



UNIVERSIDADE FEDERAL DO PIAUÍ
PRÓ-REITORIA DE ENSINO DE PÓS-GRADUAÇÃO
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
CAMPUS MINISTRO PETRÔNIO PORTELA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ZOOTECNIA TROPICAL

LARISSE CARNEIRO DA FROTA BRITO

**EXTRAÇÃO DE COLÁGENO A PARTIR DA PELE RESIDUAL DA
FILETAGEM DE TILÁPIA OBTIDA DE PISCICULTORES**

Orientadora:
Profa. Dra. Maria Christina Sanches Muratori

Teresina

2025

LARISSE CARNEIRO DA FROTA BRITO

**EXTRAÇÃO DE COLÁGENO A PARTIR DA PELE RESIDUAL DA
FILETAGEM DE TILÁPIA OBTIDA DE PISCICULTORES**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Zootecnia Tropical (PPGZT) da Universidade Federal do Piauí (UFPI), na área de concentração Produção Animal nos Trópicos e linha de pesquisa em Produção de Alimentos e Nutrição Animal nos Trópicos, como requisito para obtenção do título de Mestre em Zootecnia Tropical.

Orientadora: Profa. Dra. Maria Christina Sanches Muratori

Teresina (PI)

2025

FICHA CATALOGRÁFICA
Universidade Federal do Piauí
Biblioteca Setorial CCA
Serviço de Representação Temática da Informação

B862c Brito, Larisse Carneiro da Frota.
Extração de colágeno a partir da pele residual da filetagem de tilápia obtida de piscicultores. / Larisse Carneiro da Frota Brito. -- 2025.
44 f.

Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal do Piauí, Centro de Ciências Agrárias, Programa de Pós-Graduação em Zootecnia Tropical, 2025.
“Orientadoar: Profa. Dra. Maria Christina Sanches Muratori.”

1. *Oreochromis spp.* 2. Colágeno. 3. Pele. I. Muratori, Maria Christina Sanches. II. Título.

CDD 639

Bibliotecário: Rafael Gomes de Sousa - CRB3/1163

LARISSA CARNEIRO DA FROTA BRITO

**EXTRAÇÃO DE COLÁGENO A PARTIR DA PELE RESIDUAL DA
FILETAGEM DE TILÁPIA OBTIDA DE PISCICULTORES**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Zootecnia Tropical (PPGZT) da Universidade Federal do Piauí (UFPI), como requisito para obtenção do título de Mestre em Zootecnia Tropical.

Área de concentração: Produção Animal nos Trópicos.

Linha de pesquisa: Produção de Alimentos e Nutrição Animal nos Trópicos.

Aprovado em 21 de março de 2025.

BANCA EXAMINADORA

Documento assinado digitalmente
MARIA CRISTINA SANCHES MURATORI
Data: 03/07/2025 13:01:48-0300
Verifique em <https://validar.jf.gov.br>

Profa. Dra. Maria Christina Sanches Muratori
(Presidente) / DMV/CCA/UFPI

Documento assinado digitalmente
AMILTON PAULO RAPOSO COSTA
Data: 03/07/2025 11:51:52-0300
Verifique em <https://validar.jf.gov.br>

Prof. Dr. Amliton Paulo Raposo Costa
(Interno) / DMV/CCA/UFPI

Documento assinado digitalmente
MARCO DOSSANTOS ROCHA
Data: 03/07/2025 12:11:36-0300
Verifique em <https://validar.jf.gov.br>

Pesq. Dr. Márcio dos Santos Rocha
(Interno) / DMV/CCA/UFPI

Documento assinado digitalmente
STELLA REGINA ARCANJO MEDEIROS
Data: 06/07/2025 15:18:05-0300
Verifique em <https://validar.jf.gov.br>

Profa. Dra. Stella Regina Arcanjo Medeiros
(Interna) / CSHNB/UFPI

Documento assinado digitalmente
GLENDA LIDICE CORTIZ MARINHO SILVA
Data: 03/07/2025 18:27:39-0300
Verifique em <https://validar.jf.gov.br>

Profa. Dra. Glenda Lidice Cortez Marinho Silva
(Externa)/UPS

Dedico...

Ao meu filho Talion, que é meu impulso diário na realização dos meus sonhos.

Ao meu marido Raniery Felipe, por todo amor incondicional, apoio e sacrifícios que tornaram possível cada etapa da minha jornada acadêmica.

A minha querida mãe/avó Maria Dilousa Frota (*in memoriam*) por ter sempre me incentivado nos estudos, e por todo amor incondicional.

A minha mãe Sandra por todo apoio.

A minha orientadora Prof. Dra. Maria Christina, pela paciência, sabedoria, orientação, e por sempre acreditar em mim quando eu mesmo hesitava.

AGRADECIMENTO

Ao Senhor meu Deus, pela saúde nas madrugadas de estudo, pela sabedoria nos momentos de dúvida, e pela fé que sustentou meus passos em cada desafio desta jornada acadêmica.

Agradeço a minha querida orientadora Maria Christina Sanches Muratori por todos esses anos de orientação. Foram 9 anos de orientação durante toda minha jornada acadêmica pela UFPI, sou muito grata por cada conversa, por sempre me ensinar com tanto amor, por todos os conselhos, por sempre acreditar em mim, por ser essa pessoa sempre generosa, presente e que cuida dos seus filhos acadêmicos com tanto carinho.

Agradeço ao meu marido Raniery Felipe, por sempre me apoiar na realização dos meus sonhos, por todo apoio com nosso filho durante minha jornada acadêmica, sem seu apoio esse título não seria possível.

Agradeço a minha querida mãe/avó Maria Dilousa Frota (*in memoriam*), por todo amor incondicional, por sempre ter me incentivado a estudar e por sempre ter feito tudo por mim, sem ela eu não teria conseguido chegar até aqui.

Agradeço a minha mãe Sandra Patrícia Carneiro da Frota, por todo apoio e amor incondicional.

Agradeço a minha tia Francisca das Chagas por todo seu apoio, amor e incentivo. Enfim, agradeço a todos meus familiares, que contribuíram direto e indiretamente para conclusão de mais uma etapa na minha jornada acadêmica.

Agradeço aos meus amigos de pesquisa que me ajudaram na realização desse trabalho, João, Lorena, Beatriz, Mateus, Giovanna, Artur, Rebeca, Eusébio, entre outras pessoas que também me ajudaram, sem vocês esses resultados não seriam possíveis.

Agradeço ao meu amigo Márcio Rocha por ter me ajudado na realização deste trabalho de pesquisa, sua ajuda foi fundamental.

Agradeço aos laboratórios de pesquisa NUEPPA e LAGO por todo suporte na realização nas análises. Agradeço a Universidade Federal do Piauí que tem sido minha segunda casa por todos esses anos, foi sempre muito bem acolhida.

Agradeço ao Programa de Pós-graduação em Zootecnia Tropical pela oportunidade. E a Capes pelo apoio financeiro durante a realização deste trabalho de pesquisa.

Resumo

O uso da pele de tilápia para extração de colágeno, pode representar uma alternativa ao uso de outras fontes, como avícola, suína e bovina, evitando a transmissão de doenças, infectocontagiosas, e rejeições de cunho religiosos e éticos. Assim, o objetivo do trabalho foi avaliar se era viável aproveitar a pele de tilápia descartada por piscicultores para extração de colágeno. Para realização da pesquisa foi feita a coleta da pele, descartada por piscicultores do Mercado do Peixe de Teresina, PI, para em seguida ser feita extração de colágeno com diferentes tratamentos da pele e tempo de extração em solução ácida, posteriormente foram feitas análises microbiológicas e físico-químicas do colágeno extraído e análise por FTIR. Assim, conclui-se que a trituração da pele de tilápia no processo de extração aumentou o rendimento da extração de 10,25% para 19,16%, em um dos tratamentos testados. O processo de extração foi eficiente na redução da contagem microbiana e na eliminação de *salmonella* e *vibrio* presente na pele *in natura*. A extração utilizando cuba ultrassônica manteve as características de colágeno tipo I como mostrado nas análises por FTIR.

Palavras-chave: aproveitamento, pele, *Oreochromis* spp., colágeno.

ABSTRACT

The use of tilapia skin for collagen extraction may represent an alternative to other sources, such as poultry, pork, and bovine collagen, avoiding the transmission of infectious diseases and religious or ethical objections. Thus, the objective of this study was to evaluate the feasibility of utilizing discarded tilapia skin from fish farmers for collagen extraction. To conduct the research, tilapia skin discarded by fish farmers at the *Mercado do Peixe* in Teresina, Piauí, was collected. The collagen was then extracted using different skin treatments and varying durations of acid solution extraction. Subsequently, microbiological and physicochemical analyses were performed on the extracted collagen, along with FTIR (Fourier-transform infrared spectroscopy) analysis. The results showed that grinding the tilapia skin during the extraction process increased the yield from 10.25% to 19.16% in one of the tested treatments. The extraction process was effective in reducing microbial counts and eliminating *Salmonella* and *Vibrio* present in the raw skin. Extraction using an ultrasonic bath maintained the characteristics of type I collagen, as confirmed by FTIR analysis. In conclusion, tilapia skin proved to be a viable and efficient source for collagen extraction, offering a sustainable alternative to traditional sources while ensuring safety and quality.

Keywords: utilization, skin, *Oreochromis* spp., collagen.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - esquema de extração e caracterização do colágeno obtido a partir da pele de tilápia (<i>Oreochromis</i> spp.).....	19
Figura 2 - Processo de extração de colágeno.....	22
Figura 3 - Análises das amostras de colágeno por FTIR.....	35

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Rendimento da extração de colágeno obtido da pele de tilápia (<i>Oreochromis</i> spp.) com diferentes apresentações utilizando cuba ultrassônica por 3h e 24h.....	29
Tabela 2 - Análises microbiológicas do colágeno extraído da pele de Tilápia.....	30
Tabela 3 - Análises da composição centesimal do colágeno extraído da pele de tilápia (<i>Oreochromis</i> spp.) utilizando aparelho ultrassônico durante 3 e 24 horas de extração em solução de ácido acético.....	31
Tabela 4 - Distribuição da espectroscopia de infravermelho das amostras de colágeno extraído da pele de tilápia (<i>Oreochromis</i> spp.) em solução ácida, com tempo de extração por 3h e 24h, utilizando cuba ultrassônica.....	33

LISTA DE SIGLAS

CPCCE – Colágeno da Pele Cortada com Escama
CPCSE - Colágeno da Pele Cortada sem Escama
CPTCE - Colágeno da Pele Triturada com Escama
CPTSE - Colágeno da Pele Triturada sem Escama
CuSO₄ – Sulfato de cobre
DIC – Delineamento Inteiramente Casualizado
EC - *Escherichia coli*
EMB - ágar eosina de metileno
FAO - Food and Agriculture Organization
Gly – Glicina
IMViC - Indol, Vermelho de Metila, Voges Proskauer e Citrato
NaCl – Cloreto de sódio
NaOH – Hidróxido de sódio
Na₂SO₄ – Sulfato de sódio
NMP – Número Mais Provável
NUEPPA - Núcleo de Estudos e Pesquisas e Processamento em Alimentos
PA – Peso amostra
PC – Peso cadinho
PCA - Plate Count Agar
UFC – Unidade Formadora de Colônia
UFPI – Universidade Federal do Piauí
VB - Verde Brilhante

LISTA DE SÍMBOLOS

% - Percentual

t – Tonelada

® - Marca registrada

Ū – Umidade média

Σ – Soma

> - Maior

α – Alfa

= - Igual

± - mais ou menos

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO.....	14
2. OBJETIVOS.....	15
2.1. Objetivo geral.....	15
2.2. Objetivos específicos.....	15
3. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	16
3.1 Morfologia da pele.....	16
3.2 Colágeno.....	16
3.3 Colágeno de peixe.....	17
4. METODOLOGIA.....	18
4.1 Delineamento do estudo.....	18
4.2 Coleta do material.....	20
4.2.1 Preparo das amostras.....	20
4.3 Extração de colágeno.....	20
4.3.1 Pré-tratamento para retirada de impurezas, descalcificação, pigmentos, gordura das peles e proteínas não colagenosas das amostras	20
4.3.2 Extração de proteínas colagenosas em solução ácida.....	20
4.4 Determinação do rendimento.....	23
4.5 Análises microbiológicas.....	23
4.5.1 Preparo das amostras.....	23
4.5.2 Número mais provável de coliformes totais, coliformes termotolerantes e de <i>Escherichia coli</i>	23
4.5.3 Pesquisa de <i>Salmonella spp</i>	24
4.5.4 Contagem de bactérias heterotróficas mesófilas.....	24
4.5.5 Contagem de bactérias heterotróficas psicotróficas.....	24
4.5.6 Contagem de fungos filamentosos e leveduriformes.....	25
4.6 Análises físico-químicas.....	25
4.6.1 Determinação de umidade.....	25
4.6.2 Determinação de cinzas.....	25
4.6.3 Determinação de proteína bruta.....	26
4.6.4 Determinação de lipídios à frio.....	26
4.6.5 Determinação de pH e de acidez total titulável (ATT).....	27
4.6.6 Determinação de Atividade de Água (AA).....	27
4.7 Caracterização do colágeno.....	27
4.7.1 Análises por FTIR.....	27
4.8 Análise estatística.....	27
5. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	28
6. CONCLUSÃO.....	39
7. PERSPECTIVAS FUTURAS.....	39
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	40

1. INTRODUÇÃO

A tilápia (*Oreochromis spp.*) é o peixe mais cultivado na piscicultura brasileira, sendo o Brasil o quarto maior produtor mundial. Em 2023, o Brasil produziu 887.029 toneladas de peixes de cultivo, sendo que a produção de tilápia obteve um percentual de 65,3% (579.080t) do total a nível nacional. No Piauí foram produzidas 21.900 toneladas de peixes de cultivos, destas 9.700 toneladas foram de tilápia, o que corresponde a 44,3% (Peixe BR, 2024).

Durante o processamento de alimentos aquáticos, partes do peixe que não são consumidas, como cabeça, ossos, pele, escamas e aparas, são frequentemente descartadas, representando de 30 a 70% do peso total do animal (FAO, 2024), sendo geralmente descartados em rios, mares, lixões e córregos (Vaz, 2022). No entanto, estes resíduos podem ser aproveitados para extração de biomoléculas que possuem alto valor agregado, dentre elas, colagenases, pepsina, quimotripsina, colágeno e tripsina (Vaz et al., 2022). Segundo a FAO (2024) do total de 185 milhões de toneladas de animais aquáticos produzidos em 2022, cerca de 89% (164,6 milhões de toneladas) foram destinados ao consumo humano e cerca de 11,24% (20,8 milhões de toneladas) restantes foram destinados a usos não alimentares.

O uso da pele de tilápia para extração de colágeno, pode representar uma alternativa ao uso de outras fontes, como avícola, suína e bovina, no qual são as mais frequentemente utilizadas e comercialmente viáveis na produção de produtos à base de colágeno (Oslan, et al, 2022), evitando a transmissão de doenças, infectocontagiosas, como a encefalopatia espongiforme bovina, e rejeições de cunho religiosos e éticos (Senadheera; Dave; Shahidi, 2020; Jafari, et al., 2020).

O uso da pele de tilápia como biomaterial para curativo tem sido recomendado no tratamento de vários tipos de feridas na medicina humana, incluindo úlceras diabéticas, feridas traumáticas e queimaduras (Costa, et al., 2019; Alam, Jeffery, 2019; Woodrow, Chant, Chant, 2019, Yang, Polanco, Lantis, 2016). O acelerado processo de cicatrização de feridas com o uso de enxerto da pele de tilápia, têm sido relacionados a alta concentração de colágeno, as propriedades antibacterianas, alta concentração de ácidos graxos poli-insaturados (ômega 3), como também pela sua estrutura porosa tridimensional (Costa, et al., 2019; Alam, Jeffery, 2019; Magnusson, et al., 2017).

Do colágeno extraído da pele de tilápia podem ser preparados curativos de hidrogel que previnem o ressecamento pela manutenção da umidade na ferida.

Também estimula a formação do tecido de granulação e melhora o desbridamento autolítico (Liu et al., 2018). Além disso, a manutenção da umidade no tecido lesado favorece a atividade dos macrófagos e neutrófilos para iniciar a fagocitose. Assim, os hidrogéis tornam-se uma alternativa no tratamento de feridas e queimaduras devido as suas características de baixa tensão interfacial com a água e estrutura porosa, o que favorece a encapsulação de princípios ativos, como também peptídeos e proteínas (Ghica et al., 2016).

Desta forma, o aproveitamento da pele de tilápia é uma alternativa economicamente viável, para uso como matéria-prima no processo de extração de colágeno, tendo em vista os benefícios do colágeno no processo de cicatrização da pele.

2. OBJETIVOS

2.1. Objetivo geral:

Avaliar se era viável aproveitar a pele de tilápia descartada por piscicultores para extração de colágeno.

2.2. Objetivos específicos:

- Avaliar se o tamanho do corte da pele da tilápia influenciam no rendimento e na eficiência da extração de colágeno.
- Determinar se o tempo de extração ácida tem efeito no rendimento do colágeno solúvel e no teor de proteínas.
- Avaliar se o protocolo utilizado para extração de colágeno favorece a redução da carga microbiana inicial da pele de tilápia
- Analisar se a composição físico-química do colágeno extraído (teor de umidade, cinzas e solubilidade) poderia favorecer protocolos para tratamento da pele.
- Caracterizar por Espectroscopia de absorção por infravermelho se o colágeno extraído da pele de tilápia possuía bandas características de colágeno tipo I.

3. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

3.1. Morfologia da pele

A organização estrutural da pele da tilápia do Nilo é constituída pela epiderme e a derme, semelhante de outros peixes teleósteos. Sendo a epiderme formada por tecido epitelial pavimentoso estratificado, com subcamadas de células epiteliais. As células epiteliais da camada germinativa, ficam apoiadas na membrana basal nítida, elas são cilíndricas, com cromatina frouxa e núcleo oval, estão estreitamente unidas entre si, por um segmento viscoso intercelular a matriz (Pasos, 2020).

Enquanto a derme superficial da pele da tilápia é formada por tecido conjuntivo frouxo e a derme profunda por tecido conjuntivo denso, espesso e com uma grande quantidade de fibras colágenas paralelas (Souza, et al., 2021).

3.2. Colágeno

O colágeno é encontrado na matriz extracelular de tecidos conjuntivos, incluindo ossos, ligamentos, pele, vasos sanguíneos, cartilagem, tendões e discos intervertebrais, sendo uma das proteínas mais abundantes em animais (Nimni & Harkness, 2018), representando cerca de 30% do peso de um mamífero (Nimni & Harkness, 2018; Neff & Bradshaw, 2021).

É uma proteína estrutural, formada por duas cadeias, α_1 e α_2 , que se mantêm unidas por ligações covalentes e ligações de hidrogênio, entre os grupos carboxila (-COOH) e amina (-NH) (Li, et al, 2018). Sua organização molecular é altamente variável, mesmo com sua estrutura geral de hélice tripla e da repetição tripla (Gly-XY)_n, onde X e Y são ocupados mais frequentemente pelos aminoácidos prolina e hidroxiprolina, embora possam ser ocupados por qualquer aminoácido (Bachinger, et al., 2010; Ricard-Blum, 2011). Sob condições fisiológicas a prolina e hidroxiprolina são essenciais para manter a estrutura tripla helicoidal, por meio das ligações de hidrogênio formadas que inibem a rotação descontrolada, enquanto a glicina é crítica para compactar as três hélices (Privalov; Tiktopulo; Tischenko, 1979; Astbury & Bell, 1940).

Os tipos de colágenos mais estudados e os mais prevalentes são: o colágeno tipo I, presente em quase todos os tecidos e órgãos; o colágeno tipo II, presente no corpo vítreo, núcleo pulposo e em cartilagem; e o colágeno tipo III encontrado no fígado, baço, pulmões, na pele e vasos sanguíneos (Inoue, et al., 2012).

O colágeno tipo I tem sido usado em diversas aplicações, dentre elas na sutura e substratos de engenharia de tecidos, na administração de medicamentos, como também como substitutos de pele (TANG & SAITO, et al., 2015). Por possuir características como excelente biodegradabilidade, biocompatibilidade, reações imunogênicas pobres, hidrofiliçidade e biocompatibilidade torna-se um excelente candidato para aplicações biomédicas (Liu, et al., 2019; Lin, et al., 2019).

Portanto devido as suas características, e por melhorar sua biocompatibilidade, o colágeno tipo I tem sido utilizado como constituinte principal no desenvolvimento de biomateriais, sendo amplamente utilizado como curativos biológicos, mesmo em associação com técnicas regenerativas ou com outros produtos, aos quais são biomateriais de origem bovina ou suína (Guo, et al., 2016; Ramakrishnan, et al., 2013; Norbury, et al., 2016).

3.3. Colágeno de peixe

O colágeno extraído de subprodutos de peixe tem recebido cada vez mais atenção devido as suas características, comparado ao colágeno terrestre de aves e mamíferos. Dentre elas estão: excelente biodegradabilidade, biocompatibilidade, baixo peso molecular, antigenicidade fraca, fácil absorção pelo corpo humano, habilidades antioxidantes, nenhuma restrição por motivos religiosos e baixo risco de transmissão de doenças (El-Rashidy, et al., 2015; Jafari, et al., 2020; Sol, et al., 2017; Zhang, et al., 2019).

A pele e a carne da tilápia (*Oreochromis spp.*) são fontes de colágeno tipo I e outros bioativos (Hemker, et al., 2020). Sendo que este colágeno se distingue pela sua estabilidade de sua integridade estrutural, relacionado ao teor de prolina e hidroxiprolina (Ramshaw, Shah & Brodskyb, 1998; Xu, et al., et al., 2019; Ghanaeian & Soheilifard, 2018). O colágeno extraído da pele de tilápia, que é uma espécie de peixe de água quente, apresenta concentrações mais altas de prolina e hidroxiprolina (~25%) em relação aos peixes de águas frias (~17%), podendo exibir propriedades semelhantes em termos de termostabilidade e rigidez ao colágeno proveniente de fontes suína e bovina (~30%) (Karim, Bhat, 2009).

O estudo de Matsumoto et al. (2015) demonstrou que a indução da diferenciação de células-tronco mesenquimais humanas do colágeno tipo I de tilápia foi superior ao colágeno tipo I suíno. Yamamoto et al. (2014) também evidenciou no seu trabalho de pesquisa que o colágeno tipo I extraído de escamas de tilápia é mais

facilmente adsorvido do que o colágeno suíno e bovino, no qual foi descrito após aplicação tópica e intracutânea, como uma substância segura, sem reações cutâneas adversas.

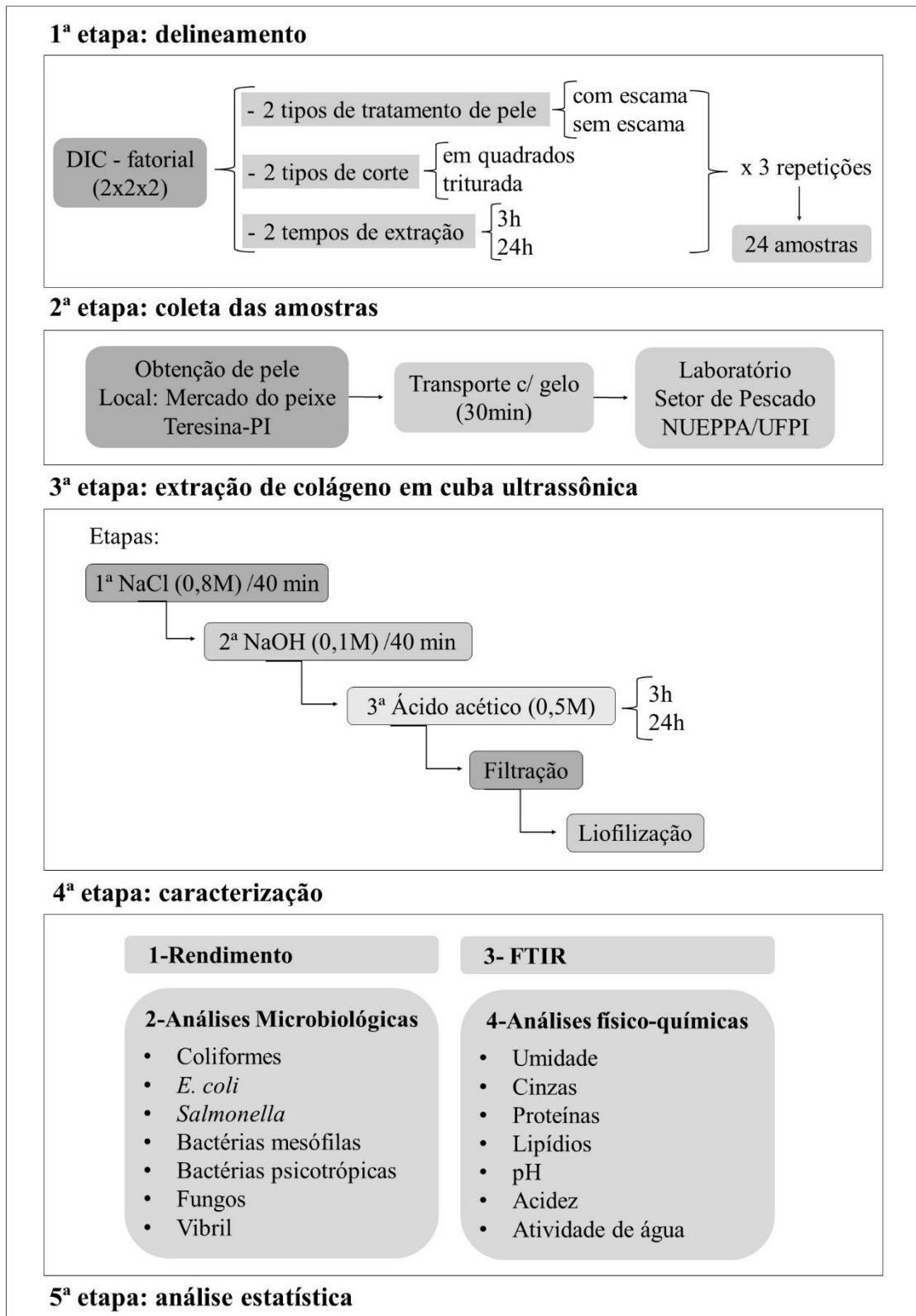
No estudo de Huang et al. (2024) no qual foi avaliado o colágeno comercial da pele de tilápia, foi observado que ele promoveu tanto a adesão celular, quanto a proliferação de fibroblastos de pele humana, semelhante ao colágeno extraído da cauda de rato, pele suína e da pele bovina. Também mostrou uma estimulação mais significativa da migração celular do que o colágeno suíno e bovino. Além disso, exibiu uma rápida taxa de formação de fibrilas.

4. METODOLOGIA

4.1. Delineamento do estudo

O estudo de extração e caracterização do colágeno obtido a partir da pele de tilápia, feito pelo aproveitamento após o processo de filetagem por comerciantes obtida de piscicultores, foi dividido em cinco etapas conforme observado na Figura 1.

Figura 1: esquema de extração e caracterização do colágeno obtido a partir da pele de tilápia (*Oreochromis spp.*).



Fonte: arquivo pessoal.

4.2 Coleta do material

As amostras de pele de tilápia (*Oreochromis spp.*) foram coletadas no Mercado do Peixe (05°05'21"S; 42°48'05'W) em Teresina, Piauí, Brasil, após descarte da filetagem manual realizada pelos concessionários. Posteriormente, foram armazenadas em caixa isotérmica com gelo reciclável para transporte até o Setor de Tecnologia de Pescado do Núcleo de Estudos e Pesquisas e Processamento em Alimentos (NUEPPA) da Universidade Federal do Piauí. No local foram imediatamente armazenadas em freezer doméstico a -18,0°C, até o momento da extração do colágeno.

4.2.1 Preparo das amostras

Inicialmente, para os tratamentos T1; T2; T3 e T4 as escamas permaneceram aderidas a pele e para os demais (T5; T6; T7 e T8) as escamas foram arrancadas manualmente. Posteriormente, as amostras de todos os tratamentos foram cortadas em formato quadrangular com aproximadamente 4,0 cm² para a extração do colágeno. Após o corte, 60 g das amostras foram transferidas para frascos tipo béquer conforme o tratamento utilizado. Todas as extrações foram feitas em triplicata.

4.3 Extração de colágeno (Adaptado de Carvalho et al., 2021).

4.3.1 Pré-tratamento para retirada de impurezas, descalcificação, pigmentos, gordura das peles e proteínas não colagenosas das amostras

Após a pesagem, as amostras foram imersas em solução de NaCl (0,8 M) na proporção de 1:5 (60g de pele: 300mL de solução) por 40 minutos. Após esse tempo, a solução foi descartada e as amostras foram lavadas com água destilada para retirada do excesso de solvente. Posteriormente, as amostras foram transferidas para outro frasco e adicionou-se solução de NaOH (0,1 M) também na proporção de 1:5, permanecendo imersas por 40 min. Após, esse período as amostras foram novamente lavadas com água destilada (Figura 2).

4.3.2 Extração de proteínas colagenosas em solução ácida

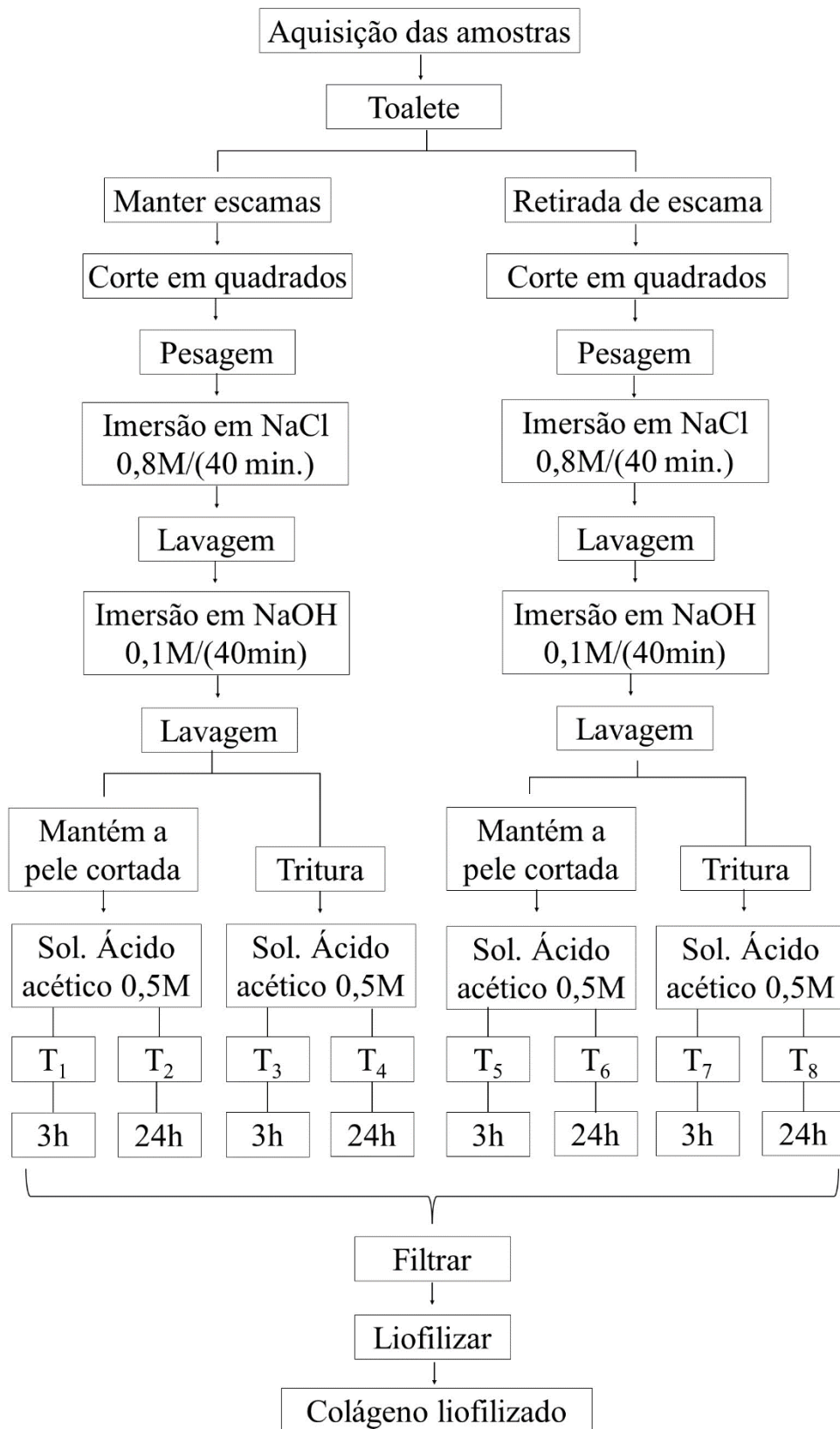
Posteriormente, para extração de colágeno, as amostras foram imersas na solução de ácido acético a 0,5M, mantendo a proporção de 1:5. As amostras dos tratamentos T3; T4, T7 e T8 foram transferidas individualmente para copo de liquidificador doméstico para serem trituradas, após trituração retornaram para o

frasco béquer onde permaneceram imersas pelo tempo conforme o tratamento estipulado em aparelho modelo cuba de ultrassom, marca cristófoli ®.

O tempo de imersão na solução de ácido acético a 0,5M variou conforme os tratamentos utilizados, distribuídos da seguinte forma: por três horas (T1; T3; T5 E T7) e por 24 horas (T2; T4; T6 E T8).

Decorrido o tempo de imersão, após a obtenção do colágeno aquoso as amostras foram filtradas conduzidas para frascos para serem liofilizadas (Figura 2) em equipamento (Liofilizador L101, marca Liotop ®).

Figura 2: Processo de extração de colágeno.



Fonte: arquivo pessoal

4.4 Determinação do rendimento

O cálculo do rendimento das extrações foi realizado a partir da relação da massa do colágeno seco e a massa da matéria-prima úmida (Equação 1) (Alves, et al. 2018):

$$\text{(Equação 1): } \textit{Rendimento} = \frac{\textit{Massa do colágeno}}{\textit{Massa da matéria-prima}} \times 100$$

4.5 Análises microbiológicas

4.5.1. Preparo das amostras

No laboratório de Controle Microbiológico de Alimentos foram transferidos assepticamente 25,0 gramas de cada amostra para frascos com 225 mL de água peptonada a 0,1%, formando a diluição inicial (10^{-1}). A partir desta diluição foram preparadas as diluições decimais seriadas até 10^{-3} . As análises microbiológicas foram feitas tanto da pele *in natura*, quanto das amostras de colágeno extraídas da pele de tilápia.

4.5.2 Número mais provável de coliformes totais, coliformes termotolerantes e de *Escherichia coli* (Silva et al., 2010)

Para a enumeração de coliformes totais, coliformes termotolerantes e de *Escherichia coli* foi utilizado o método dos tubos múltiplos. Em cada amostra, foram transferidas alíquotas de 1,0mL das diluições previamente preparadas para tubos contendo 10,0mL de caldo Lauril Sulfato Triptose, posteriormente, incubados em estufa bacteriológica a 37,0°C, por 48 horas. Dos tubos positivos, foram repicados com alça de platina para tubos contendo 10,0mL de caldo Verde Brilhante (VB) e *Escherichia coli* (EC), incubados em estufa bacteriológica a 37,0°C e banho maria a 45,0°C, por 48 e 24 horas, para confirmação de coliformes totais e termotolerantes, respectivamente. Dos tubos positivos, foi realizado o plaqueamento em ágar eosina de metileno (EMB) incubado em estufa bacteriológica a 37,0°C, por 24 horas. As colônias características de *E. coli* foram testadas bioquimicamente pelo teste do Indol, Vermelho de Metila, Voges Proskauer e Citrato (IMViC), e incubadas em estufa bacteriológica a 37,0°C por 24 horas. Os resultados foram expressos em número mais provável por grama em logaritmos de base 10 (NMP/g em log 10) após consulta da tabela própria do método.

4.5.3 Pesquisa de *Salmonella spp.* (Silva et al., 2010)

Para a pesquisa de *Salmonella spp.* os frascos contendo a diluição 10^{-1} com água peptonada a 0,1% foram incubados a 37,0°C por 24 horas. Na sequência, alíquotas com 0,1mL e 1,0mL foram transferidas, respectivamente, para os caldos de enriquecimento seletivo: Rappaport-Vassiliadis e selenito-cistina, incubados em estufa bacteriológica a 37,0°C, por 24 horas. Após o período de incubação, a partir dos tubos, foram feitos semeios em estrias em placas de Petri com ágar *Salmonella Shigella* e ágar Hektoen Enteric, que posteriormente foram incubadas em estufa bacteriológica por 24 horas a 37,0°C. A partir das colônias características, foi realizada a triagem bioquímica nos meios: ágar TSI e ágar LIA incubados a 37,0°C por 24 horas. Os resultados suspeitos foram submetidos aos testes: citrato, fenilalanina, uréia, VM-VP, indol e SIM e posteriormente incubados a 37,0°C por 24 horas. Para confirmação sorológica, foram utilizados os antissoros polivalentes “O” e “H”.

4.5.4 Contagem de bactérias heterotróficas mesófilas (Silva et al., 2010)

Para a análise de contagem de bactérias heterotróficas mesófilas, foi utilizado o Método de Contagem Direta em Placas, em que a partir das diluições previamente preparadas, foi feita a inoculação em duplicata, de alíquotas de 1,0mL em placas de Petri esterilizadas, logo após acrescentada do meio de cultivo Plate Count Agar (PCA). Após a solidificação do ágar, as placas foram incubadas em estufa bacteriológica a 37,0°C por 48 horas. Os resultados foram expressos em unidades formadoras de colônias por grama em logaritmos de base 10 (UFC/g em log 10).

4.5.5 Contagem de bactérias heterotróficas psicotróficas (Silva et al., 2010)

Para a análise de contagem de bactérias heterotróficas psicotróficas, foi utilizado o Método de Contagem Direta em Placas, em que a partir das diluições previamente preparadas, foi feita a inoculação em duplicata, de alíquotas de 1,0mL em placas de Petri esterilizadas, logo após acrescentada do meio de cultivo Plate Count Agar (PCA). Após a solidificação do ágar, as placas foram incubadas em estufa bacteriológica a 5,0°C por 7 dias. Os resultados foram expressos em unidades formadoras de colônias por grama em logaritmos de base 10 (UFC/g em log 10).

4.5.6 Contagem de fungos filamentosos e leveduriformes (Pitt; Hocking, 2009)

Para a análise de contagem de fungos filamentosos e leveduriformes, foi utilizado o Método de Contagem Direta em Placas em que a partir das diluições previamente preparadas, foi feita a inoculação em duplicata, de alíquotas de 0,1mL por placa de Petri, na superfície do meio de cultivo Dichloran Rose Bengal Cloranfenicol, e incubadas em estufa a 25,0°C, por sete dias, os resultados foram expressos em unidades formadoras de colônias por grama em logaritmos de base 10 (UFC/g em log 10).

4.6 Análises físico-químicas (Adolfo Lutz, 2008).

4.6.1 Determinação de umidade

Previamente, cadinhos identificados foram secos em estufa a 105°C por pelo menos 2h, resfriados até temperatura ambiente em dessecador e foram mensurados seus pesos (PC) em balança analítica. Adicionou-se em cada cadinho em torno de 0,5g de amostra (PA), que foram levados à estufa, onde secaram a 105°C por 4h. Em seguida, os cadinhos com amostra secas são resfriados no dessecador até temperatura ambiente e seus pesos (PS) são medidos na balança. A umidade média em porcentagem (\bar{U}) da amostra é obtida pela equação abaixo:

$$\bar{U} = \frac{100}{n} \sum_{i=1}^n \frac{PC_i + PA_i - PS_i}{PA_i}$$

4.6.2 Determinação de cinzas

Previamente, cadinhos identificados foram secos em estufa a 105°C por pelo menos 2h, resfriados até temperatura ambiente em dessecador e têm seus pesos, peso cadinho (PC), mensurados em balança analítica. Adiciona-se em cada cadinho em torno de 0,5g de amostra (PA), que foram levados ao forno mufla, onde incineram sob temperatura de 550°C por pelo menos 3h. De outro modo, os cadinhos com amostra seca vindos da determinação de umidade podem ser utilizados nesta análise. Em seguida, os cadinhos com amostra incinerada são mantidos no forno para resfriarem até uma temperatura mais amena, para enfim terminarem o resfriamento no dessecador até temperatura ambiente e terem seus pesos (PI) medidos na balança. O teor de cinzas médio em porcentagem (\underline{TC}) da amostra é obtido pela equação abaixo:

$$\underline{TC} = \frac{100}{n} \sum_{i=1}^n \frac{PI_i - PC_i}{PA_i}$$

4.6.3 Determinação de proteína bruta

Em tubos micro, foram adicionados 150,0-200,0mg de amostra (PA) e 2,0g de mistura catalisadora de $\text{CuSO}_4/\text{Na}_2\text{SO}_4$ (1:9). À capela de exaustão, 5,0mL de H_2SO_4 são acrescidos a cada tubo, que foram então encaixados no bloco digestor, onde permanecem por 90 min a 380°C . Após a digestão, os tubos foram alocados em um suporte e, quando a coloração da solução digerida foi perdendo o tom esverdeado, adicionados de 15,0mL de água destilada. Em seguida, os tubos foram acoplados ao destilador de nitrogênio, por onde recebem 10,0mL de NaOH 50%. Na saída do destilador, *erlenmeyers* contendo 10,0mL de solução de H_3BO_3 2% receberam e duas gotas do indicador vermelho de metila/verde de bromocresol (2:3) 1% recebe o destilado até que cheguem à marca de 100mL, quando são retirados do destilador e levados para a titulação. A solução obtida no *erlenmeyer* foi titulada com solução de HCl, preferencialmente de baixa concentração ($> 0,1 \text{ M}$), e o volume gasto de ácido (V) foi utilizado no cálculo do teor médio de proteína bruta em porcentagem (TPB) dado pela equação abaixo:

$$\underline{TPB} = 8750 \frac{C_{\text{HCl}} * FC_{\text{HCl}}}{n} \sum_{i=1}^n \frac{V_i}{PA_i}$$

4.6.4 Determinação de lipídeos à frio

Adicionou-se 2,0g a 3,0g de amostra (PA) em um *erlenmeyer* ou frasco e acrescentou-se 10ml de clorofórmio, 20mL de metanol e 8mL de água destilada. A mistura foi levada para mesa agitadora a 150rpm por 30 minutos. Em seguida, mais 10mL de clorofórmio e 10mL de solução de Na_2SO_4 1,5% foram adicionados à mistura, que voltou para agitação por mais dois minutos e foi deixada em descanso. Assim que as fases da mistura se estabeleceram, a fase inferior foi transferida para tubos falcon e centrifugada por dois minutos a 2000rpm. Se ainda houver formação de fase no centrifugado, é acrescentado até 1g de Na_2SO_4 e, se necessário, a solução será filtrada. Dessa solução, uma alíquota (V) é pipetada em um béquer tarado (PB), que foi levado para secar em estufa a 80°C por até 30 minutos. Após a secagem, o béquer com extrato lipídico foi resfriado em dessecador até temperatura ambiente e tem seu

peso (PL) medido. O teor médio de lipídeos em porcentagem (\underline{TL}) é obtido pela equação abaixo:

$$\underline{TL} = \frac{2000}{n * PA} \sum_{i=1}^n \frac{PL_i - PB_i}{V_i}$$

4.6.5 Determinação de pH e de Acidez Total Titulável (ATT)

O pH foi medido com auxílio de um pHmetro, ao qual levou-se uma solução ou mistura homogeneizada 1:10 de amostra e água respectivamente, geralmente a partir de 5,0g da amostra (PA). Essas mesmas soluções podem ser aproveitadas para a determinação da acidez total titulável (ATT) da amostra. Adicionou-se duas gotas de fenolftaleína a 2% e titulou-se com solução de NaOH. Assim, com o volume gasto por titulação (V), a acidez média em porcentagem (\underline{ATT}) é dada pela equação abaixo:

$$\underline{ATT} = 100 * \frac{C_{NaOH} * FC_{NaOH}}{n} \sum_{i=1}^n \frac{V_i}{PA_i}$$

4.6.6 Determinação de Atividade de Água (AA)

A atividade de água foi medida com auxílio do equipamento portátil denominado “Aqualab PawKit”, que faz a leitura de AA juntamente com a temperatura. Os potes que acompanham o equipamento são semipreenchidos com amostra e acoplados ao aparelho para realização da leitura de AA.

4.7 Caracterização do colágeno

4.7.1 Análises por FTIR

As medidas foram realizadas em espectrômetro de infravermelho com transformada de Fourier, modelo spectrum 100, marca Perkin Elmer, com resolução de 4cm^{-1} . Usando pastilhas de KBr na faixa de 4.000 a 400cm^{-1} com 16 varreduras. (Hu, et al., 2017).

4.8 Análise estatística

Para realizar a análise estatística foi utilizado o *software* SIGMA STAT. A normalidade e homoscedasticidade dos dados foram avaliados e verificadas. Os dados foram submetidos a ANOVA unidirecional para verificar diferenças entre os grupos experimentais, utilizando-se para comparação das médias os testes de Duncan, Turkey

e Kruskal-Wallis conforme o caso. O nível de significância utilizado em todos os testes foi de $p < 0,05$.

5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os resíduos não comestíveis de peixes gerado pelo processo de filetagem no Mercado do Peixe de Teresina - PI, têm destinação variável, sendo doado para populares, consumo próprio, entrega para clientes, vendas ou descarte (Bacelar, 2022). No entanto, a pele de tilápia é descartada no aterro sanitário, realizado pela prefeitura municipal de Teresina através do sistema de coleta. Seu aproveitamento reduziria problemas ambientais, além de servir como matéria-prima para extração de colágeno. Desta forma, este trabalho foi feito a partir do aproveitamento da pele de tilápia de forma a extrair o colágeno.

Na tabela 1, observamos o rendimento das amostras, onde as amostras de colágeno, extraído por um período de três horas, da pele de tilápia cortada com e sem escama apresentaram rendimento de 9,1% e 10,25%, enquanto da pele triturada com e sem escama foram de 17,9% e 19,16%, respectivamente. Já as amostras de colágeno, extraído por um período de 24 horas, da pele de tilápia cortada com e sem escama obtiveram rendimento de 9,33% e 9,5%, enquanto da pele triturada com e sem escama, foram de 17,11% e 16,11%, respectivamente.

Comparando com o resultado descrito por Carvalho et al. (2023), utilizando a pele cortada de tilápia por um período de três horas, o rendimento obtido foi de 16,66%, também utilizando cuba ultrassônica para extração, diferente do resultado apresentado nesta pesquisa onde o rendimento das amostras de colágeno extraído da pele cortada, com e sem escama no período de três horas foram menores.

Tabela 1: Rendimento da extração de colágeno obtido da pele de tilápia (*Oreochromis* spp.) com diferentes apresentações utilizando cuba ultrassônica por 3h e 24h.

Apresentação da pele para extração do colágeno	Tempo de Extração (em horas)	Rendimento (%)
Cortada com escama	3	9,1
Cortada sem escama		10,25
Triturada com escama		17,9
Triturada sem escama		19,16
Cortada com escama	24	9,33
Cortada sem escama		9,5
Triturada com escama		17,11
Triturada sem escama		16,11

Como observado nos resultados, é possível perceber que o melhor rendimento da extração de colágeno foi utilizando a pele de tilápia triturada. Com isso, observa-se o aumento no rendimento da extração, pois a trituração quebra a pele em partículas menores, expondo mais fibras colagenosas ao agente extrator, por exemplo, o ácido acético utilizado no trabalho, aumentando a penetração dos reagentes e a solubilidade do colágeno. Trabalhos como de Xu et al. (2023), Li et al. (2024) e Zhang et al. (2024), também foram observados benefícios no uso da pele triturada no processo de extração de colágeno.

Na tabela 2, pode-se observar que os tratamentos foram eficazes na redução da contagem microbiana, visto que os valores são significativamente menores. Já os resultados da pele *in natura*, os valores são superiores em todos os microrganismos testados. Assim, não houve diferença significativa nos tratamentos utilizados, mesmo com a diferença dos cortes ou tempo de extração.

Tabela 2: Análises microbiológicas do colágeno extraído da pele de Tilápia.

	Pele <i>in natura</i>	CPCCE 3 h	CPCSE 3 h	CPTCE 3 h	CPTSE 3 h	CPCCE 24 h	CPCSE 24 h	CPTCE 24 h	CPTSE 24 h
Coliformes	5,61 ^a ± 0,01	0,0 ^b ± 0,0	0,37 ^b ± 0,34	0,0 ^b ± 0,0	0,0 ^b ± 0,0	0,0 ^b ± 0,0	0,0 ^b ± 0,0	0,0 ^b ± 0,0	0,0 ^b ± 0,0
<i>E. coli</i>	3,31 ^a ± 2,94	0,0 ^b ± 0,0	0,0 ^b ± 0,0	0,0 ^b ± 0,0	0,0 ^b ± 0,0	0,0 ^b ± 0,0	0,0 ^b ± 0,0	0,0 ^b ± 0,0	0,0 ^b ± 0,0
Piscrófilos	7,38 ^a ± 1,51	0,0 ^b ± 0,0	0,0 ^b ± 0,0	0,0 ^b ± 0,0	0,0 ^b ± 0,0	0,0 ^b ± 0,0	0,0 ^b ± 0,0	0,0 ^b ± 0,0	0,0 ^b ± 0,0
Mesófilos	7,50 ^a ± 1,70	2,07 ^b ± 0,30	1,75 ^b ± 1,52	2,19 ^b ± 0,45	2,57 ^b ± 0,18	0,64 ^b ± 0,18	1,76 ^b ± 0,99	2,11 ^b ± 1,27	1,47 ^b ± 1,29
<i>Vibrio</i>	1,77 ^a ± 1,55	0,0 ^b ± 0,0	0,0 ^b ± 0,0	0,0 ^b ± 0,0	0,0 ^b ± 0,0	0,0 ^b ± 0,0	0,0 ^b ± 0,0	0,0 ^b ± 0,0	0,0 ^b ± 0,0
Fungos	5,26 ^a ± 0,35	2,05 ^b ± 1,77	2,02 ^b ± 1,75	2,34 ^b ± 0,19	2,31 ^b ± 0,54	1,89 ^b ± 1,58	2,13 ^b ± 0,22	1,45 ^b ± 1,35	1,80 ^b ± 1,59
<i>Salmonella</i>	Presença	Ausência	Ausência	Ausência	Ausência	Ausência	Ausência	Ausência	Ausência

Legenda:

Os números obtidos foram transformados em log de base 10.

CPCCE - Colágeno extraído da pele cortada com escama; **CPCSE** - Colágeno extraído da pele cortada sem escama;

CPTCE - Colágeno extraído da pele triturada com escama; **CPTSE** - Colágeno extraído da pele triturada sem escama.

A portaria Nº 384 de 25 de agosto de 2021, estabelece os padrões de qualidade microbiológico do colágeno, onde descreve que deve ser observado a ausência de *Salmonella* spp./25 gramas de amostra. Desta forma, as amostras de colágeno atendem aos requisitos de segurança.

Na tabela 3, pode-se observar que o colágeno extraído da pele de tilápia cortada sem escama (CPCSE), extraído por 3h, o percentual de cinzas foi de 4,93%, enquanto que na extração por 24h foi de 4,48%. Já nas amostras de colágeno extraído da pele triturada sem escama (CPTSE), extraído por 3h, foi de 4,25%, enquanto que na extração por 24h foi de 2,62%, sendo este resultado da CPTSE (24h) nosso melhor resultado, o mais próximo do ideal. A determinação do percentual de cinzas na amostra de colágeno é de suma importância, pois fornece informações sobre a presença de resíduos inorgânicos (minerais). Como também é um indicador da pureza do colágeno, podendo influenciar na aplicabilidade e na qualidade em diversas áreas, como na indústria farmacêutica e alimentícia (Carvalho, et al., 2023). Desta forma, valores obtidos abaixo de 2% são considerados ideais (Orkerman e Hansen, 1994).

Observa-se também uma grande diferença em relação ao teor de proteínas. Nas amostras que foram feitas extração utilizando a pele com escama, obteve-se os menores percentuais de proteínas. Enquanto nas amostras utilizando a pele cortada sem escama -

CPCSE 3h (84,49%) e na CPCSE 24h (74,42%), observa-se que o tempo de extração não aumentou a quantidade de proteínas extraída, como descrito por Carvalho et al. (2023), onde o autor cita que o tempo tem relação direta com o percentual de proteína extraída. Porém nas amostras utilizando a pele triturada sem escama – CPTSE 3h (43,44%) e CPTSE 24h (81,18%), foi observada essa relação entre o tempo de extração e o percentual de proteínas extraída, então depende do tratamento da pele.

Tabela 3: Análises da composição centesimal do colágeno extraído da pele de tilápia (*Oreochromis spp.*) utilizando aparelho ultrassônico durante 3 e 24 horas de extração em solução de ácido acético.

Análises realizadas	Três horas de extração				Vinte e quatro horas de extração			
	CPCSE	CPCCE	CPTSE	CPTCE	CPCSE	CPCCE	CPTSE	CPTCE
Umidade (%)	8,48	11,64	8,6	6,7	9,01	7,52	3,81	10,43
Cinzas (%)	4,93	20,73	4,25	14,26	4,48	8,51	2,62	17,13
Proteína (%)	84,49	64,13	43,44	34,85	74,42	42,7	81,18	51,97
Lipídio (%)	1,95	1,68	21,5	19,13	4,45	6,65	9,08	9,25
Extrato não proteico (%)	0,15	1,82	22,21	25,06	7,64	34,62	3,31	11,22
Total (%)	100	100	100	100	100	100	100	100
pH	5,35	5,38	5,03	5,24	5,06	5,26	4,85	5,5
Acidez	0,039	0,037	0,13	0,08	0,056	0,076	0,102	0,03
Aw	0,43	0,45	0,99	0,3	0,3	0,28	0,34	0,42

Legenda:

CPCCE - Colágeno extraído da pele cortada com escama; **CPCSE** - Colágeno extraído da pele cortada sem escama; **CPTCE** - Colágeno extraído da pele triturada com escama; **CPTSE** - Colágeno extraído da pele triturada sem escama.

Observou-se na distribuição da espectroscopia de infravermelho do colágeno extraído da pele de tilápia (Tabela 4), banda característica de Amida-A na amostra CPCSE-24h (3299cm^{-1}), assim como foram encontradas bandas de Amida-B em CPCSE-3h (2926cm^{-1}), CPCSE-24h (2924cm^{-1}), CPCCE-3h (2935cm^{-1}), CPCCE-24h (2933cm^{-1}), CPTSE-3h (2929cm^{-1}), CPTSE-24h (2924cm^{-1}), CPTCE-3h (2924cm^{-1}) e CPTCE-24h (2923cm^{-1}). Também foi observado bandas características de Amida I em (1639 a 1668 cm^{-1}) todas as amostras analisadas, como descrito no trabalho de Ahmed; Haq; Chun (2019), no qual ele encontrou bandas características de Amida-A (3301cm^{-1}), Amida-B (2927cm^{-1}) e Amida-I (1639cm^{-1}). Nas amostras CPCSE-3h (1565cm^{-1}), CPCSE-24h (1558cm^{-1}), CPCCE-3h (1561cm^{-1}), CPCCE-24h (1560cm^{-1}), CPTSE-3h (1562cm^{-1}), CPTSE-24h (1555cm^{-1}), CPTCE-3h (1565cm^{-1}) e CPTCE-24h (1564cm^{-1}) bandas características de Amida II foram observadas. No trabalho de Menezes et al. (2020), foram identificadas bandas características de Amida II em (1538 cm^{-1}) e (1548 cm^{-1}), sendo atribuída ao estiramento C-N, acoplado a flexão N-H (Riaz, et al., 2018). Amida III também foram identificadas nos espectros de infravermelho

das amostras CPCSE-3h (1242cm^{-1}), CPCSE-24h (1243cm^{-1}), CPCCE-3h (1240cm^{-1}), CPCCE-24h (1241cm^{-1}), CPTSE-3h (1239cm^{-1}), CPTSE-24h (1239cm^{-1}), CPTCE-3h (1239cm^{-1}) e CPTCE-24h (1239cm^{-1}). No trabalho de Menezes et al. (2020), a amida III (1236cm^{-1}) foi relacionada à flexão do grupo N-H no plano, juntamente com o estiramento da ligação C-N. Os valores obtidos na análise de colágeno da pele bovina (padrão), foram registrados para amida A, B, I, II, e III em 3331, 2926, 1660, 1553 e 1237, respectivamente.

Tabela 4: Distribuição da espectroscopia de infravermelho das amostras de colágeno extraído da pele de tilápia (*Oreochromis spp.*) em solução ácida, com tempo de extração por 3h e 24h, utilizando cuba ultrassônica.

Região	Colágeno	CPCSE-24h	CPCSE-3h	CPCCE-24h	CPCCE-3h	CPTSE-24h	CPTSE-3h	CPTCE-24h	CPTCE-3h	Ligações
Amida A	3331	3299	-	-	-	-	-	-	-	N-H
Amida B	2926	2924	2926	2933	2935	2924	2929	2923	2924	CH ₂
Amida I	1660	1639	1645	1668	1658	1659	1648	1654	1657	C=O
Amida II	1553	1558	1565	1560	1561	1555	1562	1564	1565	NH
Amida III	1237	1243	1242	1241	1240	1239	1239	1239	1239	NH

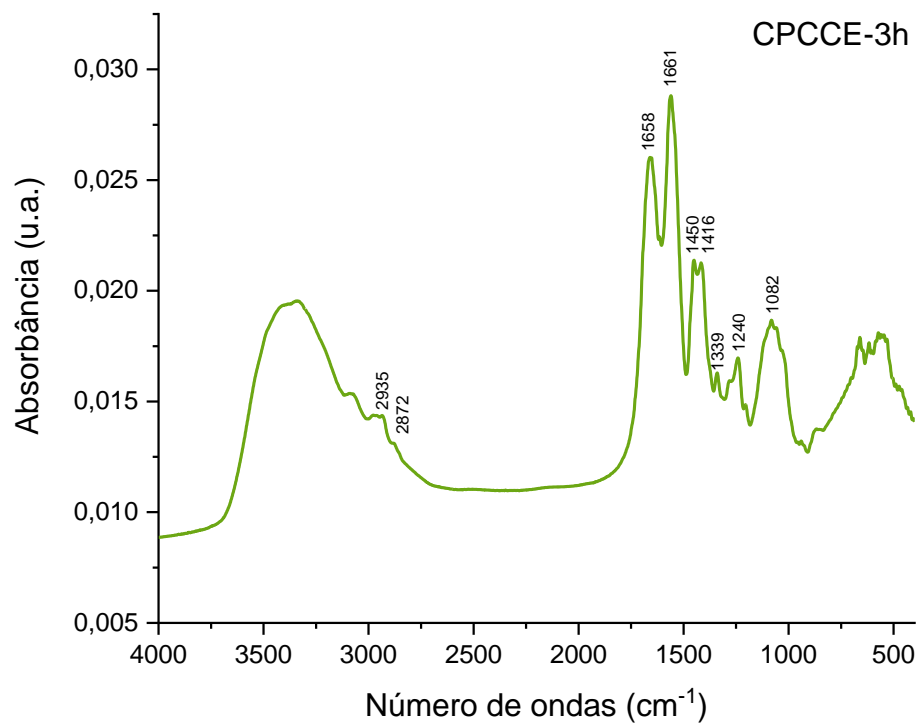
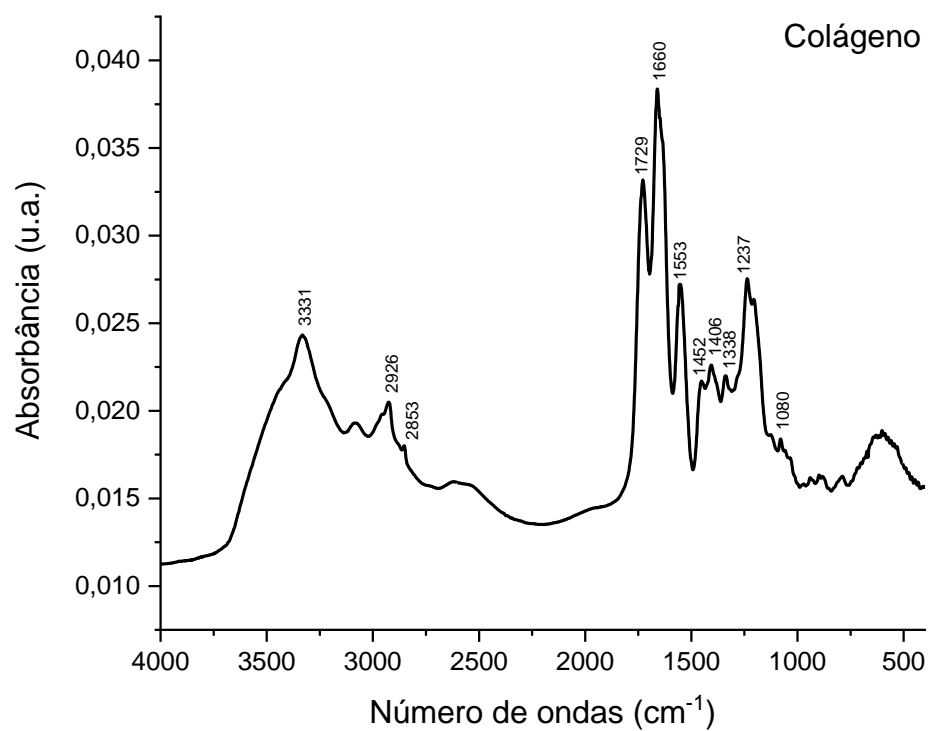
Legenda:

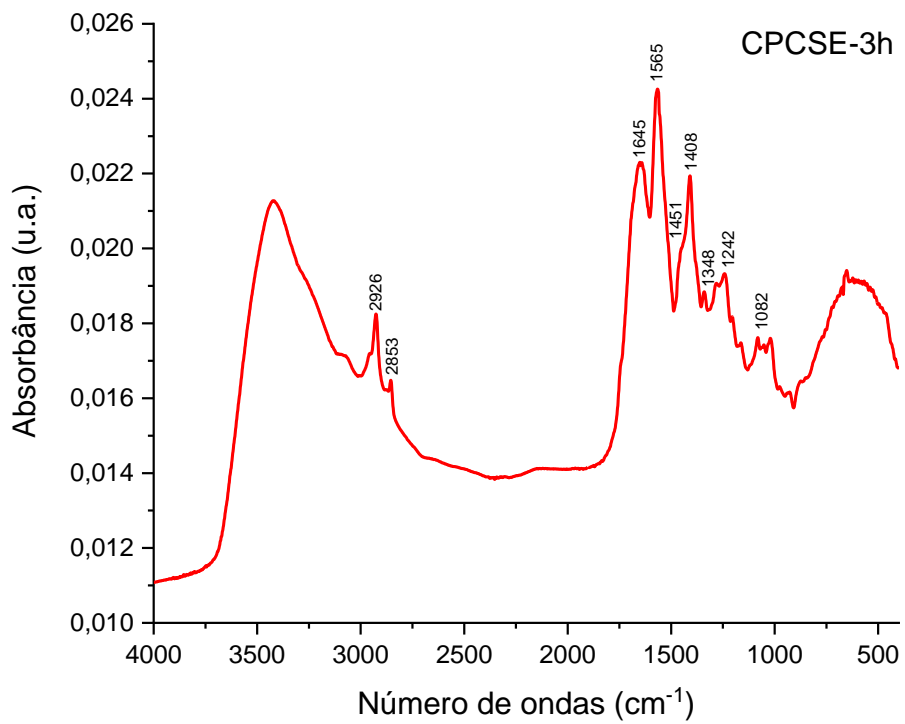
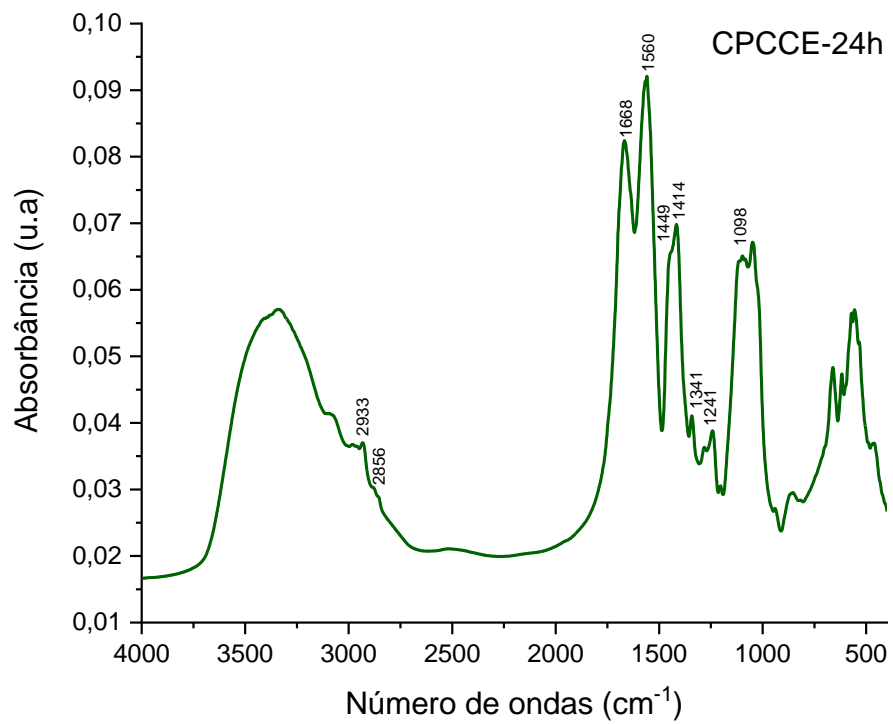
CPCCE - Colágeno extraído da pele cortada com escama; **CPCSE** - Colágeno extraído da pele cortada sem escama;

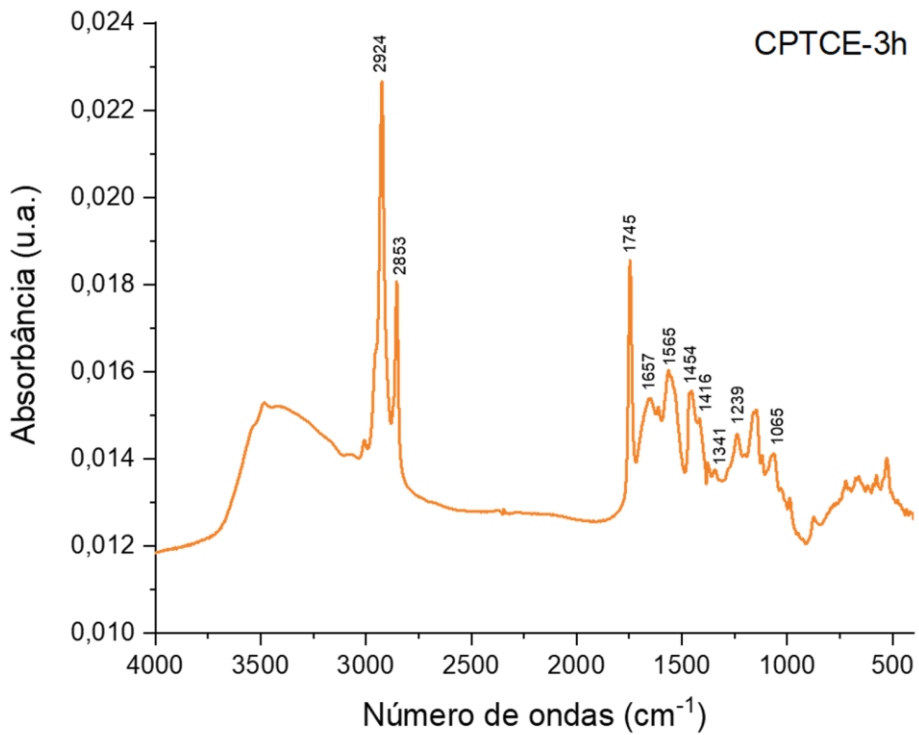
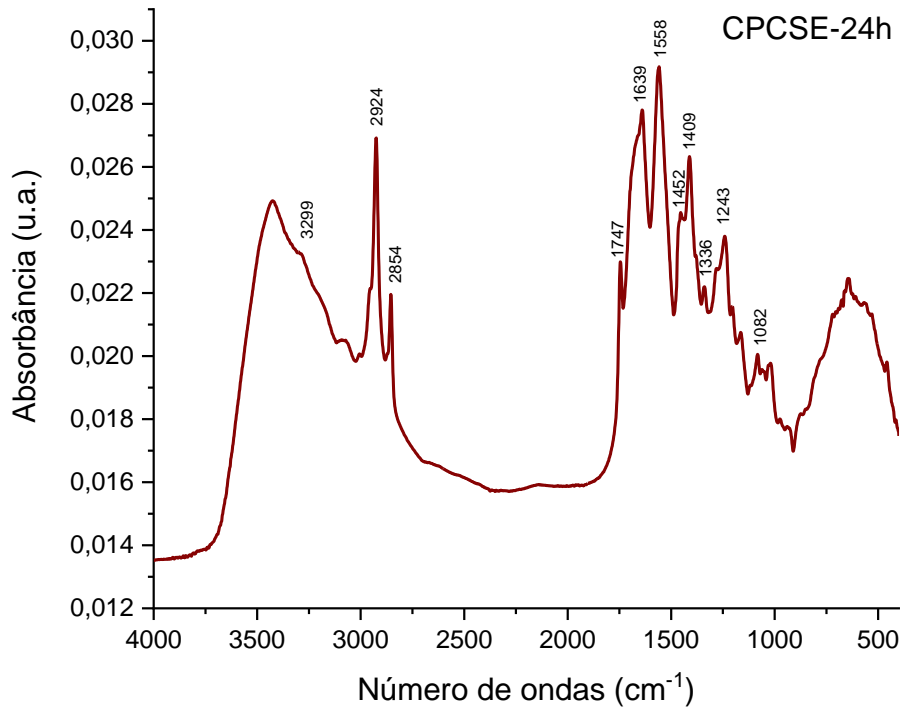
CPTCE - Colágeno extraído da pele triturada com escama; **CPTSE** - Colágeno extraído da pele triturada sem escama.

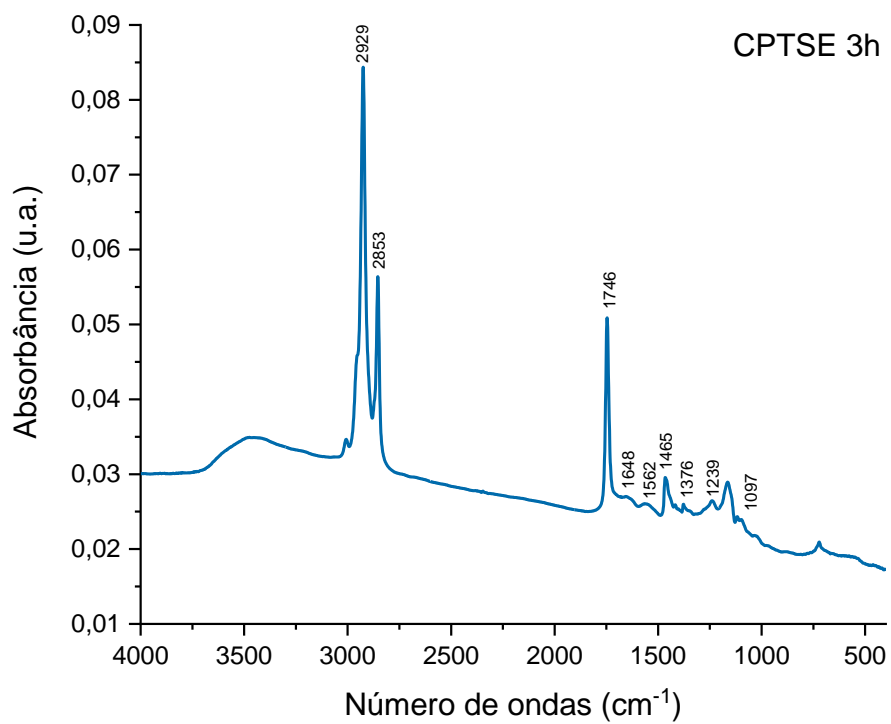
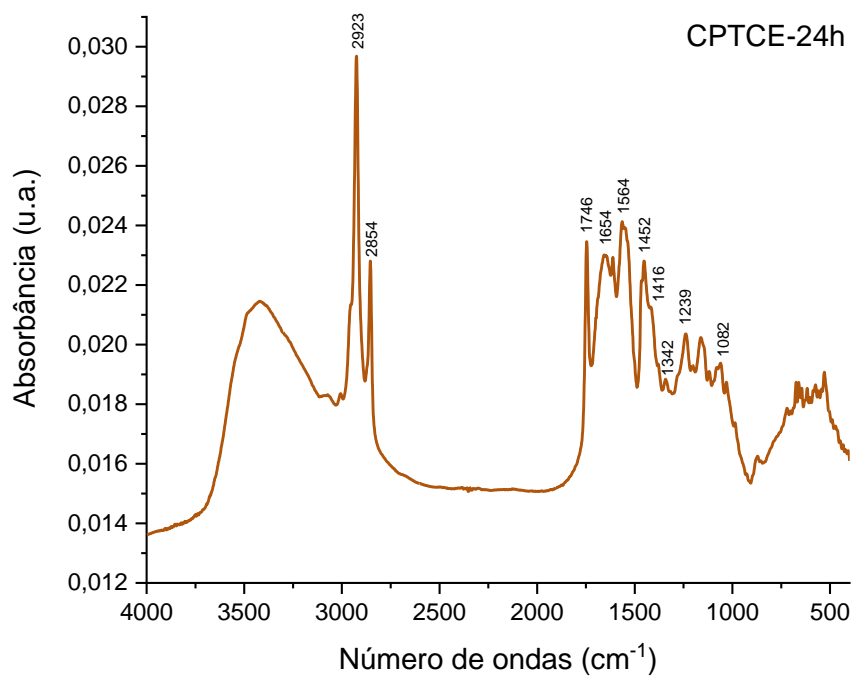
Também no trabalho de Menezes et al. (2020), os anéis de pirrolidina da prolina e hidroxiprolina foram identificados a 1454 cm^{-1} . E A integridade da hélice tripla foi monitorada através da razão de absorbância entre Amida III e os anéis de pirrolidina, então quanto mais próximo de 1 é a razão, significa que a hélice tripla permanece intacta (Ahmed; Haq; Chun, 2019). Neste sentido, calculando a razão de absorbância entre Amida III e os anéis de pirrolidina (Figura 3) das amostras, foram de CPCSE-3h (0,96), CPCSE-24h (0,97), CPTSE-3h (0,91), CPTSE-24h (0,99), CPTCE-3h (0,94) e CPTCE-24h (0,89), com isso, pode-se dizer que a hélice tripla das amostras de colágeno foi preservada. Diferente das amostras CPCCE-3h (0,79) e CPCCE-24h (0,59).

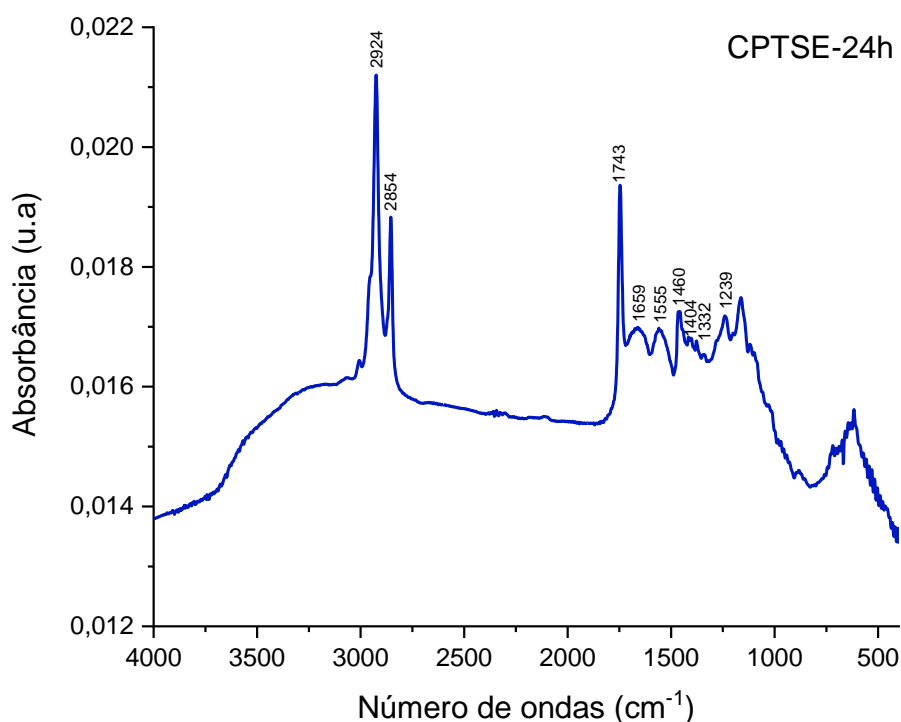
Figura 3: ANÁLISES DAS AMOSTRAS DE COLÁGENO POR FTIR











6. CONCLUSÃO

O aproveitamento da pele de tilápia descartada por piscicultores pode ser utilizada para extração de colágeno, sendo seguro para o desenvolvimento de produtos, pois o processo de extração foi eficiente na redução da contagem microbiana e na eliminação de *salmonella* e *vibrio* presente na pele *in natura*. Também foi observado que a trituração da pele de tilápia no processo de extração aumentou o rendimento da extração de 10,25% para 19,16%, em um dos tratamentos testados. E a extração utilizando cuba ultrassônica manteve as características de colágeno tipo I como mostrado nas análises por FTIR.

7. PERSPECTIVAS FUTURAS

Dar continuidade ao trabalho para publicar os resultados das análises físico-químicas com a estatística.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Ahmed, R., Haq, M., & Chun, B. S. Characterization of marine derived collagen extracted from the by-products of bigeye tuna (*Thunnus obesus*). **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 135, p. 668-676, 2019.
- Alam, K., Jeffery, S. L. Acellular fish skin grafts for management of split thickness donor sites and partial thickness burns: a case series. *Military medicine*, v. 184, n. Supplement_1, p. 16-20, 2019.
- Astbury, W. T., & Bell, F. O. Molecular structure of the collagen fibres. **Nature**, v. 145, n. 3672, p. 421-422, 1940.
- BACELAR, Rafael Gomes Abreu. CARNE MECANICAMENTE SEPARADA DE TILÁPIA DO NILO (*Oreochromis niloticus*): alternativa de tecnologia disruptiva na indústria de pescado. 2022.
- BRASIL. Ministério da Saúde. **Portaria nº 384, de 25 de agosto de 2021**. Institui, no âmbito do Sistema Nacional de Vigilância Sanitária (SNVS), o Programa de Qualificação de Vigilâncias Sanitárias (QUALIVIS). *Diário Oficial da União: seção I*, Brasília, DF, ano 158, n. 162, p. 130, 26 ago. 2021.
- Bächinger, H. P., Mizuno, K., Vranka, J. A., & Boudko, S. P. Collagen formation and structure. In: **Comprehensive natural products II: chemistry and biology**. 2010. p. 469-530.
- Carvalho, A. A.; Vinhaes, B. F.; Scalcon, A.; Tiggemann, H. M. OBTENÇÃO DE COLÁGENO A PARTIR DE PELE DE *Oreochromis niloticus* (TILÁPIA DO NILO). *Ciências Agrárias*, Volume 27 - Edição 123, 2023.
- Costa, B. A., Lima Júnior, E. M., de Moraes Filho, M. O., Fachine, F. V., de Moraes, M. E. A., Silva Júnior, F. R., Rocha, M. B. S. Use of tilapia skin as a xenograft for pediatric burn treatment: a case report. **Journal of burn care & research**, v. 40, n. 5, p. 714-717, 2019.
- El-Rashidy, A. A., Gad, A., Abu-Hussein, A. E. H. G., Habib, S. I., Badr, N. A., Hashem, A. A. Chemical and biological evaluation of Egyptian Nile Tilapia (*Oreochromis niloticus*) fish scale collagen. *International journal of biological macromolecules*, 79, pp.618-626, 2015.
- FAO. The State of World Fisheries and Aquaculture 2024: Towards Blue Transformation. Rome: FAO, 2024.

Ghaneaian, A.; Soheilifard, R. Mechanical elasticity of proline-rich and hydroxyproline-rich collagen-like triple-helices studied using steered molecular dynamics. **Journal of the Mechanical Behavior of Biomedical Materials**, v. 86, p. 105-112, 2018.

Guo, Z. Q., Qiu, L., Gao, Y., Li, J. H., Zhang, X. H., Yang, X. L., Chen, X. L. Use of porcine acellular dermal matrix following early dermabrasion reduces length of stay in extensive deep dermal burns. **Burns**, v. 42, n. 3, p. 598-604, 2016.

Hemker, A. K., Nguyen, L. T., Karwe, M., Salvi, D. Effects of pressure-assisted enzymatic hydrolysis on functional and bioactive properties of tilapia (*Oreochromis niloticus*) by-product protein hydrolysates. **Lwt**, v. 122, p. 109003, 2020.

Hu, Z., Yang, P., Zhou, C., Li, S., Hong, P. Marine collagen peptides from the skin of Nile Tilapia (*Oreochromis niloticus*): Characterization and wound healing evaluation. **Marine drugs**, v. 15, n. 4, p. 102, 2017.

Huang, J. Y., Wong, T. Y., Tu, T. Y., Tang, M. J., Lin, H. H., Hsueh, Y. Y. Assessment of Tilapia Skin Collagen for Biomedical Research Applications in Comparison with Mammalian Collagen. **Molecules**, v. 29, n. 2, p. 402, 2024.

Inoue, Y., Itoh, H., Aoki, M., Ogawa, S., Yamane, T., Baba, T., Kobayashi-Hattori, K. Accelerating effect of soy peptides containing collagen peptides on type I and III collagen levels in rat skin. **Bioscience, biotechnology, and biochemistry**, v. 76, n. 8, p. 1549-1551, 2012.

Jafari, H., Lista, A., Siekapen, M. M., Ghaffari-Bohlouli, P., Nie, L., Alimoradi, H., Shavandi, A. Fish collagen: Extraction, characterization, and applications for biomaterials engineering. **Polymers** 12, 2230, 2020.

Karim, A. A., Bhat, R. Fish gelatin: properties, challenges, and prospects as an alternative to mammalian gelatins. **Food hydrocolloids**, v. 23, n. 3, p. 563-576, 2009.

Li, J., Wang, M., Qiao, Y., Tian, Y., Liu, J., Qin, S., & Wu, W. Extraction and characterization of type I collagen from skin of tilapia (*Oreochromis niloticus*) and its potential application in biomedical scaffold material for tissue engineering. **Process Biochemistry**, v. 74, p. 156-163, 2018.

Li, Y. et al. *Optimization of microwave-assisted extraction of collagen from pig skin. ET Protein & Collagen*, [S.l.], mar. 2024.

Lin, K., Zhang, D., Macedo, M. H., Cui, W., Sarmiento, B., & Shen, G. Advanced collagen-based biomaterials for regenerative biomedicine. **Advanced Functional Materials**, v. 29, n. 3, p. 1804943, 2019.

Liu, X., Zheng, C., Luo, X., Wang, X., & Jiang, H. Recent advances of collagen-based biomaterials: Multi-hierarchical structure, modification and biomedical applications. **Materials Science and Engineering: C**, v. 99, p. 1509-1522, 2019.

Magnusson, S., Baldursson, B. T., Kjartansson, H., Rolfsson, O., Sigurjonsson, G. F. Regenerative and antibacterial properties of acellular fish skin grafts and human amnion/chorion membrane: implications for tissue preservation in combat casualty care. **Military Medicine**, v. 182, n. suppl_1, p. 383-388, 2017.

Matsumoto, R., Uemura, T., Xu, Z., Yamaguchi, I., Ikoma, T., Tanaka, J. Rapid oriented fibril formation of fish scale collagen facilitates early osteoblastic differentiation of human mesenchymal stem cells. **Journal of Biomedical Materials Research Part A**, v. 103, n. 8, p. 2531-2539, 2015.

Menezes, M. D. L. L. R., Ribeiro, H. L., Flávia de Oliveira, M., de Andrade Feitosa, J. P. Optimization of the collagen extraction from Nile tilapia skin (*Oreochromis niloticus*) and its hydrogel with hyaluronic acid. **Colloids and Surfaces B: Biointerfaces**, v. 189, p. 110852, 2020.

Nimni, M. E., & Harkness, R. D. Molecular structure and functions of collagen. In: **Collagen**. CRC Press, 2018. p. 1-78.

Norbury, W., Herndon, D. N., Tanksley, J., Jeschke, M. G., Finnerty, C. C., Scientific Study Committee of the Surgical Infection Society. Infection in burns. **Surgical infections**, v. 17, n. 2, p. 250-255, 2016.

Neff, L. S., & Bradshaw, A. D. Cross your heart? Collagen cross-links in cardiac health and disease. **Cellular signalling**, v. 79, p. 109889, 2021.

PEIXE BR. *Normas técnicas para processamento e comercialização de pescado no Brasil*. Edição 2024.

PITT, J. I.; HOCKING, A. D. *Fungi and spoliage*. 2. ed. London: Blackie academic and Professional, 2009.

OSLAN, S. N. H. et al. Extraction and characterization of fish collagen: sustainable methods and applications. **Journal of Food Science and Technology**, London, v. 59, n. 5, p. 1234-1245, 2022.

Privalov, P. L., Tiktopulo, E. I., & Tischenko, V. M. Stability and mobility of the collagen structure. **Journal of Molecular Biology**, v. 127, n. 2, p. 203-216, 1979.

Ramshaw, J. A., Shah, N. K., Brodsky, B. Gly-XY tripeptide frequencies in collagen: a context for host-guest triple-helical peptides. **Journal of structural biology**, v. 122, n. 1-2, p. 86-91, 1998.

- Ramakrishnan, K. M., Babu, M., Jayaraman, V., Shankar, J. Advantages of collagen based biological dressings in the management of superficial and superficial partial thickness burns in children. **Annals of burns and fire disasters**, v. 26, n. 2, p. 98, 2013.
- Riaz, T., Zeeshan, R., Zarif, F., Ilyas, K., Muhammad, N., Safi, S. Z., Rehman, I. U. FTIR analysis of natural and synthetic collagen. **Applied Spectroscopy Reviews**, v. 53, n. 9, p. 703-746, 2018.
- Reátegui-Pinedo, N., Salirrosas, D., Sánchez-Tuesta, L., Quiñones, C., Jáuregui-Rosas, S. R., Barraza, G., Prieto, Z. A. Characterization of collagen from three genetic lines (gray, red and F1) of *Oreochromis niloticus* (tilapia) skin in young and old adults. **Molecules**, v. 27, n. 3, p. 1123, 2022.
- Ricard-Blum, S. The collagen family. **Cold Spring Harbor perspectives in biology**, v. 3, n. 1, p. a004978, 2011.
- Santos, J. A. A., dos Santos, E. C. B., Magnata, S. D. S. L. P., Garcia, J. E., Martins, R. D. Diagnóstico e educação em saúde no uso de plantas medicinais: relato de experiência. **Revista Ciência em Extensão**, v. 12, n. 4, p. 183-196, 2016.
- Senadheera, T. R., Dave, D., Shahidi, F. Sea cucumber derived type I collagen: A comprehensive review. *Marine Drugs*, 18(9), p.471, 2020.
- Silva, C. J. F., Feitosa, P. W. G., Coelho, J. L. G., Felix, E. B. G., Lima, I. S. P. Uso de plantas medicinais e potencial risco de interação medicamentosa em idosos no brasil: uma revisão integrativa. **Revista Interfaces: Saúde, Humanas e Tecnologia**, v. 9, n. 1, p. 948-959, 2021.
- SOL, M. et al. Sustainable aquaculture practices for Nile tilapia. **Aquaculture Research**, London, v. 48, n. 5, p. 1234-1245, 2017.
- Souza, M. L. R., Viegas, E. M. M., Nakaghi, L. S. O., Dourado, D. M., do Nascimento Kronka, S., dos Reis Goes, E. S. Morfologia, composição centesimal e alterações ocorridas no processo de curtimento da pele da tilápia do Nilo. *Research, Society and Development*, v. 10, n. 8, p. e35810817240-e35810817240, 2021.
- Tang, J., Saito, T. Biocompatibility of novel type I collagen purified from tilapia fish scale: an in vitro comparative study. **BioMed research international**, v. 2015, n. 1, p. 139476, 2015.
- Vaz, L. EXTRAÇÃO E CARACTERIZAÇÃO DO COLÁGENO A PARTIR DE PELE DE PEIXE DA ESPÉCIE TILÁPIA DO RIO E REPRESA. 2022.

Woodrow, T., Chant, T., Chant, H. Treatment of diabetic foot wounds with acellular fish skin graft rich in omega-3: a prospective evaluation. *Journal of Wound Care*, v. 28, n. 2, p. 76-80, 2019.

Xu, S., Gu, M., Wu, K., Li, G. Unraveling the role of hydroxyproline in maintaining the thermal stability of the collagen triple helix structure using simulation. **The Journal of Physical Chemistry B**, v. 123, n. 36, p. 7754-7763, 2019.

XU, L. et al. *Modification of natural pigskin collagen via cryogrinding*. **Journal of Polymer Engineering**, [S.l.], v. 43, n. 2, p. 115–123, 2023.

Yamamoto, K., Igawa, K., Sugimoto, K., Yoshizawa, Y., Yanagiguchi, K., Ikeda, T., Hayashi, Y. Biological safety of fish (tilapia) collagen. *BioMed Research International*, v. 2014, n. 1, p. 630757, 2014.

Yang, C. K., Polanco, T. O., Lantis 2nd, J. C. A Prospective, Postmarket, Compassionate Clinical Evaluation of a Novel Acellular Fish-skin Graft Which Contains Omega-3 Fatty Acids for the Closure of Hard-to-heal Lower Extremity Chronic Ulcers. *Wounds: a compendium of clinical research and practice*, v. 28, n. 4, p. 112-118, 2016.

Zhang, Y. et al. Collagen extraction from fish waste: optimization methods. **Food Chemistry**, Amsterdam, v. 275, p. 430-438, 2019.

Zhang, R. et al. *Comparative study on the extraction of collagen from pig skin by several enzymatic methods*. **ET Chemicals**, [S.l.], 2024.