



UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO-UFPE  
CENTRO DE BIOCÊNCIAS-CB  
DEPARTAMENTO DE BIOQUÍMICA - DBIOq  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS – PPGCB

FLÁVIA THUANE DUARTE DO MONTE

**PRODUÇÃO DE GELATINA A PARTIR DE PELE E ESCAMAS DE PESCADA  
AMARELA (*Cynoscion acoupa*) E SUA APLICAÇÃO NA INDÚSTRIA ALIMENTÍCIA E  
DE COSMÉTICOS**

RECIFE

2020

FLÁVIA THUANE DUARTE DO MONTE

**PRODUÇÃO DE GELATINA A PARTIR DE PELE E ESCAMAS DE PESCADA  
AMARELA (*Cynoscion acoupa*) E SUA APLICAÇÃO NA INDÚSTRIA ALIMENTÍCIA E  
DE COSMÉTICOS**

Tese de Doutorado apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas, Área de Concentração Bioquímica de Organismos Aquáticos, da Universidade Federal de Pernambuco, como requisito parcial para obtenção do título de Doutora em Ciências Biológicas.

Orientador: Prof. Dr. Ranilson de Souza Bezerra

Co-orientadoras: Prof<sup>ª</sup> Dr<sup>ª</sup> Helane Maria Silva da Costa Vasconcelos de Freitas

Prof<sup>ª</sup> Dr<sup>ª</sup> Rosali Maria Ferreira da Silva

RECIFE

2020

Catálogo na Fonte:  
Bibliotecário Bruno Márcio Gouveia, CRB-4/1788

Monte, Flávia Thuane Duarte do

Produção de gelatina a partir de pele e escamas de pescada amarela (*Cynoscion acoupa*) e sua aplicação na indústria alimentícia e de cosméticos / Flávia Thuane Duarte do Monte. - 2020.

83 f. : il.

Orientador: Prof. Dr. Ranilson de Souza Bezerra.

Coorientadores: Profa. Dra. Helane Maria Silva da Costa Vasconcelos de Freitas, Profa. Dra. Rosali Maria Ferreira da Silva.

Tese (doutorado) – Universidade Federal de Pernambuco. Centro de Biociências. Programa de Pós-graduação em Ciências Biológicas, Recife, 2020.

Inclui referências e apêndices.

1. Tecnologia de alimentos. 2. Indústria pesqueira. 3. Gelatina. I. Bezerra, Ranilson de Souza (orientador). II. Título.

664

CDD (22.ed.)

UFPE/CB-2021-040

FLÁVIA THUANE DUARTE DO MONTE

**PRODUÇÃO DE GELATINA A PARTIR DE PELE E ESCAMAS DE PESCADA  
AMARELA (*Cynoscion acoupa*) E SUA APLICAÇÃO NA INDÚSTRIA ALIMENTÍCIA E  
DE COSMÉTICOS**

Tese de Doutorado apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas, Área de Concentração Bioquímica de Organismos Aquáticos, da Universidade Federal de Pernambuco, como requisito parcial para obtenção do título de Doutora em Ciências Biológicas.

Orientador: Prof. Dr. Ranilson de Souza Bezerra

Co-orientadoras: Prof<sup>a</sup> Dr<sup>a</sup> Helane Maria Silva da Costa Vasconcelos de Freitas

Prof<sup>a</sup> Dr<sup>a</sup> Rosali Maria Ferreira da Silva

**Aprovada em: 14 / 12 / 2020**

**COMISSÃO EXAMINADORA:**

---

**Prof. Dr. Ranilson de Souza Bezerra (Orientador)**  
**Universidade Federal de Pernambuco**

---

**Prof<sup>a</sup> Dr<sup>a</sup> Neila Mello dos Santos Cortez**  
**Universidade Federal de Pernambuco**

---

**Prof. Dr. Thiago Barbosa Cahú**  
**Universidade Federal de Pernambuco**

---

**Prof. Dr. Augusto César Vasconcelos de Freitas Júnior**  
**Universidade Federal da Paraíba**

---

**Prof<sup>a</sup> Dr<sup>a</sup> Karina Ribeiro**  
**Universidade Federal do Rio Grande do Norte**

*A Deus, por me dar força e manter minha fé  
mesmo nos períodos mais difíceis.*

*A minha mãe Vera, por toda dedicação, amor e  
incentivo em todos os momentos que esteve presente.*

## **AGRADECIMENTOS**

Agradeço primeiramente a Deus, pois sem ele eu jamais teria saúde (física e mental), proteção e forças para percorrer meu caminho. A ele toda honra e toda glória!

A dona Vera (mainha), que renunciou muitos sonhos para dar educação e total suporte às filhas, dedico a ela essa tese desde a capa até os anexos. Tenho certeza de que lá de cima está muito orgulhosa desse momento. Total gratidão também ao meu pai, Ricardo Luiz, que direcionou cada gota de suor do seu trabalho à nossa educação, da qual nenhum deles teve a oportunidade de ter acesso. Sem o apoio e incentivo que me deram eu não seria capaz de realizar metade do que fiz. À minha família em geral, agradeço a torcida de sempre.

Ao meu esposo Cleyton, que está presente nos meus agradecimentos desde a minha monografia até essa tese, mostrando o quanto caminha ao meu lado. A nossa princesa Lorena, meu combustível, razão pelo qual acordo todos os dias determinada a alcançar os nossos sonhos e principalmente a ser uma pessoa melhor, para lhe educar através do exemplo.

Ao Prof. Dr. Ranilson Bezerra, Prof<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Helane Costa e Prof<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Rosali Ferreira, pela orientação e co-orientações na realização deste trabalho, pela oportunidade de crescer e amadurecer profissionalmente, pela confiança depositada durante esses anos de LABENZ.

Aos integrantes da mesa examinadora (Thiago Cahú, Neila Cortez, Augusto César, Karina Ribeiro), além dos suplentes (Renata França e Márcia Vanusa), por aceitar contribuir diretamente com o enriquecimento deste trabalho.

A todos da família LABENZ, que passaram pelos meus 10 anos de história no laboratório, me auxiliando como puderam no que precisei com tanto carinho e humildade ou que, no mínimo, tornaram o dia a dia de trabalho mais leve e agradável. Em especial agradeço a Milca Araújo, pela oportunidade de orientá-la, de aprendermos juntas e por desfrutar de uma grande parceria.

A todos do Departamento de Bioquímica da Universidade Federal de Pernambuco, que de alguma forma me auxiliaram na execução desta pesquisa.

Aos amigos externos a este trabalho, que estão em minha vida compartilhando bons e maus momentos, e os que entenderam a minha ausência em certos momentos.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pelo auxílio financeiro concedido. Grata a todos.

*“O conhecimento por si só de nada vale. É a sua aplicação para fins úteis que lhe dá a sua valia”.*

**(Livro de Eclesiastes)**



## RESUMO

A gelatina é um polipeptídeo solúvel que não ocorre naturalmente, sendo derivado da hidrólise parcial e desnaturação do colágeno. A pele e os ossos de bovinos e suínos são as principais fontes comerciais de colágeno e gelatina, no entanto, existe uma necessidade de obtenção desta proteína por meio de outras fontes. A pescada amarela (*Cynoscion acoupa*) é um importante representante da pesca nacional e possui grande valor comercial. Assim, o objetivo deste estudo foi utilizar resíduos do processamento de *C. acoupa* para obter gelatina com potencialidade industrial. As escamas e pele foram lavadas em água destilada e processadas separadamente. Foram realizados pré-tratamentos: Remoção de proteínas solúveis (NaOH 0,2M a 4°C), clareamento e retirada de gordura (3% de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> e 10% de álcool butílico, respectivamente), descalcificação das escamas (EDTA 0,5M pH 7,5 a 4°C) e hidrólise parcial (ácido acético 0,05M à 25 °C). Em seguida, a pele e as escamas tratadas foram imersas em água destilada com homogeneização constante por 12h. Por fim, o material foi filtrado, liofilizado e chamado de pó de gelatina. Análises de caracterização físico-química foram realizadas e as gelatinas obtidas foram testadas na produção de bebidas lácteas fermentadas e na formulação de um cosmético finalizador para cabelos cacheados. As gelatinas obtidas das escamas e da pele de *C. acoupa* tiveram rendimentos de 27,33 % e 42 %, respectivamente (peso seco). A SDS-PAGE demonstrou um padrão de cadeia  $\alpha 1$  e  $\alpha 2$ , bem como cadeias  $\beta$  e  $\gamma$ , caracterizadas como derivados da hidrólise parcial do colágeno do tipo I. As amostras apresentaram glicina como aminoácido majoritário (220 resíduos/1000 resíduos), seguido por prolina e hidroxiprolina (127 e 100 resíduos/1000 resíduos), respectivamente. O pH foi de 5,78 e 6,68 (para escamas e pele, respectivamente). A composição centesimal para escamas e pele foi de 7,55 $\pm$ 1.5% e 17,16 $\pm$ 0.85% (umidade), 0,76 $\pm$ 0.03% e 0,73 $\pm$ 0.08% (lipídeos), 87,02 $\pm$ 0.79% e 77,15 $\pm$ 1.67% (proteínas), e 4,65 $\pm$ 0.23% e 5,5 $\pm$ 0.54% (cinzas). A varredura no espectro UV apresentou absorção máxima (picos) de 228 nm e 230 nm para escamas e pele, respectivamente. Os valores de colorimetria para L\* (luminosidade), a\* (vermelho/verde) e b\* (amarelo/azul) foram 107,97; 0,55 e 6,63 para escamas e 111,56; 1,63 e 8,38 para pele. A gelatina de escamas apresentou odor similar ao da gelatina comercial. As taxas de formação de espuma (FE) e a estabilidade da espuma (EE) foram 1,01 e 1,0 para escamas e 1,49 e 1,52 para pele. As gelatinas apresentaram alto potencial de geleificação em baixas temperaturas e baixa viscosidade em temperaturas a partir de 20 °C. As amostras apresentaram os

principais picos na região amida, característico de gelatina, com algumas pequenas diferenças nos espectros. Ambas apresentaram estabilidade térmica e estrutural. Foi possível utilizar gelatina de *C. acoupa* como agente estabilizante/espessante em bebidas lácteas fermentadas, proporcionando melhor consistência, além de desenvolver um finalizador para cabelos cacheados, proporcionando maior definição dos cachos e diminuição do frizz, sem interferir nas características dos produtos. Os resultados obtidos sugerem o uso de escamas e pele de *C. acoupa* como fonte de gelatina, com aplicabilidade na indústria alimentícia e de cosméticos.

**Palavras-chaves:** Indústria. Bioprocessos. Macromolécula bioativa. *Cynoscion acoupa*. Resíduos do processamento do pescado.

## ABSTRACT

Gelatin is a soluble polypeptide that does not occur naturally, being derived from partial hydrolysis and denaturation of collagen. The skin and bones of cattle and pigs are the main commercial sources of collagen and gelatin, however, there is a need to obtain this protein through other sources. Acoupa weakfish (*Cynoscion acoupa*) is an important representative of national fisheries and has great commercial value. Thus, the objective of this study was to use residues from the processing of *C. acoupa* to obtain gelatin with industrial potential. The scales and skin were washed in distilled water and processed separately. Pre-treatments were performed: removal of soluble proteins (0.2M NaOH at 4 °C), bleaching and fat removal (3% H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> and 10% butyl alcohol, respectively), descaling of the scales (EDTA 0.5M pH 7.5 to 4°C) and partial hydrolysis (0.05M acetic acid at 25°C). Then, the treated skin and scales were immersed in distilled water with constant homogenization for 12h. Finally, the material was filtered, lyophilized and called a gelatin powder. Analyzes of physical-chemical characterization were performed and the gelatins obtained were tested in the production of fermented milk drinks and in the formulation of a cosmetic finisher for curly hair. The gelatins obtained from the scales and skin of *C. acoupa* had yields of 27.33% and 42%, respectively (dry weight). The SDS-PAGE showed a pattern of  $\alpha 1$  and  $\alpha 2$  chains, as well as  $\beta$  and  $\gamma$  chains, characterized as derived from partial hydrolysis of type I collagen. The samples presented glycine as the major amino acid (220 residues / 1000 residues), followed by proline and hydroxyproline (127 and 100 residues / 1000 residues), respectively. The pH was 5.78 and 6.68 (for scales and skin, respectively). The proximate composition for scales and skin was  $7.55 \pm 1.5\%$  and  $17.16 \pm 0.85\%$  (humidity),  $0.76 \pm 0.03\%$  and  $0.73 \pm 0.08\%$  (lipids),  $87.02 \pm 0.79\%$  and  $77.15 \pm 1.67\%$  (proteins), and  $4.65 \pm 0.23\%$  and  $5.5 \pm 0.54\%$  (ash). The scanning in the UV spectrum showed maximum absorption (peaks) of 228 nm and 230 nm for scales and skin, respectively. The colorimetry values for L \* (brightness), a \* (red / green) and b \* (yellow / blue) were 107.97; 0.55 and 6.63 for scales and 111.56; 1.63 and 8.38 for skin. Scale gelatine had an odor similar to that of commercial gelatine. Foaming rates (FE) and foam stability (EE) were 1.01 and 1.0 for scales and 1.49 and 1.52 for skin. Gelatines showed high gelation potential at low temperatures and low viscosity at temperatures above 20 °C. The samples showed the main peaks in the amide region, characteristic of gelatin, with some small differences in the spectra. Both showed thermal and

structural stability. It was possible to use *C. acoupa* gelatine as a stabilizing / thickening agent in fermented milk drinks, providing better consistency, in addition to developing a finisher for curly hair, providing greater definition of curls and lessening of frizz, without interfering in the characteristics of the products. The results obtained suggest the use of scales and skin of *C. acoupa* as a gelatin source, with applicability in the food and cosmetics industry.

**Keywords:** Industry. Bioprocesses. Bioactive macromolecule. *Cynoscion acoupa*. Wastes from fish processing.

## LISTA DE FIGURAS

|             |                                                                                                                                            |    |
|-------------|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Figura 1 -  | Fibra de colágeno .....                                                                                                                    | 17 |
| Figura 2 -  | Estrutura do colágeno .....                                                                                                                | 18 |
| Figura 3 -  | Gelatina em pó .....                                                                                                                       | 21 |
| Figura 4 -  | Aplicações biotecnológicas da gelatina .....                                                                                               | 23 |
| Figura 5 -  | Produção mundial da pesca de captura e da aquicultura .....                                                                                | 28 |
| Figura 6 -  | <i>Cynoscion acoupa</i> – (A) Figura esquemática; (B) exemplar abatido .....                                                               | 30 |
| Figura 7 -  | Distribuição geográfica da pescada amarela ( <i>Cynoscion acoupa</i> ) .....                                                               | 30 |
| Figura 8 -  | ARTIGO 1: SDS-PAGE (7,5%) de gelatina das escamas (1) e da pele (2) de <i>C. acoupa</i> . M: marcadores de alto peso molecular .....       | 67 |
| Figura 9 -  | ARTIGO 1: Análise sensorial (odor) de gelatinas comercial (CG), de escamas (SCG) e de pele (SKG) de <i>C. acoupa</i> .....                 | 68 |
| Figura 10 - | ARTIGO 1: Viscosidade da solução de gelatina (3,35%, p/v) extraída das escamas e pele de <i>C. acoupa</i> em diferentes temperaturas ..... | 68 |
| Figura 11 - | ARTIGO 1: Espectros de FTIR da gelatina comercial (1) e gelatina extraída das escamas (2) e pele (3) do peixe <i>C. acoupa</i> .....       | 69 |
| Figura 12 - | ARTIGO 1: Termograma DSC da gelatina das escamas e pele de <i>C. acoupa</i> e gelatina bovina comercial .....                              | 69 |

## LISTA DE TABELAS

|            |                                                                                                                           |    |
|------------|---------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Tabela 1 - | Principais tipos de colágeno e distribuição tecidual .....                                                                | 19 |
| Tabela 2 - | Cronograma de produção da gelatina .....                                                                                  | 22 |
| Tabela 3 - | Sistemática Filogenética da pescada amarela ( <i>Cynoscion acoupa</i> ) .....                                             | 29 |
| Tabela 4 - | ARTIGO 1: Composição dos aminoácidos presentes na gelatina obtida a partir de<br>escamas e pele de <i>C. acoupa</i> ..... | 65 |
| Tabela 5 - | Artigo 1: Características das gelatinas obtidas nas escamas e na pele de <i>C. acoupa</i> ..                              | 66 |
| Tabela 6 - | ARTIGO 1: Composição centesimal das gelatinas obtidas de escamas e pele de <i>C.</i><br><i>acoupa</i> .....               | 67 |

## LISTA DE ABREVIATURAS, SIGLAS E SÍMBOLOS

|           |                                                                  |
|-----------|------------------------------------------------------------------|
| BSE       | Encefalopatia espongiforme bovina                                |
| DSC       | Calorimetria exploratória diferencial                            |
| EDTA-2Na  | Ácido etilenodiamino tetra-acético dissódico                     |
| FAO       | Organização das Nações Unidas para a Agricultura e a Alimentação |
| FMD       | Febre aftosa                                                     |
| HCl       | Ácido clorídrico                                                 |
| kDa       | Quilodalton                                                      |
| MPA       | Ministério da Pesca e Aquicultura                                |
| NaCl      | Cloreto de sódio                                                 |
| NaOH      | Hidróxido de sódio                                               |
| nm        | nanômetro                                                        |
| OMS       | Organização Mundial de Saúde                                     |
| pH        | potencial Hidrogeniônico                                         |
| pI        | ponto Isoelétrico                                                |
| SDS       | Sulfato sódico de dodecila                                       |
| $T_{max}$ | Temperatura máxima de transição                                  |
| Tris      | Tris(hidroximetil)aminometano                                    |
| TSE       | Encefalopatia espongiforme transmissível                         |
| UV        | Radiação Ultravioleta                                            |

## SUMÁRIO

|                                                                               |           |
|-------------------------------------------------------------------------------|-----------|
| <b>1 INTRODUÇÃO.....</b>                                                      | <b>16</b> |
| <b>2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....</b>                                           | <b>17</b> |
| 2.1 COLÁGENO.....                                                             | 17        |
| 2.2 GELATINA .....                                                            | 20        |
| 2.3 APLICAÇÕES BIOTECNOLÓGICAS DA GELATINA .....                              | 22        |
| 2.4 FONTES DE GELATINA .....                                                  | 24        |
| 2.5 RESÍDUOS DA INDÚSTRIA PESQUEIRA: APROVEITAMENTO E AGREGAÇÃO DE VALOR..... | 26        |
| 2.6 PANORAMA DA PESCA E AQUICULTURA .....                                     | 27        |
| 2.7 PESCADA AMARELA ( <i>Cynoscion acoupa</i> ) .....                         | 29        |
| <b>3 OBJETIVOS.....</b>                                                       | <b>32</b> |
| 3.1 OBJETIVO GERAL.....                                                       | 32        |
| 3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS .....                                               | 32        |
| <b>4 ARTIGO CIENTÍFICO .....</b>                                              | <b>33</b> |
| <b>5 PATENTE 1 .....</b>                                                      | <b>70</b> |
| <b>6 PATENTE 2 .....</b>                                                      | <b>72</b> |
| <b>7 CONCLUSÕES .....</b>                                                     | <b>74</b> |
| <b>REFERÊNCIAS.....</b>                                                       | <b>75</b> |
| <b>APÊNDICE A - QUESTIONÁRIO DE AVALIAÇÃO.....</b>                            | <b>83</b> |



## 1 INTRODUÇÃO

A gelatina é uma proteína de alta massa molecular que não ocorre naturalmente, sendo derivada da hidrólise térmica do colágeno. Trata-se de um polipeptídeo solúvel com baixo custo de produção, sendo um ingrediente versátil, multifuncional e que apresenta infinitas possibilidades nos mais diversos segmentos do mercado (Kaewruang, Benjakul, & Prodpran, 2013).

Cada campo de aplicação requer tipos específicos de gelatina, com características e propriedades bem definidas. No segmento alimentício são diversas as suas aplicações, desde a produção de gelatina comestível, produção de iogurtes, sorvetes, na confeitaria, até produção de bebidas alcoólicas. No segmento farmacêutico, por exemplo, as cápsulas usadas em medicamentos e suplementos nutracêuticos também são feitas com gelatina. Também é usada na produção de filmes fotográficos, papéis especiais e na restauração de obras de arte e livros. A gelatina também tem importância na área médica, sendo utilizada como expansor plasmático e, em procedimentos cirúrgicos, esponjas de gelatina são utilizadas para conter o sangramento e estancar hemorragias (GELITA, 2020).

Tradicionalmente a produção de gelatina é realizada utilizando pele e ossos de mamíferos, principalmente bovinos e suínos (Khiari, Rico, Martin-Diana, & Barry-Ryan, 2017). Porém, devido ao risco de transferência de doenças, além de restrições religiosas, existe a necessidade da obtenção destas biomoléculas através de fontes alternativas e seguras (Benjakul et al., 2010). Os peixes merecem destaque principalmente devido a sua grande disponibilidade, ausência de risco de transmissão de doenças e de barreiras religiosas. Peles, ossos, nadadeiras e escamas são tecidos ricos em colágeno e não há associação a tais doenças (SENARATNE et al., 2006).

O processamento de peixes gera grande quantidade de resíduos, que são geralmente descartados sem tratamento e não possuem valor comercial, causando poluição ambiental. Quando não descartado *in natura* no meio ambiente, tais resíduos possuem um processamento sanitário bastante oneroso para a indústria pesqueira. Do ponto de vista ambiental e econômico, um melhor aproveitamento dos resíduos pesqueiros como fonte de biomoléculas é sugerido (GILDBERG, 1992).

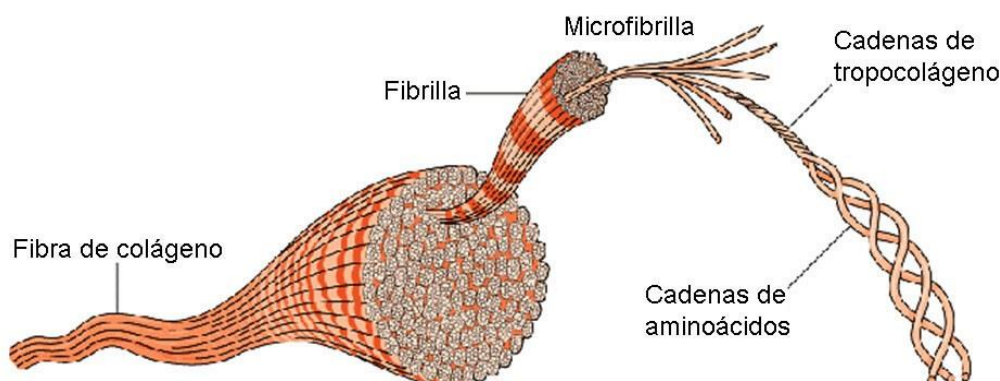
## 2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

### 2.1 COLÁGENO

O colágeno é a principal proteína estrutural dos vertebrados, representando cerca de 30% da proteína total nestes organismos (SINTHUSAMRAN et al., 2013). Esta biomolécula se destaca como maior conteúdo proteico entre os componentes do tecido conjuntivo e, assim como as  $\alpha$ -queratinas, evoluiu para garantir resistência (NELSON & COX, 2014). É o principal elemento estrutural de ossos, cartilagens, peles, tendões, ligamentos, vasos sanguíneos, dentes, córneas e demais órgãos dos vertebrados (SENARATNE et al., 2006).

A molécula básica de colágeno é uma fibra constituída de três cadeias alfa entrelaçadas, ligados para a formação da unidade básica chamada tropocolágeno (Figura 1).

Figura 1. Fibra de colágeno.

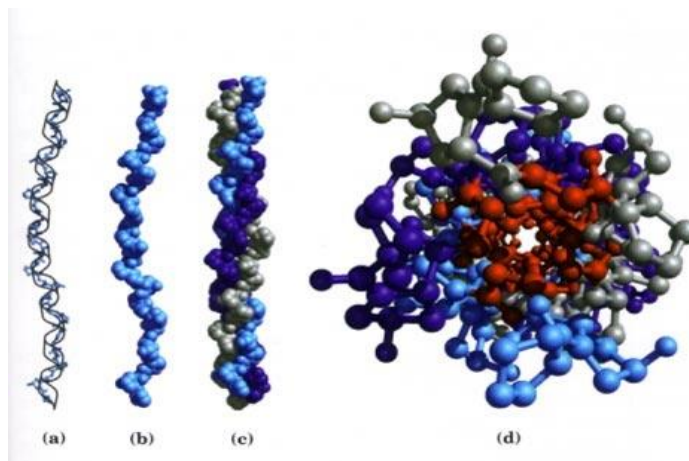


Fonte: HIDROBEM, 2013.

Colágenos em geral se apresentam na forma helicoidal e entrelaçam-se de modo a formar uma tripla hélice, sendo ancoradas umas nas outras por ligações do tipo ligações de hidrogênio (Figura 2). A manutenção da estrutura em tripla hélice é garantida devido a estas ligações entre as fibras (grupos  $-NH$  de glicina e grupos carbonila  $C=O$  de resíduos localizados em outra cadeia polipeptídica) ou com moléculas de água (MONTANHA et al., 2011). Existem também regiões terminais muito curtas, chamadas telopeptídeos, que não formam estruturas helicoidais triplas, onde as ligações intermoleculares são provocadas principalmente por ligações cruzadas de lisina

e hidroxilisina (Orgel, Irving, Miller & Wess, 2006).

Figura 2. Estrutura do colágeno.



Fonte: NELSON & COX, 2014 – PDB ID 1CGD.

Foi determinado o sequenciamento genético, até o momento, de pelo menos 29 diferentes tipos de colágeno a partir de uma variedade de tecidos animais, conhecidos de I-XXIX, sendo o tipo I a forma mais comumente encontrada (Tabela 3) (LIU et al., 2012). Cada tipo de colágeno difere consideravelmente na sua sequência de aminoácidos (normalmente em torno de 35% de Gly, 21% de Pro e 4-Hyp e 11% de Ala), estrutura molecular e função, em que desempenham um papel na manutenção da estabilidade e integridade estrutural dos tecidos correspondentes e órgãos (LIU et al., 2015).

O termo colágeno é derivado de palavras gregas que significam “produzir cola”. É uma das mais antigas substâncias de origem animal usadas pelo homem, inicialmente, para a produção de cola, sendo sua primeira aplicação industrial reportada na literatura (COELHO et al., 2001).

O colágeno é uma proteína não termoestável, ou seja, que pode ser desnaturada em temperatura ambiente. Com tratamento térmico, as pontes de hidrogênio que estabilizam a configuração da hélice tripla do colágeno é desarranjada e convertem a sua conformação helicoidal em conformação espiralada, tornando-se gelatina (DJABOUROV et al., 1993). Portanto, o colágeno e a gelatina são diferentes formas da mesma macromolécula, e a gelatina é a forma parcialmente hidrolisada do colágeno (KIM & MENDIS, 2006).

**Tabela 1** Principais tipos de colágeno e distribuição tecidual.

| <b>Tipo</b>                                   | <b>Composição molecular</b>                        | <b>Distribuição tecidual</b>                                                   |
|-----------------------------------------------|----------------------------------------------------|--------------------------------------------------------------------------------|
| <i>Colágeno formadores de fibrilas</i>        |                                                    |                                                                                |
| I                                             | $[\alpha 1(I)]_2\alpha 2(I)$                       | Pele, tendão, osso, dentina.                                                   |
| II                                            | $[\alpha 1(II)]_3$                                 | Cartilagem, corpo vítreo, núcleo pulposo.                                      |
| III                                           | $[\alpha 1(III)]_3$                                | Pele, parede dos vasos, fibras reticulares da maioria dos tecidos.             |
| V                                             | $\alpha 1(V), \alpha 2(V), \alpha 3(V)$            | Pulmão, córnea, ossos, tecidos fetais; juntamente com o colágeno tipo I.       |
| XI                                            | $\alpha 1(XI) 2(XI)\alpha 3(XI)$                   | Cartilagem, corpo vítreo.                                                      |
| <i>Colágeno da membrana basal</i>             |                                                    |                                                                                |
| IV                                            | $[\alpha 1(IV)]_2\alpha (IV); \alpha 1 - \alpha 6$ | Membranas basais.                                                              |
| <i>Colágeno microfibrilar</i>                 |                                                    |                                                                                |
| VI                                            | $\alpha 1(VI), \alpha 2(VI), \alpha 3(VI)$         | Derme, cartilagem, placenta, pulmões, da parede do vaso, disco intervertebral. |
| <i>Fibrilas de ancoragem</i>                  |                                                    |                                                                                |
| VII                                           | $[\alpha 1(VII)]_3$                                | Pele, junções epidérmicas, cérvix.                                             |
| <i>Colágenos formadores de rede hexagonal</i> |                                                    |                                                                                |
| VIII                                          | $[\alpha 1(VIII)]_2\alpha 2(VIII)$                 | Células endoteliais.                                                           |
| X                                             | $[\alpha 3(X)]_3$                                  | Cartilagem hipertrófica.                                                       |
| <i>Colágenos FACIT</i>                        |                                                    |                                                                                |
| IX                                            | $\alpha 1(IX)\alpha 2(IX)\alpha 3(IX)$             | Cartilagem, humor vítreo, córnea.                                              |
| XII                                           | $[\alpha 1(XII)]_3$                                | Pericôndrio, ligamentos, tendões.                                              |
| XIV                                           | $[\alpha 1(XIV)]_3$                                | Derme, tendão, da parede do vaso, placenta, pulmões, fígado.                   |
| XIX                                           | $[\alpha 1(XIX)]_3$                                | Rabdomiossarcoma humano.                                                       |
| XX                                            | $[\alpha 1(XX)]_3$                                 | Epitélio da córnea, pele embrionária, cartilagem esternal, tendão.             |
| XXI                                           | $[\alpha 1(XXI)]_3$                                | Parede de vasos sanguíneos.                                                    |
| <i>Colágenos transmembranares</i>             |                                                    |                                                                                |
| XIII                                          | $[\alpha 1(XIII)]_3$                               | Epiderme, endomísio, intestino, condrocitos, pulmões, fígado.                  |
| XVII                                          | $[\alpha 1(XVII)]_3$                               | Junções derme-epidérmicas.                                                     |
| <i>Multiplexin</i>                            |                                                    |                                                                                |
| XV                                            | $[\alpha 1(XV)]_3$                                 | Fibroblastos, células musculares lisas, rim, pâncreas.                         |
| XVI                                           | $[\alpha 1(XVI)]_3$                                | Fibroblastos, queratinócitos.                                                  |
| XVIII                                         | $[\alpha 1(XVIII)]_3$                              | Pulmões, fígado, timo, músculo, intestino, pele.                               |

Fonte: OLIVEIRA et al., 2017

Por se tratar de um importante biomaterial, o colágeno tem uma utilização industrial variada, que se deve às suas propriedades incluindo biodegradabilidade, baixa antigenicidade e

propriedade direta de adesão celular, além de suas propriedades gelificantes, emulsificantes, espumantes e microencapsulantes. Por suas características, o colágeno é utilizado em alimentos, materiais biomédicos, produtos farmacêuticos e na indústria de cosméticos (SINTHUSAMRAN et al., 2013), além da indústria de couro e médica (HWANG et al., 2007). A qualidade e aplicação específica do colágeno extraído está diretamente relacionada com suas propriedades funcionais e grau de pureza (RUSTAD, 2003).

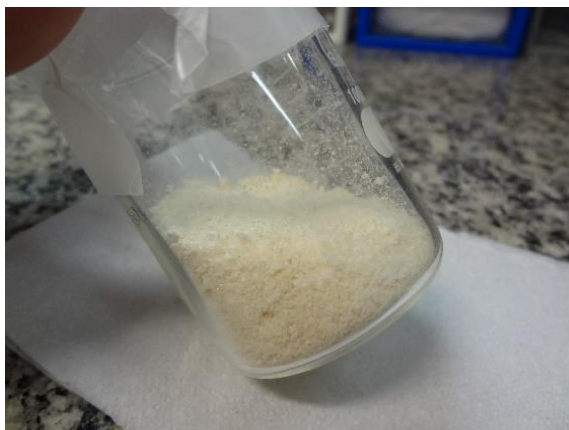
Na indústria de alimentos, o colágeno é amplamente utilizado como ingrediente funcional de vários produtos como doces, bebidas, em produtos com baixo teor de gordura, laticínios em geral, produtos de panificação e derivados de carne (KARIM & BHAT, 2009). Santos et al. (2004), partindo da combinação de colágeno de origem bovina e de glicerol, produziram filmes flexíveis para o recobrimento de frutos e vegetais, aumentando o tempo de prateleira desses alimentos, além de suas condições de transporte, armazenamento e comercialização.

O colágeno também é utilizado na área médica, como por exemplo em cirurgias do trato urinário, como substituto parcial ou total de tecidos e órgãos lesados. Isto se dá pela baixa resposta imunológica, baixa antigenicidade e citotoxicidade do material (CHAPE & HAREY, 1997). A proteína endostatina, derivada do colágeno do tipo IV (proteína da matriz extracelular), possui uma função importante que é a de induzir células endoteliais a apoptose (morte programada das células). Por isso, tal substância vem sendo utilizada em pacientes com câncer, em uma tentativa promissora de impedir ou retardar a disseminação de células neoplásicas (BELIZÁRIO, 2002).

## 2.2 GELATINA

O termo gelatina é aplicado a uma série de proteínas alimentares obtidas pela hidrólise de colágeno (GÓMEZ-GUILLÉN & MONTERO, 2001). Trata-se de um polipeptídeo solúvel que não ocorre naturalmente, sendo derivado da hidrólise parcial do colágeno (Figura 3). É uma substância sem cor e aroma, solúvel em água quente, e que, se presente, gelifica após o resfriamento, perdendo esta propriedade em fervura contínua (ALFARO & SILVA, 2010).

Figura 3. Gelatina em pó.



Autoria: COSTA, H.M.S.

Quando o colágeno é tratado com solução alcalina ou ácida e seguido de extração térmica, a sua estrutura fibrosa é desagregada irreversivelmente, convertendo-se em gelatina (ZHOU & REGENSTEIN, 2005; KARIM & BHAT, 2009). Todos os tipos de gelatina possuem composição similar, ou seja, água, uma pequena quantidade de sais minerais e proteína de tecido conectivo pura (BILUCA et al., 2011). No entanto, dependendo do material utilizado, do processo de pré-tratamento empregado e da intensidade da hidrólise, vários tipos de gelatina com propriedades diferentes podem ser obtidos (SCHOTT, 2001).

Na extração ácida a gelatina obtida é classificada como Tipo A, apresenta ponto isoelétrico entre 7 e 9 e nesse processo ocorre a reorganização física da estrutura e mínimas alterações hidrolíticas, resultando em ampla faixa de distribuição de massa molar (PRESTES et al., 2013). Já na hidrólise alcalina, o produto é denominado gelatina Tipo B, apresenta ponto isoelétrico entre 4,7 e 5,5, e este processo é mais agressivo, hidrolisando até aminoácidos, o que resulta em menor faixa de distribuição de massa molar (SCHIRIEBER & GAREIS, 2007; DEMAN, 1999; DAMORADAN et al., 2010). O tratamento ácido é mais adequado para fontes de colágeno com menos ligações covalentes, que são ligações mais fortes envolvidas na definição da estrutura de uma molécula (BERG et al., 2010). Esse tipo de tratamento é indicado para extração com peles suína ou de pescados, enquanto que o tratamento alcalino é comumente utilizado para extração de gelatina a partir de bovinos ou ossos de animais provenientes de abatedouros (KARIM & BHAT, 2009; HINTERWALDNER, 1977).

Os procedimentos utilizados para produzir gelatina de pescado normalmente envolvem um prévio tratamento químico da matéria-prima e temperatura branda durante o processo de extração. Em geral, um rápido pré-tratamento ácido das escamas e da pele do pescado é utilizado antes da extração de gelatina (Tabela 2) (KARIM & BHAT, 2009).

Tabela 2. Cronograma de produção da gelatina.

| <b>Etapas</b>           | <b>Descrição</b>                                                                                                                                                                                                                 |
|-------------------------|----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
| <b>Pré tratamento</b>   | Após limpeza da matéria prima, são realizados diferentes processos para remoção de proteínas solúveis e resíduos indesejados, além de um processo ácido ou alcalino (de maneira geral dependendo do tipo do material em questão) |
| <b>Extração</b>         | As matérias primas pré tratadas recebem água quente e a gelatina é, então, extraída (em diversas etapas ou de maneira contínua)                                                                                                  |
| <b>Concentração</b>     | Retirada de grande parte da água da solução de gelatina                                                                                                                                                                          |
| <b>Purificação</b>      | Remoção de partículas insolúveis e sais                                                                                                                                                                                          |
| <b>Secagem e Moagem</b> | Esterilização do material para garantir sua segurança; A gelatina é seca, moída e armazenada                                                                                                                                     |

Fonte: autoria própria.

Diversas pesquisas indicam que a produção mundial de gelatina gira em torno de 326.000 toneladas. Entretanto, a produção de gelatina de peixe ainda é muito pequena, contribuindo com aproximadamente 1% do total da produção (ARNESEN & GILDBERG, 2006).

## 2.3 APLICAÇÕES BIOTECNOLÓGICAS DA GELATINA

As propriedades funcionais das gelatinas dependem das suas propriedades físico-químicas e estruturais, que serão determinantes para o direcionamento de sua aplicabilidade. A gelatina é um produto produzido em larga escala, a preços relativamente baixos e amplamente utilizado em

diversos segmentos industriais, sendo o único hidrocolóide que oferece uma ampla combinação de funcionalidades (Figura 4) (SCHRIEBER & GARIES, 2007 citados por KARIM & BHAT, 2009; GÓMEZ-GUILLÉN et al., 2002; DAVANÇO, 2006). Segundo Norland (1990), as aplicações da gelatina poderiam ser divididas em: gelatina comestível (livre de metais pesados e esteticamente satisfatória); gelatina industrial (atende exclusivamente as características físicas e químicas necessárias para a sua aplicação industrial); gelatina fotográfica (os requerimentos são extremamente severos, devido ao filme fotográfico necessitar ter uma longa vida de prateleira); e cola (essencialmente adesiva).

Figura 4. Aplicações biotecnológicas da gelatina.



Fonte: <https://www.google.com.br/imghp?hl=pt-BR&authuser=0>.

Na indústria de alimentos, a gelatina é amplamente utilizada como ingrediente funcional de vários produtos como doces, bebidas, em produtos com baixo teor de gordura, laticínios em geral, produtos de panificação e derivados de carne (KARIM & BHAT, 2009). Também pode ser utilizada para aumentar a consistência e estabilidade de produtos alimentícios, além de funcionar como um filme externo para a proteção contra desidratação, luz e oxigênio (CHOI & REGENSTEIN, 2000; MONTERO & GÓMEZ-GUILLÉN, 2000). Para essa finalidade, é imprescindível que a gelatina apresente boas propriedades reológicas, como viscosidade, elasticidade, plasticidade e escoamento da matéria.



Na medicina, o colágeno e a gelatina são utilizados, por exemplo, como implantes vítreos, suporte de enzimas, esponjas, curativos, infusões intravenosas, compostos biologicamente ativos, além de sua utilização no tratamento de doenças (ZHANG et al., 2006). Especialistas defendem que a gelatina fortalece unhas quebradiças, cabelos sem brilho, além de fazer bem ao tecido conjuntivo, quando ele apresenta alguma deficiência. O consumo de 3g de gelatina e 7g de colágeno hidrolisado, totalizando 10g por dia, também tem ação preventiva contra doenças do metabolismo ósseo (SOUZA et al., 2004).

Na indústria farmacêutica, um dos principais usos é na produção de cápsulas duras e moles e revestimentos de comprimidos, que são uma das formas mais populares de dosagem de medicamentos (OLIVEIRA et al., 2006). Além de disfarçar o cheiro e o gosto dos fármacos, a película de gelatina também os protege do ambiente externo. As cápsulas moles são utilizadas para preenchimento com conteúdo líquido ou pastoso, enquanto que as cápsulas duras são utilizadas atualmente para substâncias tanto líquidas como sólidas. O direcionamento de que tipo de cápsula será produzida depende das características físico-químicas e reológicas da gelatina em questão (DUTRA, 2012). Ainda colágeno e gelatina são empregados em suportes para imobilização de enzimas, esponjas, curativos, infusões intravenosas, compostos biologicamente ativos e no tratamento de enfermidades e distúrbios ósseos, como no caso da osteoartrose, osteoporose e osteoartrite (SOZA et al., 2004; ZHANG et al., 2006).

O setor de cosméticos também aproveita o produto para fabricar cremes hidratantes para a pele, cabelos e óleos de banho. Outro segmento que utiliza das propriedades da gelatina é o de fotografia. A chamada gelatina fotográfica de correção tem como função alterar a temperatura da cor de determinada fonte de luz, podendo ser usada nos revestimentos dos filmes, inclusive para uso de diagnósticos médicos (SENARATNE et al., 2006).

## 2.4 FONTES DE GELATINA

As mais abundantes fontes de colágeno são mamíferos, especialmente bovinos e suínos, sendo a pele e os ossos os subprodutos mais disponíveis para extração destas proteínas (GÓMEZ-GUILLÉN et al., 2002), representando aproximadamente 30% das biomoléculas presentes, sendo até 90% até 95% constituídas por colágeno (COELHO et al., 1998). O tecido ósseo é outra

grande fonte, tendo sua composição variando de acordo com a espécie e o tipo ósseo. Por suas características e propriedades, o colágeno e a gelatina contidos nos subprodutos de animais como aves, bovinos e suínos têm sido amplamente utilizados em processos industriais.

O mercado global da gelatina movimentava cerca de US\$ 3 bilhões por ano e o consumo mundial estimado é de 250 mil toneladas. A Gelita é a principal fabricante do produto, são cerca de 85 mil toneladas por ano produzidas em vários países. Desse volume, 20 mil toneladas são feitas no Brasil. São cerca de 18 mil toneladas de couros de boi e 4 mil de porco que, anualmente, se transformam em gelatina. A maior parte (80%) da produção da Gelita é destinada à exportação. Europa e Estados Unidos são os principais compradores (MARQUES, 2005).

Entretanto, devido ao risco de transmissão de doenças, tais como a Encefalopatia Espongiforme Bovina (BSE), encefalopatia espongiforme transmissível (TSE) e a febre aftosa (FMD), existe a necessidade da obtenção destas proteínas através de fontes alternativas e mais seguras (ZHANG et al., 2007). Além disso, devido às restrições alimentares religiosas e questões relacionadas ao próprio consumidor, a utilização de produtos de origem bovina ou suína pode ser proibida em algumas regiões ou por grupos religiosos (AHMAD & BENJAKUL, 2010).

Algumas espécies aquáticas podem ser fontes potenciais no fornecimento de colágeno, principalmente por sua abundância, como é o caso dos peixes. Para atender a demanda, é incentivada a realização de pesquisas que possam suprir a carência de fontes alternativas, visando principalmente o barateamento do processo, ausência de risco de transmissão de doenças, barreiras religiosas e bom rendimento de extração (SENARATNE et al., 2006).

Produções bem sucedidas de gelatina a partir de pele, ossos e escamas de peixes têm sido reportadas pela literatura ao longo dos últimos anos: grass carp (*Ctenopharyngodon idella*) (KASANKALA et al., 2007); baltic coud (*Gadus morhua*), salmon (*Salmo salar*) and herrings (*Clupea harengus*) (KOŁODZIEJSKA et al., 2008); tilapia (*Oreochromis niloticus*) (ALFARO & SILVA, 2010); catfish (*Clarias gariepinus*) (BILUCA et al., 2011); bighead carp (*Hypophthalmichthys nobilis*) (TU et al., 2015); wami tilapia (*Oreochromis urolepis hornorum*) (ALFARO et al., 2013); lizardfish (*Saurida* spp.) (WANGTUEAI & NOOMHORM, 2019); cobia (*Rachycentron canadum*) (SILVA et al., 2014); skipjack tuna (*Katsuwonus pelamis*), dog shark (*Scoliodon sorrakowah*) and rohu (*Labeo rohita*) (SHYNI et al., 2014); yak (*Bos grunniens*) (Xu et al., 2017); channel catfish (*Ictalurus punctatus*) (DUAN et al., 2018).

## 2.5 RESÍDUOS DA INDÚSTRIA PESQUEIRA: APROVEITAMENTO E AGREGAÇÃO DE VALOR

O aumento da produção pesqueira e, conseqüentemente, do volume do pescado processado mundialmente, tem gerado uma grande quantidade de resíduos e subprodutos tanto líquidos (águas residuais) como sólidos (pele, ossos, vísceras, nadadeiras e cabeças) (DOODE, 1996; GILDBERG, 1992). Estes subprodutos são responsáveis por 50-70g/100g de peso total dos peixes (KITTIPIHATTANABAWON et al., 2005) e, por se tratar de produtos altamente perecíveis, possuem uma necessidade significativa de tratamento.

Os resíduos da indústria pesqueira apresentam uma composição rica em compostos orgânicos e inorgânicos (SEIBEL & SOARES, 2003). Atualmente são utilizados como alimentos de baixo valor e como fertilizantes ou são simplesmente descartados no ambiente sem tratamento prévio, causando poluição ambiental e ocasionando numerosos efeitos negativos sobre ecossistemas marinhos, pois não possuem valor comercial (LI et al., 2013). Entre os danos causados ao ambiente marinho estão os impactos nos recursos hídricos e também no solo, podendo alterar a biodiversidade, o que torna o assunto um tema de amplo interesse social. Quando não descartado *in natura* no meio ambiente, tais resíduos possuem um processamento sanitário bastante oneroso para a indústria pesqueira. Assim, preocupados com problemas ambientais, pesquisadores em todo o mundo vem desenvolvendo diversos esforços para obtenção de métodos que possibilitem a transformação desses resíduos em produtos passíveis de utilização (WU, 1995).

A agregação de valor e comercialização dos insumos gerados pela indústria durante o processamento de peixes é uma importante estratégia que visa reduzir o ônus econômico e ambiental desta atividade. Além disso, a utilização destes subprodutos permite à indústria uma produção sustentável que pode gerar receitas adicionais ao faturamento da empresa, bem como minimizar os custos do descarte destes materiais (ARVANITOYANNIS e KASSAVETI, 2008) e ainda gerar novos empregos e oportunidades para a população (LIU et al., 2015).

Há uma necessidade crescente por parte do setor industrial, da descoberta de fontes alternativas para a obtenção de biomoléculas como colágeno, enzimas, polissacarídeos; entre outros. Diversos estudos indicam que os subprodutos do processamento de pescados podem ser

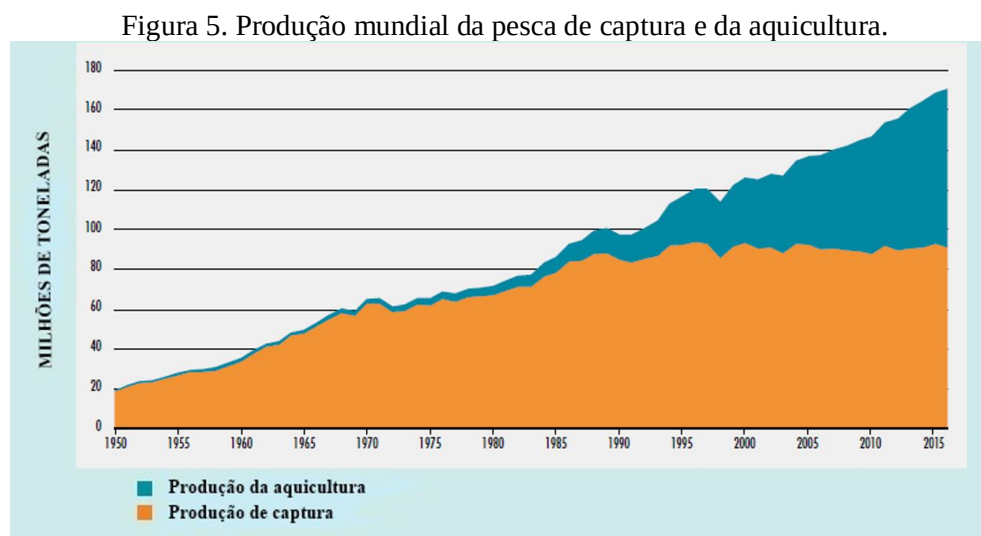
utilizados para este fim, uma vez que essas biomoléculas possuem uma ampla aplicabilidade tecnológica e podem agregar valor ao processamento industrial do pescado além de propiciar a criação de novos setores industriais, contribuindo também com a sustentabilidade econômica e ambiental da indústria pesqueira. Como exemplos de aplicabilidade dessas biomoléculas pode ser destacado o uso de vísceras como fontes de enzimas industriais (FREITAS-JÚNIOR et al., 2012) e a utilização de ossos, pele e escamas de peixes como alternativa ao uso do colágeno e gelatina de mamíferos em alimentos, cosméticos e materiais industriais (LIU et al., 2012).

Além da utilização na produção de hidrolisado proteico, de farinha e óleo de peixe (AIDOS et al., 2001; ARVANITOYANNIS e KASSAVETI, 2008; KHAN et al., 2003), os resíduos da indústria pesqueira (peixes e camarões) são passíveis de aplicação em diversos segmentos do setor industrial, entre eles: na alimentação animal (ARVANITOUANNIS, 1999; KUMAR et al., 2000; ESTEBAN et al., 2006; VALLE et al., 2015; QUINTO et al., 2017); produtos dietéticos (quitosana) (ARVANITOYANNIS et al., 1998; GILDBERG & STENBERG, 2001); pigmentos naturais (SACHINDRA et al., 2006); imobilização de cromo (OZAWA et al., 2003) e de enzimas (AZEVEDO et al., 2016); fertilizante de solo (MORIMURA et al., 2002); embalagens de alimentos (quitosana, gelatina e colágeno) (ARVANITOYANNIS et al., 1998; CARVALHO et al., 2008; GÓMEZ-ESTACA et al., 2009; SANTOS et al., 2017); obtenção de enzimas, principalmente proteases (BEZERRA et al., 2001; 2005; SOUZA et al., 2007; ESPÓSITO et al., 2009a; 2009b; 2010; FREITAS-JÚNIOR et al., 2012; MARCHUSCHI et al., 2010; SILVA et al., 2011), na indústria farmacêutica e de cosméticos (colágeno e gelatina) (BENJAKUL et al., 2010; HEU et al., 2010; HWANG et al., 2007; LIU et al., 2012; ZHANG et al., 2006) e na área médica (colágeno, gelatina e quitosana) (CAHÚ et al., 2017).

## 2.6 PANORAMA DA PESCA E AQUICULTURA

A produção aquícola representa um importante segmento na economia mundial e vem crescendo em ritmo constante ao longo das últimas cinco décadas (Figura 5), com a oferta alimentar aumentando a uma taxa média anual de 3,2%, ultrapassando o crescimento da população mundial em 1,6%. Segundo dados da Organização das Nações Unidas para a Agricultura e a Alimentação (FAO), o consumo mundial de peixe per capita aparente aumentou

de 9,0 kg em 1961 para 20,2 kg em 2015. Estimativas preliminares apontam um crescimento continuado, excedendo até 20,5 kg em 2016 a 2017 (FAO, 2018).



Fonte: FAO, 2018.

O desenvolvimento do mercado pesqueiro tem sido impulsionado por uma combinação de fatores, como a redução de desperdício e consequente melhor utilização, o crescimento demográfico e crescente demanda, aumento da renda e urbanização, além de ser facilitado pela forte expansão da produção de peixes e canais de distribuição mais eficientes (FAO, 2016).

O Brasil é banhado por uma costa marítima de 8,5 mil quilômetros, possuindo 12% de toda a água doce do planeta e ainda 8,2 bilhões de metros cúbicos de água distribuídos em rios, lagos, açudes e represas. Com condições ambientais e climáticas favoráveis e grande diversidade de espécies aquáticas tem potencial para se tornar um dos maiores produtores de pescado do mundo, tanto por meio das atividades de pesca como também da aquicultura, gerando negócios, inclusão social, emprego e renda (MPA, 2014).

Segundo a Organização Mundial de Saúde (OMS), o pescado é a proteína animal mais saudável e consumida do mundo, sendo responsável pela oferta de 50% do que é consumido pela população mundial. Os brasileiros ultrapassam o consumo mínimo de pescado recomendado pela OMS que é de 12 quilos por habitante ao ano, chegando a 14,5 kg por habitante/ano de acordo com o levantamento feito em 2013 (MPA, 2013). O aumento da demanda e do consumo de

peixes de água doce e salgada se dá pela combinação de vários fatores, principalmente pelos seus benefícios nutricionais, como alto teor do ácido graxo poliinsaturado ômega 3, bem como de proteínas de boa qualidade e seu baixo teor de colesterol (WIDJAJA et al., 2009).

Segundo o relatório publicado pela FAO em 2018, o Brasil deve registrar um crescimento de 104% na produção de pesca e aquicultura em 2025, sendo a maior produção da região, seguida de México (54,2%) e Argentina (53,9%). O crescimento continuado no país se deve aos investimentos feitos no setor nos últimos anos, o que aumentam as suas chances de se tornar um dos grandes produtores.

## 2.7 PESCADA AMARELA (*Cynoscion acoupa*)

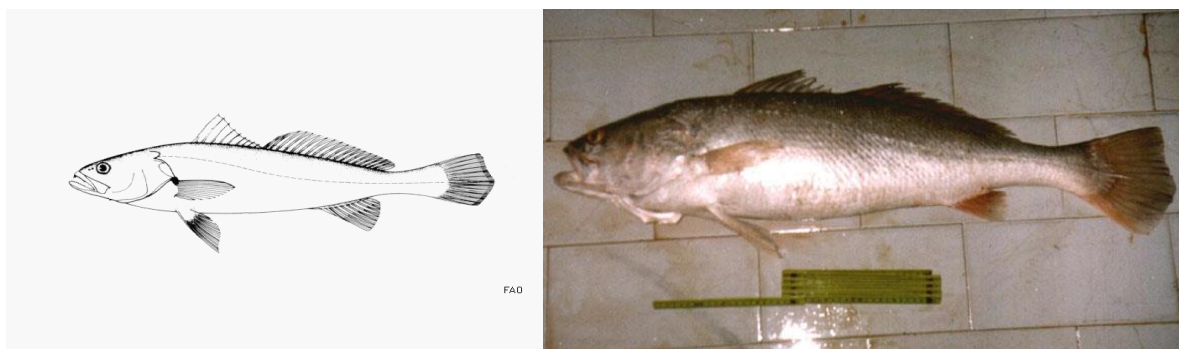
Pescada é uma designação comum a diversos tipos de peixes teleósteos e, no Brasil, a maioria pertence à ordem perciformes, especialmente os do gênero *Cynoscion*, estes com vinte e quatro espécies pertencentes ao gênero no total. A pescada amarela, *Cynoscion acoupa* (LACEPÉDE, 1801), uma espécie pertencente à família Sciaenidae (Tabela 3), é a maior espécie do seu gênero no país e também é conhecida pelos nomes de calafetão, cambucu, cupa, guatupura, pescada-cascuda, pescada-de-escama, pescada-dourada, pescada-ticupá, pescada-verdadeira, tacupapirema, ticoá, ticupá e tucupapirema (Figura 6).

Tabela 3 – Sistemática filogenética da pescada amarela (*Cynoscion acoupa*) (LACEPÉDE, 1801).

|         |                         |
|---------|-------------------------|
| Reino   | Animalia                |
| Filo    | Chordata                |
| Classe  | Actinopterygii          |
| Ordem   | Perciformes             |
| Família | Sciaenidae              |
| Gênero  | <i>Cynoscion</i>        |
| Espécie | <i>Cynoscion acoupa</i> |

Fonte: <http://fishbase.se/summary/Cynoscion-acoupa.html>

Figura 6. *Cynoscion acoupa* – (A) figura esquemática; (B) Exemplar abatido.



Fonte: <http://www.fishbase.org/summary/1169#> por Vaske Jr, T.

Esta espécie possui uma ampla faixa de distribuição, ocorrendo em todo o atlântico ocidental, desde o Panamá até a Argentina, passando por todo o litoral brasileiro (Figura 7). É uma espécie nectônica (movimenta-se ativamente nas águas dos oceanos), demersal (vive a maior parte do tempo em associação com o substrato) e costeira de águas rasas, vivendo em profundidades de 1 a 20 m. Comum nas águas frescas e salobras dos estuários, lagoas estuarinas, desembocadura dos rios e podem adentrar na água doce (SZPILMAN, 2000; Fishbase, 2018). Os espécimes juvenis são restritos às águas salobras e doces.

Figura 7. Distribuição geográfica da pescada amarela (*Cynoscion acoupa*).



Fonte: <http://www.fishbase.org/summary/1169#> por AquaMaps.

São espécies encontrados em pequenos e grandes cardumes, alimentando-se principalmente de peixes e crustáceos. Reproduz-se na primavera e no verão e as larvas se desenvolvem em águas rasas e de baixa salinidade (MATOS & LUCENA, 2006). Possui em sua maturidade um tamanho médio de 45 a 53 cm, podendo chegar a um comprimento máximo de 130 cm, e peso máximo publicado de 17 kg (FishBase, 2015).

Dos tipos de embarcações utilizadas para a atividade pesqueira, a *C. acoupa* está presente como uma espécie capturada por meio de canoas motorizadas, barcos de pequeno e médio porte e barcos industriais (SOUZA-JÚNIOR et al., 2012). Embora a importância desse recurso seja facilmente comprovada pelo volume desembarcado e relevância socioeconômica, não existe legislação específica para essa espécie (LOPES et al., 2012).

A pescada amarela é um representante importante da pesca nacional e de grande valor comercial, sendo apreciada também na pesca esportiva. Frequente nos mercados em geral, é comercializada nas formas fresca, congelada ou salgada. Seu valor comercial se deve tanto pela qualidade da carne, rica fonte de proteína com baixo teor de lipídeos e colesterol, como também pela bexiga natatória, denominada de “grude”, com alto valor agregado no mercado europeu e asiático, sendo utilizada para a elaboração de emulsificantes e clarificantes (CERVIGÓN, 1993; WOLFF et al., 2000; FIGUEIRÊDO et al., 2010). Segundo os últimos dados do extinto Ministério da Pesca e Aquicultura (MPA, 2013), a produção pesqueira extrativa nacional de pescada amarela no ano de 2011 foi de 21.074 t, sendo esta a quarta espécie de peixe mais capturada do país naquele ano.

Devido ao seu potencial, considerável consumo e bom rendimento de extração de colágeno e produção de gelatina a partir de seus resíduos, *C. acoupa* é uma espécie de peixe bastante atraente para tal finalidade, sendo uma espécie escolhida para potenciais utilizações e aplicações biotecnológicas diversas.



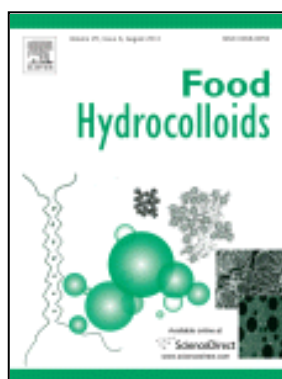
### 3 OBJETIVOS

#### 3.1 OBJETIVO GERAL

Produzir e caracterizar gelatina obtida a partir de escamas e da pele do peixe pescada amarela (*Cynoscion acoupa*), além de propor sua aplicação biotecnológica nas indústrias alimentícia e de cosméticos.

#### 3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Produzir gelatina a partir do resíduo de processamento (escamas e pele) do peixe pescada amarela (*Cynoscion acoupa*);
- Determinar as propriedades físico-químicas e reológicas da gelatina obtida;
- Desenvolver o protótipo de um produto cosmético utilizando a gelatina de *C. acoupa* em sua formulação;
- Caracterizar físico-quimicamente o protótipo cosmético produzido;
- Desenvolver o protótipo de um produto alimentício utilizando a gelatina de *C. acoupa* em sua formulação;
- Caracterizar físico-quimicamente o protótipo alimentício produzido.

**4 ARTIGO 1****Gelatin from the acoupa weakfish (*Cynoscion acoupa*) fish skin and scales: production and characterization**

**A ser submetido no periódico FOOD HYDROCOLLOIDS  
(ISSN: 0268-005X)**

**Gelatin from the acoupa weakfish (*Cynoscion acoupa*) fish skin and scales: production and characterization**

Flávia Thuane Duarte do Monte<sup>a</sup>; Helane Maria Silva da Costa<sup>a</sup>, Robson Coelho de Araújo Neri<sup>a</sup>; Augusto César Vasconcelos de Freitas Júnior<sup>b</sup>; Luiz Bezerra de Carvalho Júnior<sup>a</sup>; Ranilson de Souza Bezerra<sup>a</sup>

<sup>a</sup> Laboratório de Enzimologia (LABENZ), Departamento de Bioquímica – CB, Universidade Federal de Pernambuco, Brazil.

<sup>b</sup> Departamento de Biologia Molecular (DBM), Centro de Ciências Exatas e da Natureza (CCEN), Universidade Federal da Paraíba (UFPB), Cidade Universitária, 58051-900, João Pessoa, PB, Brazil.

Author for correspondence:

Ranilson Souza Bezerra

Laboratório de Enzimologia – LABENZ, Departamento de Bioquímica – CCB, Universidade Federal de Pernambuco, Cidade Universitária, 50670-910, Recife, PE, Brazil.

Telephone: +55 81 21268540

E-mail: ransoube@uol.com.br

## Abstract

A gelatina foi obtida a partir de escamas e pele de pescada amarela com rendimentos de 27,33% e 42%, respectivamente (peso seco) e caracterizada com sucesso. O SDS-PAGE (12,5%) mostrou que o padrão de bandas de gelatina obtido consistia em cadeias  $\alpha$  1 e  $\alpha$  2, assim como cadeias  $\beta$  e  $\gamma$ , sendo caracterizada como derivada da hidrólise parcial do colágeno tipo I. As gelatinas de escama e de pele de *C. acoupa* apresentaram glicina como principal aminoácido (220 resíduos / 1000 resíduos), seguida de prolina e hidroxiprolina (127 e 100 resíduos / 1000 resíduos), respectivamente. O pH foi 5,78 para gelatina de escamas e 6,68 para gelatina de pele do peixe em estudo. O teor médio de umidade, lipídios, proteínas e cinzas da gelatina de escama e pele foram  $7,55 \pm 1,5\%$  e  $17,16 \pm 0,85\%$ ,  $0,76 \pm 0,03\%$  e  $0,73 \pm 0,08\%$ ,  $87,02 \pm 0,79\%$  e  $77,15 \pm 1,67\%$ , e  $4,65 \pm 0,23\%$  e  $5,5 \pm 0,54\%$ , respectivamente. O espectro de absorção ultravioleta (UV) mostrou uma absorção máxima em 228 nm para a gelatina de escama e 230 nm para a gelatina de pele do peixe *C. acoupa*, valores semelhantes aos encontrados para a gelatina comercial. Os valores encontrados para L\* (brilho), a\* (vermelho / verde) e b\* (amarelo / azul) foram 107,97; 0,55 e 6,63 para gelatina em flocos e 111,56; 1,63 e 8,38 para gelatina de pele. Os resultados da análise sensorial mostraram que a gelatina teve boa aceitação de escamas e odor semelhante ao da gelatina comercial, exigindo maior cuidado nas etapas de obtenção de gelatina da pele da pescada amarela ou direcionando este produto para uma aplicação industrial na qual seu odor característico não interfira. As taxas de formação de espuma (FE) e estabilidade de espuma (EE) foram 1,01 e 1,0 para gelatina obtida das escamas e 1,49 e 1,52 para gelatina obtida da pele, respectivamente. As gelatinas obtidas a partir das escamas e pele de *C. acoupa* apresentaram características peculiares como alto potencial de gelificação em baixas temperaturas e baixa viscosidade em temperaturas a partir de 20°C. Nos espectros, foram encontrados valores semelhantes aos encontrados para gelatinas de outras espécies de peixes. A gelatina da pele de *C. acoupa* apresentou maior estabilidade térmica e estrutural quando comparada a gelatina comercial, sugerindo um maior número de conexões e conexões mais complexas do que a gelatina de escama da mesma espécie de peixe. Os resultados obtidos neste estudo indicam a possibilidade da utilização de escamas e pele de pescada amarela como fonte de gelatina, com grande potencial para aplicações biotecnológicas.

**Keywords:** Gelatina de peixe; Macromoléculas bioativas; Resíduos do processamento de pesca.

## 1. Introdução

De acordo com dados da Organização das Nações Unidas para Alimentação e Agricultura (FAO), o consumo anual de alimentos marinhos cresceu nas últimas três décadas e deve crescer 50% até 2030. A produção mundial de aquicultura aumentou aproximadamente 20% no período 2000 a 2012, de 131 milhões de toneladas em 2000 para 158 milhões de toneladas em 2012 (FAO, 2014).

Por ser um produto altamente perecível, os produtos pesqueiros precisam ser processados, e do processamento dessa grande quantidade de pescado, um volume significativo de subprodutos da indústria, como vísceras, ossos, pele, escamas, nadadeiras e cabeças, são pouco utilizados pelos pescadores. Menos de 50% do peso do pescado corresponde ao produto final vendido, o filé (Doode, 1996). Este fato representa um grande desafio para os empresários e comunidade científica interessados em buscar estratégias para que a produção de organismos aquáticos, seja oriunda do extrativismo ou da aquicultura, se transforme em uma atividade sustentável.

É crescente a necessidade de descoberta de fontes alternativas para a obtenção de biomoléculas como, por exemplo, o colágeno e a gelatina. O colágeno é atualmente uma das biomoléculas de maior interesse comercial. Vários estudos (Ahmad et al., 2012; Moreno et al., 2012; Muthukumar et al., 2014; Nalinanon et al., 2011; Shakila et al., 2012; Wang et al., 2011) demonstraram que subprodutos do processamento do pescado (ossos, pele, escamas e bexiga natatória) podem ser utilizados para esse fim. Essa proteína fibrosa é um importante biomaterial e seu uso industrial se deve às suas propriedades, que incluem biodegradabilidade, baixa antigenicidade e propriedade direta de adesão celular. Pelas suas características, o colágeno tem

85 aplicabilidade em diversos segmentos industriais, como cosméticos, alimentícios,  
86 farmacêuticos e médicos (Hwang et al., 2007).

87 A gelatina é um polipeptídeo solúvel que não ocorre naturalmente e é derivado da  
88 hidrólise parcial do colágeno. É uma substância sem cor e aroma, solúvel em água quente (Alfaro  
89 e Silva, 2010). Segundo Schott (2001), dependendo do material utilizado, do processo de pré-  
90 tratamento empregado e da intensidade da hidrólise, vários tipos de gelatina com propriedades  
91 diferentes podem ser obtidos. Por meio da extração ácida, a gelatina obtida é classificada como  
92 Tipo A que apresenta ponto isoelétrico entre 7 e 9; nesse processo, ocorre a reorganização física  
93 da estrutura e alterações hidrolíticas mínimas, resultando em uma ampla faixa de distribuição da  
94 massa molar (Prestes et al., 2013). O produto obtido da hidrólise alcalina é denominado gelatina  
95 Tipo B, que possui um ponto isoelétrico entre 4,7 e 5,5. Este processo é mais drástico e resulta  
96 em menor intervalo de distribuição da massa molar (Damoradan et al., 2010).

97 Na indústria de alimentos, o colágeno e a gelatina são usados em doces, produtos com  
98 baixo teor de gordura, laticínios, produtos de panificação e produtos cárneos (Karim e Bhat,  
99 2009). Na indústria farmacêutica e na medicina, o colágeno e a gelatina são utilizados, por  
100 exemplo, como implantes vítreos, carreadores de drogas, suporte enzimático, esponjas, curativos,  
101 infusões intravenosas, compostos biologicamente ativos, bem como seu uso no tratamento de  
102 doenças (Zhang et al., 2006) e também amplamente utilizado na fabricação de cápsulas duras e  
103 moles, expansores de plasma e no tratamento de feridas (Karim e Bhat, 2009). A gelatina é um  
104 produto amplamente utilizado em vários produtos comerciais, por exemplo, gelatina comercial e  
105 fotográfica (Senaratne et al., 2006). No que diz respeito à construção, a gelatina tem potencial  
106 para ser aplicada como um adesivo industrial biodegradável.

A pele e os ossos de bovinos e suínos são geralmente as principais fontes de colágeno e gelatina; entretanto, devido à existência de zoonoses (BSE, Encefalopatia Espongiforme Transmissível - TSE e FMD), bem como barreiras impostas por algumas religiões, há uma grande demanda na busca por fontes alternativas e mais seguras para a obtenção deste composto (Liu et al., 2012). Dentre eles, os peixes merecem destaque principalmente devido à sua alta disponibilidade, ausência de risco de transmissão de doenças, barreiras religiosas, alto rendimento de extração e ausência de toxicidade (Senaratne et al., 2006). Como essas biomoléculas possuem ampla aplicabilidade tecnológica, o aumento de sua oferta pode propiciar a criação de novos setores industriais, contribuindo para a sustentabilidade econômica e ambiental de toda a cadeia produtiva envolvida.

Assim, com o desenvolvimento acentuado da aquicultura brasileira no início do século XXI e, conseqüentemente, o aumento do processamento do pescado, torna-se viável e ecologicamente necessário obter e utilizar biomoléculas extraídas dos insumos do processamento do pescado para aplicações biotecnológicas, na exploração de nichos de interesse comercial e com melhor aproveitamento desse recurso biológico.

## **2. Materiais e Métodos**

**Coleta e obtenção das escamas e pele:** As escamas e pele de pescada amarela foram obtidas na indústria local de processamento de produtos pesqueiros Noronha Pescados LTDA (Recife / PE, Brasil) e transportadas para o Laboratório de Enzimologia (LABENZ), Universidade Federal de Pernambuco (Recife / PE, Brasil) que realizou sua moagem. As escamas e a pele obtidas foram lavadas em água destilada fria e armazenadas a -20 °C até o uso.

**Extração da gelatina presente nas escamas e pele do peixe e cálculo do rendimento:** A extração da gelatina das escamas e da pele foi realizada de acordo com Jongjareonrak et al. (2006) com modificações. As escamas e a pele foram lavadas em água destilada fria e processadas separadamente. Para remover as proteínas solúveis, o material foi homogeneizado com NaOH 0,2M a 4°C. Foi então lavado com água destilada até pH neutro ou ligeiramente básico ser obtido. O clareamento e a retirada da gordura presente na pele foram realizados de acordo com Kolodziejska et al. (1999) e Nagai e Suzuki (2000) por lavagem com 3% de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> e 10% de álcool butílico, respectivamente. Para realização da descalcificação, as escamas foram homogeneizadas com solução de EDTA 0,5M pH 7,5 a 4°C. O material obtido após os passos descritos acima foi homogeneizado em ácido acético 0,05M à temperatura ambiente. Em seguida, a pele e as escamas tratadas foram imersas em água destilada com homogeneização constante por 12h. Após a extração, o material foi filtrado e liofilizado. O material seco foi chamado de pó de gelatina. O rendimento de extração das gelatinas foi calculado com base no peso final das gelatinas liofilizadas em comparação com o peso inicial das escamas e da pele.

**Aminograma:** O teor de aminoácidos das gelatinas foi determinado pelo Centro de Química de Proteínas da Faculdade de Medicina de Ribeirão Preto (Universidade de São Paulo, USP). As amostras de gelatina liofilizada foram hidrolisadas em HCl 6N contendo 0,01% (v/v) de fenol a 110°C por 22h. O grau de hidroxilação da prolina foi calculado como a porcentagem de hidroxiprolina nos iminoácidos totais.



**pH:** O pH das soluções de gelatina a 1% (p/v) dissolvidas em água destilada foi medido a 25°C (Cheow et al., 2007).

**Espectro de absorção UV:** O espectro de absorção UV das amostras de gelatina foi realizado de acordo com Huang et al. (2011), usando o espectrofotômetro SmartSpec Plus (Bio-Rad). Amostras (1 mg/mL) foram dissolvidas em ácido acético 0,5M. O espectro de absorção de UV foi medido na faixa de comprimento de onda de 200-600nm.

**Composição centesimal:** Todas as amostras experimentais foram analisadas em triplicado para composição aproximada seguindo métodos padrão (AOAC, 1995). A proteína bruta ( $N \times 6,25$ ) foi determinada pelo método Kjeldahl usando o aparelho Kjeldahl (TE - 036/1, Tecnal, Brasil). O lipídio bruto foi determinado pelo método de extração com éter usando o Sistema Soxtec (TE - 044 Tecnal, Brasil). A umidade foi determinada secando uma amostra a um peso constante a 105°C. O teor de cinzas foi determinado pela combustão de uma amostra em uma mufla a 550°C por 8 h.

**Determinação da capacidade de formação da espuma (FE) e estabilidade da espuma (EE):** A capacidade de formação (FE) e a estabilidade da espuma (EE) das soluções de gelatina foram realizadas de acordo com Cho et al. (2004). O volume de FE e EE foram calculados de acordo com as fórmulas abaixo:

$$FE = \frac{\text{volume da espuma (mL)} + \text{vol.do líquido (mL)}}{\text{Volume inicial da solução (mL)}}$$

$$\text{Volume inicial da solução (mL)}$$

$$EE = \text{Volume da espuma (mL)} + \text{Volume inicial do líquido (mL)}$$

$$\text{Volume da espuma (mL)} + \text{Volume do líquido (depois de 30 ou 60 min)}$$

**Cor e turbidez:** A cor das amostras de pó de gelatina foi determinada usando o colorímetro Minolta Chroma Meter CR400 (Konica Minolta, Japão) com base em três coordenadas de cor, chamadas L \* (brilho), a \* (vermelho / verde) e b \* (amarelo / azul). As leituras foram realizadas em triplicatas para cada amostra. Um ladrilho branco (placa de calibração Minolta) foi utilizado para padronizar o equipamento.

**Viscosidade:** A viscosidade (mPas) das soluções de gelatina (6,67g / 100ml) da pescada amarela foi determinada pelo método descrito por Cho et al. (2005) com modificações, utilizando o viscosímetro digital MVD-20 (Marte Científica, Brasil) na faixa de 10°-70°C.

**Eletroforese em gel de poliacrilamida (SDS-PAGE):** SDS-PAGE foi realizada de acordo com Laemmli (1970), usando um gel de empilhamento de 4% (p/v) e um gel de separação de 7,5% (p/v). As amostras de gelatina (25µg de proteína) foram misturadas com 5% (p/v) SDS e aquecidas em um banho (IKA® Works Inc., China) a 100°C por 5 minutos e carregadas no gel de poliacrilamida e submetido a eletroforese em corrente constante de 12 mA/gel, utilizando sistema de eletroforese vertical (Vertical Electrophoresis System Bio-Rad 143 Laboratories, Inc.). Após a eletroforese, o gel foi corado com 0,05% (p/v) de Coomassie Blue R-250 em 15% (v/v) de metanol e 5% (v/v) de ácido acético por 10 minutos e destinado com a mistura de 30% (v/v) metanol e ácido acético a 10% (v/v) durante 12h. Gelatina bovina (Sigma-Aldrich Co., St. Louis, MO) também foi preparada seguindo procedimento semelhante e 10µl foram aplicados como

gelatina padrão. Marcadores de proteínas de alto peso molecular (GE Healthcare UK Limited, Buckinghamshire, UK) foram usados para estimar o peso molecular das proteínas.

**Análise sensorial (odor):** A avaliação sensorial das gelatinas produzidas foi realizada por 40 provadores não treinados, constituídos por pessoas maiores de idade e de ambos os sexos. As amostras foram apresentadas aleatoriamente em frascos de vidro codificados como GE e GP de acordo com a amostra de gelatina analisada, juntamente com um formulário de avaliação (Anexo A). Foi feita uma comparação sensorial entre as gelatinas experimentais com a comercial denominada "GC". Para avaliação das respostas, foi utilizado um questionário, no qual os voluntários manifestaram sua aceitação seguindo uma escala hedônica pré-estabelecida. Foi utilizada a escala hedônica de 0 a 5 pontos, sendo o ponto 0 - Sem odor, 1- Muito leve e somente perceptível na avaliação cuidadosa, 2- Leve mas facilmente perceptível, 3- Forte mas não ofensivo, 4- Forte e ofensivo e 5- Muito forte e muito ofensivo. As pontuações finais obtidas por atributo foram utilizadas como respostas ao planejamento experimental (Lazzarotto et al., 2008).

**Espectroscopia de infravermelho - FTIR:** A espectroscopia FTIR das amostras foi analisada de acordo com o protocolo de Singh et al. (2011) com algumas modificações. Os grupos funcionais foram identificados por meio de um espectrofotômetro de infravermelho transformada de Fourier (Agilent Technologies Cary 630FITR), módulo ATR. As amostras de gelatina (10mg) foram prensadas e os espectros de transmissão coletados por resolução de 8,4 varreduras, e sob varredura de 4000 a 750  $\text{cm}^{-1}$  de radiação infravermelha.

**Calorimetria Exploratória diferencial (DSC):** A estabilidade térmica das gelatinas das escamas e da pele do pescoço acoupa foi determinada por Calorimetria de Varredura Diferencial (DSC). As transições térmicas foram monitoradas por aquecimento usando um analisador térmico simultâneo STA 449 F3 - JUPITER / NETZSCH. As transições térmicas foram por aquecimento da amostra de 26 a 80 ° C. Foi utilizada uma taxa de varredura de 10 ° C / h. Os termogramas resultantes foram analisados pelo software ORIGIN DSC fornecido pela Microcal Inc. (Northampton, EUA).

### **3. Resultados e Discussão**

#### ***Rendimento da gelatina***

A gelatina é uma mistura de peptídeos e proteínas produzida pela hidrólise parcial do colágeno. A qualidade da gelatina depende de suas propriedades físico-químicas, propriedades reológicas e do método de extração (Sarbon et al., 2013). As propriedades de gelificação, formação de espuma e emulsificação da gelatina permitem sua ampla aplicação nas indústrias alimentícia, farmacêutica, fotográfica e cosmética. Uma propriedade única da gelatina é a capacidade de formar géis reversíveis ao calor, com temperatura de fusão próxima à do corpo humano e solubilidade em água (Zhou et al., 2006). Na indústria de alimentos, por exemplo, a gelatina é utilizada para melhorar a elasticidade, consistência e estabilidade dos alimentos, bem como na produção de geleias, doces, filmes comestíveis, encapsulamento, clarificação de sucos de frutas, processamento de laticínios e sopas (Shakila et al., 2012, Sarbon et al., 2013).

O rendimento de extração da gelatina das escamas de pescada amarela (*C. acoupa*) foi de 27,33% e 42% para a pele (peso seco). Este resultado permite o aproveitamento dos resíduos do

processamento (escamas e pele) da *C. acoupa* como fonte alternativa e de baixo custo para a produção de gelatina bovina e suína. O rendimento obtido para a gelatina de escamas dos peixes em estudo foi superior ao encontrado para a gelatina de escamas de tilápia preta (*Oreochromis niloticus*) (16%) (Zakaria & Bakar, 2015). Para os resultados da gelatina de pele, valores semelhantes foram encontrados para *Salmo salar* (39,7%) (Arnesen e Gildberg, 2007); *Sepia pharaonis* (36,83 - 37,14%) (Aewsiri et al., 2009); *Oreochromis nilotica* (39,97%) (Jamilah et al., 2011). A gelatina extraída da pele de frango teve um rendimento de 16% (Sarbon et al., 2013). Esta grande variação no rendimento da extração da gelatina obtida dos resíduos da pesca pode ser atribuída a, entre outros, perda de colágeno durante o processo de extração, lixiviação durante os processos de lavagem, hidrólise incompleta do colágeno (Jamilah & Harvinder, 2002), diferenças no conteúdo de colágeno e sua composição nas estruturas utilizadas. Além disso, o rendimento também é influenciado pela temperatura e pH de extração, bem como pela concentração da solução alcalina ou ácida (Ninan et al., 2009).

### ***Distribuição do peso molecular da gelatina***

As gelatinas obtidas a partir das escamas e pele da pescada amarela foram analisadas por eletroforese, usando o gel a 12,5% (Figura 1). Ambas as gelatinas apresentaram distribuição de pesos moleculares típica de gelatina comercial. As gelatinas obtidas são compostas por duas cadeias  $\alpha$  diferentes ( $\alpha 1$  e  $\alpha 2$ ), seus dímeros (cadeia  $\beta$ ) e trímeros (cadeia  $\gamma$ ), característica do colágeno do tipo I, além de fragmentos de proteína de baixo peso molecular. A força do gel depende do conteúdo relativo das cadeias, como os componentes  $\alpha$ ,  $\beta$  e  $\gamma$ , o teor de proteínas com alto peso molecular e os fragmentos de baixo peso molecular (Gomez-Guillen et al., 2002; Johnston-Banks, 1990; Mohtar et al., 2010). Resultados similares tem sido relatados em trabalhos

recentes, como *Hypophthalmichthys nobilis* (Tu et al., 2015); wami tilapia (Alfaro et al., 2013), *Rachycentron canadum* (Silva et al., 2014), *Katsuwonus pelamis*, *Scoliodon sorrakowah* and *Labeo rohita* (Shyni et al., 2014), *Pangasianodon hypophthalmus* (Singh & Benjakul, 2017).

As propriedades funcionais da gelatina são dependentes da distribuição dos diferentes componentes do colágeno (cadeias  $\alpha$ ,  $\beta$  e  $\gamma$ ), de seus pesos moleculares, e da razão entre as cadeias  $\alpha_1$  e  $\alpha_2$ , além das diferenças no conteúdo de iminoácidos (Jhonston-Banks, 1990; Montero et al., 2002).

### **Aminograma da gelatina**

A composição de aminoácidos presente nas gelatinas é mostrada na Figura 2. A gelatina extraída de escamas e pele apresentou glicina como o principal aminoácido (220 resíduos / 1000 resíduos), seguida por prolina e hidroxiprolina (127 e 100 resíduos / 1000 resíduos), respectivamente. A glicina é o aminoácido mais predominante na gelatina, e pode ser responsável por até 1/3 do total de aminoácidos presentes (Arnesen & Gildberg, 2002). Observou-se um alto teor de ácido glutâmico, arginina e alanina, porém baixo teor de tirosina, histidina e isoleucina. De acordo com Balti et al. (2011), a ausência de cisteína é característica de todas as gelatinas, fato também observado para as gelatinas do presente trabalho.

A proporção de iminoácidos (prolina + hidroxiprolina) presentes na gelatina de escamas e nas amostras de pele foi de 227 resíduos / 1000 resíduos, respectivamente. Esses resultados foram superiores aos encontrados para as gelatinas extraídas de *Katsuwonus pelamis* (73,9 e 93,2 resíduos / 1000 resíduos, Aewsiri et al., 2008); *Sepia officinalis* (180 e 219 resíduos / 1000 resíduos; Balti et al., 2011), *Loligo formosana* (154-184 resíduos / 1000 resíduos; Nagarajan et al., 2012) e *Salaria basilisca* (100 resíduos / 1000 resíduos; Ktari et al., 2014). Esta variação no

conteúdo de iminoácidos, especialmente Hyp, nas diferentes espécies de peixes deve-se às diferenças de habitat, sendo a temperatura um fator importante que influencia a estabilidade térmica dos colágenos.

As propriedades da gelatina são amplamente influenciadas pela composição de aminoácidos e sua distribuição molecular (Gomez-Guillen et al., 2009). De acordo com Riesle et al. (1998), o anel pirrol presente na prolina e na hidroxiprolina impõe restrições à cadeia polipeptídica e auxilia na estabilidade da tripla hélice. A hidroxiprolina desempenha um papel fundamental na estabilização da cadeia tripla da hélice do colágeno devido à sua capacidade de formar ligações de hidrogênio por meio de seu grupo hidroxila (Nagarajan et al., 2014) e, portanto, os iminoácidos desempenham um papel na gelificação da gelatina (Ahmad & Benjakul, 2011). De acordo com Gimenez et al. (2005), a alanina desempenha um papel importante na propriedade viscoelástica da gelatina.

### ***pH da gelatina***

O pH das gelatinas extraídas a partir de escamas e da pele de pescada amarela foi 5.78 e 6.68, respectivamente (Figure 3). Resultado similar foi encontrado para gelatina de mamífero (6,18) (Shakila et al., 2012) e do peixe *Priacanthus amrur* (6,44) (Binsi et al., 2009). Segundo Shakila et al. (2012), os diferentes métodos de extração, envolvendo tratamentos alcalinos e ácidos podem resultar em diferentes pH da solução de gelatina, tais como 5,38 (*Oreochromis nilotica*), 5,02 (*Clarias batrachus*) e 5,12 (*Pangasius sutchi fowler*) (Jamilah et al., 2011); 4,65 (*Lutjanus campechanus*) e 4,31 (*Epinephelus chlorostigma*) (Shakila et al., 2012).

### ***Composição centesimal***

As gelatinas obtidas a partir das escamas e da pele de pescada amarela apresentaram alto teor de proteína, seguida de umidade, cinzas e vestígios de lipídeos (Figure 4). O teor médio de umidade da gelatina de escamas e de pele foi de  $7,55 \pm 1.5\%$  e  $17,16 \pm 0.85\%$ , respectivamente, valor acima do intervalo informado para gelatinas comerciais que geralmente possuem teor de umidade entre 9-14%, com eventuais amostras fora desse intervalo (Eastoe & Leach, 1977). Sabe-se que o odor peculiar de peixes é devido à presença de gorduras e compostos nitrogenados que possuem grandes quantidades de ácidos graxos insaturados (Grossman & Bergman, 1992). O percentual médio de lipídeos da gelatina de escamas e de pele foi de  $0,76 \pm 0.03\%$  e  $0,73 \pm 0.08\%$ , respectivamente, o que indica que o método de remoção de gorduras utilizado no pré-tratamento da pele foi eficaz. O conteúdo médio de proteína foi de  $87,02 \pm 0.79\%$  para gelatina de escamas e  $77,15 \pm 1.67\%$  para gelatina de pele, valores bastante significativos quando comparados aos níveis de proteínas presentes na gelatina bovina (81,75% a 90,22%) (Sarbon et al., 2013). As amostras de gelatina de escamas e pele apresentaram teor de cinzas de  $4,65 \pm 0.23\%$  e  $5,5 \pm 0.54\%$ , respectivamente, valores superiores ao máximo recomendado (2,6%), porém intermediários quando comparados a dados encontrados na literatura (Jones, 1977; Muyonga et al., 2004). O conteúdo de cinzas não deve ser um fator limitante, apenas indica o conteúdo máximo de cálcio da amostra, informação de grande importância em algumas aplicações da gelatina, como em produtos de confeitaria (Jones, 1977; Alfaro et al., 2013).

### ***Espectros de absorção UV-vis de gelatina***

Na região do UV, a máxima absorção para proteínas ocorre próximo a 280 nm. Contudo, não há descrito na literatura absorção para o colágeno ou gelatina nesta região (Duan et al., 2009;



Zhang et al., 2009). Como mostrado na Figure 3, a absorção máxima para gelatina extraída de escamas e da pele de pescada amarela (*C. acoupa*) foi 228 e 230 nm, valores similares ao encontrado para gelatina comercial (230 nm) (Zhang et al., 2006). Uma maior absorção registrada nessa faixa de comprimento de onda indica a presença de ligações peptídicas nas cadeias polipeptídicas da gelatina, após o período de hidrólise parcial do colágeno (Xu et al., 2017). A determinação da propriedade de absorção de uma solução de gelatina é uma importante ferramenta que influencia as propriedades reológicas e estruturais de um filme, por exemplo a de permeabilidade a UV e luz visível (Shakila et al., 2012).

#### ***Cor e turbidez***

As características de cor para as gelatinas obtidas a partir das escamas e pele da pescada amarela estão apresentadas na Figure 3. Os valores encontrados para L\* (luminosidade), a\* (vermelho/verde) e b\* (amarelo/azul) foram 107,97; 0,55 e 6,63 para gelatina de escamas e 111,56; 1,63 e 8,38 para gelatina de pele. Estes valores corroboram com os encontrados para gelatinas obtidas em diversos organismos aquáticos (Aewsiri et al., 2008; Balti et al, 2011; Jamilah et al., 2011; Bougatef et al., 2012; Ktari et al., 2014). Segundo Jones (1977), uma gelatina satisfatória deve ter pouca cor. A cor das gelatinas depende das matérias-primas utilizadas e, em geral, a cor não influencia as propriedades funcionais das gelatinas (Ockerman & Hansen, 2000). Como mencionado, as gelatinas obtidas de escamas e pele da pescada amarela, no seu estado seco em pó, apareceram na cor amarelo claro. Isto pode ser um atributo positivo, uma vez que é mais fácil de incorporar esta gelatina em qualquer sistema alimentar sem lhe conferir um forte qualquer atributo de cor ao produto.

### 358 ***Análise sensorial***

359 Os resultados da análise sensorial do odor das gelatinas obtidas e comercial estão  
360 apresentados na Figure 5. De acordo com esses resultados foi observado que 37,5% dos  
361 avaliadores atribuíram a nota 2 (“Leve, mas facilmente perceptível”) para a gelatina bovina  
362 comercial, seguida pela nota 1 (“Muito leve e apenas perceptível na avaliação cuidadosa”) com  
363 27,5% dos votos e nota 0 (“Sem odor”) com 22,5%, totalizando 87,5% dos votos. Para a gelatina  
364 obtida das escamas, 35% dos avaliadores atribuíram à amostra nota 2 da escala hedônica, seguida  
365 pela nota 1 com 30% dos votos. Por fim, 32% dos avaliadores atribuíram a nota 3 à gelatina  
366 obtida da pele de pescada amarela (“Forte, mas não ofensivo”), porcentagem igualmente votada  
367 para a nota 4 (“Forte e ofensivo”) e seguida de 25% dos votos para a nota 2 da escala. Boa parte  
368 dos avaliadores sentiram odor de frutos do mar na amostra 3 (gelatina de pele da pescada  
369 amarela), o que justifica a maior quantidade de votos de odor forte para este exemplar. De  
370 maneira geral, os resultados demonstraram que houve uma boa aceitação da gelatina de escamas  
371 e odor similar ao da gelatina comercial, sendo necessário um maior cuidado nas etapas de  
372 obtenção da gelatina de pele da pescada amarela ou direcionamento deste produto a uma  
373 aplicação industrial em que não haja interferência do seu odor característico, como por exemplo  
374 na produção de filmes para aumentar o tempo de prateleira dos filés de peixe no mercado.

375

### 376 ***Capacidade de formação e estabilidade da espuma da gelatina***

377 A formação de espuma geralmente é controlada pelo transporte, penetração e  
378 reorganização das moléculas de proteínas na interface ar-água. Uma proteína deve ser capaz de  
379 migrar rapidamente para a interface ar-água, desdobrando e rearranjando na interface para  
380 expressar a boa capacidade de formação de espuma (Halling, 1981). As taxas de formação de

espuma (FE) e a estabilidade da espuma (EE) foram 1,01 e 1,0 para gelatina obtida das escamas e 1,49 e 1,52 para gelatina obtida de pele, respectivamente. Shakila et al. (2012) obtiveram os valores 2,20 (FE) e 1,64 (EE); 2,08 (FE) e 1,46 (EE) para as gelatinas obtidas a partir dos ossos dos peixes *L. campechanus* e *E. chlorostigma*; e 1,92 (FE) e 1,44 (EE) para gelatina comercial. A taxa de FE da gelatina dos peixes *Labeo rohita* e *Cyprinus carpio* foi 2,55 e 2,45; enquanto que a taxa de EE foi 1,83 e 1,91, respectivamente (Ninan et al., 2011). A estabilidade da espuma (EE) é afetada pela concentração de proteínas, o que influencia a espessura, resistência mecânica e coesão do filme (Zayas, 1997). A estabilidade das espumas depende de vários parâmetros, tais como a taxa de tensão atingir o equilíbrio de superfície, volume e viscosidades de superfície, a estabilização estérica e repulsão eléctrica entre os dois lados da lamela de espuma.

### **Viscosidade**

A viscosidade é um parâmetro físico muito importante do ponto de vista comercial da gelatina (Jamilah et al., 2011). As gelatinas obtidas das escamas e pele da pescada amarela apresentaram características peculiares como alto potencial de geleificação em baixas temperaturas e baixa viscosidade em temperaturas a partir de 20°C (Figure 6). É fato conhecido que a gelatina de porco geleifica em temperaturas até 30°C, sendo necessárias temperaturas maiores para tornar-se fluída (Arnesen e Gildberg, 2007). Sendo assim, a gelatina de porco não seria recomendável para a preservação de alimentos resfriados ou congelados (ex.: pescado, carne bovina, suína, etc.), pois o banho de imersão destes alimentos em temperaturas acima de 25°C levaria ao pré-cozimento e alteração das características desejáveis do produto. Há uma grande demanda na indústria por revestimentos comestíveis de produtos perecíveis como o

pescado, e neste ponto as gelatinas extraídas a partir de peixes, como as obtidas neste trabalho, apresentam características que indicam um alto potencial para compor o revestimento deste tipo de alimento. Arnesen e Gildberg (2007) observaram o mesmo perfil para a gelatina extraída de pele de salmão do atlântico e bacalhau do atlântico, quando comparadas a gelatina suína. Comparando-se os resultados obtidos para a pescada amarela com o obtido para gelatina de outras espécies de peixe, observa-se que a gelatina de pescada amarela apresenta uma viscosidade bem menor a partir de 20°C, o que permite uma grande vantagem também no transporte da solução por bombeamento dentro de um complexo industrial.

#### ***Espectro FT-IR da gelatina***

Os espectros de FT-IR das gelatinas obtidas das escamas e pele da pescada amarela e da gelatina comercial estão representados na Figure 7. Esse resultado tem sido utilizado para analisar as alterações na estrutura secundária e nos grupos funcionais da gelatina. Todas as amostras de gelatina apresentaram os principais picos na região amida, porém com algumas pequenas diferenças nos espectros. Houve uma baixa intensidade de Amida A nas amostras analisadas, que está associada a vibrações de alongamento do grupo N-H (Kong & Yu, 2007) acoplados por pontes de hidrogênio, sendo observados no presente estudo em 3265 cm<sup>-1</sup> para gelatina comercial e gelatina de escamas, e 3257 cm<sup>-1</sup> para gelatina de pele da pescada amarela. O valor inferior da Amida A da gelatina de pele mostra que as ligações de hidrogênio entre os grupos N-H de fragmentos menores de peptídeos estão ocorrendo em menor intensidade que nas outras amostras (Ahmad & Benjakul, 2011).

A banda Amida I em 1630 cm<sup>-1</sup> para gelatina comercial e de escamas e 1637 cm<sup>-1</sup> para gelatina de pele de pescada amarela podem ser devido à vibração de alongamento C=O e

estiramento de C-N, juntamente com os modos de flexão de N-H no plano (Kong & Yu, 2007). Os valores encontrados estão de acordo com os encontrados na literatura, não podendo ser atribuído uma maior perda da tripla hélice após a hidrólise das amostras. A banda Amida II foi observada em  $1534\text{ cm}^{-1}$  para gelatina comercial e gelatina de escamas, e  $1541\text{ cm}^{-1}$  para gelatina de pele da pescada amarela, resultando em um possível estiramento de C-N e na deformação de N-H nos peptídeos da gelatina (Bandekar, 1992). A banda Amida II está mais intimamente ligada à sensibilidade de hidratação do que à mudança da estrutura secundária (Wellner et al., 1996). Por fim, pequenas bandas de Amida III foram observadas em  $1237\text{ cm}^{-1}$  para gelatina comercial e  $1244\text{ cm}^{-1}$  para gelatina de escamas e de pele de pescada amarela, geralmente associada a uma desordem na molécula de gelatina e perda da estrutura da tripla hélice, convertendo o colágeno em gelatina (Muyonga et al., 2004; Friess & Lee, 1996).

Os resultados encontrados evidenciam a influência de diversos fatores na estrutura das biomoléculas estudadas, como por exemplo a espécie e a estrutura escolhida e o processo de extração utilizado.

### ***Temperatura de desnaturação da gelatina***

A temperatura máxima de desnaturação das amostras de gelatina está sendo mostrada na Figure 8. Pode ser observado que a gelatina de pele da pescada amarela apresentou uma estabilidade térmica e estrutural mais alta quando comparada com a gelatina de escamas e a gelatina bovina comercial, sugerindo maior número de ligações e ligações mais complexas do que a gelatina de escama da mesma espécie do peixe (Usha & Ramasami, 2004). Segundo estudos anteriores, existe uma relação entre a diminuição das propriedades térmicas da gelatina e o menor teor de prolina, hidroxiprolina e glicina (Gilsenan & Ross-Murphy, 2000), porém no

presente estudo não foi observado diferença significativa nas concentrações desses iminoácidos das amostras obtidas. Além disso, outros parâmetros podem ser correlacionados com os valores de Tmax, como a temperatura do habitat do animal e sua idade (Matmaroh et al., 2011; Regenstein & Zhou, 2007; Singh et al., 2011). Gelatinas com baixa resistência ao calor podem ser usadas em aplicações industriais específicas, como na clarificação de vinhos, cervejas ou suco de frutas (Lassoued et al., 2014).

#### **4. Conclusões**

Foi possível obter gelatina das escamas e da pele da pescada amarela (*Cynoscion acoupa*) com rendimento de produção significativo. Os resultados observados na caracterização físico-química e reológica dos produtos gerados demonstram seu grande potencial biotecnológico, principalmente no mercado de alimentos e cosméticos.

#### **Conflitos de interesse**

Os autores declaram não haver conflito de interesses.

#### **Reconhecimentos**

Os autores agradecem à Financiadora de Estudos e Projetos (FINEP / RECARCINE), à Petróleo do Brasil S / A (PETROBRAS), à Secretaria Especial de Aquicultura e Pesca - (SEAP / PR), ao Conselho Nacional de Pesquisa e Desenvolvimento Científico (CNPq), à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) e à Fundação de Apoio à Ciência e Tecnologia do Estado de Pernambuco (FACEPE) pelo apoio financeiro. Também somos gratos à Noronha Pescados LTDA por fornecer os espécimes da pescada amarela.

## Referências

- Aewsiri, T.; Benjakul, S.; Visessanguan, W.; Tanaka, M. (2008). Chemical compositions and functional properties of gelatin from pre-cooked tuna fin. *International Journal of Food Science and Technology*, 43, 685–693.
- Aewsiri, T.; Benjakul, S.; Visessanguan, W. (2009). Functional properties of gelatin from cuttlefish (*Sepia pharaonis*) skin as affected by bleaching using hydrogen peroxide. *Food Chemistry*, 115, 243–249.
- Ahmad, M.; Benjakul, S. (2011). Characteristics of gelatin from the skin of unicorn leatherjacket (*Aluterus monoceros*) as influenced by acid pretreatment and extraction time. *Food Hydrocolloids*, 25, 381-388.
- Ahmad, M.; Benjakul, S.; Prodpran, T.; Agustini, T.W. (2012). Physico-mechanical and antimicrobial properties of gelatin film from the skin of unicorn leatherjacket incorporated with essential oils. *Food Hydrocolloids*. 28, p. 189-199.
- Alfaro, A.T.; Silva, E.F. (2010). Propriedades reológicas da gelatina obtida a partir de pele de tilápia (*Oreochromis niloticus*). **Revista do Instituto Adolfo Lutz**. São Paulo, 69(4):555-61.
- Alfaro, A.T.; Fonseca, G.G.; BALBINOT, E.; MACHADO, A.; PRENTICE, C. (2013). Physical and chemical properties of wami tilapia skin gelatina. *Food Science and Technology*, 33(3), 592-595.
- Arnesen, J. A.; Gildberg, A. (2002). Preparation and characterisation of gelatin from the skin of harp seal (*Phoca groenlandica*). *Bioresource Technology*, 92, 191-194.

- 496 Arnesen, J. A.; Gildberg, A. (2007). Extraction and characterisation of gelatine from  
497 Atlantic salmon (*Salmo salar*) skin. *Bioresource Technology*, 98, 53–57.
- 498 Association of Official Analytical Chemists (AOAC), 1995. *Official Methods of Analysis of*  
499 *Official Analytical Chemists International*. 16th ed. Association of Official Analytical  
500 Chemists, Arlington, VA.
- 501 Balti, R.; Jridi, M.; Sila, A.; Souissi, N.; Nedjar-Arroume, N.; Guillochon, D.; Nasri, M. (2011).  
502 Extraction and functional properties of gelatin from the skin of cuttlefish (*Sepia officinalis*)  
503 using smooth hound crude acid protease-aided process. *Food Hydrocolloids* 25, 943 - 950.
- 504 Bandekar J. (1992). Amide modes and protein conformation. *BBA-Protein Struct Mol*, v.  
505 1120(2), p. 123-143.
- 506 Binsi, P. K.; Shamasundar, B. A.; Dileep, A. O.; Badii, F.; Howell, N. K. (2009). Rheological  
507 and functional properties of gelatin from the skin of bigeye snapper (*Priacanthus hamrur*)  
508 fish: influence of gelatin on the gel-forming ability of fish mince. *Food Hydrocolloids*,  
509 23(1), 132-145.
- 510 Bougatef, A.; Balti, R.; Sila, A.; Nasri, R.; Graiaa, G.; Nasri, M. (2012). Recovery and  
511 physicochemical properties of smooth hound (*Mustelus mustelus*) skin gelatin. *LWT - Food*  
512 *Science and Technology*, 48, 248-254.
- 513 Cheow, C.S.; Norizah, M.S.; Kyaw, Z.Y.; Howell, N. K. (2007). Preparation and characterisation  
514 of gelatins from the skins of sin croaker (*Johnius dussumieri*) and shortfin scad  
515 (*Decapterus macrosoma*). *Food Chemistry*, 101, 386 - 391.
- 516 Cho, S.M.; Kwak, K.S.; Park, D.C.; Gu, Y.S.; Ji, C.I.; Jang, D.H. (2004). Processing optimization  
517 and functional properties of gelatin from shark (*Isurus oxyrinchus*) cartilage. *Food*  
518 *Hydrocolloids*, 18, 573 - 579.



- 519 Cho, S.M.; Gu, Y.S.; Kim, S.B. (2005). Extracting optimization and physical properties  
520 of yellowfin tuna (*Thunnus albacares*) skin gelatin compared to mammalian gelatins. Food  
521 Hydrocolloids, v. 19, p. 221-229.
- 522 Damoradan, S.; Parkin, K.L.; Fennema, O.R. (2010). Química de Alimentos de Fennema, Porto  
523 Alegre: Artmed, p. 900.
- 524
- 525 Doode, M. S. (1996). Los Claro-oscuros de laPesquería de laSardina em Sonora: Contradicciones  
526 y Alternativas para unDesarrollo Equilibrado. Tesis de Doctorado. El Colegio de  
527 Michoacán. Zamora, Michoacán, p. 120 –136.
- 528 Duan, R.; Zhang, J. J.; Du, X.Q.; Yao, X. C.; Konno, K. (2009). Properties of collagen from skin,  
529 scale and bone of Carp (*Cyprinus carpio*). Food Chemistry, 112, 702–706.
- 530 Eastoe, J.E.; Leach, A.A. (1977). Chemical constitution of gelatin. In: Ward, A.G.; Courts, A.  
531 (Ed). The Science and Technology of Gelatin. London: Academic Press, 73-108.
- 532 FAO (2014). The state of world fisheries and aquaculture 2012. FAO Fisheries Department.  
533 Roma, 230p.
- 534 Friess, W. & Lee, G. (1996). Basic thermoanalytical studies of insoluble collagen matrices.  
535 Biomaterials, v. 17, p. 2289-2294.
- 536 Gilsenan, P.M.; Ross-Murphy, S.B. (2000). Rheological characterization of gelatins form  
537 mammalian and marine sources. Food Hydrocolloids, v. 14, p. 191-195.
- 538 Gimenez, B.; Turnay, J.; Lizarbe, M. A.; Montero, M. P.; Gomez-Guillen, M. C. (2005). Use of  
539 lactic acid for extraction of fish skin gelatin. Food Hydrocolloids, 19, 941-950.
- 540
- 541

- 542 Gómez-Guillén, M.C.; Turnay, J.; Fernández-Díaz, M.D.; Ulmo, N.; Lizarbe, M.A.;  
543 Montero, P. (2002). Structural and physical properties of gelatin extracted from different  
544 marine species: A comparative study. *Food Hydrocolloids*, v. 16, p. 25-34.
- 545 Gómez-Guillén, M.C.; Pérez-Mateos, M.; Gómez-Estaca, E.; López-Caballero, E.; Giménez, B.;  
546 Montero, P. (2009). Fish gelatin: a renewable material for the development of active  
547 biodegradable films. *Trends in Food Science and Technology*, v. 20(1), p. 3-16.
- 548 Grossman, S. & Bergman, M. (1992). Process for the production of gelatin from fish skins. US  
549 Patent 5.093.474.
- 550 Halling, P. J. (1981). Protein-stabilized foams and emulsion. *Critical Review in Food Science and*  
551 *Nutrition*, 13, 155-203.
- 552 Huang, Y.R.; Shiau, C.Y.; Chen, H.H.; Huang, B.C. (2011). Isolation and characterization of acid  
553 and pepsin-solubilized collagens from the skin of balloon fish (*Diodon holocanthus*). *Food*  
554 *Hydrocolloids*, 25, 1507 - 1513.
- 555 Hwang, J-H.; Mizuta, S.; Yokoyama, Y.; Yoshinaka, R. (2007). Purification and characterization  
556 of molecular species of collagen in the skin of skate (*Raja kenoei*). *Food Chemistry*, v.  
557 100, p. 921–925.
- 558 Jamilah, B.; Harvinder, K.G. (2002). Properties of gelatins from skins of fish – black tilapia  
559 (*Oreochromis mossambicus*) and red tilapia (*Oreochromis nilotica*). *Food Chemistry*, 77,  
560 81–84.
- 561 Jamilah, B.; Tan, K.W.; Umi Hartina, M.R.; Azizah, A. (2011). Gelatins from three cultured  
562 freshwater fish skins obtained by liming process. *Food Hydrocolloids*, 25, 5, 1256–1260.
- 563 Johnston-Banks, F. A. (1990). Gelatin. In P. Harris (Ed.), *Food gels* (pp. 233–289). New York:  
564 Elsevier Applied Sciences.

- 565 Jones, N. R. (1977). Uses of gelatin in edible products. In A. G. Ward, & A. Courts  
566 (Eds.), The science and technology of gelatins (pp. 365e394). New York: Academic Press.
- 567 Jongjareonrak, A.; Benjakul, S.; Visessanguan, W.; Tanaka, M. (2006). Skin gelatin from bigeye  
568 snapper and brownstripe red snapper: chemical compositions and effect of microbial  
569 transglutaminase on gel properties. Food Hydrocolloids. 20, p. 1216 - 1222.
- 570 Karim, A. A.; Bhat, R. (2009). Fish gelatin: Properties, challenges, and prospects as an  
571 alternative to mammalian gelatins. Food Hydrocolloids, 23, 563–576.
- 572 Kolodziejaska, I.; Sikorski, Z.E.; Niecikowska, C. (1999). Parameters affecting the isolation of  
573 collagen from squid (*Illexargentinus*) skins. Food Chemistry. 66, p. 153–157.
- 574 Kong, J. & Yu, S. (2007). Fourier transform infrared spectroscopic analysis of protein secondary  
575 structures. Acta Biochimica et Biophysica Sinica, v. 39, p. 549-559.
- 576 Ktari, N.; Jridi, M.; Nasri, R.; Lassoued, I.; Ayed, H. B.; Barkia, A.; Nasri, M. (2014).  
577 Characteristics and functional properties of gelatin from zebra blenny (*Salaria basilisca*)  
578 skin. LWT - Food Science and Technology, 58, 602-608.
- 579 Laemmli, U.K. (1970). Cleavage of structural proteins during the assembly of the head of  
580 bacteriophage T4. Nature, v. 227, p. 680–685.
- 581 Lassoued, I.; Jridi, M.; Nasri, R.; Dammak, A.; Hajji, M.; Nasri, M. (2014). Characteristics and  
582 functional properties of gelatin from thornback ray skin obtained by pepsin-aided process in  
583 comparison with commercial halal bovine gelatin. Food Hydrocolloids, v. 41, p. 309-318.
- 584 Liu, D.; Liang, L.; Regenstein, J.M.; Zhou, P. (2012). Extraction and characterisation of pepsin-  
585 solubilised collagen from fins, scales, skins, bones and swim bladders of bighead carp  
586 (*Hypophthalmichthys nobilis*). Food Chemistry, 133, 1441 – 1448.
- 587

- 588 Matmaroh, K.; Benjakul, S.; Prodpran, T.; Encarnacion, A.B.; Kishimura, H. (2011).  
589 Characteristics of acid soluble collagen and pepsin soluble collagen from scale of spotted  
590 golden goatfish (*Parupeneus heptacanthus*). Food Chemistry, v. 129(3), p. 1179-1186.
- 591 Mohtar, N.F.; Perera, C.; Quek, S.Y. (2010). Optimisation of gelatine extraction from hoki  
592 (*Macruronus novaezelandiae*) skins and measurement of gel strength and SDS-PAGE.  
593 Food Chemistry, v. 122, p. 307-313.
- 594 Montero, P.; Fernández-Días, M.D.; Gómez-Guillen, M.C. (2002). Characterization of gelatina  
595 gels induced by high pressure. Food Hydrocolloids, v. 16, p. 197-205.
- 596 Moreno, H.M.; Montero, M.P.; Gómez-Guillén, M.C.; Fernández-Martín, F.; Mørkøre, T.;  
597 Borderías, J. (2012). Collagen characteristics of farmed Atlantic salmon with firm and soft  
598 fillet texture. Food Chemistry, v. 134, p. 678–685.
- 599 Muyonga, J.H.; Cole, C.G.B.; Duodu, K.G. (2004). Extraction and physicochemical  
600 characterization of Nile perch (*Lates niloticus*) skin and bones gelatin. Food Hydrocoll, 18,  
601 581-592.
- 602 Muthukumar, T.; Prabu, P.; Ghosh, K.; Sastry, T.P (2014). Fish scale collagen sponge  
603 incorporated with Macrotyloma uniflorumplant extract as a possible wound/burn dressing  
604 material. Colloids and Surfaces B: Biointerfaces, 113, 207– 212.
- 605 Nagai, T.; Suzuki, N. (2000). Isolation of collagen from fish waste material- skin, bone and fins.  
606 Food Chemistry. 68, p. 277-281.
- 607 Nagarajan, M.; Benjakul, S.; Prodpran, T.; Songtipya, P.; Kishimura, H. (2012). Characteristics  
608 and functional properties of gelatin from splendid squid (*Loligo formosana*) skin as  
609 affected by extraction temperatures. Food Hydrocolloids, 29, 389 -397.
- 610

- 611 Nagarajan, M.; Benjakul, S.; Prodpran, T; Songtipya, P. (2014). Characteristics of bio-  
612 nanocomposite films from tilapia skin gelatin incorporated with hydrophilic and  
613 hydrophobic nanoclays. J. Food Eng., v. 143, p. 195-204.
- 614 Nalinanon, S.; Benjakul, S.; Kishimura, H.; Osako, K. (2011). Type I collagen from the skin of  
615 ornate threadfin bream (*Nemipterus hexodon*): Characteristics and effect of pepsin  
616 hydrolysis. Food Chemistry, v. 125, p. 500 – 507.
- 617 Ninan, G.; Joseph, J.; Zynudheen, A.A.; Mathew, P.T.; Geethalakshmi, V. (2009) Optimization  
618 of gelatin extraction from the skin of freshwater carps by response surface methodology.  
619 Fish. Technol., v. 46, p. 123-138.
- 620 Ninan, G.; Jose, J.; Abubacker, Z. (2011). Preparation and characterization of gelatin extracted  
621 from the skins of rohu (*Labeo rohita*) and common carp (*Cyprinus carpio*). Journal of Food  
622 Processing and Preservation, 35(2), 143e162.
- 623 Ockerman, H. W. & Hansen, C. L. (2000). Animal by-product processing and utilization.  
624 Lancaster, USA: Technomic Publishing.
- 625 Prestes, R.C.; Golunski, S.M.; Toniazzi, G.; Kempka, A.P.; Luccio, M.D. (2013). Caracterização  
626 da fibra de colágeno gelatina e colágeno hidrolisado. Revista Brasileira de Produtos  
627 Agroindustriais, Campina Grande, v. 15, n. 4.
- 628 Regenstein, J. M., & Zhou, P. (2007). Collagen and gelatin from marine by-products. In F.  
629 Shahidi (Ed.), Maximising the value of marine by-products (p 279-303). Cambridge:  
630 Woodhead Publishing Limited.
- 631 Riesle, J.; Hollander, A. P.; Langer, R.; Freed, L. E.; Vunjak- Novakovic, G. (1998). Collagen in  
632 tissue-engineered cartilage: Types, structure, and crosslinks. Journal of Cellular  
633 Biochemistry, v. 71, p. 313–327.

634

635 Sarbon, N.M.; Badii, F.; Howell, N.K. (2013). Preparation and characterisation of chicken skin  
636 gelatin as an alternative to mammalian gelatin. *Food Hydrocolloids*, 30, 143 - 151

637 Schott, A. (2001). Functions of gelatin in food applications. *American Association of Cereal*  
638 *Chemists, Inc.*, v. 46, p. 414-416.

639 Senaratne, L.S.; Park, P-J.; Kim, S-K. (2006). Isolation and characterization of collagen from  
640 brownbacked toadfish (*Lagocephalus gloveri*) skin. *Bioresource Technology*, v. 97, p. 191–  
641 197.

642 Shakila, R.J.; Jeevithan, E.; Varatharajakumar, A.; Jeyasekaran, G.; Sukumar, D.  
643 (2012).Functional characterization of gelatin extracted from bones of red snapper and  
644 grouper in comparison with mammalian gelatin. *LWT - Food Science and Technology*, v.  
645 48, p. 30 – 36.

646 Shyni, K.; Hema, G.S.; Ninan, G.; Mathew, S.; Joshy, C.G.; Lakshmanan, P.T. (2014). Isolation  
647 and characterization of gelatin from the skins of skipjack tuna (*Katsuwonus pelamis*), dog  
648 shark (*Scoliodon sorrakowah*) and rohu (*Labeo rohita*). *Food Hydrocolloids*, v. 39, p. 68-  
649 76.

650 Silva, R.S.G.; Bandeira, S.F.; Pinto, L.A.A. (2014). Characteristics and chemical composition of  
651 skins gelatin from coiba (*Rachycentron canadum*). *Food Science and Technology*, v. 57, p.  
652 580-585.

653 Singh P.; Benjakul S.; Maqsood S.; Kishimura H. (2011). Isolation and characterisation of  
654 collagen extracted from the skin of striped catfish (*Pangasianodon hypophthalmus*). *Food*  
655 *Chemistry*, v. 124, p. 97-105.

656

- 657 Singh, P. & Benjakul, S. (2017). Extraction and characterization of gelatin from the skin  
658 of striped catfish (*Pangasianodon hypophthalmus*) and studies on its colour improvement.  
659 African Journal of Biotechnology, v. 16(1), p. 1-9.
- 660 Tu, Z.; Huang, T.; Wang, H.; Sha, X.; Shi, Y.; Huang, X.; Man, Z.; Li, D. (2015). Physico-  
661 chemical properties of gelatin from bighead carp (*Hypophthalmichthys nobilis*) scales by  
662 ultrasound-assisted extraction. Journal Food Science and Technology, v. 52(4), p. 2166-  
663 2174.
- 664 Usha, R. & Ramasami, T. (2004). The effects of urea and n-propanol on collagen  
665 denaturation: using DSC, circular dichroism and viscosity. Thermochimica Acta, v.  
666 409, p. 201-206.
- 667 Wang, L.; Zou, Y.; Jiang, S.; Xu, J.; Jiang, S.; Hu, Q. (2011). Chromatographic separation and  
668 physicochemical properties of collagen species in the skin of deep-sea redfish (*Sebastes*  
669 *mentella*). Food Hydrocolloids, v. 25, p. 1134 – 1138.
- 670 Wellner, N.; Belton, P.S.; Tatham, A.S. (1996). Fourier transform IR spectroscopic study of  
671 hydration-induced structure changes in the solid state of  $\omega$ -gliadins. Biochemical Journal, v.  
672 319, p. 741-747.
- 673 Xu, M.; Wei, L.; Xiao, Y.; Bi, H.; Yang, H. (2017). Physicochemical and functional properties of  
674 gelatin extracted from Yak skin. International Journal of Biological Macromolecules, v. 95,  
675 p. 1246-1253.
- 676 Zakaria, S; Bakar, N.H.A. (2015). Extraction and characterization of gelatin from Black tilapia  
677 (*Oreochromis niloticus*) scales and bones. Technology & Natural Resources, v. 15, p. 27-  
678 28.

679 Zayas, J. F. (1997). Solubility of proteins Functionality of proteins in food. Berlin/UK:

680 Springer-Verlag/Harwood Academic Publishers. (pp. 6-22, 22-27).

681 Zhang, Z.K.; Li, G.Y.; Shi, B. (2006). Physicochemical properties of collagen, gelatin and

682 collagen hydrolysate derived from bovine limed split wastes. Journal of the Society of

683 Leather Technologists and Chemists, v. 90, p.23–28.

684 Zhang, J.; Duan, R.; Tian, Y.; Konno, K. (2009). Characterization of acid-soluble collagen from

685 skin of silver carp (*Hypophthalmichthys molitrix*). Food Chemistry, v. 116(1), p. 318-322.

686 Zhou, P.; Mulvaney, S.J.; Regenstein, J.M. (2006). Properties of Alaska Pollock skin gelatin: A

687 comparison with tilapia and pork skin gelatins. Journal of Food Science: Food Chemistry

688 and Toxicology, v. 71.

689

690

691

692

693

694

695

696

697

698

699

700

701

702

703

704

705



## Legendas das Tabelas

Tabela 1. Composição dos aminoácidos presentes na gelatina obtida a partir de escamas e pele de *C. acoupa*.

Tabela 2. Características das gelatinas obtidas nas escamas e na pele de *C. acoupa*.

Tabela 3. Composição centesimal das gelatinas obtidas de escamas e pele de *C. acoupa*.

## Legendas das Figuras

Figura 1. SDS-PAGE (7,5%) de gelatina das escamas (1) e da pele (2) de *C. acoupa*. M: marcadores de alto peso molecular.

Figura 2. Análise sensorial (odor) de gelatinas comercial (CG), de escamas (SCG) e de pele (SKG) de *C. acoupa*.

Figura 3. Viscosidade da solução de gelatina (3,35%, p/v) extraída das escamas e pele de *C. acoupa* em diferentes temperaturas.

Figura 4. Espectros de FTIR da gelatina comercial (1) e gelatina extraída das escamas (2) e pele (3) do peixe *C. acoupa*.

Figura 5. Termograma DSC da gelatina das escamas e pele de *C. acoupa* e gelatina bovina comercial.

**MONTE, FTD *et al.***

Tabela 4. Composição dos aminoácidos presentes na gelatina obtida a partir de escamas e pele de *C. acoupa*.

| Amino acid              | Gelatine (scales)      | Gelatine (skin)        |
|-------------------------|------------------------|------------------------|
|                         | residue / 1000 residue | residue / 1000 residue |
| Aspartic acid           | 49                     | 49                     |
| Glutamic acid           | 104                    | 104                    |
| Serine                  | 25                     | 25                     |
| Glycine                 | 220                    | 220                    |
| Histidine               | 11                     | 11                     |
| Arginine                | 92                     | 92                     |
| Threonine               | 34                     | 34                     |
| Alanine                 | 90                     | 90                     |
| Tyrosine                | 12                     | 12                     |
| Valine                  | 18                     | 18                     |
| Methionine              | 18                     | 18                     |
| Cysteine                | 0                      | 0                      |
| Isoleucine              | 8                      | 8                      |
| Leucine                 | 25                     | 25                     |
| Phenylalanine           | 21                     | 21                     |
| Lysine                  | 44                     | 44                     |
| Tryptophan              | 0                      | 0                      |
| Proline                 | 127                    | 127                    |
| Hydroxyproline          | 100                    | 100                    |
| Imino acid <sup>a</sup> | 227                    | 227                    |
| <b>Total</b>            | <b>1000</b>            | <b>1000</b>            |

**Table 1**

MONTE, FTD *et al.*

Tabela 5. Características das gelatinas obtidas nas escamas e na pele de *C. acoupa*

| pH                                              |        |       |       |                        |
|-------------------------------------------------|--------|-------|-------|------------------------|
| pH scales gelatin                               |        | 5.78  |       |                        |
| pH skin gelatin                                 |        | 6.68  |       |                        |
| Maximum absorbance (λ nm)                       |        |       |       |                        |
| Cynoscion acoupa (scales)                       |        | 228   |       | Present study          |
| Cynoscion acoupa (skin)                         |        | 230   |       | Present study          |
| Lutjanus campechanus e Epinephelus chlorostigma |        | 214   |       | Shakila et al. (2012)  |
|                                                 |        |       |       |                        |
| Comercial bovine gelatin                        |        | 230   |       | Zhang et al. (2006)    |
| Color and turbidity                             |        |       |       |                        |
|                                                 | L*     | a*    | b*    |                        |
| C. acoupa (scales)                              | 107.97 | 0.55  | 6.63  | Present study          |
| C. acoupa (skin)                                | 111.56 | 1.63  | 8.38  | Present study          |
| Sepia officinalis                               | 79.24  | -0.11 | 11.77 | Balti et al. (2011)    |
| Oreochromis nilotica                            | 79.45  | -0.71 | 5.75  |                        |
| Clarias batrachus                               | 67.37  | 2.37  | 7.48  | Jamilah et al. (2011)  |
| Pangasius sutchi fowler                         | 68.69  | 2.66  | 7.98  |                        |
| Katsuwonus pelamis                              | 73.14  | 0.33  | 20.0  | Aewsiri et al. (2008)  |
| Salaria basilisca                               | 80.85  | -4.26 | 13.97 | Ktari et al. (2014)    |
| Mustelus mustelus                               | 71.13  | -0.28 | 7.45  | Bougatef et al. (2012) |
| Foam capacity and foam stability of gelatin     |        |       |       |                        |
| FE (scales)                                     |        | 1.01  |       |                        |
| FE (skin)                                       |        | 1.49  |       |                        |
| EE (scales)                                     |        | 1.00  |       |                        |
| EE (skin)                                       |        | 1.52  |       |                        |

Table 2

MONTE, FTD *et al.*

Tabela 6. Composição centesimal das gelatinas obtidas de escamas e pele de *C. acoupa*.

| Component (%) | Scales gelatin | Skin gelatin |
|---------------|----------------|--------------|
| Moisture      | 7.55 ± 1.5     | 17.16 ± 0.85 |
| Fat           | 0.76 ± 0.03    | 0.73 ± 0.08  |
| Protein       | 87.02 ± 0.79   | 77.15 ± 1.67 |
| Ash           | 4.65 ± 0.23    | 5.5 ± 0.54   |

Table 3

MONTE, FTD *et al.*

Figura 8. SDS-PAGE (7,5%) de gelatina das escamas (1) e da pele (2) de *C. acoupa*. M: marcadores de alto peso molecular.

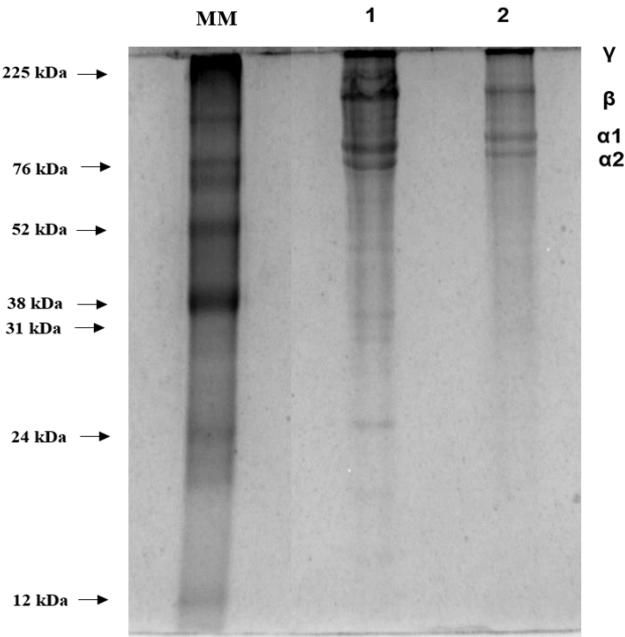


Figure 1

MONTE, FTD *et al.*

Figura 9. Análise sensorial (odor) de gelatinas comercial (CG), de escamas (SCG) e de pele (SKG) de *C. acoupa*.

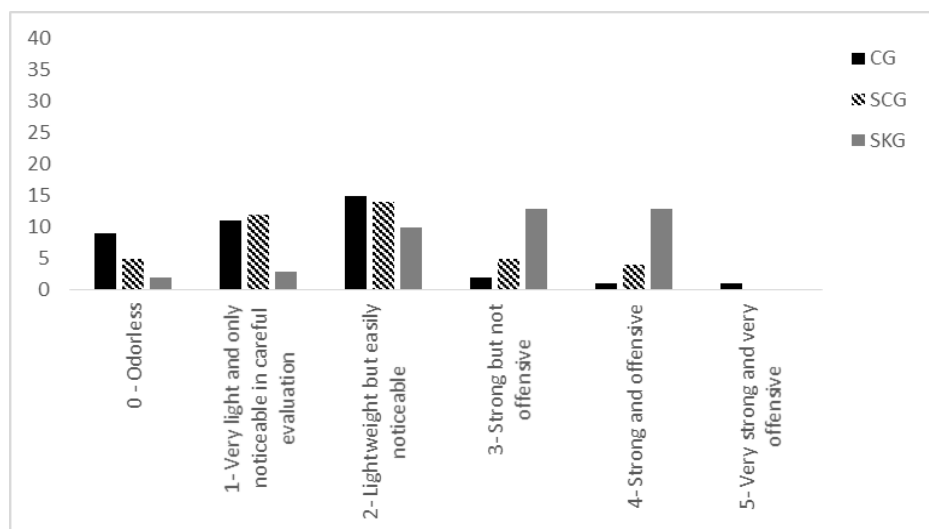


Figure 2

MONTE, FTD *et al.*

Figura 10. Viscosidade da solução de gelatina (3,35%, p/v) extraída das escamas e pele de *C. acoupa* em diferentes temperaturas.

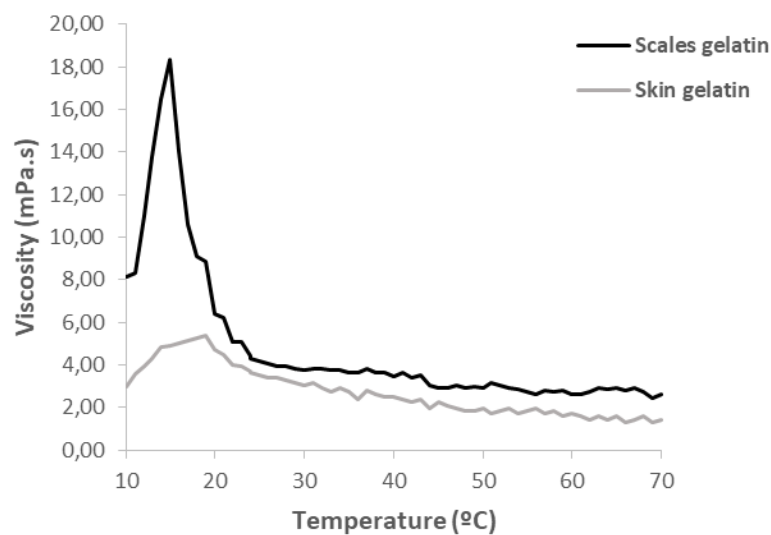


Figure 3

MONTE, FTD *et al.*

Figura 11. Espectros de FTIR da gelatina comercial (1) e gelatina extraída das escamas (2) e pele (3) do peixe *C. acoupa*.

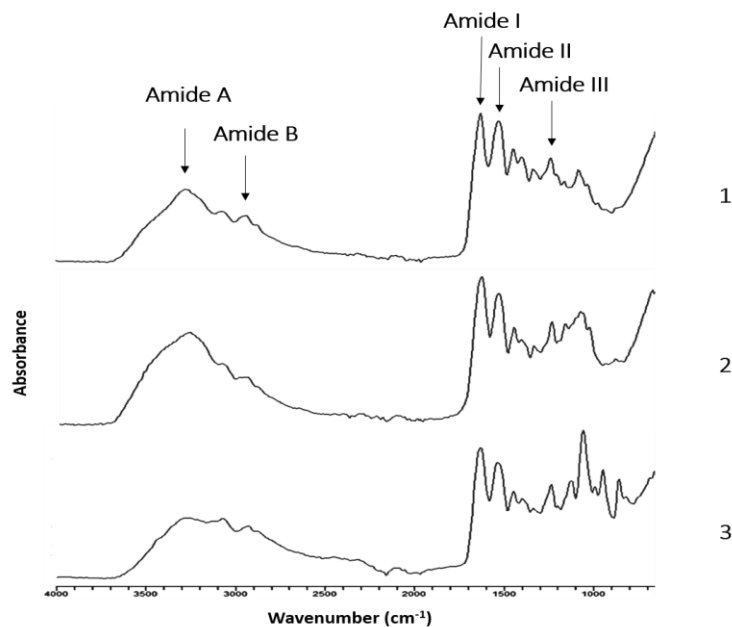


Figure 4

MONTE, FTD *et al.*

Figura 12. Termograma DSC da gelatina das escamas e pele de *C. acoupa* e gelatina bovina comercial.

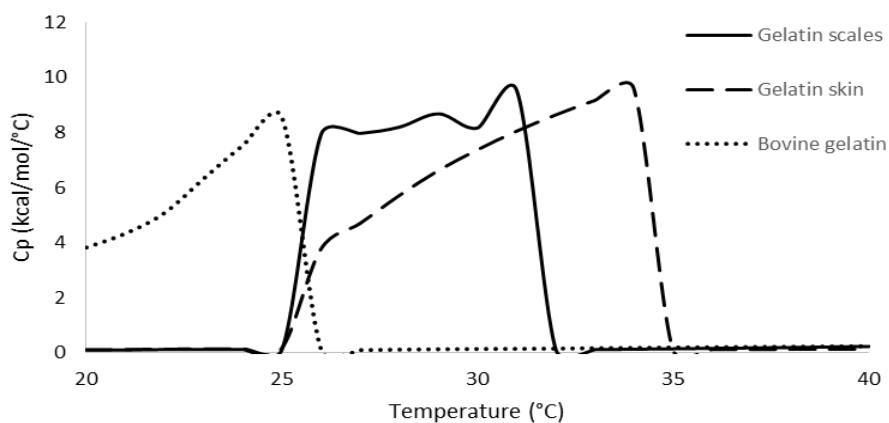


Figure 5



31/08/2020

870200110869

23:01



29409161918340292

## Pedido nacional de Invenção, Modelo de Utilidade, Certificado de Adição de Invenção e entrada na fase nacional do PCT

Número do Processo: BR 10 2020 017822 9

### Dados do Depositante (71)

---

Depositante 1 de 2

**Nome ou Razão Social:** UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO

**Tipo de Pessoa:** Pessoa Jurídica

**CPF/CNPJ:** 24134488000108

**Nacionalidade:** Brasileira

**Qualificação Jurídica:** Instituição de Ensino e Pesquisa

**Endereço:** Av. Prof. Moraes Rego, 1235 - Cidade Universitária

**Cidade:** Recife

**Estado:** PE

**CEP:** 50670-901

**País:** Brasil (81)2126

**Telefone:** 8959

**Fax:** (81)2126 8959

**Email:** patentes\_dine.propesq@ufpe.br

**“BEBIDA LÁCTEA FERMENTADA ADICIONADA DE GELATINA DE PEIXE PARA AUMENTO DA VISCOSIDADE DO PRODUTO”**

A presente invenção conjuga o uso de gelatina de peixe como agente estabilizante/espessante em bebidas lácteas fermentadas, proporcionando uma melhor consistência, maior viscosidade, maior valor nutritivo e um produto mais atrativo, sem interferir de forma significativa no sabor, nem nas demais características físico- químicas e microbiológicas do produto, além de não atribuir custo significativo na sua produção. O método para produzir a bebida e os produtos obteníveis a partir do método também são parte da presente invenção. A dita bebida láctea fermentada é constituída por leite UHT integral, açúcar refinado, soro do leite de vaca pasteurizado, cultura start, polpa concentrada de caju e, por fim, gelatina de peixe em pó, que atribuirá uma maior viscosidade ao produto e deixá-lo com uma consistência mais atrativa.





16/08/2020 870200102683  
19:33  
  
29409161918340217

## Pedido nacional de Invenção, Modelo de Utilidade, Certificado de Adição de Invenção e entrada na fase nacional do PCT

Número do Processo: BR 10 2020 016696 4

### Dados do Depositante (71)

---

Depositante 1 de 3

**Nome ou Razão Social:** UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO

**Tipo de Pessoa:** Pessoa Jurídica

**CPF/CNPJ:** 24134488000108

**Nacionalidade:** Brasileira

**Qualificação Jurídica:** Instituição de Ensino e Pesquisa

**Endereço:** Av. Prof. Moraes Rego, 1235 - Cidade Universitária

**Cidade:** Recife

**Estado:** PE

**CEP:** 50670-901

**País:** Brasil (81)2126

**Telefone:** 8959

**Fax:** (81)2126 8959

**Email:** patentes\_dine.propesq@ufpe.br

## RESUMO

### **FINALIZADOR PARA CABELOS CACHEADOS CONTENDO GELATINA DE PEIXE PARA MODELAGEM DOS CACHOS E DIMINUIÇÃO DO FRIZZ**

A patente de invenção refere-se a um finalizador para cabelos cacheados contendo gelatina de peixe para modelagem dos cachos e diminuição do frizz. A forma cosmética obtida foi composta pela gelatina de peixe, Natrosol<sup>®</sup>, Novamit<sup>®</sup>, propilenoglicol e água destilada. O acréscimo da gelatina de peixe ao produto proporciona uma maior definição dos cachos, diminuição do frizz ao secar o cabelo e maior durabilidade do penteado, além de repor massa capilar. Todos os parâmetros analisados expressaram resultados satisfatórios, além do desempenho significativo do produto no fio de cabelo cacheado em que foi aplicado, sem interferir no seu odor. Esta patente poderá permitir a produção e comercialização de um produto inovador pela indústria de cosméticos, de grande qualidade e aceitabilidade pelos consumidores, permitindo atribuir valores nutritivos e excelente desempenho ao produto final, sem interferir de forma negativa nas suas características.

## 7 CONCLUSÕES

- Foi possível produzir gelatina a partir das escamas e pele do peixe pescada amarela (*C. acoupa*) com significativo rendimento de produção;
- As amostras obtidas apresentaram propriedades físico-químicas e reológicas similares ou até superiores, quando comparadas à gelatina comercial;
- Um inovador protótipo de cosmético para cabelos cacheados a base de gelatina produzida a partir dos resíduos de *C. acoupa* foi desenvolvido com sucesso, sendo essa ideia protegida através do depósito de patente no INPI (BR 10 2020 016696 4);
- O acréscimo da gelatina de peixe ao cosmético proporcionou uma maior definição dos cachos, diminuição do frizz ao secar o cabelo e maior durabilidade do penteado, além de repor massa capilar, sem interferir no seu odor;
- As características físico-químicas das gelatinas de peixe também permitiram sua inovadora utilização na formulação de um protótipo de produto lácteo, protegido através do depósito de patente no INPI (BR 10 2020 017822 9);
- A adição de gelatina de peixe como agente estabilizante/espessante em bebidas lácteas fermentadas proporcionou uma melhor consistência, maior viscosidade, maior valor nutritivo e um produto mais atrativo, sem interferir de forma significativa no sabor, nem nas demais características físico- químicas e microbiológicas do produto, além de não atribuir custo significativo na sua produção.

## REFERÊNCIAS

- AHMAD, M. & BENJAKUL, S. Extraction and characterization of pepsin solubilized collagen from the skin of unicorn leatherjacket (*Aluterus monoceros*). **Food Chemistry**, v. 120, p. 817-824, 2010.
- AIDOS, et al. Upgrading of maatjes herring byproducts: production of crude fish oil. **Food Chemistry**, v. 49, p. 3697–3704, 2001.
- ALFARO, A.T. & SILVA, E.F. Propriedades reológicas da gelatina obtida a partir de pele de tilápia (*Oreochromis niloticus*). **Revista Instituto Adolfo Lutz**, São Paulo, v. 69(4), p. 555-561, 2010.
- ALFARO, et al. Enhancement of functional properties of wami tilapia (*Oreochromis urolepis hornorum*) skin gelatin at different pH values. **Food Bioprocess Technol**, v. 6, p. 2118-2127, 2013.
- ARNESEN, J.A. & GILDBERG, A. Extraction of muscle proteins and gelatin from cod head. **Process Biochemistry**, v. 41, p. 697-700, 2006.
- ARVANITOYANNIS, et al. Chitosan and gelatin based edible films: state diagrams, mechanical and permeation properties. **Carbohydrate Polymers**, v. 37, p. 371–382, 1998.
- ARVANITOYANNIS, I.S. Totally and partially biodegradable polymer blends based on natural and synthetic macromolecules: preparation, physical properties, and potential ad food packaging materials. **JMS Rev Macromol Chem Phys**, v. 39(2), p. 205-271, 1999.
- ARVANITOYANNIS, I.S.; KASSAVETI, A. Fish industry waste: treatments, environmental impacts, current and potential uses. **International Journal of Food Science and Technology**, v. 43, p. 726-745, 2008.
- AZEVEDO, et al. Emprego de quitosana extraída do camarão sete-barbas (*Xiphopenaeus kroyeri*) como suporte para imobilização de enzimas. **Revista Nordestina de Zoologia**, v. 10, p. 32-38, 2016.
- BADII, F. & HOWELL, N.K. Fish gelatin: Struture, gelling properties and interaction with egg albumen proteins. **Food Hydrocolloids**, v. 20, p. 630-640, 2006.
- BENJAKUL, et al. Extraction and characterization of pepsin solubilized collagens from the skin of bigeye snapper (*Priacanthus tayenus* and *Priacanthus macracanthus*). **Journal of the Science of Food and Agriculture**, 90, 132-138, 2010.
- BERG, J.M., et al. Bioquímica. 6ª edição. Editora: Guanabara Koogan, cap. 1, p. 7, 2010.

BEZERRA, et al. Partial purification and characterization of a thermostable trypsin from pyloric caeca of tambaqui (*Colossoma macropomum*). **Journal of Food Biochemistry**, v. 25(3), p. 199-210, 2001.

BILUCA, et al. Produção de gelatina de pele e ossos de bagre (*Clarias gariepinus*). **Revista Brasileira de Tecnologia Agroindustrial**, v. 5(1), P. 418-426, 2011.

CAHÚ, et al. Evaluation of Chitosan-Based Films Containing Gelatin, Chondroitin 4-Sulfate and ZnO for Wound Healing. *Applied Biochemistry and Biotechnology*, v. 4, p. 1-13, 2017.

CARVALHO, et al. Development of edible films based on differently processed Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus*) skin gelatin. **Food Hydrocolloids**, v. 22, p. 1117-1123, 2008.

CERVIGÓN, F. Los peces marinhos de Venezuela. Vol. II, 2ª ed. Venezuela: Editora ExLibris, p. 497, 1993.

CHOI, S.S. & REGENSTEIN, J.M. Physicochemical and sensory characteristics of fish gelatin. **Journal of Food Science**, v. 65(2), p. 194-199, 2000.

COELHO, H. S.; MORANDINI, L. M. B.; ROSA, C. S.; SANTANA, A. M.; TERRA, N. N.; KUBOTA, E. H. Obtenção do couro suíno cozido para adição em embutidos cárneos. In: XVI Congresso Brasileiro de Ciência e Tecnologia de Alimentos. Anais v. 2, 1998.

COELHO, H. S.; MORANDINI, L. M. B.; SANTANA, A. M.; TERRA, N. N. Características físico-químicas do salame tipo italiano contendo couro suíno cozido. **Revista Nacional da Carne**. v. 278. Ano XXIV, 2001.

DAMORADAN, S. et al. **Química de Alimentos de Fennema**, Porto Alegre: Artmed, p. 900, 2010.

DAVANÇO, T. Desenvolvimento e caracterização de biofilmes à base de gelatina, triacetina, ácido esteárico ou ácido capróico e surfactantes. Dissertação (Mestre em alimentos e nutrição) 155f – Faculdade de Engenharia de Alimentos, Universidade Estadual de Campinas, Campinas-SP, 2006.

DEMAN, J.M. **Principles of Food Chemistry**. Aspen: Maryland, p. 147-149, 1999.

DJABOUROV, M. et al. Structure and rheology of gelatin and collagen gels. **Biorheology**, v. 30, p. 191-205, 1993.

DOODE, M.S. Los Claro-oscuros de la Pesquería de la Sardina em Sonora: Contradicciones y Alternativas para un Desarrollo Equilibrado. Tese de Doutorado. El Colegio de Michoacán. Zamora, Michoacán, p. 120-136, 1996.

DUAN, et al. The functional properties and application of gelatin derived from the skin of channel catfish (*Ictalurus punctatus*). **Food Chemistry**, v. 239, p. 464-469, 2018.

DUTRA, V.C. Manipulação de cápsulas: informações sobre os procedimentos para manipulação de cápsula de gelatina dura, controle de qualidade e legislações relacionadas. **Serviço Brasileiro de Respostas Técnicas**, 2012.

ESPÓSITO, et al. Surfactants- and oxidants-resistant alkaline proteases from common carp (*Cyprinus carpio* L.) processing waste. **Journal of Food Biochemistry**, v.33, p. 821–834, 2009a.

ESPÓSITO, et al. Fish processing waste as a source of alkaline proteases for laundry detergent. **Food Chemistry**, v. 112, p.125–130, 2009b.

ESPÓSITO, et al. Trypsin from the processing waste of the Lane Snapper (*Lutjanus synagris*) and its compatibility with oxidants, surfactants and commercial detergents. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 58, p. 6433-6439, 2010.

ESTEBAN, et al. Evaluation of fruit–vegetable and fish wastes as alternative feedstuffs in pig diets. **Waste Management**, v. 27, p. 193–200, 2006.

FALGUNI, P.; BASUDAM, A.; SANTANU, D. Isolation and characterization of fish scale collagen of higher thermal stability. **Bioresource Technology**, v. 101, p. 3737-3742, 2010.

FAO. The State of World Fisheries and Aquaculture 2016. Rome, 2016. Disponível em: <http://www.fao.org/3/a-i5555e.pdf>. Acesso em 27 de março de 2018.

FIGUEIRÊDO, et al. Teores de lipídeos totais e colesterol em cinco espécies de peixes capturados na região do Oiapoque – Amapá. **Ciência Animal**, v. 20(1), p. 35-42, 2010.

FISH BASE. Cynoscion acoupa (Lacepède, 1801) – Acoupa weakfish. Disponível em: <http://www.fishbase.org/Summary/speciesSummary.php?ID=1169&AT=pescada+amarela>. Acesso em: 10 de abril de 2018.

FREITAS-JÚNIOR, et al. Giant Amazonian fish pirarucu (*Arapaima gigas*): Its viscera as a source of thermostable trypsin. **Food Chemistry**, v. 133, p. 1596-1602, 2012.

GILDBERG, A. Recovery of proteinase and protein hydrolysate from fish viscera. **Bioresource Technology**, v. 39, p. 271-276, 1992.

GILDBERG, A.; STENBERG, E. A new process for advanced utilization of shrimp waste. **Process Biochemistry**, v. 36, p. 809-812, 2001.

GILSENAN, P.M.; ROOS-MURPHY, S.B. Rheological characterization of gelatins from mammalian and marine sources. **Food Hydrocolloids**, v. 14, p. 191-195, 2000.

GÓMEZ-ESTACA, et al. Antimicrobial activity of composite edible films based on fish gelatin and chitosan incorporated with clove essential oil. **Journal of Aquatic Food Product Technology**, v. 18, p. 46-52, 2009.

GÓMEZ-GUILLÉN, M. C. & MONTERO, P. Extraction of gelatina from megrim (*Lepidorhombus boscii*) skin with several organic acids. **Journal of Food Science**, v. 66, p. 213-216, 2001.

GOMEZ-GUILLEN, et al. Structural and physical properties of gelatin extracted from different marine species: A comparative study. **Food Hydrocolloids**, v. 16, p. 25-34, 2002.

HEU, et al. Characterization of acid- and pepsin-soluble collagens from flatfish skin. **Food Sci. Biotechnol.**, v. 19, p. 27-33, 2010.

HIDROBEM. Disponível em: <<http://www.hidrobem.com.br/>>. Acesso em: 12 de fevereiro de 2016.

HINTERWALDNER, R. Raw materials. In A. G. Ward, & A. Courts (Eds.). The science and technology of gelatins. New York: Academic Press., p. 295-314, 1997.

<http://slideplayer.com.br/slide/1267564/>. Principais tipos de colágeno. Acesso em 28 de Março de 2018.

HWANG, et al. Purification and characterization of molecular species of collagen in the skin of skate (*Raja kenoi*). **Food Chemistry**, v. 100, p. 921–925, 2007.

KARIM, A.A.; BHAT, R. Fish gelatin: properties, challenges, and prospects as an alternative to mammalian gelatines. **Food Hydrocolloids**, v. 23, p. 563-576, 2009.

KHAN, M.A., et al. Effect of enzymatic fish protein hydrolysate from fish scrap on the state of water and denaturation of lizard fish (*Saurida wanieso*) myofibrils during dehydration. **Food Science and Technology Research**, v. 9(3), p. 257-263, 2003.

KASANKALA, L. M. et al. Optimization of gelatin extraction from grass carp (*Catenopharyngodon idella*) fish by response surface methodology. **Bioresource Technology**, v. 98, p. 3338-3343, 2007.

KIM, S.K. & MENDIS, E. Bioactive compounds from marine processing byproducts – A review. **Food Research International**, v. 39, p. 383-393, 2006.

KITTIPHATTANABAWON, et al. Characterization of acid-soluble collagen from skin and bones of bigeye snapper (*Priacanthus tayenus*). **Food Chemistry**, v. 89(3), p. 363-372, 2005.

KOŁODZIEJSKA, I. et al. Effect of extracting time and temperature on yield of gelatin from different fish offal. **Food Chemistry**, v. 107, p. 700-706, 2008.

LI, et al. Isolation and characterization of acid soluble collagens and pepsin soluble collagens from the skin and bones of Spanish mackerel (*Scomberomorus niphonicus*). **Food Hydrocolloids**, v. 31, p. 103-113, 2013.

LIU, et al. Extraction and characterization of pepsin-solubilised collagen from fins, scales, skins, bones and swim bladders of bighead carp (*Hypophthalmichthys nobilis*). **Food Chemistry**, 133, 1441-1448, 2012.

LIU, et al. Extraction and characterization of acid- and pepsin-soluble collagens from the scales, skins and swim-bladders of grass carp (*Ctenopharyngodon idella*). **Food Bioscience**, v. 9, p. 68-74, 2015.

LOPES, et al. Pescada amarela (*Cynoscion acoupa*) desembarcada: características microbiológicas e qualidade do gelo utilizado na sua conservação. **Revista do Instituto Adolfo Lutz**, v. 71(4), p. 677–684, 2012.

MANTOS, I.P. e LUCENA, F. Descrição da pesca da pescada amarela *Cynoscion acoupa* da costa do Pará. **Arquivos de Ciências do Mar**, Fortaleza, v. 39, pag. 66-73, 2006.

MARCUSCHI, et al. Purification, characterization and substrate specificity of a trypsin from the Amazonian fish tambaqui (*Colossoma macropomum*). **Biochemical Biophysical Research Communications**, v. 396, p. 667-673, 2010.

MARQUES, Cláudia. SEBRAE-SC. Brasil é celeiro de gelatina. Em: <http://www.sebrae-sc.com.br/newart/default.asp?materia=10091>. Fonte: Diário do Comércio. Publicado em 18/08/2005. Acesso em: 28 de Novembro de 2018.

MINISTÉRIO DA PESCA E AQUICULTURA – MPA. **Balanço da Pesca e Aquicultura: Brasil 2013**. Ministério da Pesca e Aquicultura, 2013.

MINISTÉRIO DA PESCA E AQUICULTURA – MPA. Em: <http://www.mpa.gov.br/pesca>. Acesso em: 28 de março de 2018.

MONTANHA, et al. Caracterização de Microesferas de Colágeno e Fibroína como suporte para as células tronco. XVIII Congreso Argentino de Bioingeniería SABI 2011 - VII Jornadas de Ingeniería Clínica Mar del Plata, 28 al 30 de septiembre de 2011.

MONTERO, P. & GÓMEZ-GUILLÉN, M. Extracting conditions for megrim (*Lepidorhombus boscii*) skin collagen affect functional properties of the resulting gelatina. **Journal of Food Science**, v. 65, p. 434-438, 2000.

MORIMURA, et al. Development of an effective process for utilization of collagen from livestock and fish waste. **Process Biochemistry**, v. 37, p. 1403–1412, 2002.

MUYONGA, et al. Characterization of acid soluble collagen from skins of young and adult Nile perch (*Lates niloticus*). **Food Chemistry**, v. 85, p.81-89, 2004.

NELSON & COX, 2014. Princípios de bioquímica de Lehninger. Porto Alegre, Ed. Artmed, 6ª edição, 2014.



NORLAND, R.E. Fish gelatin. In M.N. Voight & J.K. Botta (Eds.), *Advances in fisheries technology and biotechnology for increased profitability* (p. 325-333). Lancaster: Technomic Publishing Co., 1990.

OLIVEIRA, et al. Polímeros na obtenção de sistemas de liberação de fármacos. **Revista Eletrônica de Farmácia**, v. 3(1), p. 29-35, 2006.

OZAWA, et al. Removal of aqueous chromium by fish bone waste originated hydroxyapatite. **Journal of Materials Science Letters**, v. 22, p. 513–514, 2003.

PRESTES, R.C., et al. Caracterização da fibra de colágeno gelatina e colágeno hidrolisado. *Revista Brasileira de Produtos Agroindustriais*, v. 15, n. 4. Campina Grande, 2013.

QUINTO, et al. Replacement of fishmeal by two types of fish protein hydrolysate in feed for postlarval shrimp. *Aquaculture Nutrition*, v.v., p. 1-9, 2017.

SACHINDRA, et al. Recovery of carotenoids from shrimp waste in organic solvents. **Waste Management**, v. 26, p. 1092-1098, 2006.

SANTOS, F.M.S., et al. Use of chitosan coating in increasing the shelf life of liquid smoked Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) fillet. **Journal of Food Science and Technology**, v. 54, p. 1304-1311, 2017.

SCHOTT, A. Functions of gelatin in food applications. **American Association of Cereal Chemists, Inc.**, v. 46, p. 414-416, 2001.

SCHRIEBER, R. & GAREIS, H. *Gelatine Handbook: Theory and Industry Practice*. 2007.

SEIBEL, N.F.; SOARES, L.A.S. Produção de silagem química com resíduos de pescado marinho. **Brazilian Journal of Food Technology**, v. 6, n. 2, p.333 - 337, 2003.

SENARATNE, L. S.; PARK, P. & KIM, S. Isolation and characterization of collagen from brown backed toadfish (*Lagocephalus gloveri*) skin. **Bioresource Technology**, 97, 191-197, 2006.

SHYNI, et al. Isolation and characterization of gelatin from the skins of skipjack tuna (*Katsuwonus pelamis*), dog sharks (*Scoliodon sorrakowah*) and rohu (*Labeo rohita*). **Food Hydrocolloids**, v. 39, p. 68-76, 2014.

SILVA, et al. Purification and partial characterisation of a trypsin from the processing waste of the silver mojarra (*Diapterus rhombeus*). **Food Chemistry**, v. 129, p. 777-782, 2011.

SILVA, et al. Characteristics and chemical composition of skins gelatin from cobia (*Rachycentron canadum*). **Food Science and Technology**, v. 57, p. 580-585, 2014.

SINTHUSAMRAN, S.; BENJAKUL, S.; KISHIMURA, H. Comparative study on molecular characteristics of acid soluble collagens from skin and swim bladder of seabass (*Lates calcarifer*). **Food Chemistry**, v. 138, p. 2435-2441, 2013.

SOUZA, et al. Desenvolvimento e análise sensorial de uma sobremesa à base de colágeno hidrolisado e soja. In: XIX Congresso Brasileiro de Ciência e Tecnologia de Alimentos. Anais, Recife – PE, 2004.

SOUZA, et al. Trypsin-like enzyme from intestine and pyloric caeca of spotted goatfish (*Pseudupeneus maculatus*). **Food Chemistry**, v. 100, p. 1429-1434, 2007.

SOUZA-JÚNIOR, et al. A cadeia produtiva do pescado na microrregião do Salgado-PA e sua participação no índice de desenvolvimento humano local. In: Simpósio de excelência em gestão e tecnologia – IX SEGeT, 2012, Resende, RJ. Disponível em: <http://www.aedb.br/seget/arquivos/artigos12/3761671.pdf>. Acesso em: 12 de fevereiro de 2016.

SZPILMAN, M. Peixes marinhos do Brasil: Guia prático de identificação. Rio de Janeiro. **Mauad**, p. 288, 2000.

TU, et al. Physico-chemical properties of gelatin from bighead carp (*Hypophthalmichthys nobilis*) scales by ultrasound-assisted extraction. **Food Science and Technology**, v. 52, p. 2166-2174, 2015.

VALLE, et al. Replacement of fishmeal by fish protein hydrolysate and biofloc in the diets of *Litopenaeus vannamei* postlarvae. **Aquaculture Nutrition**, v. 21, p. 105-112, 2015.

WANGTUEAI, S. & NOOMHORN, A. Processing optimization and characterization of gelatin from lizardfish (*Saurida spp*) scales. **Lebensm. Wiss. Technol.**, v. 42, p. 825-834, 2009.

WIDJAJA, et al. Fatty Acids Profile of Tropical Bagridae Catfish (*Mystus nemurus*) During Storage. **American Journal of Food Technology**, v. 4, p.9-95, 2009.

WOLFF, et al. A Trophic flow model of the Caeté mangrove estuary (north Brazil) with considerations for the sustainable use of its resources. **Estuarine, costal and shelf science**. London, v. 50, p. 789-803, 2000.

WU, R.S.S. The environmental impact of marine fish culture: towards a sustainable future. **Marine Pollution Bulletin**, v. 31, p. 159-166, 1995.

XU, et al. Physicochemical and functional properties of gelatin extracted from Yak skin. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 95, p. 1246-1253, 2017.

ZHANG, Z.; LI, G.; SHI, B. Physicochemical properties of collagen, gelatin and collagen hydrolysate derived from bovine limed split wastes. **Journal of the Society of Leather Technologists and Chemists**, v. 90, p. 23-28, 2006.

ZHANG, et al. Isolation and partial characterization of pepsin-soluble collagen from the skin of grass carp (*Ctenopharyngodon idella*). **Food Chemistry**, 103, 906-912, 2007.

ZHOU, P. & REGENSTEIN, J.M. Effects of alkaline and acid pretreatments on Alaska Pollock skin gelatin extraction. **Journal of Food Science**, v. 70, n. 6, 2005.

## APÊNDICE A – QUESTIONÁRIO DE AVALIAÇÃO

**Questionário de avaliação – Análise sensorial**

Nome: \_\_\_\_\_

- Marque com um (x) a opção que classifica a amostra de acordo com a análise sensorial realizada:

| G.C. | G.E. | G.P. |                                                                   |
|------|------|------|-------------------------------------------------------------------|
|      |      |      | <b>0 – Sem odor</b>                                               |
|      |      |      | <b>1 – Muito leve e apenas perceptível na avaliação cuidadosa</b> |
|      |      |      | <b>2 – Leve, mas facilmente perceptível</b>                       |
|      |      |      | <b>3 – Forte, mas não ofensivo</b>                                |
|      |      |      | <b>4 – Forte e ofensivo</b>                                       |
|      |      |      | <b>5 – Muito forte e muito ofensivo</b>                           |