

ANA CAROLINA TRINDADE

**PROPRIEDADES TÉCNICO-FUNCIONAIS DE DIFERENTES MISTURAS DE
PROTEÍNAS CÁRNEAS E CONCENTRADO PROTEICO DE SORO DE LEITE**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos, para obtenção do título de *Magister Scientiae*.

VIÇOSA
MINAS GERAIS – BRASIL
2015

**Ficha catalográfica preparada pela Biblioteca Central da Universidade
Federal de Viçosa - Câmpus Viçosa**

T

Trindade, Ana Carolina, 1991-
T833p Propriedades técnico-funcionais de diferentes misturas de
2015 proteínas cárneas e concentrado proteico de soro de leite / Ana
Carolina Trindade. – Viçosa, MG, 2015.
xi, 92f. : il. (algumas color.) ; 29 cm.

Inclui anexo.

Inclui apêndice.

Orientador: Edimar Aparecida Filomeno Fontes.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Viçosa.

Referências bibliográficas: f.71-88.

1. Alimentos - Análise. 2. Carne - Proteínas. 3. Soro de leite
- Proteínas. 4. Lactoglobulina. 5. Proteínas - Solubilidade.
I. Universidade Federal de Viçosa. Departamento de Tecnologia
de Alimentos. Programa de Pós-graduação em Ciência e
Tecnologia de Alimentos. II. Título.

CDD 22. ed. 664.07

ANA CAROLINA TRINDADE

**PROPRIEDADES TÉCNICO-FUNCIONAIS DE DIFERENTES MISTURAS DE
PROTEÍNAS CÁRNEAS E CONCENTRADO PROTEICO DE SORO DE LEITE**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos, para obtenção do título de *Magister Scientiae*.

APROVADA: 24 DE NOVEMBRO DE 2015

Eduardo Basílio de Oliveira
(Coorientador)

Lúcio Alberto de Miranda Gomide
(Coorientador)

Eduardo Mendes Ramos

Edimar Aparecida Filomeno Fontes
(Orientadora)

À todos que me apoiaram, ajudaram e acreditaram que essa conquista seria possível: meus pais Aparecida e Sebastião;

A minha irmã Marianne e minha madrinha Lair;

Ao meu namorado Josemário;

DEDICO

AGRADECIMENTOS

A Deus, pela sua presença constante na minha vida, pelo auxílio nas minhas escolhas e me confortando nas horas difíceis, fazendo com que mais esse sonho se realizasse.

Aos meus pais Aparecida e Sebastião, pelo amor, apoio e incentivo, que não mediram esforços para que eu pudesse atingir meus objetivos.

À minha irmã Marianne e minha madrinha Lair, por todo amor, carinho e compreensão nesta fase tão difícil.

Ao meu namorado Josemário, não tenho palavras para expressar minha enorme gratidão. Além de todo amor, carinho, paciência e compreensão que tem me dedicado, esteve presente no laboratório me auxiliando e incentivando em todas as etapas e mesmo nos piores momentos nunca deixou que eu desistisse. Sem ele, com certeza, eu não chegaria até aqui.

Às minhas amigas Janaína e Mônica, que estão presentes na minha vida desde a graduação e sempre estavam dispostas a me ajudar. Janaína, eu jamais esquecerei de todo o apoio que recebi de você e da sua família, das caronas até a Zootecnia, das risadas e dos choros no “Lab”, foram momentos muito especiais e que vou guardar para sempre. Mônica, sempre de bom humor alegrava o meu dia, com as suas brincadeiras e seus conselhos que foram valiosos. À Ana Paula, com que Viçosa me presenteou, chegou no “finalzinho”, porém se tornou uma amiga muito especial, era para ser apenas uma ajuda com o texturômetro, mas ela, sem me conhecer direito, estava ali o tempo todo para me auxiliar em qualquer dificuldade, que me acalmava nos momentos de desesperos e me ensinou muito, tanto para a vida pessoal quanto profissional. Meninas, momentos com vocês jamais serão esquecidos.

À minha querida professora de Química e agora amiga, Márcia, que além das diversas caronas de Rio Pomba à Viçosa, sempre me incentivou e foi fundamental para que eu iniciasse essa caminhada.

À professora Edimar Aparecida Filomeno Fontes, pela valiosa orientação e apoio em todas as etapas deste trabalho.

Ao meu coorientador Professor Lúcio Gomide, que depositou sua confiança em mim para a realização deste estudo.

Ao meu coorientador Eduardo Basílio, pelas sugestões, contribuições e conselhos valiosíssimos, que levarei para minha vida pessoal e profissional.

Às “meninas do lab”, Gabriela e Fernanda, pelo apoio e colaboração para que este trabalho fosse concluído.

Ao IF Sudeste MG – Campus Rio Pomba responsável pela minha formação, à Universidade Federal de Viçosa e ao programa de pós-graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos pela oportunidade da realização deste curso.

A Capes pela concessão da bolsa de estudo.

Aos professores e funcionários responsáveis pelos laboratórios de Embalagens, Panificação e Frutas e Hortaliças pela disponibilidade dos equipamentos utilizados para a realização deste trabalho.

Ao professor Antônio Fernandes pela doação do Concentrado Proteico do Soro.

Ao Monteiro e Valério pela disponibilidade do uso dos liofilizadores que foram cruciais para o desenvolvimento desta pesquisa.

À Cristiane Cesário, funcionária do laboratório de Análise de Alimentos, por sua amizade, dedicação, e por sempre estar disposta a ajudar.

Ao Vandick, pela ajuda constante.

A todos os professores e funcionários do Departamento de Tecnologia de Alimentos da Universidade Federal de Viçosa, pelos ensinamentos e momentos compartilhados durante o mestrado.

A todos aqueles que de alguma forma contribuíram para minha formação e me auxiliaram na realização deste trabalho, meus mais sinceros agradecimentos.

SUMÁRIO

LISTA DE TABELAS	VI
LISTA DE FIGURAS	VII
RESUMO	VIII
ABSTRACT	X
1 INTRODUÇÃO	1
2 ASPECTOS TEÓRICOS	3
2.1 PROPRIEDADES TÉCNICO-FUNCIONAIS DAS PROTEÍNAS ALIMENTARES	3
2.1.1 CAPACIDADE DE RETENÇÃO DE ÁGUA	4
2.1.2 PROPRIEDADES EMULSIFICANTES	5
2.1.3 PROPRIEDADES GELIFICANTES	6
2.2 PROTEÍNAS CÁRNEAS	9
2.2.1 PROTEÍNAS SARCOPLASMÁTICAS	9
2.2.2 PROTEÍNAS MIOFIBRILARES	12
2.2.3 PROTEÍNAS ESTROMAIS	15
2.2.4 PROTEÍNAS DO SORO DE LEITE	19
3 MATERIAL E MÉTODOS	28
3.1 INSTALAÇÕES	28
3.2 MATERIAL	28
3.2.1 CONCENTRADO PROTEICO DE SORO	28
3.2.2 CARNE	28
3.3 PROTEÍNAS CÁRNEAS	29
3.3.1 EXTRAÇÃO DAS PROTEÍNAS DA CARNE E OBTENÇÃO DOS CONCENTRADOS PROTEICOS	29
3.3.2 SOLUBILIDADE	31
3.3.3 CAPACIDADE DE LIGAÇÃO DE ÁGUA (CLA)	31
3.3.4 PROPRIEDADES EMULSIFICANTES	32
3.3.5 PROPRIEDADES GELIFICANTES	34
4 ANÁLISES ESTATÍSTICAS	38
5 RESULTADOS E DISCUSSÕES	39
5.1 DETERMINAÇÃO DE PROTEÍNAS NOS CONCENTRADOS PROTEICOS	39
5.2 SOLUBILIDADE DAS PROTEÍNAS CÁRNEAS	41
5.3 CAPACIDADE DE LIGAÇÃO DE ÁGUA	46
5.4 ESTABILIDADE DAS EMULSÕES	47
5.5 CAPACIDADE DE FORMAR GEL	54
5.6 ANÁLISE INSTRUMENTAL DE TEXTURA DOS GÉIS	59
5.7 RELAXAMENTO DE TENSÃO	64
6 CONCLUSÕES	70
7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	71
APÊNDICE	89
ANEXO	92

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Principais proteínas sarcoplasmáticas encontradas no músculo.	10
Tabela 2 - Composição (número de aminoácidos a cada 100 resíduos de aminoácidos) de aminoácidos da cadeia pesada de miosina do músculo de rato.	14
Tabela 3 - Composição de aminoácidos (g/100g de proteína) da fibra de colágeno.	17
Tabela 4 - Composição proteica do soro de leite bovino.	20
Tabela 5 - Teor de proteínas, umidade e resíduo mineral fixo nos concentrados proteicos da carne bovina (Vastus intermedius, Vastus lateralis, Vastus medialis e Rectus femoris) e no concentrado proteico do soro (CPS).	39
Tabela 6 - Capacidade de ligação de água, em tampão fosfato (pH 6,5), dos extratos proteicos cárneos isolados, de suas misturas e do concentrado proteico do soro (CPS).	46
Tabela 7 - Índice de Cremeação da suspensão (0,25% m/v) das proteínas cárneas isoladas e da sua mistura em diferentes valores de pH e condições salinas.	50
Tabela 8 - Valores médios (desvio-padrão) das variáveis de textura dos géis de proteínas cárneas e suas misturas a 4% (m/v) em solução de tampão fosfato a pH 6,5 – 0,6 mol.L ⁻¹ NaCl. O gel formado pelo concentrado proteico do soro contém 8% (m/v).	61
Tabela 9 - Estimativa dos coeficientes do modelo de Maxwell e Peleg & Normand da tensão de relaxamento de géis formados de proteínas de origem animal e suas misturas.	66

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1 - Representação esquemática da molécula de miosina. Meromiosina leve (MML), Meromiosina pesada (MMP), S-1 e S-2 (subfragmentos de HMM). Fonte: RAWN (1989 apud GUIMARÃES & ADELL, 1995). 13
- Figura 2 - Figura 2.1. Estrutura química do colágeno tipo I. (a) Sequência primária de aminoácidos, (b) estrutura secundária e terciária e (c) estrutura quaternária (Fonte: Friess, 1998 *apud* Santana, 2010). 16
- Figura 3 - Curva típica de deformação obtida da análise por TPA em alimentos sólidos ou semissólidos. Fonte: Ramos & Gomide (2007). 22
- Figura 4 - Curvas de relaxamento de tensão para um sólido elástico, um líquido viscoso, um líquido viscoelástico e um sólido viscoelástico. Fonte: Adaptada de Steffe (1996). 26
- Figura 5 - Representação esquemática da extração de proteína. Fonte: NOLLET & TOLDRÁ (2009), com modificações..... 30
- Figura 6 - Variação das solubilidades das proteínas estromais (A) e sarcoplasmáticas (B) em diferentes valores de pH em meio aquoso. 41
- Figura 7 - Variação da solubilidade das proteínas miofibrilares em diferentes valores de pH nos meios aquoso e salinos (NaCl 0,6 mol·L⁻¹ e NaCl 1,1 mol·L⁻¹). 43
- Figura 8 - Fotos ilustrativas demonstrando as emulsões estabilizadas de proteínas Estromais (A) e Sarcoplasmáticas (B) durante 30 minutos. 48
- Figura 9 - Foto ilustrativa das emulsões estabilizadas pelas misturas das proteínas cárneas (Estromais + sarcoplasmáticas + miofibrilares) em pH 4,0 (sem adição de sal) durante 30 minutos. 48
- Figura 10 - Fotos ilustrativas demonstrando as emulsões estabilizadas de proteínas miofibrilares em meios salinos e meio aquoso. NaCl 0,6 mol·L⁻¹ (A); NaCl 1,1 mol·L⁻¹ (B); meio aquoso (C), em diferentes valores de pH, durante 30 minutos. 49
- Figura 11 - Fotos ilustrativas de géis formados e não-formados. Sarcoplasmáticas (A); Miofibrilar (B); Estromais (C); Sarcoplasmáticas (40 %) + Estromais (5 %) + Miofibrilar (55 %) (D); CPS sob aquecimento a 90 °C/30 minutos (E); CPS sob aquecimento a 75 °C/15 minutos (F); Miofibrilar (80 %) + CPS (G); Proteínas da carne (80 %) + CPS (20 %) (H) Condições de formação do gel: solução a 4 % (m/v) de tampão fosfato em pH 6,5 e 0,6 mol·L⁻¹ de NaCl para (A); (B); (C); (D); (G) e (H). Solução a 8 % (m/v) em tampão fosfato pH 6,5 para (E) e (F)..... 56
- Figura 12 - Curvas de relaxamento de tensão de géis formados de proteínas de origem animal e suas misturas, submetidos a uma deformação axial de $\epsilon = 0,1$ durante 50 minutos. As condições de formação dos géis foram as mesmas para a análise de TPA. 64

RESUMO

TRINDADE, Ana Carolina, M. Sc., Universidade Federal de Viçosa, novembro de 2015. **Propriedades técnico-funcionais de diferentes misturas de proteínas cárneas e concentrado proteico de soro de leite.** Orientador: Edimar Aparecida Filomeno Fontes. Coorientadores: Eduardo Basílio de Oliveira e Lúcio Alberto de Miranda Gomide.

De acordo com a sua solubilidade, as proteínas da carne se dividem em três classes: sarcoplasmáticas, miofibrilares e estromais. Elas exercem papel importante na textura de produtos cárneos emulsionados, devido às suas propriedades físico-químicas. Proteínas não cárneas, como o concentrado proteico do soro de leite (CPS), podem ser adicionadas a produtos cárneos a fim de diminuir custos e para contribuir para as características específicas desses produtos. Com o intuito de entender a influência de proteínas não cárneas, propriedades técnico-funcionais das proteínas da carne juntamente com o concentrado proteico do soro foram avaliadas. Foram realizadas as análises de solubilidade, capacidade de ligação de água e estabilidade da emulsão dos concentrados proteicos. Nos géis autossustentáveis, aqueles que mantiveram sua estrutura em condições de concentração, pH, temperatura e tempo estabelecidos, foram realizadas as análises de perfil de textura e relaxamento de tensão. As maiores concentrações de proteínas solúveis foram encontradas em valores extremos de pH (2, 3, 8 e 9) para todos os tratamentos, exceto para os tratamentos formados por proteínas miofibrilares em meio salino ($0,6 \text{ mol.L}^{-1}$ e $1,1 \text{ mol.L}^{-1}$), cuja máxima solubilidade foi encontrada em pH 6,5; 7; 8 e 9. Em relação à estabilidade da emulsão, as proteínas estromais não apresentaram diferença ($p > 0,05$) entre os valores de pH (3, 4 e 9). As proteínas miofibrilares com adição de sal, em valores de pH de 8 e 9, propiciaram maior estabilidade da emulsão em comparação com as proteínas miofibrilares sem adição de sal. A dispersão da mistura das proteínas cárneas formou emulsão mais estável que a suspensão das proteínas estromais e sarcoplasmáticas. O parâmetro “dureza”, em análise do perfil de textura, foi maior em géis formados pelas misturas das três proteínas extraídas da carne. O gel formado a $75 \text{ }^\circ\text{C}$ por 4 % de proteínas miofibrilares não diferiram ($p > 0,05$) do gel formado por 4 % da mistura de proteínas miofibrilares (80 %) e CPS (20 %) à mesma temperatura. O gel composto apenas por CPS necessitou de maior temperatura ($90 \text{ }^\circ\text{C}$) e concentração (8%) para formar um gel autossustentável. Em relaxamento de tensão, os géis das proteínas miofibrilares apresentaram o comportamento mais elástico do que o gel composto pela mistura das proteínas miofibrilares + CPS. O gel formado pela mistura das três proteínas da carne (miofibrilar

+ sarcoplasmática + estromais) apresentou maior módulo elástico entre os géis formados por proteínas, miofibrilares e CPS e sua mistura (Miofibrilar + CPS), porém, apresentou menor valor de taxa de recuperação, ou seja, apresentaram uma estrutura seca e quebradiça. Conclui-se que a substituição de 20 % de proteínas miofibrilares por CPS não altera o perfil de textura dos géis de proteínas miofibrilares e que as proteínas sarcoplasmáticas contribuem para as propriedades técnico-funcionais dos géis formados pelas proteínas cárneas, aumentando a força do gel e relativa propriedade emulsificante.

ABSTRACT

TRINDADE, Ana Carolina, M. Sc., Universidade Federal de Viçosa, November, 2015. **Technical and functional properties of different mixtures of meat and whey protein concentrated.** Adviser: Edimar Aparecida Filomeno Fontes. Co-Advisers: Eduardo Basilio de Oliveira and Lúcio Alberto Miranda Gomide.

According to its solubility, meat proteins fall into three classes: sarcoplasmic, myofibrillar and stroma. They play an important role in texture emulsified meat products, due to their physico-chemical properties. The Non-meat proteins, such as whey protein concentrate (WPC), can be added to meat products in order to reduce costs and contribute to the specific characteristics of these products. In order to understand the influence of non-meat proteins, technical and functional properties of meat proteins together with whey protein concentrate was evaluated. The Solubility tests were carried out, water binding capacity and emulsion stability of protein concentrates. In the self-supported gels, those which maintained their structure conditions of concentration, pH, temperature and time set, the texture profile analysis and stress relaxation were performed. The higher soluble protein concentrations were found at pH extremes (2, 3, 8 and 9) for all treatments except for treatments consisting of myofibrillar proteins in saline (0.6 mol.L^{-1} and 1.1 mol.L^{-1}), the maximum solubility was found at pH 6.5; 7; 8 and 9. For the stability of the emulsion, stromal proteins showed no difference ($p > 0.05$) between pH values (3, 4 and 9). The myofibrillar proteins with added salt at pH values 8 and 9, showed higher emulsion stability compared with the myofibrillar proteins without added salt. The dispersion of the mixture of meat proteins formed stable emulsion suspension of stromal and sarcoplasmic proteins. The parameter "hardness" in texture profile analysis, was greater in the gels formed by the mixture of the three extracted meat proteins. The gel formed at 75°C for 4% of myofibrillar proteins did not differ ($p > 0.05$) 4% gel formed by the mixture of myofibrillar proteins (80%) and WPC (20%) at same temperature. The gel contains only WPC required higher temperature (90°C) and concentration (8%) to form a self-supported gel. In relaxation of tension, the gels of myofibrillar proteins showed a more elastic behavior of the gel formed by the mixture of myofibrillar proteins WPC +. The gel formed by mixing the three meat proteins (myofibrillar + sarcoplasmic + stromal) showed higher elastic modulus of the gels formed by proteins, myofibrillar and WPC and its mixture (Myofibrillar + WPC), however, showed the lowest recovery rate, that is had a dry and brittle structure. It is concluded that the replacement of 20% of myofibrillar proteins by

WPC does not alter the texture profile of the gels of myofibrillar proteins and the sarcoplasmic proteins contribute to the technical and functional properties of the gels formed by the meat proteins, increasing the gel strength and relative emulsifying property.

1 INTRODUÇÃO

As proteínas da carne, principalmente as proteínas miofibrilares, são responsáveis pelas características dos produtos cárneos emulsionados devido a sua elevada capacidade de formação de gel, boas propriedades emulsificantes e capacidade de retenção de água. Com relação às propriedades técnico-funcionais, diversas proteínas têm sido estudadas para atuar como coadjuvantes do processo de formulação de alimentos, diminuindo custos e desenvolvendo características específicas. Com isso, muitas destas proteínas têm sido caracterizadas isoladamente quanto às suas propriedades funcionais, incluindo propriedades interfaciais e reológicas.

O gel é formado por polímeros em ligação cruzada por meio de ligações covalentes e interações não covalentes, que é formado por uma rede capaz de aprisionar a água, ou outras substâncias de baixa massa molar (DAMODARAN et al., 2010). Em produtos cárneos, o processo de formação do gel é importante, pois, aumenta a estabilidade da emulsão e a capacidade de retenção de água, gerando produtos de qualidade e de melhor aparência. A gelificação é uma das mais importantes propriedades técnico-funcionais, que são definidas pelas propriedades físico-químicas das proteínas, e dependem da constituição aminoacídica das mesmas, bem como do pH e do tipo e da concentração de sais presentes no meio.

A textura é um dos atributos mais importantes nos produtos cárneos e influencia diretamente a aceitabilidade do consumidor. Ela depende da estrutura da matriz proteica formada, dos solutos ligados a essa matriz e sendo especialmente, afetada pela gelificação das proteínas.

VIDIGAL, (2010) buscou avaliar as propriedades de textura e características de emulsão de mortadelas, elaboradas com diferentes misturas de ingredientes, como sangue líquido tratado com monóxido de carbono (SLT) e concentrado proteico do soro (CPS). Os resultados indicaram que mortadelas adicionadas com CPS não diferiram com relação aos atributos de textura e de emulsão para todos os tratamentos, inclusive a mortadela controle (sem adição de CPS nem SLT).

Assim, propriedades físico-químicas das proteínas da carne e do concentrado proteico do soro de leite, juntas, devem ser avaliadas em mais profundidade nas condições reais de processamento de produtos emulsionados como pH, concentrações diferentes de NaCl e temperatura, a fim de se compreender qual é o papel de cada uma dessas proteínas nas propriedades de interesse.

Diante do exposto, este trabalho teve por objetivo estudar as características físico-químicas e reológicas das proteínas cárneas e do concentrado proteico do soro de leite (CPS), e géis formados a partir do aquecimento de misturas proteicas (CPS e proteínas cárneas) em diferentes proporções.

2 ASPECTOS TEÓRICOS

2.1 PROPRIEDADES TÉCNICO-FUNCIONAIS DAS PROTEÍNAS ALIMENTARES

São encontradas diversas definições sobre “propriedades funcionais” das proteínas. Geralmente, essa expressão se refere às propriedades físico-químicas das proteínas, determinadas pelas características moleculares e do meio (pH, força iônica etc.), que influenciam as funções tecnológicas que as mesmas podem desempenhar em produtos alimentícios. Dentre essas propriedades, as mais comumente estudadas e exploradas são as interfaciais (emulsificantes e espumantes) e as reológicas (gelificantes e espessantes) (SCHMIDT, 1981).

As propriedades técnico-funcionais de uma proteína são, assim, determinantes para a sua utilização como ingredientes em diversos produtos alimentares, afetando a conservação e a aceitação sensorial. As características moleculares das proteínas que determinam essas propriedades incluem tamanho, forma, composição/sequência de aminoácidos, carga e sua distribuição, relação hidrofiliicidade/hidrofobicidade, conteúdo e tipo de estrutura secundária (hélices α , folhas β), organização da estrutura terciária e quaternária dos segmentos polipeptídicos, ligações cruzadas inter-intra cadeias polipeptídicas (por exemplo, ligações dissulfídicas), rigidez ou flexibilidade da proteína em resposta a mudanças externas, ponto isoelétrico, interação com outros componentes do alimento (água, hidratos de carbono, lipídeos e proteínas) (XIONG, 1997; LAKEMOND et al., 2000).

No tocante às diferenças entre as cadeias laterais dos aminoácidos, podem ocorrer interações mais favoráveis entre essas ou pode haver interação diferenciada com a água (pois existem aminoácidos hidrofóbicos e hidrofílicos na mesma proteína). A proteína se encontra normalmente na forma “dobrada”, com uma estrutura tridimensional definida. Não apenas a sequência de aminoácidos, mas também a forma com que a cadeia polipeptídica se dispõe e se arranja no espaço, afeta a conformação da molécula, sua atividade biológica, suas propriedades funcionais e nutricionais (ARAÚJO, 2011).

As diversas propriedades técnico-funcionais das proteínas podem ser observadas como manifestações de três aspectos moleculares das proteínas: propriedades de

hidratação; propriedades relacionadas à superfície proteica; e propriedades hidrodinâmicas/reológicas. Elas serão discutidas nas três subseções a seguir.

2.1.1 CAPACIDADE DE RETENÇÃO DE ÁGUA

A capacidade de retenção de água é a capacidade da proteína de interagir química e fisicamente com moléculas de água e retê-las em face da ação de forças mecânicas. De acordo com Damodaran et al., (2010) a capacidade de retenção de água (Eq 1) é definida como:

$$CRA = \frac{m_1}{m_2} \times 100 \quad (1)$$

em que,

m_1 = massa (g) de água ligada.

m_2 = massa (g) de proteína.

A capacidade de retenção de água de uma proteína está relacionada, em parte, à sua composição em aminoácidos, pois quanto maior o número de resíduos polares (hidrofílicos) maior será a capacidade de hidratação. A densidade de cargas elétricas presentes na molécula de proteína em solução aquosa depende do pH, pois se o valor do pH estiver próximo ao ponto isoelétrico haverá interação mais favorável entre as moléculas proteicas, reduzindo sua interação com a água, sendo assim, o que diminui sua capacidade de reter a água. Outros fatores estão relacionados com a capacidade de retenção de água, como força iônica, conformação proteica e temperatura (KUNTZ & KAUZMAN, 1974).

As moléculas de água interagem com vários grupos nas proteínas, como os grupos amina presentes nas cadeias laterais de aminoácidos asparagina e glutamina e os grupos hidroxilas dos resíduos de serina, treonina e tirosina e mesmo resíduos apolares por meio de interações hidrofóbicas mais fracas (DAMODARAN et al., 2010). A água, sendo uma molécula de dipolo, interage mais facilmente com aminoácidos carregados e podem permanecer fortemente adsorvida sobre a proteína mesmo após a aplicação de força mecânica (PEARCE et al, 2011).

Em produtos cárneos emulsionados, as proteínas miofibrilares são as principais responsáveis pela capacidade de retenção de água. As proteínas são insolúveis em pH fisiológico (entre 5 e 6), encontrando-se associadas ao músculo em uma estrutura altamente organizada, porém tornam-se solúveis na presença de sais.

Os sais são responsáveis pela maior capacidade de retenção de água, em elevadas concentrações de cloreto de sódio (NaCl) (geralmente superior a $0,6 \text{ mol}\cdot\text{L}^{-1}$), conferem força iônica elevada, despolarizando filamentos de miosina; enquanto concentrações baixas de fosfato ($5 \text{ a } 15 \mu\text{mol}\cdot\text{L}^{-1}$), nomeadamente pirofosfatos, são capazes de dissociar o complexo actina-miosina (XIONG, 1993).

Esse efeito se deve ao íon cloreto (Cl^-) do NaCl que causa enfraquecimento da interação entre grupos carregados opostamente em $\text{pH} > \text{PI}$ (HAMM, 1960). Outros fatores devem ser levados em conta tais como: o estado de contração do músculo, efeito da maturação, espécie, sexo e idade do animal de onde foram extraídas as proteínas (HAMM, 1960).

Em valores de pH mais distantes do ponto isoelétrico a absorção de água pelas proteínas miofibrilares é maior, pois seus filamentos estão mais espaçados e, conseqüentemente, a atração e adesão de moléculas de água por meio de pontes de hidrogênio são favoráveis (WESTPHALEN et al., 2005).

Em relação às proteínas sarcoplasmáticas, Yongsawatdigul & Hemung. (2010) afirmaram que a capacidade de retenção de água aumentou em valores extremos de pH (3 e 12), pois houve alterações conformacionais levando ao aprisionamento das moléculas de água.

O colágeno hidrolisado (tecido conjuntivo) possui excelente capacidade de retenção de água e, portanto, é capaz de melhorar a maciez de produtos à base de carne cozida. Esses resultados foram encontrados por Kapitula et al. (2015) que estudaram a carne armazenada a vácuo a $3 \text{ }^\circ\text{C}$ até 20 dias e sugeriram a degradação das ligações cruzadas intermoleculares entre fibrilas de colágenos, serem as responsáveis pela maior capacidade de retenção de água.

2.1.2 PROPRIEDADES EMULSIFICANTES

As emulsões são constituídas por dois líquidos imiscíveis, sendo um deles disperso no outro na forma de pequenas gotículas esféricas. Uma emulsão óleo em água (O/A) consiste de gotas de óleo dispersas em uma fase aquosa contínua, que é o caso do leite e maionese. Já uma de emulsão água em óleo (A/O) é formada por gotas de água dispersas em uma fase oleosa, tendo como exemplos a margarina e a manteiga (MCCLEMENTS, 2005).

Por possuir uma área interfacial muito elevada entre líquidos que não são solúveis um no outro, o potencial químico (energia livre de Gibbs molar) desses sistemas é muito elevado. Por essa razão, a fim de alcançar um estado mais próximo

possível do equilíbrio termodinâmico, eles tendem naturalmente à separação de fases. De um ponto de vista tecnológico, isso significa que produtos emulsionados são caracterizados por uma elevada instabilidade física.

As emulsões O/A são formadas pela agitação da mistura usando um homogeneizador, uma válvula (alta pressão) ou através de homogeneizador de aspersão, de modo a criar pequenas gotículas de óleo (SCHULTZ et al. 2004). A formação de uma emulsão também requer a utilização de um emulsionante, que compreende grupos hidrofílicos e hidrofóbicos e, assim, posicionam-se na interface óleo-água ou água-óleo para diminuir a tensão interfacial (BOS & VAN VLIET, 2001).

A formação de uma camada interfacial de proteína na superfície dos glóbulos de gordura ocorre em etapas. Em primeiro lugar, as moléculas de proteína difundem-se na interface e superam a barreira de pressão interfacial. Em seguida, a molécula de proteína é submetida a mudanças conformacionais, isto é, desdobrando-se, de modo que os seus grupos hidrofóbicos orientados para o interior da macromolécula são expostos e se orientam em direção ao óleo, enquanto os resíduos hidrofílicos se orientam para a fase aquosa. Com isso, a proteína perde a sua estrutura terciária e, parte de sua estrutura secundária, embora alguns segmentos helicoidais possam persistir (BARBUT, 1995).

Uma vez que o filme viscoelástico é formado, as gotículas recobertas por proteínas podem adquirir uma carga negativa ou positiva dependendo se o pH da emulsão está acima ou abaixo, respectivamente, do ponto isoelétrico das proteínas que envolvem o glóbulo (força iônica baixa). Quando o pH está próximo do pI da proteína, que recobre o glóbulo de gordura, alta repulsão eletrostática entre as moléculas tende a conduzir a uma melhor estabilidade cinética de emulsão, enquanto que sob condições de valores próximos do ponto isoelétrico da proteína a repulsão eletrostática é minimizada, favorecendo a atração entre as gotículas e, conseqüentemente, a coalescência (agregação) das mesmas (DALGLEISH et al. 1995).

Lopez-Enriquez et al. (2015) avaliaram as características químicas das proteínas sarcoplasmáticas com concentração de 0,05% (m/v) em diferentes níveis de pH, e constataram que a estabilidade da emulsão foi menor em pH 5 (próximo ao ponto isoelétrico) e maior em pH 11.

2.1.3 PROPRIEDADES GELIFICANTES

A gelificação, propriedade funcional importante de algumas proteínas, é o processo que ocorre com o aumento da temperatura onde são formadas “redes” por meio de pontes de hidrogênio, interações eletrostáticas e hidrofóbicas, formando

materiais visco-elásticos. Essa formação de gel é importante em produtos cárneos emulsionados, pois as proteínas exercem uma força de coesão para ligar partículas à base de carne e para estabilizar as gotículas de gordura na matriz do gel (XIONG, 1993).

A gelificação proteica termo-induzida é uma das propriedades funcionais mais estudadas na ciência dos alimentos, pois permite compreender as interações proteicas nos alimentos que ocorrem durante o seu processamento, além de se fazer uma simulação com etapas de preparo desse alimento na indústria (MOTOKI & KUMAZAWA, 2000). O aumento da temperatura contribui não somente para a elasticidade da textura, como a formação da estrutura proteica tridimensional, mas também para outras propriedades funcionais de produtos cárneos (VISESSANGUAN et al. 2000).

Pode-se considerar que a gelificação ocorre em três etapas: desdobramento inicial das moléculas individuais de proteína (desnaturação), seguido por sua agregação, principalmente por meio de ligações hidrofóbicas e, por fim, a agregação de moléculas proteicas, de menor tamanho, para formar fitas que formam uma rede viscoelástica (XIONG, 2004).

A exposição de grupos sulfidrílicos internos e a posterior formação de ligações dissulfídicas conduzem à formação de géis termicamente irreversíveis, consideradas vitais para a manutenção da estrutura. Essas ligações também podem controlar o grau de flexibilidade da cadeia polipeptídica, inclusive in vivo (HAMSAKUTTY, 2003; VISESSANGUAN et al. 2000).

Dentre as proteínas cárneas, as proteínas miofibrilares, em especial a miosina, desempenham um papel fundamental na formação de géis. As propriedades de gelificação dessas proteínas são influenciadas pela estrutura e pelo tamanho da proteína, por sua concentração, por sua fonte de carne e por várias condições de processamento, como pH, força iônica e quantidade de calor. Por isso a miosina, que possui uma proporção comprimento-diâmetro grande, pode formar um gel mais visco-elástico, enquanto a actina, uma proteína globular que apresenta um décimo do tamanho da miosina, não é indicada para o processo de gelificação (MORITA & OGATA, 1991).

A cauda da miosina é um espiral formado por α -hélice e sua gelificação é acompanhada por alterações das estruturas secundárias com o desdobramento, induzido a 40 °C, da α -hélice em b-folhas (HARRINGTON & RODGERS, 1984).

Liu et al. (2008) avaliaram a relação da estrutura secundária e as propriedades de gelificação de miosina de porcino a diferentes valores de pH e afirmaram que entre os valores de pH de 6,5 a 9, após o aquecimento, a estrutura secundária formada por α -hélice se convertia parcialmente em β -folhas.

Durante o aquecimento, o efeito da temperatura sobre as estruturas secundárias de miosina, a pH 7,0 também foi avaliado. A fração α -hélice diminuiu consideravelmente (87,7% para 36,0%) com o aumento da temperatura de 5 °C a 90 °C. Já a fração β -folha foi mais elevada na faixa de temperatura entre 55 °C a 90 °C do que na gama de 5 °C a 50 °C, confirmando que a presença da β -folha na estrutura secundária, influencia na formação do gel, e conseqüentemente, ocasionando um aumento no parâmetro “dureza” do gel (LIU et al., 2008).

A gelificação inicia-se quando a suspensão proteica sofre um aquecimento de 35 °C, acarretando no desdobramento da região S₁ da meromiosina pesada (MMP), permitindo associação hidrofóbica ao longo das interações cabeça-cabeça. Os oligômeros então coalescem a cerca de 48 °C, formando ligações dissulfeto intermoleculares, produzindo sua característica elástica (STRASBURG et al. 2010).

Quando a temperatura se aproxima de 50-60 °C, ocorrem mudanças conformacionais na meromiosina leve (MML) que compõe a cauda da proteína, criando uma estrutura aberta e expondo as regiões hidrofóbicas e os grupos específicos de cadeias laterais. A associação da MML via interações cauda-cauda em aquecimento por ligações dissulfeto, leva à formação de uma rede de gel filamentosa e fitas permanentes com alta elasticidade e capacidade de retenção de água (STRASBURG et al. 2010).

A formação do gel é um processo físico-químico complexo que envolve alterações estruturais e funcionais das proteínas miofibrilares. A formação da cadeia proteica pode ser representada por três estágios, que são a dissociação, desnaturação térmica e agregação. Na presença de sais, as fibras musculares e proteínas sofrem a principal alteração estrutural, levando à solubilização da miosina, actina e um número de outros constituintes miofibrilares (ROUSSEL & CHEFTEL, 1990). Segundo Promeyrat et al. (2010), as ligações dissulfídicas estão envolvidas no processo de agregação que conduz à “rede” de gel induzido pelo calor.

A capacidade de gelificação de proteínas miofibrilares tem sido bem documentada em termos de fatores que influenciam as propriedades de gelificação induzida pelo calor, bem como propriedades reológicas dessas proteínas. O foco maior é sobre a forma como a miosina e actina em diferentes espécies animais reagem, como as propriedades físico-químicas, as interações das proteínas miofibrilares com outros

aditivos, a influência do gel na textura e propriedades reológicas de proteína em si (SUN & HOLLEY, 2011).

O regulamento de propriedades do gel das proteínas miofibrilares é, portanto, vital para o desenvolvimento de novos produtos cárneos que sofrem aquecimento durante seu processamento.

2.2 PROTEÍNAS CÁRNEAS

As proteínas da carne se dividem em três classes de acordo com a sua solubilidade: sarcoplasmáticas, miofibrilares e estromais.

2.2.1 PROTEÍNAS SARCOPLASMÁTICAS

As proteínas sarcoplasmáticas são solúveis em água ou em soluções salinas de baixa concentração (menor que $0,06 \text{ mol}\cdot\text{L}^{-1}$), constituem de 30 % a 35 % do total de proteínas da musculatura esquelética e, dentre elas, estão a mioglobina e todas as enzimas glicolíticas (XIONG, 1997).

Pesquisas demonstraram que, no processo de extração, as proteínas sarcoplasmáticas podem ser separadas em quatro componentes estruturais diferentes com base na sua velocidade de sedimentação em centrifugação diferencial: nuclear, mitocondrial, microsomal e frações citoplásmicas. Eles podem ser obtidos na forma de peletes após centrifugação a $1.000 \times g$ (nuclear), $10.000 \times g$ (mitocondrial), $100.000 \times g$ (microsomal), e a partir do sobrenadante (citoplasmática). Essas frações proteicas compõem mais de 100 proteínas sarcoplasmáticas diferentes, incluindo a maioria das enzimas envolvidas no metabolismo de energia, como a glicólise (XIONG, 1997).

Apesar da sua diversidade, as proteínas sarcoplasmáticas compartilham muitas propriedades físico-químicas. Por exemplo, a maioria são de massa molecular relativamente baixa, que varia de 17 kDa (mioglobina) até 92,5 kDa (Fosforilase B), e com estruturas globulares ou em forma de bastonete. Estas características estruturais podem ser parcialmente responsáveis pela elevada solubilidade dessas proteínas em água ou soluções salinas diluídas (TORNBERG, 2005).

A Tabela 1 apresenta algumas dessas proteínas presentes na fração sarcoplasmáticas.

Tabela 1 - Principais proteínas sarcoplasmáticas encontradas no músculo.

Proteína	mg/g
Fosforilase β	2,5
Fosfoglicomutase	1,5
Fosfoglicomutase isomerase	1,0
Fosfofrutoquinase	1,0
Aldose	6,0
Triose fosfato isomerase	2,0
α -glicerofosfato desidrogenase	0,5
Gliceraldeído fosfato desidrogenase	12
Fosfoglicerato quinase	1,2
Fosfoglicerato mutase	1,0
Enolase	5
Piruvato quinase	3
Lactato desidrogenase	4
Creatina quinase	5
Adenilato quinase	0,5
AMP deaminase	0,2
Mioglobina	0,5 – 2,0

Fonte: Scopes, (1970).

A principal função tecnológica das proteínas sarcoplasmáticas é na formação da cor da carne, devido as suas hemoproteínas: mioglobina, e de menor importância à hemoglobina e citocromo. Outra participação tecnológica, não menos importante, é na maturação da carne e conseqüente favorecimento de sua maciez, por meio da ação do complexo enzimático de calpaínas presente no sarcoplasma (GOMIDE et al., 2013).

A propriedade de gelificação das proteínas sarcoplasmáticas ainda não foi muito bem elucidada. Nas literaturas foi encontrado que as proteínas sarcoplasmáticas podem tanto ajudar quanto atrapalhar a formação de gel.

Ko & Hwang, (1995) descobriram que as proteínas sarcoplasmáticas de peixe melhoraram a gelificação da pasta constituída por proteínas miofibrilares a baixa temperatura, pela formação de ligações cruzadas mediada pela enzima transglutaminase (TGase) presente naturalmente no peixe, resultando em maior resistência do gel. A

adição de proteínas sarcoplasmáticas de tilápia também aumentou a força de ruptura do gel de surimi lizardfish (YONGSAWATDIGUL & PIYADHAMMAVIBOON, 2007).

Yongsawatdigul et al. (2002) afirmaram que a melhoria na textura de surimi foi atribuída à ligação da cadeia pesada de miosina mediada pela enzima, que poderia melhorar as interações hidrofóbicas e ligações dissulfeto entre as moléculas, resultando num aumento da força de ruptura e o valor de deformação.

A enzima transglutaminase, quando está presente na fração proteica sarcoplasmática, catalisa a reação no qual o grupo tiol de uma cisteína ataca a cadeia lateral de um resíduo de glutamina, formando um complexo acil-enzima e amônia. No passo seguinte, uma amina primária entra no lugar da enzima formando uma glutamina carboxamida modificada. Se a ligação proteica envolve a lisina, a ligação cruzada entre peptídeos, intra ou inter molecular, ocorre via N-(γ -glutaminil) L-lisina. As reações com a enzima transglutaminase resultaram em um aumento da elasticidade dos géis de proteínas de alimentos (PIYADHAMMAVIBOON & YONGSAWATDIGUL, 2009). Estas ligações N-(γ -glutaminil) L-lisina são covalentes e estáveis, não se rompendo com facilidade (NONAKA et al. 1989).

A enzima é composta por 331 aminoácidos e está largamente presente em animais, vegetais e microrganismos. Logo, é parte natural dos alimentos e do corpo humano, onde participa ativamente do processo de coagulação sanguínea (MOTOKI & KAMAZUA, 2000).

Em mamíferos, a enzima transglutaminase é encontrada em diversas isoformas, mas as principais são: o fator XIII (do tipo de plasma), TG1 (tipo de queratinócitos), TG2 (tipo tecido), e TG3 (tipo epidérmico) (GRIFFIN et al., 2002), e tem sido bastante estudada no controle de doenças como a doença celíaca.

Kurth & Rogers (1984) mostraram que a enzima transglutaminase de plasma bovino pode catalisar ligação cruzada de várias proteínas incluindo a miosina.

Em pescados, as proteínas sarcoplasmáticas, coaguladas pelo calor, aderem-se às proteínas miofibrilares e impedem a formação de gel (SUZUKI et al., 1987).

Hemung & Chin (2015) avaliaram a dureza dos géis formados por proteínas sarcoplasmáticas e miofibrilares e constataram que à medida que aumentou a concentração das proteínas sarcoplasmáticas (pH 6,25 e 2,6 g de NaCl), a força do gel diminuiu. Isso pode ser devido a maior estabilidade térmica das proteínas sarcoplasmáticas, ou seja, aumento da temperatura de desnaturação e retardar o processo de formação do gel (HEMUNG & CHIN, 2015).

Proteínas com baixa estabilidade térmica são suscetíveis à desnaturação, facilitando a interação entre elas. O aumento da estabilidade térmica de misturas de proteínas irá dificultar o desdobramento das proteínas e limitar as interações intermoleculares.

A elevada estabilidade térmica das proteínas sarcoplasmáticas é causada pela superfície altamente hidrofóbica, sendo assim, portanto interações hidrofóbicas entre as proteínas miofibrilares e as proteínas sarcoplasmáticas podem afetar a estabilidade térmica (YONGSAWATDIGUL & HEMUNG, 2010).

2.2.2 PROTEÍNAS MIOFIBRILARES

As proteínas miofibrilares compreendem cerca de 50 % a 60 % das proteínas musculares. Elas são importantes na contração muscular e nas modificações post-mortem e são solúveis em soluções de concentração entre 0,8 a 1,0 mol.L⁻¹ (HAMM, 1960).

Em termos gerais, as miofibrilas são constituídas por proteínas: contráteis (actina e miosina), reguladoras da contração (tropomiosina e troponina) e citoesqueléticas (actinina, proteína M, proteína C, neblinas, desmina e titina), responsáveis pela estrutura e organização da organela (STRASBURG et al., 2010).

A actina, rica em prolina, constitui de 20 % a 25 % das proteínas miofibrilares e seu ponto isoelétrico é de aproximadamente 4,7. Em baixa força iônica a actina é composta por subunidades globulares de actina G (47 kDa), porém, com o aumento da força iônica, os monômeros são polimerizados longitudinalmente formando unidades de uma proteína fibrilar (actina F) e sofrerá uma torção em forma de hélice (ASHGAR & PEARSON, 1980).

No tecido muscular, a actina é associada ao complexo troponina-tropomiosina. Ela também contém uma ligação à miosina, que permite a formação de complexos temporários durante a contração muscular ou o complexo permanente actomiosina durante o desenvolvimento do rigor mortis.

A miosina constitui de 50 % a 55 % das proteínas miofibrilares e se caracteriza por sua grande proporção de aminoácidos carregados positiva ou negativamente com ponto isoelétrico em pH 5,4, a miosina tem a forma de um bastão com cerca de 150 nm de comprimento, com uma projeção globular dupla (cabeça da miosina) em uma das extremidades.

A cauda da miosina (cadeias leves), com massa molar de 20 kDa, apresenta o formato α -helicoidal, que são enroladas umas em torno das outras, formando uma

espiral fibrosa com o giro para a esquerda. As cadeias pesadas, ligadas a cauda, são responsáveis por grande parte da estrutura geral da molécula, com massa molar idênticas (220 kDa) e apresentando uma forma globular. A estrutura da cadeia pesada (cabeças da miosina) contém cerca de 40 grupos sulfidrílicos (SH), porém sem ligações dissulfetos, situadas na sua parte globular (KNIGHT & TRINICK, 1987; RAWN, 1989).

Quando a molécula de miosina sofre a ação de enzimas como a tripsina ou a pepsina, são produzidos dois fragmentos chamados de meromiosina leve (cauda – hidrofílica, 1º) e meromiosina pesada (região da cabeça – hidrofóbica, 2º). Na meromiosina pesada (MMP), podem ser observados dois fragmentos adicionais denominadas S₁ e S₂.

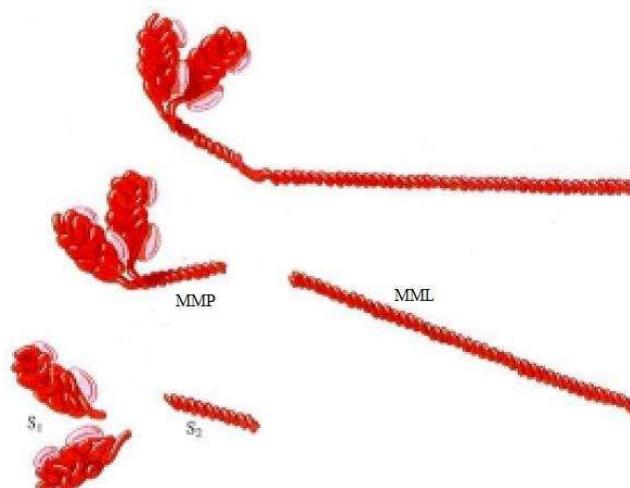


Figura 1 - Representação esquemática da molécula de miosina. Meromiosina leve (MML), Meromiosina pesada (MMP), S-1 e S-2 (subfragmentos de HMM). Fonte: RAWN (1989) apud (GUIMARÃES & ADELL, 1995).

Mais da metade dos aminoácidos que constituem a meromiosina pesada são hidrofílicos e muitos estão expostos na sua superfície molecular (Tabela 2), com cargas positivas e negativas. Assim, ligações intermoleculares são formadas e os filamentos apresentam-se associados entre si, formando agregados que são insolúveis em água (NIWA, 1992).

A Tabela 2 apresenta os resíduos de aminoácidos que compõem a fração da meromiosina pesada da molécula de miosina.

Tabela 2 - Composição (número de aminoácidos a cada 100 resíduos de aminoácidos) de aminoácidos da cadeia pesada de miosina do músculo de rato.

Aminoácido	Miosina
Alanina	8,0
Arginina	5,6
Asparagina	3,8
Ácido aspártico	5,3
Cisteína	0,9
Glutamina	6,4
Ácido glutâmico	13,3
Glicina	3,3
Histidina	2,0
Isoleucina	4,4
Leucina	11,3
Lisina	10,7
Metionina	1,8
Fenilalanina	3,1
Prolina	1,5
Serina	5,6
Treonina	5,5
Triptofano	0,5
Tirosina	2,2
Valina	4,6

Fonte: STREHLER et al. (1986).

Outra proteína, a tropomiosina, recobre a extensão de sete monômeros de actina G e é ligada a outra molécula de tropomiosina pelo complexo de troponinas. O conjunto troponina-tropomiosina se distende por todo filamento de actina, encobrindo os sítios ativos das actinas G, necessários para a ligação com os miofilamentos grossos durante a contração muscular. Por isso, essas proteínas são ditas regulatórias (GOMIDE et al., 2013).

A miosina e a actomiosina (complexo formado na contração muscular) são os principais componentes das proteínas miofibrilares, não somente pela sua maior quantidade, mas pelas suas propriedades funcionais e apresentam uma forte influência

sobre os produtos cárneos como textura, capacidade de retenção de água, capacidade ligante emulsificante, entre outras (SGARBIERI, 1987; AYALA, 2001).

2.2.3 PROTEÍNAS ESTROMAIS

O tecido conjuntivo é formado pelas proteínas estromais, que correspondem de 10 % a 15 % de toda proteína dos músculos esqueléticos. Em contraste com as proteínas sarcoplasmáticas, as estromais são insolúveis em água, em valores de pH próximos a neutralidade, baixa ou elevada concentração salina, baixas temperaturas e são solúveis em meio ácido ou básico (SGARBIERI, 1996).

As proteínas estromais são constituídas pela sua maioria por colágeno, e pelas duas frações menores, elastina e reticulina.

O colágeno, uma glicoproteína fibrosa encontrada em todo o reino animal, é o principal componente estrutural dos tecidos conjuntivos (55 % a 95 % do teor de matéria seca); é composto de monômeros de tropocolágeno, com massa molecular de 300 kDa. O tropocolágeno (Figura 3) contém três cadeias peptídicas formando uma estrutura de tripla hélice estabilizada por pontes de hidrogênio. Essas cadeias são formadas por aminoácidos glicina, prolina, lisina, hidroxilisina, hidroxiprolina e alanina e completa ausência de aminoácidos sulfurados e de triptofano (ALVES & MANCIO, 2007).

As moléculas de tropocolágeno são sintetizadas no fibroblasto e excretadas, quando se unem linearmente para formar a fibra de colágeno, que apresentam um padrão estriado. O colágeno possui em sua cadeia aproximadamente 1000 resíduos de aminoácidos, dispostos em uma sequência $(\text{Gly-X-Y})_n$ que se repete (Figura 2), onde X representa na maioria das vezes a prolina e o Y a hidroxiprolina ou a hidroxilisina (STRASBURG et al., 2010).

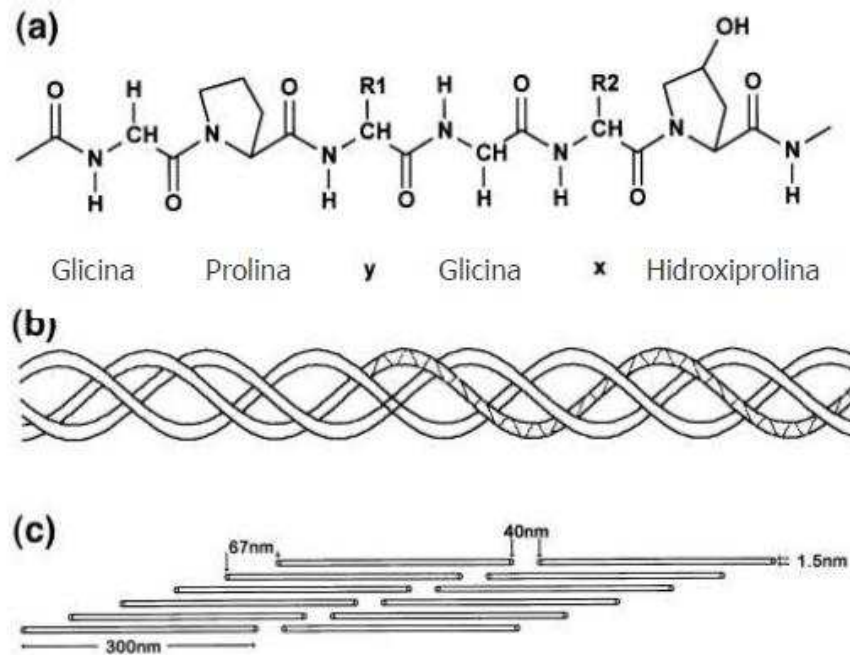


Figura 2 - Figura 2.1. Estrutura química do colágeno tipo I. (a) Sequência primária de aminoácidos, (b) estrutura secundária e terciária e (c) estrutura quaternária (Fonte: Friess, 1998 *apud* Santana, 2010).

O colágeno é composto por outros aminoácidos em menores proporções (Metionina, Tirosina e Histidina) que são aminoácidos não essenciais e 30 % dos aminoácidos presentes na molécula é o aminoácido essencial glicina (Tabela 3).

Tabela 3 - Composição de aminoácidos (g/100g de proteína) da fibra de colágeno.

Aminoácidos	(g/100g)
Cisteína	0,2
Ácido aspártico	5,6
Ácido Glutâmico	11,9
Arginina	8,7
Lisina	3,6
Histidina	0,7
Treonina	1,9
Serina	3,0
Prolina e Hidroxiprolina	13,0
Alanina	9,3
Glicina	29,7
Leucina	3,1
Valina	2,5
Metionina	0,6
Isoleucina	1,6
Fenilalanina	2,3
Tirosina	0,5

Fonte: WOLF et al., 2009.

A molécula de colágeno é 60 % hidrofóbica e durante o processamento de produtos cárneos em temperaturas de 60 °C a 65 °C, as fibras colagenosas se encolhem, desnaturam e formam o gel, capazes de englobar a gordura (BAILEY, 1989; ALVES, 2002).

O colágeno apresenta estrutura molecular relativamente simples e é insolúvel em água, em virtude da grande concentração de aminoácidos hidrofóbicos, quer no interior da proteína, quer na superfície. O colágeno representa uma exceção à regra de que os grupos hidrofóbicos precisam estar escondidos no interior da molécula proteica. O núcleo hidrofóbico, portanto, contribui menos para a estabilidade estrutural da molécula, enquanto que as ligações covalentes intra e intermoleculares assumem um papel especialmente importante, pois elas reforçam as fibras de colágeno originando estruturas de fibras estáveis e insolúveis (LEHNINGER, 1995).

A hidroxiprolina é um dos vários aminoácidos responsáveis pela manutenção da ligação da estrutura secundária do colágeno (tripla hélice). Uma menor quantidade ou a falta deste faz com que o colágeno perca a conformação de tripla hélice quando

submetida à elevação da temperatura (GÓMEZ-GUILLÉN et al., 2002 e PRESTES et al., 2013).

Prestes et al., (2013), avaliando as propriedades técnico-funcionais da fibra de colágeno, gelatina e colágeno hidrolisado, constatou que o processo de extração foi fundamental para a diferença entre as amostras. A fibra de colágeno apresentou o maior teor de hidroxiprolina (7,55 %) e maior teor de colágeno (60,0 %) e tornam a fibra de colágeno uma alternativa de ingrediente funcional para aplicação na indústria de alimentos.

Uma das principais alterações no tecido conjuntivo durante o aquecimento é a transformação da estrutura semi-cristalina do colágeno em uma estrutura amorfa, que apresenta um comportamento parecido com o da borracha (LEPETIT, 2008).

O aumento do interesse pelas fibras de colágeno e colágeno em pó em alimentos ocorreu devido às suas propriedades mecânicas, à capacidade de ligação de água, ao potencial gelificante, estabilizante e como biomaterial.

Assim, a fim de desenvolver produtos com propriedade de textura desejada, tais como dureza e suculência, é necessário equilibrar fatores como a relação proteína solúvel/insolúvel, o tamanho da partícula do colágeno e otimizar as variáveis de processo como o pH, temperatura e adição de sal (MAXIMO & CUNHA, 2010).

POWELL et al. (2000) afirmaram que o início da desnaturação da molécula de colágeno, quando em solução, é em torno 36 °C, mantendo ainda sua estrutura e estabilidade devido à energia de cristalização da tríplice-hélice até a temperatura alcançar valores próximos de 64 °C. À medida que aumenta a desnaturação, a tríplice-hélice começa a se quebrar nos terminais da molécula fazendo com que esta proteína encolha aproximadamente um quarto do seu comprimento original contribuindo para a dureza da carne. Entretanto, quando na presença de água e em aquecimentos superiores a 70 °C a 80 °C, ocorre uma maior desnaturação enzimática, o colágeno se solubiliza parcialmente devido a hidrólise de algumas ligações peptídicas nas regiões polares da molécula, resultando na formação de gelatina, o que torna a carne cozida mais tenra, aromática e macia.

2.2.4 PROTEÍNAS DO SORO DE LEITE

O soro de leite é a designação da fase aquosa do leite que é separada por centrifugação depois da precipitação das caseínas em temperatura de 20 °C e pH 4,6, e da fase aquosa que é separada do leite pela retração do coágulo enzimático de caseínas, na fabricação do queijo. Os soros obtidos nessas condições são referidos como soros ácidos e doces, respectivamente (WONG et al., 1996). Possui uma coloração amarela esverdeada que pode variar de acordo com a qualidade e tipo do leite utilizado (SMITHERS, 2008).

O soro possui uma mistura rica e heterogênea de proteínas com atributos funcionais, podendo ser utilizado para fins nutricionais, biológicos e em alimentos. O soro bovino contém de 4 g a 7 g de proteína/litro, sendo que a concentração real depende do tipo de soro (ácido ou doce), estágio de lactação e condições de processamento usado na produção do queijo ou caseína (SGARBIERI, 2004).

Os concentrados (25 % a 89 %) e os isolados proteicos de soro (> 90 %) são preparações de proteína em massa seca e são produzidos comercialmente por adsorção e troca iônica, ultrafiltração e precipitação com polifosfato ou filtração em gel, frequentemente associada com a cristalização da lactose e a desmineralização (MARSHALL & HARPER, 1988).

As proteínas do soro no leite fresco estão presentes na forma de proteínas individuais e são altamente hidrofílicas, representando, juntas, aproximadamente 20 % do total do conteúdo proteico do leite. Elas apresentam valor nutricional elevado, pois contém todos os aminoácidos essenciais para o metabolismo celular (triptofano, lisina, metionina, cistina, leucina, isoleucina, fenilalanina, valina e treonina) atendendo as recomendações da FAO para todas as idades (PASIN & MILLER, 2000; NICOLAU et al. 2004).

As proteínas do soro de leite incluem a β -lactoglobulina (β -Lg), a α -lactalbumina (α -La), as imunoglobulinas (Ig), a albumina de soro bovino (BSA), a lactoferrina, a lactoperoxidase e os polipeptídeos de baixa massa molecular, derivados da proteólise de algumas caseínas (Tabela 4), mas sendo a primeira de 10 a 20 vezes mais abundante nos produtos com soro lácteo, pois ela é considerada a principal agente gelificante (AGUILERA, 1995). Essa propriedade deve-se a presença de grupos sulfidrilas livres (RATTRAY & JELEN, 1997).

Tabela 4 - Composição proteica do soro de leite bovino.

Proteínas	Conteúdo (% m/m)	PESO MOLECULAR (kDa)
β -lactoglobulina	50	18,4 a 36,8
α -lactalbumina	20	14,2
Glicomacropéptido	15	6,7
Outras	15	-

Fonte: ZADOW (1996); HARAGUCHI et al. (2006) e SMITHERS (2008).

A β -lactoglobulina é a principal fração proteica, representando cerca de 50 % do total de proteínas do soro. Ela é constituída por 162 resíduos de aminoácidos, massa molar de 18,4 kDa, encontrada principalmente como um dímero em pH neutro (6,6) seu ponto isoelétrico está em torno de 5,2 (HONG & CREAMER, 2002).

A β -lactoglobulina é responsável pela maioria dos estudos sobre a gelificação e as propriedades de géis de proteínas globulares (ANDRADE & NASSER, 2005).

É uma proteína formada por folhas β anti-paralelas o que aumenta a estabilidade das pontes de hidrogênios, por isso o gel das proteínas do soro de leite é formado em temperaturas mais elevadas (90 °C).

Seu uso tem se intensificado em muitos produtos alimentícios, devido sua habilidade de formar espumas, géis, emulsões e manter essas emulsões estáveis durante certo período de tempo.

O tratamento térmico, aplicado a β -lactoglobulina, induz uma mudança conformacional que resulta na exposição do grupo tiol reativo. Esse grupo tiol pode formar ligações dissulfeto intermoleculares que é essencial para a formação de géis de proteínas do soro induzidos termicamente e para uma estrutura de espuma estável (MORR & HÁ, 1993).

Em valores de pH menores que 3,0 ou maiores que 8,0, a β -lactoglobulina apresenta-se na forma de monômeros. Em valores de pH entre 5,1 e 6,7, os monômeros se associam em dímeros e entre pH 3,8 e 5,1, em octâmeros quando em baixa temperatura e elevadas concentrações (SGARBIERI, 1996). WU et al. (2016) avaliaram a concentração mínima de β -lactoglobulina para a formação de gel e verificaram que o gel formado, necessitou de 8,40 % (m/v) de proteínas globulares e o gel formado pelas

proteínas fibrilares (pH 2,0) precisou de apenas 4,60 % (m/v), ou seja, as proteínas fibrilares são mais eficientes para formar um gel do que as proteínas globulares.

A α -lactalbumina corresponde a 22 % em massa de proteínas presentes no soro de leite, é uma proteína globular pequena e compacta, cuja massa molar é de 14,176 kDa e seu ponto isoelétrico é 4,2 (MORR & HÁ, 1963). A α -lactalbumina possui em sua estrutura primária com aproximadamente 123 resíduos de aminoácidos, a sua estrutura secundária altamente ordenada é composta por 26 % de α -hélice e 14 % de β -folhas. Sua estrutura terciária é estabilizada por quatro ligações dissulfídicas, porém não possui grupos tiol livres (que tem a função para uma agregação covalente) e assim não produz um gel autossustentável após a desnaturação e acidificação (LOURENÇO, 2000).

No pH natural do leite (pH 6,6) e acima deste valor, a α -lactalbumina aparece na forma de monômero. Em pH abaixo de seu pI, a proteína tende a formar associações (SGARBIERI, 1996).

A sua temperatura de desnaturação se encontra em torno de 65,2 °C em valor de pH próximo a 6,7, sendo que 90 % da desnaturação pode reverter com o resfriamento. A elevada capacidade de renaturação se deve a ligação com íons metálicos, Ca^{++} e Zn^{++} , sendo o cálcio um estabilizador de sua estrutura.

Faria (2013) avaliou as características reológicas de géis formados por β -lactoglobulina e α -lactalbumina e obteve resultados que confirmaram a maior contribuição da β -lactoglobulina na formação do gel.

As frações de β -lactoglobulina possuem pontes dissulfídicas e um grupo tiol livre, responsável pelas ligações dissulfídicas na rede do gel. Já a α -lactalbumina não possui o grupo tiol, com isso a estrutura da rede do gel foi a mais enfraquecida (FARIA, 2013).

2.2.4.1 AVALIAÇÃO FÍSICA DE GÉIS PROTEICOS

Segundo Szczesniak (1963) citado por RAMOS & GOMIDE (2007) definiu textura como sendo: a manifestação sensorial das propriedades mecânicas e estruturais dos alimentos, detectada através do senso fisiológico de visão, audição e tato.

A textura depende da estrutura da matriz formada, que é influenciada pela gelificação das proteínas, pela quantidade e tipo de partículas suspensas, pelos solutos ligados à matriz proteica e pelo conteúdo de umidade final do produto (FOEGEDING & LANIER, 1987).

Esta pode ser avaliada, sensorialmente e instrumentalmente, por meio de diferentes técnicas. A Análise de Perfil de Textura (TPA), que foi desenvolvida pela equipe do Dr. Szczesniak do General Foods Corporation Technical Center em Tarrytown, New York, a partir do início da década de 1960, é uma das mais utilizadas devido a sua alta correlação entre a avaliação instrumental e sensorial (RAMOS & GOMIDE, 2007).

O termo TPA comumente se refere ao teste de compressão de dois ciclos que permite avaliar parâmetros de textura que se correlacionam com os atributos sensoriais. Consiste em dois ciclos completos de compressão e decompressão de uma pequena amostra do alimento, de forma a simular a ação dos dentes durante o processo de mastigação. Durante o teste, é realizada a primeira compressão, seguida de um relaxamento da amostra e, por fim, a segunda compressão. A força necessária, durante os dois ciclos, para comprimir a amostra é medida e representada graficamente numa em função do tempo. Uma vez que o método de TPA é usado na tentativa de refletir a percepção humana da textura, o primeiro e o segundo ciclo de compressão são geralmente referidos como primeira e segunda mordida (RAMOS & GOMIDE, 2007).

A partir do gráfico obtido (Figura 3), podem ser diretamente obtidos ou calculados os parâmetros: dureza, fraturabilidade, coesividade, elasticidade (flexibilidade), adesividade, gomosidade, mastigabilidade e resiliência.

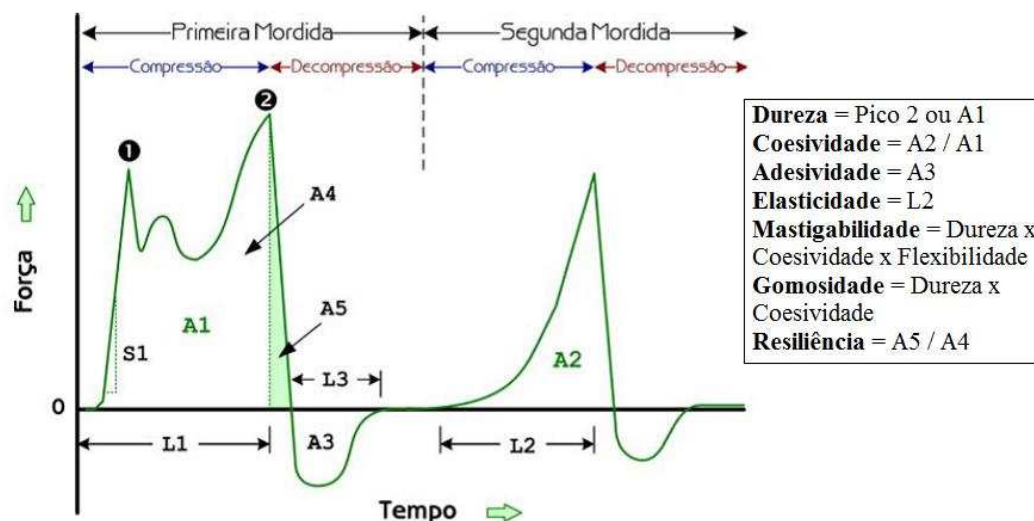


Figura 3 - Curva típica de deformação obtida da análise por TPA em alimentos sólidos ou semissólidos. Fonte: Ramos & Gomide (2007).

A dureza é definida como a força necessária para atingir determinada deformação e pode ser definida pela área total (A1), ou pico de força máxima (2), durante a simulação do primeiro ciclo. A coesividade é a extensão, determinada pela

força das ligações internas em que o alimento é deformado antes da ruptura: é definida pela razão entre as áreas positivas do segundo (A2) e do primeiro (A1) ciclo. A elasticidade ou flexibilidade trata-se da taxa em que o material deformado retorna à sua condição inicial pela remoção da força deformadora, sendo definida como a distância (L2) necessária para a detecção do pico de deformação após o fim do primeiro ciclo e o início do segundo.

A adesividade é a quantidade de força para simular o trabalho necessário para sobrepor as forças de atração entre a superfície do alimento e a superfície em contato com este (A3).

A gomosidade é a energia utilizada para desintegrar o alimento para ser engolido, é calculado por $L2/L1$.

A mastigabilidade é a energia requerida para se desintegrar o alimento sólido a um estado pronto para ser engolido, sendo obtido pelo produto da dureza, coesividade e elasticidade.

Resiliência (A5/A4) é a medida de quanto a amostra se recupera de sua deformação, tanto em termos de velocidade quanto em relação à velocidade e suas forças derivadas (RAMOS & GOMIDE, 2007).

Existem alguns estudos utilizando a análise de TPA, a fim de verificar as propriedades gelificantes das proteínas de origem animal.

Xia et al. (2010) avaliaram os efeitos dos ciclos de congelamento e descongelamento sobre as propriedades técnicas funcionais das proteínas miofibrilares. Os géis (40 mg/mL, pH 6,0 e 0,6 mol.L⁻¹) foram avaliados em texturômetro, através dos valores dos parâmetros da análise de perfil de textura, e verificaram que o parâmetro de dureza diminuiu em relação ao gel formado pela carne que não sofreu o congelamento. Assim, os autores concluíram que devido aos ciclos de congelamento/descongelamento que a carne sofreu, provocando desnaturação e agregação das proteínas e, conseqüentemente, prejudicando as propriedades gelificantes das proteínas.

Antunes & Motta (2003) avaliaram a influência das variáveis concentrações de proteína, pH, temperatura e tempo de desnaturação, no perfil de textura de géis ácidos de CPS e destacaram que, os géis de CPS apresentaram os maiores valores de firmeza, coesividade e elasticidade, de maneira geral, nos maiores valores de concentração proteica, tempo e temperatura de desnaturação. Com relação a variável pH, géis formados em pH 4,0 apresentaram-se mais elásticos e com maior capacidade de retenção de água, enquanto que os géis formados em pH 4,9 a 5,2 mostraram-se mais firmes e coesos.

2.2.4.2 ANÁLISES REOLÓGICAS

A reologia é definida como a ciência que estuda a deformação e o escoamento de matérias em resposta à aplicação de uma tensão ou força. Em específico, reologia de alimentos refere-se ao “estudo da deformação e fluxo de matérias-primas, produtos intermediários e produtos finais da indústria de alimentos (BOURNE, 1978) e está relacionada com a viscosidade e a elasticidade – estrutura”.

Os dados reológicos são importantes para determinar a funcionalidade de ingredientes no desenvolvimento de produtos, controle de qualidade do produto, avaliação objetiva de textura e sua correlação com atributos sensoriais e, ainda para o dimensionamento de equipamentos e operações unitárias de processamento.

Os testes mais utilizados na determinação do comportamento visco-elástico de alimentos são os ensaios no modo oscilatório e os testes transientes como fluência e recuperação (creep-recovery) e relaxamento de tensão (stress relaxation) (STEFFE, 1996). Tanto o teste dinâmico (ensaio oscilatório) quanto os transientes (fluência e recuperação, e relaxamento de tensão) são realizados aplicando-se deformações ou tensões pequenas e assegurando que as medidas sejam feitas dentro da faixa de viscoelasticidade linear.

a) Testes dinâmicos-oscilatórios:

São muito comumente empregados na avaliação reológica de materiais alimentares. Seus resultados são muito sensíveis à composição química e à estrutura física do material avaliado, o que torna estes testes particularmente úteis para a detecção indireta de alterações de conformação macromolecular e nas interações intermoleculares de soluções e géis poliméricos, além de serem úteis na determinação de temperaturas e tempos de gelificação (STEFFE, 1996; RAO, 2007).

Os testes oscilatórios consistem na aplicação de uma perturbação mecânica senoidal, de amplitude e frequência controláveis, ao sistema e na análise da onda de resposta. A realização do ensaio consiste em submeter à amostra a uma tensão de cisalhamento ou deformação oscilatória, a uma dada amplitude senoidal, a uma frequência (Hz) ou frequência angular ω ($\text{rad}\cdot\text{s}^{-1}$), que podem ser fixas ou variáveis, e em avaliar o comportamento mecânicos da amostra (MONTEIRO, 2004).

Quando os materiais apresentam propriedades intermediárias às de um sólido elástico e de fluido viscoso (géis, emulsões, espumas) eles são chamados de

viscoelásticos. É então caracterizado pelo módulo complexo dinâmico (G^*) expresso como a razão entre uma tensão sinusoidal e a respectiva deformação.

$$G^* = \frac{\tau}{\gamma}$$

τ = tensão

γ = deformação do sistema

Este módulo complexo tem duas componentes: G' e G'' . A componente G' é denominado módulo de conservação e mede a energia que é conservada e posteriormente utilizada na recuperação da deformação quando a tensão é removida, refletindo a contribuição elástica do material. O G'' é denominado módulo de dissipação e mede a energia que é dissipada no escoamento para vencer o atrito interno, refletindo deste modo a contribuição viscosa (SOUSA, 2001). O teste dinâmico oscilatório é muitas vezes utilizado para produzir gráficos de módulo de elasticidade (G' e G'') em função da temperatura durante o calor induzido

b) Teste estacionário de fluência e recuperação

O teste de fluência e recuperação consiste da aplicação de uma tensão de cisalhamento constante por um tempo suficiente para que se atinja a condição estacionária de deformação, seguida da remoção da tensão. A deformação é monitorada continuamente ao longo do tempo (STEFFE, 1996). Durante a primeira etapa, a fluência, a deformação observada é composta de duas contribuições: uma parte advém da deformação da componente elástica presente e outra parte é devida ao escoamento da componente viscosa do material. O valor da deformação da componente elástica é constante e independente do tempo, enquanto a contribuição viscosa é dependente do tempo de aplicação da tensão. Na segunda e última etapa do teste, chamada de recuperação, a tensão é removida e observa-se a recuperação da deformação da componente elástica. No caso do material com comportamento visco-elástico (modelo Kelvin-Voigt), a recuperação será máxima após um dado tempo, ao passo que para um líquido visco-elástico (modelo de Maxwell ou de Burgers) a curva de deformação atingirá um patamar correspondente à parcela da deformação advinda do escoamento do componente viscoso (SILVA, 2006).

c) Teste estacionário de relaxamento de tensão

O teste de relaxamento de tensão consiste da aplicação de uma dada deformação instantânea (dentro da região visco-elástica linear) ao sistema, mantendo-a constante ao longo do tempo, no mesmo tempo em que a tensão necessária para mantê-la constante ao longo do tempo é monitorada. Esse teste pode ser conduzido sob cisalhamento, tensão uniaxial ou compressão uniaxial (STEFFE, 1996).

Dependendo do comportamento reológico do material observam-se curvas com perfis diferentes. Sólidos elásticos não apresentam relaxamento: a tensão interna do sistema permanece constante ao longo do tempo em que a deformação é mantida constante. Líquidos viscosos por sua vez apresentam uma taxa de relaxamento instantânea, isto é, após a deformação ser atingida, a tensão interna cai instantaneamente e permanece em zero (Figura 4). A combinação desses dois resultados é observada no comportamento visco-elástico, onde há um decaimento exponencial da tensão interna com o tempo até um valor de equilíbrio, o qual é função da estrutura do material visco-elástico avaliado. Sólidos visco-elásticos exibem tensão de equilíbrio maior que zero, enquanto para líquidos visco-elásticos esta é zero (STEFFE, 1996; MONTEIRO, 2004).

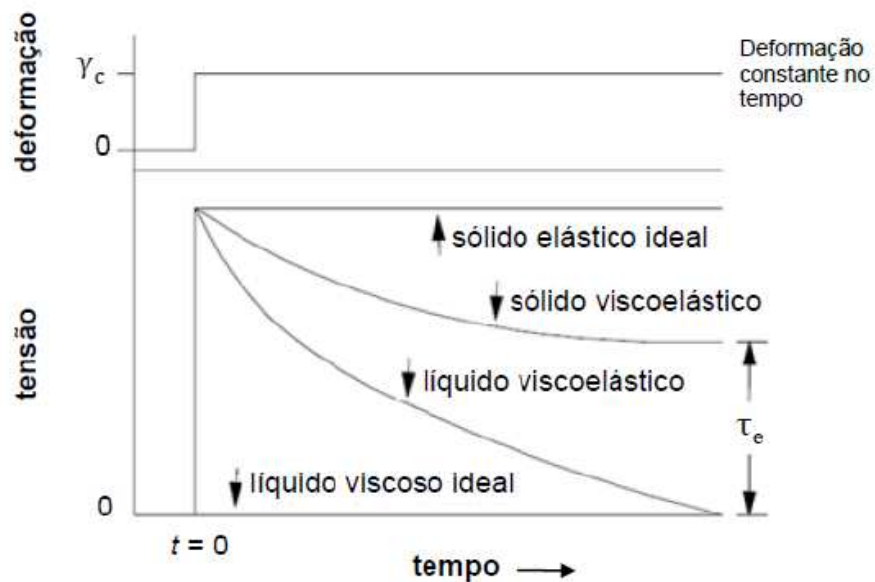


Figura 4 - Curvas de relaxamento de tensão para um sólido elástico, um líquido viscoso, um líquido viscoelástico e um sólido viscoelástico. Fonte: Adaptada de Steffe (1996).

Rensis et al. (2009) utilizaram o teste de relaxamento de tensão para caracterizar reologicamente queijo tipo prato com teor reduzido de gordura armazenado durante 30 e 60 dias em refrigeração. O modelo de Maxwell generalizado utilizado neste estudo foi

capaz de descrever o comportamento viscoelástico dos queijos, pois as curvas experimentais obtidas apresentaram boa correlação.

Segundo Magalhães, (2013) que avaliou a influência do congelamento da massa na produção de queijo tipo mussarela, o queijo produzido com massa congelada obteve maiores valores de E_0 e E_1 , que se relacionam com F_1 e F_2 (módulo de elasticidade) presentes nesse estudo, em comparação com o queijo mussarela convencional durante todo o período de armazenamento indicando um material mais elástico.

Sozer & Dalgic, (2007) avaliou o comportamento viscoelástico de espaguete com diferentes tempos de cozimento e observou que o espagete que continha maior quantidade de água, apresentou menor valor de força (F_1). Durante o cozimento da massa, a água migra de fora para partes internas e provoca a gelatinização do amido e a desnaturação de proteínas.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 INSTALAÇÕES

Os experimentos foram realizados no Laboratório de Química e Análise de Alimentos, de Análise de Carnes e Derivados (LACD), de Processamento de Carnes e Derivados (LPCD), no Laboratório de Embalagens de Alimentos (LABEM), no Laboratório de Pesquisas em Cereais e no Laboratório de Operações e Processos (LOP) do Departamento de Tecnologia de Alimentos da Universidade Federal de Viçosa – UFV (MG).

No LACD, LPCD e Laboratório de Química e Análise de Alimentos foi efetuado o preparo das amostras e a extração das proteínas da carne. As análises físico-químicas (propriedades emulsionantes) das diversas suspensões proteicas foram realizadas no Laboratório de Operações e Processos, a análise de Perfil de Textura Objetiva (TPA) e análise de relaxamento de tensão de géis proteicos obtidos foram realizadas no Laboratório de Pesquisa em Cereais e no Laboratório de Embalagens de Alimentos, respectivamente.

3.2 MATERIAL

3.2.1 CONCENTRADO PROTEICO DE SORO

O concentrado proteico de soro de leite (80% de proteína), Lacprodan P80, foi adquirido da empresa Arla Foods Ingredients S.A.

3.2.2 CARNE

Para extração das proteínas cárneas foi utilizado o patinho bovino (músculos *Vastus intermedius*, *Vastus lateralis*, *Vastus medialis* e *Rectus femoris*) adquirido no comércio local.

Após a remoção da gordura e tecido conectivo aparente, o músculo foi cortado em cubos de 5 cm de aresta e porções de aproximadamente 300 gramas foram colocadas em embalagens plásticas de polietileno e armazenadas à temperatura de -20 °C em freezer doméstico horizontal (Marca Brastemp, BVG24,). Antes do uso, as amostras foram descongeladas, em B.O.D. (Thelga, TF-34) a 4 °C, durante uma noite.

3.3 PROTEÍNAS CÁRNEAS

3.3.1 EXTRAÇÃO DAS PROTEÍNAS DA CARNE E OBTENÇÃO DOS CONCENTRADOS PROTEICOS

Primeiramente, a carne foi moída em moedor de carne (marca SKYMSEN, PSEE-22) com disco de 4 mm de diâmetro. Após este processo, foram pesados 100 gramas de carne moída em béquer de 1 litro e se lhe adicionaram 600 mL de tampão fosfato de sódio (pH 7,4; $0,03 \text{ mol}\cdot\text{L}^{-1}$), feito isso, a amostra (carne + tampão) foi triturada em triturador tipo ultra-turrax (Marconi, Brasil) até se obter um homogenato. Este homogenato foi agitado em chapas (Diag Tech) por agitação magnética (90 rpm) durante duas horas à temperatura ambiente (25° C). Em seguida, o homogenato foi distribuído em vários tubos de centrífuga (250 mL de capacidade) e submetido à centrifugação ($3.640 \times g$ por 15 minutos) em centrífuga (Bekman, J2 MC, USA).

O sobrenadante, constituído pelas proteínas sarcoplasmáticas, foi recolhido e em seguida, as amostras foram colocadas no liofilizador (TERRONI LH 0400/4L, Brasil) para serem liofilizadas e assim obter o concentrado proteico das proteínas sarcoplasmáticas.

O precipitado (demais proteínas) foi colocado em um béquer e se lhe adicionaram 600 mL de $\text{NaCl } 1,1 \text{ mol}\cdot\text{L}^{-1}$, procedendo-se novamente os processos de agitação magnética (90 rpm / duas horas) e centrifugação ($30.000 \times g$ por 15 minutos). Para remoção do sal, das proteínas miofibrilares, o sobrenadante (proteínas miofibrilares) e o precipitado (proteínas estromais) foram submetidos a 8 lavagens com água destilada e a 8 centrifugações. O sobrenadante (proteínas miofibrilares) e o precipitado (proteínas estromais) foram recolhidos separadamente em béquers e se lhe adicionou água destilada (3 vezes o volume da solução de proteínas). Posteriormente à agitação magnética por 15 minutos, o extrato foi submetido a diversas centrifugações. O sobrenadante obtido das centrifugações era constituído basicamente de água e sal, já o precipitado continha as proteínas extraídas. Um condutivímetro (Tecnopon, MCA 150) foi utilizado para medir a condutividade no sobrenadante e as lavagens foram feitas até o sobrenadante atingir o valor abaixo de $10 \mu\text{S}/\text{cm}^2$ (valor este próximo da água destilada $4 \mu\text{S}/\text{cm}^2$).

Por fim, os extratos obtidos das proteínas miofibrilares e estromais foram filtrados em papel filtro Watmann quantitativo (90 mm) a vácuo para a remoção de excesso de água. Logo após, os extratos foram recolhidos do papel filtro com um auxílio de espátula, imediatamente foram transferidos para bandejas de alumínio e congelados em

ultrafreezer a $-80\text{ }^{\circ}\text{C}$ para posterior concentração por liofilização em liofilizador (TERRONI LH 0400/4L, Brasil).

O fracionamento proteico das proteínas da carne está simplificado no fluxograma a seguir (Figura 5).

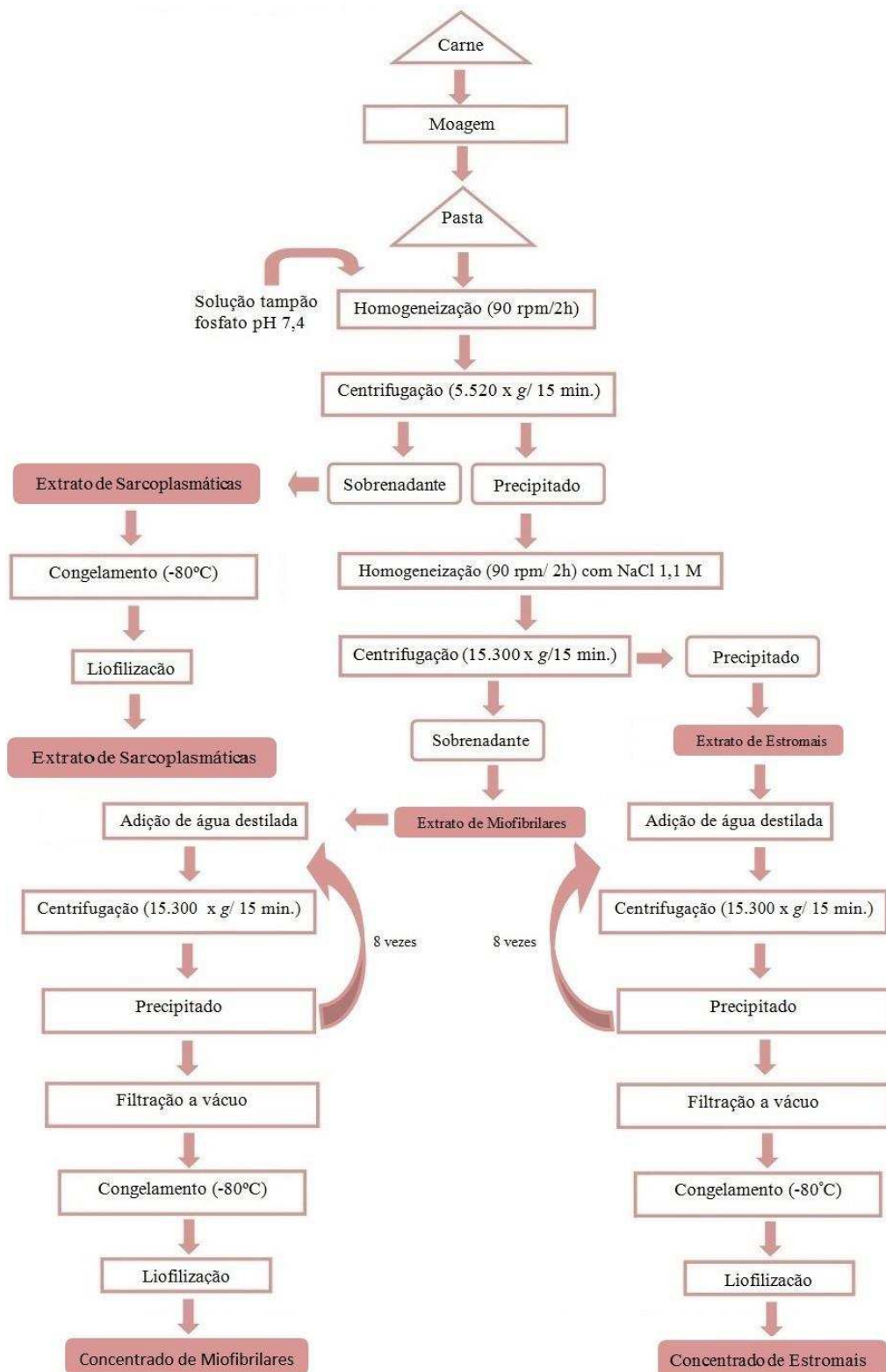


Figura 5 - Representação esquemática da extração de proteína. Fonte: NOLLET & TOLDRÁ (2009), com modificações.

Após a liofilização, os concentrados proteicos foram armazenados em sacos plásticos de polietileno e guardados em dessecadores na ausência de luz à temperatura ambiente (25 °C).

Os teores de proteínas, umidade e resíduo mineral fixo foram determinados de acordo com as Normas Analíticas do Instituto Adolfo Lutz (2005).

3.3.2 SOLUBILIDADE

Para verificar a solubilidade no meio aquoso das proteínas estromais e sarcoplasmáticas em diferentes valores de pH (3,0; 4,0; 5,0; 6,5; 7,0; 8,0; 9,0) o experimento foi conduzido no delineamento inteiramente casualizado (DIC), com duas repetições.

No estudo da solubilidade das proteínas miofibrilares nos meios aquoso e salinos (NaCl 0,6 mol·L⁻¹ e NaCl 1,1 mol·L⁻¹) e em diferentes valores de pH (3,0; 4,0; 5,0; 6,5; 7,0; 8,0 e 9,0) o experimento foi em DIC no esquema fatorial (3x7) com duas repetições.

A solubilidade das proteínas foi determinada de acordo com Tadpitchayangkoon et al. (2010), com algumas modificações. Dispersões de 1 % (m/v) de proteínas tiveram seus valores de pH ajustados para valores entre 3 e 9, com HCl 1 mol·L⁻¹ ou NaOH 1 mol·L⁻¹, sendo em seguida mantidas sob agitação magnética durante 1 hora. As dispersões foram, então, centrifugadas a 10.000 x g/15min, a 4 °C (BECKMAN, J2-MC, USA). A solubilidade proteica (% m/v) foi determinada no sobrenadante utilizando o método do reagente de Biureto (A.O.A.C., 1995). A concentração de proteínas foi determinada por meio de uma curva analítica, utilizando solução contendo 1% de albumina do soro bovino (Sigma-Aldrich, ≥ 98 %, BSA) como proteína padrão.

3.3.3 CAPACIDADE DE LIGAÇÃO DE ÁGUA (CLA)

Na avaliação da capacidade de retenção de água a partir dos concentrados proteicos do soro e da carne isoladamente (miofibrilares; sarcoplasmáticas e estromais) e suas misturas na mesma concentração em que se encontram na carne: 55 %; 40 % e 5 %, respectivamente (STRASBURG et al., 2010), o experimento foi conduzido em DIC, com duas repetições. As condições para o concentrado proteico do soro foram as mesmas para as demais proteínas.

A capacidade de retenção de água (CRA), foi avaliada, seguindo a metodologia descrita por Wang et al. (2006), com modificações. Para isto, em tubos de centrífuga (50 mL) tarados, foi pesado cerca de 1 g (massa exatamente conhecida - m_1) de cada concentrado proteico, adicionando-se-lhes 25 mL de tampão fosfato ($0,1 \text{ mol}\cdot\text{L}^{-1}$, pH 6,5) e agitando-se-os vigorosamente (em vórtex) por cerca de 5 minutos. Em seguida, os tubos foram centrifugados a $2300 \times g$ por 10 minutos em centrífuga BECKMAN, J2-MC, (USA) a $6 \text{ }^\circ\text{C}$. Após a remoção cuidadosa da água não retida, o precipitado foi pesado (proteína hidratada - m_2). Por diferença de massa, a quantidade de água retida pela proteína foi determinada de acordo com a equação (1) abaixo:

$$\text{CLA (\%)} = \frac{(m_2)}{m_1} \cdot 100 \quad (1)$$

3.3.4 PROPRIEDADES EMULSIFICANTES

Nos valores de pH em que se constatou maior solubilidade das proteínas no experimento I, foram elaboradas emulsões para se avaliar as propriedades emulsificantes.

O experimento foi disposto delineamento inteiramente casualizado, segundo um esquema fatorial (3×4), para uma avaliação da estabilidade das emulsões das proteínas sarcoplasmáticas, estromais e miofibrilares, tendo como fatores pH (em 3 níveis) e tempo (4 níveis), em que foram analisados o índice de cremeação em duas repetições experimentais (Quadro 1).

Já para verificar o efeito da concentração de NaCl ($0,6$ e $1,1 \text{ mol}\cdot\text{L}^{-1}$) no estudo da estabilidade das emulsões das proteínas miofibrilares o experimento foi em DIC em esquema fatorial (2×3) tendo como fatores: concentração de NaCl (2 níveis); pH (3 níveis), em duas repetições experimentais.

Para estudar a estabilidade das emulsões das misturas das proteínas da carne em pH 4 durante 30 minutos, o experimento foi em DIC em duas repetições.

Quadro 1 – Estudo da estabilidade das emulsões das proteínas da carne. Os tratamentos foram preparados em solução aquosa.

Emulsões	pH	NaCl, mol·L ⁻¹	Tempo (min)
Estromais	3,0; 4,0 e 9,0	--	30
Sarcoplasmáticas		--	
Miofibrilares	4,0; 8,0 e 9,0	--	30
Miofibrilares	6,5; 8,0 e 9,0	0,6	30
		1,1	
Miofibrilares + Sarcoplasmáticas + Estromais	4,0	---	30

As emulsões foram preparadas segundo metodologia descrita por PEARCE & KINSELLA (1978), com algumas modificações. Após determinação do teor de proteínas foi calculada a quantidade necessária de massa de cada concentrado proteico para que a concentração final nas suspensões tivessem 0,25 % (m/v) de proteína e adicionado de 0,02 % m/v de ázida sódica como agente antimicrobiano.

As suspensões foram mantidas sob constante agitação magnética (Diag Tech – DT 311 OH) por 24 horas em temperatura ambiente (23 °C). O pH das dispersões foi ajustado antes da agitação e após as 24 horas com HCl 1 mol·L⁻¹ ou NaOH mol·L⁻¹ para valores entre 3,0 e 9,0.

Após o preparo das dispersões, o óleo de soja (10 % v/v) colorido com o corante Sudan III (0,05 % m/v), foi adicionado e então misturado com o auxílio de um ULTRA-TURRAX (Gravimeta – Lisbia – Yellow line DI25 basic) a uma velocidade de 22.000 rpm durante um minuto a 23 °C para a formação das emulsões.

Imediatamente após o processo de homogeneização, alíquotas de emulsão foram transferidas para os tubos de ensaio (12 x 1 cm) até a marca de 9 cm de altura, mantidos em temperatura ambiente (23 °C) durante 30 minutos, sendo o volume da fase superior (A_{IFS}) quantificado após 30 minutos.

O índice de cremação foi calculado da seguinte forma (Equação 2):

$$IC(\%) = \frac{A_{IFS}}{A_T} \cdot 100 \quad (2)$$

em que

A_{IFS} : Altura da interface da fase separada no momento da medida em cm;

A_T : Altura total da emulsão.

3.3.5 PROPRIEDADES GELIFICANTES

3.3.5.1 ELABORAÇÃO DOS GÉIS

Neste estudo foi observada a formação, ou não, de géis pelas proteínas de origem animal e suas misturas, para os seguintes tratamentos (Quadro 2):

Quadro 2 – Tratamentos utilizados para a elaboração de géis de proteínas de origem animal.

	Tratamentos
Proteínas	Estromais
	Sarcoplasmáticas
	Miofibrilares
	CPS* sob aquecimento a 75 °C/15 minutos
	CPS sob aquecimento a 90 °C/30 minutos
Misturas proteicas	Miofibrilares + sarcoplasmática + estromais
	Miofibrilares + sarcoplasmática + estromais + CPS
	Miofibrilares + CPS

*CPS – Concentrado Proteico do Soro

A partir dos géis sustentáveis obtidos, foram feitas medidas de textura e teste de relaxamento de tensão.

Foram selecionados os géis formados das proteínas miofibrilares; CPS; miofibrilar + CPS; e da mistura das proteínas cárneas (miofibrilar + sarcoplasmática + estromais).

Portanto, para o estudo do perfil de textura e no teste de relaxamento de tensão dos géis formados, foi realizado em DIC, composto por 4 tratamentos com duas repetições.

A formação dos géis de proteínas foi realizada seguindo a metodologia descrita por Xia et al. (2010) com modificações. As diversas suspensões proteicas foram preparadas de maneira a conter 0,4 g de proteínas (a massa foi ajustada conforme o teor de proteína dos concentrados), suspensas em 10 mL de solução tampão fosfato (0,1 mol.L⁻¹, pH 6,5) e contendo 0,6 mol.L⁻¹ de NaCl. Em seguida foram transferidas para tubos de acrílico transparente sem tampa (23 mm de diâmetro interno).

Os tubos de acrílico foram levados ao aquecimento em banho-maria de 20 °C a 75 °C com incremento de temperatura de 1 °C/ min. Quando a temperatura atingiu 75 °C, as amostras permaneceram por 15 minutos. A seguir, os tubos foram retirados do banho, resfriados em banho de água e gelo (0 °C) por 10 minutos e posteriormente mantidos sob refrigeração (4 °C) por 24 horas para posterior observação e análise.

Para o preparo da suspensão proteica para CPS isolado, foi utilizado o mesmo procedimento descrito anteriormente, porém sem adição de NaCl. Como não houve a formação do gel, a concentração de CPS foi elevada para 8 % m/v e a temperatura e tempo utilizados para a fabricação do gel foram alterados para 90 °C/30 min.

Nos géis auto-sustentáveis (aqueles que mantiveram sua estrutura quando retirados, após o período de refrigeração, do tubo em que foram formados) foi realizada a análise de perfil de textura e a análise de relaxamento de tensão.

3.3.5.2 ANÁLISE DE PERFIL DE TEXTURA (TPA) DOS GÉIS

No Quadro 3 encontram-se as composições das suspensões ajustadas a partir do teor de proteína total dos concentrados proteicos obtidos da carne e do CPS para o preparo dos géis para as análises de perfil de textura e para a análise de relaxamento de tensão.

Quadro 3 - Composição das diversas suspensões proteicas para a elaboração dos géis.

Proteína	Massa (g) em 10 mL de suspensão			
	Miofibrilar	CPS	Estromais	Sarcoplasmática
Miofibrilar ¹	0,44	-	-	-
CPS ²	-	1,0	-	-
Miofibrilar + CPS ³	0,35	0,1	-	-
Miofibrilar + Estromais + Sarcoplasmática ⁴	0,24	-	0,02	0,26

¹Suspensão com 4 % de proteína (m/v); ²Suspensão com 8 % de proteína (m/v); ³Suspensão com 3 % de proteína miofibrilar e 1 % de proteína do CPS; ⁴Suspensão com 2,4 % de proteínas miofibrilares; 0,2 % de proteínas estromais e 2,6 % de proteínas sarcoplasmática.

A análise do perfil de textura instrumental dos géis foi realizada utilizando-se o texturômetro TA-XT (Texture Technologies Corp./Stable Micro Systems), provido de

sonda de compressão cilíndrica de 36 mm de diâmetro (Aluminium Cylinder Probe SMS, P/36), que foi comprimido duas vezes a 40 % da sua altura original.

A análise foi realizada utilizando as seguintes condições: pré-velocidade de 3,00 mm/s; força gatilho de 5 g; velocidade de ensaio de 2,00 mm/s e pós-velocidade de 5,00 mm/s. As propriedades de textura dos géis foram expressas como dureza, mastigabilidade, resistência, coesividade, gomosidade e elasticidade (SAVADKOOHI et al., 2013).

3.3.5.3 ANÁLISE REOLÓGICA

O teste de relaxamento de tensão foi realizado à temperatura ambiente, após incubação dos géis por 24 h a 4 °C. Antes das análises, os géis foram condicionados à temperatura ambiente por 30 min. Os géis apresentaram uma altura aproximada de 1,2 cm e diâmetro de 1,5 cm (diâmetro menor que o diâmetro do tubo, devido à água expelida do gel durante 24 horas). O teste foi realizado em um texturômetro universal (Modelo 3367, Instron, EUA) com uma célula de carga de 1 kN e probes de aço paralelas alinhadas (56 mm de diâmetro). Os géis foram comprimidos utilizando-se uma velocidade de compressão constante de 0,48 mm/min até atingir a deformação final de 10 %. A força requerida para manter a deformação de 10 % foi registrada durante 60 min.

Os dados obtidos das curvas de relaxamento de tensão com o tempo foram utilizados para estimativas dos coeficientes dos modelos de Maxwell e Peleg & Normand.

O modelo de Maxwell simples representa um comportamento de um material viscoelástico que consiste de um elástico (mola) e um elemento viscoso (amortecedor) em série. Porém nem todos os alimentos seguem esse modelo e para isso é necessário um modelo mais complexo a fim de normalizar e linearizar as curvas de relaxamento de tensão.

Para este experimento, foram utilizados dois termos que envolvem quatro coeficientes para normalizar as curvas de relaxamento de tensão.

Segue abaixo a equação (3) que fornece os coeficientes do comportamento viscoelástico de acordo como o modelo de Maxwell generalizado:

$$\tau(t) = \tau_1 \exp\left(-\frac{t}{\lambda_1}\right) + \tau_2 \exp\left(-\frac{t}{\lambda_2}\right) \quad (3)$$

em que

λ_1 e λ_2 são as taxas temporais de recuperação da forma do material, τ_1 a τ_2 são as forças de decaimento, e $\tau(t)$ é a tensão num instante t (tempo) no teste de relaxamento de tensão.

O modelo de Peleg e Normand (Equação 4) também foi utilizado para normalizar e linearizar as curvas de relaxamento de tensão.

$$\frac{\tau_0 t}{\tau_0 - \tau} = k_1 + k_2 t \quad (4)$$

em que

τ_0 é a tensão inicial, τ é a tensão num instante t (tempo), k_1 e k_2 são constantes. O inverso de k_1 representa a taxa de decaimento inicial da tensão e k_2 é o valor hipotético da força assintótica normalizada (STEFFE, 1996).

O melhor ajuste para a seleção do modelo aos dados no teste de relaxamento de tensão foi determinado pelo cálculo da percentagem do MAPE (*Mean Absolute Percentage Error*) entre os valores estimados pelos modelos e os valores obtidos experimentalmente (Equação 5). O melhor modelo foi aquele que apresentou valores de $\text{MAPE} \leq 10\%$.

$$\text{MAPE} (\%) = \sum_{i=1}^n \left| \frac{\text{exp.} - \text{est}}{\text{exp}} \right| \cdot \frac{1}{N} \cdot 100 \quad (5)$$

em que

exp. e est. referem-se aos valores obtidos pelo experimento e estimado, respectivamente. O N representa o número total de dados.

O valor de R^2 foi também calculado para cada modelo (Equação 6).

$$R^2 = \frac{\text{SQ regressão não linear}}{\text{SQ total}} \quad (6)$$

Em que:

SQ regressão não linear = Soma de Quadrados da regressão não linear;

SQ total = Soma de Quadrados total;

4 ANÁLISES ESTATÍSTICAS

Os dados obtidos nos estudos das propriedades técnico-funcionais e reológicas foram interpretados por meio de análises de variância, utilizando o teste F ao nível de 5 % de probabilidade. Foi aplicado teste de comparação de médias utilizando o teste de Tukey e análise de regressão linear, quando requerido, ao nível de 5 % de probabilidade.

Para a estimativa dos coeficientes dos modelos de Peleg e Normand e Maxwell com dois termos, foi feita a análise de regressão não-linear, utilizando o método iterativo de Marquardt (MARQUARDT, 1963).

Todas as análises estatísticas foram realizadas utilizando o programa estatístico SAS (Statistical Analysis System - SAS Institute Inc., Cary, NC, USA), versão 9.2, licenciado para a Universidade Federal de Viçosa, Minas Gerais.

5 RESULTADOS E DISCUSSÕES

5.1 DETERMINAÇÃO DE PROTEÍNAS NOS CONCENTRADOS PROTEICOS

Na Tabela 5 encontram-se os teores de proteínas, de umidade e de resíduo mineral fixo dos concentrados proteicos cárneos e do concentrado proteico do soro (CPS).

Tabela 5 - Teor de proteínas, umidade e resíduo mineral fixo nos concentrados proteicos da carne bovina (*vastus intermedius*, *vastus lateralis*, *vastus medialis* e *rectus femoris*) e no concentrado proteico do soro (CPS).

Concentrado	Proteína total (% m/m)	Umidade (% m/m)	Resíduo Mineral Fixo (% m/m)
Sarcoplasmática	60,28 ± 1,89	16,22 ± 0,08	23,52 ± 0,10
Miofibrilar	90,08 ± 0,96	11,99 ± 1,66	0,71 ± 0,12
Estromais	90,10 ± 1,06	10,37 ± 0,13	1,89 ± 0,97
CPS	75,26 ± 0,24	9,05 ± 0,12	2,615 ± 0,05

As proteínas sarcoplasmáticas apresentaram um menor teor de proteínas, devido à maior concentração de resíduo mineral fixo (23,52 %), e apresentou maior umidade (16,22 %). O teor de resíduo de mineral fixo foi elevado devido à presença de fosfatos no reagente extrator, além de vários minerais na fração sarcoplasmática, como o ferro presente na mioglobina e na hemoglobina residual do músculo. Em mamíferos, mais de 70 % do ferro distribui-se entre a mioglobina e hemoglobina (BRAGA et al., 2006).

A estrutura globular hidrofílica das proteínas sarcoplasmáticas é responsável pela maior afinidade com a água (XIONG, 1997) por isso o liofilizado de proteínas sarcoplasmáticas apresentou uma elevada umidade.

Não foram encontradas referências que permitissem comparar os resultados relativos às proteínas sarcoplasmáticas.

Com o processo de extração realizado neste estudo, as proteínas miofibrilares apresentaram uma concentração inicial elevada de sal, devido ao reagente extrator utilizado (NaCl). Ao se realizar a análise do teor de proteína no concentrado liofilizado, antes de se efetuar as lavagens sucessivas, o mesmo apresentou aproximadamente 20 % de proteínas e 85,06 % de resíduo mineral fixo. Portanto, sucessivas lavagens com água destilada foram necessárias para diminuir consideravelmente a concentração de resíduo

mineral fixo e, conseqüentemente, o teor de NaCl presente no concentrado em pó. Assim após as 8 lavagens e centrifugações, o teor de proteínas da fração miofibrilar aumentou para 90,08 %, diminuindo drasticamente a porcentagem de sal.

À medida que o extrato proteico era lavado, o sobrenadante passou a apresentar uma coloração esbranquiçada similar à do precipitado (proteína). Wu et al. (1991), ao realizar sucessivas lavagens no extrato proteico, afirmaram que em consequência desta etapa algumas proteínas solúveis e componentes de menor massa molecular foram removidos. Então, além da função de diminuir a concentração de sal, as lavagens também eliminaram esses componentes, tornando o extrato cada vez mais puro e praticamente isento de impurezas.

O concentrado das proteínas estromais também apresentou teor elevado de proteínas (90,1 %) após sofrer sucessivas lavagens antes da sua liofilização, resultado similar ao encontrado (91 %) por ZIEGLER & SGARBIERI, (2009).

A concentração de proteínas do concentrado proteico do soro comercial, 75,26 %, se encontra dentro da especificação de concentrado (PAGNO et al. 2009)

O teor proteico do concentrado de proteínas miofibrilares se encontra de acordo com Monterrey-Quintero & Sobral (2000) e Cândido (1998) que encontraram 93,22 % e 84,1 %, respectivamente. Souza et al., (2004) encontrou um valor de 84,3 % de proteínas miofibrilares no concentrado, valor menor que o encontrado neste estudo, devido a menor número de lavagens realizadas no extrato proteico.

Para o concentrado proteico do soro, os valores estão próximos aos encontrados por PAGNO et al., (2009), que trabalhou com a obtenção de concentrados proteicos de soro de leite e caracterização de suas propriedades funcionais tecnológicas, obtendo uma concentração de proteína variando de 70 a 80 %. Rodrigues (1998) também avaliou a concentração de proteínas de CPS comercial e encontrou um valor de 74,70 %, muito próximo ao valor encontrado neste estudo.

5.2 SOLUBILIDADE DAS PROTEÍNAS CÁRNEAS

O comportamento da solubilidade das proteínas estromais e sarcoplasmáticas em função do pH é apresentado na Figura 6.

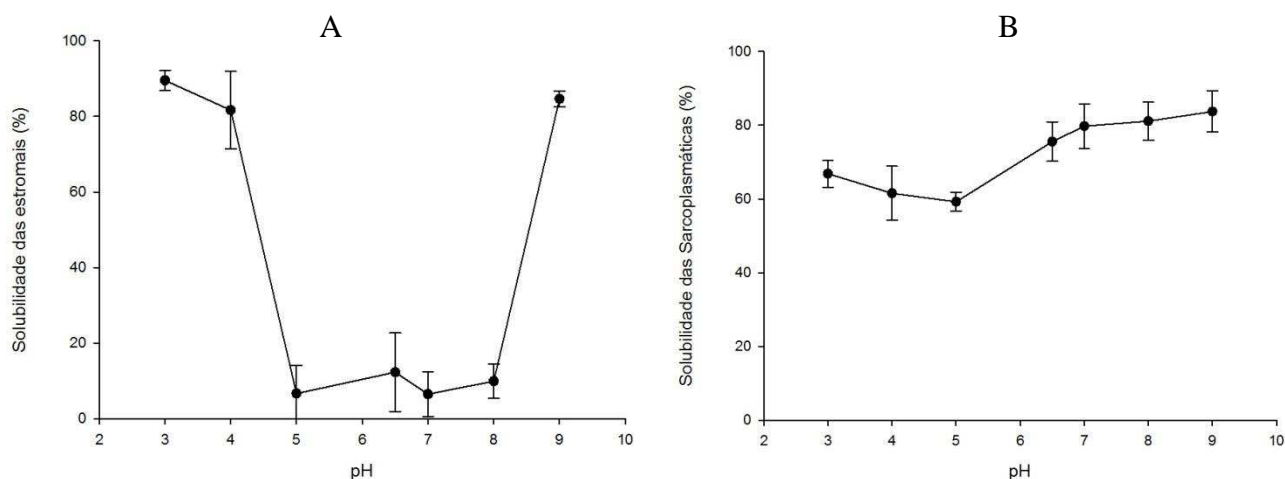


Figura 6 - Variação das solubilidades das proteínas estromais (A) e sarcoplasmáticas (B) em diferentes valores de pH em meio aquoso.

De acordo com a Figura 6A, a curva de variação na solubilidade das proteínas estromais em função do pH apresenta em forma de “V” ou em forma de “U”, permitindo-se observar uma ampla faixa (pH 5 a 8) de ponto isoelétrico (pI) destas proteínas, ou seja, menor solubilidade, o que está em consonância com os resultados apresentados (pH 4,5 a 8,5) na literatura (SANTANA, 2009; NEKLYUDOV, 2003). Esta ampla faixa de pI das proteínas estromais se deve ao fato de que, no músculo, este grupo de proteínas é formado, na sua grande maioria, por moléculas de colágeno, as quais são proteínas solúveis em meio ácido ou básico (SGARBIERI, 1996). Nesta faixa de pH (5,0 a 8,0) a solubilidade das proteínas estromais variou, em média, de 2,19 % a 8,71 %.

Segundo Neklyudov (2003), na presença de ácidos ou álcalis, ocorre o inchamento das moléculas de colágeno, causado pela presença de grupos carregados nas fibrilas das moléculas de colágeno.

Segundo Hamm (1994), citado por Moayedi et al., (2010), um aumento no teor de proteínas solúveis foi observado tanto em meio ácido quanto básico, tornando as proteínas carregadas positivamente ou negativamente, respectivamente. A presença de cargas iguais na solução aumenta a repulsão eletrostática entre as proteínas, proporcionando locais disponíveis para a ligação com a água, hidratação de resíduos

carregados e maior interação proteína-solvente contribuindo para o aumento da solubilidade.

A análise da Figura 6B mostra uma solubilidade elevada (> 60 %) das proteínas sarcoplasmáticas em todas as faixas de pH estudadas, especialmente em pH mais elevados ($\geq 6,5$). Isto está de acordo com a classificação destas proteínas como sendo solúveis em meio aquoso e se deve à sua estrutura globular, gerando alta afinidade com moléculas de água (STRASBURG et al., 2010; LOPEZ-ENRIQUEZ et al., 2015; XIONG, 1997). Poucos estudos indicam um pI para as proteínas sarcoplasmáticas, mas, embora com valores de solubilidade inferiores (~40 %) aos encontrados neste trabalho, Tadpitchayangkoon et al., (2010) e Lopez-Enriquez et al. (2015) sugerem um pI em pH 5,0 para proteínas sarcoplasmáticas liofilizadas de bagre; este pI (em pH 5,0) também pode ser vislumbrado na Figura 6B.

De acordo com Tadpitchayangkoon et al., (2010) e Lopez-Enriquez et al. (2015), a diferença de solubilidade das proteínas sarcoplasmáticas em meios alcalino e ácidos se deve a alterações conformacionais que estas proteínas sofrem em diferentes valores de pH. Em meio ácido as proteínas sarcoplasmáticas desdobraram-se e, conseqüentemente, os grupos tiol internos são expostos, favorecendo atrações eletrostáticas e ligações inter e intra moleculares, favorecendo a formação de agregados proteicos. Já em meio alcalino as proteínas se desdobraram expondo os grupamentos hidrofóbicos devido à repulsão eletrostática de resíduos carregados negativamente.

KIM et al., (2003) afirmaram que a maioria das proteínas encontradas em alimentos possui maior solubilidade em meio básico, pois a soma de ácido aspártico e resíduo de ácido glutâmico é maior do que a soma de lisina, arginina e histidina, resíduos básicos. Diante disso as proteínas de pescados apresentam a solubilidade máxima em valores de pH elevado (meio alcalino).

O efeito do pH e da concentração de NaCl na solubilidade de proteínas miofibrilares é apresentado na Figura 7. Nela se verifica o efeito da interação entre o pH e a concentração salina do meio.

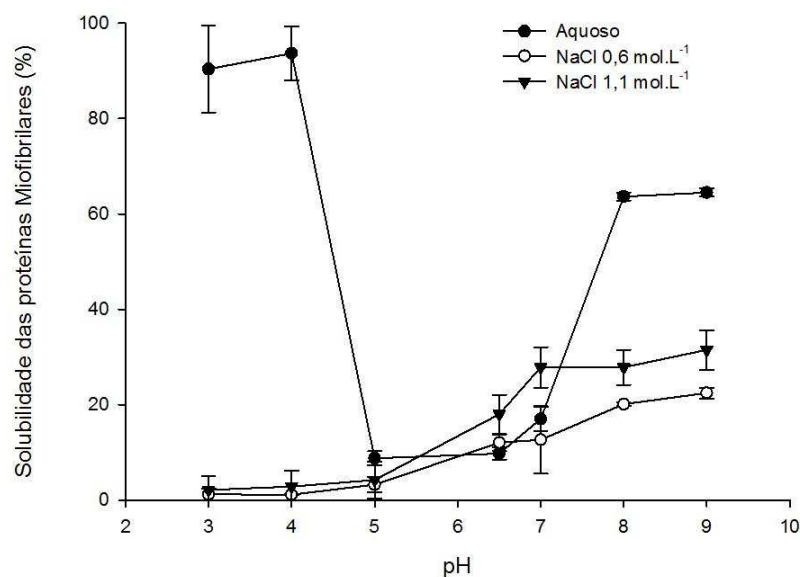


Figura 7 - Variação da solubilidade das proteínas miofibrilares em diferentes valores de pH nos meios aquoso e salinos (NaCl 0,6 mol·L⁻¹ e NaCl 1,1 mol·L⁻¹).

A curva de solubilidade de proteínas miofibrilares (Figura 7) em meio aquoso se comportou como uma típica curva em forma de “U” reportada na literatura (HAMM, 1960; KIM et al., 2003; THAWORNCHINSOMBUT & PARK, 2004). Estes resultados se assemelham àqueles reportados por Monterrey-Quintero & Sobral (2000), que encontraram baixa solubilidade ($11,76 \pm 4,78$ %) das proteínas miofibrilares de tilápia-do-nilo nesta mesma faixa pH (5,0 a 7,0), contra cerca de 13 % de solubilidade no presente estudo. Um pI em torno de pH 5,0 para as proteínas miofibrilares encontra apoio no fato de que as principais proteínas miofibrilares, actina (20 a 25 % das proteínas miofibrilares) e miosina (45 % das proteínas miofibrilares), apresentam, respectivamente pI em pH 4,7 e 5,4 (STRASBURG et al., 2010).

A maioria da literatura que trata do pI das proteínas miofibrilares, na realidade, trabalha com homogenato de carnes (inclui a influência de outras proteínas, como as sarcoplasmáticas) para indicar a capacidade de retenção de água, e avaliam a quantidade de água ligada à proteína, e não a percentagem de solubilidade. Além disto, se levarmos em consideração que cerca de 40 % das proteínas da carne são sarcoplasmáticas, que apresentam elevada solubilidade (~60 %) em água em ampla faixa de pH (3,0 a 9,0) (Figura 6B), valores mais elevados de solubilidade e de pI em homogenatos de carne podem ser esperados.

Em meio aquoso, a valores próximos de pH 3,0, a solubilidade atingiu o valor de 96,03 % de proteínas em solução aquosa e o ponto de mínima solubilidade (13,36 %)

entre os valores de pH 5,0 a 7,0 (Figura 7), que corresponde ao seu ponto isoelétrico. Esse comportamento já foi relatado por vários autores (MONTERREY-QUINTERO & SOBRAL, 2000; STEFANSSON & HULTIN, 1994).

Quando as proteínas miofibrilares estão em solução salina (0,6 mol. L⁻¹ e 1,1 mol. L⁻¹) verifica-se, em primeira instância, o comportamento típico de deslocamento do pI destas proteínas para pHs mais baixos. Neste sentido, em pH abaixo de 5,0 a solubilidade das proteínas miofibrilares diminui ($p < 0,05$) em meio salino (HAMM, 1960; HAMM, 1986; THAWORNCHINSOMBUT & PARK, 2004). Segundo Thawornchinsombut & Park (2004), em valores de pH mais baixos, quando se aumenta a concentração salina algumas proteínas miofibrilares começam a se agregar, gerando um efeito “salting-out” como resultado da redução de cargas na sua superfície e desestabilização da superfície hidrofílica, levando à maior exposição e interação de grupos hidrofóbicos nas moléculas proteicas (VON HIPPEL & SCHLEICH, 1969).

Entre os pH 5,0 e 7,0 a solubilização em meio salino leva ao aumento da solubilidade das proteínas miofibrilares; em pH 6,5 e 7,0 esta solubilidade é maior ($p < 0,05$) em solução 1,1 mol. L⁻¹ NaCl que a 0,6 mol. L⁻¹ de NaCl o que também é reportado, em maior grau (até 13 vezes maior), na literatura (THAWORNCHINSOMBUT & PARK, 2004; HAMM, 1986; HAMM, 1960). Este aumento na solubilização nesta faixa de pH se deve à maior afinidade do íon cloreto pelas cargas residuais positivas (resíduos básicos de aminoácidos) das moléculas de proteína do que do íon sódio pelas cargas residuais negativas (resíduos ácidos de aminoácidos); isto gera um efeito de aumento residual de cargas negativas nas moléculas proteicas, gerando repulsão eletrostática, num efeito “salting-in” (HAMM, 1960; VON HIPPEL & SCHLEICH, 1969; LUMRY, 1973; HAMM, 1986; ARAÚJO, 2011).

A partir do pH 7,0 a solubilidade das proteínas miofibrilares é menor ($p < 0,05$) em meio salino que em solução aquosa, o que difere do evidenciado por Thawornchinsombut & Park (2004) em proteínas miofibrilares de pescada do Pacífico Norte e por Hamm (1960) em homogenato de carne bovina.

Acima de 6,0 a solubilidade das proteínas miofibrilares é maior ($p < 0,05$) em meio salino mais concentrado (1,1 mol.L⁻¹), o que está de acordo com a noção de que a solubilidade destas proteínas aumenta com o aumento da força iônica até 1 quando então começa a decair (HAMM, 1960; HAMM, 1986; THAWORNCHINSOMBUT & PARK, 2004).

Um ponto aparentemente divergente do conceito de solubilidade das proteínas miofibrilares é o fato de não se ter observado (Figura 7) um aumento expressivo da sua solubilidade em soluções salinas em valores de pH acima do pI destas proteínas. De fato, esperava-se que, em qualquer pH acima do pI das proteínas miofibrilares, a solubilidade das proteínas miofibrilares em meio aquoso fosse superior àquela encontrada no meio aquoso, como observado em pesacada por Thawornchinsombut & Park (2004). Talvez isto se deva ao fato de, no presente estudo, se ter trabalhado com carnes pós-rigor, já que Hamm, (1960) estabelece que o efeito do sal sobre a ligação de água e repulsão eletrostática nas moléculas de proteínas da carne é bem superior quando se trabalha com carne pré-rigor.

Comparado com os resultados de Thawornchinsombut & Park (2004), o pequeno aumento de solubilidade entre os valores de pH 5,0 e 7,0 e uma solubilidade maior em meio aquoso a partir de pH 7,0 talvez se deve à liofilização das proteínas miofibrilares após a sua extração. Segundo Hamm & Deatherage (1960), a etapa de liofilização pode levar a mudanças estruturais das proteínas através da remoção de moléculas de água que estão localizadas entre as cadeias polipeptídicas. Este processo faz com que haja formação de pontes de hidrogênio e, portanto, provoca maior estabilização da estrutura e diminuição da hidratação na faixa do ponto isoelétrico do músculo.

5.3 CAPACIDADE DE LIGAÇÃO DE ÁGUA

As capacidades de ligação de água (CLA) das proteínas, e suas misturas, avaliadas em pH (6,5) que simula as condições encontradas no processamento de carnes são apresentadas na Tabela 6.

Tabela 6 - Capacidade de ligação de água, em tampão fosfato (pH 6,5), dos extratos proteicos cárneos isolados, de suas misturas e do concentrado proteico do soro (CPS).

Tratamentos	CLA (m/m)
Miofibrilares	775,5
Estromais	565,48
Miofibrilares + Sarcoplasmáticas + Estromais*	463,95
CPS	ND
Sarcoplasmática	ND

*Proporção de proteínas: Miofibrilar (55%); Sarcoplasmática (40%); Estromais (5%) em um grama. ND: Não detectado.

As proteínas do soro, pI na faixa de 4,2-5,2 (HONG & CREAMER, 2002; MORR & HÁ, 1963), possuem uma estrutura globular, ou seja, são parcialmente solúveis em água, portanto não se ligam em grandes quantidades de água na sua conformação nativa (ANTUNES & MOTTA, 2003). Nas condições experimentais utilizadas não foi possível a determinação da CLA das proteínas sarcoplasmática e do CPS. Isto talvez se deva à alta solubilidade destas proteínas (acima de 80 % das proteínas do soro de leite em pH 6,5 – ANTUNES & MOTTA, 2003) e acima de 60 % das proteínas sarcoplasmáticas – Figura 7B, ambas em ampla faixa de pH, sem grande diferença nos seus pI e ao fato delas apresentarem uma massa molecular inferior (17 kDa a 94 kDa das sarcoplasmáticas e 14,17 kDa a 18,28 kDa das proteínas do soro de leite) àquele das proteínas estromais (300 kDa do colágeno) e miofibrilares (480 kDa da miosina, 43 kDa da actina, 20,8 kDa da troponina, dentre outras) (TORNERG, 2005; SMITHERS, 2008; HARAGUCHI et al., 2006; ZADOW, 1996; XIONG, 1997).

Assim, a força de gravidade usada (2.300 x g por 15 minutos) na separação destas proteínas após a sua hidratação, muito provavelmente não tenha permitido se recuperar, e quantificar, um resíduo proteico hidratado. Entretanto, usando 2.000 x g por 10 minutos, Yongsawatdigul & Hemung (2010) conseguiram determinar a CLA de proteínas sarcoplasmáticas de peixe entre 0,3 g de água / g de proteína (em pH 6,3 a 7,0) e 1,98 g de água / g de proteína.

Neste sentido, não é possível comparar a CLA destas proteínas com aquelas das proteínas miofibrilares, estromais e mistura de proteínas miofibrilares, sarcoplasmáticas e estromais.

Assim, os dados permitem, essencialmente, a comparação da CLA das proteínas miofibrilares (775,5 %) e estromais (565,48 %). A maior CLA das proteínas miofibrilares condiz com a sua maior solubilidade (14,31 %) em pH 6,5 do que aquela verificada para as proteínas estromais (8,71 %) e se deve ao fato das proteínas miofibrilares possuírem maior teor de resíduos carregados. Neste sentido, enquanto o colágeno, principal proteína estromal, é uma proteína essencialmente hidrofóbica (60 %) apenas 18 % de seus resíduos de aminoácidos são polares composta basicamente de resíduos de aminoácidos hidrofóbicos (um terço é glicina) (BAILEY & LIGHT, 1989; LEHNINGER, 1995; ALVES & PRUDENCIO-FERREIRA, 2002; WOLF et al., 2009), as proteínas miofibrilares são bem mais polares. A miosina, principalmente em sua porção caudal, possui 38 % de aminoácidos possuindo ramificações laterais polares, sendo rica em resíduos de aminoácidos ácidos (18 %) e básicos (17 %); a tropomiosina apresenta 19 % de resíduos básicos e 28 % de resíduos ácidos; a actina possui cerca de 33 % de aminoácidos com ramificações laterais polares (NIWA, 1992; STRASBURG et al., 2010).

O valor de CLA encontrado para as proteínas estromais (565,48 %) foi menor do que aquele (902,0) encontrado por Prestes et al., (2013) para fibra de colágeno, o que se deve ao fato de, ao contrário do presente estudo, este autor ter avaliado a CLA da fibra de colágeno em pH 8,4, ou seja, acima do pI das proteínas estromais (Figura 6A).

Para o tratamento composto pelas misturas das proteínas cárneas (Miofibrilar + Sarcoplasmática + Estromais), a menor capacidade de ligação de água verificada pode se dever à perda de proteínas sarcoplasmáticas no exsudato durante o processo de centrifugação, impedindo a sua recuperação, conforme anteriormente discutido.

5.4 ESTABILIDADE DAS EMULSÕES

As Figuras 8 e 9 apresentam a variação, após 30 minutos, do índice de cremeação (IC) das emulsões preparadas, em meio aquoso, com as proteínas miofibrilares, sarcoplasmáticas, estromais e misturas das proteínas (miofibrilares + sarcoplasmáticas + estromais) nos valores de pHs de máxima/menor solubilidade de cada uma delas mostram a variação, no tempo e em função do pH, do índice de cremeação das proteínas avaliadas.

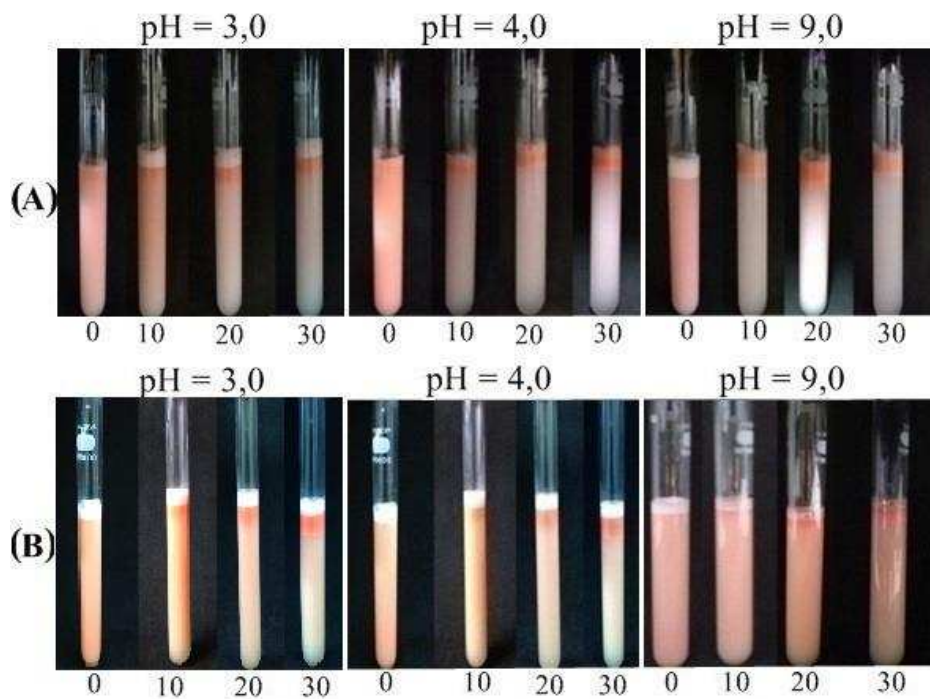


Figura 8 - Fotos ilustrativas demonstrando as emulsões estabilizadas de proteínas Estromais (A) e Sarcoplasmáticas (B) durante 30 minutos.

A emulsão estabilizada pelas misturas das proteínas cárneas está ilustrada na Figura 9.

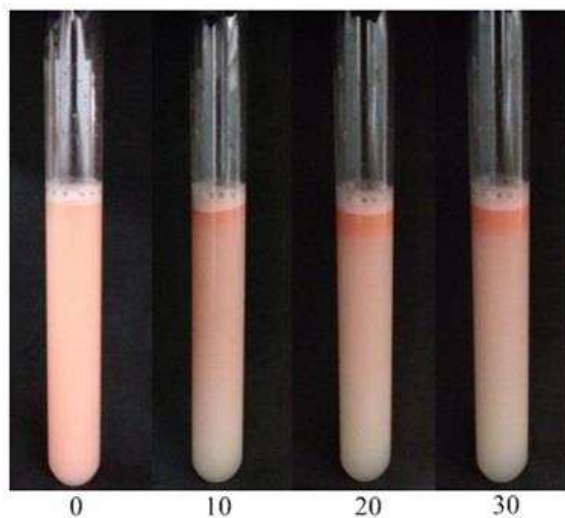


Figura 9 - Foto ilustrativa das emulsões estabilizadas pelas misturas das proteínas cárneas (Estromais + sarcoplasmáticas + miofibrilares) em pH 4,0 (sem adição de sal) durante 30 minutos.

A partir de 10 minutos, pode-se observar a existência de três fases, a fase superior rosa (oleosa), a fase intermediária apresentou-se esbranquiçada e a inferior transparente (SANTANA, 2009). A separação da gordura, de acordo com o tempo, indica que as emulsões são instáveis, confirmando que as condições do experimento não

foram favoráveis para a desnaturação das proteínas e, assim, imobilizar os glóbulos de gordura. A presença de cargas na solução, dependentes do pH, também influencia o IC pelo fato de aumentar a solubilidade das proteínas na fase aquosa, e conseqüentemente, aumentar sua disponibilidade para migrar na interface (KARACA et al., 2011).

A partir do momento em que a proteína envolve a gordura (filme viscoelástico), as gotículas podem assumir carga líquida positiva ou negativa dependendo se o pH da solução está abaixo ou acima do ponto isoelétrico da proteína (força iônica baixa). A estabilidade da emulsão aumenta quando a força de repulsão eletrostática prevalece, entre as gotículas (proteína + óleo), conduzindo maior estabilidade de emulsão. Enquanto que sob condições de pH próximos do ponto isoelétrico da proteína ocorre a floculação e agregação entre as gotículas, levando a coalescência e instabilidade da emulsão.

A Figura 10 representa a variação do índice de cremeação das emulsões estabilizadas pelas proteínas miofibrilares em diferentes concentrações salinas ($0,6 \text{ mol.L}^{-1}$ e $1,1 \text{ mol.L}^{-1}$) e em meio aquoso (sem adição de NaCl).

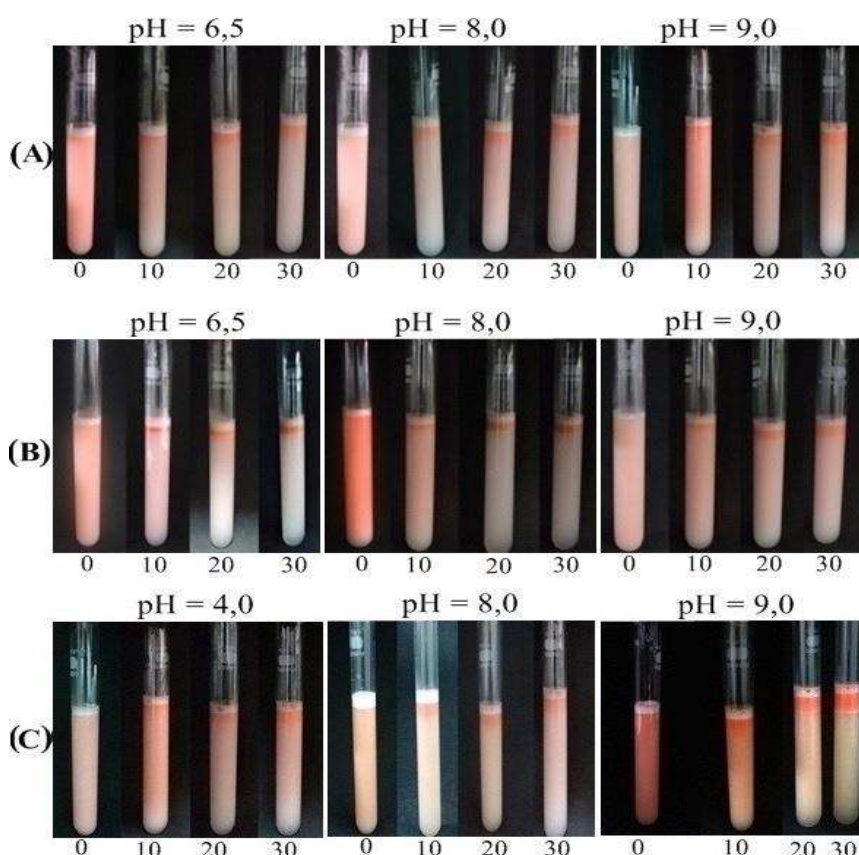


Figura 10 - Fotos ilustrativas demonstrando as emulsões estabilizadas de proteínas miofibrilares em meios salinos e meio aquoso. NaCl $0,6 \text{ mol.L}^{-1}$ (A); NaCl $1,1 \text{ mol.L}^{-1}$ (B); meio aquoso (C), em diferentes valores de pH, durante 30 minutos.

A Tabela 7 apresenta o índice de cremeação (IC) em relação ao pH, para os tratamentos (citados na tabela) em solução aquosa na ausência ou presença de NaCl.

Tabela 7 - Índice de cremeação da suspensão (0,25% m/v) das proteínas cárneas isoladas e da sua mistura em diferentes valores de pH e condições salinas após 30 minutos.

Tratamentos	Índice de Cremeação (% v/v)		
	pH 3,0	pH 4,0	pH 9,0
Estromais	12,22 ± 1,57 ^{a,A}	11,11 ± 0,00 ^{a,A}	12,78 ± 0,79 ^{a,A}
Sarcoplasmáticas	12,22 ± 0,00 ^{a,A}	13,89 ± 2,35 ^{a,B}	8,89 ± 1,57 ^{b,B}
Mistura das proteínas cárneas		10,00 ± 0,00 ^C	
	pH 6,5	pH 8,0	pH 9,0
Miofibrilares (NaCl 1,1 mol·L ⁻¹)*	7,22 ± 0,79 ^{A,a}	7,22 ± 0,79 ^{A,a}	8,89 ± 0,00 ^{A,a}
Miofibrilares (NaCl 0,6 mol·L ⁻¹)*	9,44 ± 0,79 ^{B,a}	11,67 ± 0,79 ^{B,a}	10,00 ± 1,57 ^{B,a}
	pH 4,0	pH 8,0	pH 9,0
Miofibrilares	8,89 ± 1,57 ^a	23,33 ± 1,57 ^b	27,22 ± 0,79 ^b

Letras minúsculas seguidas por uma mesma letra, na linha, para cada tratamento, não difere entre si pelo teste de Tukey ao nível de 5 % de probabilidade. Letras maiúsculas seguidas por uma mesma letra, na coluna, para cada pH, não difere entre si pelo teste Tukey ou t ao nível de 5 % de probabilidade.

O índice de cremeação das proteínas estromais não apresentaram diferença ($p > 0,05$) entre os valores de pH, diferente de Montero & Boderías, (1991) que observaram, em material colagenoso extraído de peixes, que a capacidade emulsificante foi maior em níveis de pH entre 1 e 3 e diminuiu à medida que houve um aumento nos valores de pH. Segundo Santana (2009), em baixos valores de pH a superfície das moléculas proteicas apresenta carga positiva quando o pH está abaixo do ponto isoelétrico (pI). Quando esta carga é suficientemente alta, ou seja, a um pH 3,0, condição mais distantes do pI do colágeno, existe forte repulsão eletrostática entre as proteínas, impedindo que se agreguem, mantendo-as em solução e disponíveis para estabilizar as gotículas do óleo.

Desta maneira, as proteínas estromais possuem um elevado potencial como agente estabilizante de alimentos ácidos, o que não ocorre com a maioria das proteínas globulares (SANTANA, 2009).

Para as proteínas sarcoplasmáticas foi observado na Tabela 7 que o índice de cremeação variou em função do pH, porém só apresentou diferença no pH 9 ($p < 0,05$).

De acordo com relatos de Thawornchinsombut & Park, (2004), que trabalharam com a solubilidade das proteínas sarcoplasmáticas em solução de 0,1 mol·L⁻¹ de NaCl,

verificaram que as proteínas apresentaram cargas carregadas positivamente a pH 3 e carregadas negativamente a pH 9. A presença de cargas de mesmo sinal em extremos de pHs (3, 4 e 9), aumenta a repulsão eletrostática entre as gotículas (proteína + gordura), e assim, dificulta a agregação entre as mesmas. Porém, para valores próximos ao pI (Figura 6B), a carga líquida das gotas se aproxima de zero ocasionando maior atração entre elas, retardando a movimentação, e conseqüentemente, acontece a coalescência, passando a existir interação atrativa entre as gotas (interações hidrofóbicas, eletrostáticas e forças de Van der Waals).

Gratacos & Lametsch, (2008) relataram que tratamentos alcalinos também induziram mudanças conformacionais de proteínas sarcoplasmáticas de peixes expondo grupos hidrofóbicos. Este fato também poderia explicar porque em pH 9 a estabilidade da emulsão, formada pelas proteínas sarcoplasmáticas, foi maior do que em pH mais baixo. E ainda afirmaram que a creatina quinase e a aldolase, que são enzimas encontradas nas frações sarcoplasmáticas, expõem mais grupos hidrofóbicos quando há um aumento no pH.

Hemung et al., (2013), avaliando as propriedades emulsificantes das proteínas sarcoplasmáticas em solução tampão, encontrou maior estabilidade da emulsão em pH 3 do que em pH 7,5. Ele afirmou que as proteínas sarcoplasmáticas possuem maior hidrofobicidade de superfície em pH 7,5 do que em pH 3, ocasionando maior interação proteína-proteína o que reduz a possibilidade de ser adsorvida na interface óleo/água.

A estabilidade da emulsão, avaliada aos 30 minutos, foi maior (menor índice de cremeação; $p < 0,05$) em pH 9 para as proteínas sarcoplasmáticas e em pH 4 para as proteínas estromais.

Ao se comparar o IC entre as proteínas sarcoplasmáticas e estromais, pode-se afirmar que houve interação entre elas ($p < 0,05$). Esta interação pode ter ocorrido pelas diferenças entre suas estruturas e solubilidade. Em pH 4 o IC das proteínas sarcoplasmáticas foi maior (menor estabilidade), devido a sua menor concentração de proteínas solúveis em relação as proteínas estromais nos mesmos valores de pH (Figura 6A e 6B), além disso as proteínas sarcoplasmáticas sofrem maior desnaturação em meio ácido, contribuindo para maior exposição de grupos hidrofóbicos e a possível maior rigidez das proteínas sarcoplasmáticas, pela formação ligações dissulfídicas (SS), podem ter induzido o decréscimo da estabilidade da emulsão em pH 4,0 (HEMUNG et al., 2013). Em pH 9, apesar de IC ter sido menor para as proteínas sarcoplasmáticas, a solubilidade das mesmas foi menor do que as proteínas estromais; confirmando a importância dos grupos hidrofóbicos para a estabilidade da emulsão.

Este equilíbrio é necessário porque as proteínas têm de interagir tanto com óleo e água; assim, Hemung et al., (2013) também afirmou que o equilíbrio entre as propriedades hidrofóbicas e hidrofílicas é importante para as propriedades emulsificantes de um agente emulsionante.

De acordo com a Tabela 7, a suspensão de proteínas miofibrilares sem adição de sal apresentou menor índice de cremeação em pH 4 do que em pH 8 e 9. Este fato está relacionado à solubilidade das proteínas, que em pH 8 e 9 a solubilidade das proteínas miofibrilares foi menor do que em relação ao pH 4; então, se na suspensão elas se encontram em baixa solubilidade pode resultar na floculação que acabaria por levar a uma desestabilização da emulsão, e, assim, as moléculas não participam na emulsificação (DICKINSON, 2003).

Entre as proteínas miofibrilares, a actina, miosina e seu complexo, actomiosina, são as responsáveis pela maior parte das propriedades funcionais da carne em presença de NaCl (LI-CHAN et al. 1984). Dentre elas, a miosina é a mais importante para a emulsificação, capacidade de retenção de água e formação da matriz gélida tridimensional (XIONG, 1997).

Acredita-se que a excelente capacidade de emulsificação da miosina é atribuída à sua estrutura única (alta proporção entre comprimento-diâmetro) e a sua natureza bipolar (cabeça hidrofóbica e cauda hidrofílica) diminuindo a tensão interfacial entre os grupos polares (água) e apolares (óleo) (GASKA & REGENSTEIN, 1982).

De acordo com Pasdar & Li, (2000), para as proteínas miofibrilares, a hidrofobicidade da superfície foi bem correlacionada com as propriedades emulsificantes. O desdobramento da fração da cabeça da miosina, com a variação do pH, levou a um aumento da hidrofobicidade da superfície à medida que mais grupos hidrofóbicos ficaram expostos, conseqüentemente, levando a maior estabilidade da emulsão.

A concentração de sal influenciou o índice de cremeação das proteínas miofibrilares, sendo que a suspensão proteica na concentração de $0,6 \text{ mol}\cdot\text{L}^{-1}$ de NaCl apresentou maiores valores de IC ($p < 0,05$) que aqueles obtidos com $1,1 \text{ mol}\cdot\text{L}^{-1}$ de NaCl, ou seja, a estabilidade da emulsão foi maior em maior concentração de sal.

Não houve efeito do pH ($p > 0,05$) no índice de cremeação, das proteínas miofibrilares, independente da concentração de NaCl. Isso pode ter acontecido, devido a pequenas diferenças na concentração de proteína solúvel nos pHs 6,5; 8 e 9 que pode ser observado na gráfico de solubilidade das proteínas miofibrilares com concentração de $0,6 \text{ mol}\cdot\text{L}^{-1}$ e $1,1 \text{ mol}\cdot\text{L}^{-1}$ de NaCl (Figura 8).

Na Tabela 7, pode-se observar que houve uma diminuição no índice de cremeação, em pH 8, na presença de NaCl em ambas concentrações em comparação com o índice de cremeação das proteínas miofibrilares na ausência de NaCl. Isso já era esperado, pois, as proteínas miofibrilares são solúveis em solução salina, e, portanto estão mais disponíveis para a diminuição da interface óleo/água. (Figura 10B).

Como já foi observado na Figura 10B, o ponto isoelétrico das proteínas miofibrilares diminuiu com a adição de NaCl, situando-se próximo a valores de pH entre 3 e 4.

Em pH 8, na presença de NaCl, as proteínas são parcialmente solubilizadas e estão disponíveis para diminuir a tensão interfacial entre o óleo e a água, e, conseqüentemente, a estabilidade da emulsão é maior do que na solução de proteínas miofibrilares no mesmo valor de pH sem adição de NaCl (ORDOÑEZ et al., 2005).

Hong et al., (2012) avaliou a estabilidade da emulsão das proteínas miofibrilares de suíno a um valor de pH próximo do pI (5) e constatou grandes quantidades de proteínas miofibrilares agregadas umas às outras, e, sendo assim, não participaram na emulsificação.

Como se pode observar, apesar dos tratamentos adicionados de NaCl aumentarem a estabilidade da emulsão, eles ainda apresentam separação das fases (formação do creme na parte superior da solução) à medida que o tempo aumenta (0; 10; 20 e 30 min.) (XIONG et al., 2008).

Como observado na Figura 10, as emulsões são instáveis e se deve a vários fatores, por exemplo: a concentração proteica, temperatura, pH, força iônica e a viscosidade da solução aquosa (XIONG et al., 2008; TESCH & SCHUBERT, 2002).

No presente estudo, a solução proteica continha baixa concentração de proteínas miofibrilares (0,25%) e, segundo Xiong et al.(2008), a estabilidade da emulsão é afetada pela concentração das proteínas na solução; se a concentração for baixa (menor viscosidade), ocorrerá menos interação entre as proteínas e os glóbulos de gordura, podendo ocasionar maior movimentação desses glóbulos e pôr fim a coalescência.

Ao se comparar a estabilidade da emulsão das misturas das proteínas cárneas com as proteínas estromais e sarcoplasmáticas, em pH 4, pode-se observar que a estabilidade da emulsão foi maior ($p < 0,05$) na suspensão das misturas de proteínas do que nas proteínas isoladas (Tabela 7).

No tratamento das misturas das proteínas contém 55% de proteínas miofibrilares. As proteínas miofibrilares, dentre estas a miosina, e as proteínas sarcoplasmáticas são consideradas eficientes agentes emulsificantes aumentando a

estabilidade da emulsão (SHIMOKOMAKI et al., 2006). Farouk et al., (2002) avaliaram a estabilidade da emulsão em salsichas e constataram que após lavagens da carne para a eliminação das proteínas sarcoplasmáticas, e conseqüentemente aumento da concentração de proteínas miofibrilares, a estabilidade da emulsão diminuiu. Eles afirmam que as proteínas sarcoplasmáticas atuaram como agentes de reticulação (ligação cruzada) e agentes de “preenchimento” entre os espaços das proteínas miofibrilares reforçando a matriz proteica conferindo maior resistência e diminuindo a coalescência.

A interface óleo/água é um sistema de múltiplas camadas compostas por uma variedade de proteínas, inclusive pelas proteínas sarcoplasmáticas, desnaturadas pela temperatura de cozimento e precipitam na camada de miosina. Para garantir a estabilidade, estas múltiplas camadas devem possuir uma viscosidade suficiente, coesividade, e elasticidade para suportar o atrito, a colisão, e outros choques mecânicos (XIONG, 1997).

Pode-se observar que o tratamento composto pelas misturas das proteínas cárneas obteve um resultado, de índice de cremeação, próximo ao tratamento com as proteínas miofibrilares isoladas (pH 4, sem adição de sal). Assim, se levarmos em conta a que, nesta mistura proteica, a concentração de proteínas miofibrilares foi reduzida à metade (55 %), então verifica-se que, as proteínas sarcoplasmáticas e estromais apresentam importante papel na estabilidade da emulsão.

5.5 CAPACIDADE DE FORMAR GEL

A Figura 12 ilustra as fotos de géis formados, ou não, a partir de concentrados proteicos da carne, do concentrado proteico de soro de leite e das misturas de proteínas de origem animal em condições semelhantes às encontradas em produtos cárneos emulsionados.

As proteínas miofibrilares são capazes de formar géis autossustentáveis, sendo a miosina, dentre as miofibrilares, a principal proteína responsável pelo processo de gelificação em carnes processadas (XIONG, 1997). Segundo Rodrigues, 1998, as proteínas miofibrilares podem formar gel a partir de uma concentração mínima de 1,8 % em pH 6,5; 0,6 mol.L⁻¹ de NaCl e em temperaturas de 75 °C. Segundo Zhou et al. (2014) e Li et al. (2013), as proteínas miofibrilares começam a “inchar” profundamente com a concentração de 0,6 mol.L⁻¹ de NaCl devido à maior repulsão eletrostática entre

as moléculas proteicas, causada por íons cloretos. Na presença de NaCl, as proteínas miofibrilares se apresentam mais solúveis e o aumento dessa solubilidade proporciona mais ligações cruzadas entre as proteínas durante a gelificação (RAMÍREZ-SUÁREZ & XIONG, 2003).

Zhou et al. (2014) avaliaram diferentes concentrações de NaCl na formação de gel por suspensão (4 %) de proteínas miofibrilares e constataram que a concentração de $0,6 \text{ mol}\cdot\text{L}^{-1}$ de NaCl desempenha um papel crítico na formação de gel. Segundo ele, o gel gerado em $0,2 \text{ mol}\cdot\text{L}^{-1}$ de NaCl entrou em colapso, indicando uma estrutura de gel fraca. Segundo eles, isso aconteceu porque, em baixas concentrações de NaCl, a força de atração entre as moléculas proteicas é maior, com isso a água é expelida da estrutura ocasionando o colapso. Os géis de proteínas miofibrilares produzidos em meio contendo $0,4 \text{ mol}\cdot\text{L}^{-1}$ e $0,6 \text{ mol}\cdot\text{L}^{-1}$ de NaCl permaneceram intactos, pois, em concentrações elevadas de solução salina, ocorre a solubilização e despolimerização da miosina. Assim, os sítios de ligação das proteínas miofibrilares ficam expostos à solução salina, ao invés de estarem restritos apenas as interações proteína-proteína, havendo um aumento na capacidade de ligação com as moléculas de água, levando a uma maior viscosidade do sistema. Íons cloretos hidratados são fortemente atraídos pelos grupos positivamente carregados da proteína rompendo assim as pontes inter e intra moleculares resultando num aumento de carga líquida negativa e por fim uma maior atração e ligação com a água. Após o processo de aquecimento os géis são formados.

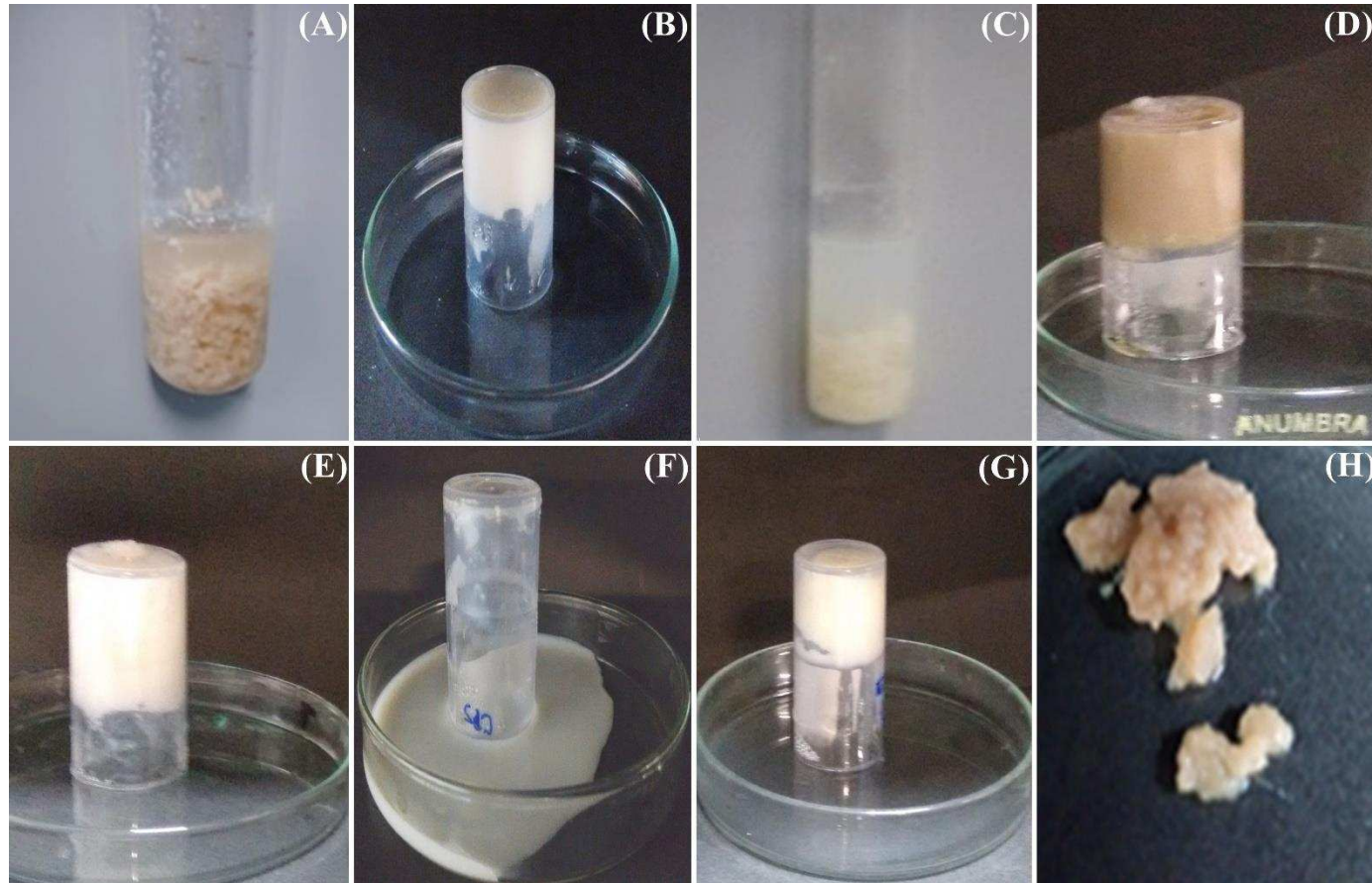


Figura 11 - Fotos ilustrativas de géis formados e não-formados. Sarcoplasmáticas (A); Miofibrilar (B); Estromais (C); Sarcoplasmáticas (40 %) + Estromais (5 %) + Miofibrilar (55 %) (D); CPS sob aquecimento a 90 °C/30 minutos (E); CPS sob aquecimento a 75 °C/15 minutos (F); Miofibrilar (80 %) + CPS (G); Proteínas da carne (80 %) + CPS (20 %) (H) Condições de formação do gel: solução a 4 % (m/v) de tampão fosfato em pH 6,5 e 0,6 mol·L⁻¹ de NaCl para (A); (B); (C); (D); (G) e (H). Solução a 8 % (m/v) em tampão fosfato pH 6,5 para (E) e (F).

Os tratamentos que continham apenas as proteínas sarcoplasmáticas, proteínas estromais e o tratamento de proteínas da carne (miofibrilares + sarcoplasmáticas + estromais) + CPS não formaram um gel autossustentável nas condições de concentração proteica (4,0 %), pH (6,5), e tempo / temperatura (75 °C / 15 min) estabelecidas por este estudo (Figura 11A, 11C e 11H).

Em relação à fração sarcoplasmática, Morioka et al. (1992) afirmaram que foi possível produzir géis autossustentáveis apenas com concentrações acima de 10 % de proteínas na suspensão, 2,5 % de NaCl, em temperatura de 60 °C e valores de pH 7,5 e 9,0.

Como se pode observar pela Figura 11C, não houve a formação do gel pelas proteínas do colágeno a 4 % em pH 6,5. Isso provavelmente aconteceu devido a baixa solubilidade destas proteínas neste pH, apresentando menor concentração proteica em solução, reduzindo a possibilidade de maior interação proteína-proteína durante o resfriamento para formação do gel (ALVES & PRUDENCIO-FERREIRA, 2002).

Trabalhando com material colagenoso extraído de pés de frango, Alves & Prudencio-Ferreira (2002) formaram géis de colágeno (70 °C/1h) com a concentração de proteínas de 3,3 % (m/v) em pH 6,0. De acordo com esses autores, quando o colágeno é aquecido em solução ocorre o encolhimento das suas fibrilas, havendo um desalinhamento das fibras e colapso do arranjo em tripla hélice das subunidades polipeptídicas na molécula de colágeno. Durante esse processo muitas ligações não covalentes, algumas ligações covalentes inter e intramoleculares (ligações cruzadas) e poucas ligações peptídicas são quebradas. Isso resulta na conversão da estrutura helicoidal do colágeno a uma forma mais amorfa, parcialmente desnaturada e mais solúvel. Nestas condições, ocorre o aumento da capacidade de retenção de água, que conseqüentemente levará à formação de gel.

A mistura das proteínas da carne (miofibrilares + sarcoplasmáticas + estromais) (3,2 %) + CPS (0,8 %) também não formou um gel autossustentável. Isto, provavelmente, se deve ao fato de que, nesta mistura, diminuiu-se a concentração das proteínas miofibrilares ao se trocar parte delas (20 %) por CPS; com isso não se formaram interações intermoleculares suficientes para a formação do gel. Segundo Rodrigues (1998), a concentração mínima de proteínas miofibrilares de frango para a formação de gel, em pH 6,5, foi de 1,8 %. Este mesmo autor também avaliou a concentração mínima de formação de gel com CPS, e só foi possível a formação deste com a concentração de 6 % em pH 6,0. Além do fator da diluição das proteínas miofibrilares, pode-se citar outras características da modificação da textura de géis de

misturas de proteínas como: a concentração proteica do CPS na suspensão está abaixo da concentração mínima necessária para a formação do gel (6,0 %) e a temperatura de formação do gel (misturas de proteínas da carne + CPS) está abaixo da temperatura ideal de desnaturação das proteínas do CPS (90 °C). Em temperaturas de 60-70 °C as interações hidrofóbicas das moléculas proteicas, presentes no CPS, são favorecidas, porém as ligações dissulfídicas (maior estruturação e elasticidade do gel), são formadas em temperaturas mais elevadas (RODRIGUES, 1998). Então se sugere que, levando em conta as condições de concentração, pH, NaCl e temperatura estabelecidas na fabricação de gel neste estudo (processamento de produtos cárneos), a substituição de proteínas da carne por CPS pode levar à perda de textura (mais branda), indicando na Figura 11H um gel fraco.

Os tratamentos visualizados nas Figuras 11B (miofibrilares), 11D (sarcoplasmáticas, miofibrilares e estromais) e 11G (miofibrilares + CPS) e 11E (CPS sob aquecimento a 90 °C/30 °C minutos) formaram géis autossustentáveis.

Para o tratamento visualizado na Figura 11D, não se sabe ao certo a importância das proteínas sarcoplasmáticas na gelificação de proteínas miofibrilares. Muitos autores (YONGSAWATDIGUL & PIYADHAMMAVIBOON, 2007; KO & HWANG, 1995; YONGSAWATDIGUL et al. 2002) relatam que essas proteínas reforçam e outros afirmam que prejudicam a formação de gel de proteínas miofibrilares (HEMUNG & CHIN, 2015; HEMUNG et al., 2015).

Sirianganakun & Yongsawatdigul (2012) afirmaram que as proteínas sarcoplasmáticas isoladas de carpa comum não apresentaram atividade proteolítica e que a incorporação de 1,8 g/kg de proteínas sarcoplasmáticas aumentou a resistência à deformação de géis.

SCHILLING et al. (2004) avaliaram a adição de 1,5 % de colágeno em carnes de frango cozida a 71 °C e constataram que a tensão aumentou, ou seja, a ligação entre as proteínas foi maior e, conseqüentemente, houve maior absorção de água, comprovando que o colágeno também foi importante para a formação do gel (Figura 11D).

Em pH 6,5, as proteínas do CPS só geraram gel em concentração de 8 % e a uma temperatura de 90 °C por 30 minutos em banho-maria (Figura 11E), condições estas superiores às encontradas no processamento de produtos cárneos cozidos (temperatura interna de cerca de 75 °C).

Em consonância com os resultados encontrados, Rodrigues (1998) reportou que em temperatura de 75 °C não houve formação de gel pelo CPS em nenhuma das concentrações avaliadas por ele (4 % a 12 %). ANTUNES & MOTTA (2003)

afirmaram que as proteínas do soro apresentam dureza máxima de gel em temperatura entre 87 °C e 89 °C e em pH de 4,9 a 5,2.

A ausência de formação de gel pelas proteínas do CPS provavelmente está relacionada à sua maior estabilidade térmica devido à estrutura ser globular e compacta, dificultando a formação de ligações dissulfetos (DAMODARAN et al., 2010).

Além da temperatura, as estruturas dos géis proteicos de CPS são influenciadas pelas forças repulsivas e atrativas entre as moléculas da proteína parcialmente desnaturadas e, de modo geral, dependem do pH, o qual controla a carga líquida da proteína. No ponto isoelétrico, a rede tridimensional dos géis, denominada de géis particulados (brancos opacos), torna-se menos específica devido à agregação irregular de moléculas e seu diâmetro alcança a ordem de micrômetros (IKEDA, 2003). Em pHs distantes do ponto isoelétrico ($\text{pH} < 4,2$ e $\text{pH} > 5,2$) (HONG & CREAMER, 2002; MORR & HÁ, 1963) e sob força iônica baixa, a força de repulsão eletrostática entre as moléculas é maior; a rede do gel formado (transparente) é constituída por fiadas finas, de diâmetro da ordem de nanômetros (STADING et al., 1992). O gel formado neste estudo apresentou um aspecto opaco, ou seja, a força de atração e interações entre as ligações proteicas foram maiores indicando um gel mais rígido.

5.6 ANÁLISE INSTRUMENTAL DE TEXTURA DOS GÉIS

Na Tabela 8 encontram-se os valores das variáveis de textura dos géis de proteínas de origem animal e suas misturas.

O mecanismo de formação dos géis de proteínas miofibrilares, já foi explicado no tópico anterior, ressaltando a importância do NaCl na sua solubilidade e o aumento da capacidade de retenção de água através do aquecimento. Zhao et al. (2014) avaliaram a textura dos géis formados por proteínas miofibrilares e os valores encontrados por eles estão próximos aos encontrados neste estudo, confirmando assim as ótimas propriedades gelificantes das proteínas deste estudo. Zhou et al. (2014) através dos resultados de SDS-PAGE, confirmaram a formação de ligação dissulfeto na meromiosina pesada (cabeça de miosina) durante o aquecimento, que ajuda a reforçar a estrutura de gel.

A dureza, a elasticidade, mastigabilidade, gomosidade e coesividade (Tabela 8) dos géis das proteínas miofibrilares, do CPS e das misturas entre elas (miofibrilares + CPS) não diferiram ($p > 0,05$).

Segundo Pereira et al., (2011), a coesividade ajuda a determinar o grau de partículas ligadas após a mastigação e adesividade refere-se ao trabalho necessário para

vencer as forças de atração entre a superfície de produtos alimentares e outros materiais em que o alimento entra em contato. Eles afirmam que “adesividade” não pode ser elevada em salsichas porque ela deve ser caracterizada com uma superfície lisa, firme e sem aderência ao toque. O aumento de “adesividade” pode ser explicado pela maior perda de líquido do produto durante a compressão de um teste de TPA, apresentando uma consistência pegajosa. A adesão da superfície do alimento com a sonda é maior quanto maior volume de exsudado é liberado. De acordo com a Tabela 8, os géis formados por misturas de proteínas cárneas, proteínas miofibrilares e miofibrilares + CPS não diferiram ($p>0,05$) no parâmetro adesividade, comprovando que as proteínas cárneas dão estas características adequadas à textura de produtos cárneos. Porém o gel formado apenas por CPS diferiu ($p<0,05$) dos outros tratamentos nesse parâmetro, apresentando características que não seriam adequadas para os produtos cárneos. A adição de CPS em maiores concentrações pode tornar o produto cárneo pegajoso, o que não seria interessante.

O gel formado por CPS não diferiu ($p>0,05$) do gel formado pelas proteínas miofibrilares em todos os parâmetros, com exceção ao parâmetro de adesividade. Entretanto, o gel das proteínas de CPS necessitou de 8 % de proteínas enquanto a suspensão de miofibrilares necessitou de apenas 4 % para formar o gel. Isso está relacionado com as características físico-químicas das proteínas presentes no CPS, que possuem moléculas de menor tamanho e forma globular, fazendo com que ele necessite de maior concentração de proteínas para formar um gel autossustentável (WU et al., 2016).

O gel formado por proteínas miofibrilares + CPS não diferiram ($p>0,05$) do gel formado pelas proteínas miofibrilares em nenhum dos parâmetros de TPA avaliados. Hongsprabhas & Barbut (1999), citados por Ribeiro (2001), afirmaram que ao substituir 2,0 % de proteínas miofibrilares por IPS (isolado proteico do soro), elas agem como um “filler”, ou seja, como um agente ligante de pedaços de carne. Os agregados de proteínas do soro ocupam e aumentam os espaços intersticiais entre as proteínas miofibrilares, reforçando a rede. A ocupação entre os espaços aumentam capacidade de retenção de água nos géis mistos. As proteínas do soro envolveram os filamentos e reforçaram a rede das proteínas miofibrilares.

Tabela 8 - Valores médios (desvio-padrão) das variáveis de textura dos géis de proteínas cárneas e suas misturas a 4 % (m/v) em solução de tampão fosfato a pH 6,5 – 0,6 mol.L⁻¹ NaCl. O gel formado pelo concentrado proteico do soro contém 8 % (m/v).

Composição do Gel	Dureza (g)	Adesividade (g.mm)	Elasticidade (mm)	Mastigabilidade (g.mm)	Gomosidade (g)	Coesividade	Resiliência
Miofibrilares	137,60 ± 15,73 ^b	-10,67 ± 3,21 ^b	0,80 ± 0,16 ^a	47,04 ± 16,79 ^b	62,81 ± 7,65 ^b	0,46 ± 0,053 ^a	0,15 ± 0,04 ^{ab}
¹ CPS	170,73 ± 9,77 ^b	-46,50 ± 10,48 ^a	0,86 ± 0,04 ^a	91,15 ± 22,34 ^{ab}	104,84 ± 20,54 ^b	0,61 ± 0,09 ^a	0,25 ± 0,06 ^a
² MIO+CPS	138,23 ± 8,45 ^b	-11,60 ± 7,00 ^b	0,58 ± 0,13 ^a	37,77 ± 16,08 ^b	37,77 ± 16,08 ^b	0,45 ± 0,106 ^a	0,127 ± 0,038 ^b
³ MIO+EST + SAR	321,80 ± 16,08 ^a	-11,93 ± 1,45 ^b	0,71 ± 0,06 ^a	120,69 ± 25,13 ^a	168,74 ± 24,50 ^a	0,53 ± 0,07 ^a	0,173 ± 0,042 ^{ab}

¹CPS: Concentrado Proteico de Soro

²Miofibrilar (80%) + CPS (20%)

³Miofibrilar (55%) + Estromais (5%) + Sarcoplasmáticas (40%)

Médias seguidas de pelo menos uma letra diferente, na coluna, diferem entre si pelo teste de Tukey (p < 0,05).

Ribeiro (2001) avaliou a substituição de CPS (20 %) em suspensões de proteínas miofibrilares (80 %), nas mesmas condições utilizadas neste presente estudo, e também não encontrou diferenças entre o gel formado apenas por proteínas miofibrilares (4 % m/v), nos parâmetros de coesividade, elasticidade e mastigabilidade.

Outro fator responsável pela formação do gel de CPS é o pH. Segundo Li-Chan et al., (1984) a reatividade dos grupos sulfidrilas seriam mais favorecidas a pH 8,0 do que em pH 6,0, possibilitando a agregação e aumentando a força do gel.

Diante disso é possível afirmar que, apesar da temperatura de aquecimento utilizada para a elaboração dos géis e produtos emulsionados ser menor (75 °C) do que a temperatura ideal para a desnaturação irreversível do CPS (90 °C), a substituição de 20 % não houve diferença ($p > 0,05$), mostrando ser um ingrediente favorável para a produção de géis com propriedades tecnológicas semelhantes àqueles das proteínas miofibrilares.

O gel formado pelas proteínas cárneas (Miofibrilares + sarcoplasmáticas + estromais) apresentou maior dureza ($p < 0,05$) que os demais géis; isto sugere algumas diferenças nas características físico-químicas do sistema proteico do gel.

Apesar das proteínas sarcoplasmáticas, em função de sua baixa CRA, não permitirem a formação de uma matriz gélica bem desenvolvida (SIKORSKI, 1994), alguns trabalhos (FAROUK et al., 2002; KIM et al., 2005; YONGSAWATDIGUL & HEMUNG, 2010) mostram que a presença de proteínas sarcoplasmáticas melhorou as características de gel formado pelas proteínas miofibrilares. Lin et al., (2000) afirmaram que a dureza dos géis de proteínas aumenta com a redução do seu teor de umidade. Ribeiro (2001), também afirmou que géis com o menor teor de água tendem a apresentar um aspecto opaco, devido a maior concentração de interações eletrostáticas, e conseqüentemente menor interação com a água; assim como foi observado o gel de misturas de proteínas cárneas, que apresentou uma aparência seca e aspecto quebradiço.

Uma possível influência das proteínas sarcoplasmáticas na melhoria da estrutura do gel cárneo pode ser devido à presença da enzima transglutaminase (TGase).

A maior dureza pode ter sido causada pela enzima transglutaminase (TGase) que possui a função de fortalecer o gel formado pelas proteínas musculares. A enzima transglutaminase está presente no soro sanguíneo (KURTH & ROGERS, 1984), porém estudos já comprovaram resíduo desta enzima na fração sarcoplasmática de pescados (PIYADHAMMAVIBOON & YONGSAWATDIGUL, 2009). A TGase é uma enzima do tipo transferase, gerando ligações cruzadas entre resíduos de lisina e glutamina

presentes nas moléculas de proteínas. Estas ligações peptídicas ϵ -(γ -Glu)Lys são covalentes e estáveis, não se rompendo com facilidade (NONAKA et al. 1989).

Jafarpour & GORCZYCA, (2009) também alegaram uma melhoria no processo de gelificação de surimi após a adição de proteínas sarcoplasmáticas.

Yongsawatdigul & Hemung (2010) relataram que algumas frações de proteínas sarcoplasmáticas atuaram como inibidores de proteinases, evitando assim a degradação das cabeças de miosina, e, conseqüentemente, melhoraram as propriedades de textura do gel.

Farouk et al. (2002) avaliaram a força do gel e coesão de produtos cárneos emulsionados com diferentes concentrações de proteínas sarcoplasmáticas. Eles aplicaram o processo de lavagem na carne antes do processamento e à medida que o tempo de lavagem aumentava, a concentração de proteínas sarcoplasmáticas diminuía, indicando a remoção bem sucedida das proteínas sarcoplasmáticas. A remoção das proteínas sarcoplasmáticas por lavagem diminuiu a tensão de torção ao cisalhamento da massa cozida à base de carne lavada, comprovando o papel importante das proteínas sarcoplasmáticas na coesão do gel. Elas (as proteínas sarcoplasmáticas) atuaram como agentes de ligação entre as moléculas proteicas através do preenchimento na mesma matriz de gel.

Kim et al. (2005) avaliaram a textura de géis formados por proteínas miofibrilares adicionado de proteínas sarcoplasmáticas e encontrou maior dureza do que os géis formados pelas proteínas miofibrilares.

5.7 RELAXAMENTO DE TENSÃO

A curva de relaxamento de tensão está representada na Figura 13. Esses dados são condizentes com os observados nos resultados de TPA.

Observa-se uma diminuição exponencial na tensão de compressão exercida pela amostra sobre a probe, ao longo do tempo, o que pode ser atribuído ao caráter parcialmente elástico dos géis analisados.

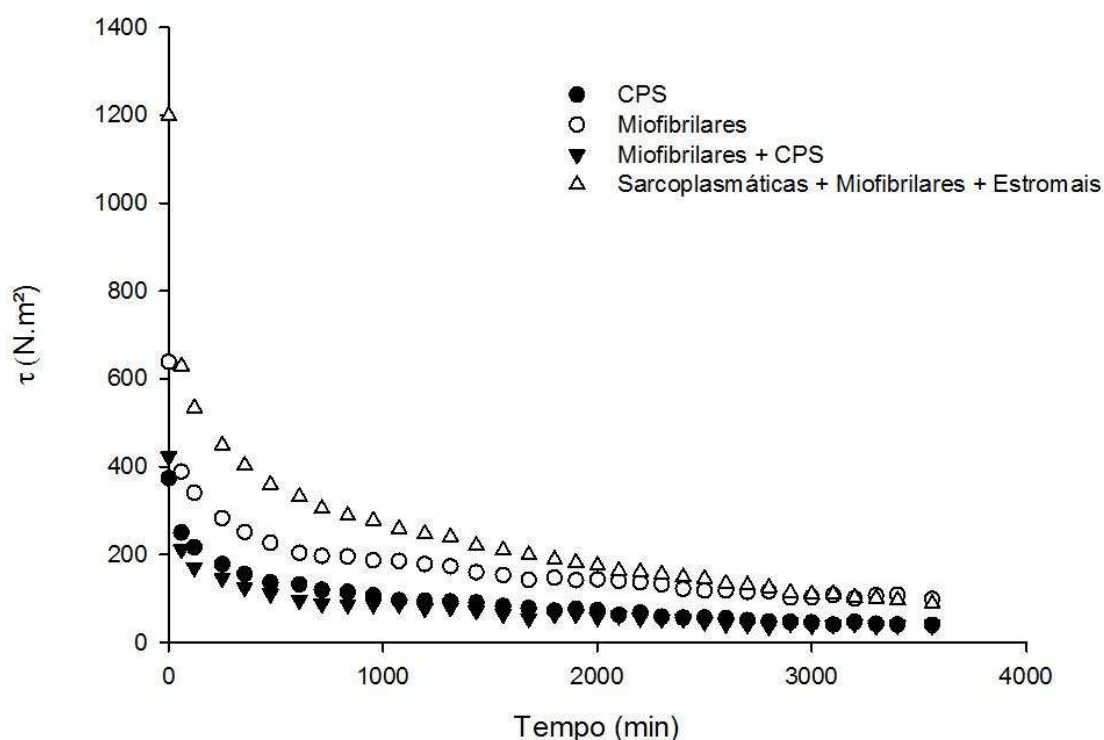


Figura 12 - Curvas de relaxamento de tensão de géis formados de proteínas de origem animal e suas misturas, submetidos a uma deformação axial de $\varepsilon = 0,1$ durante 50 minutos. As condições de formação dos géis foram as mesmas para a análise de TPA.

O gel formado pela mistura das proteínas cárneas (Miofibrilar + Estromais + Sarcoplasmáticas) apresentou maior valor inicial para a tensão em resposta à compressão ($1198,59 \text{ N.m}^2$), se apresentando, pois, como o gel mais elástico dos quatro. O gel formado pelas proteínas miofibrilares apresentou o segundo maior valor de tensão inicial em resposta à compressão ($637,89 \text{ N.m}^2$). Os géis de CPS e de misturas de CPS + miofibrilares apresentaram valores iniciais praticamente idênticos de tensão em resposta à compressão ($373,03 \text{ N.m}^2$) e ($422,56 \text{ N.m}^2$) respectivamente. Esses dados são corroborados pela análise de TPA.

Tendo-se mantido uma deformação axial $\varepsilon = 0,1$ por aproximadamente 50 minutos, as tensões exercidas pelos 4 géis sobre a sonda de compressão tenderam ao

mesmo valor (aproximadamente $9,5 \text{ N.m}^2$). Todavia para os géis de CPS e de CPS + miofibrilares, os as tensões-resposta já haviam se aproximado desse valor aproximadamente 10 minutos após o início do ensaio de compressão, ao passo que para os dois outros, o decaimento prosseguiu por mais de 50 minutos.

Para uma análise quantitativa desses resultados, o modelo de Maxwell generalizado (KHAZAEI & MANN, 2005) e o modelo de Peleg & Normand (Steffe, 1996) foram ajustados aos dados representados na Figura 12. A Tabela 9 apresenta os parâmetros do modelo de Maxwell e Peleg & Normand. A qualidade dos ajustes desses modelos foi avaliada em termo dos valores de MAPE (*mean absolute percentage error*”; em português “erro percentual médio absoluto”) e coeficientes de determinação (R^2).

Tabela 9 - Estimativa dos coeficientes do modelo de Maxwell e Peleg & Normand da tensão de relaxamento de géis formados de proteínas de origem animal e suas misturas.

Composição do Gel	Modelo de Maxwell: $\tau(t) = \tau_1 \exp\left(-\frac{t}{\lambda_1}\right) + \tau_2 \exp\left(-\frac{t}{\lambda_2}\right)$						Modelo de Peleg & Normand: $\frac{\tau_0 t}{\tau_0 - \tau} = k_1 + k_2 t$				
	$\tau_1(\text{N.m}^2)$	$\tau_2(\text{N.m}^2)$	$\lambda_1(\text{s})$	$\lambda_2(\text{s})$	MAPE (%)	R^2	$\tau_1(\text{N.m}^2)$	k_1	k_2	MAPE (%)	R^2
Miofibrilares	371.4	259.1	259.1	3306.4	4,04	0,9969	609.7	151.9	1.20	5,54	0,9955
¹ CPS	197.0	171.6	83.85	2200.7	4,27	0,9421	344.7	260.7	1.10	5,24	0,9949
² MIO + CPS	284.6	136.0	52.15	2383.3	6,82	0,992	411.7	83.71	1.12	8,5	0,9907
³ MIO + EST + SAR	732.2	462.6	47.18	2048.0	5,27	0,9962	1137.0	1137.0	1.1130	6,79	0,9915

¹CPS: Concentrado Proteico de Soro

²Miofibrilares (80%) + CPS (20%)

³Miofibrilares (55%) + Estromais (5%) + Sarcoplasmáticas (40%)

Ambos os modelos apresentaram ajustes com $R^2 > 0,9$ e $MAPE < 10\%$, o que sugere que um bom ajuste aos dados experimentais foi obtido com os parâmetros ajustados.

Quanto maiores forem os valores de τ_1 e τ_2 (que, matematicamente, representam a tensão-resposta do material em $t = 0$) mais pronunciado será o caráter elástico inicial do gel analisado. Então, maiores valores de τ_1 e τ_2 podem estar correlacionados a uma melhor preservação da estrutura física do material quando mecanicamente solicitado (no presente caso, a sollicitação mecânica é uma compressão axial). Já os parâmetros λ_1 e λ_2 estão relacionados à taxa temporal de decaimento da tensão-resposta do material quando a compressão do mesmo é mantida ao longo do tempo. Valores maiores de λ indicam que a tensão do material sobre a sonda, em resposta à compressão, tende a diminuir mais rapidamente. Isso, por sua vez, indica que o material tende a “se adaptar” mais rapidamente à deformação, sendo portanto menos elásticos (e mais plásticos).

Nota-se que o gel com o maior valor de τ_1 (Miofibrilar + Estromais + Sarcoplasmáticas) não apresentou o maior valor de λ_1 . Isso significa que este é o gel mais elástico. De acordo com Jafarpour & Gorczyca (2009), a adição de proteínas sarcoplasmáticas, em gel formado pelas proteínas miofibrilares, pode resultar em aumento da dureza do gel, o que foi relacionado por esses autores a um maior número de ligações cruzadas entre essas proteínas. Tem sido relatado que as proteínas sarcoplasmáticas de peixes contêm uma superfície hidrofóbica exposta maior que o usualmente observado em outras proteínas alimentares estruturalmente semelhantes (YONGSAWATDIGUL & HEMUNG, 2010). Proteínas desnaturadas se tornariam agregadas durante o aquecimento, aumentando a interação proteína-proteína para formar redes sólidas tridimensionais com aprisionamento de moléculas de água, resultando em força de ruptura mais elevada e menor deformabilidade. Chaijan et al. (2008) estudaram a interação entre a mioglobina (proteína sarcoplasmática) e as proteínas miofibrilares em tampão fosfato, pH 6,5, contendo $0,6 \text{ mol.L}^{-1}$ de KCl à $25 \text{ }^\circ\text{C}$ e sugeriram, através de análise de eletroforese, que as ligações dissulfeto não contribuíram para as interações entre as proteínas sarcoplasmáticas e as proteínas miofibrilares, e sim as interações hidrofóbicas. Hemung & Chin (2013) afirmaram que a estabilidade térmica das proteínas miofibrilares aumentou com a presença de proteínas sarcoplasmáticas no meio, sugerindo que a estabilidade térmica pode ter sido influenciada pela superfície hidrofóbica das proteínas sarcoplasmáticas (YONGSAWATDIGUL & HEMUNG, 2010).

Os dois maiores valores de λ_1 foram para os géis formados por Miofibrilar e CPS. Este último gel também apresentou o menor valor de τ_1 , o que é um resultado coerente, já que ambas as tendências caracterizam materiais menos elásticos. Por serem proteínas globulares, as proteínas do CPS necessitam de exposição a temperaturas mais elevadas (90°C) para se desnaturarem, expondo resíduos de cisteína que não são acessíveis quando em sua forma nativa. Essa exposição pode permitir a formação de ligações dissulfeto intermoleculares (proteína-proteína), que contribuem para a formação de géis mais firmes. Segundo Faria, (2013), dentre as proteínas do soro a β -lactoglobulina contribui mais que a α -lactalbumina para a formação de géis mais coesos. Com efeito, esta possui uma única ligação dissulfeto intramolecular em sua estrutura, ao passo que a β -lactoglobulina contém 4 grupos tiol (-SH) livres, passíveis de formarem ligações dissulfeto (-S-S-) uma vez expostos.

O valor de k_1 no modelo de Peleg & Normand representa a taxa de recuperação inicial, ou seja, um valor k_1 elevado foi associado a uma taxa de decaimento baixo indicando uma tendência ao comportamento elástico. No entanto, o valor de k_1 para Miofibrilares + CPS foi menor do que as demais proteínas, mostrando-se um comportamento menos elástico. Este resultado sugere que o gel formado pela Miofibrilares + CPS apresentou ligações ou interações intermoleculares mais fracas. De acordo com os dados da Tabela 9, o gel formado pelas proteínas miofibrilares apresentou valor de k_2 mais elevado, se comportando como um material mais elástico. Enquanto que o gel composto pelas misturas das três proteínas cárneas apresentou um valor de k_2 menor do que o gel formado pelas proteínas miofibrilares + CPS, ou seja, o comportamento mais elástico (miofibrilares + CPS) pode ser devido à maior concentração das proteínas miofibrilares neste tratamento. As proteínas miofibrilares, principalmente a miosina, possuem alto nível de grupos sulfidrilas totalizando em 42 resíduos de tiol livre, responsáveis pela estruturação e comportamento elástico dos géis (RIBEIRO, 2001).

Comparando os parâmetros de perfil de textura e propriedades reológicas, pode-se observar que a elasticidade, resiliência e coesividade do gel formado por CPS (Tabela 8) foram maiores do que os outros géis assim como o valor de λ_1 de CPS foi maior que os demais tratamentos. Como pode ser observado, houve uma correlação entre a força de compressão (F) (relaxamento de tensão) e “dureza” (TPA) no tratamento constituído pelas misturas das proteínas cárneas, que obteve maiores valores de F e “dureza” do que

nos outros géis, uma das hipóteses seria o maior número de ligações cruzadas que possam existir entre as proteínas gerando uma rede proteica mais estruturada.

6 CONCLUSÕES

As diferentes classes de proteínas da carne apresentaram elevada solubilidade, no meio aquoso, em valores de pH extremos. Os extratos de proteínas miofibrilares adicionados de sal (0,6 e 1,1 mol·L⁻¹ NaCl) apresentaram solubilidade em valores de pH acima de 6,5.

Os resultados obtidos neste trabalho possibilitaram avaliar as propriedades emulsificantes das proteínas cárneas isoladamente e suas misturas em condições de pH que apresentaram maior solubilidade. Dentre os tratamentos avaliados foi possível verificar que a suspensão de proteínas miofibrilares (1,1 mol·L⁻¹ de NaCl) apresentou a maior estabilidade de emulsão.

Nas condições (4 % (m/v)); pH 6,5; 75 °C; 0,6 mol·L⁻¹ de NaCl) estudadas, os géis formados pela substituição de 20% de proteínas miofibrilares por CPS, não diferiram, em relação à análise de TPA, daqueles formados apenas por proteínas miofibrilares. Entretanto, o teste de relaxamento de tensão mostrou que os géis gerados pelas misturas de miofibrilares + CPS, apesar de apresentarem comportamento viscoelástico, apresentaram menor força de compressão máxima, indicando enfraquecimento da matriz gélica. O resultado de perfil de textura dos géis constatou que o tratamento composto pelas misturas das proteínas cárneas apresentou géis mais opacos e mais duros. Não houve efeito ($p > 0,05$) da substituição de 20% de proteínas miofibrilares por CPS nas condições de fabricação do gel. Entretanto, o teste de relaxamento de tensão mostrou que os géis gerados pelas misturas de miofibrilares + CPS, apesar de apresentarem comportamento viscoelástico, apresentaram menor força de compressão máxima, indicando enfraquecimento da matriz gélica. As proteínas sarcoplasmáticas contribuíram para aumentar a força de compressão do gel (> “dureza”), indicando que não só as proteínas miofibrilares participam da formação do gel.

Diante disso, foi possível concluir que, as proteínas miofibrilares possuem excelentes propriedades físico-químicas, frente às demais proteínas cárneas e as proteínas do CPS. Porém, vale ressaltar que as proteínas do CPS, utilizadas em maiores proporções, podem ser usadas como um ingrediente alternativo em produtos cárneos emulsionados.

7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AGUILERA, J.M. Gelation of whey proteins. **Food Technology**, v. 10, p.83-89, 1995.
- ALVES, D. D.; MANCIO, A. B. Maciez da carne bovina: uma revisão. **Revista da Faculdade de Zootecnia, Veterinária e Agronomia**. Uruguaiana, v.14, n.1, p. 193-216, 2007.
- ALVES, S. G. T.; PRUDENCIO-FERREIRA, S. H. Propriedades funcionais de material colagenoso de pés de frango. **Archivos Latinoamericanos de Nutrición**, v.52, n.3, 2002.
- ANDRADE, C.T.; NASSER, R.O. Estudo reológico da gelificação induzida pelo calor de proteínas do soro de leite e dos géis resultantes sob condições variadas de pH. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v.25, p. 315-321, 2005.
- ANTUNES, A. E. C., MOTTA, E. M. P. Perfil de textura e capacidade de retenção de água de géis ácidos de concentrado proteico de soro de leite. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v.23, p.183-189, 2003.
- ASSOCIATION OF OFFICIAL ANALYTICAL CHEMISTS INTERNATIONAL - AOAC. **Official Methods of Analysis**. 16 ed. Arlington, 1995, 2000p.
- ARAÚJO, J. M. A. Proteínas. In: _____. **Química de Alimentos**. 5 ed. Viçosa, MG: UFV, 2011. Cap. 13, p. 380-415.
- ASHGAR, A.; PEARSON, A. M. Influence of ante- and post mortem treatment upon muscle composition and meat quality. **Advances in Food Research**, v.26,p. 55-77, 1980.
- AYALA, M. E. G. Estrutura y composicion química del pescado. In: CURSO DE CAPACITACIÓN. **Surimi**. Callao: Instituto Tecnológico Pesquero del Peru. 2001.
- BAILEY, A.J, LIGHT, N.D. **Connective tissue in meat and meat products**. London: Elsevier Applied Science, 1989, p.334-338.

BARBUT, S. Effects of calcium level on the structure of pre-heated whey protein isolate gels. **LWT-Food Science and Technology**, v. 28, p.598-603, 1995.

BOS, M. A.; VLIET, T. Interfacial rheological properties of adsorbed protein layers and surfactants: A review. **Advances in Colloid and Interface Science**, v. 91, p. 437–471, 2001.

BOURNE, M. C. Texture profile analysis. **Food Technology**, v.32, p. 62–66, 1978.

BRAGA, J.A.P.; BARBOSA, T.N.N. Fisiologia e metabolismo do ferro. In: Braga, J.A.P.; AMANCIO, O.M.S.; VITALLE, M.S.S. **O ferro e a saúde das populações**. 1. ed. São Paulo: Roca, 2006. p.10-31.

CÂNDIDO, L.M. **Obtenção de concentrados e hidrolisados protéicos de Tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*): composição, propriedades nutritivas e funcionais**.1998. 207f. Tese (Doutorado em Engenharia de Alimentos) – Faculdade de Engenharia de Alimentos, UNICAMP, Campinas, 1998.

CHAIJAN, M.; BENJAKUL, S.; VISESSANGUAN, W.; LEE, S.; FAUSTMAN, C. Interaction of fish myoglobin and myofibrillar proteins. **Journal of Food Science**, v. 73, p. 292-298, 2008.

DALGLEISH, D.G.; SRINIVASAN, M.; SINGH, H. Surface properties of oil-in-water emulsion droplets containing casein and tween 60. **Journal of Agricultural Food Chemicals**, v.43, p. 2351–2355, 1995.

DAMODARAN, S. Aminoácidos, peptídeos e proteínas. In: DAMODARAN, S.; PARKIN, K. L.; FENNEMA, O. R. **Química de Alimentos de Fennema**. Porto Alegre: Artmed, 2010.

DICKINSON, E. Hydrocolloids at interfaces and the influence on the properties of dispersed systems. **Food Hydrocolloids**, v. 17, n. 1, p.25–39, 2003.

FARIA, J. T.; Minim, V. P. R.; Minim, L. A. Evaluating the effect of protein composition on gelation and viscoelastic characteristics of acid-induced whey protein gels. **Food Hydrocolloids**, v. 32, p. 64-71, 2013.

FAROUK, M. M.; WIELICZKO, K.; LIM, R.; TURNWALDA, S.; MACDONALD, G. A. Cooked sausage batter cohesiveness as affected by sarcoplasmic proteins. **Meat Science**, v. 61, n.1, p. 85-90, 2002.

FOEGEDING, E. A.; LANIER, T. C. The contribution of non-muscle proteins to texture of gelled muscle protein foods. **Cereal Foods World**, v.32, n.2, p. 202-205, 1987.

FRIESS, W. Collagen – biomaterial for drug delivery. **European Journal of Pharmaceutics and Biopharmaceutics**, v.45, p. 113–136, 1998.

GASKA, M. T.; REGENSTEIN, J. M. Timed emulsification studies with chicken breast muscle: soluble and insoluble myofibrillar proteins. **Journal Food Science**, v.47, p.1438-1443, 1982.

GIRALDO-ZUÑIGA, A.D.; COIMBRA, J.S.R.; GOMES, J.C.; MINIM, L.A.; ROJAS, E.E.G. Propriedades funcionais e nutricionais das proteínas do soro de leite. **Revista do Instituto de Laticínios Cândido Tostes**, v. 325, n. 57, p. 35-46, 2002.

GOMÉZ-GUILLÉN, M.C.; FERNANDÉZ-DÍAZ, M.D.; ULMO, N.; LIZARBE, M.A.; MONTERO, P. Structural and physical properties of gelatin extracted from different marine species: a comparative study. **Food Hydrocolloids**, v.16, p.25-34, 2002.

GOMIDE, L. A. M.; RAMOS, E. M.; FONTES, P. R. Estrutura Muscular. In:_____. **Ciência e Qualidade da Carne: Fundamentos**. Viçosa, MG: UFV, 2013. p.57-67.

GRATACOS, C. M.; LAMETSCH, R. Determination of changes in protein conformation caused by pH and temperature. **Meat Science**, v. 80, p. 545-549, 2008.

GUERREIRO, L. Dossiê Técnico-produção de salsicha. **Rede de Tecnologia do Rio de Janeiro**, 2006. 38p.

GUIMARÃES J. L.; ADELL; E. A. A. **Estrutura e bioquímica do músculo**. 2005. Disponível em: <http://www.fea.unicamp.br/arquivos/Estrutura_e_Bioquimica.pdf>. Acesso em 12 out. 2014.

GRIFFIN, M.; CASADIO, R.; BERGAMINI, C.M. Transglutaminases: nature's biological glues. **Biochemistry Journal**, v. 96, p. 368-377, 2002.

HAMM, R. The influence of pH on the protein net charge in the myofibrillar system. **Rec Meat Conf Proc**, v. 47, p. 5-9, 1994.

HAMM, R. Functional properties of the myofibrillar system and their measurements. In P. J. Bechtel (Ed.), **Muscle as food**. San Diego, CA: Academic Press Inc, 1986. p. 135-199.

HAMM, R. Biochemistry of meat hydration: advances in food research. In: CHICHESTER, C. O.; MRAK, E. M.; STEWART, G. F. **ADVANCES IN FOOD RESEARCH**. 2 ed. Califórnia: ACADEMIC PRESS, 1960. p. 356-489.

HAMM, R., AND DRATHERAGE, F. E. b. Changes in hydration and charges of muscle proteins during freeze-dehydration of meat. **Food Research**, v.25, 573p., 1960.

HAMSAKUTTY, H. Cysteine-free radical and radiation biology. **Bulletin of the University of Iowa**, v.1, p.1-10, 2003.

HARAGUCHI, F.K.; ABREU, W.C.; PAULA, H. Proteínas do soro do leite: composição, propriedades nutricionais, aplicações no esporte e benefícios para a saúde humana. **Revista Brasileira de Nutrição**, v. 19, n. 4, p. 479-488, 2006.

HARRINGTON, W. F.; RODGERS, M. E. Myosin. **Annual Review of Biochemistry**, v.53, p. 35-73, 1984.

HEMUNG, B. O.; CHIN, K. B. Evaluation of Acid-treated fish sarcoplasmic proteins on physicochemical and rheological characteristics of pork myofibrillar protein gel mediated by microbial transglutaminase. **Korean Journal Food Science Animal Resources**, v. 35, n. 1, p. 50-57, 2015.

HEMUNG, B.O.; BENJAKUL, S.; YONGSAWATDIGUL, J. pH-dependent characteristics of gel-like emulsion stabilized by threadfin bream sarcoplasmic proteins. **Food Hydrocolloids**, v. 30, p. 315-322, 2013.

HONG G. P.; MIN S.G.; CHIN K. B. Emulsion properties of pork myofibrillar protein in combination with microbial transglutaminase and calcium alginate under various pH conditions. **Meat Science**, v, 90, p. 185–193, 2012.

HONG, G. P.; CHIN, K. B. Effect of microbial transglutaminase and sodium alginate on cold set gelation of porcine myofibrillar protein with various salt levels. **Food Hydrocolloid**, v. 24, p. 444-451, 2010.

HONG, Y., CREAMER, L.K. Changed protein structures of bovine β -lactoglobulin B and α -lactalbumin as a consequence of heat treatment. **International Dairy Journal**, n. 12, p. 345- 359, 2002.

HONGSPRABHAS, P.; BARBUT, S. Effect of pre-heated whey protein level and salt on texture development of poultry meat batters. **Food Research International**, v. 32, n. 2, p. 145-149, 1999.

IKEDA, S. Heat-induced gelation of whey proteins observed by rheology, atomic force microscopy, and Raman scattering spectroscopy. **Food Hydrocolloids**, v. 17, n. 4, p. 399-406, 2003.

INSTITUTO ADOLFO LUTZ. **Métodos Químicos e Físicos para análise de alimentos**. vol.1, 4 ed. São Paulo: IMESP, 2005. p.122.

JAFARPOUR, A.; GORCZYCA, E. M. Characteristics of Sarcoplasmic Proteins and Their Interaction with Surimi and Kamaboko Gel. **Food Science, Engineering, and Technology**, v. 74, n. 1, p. 16-22, 2009.

KAPITULA, M. M.; KWIATKOWSKAB, A., JANKOWSKAB, B.; DĄBROWSK, E. Water holding capacity and collagen profile of bovine m. infraspinatus during postmortem ageing. **Meat Science**, v. 100, p. 209–216, 2015.

KARACA, A. C., LOW, N., & NICKERSON, M. Emulsifying properties of canola and flaxseed protein isolates produced by isoelectric precipitation and salt extraction. **Food Research International**, v. 44, p. 2991–2998, 2011.

KHAZAEI, J.; MANN, D. Effects of moisture content and number of loadings on force relaxation behavior of chickpea kernels. **International Agrophysics**, v. 19, p.305-313, 2005.

KIM, Y. S.; YONGSAWATDIGUL, J.; PARK J. W.; SUPAWAN, T. Characteristics of sarcoplasmic proteins and their interaction with myofibrillar proteins. **Journal of Food Biochemistry**, v.29, p.517–532, 2005.

KIM, Y. S.; PARK, J.W.; CHOI, Y. J. New approaches for the effective recovery of fish proteins and their physicochemical characteristics, **Fisheries Science**, v. 69, n. 6, p. 1231–1239, 2003.

KNIGHT, P.; TRINICK, J. The myosin molecule, **Fibrous protein structure**, London: Academic Press. 247-281, 1987.

KO, W. C.; HWANG, M. S.. Contribution of milkfish sarcoplasmic protein to the thermal gelation of myofibrillar protein. **Fisheries Science**, v. 61, p. 75–78, 1995.

KUNTZ, I. D.; KAUZMAN, W. Hydration of proteins and polypeptides, **Advances in Protein Chemistry**, p. 28-239, 1974.

KURTH, L.; ROGERS, P.J. Transglutaminase catalyzed crosslinking of myosin to soya protein, casein and gluten. **Journal Food Science**, v. 49, p. 573-576, 1984.

LAKEMOND, C. M. M.; de JONGH, H. H. J.; HESSING, M.; GRUPPEN, H.; VORAGEN, A. G. J. Soy, Glycinin: influence of pH and ionic strength on solubility and molecular structure at ambient temperatures. **Journal Agricultural and Food Chemistry**, v. 48, p. 1985-1990, 2000.

LEHNINGER, AL. **Princípios de bioquímica**. 2. ed. São Paulo (SP): Sarvier; 1995.

LEPETIT, J. Collagen contribution to meat toughness: Theoretical aspects. **Meat Science**, v. 80, p. 960-967, 2008.

LI, Y.; KONGA; B.; XIAA X.; LIUA Q.; DIAO, X. Structural changes of the myofibrillar proteins in common carp (*Cyprinus carpio*) muscle exposed to a hydroxyl radical-generating system. **Process Biochemistry**, v. 48, p. 863–870, 2013.

LIN, S.; HUFF, H. E.; HSIEH, F. Texture and Chemical Characteristics of Soy Protein Meat Analog Extruded at High Moisture. **Journal of Food Science**, v. 65, n. 2, p. 264–269, 2000.

LI-CHAN, E.; NAKAI, S.; WOOD, D. F. Hydrophobicity and Solubility of Meat Proteins and Their Relationship to Emulsifying Properties. **Journal Food Science**, v. 49, p. 345-350, 1984.

LIU, R. ZHAO, S.; XIONG, S.; XIE, B.; , QIN, L. Role of secondary structures in the gelation of porcine myosin at different pH values. **Meat Science**. v. 80, p. 632–639, 2008.

LOPEZ-ENRIQUEZ, R. L.; HIGUERA, O.V.M.; ARREOLA, W. T.; EZQUERRA-BRAUER, J. M.; RIOS E. M. Chemical and Functional Characterization of Sarcoplasmic Proteins from Giant Squid (*Dosidicus gigas*) Mantle, **Journal of Chemistry**, p.1-10, 2015.

LOPEZ, G. G.; HAND, L.W; The effect of temperature on the protein solubility of beef shoulder clods. **Animal Science**. Res. Report of the Oklahoma *Agricultural Experiment Station*, p. 67-71, 1991.

LOURENÇO, E. J. Tópicos de proteínas de alimentos. Jaboticabal, São Paulo: Edição Funep, 2000.

LUMRY, R. Some recent ideas about the Nature of the interactions between proteins and liquid water. **Journal of Food Science**, v. 38, n. 5, p. 744-755, 1973.

MAGALHÃES, A. U. **Viabilidade tecnológica do congelamento da massa na produção de queijo tipo mussarela**. 2013. 147 f. Tese (Ciência dos Alimentos) Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2013.

MARSHALL, K.R.; HARPER, W.J.; **Whey protein concentrates**. Bulletin Intern. Dairy Fed., n. 233, p. 21–32, 1988.

MAXIMO, G.J.; CUNHA, R.L. Mechanical properties of collagen fiber and powder gels. **Journal of Textures Studies**, n. 6, v. 41, p. 757–927, 2010.

MCCLEMENTS, D. J. **Food emulsions: principles, practice, and techniques**. Washington: CRC Press, 2005. 632p.

MARQUARDT, D.W. An algorithm for least-squares estimation of nonlinear parameters. **Journal of the Society for Industrial and Applied Mathematics**, v. 11, n. 2, p. 431-441, 1963.

MOAYEDI, V.; OMANA, D. A.; CHAN, J.; XU; BETTI, Y. M. Alkali-aided protein extraction of chicken dark meat: Composition and stability to lipid oxidation of the recovered proteins. **Process Biochemistry**, v.45, p. 375-381, 2010.

MONTEIRO, A. M. F. **Proteínas com funcionalidade mecânica: um estudo físico-químico sobre a viscoelasticidade da gliadina, uma proteína de reserva do glúten do trigo**. Tese DS em Físico-Química. Instituto de Química, Universidade de São Paulo, 2004. 174p.

MONTERO, P., BORDERÍAS, J. Emulsifying capacity of collagenous material from the muscle and skin of hake *Merluccius merluccius* L. and trout *Salmo irideus* Gibb: effect of pH and NaCl concentration. **Food Chemistry**, v. 41, p.251-67, 1991.

MONTERREY-QUINTERO, E.S.; SOBRAL, P.J. do A. Preparo e caracterização de proteínas miofibrilares de tilápia-do-nilo (*Oreochromis niloticus*) para elaboração de biofilmes. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.35, p.179-189, 2000.

MORIOKA, K.; KURASHIMA, K.; SHIMIZU, Y. Heat-gelling properties of fish sarcoplasmic protein. **Nippon Suis. Gakk**, v, 58, p. 767-772, 1992.

MORITA, J. I.; OGATA, T. Role of light chains in heat-induced gelation of skeletal muscle myosin. **Journal Food Science**, v. 56, p. 855-856, 1991.

MORR, C.; HÁ, E.W. Whey protein concentrates and isolates processing and functional properties critical reviews. **Food Science and Nutrition**, v. 33, n. 6, 431-476, 1993.

MOTOKI, M. KUMAZAWA, Y. Recent research trends in transglutaminase technology for food processing. **Food Science and Technology Research**, v.6, n 3, p. 151-160, 2000.

NEKLYUDOV, A. D. Nutritive fibers of animal origin: collagen and its fractions as essential components of new and useful food products. **Applied Biochemistry and Microbiology**, v. 39, p. 229-238, 2003.

NICOLAU, E.S.; SQUILASSI, K.M.B.S.; COTTA, M.A.B.O.; MESQUITA, A.J.; QUEIROZ, G.M. Soro de queijo – Importância e características nutricionais. 2004. Disponível em: http://www.laticinio.net/inf_tecnicas.asp?cod=40. Acesso: 03 de Novembro de 2014.

NIWA, E. Chemistry of surimi gelation. In: LANIER, T. C.; LEE, C. M. **Surimi Technology**. Marcel Dekker, Inc., New York. p.289-328, 1992.

NOLLET, L. M. L.; TOLDRÁ, F. **Handbook of Muscle Food Analysis**. Fidel Toldrá. CRC Press, 2009. 967 p.

NONAKA, M.; TANAKA, H.; OKIYAMA, A.; MOTOKI, M.; ANDO, H.; UMEDA, K.; MATSUURA, A. Polymerization of several proteins by Ca²⁺ independent transglutaminase derived from microorganisms. **Agricultural and Biological Chemistry**, v.53, n. 10, p.2619-2623, 1989.

ORDOÑEZ, PEREDA, J. A.; RODRIGUEZ, M. I. C.; ALVAREZ, L. F.; SANZ, M. L. G.; MINGUILLÓN, G. D. G. F. **Tecnologia de alimentos – Alimentos de origem animal**, Porto Alegre: Artmed, 2005, 2ed, v. 2, 279p.

PAGNO, C. H.; BALDASSO, C.; TESSARO, I. C.; FLORES, S. H.; JONG, E. V. Obtenção de concentrados proteicos de soro de leite e caracterização de suas propriedades funcionais tecnológicas. **Revista Alimentos e Nutrição**, v. 20, n.2, p. 231-239, 2009.

PASDAR, N. A.; LI, C. E. C. Y. Comparison of protein surface hydrophobicity measured at various pH values using three different fluorescent probes. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 48, n. 2, p. 328–334, 2000.

PASIN, G. E.; MILLER, S. L. U. S. Whey products and sports nutrition. **U.S Dairy Export Council**. Arlington, U.S.A. 2000.

PEARCE, K. L.; ROSENVOLD, K.; ANDERSEN, H. J.; HOPKINS, D. L. Water distribution and mobility in meat during the conversion of muscle to meat and ageing and the impacts on fresh meat quality attributes — a review. **Meat Science**, New York, v. 89, n. 2, p. 111-124, 2011.

PEARCE, K. N.; KINSELLA, J.E. Emulsifying properties of proteins: Evaluation of a turbidimetric technique. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 26, n.3, p. 716-723, 1978.

PEREIRA, A. G. T.; RAMOS, E. M.; TEIXEIRA, J. T.; CARDOSO, G. P.; RAMOS, A. L. S.; FONTES, P. R. Effects of the addition of mechanically deboned poultry meat and collagen fibers on quality characteristics of frankfurter-type sausages. **Meat Science**, v. 89, n. 4, p. 519–525, 2011.

PRESTES, R. C.; GOLUNSKI, S. M.; TONIAZZO, G.; KEMPKA, A. P.; LUCCIO, M. D. Caracterização da fibra de colágeno, gelatina e colágeno hidrolisado. **Revista Brasileira de Produtos Agroindustriais**, v.15, n.4, p.375-382, 2013.

PROMEYRAT, A.; BAX, M.L.; TRAORÉ, S.; AUBRY, L.; SANTÉ, L. V.GATELLIER, P.H. Changed dynamics in myofibrillar protein aggregation as a consequence of heating time and temperature. **Meat Science**, v. 85, p. 625–631. 2010.

POWELL, T.H.; HUNT, M.C.; DIKEMAN, M.E. Enzymatic assay to determine collagen thermal denaturation and solubilization. **Meat Science**, v.54, n.4, p.307-311, 2000.

PIYADHAMMAVIBOON, P.; YONGSAWATDIGUL, J. Protein cross-linking ability of sarcoplasmic proteins extracted from threadfin bream. **Food Science and Technology**, v.42, p.37–43, 2009.

RAMOS, E.M.; GOMIDE, L. A. M. Avaliação Instrumental da Textura. In:____. **Avaliação da qualidade de carnes: fundamentos e metodologias**.1 ed. Viçosa, MG: Editora UFV, 2007. cap. 9, p. 455-529.

RAMÍREZ-SUÁREZ, J.C.; XIONG, Y.L. Effect of transglutaminase-induced cross-linking on gelation of myofibrillar/soy protein mixtures. **Meat Science**, v. 65, p. 899–907, 2003.

RAO, M. A. **Rheology of Fluid and Semisolid Foods: Principles and Applications**. New York: Springer, 2007.

RATTRAY, W.; JELEN, P. Thermal stability of skin milk/whey protein solution blends. **Foods Research International**, v. 30, n. 5, p. 327-334, 1997.

RAWN, J. D. **Biochemistry**. Burlington, Neil Patterson Publishers, v. 25, p. 281-305, 1989.

RENSIS, C. M. V. B.; PETENATE, A. J.; VIOTTO, W. H. Caracterização físicoquímica, reológica e sensorial de queijos tipo Prato com teor reduzido de gordura. **Ciência Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v. 29, n. 3, p. 488-494, 2009.

RIBEIRO, H. S. **Obtenção e aplicação de concentrado proteico de soro de leite bovino em produtos cárneos**. 2001. 258f. Tese (Doutorado em Tecnologia de

Alimentos). Faculdade de Engenharia de Alimentos, Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 2001.

RODRIGUES, M. C. S.; **Características de géis mistos de proteínas miofibrilares de músculo de peito de frango e proteínas do soro do leite.** 1998. 111f. Dissertação (Mestrado em Ciência da Nutrição). Faculdade de Engenharia de Alimentos, Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 1998.

ROUSSEL, H.; CHEFTEL, J.C. Mechanisms of gelation of sardine proteins – Influence of thermal processing and of various additives and texture and protein solubility of kamaboko gels. **International Journal of Food Science and Technology**, v.25, p.260-280, 1990.

SANTANA, R. C. **Emulsões estabilizadas por colágeno: efeito da hidrólise térmica e do processo de homogeneização.** 2009. 129 f. Dissertação (Engenharia de Alimentos) Faculdade de Engenharia de Alimentos, Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 2009.

SAVADKOOHI, S.; SHAMSI, K.; HOOGENKAMP, H.; JAVADI, A.; FARAHNAKY, A.. Mechanical and gelling properties of comminuted sausages containing chicken MDM. **Journal of Food Engineering**, v. 117, n. 3, p. 255–262, 2013.

SCHILLING, M.W.; DAIGLE, S.P.; ALVARADO, C.Z.; MARRIOTT, N. G.; WANG, H. Effects of collagen addition on the functionality of pse-like and normal broiler breast meat in a chunked and formed deli roll. **Journal of Muscle Foods**, v. 16, n. 1, p. 46–53, 2004.

SCHMIDT, R.H. Gelation and coagulation. In: CHERRY, J.P. **Protein functionality in foods.** Washington: American Chemical Society, 1981. p.131-147.

SCHULTZ, S.; WAGNER, G.; URBAN, K.; ULRICH, J. High-pressure homogenization as a process for emulsion formation. **Chemical Engineering and Technology**, v. 27, p. 361–368, 2004.

SCOPES, R.K. Characterization and study of sarcoplasmatic proteins. In: E.J. Briskey, R.G. CASSENS, e B.B. Marsh. **The Physiology and Biochemistry of Muscle as a Food**, n. 2., Madison, WI: The University of Wisconsin Press, 1970, p. 471-492.

SGARBIERI, V.C. Propriedades fisiológicas – funcionais das proteínas do soro de leite. **Revista Nutrição**, Campinas, v.17, n. 4, p. 397-409, 2004.

SGARBIERI, V.C. Fontes de proteínas na alimentação. In:____. **Proteínas em Alimentos Proteicos: Propriedades, degradações e modificações**, São Paulo: Varela, p. 149-155, 1996

SGARBIERI, V.C. Fator de saúde e desenvolvimento. In:____. **Alimentação e nutrição**. São Paulo: Varela, p. 19-28, 1987.

SHIMOKOMAKI, M.; OLIVO, R.; TERRA, N. N.; FRANCO, B.D.C.M. **Atualidades em ciência e tecnologia de carnes**. São Paulo: Varela, 2006. p. 18 – 21, 123-133 e 236.

SIKORSKI, Z. E. **Tecnología de los productos del mar: recursos, composición nutritiva y conservación**. Zaragoza, España. Ed. Acríbia, S. A., 1994.

SILVA, M.A.D. **Transição sol-gel em soluções orgânico-aquosaas de lisozima e o efeito indutor do solvente: caracterização cinética e estrutural**. 2006. 146f. Tese DS em Físico-Química. Instituto de Química, Universidade de São Paulo, 2006.

SIRIANGKANAKUN, S.; YONGSAWATDIGUL, J. Trypsin Inhibitory Activity and Gel-Enhancing Effect of Sarcoplasmic Proteins from Common Carp. **Journal of Food Science**, v. 77, n. 10, p. 1124–1130, 2012.

SMITHERS, G.W. Whey and whey proteins: from “gutter to gold”. **International Dairy Journal**, v.18, p. 695-704. 2008.

SOUSA, I. Noções básicas de Reologia. In:____. **A Reologia dos Produtos Alimentares**. Lisboa: Instituto Piaget – Ciência e Técnica, 2001.

SOUZA, S. M. A.; SOBRAL, P. J. A.; MENEGALLI, F. C. Extração de proteínas miofibrilares de carne bovina para elaboração de filmes comestíveis. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v. 24, p. 619-626, 2004.

SOZER, N.; DALGIC A. C. Modelling of rheological characteristics of various spaghetti types. **European Food Research Technology**, v. 225, p.183–190, 2007.

STADING, M.; LANGTON, M.; HERMANSSON, A. M. Inhomogeneous fine-stranded β -lactoglobulin gels. **Food Hydrocolloids**, v. 6, n. 5, p. 455-470, 1992.

STEFANSSON, G.; HULTIN, H.O. On the solubility of cod muscle proteins in water. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 42, p. 2656-2664, 1994.

STEFFE, J.F. **Rheological methods in food process engineering**. East Lansing, ML: Freeman Press,1996. p. 418.

STRASBURG, G., XIONG, Y. L., CHIANG, W. 2010. Fisiologia e Química dos Tecidos Musculares Comestíveis. In: DAMODARAN, S.; PARKIN, K. L.;FENNEMA, O.R. **Química de Alimentos de Fennema**. 4 ed. Porto Alegre, RS: Artmed, 2010.cap. 16, p.719-757.

STREHLER, A. E.; STREHLER P. M.; PERRIARD, J.; PERIASAMY, M.; NADAL, B. Complete nucleotide and encoded amino acid sequence of a mammalian myosin heavy chain gene. Evidence against intron-dependent evolution of the rod. **Journal of Molecular Biology**, v. 190, p. 291, 1986.

SUN, X.D.; HOLLEY, R. A. Factors influencing gel formation by myofibrillar proteins in muscle foods. **Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety**, v. 10, n. 1, p. 33-51, 2011.

SUZUKI, H.; OBARA, M.; KUWAYAMA H.; KANAZAWA T. A Conformational change of N-iodoacetyl-N'-(5-sulfo-1-naphthyl)ethylenediamine-labeled sarcoplasmic reticulum Ca^{2+} -ATPase upon ATP binding to the catalytic site. **Journal of Biological Chemistry**, v. 32, 1987.

SZCZESNIAK, A.S. Classification of textural characteristics. **Journal of Food Science**, v.28, p.385-389, 1963.

TADPITCHAYANGKON, P., PARK, J. W. YONGSAWATDIGUL, J. Conformational changes and dynamic rheological properties of fish sarcoplasmic proteins treated at various pHs. **Food Chemistry**, v. 121, p. 1046–1052, 2010.

TESCH, S.; SCHUBERT, H. Influence of increasing viscosity of the aqueous phase on the short-term stability of protein stabilized emulsions. **Journal of Food Engineering**, v.52, p.305–312, 2002.

THAWORNCHINSOMBUT, S.; PARK, J.W. Role of pH in solubility and conformational changes of Pacificwhitingmuscle proteins, **Journal of Food Biochemistry**, vol. 28, n. 2, p. 135–154, 2004.

TORNBERG, E. Effects of heat on meat proteins – Implications on structure and quality of meat products. **Meat Science**, v. 70, p. 493–508, 2005.

VIDIGAL, Juliana. **Características Físicas, Químicas, Nutricionais e Sensoriais de Mortdelas contendo diferentes níveis de gordura, sangue tratado com monóxido de carbono e soro de leite**.2010.164 f.Tese (Doutorado em Ciência e Tecnologia de Alimentos). Departamento de Tecnologia de Alimentos, Universidade Federal de Viçosa, 2010.

VISSANGUAN, W.; OGAWA, M.; NAKAI, S.; AN, H. Physicochemical changes and mechanism of heat-induced gelation of arrowtooth flounder myosin. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.48, p.1016-1023, 2000.

VON HIPPEL, P.H.; SCHLEICH, T. Ion effects on the solution structure of biological macromolecules. **Accounts of Chemical Research**, v. 2, p. 257–265, 1969.

WANG, S.H.; ROCHA, G. O.; NASCIMENTO, T.; ASCHERI, J.L.R. Absorção de água e propriedades espumantes de farinhas extrusadas de trigo e soja. **Ciência e Tecnologia em Alimentos**, v. 26, n.2, p.475-481, 2006.

WESTPHALEN, A.D.; BRIGGS J.L.; LONERGAN, S.M. Influence of pH on rheological properties of porcine myofibrillar protein during heat induced gelation. **Meat Science**, v. 70, p. 293–299, 2005.

WOLF, K.L; SOBRAL, P.J.A; TELIS, V.R.N. Physicochemical characterization of collagen fibers and collagen powder for self-composite film production. **Food Hydrocoll.**, v.23, p.1886-1894, 2009.

WONG, D.W.S.; CAMIRANT, W.M.; PAVLATH, A.E. Structures and functionalities of milk proteins. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v. 36, n. 8, p. 807-844, 1996.

WU, Y.J.; ATALLAH, M.T.; HULTIN, H.O. The proteins of washed, minced fish muscle have significant solubility in water. **Journal of Food Biochemistry**, v.15, p.209-218, 1991.

WU, X.; NISHINARI, K.; GAO, Z.; ZHAO, M.; ZHANGA; K.; FANGA Y.; PHILLIPS, G. O.; JIANG, F. Gelation of β -lactoglobulin and its fibrils in the presence of transglutaminase. **Food Hydrocolloids**, v. 52, p. 942–951, 2016.

XIA, X.; KONG, B.; XIONG, Y.; REN, Y. Decreased gelling and emulsifying properties of myofibrillar protein from repeatedly frozen-thawed porcine longissimus muscle are due to protein denaturation and susceptibility to aggregation. **Meat Science**, v. 85, p. 481-486, 2010.

XIONG, Y. L.; AGYARE K. K.; ADDO K. Hydrolyzed wheat gluten suppresses transglutaminase-mediated gelation but improves emulsification of pork myofibrillar protein. **Meat Science**, v. 80, p.535–544, 2008.

XIONG, Y. L. Chemical and physical characteristics of meat Protein Functionality. In: JENSEN, W. K. (Ed.). **Encyclopedia of Meat Sciences**. Oxford: Elsevier, 2004. p.218-225. ISBN 978-0-12-464970-5.

XIONG, D.C.; NOEL, W.G.; Textural and sensory properties of low-fat beef sausages with added water and polysaccharides as affected by pH and salt. **Journal of Food Science**, v. 64, p. 550-554, 1999.

XIONG, Y. L. Structure-Function Relationships of Muscle Proteins. In: DAMODARAN, S; **Food Proteins and Their Applications Food Science and Technology**. França: CRC Press, 1997. cap. 12, p.341-393.

XIONG, Y.L. A comparison of the rheological characteristics of different fraction of chicken myofibrillar proteins. **Journal of Food Biochemistry**, Westport, v. 16, p. 217–227. 1993.

YONGSAWATDIGUL, J.; HEMUNG, B. Structural changes and functional properties of threadfin bream sarcoplasmic proteins subjected to pH-shifting treatments and lyophilization. **Journal Food Science**, v.75, p. 251-257, 2010.

YONGSAWATDIGUL, J.; PIYADHAMMAVIBOON, P. Gel enhancing effect and protein cross-linking ability of tilapia sarcoplasmic proteins. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 87, p. 2810–2816, 2007.

YONGSAWATDIGUL, J.; WORRATAO, A.; PARK, J. W. Effect of endogenous transglutaminase on threadfin bream surimi gelation. **Journal of Food Science**, v.67, p. 3258–3263, 2002.

ZADOW, J. G. Utilization of milk components: Whey. In: CHAPMAN & HALL (Ed.). **Modern dairy technology, advances in milk processing**, v. 1, n. 2, p. 313-373, 1996.

ZHAO Y.Y., WANGP., ZOUY.F., LIK., KANGZ.L., XUX.L., ZHOUG.H. Effect of pre-emulsification of plant lipid treated by pulsed ultrasound on the functional properties of chicken breast myofibrillar protein composite gel. **Food Research International**, v. 58, p. 98–104, 2014.

ZHOU, F.; ZHAO, M.; SU, G.; CUI, C.; SUN, W. Gelation of salted myofibrillar protein under malondialdehyde-induced oxidative stress. **Food Hydrocolloids**, v. 40, p. 153-162, 2014.

ZIEGLER, F. F.; SGARBIERI, V. C. Caracterização químico-nutricional de um isolado proteico de soro de leite, um hidrolisado de colágeno bovino e misturas dos dois produtos. **Revista de Nutrição**, v. 22, n.1, p.61-70, 2009.

APÊNDICE

Tabela 1A – Resumo da análise de variância da análise de solubilidade de concentrados proteicos das estromais e sarcoplasmáticas, em função do pH.

Fonte de Variação	de g.l	Estromais		Sarcoplasmáticas	
		QM	P > F	QM	P > F
Ph	6	3918,4942	<0,0001	196,4564	0,0109
Resíduo	7	16,1497		28,1897	

g.l: grau de liberdade. QM: quadrado médio.

Tabela 2A – Resumo da análise de variância da análise de solubilidade de concentrados proteicos das miofibrilares em diferentes meios (aquoso, NaCl 0,6 mol L⁻¹ e NaCl 1,1 mol L⁻¹) em função do pH.

Fonte de Variação	de g.l	QM	P > F
Meio	2	5662,0929	<0,0001
pH	6	1503,1393	<0,0001
Meio*pH	12	1338,1567	<0,0001
Resíduo	21	6,9624	

Tabela 3A – Resumo da análise de variância da análise do índice de cremeação da estabilidade de emulsão de concentrados proteicos das estromais e das sarcoplasmáticas, em diferentes valores de pH.

Fonte de Variação	de g.l	QM	P > F
Proteína	1	2,5668	0,1466
pH	2	1,9508	0,2022
Proteína*pH	2	6,8792	0,0237
Resíduo	6	0,9240	

Tabela 4A – Resumo da análise de variância da análise do índice de cremeação da estabilidade de emulsão de concentrados proteicos de miofibrilares em duas concentração de NaCl (0,6 e 1,1 mol L⁻¹), em diferentes valores de pH.

Fonte de Variação	g.l	QM	P > F
[NaCl]	1	20,1243	0,0026
pH	2	1,6428	0,2160
[NaCl]*pH	2	2,8749	0,0983
Resíduo	6	0,8214	

Tabela 5A – Resumo da análise de variância da análise do índice de cremeação da estabilidade de emulsão de concentrados proteicos de Miofibrilares em meio aquoso em diferentes valores de pH

Fonte de Variação	g.l	QM	P > F
pH	2	186,6189	0,0018
Resíduo	3	1,8481	

Tabela 6A – Resumo da análise de variância da análise do índice de cremeação da estabilidade de emulsão de concentrados proteicos de estromais, sarcoplasmáticas e misturas de proteínas cárneas em ph 4.

Fonte de Variação	g.l	QM	P > F
Proteínas	2	2,4642	<.0001
Resíduo	3		

Tabela 6A – Resumo da análise de variância da análise instrumental de textura, para cada variável, de géis formados por proteínas de origem animal e suas misturas.

Fonte de variação	g.l	Dureza		Adesividade		Elasticidade	
		QM	P > F	QM	P > F	QM	P > F
Géis	3	23150,4919	<0,0001	924,8697	0,0003	0,0457	0,0599
Resíduo	8	168,2241		42,8091		0,0121	

Continuação.

Mastigabilidade		Gomosidade		Coesividade		Resiliência	
QM	P > F	QM	P > F	QM	P > F	QM	P > F
4149,7266	0,0637	7520,8145	0,0003	0,0166	2,54	0,0085	0,0424
1138,5312		333,6300		0,0065		0,0019	

Tabela 7A – Resumo da análise de variância da análise do teste de relaxamento de tensão, para modelo de Peleg e Normand, de géis formados por proteínas de origem animal e suas misturas.

Fonte de variação	g.l	Gel de miofibrilar		Gel de CPS	
		QM	P > F	QM	P > F
Coefficientes	2	178867	<0,0001	79328,4	<0,0001
Resíduo	30	413,6		156,8	

Continuação.

Gel de miofibrilar +CPS		Gel de miofibrilar +sarcoplasmática+estromais	
QM	P > F	QM	P > F
83947,5	<0,0001	709195	<0,0001
187,1		2435,5	

Tabela 8A – Resumo da análise de variância da análise do teste de relaxamento de tensão, para modelo de Maxwell, de géis formados por proteínas de origem animal e suas misturas.

Fonte de variação	g.l	Gel de miofibrilar		Gel de CPS	
		QM	P > F	QM	P > F
Coefficientes	4	361194	<0,0001	120110	<0,0001
Resíduo	30	121.1		29,8908	

Continuação

Gel de miofibrilar +CPS		Gel de miofibrilar +sarcoplasmática+estromais	
QM	P > F	QM	P > F
101977	<0,0001	908803	<0,0001
55.5019		178.3	

ANEXO

Arla Foods Ingredients
Product information



Lacprodan® 80 AFISA

Description

Lacprodan® 80 is a whey protein concentrate (WPC) produced from whey by ultrafiltration and spray drying. Lacprodan® 80 is available from Argentina based on SAM-whey.

Properties

- › High nutritive value
- › High solubility in the pH range 2-10
- › High solubility at salt concentration below 20%
- › Low viscosity
- › Good emulsifying ability

Chemical specifications

Protein (Nx6.38) as is	76-80 %
Protein (Nx6.38) d.m.	80-84 %
Lactose	max. 9 %
Fat	max. 10 %
Ash	max. 3.5 %
Moisture	max. 6 %

Nutritional data

Energy	1714 kJ/ 408 kcal
--------	-------------------

Physical specifications

pH (10% solution)	6.1-6.8
Scorched particles	disc A
Bulk density	level 0.45 g/cm ³
Solubility index	max. 0.3 ml
Colour	white to cream
Flavour/odour	bland
Heavy metals	max. 30 ppm

Microbiological specifications

Total plate count	max. 30,000/g
Enterobacteriaceae	max. 50/g
Staphylococcus aureus coagulase +	absent in 1 g
Yeast/Mould	max. 100/g
Salmonella	absent in 125 g

PI Lacprodan® 80 AFISA 24-03-14 2523

All rights to the information contained herein belong to Arla Foods Ingredients Group (A). The information is confidential and may not be disclosed to third parties or exploited by users without prior written consent. Statements contained herein do not constitute permission to infringe any patent or license rights. The information contained herein is reliable to the best of our knowledge. The details given are intended only as a source of information. Users should evaluate the products to determine their suitability for the user's own specific purposes and compliance with relevant food legislation. No warranties, expressed or implied, are made.

www.arlafoodsingredients.com