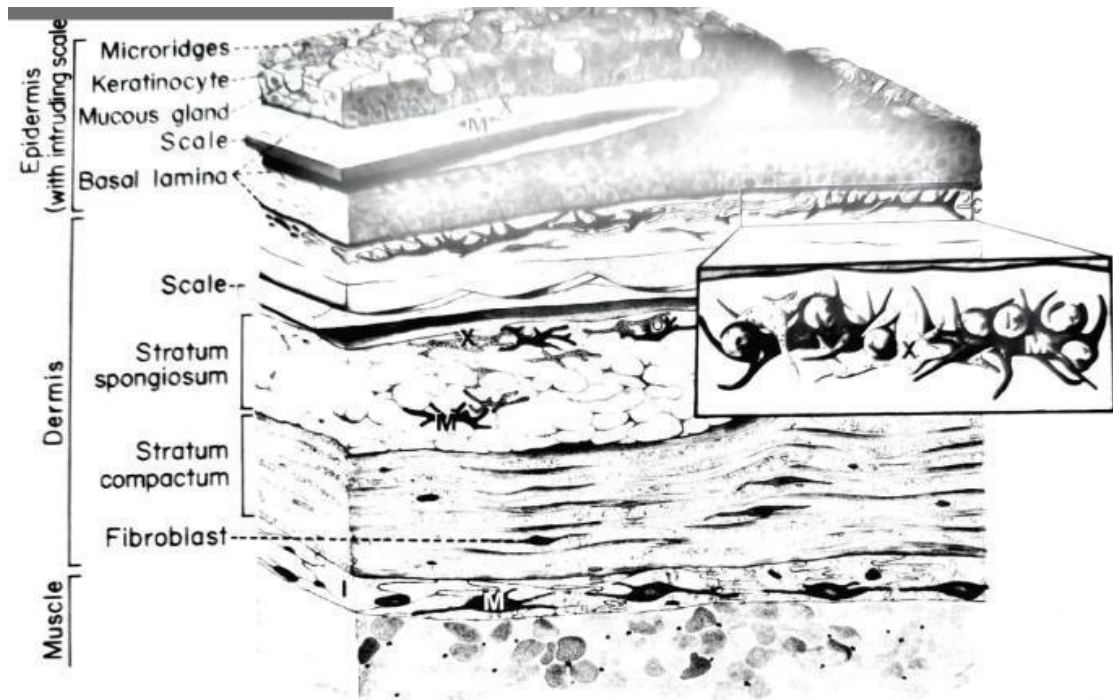
Segundo Amorin (2016), mesmo que o jundiá seja considerado uma espécie nativa promissora para a piscicultura, a intensificação do cultivo comercial pode oferecer condições propícias à introdução e disseminação de doenças, e conseqüentemente, causar prejuízo para o produtor. Durante o processo de cultivo, os peixes são constantemente submetidos a diferentes procedimentos de manejo e variações ambientais, que podem alterar o equilíbrio orgânico e promover alterações em seu metabolismo, comprometendo sua imunidade. Sabe-se que alterações no sistema imune de peixes provocados por agentes externos estão diretamente associadas à significativa redução na sua capacidade de resistir às doenças.

### 3.2 CARACTERIZAÇÃO DA PELE DOS PEIXES

A pele é o maior tecido mucoso, o qual envolve o animal inteiro, incluindo as barbatanas, nadadeiras e barbilhões. Apesar das diferenças inerentes de espécies, a organização geral e as estruturas micro anatômicas são conservadas, assim como os tipos de células (PETERSON, 2015). Em sua organização mais simples, o tegumento de peixe é um precursor comparativo da pele de mamíferos (RAKERS *et al.*, 2010), com as notáveis exceções de não ser queratinizada e conter abundantes células calciformes. Isto é, segundo Peterson (2015), a pele possui multicamadas e tem uma epiderme com membrana basal subjacente, uma derme composta de dois tecidos distintos, o estrato esponjoso e o estrato compacto, com um espaço hipodérmico subjacente associado e uma camada de músculo esquelético, a epiderme não queratinizada metabolicamente ativa é composta de vários tipos de células; as mais abundantes são células epiteliais escamosas estratificadas simples, intercaladas com células calciformes. Na figura 2, temos o esquema estrutural da pele de Salmão prateado (*Oncorhynchus kisutch*), uma espécie de com pele recoberta por escamas, diferente do jundiá, mas que exemplifica a organização das camadas da pele de vários peixes em geral.

Figura 1. Esquema da estrutura da pele de salmão (*Oncorhynchus kisutch*) e suas camadas.





Fonte: Yasutake (1983).

Além disso, a derme tem várias camadas de células de pigmento, macrófagos e mastócitos (ELLIOTT 2000, SOUZA *et al.*, 2003, LE GUELLEC 2004). Segundo Elliott (2000), a epiderme do peixe consiste em um epitélio escamoso estratificado e não queratinizado. Células calciformes estão dispostas na epiderme produzindo continuamente uma secreção mucosa viscoelástica rica em glicoproteínas. Estas células especializadas não proliferativas surgem do epitélio basal no início da vida das larvas e migram continuamente para as respectivas camadas epidérmicas, antes de iniciar atividade secretora (OTTESEN & OLAFSEN, 1997). A derme contém, predominantemente, fibroblastos que se misturam com uma matriz de colágeno que é pontuada por vasos sanguíneos, nervos, células pigmentares e células imunes misturadas (PETERSON, 2015).

Nos peixes, a pele é um dos principais locais para a entrada de patógenos, pois é uma superfície mucosa com células vivas por toda parte e desprovida de queratina (PATEL & BRINCHMANN, 2017). A camada mucosa epidérmica contribui significativamente para a defesa imunológica contra patógenos, como uma barreira física e através da produção de vários peptídeos, enzimas e lectinas aglutinantes (CHO *et al.*, 2002; NAKAMURA *et al.*, 2004). Agregados soltos e linfócitos individuais estão presentes em todo o tegumento, células B e plasmócitos são as células mais populosas. Anticorpos secretados, consistindo de IgM e IgT, localizam-se na camada

epidérmica, epitelial e mucosa, conferindo mais especificidade e proteção aditiva contra patógenos (HATTEN *et al.*, 2001; ZHAO *et al.*, 2008).

Em relação à ação, imunoglobulina IgT permanece dentro do tegumento, enquanto IgM pode participar nas respostas imunes sistêmicas, e a IgT é compartimentada para interações da mucosa e patógeno (XU *et al.*, 2013). A pele de peixes não possui um extrato córneo, sendo composta de células vivas, portanto, a epiderme está susceptível ao ataque direto de patógenos (SUZUKI *et al.*, 2003; TSUTSUI *et al.*, 2011). Como sistema de proteção primário, a pele é revestida por uma camada de muco, que é secretado pelas células caliciformes da epiderme (HARRIS E HUNT, 1975; ALEXANDER *et al.*, 1992; SUZUKI *et al.*, 2003). De acordo com Ellis (1981), o muco que recobre a camada epitelial da pele do peixe é considerado um componente chave do seu mecanismo inato de defesa. A pele também é um local de imunidade da mucosa. O SALT (também conhecido como sistema imunológico da pele (SIS) ou sistema imunológico cutâneo) em peixes é um tecido linfóide da mucosa. A pele do teleósteo é histologicamente muito diferente da dos mamíferos, uma vez que no peixe a camada mais externa de células está viva e retém a capacidade de se dividir, a epiderme do teleósteo é um epitélio estratificado, mas não queratinizado, de espessura variável. Encontram-se entre as células epiteliais, abundantes células secretoras (mucosas) que produzem conjuntamente uma complexa secreção de muco com amplas funções biológicas (SALINAS *et al.*, 2001).

### 3.3 CARACTERIZAÇÃO DO MUCO DA PELE DOS PEIXES

O muco é uma secreção aderente viscoelástica complexa que é sintetizada e secretada pelas células caliciformes, que são células mucosas nos epitélios colunares que revestem o lúmen de todos os órgãos e glândulas que estão expostos e se comunicam com o ambiente externo (ANDRIANIFAHANANA *et al.*, 2006, CORFIELD 2015). O muco foi descrito em organismos de todos os reinos (LANG *et al.*, 2016). Segundo Patel & Brinchmann (2017), o muco da pele tem um papel muito importante na manutenção da saúde dos peixes, especialmente na aquicultura intensiva, onde o nível de estresse e infecções pode ser alto.

Nos peixes, o muco epidérmico é considerado um componente chave da imunidade inata, é produzido principalmente por células caliciformes epidérmicas e é

composto de macromoléculas formadoras de água e gel incluindo mucinas e outras glicoproteínas (INGRAM,1980). O muco da pele do peixe contém uma variedade de fatores imunológicos relevantes, incluindo lectinas, lisozimas, camodulina, imunoglobulinas, complemento, proteínas C-reativas, enzimas proteolíticas, peptídeos antimicrobianos e proteínas (ESTEBAN, 2012). Esses fatores formam uma barreira bioquímica que serve como primeira linha de defesa contra uma ampla gama de patógenos (PATEL & BRINCHMANN, 2017).

Além disso, muco é continuamente secretado e substituído, o que impede a colonização estável de potenciais microrganismos infecciosos bem como invasão de metazoários parasitas (INGRAM, 1980; ELLIS, 2001; NAGASHIMA *et al.*, 2003).

O muco é um fluido complexo e sua composição varia ao longo da superfície epitelial e entre espécies de peixes. A composição e características do muco da pele são muito importantes para a manutenção de suas funções imunológicas (CONE, 2009). Além disso, as células mucosas e as composições do muco que produzem são influenciadas por fatores endógenos (por exemplo, sexo, estágio de desenvolvimento) e fatores exógenos (como estresse, pH e infecções) (BLACKSTOCK E PICKERING, 1982; ZACCONE *et al.*, 1985). Além disso, mudanças na densidade das células mucosas das brânquias têm sido consideradas como uma resposta às mudanças na concentração de íons na água, como sódio, cálcio e cloreto (PERRY e WOOD, 1985; LAURENT e HEBIBI, 1989; MORON *et al.*, 2009).

O muco constitui uma barreira mecânica e bioquímica entre a superfície do corpo do peixe e a água circundante do ambiente, a qual apresenta abundante diversidade de microrganismos, incluindo os patogênicos (PICKERING, 1974; TSUTSUI *et al.*, 2009; RAMOS *et al.*, 2012). Além disso, apresentam funções lubrificantes, de locomoção, papéis importantes na formação de cardumes, reconhecimento de indivíduos e até na migração de determinadas espécies (HARA E MCDONALD, 1976). Além disso, fornece um meio no qual o mecanismo antibacteriano pode atuar (TORT *et al.*, 2003). A mucosa da pele dos peixes é uma barreira essencial e serve como proteção contra o meio ambiente com fatores bióticos e abióticos. A mucosa consiste em uma parte celular e uma parte humoral. A parte celular consiste na membrana mucosa e seu tecido conjuntivo subjacente e a parte humoral consistem nas moléculas extracelulares presentes no muco da pele (SALINAS *et al.*, 2011).

Os principais componentes macromoleculares do muco são as glicoproteínas, dentre elas as mucinas, são as principais (PHILLIPSON *et al.*, 2008). Estas proteínas são fortemente glicosiladas o que confere às camadas mucosas propriedades viscoelásticas e reológicas (THORNTON *et al.*, 2008).

O papel antiviral do muco foi recentemente descrito por Rajan e colaboradores (2011). Estes autores, utilizando técnicas de bioimagem mostraram que o vírus *Koi herpes* se liga à superfície da pele nos locais onde o muco foi removido manualmente, o que sugere que uma superfície mucosa intacta é a defesa do hospedeiro contra a infecção.

Várias proteases têm sido encontradas no muco de peixes (FIRTH *et al.*, 2000; SALLES *et al.*, 2007) e a sua atividade proteolítica no âmbito da pele de peixes pode ser considerada um mecanismo fundamental na defesa primária. Uma atividade proteásica aumentada foi observada para o muco da pele do salmão do Atlântico (*Salmo salar*) em exemplares infectados com o piolho de salmão *Lepeophtheirus salmonis*, quando comparados aos não infectados (ROSS *et al.*, 2000). As proteases podem ter um efeito direto sobre os agentes patogênicos no muco (HJELMELAND *et al.*, 1983), ou poderiam ativar outras substâncias imunológicas presentes no muco, tal como demonstrado em sistemas de mamíferos (MORRISSEY, 1998).

### 3.4 CARACTERIZAÇÃO DAS BRÂNQUIAS DOS PEIXES

As brânquias são tecidos mucosos multifuncionais de peixes que são ricamente vascularizadas e têm área de superfície respiratória maciça muito semelhante aos sacos alveolares dos pulmões dos mamíferos. Em um nível funcional básico os filamentos branquiais, em particular as lamelas, são responsáveis pelas trocas gasosas, ionorregulação ativa para manter equilíbrio osmótico e ácido-base em relação ao meio ambiente, controle da hemodinâmica via vasoconstrição e vaso relaxamento, e eliminação de resíduos nitrogenados (PETERSON, 2015).

Em relação ao epitélio de revestimento das brânquias, ele é formado por uma camada epitelial de células escamosas simples, muitas vezes referida como "células pavimentosas", que cobre as lamelas assim como o filamento branquial todo (PETERSON, 2015). Interpostas entre as células epiteliais estão uma grande variedade de células especializadas, incluindo ionócitos, células caliciformes (secretoras de muco), células neuroepiteliais e do globo (LIN *et al.*, 1998). A camada

mucosa da superfície que cobre o filamento branquial e o epitélio lamelar é uma barreira física inicial ao patógeno e insultos ambientais (DALMO *et al.*, 1997; MAGNADOTTIR, 2006) e contém numerosas substâncias bioativas, incluindo enzimas (como lisozima) e peptídeos antimicrobianos.

Anticorpos pré-formados do isótipo IgM, liberados da circulação sistêmica, também residem na camada mucosa. Além da barreira física do muco, há um complemento total de células do sistema imunológico, incluindo linfócitos, plasmócitos (células secretoras de anticorpos), macrófagos, neutrófilos e células granulosas eosinofílicas, presentes em ambos os espaços intra-epiteliais do filamento e epitélio escamoso lamelar e em torno dos compartimentos perivasculares (PETERSON, 2015).

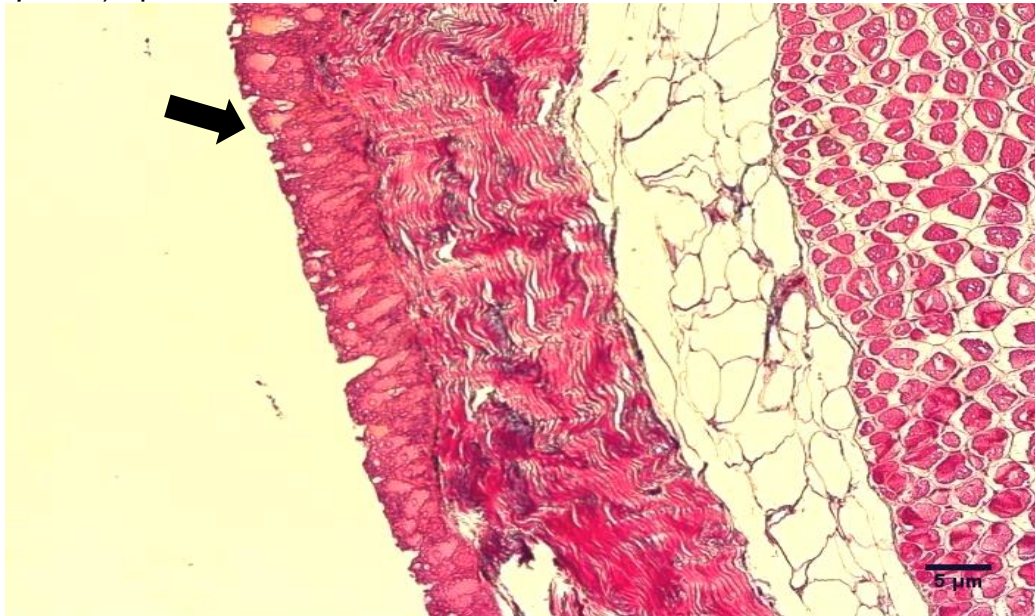
Populações linfocíticas dentro do tecido branquial são particularmente numerosas e bem caracterizadas, com identificação definitiva de células B, plasmócitos e macrófagos de ligação a anticorpos, e as brânquias foram reconhecidas como um órgão primário para a produção de anticorpos (DOS SANTOS *et al.*, 2001). Macrófagos residentes intra-epiteliais com capacidade de interagir com a imunoglobulina IgM servem como uma defesa de linha de frente contra antígenos solúveis, dando uma resposta relativamente rápida quando os patógenos são encontrados (DAVIDSON *et al.*, 1997; GROVE *et al.*, 2006). As células plasmáticas e endoteliais fagocíticas provavelmente funcionam em conjunto para permitir uma resposta eficaz frente a patógenos, especialmente dada a exposição constante das brânquias ao ambiente aquoso circundante (PETERSON, 2015).

### 3.5 HISTOLOGIA DA PELE E BRÂNQUIA DOS PEIXES

A pele é o maior órgão imunologicamente ativo dos peixes e é notavelmente diferente da pele dos vertebrados terrestres. A pele da maioria dos teleósteos adultos é dividida em três camadas: a cutícula ou camada mucosa, a epiderme e a derme. A epiderme é um epitélio estratificado de espessura variável, consistindo inteiramente de células escamosas e células mucosas, onde também pode ser subdividida em camadas superficiais, intermediárias e basais. A camada superficial é uma camada unicelular de células escamosas com quantidades mínimas de queratina na superfície. Na camada intermediária encontram-se vários tipos de células, como células mucosas, células sensoriais, ionócitos, células imunes, células pigmentares e células

indiferenciadas. É na camada intermediária que se encontram as células caliciformes e as células mucosas, responsáveis por secretar muco e substâncias antibacterianas para o exterior da epiderme. A camada basal liga fortemente a epiderme à derme. E a derme é composta principalmente de tecido conjuntivo denso com uma grande quantidade de fibras de colágeno (ESTEBAN, 2012; ESTEBAN e CERENZUELA, 2015).

Imagem 2. Fotomicrografia da estrutura histológica da pele de Jundiá (*Rhamdia quelen*) apresentando as camadas da pele. Aumento de 40x e escala de 5  $\mu\text{m}$ .

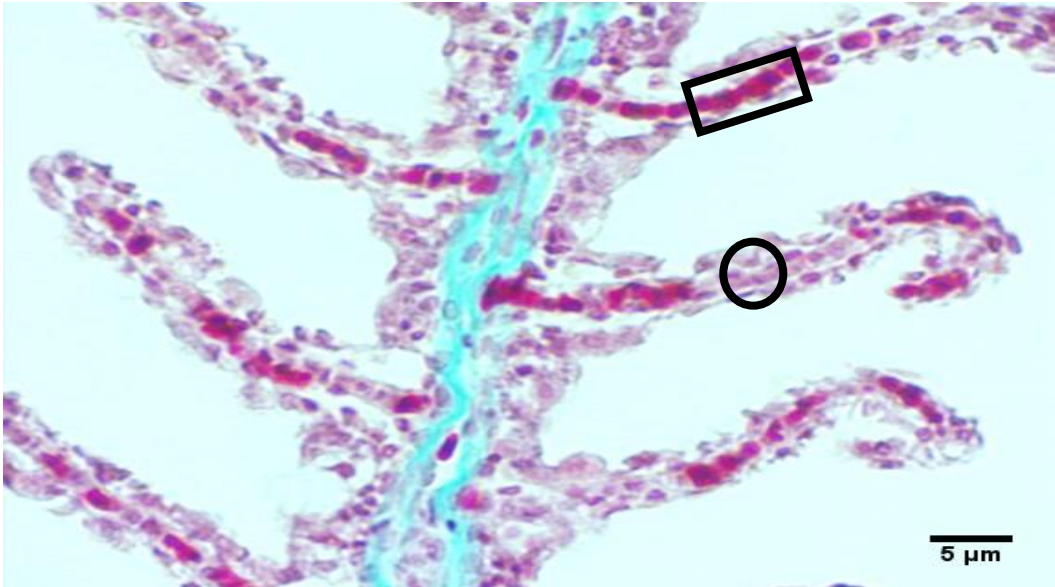


Fonte: A autora (2020).

Na imagem acima, a camada mais externa representada pela seta é a epiderme local onde estão contidas as células epiteliais e as células mucosas que são alvo desse estudo.

A brânquia dos peixes é considerada um local de considerável atividade imunológica, devido a sua constante exposição à água e espessura delgada do seu epitélio respiratório branquial (SMITH, 1982; GOLDES *et al.*, 1986; PEDRERA *et al.*, 1992; LAURENT, 2002).

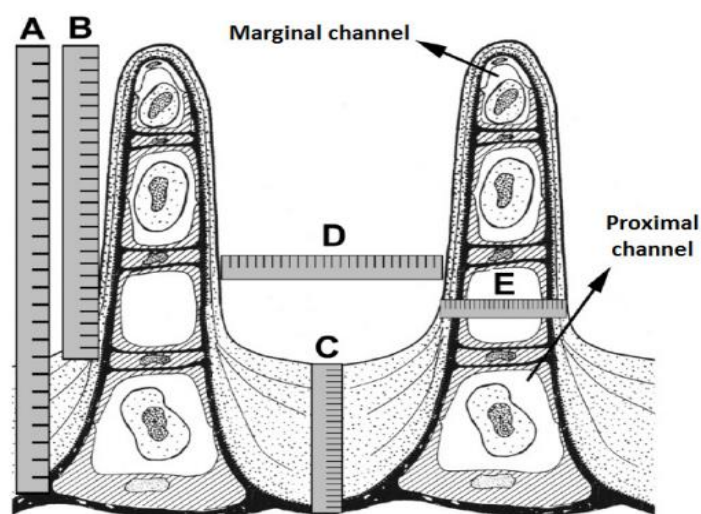
Imagem 3. Fotomicrografia da estrutura histológica de brânquia de jundiá caracterizando as estruturas contidas. Aumento de 40x e escala de 5  $\mu\text{m}$ .



Fonte: A autora (2020).

Demarcadas na imagem pelo círculo estão as células pilares, e pelo quadrado estão os vasos sanguíneos que irrigam o órgão. As brânquias de peixe são cobertas com uma fina membrana mucosa, que possui uma grande superfície externa que está em contato contínuo com a água que irriga o órgão durante a respiração. As lamelas são recobertas por um epitélio estratificado com 2 camadas de células epiteliais (DA COSTA *et al.*, 2017).

Figura 2. Esquema estrutural da lamela branquial.



Fonte: DA COSTA *et al.*, (2017).

Grandes quantidades de substâncias solúveis e particuladas, incluindo vários patógenos, podem penetrar nessa barreira mucosa para causar infecções locais e / ou sistêmicas, seguidas por respostas imunes mucosas e sistêmicas. Enquanto substâncias que não representam uma ameaça aos peixes podem ser toleradas pelo sistema imunológico das brânquias, verificou-se que patógenos induzem respostas imunes inatas e adaptativas ao entrar no peixe através das brânquias (KOPPANG *et al.*, 2015).

### 3.6 IMUNOLOGIA DE PEIXES

Os peixes possuem um sistema imunológico complexo, dividido em duas partes que se complementam: o sistema imune inato, que é próprio do animal para a ação de forma inespecífica e o sistema imune adquirido ou específico, que é formado durante as diferentes exposições a patógenos no decorrer de sua vida (IWANA, NAKANISHI, 1996).

O sistema imune inato e os componentes correspondentes são essenciais para o reconhecimento de patógenos e para desencadear células responsáveis pela imunidade adquirida (MAGNADOTTIR, 2006). Embora os mecanismos imunológicos inatos mediem a primeira linha de defesa, a eliminação dos microrganismos depende de uma resposta robusta de células, linfócitos e produção de antígeno Ig específica que são os principais componentes da resposta imune (MAGNADOTTIR *et al.*, 2005).

O sistema imune inato é considerado a primeira barreira de defesa frente aos patógenos e consiste basicamente de barreiras físicas (escamas, muco, brânquias e epiderme) e químicas como enzimas e proteínas do sistema complemento, além de células de defesa fagocíticas inespecíficas como macrófagos, neutrófilos e trombócitos (TORT *et al.*, 2003; ABREU, 2007)

Já o sistema imune específico ou adquirido é caracterizado pela especificidade e memória imunológica, envolvendo os órgãos e tecidos linfóides (primários e secundários), células apresentadoras de antígeno (APCs), linfócitos T e B, imunoglobulinas e moléculas do sistema complemento. Funcionam bloqueando o desenvolvimento de nova infecção causada pelo mesmo patógeno (WEDEMEYER, 1996; VERLHAC e GABAUDAN, 1997; TORT *et al.*, 2003). Outro componente do sistema imune é a lisozima, importante anti-bacteriano encontrado em várias espécies de peixes marinhos e de água doce (LIE *et al.*, 1989). Ela é produzida durante as



infecções e é capaz de lisar a parede celular de bactérias, atuando nas ligações beta 1,4 glicosídicas entre o ácido N-acetilmurâmico e o ácido N-acetilglicosamínico (PAULSEN *et al.*, 2003). Esta propriedade torna esta enzima capaz de lisar algumas bactérias gram-positivas e, agindo em conjunto com as proteínas do sistema complemento, podem destruir também algumas bactérias gram-negativas (VERLHAC e GABAUDAN, 1997; PAULSEN *et al.*, 2001). Os leucócitos são os principais produtores de lisozima em peixes e o tecido renal parece apresentar os maiores índices de atividade enzimática, devido à alta concentração de leucócitos em seu interior, especialmente, na porção anterior, conhecida como rim cefálico (BALFRY e IWAMA, 2004). Por outro lado, a atividade desta enzima já foi detectada no fígado, brânquias, ovário e em ovos (SANKARAN e GURNANI, 1972; LIE *et al.*, 1989; TAKEMURA E TAKANO, 1995).

Segundo Fletcher (1997), o sistema imune em peixes de cativeiro pode ser influenciado por vários fatores, ambientais. Em *Spaurus aurata*, Tort *et al.* (1996) relataram redução significativa dos níveis de linfócitos circulantes após três semanas de adensamento. Indo de encontro a esses resultados Rotllant *et al.*, (1997) observaram imunodepressão semelhante em *Pagrus pagrus* também submetidos ao adensamento.

### 3.6.1 Lisozima

A lisozima é uma enzima mucolítica de origem leucocitária, é um componente importante do sistema imunológico inato e media a proteção contra invasão patogênica (DASH *et al.*, 2011). As lisozimas são sintetizadas no fígado e nos locais extra-hepáticos; entretanto, a cinética de síntese e secreção ainda não é clara (BAYNE & GERWICK, 2001). A característica comum da lisozima é sua capacidade de hidrolisar ligações  $\beta$ - (1,4) -glicosídicas entre os resíduos alternados de ácido N-acetilmurâmico (NAM) e N-acetil glucosamina (NAG) de peptidoglicano da parede celular bacteriana, resultando em rápida lise celular em um ambiente hip-osmótico (DASH *et al.*, 2018). Além das bactérias, a lisozima também inibiu vírus (LEE-HUANG *et al.*, 1999), parasitas (LEON-SICAIROS *et al.*, 2006) e fungos (WU *et al.*, 1999), apesar da ausência de peptidoglicano típico em seus envelopes. A enzima também ataca estruturas contendo ácido murâmico, hidrolisa glicol quitina e tem um efeito degradante restrito sobre a quitina, que é um componente principal das paredes

celulares de fungos e do exoesqueleto de certos invertebrados (WU *et al.*, 1999). A resposta da lisozima foi considerada variável em sua potência, dependendo da espécie e da localização do tecido (QASBA E KUMAR, 1997).

A lisozima dos peixes é liberada pelos leucócitos, e tem uma atividade mais ampla do que a lisozima de mamíferos (DEMERS & BAYNE, 1997). Tem sido frequentemente usada como um indicador de funções imunológicas não específicas, que é de importância primária no combate a infecções em peixes. A lisozima de peixe é distribuída principalmente no rim cefálico, que é rico em leucócitos, e em locais como brânquias, pele, trato gastrintestinal e ovos, onde o risco de invasão bacteriana é muito alto, o que enfatiza o papel da lisozima na defesa, especialmente na primeira linha de mecanismos de defesa (MURRAY & FLETCHER, 1976; LIE *et al.*, 1989).

### 3.7 FATORES QUE AFETAM A IMUNIDADE DOS PEIXES

O jundiá é considerado um peixe rústico, mesmo assim, são animais que cultivados sob condições intensivas e sujeitos a estresses ambientais se tornam mais propensos ao desenvolvimento de doenças, especialmente as que afetam o tegumento e as brânquias, pois não possuem escamas, que fazem parte da primeira defesa contra os patógenos (BAGLIOLI, 2008).

Existem no Brasil inúmeras espécies de patógenos que causam danos aos peixes, no entanto os protozoários e as bactérias representam os grupos de microrganismos que mais causam prejuízos à piscicultura, devido principalmente ao fato de que sua reprodução é muito eficiente quando em ambiente favorável (ONAKA; MORAES, 2004).

As bactérias que fazem parte da microbiota aquática são consideradas como patogênicas oportunistas para peixes, visto que só se manifestam, provocando infecções, quando os peixes se encontram em condições ambientais desfavoráveis (BARJA & ESTEVES, 1988). Segundo Roberts (1981), a pele é a primeira barreira de proteção dos peixes frente ao meio externo. A epiderme dos peixes apresenta múltiplas propriedades, dependentes da produção de secreções pela camada superficial que apresenta importante função de lubrificação e proteção, impedindo a invasão e proliferação de microrganismos patógenos, permitindo assim que a mesma permaneça hidratada e com viscoelasticidade, proporcionando uma adaptação para a peculiar vida dos peixes (MITTAL, 1997).

As principais doenças em jundiás ocorrem devido às variações da temperatura, altas densidades nos cultivos, alimentação inadequada e tratamentos de forma errônea, deixando-os assim, mais vulneráveis ao desenvolvimento de doenças (BRANDÃO, 2004).

### 3.7.1- Densidade de Estocagem

Segundo Lazzari e colaboradores (2011) é imprescindível a utilização de sistemas intensivos quando se busca atender a grande demanda por carne de peixe, porém, a melhor densidade varia conforme a espécie, tamanho dos exemplares e sistema de cultivo. Peixes criados a baixas densidades podem acumular mais gordura, em razão da maior oferta de ração e da menor competição por alimento (LAZZARI *et al.*, 2011). Baixas densidades conduzem a um subaproveitamento do espaço para a criação dos peixes (PIAIA & BALDISSEROTTO, 2000). Em contrapartida, altas densidades criam maior chance de estresse e respectivos efeitos sobre o sistema imunológico (SALARO *et al.*, 2003) e maior probabilidade de degradação da qualidade da água (JOBILING, 1994). A densidade de estocagem é um fator estressante que ativa respostas de estresse nos peixes, essas respostas afetam diferentes enzimas metabólicas relacionadas ao metabolismo de lipídios, carboidratos e proteínas (COSTAS *et al.*, 2008, LAIZ-CARRIÓN *et al.*, 2012; MONTERO *et al.*, 1999; SANGIAO-ALVARELLOS *et al.*, 2005). Outros estudos avaliam os efeitos da densidade de estocagem no crescimento, comportamento, metabolismo e parâmetros fisiológicos e bioquímicos dos peixes (HERRERA *et al.*, 2009; MONTERO *et al.*, 1999; SANGIAO-ALVARELLOS *et al.*, 2005). Devido à diversidade de resposta ao estresse em peixes, acredita-se que esses efeitos sejam específicos de cada espécie e principalmente dependentes da sensibilidade dos animais em alta densidade de estocagem e do aumento das interações sociais em densidades de estocagem muito baixas e/ou muito altas (ELLIS *et al.*, 2002; MONTERO *et al.*, 1999; NORTH *et al.*, 2006).

Trabalho realizado por Lazzari *et al* (2011) evidencia que o peso individual e crescimento do jundiá em função da elevação da densidade de estocagem, diminuíram em sistema de recirculação de água, onde os melhores resultados se deram em peixes com densidade de estocagem de 4,2 kg m<sup>3</sup>. Em experimento conduzido por Martinelli *et al.*, (2013), a densidade de estocagem não produziu efeito

sobre o desempenho zootécnico dos jundiás, sob condições de 2,8 e 8,7 kg m<sup>3</sup> em sistema de tanque-rede.

Dessa forma, densidades de estocagem inadequadas podem comprometer as condições de saúde dos peixes, afetando também a lucratividade da produção (MENEZES *et al.*, 2015). Estudos anteriores mostram que a densidade de estocagem afeta o crescimento dos peixes (BARCELLOS *et al.*, 2004; PIAIA e BALDISSEROTTO, 2000), mas não há nenhum estudo sobre as adaptações histológicas do jundiá (*Rhamdia quelen*) diante de tal situação.

### 3.7.2 Privação Alimentar

A privação alimentar é um tipo comum de fator de estresse em peixes que induz processos catabólicos de liberação de energia que compensam a ingestão de energia reduzida (WUNDERINK *et al.*, 2012). Durante os estágios iniciais de jejum, a manutenção da glicemia está diretamente relacionada à capacidade de mobilização do glicogênio hepático e depende da ativação subsequente da gliconeogênese hepática e subsequente redução da taxa de utilização de glicose (NAVARRO e GUTIÉRREZ, 1995). O jejum é frequentemente utilizado para estudar se o ritmo no metabolismo da glicose é independente do efeito da alimentação, uma vez que os ritmos diários dependentes da alimentação devem desaparecer em animais privados de comida (POLAKOF *et al.*, 2007). Nos peixes os efeitos do jejum nas mudanças diárias de vários metabólitos e hormônios plasmáticos foram caracterizados em diferentes espécies (LAIZ-CARRIÓN *et al.*, 2012; POLAKOF *et al.*, 2006; SANGIAO-ALVARELLOS *et al.*, 2005).

Menezes *et al.*, (2006) avaliaram a privação alimentar mantida por 14 dias em *Rhamdia quelen*, sobre parâmetros fisiológicos e observaram a diminuição do peso do fígado, o que pode ter decorrido da mobilização das reservas hepáticas para manutenção da homeostase levando a um quadro estressante para os animais. As respostas metabólicas a essa situação variam dependendo de vários fatores, como idade, tamanho e espécie, exibindo alterações no metabolismo de carboidratos, lipídios e proteínas para manter a homeostase (NAVARRO e GUTIÉRREZ, 1995).

Porém, ainda não existem trabalhos que explorem o efeito da privação alimentar sobre quaisquer parâmetros histológicos do jundiá.

### 3.7.3 Estresse

Para Selye (1950, 1973), o estresse é um termo genérico aplicado a uma situação em que um indivíduo é submetido a um desafio que pode resultar em um perigo real ou simbólico para a sua integridade. A resposta ao estresse é uma reação generalizada e essa generalização em animais, pode se supor que tenha traços comuns ao longo da árvore filogenética. Assim, respostas como a reação de luta e fuga e, portanto, os repertórios de arranjos energéticos para atender ao excesso de atividade são observados em todos os animais (SUNG *et al.*, 2009). Para Balasch e Tort., (2019) estresse é um conceito de primeiro plano definido contra um pano de fundo de interações entre a expressão do genoma da rede e a consolidação do fenômeno em um nicho ecológico específico. Segundo Barcellos *et al.*, 2011 em sistemas de piscicultura, o estresse é constante e pode afetar o desenvolvimento produtivo, prejudicando a saúde dos peixes e aumentando a suscetibilidade a doenças. Assim, a resposta ao estresse é como uma forma de adaptação, que promove uma melhor chance de sobrevivência frente a uma situação de medo ou ansiedade, permitindo uma divisão de recursos (para crescimento ou para reprodução, por exemplo), favorecendo a sobrevivência nessas situações. Entretanto, quando o agente estressor é crônico, o valor adaptativo à resposta pode ser comprometido e efeitos deletérios podem tornar-se aparentes. A liberação de cortisol na corrente sanguínea dos peixes desencadeia uma progressão de mudanças comportamentais e fisiológicas para promover a sobrevivência (MOBERG e MENCH, 2000; MOMMSEN *et al.*, 1999). No entanto, quando essa liberação conhecida como resposta ao estresse é prolongada ou grave, pode ter consequências prejudiciais à saúde, às defesas imunológicas, ao crescimento e à reprodução (REYES-LÓPEZ *et al.*, 2018; SAPOLSKY *et al.*, 2000; SCHRECK e TORT, 2016). Carbajal *et al* (2019) avaliando os níveis de cortisol do sangue, muco e escamas, de exemplares de truta arco-íris descreveram que os níveis encontrados no muco e nas escamas refletem os níveis sanguíneos. Com isso entende-se que o hormônio se dissipa por toda a estrutura corporal, gerando uma série de efeitos deletérios ao animal.

Dada essa importância, conhecer as diferentes adaptações dos peixes frente ao estresse, tem sido um assunto de grande interesse, pois através da resposta de desempenho dos peixes, podemos ter um indicador de bem-estar (SCHRECK e TORT, 2016), o que está diretamente ligado à produção.

## REFERÊNCIAS

- ABREU, J.S. Suplementação alimentar de pacu (*Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887) com b 1,3 glicano: atividade respiratória de leucócitos, lisozima e estresse por captura. 2007.137 f. **Tese** (Doutora em Aquicultura) -Curso de Pós-graduação em Aquicultura, Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 2007.
- ALEXANDER, J.B. INGRAM, G.A. Noncellular non-specific defense mechanisms of fish. *Annu. Rev. Fish Dis.*, 2:249–279. 1992
- ALVAREZ-PELLITERO, P. Fish immunity and parasite infections: from innate immunity to immunoprophylactic prospects. *Vet Immunol Immunopathol.*, 126(3–4):171–198. 2008.
- AMORIN, D.G.DE, 2016. Efeito do extrato de alho (*allium sativum*) sobre o sistema hematológico, imune e metabólico de jundiás *Rhamdia quelen* (Quoy & Gaimard, 1824). 2016. 104f. **Dissertação** (Mestrado Agroecologia e Desenvolvimento Rural Sustentável) – Universidade Federal da Fronteira Sul, 2016.
- ANDRIANIFAHANANA, M., MONIAUX, N. AND S. BATRA. "Regulation of mucin expression: mechanistic aspects and implications for cancer and inflammatory diseases." *Biochim Biophys Acta* 1765(2): 189-222. 2006.
- ÅSBAKK, K. Elimination of foreign material by epidermal malpighian cells during wound healing in fish skin. *J. Fish. Biol.* 58, 953–966. 2001.
- BAGLIOLI, B. Vitamina c na dieta e influência nas respostas de estresse e resistência de juvenis de jundiá expostos ao ictio. 2008. 48 f. **Dissertação** (Mestre em Ciências Veterinárias) - Curso de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2008.
- BALDISSEROTTO, B. Biologia do jundiá. RADUNZ NETO, J. **Criação de jundiá**. Santa Maria; Editora da UFSM, p.67 – 72. 2004
- BALDISSEROTTO, 2009. B. Baldisserotto. **Piscicultura continental no Rio Grande do Sul: situação atual, problemas e perspectivas para o futuro**. *Ciência Rural*, v. 39, p. 291 – 299. 2009.
- BARCELLOS, L.J.G., KREUTZ, L.C., RODRIGUES, L.B., FIOREZE, R.M.I., QUEVEDO, L., CERICATO, J., CONRAD, A.B., SOSO, M., FAGUNDES, L. A., LACERDA & S. TERRA. Haematological and biochemical characteristics of male jundiá (*Rhamdia quelen* Quoy & Gaimard Pimelodidae); changes after acute stress. **Aquaculture research**, V. 34, P. 1469-1565, 2003.
- BARCELLOS, L.J.G.; KREUTZ, L.C.; QUEVEDO, R.M.; FIOREZE, I.; RODRIGUES, L.B.; SOSO, A.B.; RITTER, F.; CONRAD, J.; CERICATO, FAGUNDES, L.A., LACERDA, L.A. E TERRA, S. Hematological changes in jundiá (*Rhamdia quelen* Quoy & Gaimard Pimelodidae) provoked by usual aquaculture practices, with emphasis on immunosuppressive effects. **Aquaculture Amsterdam**, 237(1-4), 229-236. 2004.

BARCELLOS, L.J.G.; VOLPATO, G.L., BARRETO, R.E., COLDEBELLA, I., FERREIRA, D. Comunicação química de manejo em peixes. **Physiol. Behav.** 103. pp. 372 – 375. 2011.

BALASCH, J.C E TORT, L. (2019) Netting the Stress Responses in Fish. **Frente. Endocrinol.** 10:62.

BALDISSEROTTO, B.; NETO, J.R.; BARCELLOS, L.G.; Jundiá (*Rhamdia* sp.). In: BALDISSEROTTO, B.; GOMES, L.C.; **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**. 2.ed. Santa Maria: UFSM, 2010, p. 317- 321.

BALFRY, S.K., IWAMA, G.K. Observations on the inherent variability of measuring lysozyme activity in coho salmon (*Oncorhynchus kisutch*). **Comp. Biochem. Physiol. B**, 138: 207-211. 2004

BARJA, J.L. ESTEVES, A.T. **Patologia acuicultura**. Espanha: Caicyt, p.550, 1988.

BRANDÃO, D.A. Profilaxia e Doenças. In: BALDISSEROTTO, B.; NETO, J. R.; **Criação de jundiá**. Santa Maria. Editora UFSM, p. 161 – 189, 2004.

BRETT, J. R. Implications and assessment of environmental stress. In: LARKIN, P. A. (Ed.). The investigation of fish-power problems. Vancouver: MacMillan Lectures in **Fisheries**, p. 69-83. 1958.

BLACKSTOCK, N., PICKERING, A.D., Changes in the concentration and histochemistry of epidermal mucous cells during the alevin and fry stages of the brown trout *salmo-trutta*. *J. Zool.* 197, 463–471. 1982.

BIRKEMO G.A., LÜDERS T., ANDERSEN O., NES I.F., NISSEN-MEYER J. Hipposin, a histone-derived antimicrobial peptide in **Atlantic halibut** (*Hippoglossus hippoglossus* L.). *Biochim Biophys Acta*, 1646:207–215. 2003.

CARBAJAL, A., REYES-LÓPEZ, F. E., TALLO-PARRA, O., MANEL LOPEZ-BEJARA, M., TORT, L. (2019). Comparative assessment of cortisol in plasma, skin mucus and scales as a measure of the hypothalamic-pituitary-interrenal axis activity in fish. **Aquaculture**. 506 410–416. 2019.

CHO, J.H., PARK, I.Y., KIM, H.S., LEE, W.T., KIM, M.S., KIM, S.C. Cathepsin D produces antimicrobial peptide parasin I from histone H2A in the skin mucosa of fish. **J. FASEB**, v.16, 429 – 431. 2002.

CONE, R.A. **Barrier properties of mucus**. *Adv. Drug Deliv. Rev.* 61, 75–85. 2009.

CORFIELD, A.P. Mucins: a biologically relevant glycan barrier in mucosal protection. **Biochim Biophys Acta**. 1850(1):236-52. 2015.

COSTAS B.C. ARAGÃO, I. RUIZ-JARABO, L. VARGAS-CHACOFF, F. ARJONA, M.T. DINIS, J. MANCERA, L. CONCEIÇÃO. Feed deprivation in Senegalese sole (*Solea senegalensis* Kaup, 1858) juveniles: effects on blood plasma metabolites and free amino acid levels. **Fish Physiol. Biochem.**, 37. pp. 495-504 2011

DA COSTA, S. T., GRESSLER, L. T., SUTILI, F. J., LOEBENS, L., FERNANDES, N., LAZZARI, R., BALDISSEROTTO, B. Humic acid of commercial origin causes changes in gill morphology of silver catfish *Rhamdia quelen* exposed to acidic water. *Journal of Experimental Zoology Part A: **Ecological and Integrative Physiology***, v. 327, p. 504-512, 2017.

DALMO, R.A., INGEBRIGTSEN, K., BOGWALD, J. Non-specific defence mechanisms in fish, with particular reference to the reticuloendothelial system (RES). *J. Fish. Dis.* 20, 241–273. 1997.

DASH, S., DAS, S.K., SAMAL, J. Epidermal mucus, a major determinant in fish health: a review. *Iran J Vet Res.* Vol. 19, No. 2, 72-81 (2018).

DASH, S; DAS, SK; SAMAL, J; OJHA, PK; PATRA, JK AND THATOI, H. Dose dependence specific and nonspecific immune responses of Indian major carp (*L. rohita* Ham) to intraperitoneal injection of formalin killed *Aeromonas hydrophila* whole cell vaccine. *Vet. Res. Commun.*, 35: 541-552, 2011.

DAVIDSON, G.A., LIN, S.H., SECOMBES, C.J., ELLIS, A.E., Detection of specific and 'constitutive' antibody secreting cells in the gills, head kidney and peripheral blood leucocytes of dab (*Limanda limanda*). *Vet. Immunol. Immunopathol.* 58, 363–374. 1997.

DE AMORIM *et al.*, 2009. MP DE AMORIM., B.V.C, GOMES, YS MARTINS, Y. SATO, E. RIZZO, N. BAZZOLI. Desenvolvimento precoce do bagre *Rhamdia quelen* (Quoy & Gaimard, 1824) (Peixes: Heptapteridae) da Bacia do Rio São Francisco, Brasil. *Aquaculture Research.* 40. p. 172 – 180. 2009.

DEMERS, N.E. & BAYNE, C.J. The immediate effects of stress on hormones and plasma lysozyme in rainbow trout. *Developmental and Comparative Immunology* 21, 363– 373. 1997.

DE SOUZA, C. F. Jundiá: Efeitos fisiológicos do óleo essencial de *Lippia alba* adicionado a ração. 2014. 55 p. **Dissertação** (Mestrado em Biodiversidade Animal) - Universidade Federal de Santa Maria/RS. 2014.

DOS SANTOS, N.M., Taverne-Thiele, J.J., Barnes, A.C., VanMuiswinkel, W.B., Ellis, A.E. and Romboust, J.H. The gills a major organ for antibody secreting all production following direct immersion of sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.) in a photobacterium *damselae* ssp. *Piscicida bacterium*: na antogenetic study. *Fish and Shellfish Immunology*, 11 (1). 65-74. 2001.

ELLIS, A.E. Non-specific defense mechanisms in fish and their role in disease process. *Dev. Biol. Stand.*, 49:337–352. 1981

ELLIS, A.E. Innate host defense mechanisms of fish against viruses and bacteria. *Dev. Comp. Immunol.* 25, 827–839. 2001.



ELLIS, T., B. NORTH, A.P. SCOTT, N.R. BROMAGE, M. PORTER, D. GADD. The relationships between stocking density and welfare in farmed rainbow trout. **J. Fish Biol.**, 61, pp. 493-531. 2002

ELLIOTT, D.G. 2000. Integumentary System. p. 271-300. In G. Ostrander. The Laboratory Fish. **Academic**, Washington, DC, USA.

ESTEBAN, M.Á. An overview of the immunological defenses in fish skin. **ISRN Immunol.** (2012), p. 1-29.

ESTEBAN, M.A., CEREZUELA, R. Fish mucosal immunity: skin. **Mucosal Health in Aquaculture.** (2015) 67-88.

FAST, M.D., SIMS, D.E., BURKA, J.F., MUSTAFA, A., ROSS, N.W. Skin morphology and humoral non-specific defence parameters of mucus and plasma in rainbow trout, coho, and Atlantic salmon, **Comp. Biochem. Physiol.**, 132:645–657. 2002.

FAO. Food and Agriculture Organization of the United Nations. The fish state of world fisheries and aquaculture.2014. Available in <http://www.fao.org/3/a-i3720e.pdf>. Acesso em 23 de junho de 2020.

FAO. Food and Agriculture Organization of the United Nations. The fish state of world fisheries and aquaculture. 2018. Available in <http://www.fao.org/3/i9540en/i9540en.pdf>. Acesso em 23 de junho de 2020.

FRACALOSSI *et al.*, 2004. FRACALOSSI D.M, MEYER G., FM SANTAMARIA, M. WEINGARTNER, E. ZANIBONI FILHO. Performance of the jundiá, *Rhamdia quelen*, and the golden, *Salminus brasiliensis*, in soil nurseries in southern Brazil. **Acta Science Animal** .26 (2004), pp. 345 – 352.

FLETCHER, T. C. Dietary effects on stress and health in aquaculture. In: Iwama, G.K., Pickering, A.D., Summer, J.P., Schreck, C.B. (Eds), **Fish Stress and Health in Aquaculture. Cambridge University Press, Cambridge.** pp. 223-246. 1997

GOMES, L.C.; GOLOMBIESKI, J.I.; GOMES, A.R.C.; BALDISSEROTTO, B. Biologia do Jundiá *Rhamdia quelen* (TELEOSTEI, PIMELODIDAE). *Ciência Rural*, Santa Maria, v. 30, p. 179-185, 2000.

GOLDES, S. A.; FERGUSON, H. W.; DAOUST, P. Y.; MOCCIA, R. D. Phagocytosis of the inert suspended clay kaolin by the gills of rainbow trout, *Salmo gairdneri* Richardson. *Journal of Fish Diseases*, v. 9, p. 147–151, 1986.

GROVE. S, JOHANSEN R, REITAN, L.J, PRESS, C.M. Immune and enzyme histochemical charaterisation of leukocyte populations within lymphoid and mucosal tissues of Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus*). **Fish Shellfish Immunol.** 20, 693–708. 2006.

GUEDES, D.S. Contribuição ao estudo da sistemática e alimentação de jundiás (*Rhamdia ssp*) na região central do Rio Grande do Sul (Pisces, Pimelodidae). 1980.

99 f. **Dissertação** (Mestrado em Zootecnia) - Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, 1980.

HARA, T.J., MACDONALD, S. Olfactory responses to skin mucous substances in rainbow trout *Salmo gairdneri*. *Comp. Biochem. Physiol.*, A54:41-44. 1976.

HARRIS, J.E., HUNT, S. The fine structure of the epidermis of two species of salmonid fish, the Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) and the brown trout (*Salmo trutta* L.): II. mucous cells. **Cell Tissue Res.**, 163(4):535–543. 1975.

HERRERA, M., I. Ruiz-Jarabo, I. Hachero, L. Vargas-Chacoff, A. Amo, J.M. Mancera. Stocking density affects growth and metabolic parameters in the brill (*Scophthalmus rhombus*). *Aquac. Int.*, 20. pp. 1041-1052. 2012.

HJELMELAND, K., CHRISTIE, M., RAA, J. Skin mucus protease from rainbow trout, *Salmo gairdneri* Richardson, and its biological significance. **Journal of Fish Biology**, 23:13–22. 1983.

HATTEN, F., FREDRIKSEN, A., HORDVIR, I., ENDRESEN, C. Presence of IgM in cutaneous mucus, but not gut mucus of Atlantic salmon, *Salmo salar*, serum IgM is rapidly degraded when added to gut mucus. **Fish Shellfish Immunol.** 11, 257–268. 2001.

INGRAM, G.A. Substances involved in the natural resistance of fish to infection a review. **J. Fish Biol.**, 16:23–60. 1980.

IWAMA, G.; NAKANISHI, T. The fish Immune System. *Fish Physiology*, v. 15 p. 311-337, 1996.

JOBLING, M. *Fish bioenergetics*. London: Chapman and Hall. 309p. 1994.

KLESZIUS, P.H., SHOEMAKER, C.A., EVANS, J.J. Flavobacterium columnare chemotaxis to channel catfish mucus. *FEMS Microbiol. Lett.*, 288:216–220. 2008.

KOPPANG, Erling Olaf, Agnar Kvellestad, Uwe Fischer. Mucosal Health in Aquaculture. Pages 93-133. 2015.

KUBITZA, F. **Aquicultura no Brasil: principais espécies, áreas de cultivo, rações, fatores limitantes e desafios**. Panorama da Aquicultura, Rio de Janeiro, v. 25, n. 150, jul./ago. 2015.

LAIZ-CARRIÓN, R., I.R. Viana, J.R. Cejas, I. RuizJarabo, S. Jerez, J.A. Martos, A.B. Eduardo, J.M. Mancera. Influence of food deprivation and high stocking density on energetic metabolism and stress response in red porgy, *Pagrus pagrus* L. *Aquac. Int.*, 20. pp. 585-599. 2012.

LANG, T., KLASSON, S., LARSSON, E., JOHANSSON, M.E., HANSSON, G.C., SAMUELSSON, T. Searching the Evolutionary Origin of Epithelial Mucus Protein Components Mucins and FCGBP. **Molecular Biology and Evolution**. 33(8):1921-36. 2016.

LAURENT, P.; HEBIBI, N. Gill morphometry and fish osmoregulation. *Can. J.Zool.*, v.67, p.3055-3063, 1989.

LAZZARI, R., RADÜNZ, J.N., CORRÊIA, V., VEIVERBERG, C.A., BERGAMIN, G.T., EMANUELLI, T., CRISTIANE PORTES RIBEIRO, C.P. **Densidade de estocagem no crescimento, composição e perfil lipídico corporal do jundiá.** *Ciência Rural*, Santa Maria, v.41, n.4, p.712-718, abr, 2011.

LE GUELLEC, D., G. MORVAN-DUBOIS E JY SIRE. Skin development in bony fish with particular emphasis on collagen deposition on zebrafish dermis (*Danio rerio*). *J. Dev. Biol.* v. 48: 217-231. 2004.

LEE-HUANG, S; HUANG, PL; SUN, Y; KUNG, HF; BLITHE, DL AND CHEN, HC. Lysozyme and RNases as anti-HIV components in beta-core preparations of human chorionic gonadotropin. *Proc. Natl. Acad. Sci.*, 96: 2678-2681. 1999.

LEON-SICAIROS, N; LOPEZ-SOTO, F; REYES-LOPEZ, M; GODÍNEZVARGAS, D; ORDAZ-PICHARDO, C AND DE LA GARZA, M. Amoebicidal activity of milk; apolactoferrin; slgA and lysozyme. ***Clin. Med. Res.***, 4: 106-113. 2006.

LIE, O., EVENSEN, O., SORENSEN, A., FROYSDAL, E. Study of lysozyme activity in some fish species. *Dis. Aquat. Org.*, 6: 1-5. 1989

LIN, S.H., DAVIDSON, G.A., SECOMBES, C.J., ELLIS, A.E. Morphological study of cells isolated from the perfused gill of dab and Atlantic salmon. ***Journal Fish Biology*** 53, 560–568. 1998.

MAGNADOTTIR, B.; LANGE, S.; GUDMUNDSDOTTIR, S.; BØGWALD, J.; R.A. DALMO. Ontogeny of humoral immune parameters in fish. *Fish & Shellfish Immunology*. 19, 429- 439. 2005.

MAGNADOTTIR, B. Innate immunity of fish (overview). ***Fish Shellfish Immunol.*** 20, 137–151. 2006

MARTINELLI, S. G., RADÜNZ, J.N, LEILA PICOLLI DA SILVA, BERGAMIN, G. T., MASCHIO, D., DELLA FLORA, M.A.L., NUNES, L.M.C E GLAUBER POSSANI, G. **Densidade de estocagem e frequência alimentar no cultivo de jundiá em tanques-rede.** *Pesq. agropec. bras.*, Brasília, v.48, n.8, p.871-877, ago. 2013.

MENEZES, G.C.; TAVARES-DIAS, M.; ONO, E.A., ANDRADE; J.I.A.; BRASIL, E.M.; ROUBACH, R.; URBINATI, E.C.; MARCON, J.L.; AFFONSO, E.A. The influence of dietary vitamin C and E supplementation on the physiological response of pirarucu, *Arapaima gigas*, in net culture. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A*, 145:274-279. 2006.

MENEZES, C. RUIZ-JARABO, I., MARTOS-SITCHA, J.A., TONI, C., SALBEGO, J., BECKER, A. LORO, V.L., MARTÍNEZ-RODRÍGUEZ, G., MANCERA, J.M., BALDISSEROTTO, B. The influence of stocking density and food deprivation in silver

catfish (*Rhamdia quelen*): A metabolic and endocrine approach. *Aquaculture*. Volume 435, Pages 257-264, ISSN 0044-8486. 2015.

MOBERG, J., MENCH, GP. The biology of animal stress. In: *Basic Principles and Implications for Animal Welfare*. CABI Pub, New York. <https://doi.org/10.1079/9780851993591.0000>. 2000.

MONTERO, D., M.S. IZQUIERDO, L. TORT, L. ROBAINA, J.M. VERGARA. High stocking density produces crowding stress altering some physiological and biochemical parameters in gilthead seabream, *Sparus aurata*, juveniles. **Fish Physiol. Biochem.**, 20, pp. 53-60. 1999.

MOMMSEN TP, VIJAYAN MM, MOON TW. Cortisol in teleosts: dynamics, mechanisms of action, and metabolic regulation. **Rev Fish Biol Fish**. 9:211–68. 1999.

MORRISSEY, J.H. Coagulation factor VIIa. In *Handbook of proteolytic enzymes*, A. J. Barrett, N. D. Rawlings, and J. F. Woessner (eds.). Academic Press, London, U.K., 161–163. 1998.

MORON, S.E.; ANDRADE, A.C.; FERNANDES, M.N. Response of traíra's mucous' gill (*Hoplias malabaricus*) and jeju (*Hoplerythrinus unitaeniatus*) (Teleostei: Erythrinidae) to hypo- and hyper-osmotic ion stress. *Neotrop. Ichthyol.*, v.7, p.491-498, 2009.

MITTAL, A.K. Glândulas da pele dos peixes e suas secreções. Simpósio Internacional Biologia de Peixes Tropicais, 1997. Manaus, Amazonas, Brasil. **Anais. Manaus**: Universidade do Amazonas. p.5. 1997.

MPA – Ministério da Pesca e Aquicultura. Boletim estatístico da pesca e aquicultura, 2014.

MURRAY, C.K. & FLETCHER, T.C. The immunohistochemical localization of lysozyme in plaice (*Pleuronectes platessa* L.) tissues. **Journal of Fish Biology** 9, 329– 334. 1976.

NAGASHIMA, Y., KIKUCHI, N., SHIMAKURA, K., SHIOMI, K., 2003. Purification and characterization of an antibacterial factor in the skin secretion of rock fish **Comp. Biochem. Physiol. C: Toxicol. Pharmacol.** 136, 63–71.

NAKAMURA, O., TAZUMI, Y., MURO, T., YASUHARA, Y., WATANABE, T. Active uptake and transport of protein by the intestinal epithelial cells in embryo of viviparous fish, *Neoditrema ransonneti* (Perciformes: Embiotocidae). *J. Exp. Zool.* 301A, 38–48. 2004.

NAVARRO, I., GUTIÉRREZ, J. Fasting and starvation. In: Hochachka, P.W., Mommsen, T.P. (Eds.), *Metabolic Biochemistry, Biochemistry and Molecular Biology of Fishes*. Elsevier, Amsterdam, pp. 392–434. 1995.

NORTH, B.P., J.F. TURNBULL, T. ELLIS, M.J. PORTER, H. MIGAUD, J. BRON, N.R. BROMAGE. The impact of stocking density on the welfare of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture*, 255; pp. 466-479. 2006.

OTTESEN, O.H., OLAFSEN, J.A. Ontogenetic development and composition of the mucous cells and the occurrence of saccular cells in the epidermis of Atlantic halibut. *Journal Fish Biology*. 50, 620–633. 1997.

ONAKA, E.M.; MORAES, F.R. Enfermidades parasitárias de peixes. *Revista Eletrônica de Engenharia em Produção Acuicultura*. v. 1, p. 1-22, 2004.

PALAKSHA, K.J., SHIN, G.W., KIM, Y.R., JUNG, T.S. Evaluation of non-specific immune components from the skin mucus of olive flounder (*Paralichthys olivaceus*). *Fish Shellfish Immunol*, 24:479–488. 2008.

PATEL, D.M., BRINCHMANN, M.F. Skin mucus proteins of lumpsucker (*Cyclopterus lumpus*). *Biochemistry and Biophysics Reports*. V. 9, March, P. 217-225. 2017.

PAULSEN, S.M., LUNDE, H., ENGSTAD, R.E., ROBERTSEN, B. In vivo effects of ß-glucan and LPS on regulation of lysozyme activity and mRNA expression in Atlantic salmon (*Salmo salar* L.). ***Fish Shellfish Immunol.***, 14: 39- 54. 2003

PEDRERA, M. I.; RODRIGUEZ, A. B.; PARIENTE, J. A.; COLLAZOS, M. E.; BARRIGA, C. Study of the non-specific immunological response of spring tench (*Tinca tinca* L.). ***Fish and Shellfish Immunology***, v. 2, p. 263–274, 1992.

PETERSON, S.T. Overview of mucosal structure and function in teleost fishes. *Mucosal health in Aquaculture*, 2015.

PEIXE BR. Anuário peixe BR da piscicultura 2020. Disponível em <https://www.peixebr.com.br/anuario-2020/>. Acesso em 24 de junho de 2020.

PHILLIPSON, M., JOHANSSON, M.E.V., HENRIKSNÄS, J. The gastric mucus layers: constituents and regulation of accumulation. *Am. J. Physiol. Gastrointest Liver. Physiol.*, 29(4):G806–G812. 2008.

PIAIA, R.; BALDISSEROTTO, B. **Densidade de estocagem e crescimento de alevinos de jundiá *Rhamdia quelen* (Quoy & Gaimard, 1824)**. *Ciência Rural*, v.30, p.509-513, 2000.

PICKERING, A.D. The distribution of mucous cells in the epidermis of the brown trout, *Salmo trutta* (L), and the char, *Salvelinus alpinus* (L). ***J. Fish Biol.***, 6:111–118. 1974.

POLAKOF, S., ARJONA, F.J., SANGIAO-ALVARELLOS, S., MARTÍN DEL RÍO, M.P., MANCERA, J.M., SOENGAS, J.L. Food deprivation alters osmoregulatory and metabolic responses to salinity acclimation in gilthead sea bream *Sparus auratus*. ***J. Comp. Physiol.*** 176, 441–452. 2006.

**POLAKOF, S., Míguez, J.M., Soengas, J.L.**, 2007. Daily changes in parameters of energy metabolism in liver, white muscle, and gills of rainbow trout: Dependence on feeding. **Comp. Biochem. Physiol.** 147, 363–374.

QASBA, P.K., KUMAR, S. (1997). Molecular divergence of lysozymes and  $\alpha$ -lactalbumin. *Crit. Rev. Biochem. Mol. Biol.*, 32: 255-306.

RAJAN, B., FERNANDES, J.M., CAIPANG, C.M., KIRON, V., ROMBOUT, J.H., BRINCHMANN, M.F. Proteome reference map of the skin mucus of Atlantic cod (*Gadus morhua*) revealing immune competent molecules. **Fish Shellfish Immunol.**, 31(2):224-231. 2011.

RAMOS, A.D., CONCEIÇÃO, K., SILVA PI, JR, RICHARDSON, M., LIMA, C., LOPES-FERREIRA, M. Specialization of the sting venom and skin mucus of *Cathorops spixii* reveals functional diversification of the toxins. *Toxicon*, 59(6):651-665. 2012.

REYES-LÓPEZ, FE, AERTS, J., VALLEJOS-VIDAL, E., AMPE, B., DIERCKENS, K., TORT, L., BOSSIER, P., 2018. Modulation of genes related to innate immunity and synthesis of glucocorticoids in European sea bass larvae (*Dicentrarchus labrax*), gnotobiotic brother (*Dicentrarchus labrax*), challenged with *Vibrio anguillarum*. *Front. Immunol.* 9 <https://doi.org/10.3389/fimmu.2018.00914>.

ROBERTS, R.J. Patología de los peces. Madrid. **Mundi-Prensa.**, 336p. 1981.

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

RAKERS, S., GEBERT, M., UPPALAPATI, S., MEYER, W., MADERSON, P. SELL, A.F., KRUSE, C., PAUS, R. Fish matters': the relevance of fishskin biology to investigative dermatology. **Exp. Dermatol.** 19, 313–324. 2010.

ROSS, N.W., FIRTH, K.J., WANG, A., BURKA, J.F., JOHNSON, S.C. Changes in hydrolytic enzyme activities of naïve Atlantic salmon *Salmo salar* skin mucus due to infection with the salmon louse *Lepeophtheirus salmonis* and cortisol implantation. *Diseases of Aquatic Organisms*, 41:43-51. 2000.

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

SANGIAO-ALVARELLOS, S., J.M. Guzmán, R. Laiz-Carrión, J.M. Míguez, M.P. Martín del Río, J.M. Mancera, J.L. Soengas. Interactive effects of high stocking density and food deprivation on carbohydrate metabolism in several tissues of gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.). *J. Exp. Zool.*, 303. pp. 761-775. 2005.

SALLES, C.M.C., GAGLIANO, P., LEITAO, S.A.T., SALLES, J.B., GUEDES, H.L.M., CASSIANO, V.P.F., GIOVANNI DE SIMONE, S. Identification and characterization

of proteases from skin mucus of tambacu, a Neotropical hybridfish. **Fish Physiol Biochem**, 33:173-179, 2007.

SALINAS. I., ZHANG, Y-A., ORIOL, J.S. Mucosal immunoglobulins and B cells of teleost fish. *Developmental and Comparative Immunology* 35 (2011) 1346–1365.

SANKARAN, K., GURNANI, S. On the variation in the catalytic activity of lysozyme in fishes. *Ind. J. Biochem. Biophys.* 9: 162-165. 1972.

SAPOLSKY, RM, ROMERO, LM, MUNCK, AU, How do glucocorticoids influence stress answers Preparatory actions. *Endocr. Rev.* 21, 55 - 89  
<https://doi.org/10.1210/er.21.1.55>. 2000.

SCHRECK, C.B., TORT, L. *Biology of Stress in Fish*, 2016th ed. **Academic Press**. 2016.

SELYE, H. Stress and the general adaptation syndrome. **Journal British Medical**, 1(4667):1383-1392. 1950.

SELYE, H. The evolution of the stress concept. *American Scientist*, 61:692-699. 1973.

SMITH, P.D. Analysis of the hyperosmotic and bath methods for fish vaccination-comparison of uptake of particulate and non-particulate antigens. **Developmental and comparative immunology**, suppl. 2, p. 181–186, 1982.

SUZUKI, Y., TASUMI, S., TSUTSUI, S., OKAMOTO, M., SUETAKE, H. Molecular diversity of skin mucus lectins in fish. **Comp. Biochem. Physiol.**, 136B:723–730. 2003.

TAVARES-DIAS, M.; MORAES, F.R. *Hematology of teleosts fish*. 1. ed.: Villimpress, Ribeirão Preto. 144 pp (In Portuguese).2004.

TAVARES-DIAS, M.; ISHIKAWA, M.M.; MARTINS, M.L.; SATAKE, F.; HISANO, H.; PÁDUA, S.B; JERÔNIMO, G.T.; SÁ, A.R.S. *Tópicos especiais em saúde e produção animal*, São Carlos: Pedro e João Editores, 2009, p. 43-80.

TAKEMURA, A., TAKANO, K. Lysozyme in the ovary of tilapia (*Oreochromis mossambicus*): its purification and some biological properties. **Fish. Physiol. Biochem.**, 14: 415-421. 1995.

THORNTON, D.J., ROUSSEAU, K., MCGUCKIN, M.A. Structure and function of the polymeric mucins in airways mucus. *Annu Rev Physiol.*, 70:459–486. 2008

TORT, L., SUNYER, J.O., GÓMEZ, E., MOLINERO, A. (1996). Crowding stress induces changes in serum haemolytic and agglutinating activity in the gilthead sea bream *Spaurus aurata*. *Vet. Immunol. Immunopathol.*, 51: 179-188.

TORT, L.; BALASCH, J.C.; MACKENZIE, S. Fish immune system. A crossroads between innate and adaptive responses. *Inmunología*, v. 22, p.277-286. 2003.

TSUTSUI S., YAMAGUCHI M., HIRASAWA A., NAKAMURA O., WATANABE T. Common skate (*Raja kenoei*) secretes pentraxin into the cutaneous secretion: The first skin mucus lectin in cartilaginous fish. **J Biochem.**, 146(2):295-306. 2009.

TSUTSUI, S., KOMATSU, Y., SUGIURA, T., ARAKI, K., NAKAMURA, O. A unique epidermal mucus lectin identified from catfish (*Silurus asotus*): first evidence of intelectin in fish skin slime. **J Biochem.**, 150(5):501-514. 2011.

URBINATI, E.C.; CARNEIRO, P.C.F. Práticas de manejo e estresse dos peixes em piscicultura. **Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva**. São Paulo: TecArt, p. 171-193, 2004.

VERLHAC, V.; GABAUDAN, J. The effect of vitamin C on fish health. Brochure Roche Vitamins, p. 1-30, 1997.

WEDEMEYER, G. A. Physiology of fish in intensive culture systems. Chapman & Hall. v. 2, p. 10-59, 1996.

WHYTE, S.K. The innate immune response of finfish-a review of current knowledge. **Fish Shellfish Immunol.**, 23:1127–1151. 2007.

WU, M.H., MAIER, E., BENZ, R., HANCOCK, R.E.W. Mechanism of interaction of different classes of cationic antimicrobial peptides with planar bilayers and with the cytoplasmic membrane of *Escherichia coli*. **Biochem. US.**, 38: 7235-7242. 1999.

WUNDERINK, Y.S., MARTINEZ-RODRIGUEZ, G., YUFERA, M., MONTERO, I.M., FLIK, G., MANCERA, J.M., KLAREN, P.H. Food deprivation induces chronic stress and affects thyroid hormone metabolism in Senegalese sole (*Solea senegalensis*) post-larvae. **Comp. Biochem. Physiol. A** 162, 317–322. 2012.

XU, Z., PARRA, D., GOMEZ, D., SALINAS, I., ZHANG, Y.A., VONGERSDORFF J L., HEINECKE, R.D., BUCHMANN, K., LAPATRA, S., SUNYER, J.O. Teleost skin, an ancient mucosal surface that elicits gutlike immune responses. **PNAS** 110, 13097–13102. 2013

YANO, T. The non-specific immune system: Humoral defense. In *The fish immune system: Organism, pathogen, and environment*. Academic Press., 105–157. 1996.

YASUTAKE, W.T., WALES, J.H. Microscopic anatomy of salmonids: An atlas. Resource publication/United States Dept. of the Interior, Fish and Wildlife Service; no 150. (1983)

ZACCONE, G., FASULO, S., LO CASCIO, P., LICATA, A. Binding of concanavalin A to secretory epidermis in the fish *Blennius sanguinolentus pallas*: light microscopic and ultrastructural studies. **Basic Appl. Histochem.** 29, 135–147. 1985.

ZACCONE, G., KAPOOR, B. G., FASULO, S., AINIS, S. Structural, histochemical and functional aspects of the epidermis of fishes. *advances in marine biology* vol. 40, ISBN 0-12-026140-5. 2001.



ZHAO X, FINDLY RC, DICKERSONHW. Cutaneous antibody-secreting cells and B cells in a teleostfish. *Dev Comp Immunol.*, 32:500–508. 2008.

## 4 ARTIGO I:

**ALTERAÇÕES HISTOLÓGICAS NA PELE E NAS BRÂNQUIAS DE JUNDIÁ  
(*Rhamdia quelen*) SUBMETIDOS A DIFERENTES DENSIDADES DE  
ESTOCAGEM E PRIVAÇÃO ALIMENTAR**

**HISTOLOGICAL CHANGES IN THE SKIN AND GILLS OF SILVER CATFISH  
(*Rhamdia quelen*) SUBMITTED TO DIFFERENT STOCKING DENSITIES AND  
FOOD DEPRIVATION**

**RESUMO:** A piscicultura em sistemas intensivos proporciona situações estressantes que podem afetar os peixes cultivados, deixando-os imunossuprimidos e suscetíveis a infecções e doenças. A privação alimentar e a densidade de estocagem são situações que podem causar estresse em peixes, e as respostas a essas situações podem ser variadas de acordo com a idade, tamanho e espécie. O objetivo deste estudo foi avaliar as respostas morfo adaptativas cutâneas e branquiais de jundiás submetidos à diferentes densidades de estocagem e a privação alimentar. Juvenis de jundiá (*Rhamdia quelen*) foram submetidos a 4 grupos experimentais e 1 grupo controle que foi coletado pré experimento e pós adaptação dos animais, já os grupos experimentais foram; GDA (grande densidade alimentado), GDNA (grande densidade não alimentado), PDA (pequena densidade alimentado) e PDNA (pequena densidade não alimentado). Os valores estabelecidos para as pequenas densidades foi de 2,5kg/m<sup>3</sup>, enquanto para as grandes densidades foi de 32 kg/m<sup>3</sup>. Foram coletadas amostras de pele de 7 pontos do corpo do animal, o segundo arco branquial esquerdo e amostras de muco cutâneo de 5, 6, 6, 8 e 8 peixes dos tratamentos CONTROLE, PDA e PDNA, GDA e GDNA respectivamente. Observou-se que o ponto VFNV é o ponto de coleta mais significativo. A população de células mucosas na pele foi maior no PDA e menor no GDNA. Já nas brânquias foi menor no PDA e PDNA e maior no CONTROLE e GDNA. A atividade de lisozima do muco epidérmico foi maior no tratamento GDNA que diferiu dos tratamentos PDNA e GDA. Foi possível concluir que a densidade de estocagem e a privação alimentar oferecem situação de estresse para exemplares de jundiá (*Rhamdia quelen*), que variam sua resposta a cada situação.

**Palavras-chave:** Brânquias. Células mucosas. Histologia. Jejum. Pele.

**ABSTRACT:** Intensive systems may provides stressful situations that affect farmed fish, leaving them immunosuppressed and susceptible to infections and diseases. Food deprivation and stock density are situations that can cause stress in fish, and the responses to these situations can vary be varied according to age, size and species. The objective of this study was to evaluate the morpho adaptive skin and gill responses of catfish submitted to different stock densities and food deprivation. Silver catfish juveniles (*Rhamdia quelen*) were submitted to four experimental groups and one control group that was collected pre-experiment and post adaptation of the animals. The experimental groups were: HDF (high density fed); HDNF (high density not fed); SMF (small density fed); and SMNF (small density not fed). The values established for small densities were 2.5 kg/m<sup>3</sup>, while for large densities it was 32 kg/m<sup>3</sup>. Skin samples were collected from 7 different points: BT (branchial arch); CBDF (caudal back to

dorsal fin); FBDF (frontal back to dorsal fin); LLBLB (left lateral back to lateral band); FVVF (frontal ventral to ventral fin); CVVF (caudal ventral to ventral fin); LLVLB (left lateral ventral to lateral band). The second left branchial arch and samples of epidermal mucus from 5, 6 and 8 fish from the CONTROL, SDF and SDNF treatments, HDF and HDNF groups respectively. It was observed that the VFNV point is the most significant collection point. The population of mucous cells in the skin was higher in the SDF and lower in the HDNF group. The gills, it was lower in SDF and SDNF and higher in CONTROL and HDNF groups. The lysozyme activity of the epidermal mucus was higher in the HDNF treatment, which differed from the SDNF and HDF treatments. It was possible to conclude that stock density and food deprivation offer a stressful situation for specimens of catfish (*Rhamdia quelen*), which vary their response to each situation.

**Keywords:** Gills. Mucous cells. Histology. Fasting. Skin.

## INTRODUÇÃO

O cultivo comercial de peixes de diferentes espécies vem ocorrendo de forma cada vez mais intensiva, em altas densidades de estocagem. Este tipo de cultivo oportuniza um ecossistema que pode ser estressante aos animais alterando seu estado fisiológico, reduzindo o ganho de peso, crescimento, queda do desempenho na reprodução e baixa resistência imunológica à patógenos, ficando suscetíveis ao ataque de parasitas, bactérias, vírus e/ou fungos (URBINATI; CARNEIRO, 2004; BALDISSEROTTO *et al.*, 2010). A privação alimentar é um tipo comum de fator de estresse em peixes que induz processos catabólicos de liberação de energia que compensam a ingestão de energia reduzida (WUNDERINK *et al.*, 2012). As respostas metabólicas a essa situação variam dependendo de vários fatores, como idade, tamanho e espécie, exibindo alterações no metabolismo de carboidratos, lipídios e proteínas para manter a homeostase (NAVARRO E GUTIÉRREZ, 1995).

Trabalhos anteriores abordam as alterações histológicas promovidas pelo estresse em peixes como por exemplo, Burgess e Coss (1982) examinou (*Hemichromis bimaculatus*) e determinou que estresse moderado de aglomeração foi associado com mudanças morfológicas no cérebro.

*Sparus aurata* L. apresentou significativo aumento no cortisol e glicose no sangue após aglomeração (ORTUÑO *et al.*, 2001), e resultados semelhantes foram observados em tilápia de Moçambique (*Oreochromis mossambicus*) por (VIJAYAN *et al.*, 1997). Embora, alterações morfológicas não tenham sido o foco desses trabalhos,

é possível supor que o estresse de adensamento pode, se manifestar em alterações histológicas.

Além disso, a privação de comida pode levar à redução da resistência ao estresse, como foi o resultado quando o bacalhau do Atlântico (*Gadus morhua L.*) foi privado de alimento e submetido a exercícios exaustivos (OLSEN *et al.*, 2008).

Bagre do canal (*Ictalurus punctatus*) exposto a hipóxia subletal exibiu um conjunto de alterações não específicas nas brânquias, que podem interferir nas trocas gasosas (SCOTT E ROGERS, 1980).

Porém, ainda não existem trabalhos que explorem o efeito da privação alimentar sobre respostas imunológicas cutâneas e parâmetros histológicos desta primeira barreira na defesa do jundiá (*Rhamdia quelen*). Assim, o objetivo deste estudo foi avaliar as respostas morfo adaptativas cutâneas e branquiais de jundiás submetidos a diferentes densidades de estocagem e a privação alimentar.

## **MATERIAIS E MÉTODOS**

### **EXPERIMENTO E ANIMAIS**

O experimento foi conduzido no Laboratório de Fisiologia de Peixes -LAFIPE, da Universidade Federal de Santa Maria, com duração de 21 dias, sob autorização do Comitê de ética em Experimentação Animal da UFSM/1604060319. Os animais utilizados no experimento foram adquiridos de uma piscicultura local. Antes do período experimental os peixes permaneceram em adaptação, no 7º dia 5 exemplares foram anestesiados com eugenol e eutanasiados por secção medular para coleta de amostras, caracterizando o grupo controle. O restante dos peixes foi alocado em tanques de 250L de água, em sistema com renovação contínua de água, onde foram testados 4 tratamentos. O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado com quatro tratamentos e duas repetições. Os tratamentos de grande densidade de estocagem possuíam uma densidade de 32 kg/m<sup>3</sup> e, os tratamentos com baixa densidade 2,5kg/m<sup>3</sup>. Foi testado a privação alimentar nas diferentes densidades, o que formava os seguintes grupos experimentais; 1º grande densidade alimentados (GDA); 2º grande densidade não alimentados (GDNA); 3º pequena densidade alimentados (PDA); 4º pequena densidade não alimentados (PDNA). Os peixes apresentavam peso corporal variando de 185-195 gramas e comprimento total

de 24-26 centímetros. Os animais dos grupos alimentados recebiam alimento 2 vezes ao dia com ração comercial, sendo fornecido 5% da biomassa do tanque.

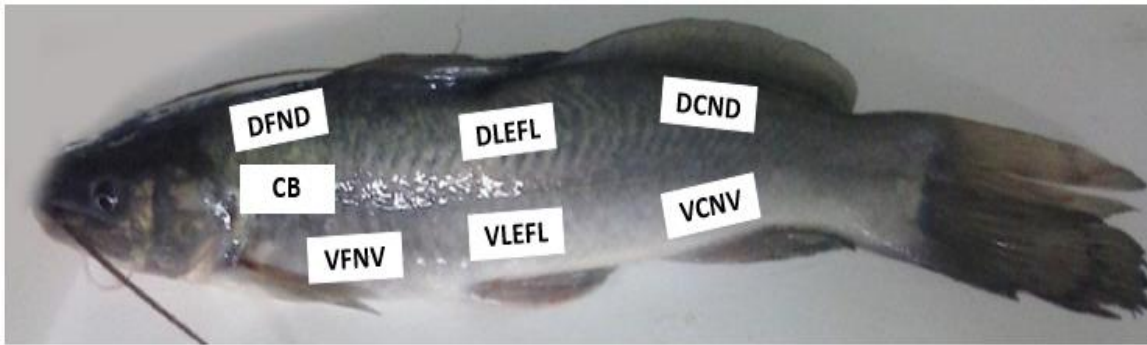
## PARÂMETROS DE QUALIDADE DA ÁGUA

Os tanques eram sifonados para retirar resíduos de fezes e ração decantados no fundo do tanque, previamente ao manejo alimentar às 8 e 17 horas. A temperatura da água, o pH, amônia total, nitrito, oxigênio dissolvido e alcalinidade foram monitorados diariamente e apresentaram valores de 21,3 °C; 5,7; 0,37 mg/l; 0,15mg/l; 6,39 mg/l e 37mg/l, respectivamente, valores esses encontram-se dentro da faixa adequada para a espécie.

## COLETA DE MATERIAL BIOLÓGICO

Ao término do período experimental, os peixes foram anestesiados com eugenol para biometria e após, eutanasiados por secção de medula espinhal. Foram coletadas amostras de muco cutâneo seguindo a metodologia de Nigam *et al.*, (2012) e Palaksha *et al.*, (2008), pele e o segundo arco branquial esquerdo de 6 peixes nos tratamentos de pequena densidade de estocagem e 8 peixes nos tratamentos de grande densidade de estocagem. O muco coletado foi armazenado em frascos do tipo eppendorf© com 1,5 ml e mantidos sob refrigeração à -80° para posterior análise de composição. Foi coletado o segundo arco branquial esquerdo, bem como sete fragmentos da pele de diferentes pontos do lado esquerdo da superfície corporal do animal, conforme a Figura 1.

Figura 3. Representação dos locais de coleta de amostras de pele do Jundiá (*Rhamdia quelen*).



<b>DFND</b>	Dorso frontal a nadadeira dorsal	<b>DCND</b>	Dorso caudal a nadadeira dorsal
<b>CB</b>	Caudal branquial	<b>VCNV</b>	Ventre caudal a nadadeira ventral
<b>VFNV</b>	Ventre frontal a nadadeira ventral	<b>DLEFL</b>	Dorso lateral esquerdo a faixa lateral
<b>VLEFL</b>	Ventre lateral esquerdo a faixa lateral		

Fonte: A autora (2021)

Essas amostras foram armazenadas individualmente em tubos falcon com solução de formaldeído 10% para posterior processamento histológico de rotina. Depois de emblocados em parafina, secções com 5  $\mu\text{m}$  de espessura de pele e brânquia foram coradas através das técnicas de PAS e Alcian Blue para análises de células secretoras de muco (GUARDIOLA, CUESTA, & ESTEBAN, 2016) e, pela técnica tricrômica de Masson-Goldner.

## ANÁLISES DE MATERIAL BIOLÓGICO

As lâminas foram observadas e fotomicrografadas com auxílio do microscópio modelo Axio Scope.A1 em sistema digital de captura de imagem usando a câmera acoplada AxioCam 105 color (ZEISS®, Germany). Após foi feita a avaliação da porcentagem de células secretoras em relação ao epitélio utilizando o software ImageJ, e correção através da fórmula:  $(\text{área comparativa} \times \% \text{ área} / \text{área total da foto})$ . O muco foi homogeneizado na proporção de 1:1 com solução salina tamponada com fosfato (PBS - 0,01 M, pH 7,2). As amostras foram centrifugadas a 7000x por 10 min e o sobrenadante obtido foi separado e armazenado. A atividade da enzima lisozima no muco dos peixes foi determinada conforme metodologia descrita por JØRGENSEN, *et al.* (1994). 200  $\mu\text{L}$  de uma suspensão de *Micrococcus lysodeikticus* (M3770, Sigma), preparada em PBS (0,2 g/L, pH 6,2, previamente determinado como ótimo para a atividade da lisozima em *R. quelen*), foi misturada com as amostras de

muco (10 µL) em placas de 96 poços de fundo plano. As absorvâncias foram mensuradas com uso de um leitor de microplacas (Synergy H1 Multi-Mode Reader) a 450 nm. A atividade da lisozima (unidades/mL) foi calculada usando a seguinte fórmula:  $[(\Delta\text{absorbância (4-1 min)}/3)/0,001]\times 100$ . Lisozima de clara de ovo (L6876, Sigma) foi utilizada como padrão e uma unidade de atividade de lisozima foi definida como a quantidade de enzima que produz uma diminuição na absorvância de 0,001/min.

## ANÁLISES ESTATÍSTICAS

Todas as medições foram submetidas a análise estatística usando o software GraphPad Prism 7.00. Inicialmente, foi calculado a média e o desvio padrão (DP) pela ANOVA. Então, foi testada a normalidade dos dados pelo teste de D'Agostino e Pearson, seguido pelo teste de Kruskal-Wallis com Dunn's múltiplas comparações. ( $p < 0,05$ ). Os resultados são apresentados como média  $\pm$  erro padrão (mín-máx).

## RESULTADOS E DISCUSSÕES

### PONTO DE COLETA DE FRAGMENTO DE PELE MAIS REPRESENTATIVO.

Os valores médios da avaliação do ponto de coleta mais representativo estão expressos na tabela 1. Observa-se diferença entre o ponto VFNV em relação aos demais, exceto ao VLEFL. A população de células mucosas no grupo controle, apresentou maior porcentagem no ponto de coleta VFNV, o que indica que a região ventral frontal se apresenta mais adequada para a coleta. Corroborando com esse resultado, Li *et al.*, (2010), avaliando densidade de células mucosas em (*Siluris asotus*) concluiu que a densidade de células mucosas foi maior na pele ventral.

Esses dados diferem de Cordero *et al.*, (2017), que não encontraram diferença na densidade de células mucosas entre as regiões dorsal e ventral em *Sparus aurata*. Da mesma forma estudando a densidade de células mucosas em Salmão do Atlântico (*Salmo salar*), Pitman *et al.*, (2012), relataram números significativamente mais altos de células, na região latero-dorsal, diferindo também dos dados encontrados no presente estudo, pois o ponto VLEFL também diferiu do controle, porém é ventral lateral e não dorsal lateral. Acredita-se que o Jundiá (*Rhamdia quelen*) apresente uma

capacidade de proliferação de células mucosas, maior na porção ventral e na região frontal, pois se trata de um local de maior contato e possível abrasão com o solo no fundo do tanque, pedras e obstáculos que podem ser observados na área de habitat bentônico. Uma das funções atribuídas ao muco é a redução no atrito entre a pele do peixe e a água circundante (ROSEN & CORNFORD, 1971). Sendo assim, uma vez que a região frontal tem esse contato direto precisa ser um ponto bem lubrificado. A avaliação em questão exhibe importantes descobertas em relação à histologia do jundiá (*Rhamdia quelen*) no entanto, ainda são necessários maiores estudos com referências à histologia da espécie.

Tabela 1 - Porcentagem de células mucosas presentes no epitélio de revestimento de jundiá (*Rhamdia quelen*).

Porcentagem de células mucosas	
	CONTROLE
CB	0,03%±0,003 <sup>ac</sup> (0,01-0,06)
DCND	0,07%±0,01 <sup>ac</sup> (0,001-0,326)
DFND	0,04%±0,01 <sup>ac</sup> (0,002-0,237)
DLEFL	0,04%±0,01 <sup>ac</sup> (0,001-0,270)
VLEFL	0,11%±0,02 <sup>acd</sup> (0,019-0,478)
VCNV	0,04%±0,01 <sup>ac</sup> (0,003-0,225)
VFNV	0,15%±0,02 <sup>bd</sup> (0,01-0,399)
Total	0,07%±0,006 (0-0,47)

\*Os valores estão apresentados em Mean ± SEM (mín-máx). ANOVA - Kruskal-Wallis statistic. p< 0,05. Letras diferentes indicam diferença entre os dados. CB:caudo branquial, DCND:dorso-caudal a nadadeira dorsal, DFND:dorso-frontal a nadadeira dorsal, DLEFL:dorso-lateral esquerdo a faixa lateral, VLEFL: ventro-lateral esquerdo a faixa lateral VCNV: ventro caudal a nadadeira ventral, VFNV:ventro frontal a nadadeira ventral.

Fonte: Autora (2020).

## INFLUÊNCIA DA DENSIDADE DE ESTOCAGEM E PRIVAÇÃO ALIMENTAR SOBRE A POPULAÇÃO DE CÉLULAS MUCOSAS NA PELE

Tratando-se da influência da densidade de estocagem e da privação alimentar



sobre as células mucosas na pele (dados descritos na tabela 2), os grupos de pequena densidade alimentado (PDA) e grande densidade não alimentado (GDNA) apresentaram diferença em relação ao controle, porém, foram estatisticamente iguais entre si. Observa-se que para o jundiá é condição mais estressante estar alimentado em baixa densidade (PDA), do que não estar alimentado em baixa densidade (PDNA). Segundo Segner *et al.*, (1988) as taxas de produção de muco são conhecidas por aumentar durante tempos de estresse. Isso vem de encontro aos estudos de Landeira-Dabarca *et al.*, (2014), que demonstram que a privação de alimento causou uma rápida diminuição na densidade das células da mucosa epidérmica no Salmão do Atlântico. Fato igualmente ao ocorrido com o tratamento de grande densidade não alimentado (GDNA) no presente estudo, que apresentou menor densidade de células mucosas, sugerindo, conseqüentemente menor estresse. Jia *et al.*, (2016), aborda que alta densidade de estocagem, é um fator de estresse e causa imunossupressão em pregado (*Scophthalmus maximus*).

Tabela 2 - Porcentagem de células mucosas presentes no epitélio de revestimento cutâneo de jundiá.

**PORCENTAGEM DE CÉLULAS MUCOSAS**

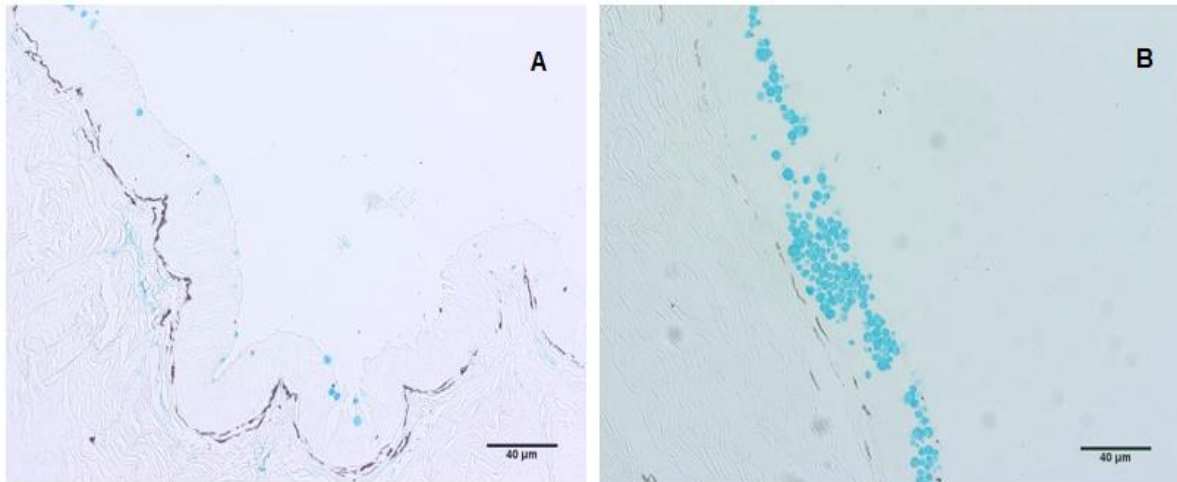
	CONTROLE	GDA	GDNA	PDA	PDNA
<b>CB</b>	0,03±0,003 <sup>acd</sup> (0,01-0,06)	0,04±0,007 <sup>abe</sup> (0,001-0,18)	0,01±0,002 <sup>b</sup> (0-0,05)	0,05±0,01 <sup>cf</sup> (0,008-0,25)	0,06±0,015 <sup>def</sup> (0,001-0,37)
<b>DCND</b>	0,07±0,01 <sup>acd</sup> (0,001-0,326)	0,53±0,01 <sup>ace</sup> (0,003-0,238)	0,01±0,002 <sup>bf</sup> (0,006-0,067)	0,07±0,01 <sup>c</sup> (0,010-0,258)	0,06±0,01 <sup>def</sup> (0,001-0,402)
<b>DFND</b>	0,04±0,01 <sup>abd</sup> (0,002-0,237)	0,03±0,01 <sup>aef</sup> (0,004-0,192)	0,03±0,01 <sup>beg</sup> (0-0,438)	0,10±0,01 <sup>c</sup> (0,009-0,332)	0,03±0,01 <sup>dfg</sup> (0-0,146)
<b>DLEFL</b>	0,04±0,01 <sup>abd</sup> (0,001-0,270)	0,02±0,002 <sup>aef</sup> (0,002-0,076)	0,03±0,001 <sup>beg</sup> (0-0,165)	0,11±0,001 <sup>c</sup> (0,01-0,303)	0,07±0,02 <sup>dfg</sup> (0-0,481)
<b>VLEFL</b>	0,11±0,02 <sup>a</sup> (0,019-0,478)	0,02±0,004 <sup>bce</sup> (0,003-0,177)	0,02±0,007 <sup>cd</sup> (0-0,200)	0,06±0,01 <sup>abf</sup> (0,006-0,306)	0,03±0,01 <sup>def</sup> (0-0,177)
<b>VCNV</b>	0,04±0,01 <sup>ab</sup> (0,003-0,225)	0,08±0,01 <sup>aef</sup> (0-0,409)	0,06±0,01 <sup>beg</sup> (0,002-0,285)	0,21±0,02 <sup>c</sup> (0,039-0,656)	0,11±0,02 <sup>dfg</sup> (0,016-0,624)
<b>VFNV</b>	0,15±0,02 <sup>abcd</sup> (0,01-0,399)	0,20±0,02 <sup>aef</sup> (0,031-0,691)	0,10±0,02 <sup>bg</sup> (0-0,579)	0,28±0,04 <sup>ceh</sup> (0,037-0,825)	0,17±0,03 <sup>dfgh</sup> (0,005-0,713)
Total	0,07±0,006 <sup>a</sup> (0-0,47)	0,06±0,005 <sup>a</sup> (0-0,69)	0,04±0,003 <sup>b</sup> (0-0,05)	0,12±0,009 <sup>b</sup> (0-0,82)	0,08±0,007 <sup>a</sup> (0-0,71)

\*Os valores estão apresentados em Mean ± SEM (mín-máx). ANOVA - Kruskal-Wallis statistic. p < 0,05. Letras diferentes indicam diferença entre os dados. CB:caudo branquial, DCND:dorso-caudal a nadadeira dorsal, DFND:dorso-frontal a nadadeira dorsal, DLEFL:dorso-lateral esquerdo a faixa lateral,

VLEFL: ventro-lateral esquerdo a faixa lateral VCNV: ventro caudal a nadadeira ventral, VFNV:ventro frontal a nadadeira ventral.

Fonte: Autora (2020)

Imagem 4. Fotomicrografia A pele de peixe do tratamento GDNA, com menor celularidade. Fotomicrografia B pele de peixe do tratamento PDA, com maior incidência de células mucosas. (Fotomicrografias em 10x e escala de 40 µm).



Fonte: A Autora (2021)

## INFLUÊNCIA DA DENSIDADE DE ESTOCAGEM E PRIVAÇÃO ALIMENTAR SOBRE A POPULAÇÃO DE CÉLULAS MUCOSAS NAS BRÂNQUIAS

O percentual de células mucosas nas brânquias em função da densidade de estocagem e da privação alimentar está representado na tabela 3. Observa-se que os tratamentos de pequena densidade de estocagem alimentado e não alimentado (PDA e PDNA), diferiram estatisticamente do grupo controle e do grupo GDNA apresentando percentuais menores de células mucosas. Dados esses que corroboram com Ledy *et al.*, (2003) que avaliou exemplares de truta marrom (*Salmo trutta*) mantidos em corrente ácida, e observou redução da população de células mucosas. Já Ferguson *et al.*, (1992) observou que exemplares de truta arco-íris (*Oncorhynchus mykiss*) expostas a altas concentrações de amônia apresentaram elevação na população de células mucosas. Reis *et al.*, (2009) avaliando alterações no epitélio branquial de tilápias-do-nilo (*Oreochromis niloticus*) sob diferentes ambientes aquáticos, observou que conforme diminuía a temperatura, a disponibilidade de oxigênio e o pH com a passagem de água de um tanque para outro, houve aumento abrupto do número de células no tanque 2 e logo uma diminuição progressiva nos demais tanques. Sugerindo que os animais do primeiro tanque

estavam em condições ótimas para cultivo. Berntssen *et al.*, (1997) expuseram Salmão do Atlântico (*Salmo salar*) a ambientes aquáticos com diferentes concentrações de alumínio e verificaram um aumento do número de células mucosas na brânquia conforme aumentava a exposição. Resultado semelhante quanto ao aumento da população de células mucosas foi encontrado por Dezfuli *et al.*, (2003), observando a espécie *Abramis brama* infectada por ectoparasitas (*Ergasilus sieboldi*).

A ocorrência de menor número de células mucosas nos tratamentos de pequena densidade de estocagem em relação ao controle pode representar uma maior liberação de muco em função da situação de estresse elevado, uma vez que se acredita não ser devido a uma condição de menor estresse, já que jundiás preferem grupos maiores de indivíduos e essa pequena densidade não lhes é confortável.

Tabela 3 - Porcentagem de células mucosas presentes nas brânquias de jundiá nos diferentes tratamentos.

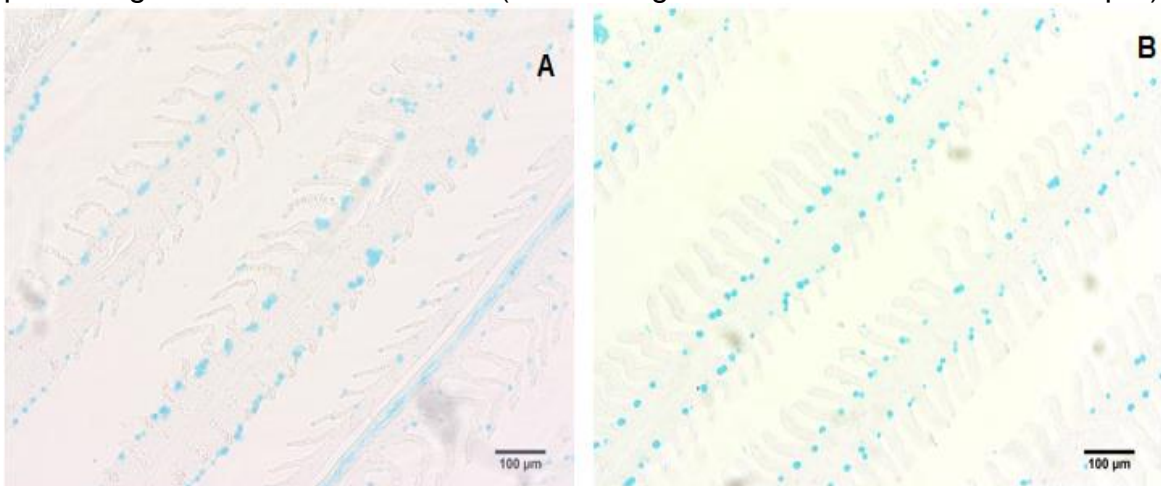
BRÂNQUIAS

	CONTROLE	GDA	GDNA	PDA	PDNA
<b>% cél. mucosas</b>	0,22±0,03 <sup>a</sup> (0,05-0,65)	0,19±0,02 <sup>abc</sup> (0,01-0,66)	0,24±0,02 <sup>a</sup> (0,01-0,53)	0,10±0,01 <sup>b</sup> (0,02-0,29)	0,13±0,02 <sup>bc</sup> (0,01-0,61)

\*Os valores estão apresentados em Mean ± SEM (mín-máx). ANOVA - Kruskal-Wallis statistic.  $p < 0,05$ . Letras diferentes indicam diferença entre os dados. CB:caudo branquial, DCND:dorso-caudal a nadadeira dorsal, DFND:dorso-frontal a nadadeira dorsal, DLEFL:dorso-lateral esquerdo a faixa lateral, VLEFL: ventro-lateral esquerdo a faixa lateral VCNV: ventro caudal a nadadeira ventral, VFNV:ventro frontal a nadadeira ventral.

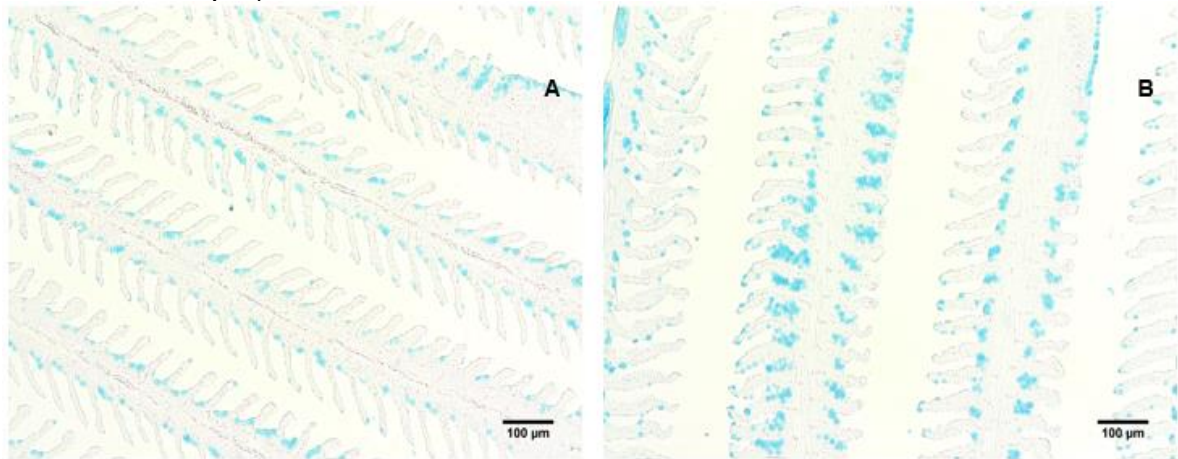
Fonte: Autora (2020)

Imagem 5. Fotomicrografia A: brânquia de peixe do tratamento PDNA. Fotomicrografia B: brânquia de peixe do tratamento PDA. Ambos os tratamentos apresentaram menor porcentagem de células mucosas. (Fotomicrografias em 10x e escala de 100 µm).



Fonte: A autora (2021)

Imagem 6 Fotomicrografia A: brânquia de peixe do tratamento CONTROLE. Fotomicrografia B: brânquia de peixe do tratamento GDNA. Ambos os tratamentos apresentaram maior porcentagem de células mucosas. (Fotomicrografias em 10x e escala de 100 µm).



Fonte: A Autora (2021)

#### ANÁLISE DA ATIVIDADE DE LISOZIMA NO MUCO EPIDÉRMICO DE JUNDIÁ (*RHAMDIS QUELEN*)

O nível ou atividade da lisozima pode ser um parâmetro importante da imunidade inata dos peixes. Está bem documentado na literatura que a lisozima de peixe possui atividade lítica contra bactérias Gram-positivas e bactérias Gram-negativas. Também é conhecido por ser de natureza opsônica e ativa o sistema complemento e células fagocíticas. Também é demonstrado que a atividade da lisozima varia dependendo do sexo, idade e tamanho, estação, temperatura da água, pH, substâncias tóxicas, infecções e grau de estresse (SAURABH E SAHOO, 2008). Em relação à atividade de lisozima do muco da pele, o tratamento GDNA apresentou porcentagem significativamente superior de atividade de lisozima em relação aos tratamentos PDNA e GDA. Sugere-se que tal aumento foi em decorrência de uma descarga maciça de muco, buscando uma maior proteção da mucosa. Soltanian and Gholamhosseini (2019), investigando os impactos da inanição nas respostas imunes da mucosa cutânea da truta arco-íris, concluíram que a atividade enzimática da lisozima foi significativamente reduzida no muco da pele de peixes em jejum. Visto que a principal razão para a secreção de muco em peixes é a proteção contra agentes infecciosos, especulamos que as mudanças nas propriedades do muco causadas pelo estresse nutricional podem afetar sua resistência a doenças (Landeira-Dabarca *et al.*,

2014). Jia et al., (2016) observaram que a atividade de lisozima em (*Scophthalmus maximus*) foi mais baixa no grupo com alta densidade (19,1 kg/m<sup>3</sup>), em comparação com média (13,6kg/m<sup>3</sup>) e baixa densidade (9,3 kg/m<sup>3</sup>), sendo que induziu maior resposta ao estresse celular e dano oxidativo na pele na densidade mais alta.

Parece que a resposta da lisozima em peixes pode ser induzida muito rapidamente e não está apenas relacionada à presença de microrganismos, mas também a outras situações de alarme, como estresse. Assim, a lisozima em peixes estaria envolvida na resposta geral de alarme, agindo como uma proteína de fase aguda. A estimativa da lisozima pode ter valor diagnóstico para determinar o grau de afecções dos peixes (DASH et al., 2018).

Tabela 4 - Atividade da lisozima no muco de jundiá (*Rhamdia quelen*)

ATIVIDADE DE LISOZIMA						
	CONTROLE	GDA	GDNA	PDA	PDNA	
<b>ATIVIDADE DE LISOZIMA</b>	86,7±30,9 <sup>abc</sup> (33-200)	75±12,2 <sup>ab</sup> (33-133)	133±22,7 <sup>ac</sup> (66-197)	94,5±13,3 <sup>abc</sup> (66-133)	72,2±10,2 <sup>ab</sup> (33-100)	

\*Os valores estão apresentados em Mean ± SEM (mín-máx). ANOVA - Kruskal-Wallis statistic. p< 0,05. Letras diferentes indicam diferença entre os dados. CB:caudo branquial, DCND:dorso-caudal a nadadeira dorsal, DFND:dorso-frontal a nadadeira dorsal, DLEFL:dorso-lateral esquerdo a faixa lateral, VLEFL: ventro-lateral esquerdo a faixa lateral VCNV: ventro caudal a nadadeira ventral, VFNV:ventro frontal a nadadeira ventral.

Fonte: Autora (2020)

## CONCLUSÕES

Previamente ao aparecimento de uma lesão macroscópica, alterações na biologia das células e tecidos acontecem visando manter a homeostasia do animal e/ou prepará-lo para se defender de uma situação de ameaça. Nesse sentido o presente trabalho observou um ponto de coleta mais representativo e adequado para a coleta de fragmentos de pele, o VFNV, por ser um ponto que apresentou maior aparecimento de células mucosas, sugerindo uma boa representatividade em relação ao restante do corpo, esse ponto localiza-se na região ventro frontal do corpo do animal.

Alterações histológicas na pele e nas brânquias de exemplares juvenis de jundiá (*Rhamdia quelen*) decorrentes da diferença de densidade de estocagem e da privação ou não de alimento, também foram observadas. A população de células

mucosas nos diferentes tratamentos, variou sem obedecer a uma linha específica, com isso conclui-se que a densidade de estocagem e a privação alimentar alteraram as características histológicas da pele e brânquia do jundiá (*Rhamdia quelen*) porém, existem outros fatores inexplorados e associados a esses estímulos adaptativos que não foram considerados nesse estudo, gerando uma necessidade de maiores observações a respeito desses ajustamentos histológicos. A Tratando-se da atividade de lisozima do muco epidérmico, o tratamento GDNA foi diferente dos demais apresentando uma maior atividade.

Dessa forma, a oscilação na densidade de estocagem e a privação alimentar oferecem uma condição de estresse para o jundiá, que também se reflete na histologia cutânea e branquial do peixe.

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- BALDISSEROTTO, B.; NETO, J.R.; BARCELLOS, L.G.; Jundiá (*Rhamdia sp.*) **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**. 2.ed. Santa Maria: UFSM, 2010, p. 317- 321
- BALDISSEROTTO, B. **Fisiologia de peixes aplicada a piscicultura**. 3.ed. Santa Maria. UFSM, 2013.
- BERNTSSEN M.H.G., KROGLUND F., ROSSELAND B.O. & WENDELAAR BONGA, S.E. 1997. Responses of skin mucous cells to aluminium exposure at low pH in Atlantic salmon (*Salmo salar*) smolts. **Can. J. Fish. Aquat. Sci.** 54:1039-1045.
- BURGESS JW, COSS RG. 1982. Effects of chronic crowding stress on midbrain development: Changes in dendritic spine density and morphology in jewel fish optic tectum. **Dev Psychobiol** 15:461-470
- CORDERO, HECTOR., CEBALLOS-FRANCISCO, DIANA., CUESTA, ALBERTO., ESTEBAN, MARIA ANGELES. Dorso-ventral skin characterization of the farmed fish gilthead seabream (*Sparus aurata*). **PLOS ONE** | June 30, 2017.
- DEZFULI, B.S, SQUERZANTI, S., FABBRI, S., CASTALDELLI, G., GIARI, L. (2010). Cellular response in semi-intensively cultured sea bream gills to *Ergasilus sieboldi* (Copepoda) with emphasis on the distribution, histochemistry and fine structure of mucous cells. **Veterinary Parasitology**, Volume 174, Issues 3–4,2010, Pages 359-365, ISSN 0304-4017.
- FAGAN, M.S., N. O'Byrne-Ring, R. Ryan, D. Cotter, K. Whelan, U. Mac Eivilly, A. Biochemical study of mucus lysozyme, proteins and plasma thyroxine of Atlantic salmon (*Salmo salar*) during smoltification, *Aquaculture*, Volume 222, Issues 1–4, 2003, Pages 287-300, ISSN 0044-8486.

FERGUSON, H.W., D. MORRISON, V.E. OSTLAND, J. LUMSDEN, P. BYRNE. Responses of mucus-producing cells in gill disease of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). **Journal of Comparative Pathology**, Volume 106, Issue 3, 1992, Pages 255-265.

GUARDIOLA, F. A., CUESTA, A., & ESTEBAN, M. Á. (2016). Using skin mucus to evaluate stress in gilthead seabream (*Sparus aurata* L.). **Fish and Shellfish Immunology**, 59.

JIA, RUI., BAO-LIANG LIU, WEN-RONG FENG, CEN HAN, BIN HUANG, JI-LIN LEI. Stress and immune responses in skin of turbot (*Scophthalmus maximus*) under different stocking densities, **Fish & Shellfish Immunology**, Volume 55, 2016, Pages 131-139.

JØRGENSEN, JB, Sharp, GJE, Secombes, CJ, & Robertsen, B. (1993). Effect of a cell wall glucan yeast on the bactericidal activity of rainbow trout macrophages. **Fish and Shellfish Immunology**, 3 (4), 267 - 277.

LANDEIRA-DABARCA, A., ALVAREZ, M., MOLIST, P. Food deprivation causes rapid changes in the abundance and glucidic composition of the cutaneous mucous cells of Atlantic salmon (*Salmo salar*). **Journal of Fish Diseases** 2014, 37, 899-909.

LEDY, K., Giambérini, L., Pihan, J.C. (2003). Mucous cell responses in gill and skin of brown trout *Salmo trutta fario* in acidic, aluminium-containing stream water. **Diseases of Aquatic Organisms**. Vol. 56: 235–240, 2003.

LI, X. J.; PENG, X. L. & QIAO, Z. G. Studies on the types, distribution and secretion of mucous cells in the skin and gill of *Silurus asotus*. **J. Shanghai Ocean Univ.**, 19(6):751-5, 2010.

MALLATT J. 1985. Fish gill structural changes induced by toxicants and other irritants: a statistical Review. **Can. J. Fish. Aquat. Sci.** 42:630- 648.

MANDARIM-DE-LACERDA, C.A. **Métodos quantitativos em morfologia**. Rio de Janeiro:EdUERJ, 1995. p.85.

NAVARRO, I., Gutiérrez, J., 1995. Fasting and hunger. In: Hochachka, PW, Mommsen, TP (Eds.), **Metabolic Biochemistry, Biochemistry and Molecular Biology of Fishes**. Elsevier, Amsterdam, pp. 392 - 434.

NIGAM, AK; Kumari, U; Mittal, S and Mittal, AK (2012). Comparative analysis of innate immune parameters of the skin mucous secretions from certain freshwater teleosts; inhabiting different ecological niches. **Fish. Physiol. Biochem.**, 38: 1245-1256.

OLSEN, R.E., SUNDELL, K., RINGØ, E., MYKELBUST, R., HEMRE, G-I., HANSEN, T., KARLSEN, Ø. 2008. The acute stress response in fed and food-deprived Atlantic cod, *Gadus morhua* L. **Aquaculture**. 280:232-241.

- ORTUÑO, J., ESTEBAN, M.A., MESEGUER, J. 2001 Effects of short-term crowding stress on the gilthead seabream (*Sparus aurata* L.) innate immune response. **Fish Shell Immunol** 11:187-197.
- PALAKSHA, K.J., SHIN, G.W., KIM, Y.R., JUNG, T.S. Evaluation of non-specific immune components from the skin mucus of olive flounder (*Paralichthys olivaceus*). **Fish Shellfish Immunol**, 24:479–488. 2008.
- PITTMAM, K., PITTMAM, A., KARLSON, S., CIEPLINSKA, T., SOURD, P., REDMOND, K., RAVNØY, B., SWEETMAN, E. (2012). Body site matters: an evaluation and application of a novel histological methodology on the quantification of mucous cells in the skin of Atlantic salmon (*Salmo salar*). Mucous cells in salmon skin: body site matter. **Journal of Fish Diseases**.
- REIS, A.B., SANT'ANA, D.M.G., AZEVEDO, J.F., MERLINI, L.S. & ARAÚJO E.J.A. 2009. Alterações do epitélio branquial e das lamelas de tilápias (*Oreochromis niloticus*) em tanques de cultivo intensivo. **Pesq. Vet. Bras.** 29(4):303-311, 2009.
- ROSEN, M.W. & CORNFORD, N.E. (1971). Fluid friction of fish slimes. **Nature**, 234, 49– 51.
- SAURABH, S., and SAHOO, P.K. 2008 Lysozyme: an important defence molecule of fish innate immune system; **Aquac. Res.** 29 223–239.
- SCOTT, A.L., ROGERS, W.A. 1980. Histological effects of prolonged sublethal hypoxia on channel catfish *Ictalurus punctatus* (Rafinesque). **J Fish Dis** 3:305-316.
- SEGNER H, MARTHALER R, LINNENBACH M (1988) Growth, aluminium uptake and mucous cell morphometrics of brown trout, *Salmo trutta*, early life stages in low pH water. **Environ Biol Fish** 21:153–159
- SOLTANIAN, S. GHOLAMHOSSEINI, A. (2019). The effects of starvation on some epidermal mucus immune parameters in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Int. J. Aquat. Biol.* (2019) 7(5): 291-300 ISSN: 2322-5270; P-ISSN: 2383-0956.
- URBINATI, E.C.; CARNEIRO, P.C.F. Práticas de manejo e estresse dos peixes em piscicultura. In: CYRINO, J.E.P.; URBINATI, E.C.; FRACALLOSSI, D.M.; CASTAGNOLLI, N. **Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva**. São Paulo: TecArt, p. 171-193, 2004.
- VERLHAC, V.; GABAUDAN, J. **The effect of vitamin C on fish health**. Brochure Roche Vitamins, p. 1-30, 1997.
- VIJAYAN, M.M., PEREIRA, C., GRAU, E.G., IWAMA, G.K. 1997. Metabolic responses associated with confinement stress in tilapia: the role of cortisol. **Comp Biochem Physiol Pharmacol Toxicol Endocrinol** 116:89-95.
- WUNDERINK, YS, Martinez-Rodriguez, G., Yufera, M., Montero, IM, Flik, G., Mancera, JM, Klaren, PH, 2012. Food deprivation induces chronic stress and affects



thyroid hormone metabolism in Senegalese sole (*Solea senegalensis*) post-larvae.  
**Comp. Biochem. Physiol. A** 162, 317 - 322

## **5            CONSIDERAÇÕES FINAIS**

Os resultados obtidos nesse trabalho auxiliam no conhecimento das alterações histológicas do jundiá frente a desafios que causam estresse. Porém, não são conclusivos, servindo de base para posteriores estudos. O ineditismo de estudos que avaliam histologicamente a pele de jundá tornam os resultados ainda mais importantes. Dessa forma, são necessários muitos outros estudos para uma completa compreensão desses mecanismos de adaptação histológica na espécie.