



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
DEPARTAMENTO DE CIÊNCIAS DOMÉSTICAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA E TECNOLOGIA DE
ALIMENTOS



**APLICAÇÃO DE FILMES DE QUITOSANA ADITIVADOS COM EXTRATO DE
RESÍDUO AGROINDUSTRIAL DE ACEROLA EM SOBRECOXA DE FRANGO**

MAKARENNA DEL CARMEN CHAVES PORTUGAL ZEGARRA

Recife/PE
2017

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
DEPARTAMENTO DE CIÊNCIAS DOMÉSTICAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA E TECNOLOGIA DE
ALIMENTOS

MAKARENNA DEL CARMEN CHAVES PORTUGAL ZEGARRA

**APLICAÇÃO DE FILMES DE QUITOSANA ADITIVADOS COM EXTRATO DE
RESÍDUO AGROINDUSTRIAL DE ACEROLA EM SOBRECOXA DE FRANGO**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-
Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos,
da Universidade Federal Rural de Pernambuco,
como requisito para obtenção do Grau de Mestre
em Ciência e Tecnologia de Alimentos

ORIENTADORA: Andrelina Maria Pinheiro Santos

CO-ORIENTADORAS: Argélia Maria Araújo Dias Silva
Enayde de Almeida Melo

Recife/PE
2017

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
DEPARTAMENTO DE CIÊNCIAS DOMÉSTICAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA E TECNOLOGIA DE
ALIMENTOS

**APLICAÇÃO DE FILMES DE QUITOSANA ADITIVADOS COM EXTRATO DE
RESÍDUO AGROINDUSTRIAL DE ACEROLA EM SOBRECOXA DE FRANGO**

Por Makarena del Carmen Chaves Portugal Zegarra

Esta dissertação foi julgada para obtenção do título de Mestre em Ciência e Tecnologia de Alimentos e aprovada em 22/02/2017 pelo Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimento em sua forma final.

Banca Examinadora:

Dra. Cristiana Maria Pedroso Yoshida
Universidade Federal de São Paulo

Dra. Samara Alvachian Cardoso Andrade
Universidade Federal de Pernambuco

Dr. Wilson Moreira Dutra Junior
Universidade Federal Rural de Pernambuco

Dedico este trabalho a Hugo e a Fátima Portugal, meus pais, heróis e amigos que me apoiaram e me ajudaram ao longo deste trabalhoso capítulo da minha história; e a Lucas Araújo, meu companheiro, minha inspiração e amor da minha vida. Amo vocês!

AGRADECIMENTOS

Esse trabalho foi uma conquista muito grande para minha vida profissional. Entretanto, não foi nada fácil! Demandou muito trabalho, esforço e dedicação. E durante esse tempo de 24 meses, pude contar com o auxílio de algumas pessoas que me ajudaram a concluir essa dissertação.

Primeiramente, gostaria de agradecer a meus pais! Hugo Portugal e Fátima Portugal, muitíssimo obrigada! Eu sei que não teria conseguido sem vocês, de jeito nenhum! Principalmente no começo desse mestrado, um período difícil para mim, ter o apoio e o amor de vocês me fez seguir em frente. Em especial, gostaria de agradecer pela sempre disponibilidade de vocês para qualquer ajuda que eu precisasse, principalmente para pegar minhas amostras e para me esperar até tão tarde na UFRPE. Ninguém me ajudou da maneira que vocês fizeram e de forma tão altruísta! Tenho os melhores pais do mundo.

Agradeço também à toda minha família, e em especial meu grande irmão Gre e minha avó Juracy pelo constante incentivo e apoio!

Lucas, obrigada! Durante esses dois anos de mestrado, você nunca deixou de me apoiar e de me dar suporte. Ouviu-me todas as vezes que eu precisei, me incentivou, me acalmou e me mostrou que eu sempre posso ser melhor do que eu acredito. Você é uma parte fundamental desse mestrado, meu amigo, meu namorado, meu amor e principalmente a minha inspiração!

Agradeço aos meus amigos mais antigos, que sempre torceram e vibraram com as minhas vitórias.

Jaqueline, obrigada por ter me ajudado nas determinações que eu não conhecia e por sempre ter bom humor e paciência comigo.

Agradeço também às minhas orientadoras, Lia, Argélia e Enayde. Obrigada pela paciência, confiança e estímulo, ao longo dessa árdua jornada. Foram momentos difíceis mas no final, deu tudo tão certo.

À professora Edileide, o meu muito obrigada pela pronta disponibilidade, ajuda e pela paciência de me ensinar a parte microbiológica desse trabalho em tão pouco tempo. Gostaria de agradecer à Amanda Mesquita, que também me auxiliou nessa etapa.

RESUMO

Nos últimos anos houve um grande avanço na tecnologia de embalagens com o intuito de maximizar a proteção que estas conferem ao alimento e minimizar o impacto ambiental que o descarte destas ocasionam ao planeta. Assim, embalagens ecologicamente corretas foram constantemente aperfeiçoadas e ganharam destaque entre as indústrias, como os biofilmes produzidos a partir da quitosana, um polissacarídeo natural que apresenta boa estrutura para a preparação de filmes para aplicação em alimentos por ser um material com características atóxicas, biodegradáveis e propriedades antifúngicas e antimicrobianas inerentes. O objetivo deste estudo foi o desenvolvimento e aplicação de biofilmes ativos a partir de quitosana, incorporando compostos ativos antioxidantes obtidos do resíduo agroindustrial de acerola. Para isto, um extrato de acerola foi produzido a partir do resíduo da acerola descartado por indústrias de polpas, conferindo-lhes novo propósito. Foram desenvolvidos biofilmes de quitosana (1% m/v) incorporados com três diferentes concentrações de extrato: 0,0% (G1); 1,0% (G2) e 2,5% (G3) de resíduo agroindustrial de acerola, com o propósito de conferir características antioxidantes. Os biofilmes produzidos foram utilizados para embalar pedaços de sobrecoxa de frango desossada e junto com um grupo controle (sem biofilme/GC), armazenados à temperatura de refrigeração ($4\pm 1^{\circ}\text{C}$). Em intervalos de tempo pré-determinado, em uma primeira etapa, o frango foi avaliado quanto a oxidação lipídica (TBARS), pH e temperatura. A partir dos resultados de TBARS e pH obtidos, observou-se que os biofilmes de quitosana pura (G1) e incorporado com 1% de extrato (G2) foram os que obtiveram melhor desempenho. Análises secundárias foram conduzidas com os biofilmes G1, G2 e o grupo controle (GC), sendo estes novamente aplicados em frango e avaliados quanto ao pH, temperatura, TBARS, parâmetro de cor, capacidade de retenção de água (CRA), análise de perfil de textura (TPA) e análise microbiológica. Todos os filmes foram avaliados ainda quanto à capacidade de sequestro de radical DPPH, teor e retenção de fenólicos, onde foi possível comprovar sua atividade antioxidante. O biofilme que apresentou os melhores resultados foi o G2 (1% de extrato), que mesmo após 20 dias de armazenamento ($4\pm 1^{\circ}\text{C}$) conservou a amostra com valores baixos de TBARS ($0,385 \text{ mgMDA.kg}^{-1}$), pH de 6,25 e temperatura de $10,33^{\circ}\text{C}$, alta CRA (86,5%), textura firme e manutenção da qualidade microbiológica, sendo eficiente em retardar a oxidação lipídica e manter por mais tempo a qualidade do produto.

Palavras-chave: Biofilme de quitosana, Aditivo natural, Antioxidante, Carne de sobrecoxa de frango, Acerola.

ABSTRACT

In last years, a great progress in packaging technology has been made trying to maximize the protection that it provides to food and minimize the environmental impact of its disposal on the planet. In this scenario, environmentally packaging friendly has been constantly improving and gaining prominence among industries, such biofilms produced from chitosan, a natural polysaccharide that could form coatings for food application, since it is a non-toxic, biodegradable material with antifungal and antimicrobial properties. The objective of this study was the development and application of active biofilms from chitosan, incorporating active antioxidant compounds obtained from the acerola agroindustrial residue. For this, an extract of acerola was produced from the residue of acerola discarded by pulp industries, giving them new purpose. Biofilms of chitosan (1% w/v) with three different extract concentrations were developed: 0,0% (G1); 1,0% (G2) and 2.5% (G3) of acerola agroindustrial residue, added to the biofilm in order to provide antioxidant characteristics. The produced biofilms were used to pack pieces of boneless poultry and together with a control group (without biofilm/GC), stored at refrigeration temperature ($4\pm 1^{\circ}\text{C}$). At pre-determined time intervals, in a first step, the chicken meat was evaluated for lipid oxidation (TBARS), pH and temperature. From the results of TBARS and pH obtained, it was observed that the biofilms of pure chitosan (G1) and incorporated with 1% of extract (G2) achieved better performance. Secondary analyzes were conducted with biofilms G1, G2 and a control group (GC), which were again applied in chicken and evaluated for pH, temperature, TBARS, color, water-holding capacity (WHA), texture profile analysis (TPA) and microbiological analysis. Also, all films were evaluated for DPPH radical sequestration capacity, phenolic content and retention, where it was possible to prove their antioxidant activity. The biofilm that presented the best results was G2 (1% of extract), which even after 20 days of storage ($4\pm 1^{\circ}\text{C}$) preserved the sample with low values TBARS ($0,385 \text{ mgMDA.kg}^{-1}$), pH of 6,25, temperature of $10,33^{\circ}\text{C}$, high WHA (86.5%), firm texture and maintenance of the microbiological quality, being efficient in retarding the lipid oxidation and maintaining the quality of the product for longer.

Keywords: Chitosan biofilm, Natural additives, Antioxidant, Thigh poultry meat, Acerola.

LISTAS DE FIGURAS

FIGURA 1: Desenho esquemático e foto, respectivamente, de cobertura (A) e filme (B)	19
FIGURA 2: Reação química da desacetilação da quitina	24
FIGURA 3: Esquemas de usos da quitosana na indústria de alimentos.....	36
FIGURA 4: Esquema geral da autoxidação de ácidos graxos insaturados.....	35
FIGURA 5: Estrutura química de um fenol simples	37
FIGURA 6: Formação da procianidina pela polimerização de duas catequinas através da ligação dos carbonos 4 e 8.....	38
FIGURA 7: Estrutura básica e os principais tipos de flavonoides	41
FIGURA 8: Mecanismo de ação dos antioxidantes primários	41

LISTA DE TABELAS

TABELA 1: Exemplos de revestimentos comestíveis à base de polímeros biodegradáveis aditivados com compostos naturais	21
TABELA 2: Exemplos de plastificantes utilizados na formulação de revestimentos comestíveis à base de polímeros biodegradáveis aditivados com compostos naturais	23
TABELA 3: Principais fatores que influenciam a atividade antimicrobiana da quitosana	30

ARTIGO 1

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1: Diagrama representando os grupos de análise utilizados no experimento	71
FIGURA 2: Fluxograma do preparo das amostras de sobrecoxa de frango desossada para as análises da etapa 1 do experimento	72
FIGURA 3: Fluxograma do preparo das amostras de sobrecoxa de frango desossada para as análises da etapa 2 do experimento.....	73
FIGURA 4: A) Filme de quitosana com 0% de extrato, B) Filme de quitosana com 1% de extrato, C) Filme de quitosana com 2,5% de extrato (v/m).....	78
FIGURA 5: Atividade de sequestro dos radicais livres dos filmes de quitosana incorporado com diferentes concentrações de extrato.....	82

FIGURA 6: Amostra de sobrecoxa de frango sendo embalada em filme de quitosana, seguido da embalagem em sacolas de polipropileno.....	84
FIGURA 7: Amostra do grupo controle (GC) no 12º dia de armazenamento, embalada (A) e depois de ser retirada da embalagem (B), apresentando características de deterioração .	85
FIGURA 8: Amostra do grupo G1 (biofilme de quitosana sem adição de extrato) no 16º dia de armazenamento, embalada (A) e depois de ser retirada da embalagem (B).....	86
FIGURA 9: Amostra do grupo G2 (biofilme de quitosana com 1% de extrato) no 18º dia de armazenamento, embalada (A) e depois de ser retirada da embalagem (B).....	87
FIGURA 10: Amostra do grupo G3 (biofilme de quitosana com 2,5% de extrato) no 16º dia de armazenamento, embalada (A) e depois de ser retirada da embalagem (B).....	88
FIGURA 11: Comparação visual entre as amostras do grupo GC (A) no 15º dia de armazenamento e as amostras dos grupos G1 (B) e G2 (C) no 20º dia de armazenamento	91
FIGURA 12: Cinética do pH das amostras de sobrecoxa de frango crua, armazenadas à temperatura de 4°C, durante as primeiras 24 horas após o abate, em intervalos de 0, 2, 4, 6, 8 e 24 horas.....	92
FIGURA 13: Cinética da temperatura das amostras de sobrecoxa de frango crua, armazenadas à temperatura de 4°C, durante as primeiras 24 horas após o abate, em intervalos de 0, 2, 4, 6, 8 e 24 horas	93
FIGURA 14: Valores médio de coesividade (<i>cohesiveness</i>) de sobrecoxa de frango, em diferentes grupos de análise e diferentes tempos de armazenamento, na etapa 2	106
FIGURA 15: Valores médio de elasticidade (<i>springness</i>) de sobrecoxa de frango, em diferentes grupos de análise e diferentes tempos de armazenamento, na etapa 2	107

LISTA DE TABELAS

TABELA 1: Teor de fenólicos totais dos biofilmes de quitosana produzidos com diferentes concentrações de extrato e seu respectivo percentual de retenção.....	79
TABELA 2: Composição físico-química da carne de sobrecoxa utilizada como matéria-prima neste trabalho em comparação com outros resultados encontrados na literatura.....	83
TABELA 3: Resultado da etapa 1 com os valores médios \pm desvio padrão de substâncias reativas ao ácido tiobarbitúrico (TBARS) de sobrecoxa de frango desossada e sem pele em	

diferentes grupos de análise e em diferentes dias de armazenamento. Dados expressos em mg de malonaldeído.kg ⁻¹ de amostra úmida.....	84
TABELA 4: Resultado da etapa 2 com os valores médios ± desvio padrão de substâncias reativas ao ácido tiobarbitúrico (TBARS) de sobrecoxa de frango desossada e sem pele em diferentes grupos de análise e em diferentes dias de armazenamento. Dados expressos em mg de malonaldeído.kg ⁻¹ de amostra úmida.....	89
TABELA 5: Valores de pH para sobrecoxa de frango, em diferentes dias de armazenamento, para os grupos de análise GC, G1, G2 e G3, durante a etapa 1	94
TABELA 6: Valores de temperatura (C°) para sobrecoxa de frango, em diferentes dias de armazenamento, para os grupos de análise GC, G1, G2 e G3, durante a etapa 1	95
TABELA 7: Valores de pH para sobrecoxa de frango, em diferentes dias de armazenamento, para os grupos de análise GC, G1 e G2, durante a etapa 2.....	97
TABELA 8: Valores de temperatura (C°) para sobrecoxa de frango, em diferentes dias de armazenamento, para os grupos de análise GC, G1 e G2, durante a etapa 2	97
TABELA 9: Valores médios de L* (luminosidade) das sobrecoxa de frango embaladas em diferentes biofilmes, nos diferentes dias de armazenamento, durante a etapa 2	99
TABELA 10: Valores médios de cor a* das sobrecoxa de frango embaladas em diferentes biofilmes, nos diferentes dias de armazenamento, durante a etapa 2	99
TABELA 11: Valores médios de cor b* das sobrecoxa de frango embaladas em diferentes biofilmes, nos diferentes dias de armazenamento, durante a etapa 2	100
TABELA 12: Porcentagem de capacidade de retenção de água (CRA) de sobrecoxa de frango embalada em diferentes biofilmes de quitosana, em diferentes tempos de armazenamento, durante a etapa 2.....	103
TABELA 13: Valores médios ± desvio padrão de dureza (em g) de sobrecoxa de frango, em diferentes grupos de análise e em diferentes tempos de armazenamento.....	105
TABELA 14: Indicadores microbiológicos das condições higiênico-sanitárias das amostras de sobrecoxa de frango (log ₁₀ UFC/g de amostra).....	109

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	13
2. PROBLEMA DE PESQUISA E HIPÓTESE	15
3. REVISÃO DE LITERATURA	16
3.1. Embalagens ativas	16
3.2. Matrizes biodegradáveis no desenvolvimento de revestimentos e filmes comestíveis para alimentos	17
3.3. Uso de plastificantes	22
3.4. Quitosana	24
3.4.1. Filmes à base de quitosana	26
3.4.2. Propriedades antimicrobianas da quitosana	28
3.4.3. Propriedades antioxidantes da quitosana	31
3.5. Resíduos agroindustriais como aditivos antioxidantes	33
3.6. Oxidação lipídica	36
3.7. Compostos fenólicos	37
3.8. Acerola	42
3.9. Carne de frango e o uso do pH na detecção de defeitos PSE e DFD	43
4. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	45
ARTIGO 1	63
RESUMO	64
ABSTRACT	65
1. INTRODUÇÃO	66
2. MATERIAIS E MÉTODOS	68
2.1. Materiais	68
2.2. Produção da farinha do resíduo agroindustrial de acerola	68
2.3. Obtenção do extrato hidroetanólico do resíduo agroindustrial da acerola	69
2.4. Preparação dos biofilmes	69
2.5. Extração dos compostos presentes nos filmes	69
2.6. Determinação de fenólicos totais do extrato de acerola e dos compostos extraídos dos biofilmes	70
2.7. Capacidade de retenção de fenólicos dos filmes de quitosana	70
2.8. Determinação da atividade antioxidante	70
2.9. Composição físico-química da carne de sobrecoxa de frango	71
2.10. Preparação das amostras de sobrecoxa de frango desossada	71
2.11. Determinação da oxidação lipídica pela determinação de substâncias reativas ao ácido tiobarbitúrico (TBARS)	74
2.12. Determinação do pH e temperatura	75

2.13. Parâmetros de Cor	76
2.14. Capacidade de retenção de água (CRA)	76
2.15. Análise de perfil de textura.....	76
2.16. Análise microbiológica.....	77
2.17. Estatística.....	78
3. RESULTADOS E DISCUSSÕES	78
3.1. Características e aspectos visuais dos filmes de quitosana de acordo com o percentual de extrato hidroetanólico incorporado	78
3.2. Obtenção do extrato hidroetanólico do resíduo agroindustrial da acerola e quantificação do teor de fenólicos	79
3.3. Teor de fenólicos e capacidade de retenção de fenólicos dos filmes de quitosana ..	80
3.4. Atividade antioxidante dos filmes de quitosana	82
3.5. Composição físico-química da carne de sobrecoxa de frango	84
3.6. Determinação da oxidação lipídica pela determinação de substâncias reativas ao ácido tiobarbitúrico (TBARS)	85
3.7. Determinação do pH e temperatura	92
3.8. Parâmetros de cor	99
3.9. Capacidade de retenção de água (CRA)	103
3.10. Análise de perfil de textura.....	105
3.11. Análise microbiológica.....	109
4. CONCLUSÃO.....	113
5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	114

1. INTRODUÇÃO

Biofilmes comestíveis podem ser considerados como embalagens ativas. Embalagens ativas são aquelas que interagem de maneira intencional com o alimento, prolongando sua vida de prateleira e conferindo características sensoriais e/ou nutricionais desejáveis (ALMEIDA *et al.*, 2013). Estes biofilmes, obtidos a partir de matrizes biodegradáveis, vem sendo amplamente empregados (DANTAS *et al.*, 2015) devido aos problemas de saúde e ambientais associados aos polímeros sintéticos utilizados nas embalagens tradicionais (BINSI; RAVISHANKAR; GOPAL, 2016), possuindo a vantagem de serem materiais de fontes renováveis (LA MANTIA; MORREALE, 2011).

Dentre as matérias-primas utilizadas para a confecção de filmes comestíveis tem-se a quitosana (JIANGNEETOO; CHEN, 2011), um polímero natural obtido a partir da desacetilação da quitina em meio alcalino (ELSABEE; ABDU, 2013). A quitosana apresenta potencial para aplicações em tecnologia de alimentos, devido à sua biocompatibilidade, não toxicidade, propriedades antimicrobianas e antifúngicas, que são úteis contra grupos de microrganismos patogênicos e deteriorantes (TAN *et al.*, 2015), sendo atualmente um dos materiais mais utilizados e com maiores perspectivas na área de embalagens ativas (AIDER, 2010; WANG *et al.*, 2015). O filme produzido a partir da quitosana permite a incorporação de vários aditivos, oferecendo um sistema muito promissor para a melhoria da qualidade de alimentos e preservação durante o armazenamento (EL-ELERYAN, 2015; ALBERTOS *et al.*, 2015; SIMONAITIENE *et al.*, 2015; YANG *et al.*, 2014; ABUGOCH *et al.*, 2016).

Assim, nos últimos anos o consumidor tem aumentado a demanda por alimentos seguros, os aditivos sintéticos estão sendo evitados devido aos seus efeitos potencialmente tóxicos (SILVA-WEISS *et al.*, 2013). Compostos naturais extraídos de plantas estão sendo incorporados em alimentos como alternativas para conservantes químicos e aditivos sintéticos (MORADI *et al.*, 2012), produzindo produtos alimentares seguros do ponto de vista microbiológico (SILVA-WEISS *et al.*, 2013). Dentre uma série de aditivos naturais existentes, destacam-se os compostos bioativos com função antioxidante, que atuam neutralizando reações de oxidação no alimento (LUPO *et al.*, 2014).

As reações oxidativas dos lipídios são alterações prejudiciais que ocorrem no alimento, causando sua deterioração e diminuição da qualidade por meio do surgimento de odores, textura e sabores desagradáveis, mudanças de cor e perdas nutricionais, promovendo uma redução significativa na vida de prateleira do produto e, finalmente, ao seu descarte

(TIAN; DECKER; GODDARD, 2013). A oxidação lipídica é uma das principais causas da deterioração e rejeição de alimentos, além de promover a formação de aldeídos tóxicos que podem favorecer a ocorrência de câncer (GÓMEZ-ESTACA *et al.*, 2010; EMBUSCADO, 2015; BABBAR *et al.*, 2011).

Diversos alimentos são suscetíveis à deterioração pelo mecanismo da oxidação lipídica (IGLESIAS *et al.*, 2012; BABBAR *et al.*, 2011), tais como carne suína (BONILLA *et al.*, 2014; KARWOWSKA; DOLATOWSKI, 2014), peito de frango (NKUKWANA *et al.*, 2014), carne bovina (CARDENIA *et al.*, 2015) e derivados (HUGO; HUGO, 2015), carne de cordeiro (PONNAMPALAM *et al.*, 2016) e sardinha (GÓMEZ-ESTACA *et al.*, 2010). Por essa razão, existe o interesse em desenvolver materiais de proteção que retardem ou inibam o mecanismo de oxidação como uma alternativa para a preservação do alimento (REALINI; MARCOS, 2014).

Embalagens ativas com propriedades antioxidantes são desenvolvidas para interagir de forma desejável com o alimento, agregar valores nutricionais, melhorar a sua segurança, alterar as condições de armazenamento (LI *et al.*, 2014; SOUZA *et al.*, 2011) e retardar a oxidação lipídica dos produtos embalados (LÓPEZ-DE-DICASTILLO *et al.*, 2012). Muitos fitoquímicos com ação antioxidante, especialmente os compostos fenólicos, foram isolados a partir de extratos de diferentes partes de plantas (SILVA *et al.*, 2014). Estudos que caracterizaram a acerola demonstraram que a fruta apresenta quantidades significativas de metabólitos secundários úteis no controle da oxidação lipídica, como os fenólicos (SOUZA *et al.*, 2011). Estes componentes biologicamente ativos fornecem proteção antioxidante por causa de sua capacidade de sequestrar radicais livres (SOUZA *et al.*, 2011). Além disso, a acerola também possui quantidades significativas de fibras que podem contribuir para reforço mecânico e térmico do biofilme, melhorando a barreira à água (SANCHEZ-GARCIA *et al.*, 2008).

Com o intuito de contribuir com um menor impacto ambiental e com a preservação da saúde humana, este estudo tem por objetivo o desenvolvimento e aplicação de biofilmes ativos a partir de quitosana, incorporando compostos ativos antioxidantes obtidos do resíduo agroindustrial de acerola. Os biofilmes ativos foram aplicados em pedaços de sobrecoxa de frango desossada e tiveram sua eficácia avaliada quanto a capacidade de desacelerar a oxidação lipídica documentada. Os filmes ainda foram caracterizados quanto à capacidade de sequestro de radical DPPH e teor de fenólicos.

2. PROBLEMA DE PESQUISA E HIPÓTESE

Uma das principais causas da deterioração de alimentos de origem animal é a oxidação lipídica. Esta acontece naturalmente e é desencadeada e/ou acelerada por uma série de fatores extrínsecos e intrínsecos ao alimento, como a presença do oxigênio, luz, temperatura de conservação, atividade de água e conteúdo lipídico. A oxidação lipídica no alimento gera mudanças nutricionais e sensoriais indesejáveis que acabam ocasionando a perda do mesmo. Dessa forma, a ocorrência da oxidação lipídica se constitui como prejuízo tanto para o consumidor quanto para as indústrias de alimentos, e por isso é uma reação que precisa ser evitada.

Com o objetivo de retardar esse processo, muitas indústrias começaram a utilizar aditivos antioxidantes de origem artificial ou sintéticos como o butilhidroxitolueno (BHT) e o butilhidroxianisol (BHA). Entretanto, atualmente tais compostos têm seu uso restringido por conta de desencadarem no ser humano possíveis efeitos cancerígenos. Sendo assim, cresce o interesse pelo uso de aditivos de origem natural, geralmente extraídos de plantas, frutas ou folhas, que são seguros para o consumo.

Pensando nisso, escolheu-se trabalhar com o resíduo da acerola, um subproduto das indústrias de polpa que geralmente é descartado por não existir, ainda, um propósito para ele. Esse resíduo é rico em fitonutrientes com notada ação antioxidante e por meio da intervenção da ciência é possível transformá-lo em um extrato hidroetanólico que possui essas mesmas características. Esse extrato é incorporado ao biofilme de quitosana, conferindo-lhe ação antioxidante.

A adição do extrato do resíduo de acerola à quitosana proporciona o desenvolvimento de um revestimento comestível funcional que pode ser aplicado na superfície de alimentos. Sendo assim, o problema deste trabalho é saber a real eficácia desta embalagem. Será que este biofilme realmente auxiliará na manutenção da qualidade da carne de sobrecoxa de frango desossada, prolongando a vida útil da carne de sobrecoxa de frango por meio da desaceleração ou inibição das reações de oxidação lipídica?

Com relação à hipótese, espera-se que com a elaboração e aplicação do biofilme ativo de quitosana aditivada com o extrato do resíduo de acerola será possível estender a vida útil da sobrecoxa de frango desossada, retardando a ocorrência da oxidação lipídica e, ainda, mantendo por mais tempo as características de coloração, odor, textura e pH e inerentes do alimento, até que este chegue ao seu destino final, o consumidor.

3. REVISÃO DE LITERATURA

3.1. Embalagens ativas

As embalagens constituem uma importante ferramenta para as indústrias alimentícias. Os processos físicos e químicos, tais como a utilização de alta temperatura, alta pressão, de radiação e de conservantes, são responsáveis pela qualidade dos alimentos e a utilização de embalagens é indispensável para a conservação desses processos (BITENCOURT, 2013).

Tradicionalmente, as funções básicas das primeiras embalagens desenvolvidas são classificadas em quatro propriedades: contenção, proteção, comunicação e conveniência (LEE *et al.*, 2015). Os materiais utilizados nessas embalagens denominadas passivas, são selecionados no sentido de ter a mínima interação com o alimento que acondicionam, constituindo assim barreiras inertes, com função de proteger o produto embalado (FERREIRA, 2012).

Essas embalagens proporcionaram por muito tempo o básico para o desenvolvimento inicial dos sistemas de preservação de alimentos. Entretanto, com o passar dos anos esses métodos se tornaram insuficientes para a indústria de alimentos (LEE *et al.*, 2015). A necessidade por novos desenvolvimentos na área de embalagens tem sido impulsionada principalmente pelo ganho no tempo de vida útil dos produtos, visando diminuir as perdas de alimentos, que hoje, é uma das principais preocupações mundiais (FERREIRA, 2012).

Na última década, diversos estudos têm desenvolvido sistemas de embalagens com o objetivo de interagir intencionalmente com o alimento, planejadas para corrigir deficiências das embalagens passivas, e sendo chamadas de embalagens ativas (MACHADO *et al.*, 2012).

Segundo a regulamentação Europeia 1935/2004/EC e 450/2009/EC, materiais ativos utilizados na confecção dessas embalagens aumentam o tempo de vida útil e mantêm ou melhoram as condições do alimento embalado, podendo absorver ou liberar substâncias do produto embalado para o ambiente ao redor (FERREIRA, 2012).

O mecanismo das embalagens ativas consiste em alterar suas condições internas a fim de aumentar a segurança, melhorar propriedades sensoriais e aumentar o tempo de vida útil do produto embalado (BONILLA; FERNANDEZ, 2012), interagindo de maneira intencional com o alimento (ALMEIDA *et al.*, 2013). As embalagens ativas representam um conceito inovador de embalagens de alimentos, sendo uma tecnologia emergente em que um

aditivo é incorporado ao material de embalagem ou diretamente ao produto alimentício com a finalidade de interagir com o alimento, atuando na liberação ou absorção de substâncias, podendo fornecer e/ou melhorar a funcionalidade, pois passa a conferir diferentes propriedades além da função de proteção (GÓMEZ-ESTACA *et al.*, 2010; LÓPEZ DE DICASTILLO *et al.*, 2013).

Esse sistema de embalagens proporciona grandes benefícios para a indústria de alimentos, pois, por meio dele, pode-se obter um maior controle nas condições de armazenamento e contribuir para a melhoria da qualidade e aumento da vida útil do produto, em relação as embalagens tradicionais (BITENCOURT, 2013).

3.2. Matrizes biodegradáveis no desenvolvimento de revestimentos e filmes comestíveis para alimentos

A qualidade de um produto alimentar depende diretamente da embalagem que o contém e que deverá protegê-lo até alcançar o seu destino final (RIBEIRO *et al.*, 2015).

Entre a grande variedade de materiais atualmente utilizados em embalagens de alimentos, os polímeros são materiais de destaque por causa de sua versatilidade e boa relação custo-benefício. No entanto, a maioria dos polímeros utilizados para a embalagem de alimentos não são de fácil biodegração e representam um problema ambiental cada vez mais grave em todo o mundo (VALDÉS *et al.*, 2014). Embora a estabilidade das embalagens durante o período de vida útil do produto seja uma vantagem, torna-se uma desvantagem quando estas entram na fase de pós-utilização, já que o uso de materiais poliméricos não renováveis (que são geralmente não-biodegradáveis) na sua formulação apresenta elevado impacto ambiental e problemas de produção de resíduos (VALDÉS *et al.*, 2014; JAMSHIDIAN *et al.*, 2010).

Além desse impacto ambiental negativo, atualmente há também um aumento na demanda dos consumidores por alimentos mais próximos do natural que tem forçado empresas e pesquisadores a explorar diferentes maneiras de melhorar sua inserção no mercado e oferecer produtos com melhorias na qualidade, frescura e segurança alimentar (PELLMAN *et al.*, 2013).

Uma das tendências mais difundidas e que atende esses dois problemas simultaneamente consiste no desenvolvimento de biopolímeros ou biofilmes inovadores obtidos a partir de produtos agrícolas e produtos de resíduos de alimentos (VALDÉS *et al.*, 2014). O uso desses materiais em múltiplas aplicações de embalagens para alimentos

constitui-se como uma alternativa no que diz respeito às suas propriedades de formação de película para produzir filmes comestíveis como uma tecnologia que é amiga do ambiente (MELLINAS *et al.*, 2016).

A elaboração de biofilmes envolve a utilização de diversos componentes, cada qual com sua finalidade específica. Essas formulações são compostas por no mínimo um agente formador de filme (macromoléculas), solvente (água, etanol, água/etanol etc.), plastificante (glicerol, sorbitol, etc.) e agente ajustador do pH (ácido acético, NH₄OH, etc), podendo conter ou não aditivos (BERTAN, 2008).

A utilização de produtos de origem natural para o desenvolvimento de uma embalagem biodegradável é de grande interesse para a indústria de alimentos e para a sociedade, visto que se trata de uma embalagem que traz benefícios para o alimento e para o meio ambiente (DANTAS *et al.*, 2015) e que a biodegradabilidade é a característica mais desejada atualmente para embalagens, para todos os tipos de indústria (RIBEIRO *et al.*, 2015).

Diversos estudos têm desenvolvido novos sistemas de embalagens, utilizando matrizes biodegradáveis, acompanhadas ou não de aditivos naturais, geralmente planejadas para corrigir deficiências das embalagens passivas (DANTAS *et al.*, 2015). Essas matrizes biodegradáveis geram enormes possibilidades na obtenção de filmes e revestimentos comestíveis para a produção de embalagens para alimentos (MELLINAS *et al.*, 2016).

Estes polímeros oferecem vantagens adicionais na sua utilização comercial tais como biocompatibilidade, propriedades de barreira à umidade e gases, não toxicidade, características não poluentes, integridade mecânica, baixo custo (SADAKA *et al.*, 2013; SILVA-WEISS *et al.*, 2013) e diminuição da contaminação ambiental (DURANGO; SOARES; ARTEAGA, 2011).

Filmes e coberturas, apesar de muitas vezes serem utilizados como sinônimos possuem algumas diferenças. As coberturas comestíveis (Figura 1A) são suspensões que podem ser aplicadas ao alimento por meio de pulverização, espalhamento ou imersão e que após a secagem, formam uma fina camada sobre a superfície do alimento (CAGRI; USTUNOL; RYSER, 2004), ou seja, são aplicadas e formadas diretamente na superfície do produto (BERTAN, 2008). Os filmes comestíveis (Figura 1B) são obtidos a partir de suspensões filmogênicas aplicadas em superfícies inertes e que depois do processo de secagem podem ser aplicados nas superfícies alimentares. Os filmes podem formar bolsas, envoltórios, cápsulas ou sacos. Uma das principais diferenças entre filmes e coberturas é a espessura (SÁNCHEZ-ORTEGA *et al.*, 2014).

FIGURA 1: Desenho esquemático e foto, respectivamente, de cobertura (A) e filme (B)



Fonte: BERTAN, 2008

Tanto os filmes quanto as coberturas comestíveis podem ser classificados em três categorias de acordo com sua composição: lipídicos; hidrocolóides, que são produzidos a partir de proteínas ou polissacarídeos; e compostos, elaborados a partir de uma mistura entre lipídios e proteínas ou polissacarídeos (DURANGO; SOARES; ARTEAGA, 2011).

Os polissacarídeos e proteínas mais utilizados na produção de filmes e coberturas comestíveis são os derivados da celulose (DHAR *et al.*, 2015; KISONEN *et al.*, 2015; WU *et al.*, 2016), amido (ORTEGA-TORO *et al.*, 2014; KUORWEL *et al.*, 2013, MACHADO *et al.*, 2012) quitosana (ABUGOGH *et al.*, 2015; VELICKOVA *et al.*, 2013; YANG *et al.*, 2014; SIMONAITIENE *et al.*, 2014; VELICKOVA *et al.*, 2015) alginato (SIRVIÖ *et al.*, 2014; YAN *et al.*, 2013), carragena (SHOJAEE-ALIABADI *et al.*, 2014; PAULA *et al.*, 2015), pectina (OTONI *et al.*, 2014; PENHASI; MEIDAN, 2014) e zeína (RIBEIRO *et al.*, 2015; OYMACI; ALTINKAYA, 2016). Geralmente os filmes e coberturas produzidos a partir desses materiais apresentam baixa permeabilidade a oxigênio, dióxido de carbono e lipídios, tendo uma alta permeabilidade a vapores de água (DURANGO; SOARES; ARTEAGA, 2011).

Os filmes e coberturas lipídicas utilizam as ceras de carnaúba (MEHYAR *et al.*, 2012; CHIUMARELLI; HUBINGER, 2014; JO *et al.*, 2014) e de abelha (FAGUNDES *et al.*, 2015; FAGUNDES *et al.*, 2014; VELICKOVA *et al.*, 2015) e ainda os óleos (ABUGOCH *et al.*, 2015, GNIEWOSZ *et al.*, 2013; RIVEROS *et al.*, 2016). Geralmente os filmes e coberturas

produzidos a partir de lipídios apresentam baixa permeabilidade ao vapor de água por conta de sua polaridade (DURANGO; SOARES; ARTEAGA, 2011), mas são opacos e pouco flexíveis (BERTAN, 2008).

Com relação aos filmes e coberturas compostas, estes são os mais estudados atualmente pois combinam as vantagens de cada um dos componentes utilizados, reduzindo assim suas desvantagens (DURANGO; SOARES; ARTEAGA, 2011). São vários os autores que produzem e estudam filmes e coberturas compostas (ALBERTOS *et al.*, 2015; ABUGOCH *et al.*, 2015; WEN *et al.*, 2016; RIVEIROS *et al.*, 2016; MA *et al.*, 2012).

Filmes e coberturas comestíveis também podem agir como veículos para aditivos para prolongar a vida de prateleira de alimentos, mantendo a sua integridade e características (MELLINAS *et al.*, 2016). A utilização de aditivos é importante para as indústrias alimentícias pois estes compostos ativos podem melhorar e manter a qualidade do alimento, fornecer e aperfeiçoar a funcionalidade dos mesmos, e facilitar o seu processamento (BITENCOURT, 2013).

Diferentes compostos naturais têm sido propostos para incorporação em matrizes biopoliméricas para melhorar as funcionalidades da embalagem e a qualidade e segurança do alimento. Essa ação é essencial para reduzir ou até eliminar algumas das principais causas de deterioração de alimentos, como oxidação lipídica, contaminação microbiana e alterações sensoriais e nutricionais (VALDÉS *et al.*, 2014).

A demanda pelo uso de aditivos naturais na formulação de biopolímeros produziu um aumento no número de pesquisas que estudam extratos naturais obtidos de plantas, óleos essenciais ou resíduos agroindustriais (KUORWEL *et al.*, 2013). De um modo geral, a incorporação dos compostos ativos no material da embalagem é um método de conservação seguro e eficiente já que o composto ativo presente na embalagem está em contato constante com a superfície do alimento, possibilitando assim o aumento de sua proteção (BITENCOURT, 2013).

Na Tabela 1 é possível observar grande diversidade de estudos que utilizam polímeros biodegradáveis e aditivos naturais na composição de filmes para alimentos.

TABELA 1: Exemplos de filmes à base de polímeros biodegradáveis aditivados com compostos naturais

Biofilme	Composto ativo	Aplicação	Propriedade	Fonte
Alginato	Óleo essencial de orégano	Peixes	Antimicrobiana	KAZEMI; REZAEI, 2015.
Amido de ervilha + proteínas whey	Cera de carnaúba	Nozes e pinhões	Antioxidante	MEYHAR <i>et al.</i> , 2012.
Amido de mandioca	Extrato de erva-mate	Azeite de dendê	Antioxidante	MACHADO <i>et al.</i> , 2012.
Amido de mandioca	Extrato de erva-mate e polpa de manga	Azeite de dendê	Antioxidante	REIS <i>et al.</i> , 2015
Amido de milho	Óleo essencial de alho e canela	Carne vermelha	Antimicrobiana	RADHA <i>et al.</i> , 2015.
Gelatina	Extrato etanólico de cúrcuma	Noz macadâmia	Antioxidante	BITENCOURT, 2013.
Gelatina	Óleo essencial de alecrim e pimenta-da-Jamaica	Carne bovina refrigerada	Antimicrobiana	CARDOSO, 2011.
Metil-celulose	Óleo essencial de alho e orégano	Fatias de pão	Antimicrobiana	OTONI <i>et al.</i> , 2014.
Metil-celulose	Cera de abelha	Tomate cereja	Antimicrobiana	FAGUNDES <i>et al.</i> , 2014.
Pectina	Óleo essencial de orégano	Tomates	Antioxidante e antimicrobiana	RODRIGUEZ-GARCIA <i>et al.</i> , 2015.
Quitosana	Chá verde	Laranjas	Antimicrobiana	EL-ELERYAN, 2015.
Quitosana	Óleo essencial de cravo	Filet de truta	Antimicrobiana	ALBERTOS <i>et al.</i> , 2015.
Quitosana	Cera de abelha	Morangos	Antimicrobiana	VELICKOVA <i>et al.</i> , 2013.
Quitosana	Óleo essencial de tomilho e manjeriço	Carne suína	Antioxidante	BONILLA <i>et al.</i> , 2014
Quitosana	Óleo essencial de gengibre	Carne de peixe	Antimicrobiana	REMYA <i>et al.</i> , 2016.
Quitosana	Cera de abelha + óleo essencial de limão	Tomates frescos	Antimicrobiana	RAMOS-GARCÍA <i>et al.</i> , 2012.

3.3. Uso de plastificantes

Filmes e coberturas comestíveis biodegradáveis, especialmente de polissacarídeos e proteínas, são estruturas frequentemente frágeis e inflexíveis (VALERO, 2011). A fim de tornar biopolímeros capazes de competir com os polímeros tradicionais que são mais fortes e dúcteis como o polietileno ou polipropileno, há necessidade de se melhorar suas propriedades térmicas, mecânicas e de barreira e de diminuir o custo em relação aos derivados de petróleo (ALMEIDA, 2010). Estratégias utilizando a adição de plastificantes como glicerol, que aumenta a flexibilidade do produto final, têm sido aplicadas para melhorar o desempenho de polímeros biodegradáveis (DIAS, 2013).

Plastificantes podem ser definidos como compostos de baixo peso molecular (entre 300 a 600 Da) não volátil, com alto ponto de fusão, e que são adicionados aos compostos poliméricos formadores de filmes para diminuir a temperatura de transição vítrea, de modo a reduzir a fragilidade, aumentar a flexibilidade e aprimorar a tenacidade dos filmes (VALERO, 2011; CARDOSO, 2011), modificando algumas propriedades físicas e mecânicas do material ao qual são adicionados (SANTOS, 2012)

A utilização de um plastificante na produção de biopolímeros resulta em um aumento do volume livre do sistema, melhorando a flexibilidade e extensibilidade do filme através da redução das forças intermoleculares e do aumento das cadeias poliméricas (SANTOS, 2012), reduzindo a descamação e fissuras do filme ou cobertura e, conseqüentemente, melhorando sua resistência e facilitando o seu processamento (MATET *et al.*, 2015)

Os plastificantes mais usados em sistemas de filmes são os monossacarídeos, dissacarídeos e oligossacarídeos (por exemplo, glicose, frutose-xaropes, sacarose e mel), polióis (por exemplo, glicerol, sorbitol, xilitol, derivados de glicerina, e glicóis de polietileno) ou lipídios e seus derivados (por exemplo, fosfolipídios, ácidos graxos, e surfactantes).

O glicerol é o plastificante preferencialmente usado na elaboração de filmes comestíveis biodegradáveis por apresentar melhora no alongamento, intumescimento e outras propriedades dos filmes (ALBERTOS *et al.*, 2015; SIMONAITIENE *et al.*, 2014; XIAO *et al.*, 2010; SANTANA *et al.*, 2013; MACHADO *et al.*, 2012; DANTAS *et al.*, 2015; RIBEIRO *et al.*, 2015; SÁNCHEZ-ORTEGA *et al.*, 2014; SHOJAEI-ALIBADI *et al.*, 2014; PAULA *et al.*, 2015; OYMACI, ALTINKAYA, 2016; FAGUNDES *et al.*, 2015; CHIUMARELLI, HUBINGER, 2014; ZHANG *et al.*, 2015; VELICKOVA *et al.*, 2013; FAGUNDES *et al.*, 2014; LEÓN, 2015; ALDANA *et al.*, 2015; GALUS, LENART, 2013;

HAFSA *et al.*, 2016; MORADI *et al.*, 2012; RAMOS-GARCÍA *et al.*, 2012; MATET *et al.*, 2015; KUORWEL *et al.*, 2013; SANTOS, 2012).

Desde 1959 o glicerol é reconhecido como uma substância atóxica, tendo seu uso permitido em alimentos e também como um aditivo *generally regarded as safe*, ou GRAS, pela agência *Food and Drug Administration* (FDA) dos Estados Unidos. No Brasil, o seu uso em produtos alimentícios é assegurado pela resolução da Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA) de nº 386, de 5 de agosto de 1999 (CARDOSO, 2011). Entretanto, outros tipos de plastificantes também podem ser utilizados, como relata a Tabela 2.

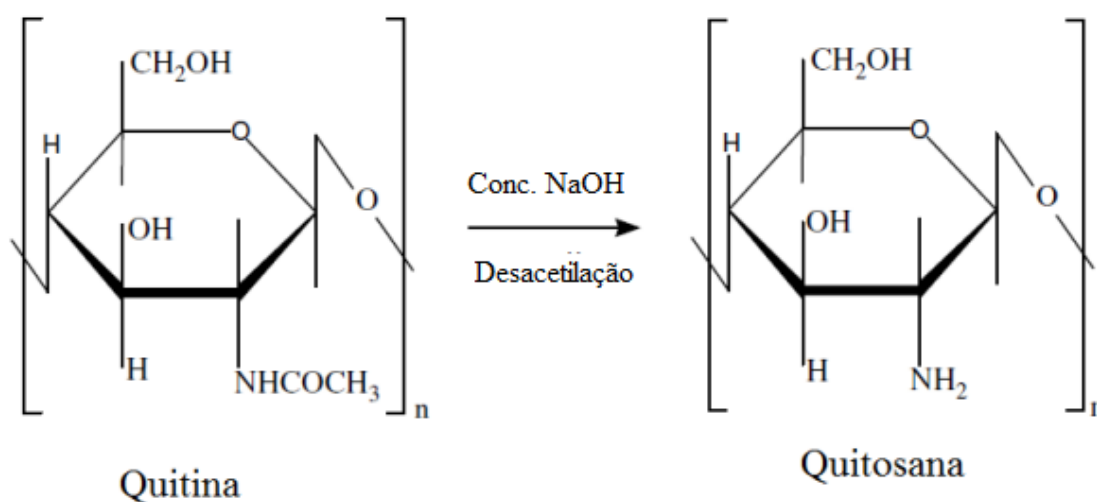
TABELA 2: Exemplos de plastificantes utilizados na formulação de revestimentos comestíveis à base de polímeros biodegradáveis aditivados com compostos naturais

Plastificante	Biofilme	Fonte
Ácido ascórbico	Amido de batata	YOON, 2014
Glicose	Quitosana + amido de batata + amido de mandioca	SANTACRUZ; RIVADENEIRA; CASTRO, 2015.
Pectina	Quitosana	MARTELLI <i>et al.</i> , 2013
Polietilenoglicol	Metilcelulose + óleo essencial de broto de alho e orégano	OTONI <i>et al.</i> , 2014
Purê de mamão <i>papaya</i>	Pectina + emulsão de cinamaldeído	OTONI <i>et al.</i> , 2014
Sacarose	Amido de mandioca	NINDJIN; BEYRER; AMANI, 2015
Sacarose e açúcar invertido	Amido de mandioca	SILVA; PEREIRA; DRUZIAN, 2012
Sorbitol	Amido de palmeira-do- açúcar	SANYANG <i>et al.</i> , 2016
Sorbitol	Goma de <i>Cesalpinia spinosa</i>	ANTONIOU <i>et al.</i> , 2014.
Sorbitol	Gelatina + ácido ferúlico + ácido cafeico	ARAGHI <i>et al.</i> , 2015

3.4. Quitosana

A quitina é um dos polímeros mais abundantes da natureza, encontrado principalmente em ecossistemas marinhos, como em exoesqueletos de camarão e caranguejos. É formada por unidades N-acetil-D-glucosamina em cadeia linear e unidas por ligações β (DUTTA; DUTTA; TRIPATHI, 2004). Assim como a quitina, a quitosana também é um polímero natural linear que pode ser obtido da desacetilação da quitina por hidrólise, utilizando solução de NaOH (ELSABEE; ABDU, 2013) como mostra a Figura 2, ou encontrada na parede celular de alguns organismos do reino fungi (SOARES, 2012).

FIGURA 2: Reação química da desacetilação da quitina



Fonte: LÉON, 2015

A desacetilação da quitina consiste na substituição de grupos acetilas (COCH₃) por grupos aminos livres (-NH₂), originando a quitosana (ZHONG; SONG; LI, 2011). A estrutura química da quitosana consiste em unidades de D-glucosaminas associadas a unidades de N-acetil-D-glucosaminas por ligações glicosídicas do tipo β (1 \rightarrow 4) (ELSABEE; ABDU, 2013).

Na estrutura da quitosana há grupos amina que podem ser protonados em pH menor que seu pK_a, e por este motivo a quitosana é solúvel em soluções ácidas, como ácido acético pH < 6, ácidos inorgânicos diluídos, como o ácido nítrico, clorídrico ou fosfórico, mas não é solúvel em água (ZHONG; SONG; LI, 2011).

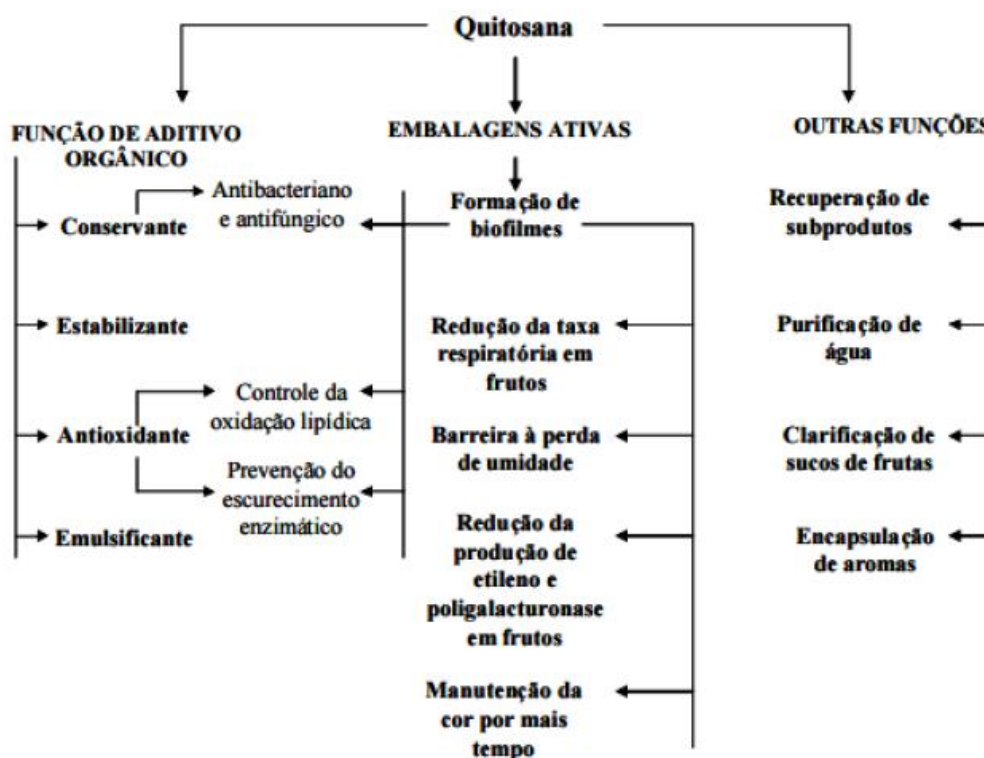
Quando dissolvida em ácido orgânico aquoso, a quitosana forma uma solução viscosa, devido ao seu elevado peso molecular e estrutura linear não-ramificada. Assim, esse polissacarídeo pode ser usado como um agente espessante em ambiente de pH ácido. Em alguns desses ambientes, a proporção entre a concentração de quitosana e do ácido afeta a viscosidade da solução (NGUYEN, 2012).

A classificação do biopolímero em quitina ou quitosana depende exclusivamente do grau médio de acetilação (GA). O biopolímero é denominado quitosana para concentração de N-acetil-D-glucosamina menor que 50% (KHOR; LIM, 2003). É importante caracterizar a quitosana obtida quanto ao grau de desacetilação e massa molar, já que estes são os determinantes principais das suas propriedades funcionais como a viscosidade, a porosidade de suas membranas e as propriedades mecânicas (PEDRO *et al.*, 2009).

A quitosana tem grande importância por conta de suas propriedades antimicrobianas, em conjunto com a sua cationicidade e propriedades de formação de película (ELSABEE; ABDU, 2013). A quitosana pode ser usada em diversas áreas, como indústria de alimentos, tratamento de águas residuais por meio de quelação, cosméticos e aplicações biomédicas (MATET *et al.*, 2015). O grupo amino desacetilado presente na quitosana possibilita maior reatividade em relação à quitina despertando interesse para aplicações médicas e farmacêuticas. A quitosana é considerada um biomaterial pois apresenta biocompatibilidade com células humanas e a metabolização por certas enzimas, juntamente com a sua capacidade adsorptiva e efeito regenerativo no tecido conjuntivo (NASCIMENTO, 2013). Além disso, a quitosana é um excelente material de formação de filme pois apresenta permeabilidade seletiva a gases (CO² e O²), boas propriedades mecânicas (PINHO, 2011), ação antifúngica, antibacteriana e atividade antimicrobiana (MATET *et al.*, 2015). Todavia, os filmes de quitosana são bastante frágeis e precisam de plastificantes, tanto para diminuir as forças de fricção nas cadeias do polímero, quanto para melhorar as propriedades mecânicas do filme (LÉON, 2015).

A quitosana tem um grande potencial para aplicações em tecnologia de alimentos, devido à sua biocompatibilidade, não toxicidade, biodegradabilidade em curto tempo, excelentes propriedades de barreira e ótima capacidade de formação de filme. Além disso, a quitosana tem propriedades antimicrobianas e antifúngicas inerente, que são úteis contra vários grupos de microrganismos patogênicos e deteriorantes (TAN *et al.*, 2015). A Figura 3 mostra alguns possíveis usos da quitosana na indústria de alimentos.

FIGURA 3: Esquemas de usos da quitosana na indústria de alimentos



Fonte: FAI; STAMFORD; STAMFORD, 2008

3.4.1. Filmes à base de quitosana

Hidrocolóides, como a quitosana, são os biopolímeros mais utilizados para preparar filmes comestíveis e biodegradáveis (AGUIRRE-LORETO *et al.*, 2016). Os filmes de quitosana são geralmente produzidos por evaporação de solvente, ou seja, pela diluição do pó ou flocos de quitosana em uma solução aquosa ácida, seguido pela disposição desta solução em camadas finas, com a posterior evaporação do solvente e formação do filme (MATET *et al.*, 2015).

Os filmes formados a partir deste material polimérico apresentam efetiva barreira ao oxigênio (WANG *et al.*, 2015; MACHADO, 2015), boas propriedades de barreira ao dióxido de carbono (SÁNCHEZ-GONZÁLEZ *et al.*, 2010), boa atividade antimicrobiana (REMYA *et al.*, 2016) e atividade antioxidante (MACHADO, 2015). No entanto, apresentam uma permeabilidade moderada ao vapor de água, principalmente devido ao seu caráter hidrofílico (AGUIRRE-LORETO *et al.*, 2016).

A permeabilidade ao vapor de água (PVA) é uma medida baseada na facilidade do vapor d'água de penetrar e passar através de um material, sendo considerada como uma propriedade importante para os revestimentos utilizados para embalagem de alimentos (BINSI; RAVISHANKAR; GOPAL, 2016). Na maioria dos casos a eficiência da barreira ao vapor de água é uma propriedade desejada para filmes por torna-lo apropriado no retardo da desidratação de produtos frescos (carne, frutas e legumes) e absorção de umidade em produtos secos (pós, massas secas e outros) (MACHADO, 2015).

A quitosana, sendo catiônica em sua natureza, promove uma maior interação entre as moléculas de água, o que aumenta a permeação de vapor de água através do filme. A permeabilidade do vapor de água e a taxa de transmissão de vapor de água dos filmes de quitosana são muito superiores aos valores de polímeros sintéticos comuns relatados na literatura (BINSI; RAVISHANKAR; GOPAL, 2016).

Entretanto, este problema da permeabilidade ao vapor de água da quitosana pode ser solucionado pela adição de aditivos hidrofóbicos tais como ácido graxo, lipídeos e agentes tensoativos, já que a quitosana possui função emulsificante. As moléculas da quitosana são compostas de porções hidrofílicas e hidrofóbicas (MARTINS; CERQUEIRA; VICENTE, 2012), assim, a quitosana atua estabilizando hidrocolóides, promovendo a formação de emulsões e apresenta estabilidade interfacial (PEREDA; AMICA; MARCOVICH, 2012). A matriz polimérica da quitosana pode ser utilizada para a incorporação de vários compostos biologicamente ativos, tais como vitaminas, minerais, medicamentos, proteínas, corantes, óleos essenciais, compostos fenólicos e aditivos naturais (FALGUERA *et al.*, 2011).

Valenzuela, Abugoch e Tapia (2013) tiveram resultados bastante satisfatórios ao incorporar óleo essencial de girassol em filmes feitos à base de quitosana e proteínas de quinoa, melhorando suas propriedades de barreira ao vapor de água devido as características apolares do óleo essencial de girassol. Os resultados demonstraram que a presença desse óleo reduziu em 30% a permeabilidade ao vapor de água dos filmes, quando comparado aos filmes contendo apenas quitosana e quinoa. Os valores inferiores de permeabilidade ao vapor de água obtidos pelos filmes incorporados com óleo essencial de girassol podem ser explicados pela formação de uma rede de lipídios interligadas na matriz do filme, que fornece propriedades hidrofóbicas e, assim, reduz a adsorção de moléculas de água

Binsi, Ravishankar e Gopal (2016) ao utilizar óleo de coco virgem na produção de filmes de quitosana conseguiram melhorias na barreira de vapor destes. A incorporação do óleo de coco reduziu na ordem de 50% a permeabilidade ao vapor de água dos filmes, salientando que o óleo de coco virgem foi adicionado a uma concentração de 1mL/g de

quitosana. A adição deste conseguiu reduzir a disponibilidade de grupos ativos que interagem com moléculas de água. Além disso, os grupos hidrofílicos presentes nos filmes podem ter sido camuflados pelas moléculas hidrofóbicas do óleo, resultando em propriedades hidrofóbicas gerais para o filme.

Revestimentos à base de quitosana já foram utilizados com êxito para estender a vida útil de uma série de alimentos como frutas, legumes e verduras (SIMONAITIENE *et al.*, 2014; EL-ELERYAN, 2015; YANG *et al.*, 2015; XIAO *et al.*, 2010; ABUGOCH *et al.*, 2015) peixes (ALBERTOS *et al.*, 2015; JIANG; NEETOO; CHEN, 2011; GÓMEZ-ESTACA *et al.*, 2010; GÜNLÜ; KOYUN, 2013; MOHAN *et al.*, 2014), carne bovina (CARDOSO *et al.*, 2016; BEVERLYA *et al.*, 2008;) suína (CAO *et al.*, 2013), de aves (BAZARGANI-GILANI; ALIAKBARLU; TAJIK, 2015; PETROU *et al.*, 2012; HIGUERAS *et al.*, 2013), de peru (VASILATOS; SAVVAIDIS, 2013; GUO *et al.*, 2014), embutidos (LEKJING, 2016; SIRIPATRAWAN; NOIPHA, 2012) e hambúrgueres (VARGAS; ALBORS; CHIRALT, 2011).

3.4.2. Propriedades antimicrobianas da quitosana

A quitosana em diversas formas (soluções, filmes e compósitos) tem sido investigada como um agente antimicrobiano contra uma vasta gama de microrganismos-alvo como algas, bactérias, leveduras e fungos em experiências *in vivo* e *in vitro* (TAVARIA *et al.*, 2013). A quitosana é conhecida como sendo extremamente efetiva contra fungos e leveduras (RHOADES; RASTALL, 2003) e apresenta um amplo espectro de atividade e uma elevada taxa de morte contra bactérias Gram-positivas e Gram-negativas, mas uma pequena toxicidade em relação às células de mamíferos (KONG *et al.*, 2010), podendo também suprimir infecção viral (CHIRKOV, 2002).

Para cada microrganismo, a quitosana apresenta um mecanismo de ação. Para leveduras e fungos exerce um efeito antifúngico eficaz pois suprime a esporulação e a germinação de esporos (HERNANDEZ-LAUZARDO *et al.*, 2008). Para as bactérias Gram-positivas, a quitosana impede o transporte de nutrientes para o interior da célula pela impermeabilização da membrana celular. Além disso, a quitosana com baixo peso molecular pode também penetrar na célula microbiana e inibir a síntese de DNA (DUTTA *et al.*, 2009).

A quitosana foi considerada como tendo atividade bactericida (poder de eliminar bactérias) ou bacteriostática (inibe o crescimento bacteriano), sendo mais bacteriostática do que bactericida para microrganismos patógenos anaeróbicos (COSTA *et al.*, 2012) e, sua

eficácia antimicrobiana pode ser influenciada pela sua origem. Tajdini *et al* (2010) e Tayel *et al* (2010) confirmaram que a quitosana extraída de fungos como *Mucor*, *Zygomycetes* e *Rhizomucor* possuem melhores propriedades antibacterianas do que a quitosana extraída de crustáceos.

O mecanismo exato da ação antibacteriana da quitosana não está completamente elucidado, existindo muitas suposições (NGUYEN, 2012). Na literatura são encontrados vários mecanismos de ação, onde alguns autores defendem a interação entre a carga positiva da quitosana e a negativa da parede celular do microrganismo, ocasionando ruptura desta e perda de importantes constituintes intracelulares inviabilizando a vida microbiana (XIA *et al.*, 2011). Essa interação conduziria a um deslocamento de constituintes da membrana do microrganismo (lipopolissacarídeos e proteínas), interferindo na troca de nutrientes entre o exterior e o interior das células, com perda de organelas celulares, despolarização das membranas celulares, e rompimento da integridade das ligações moleculares conduzindo à morte celular (VAN DEN BROEK *et al.*, 2015; ELSABEE; ABDOU, 2013; KRAJEWSKA; WYDRO; JAŃCZYK, 2011; MACHADO, 2015; MARTÍNEZ-CAMACHO *et al.*, 2010).

Alguns estudos demonstraram que as paredes celulares de bactérias tratadas com quitosana foram enfraquecidas e desgastadas, levando à perda de matérias intracelulares como eletrólitos, proteínas e ácidos nucleicos, por meio de alterações na permeabilidade da membrana (FERNÁNDEZ-SAIZ; LAGARON, 2011; TANG *et al.*, 2010; TAYEL *et al.*, 2010; NGUYEN, 2012). Yadav & Bhise (2004) destacaram também um deslocamento de Ca^{++} dos sítios aniônicos da membrana causado pela quitosana ao interagir com a célula microbiana, lesionando os microrganismos.

Alguns autores também defendem que a atividade antimicrobiana da quitosana pode ser devido à capacidade desta de inibir a ação de várias enzimas na célula do microrganismo, conduzindo à sua morte (DUTTA *et al.*, 2009; TAYEL *et al.*, 2010). Além disso, a quitosana também tem a capacidade de absorver nutrientes e deste modo inibir o crescimento de microrganismos (TAYEL *et al.*, 2010).

Pedro e colaboradores (2009) defendem que existem diferentes mecanismos de ação de acordo com o peso molecular da quitosana, uma vez que a quitosana de baixo peso molecular é capaz de penetrar nas células e se ligar ao DNA microbiano inibindo sua transcrição e tradução; já a quitosana de alto peso molecular apresenta ação quelante, com ligação a traços de metais essenciais na produção de toxinas e crescimento do microrganismo (PEDRO *et al.*, 2009).

Segundo Kong (2010), a atividade antimicrobiana da quitosana também pode ser influenciada por alguns fatores, como demonstra a Tabela 3.

TABELA 3: Principais fatores que influenciam a atividade antimicrobiana da quitosana

Categoria	Fatores
Microbianos	Espécie, idade celular.
Quitosana	Densidade de cargas positivas, peso molecular, características hidrofílicas/hidrofóbicas, capacidade quelante.
Estado físico	Solúvel, sólido.
Ambientais	pH, forças iônicas, temperatura, tempo.

Fonte: KONG, 2010.

Um dos fatores que mais influencia a ação bacteriana da quitosana é seu estado físico. De maneira geral, a quitosana solúvel e os seus derivados são mais eficazes na inibição do crescimento bacteriano. Em comparação com a quitosana solúvel, a quitosana em estado sólido apenas entra em contato com a solução através da superfície, apresentando uma ação antimicrobiana inferior (KONG, 2010)

Além desses fatores, a modificação das propriedades mecânicas e de barreiras determinadas pela adição de plastificantes ou agentes antimicrobianos pode potencializar a ação antimicrobiana do biofilme (MARTINEZ-CAMACHO *et al.*, 2010) e, também, filmes preparados com ácido acético exibem um imediato efeito antifúngico quando comparado com a quitosana preparada com outros solventes (NGUYEN, 2012).

Beverly *et al* (2008) aplicaram coberturas de quitosana diluídas com ácido acético em carne bovina assada para inibir o crescimento de *Listeria monocytogenes* (10^6 UFC/g). Para isso, 1mL da cultura do microrganismo foi inoculado em um pedaço de 5g de carne assada, deixado em repouso por 10 minutos, seguido da imersão deste na cobertura de quitosana por 30 segundos e da posterior secagem por uma hora. Os pedaços de carne foram armazenados em sacolas estéreis *whirl-pack* por 28 dias, a uma temperatura de 4°C. Após esse período, houve redução de 1-3 log UFC/g do microrganismo, demonstrando a boa ação antimicrobiana da quitosana.

Petrou *et al* (2012) utilizaram filmes de quitosana incorporados com óleo essencial de orégano (0,25% v/v) para estender a vida útil de filé de peito de frango. Os filés de peito de frango foram armazenados a uma temperatura de 4°C e foi possível observar que ao utilizar esse filme, houve um aumento de 21 dias da vida útil do alimento, quando comparado com o controle (peito de frango sem o filme).

Guo *et al* (2014) também obtiveram resultados satisfatórios quanto a capacidade antimicrobiana da quitosana. Pedacos de carne de peru de 3x3 cm² foram inoculadas com *Listeria innocua* (6-7 log UFC/cm²), seguido da aplicação por *spray* da cobertura de quitosana (5% v/v) incorporada com nisina. Depois, o produto foi embalado a vácuo e armazenado a uma temperatura de 10°C por 24h. Após esse período, foi obtido uma redução de 4,6 log UFC/cm².

Günlü e Koyun (2013) ao utilizarem filmes de quitosana combinado com embalagem a vácuo, conseguiram aumentar em 25 dias a vida útil de peixe do tipo badejo, armazenados a temperatura de 4°C. A amostra controle (sem aplicação do filme, sem embalagem a vácuo e armazenada na mesma temperatura) apresentou vida útil de apenas 5 dias.

3.4.3. Propriedades antioxidantes da quitosana

Dentre os diversos tipos de embalagens ativas, as que exercem efeito antioxidante estão entre as que são importantes para a indústria, principalmente para a alimentícia. A oxidação é uma das principais reações de degradação que ocorre nos alimentos, limitando a sua conservação (DANTAS *et al.*, 2015).

A propriedade antioxidante da quitosana, pode ser melhorada com a adição de substâncias que tenham essa propriedade (WANG *et al.*, 2013; MACHADO, 2015), por meio da incorporação de aditivos naturais, ampliando seu campo de utilização. Filmes de quitosana apresentam, na condição seca, baixa permeação a gases, inferiores aos medidos para PET (Politereftalato de etileno) ou PVC (cloreto de polivinila), sendo assim apropriados para embalar alimentos lipídicos (SANTANA *et al.*, 2013), impedindo a ocorrência da oxidação lipídica, desenvolvimento de *off-flavors* e perdas nutricionais (MELLINAS *et al.*, 2016).

Como a atividade antioxidante é uma das funções para embalagens ativas, melhorias na atividade antioxidante dos filmes elaborados a partir de quitosana através da incorporação de antioxidantes, especialmente aqueles de origens naturais, têm sido estudados (WANG *et al.*, 2015). Alguns dos aditivos naturais utilizados para melhorar as propriedades

antioxidantes de filmes e coberturas de quitosana foram extratos de plantas (PONCE *et al.*, 2008), extrato de chá verde (SIRIPATRAWAN; HARTE, 2010), óleo essencial de alecrim (ABDOLLAHI; REZAI; FARZI, 2012), fenólicos extraídos de chás (WANG *et al.*, 2013), fenólicos extraídos de chá e extrato de semente de uva (LI *et al.*, 2013b) óleo essencial de *Thymus piperella* e *Thymus moroderi* (RUIZ-NAVAJAS *et al.*, 2013), óleo essencial de eucalipto (HAFSA *et al.*, 2016), óleo essencial de cravo (LEKJING, 2016), α -Tocoferol (DIAS, 2012), extrato de semente de uva e óleo essencial de *Zataria multiflora Boiss* (MORADI *et al.*, 2012), urucum (SANTANA *et al.*, 2013) resíduo agrícola de acerola (MACHADO, 2015) e óleo de casca de canela (LÓPEZ-MATA *et al.*, 2015).

Além da adição de compostos com capacidade antioxidante, o grau de desacetilação da quitosana também pode influenciar na atividade antioxidante do filme. Park, Je e Kim (2004) avaliaram a influência do grau de desacetilação e concentração na atividade antioxidante da quitosana, utilizando este material com três graus de desacetilação (50%, 75% e 90%). O maior percentual de sequestro de radical DPPH ocorreu para a quitosana com maior grau de desacetilação (90%) com um valor de 38,72%, seguido dos valores de 35,52% e 13,99% para o material com grau de desacetilação de 75% e 50%, respectivamente. Essa atividade antioxidante pode ser explicada por conta da presença de um átomo de hidrogênio no carbono C-2 da quitosana que elimina vários radicais livres (PARK; JE; KIM, 2004; LÓPEZ-MATA *et al.*, 2015).

Hafsa e colaboradores (2016) prepararam filmes de quitosana aditivados com óleo essencial de eucalipto. Filmes de quitosana, sem a adição do óleo essencial, mostraram percentual de 10,07% de sequestro do radical DPPH. Isso pode ser explicado pelo fato de que radicais livres podem reagir com os grupos de amina livres de resíduos (NH_2) da quitosana para formar radicais de macromoléculas estáveis e, também porque esses grupos de NH_2 podem formar grupos de amônio (NH_3^+) pela absorção de um íon de hidrogênio da solução (KHARE; BISWAS; SAHOO, 2014; PARK; JE; KIM, 2004, XIE; XU; LIU, 2001, CASETTARI *et al.*, 2012; YEN; YANG; MAU, 2008; MACHADO, 2015, HAFSA *et al.*, 2016). A capacidade de sequestro do radical DPPH para os filmes incorporados com óleo essencial de eucalipto aumentaram significativamente com o aumento da concentração do óleo, variando de 23,03 % a 43,62% para os filmes incorporados com 1% e 4% do óleo, respectivamente (HAFSA *et al.*, 2016).

Moradi *et al* (2012), ao incorporar óleo essencial de *Zataria multiflora Boiss* em filmes de quitosana também obtiveram um aumento significativo da atividade antioxidante

deste filme. O óleo essencial foi incorporado nas proporções de 1% e 2% ao filme e exibiram capacidade de sequestro do radical DPPH de 33,98% e 37,77%, respectivamente.

López-Mata e colaboradores (2015) produziram filmes de quitosana aditivados com óleo da casca de canela com o objetivo de aumentar sua capacidade antioxidante. Foram utilizadas três concentrações de óleo (0,25%, 0,5% e 1,0% v/v) e as concentrações de 0,5% e 1,0% v/v mostraram atividade antioxidante respectiva de 6,1 e 16,4 vezes maior do que o filme controle, feito apenas de quitosana. Essa atividade antioxidante é atribuída a capacidade antioxidante do eugenol (o óleo da casca de canela) e do cinamaldeído e, também, pela ação sinérgica do eugenol, cinamaldeído e quitosana (LÓPEZ-MATA *et al.*, 2015; MATHEW; ABRAHAM, 2006).

3.5. Resíduos agroindustriais como aditivos antioxidantes

A oxidação de uma substância, elemento ou composto ocorre por meio da combinação deste com o oxigênio e os antioxidantes são substâncias que agem para impedir esta reação. Os antioxidantes podem ser de origem natural e, nesse caso, irão atuar neutralizando a reação de oxidação (EMBUSCADO, 2015; LUPO *et al.*, 2014).

As frutas tropicais são alimentos ricos em compostos antioxidantes naturais que são representados pela vitamina C, carotenóides, principalmente o β -caroteno e o licopeno, pela vitamina E, pelas antocianinas, flavonóides e outros compostos fenólicos. O consumo destes alimentos está relacionado a efeitos benéficos à saúde por conta das propriedades antioxidantes dos seus compostos bioativos, os quais também inibem a oxidação de moléculas, evitando o início ou propagação das reações de oxidação em cadeia (AYALA-ZAVALA *et al.*, 2011; DA SILVA *et al.*, 2014)

As frutas tropicais podem ser consumidas *in natura* ou sofrerem algum tipo de processamento (INFANTE, 2013), como ocorre no mercado de sucos e polpas (SENA *et al.*, 2014), gerando subprodutos considerados como resíduos, que muitas vezes não possuem um destino específico, tornando-se contaminantes ambientais e, conseqüentemente, gerando custos operacionais às empresas, pois necessitam de tratamento para o descarte (INFANTE, 2013). O processamento de frutas em sucos e polpas gera cerca de 40% dos resíduos agroindustriais (SENA *et al.*, 2014) composto de restos de polpa, cascas, caroços, sementes e bagaço de frutas que apresentam, na sua composição, 75% de açúcares, 9% de celulose, 5% de lignina e quantidades baixas de lipídeos, em extrato seco (LEON, 2012).

Estes resíduos podem, por sua vez, serem utilizados no desenvolvimento de novos produtos alimentícios, aumentando seu valor agregado, pois muitos são ricos em nutrientes minerais, fibra alimentar e compostos bioativos, amplamente reconhecidos pelas suas propriedades promotoras de saúde tais como antioxidantes e antimicrobianos (ABUD; NARAIN, 2009) e, justamente por apresentarem elevada composição orgânica é que se faz necessário ter cuidado com o destino dado aos resíduos agroindustriais (SENA *et al.*, 2014). Seu descarte no meio ambiente é fonte de sérios problemas; a liberação excessiva de nutrientes, como fósforo e nitrogênio, pode causar a eutrofização de ambientes aquáticos, com consequente diminuição de oxigênio dissolvido, causando a morte de organismos aeróbicos e desequilíbrio do ecossistema local (MARTIN, 2011).

Considerando que os resíduos agroindustriais de frutas e hortaliças são capazes de atuar como antioxidantes naturais, podem ser empregados em substituição aos antioxidantes sintéticos, colaborando para fins de segurança alimentar e agregando valor aos subprodutos. Além disso, sua utilização permite reduzir a quantidade de resíduos descartada no ambiente (INFANTE, 2013). Em agosto de 2010, foi aprovada a Política Nacional de Resíduos Sólidos (PNRS), que apresentou como um dos objetivos a proteção da saúde pública e da qualidade ambiental, definindo como resíduos industriais os descartes que são oriundos dos processos produtivos e instalações industriais, que podem ser utilizados como matérias-primas para pesquisas com compostos bioativos. Além disso, a PNRS ainda reconheceu o resíduo sólido reutilizável e reciclável como um bem econômico e de valor social, gerador de trabalho e renda, visando o desenvolvimento sustentável (BRASIL, 2010).

Atualmente, estudos já averiguaram e comprovaram a capacidade antioxidante de vários resíduos agroindustriais (INFANTE, 2013; LI *et al.*, 2013a; SENA *et al.*, 2014; MACHADO, 2015). Devido às exigências dos consumidores, há uma tendência para procurar moléculas naturais antioxidantes que sejam livres de efeitos colaterais e que apresentem as mesmas propriedades que as moléculas antioxidantes sintéticas (SILVA *et al.*, 2014) afim de evitar a oxidação lipídica em alimentos.

Já foram comprovados a capacidade antioxidante de diversos resíduos agroindústrias, como o resíduo do pericarpo da lichia (LI *et al.*, 2013a), água residual de moinho de azeite (ANGELINO *et al.*, 2011), farinha do resíduo de acerola (MACHADO, 2015; PEREIRA *et al.*, 2013), bagaço de uva isabel, uva verdejo e de goiaba (MELO *et al.*, 2011), casca de mangostão (SUTTIRAK; MANURAKCHINAKORN, 2014), bagaço de abacaxi, maracujá, caju e manga (INFANTE *et al.*, 2013), resíduo agroindustrial de goiaba (NASCIMENTO; ARAÚJO; MELO, 2010; MORAES *et al.*, 2015), resíduo de abacate (DAIUTO *et al.*, 2014),

resíduo do processamento de acerola, tangerina e graviola (SENA *et al.*, 2014) e resíduo da polpa e amêndoa de frutos de manga (ARBOS; STEVANI; CASTANHA, 2013).

Moraes *et al* (2015) avaliaram o resíduo agroindustrial de goiaba vermelha (*Psidium guajava* L.) para determinar sua ação antioxidante. Para isso, o resíduo foi seco em secador convectivo (70°C) com velocidade de ar em 5 m/s. Ao analisar o resíduo seco, observou-se expressivos valores de ácido ascórbico (47,58 mg/100g), carotenoides (262,01 µg/100g), fenólicos (133,73 mg GAE/100g) e boa atividade antioxidante (9,06 µmol TE/g), concluindo-se que o resíduo é um potencial ingrediente para uso na indústria de alimentos.

Nascimento, Araújo e Melo (2010) também avaliaram a atividade antioxidante de resíduo agroindustrial da goiaba (*Psidium guajava* L.). Para isso, foram confeccionados dois extratos, um hidroacetônico e outro hidrometanólico. Foram analisados o teor de fenólicos e a atividade antioxidante dos dois extratos. O extrato hidroacetônico obteve maior teor de fenólicos (5.317,27 µg/mL⁻¹) do que o hidrometanólico (2.176,46 µg/mL⁻¹). No que se refere à atividade antioxidante, esta foi mensurada em sistema de co-oxidação β-caroteno/ácido linoleico. Novamente, o extrato hidroacetônico obteve melhores resultados (81,95% de inibição) do que o extrato hidrometanólico (38,92% de inibição). Dessa forma, pode-se observar a excelente atividade antioxidante e alta concentração de teor fenólico no extrato de goiaba hidroacetônico.

Daiuto e colaboradores (2014) ao analisarem a casca e a semente de abacate de variedade Hass (*Persea americana* Mill), observaram que o resíduo possui maior teor fenólico e maior atividade antioxidante do que a polpa, parte geralmente consumida. A casca, semente e polpa possuem teor de compostos fenólicos de, respectivamente, 63,5; 57,3 e 3,3 mg GAE/g. Em relação à atividade antioxidante pelo método sequestro do radical livre DPPH das amostras de abacate, novamente a casca e a semente apresentaram maiores valores. A atividade antioxidante na casca foi de 310,0 µmol TE/g, e na semente, 410,7 µmol TE/g, sendo que a polpa apresentou um valor igual a 8,1 µmol TE/g. Esses valores foram ratificados também pelo método de captura do radical ATBS⁺, confirmando que a atividade antioxidante da semente e da casca são superiores ao encontrado na polpa da fruta.

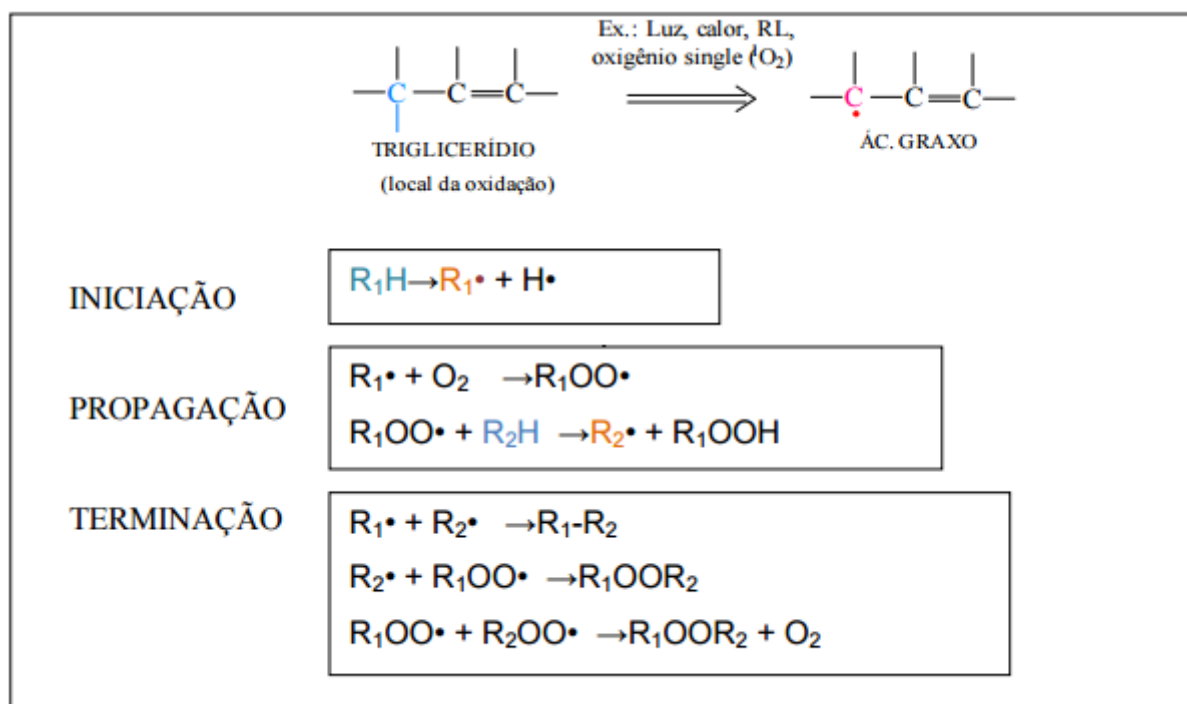
A aplicação dos antioxidantes aos alimentos ou às embalagens se mostram como uma maneira eficiente de prevenção da degradação dos produtos alimentícios, existindo atualmente uma tendência de utilização dos antioxidantes naturais, visto que estes apresentam benefícios à saúde (LÓPEZ-DE-DICASTILLO *et al.*, 2012).

3.6. Oxidação lipídica

Os lipídios são reconhecidos como nutrientes importantes para a dieta humana, fornecem ácidos graxos essenciais, energia para o corpo e a absorção adequada de vitaminas lipossolúveis (KOH; SURH, 2015).

Devido à sua natureza química, as moléculas de lipídios estão sujeitas a reações de oxidação. A oxidação lipídica é um processo auto catalítico e, uma vez iniciado, desenvolve-se em aceleração crescente, podendo acontecer tanto por via não enzimática (fotooxidação e autooxidação), quanto por via enzimática pela ação das lipoxigenases. As reações de autooxidação são as principais causadoras do ranço em alimentos (ARAUJO, 2006; ANDREO; JORGE, 2006). Elas ocorrem em três fases distintas: iniciação, propagação e terminação, como mostra a Figura 4.

FIGURA 4: Esquema geral da autooxidação de ácidos graxos insaturados



Onde, RH – carbono alfa-metileno; R• e RL – radical livre; H• – hidrogênio removido; ROO• – radical peroxila e ROOH – hidroperóxido.

Fonte: OLIVEIRA, 2014

A etapa de iniciação é caracterizada pela formação de radicais livres, resultantes da separação de um átomo de hidrogênio do carbono alfa-metileno (carbono vizinho ao carbono

da dupla ligação) pela ação de catalisadores como luz, calor, metais, pigmentos ou de outros radicais livres (DEL-RÉ; JORGE, 2012; SILVAGNI *et al.*, 2012; JUÁREZ *et al.*, 2011), a etapa de propagação compreende a formação de radicais peróxidos livres, hidroperóxidos e novos radicais livres, podendo ser repetida, em cadeia, por muitas vezes; e a terminação, que consiste na reação entre compostos radicais, dando lugar a produtos não reativos (FILHO; VASCONCELOS, 2011).

Os peróxidos formados na fase de propagação, por serem altamente instáveis, vão se decompondo e, por cisão ou rearranjo, formando produtos secundários da oxidação como aldeídos, álcoois, ácidos, hidrocarbonetos, cetonas, dentre outros, que são responsáveis pelas características do ranço (DEL-RÉ; JORGE, 2012).

A oxidação lipídica não é uma reação única, mas uma série de reações. Uma vez oxidado, uma série de produtos de degradação são produzidos, a partir de produtos de oxidação primários (ácidos graxos livres e peróxidos) e secundários (álcool, aldeídos e cetonas) (KOH; SURH, 2015). As reações oxidativas dos lipídios são reações prejudiciais que ocorrem no alimento, causando sua deterioração e diminuição da qualidade por meio do surgimento de odores, textura e sabores desagradáveis, mudanças de cor e perdas nutricionais e, portanto, levar a uma redução significativa na vida de prateleira do produto e, finalmente, a perda do produto. É uma das principais causas da deterioração e rejeição de alimentos, além de promover a formação de compostos novíços que podem levar a ocorrência do câncer (TIAN; DECKER; GODDARD, 2013; EMBUSCADO, 2015).

Além disso, as substâncias resultantes do processo de oxidação lipídica estão diretamente relacionadas com um grande número de doenças, incluindo-se as de origem coronariana, arteriosclerose, câncer e envelhecimento (CAMEL *et al.*, 2012). Para avaliar a ocorrência e a intensidade da oxidação lipídica em um alimento, a determinação de substâncias reativas ao ácido tiobarbitúrico (TBARS) é empregada (SOYSAL *et al.*, 2015; PACKER *et al.*, 2015; KRISHNAN *et al.*, 2014).

A inibição completa da oxidação de lipídios, até então, não é possível, mas este processo pode ser retardado por vários meses. A utilização de compostos com função antioxidante, além de retardar a rancidez oxidativa, protege carotenoides, vitaminas A e D e outros ingredientes insaturados (CAMEL *et al.*, 2012).

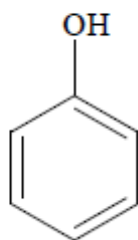
3.7. Compostos fenólicos

Os compostos fenólicos compõem um dos maiores e mais onipresentes grupos de metabólitos secundários de plantas sendo amplamente distribuídos, com mais de 8000

estruturas atualmente identificados (MARTINS *et al.*, 2015). Eles são sintetizados para proteger a planta da ação da fotossíntese, das espécies reativas de oxigênio, feridas, infecções e danos causados por herbívoros (PRABHA; DAHMS; MALLIGNA, 2014). Muitos fitoquímicos que são antioxidantes, especialmente os compostos fenólicos, foram isolados a partir de extratos de diferentes partes de plantas, tais como sementes, frutos, folhas, caules e raízes (SILVA *et al.*, 2014).

O termo "fenólico" ou "polifenol" pode ser quimicamente definido como uma substância que possui um anel aromático tendo pelo menos um ou mais hidroxilas substituintes, como mostra a Figura 5 e que, frequentemente, apresentam propriedades antioxidantes (SANTOS-BUELGA *et al.*, 2012; OLIVEIRA-SILVA, 2012; OLIVEIRA, 2014).

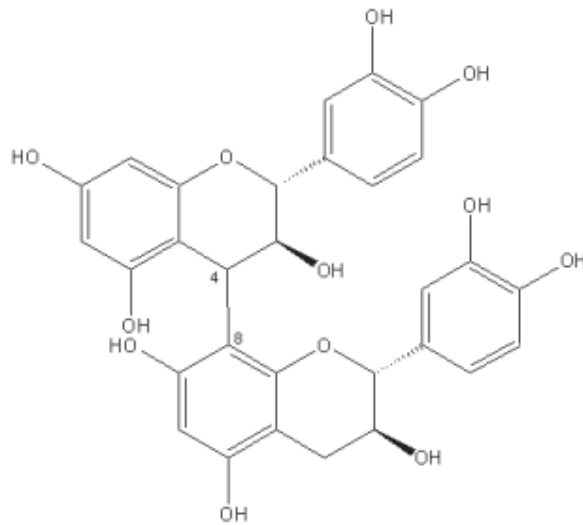
FIGURA 5: Estrutura química de um fenol simples



Fonte: VERMERRIS; NICHOLSON, 2006.

Sua estrutura também pode incluir derivados funcionais (ésteres, éteres metílicos, glicosídeos, etc), variando a partir de moléculas simples, tais como os ácidos fenólicos, a altas estruturas complexas, tais como taninos (SALTOS-BUELGA *et al.*, 2012). Podem, ainda, associar-se entre si, aumentando a complexidade e diversidade desta classe de compostos (ARCHELA; DALL'ANTONIA, 2013), como mostra a Figura 6.

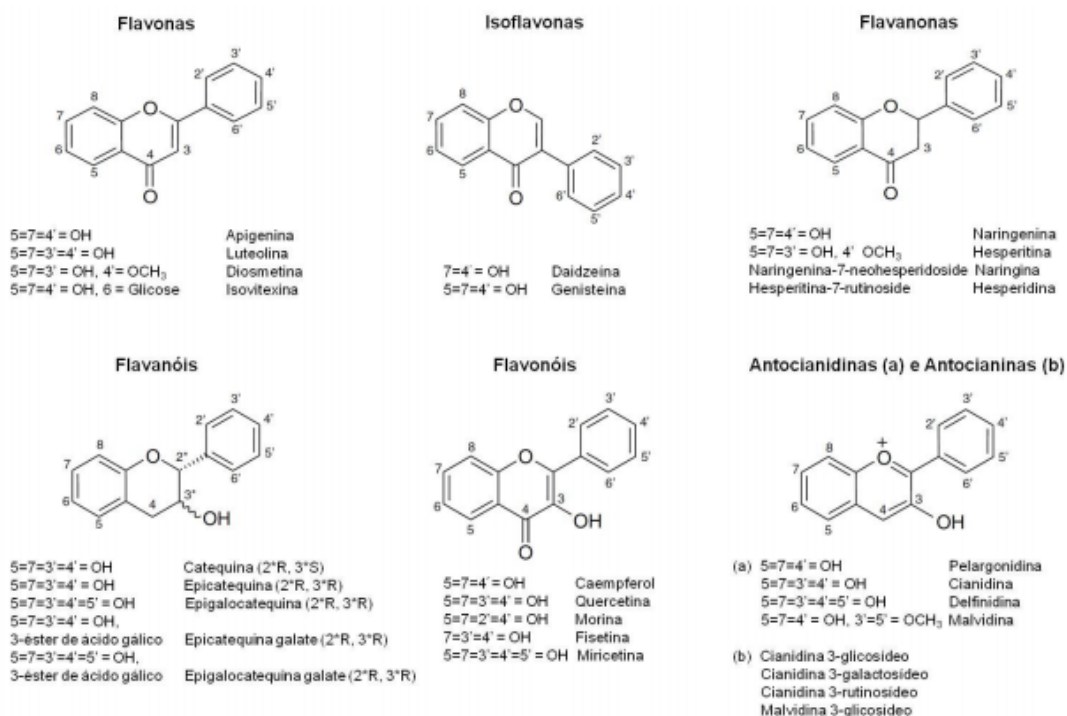
FIGURA 6: Formação da procianidina pela polimerização de duas catequinas através da ligação dos carbonos 4 e 8



Fonte: ARCHELA; DALL'ANTONIA, 2013

Os ácidos fenólicos podem ser classificados em ácidos benzóicos, e derivados, e ácidos cinâmicos, e derivados. Os flavonoides possuem uma estrutura básica formada por C6-C3-C6, sendo os compostos mais diversificados do reino vegetal e apresentando como subclasses principais os flavonóis, flavonas, flavanonas, isoflavonas e flavanóis (ARCHELA; DALL'ANTONIA, 2013) (Figura 7).

FIGURA 7: Estrutura básica e os principais tipos de flavonoides



Fonte: OLIVEIRA-SILVA, 2012.

Alguns exemplos de compostos incluídos no grupo dos flavonoides são as catequinas, epicatequinas, epigallocatequinas, caempferol, quercertina, miricetina, antocianinas, rutina e naringenina e alguns exemplos dos incluídos no grupo dos ácidos fenólicos são o ácido hidroxibenzóico, ácido hidrocínâmico e o resveratrol (ACHKAR *et al.*, 2013).

A capacidade dos compostos fenólicos em atuar como sequestradores de radicais livres está relacionada à sua estrutura química, na qual o tipo de composto, o grau de metoxilação e número de hidroxilas são alguns dos parâmetros que determinam essa atividade antioxidante (GÓMEZ-RUIZ; LEAKE; AMES, 2007). Os compostos fenólicos possuem muitas propriedades de sequestro de radicais livres eficientes e sua atividade antioxidante se deve ao seu papel na neutralização ou sequestro de radicais livres e na quelatação de metais, agindo na etapa de iniciação e na etapa de propagação da oxidação lipídica pela sua estrutura química e consequente capacidade redutora (ALU'DATT *et al.*, 2013; OLIVEIRA, 2014; ACHKAR *et al.*, 2013; CRAFT *et al.*, 2012).

Os fenólicos são substâncias antioxidantes de ação primária, ou seja, são considerados primários os compostos de ação antioxidante capazes de inibir ou retardar a oxidação por inativação de radicais livres, pela doação de átomos de hidrogênio ou de elétrons, o que transforma os radicais em substâncias estáveis, representada na Figura 8. (MAISUTHISAKUL; SUTTAJIT; PONGSAWATMANIT, 2007; OLIVEIRA, 2014).

FIGURA 8: Mecanismo de ação dos antioxidantes primários



Em que, ROO• e R• – radicais livres; AH – antioxidante com um átomo de hidrogênio ativo; ROOH- hidroperóxido; A• – radical inerte.

Fonte: PODSEDEK, 2007

Os fenólicos ainda possuem a capacidade de interromper a reação de propagação dos radicais livres na oxidação lipídica, modificando o potencial *redox* do meio, reparando os danos das moléculas atacadas por radicais livres. Os produtos da ação antioxidante dos compostos fenólicos são relativamente estáveis devido à ressonância do anel aromático existente na estrutura (DEL-RÉ; JORGE, 2012; ALU'DATT *et al.*, 2013; OLIVEIRA, 2014; ACHKAR *et al.*, 2013; CRAFT *et al.*, 2012).

Os compostos fenólicos têm sido amplamente estudados devido a sua enorme influência na qualidade dos alimentos (OLIVEIRA, 2014) e por apresentarem uma gama variada de bioatividades como, por exemplo, ação antioxidante (OLIVEIRA, 2014; ARAB; ALEMZADEH; MAGHSOUDI, 2011), antimicrobiana (KONDO *et al.*, 2011), antiviral (RAY *et al.*, 2013) e propriedades anti-inflamatórias (CHOI *et al.*, 2010; AKIHISA *et al.*, 2000). Os principais fenólicos presentes na dieta humana são os flavonóides, os ácidos fenólicos e os taninos (OLIVEIRA, 2014) e estes, em conjunto com outros compostos fenólicos desempenham um papel importante na prevenção de certas enfermidades como a diarreia (KONDO *et al.*, 2011), alergias, trombozes (DEL-RÉ; JORGE, 2012) e certas doenças crônicas graves, como a diabetes (LAI *et al.*, 2012) inflamação crônica (CHOI *et al.*, 2010), doenças cardiovasculares (QURESHI *et al.*, 1997; AUBETS-FUSTÉ; MACH,

2013; RANGEL-HUERTA *et al.*, 2015), certos tipos de tipos de câncer (VERSCOYLE *et al.*, 2007).

Os compostos fenólicos estão presentes tanto em partes comestíveis, como nas não comestíveis das plantas (MERCALI *et al.*, 2013). A classificação quanto aos níveis dos compostos fenólicos presentes em plantas e alimentos podem ser da seguinte maneira: a) baixo, quando seus valores são menores que 500 mg de ácido gálico/100g, b) intermediário, valores entre 500 e 2.500 mg de ácido gálico/100g e c) alto, quando os valores estão acima de 2.500 mg de ácido gálico/100g (BABBAR *et al.*, 2011).

Algumas plantas e alimentos já tiveram documentadas sua grande composição fenólica e notável ação antioxidante como o alecrim (OLIVEIRA-SILVA, 2012; DEL-RÉ; JORGE, 2012), acerola (MACHADO, 2015; SENA *et al.*, 2014), vinho tinto e uvas (CARRERA *et al.*, 2012), soja, linhaça e azeitonas (ALU'DATT *et al.*, 2013), farelo de arroz (WANG *et al.*, 2015; ARAB; ALEMZADEH; MAGHSOUDI, 2011; KONDO *et al.*, 2011), bagaço de uva isabel, bagaço de uva verdejo e bagaço de goiaba (MELO *et al.*, 2011), graviola, tangerina e manga *in natura* e seus respectivos resíduos agroindustriais (SENA *et al.*, 2014), abacate (DAIUTO *et al.*, 2014), goiaba *in natura* e seu resíduo agroindustrial (MORAES *et al.*, 2014; NASCIMENTO; ARAÚJO; MELO, 2010), erva-mate e seu resíduo agroindustrial (MARTIN, 2011), manjeriço, orégano, sálvia e tomilho (DEL-RÉ; JORGE, 2012, BREWER, 2011), abacaxi, maracujá, caju e manga *in natura* e seus resíduos (INFANTE *et al.*, 2013) e o resíduo do pericarpo e sementes de lichia, resíduos de sementes de uva e casca de banana (BABBAR *et al.*, 2011).

3.8. Acerola

A aceroleira é uma frutífera nativa das Ilhas do Caribe, América Central e Norte da América do Sul. O Brasil é um dos poucos países que cultivam comercialmente a acerola, que foi, inicialmente, introduzida no estado de Pernambuco, pela Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE) em 1955, por meio de sementes oriundas de Porto Rico. Atualmente é cultivada em todos os estados brasileiros, com limitações nas regiões Sul, em decorrência da temperatura (RITZINGER; RITZINGER, 2011)

A composição química da acerola, inclusive a distribuição de componentes do aroma, é dependente das espécies, condições ambientais e, também, do estágio de maturação da fruta. O teor de vitamina C e outras características atribuídas à qualidade da acerola, tais como coloração, peso e tamanho dos frutos, teor de sólidos solúveis e pH do suco, são afetadas pela falta de uniformidade genética dos pomares e também são influenciadas de

vários outros fatores, como precipitações pluviais, temperatura, altitude, adubação, irrigação e a ocorrência de pragas e doenças (RITZINGER; RITZINGER, 2011; SOUZA, 2010).

Estudos que caracterizaram a acerola demonstraram que a fruta apresenta quantidades significativas de metabólitos secundários úteis no controle da oxidação lipídica. Estes componentes biologicamente ativos, incluindo os carotenoides como licopeno e beta-caroteno, que são considerados compostos anticancerígenos (LIMA; CARDOSO, 2012) e os compostos fenólicos e vitamina C estão presentes na fruta e na polpa industrializada, fornecendo proteção antioxidante por causa de sua capacidade de sequestrar radicais livres (SOUZA *et al.*, 2011). A acerola possui, também, quantidades significativas de vitamina B e vários minerais como magnésio, ferro, potássio, manganês cálcio e fósforos (LIMA; CARDOSO, 2012), além de ser fonte de fibras, especialmente da pectina, amido e derivados de celulose, podendo dessa forma, contribuir concomitantemente como aditivo para reforço mecânico e térmico, melhorando a barreira à água dos biofilmes, além da ação antioxidante decorrente dos pigmentos e outros compostos (SANCHEZ-GARCIA *et al.*, 2008).

Souza (2010) ao avaliar polpas de acerola industrializadas para incorpora-las em filmes de fécula de mandioca, observou bons valores de carotenoides (22 μ g/g), polifenóis totais (9,86mg/g) e de vitamina C (821,22mg/100g). Os filmes incorporados com esse aditivo natural além de apresentaram boa ação antioxidante, apresentaram ainda boa capacidade de retenção de compostos já que, mesmo após 45 dias de estocagem, o biofilme ainda apresentava ação antioxidante.

Caetano e colaboradores (2011) estudaram a atividade antioxidante do resíduo de acerola produzido a partir de três extratos (hidroacetômico, hidroetanólico e hidrometanólico). Apesar dos três extratos apresentarem alta e eficiente atividade antioxidante, os extratos hidroetanólico e hidrometanólico exibiram elevada capacidade de sequestro do radical DPPH e ABTS, e, ainda, alto percentual de inibição da peroxidação do ácido linoleico e capacidade de retardar a formação de peróxidos e dienos conjugados (CAETANO *et al.*, 2011). Dessa forma, é possível observar a eficiência da atividade antioxidante dos extratos do resíduo da acerola, possibilitando e corroborando o seu uso como um aditivo natural contra a oxidação lipídica.

3.9 Carne de frango e o uso do pH na detecção de defeitos PSE e DFD

A avicultura Industrial Brasileira notabilizou-se por profundas mudanças nos últimos anos. O segmento evoluiu através da absorção de contribuições advindas da biotecnologia e das tecnologias complementares da microeletrônica e da automação. O bom desempenho

nos mercados interno e externo pode ser alcançado por meio de duas estratégias: a redução dos custos das matérias-primas e o atendimento das necessidades específicas dos consumidores em ambos os mercados (KISSEL, 2008).

Atualmente, o Brasil ocupa papel importante no cenário internacional da carne de frango de corte, sendo o segundo maior exportador mundial. Em relação à produção, é o segundo maior produtor mundial, com 13,20 milhões de toneladas, ficando atrás apenas dos EUA e da China (ABPA, 2016). Do ano 2000 a 2015 houve um aumento de mais de 100% no volume de produção no Brasil, passando de 5,98 para 13,14 milhões de toneladas de carne de frango no ano (ABPA, 2016).

A carne de frango é a mais consumida no Brasil desde o ano de 2008. Seu consumo teve um aumento de cerca de 40% do ano de 2000 (30 kg *per capita*/ano) ao ano de 2015 (43,25 kg *per capita*/ano) no Brasil (ABPA, 2015). Com o aumento crescente das tendências de processamento da carne de frango, a funcionalidade da carne e todos os atributos sensoriais de qualidade passaram a ter maior relevância e, conseqüentemente, a incidência de carne PSE (*pale, soft e exudative*) e DFD (*dark, firm e dry*) passou a ser uma preocupação importante para a indústria avícola (KISSEL, 2008).

O pH constitui um dos fatores mais importantes na transformação do músculo em carne, tendo efeito decisivo sobre a qualidade do produto e de seus derivados (AMADOR, 2013). Um músculo no animal vivo possui o valor médio de pH de 7,2. Ocorrido o abate, há a interrupção do suprimento de oxigênio, onde a produção de energia (ATP) pela via glicolítica aeróbica é interrompida. A partir de então, o organismo recorre a glicólise anaeróbica, com a conseqüente produção de ácido láctico (PRÄND *et al.*, 1994), que permanecerá na musculatura do animal e acarretará o abaixamento do pH (OLIVO; OLIVO, 2006).

A concentração de ácido láctico no músculo implica em uma diminuição lenta e progressiva do pH (VENTURINI; SARCINELLI; SILVA, 2007) e determinará a velocidade da instalação do *rigor mortis*, sendo que o valor de pH dependerá da reserva inicial de glicogênio (ORDOÑEZ *et al.*, 2005). A velocidade e a extensão de redução de pH *post mortem* são influenciados por fatores intrínsecos (espécie, tipo de músculo e variabilidade de animais) e extrínsecos (temperatura ambiental, jejum e abate das aves) (LAWRIE, 2005).

Decorridos 24 horas após o abate, se o pH estiver superior a 6,2, a carne de frango irá se encontrar com grande retenção de água, o que implica em um curto tempo de conservação e a coloração escura, caracterizando assim o defeito DFD (escura, dura e seca). Caso o pH se encontre abaixo de 5,8 em menos de 4 horas após o abate, tem-se a carne com defeito PSE

(pálida, mole e exsudativa) que é caracterizada pela má retenção de água, aspecto pálido e flácido (AMADOR, 2013; RIBEIRO, 2015).

As carnes DFD e PSE são resultantes de más condições de manejo *ante mortem* e alterações metabólicas no processo *post mortem*, provocando aceleração ou retardamento no processo de *rigor mortis* (VENTURINI; SARCINELLI; SILVA, 2007).

Monitorar o pH durante as 24 horas após o abate do animal é importante pois o pH final do músculo afeta a estrutura física da carne, sua coloração, suas propriedades de refletância da luz, bem como sua capacidade de retenção de água, maciez, perda de peso por cozimento, suculência e estabilidade microbiológica (RIBEIRO, 2015). Além disso, outros parâmetros que precisam ser monitorados são a coloração e capacidade de retenção de água (CRA).

A cor é um dos fatores mais importantes na percepção do consumidor quanto à qualidade da carne, pois é uma característica que influencia tanto a escolha inicial do produto como a aceitação no momento do consumo. A cor observada na superfície das carnes é o resultado da absorção seletiva da luz pela mioglobina e por outros importantes componentes, sendo também influenciada pela quantidade de líquido livre presente na carne e por sua capacidade de retenção de água (OLIVO *et al.*, 2001; KISSEL, 2008).

A capacidade de retenção de água (CRA) é uma das características mais importantes da matéria prima. O limite e o grau de abaixamento do pH durante a instalação do *rigor mortis* terá importante influência nos valores finais da retenção de água do produto (KISSEL, 2008). Dessa forma, a CRA é uma questão que preocupa as indústrias processadoras de carne pois afeta o rendimento do processo. Carnes com defeito PSE apresentam menores valores de CRA e carnes com defeitos DFD apresentam altos valores de CRA, sendo esta medida considerada um teste importante para a indústria de carnes, pois é um indicativo do rendimento, resultado econômico e da qualidade dos produtos (KAISER, 2016).

4. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABDOLLAHI, M; REZAI, M; FARZI, G. Improvement of active chitosan film properties with rosemary essential oil for food packaging. **International Journal of food science and technology**, v. 47, n. 4, p. 847-853, 2012.

ABUD, A. K. S; NARAIN, N. Incorporação da farinha de resíduo do processamento de polpa de fruta em biscoitos: uma alternativa de combate ao desperdício. **Brazilian Journal of Food Technology**, v. 12, n. 4, p. 257-265, 2009.

ABPA. Associação Brasileira de Proteína Animal. **Relatório Anual 2015**. Disponível em: <http://abpa-br.com.br/setores/avicultura/publicacoes/relatorios-anuais>. Acesso em: 10 mar. 2017.

ABUGOCH, L; *et al.* Shelf-life of fresh blueberries coated with quinoa protein/chitosan/sunflower oil edible film. **Journal of the science of food and agriculture**, v. 96, p. 619-626, 2016.

ACHKAR, M. T; *et al.* Propriedade antioxidante de compostos fenólicos: importância na dieta e na conservação de alimentos. **Revista na Universidade Vale do Rio Verde**, v. 11, n. 2, p. 398-206, 2013.

AGUIRRE-LORETO, R. Y; *et al.* Effect of equilibrium moisture content on barrier, mechanical and thermal properties of chitosan films. **Food chemistry**, v. 196, p. 560-566, 2016.

AIDER, M. Chitosan application for active bio-based films production and potential in the food industry: review. **LWT – Food science and technology**, v. 43, n. 6, p. 837-842, 2010.

AKIHISA, T; *et al.* Triterpene alcohol and sterol ferulates from rice bran and their anti-inflammatory effects. **Journal of agricultural and food chemistry**, v. 48, n. 6, p. 2313-2319, 2000.

ALBERTOS, I; *et al.* Effect of edible chitosan/clove oil films and high-pressure processing on the microbiological shelf life of trout filets. **Journal of the science of food and agriculture**, v. 95, p. 2858-2865, 2015.

ALMEIDA, A. S. **Obtenção e caracterização de nanocompósitos de poli(l-lactídeo) e nanopartículas de argila sódica, argilas organofílicas e óxidos de sílica**. 2010, 112 p. Tese (Mestrado) – Universidade do Rio de Janeiro, Mestrado em ciência e tecnologia de polímeros, Rio de Janeiro, 2010.

ALMEIDA, D. M; *et al.* Propriedades físicas, químicas e de barreira em filmes formados por blenda de celulose bacteriana e fécula de batata. **Polímeros**, v. 23, p. 538-546, 2013.

ALU'DATT, M. H; *et al.* Distribution, antioxidant and characterization of phenolic compounds in soybeans, flaxseed and olives. **Food chemistry**, v. 139, p. 93-99, 2013.

AMADOR, S. A. **Aspectos físicos da carne de peito, da coxa e da sobrecoxa de frango alimentados com dietas contendo antioxidantes naturais**. 2013, 40 p. Monografia – Universidade Federal de Brasília, Departamento de medicina veterinária, Brasília, 2013

ANDREO, D; JORGE, N. Antioxidantes naturais: técnicas de extração. **Boletim do Centro de Pesquisa e Processamento de Alimentos (CEPPA)**, v. 24, n.2, p. 425-446, 2006.

ANGELINO, D; *et al.* Chemical and cellular antioxidant activity of phytochemicals purified from olive mill wastewaters. **Journal of agriculture and food chemistry**, v. 59, n. 5, p. 2510-2514, 2011.

ANGELO, P. M.; JORGE, N. Compostos fenólicos em alimentos – uma breve revisão. **Revista Instituto Adolfo Lutz**, São Paulo, v. 66, p. 232-240, 2007.

ANTONIOU, J; *et al.* Physicochemical and thermomechanical characterization of tara gum edible films: effect of polyols as plasticizers. **Carbohydrate polymers**, v. 111, p. 359-365, 2014.

ARAB, F; ALEMZADEH, I; MAGHSOUDI, V. Determination of antioxidant component and activity of rice bran extract. **Scientia Iranica**, v. 18, n. 6, p. 1402-1406, 2011.

ARAGHI, M; *et al.* Cold water fish gelatin modification by a natural phenolic cross-linker (ferulic acid and caffeic acid). **Food science & nutrition**, v. 3, n. 5, p. 370-375, 2015.

ARAÚJO, J. M. A. **Química dos alimentos: teoria e prática**. 3ª ed. Viçosa: Imprensa Universitária, Universidade Federal de Viçosa, 2006. 478 p.

ARBOS, K. A; STEVANI, P. C; CASTANHA, R. F. Atividade antimicrobiana, antioxidante e teor de compostos fenólicos em casca e amêndoa de frutos de manga. **Revista Ceres**, v. 60, n. 2, p. 161-165, 2013.

ARCHELA, E; DALL'ANTONIA, L. H. Determinação de compostos fenólicos em vinho: uma revisão. **Semina: Ciências exatas e tecnológicas**, v. 34, p. 193-210, 2013.

AUBETS-FUSTÉ, M; MACH, N. Mecanismos moleculares implicados en los posibles efectos de los compuestos fenólicos en la disminución del riesgo de enfermedades cardiovasculares. **Revista española de nutrición humana y dietética**, v. 17, n. 3, p. 110-116, 2013.

AYALA-ZAVALA, J. F; *et al.* Antioxidant Enrichment and Antimicrobial Protection of Fresh-Cut Fruits Using Their Own Byproducts: Looking for Integral Exploitation. **Journal of food science**, v. 75, n. 8, p. R175-R181, 2010.

BABBAR, N; *et al.* Total phenolic content and antioxidant capacity of extracts obtained from six important fruit residues. **Food Research International**, v. 44, n. 1, p. 391-396, 2011.

BAZARGANI-GILANI, B; ALIAKBARLU, J; TAJIK, H. Effect of pomegranate juice dipping and chitosan coating enriched with *Zataria multiflora* Boiss essential oil on the shelf-life of chicken meat during refrigerated storage. **Innovative Food science and emerging technologies**, v.29, p. 280-287, 2015.

BERTAN, L. C. **Desenvolvimento e caracterização de biofilmes ativos à base de polímeros de fontes renováveis e sua aplicação no acondicionamento de pães de forma**. 2008, 188 p. Tese (Doutorado) – Universidade Estadual de Campinas, Faculdade de Engenharia de alimentos, Campinas, 2008.

BEVERLYA, R. L; *et al.* Edible chitosan and films on read-to-eat roast beef for the control of *Listeria monocytogenes*. **Food microbiology**, v. 25, n. 3, p. 534-537, 2008.

BINSI, P. K; RAVISHANKAR, C. N; GOPAL, T. K. S. Development and characterization of an edible composite film based on chitosan and virgin coconut oil with improved moisture sorption properties. **Journal of food science**, v. 78, n. 4, p. 526-534, 2016.

BITENCOURT, C. M. **Desenvolvimento e aplicação de filmes à base de gelatina aditivados com extrato etanólico de cúrcuma**. 2013, 108 p. Tese (Mestrado) – Faculdade de zootecnia e engenharia de alimentos, Universidade de São Paulo, Pirassununga, 2013.

BOLUMAR, T; *et al.* Antioxidant active packaging for chicken meat processed by high-pressure treatment. **Food Chem.**, v. 129, p. 1406–1412, 2011.

BONILLA, A. M; FERNANDEZ, M. Polymeric materials with antimicrobial activity. **Progress in polymer science**, v. 32, n. 2, p. 281-339, 2012.

BONILLA, J; *et al.* Effect of chitosan essential oil films on the storage-keeping quality of pork meat products. **Food and bioprocess technology**, v. 7, n. 8, p. 2443-2450, 2014.

BRASIL. Lei nº 12.305 de 02 de agosto de 2010. Institui a Política Nacional de Resíduos Sólidos; altera a Lei no 9.605, de 12 de fevereiro de 1998; e dá outras providências. Disponível em: <http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/_ato2007-2010/2010/lei/l12305.htm>. Acesso em: 12 de junho de 2016.

CAETANO, A. C. S; *et al.* Evaluation of antioxidante activity of agro-industrial waste of acerola (*Malpighia emarginata D. C.*) fruit extracts. **Ciênc. Tecnol. Aliment.** v. 31, p. 769-775, 2011.

CAGRI, A; USTUNOL, Z; RYSER, T. Antimicrobial edible films and coatings. **Journal of food protection**, v. 67, n. 4, p. 833-848, 2004.

CAMEL, M; *et al.* Influence of antioxidant potential of mate leaves extract (*Ilex paraguariensis St. Hil*) in cooked, stored and heated thighs chicken. **Brazilian Journal of food and nutrition**, v. 23, n. 2, p. 297-305, 2012.

CAO, Y; *et al.* Effects of chitosan, aqueous extract of ginger, onion and garlic on quality and shelf life of stewed-pork during refrigerated storage. **Food chemistry**, v. 141, p. 1655-1660, 2013

CARDENIA, V; *et al.* Effect of dietary supplementation on lipid photooxidation in beef meat, during storage under commercial retail conditions. **Meat Science**, v. 105, p. 126-135, 2015.

CARDOSO, G. P. **Revestimentos comestíveis à base de gelatina, glicerina, quitosana e óleos essenciais para a conservação de carne bovina refrigerada**. 2011, 221 p. Tese (Mestrado) – Pós-graduação em ciência dos alimentos, Universidade Federal de Lavras, Minas Gerais, 2011.

CARDOSO, G. P; *et al.* Selection of chitosan gelatin-based coating for color preservation of beef in retail display. **Meat science**, v. 114, p. 85-94, 2016.

CARRERA, C; *et al.* Ultrasound assisted extraction of phenolic compounds from grapes. **Analytica Chimica Acta**, v. 732, n. 30, p. 100-104, 2012.

CASSETTARI, L; *et al.* ORAC of chitosan and its derivatives. **Food hydrocolloids**, v. 28, n. 2, p. 243-247, 2012.

CHIRKOV, S. N. The antiviral activity of chitosan: Review. **Applied biochemistry and microbiology**, v. 38, n. 1, p. 1-8, 2002.

CHIUMARELLI, M; HUBINGER, M. D. Evaluation of edible films and coatings formulated with cassava starch, glycerol, carnauba wax and stearic acid. **Food Hydrocolloids**, v. 38, p. 20-27, 2014.

CHOI, S. P; *et al.* Protective effects of black rice bran against chemically-induced inflammation of mouse skin. **Journal of agricultural and food chemistry**, v. 58, n. 18, p. 10007-10015, 2010.

COSTA, E. M; *et al.* Evaluation and insights into chitosan antimicrobial activity against anaerobic oral pathogens. **Anaerobe**, v. 13, n. 3, p. 305-309, 2012.

CRAFT, B. D; *et al.* Phenol-based antioxidants and the *in Vitro* methods used for their assessment. **Comprehensive reviews in food science and food safety**, v. 11, p. 148-173, 2012.

DA SILVA, L. M. R; *et al.* Quantification of bioactive compounds in pulps and by-products of tropical fruits from Brazil. **Food chemistry**, v. 143, p. 398-404, 2014.

DAIUTO, E. R; *et al.* Composição química e atividade de antioxidante da polpa e resíduos de abacate “Hass”. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 36, n. 2, p. 417-424, 2014.

DANTAS, E. A; *et al.* caracterização e avaliação das propriedades antioxidantes de filmes biodegradáveis incorporados com polpas de frutas tropicais. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 45, p. 142-148, 2015.

DEL-RÉ, P. V; JORGE, N. Especiarias como antioxidantes naturais: aplicações em alimentos e implicação na saúde. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 14, n. 2, p. 389-399, 2012.

DHAR, P; *et al.* Poly (3-hydroxybutyrate)/cellulose nanocrystal films for food packaging applications: Barrier and migration studies. **Polymer, Engineering & science**, v.55, n. 10, p. 2388-2395, 2015.

DIAS, M. V. **Filmes a base de quitosana incorporados com α -tocoferol e montmorilonita para aplicação em embalagem funcional e antioxidante.** 2013, 175 p. Tese (Doutorado) – Universidade Federal de Lavras, Pós-graduação em ciência dos alimentos, Lavras, 2013.

DURANGO, A. M; SOARES, N. F; ARTEAGA, M. R. Edible films and coatings as biodegradable active packaging in the preservation of food products. **Biotechnologia en el sector agropecuario y agroindustrial**, v. 9, n.1, p. 112-118, 2011.

DUTTA, P. K; DUTTA, J; TRIPATHI, V. S. Chitin and chitosan: Chemistry, properties and applications. **Journal of scientific & industrial research**, v. 63, n. 1, p. 20-31, 2004.

DUTTA, P. K; *et al.* Perspectives for chitosan based antimicrobial films in food applications. **Food Chemistry**, v. 114, n. 4, p. 1173-1182, 2009.

EL-ELERYAN, E. E. Effect of chitosan and green tea on the quality of Washington Navel orange during cold storage. **American Journal of Plant Physiology**, v. 10, p. 43-54, 2015.

ELSABEE, M. Z; ABDU, E. S. Chitosan based edible films and coatings: a review. **Material science and engineering C**, v. 33, p. 1819-1841, 2013.

EMBUSCADO, M. E. Spices and herbs: natural sources of antioxidants. **Journal of functional foods**, v. 18, p. 811-819, 2015.

FAGUNDES, C; *et al.* Effect of antifungal hydroxypropyl methylcellulose-beeswax edible coatings on gray mold development and quality attributes of cold-stored cherry tomato fruit. **Postharvest biology and technology**, v. 92, p. 1-8, 2014

FAGUNDES, C; *et al.* Hydroxypropyl methylcellulose-beeswax edible coatings formulated with antifungal food additives to reduce alternaria black spot and maintain postharvest quality of cold-stored cherry tomatoes. **Scientia horticulturae**, v. 193, p. 249-258, 2015.

FAI, A. E. C.; STAMFORD, T. C. M; STAMFORD, T. L. M. Potencial biotecnológico de quitosana em sistemas de conservação de alimentos. **Revista Iberoamericana de Polímeros**, v. 9, n. 5, p. 435-451, 2008.

FALGUERA, V; *et al.* Edible films and coatings: Structures, active functions and trends in their use. **Trends Food Sci. Technol.**, v. 22, p. 292–303, 2011.

FERNÁNDEZ-SAIZ, P; LAGARON, J. M. **Chitosan for film and coating applications in biopolymers – New materials for sustainable films and coatings**. 1. ed. Chichester, Inglaterra: D. Plackett, John Wiley & Sons, 2011.

FERREIRA, M. P. F. **Embalagens ativas para alimentos: caracterização e propriedades**. 2012, 138 p. Tese (Doutorado) – Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Programa de pós-graduação em ciência dos materiais, Porto Alegre, 2012.

FILHO, A. B. M; VASCONCELOS, M. A. S. **Química dos alimentos**. UFRPE, Recife, 2011, 78 p.

GALUS, S; LENART, A. Development and characterization of composite edible films based on sodium alginate and pectin. **Journal of food engineering**, v. 115, p. 459-465, 2013.

GNIEWOSZ, M; *et al.* Antimicrobial Activity of a Pullulan–Caraway Essential Oil Coating on Reduction of Food Microorganisms and Quality in Fresh Baby Carrot. **Journal of food science**, v. 78, p. 1242-1248, 2013.

- GÓMEZ-ESTACA, J; *et al.* Biodegradable gelatin-chitosan films incorporated with essential oils as antimicrobial agents for fish preservation. **Food microbiology**, v. 27, n. 7, p. 264-271, 2010.
- GÓMEZ-RUIZ; J. A; LEAKE, D. S; AMES, J. M. In vitro antioxidant activity of coffee compounds and their metabolites. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 55, n. 17, p. 499-509, 2007.
- GÜNLÜ, A; KOYUN, E. Effects of vacuum packaging and wrapping with chitosan-based edible film on the extension of the shelf life of sea bass (*Dicentrarchus labrax*) fillets in cold storage (4°C). **Food and bioprocess technology**, v. 6, n. 7, p. 1713-1719, 2013.
- GUO, M; *et al.* Antimicrobial films and coatings for inactivation of *Listeria innocua* on ready-to-eat deli turkey meat. **Food control**, v. 40, p. 64-70, 2014.
- HAFSA, J; *et al.* Physical, antioxidant and antimicrobial properties of chitosan films containing *Eucalyptus globulus* essential oil. **LWT – Food science and technology**, v. 68, p. 356-364, 2016.
- HERNANDEZ-LAUZARDO, A. N; *et al.* Antifungal effects of chitosan with different molecular weights on *in vitro* development of *Rhizopus stolonifer* (Ehrenb: Fr) Vuill. **Carbohydrate polymers**, v. 73, p. 541-547, 2008.
- HIGUERAS, L; *et al.* Development of a novel antimicrobial film based on chitosan with LAE (ethyl-N α -dodecanoyl-L-arginate) and its application to fresh chicken meat. **International Journal of food microbiology**, v. 165, n. 3, p. 339-345, 2013.
- HUGO, C. J.; & HUGO, A. Current trends in natural preservatives for fresh sausage products. **Trends in Food Science & Technology**, v. 45, n. 1, p. 12-23, 2015.
- INFANTE, J; *et al.* Atividade antioxidante de resíduos agroindustriais de frutas tropicais. **Alimentos e nutrição**, v. 24, n. 1, p. 87-91, 2013.
- IGLESIAS, J; *et al.* Antioxidant mechanism of grape procyanidins in muscle tissues: Redox interactions with endogenous ascorbic acid and α -tocopherol. **Food chemistry**, v. 134, n. 4, p. 1767-1774, 2012.
- JAMSHIDIAN, M; *et al.* Poly-lactic acid: production, applications, nanocomposites, and release studies. **Comprehensive reviews in food science and food safety**, v. 9, p. 552–571, 2010.
- JIANG, Z; NEETOO, H; CHEN, H. Control of *Listeria monocytogenes* on cold-smoked salmon using chitosan-based antimicrobial coating and films. **Journal of food science**, v. 76, n. 1, p. 22-26, 2011.
- JO, W. S; *et al.* Quality and microbial safety of “Fuji” apples coated with carnauba-shellac wax containing lemongrass oil. **Food science and technology**, v. 55, p. 490-497, 2014.

JUÁREZ, M. D; *et al.* Degradation in soybean oil, sunflower oil and partially hydrogenated fats after food frying, monitored by conventional and unconventional methods. **Food Control**, v. 22, p. 1920–1927, 2011.

KAISER, T. R. **Determinação de curva glicolítica em carcaças de aves PSE (*pale, soft, exsudative*) e normal em linha de abate industrial.** 2016, 42 p. Tese (Mestrado) – Universidade Tecnológica Federal do Paraná, Programa de Pós-graduação em tecnologia de alimentos, Londrina, 2016.

KARWOWSKA, M; DOLATOWSKI, Z. J. Effect of mustard on lipid oxidation in model pork meat product. **European Journal of Lipid Science and Technology**, v. 116, p. 311-318, 2014.

KAZEMI, S. M; REZAEI, M. Antimicrobial effectiveness of gelatin-agar film containing oregano essential oil for fish preservation. **Journal of food safety**, v. 35, p. 482-491, 2015.

KHARE, A. K; BISWAS, A. K; SAHOO, J. Comparison study of chitosan, EDTA, eugenol and peppermint oil for antioxidant and antimicrobial potentials in chicken noodles and their effect on colour and oxidative stability at ambient temperature storage. **LWT-Food Science and Technology**, v. 55, n. 1, p. 286-293, 2014.

KHOR, E; LIM, L. Y. Implantable applications of chitin and chitosan. **Biomaterials**, v. 24, n. 13, p. 2339-2349, 2003.

KISONEN, V; *et al.* Composite films of nanofibrillated cellulose and *O-acetyl galactoglucomannan* (GGM) coated with succinic esters of GGM showing potential as barrier material in food packaging. **Journal of materials science**, v. 50, n. 8, p. 3189-3199, 2015.

KISSEL, C. **Carne PSE (*pale, soft, exsudative*) e análogo ao DFD (*dark, firm, dry*) de frangos embutidos cárneos.** 2008, 88 p. Tese (Mestrado) – Universidade Estadual de Londrina, Programa de pós-graduação em ciência de alimentos, Londrina, 2008.

KOH, E; SURH, J. Food types and frying frequency affect the lipid oxidation of deep frying oil for the preparation of school meals in Korea. **Food chemistry**, v. 174, p. 467 – 472, 2015.

KONDO, S; *et al.* Antimicrobial activity of rice bran extracts for diarrheal disease. **Journal of the Medicine Association of Thailand**, v. 7, p. S117-S121, 2011.

KONG, M. Antimicrobial properties of chitosan and mode of action: a state of the art review. **International Journal of Food Microbiology**, v. 144, p. 51-63, 2010.

KRAJEWSKA, B; WYDRO, P; JANCZYK, A. Probing the models of antibacterial activity of chitosan. Effects of pH and molecular weight on chitosan interactions with membrane lipids in Langmuir films. **Biomacromolecules**, v. 12, n. 11, p. 4144-4152, 2011.

KRISHNAN, K; *et al.* Antimicrobial and antioxidant effects of spice extracts on the shelf life extension of raw chicken meat. **International Journal of Food microbiology**, v. 171, p. 32-40, 2014.

KUORWEL, K.; *et al.* Migration of antimicrobial agents from starch-based films into a food simulant. **LWT – Food science and technology**, v. 50, p. 432-438, 2013.

LA MANTIA, F. P; MORREALE, M. Green composites: a brief review. **Composites part A: Applied Science and manufacturing**, v. 42, n. 6, p. 579-588, 2011.

LAI, M. H; *et al.* Effects of rice bran oil on the blood lipids profiles and insulin resistance in type 2 diabetes patients. **Journal of clinical biochemistry and nutrition**, v. 51, n. 1, p. 15-18, 2012.

LAWRIE, R. A. **A ciência da carne**. 6 ed, Porto Alegre: Artmed, 2005.

LEE, S. Y; *et al.* Current topics in active and intelligent food packaging for preservation of fresh foods. **Journal of the science of food and agriculture**, v. 95, p. 2799-2810, 2015.

LEKJING, S. A chitosan-based coating with and without clove oil extends the shelf life of cooked pork sausages in refrigerated storage. **Meat science**, v. 111, p. 192-197, 2015.

LÉON, J. S. S. **Caracterização química e estabilidade oxidativa de produto reestruturado de frango sob a ação de embalagem ativa adicionada de extratos de resíduos agroindustriais**. 2015, 129 p. Tese (Mestrado) – Universidade de São Paulo, Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Piracicaba, 2015.

LEOPOLDINI, M.; RUSSO, N.; TOSCANO, M. The molecular basis of working mechanism of natural polyphenolic antioxidants. **Food Chemistry**, v. 125, n. 2, p. 288-306, 2011.

LI, J. H; *et al.* Preparation and characterization of active gelatin-based films incorporated with natural antioxidants. **Food Hydrocolloids**, v. 37, p. 166-173, 2014. (a)

LI, S; *et al.* Increasing antioxidant activity of procyanidin extracts from the pericarp of *Litchi chinensis* processing waste by two probiotic bacteria bioconversions. **Journal of agriculture and food chemistry**, v. 61, n. 10, p. 2506-2512, 2013. (b)

LI, T; *et al.* Quality enhancement in refrigerated red drum (*Scianepos ocellatus*) fillets using chitosan coatings containing natural preservatives. **Food chemistry**, v. 138, p. 821-828, 2013.

LIMA, E. C. S; CARDOSO, M. H. Bebida de soja (*Glycine Max*) e acerola (*Malpighia punicifolia*) enriquecida com cálcio. **Alimentos e nutrição**, v. 23, n. 4, p. 549-553, 2012.

LÓPEZ-DE-DICASTILLO, C; *et al.* Active antioxidant packaging films: development and effect on lipid stability of brined sardines. **Food chemistry**, v. 131, n. 4, p. 1376-1384, 2012.

LÓPEZ-MATA, M. A; *et al.* Physicochemical and antioxidant properties of chitosan edible films incorporated with cinnamon oil. **International Journal of polymer science**, v. 2015, p. 1122-1129, 2015.

LUPO, B; *et al.* Preparation of alginate microspheres by emulsification/internal gelation to encapsulate cocoa polyphenols. **Food Hydrocolloids**, v. 38, p. 56-65, 2014.

MA, W. *et al.* Characterization of gelatin-based edible films incorporated with olive oil. **Food research international**, v. 49, p. 572-579, 2012.

MACHADO, B. A. S; *et al.* Desenvolvimento e avaliação da eficácia de filmes biodegradáveis de amido de mandioca com nanocelulose como reforço e com extrato de erva-mate como aditivo antioxidante. **Ciência Rural**, v. 42, p. 2085-2091, 2012.

MACHADO, S. D. O. **Desenvolvimento e caracterização de filmes bioativos à base de quitosana aditivados com o extrato do resíduo de acerola**. 2015, 102 p. Tese (Mestrado) – Universidade Federal Rural de Pernambuco, Programa de pós-graduação em ciência e tecnologia dos alimentos, Pernambuco, 2015.

MAISUTHISAKUL, P.; SUTTAJIT, M.; PONGSAWATMANIT, R. Assessment of phenolic content and free radical-scavenging capacity of some Thai indigenous plants. **Food Chemistry**, London, v. 100, p. 1409-1418, 2007

MARTELLI, M. R; *et al.* Effect of chitosan nanoparticles and pectin content on mechanical properties and water vapor permeability of banana puree films. **Journal of food science**, v. 78, n. 1, p. 98-105, 2013.

MARTIN, J. G. P. **Atividade antimicrobiana de produtos naturais: erva-mate e resíduos agroindustriais**. 2011, 100 p. Tese (Mestrado) – Universidade de São Paulo, Escola Superior de Agricultura “Luiz Queiroz”, Piracicaba, 2011.

MARTÍNEZ-CAMACHO, A. P; *et al.* Chitosan composite films: thermal, structural, mechanical and antifungal properties. **Carbohydrate polymers**, v. 82, n. 2, p. 305-315, 2010.

MARTINS, N; *et al.* Activity of phenolic compounds from plant origin against *Candida* species. **Industrial crops and products**, v. 74, n. 15, p. 648-670, 2015.

MARTINS, J. T; CERQUEIRA, M. A; VICENTE, A. A. Influence of α -tocopherol on physicochemical properties of chitosan-based films. **Food Hydrocolloids**, v. 27, n. 1, p. 220-227, 2012.

MATET, M; *et al.* Plasticized chitosan/polyolefin films produced by extrusion. **Carbohydrate polymers**, v. 117, p. 177-184, 2015.

MATHEW, S; ABRAHAM, T. E. Studies on the antioxidant activities of cinnamon (*Cinnamomum verum*) bark extracts, through various vitro models. **Food chemistry**, v. 94, p. 520-528, 2006.

MEHYAR, G; *et al.* Characterization of edible coatings consisting of pea starch, whey protein isolate, and carnauba wax and their effects on oil rancidity and sensory properties of walnuts and pine nuts. **Journal of food science**, v. 54, n. 77, p. 52-59, 2012.

MELLINAS, C; *et al.* Active edible films: current state and future trends. **Journal of applied polymer science**, v. 133, n. 2, p. 133-131, 2016.

MELO, P. S; *et al.* Composição fenólica e atividade antioxidante de resíduos agroindustriais. **Ciência rural**, v. 41, n. 6, p. 210-216, 2011.

MERCALI, G. D; *et al.* Degradation kinetics of anthocyanins in acerola pulp: Comparison between ohmic and conventional heat treatment. **Food chemistry**, v. 136, n. 2, p. 853-857, 2013

MOHAN, C. O; *et al.* Effect of chitosan edible coating on the quality of double filleted Indian oil sardine (*Sardinella longiceps*) during chilled storage. **Food hydrocolloids**, v. 26, n. 1, p. 167-174, 2012.

MORADI, M; *et al.* Characterization of antioxidant chitosan film incorporated with *Zataria multiflora* boiss essential oil and grape seed extract. **LWT-Food Sci Technol**, v. 46, p. 477–484, 2012.

MORAES, F. P; *et al.* Estudo dos compostos bioativos presentes no resíduo de goiaba vermelha (*Psidium guajava* L.) desidratada. **In: XX Congresso Brasileiro de Engenharia Química**, 2014. Florianópolis – Santa Catarina, p. 50-56, 2014.

NASCIMENTO, J. I. G. **Atividade antifúngica da quitosana na expansão da vida de prateleira de goiaba minimamente processada**. 2013, 75 p. Tese (Mestrado) – Universidade Federal de Pernambuco, Programa de pós-graduação em nutrição, Recife, 2013.

NASCIMENTO, R. J; ARAÚJO, C. R; MELO, E. A. Atividade antioxidante de extratos de resíduo agroindustrial de goiaba (*Psidium guajava* L.). **Alimento e nutrição**, v. 21, n. 2, p. 209-216, 2010.

NGUYEN, M. X. H. **Characterization of allergenic and antimicrobial properties of chitin and chitosan and formulation of chitosan-based edible film for instant food casing**. 2012, 302 p. Tese (Doutorado) – Real Melbourne Institute of Technology, School of applied sciences, Melbourne, Australia, 2012.

NINDJIN, C; BEYRER, M; AMANI, G. N. Effects of sucrose and vegetable oil properties of native cassava (*Manihot esculenta* CRANTZ) starch-based edible films. **African Journal of food, agriculture, nutrition and development**, v. 15, n. 2, p. 9905-9921, 2015.

NKUKWANA, T. T; *et al.* Fatty acid composition and oxidative stability of breast meat from broiler chickens supplemented with *Moringa oleifera* leaf meal over a period of refrigeration. **Food Chemistry**, v. 142, p. 255-261, 2014.

OLIVEIRA, G. R. **Adição de extratos e óleos vegetais na alimentação de poedeiras: oxidação lipídica e qualidade física de ovos armazenados em diferentes temperaturas**. 2014, 151 p. Tese (Mestrado) – Universidade de Brasília, Mestrado em ciências animais, Brasília, 2014.

OLIVEIRA-SILVA, A. M. **Efeito dos compostos fenólicos do alecrim (*Rosmarinus officinalis* L.) na inflamação aguda e sobre os marcadores de estresse oxidativo de ratos**

diabéticos. 2012, 151 p. Tese (Doutorado) – Universidade de São Paulo, Faculdade de ciências farmacêuticas, São Paulo, 2012.

OLIVO, R; *et al.* Dietary vitamin E inhibits poultry PSE and improves meat functional properties. **Journal of food biochemistry**, v. 25, n. 4, p. 271-283, 2001.

OLIVO, R; OLIVO, N. **O mundo das carnes: ciência, tecnologia & mercado**. 4 ed. Criciúma: Ed. Do autor, 2006.

ORDOÑEZ, J. E, *et al.* **Tecnologia de Alimentos – alimentos de origem animal**. v. 2, Porto Alegre: Artmed, 2005, p. 130-144.

ORTEGA-TORO, R; *et al.* Effect of the incorporation of surfactants on the physical properties of corn starch films. **Food hydrocolloids**, v. 38, p. 66-75, 2014.

OTONI, C. G; *et al.* Antimicrobial and physical-mechanical properties of pectin/papaya/puree/cinnamaldehyde nanoemulsion edible composite films. **Food hydrocolloids**, v. 41, p. 188-194, 2014.

OTONI, C. G; *et al.* Edible Films from Methylcellulose and nanoemulsions of Clove Bud (*Syzygium aromaticum*) and Oregano (*Origanum vulgare*) Essential Oils as Shelf Life Extenders for Sliced Bread. **Journal of agricultural and food chemistry**, v. 62, p. 5214-5219, 2014.

OYMACI, P; ALTINKAYA, S. A. Improvement of barrier and mechanical properties of whey protein isolate based food packaging films by incorporation of zein nanoparticles as a novel bionanocomposite. **Food hydrocolloids**, v. 54, p. 1-10, 2016.

PACKER, V. G; *et al.* Chemical characterization, antioxidant activity and application of beetroot and guava residue extracts on the preservation of cooked chicken meat. **Journal of food science and technology**, v. 52, n. 11, p. 7409-7416, 2015.

PARK, P. J; JE, J. Y; KIM, S. K. Free radical scavenging activities of differently deacetylated chitosans using an ESR spectrometer. **Carbohydrate polymers**, v. 55, p. 17-22, 2004.

PAULA, G. A; *et al.* Development and characterization of edible films from mixtures of κ-carrageenan, ι-carrageenan, and alginate. **Food Hydrocolloids**, v. 47, p. 140-145, 2015.

PAVINATTO, F. J. **Interação entre quitosana e modelos de membrana celular: filmes de langmuir e langmuir-blodgett (LB)**. 2010, 163 p. Tese (Doutorado) – Universidade de São Carlos, Instituto de física e química de São Carlos, São Carlos, 2010.

PEDRO, A. S; *et al.* Chitosan: an option for development of essential oil delivery systems for oral cavity care? **Carbohydrate polymers**, v. 76, p. 501-508, 2009.

PEDRO, A. S; *et al.* Chitosan: na option for development of essencial oil delivery systems for oral cavity care? **Carbohydrate Polymers**, v. 76, p. 501-508, 2009.

PEELMAN, N; *et al.* Application of bioplastics for food packaging. **Trends in food science & technology**, v. 32, n. 2, p. 128-141, 2013.

PENHASI, A; MEIDAN, V. M. Preparation and characterization of *in situ* ionic cross-linked pectin films: unique biodegradable polymers. **Carbohydrates polymers**, v. 102, p. 254-260, 2014.

PEREDA, M; AMICA, G; MARCOVICH, N. E. Development and characterization of edible chitosan/olive oil emulsion films. **Carbohydrate polymers**, v. 87, n. 2, p. 1318-1325, 2012.

PEREIRA, C. T. M; *et al.* Obtenção, caracterização físico-química e avaliação da capacidade antioxidante *in vitro* da farinha do resíduo de acerola (*Malpighia glabra* L.). **Acta tecnológica**, v. 8, n. 2, p. 50-56, 2013.

PETROU, S; *et al.* Chitosan dipping or oregano oil treatments, singly or combined on modified atmosphere packaged chicken breast meat. **International journal of food microbiology**, v. 156, p. 264-271, 2012.

PINHO, M. V. E. R. **Aplicação de biofilmes de quitosano e de atmosfera modificada na conservação de pêra Rocha de 4ª Gama**. Dissertação, 94 p. (mestrado em tecnologia e segurança alimentar) – Faculdade de Ciências e Tecnologia, Lisboa, 2011.

PODSEDEK, A. Natural antioxidants and antioxidant capacity of Brassica vegetables: A review. **LWT-Food Science Technology**, v. 40, p. 1-11, 2007.

PONCE, A. G; *et al.* Antimicrobial and antioxidant activities of edible coatings enriched with natural plants extracts: *in vitro* and *in vivo* studies. **Postharvest biology and technology**, v. 49, p. 294-300, 2008.

PONNAMPALAM, E. N; *et al.* Muscle antioxidante (vitamin E) and major fatty acid groups, lipid oxidation and retail colour of meat from lambs fed a roughage based diet with flaxseed or algae. **Meat Science**, v. 111, p. 154-160, 2016.

PRABHA, D. S; DAHMS, H. U; MALLIGNA, P. Pharmacological potentials of phenolic compounds from *Propolis spp.* – a review. **Journal of coastal life**, v. 2, n. 11, p. 918-924, 2014.

PRÄNDL, O; *et al.* **Tecnología e higiene de la carne**. Zaragoza: Acribia, 1994.

QURESHI, A. A; *et al.* Novel tocotrienols of rice bran modulate cardiovascular disease risk parameters of hypercholesterolemic humans. **The Journal of nutrition biochemistry**, v. 8, n. 5, p. 290-298, 1997.

RADHA, K. K; *et al.* Potential application of corn starch edible films with spice essential oils for the shelf life extension of red meat. **Journal of applied microbiology**, v. 119, n. 6, p. 1612-1623, 2015.

RAMOS-GARCÍA, M; *et al.* Use of chitosan-based edible coatings in combination with other natural compounds, to control *Rhizopus stolonifer* and *Escherichia coli* DH5 α in fresh tomatoes. **Crop protection**, v. 38, p. 1-6, 2012.

RANGEL-HUERTA, O. D. A systematic review of the efficacy of bioactive compounds in cardiovascular disease: phenolic compounds. **Nutrients**, v. 7, 5177-5216, 2015.

RAY, B; *et al.* Chemically engineered sulfated glucans from rice bran exert strong antiviral activity at the stage of viral entry. **Journal of natural products**, v. 76, n. 12, p. 2180-2188, 2013.

REALINI, C. E.; MARCOS, B. Active and intelligent packaging systems for a modern society. **Meat science**, v. 98, n. 3, p. 404-419, 2014.

REIS, L. C. B; *et al.* Active biocomposites of cassava starch: the effect of yerba mate extract and mango pulp as antioxidant additives on the properties and the stability of a packaged product. **Food and bioproducts processing**, v. 94, p. 382-391, 2015.

REMYA, S; *et al.* Effect of chitosan based active packaging film on the keeping quality of chilled stored barracuda fish. **Journal of food science and technology**, v. 53, n. 1, p. 685-693, 2016.

RHOADES, J. R; RASTALL, R. A. Inhibition oh pathogen adhesion in the gut. **Clinical Nutrition**, v. 22, n. 1, p. 231-243, 2003.

RIBEIRO, K. P. **Análise da relação umidade/proteína em filés PSE (*pale, soft, exudative*) de frangos em conformidade com a instrução normativa 32/2010**. 2015, 124 p. Tese (Mestrado) – Universidade Tecnológica Federal de Paraná, Programa de pós-graduação em tecnologia de alimentos, Londrina, 2015.

RIBEIRO, W. X; *et al.* Characterization of biodegradable film based on zein and oleic acid added with nanocarbonate. **Ciência Rural**, v. 45, n. 10, p. 1890-1894, 2015.

RITZINGER, R; RITZINGER, C. H. S. P. Acerola. **Informe Agropecuário**, v. 32, n. 264, p. 17-25, 2011.

RIVEROS, C. G; *et al.* Thyme and basil essential oils included in edible coatings as a natural preserving method of oilseed kernels. **Journal of the science of food and agriculture**, v. 96, p.183-191, 2016.

RODRIGUEZ-GARCIA, I; *et al.* Oregano (*Lippia graveolens*) essential oil added within pectin edible coatings prevents fungal decay and increases the antioxidant capacity of treated tomatoes. **Science of food and agriculture**, v. 96, 1250-1257, 2016.

RUIZ-NAVAJAS, Y; *et al.* *In vitro* antibacterial and antioxidant properties of chitosan edible films incorporated with *Thymus moroderi* and *Thymus piperella* essential oils. **Food control**, v. 30, p. 386-392, 2013.

SADAKA, F; *et al.* Review on antimicrobial packaging containing essential oils ant their active biomolecules. **Innovative food science and emerging technologies**, v. 20, p. 350-364, 2013.

SÁNCHEZ-ALDANA, D; *et al.* Antibacterial activity of pectin-based edible films incorporated with Mexican lime essential oil. **Food control**, v. 50, p. 907-912, 2015.

SANCHEZ-GARCIA M. D; *et al.* Morphology and barrier properties of solvent cast composites of thermoplastic biopolymers and purified cellulose fibers. **Carbohydr Polymers**, v. 71, p. 235-244, 2008.

SÁNCHEZ-GONZÁLEZ, L; *et al.* Physical properties of edible chitosan films containing bergamot essential oil and their inhibitory action on *Penicillium italicum*. **Carbohydrate Polymers**, v. 82, n. 2, p. 277-283, 2010.

SÁNCHEZ-ORTEGA, I; *et al.* Antimicrobial edible films and coatings for meat and meat products preservation. **The scientific world journal**, v. 2014, p. 40-58, 2014.

SANTACRUZ, S; RIVADENEIRA, C; CASTRO, M. Edible films based on starch and chitosan. Effect of starch source and concentration, plasticizer, surfactant's hydrophobic tail and mechanical treatment. **Food hydrocolloids**, v. 49, p. 89-94, 2015.

SANTOS, E. C. M. **Filmes biodegradáveis de galactomanana: uso na conservação de frutos**. 2012, 126 p. Tese (Doutorado) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências, Ceará, 2012.

SANTOS-BUELGA, C; *et al.* Extraction and isolation of phenolic compounds. **Methods in molecular biology**, v. 864, p. 427-464, 2012.

SANYANG, M. L; *et al.* Effect of plasticizer type and concentration on physical properties of biodegradable films based on sugar palm (*Arenga pinnata*) starch for food packaging. **Journal of food science and technology**, v. 53, n. 1, p. 326-336, 2015.

SENA, D. N; *et al.* Estudo do potencial antioxidante em amostras de farinha de resíduos de processamento de acerola, tangerina e graviola. **In: XX Congresso Brasileiro de Engenharia Química**, 2014. Florianópolis – Santa Catarina, p. 50-56, 2014

SHOJAEI-ALIABADI, S; *et al.* Characterization of κ -carrageenan films incorporated plant essential oils with improved antimicrobial activity. **Carbohydrate polymers**, v. 101, p. 582-591, 2014.

SILVA, A. S. *et al.* Trends in the use of natural antioxidants in active food packaging: a review. **Food additives & contaminants: Part A.**, v. 31, n. 3, p. 374 – 395, 2014

SILVA, J.B. A; PEREIRA, F. V; DRUZIAN, J. I. Cassava starch-based films plasticized with sucrose and inverted sugar and reinforced with cellulose nanocrystals. **Journal of food science**, v. 77, n. 6, p. 14-20, 2012.

SILVAGNI, A; *et al.* Thermo-induced lipid oxidation on a culinary oil: the effect of materials used in common food processing on the evolution of oxidized species. **Food chemistry**, v. 133, p. 754 – 759, 2012.

SILVA-WEISS, A; *et al.* Natural additives in bioactive edible films and coatings: functionality and applications in foods. **Food Engineering Reviews**, v. 5, p. 200-216, 2013.

SIMONAITIENE, D; *et al.* The effect of chitosan and whey proteins-chitosan films on the

growth of *Penicillium expansum* in apples. **Journal of the science of food and agriculture**, v. 95, 1475-1481, 2015.

SIRIPATRAWAN, U; HARTE, B. R. Physical properties and antioxidant activity of an active film from chitosan incorporated with green tea extract. **Food hydrocolloids**, v. 24, n. 8, p. 770-775, 2010.

SIRIPATRAWAN, U; NOIPHA, S. Active film from chitosan incorporating green tea extract for shelf life extension of pork sausages. **Food hydrocolloids**, v. 27, n. 1, p. 102-108, 2012.

SIRVIÖ, J. A; *et al.* Biocomposite cellulose-alginate films: promising packaging materials. **Food chemistry**, v. 151, p. 343-353, 2014.

SOARES, A. C. **caracterização e modificação de membranas de quitosana-PEG com filmes automontados de jacalina e concanavalina A**. 2012, 118 p. Tese (Mestrado) – Universidade de São Paulo, Pós-graduação em ciência e engenharia de matérias, São Carlos, 2012.

SOUZA, C. O. **Preparação, caracterização e avaliação da eficácia de biofilmes a base de fécula de mandioca (*Manihot esculenta Crantz*) e incorporados com polpas de manga (*Mangifera Indica L*) e de acerola (*Malpighia emarginata L*) como aditivos antioxidantes**. 2010, 143 p. Tese (Mestrado) – Universidade Federal da Bahia, Mestrado em ciência de alimentos, Salvador, 2010.

SOUZA, C. O; *et al.* Mango and acerola pulps as antioxidant additives in Cassava Starch bio-based film. **Journal of agricultural and food chemistry**, v. 59, n. 6, p. 2248 – 2254, 2011.

SOYSAL, Ç; *et al.* Effect of antimicrobial packaging on physicochemical and microbial quality of chicken drumsticks. **Food control**, v. 54, p. 294-299, 2015.

SUTTIRAK, W; MANURAKCHINAKORN, S. In vitro antioxidant properties of mangosteen peel extract. **Journal of the science of food and agriculture**, v. 51, n. 12, p. 3546-3558, 2014.

Tabela Brasileira de Composição de Alimentos – TACO. Disponível em: <http://www.unicamp.br/nepa/taco/contar/taco_4_edicao_ampliada_e_revisada>. Acesso em 10 jan 2014.

TAJDINI, F; *et al.* Production, physicochemical and antimicrobial properties of fungal chitosan from *Rhizomucor miehei* and *Mucor racemosus*. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 47, n. 2, p. 180-183, 2010.

TAN, Y. M; *et al.* Functional chitosan-based grapefruit seed extract composite films for applications in food packaging technology. **Materials research bulletin**, v. 69, p. 142 – 146, 2015.

TANG, H; *et al.* Antibacterial action of a novel functionalized chitosan-arginine against Gram-negative bacteria. **Acta Biomaterialia**, v. 6, n. 7, p. 2562-2571, 2010.

TAVARIA, F. K; *et al.* A quitosana como biomaterial odontológico: estado da arte. **Engenharia biomédica**, v. 29, n. 1, p. 110-120, 2013.

TAYEL, A; *et al.* Inhibition of microbial pathogens by fungal chitosan. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 47, n. 1, p. 10-14, 2010.

TIAN, F; DECKER, E. A; GODDARD, J. M. Controlling lipid oxidation of food by active packaging technologies. **Food functional**, v. 4, p. 669 – 680, 2013

VALDÉS, A; *et al.* Natural additives and agricultural wastes in biopolymer formulations for food packaging. **Frontiers in chemistry**, v. 2, n. 6, 2014.

VALENZUELA, C; ABUGOCH, L; TAPIA, C. Quinoa protein-chitosan-sunflower oil edible film: mechanical, barrier and structural properties. **LWT – Food science and technology**, v. 50, p. 531-537, 2013.

VALERO, L. M. S. **Elaboração e caracterização de filmes a base de alginato de sódio, reticulados com íons bário (Ba^{2+}), estrôncio (Sr^{2+}) ou alumínio (Al^{3+}).** 2011, 123 p. Tese (Mestrado) – Universidade Estadual de Campinas, Faculdade de Engenharia de alimentos, Campinas, 2011.

VAN DEN BROEK, L. A; *et al.* Chitosan films and blends for packaging material. **Carbohydrate polymers**, v. 116, p. 237-242, 2015.

VARGAS, M; ALBORS, A; CHIRALT, A. Applications of chitosan-sunflower oil edible films to pork meat hamburgers. **Procedia Food Science**, v. 1, p. 39-43, 2011.

VASILATOS, G. C; SAVVAIDIS, I. N. Chitosan or rosemary oil treatments, singly or combined to increase turkey meat shelf life. **International journal of food microbiology**, v. 166, p. 54-58, 2013.

VELICKOVA, E; *et al.* Characterization of multilayered and composite edible films from chitosan and beeswax. **Food science and technology international**, v. 21, p. 83-93, 2015.

VELICKOVA, E; *et al.* Impact of chitosan-beeswax edible coatings on the quality of fresh strawberries (*Fragaria ananassa cv Camarosa*) under commercial storage conditions. **LWT – Food science and technology**, v. 52, p. 80-92, 2013.

VENTURINI, K. S; SARCINELLI, M. F; SILVA, L. C. Características da carne de frango. **Boletim técnico PIE-UFES:01307**, Universidade Federal do Espírito Santo, Espírito Santo, 2007.

VERMERRIS, W; NICHOLSON, R. Phenolic Compound Biochemistry. Ed. Springer, 2006.

VERSCOYLE, R. D; *et al.* Evaluation of the cancer chemopreventive efficacy of rice bran in genetic mouse models of breast, prostate and intestinal carcinogenesis. **British Journal of cancer**, v. 96, n. 2, p. 248-254, 2007.

- WANG, L; *et al.* Kinetics and functional effectiveness of nisin loaded antimicrobial packaging film based on chitosan/poly (vinyl alcohol). **Carbohydrate polymers**, v. 167, p. 64-71, 2015.
- WANG, L; *et al.* Preparation and characterization of active films based on chitosan incorporated tea polyphenols. **Food hydrocolloids**, v. 32, n. 1, p. 35-41, 2013.
- WEN, P; *et al.* Encapsulation of cinnamon essential oil in electrospun nanofibrous film for active food packaging. **Food control**, v. 59, p. 366-376, 2016.
- WU, Y; *et al.* Green and biodegradable composite films with novel antimicrobial performance based on cellulose. **Food chemistry**, v. 197, p. 250-257, 2016.
- XIA, W; *et al.* Biological activities of chitosan and chitooligosaccharides. **Food Hydrocolloids**, v. 25, n. 2, p. 170-179, 2011.
- XIAO, C; *et al.* Combined action of pure oxygen pretreatment and chitosan coating incorporated with rosemary extracts on the quality of fresh-cut pears. **Food chemistry**, v. 121, p. 1003-1009, 2010.
- XIE, W; XU, P; LIU, Q. Antioxidant activity of water-soluble chitosan derivatives. **Bioorganic and medical chemistry letters**, v. 11, p. 1699-1701, 2001.
- ZHONG, Y; SONG, X; LI, Y. Antimicrobial, physical and mechanical properties of kudzu starch-chitosan composite films as a functional of acid solvent types. **Carbohydrate Polymers**, v. 84, n. 1, p. 335-342, 2011.
- YADAV, A. V; BHISE, B. Chitosan: a potential biomaterial effective against typhoid. **Current Science**, v. 87, n. 9, p. 1176-1178, 2004.
- YAN, Q; *et al.* Properties and antimicrobial activities of starch–sodium alginate composite films incorporated with sodium dehydroacetate or rosemary extract. **Journal of applied polymer science**, v. 127, n. 3, p. 1951-1958, 2013.
- YANG, G; *et al.* Blueberry leaf extracts incorporated chitosan coatings for preserving postharvest quality of fresh blueberry. **Postharvest biology and technology**, v. 92, p. 46-53, 2014.
- YEN, M; YANG, J; MAU, J. Antioxidant properties of chitosan from crab shells. **Carbohydrate polymers**, v. 74, p. 840-844, 2008.
- YON, S. D. Edible films based on starch and chitosan. Effect of starch source and concentration, plasticizer, surfactant's hydrophobic tail and mechanical treatment. **Food hydrocolloids**, v. 49, p. 89-94, 2015.

ARTIGO 1

Aplicação de Filmes Bioativos à base de Quitosana Incorporados com Extrato de Resíduo Agroindustrial de Acerola em Sobrecoxa de Frango

Makarena del Carmen Chaves Portugal Zegarra, Andreлина Maria Pinheiro Santos,
Argélia Maria Araújo Dias Silva, Enayde de Almeida Melo.

RESUMO

Biofilmes de quitosana incorporados com extrato hidroetanólico de resíduo de acerola foram avaliados quanto à eficácia em retardar a oxidação lipídica de sobrecoxa de frango crua, sem pele e desossada, armazenadas à temperatura de refrigeração ($4\pm 1^\circ\text{C}$). O objetivo deste estudo foi o desenvolvimento e aplicação de biofilmes ativos a partir de quitosana, incorporando compostos ativos antioxidantes obtidos do resíduo agroindustrial de acerola. Foram produzidos biofilmes de quitosana (1% m/v) aditivados com três diferentes concentrações de extrato de resíduo de acerola: 0,0% (G1); 1,0% (G2) e 2,5% (G3). Todos os filmes tiveram sua capacidade de sequestro de radical DPPH, teor e retenção de fenólicos avaliados. Para avaliar a eficiência dos biofilmes sobre a estabilidade oxidativa, pedaços de sobrecoxa de frango foram embalados com o biofilme. O estudo foi conduzido em duas etapas, sendo a primeira uma análise das amostras pertencentes aos grupos G1, G2 e G3, que junto à um grupo controle (GC) foram armazenadas por um período de 18 dias, avaliadas em intervalos de tempo pré-determinado quanto à oxidação lipídica (TBARS), pH e temperatura. Nessa primeira etapa, os biofilmes G1 e G2 apresentaram os melhores resultados para TBARS e pH. Na segunda etapa, o frango embalado com os biofilmes G1, G2 e um grupo controle (GC), foram avaliados quanto ao pH, temperatura, TBARS, parâmetros de cor (L^* , a^* , b^*), capacidade de retenção de água (CRA), análise de perfil de textura (TPA) e qualidade microbiológica. O biofilme G2 apresentou os melhores resultados, pois mesmo após 20 dias de armazenamento ($4\pm 1^\circ\text{C}$) a amostra apresentou baixos valores de TBARS ($0,385 \text{ mgMDA.kg}^{-1}$), pH de 6,25, temperatura de $10,33^\circ\text{C}$, alta CRA (86,5%), textura firme e qualidade microbiológica. Além disso, o biofilme G2 apresentou teor de fenólicos de $0,055 \text{ mg EAG/g}$ de filme e percentual de retenção de 96,44% e sequestro de radical DPPH de 18,98%, mostrando-se eficiente em retardar a oxidação lipídica e manter por mais tempo a qualidade da carne de sobrecoxa de frango.

Palavras-chaves: Biofilme de quitosana, Aditivo natural, Antioxidante, Carne de sobrecoxa de frango, Acerola.

ABSTRACT

Chitosan biofilms incorporated with hydroethanolic residue of acerola extract were evaluated for their effectiveness in delaying lipid oxidation of thigh raw chicken, boneless and without skin, stored at refrigeration temperature (4 ± 1 ° C). The objective of this study was the development and application of active biofilms from chitosan, incorporating active antioxidant compounds obtained from the acerola agroindustrial residue. Biofilms of chitosan (1% w/v) added with three different concentrations of acerola extract were produced: 0,0% (G1); 1,0% (G2) and 2,5% (G3). The DPPH radical sequestration capacity, phenolic content and retention of all the films were evaluated. To evaluate the efficiency of biofilms on oxidative stability, pieces of chicken thighs were packed with the biofilm. The study was conducted in two stages, being the first step an analysis of the samples belonging to the groups G1, G2 and G3, which together with a control group (GC) were stored for a period of 18 days, being evaluated at predetermined time intervals for lipid oxidation, pH and temperature. In this first step biofilms G1 and G2 presented the best results for TBARS and pH. In the second step, chicken meat packed with biofilms G1, G2 and a control group (GC) were evaluated for pH, temperature, TBARS, color parameters (L^* , a^* , b^*), water holding capacity (WHC), texture profile analysis (TPA), and microbiological analysis. The biofilm G2 presented the best results because even after 20 days of storage (4 ± 1 °C) the sample showed low values TBARS (0,385 mgMDA.kg-1), 6,25 of pH, temperature of 10.33°C, high WHC (86.5%), firm texture and microbiological quality. In addition, the G2 biofilm presented phenolic content of 0.055 mg EAG/g and retention capacity of 96,44% and 18.98% DPPH radical sequestration capacity, proving to be efficient in delaying lipid oxidation and maintaining the quality of the the poultry meat.

Keywords: Chitosan biofilm, Natural additive, Acerola, Antioxidant, Thigh poultry meat, Acerola

1. INTRODUÇÃO

Mudanças na preferência dos consumidores por alimentos cada vez mais saudáveis conduziram e impulsionaram várias inovações na área de tecnologia de embalagens, havendo um grande interesse no desenvolvimento e utilização de embalagens que minimizem a utilização de materiais sintéticos (BINSI; RAVISHANKAR; MOHAN, 2015). Com o propósito de atender a essas tendências de mercado, pela demanda por alimentos seguros, sustentáveis e com potenciais benefícios à saúde, a elaboração de embalagens ativas produzidas com matéria-prima biodegradável surge como uma tecnologia promissora para a indústria de alimentos, meio ambiente e consumidor (JOUKI *et al.*, 2014; CRUZ-ROMERO *et al.*, 2013; SIRIPATRAWAN; HARTE, 2010; MACHADO, 2015).

As embalagens ativas são definidas como as que interagem com o alimento, prolongando sua vida de prateleira ou conferindo características sensoriais e/ou nutricionais desejáveis (ALMEIDA *et al.*, 2013). Dentre inúmeros tipos de embalagens ativas, há grande destaque para aquelas que utilizam matrizes biodegradáveis e aditivos naturais, por serem materiais facilmente degradáveis e provenientes de fontes renováveis (DANTAS *et al.*, 2015; DANG; YOKSAN, 2015; BINSI; RAVISHANKAR; MOHAN, 2015; NORONHA *et al.*, 2014; ELSABEE; ABDU, 2013; SUNG *et al.*, 2013; SIRIPATRAWAN; HARTE, 2010; LA MANTIA; MORREALE, 2011).

Pelas características, alguns polímeros naturais podem ser utilizados como material para embalagem (OGUR; ERKAN, 2015; ELSABEE; ABDU, 2013; MACHADO, 2015). É o caso da quitosana, um polímero natural derivado da quitina por desacetilação em um meio alcalino que consiste em unidades de glucosaminas associadas a unidades de acetilglucosaminas por ligações glicosídicas do tipo β (1 \rightarrow 4) (ELSABEE; ABDU, 2013). A quitosana tem potencial para aplicações em tecnologia de alimentos devido à sua biocompatibilidade, não toxicidade, biodegradabilidade e propriedades antimicrobianas e antifúngicas úteis contra vários grupos de microrganismos patogênicos e deteriorantes (TAN *et al.*, 2015). A quitosana ainda pode ser incorporada com compostos ativos naturais e oferecer um sistema muito promissor para a melhoria da qualidade de alimentos e preservação durante o seu armazenamento, como ocorre com as embalagens ativas com propriedades antioxidantes (LI *et al.*, 2014; WU *et al.*, 2013; LÓPEZ-DE-DICASTILLO *et al.*, 2012; SAMPAIO *et al.*, 2012; SOUZA *et al.*, 2011).

As embalagens ativas que apresentam propriedades antioxidantes possuem a capacidade de retardar a oxidação lipídica dos produtos embalados (LÓPEZ-DE-DICASTILLO *et al.*, 2012), já que os lipídios, devido à sua natureza química, estão sujeitos as reações de oxidação, produzindo uma série de produtos de degradação, prejudiciais à saúde humana (KOH; SURH, 2015). As reações oxidativas dos lipídios podem causar deterioração e diminuição da qualidade dos alimentos, principalmente os de origem animal, por meio da formação de odores, textura e sabores desagradáveis, mudanças de cor e perdas nutricionais, promovendo redução significativa na vida de prateleira do produto e, finalmente, a perda (TIAN; DECKER; GODDARD, 2013).

Desde o ano de 2008, a carne de frango é a mais consumida no Brasil, com consumo *per capita*/ano de 43,25 kg no ano de 2015 (ABPA, 2015), e por ser um alimento altamente perecível, o alto consumo de produtos de aves acarreta a preocupações relativas à segurança do produto, prazo comercial e qualidade sensorial (ARGYRI; PANAGOULOU; NYCHAS, 2012). A carne de frango é reconhecida pela grande sensibilidade aos processos oxidativos devido ao alto grau de insaturação de seus lipídios, quando comparada com carnes de outras espécies animais como bovinos e suínos. Essa alta proporção de ácidos graxos poli-insaturados provoca uma menor estabilidade oxidativa da carne de aves durante a armazenagem fazendo-se necessária um fator de proteção contra a oxidação de lipídios (BRENESSELOVÁ *et al.*, 2015; BEKER, 2015).

Dessa forma, o interesse em aplicar novas tecnologias capazes de retardar a ocorrência da oxidação lipídica na carne de aves e a utilização de biopolímeros incorporados com aditivos naturais antioxidantes tem se mostrado promissoras (LI *et al.*, 2014). Compostos bioativos naturais com propriedades antioxidantes e promotores de saúde, geralmente encontradas em frutas, tem despertado interesse em pesquisa e consumidores, constituindo-se como uma boa alternativa (KARRE, LOPEZ, GETTY, 2013). Do processamento agroindustrial são geradas grandes quantidades de subprodutos ricos em compostos fenólicos, com potencial para serem utilizados como fontes naturais de antioxidantes. Alguns desses subprodutos foram estudados e apresentado eficiente ação antioxidantes em matrizes alimentares (BABBAR *et al.*, 2014).

Esse estudo objetivou desenvolver filmes biodegradáveis a partir da quitosana, com propriedades antioxidantes obtidos a partir da incorporação de subprodutos agrícolas (resíduo da acerola), aplicar como sistema de embalagem ativa em pedaços de sobrecoxa de frango desossada e avaliar sua eficácia em retardar a oxidação lipídica.

2. MATERIAIS E MÉTODOS

O projeto foi desenvolvido na Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), nos laboratórios do Departamento de Ciências Domésticas e laboratório de microbiologia do Departamento de Tecnologia Rural.

2.1. Materiais

As matérias-primas utilizadas para a preparação dos filmes foram: quitosana de peso molecular médio (SIGMA-ALDRICH *chemistry*), glicerol (NUCLEAR), e o extrato obtido da farinha do resíduo agroindustrial de acerola. O solvente utilizado para a dissolução da quitosana foi a solução de ácido acético glacial (DINÂMICA). As sobrecoxas de frango foram obtidas de um abatedouro inspecionado pelo MAPA – Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento da região metropolitana de Recife.

2.2. Produção da farinha do resíduo agroindustrial de acerola

O resíduo *in natura* de acerola foi obtido a partir do despolpamento da acerola, sendo composto pelos restos de polpa, cascas, sementes e bagaço da fruta. O resíduo era adquirido apresentando temperatura ambiente ($22\pm 2^\circ\text{C}$), sendo logo em seguida processado em farinha de acerola.

Para a produção da farinha, o resíduo foi disposto em bandejas cobertas com papel alumínio de forma a permitir uma melhor desidratação. Em seguida, as bandejas foram acomodadas em estufa com circulação e renovação de ar (modelo MA 035, Marconi, Brasil) à uma temperatura constante de 40°C . A cada duas horas uma alíquota do resíduo era retirado para poder ser realizada a avaliação do teor de umidade por infravermelho (modelo Marte ID50, Marconi, Brasil). O período de desidratação se encerrou quando a umidade da farinha de acerola atingiu o valor igual ou menor do que 10%. Esse período de secagem geralmente demora cerca de dez horas.

Em seguida, o resíduo foi triturado em moinho multiuso (modelo TE-631/2, marca Tecnal, Brasil). O resíduo já triturado foi peneirado para a obtenção de uma farinha de granulometria uniforme (*mesh* 16) e acomodado em sacos plásticos de polipropileno com fechos tipo *ziplock*, envoltos em papel alumínio, identificados e congelados a uma temperatura de -22°C até a realização do extrato hidroetanólico.

2.3. Obtenção do extrato hidroetanólico do resíduo agroindustrial da acerola

O extrato hidroetanólico do resíduo agroindustrial de acerola foi obtido segundo metodologia de Machado (2015), onde 20g de farinha de acerola e 200mL de solução etanólica (60%), ambas a 60°C, foram colocados sob agitação em agitador mecânico (modelo TE-039/1, Tecnal, Brasil) por 30 minutos com rotação de 400 rpm.

O extrato foi em seguida centrifugado (modelo CT 6000 R, CIENTEC, Brasil) a uma rotação de 4000 rpm por 10 minutos, o sobrenadante foi recuperado e rotoevaporado em evaporador rotativo a vácuo (modelo Laborota 4000, Heidolph, Alemanha) até atingir 50ml, sendo em seguida acondicionados em frascos âmbar e armazenados em freezer, a uma temperatura de -22°C para posteriores análises e aplicações.

2.4. Preparação dos biofilmes

Os filmes foram obtidos pela técnica de *casting*, 1g de quitosana foi diluída em 100ml de solução aquosa de ácido acético glacial (0,5%, v/v). A solução foi agitada em agitador mecânico (modelo TE-039/1, Tecnal, Brasil) por 60 minutos, com rotação de 1000rpm e temperatura de 23±3°C. Nos últimos 15 minutos foram adicionados 0,2ml do plastificante glicerol e nos últimos 10 minutos, a depender do biofilme produzido, o extrato hidroetanólico do resíduo da acerola. A solução foi disposta em suportes planos retangulares (Placas de Petri, 150 x15mm), pesada para ficar com massa de 70±2g, e secas a 30±2°C em estufa com circulação de ar (modelo MA035, Marconi, Brasil) por 48 horas. Após este período, os filmes foram retirados dos suportes planos e armazenados em dessecador coberto com papel alumínio, contendo sílica gel, para posteriores análises.

Os biofilmes produzidos utilizaram uma concentração fixa de quitosana (1g) e três concentrações de extrato de acerola (0%, 1% e 2,5%), que foram incorporados de acordo com o volume de quitosana pré-definido, totalizando assim três tipos de filmes.

2.5. Extração dos compostos presentes nos filmes

Essa etapa foi realizada utilizando uma metodologia de Machado (2015) adaptada de Wang e colaboradores (2013). As amostras dos filmes (1g) foram solubilizadas em 10mL de solução etanólica (60%) e colocados em agitação em agitador mecânico (modelo TE-039/1, Tecnal, Brasil) na velocidade de 1000 rpm, durante 1 minuto. O sobrenadante foi recuperado

e foi utilizado para determinação do teor de fenólicos totais e da capacidade de sequestro do radical DPPH.

2.6. Determinação de fenólicos totais do extrato de acerola e dos compostos extraídos dos biofilmes

Os compostos fenólicos foram determinados por método espectrofotométrico (modelo UV-1650PC, Shimadzu, Japão) com espectro de absorção registrado no comprimento de onda de 725 nm, utilizando o reagente Folin-Ciocalteu (Merck), segundo a metodologia descrita por Wettasinghe e Shahidi (1999) e curva padrão de ácido gálico. Para isso, 0,5mL da amostra foi misturado com 8mL de água destilada e 0,5 ml do reagente Folin-Ciocalteu (Merck), sendo a mistura incubada por 3 minutos antes da adição de 1,0ml de solução saturada de carbonato de sódio, seguida de posterior homogeneização. Após 1 hora de repouso em ambiente escuro, a absorbância foi registrada em espectrofotômetro.

Para o extrato hidroetanólico de acerola, os resultados foram expressos em equivalentes de ácido gálico ($\text{mg EAG} \cdot 100\text{g}^{-1}$) enquanto que para a determinação do teor de fenólicos presentes nos filmes, foram expressos em mg de fenólicos totais em equivalente de ácido gálico (EAG)/g do filme, conforme metodologia descrita por Moradi e colaboradores (2012).

2.7. Capacidade de retenção de fenólicos dos filmes de quitosana

A partir do conteúdo de fenólicos totais presente no extrato de acerola foi possível determinar a quantidade de fenólicos adicionado ao filme, de acordo com o percentual de extrato utilizado. Esse montante inserido foi comparado com os valores obtidos pela determinação do conteúdo de fenólicos totais dos compostos extraídos dos filmes. Assim, pela obtenção e comparação desses dois valores, foi possível determinar a capacidade de retenção de fenólicos nos filmes, expressa em percentual, considerando que o valor máximo de retenção (100%) corresponderia à uma equivalência entre o teor de fenólicos do extrato inserido ao filme com o teor de fenólicos extraído dos filmes.

2.8. Determinação da atividade antioxidante

A capacidade antioxidante dos filmes de sequestrar o radical 1,1-difenil-2-picrilhidrazina (DPPH), foi determinada segundo método descrito por Brand-Williams, Cuvelier e Berset

(1995), com adaptações. Uma alíquota de 0,5mL da solução extraída dos filmes, adicionados de 2,5 mL da solução de radical DPPH (6×10^{-5} mol/L), ajustada previamente para uma absorvância entre 0,7 a 0,8, foi colocada na cubeta para o sequestro dos radicais. As leituras das absorvâncias foram realizadas até a solução ter sido estabilizada (30 minutos) em espectrofotômetro (modelo UV-1650PC, Shimadzu, Japão) a 517 nm, em triplicata. A capacidade antioxidante foi calculada pela Eq.1:

$$\% \text{ de sequestro} = \frac{\text{Absorvância do controle} - \text{Absorvância da amostra}}{\text{Absorvância do controle}} \times 100 \quad (\text{Eq. 1})$$

Onde a absorvância do controle é referente à solução de DPPH sem a presença do extrato e a absorvância da amostra é referente à absorvância da reação da solução de DPPH adicionada do extrato.

2.9. Composição físico-química da carne de sobrecoxa de frango

A composição química da carne de sobrecoxa de frango foi realizada nas amostras antes destas serem embaladas, seguindo metodologia descrita pela AOAC (2005). As determinações de teor de umidade, proteína, lipídios e resíduo mineral fixo (cinzas) foram realizadas nas amostras de sobrecoxa de frango.

2.10. Preparação das amostras de sobrecoxa de frango desossada

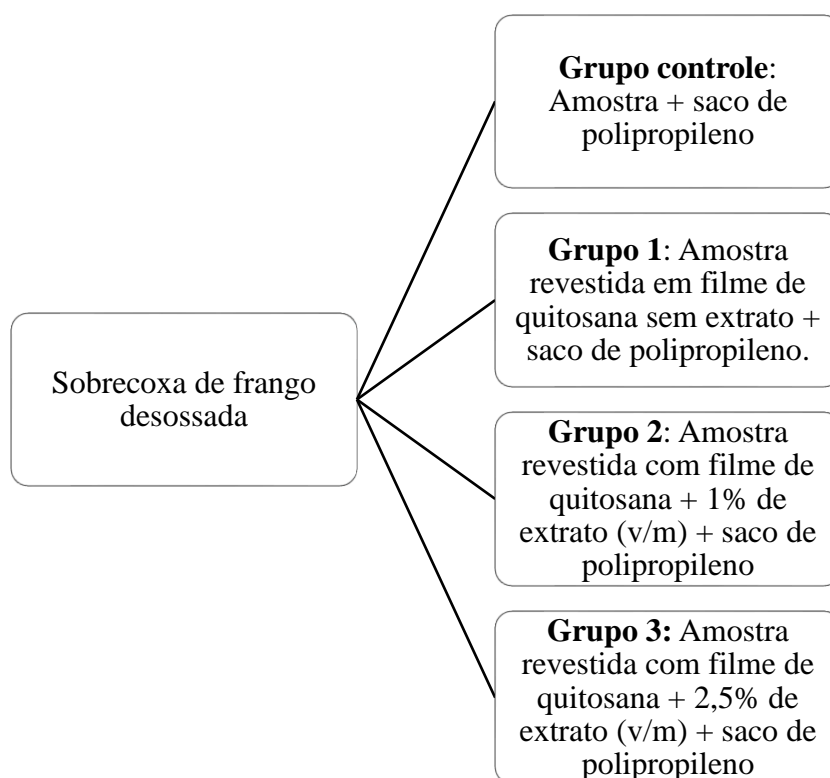
Para o desenvolvimento desse trabalho foram adquiridos 12kg de sobrecoxa de frango recém abatido coletados em três lotes de 4kg. Cada um desses lotes foi obtido do mesmo local, em dias distintos. O 1º e 2º lote foi utilizado para a etapa 1 do experimento e o 3º lote para a etapa 2.

As amostras de sobrecoxas de frango inteiras foram acondicionadas em sacos de polipropileno etiquetados e acomodadas em caixa isotérmica contendo gelo ($2,0 \pm 2,0^\circ\text{C}$) e imediatamente transportadas até o laboratório de físico-química do departamento de Ciências Domésticas da UFRPE.

As sobrecoxas de frango tiveram suas peles removidas e descartadas, sendo em seguida desossadas. Pedacos de 25 ± 5 g da sobrecoxa de frango foram cortados e embalados de acordo com as condições do trabalho, conforme representa Figura 1.

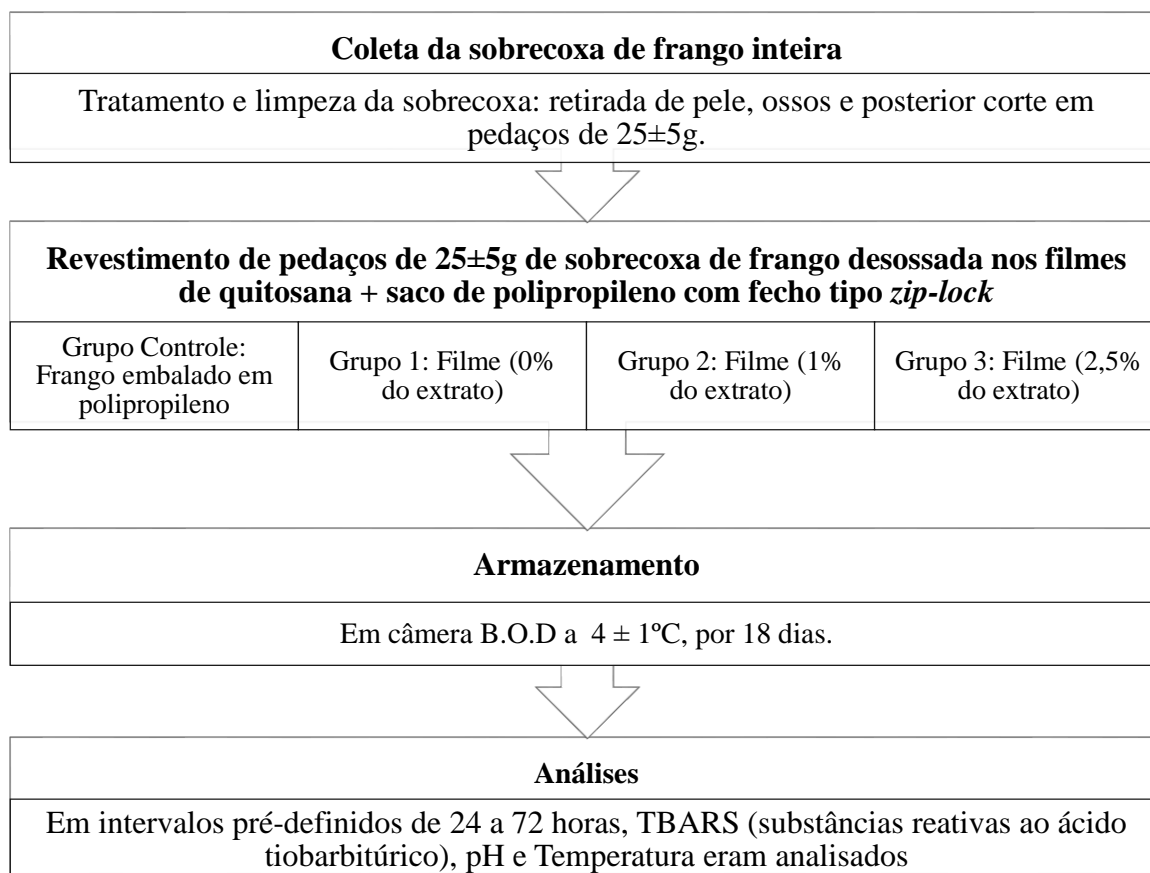
Em seguida, cada amostra foi acondicionada em sacola de polipropileno com fecho tipo *zip-lock*, identificada e armazenada em câmara incubadora refrigerada tipo B.O.D (modelo TE-391, Tecnal, Brasil) ($4\pm 1^\circ\text{C}$).

FIGURA 1: Diagrama representando os grupos de análises utilizados no experimento



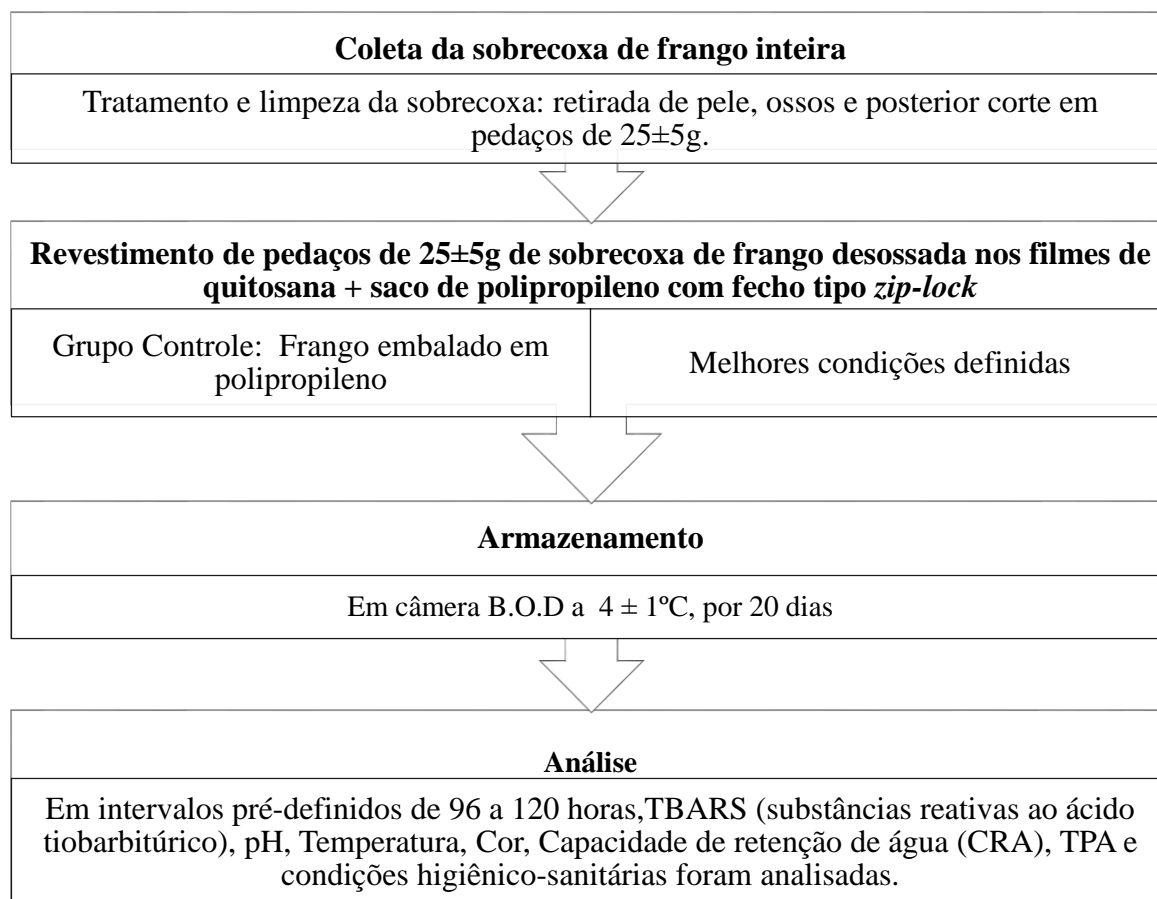
Para a etapa 1 deste trabalho, foram realizadas as determinações de pH, temperatura e TBARS (Substâncias reativas ao ácido tiobarbitúrico), de acordo com o fluxograma exibido pela Figura 2, que engloba a preparação das amostras dessa etapa.

FIGURA 2: Fluxograma do preparo das amostras de sobrecoxa de frango desossada para as análises da etapa 1 do experimento



Com base nos resultados obtidos na etapa 1, as melhores condições de armazenamento foram submetidas à etapa 2, onde foram realizadas as determinações de pH, temperatura, TBARS (substâncias reativas ao ácido tiobarbitúrico), cor, capacidade de retenção de água (CRA), análise de perfil de textura (TPA) e análises das condições higiênico-sanitárias, como descrito na Figura 3.

FIGURA 3: Fluxograma do preparo das amostras de sobrecoxa de frango desossada para as análises da etapa 2 do experimento



2.11. Determinação da oxidação lipídica pela determinação de substâncias reativas ao ácido tiobarbitúrico (TBARS)

A estabilidade oxidativa da carne de frango foi determinada obtendo-se o teor de substâncias reativas ao ácido tiobarbitúrico (TBARS), como descrito pela metodologia de Vyncke (1970), com modificações de acordo com Sørensen e Jørgensen (1995).

Para a determinação da oxidação lipídica, as amostras de sobrecoxa de frango foram moídas antes da análise de cada dia de armazenamento. Foram pesados 5 g de cada amostra em triplicata, colocadas em um béquer, adicionados 25mL de solução a 7,5% de ácido tricloroacético (TCA) (Sigma Aldrich/Vetec) e homogeneizadas em agitador mecânico (modelo TE-039/1, Tecnal, Brasil) por 5 minutos, e em seguida, levada à centrífuga (modelo

CT 6000 R, CIENTEC, Brasil) a uma velocidade de 4000 rpm por 5 minutos e o sobrenadante filtrado em papel de filtro qualitativo (Whatman nº 1).

Em seguida, foram transferidos 5 mL do filtrado de cada amostra para tubos de ensaio com tampa de rosca, em duplicata. Nesses tubos foram adicionados 5 mL de ácido 2-tiobarbitúrico (TBA) 0,020 M (Merck) e homogeneizados em agitador de tubos tipo vórtex (modelo Certomat MV, B.Braun Biotech, Alemanha). As amostras em branco foram feitas com 5mL TCA 7,5% e 5mL de TBA (0,020 M).

Os tubos foram colocados em banho-maria a 85°C por 30 minutos para ocorrer a reação do ácido tiobarbitúrico com o malonaldeído, formando um composto de cor avermelhada. Após esse tempo os tubos foram resfriados em água corrente até alcançar a temperatura ambiente ($22\pm 2,0^{\circ}\text{C}$). As amostras foram conduzidas para a leitura de absorbância feita em comprimento de onda de 532nm em espectrofotômetro (modelo UV-1650PC, Shimadzu, Japão), utilizando-se como base uma curva padrão com solução de 1,1,3,3 tetrametoxipropano (TMP) (Sigma-Aldrich) (0,1 a 2,4 nmol/mL, com $R^2 = 0,99440$). Os resultados da determinação da oxidação lipídica foram expressos em valor de TBARS, definido como mg de malonaldeído (MDA)/kg de amostra úmida.

2.12. Determinação do pH e temperatura

Para a determinação do pH e da temperatura foi utilizado um medidor de pH e temperatura portátil, equipado com uma sonda de penetração para alimentos (modelo 205, Testo, Alemanha).

Foram realizadas duas análises de pH e temperatura: a primeira acompanhou o comportamento do pH e temperatura da sobrecoxa de frango durante as 24 horas (0, 2, 4,6, 8 e 24 horas) seguintes ao abate do animal, conforme metodologia de Abdullah e Matarneh (2010), para identificar a presença de defeitos como DFD e PSE, obtendo-se assim um perfil do pH e temperatura. A outra medição de pH e temperatura realizada foi em conjunto com as análises de TBARS, utilizando a mesma amostra para essas duas determinações.

Todas as medições foram realizadas em triplicata, sempre em pontos diferentes da amostra, em temperatura ambiente ($22 \pm 2^{\circ}\text{C}$).

2.13. Parâmetros de Cor

Os parâmetros de cor da superfície da sobrecoxa de frango crua foram determinados por meio da colorimetria de triestímulos, no sistema CIELab, utilizando um colorímetro portátil (modelo Chroma meter CR400, Konica Minolta Sensing, Japão) no modo de refletância e iluminante C, onde a cor foi expressa no sistema CIE Lab ($L^*a^*b^*$).

As análises foram realizadas após a retirada das amostras da refrigeração, aguardando o período de 30 minutos em temperatura ambiente ($22 \pm 2^\circ\text{C}$) e ar atmosférico para oxigenação superficial da mioglobina, de acordo com o proposto por Van Laack *et al.*, (2000). Os parâmetros de cor das sobrecoxas de frango cruas foram medidas em todos os tempos de armazenamento, em cinco diferentes pontos de cada amostra, quadrantes e ponto central, sendo o resultado a média das leituras.

2.14. Capacidade de retenção de água (CRA)

Para a determinação da CRA foram utilizadas amostras de sobrecoxa de frango que ficaram armazenadas durante 20 dias, em B.O.D ($4 \pm 1^\circ\text{C}$), seguindo a metodologia descrita por Hamm (1960), que se baseia na perda de água liberada quando uma pressão é aplicada sobre algum tecido muscular.

Um pedaço em forma de cubo de $2,0 \pm 0,1\text{g}$ da carne de sobrecoxa de frango foi pesada e posicionada entre dois papéis de filtros qualitativo (Whatman nº1), e entre duas placas de acrílico, no qual é colocado cuidadosamente um peso de 10kg por 5 minutos, seguindo da posterior pesagem da amostra. Todas as análises foram feitas em triplicata.

A capacidade de retenção de água foi calculada pela diferença de peso da amostra e expressa em percentagem de água exsudada em relação ao peso da amostra inicial.

2.15. Análise de perfil de textura

A análise de perfil de textura (TPA) foi realizada em pedaços de sobrecoxa de frango desossada ($25 \pm 5\text{g}$), com altura média de $20 \pm 4\text{mm}$, utilizando texturômetro (modelo CT3 10K, Brookfield Engineering, EUA) equipado com a *probe* TA5 (*probe* em formato cilindro de 12,7 mm de diâmetro e 35 mm de altura, coloração preta), velocidade de teste de 1,0 mm/s e sensibilidade (*trigger force*) de 5 g. Foi realizado um teste de compressão dupla onde as amostras são comprimidas até 50% de sua altura original pela *probe* TA5. As análises foram

realizadas em triplicata, totalizando 3 pontos por grupo de análise em cada tempo de armazenamento, sendo os resultados obtidos apresentados em médias desses 3 pontos.

Os seguintes parâmetros foram quantificados (BOURNE, 2002): dureza (*hardness*), força máxima necessária para comprimir a amostra em 50% da sua altura original (pico de força no primeiro ciclo de compressão), coesividade (*cohesiveness*), que é a extensão (de 0 a 1,0) à que a amostra pode ser deformada antes de se romper e elasticidade (*springiness*), habilidade da amostra em recuperar a forma original depois de comprimida, dada em milímetros.

2.16. Análise microbiológica

As análises microbiológicas determinadas nas amostras da etapa 2 foram realizadas utilizando placas Petrifilm[®]EC para *E.coli* e coliformes; placas Petrifilm[®]AC para contagem de aeróbios e placas Petrifilm[®]YM para contagem de bolores e leveduras, para analisar as condições higiênico-sanitárias das amostras e se estas estavam em conformidade com a RDC 12/2001.

Para todas as amostras, seguiu-se o mesmo procedimento: 25 ± 1 g da amostra foi pesada em um saco estéril para homogeneização (BioPro) e 225mL da água peptonada 0,1% estéril (Merck) foi adicionada, sendo esta a diluição 10^{-1} . O conteúdo do saco foi homogeneizado manualmente, ficando em repouso por 5 minutos, conforme metodologia de Casarotti, Paula e Rossi (2007). Dessa diluição de 10^{-1} foi retirado uma alíquota de 1mL, adicionado em tubo de ensaio contendo 9mL de água peptonada e homogeneizada por 10 segundos, sendo esta a diluição 10^{-2} . Desta diluição, novamente se repetiu o procedimento de retirar uma alíquota de 1mL, adicionar em outro tubo de ensaio contendo 9mL de água peptonada e homogeneizar.

As diluições decimais seriadas de 10^{-2} e 10^{-3} foram as utilizadas para inoculação em placa Petrifilm[™]. Para a preparação de todas as placas, seguiu-se o mesmo procedimento: alíquotas de 1mL de cada uma das diluições (10^{-2} e 10^{-3}) foram transferidas ao centro das placas Petrifilm[®]EC, AC e YM (3M Company, EUA) com o auxílio de uma pipeta eletrônica. Em seguida, utilizou-se o difusor sobre o filme superior, pressionando com cuidado de forma a distribuir o inóculo uniformemente pela área circular da placa, aguardando 5 minutos para que o gel ficasse sólido. As placas Petrifilm[®]EC e AC foram incubadas a 35°C em estufa (modelo Q315M, Quimis, Brasil) por 48 horas, para detecção

de coliformes totais + *E. coli* e contagem de aeróbios mesófilos, respectivamente. Já a placa Petrifilm® YM foi inoculada a 25°C, à temperatura ambiente, por 3 a 5 dias, para a detecção de bolores e leveduras.

Após o tempo estipulado para cada placa, efetuou-se a leitura e contagem de colônias. Os resultados foram expressos como UFC.g⁻¹. As colônias foram somadas e multiplicou-se o resultado final pela respectiva diluição utilizada (10⁻² ou 10⁻³).

2.17. Estatística

A análise estatística foi realizada utilizando o software Statistica 7.0. Valores foram expressos em média±desvio padrão. O teste t de *Student* e teste de *Duncan* foram aplicados para comparação das médias, diferenças foram consideradas significativas para p<0,05.

3. RESULTADOS E DISCUSSÕES

3.1. Características e aspectos visuais dos filmes de quitosana de acordo com o percentual de extrato hidroetanólico incorporado

Filmes de quitosana (1%) aditivados com três concentrações diferentes (0%, 1% e 2,5%) do extrato hidroetanólico do resíduo de acerola foram formulados. As análises visuais mostraram que os filmes ficaram homogêneos, uniformes, transparentes, coloração amarela e com boa flexibilidade (Figura 4). Todos os filmes foram retirados com facilidade do suporte plano e apresentaram boa manuseabilidade e ausência de odores.

FIGURA 4: A) Filme de quitosana com 0% de extrato, B) Filme de quitosana com 1% de extrato, C) Filme de quitosana com 2,5% de extrato (v/m)



No processo de escolha do material para uma embalagem ativa e com potencial antioxidante, deve ser considerado a natureza do polímero e do composto utilizado como antioxidante, pois é necessário que exista compatibilidade entre ambos, a fim de ser obtida uma distribuição homogênea e para que os coeficientes de partição do antioxidante, possam favorecer a sua liberação para o alimento ou embalagem nas diferentes fases (GÓMEZ-ESTACA *et al.*, 2010; MACHADO, 2015).

Além disso, Segundo Sanchez-Garcia e colaboradores (2008), o resíduo da acerola possui fibras, especialmente pectina, amido e derivados de celulose podendo dessa forma, contribuir como aditivo para reforço mecânico e térmico e melhorar a barreira à água dos biofilmes, além da ação antioxidante decorrente dos pigmentos e outros compostos (SANCHEZ-GARCIA *et al.*, 2008).

3.2. Obtenção do extrato hidroetanólico do resíduo agroindustrial da acerola e quantificação do teor de fenólicos

O teor de fenólicos totais do resíduo de acerola foi de 5709,60 mg EAG.100g⁻¹. Resultados de outros trabalhos mostram que a concentração de compostos fenólicos do resíduo de acerola varia bastante, desde valores mais baixos, como 148,9 mg EAG.100g⁻¹ (FREIRE *et al.*, 2013) e 173,3 mg EAG.100g⁻¹ (SANCHO *et al.*, 2015), 2692 a 3171 mg EAG.100g⁻¹ (NOBREGA *et al.*, 2015) até valores mais altos, como 7265 mg EAG.100g⁻¹

(Silva *et al.*, 2014). Os resultados encontrados por Silva e colaboradores (2014) estão mais próximos dos valores encontrados neste estudo.

As discrepâncias de valores para a concentração de fenólicos do extrato de acerola podem ser explicados por uma série de fatores como a variedade da fruta utilizada e seu estado de maturação, as condições de armazenamento e manuseio pré e pós-colheita (AYALA-ZAVALA *et al.*, 2010), bem como o método de extração e solvente utilizado para confecção do extrato (SANCHO *et al.*, 2015).

3.3. Teor de fenólicos e capacidade de retenção de fenólicos dos filmes de quitosana

O teor de fenólicos e capacidade de retenção foram determinados a partir dos compostos extraídos dos filmes produzidos com diferentes concentrações de extrato hidroetanólico de acerola. A Tabela 1 apresenta os resultados de fenólicos totais obtidos para cada filme produzido e seu respectivo percentual de retenção.

TABELA 1: Teor de fenólicos totais dos biofilmes de quitosana produzidos com diferentes concentrações de extrato e seu respectivo percentual de retenção.

Biofilme	Teor de fenólicos (mg EAG/ g)	Retenção (%)
Quitosana (G1)	0,03739±0,0030 ^C	NR
Quitosana com 1% de extrato (G2)	0,05531±0,0016 ^B	96,44±1,57 ^A
Quitosana com 2,5% de extrato (G3)	0,09242±0,0014 ^A	64,76±0,96 ^B

^{A,B,C} Médias seguidas de letras iguais na vertical não diferem significativamente ($p>0,05$) e ^{A, B, C} Médias seguidas de letras iguais na vertical não diferem significativamente ($p>0,05$) pelo teste “t” de Student. mg EAG/g: miligramas em equivalente de ácido gálico por grama de filme seco. NR = não realizado.

É possível observar que os valores do conteúdo total de fenólicos obtidos dos compostos extraído dos biofilmes foram maiores para o biofilme G3, ao passo que o biofilme sem adição de extrato (G1) exibiu o mais baixo teor deste fitoquímico. Já com relação aos valores de retenção dos compostos fenólicos dos filmes, G2 obteve um percentual de retenção mais alto do que G3.

Biofilmes produzidos a partir de quitosana sem aditivos geralmente apresentam valores de fenólicos totais baixos (MORADI *et al.*, 2012; SIRIPATRAWAN; HARTE, 2010). Binsi, Ravinshankar e Gopal (2016) ao produzir biofilmes com 1g de quitosana obtiveram valores de 0,012.

A quantidade de fenólicos totais dos filmes aditivados com 1% e 2,5% de extrato, está de acordo com a quantidade de extrato adicionada e o conteúdo de fenólicos totais do filme. Isto significa que, quanto maior é o volume de extrato adicionado à matriz filmogênica, maior o teor de fenólicos totais no filme. Resultados similares foram encontrados por Hafsa e colaboradores (2016) para biofilmes de quitosana incorporado com diferentes concentrações de óleo essencial de eucalipto e o observado por Binsi, Ravinshankar e Gopal (2016) para biofilmes de quitosana incorporado com diferentes concentrações de óleo de coco extra virgem.

Os baixos conteúdos de fenólicos obtidos nos extratos dos biofilmes de quitosana, com ou sem extrato, também podem ser atribuídos à formação de cromogênios, devido a reação do reagente Folin-Ciocalteu com outras substâncias redutoras não fenólicas e que podem ser detectadas por espectrofotometria (MORADI *et al.*, 2012; RUIZ-NAVAJAS *et al.*, 2013; GENSKOWSKY *et al.*, 2015; HAFSA *et al.*, 2016), o que acaba diminuindo a disponibilidade do reagente para reagir com os compostos fenólicos presentes no extrato e, conseqüentemente, resultando em valores mais baixos para esta determinação.

Outro fator que também pode ter influenciado nos valores de fenólicos encontrados por este estudo é a temperatura de extração utilizada. Kanatt e colaboradores (2012) concluíram que o teor de fenólicos totais presentes em biofilmes de quitosana incorporados com extrato de menta e romã está diretamente relacionado à temperatura utilizada durante a extração desses compostos, uma vez que uma maior liberação dos fenólicos foi obtida com o emprego de uma temperatura de extração de 37°C, quando comparada com as de 28°C e 15°C. Como no processo de extração de fenólicos dos filmes foi empregada a temperatura de 22±2°C, é possível ter havido maior dificuldade para a extração desses compostos.

Quanto a retenção de fenólicos nos filmes, observa-se que com menor concentração de extrato (1,0%) adicionado há um maior percentual de retenção dos compostos fenólicos (96,44%) enquanto que com a adição de maior concentração de extrato (2,5%) ocorre redução desse percentual (64,76%). Esses resultados indicam que para se obter uma melhor retenção dos compostos fenólicos no filme é necessário manter uma relação entre a

concentração de quitosana e do extrato hidroetanólico de acerola, já que o aumento da concentração do extrato inserido no filme afeta a capacidade de retenção do filme, pois deve existir um limiar crítico. Esse comportamento está de acordo com o explicitado por Machado (2015), que observou que biofilmes de quitosana incorporados com menor concentração de extrato de acerola apresentavam maior percentual de retenção de fenólicos do que aqueles incorporados com maior volume.

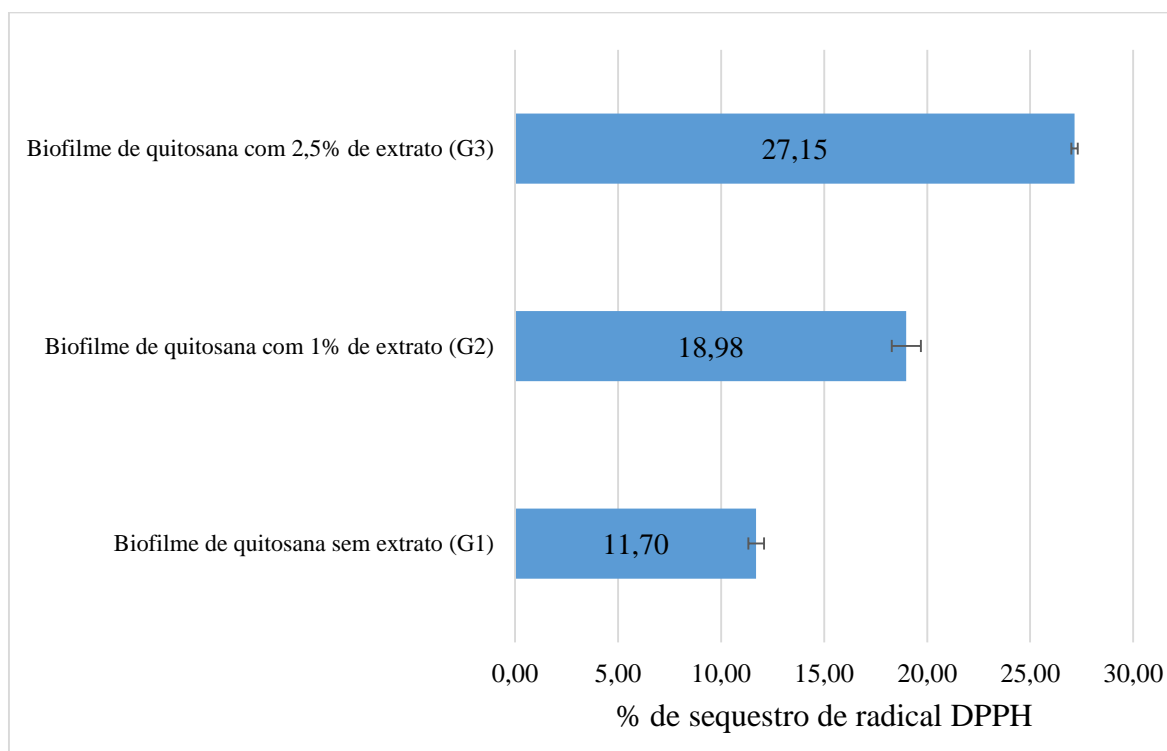
A capacidade de retenção de fenólicos dos filmes de quitosana também pode ser influenciada pela quantidade de plastificante (glicerol) utilizado, tendo em vista que uma maior quantidade de plastificante inserida na solução filmogênica proporciona uma maior retenção desses compostos (MACHADO, 2015), pois o glicerol tem a capacidade de modificar a interação entre moléculas (CHIUMARELLI; HUBINGER, 2014).

A menor capacidade de retenção de fenólicos do filme com 2,5% de extrato também pode ser influenciado pela temperatura de extração utilizada. Como foi visto anteriormente, Kanatt e colaboradores (2012) afirmaram que a temperatura mais indicada para a realização da extração dos compostos fenólicos de biofilmes de quitosana seria a de 37°C, no entanto, a temperatura utilizada neste trabalho foi de 22±2°C. Dessa forma, a liberação dos fenólicos pode ter sido influenciada por esse parâmetro, uma vez que a temperatura utilizada para a extração pode ter sido suficiente para liberação dos fenólicos dos filmes que continham uma menor concentração de extrato, mas não ter sido adequada para liberação desses compostos nos filmes que continham uma maior quantidade do extrato.

3.4. Atividade antioxidante dos filmes de quitosana

A avaliação da capacidade antioxidante foi realizada extraíndo os compostos antioxidantes que permaneceram no filme de quitosana após a sua elaboração e os resultados estão apresentados na Figura 5.

FIGURA 5: Atividade de sequestro dos radicais livres dos filmes de quitosana incorporado com diferentes concentrações de extrato.



Os valores expressos no gráfico estão em média \pm desvio padrão

Como é possível perceber, mesmo os filmes produzidos apenas com quitosana e sem a adição do extrato possuem uma atividade antioxidante (11,70%). Esse valor de ação antioxidante já era esperado, pois a quitosana possui propriedade antioxidante. Esse polímero possui a capacidade de formar complexos com muitos metais de transição, podendo atuar como quelantes de íons e assim retardar a oxidação lipídica (KOSARAJU *et al.*, 2010), prolongando o tempo de vida útil dos alimentos (KHARE, VISWAS, SAHOO, 2014). A capacidade de sequestro de radical DPPH de biofilmes de quitosana também é reportada na literatura, cujo valores são próximos dos obtidos neste trabalho. Hafsa e colaboradores (2016), Moradi e colaboradores (2012) e Park e colaboradores (2004) ao analisarem a capacidade de sequestro de radical DPPH da quitosana encontraram valores de, respectivamente, 10,07%; 12% e 13,99%.

Biofilmes produzidos com 1% e 2,5% de extrato apresentaram, respectivamente, 18,98% e 27,15% de atividade de DPPH. Esses valores representam um incremento da capacidade antioxidante do filme de quitosana em 62,22% e 132,05% quando comparados com o biofilme de quitosana. Quando a comparação é entre os filmes aditivados, percebe-se que o que contém a maior quantidade de extrato apresentou uma atividade antioxidante

43,04% superior ao filme contendo apenas 1%. Dessa forma, é possível perceber que a atividade antioxidante dos filmes de quitosana é melhorada quando aditivos com esta função são incorporados na matriz filmogênica.

Também é possível determinar, a partir dos resultados apresentados na Figura 5, que uma maior atividade antioxidante dos biofilmes aqui produzidos está diretamente relacionada com a quantidade de extrato adicionada ao filme. Essa relação diretamente proporcional entre a atividade antioxidante de biofilmes de quitosana e a quantidade de extrato incorporada já foi observada por alguns autores (RUIZ-NAVAJAS *et al.*, 2013; WANG *et al.*, 2013). Hafsa e colaboradores (2016), ao produzir filmes com concentração fixa (1%) de quitosana incorporados com óleo essencial de *Eucalyptus globulus* nas concentrações de 0, 1, 2, 3 e 4% (v/v) obtiveram uma capacidade antioxidante de, respectivamente, 10,07%; 23,03%; 33,98%; 37,77% e 43,62%.

3.5. Composição físico-química da carne de sobrecoxa de frango

A carne de frango utilizada nesse estudo apresenta composição química semelhante a reportada na literatura. Na Tabela 2 encontram-se os teores de proteína, lipídios, umidade e cinzas que foram quantificados no presente trabalho e os relatados por diversos autores.

TABELA 2: Composição físico-química da carne de sobrecoxa de frango utilizada como matéria-prima em comparação com outros resultados encontrados na literatura.

Composição físico-química	Valores encontrados (g.100g ⁻¹)				
	Neste trabalho	Mieczan-Winiarska <i>et al.</i> , 2016	Küçükyilmaz <i>et al.</i> , 2012	Lukasiewicz <i>et al.</i> , 2014	Mieczan-Winiarska; Kwiecień, 2015.
Proteína bruta	19,02	18,9	18,2	19,47	18,1
Lipídios	6,21	6,18	6,54	7,23	5,04
Umidade	73,27	73	73,40	72,8	76,1
Cinzas	1,25	1,20	0,94	1,1	1,01

3.6. Determinação da oxidação lipídica pela determinação de substâncias reativas ao ácido tiobarbitúrico (TBARS)

Os resultados da primeira etapa de TBARS das amostras de sobrecoxa de frango desossada, embaladas em filme de quitosana (Figura 6) com diferentes concentrações de extrato, armazenadas a $4\pm 1^\circ\text{C}$ por até 18 dias, estão demonstrados na Tabela 3. O tempo de armazenamento e o biofilme de quitosana com diferentes concentrações de extrato tiveram influência significativa ($p < 0,05$) no desenvolvimento da oxidação lipídica da carne de frango.

FIGURA 6: Amostra de sobrecoxa de frango sendo embalada em filme de quitosana, seguido da embalagem em sacolas de polipropileno



TABELA 3: Resultado da etapa 1 com os valores médios \pm desvio padrão de substâncias reativas ao ácido tiobarbitúrico (TBARS) de sobrecoxa de frango desossada e sem pele em diferentes grupos de análises e em diferentes dias de armazenamento. Dados expressos em mg de malonaldeído.kg⁻¹ de amostra úmida

Dias de armazenamento	Valores de TBARS			
	GC (controle)	G1 (biofilme de quitosana)	G2 (biofilme de quitosana + 1% de extrato)	G3 (biofilme de quitosana + 2,5% de extrato)
0	0,0 ^{Ca}	0,0 ^{Ea}	0,0 ^{Ca}	0,0 ^{Da}
2	0,0 ^{Ca}	0,0 ^{Ea}	0,0 ^{Ca}	0,0 ^{Da}
6	0,0 ^{Ca}	0,0 ^{Ea}	0,0 ^{Ca}	0,0 ^{Da}
9	0,589 \pm 0,050 ^{Ba}	0,056 \pm 0,021 ^{Db}	0,0 ^{Cc}	0,077 \pm 0,036 ^{Cb}
12	1,350 \pm 0,030 ^{Aa}	0,095 \pm 0,036 ^{Cc}	0,0 ^{Cd}	0,183 \pm 0,021 ^{Bb}
14	NA	0,410 \pm 0,025 ^{Ba}	0,0 ^{Cc}	0,201 \pm 0,037 ^{Bb}
16	NA	0,493 \pm 0,026 ^{Ab}	0,174 \pm 0,016 ^{Bc}	0,648 \pm 0,014 ^{Aa}
18	NA	NA	0,493 \pm 0,026 ^A	NA

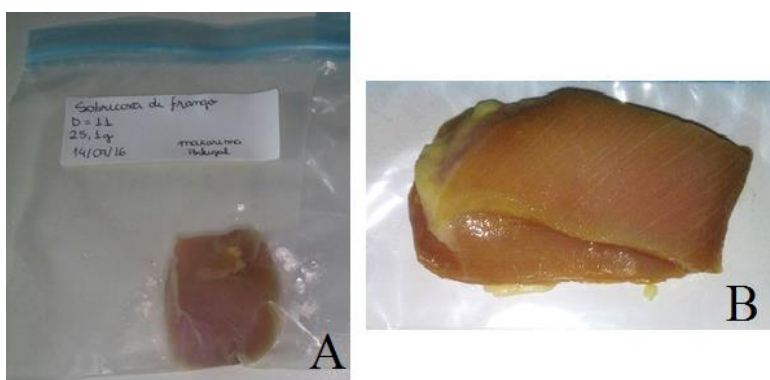
^{A,B,C} Médias seguidas de letras iguais na vertical não diferem significativamente ($p > 0,05$) e ^{a,b,c} Médias seguidas de letras iguais na horizontal não diferem significativamente ($p > 0,05$) ambos pelo teste de Duncan. Valores expressos em média \pm desvio padrão. NA: amostras que não foram analisadas por se apresentarem deterioradas.

O valor máximo de TBARS encontrado durante esta análise foi de 1,350 mg MDA.kg⁻¹, para as amostras do grupo controle (GC). Os parâmetros limites encontrados na literatura sugerem um valor de TBARS em produtos cárneos máximo de 2 mg de malonaldeído.kg⁻¹ (BYUN *et al.*, 2003), já que valores acima de 2,3 mg de malonaldeído.kg⁻¹ permitem ao consumidor detectar a rancidez em carnes (CAMPO *et al.*, 2006). Dessa forma, nenhuma amostra conseguiu alcançar esses parâmetros, já que todas degradaram antes de atingir tais valores.

Observa-se que ao longo dos dias de armazenamento, houve um aumento gradativo dos valores de TBARS, em todos os grupos de análise. De acordo com os dados obtidos, percebe-se que as amostras do grupo controle, G1 e G3 começaram a apresentar oxidação lipídica a partir do 9º dia de armazenamento. O grupo G2 só começou a apresentar oxidação lipídica no 16º dia de armazenamento, indicando assim uma maior eficiência e influência significativa do biofilme incorporado com 1% de quitosana em retardar a oxidação lipídica.

Analisando separadamente cada um dos grupos, as amostras do grupo controle foram as que se degradaram com maior rapidez e que apresentaram os maiores valores de TBARS, demonstrando que a oxidação lipídica da sobrecoxa de frango foi minimizada pelo uso de biofilmes de quitosana (SIRIPATRAWAN; NOIPHA, 2012). Durante o tempo de armazenamento, o grupo controle começou a apresentar um valor de TBARS elevado no 9º dia (0,589 mg MDA.kg⁻¹), vindo a degradar completamente no 12º dia, quando as amostras exibiam coloração, odor e textura não características de carne de frango (Figura 7).

FIGURA 7: Amostra do grupo controle (GC) no 12º dia de armazenamento, embalada (A) e depois de ser retirada da embalagem (B), apresentando características de deterioração

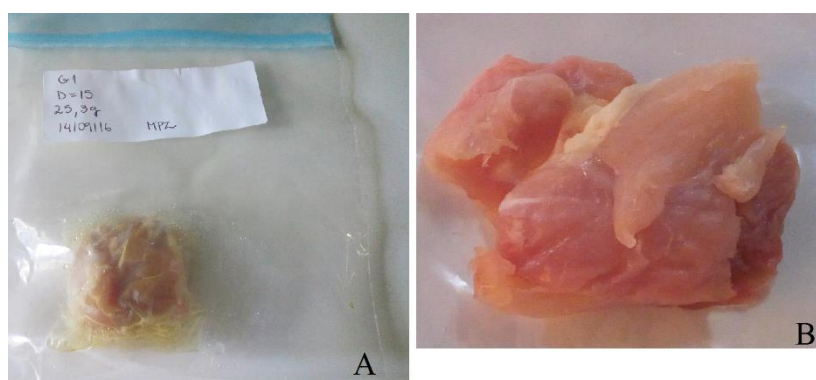


Como é possível observar na Figura 7, a coloração nas bordas da amostra de sobrecoxa de frango tendia ao esverdeado e durante a realização da análise era possível

perceber odor característico de carne deteriorada e textura pegajosa e flácida. A determinação do 12º dia do grupo controle mostrou os maiores índices (1,350 mg MDA.kg⁻¹) de TBARS desta etapa 1, confirmando que a oxidação lipídica naquela amostra estava em estado bastante avançado, o que contribuiu para a degradação da amostra. Tendo em vista que as amostras desse grupo estavam desprovidas de embalagem com propriedade antioxidante, tornam-se, portanto, mais susceptíveis à oxidação lipídica, apresentando valores de malonaldeído superiores às outras amostras analisadas nesse trabalho. Essa maior disponibilidade do grupo GC à oxidação lipídica era esperada, visto que alguns autores reportaram comportamento semelhante para suas amostras de carne de frango como grupo controle para essa determinação (KRISHNAN *et al.*, 2014; BEKER, 2015; KANATT *et al.*, 2013; KRISTAM *et al.*, 2016; SOYSAL *et al.*, 2015; PACKER *et al.*, 2015; CAMEL *et al.*, 2012).

O grupo G1 (biofilme de quitosana sem extrato) a partir do 9º dia, começou a exibir um baixo valor de TBARS (0,056 mg MDA.kg⁻¹), mantendo-se pequeno até o 12º dia (0,095 mg MDA.kg⁻¹). A partir do 14º dia de armazenamento, observa-se um crescimento bastante significativo no valor de TBARS da amostra, indicando uma oxidação lipídica bem desenvolvida. No 16º dia de armazenamento, as amostras atingiram valores de malonaldeído mais elevados, porém sem alterar os aspectos visuais, odor e textura característicos da carne de frango (Figura 8).

FIGURA 8: Amostra do grupo G1(biofilme de quitosana sem adição de extrato) no 16º dia de armazenamento, embalada (A) e depois de ser retirada da embalagem (B)

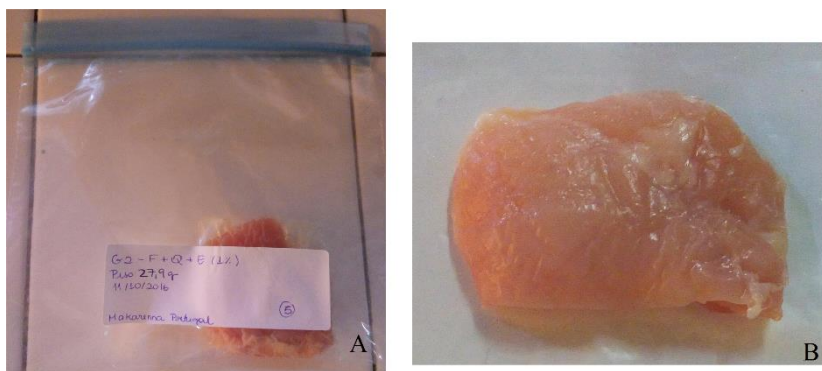


As amostras do grupo G1, ao final da etapa 1, apresentaram resultados mais satisfatórios do que as do grupo G3 (biofilme de quitosana com 2,5% de extrato), porém as amostras do grupo G2 (biofilme de quitosana com 1% de extrato) exibiram menores valores

de TBARS, como é possível observar na Tabela 3. Este resultado indica que os biofilmes do grupo G1 foram mais eficazes em retardar a oxidação lipídica nas amostras do que os biofilmes do grupo G3, sendo essa eficácia maior ainda nos biofilmes do grupo G2. Essa atividade protetora contra a oxidação lipídica nas amostras de sobrecoxa de frango pode ser justificada por conta da atividade antioxidante da quitosana (PARK; JE; KIM, 2004) e também pela característica de baixa permeabilidade ao oxigênio deste biopolímero (SIRIPATRAWAN; HARTE, 2012).

O grupo G2 (biofilme de quitosana com 1% de extrato) foi o que apresentou melhores resultados de TBARS, sendo o filme que melhor protegeu a amostra contra a oxidação lipídica, além de inibir por mais tempo a deterioração do produto, como é observado na Tabela 3. Comparando o desempenho deste biofilme, verifica-se que seu desempenho foi 50% superior ao do controle. Esse melhor desempenho deve-se, provavelmente, à melhor e maior capacidade de retenção de fenólicos deste biofilme (96,44%), tornando-o mais eficiente em retardar a oxidação lipídica de suas amostras e manter baixos os valores de malonaldeído. As amostras do grupo G2 apresentaram oxidação lipídica apenas no 16º dia, com valores baixos de TBARS ($0,174 \text{ mg MDA.kg}^{-1}$) quando comparado com os outros grupos de análise, no mesmo dia de armazenamento ($0,493 \text{ mg MDA.kg}^{-1}$ para G1 e $0,648 \text{ mg MDA.kg}^{-1}$ para G3). O experimento foi encerrado no 18º dia de armazenamento, com valor de TBARS de $0,493 \text{ mg MDA.kg}^{-1}$, porém os aspectos visuais da amostra ainda estavam característicos da carne de frango (Figura 9).

FIGURA 9: Amostra do grupo G2 (biofilme de quitosana com 1% de extrato) no 18º dia de armazenamento, embalada (A) e depois de ser retirada da embalagem (B)

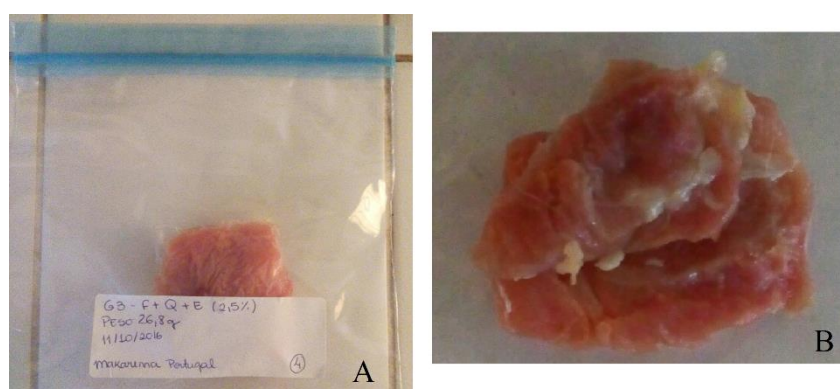


O grupo G3 (biofilme de quitosana com 2,5% de extrato), apesar de conter o maior percentual de extrato de acerola, apresentaram os piores resultados, depois do grupo controle, de acordo com a Tabela 3. Evidencia-se, que a maior quantidade de extrato

incorporada neste biofilme não proporcionou um melhor desempenho para evitar a oxidação lipídica da sobrecoxa de frango, provavelmente em decorrência da menor capacidade de retenção de fenólicos (64,76%) que este biofilme apresentou, o que pode ter prejudicado sua ação antioxidante. Alguns outros autores também reportaram que uma maior quantidade de extrato antioxidante incorporado em biofilmes de quitosana não necessariamente significariam melhores resultados em retardar a oxidação lipídica. Beker (2015), ao incorporar 5% de extrato de acerola em uma cobertura de quitosana e aplicá-la em peito de frango, obteve maiores valores de malonaldeído para essas amostras do que para aquelas com cobertura incorporada com 3% de extrato. O mesmo aconteceu com Upadhyay e colaboradores (2015) que obtiveram melhores resultados com coberturas de quitosana contendo 0,1% de cinamaldeído do que com aquelas incorporadas com 0,2% na desaceleração da oxidação lipídica em salsichas *Frankfurt*.

A oxidação lipídica das amostras do grupo G3 começou a ocorrer no 9º dia de armazenamento (0,077 mg MDA.kg⁻¹), seguindo um crescimento constante até atingir o valor máximo de TBARS no 16º dia (0,648 mg MDA.kg⁻¹) (Tabela 3), ocasião em que os aspectos visuais, odor e textura da amostra apresentaram alterações, tornando-os não característicos da carne de frango (Figura 10).

FIGURA 10: Amostra do grupo G3 (biofilme de quitosana com 2,5% de extrato) no 16º dia de armazenamento, embalada (A) e depois de ser retirada da embalagem (B)



De acordo com os resultados obtidos nessa etapa 1, foi conduzido a etapa 2 que utilizou os biofilmes que apresentaram melhores desempenhos. Dessa forma, as análises conduzidas foram entre os grupos G1 (biofilme de quitosana) e G2 (biofilme de quitosana com 1% de extrato) em conjunto com um novo controle. Os resultados de TBARS dessa etapa final estão na Tabela 4.

TABELA 4: Resultado da etapa 2 com valores médios \pm desvio padrão de substâncias reativas ao ácido tiobarbitúrico (TBARS) de sobrecoxa de frango desossada e sem pele em diferentes grupos de análises e em diferentes dias de armazenamento. Dados expressos em mg de malonaldeído.kg⁻¹ de amostra úmida

Dias de armazenamento	Valores de TBARS		
	GC (controle)	G1 (biofilme de quitosana)	G2 (biofilme de quitosana + 1% de extrato)
0	0,0 ^{Ca}	0,0 ^{Da}	0,0 ^{Da}
5	0,0 ^{Ca}	0,0 ^{Da}	0,0 ^{Da}
11	0,906 \pm 0,022 ^{Ba}	0,418 \pm 0,013 ^{Cb}	0,155 \pm 0,016 ^{Cc}
15	1,788 \pm 0,147 ^{Aa}	0,523 \pm 0,088 ^{Bb}	0,224 \pm 0,020 ^{Bc}
20	NA	0,837 \pm 0,056 ^{Aa}	0,385 \pm 0,020 ^{Ab}

^{A,B,C} Médias seguidas de letras iguais na vertical não diferem significativamente ($p>0,05$) e ^{a,b,c} Médias seguidas de letras iguais na horizontal não diferem significativamente ($p>0,05$) ambos pelo teste de Duncan. NR: Não realizado. ^{a,b,c} Médias seguidas de letras iguais na horizontal não diferem significativamente ($p>0,05$) pelo teste “t” de Student. Valores expressos em média \pm desvio padrão. NA: amostras que não foram analisadas por se apresentarem deterioradas.

Observa-se na Tabela 4 que o valor máximo de TBARS atingido foi de 1,788 mg MDA.kg⁻¹, portanto, nenhuma amostra alcançou, novamente, os parâmetros de 2 mg MDA.kg⁻¹ definido por Byun e colaboradores (2003) e de 2,3 mg MDA.kg⁻¹ definido por Campo e colaboradores (2006).

Tanto as amostras do grupo G1 quanto do grupo G2 tiveram aumento significativo da oxidação lipídica no decorrer do tempo de armazenamento. Entretanto, considerando as amostras dos grupos G1 e G2, no mesmo dia de armazenamento, estes tiveram diferença significativa entre si, apresentando oxidação lipídica significativamente menor as amostras do grupo G2, sendo este grupo considerado como tendo melhor desempenho.

Os dados obtidos reafirmam que o biofilme de quitosana aditivado com extrato de acerola (grupo G2) foi eficaz em retardar a oxidação lipídica. Todos os grupos analisados apresentaram oxidação lipídica no 11º dia de armazenamento, entretanto, com diferenças significativas, tendo apresentado a amostra controle (GC) valor de TBARS (0,906 mg MDA.kg⁻¹) significativamente superior aos encontrados para as amostras do grupo G1 (0,418 mg MDA.kg⁻¹) e grupo G2 (0,155 mg MDA.kg⁻¹).

Analisando separadamente cada um dos grupos (GC, G1 e G2), percebe-se que novamente foi o grupo controle (GC) quem apresentou maiores valores de TBARS durante

o período de armazenamento, atingindo, no 15º dia de armazenamento, valores de malonaldeído de 1,788 mg MDA.kg⁻¹, o que demonstra um avanço na oxidação lipídica. Neste mesmo dia as amostras foram descartadas por encontrarem-se deterioradas, com cor, textura e odor de putrefação.

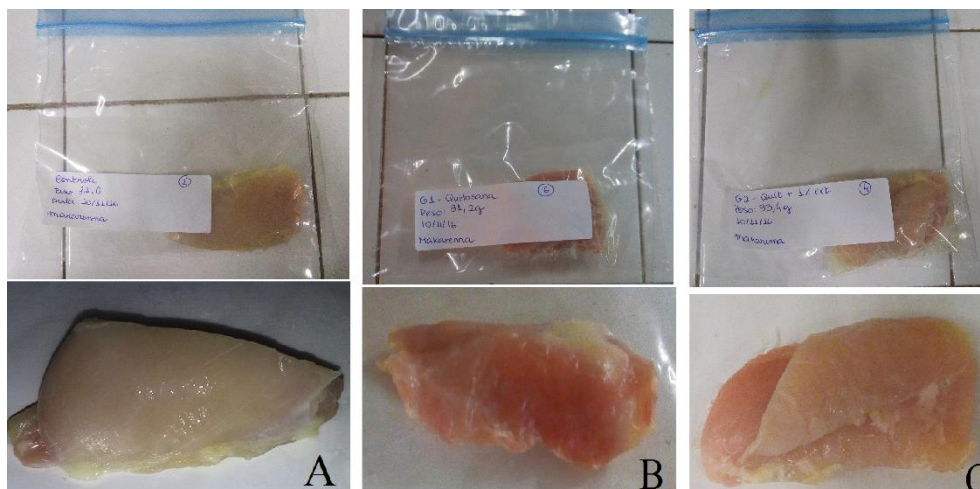
O grupo G1 (biofilme de quitosana) também começou a apresentar oxidação lipídica no 11º dia de armazenamento (0,418 mg MDA.kg⁻¹), e o valor de TBARS foi crescendo gradativamente, ao longo do período de armazenamento. No 20º dia de experimento, a amostra encontrava-se degradada, apresentando valores de malonaldeído de 0,837 mg MDA.kg⁻¹.

Comportamento semelhante foi observado com o Grupo G2 (biofilme de quitosana com 1% de extrato), entretanto, os valores de TBARS encontrados foram bem menores que os de G1 e do Grupo controle, como é observado na Tabela 4. A velocidade da oxidação lipídica neste grupo de análise foi bem menor quando comparada aos dos outros grupos, uma vez que no 15º dia de armazenamento o valor de TBARS (0,224 mg MDA.kg⁻¹) foi 42,82% menor que o de G1 e, no 20º dia de armazenamento, o valor de TBARS (0,385 mg MDA.kg⁻¹) foi quase 46% inferior ao de G1 (Tabela 4). Além disso, mesmo no 20º dia de armazenamento, as amostras do grupo G2 apresentavam aspectos sensoriais (cor, odor e textura) característicos da carne de frango. O melhor desempenho do biofilme de quitosana incorporado com 1% de extrato hidroetanólico de acerola pode ser atribuído à presença do extrato, que apresenta função antioxidante e também elevado percentual de retenção de fenólicos que esse biofilme apresentou (96,44%).

Estes resultados indicam que a adição do extrato hidroetanólico de acerola potencializou a ação antioxidante da quitosana, melhorando e tornando-a capaz de proteger por mais tempo a sobrecoxa de frango da ocorrência da oxidação lipídica. Comportamento semelhante foi constatado por Qin e colaboradores (2013), que ao incorporar polifenóis de chá em biofilmes de quitosana e aplica-los em patês de carne suína, perceberam que a inclusão desse aditivo ao filme de quitosana retardou a ocorrência da oxidação lipídica no alimento. Özvural e colaboradores (2016) ao aplicarem coberturas de quitosana incorporadas com extrato de chá verde em patês de hambúrguer também comprovaram que a adição deste extrato foi eficiente em retardar a oxidação lipídica das amostras.

Na Figura 11 podem ser observados os aspectos visuais das amostras do grupo controle (GC) no 15º dia de armazenamento e das amostras dos grupos G1 e G2 no 20º de armazenamento sob refrigeração (4±1°C).

FIGURA 11: Comparação visual entre as amostras do grupo GC (A) no 15º dia de armazenamento e as amostras dos grupos G1 (B) e G2 (C) no 20º dia de armazenamento

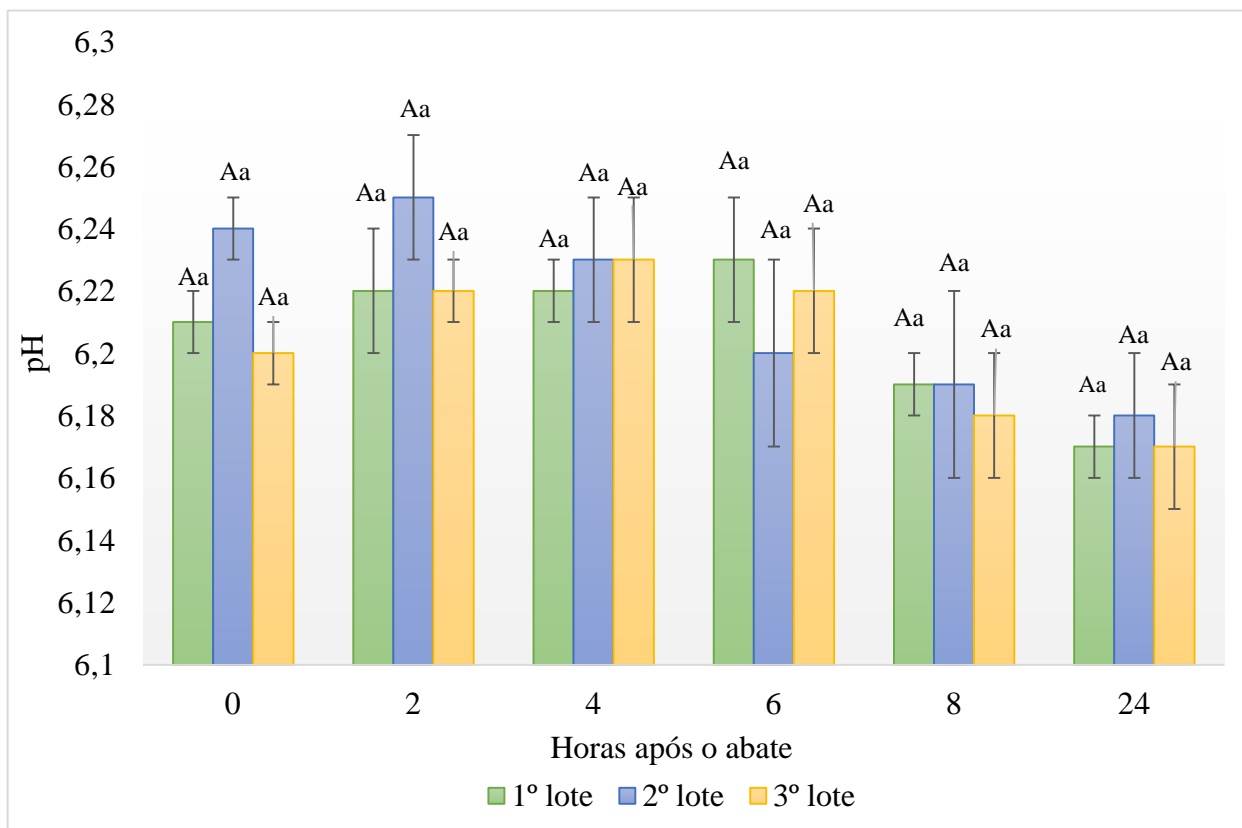


Os resultados aqui obtidos permitem inferir que a adição do extrato hidroetanólico de acerola, na proporção de 1% na matriz filmogênica de quitosana foi capaz de melhorar a ação antioxidante natural da quitosana, retardando a ocorrência da oxidação lipídica na sobrecoxa de frango crua, desossada e armazenada a $4\pm 1^{\circ}\text{C}$. Biofilmes de quitosana incorporado com 2,5% de extrato de acerola foram menos eficientes em prolongar a vida útil da sobrecoxa de frango e retardar o surgimento da oxidação lipídica.

3.7. Determinação do pH e temperatura

Como descrito na metodologia, as análises de pH e temperatura foram realizada de duas formas distintas: a análise cinética para cada lote de sobrecoxa de frango adquirido, onde pH e temperatura foram acompanhados durante as primeiras 24 horas após o abate do animal e a avaliação desses parâmetros ao longo dos dias de armazenamento. O perfil de pH das sobrecoxas de frango adquiridas para a confecção desse trabalho estão na Figura 12.

FIGURA 12: Cinética do pH das amostras de sobrecoxa de frango crua, armazenadas à temperatura de 4°C, durante as primeiras 24 horas após o abate, em intervalos de 0, 2, 4, 6, 8 e 24 horas.



^{A,B,C} Médias seguidas de letras iguais em diferentes lotes, na mesma hora do abate, não diferem significativamente ($p > 0,01$) e ^{a,b,c} Médias seguidas de letras iguais em um mesmo lote, em diferentes horas após o abate, não diferem significativamente ($p > 0,01$) ambos pelo teste de Duncan. Valores expressos em média \pm desvio padrão.

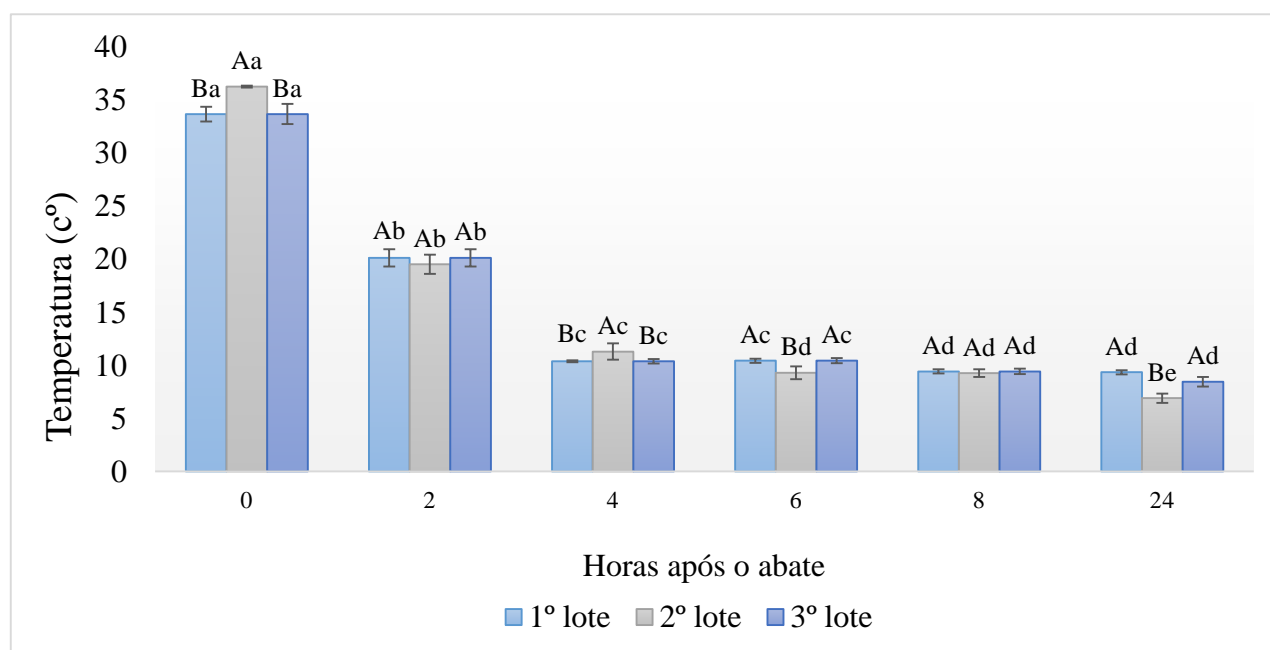
Como é possível observar na Figura 12, o pH da carne de frango ao longo das 24 horas de análise diminuiu lentamente, para todos os lotes. Essa lenta diminuição de pH é o esperado após o abate do animal, já que a carne do frango continua em processo bioquímico, pelo qual há a produção de ácido lático, que permanecerá na musculatura do animal e acarretará o abaixamento do pH (OLIVO; OLIVO, 2006). Dessa forma, o pH da carne de frango diminuiu lentamente devido à formação ácida (VENTURINI; SARCINELLI; SILVA, 2007).

Após 4 horas do abate das aves, verifica-se que o pH médio encontrado para o 1º, 2º e 3º lote foi de, respectivamente, 6,22; 6,23 e 6,23. Venturini, Sarcinelli e Silva (2007) e Amador (2013) estipulam como parâmetro indicativo da ocorrência de defeito PSE (*pale, soft, exudative*) em carne de frango um pH abaixo de 5,8 em menos de 4 horas após o abate.

Como nenhum dos lotes apresentou valores de pH inferiores a 5,8 com 4 horas de abate, conclui-se que as amostras de sobrecoxa de frango utilizadas não apresentaram defeito PSE. Ainda segundo os parâmetros definidos por estes mesmos autores, é possível também concluir que não foi adquirida carnes de sobrecoxa aves com defeito DFD (*dark, firm, dry*), já que ao final das 24 horas de análise, o pH médio das amostras estabilizou em 6,17; 6,18; 6,17, para o 1º, 2º e 3º lotes, respectivamente. O pH final encontrado para estas análises (6,17; 6,18 e 6,17) estão em conformidade com os encontrados na literatura de 6,15 (LUKASIEWICZ *et al.*, 2014; DESAI *et al.*, 2014), 6,12 (MIECZAN-WINIARSKA *et al.*, 2016) e 6,11 (AMADOR, 2013) para carne sobrecoxa de frango.

Com relação à temperatura, os resultados da cinética desse parâmetro encontram-se na Figura 13.

FIGURA 13: Cinética da temperatura das amostras de sobrecoxa de frango crua, armazenadas à temperatura de 4°C, durante as primeiras 24 horas após o abate, em intervalos de 0, 2, 4, 6, 8 e 24 horas.



^{A,B,C} Médias seguidas de letras iguais em diferentes lotes, na mesma hora do abate, não diferem significativamente ($p > 0,05$) e ^{a,b,c} Médias seguidas de letras iguais em um mesmo lote, em diferentes horas após o abate, não diferem significativamente ($p > 0,05$) ambos pelo teste de Duncan. Valores expressos em média \pm desvio padrão.

A temperatura das amostras abaixou gradualmente, até estabilizar em 9,33°C; 6,89°C e 8,44°C, respectivamente para o 1º, 2º e 3º lote. É importante que o resfriamento da carcaça ocorra de forma gradual, já que a qualidade da carne de aves é dependente da temperatura

do tecido muscular e da rapidez de resfriamento após o abate, já que a velocidade das reações bioquímicas é reduzida em baixas temperaturas (VENTURINI; SARCINELLI; SILVA, 2007)

A temperatura de 4°C utilizada para acondicionar as amostras logo após o abate e durante todo o período das análises é a utilizada para manter os padrões de qualidade em plantas de abate comercial (frigoríficos) e permite a estabilização do pH em 24 horas *post mortem* (RIBEIRO, 2015), sendo por isso ideal.

Os resultados da segunda análise de pH e temperatura, feita em paralelo às determinações de TBARS da etapa 1 e 2, considerando os grupos GC, G1, G2 e G3 e suas respectivas amostras. Os valores de pH e temperatura obtidos na etapa 1 encontram-se, respectivamente, na Tabela 5 e Tabela 6.

TABELA 5: Valores de pH para sobrecoxa de frango, em diferentes dias de armazenamento, para os grupos de análise GC, G1, G2 e G3 durante a etapa 1.

Dias de armazenamento	pH			
	GC (controle)	G1 (biofilme de quitosana)	G2 (biofilme de quitosana + 1% de extrato)	G3 (biofilme de quitosana+ 2,5% de extrato)
0	6,18±0,07 ^{Da}	6,19±0,07 ^{Fa}	6,12±0,01 ^{Cb}	6,11±0,01 ^{Eb}
2	6,8±0,03 ^{Ba}	6,59±0,06 ^{CDb}	6,02±0,03 ^{Dd}	6,13±0,03 ^{Ec}
6	6,63±0,07 ^{Ca}	6,5±0,01 ^{Eb}	6,11±0,02 ^{Cd}	6,37±0,01 ^{Cc}
9	6,74±0,04 ^{Ba}	6,56±0,02 ^{DEb}	6,42±0,01 ^{Bc}	6,43±0,06 ^{Bc}
12	7,03±0,11 ^{Aa}	6,87±0,04 ^{Ab}	6,42±0,05 ^{Bc}	6,31±0,02 ^{Dc}
14	NA	6,65±0,04 ^{BCa}	6,46±0,01 ^{Bb}	6,40±0,03 ^{BCc}
16	NA	6,71±0,06 ^{Ba}	6,47±0,01 ^{Bc}	6,56±0,02 ^{Ab}
18	NA	NA	6,71±0,06 ^A	NA

^{A,B,C} Médias seguidas de letras iguais na vertical não diferem significativamente ($p>0,05$) e ^{a,b,c} Médias seguidas de letras iguais na horizontal não diferem significativamente ($p>0,05$) ambos pelo teste de Duncan. Valores expressos em média \pm desvio padrão. NA= amostras que não foram analisadas por se apresentarem deterioradas.

TABELA 6: Valores de temperatura (C°) para sobrecoxa de frango, em diferentes dias de armazenamento, para os grupos de análise GC, G1, G2 e G3 durante a etapa 1

Dias de armazenamento	Temperatura (C°)			
	GC (controle)	G1 (biofilme de quitosana)	G2 (biofilme de quitosana + 1% de extrato)	G3 (biofilme de quitosana +2,5% de extrato)
0	10,63±0,11 ^{Cb}	10,3±0,36 ^{Bb}	11,73±0,5 ^{Aa}	11,70±0,3 ^{Aa}
2	9,83±0,56 ^{Db}	10,13±0,15 ^{Bb}	11,20±0,31 ^{ABa}	11,50±0,7 ^{Aba}
6	11,2±0,26 ^{Ba}	11,03±0,25 ^{Aa}	10,37±0,20 ^{CDb}	10,67±0,4 ^{Bab}
9	11,27±0,05 ^{Ba}	11,1±0,21 ^{Aa}	11,20±0,17 ^{ABa}	11,47±0,25 ^{ABa}
12	11,7±0,21 ^{Aa}	11,5±0,17 ^{Aa}	11,47±0,35 ^{Aa}	11,30±0,36 ^{ABa}
14	NA	9,87±0,4 ^{Bb}	10,83±0,35 ^{BCa}	10,77±0,64 ^{Ba}
16	NA	11,3±0,35 ^{Aa}	10,23±0,05 ^{Db}	10,70±0,5 ^{Bb}
18	NA	NA	11,33±0,34 ^{AB}	NA

^{A,B,C} Médias seguidas de letras iguais na vertical não diferem significativamente ($p>0,05$) e ^{a,b,c} Médias seguidas de letras iguais na horizontal não diferem significativamente ($p>0,05$) ambos pelo teste de Duncan. Valores expressos em média \pm desvio padrão. NA= amostras que não foram analisadas por se apresentarem deterioradas.

O pH inicial médio das amostras de sobrecoxa de frango dos grupos GC, G1, G2 e G3 foi de, respectivamente, 6,18; 6,19; 6,12 e 6,11. Esses valores estão de acordo com os encontrados na literatura para sobrecoxa de frango crua, como 6,16 (AMADOR, 2013), 6,11 (DESAI *et al.*, 2014), 6, 12 e 6,14 (ZHUANG *et al.*, 2014) e 6,15 (LUKASIEWICZ *et al.*, 2014) para sobrecoxa de frango.

Analisando separadamente cada um dos grupos do trabalho, é possível observar que no grupo GC e G1 as amostras apresentam um aumento de pH em direção à neutralidade maior do que as amostras do grupo G2 e G3. Nas amostras do grupo GC e G1, do dia zero de armazenamento até o 2° dia, há um aumento do valor de pH, seguido de uma diminuição entre o 2° e 6° dia de armazenamento e do posterior aumento desse valor, ao longo dos dias de análise restante. No grupo G2, há um aumento de pH até o 9° dia de armazenamento, seguido de uma estabilização até o 16° dia e, entre o 16° e 18° dia, um novo aumento em direção a alcalinidade. No grupo G3, o pH segue aumentando até o 9° dia de armazenamento, entre o 9° e 12° dia há uma queda, vindo a ter um aumento nos dias seguintes de armazenamento. Essa leve redução de pH que os grupos GC, G1 e G3 apresentaram ao longo da análise e a manutenção do pH pelo grupo G2, pode ser atribuído a ação de bactérias lácticas, que acidificam o meio através da produção de ácido lático (BEKER, 2015), tornando-o mais ácido ou mantendo o pH estável ao longo dos dias de armazenamento (CHOULIARA *et al.*, 2007; BEKER, 2015).

Apesar do comportamento individual de cada grupo de análise, é possível observar que o pH de todas as amostras apresenta uma tendência homogênea de aumento em direção à neutralidade, ao longo dos dias de armazenamento, provavelmente em decorrência da produção de subprodutos alcalinos durante a decorrência da fase estacionária de microrganismos (LAVIERI; WILLIANS, 2014).

O uso do biofilme de quitosana utilizados nos grupos G1, G2 e G3 proporcionou valores de pH finais menores dos que os apresentados pelo grupo controle, indicando assim uma ação protetora da quitosana. Entretanto, a presença do extrato de acerola incorporado no biofilme de quitosana parece auxiliar ainda mais na manutenção dos valores de pH mais baixos das amostras, já que é possível observar que há uma diferença significativa ($p < 0,05$) entre o pH das amostras em contato com o extrato de acerola e entre aquelas que não estão (G1 e GC) (Tabela 5).

Em referência à análise de temperatura realizada durante a etapa 1, como é possível observar na Tabela 6, durante o armazenamento das amostras, a temperatura se manteve variável, para todos os grupos de análise. As diferenças estatísticas ($p < 0,05$) encontradas durante esta análise podem ser atribuídas as variações de temperatura já estimadas ($4 \pm 1^\circ\text{C}$) para o equipamento utilizado para armazenar as amostras.

Durante a etapa 2, o pH e temperatura das amostras também foram acompanhadas. Os resultados de pH obtidos estão na Tabela 7 e de temperatura na Tabela 8.

TABELA 7: Valores de pH para sobrecoxa de frango, em diferentes dias de armazenamento, para os grupos de análise GC, G1 e G2 durante a etapa 2.

Dias de armazenamento	pH		
	GC (controle)	G1 (biofilme de quitosana)	G2 (biofilme de quitosana + 1% de extrato)
0	6,15±0,01 ^{Ca}	6,11±0,01 ^{Da}	6,12±0,05 ^{Ca}
5	6,24±0,03 ^{Ba}	6,22±0,03 ^{Ca}	6,22±0,01 ^{Aba}
11	6,55±0,04 ^{Aa}	6,29±0,02 ^{Bb}	6,26±0,02 ^{Ab}
15	6,60±0,06 ^{Aa}	6,33±0,01 ^{Ab}	6,20±0,01 ^{Bc}
20	NA	6,22±0,02 ^{Ca}	6,25±0,02 ^{Ba}

A,B,C Médias seguidas de letras iguais na vertical não diferem significativamente ($p>0,05$) e a,b,c Médias seguidas de letras iguais na horizontal não diferem significativamente ($p>0,05$) ambos pelo teste de Duncan. ^{a,b,c} Médias seguidas de letras iguais na horizontal não diferem significativamente ($p>0,05$) pelo teste “t” de Student. Valores expressos em média ± desvio padrão. NA= amostras que não foram analisadas por se apresentarem deterioradas.

TABELA 8: Valores de temperatura (C°) para sobrecoxa de frango, em diferentes dias de armazenamento, para os grupos de análise GC, G1 e G2 durante a etapa 2.

Dias de armazenamento	Temperatura (C°)		
	GC (controle)	G1 (biofilme de quitosana)	G2 (biofilme de quitosana +1% de extrato)
0	11,07±0,58 ^{Aa}	11,07±0,32 ^{Aa}	10,70±0,26 ^{Aa}
5	10,47±0,30 ^{Aa}	10,53±0,42 ^{Aa}	10,80±0,46 ^{Aa}
11	10,57±0,40 ^{Aa}	10,83±0,30 ^{Aa}	10,90±0,10 ^{Aa}
15	10,30±0,17 ^{Aa}	10,70±0,26 ^{Aa}	10,73±0,21 ^{Aa}
20	NA	10,47±0,40 ^{Aa}	10,33±0,32 ^{Aa}

A,B,C Médias seguidas de letras iguais na vertical não diferem significativamente ($p>0,05$) e a,b,c Médias seguidas de letras iguais na horizontal não diferem significativamente ($p>0,05$) ambos pelo teste de Duncan. ^{a,b,c} Médias seguidas de letras iguais na horizontal não diferem significativamente ($p>0,05$) pelo teste “t” de Student. Valores expressos em média ± desvio padrão. NA= amostras que não foram analisadas por se apresentarem deterioradas.

De acordo com as Tabelas 7 e 8, é possível observar que as amostras apresentaram comportamento de pH e temperatura semelhante aos discutidos para as amostras da etapa 1. Novamente foi detectado uma tendência ao aumento de pH em direção à alcalinidade, para todas as amostras e principalmente nas do grupo controle, o que pode ser justificado pela ausência do biofilme de quitosana e, principalmente do extrato de acerola.

O pH inicial das amostras foi de 6,15; 6,11 e 6,12 para os grupos GC, G1 e G2, respectivamente, estando estes valores de acordo com os encontrados na literatura, como 6,16 (AMADOR, 2013), 6,11 (DESAI *et al.*, 2014), 6, 12 e 6,14 (ZHUANG *et al.*, 2014) e 6,15 (LUKASIEWICZ *et al.*, 2014) para sobrecoxa de frango crua.

Até o 11º dia de armazenamento, o pH das amostras seguiu aumentando, sempre em direção a um pH mais neutro. No 15º dia de análise as amostras encontravam-se deterioradas.

Com relação aos grupos G1 e G2, é possível observar um aumento de pH até o 11º dia de armazenamento, seguido de pequenas variações no pH até o final das análises. No 20º dia de armazenamento, o pH das amostras pertencentes ao grupo G1 e G2 foi de, respectivamente, 6,22 e 6,25 e diferenças estatísticas ($p > 0,05$) não foram encontradas, o que sugere que ambos os filmes foram eficientes em manter estável o pH das amostras de sobrecoxa de frango.

No que se refere à temperatura, não foram encontradas diferenças significativas ($p > 0,05$) para as amostras, independente do grupo de análise. A temperatura das amostras, durante a etapa 2, se manteve constante, durante todo o tempo de armazenamento. Para todas as amostras dos grupos controle, G1 e G2, a temperatura média foi de $10,64 \pm 0,218^\circ\text{C}$.

3.8. Parâmetros de cor

Os resultados dos parâmetros de cor para as amostras de sobrecoxa de frango dos grupos controle, G1 e G2 estão apresentados na Tabela 9, 10 e 11. Os valores de L^* , a^* e b^* , indicam respectivamente, a luminosidade, a intensidade de cor vermelha/verde ou *redness* e amarela/azul ou *yellowness* (DESAI *et al.*, 2014). As análises de coloração só foram realizadas na etapa 2.

TABELA 9: Valores médios de L* (luminosidade) das sobrecoxas de frango embaladas em diferentes biofilmes, nos diferentes dias de armazenamento, durante a etapa 2

Tempo de armazenamento	Parâmetro L*		
	GC (controle)	G1 (biofilme de quitosana)	G2 (biofilme de quitosana +1% de extrato)
0	54,09 ± 0,7 ^{Aa}	54,91 ± 0,2 ^{Aa}	52,28 ± 0,7 ^{Ab}
5	55,39 ± 1,24 ^{Aa}	52,26 ± 1,01 ^{Bb}	52,52 ± 0,86 ^{Ab}
11	51,46 ± 0,56 ^{Ba}	49,49 ± 1,02 ^{CDb}	50,44 ± 1,18 ^{Cab}
15	48,88 ± 1,08 ^{Cb}	50,04 ± 1,13 ^{Cab}	50,76 ± 0,41 ^{BCa}
20	NA	48,52 ± 0,09 ^{Da}	51,93 ± 0,46 ^{ABb}

^{A,B,C} Médias seguidas de letras iguais na vertical não diferem significativamente ($p>0,05$) e ^{a,b,c} Médias seguidas de letras iguais na horizontal não diferem significativamente ($p>0,05$) ambos pelo teste de Duncan. ^{a,b,c} Médias seguidas de letras iguais na horizontal não diferem significativamente ($p>0,05$) pelo teste “t” de Student. Valores expressos em média ± desvio padrão. NA= amostras que não foram analisadas por se apresentarem deterioradas

TABELA 10: Valores médios de cor a* das sobrecoxas de frango embaladas em diferentes biofilmes, nos diferentes dias de armazenamento, durante a etapa 2

Tempo de armazenamento	Parâmetro a*		
	GC (controle)	G1 (biofilme de quitosana)	G2 (biofilme de quitosana +1% de extrato)
0	4,17 ± 1,1 ^{Ba}	2,89 ± 0,3 ^{Ba}	3,57 ± 1,1 ^{BCa}
5	5,93 ± 1,02 ^{Ab}	9,29 ± 1,8 ^{Aa}	10,01 ± 1,8 ^{Aa}
11	1,35 ± 0,2 ^{Cc}	2,33 ± 0,3 ^{Bb}	5,55 ± 0,09 ^{Ba}
15	1,08 ± 0,08 ^{Cb}	7,23 ± 1,09 ^{Aa}	5,22 ± 1,06 ^{Ba}
20	NA	1,51 ± 0,09 ^{Ba}	1,53 ± 0,05 ^{Ca}

^{A,B,C} Médias seguidas de letras iguais na vertical não diferem significativamente ($p>0,05$) e ^{a,b,c} Médias seguidas de letras iguais na horizontal não diferem significativamente ($p>0,05$) ambos pelo teste de Duncan. ^{a,b,c} Médias seguidas de letras iguais na horizontal não diferem significativamente ($p>0,05$) pelo teste “t” de Student. Valores expressos em média ± desvio padrão. NA= amostras que não foram analisadas por se apresentarem deterioradas

TABELA 11: Valores médios de cor b* das sobrecoxas de frango embaladas em diferentes biofilmes, nos diferentes dias de armazenamento, durante a etapa 2

Tempo de armazenamento	Parâmetro b*		
	GC (controle)	G1 (biofilme de quitosana)	G2 (biofilme de quitosana +1% de extrato)
0	4,43 ± 1,03 ^{Ab}	5,28 ± 1,2 ^{Bb}	10,19 ± 2,2 ^{Aa}
5	4,69 ± 0,8 ^{Ab}	10,54 ± 1,4 ^{Aa}	6,46 ± 1,39 ^{Bb}
11	4,73 ± 0,5 ^{Aa}	4,92 ± 0,6 ^{Ba}	2,83 ± 0,05 ^{Cb}
15	5,46 ± 1,08 ^{Ab}	8,87 ± 0,06 ^{Aa}	10,25 ± 1,04 ^{Aa}
20	NA	6,29 ± 0,08 ^{Ba}	6,59 ± 0,4 ^{Ba}

A,B,C Médias seguidas de letras iguais na vertical não diferem significativamente ($p > 0,05$) e a,b,c Médias seguidas de letras iguais na horizontal não diferem significativamente ($p > 0,05$) ambos pelo teste de Duncan. a,b,c Médias seguidas de letras iguais na horizontal não diferem significativamente ($p > 0,05$) pelo teste “t” de Student. Valores expressos em média ± desvio padrão. NA= amostras que não foram analisadas por se apresentarem deterioradas

Com relação ao valor de L*, observa-se que em todas as amostras, independente do grupo de análise, ao final do tempo de armazenamento há uma diminuição dos parâmetros de L*, indicando então uma perda de luminosidade gradativa da carne de sobrecoxa de frango. Essa perda de luminosidade é significativamente ($p < 0,05$) menor nas amostras embaladas nos biofilmes de quitosana incorporados com extrato de acerola, indicando assim uma ação sinérgica da quitosana e do extrato para reduzir o processo de escurecimento da carne de sobrecoxa de frango.

Bae e colaboradores (2014), Krishnan e colaboradores (2016) e Brito e colaboradores (2011) verificaram que a carne de frango, armazenada em condições aeróbicas por diferentes períodos de tempo, possui a tendência à perda de luminosidade. Chouliara e colaboradores (2007), ao analisar carne de frango por 25 dias de armazenamento, perceberam que as amostras ficaram significativamente mais escuras no decorrer do experimento. Os autores afirmaram que esse escurecimento era um indicativo de que o valor L* do produto estava ficando cada vez mais apagado (“*dull*”), no decorrer do armazenamento (CHOULIARA *et al.*, 2007). Mexis, Chouliara e Kontominas (2012) também reportaram essa tendência da

carne de frango ficar cada vez mais apagada e com menores valores de L^* durante o armazenamento.

Ledward e MacFarlane (1971) e Bae e colaboradores (2014) justificam esse decréscimo do valor de L^* por conta da conversão da oximioglobina em metamioglobina pelo mecanismo de auto oxidação, fazendo a carne de frango parecer mais escura. Essa tendência ao escurecimento é ainda maior e mais intensa na carne da sobrecoxa e coxa de frangos, já que essa musculatura realiza a maior parte da atividade muscular do animal e possui maior quantidade de mioglobina (AMADOR, 2013; VENTURINI; SARCINELLI; SILVA, 2007).

Observa-se que para todas as amostras, principalmente nas pertencentes ao grupo G1 e G2, ocorreu maior valor de a^* no 5º dia de armazenamento, indicando uma tonalidade vermelha mais intensa. As amostras pertencentes ao grupo G1 ainda apresentam um aumento no valor de a^* no 15º dia de armazenamento, entretanto isto não foi observado para as outras amostras. O incremento da coloração vermelha da carne de sobrecoxa de frango durante o armazenamento ocorre por conta do íon ferroso da mioglobina, que sofre oxidação e forma o íon férrico, inibindo assim à tendência da carne em ficar amarronzada (PARK; KIM, 2013). Além disso, durante o período de armazenamento, também pode ter reduzido a concentração de metamioglobina. Na carne de frango a atividade de redução da metamioglobina é muito ativa e rapidamente esse pigmento é reduzido a desoximioglobina. Quando isso ocorre, a carne de frango adquire uma coloração vermelha de carne fresca, ou seja, há um aumento do croma a^* (LIVINGSTON; BROWN, 1981).

Apesar do aumento no valor de a^* no 5º e 15º dia de armazenamento, as amostras dos grupos GC, G1 e G2 apresentaram baixos valores de a^* no final desta análise, indicando uma coloração mais próxima do verde. Packer e colaboradores (2015) e Mexis, Chouliara e Kontominas (2012) relataram que a carne de frango quando armazenada em atmosfera aeróbica possui uma disposição de com o passar dos dias de armazenamento, apresentar menores valores do parâmetro a^* e conseqüentemente uma coloração esverdeada, provavelmente em função da descoloração da mioglobina e metamioglobina (SCHEVEY; TOSHKOV; BREWER, 2013).

Durante o armazenamento da carne de frango, a oxidação de lipídios produz produtos primários e secundários, que podem reagir com a oximioglobina e acelerar o acúmulo de metamioglobina (PACKER *et al.*, 2015; FAUSTMAN *et al.*, 2010). De acordo com Faustman e colaboradores (2010) as reações químicas diretamente responsáveis pela

oxidação da mioglobina e da oxidação lipídica estão intimamente relacionadas, uma servindo como combustível da outra.

É possível observar que a diminuição dos valores a^* nas sobrecoxas de frango estão diretamente relacionadas com o avanço da oxidação lipídica nestes alimentos, já que menores valores de a^* estão relacionados com maiores valores de TBARS. Essa mesma correlação para carne de frango e oxidação lipídica foi observada por Packer *et al* (2015), Zakrys *et al* (2008) e Faustman *et al* (2010).

As amostras pertencentes ao grupo controle não apresentaram diferenças significativas ($p>0,05$) para os valores de b^* , ao longo do armazenamento (Tabela 11). As amostras dos grupos G1 e G2 apresentaram comportamento heterogêneo, não sendo possível estabelecer uma tendência de valores. Essa instabilidade do croma b^* pode ser devido a oxidação lipídica que ocorreu nas amostras ao longo dos dias de armazenamento, que podem ter influenciado significativamente nos valores desse parâmetro (BAE *et al.*, 2014) ou por conta da diferença na cor da carne de sobrecoxa de frango, que varia de animal para animal, mesmo entre animais da mesma espécie (JONGBERG *et al.*, 2014), a distribuição e concentração de pigmentos na carne de frango, o estado químico desses pigmentos e, também, pelo modo como a luz possa ter sido refletida na carne (ABDULLAH; MATARNEH, 2010).

Beker (2015) ao analisar peito de frango com cobertura de quitosana aditivada com extrato de acerola também não identificou um padrão ou tendência de valores para o croma b^* .

3.9. Capacidade de retenção de água (CRA)

A capacidade de retenção de água (CRA) das amostras GC, G1 e G2 estão expressas na Tabela 12. Para as amostras GC, G1 e G2 foram obtidos valores de CRA no dia zero de armazenamento de, respectivamente, 82,02%; 87,05% e 85,97%. Lee e colaboradores (2015) encontraram percentual de CRA para carne de frango crua, armazenada a temperatura $4\pm 1^\circ\text{C}$ de 87,5%, portanto, semelhantes aos obtidos neste trabalho.

TABELA 12: Porcentagem de capacidade de retenção de água (CRA) de sobrecoxa de frango embalada em diferentes biofilmes de quitosana, em diferentes tempos de armazenamento, durante a etapa 2

Tempo de armazenamento	Capacidade de retenção da água		
	GC (controle)	G1 (biofilme de quitosana)	G2 (biofilme de quitosana +1% de extrato)
0	82,02±1,08 ^{Ab}	87,05 ±1,01 ^{Aa}	85,97±1,19 ^{Aa}
5	75,34 ±1,07 ^{Bb}	86,15±1,24 ^{Aa}	87,68±1,48 ^{Aa}
11	69,85 ± 1,07 ^{Cc}	84,16±1,08 ^{ABb}	87,84±1,04 ^{Aa}
15	69,53 ± 1,08 ^{Cb}	82,73±1,03 ^{ABa}	86,64±1,17 ^{Aa}
20	NA	84,50 ± 0,38 ^{Bb}	86,5±0,70 ^{Aa}

^{A,B,C} Médias seguidas de letras iguais na vertical não diferem significativamente ($p>0,05$) e ^{a,b,c} Médias seguidas de letras iguais na horizontal não diferem significativamente ($p>0,05$) ambos pelo teste de Duncan. ^{a,b,c} Médias seguidas de letras iguais na horizontal não diferem significativamente ($p>0,05$) pelo teste “t” de Student. Valores expressos em média ± desvio padrão. NA= amostras que não foram analisadas por se apresentarem deterioradas

Valores de CRA normais encontrados para as amostras de sobrecoxa de frango no dia zero de armazenamento podem ser atribuídos a ausência de defeitos PSE e DFD na carne de frango, que foi confirmado pelo perfil de pH realizado no presente estudo, ressaltando a qualidade da matéria prima utilizada. Os defeitos DFD (*dark, firm, dry*) e principalmente o PSE (*pale, soft, exudative*), que torna a carne exsudativa, poderiam influenciar negativamente nos valores de capacidade de retenção de água do alimento, proporcionando menores valores de CRA.

É possível perceber que as amostras do grupo GC, quando comparadas as amostras dos grupos G1 e, principalmente às do G2, apresentaram comportamentos de CRA bastante inferiores. Além disso, ao longo dos dias de armazenamento, as amostras do grupo GC exibiram uma constante diminuição dos valores de CRA

As amostras do grupo G1 também exibiram uma pequena diminuição dos valores de CRA durante o armazenamento. No 20º dia, a amostra exibe um valor significativamente ($p<0,05$) menor de CRA (84,5%), quando comparado com o valor do dia zero (87,05%). Entretanto, é possível observar uma ação protetora do biofilme de quitosana com relação ao CRA da amostra. Isso significa que o biofilme de quitosana está auxiliando a amostra a reter por mais tempo a água contida em sua estrutura, o que justifica a manutenção dos valores de CRA ao longo desta análise.

Com relação as amostras do grupo G2, não foram encontradas diferenças estatísticas ($p > 0,05$) entre as amostras de sobrecoxa de frango, durante o período de análise, para os valores de CRA. É possível observar que ao longo do tempo de armazenamento houve uma manutenção do percentual de CRA das amostras, que pode estar associado ao uso do biofilme de quitosana incorporado com extrato de acerola. Também é possível estabelecer uma relação entre os resultados de TBARS e CRA. De acordo com Dai e colaboradores (2014), a principal causa de deterioração sensorial, estrutural e nutricional em carnes é a oxidação lipídica em associação com a oxidação de proteínas e a deterioração microbiana.

Quando a oxidação lipídica e proteica se instala e se amplia na carne, ocorre o desenvolvimento de carbonilas, hidroperóxidos e sulfóxidos, deterioração da textura e perda da capacidade de retenção de água (CRA) (KULIG *et al.*, 2017; DAI *et al.*, 2014). Além disso, a oxidação proteica induz perdas crescentes de água (DAI *et al.*, 2014).

Conforme a determinação de TBARS discutida anteriormente, as amostras que mais sofreram a ação da oxidação lipídica foram, em ordem decrescente, as do grupo GC, G1 e G2. De forma análoga, as amostras que apresentaram as piores capacidades de retenção de água foram, em ordem decrescente, as do grupo GC, G1 e G2. Estes resultados indicam que a oxidação lipídica afeta diretamente o CRA da amostra, de forma inversamente proporcional. Quanto mais desenvolvida estiver a oxidação lipídica e maior for a produção de malonaldeído na amostra, menor será a CRA.

A adição do extrato hidroetanólico de acerola não só foi eficiente em retardar o estabelecimento da oxidação lipídica na amostra e produzir menores valores de malonaldeído ao longo do armazenamento, como também foi capaz de manter por mais tempo uma alta e constante capacidade de retenção de água.

3.10. Análise de perfil de textura

A análise de perfil de textura ou TPA (*texture profile analysis*) tem como finalidade aferir parâmetros que refletem uma avaliação objetiva da qualidade dos produtos alimentares (LI *et al.*, 2015). Os principais parâmetros de TPA são dureza (*hardness*), coesividade (*cohesiveness*) e elasticidade (*springiness*). A dureza é representada como a força máxima necessária para comprimir um produto. A coesividade estima a extensão à que um produto pode ser deformado antes da sua ruptura e, a elasticidade é a capacidade que o alimento possui de recuperar a forma original após sofrer uma força de deformação (GUO *et al.*, 2015; MARCHETTI; ANDRÉS; CALIFANO, 2014).

Os resultados de análise de perfil de textura das amostras de sobrecoxas de frango dos grupos GC, G1 e G2 para o parâmetro de dureza (*hardness*) estão na Tabela 13.

TABELA 13: Valores médio \pm desvio padrão de dureza (em N) de sobrecoxa de frango, em diferentes grupos de análise e em diferentes tempos de armazenamento

Tempo de armazenamento	Valores de dureza (N) – <i>hardness</i>		
	GC (controle)	G1 (biofilme de quitosana)	G2 (biofilme de quitosana +1% de extrato)
0	5,15 \pm 0,05 ^{Ba}	5,13 \pm 0,06 ^{Ca}	5,22 \pm 0,06 ^{Da}
5	5,39 \pm 0,06 ^{Ab}	5,78 \pm 0,08 ^{Bb}	7,35 \pm 0,06 ^{Ca}
11	4,30 \pm 0,05 ^{Cc}	5,50 \pm 0,05 ^{Bb}	7,53 \pm 0,07 ^{Ba}
15	4,20 \pm 0,05 ^{Cc}	6,09 \pm 0,08 ^{Ab}	8,56 \pm 0,07 ^{Aa}

^{A,B,C} Médias seguidas de letras iguais na vertical não diferem significativamente ($p>0,05$) e ^{a,b,c} Médias seguidas de letras iguais na horizontal não diferem significativamente ($p>0,05$) ambos pelo teste de Duncan. Valores expressos em média \pm desvio padrão. NA= amostras que não foram analisadas por se apresentarem deterioradas.

Os valores de dureza obtido no dia de armazenamento zero foram 5,15 N para a amostra do grupo GC, 5,13 N para a do grupo G1 e 5,22 N para a do G2. Não foram encontrados valores de dureza (*hardness*) para sobrecoxa de frango crua.

Ao longo do tempo de armazenamento, é possível observar que as amostras pertencentes ao grupo G1 e G2 apresentam um aumento do parâmetro de dureza, enquanto que as amostras do grupo GC, apresentaram uma redução significativa dos valores de dureza.

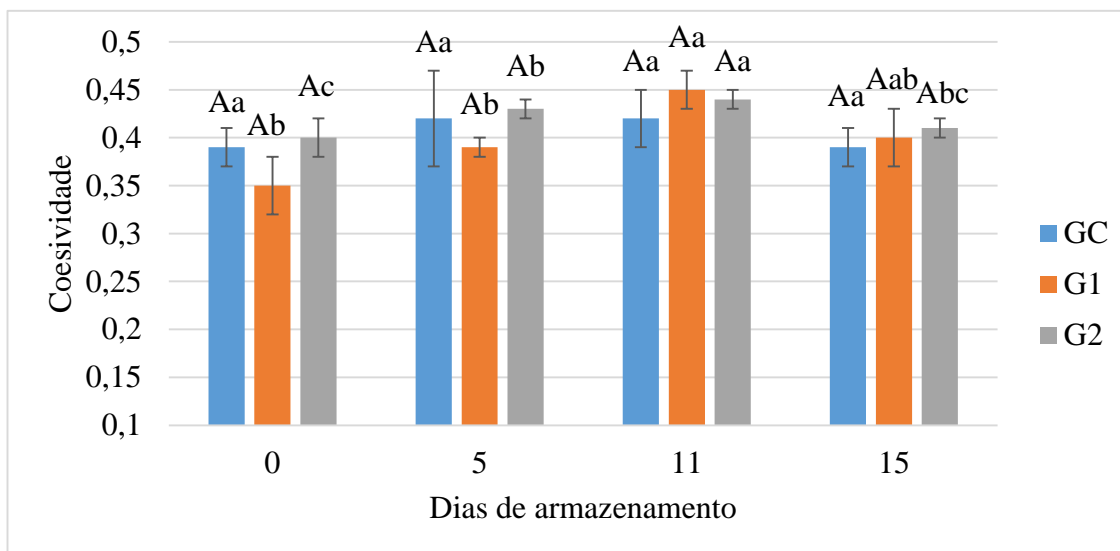
As amostras do grupo GC tiveram seus parâmetros de dureza menores, ao longo do período de armazenamento, provavelmente em decorrência da deterioração funcional das proteínas da carne, responsáveis por sua estrutura (LI *et al.*, 2015). Já o aumento de dureza das amostras G1 e G2 podem estar atribuídas à presença do biofilme de quitosana e do extrato de acerola.

Quando os resultados das amostras G1 e G2 são comparadas quanto ao parâmetro de dureza, percebe-se que os resultados obtidos por G2 são superiores aos de G1, indicando que o extrato de acerola apresentou efeito no aumento dos valores deste parâmetro das amostras, já que no 15º dia de armazenamento há uma diferença significativa ($p<0,05$) entre os valores de

dureza obtidos pelas amostras de G1 (6,09 N) e G2 (8,56 N). Ganhão, Morcuende e Estévez (2010) também relataram aumento dos valores de dureza para hambúrguer de carne cru incorporados com extrato de espinheiro branco armazenados a 2°C, por 12 dias. Segundo os autores, o aumento dos valores de dureza pode estar associado à oxidação de proteínas, que conduz à agregação e a formação de complexos devido a formação de ligações cruzadas (KARE; SCHAICH; ROY, 1975). Devatkal, Thorat e Manjunatha (2014) também relataram um aumento dos parâmetros de dureza ao armazenar carne caprina crua por um determinado período. As amostras foram embaladas aerobicamente, a vácuo e com extrato de resíduo de romã e apresentaram o mesmo comportamento.

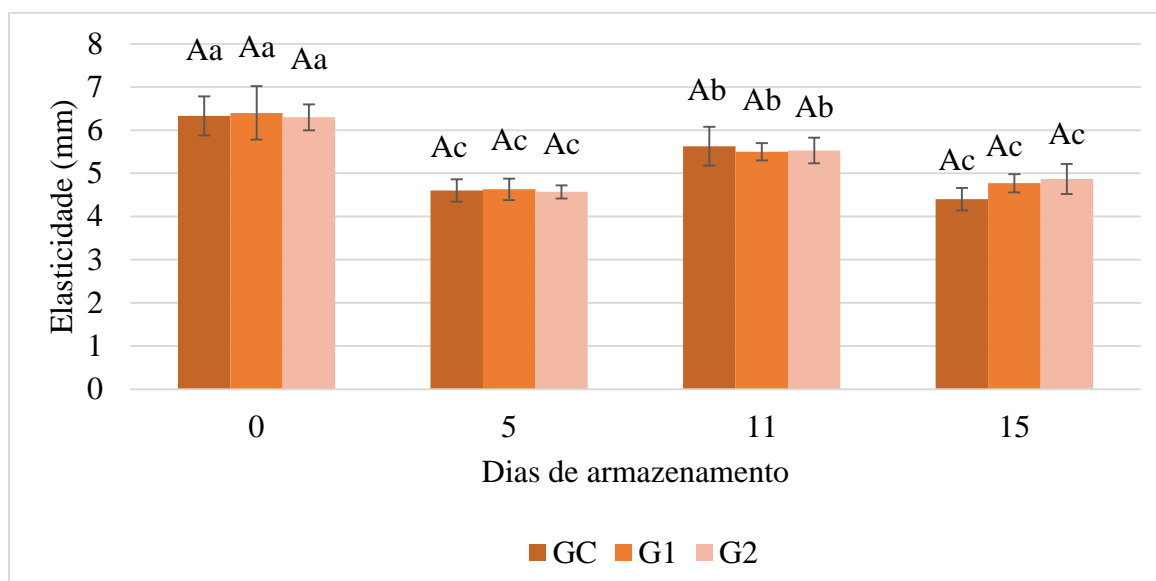
No tocante aos outros parâmetros da determinação de TPA, encontra-se na Figura 14 os valores de coesividade (*cohesiveness*) e na Figura 15 os de elasticidade (*springness*).

FIGURA 14: Valores médio de coesividade (*cohesiveness*) de sobrecoxa de frango, em diferentes grupos de análise e diferentes tempos de armazenamento, na etapa 2



^{A,B,C} Médias seguidas de letras iguais em diferentes grupos de análise em um mesmo dia de armazenamento não diferem significativamente ($p>0,05$) e ^{a,b,c} Médias seguidas de letras iguais em um mesmo grupo de análise, em diferentes dias de armazenamento, não diferem significativamente ($p>0,05$) ambos pelo teste de Duncan. Valores expressos em média \pm desvio padrão.

FIGURA 15: Valores médio de elasticidade (springness) de sobrecoxa de frango, em diferentes grupos de análise e diferentes tempos de armazenamento, na etapa 2



A,B,C Médias seguidas de letras iguais em diferentes grupos de análise em um mesmo dia de armazenamento não diferem significativamente ($p > 0,05$) e ^{a,b,c} Médias seguidas de letras iguais em um mesmo grupo de análise, em diferentes dias de armazenamento, não diferem significativamente ($p > 0,05$) ambos pelo teste de Duncan. Valores expressos em média \pm desvio padrão.

Com relação ao parâmetro de coesividade, para o dia zero de armazenamento, encontram-se valores para os grupos GC, G1 e G2 de, respectivamente, 0,39; 0,35 e 0,4. Já a elasticidade das amostras dos grupos GC, G1 e G2 foram respectivamente, 6,33mm; 6,4mm; 6,3mm. Não foram encontradas diferenças estatísticas significantes ($p > 0,05$) entre os grupos de análise GC, G1 e G2 para os valores de coesividade e elasticidade obtidos neste estudo, indicando que tanto a presença do biofilme de quitosana pura, quanto o biofilme de quitosana incorporada com extrato hidroetanólico de acerola não apresentaram influência nesses parâmetros. Esses resultados estão de acordo com Beker (2015) que também não observou diferenças significativas de coesividade e elasticidade para amostras de carne de frango, armazenada a 4°C, durante um período de tempo e Devatkal, Thorat e Manjunatha (2014), que ao armazenar amostras de carne caprina crua em diferentes tipos de embalagens (aeróbicas, a vácuo e a vácuo com extrato de resíduo de romã), também não encontraram diferenças ou influência significativa entre os parâmetros de coesividade e elasticidade.

Não foram encontrados na literatura valores de coesividade e elasticidade para sobrecoxa de frango crua. Para o parâmetro de coesividade, Beker (2015) encontrou o valor de 0,56 para peito de frango cozido; Ávila e colaboradores (2014) de 0,46 também para peito de frango cozido; Zouaghi e Cantalejo (2016) o de 0,43 para carne de ave congelada e Guo

e colaboradores (2015) o de 0,45 para carne de ave pressurizada. Os resultados que mais se aproximam aos encontrados neste trabalho é o de 0,43 para carne de ave congelada (ZOUAGHI; CANTALEJO, 2016).

Em relação à elasticidade, a literatura apresenta os seguintes valores: 6,37mm para peito de ave cozido (BEKER, 2015), 6,30mm para peito de ave cozido (ÁVILA *et al.*, 2014), 0,81mm para carne de ave pressurizada (GUO *et al.*, 2015) e 0,96mm para carne de ave congelada. Os resultados que mais se aproximam com os encontrados nesse trabalho são 6,30mm (ÁVILA *et al.*, 2014) e 6,37mm (BEKER, 2015).

3.11. Análise microbiológica

Os resultados obtidos para a análise microbiológica da carne de sobrecoxa de frango com diferentes tipos de embalagem podem ser observados na Tabela 14.

TABELA 14: Indicadores microbiológicos das condições higiênico-sanitárias das amostras de sobrecoxa de frango (log10 UFC/g de amostra).

Dia de armazenamento	Amostra	Contagem padrão em placa	Contagem de coliformes	<i>E. coli</i>	Bolores	Leveduras
0	GC	4,91 ^{Aa}	2,3 ^A	A	A	2,69 ^{Ab}
5	GC	5,23 ^{Aa}	A	A	A	3 ^{Aa}
0	G1	4,41 ^{Bc}	2 ^B	A	A	2,3 ^{Cd}
5	G1	3,32 ^{Cd}	A	A	A	2 ^{Ce}
11	G1	5,04 ^{Ba}	A	A	A	3,07 ^{Bc}
15	G1	4,9 ^{Ab}	A	A	A	4,07 ^{Aa}
20	G1	4,61 ^{Bc}	A	A	2 ^A	3,77 ^{Bb}
0	G2	3,66 ^{Ce}	A	A	A	2,47 ^{Bc}
5	G2	3,86 ^{Bd}	A	A	A	2,6 ^{Bd}
11	G2	5,17 ^{Aa}	A	A	A	3,71 ^{Ab}
15	G2	4,8 ^{Bc}	A	A	A	3,07 ^{Bc}
20	G2	4,9 ^{Ab}	A	A	2 ^A	4,3 ^{Aa}

^{A,B,C} Médias seguidas de letras iguais em diferentes grupos de análise, em um mesmo dia de armazenamento e em uma mesma coluna não diferem significativamente ($p>0,05$) e ^{a,b,c} Médias seguidas de letras iguais em um mesmo grupo de análise, em diferentes dias de armazenamento e em uma mesma coluna não diferem significativamente ($p>0,05$) ambos pelo teste de Duncan. ^{A,B,C} Médias seguidas de letras iguais em diferentes grupos de análise, em um mesmo dia de armazenamento e em uma mesma coluna não diferem significativamente ($p>0,05$) e ^{a,b,c} Médias seguidas de letras iguais em um mesmo grupo de análise, em diferentes dias de armazenamento e em uma mesma coluna não diferem significativamente ($p>0,05$) ambos pelo teste “t” de Student. Os resultados estão expressos em log10 UFC/g de amostra, de acordo com o grupo de análise. As letras “A” indicam a ausência do microrganismo analisado, sendo considerado como um microrganismo ausente valores <1 UFC/g de amostra.

O grupo GC somente foi analisado até o 5º dia de armazenamento, uma vez que amostras do 10º dia de armazenamento desse grupo já apresentavam sinais de alteração. Com relação aos grupos G1 (biofilme de quitosana) e G2 (biofilme de quitosana com extrato), foi possível analisá-los até o 20º dia de armazenamento, mesmo período de tempo empregado para as determinações de oxidação lipídica. Isso indica que a utilização dos biofilmes de quitosana permitiu um aumento de até 15 dias na vida útil da carne de sobrecoxa de aves. Não foram encontrados, para nenhum grupo de análise ou tempo de armazenamento a bactéria *E. coli*. Como esse microrganismo apresenta como característica o fato de ser termotolerante (PACHEPSKY *et al.*, 2014; MA; CHUI, 2017), pode-se dizer que as amostras estavam em conformidade com a Resolução RDC 12/2001, que delimitam um limite máximo de coliformes termotolerantes de 5×10^3 UFC por grama de amostra.

A contagem padrão em placas demonstrou que no início do armazenamento, os valores para as amostras foram de 4,91, 4,41 e 3,66 log₁₀ UFC/g para as amostras do grupo GC, G1 e G2, respectivamente. Estes valores estão em conformidade com os valores descritos como indicadores de condições higiênicas-sanitárias, que estabelecem como limite um valor máximo de 5 log₁₀ UFC/g para produtos cárneos frescos (KANNAT *et al.*, 2013), sugerindo que as amostras desse trabalho foram manipuladas de forma higiênica e correta. Bazargani-gilani, Aliakbarlu e Tajik (2015) afirmam que valores próximos a 4,85 log₁₀ UFC/g é o esperado para carne de ave fresca.

O maior valor obtido para a análise de contagem padrão em placas ocorreu com a amostra do grupo GC, no 5º dia de armazenamento (5,23 log₁₀ UFC/g). Esse valor já sobrepõe o sugerido como aceitável por Kannat e colaboradores (2013). Na literatura, alguns autores consideram que um produto cárneo encontra-se deteriorado quando este apresenta valores superiores a 7 log₁₀ UFC/g de amostra (SOYSAL *et al.*, 2015; KANNAT *et al.*, 2013; BAE *et al.*, 2014; BAZARGANI-GILANI; ALIAKBARLU; TAJIK, 2015) para a contagem padrão em placa. Entretanto, esse valor não foi atingido por nenhuma amostra durante este estudo.

Para as amostras pertencentes aos grupos G1 e G2, é possível perceber que há um comportamento bem heterogêneo para a análise de contagem padrão em placas. Apesar de não existir um padrão para o crescimento destes microrganismos ao longo do tempo de armazenamento, pode-se concluir que os valores dessa determinação para estes grupos foram menores que as obtidas pelo grupo GC, mesmo no 20º dia de armazenamento, indicando que o biofilme de quitosana apresentou uma ação protetora significativa com relação a esses microrganismos. Ao comparar os resultados das amostras G1 e G2 no 20º dia de armazenamento, é possível observar que os valores de G1 (4,61 log₁₀ UFC/g) e de G2 (4,9 log₁₀ UFC/g) apresentaram diferenças significativas (p<0,05), indicando que a interação do extrato de acerola, que apresenta como principal função a característica antioxidante, com a quitosana não apresentou nenhuma melhoria da ação antimicrobiana do polímero.

Quanto à presença de coliformes totais, estes foram apenas encontrados no dia zero de armazenamento nas amostras GC (2,3 log₁₀ UFC/g) e G1 (2 log₁₀ UFC/g). Nos diferentes tempos de armazenamento, para nenhuma outra amostra foi encontrado a presença de coliformes totais. Comportamento semelhante ocorreu com os bolores, que foram detectados nas amostras dos grupos G1 e G2 apenas no 20º dia de armazenamento, em pequena quantidade (2 log₁₀ UFC/g). Esse comportamento de quase total ausência desses microrganismos pode ser atribuído às condições higiênicas durante a manipulação e processo

de embalo das amostras (KHARE; BISWAS; SAHOO, 2014), tendo em vista que tanto a presença de bolores como de coliformes são utilizados como indicadores gerais da higiene de processamento, qualidade de armazenamento e potencial de vida útil da carne de frango (SOYSAL *et al.*, 2015).

Soysal e colaboradores (2015) e Kanatt e colaboradores (2013) ao analisar carne de frango armazenada por determinado período de tempo afirmaram que o crescimento dos valores de coliformes e bolores em carne de frango é algo esperado, o que indica que o biofilme produzido neste trabalho apresenta uma boa ação antimicrobiana, já que não houve crescimento de coliformes e os bolores só surgiram no 20º dia de armazenamento.

Com relação às leveduras, é possível observar que todos os grupos de análise apresentam valores semelhantes para esses microrganismos no dia zero de armazenamento. O grupo GC, G1 e G2 obtiveram, respectivamente, 2,69; 2,3 e 2,47 log₁₀ UFC/g de amostra. Valores semelhantes de leveduras em carne de frango foi encontrado por Petrou e colaboradores (2012) de 2,2 log₁₀ UFC/g para o dia zero de armazenamento. Já Soysal e colaboradores (2015) ao analisar coxa de aves encontrou valores de leveduras de 5,5 log₁₀ UFC/g para o dia zero de armazenamento, bem superiores aos encontrados neste trabalho, para qualquer tempo e grupo de análise.

No 5º dia de armazenamento, as amostras do grupo GC atinge valores de 3 log₁₀ UFC/g, enquanto que as amostras do grupo G1 e G2 apresentam valores significativamente ($p < 0,05$) menores (2 e 2,6 log₁₀ UFC/g para G1 e G2, respectivamente), indicando novamente a ação protetora da quitosana. A partir do 11º dia de armazenamento em diante, é possível perceber que há um comportamento bem heterogêneo para o crescimento das leveduras nas amostras dos grupos G1 e G2. Apesar de não existir um padrão para o crescimento destes microrganismos ao longo do seu tempo de armazenamento, é possível concluir que ao longo dos 20 dias de análise houve um aumento do número de leveduras na amostra, tanto para o grupo G1 quanto para o G2. Essa conclusão foi obtida por meio da comparação dos respectivos valores de levedura dos dias zero e vinte de armazenamento das amostras G1 e G2.

No 20º dia de análise, para a amostra do grupo G1 foi encontrado valores de levedura de 3,77 log₁₀ UFC/g e para as do grupo G2 o valor de 4,3 log₁₀ UFC/g. Petrou e colaboradores (2012) ao armazenar peito de frango com cobertura de quitosana em atmosfera modificada, a 4°C por 18 dias, obteve valores de levedura de 4,4 log₁₀ UFC/g, bem próximo aos encontrados neste estudo. Bazargani-Gilani, Aliakbarlu e Tajik (2015) ao armazenar peito de frango com cobertura de quitosana aditivada com óleo essencial de

Zataria multiflora Boiss (que possui ação antifúngica), por 20 dias à temperatura de 4°C, obteve um crescimento de leveduras de 6,2 log₁₀ UFC/g. Soysal e colaboradores (2015) ao armazenar coxa de ave em sacos produzidos de *blend* de polietileno e quitosana, por 6 dias à temperatura de refrigeração, obteve valores de levedura de 5,7 log₁₀ UFC/g para o 6º dia de armazenamento.

Tanto os resultados de Bazargani-Gilani, Aliakbarlu e Tajik (2015) quanto o de Soysal e colaboradores (2015) apresentam valores de leveduras superiores aos encontrado no presente trabalho, indicando que o biofilme de quitosana, puro ou aditivado com extrato de acerola, possui boa ação protetora contra leveduras.

4. CONCLUSÃO

O emprego do resíduo agroindustrial de acerola como aditivo antioxidante teve como finalidade propor uma eficiente e sustentável utilização de um produto cujo destino, geralmente, é o descarte. O resíduo agroindustrial de acerola possui boas propriedades funcionais no que se refere à capacidade de retardar a oxidação lipídica, apresentando alto teor de compostos fenólicos. Dessa forma, o seu uso como aditivo antioxidante em carne de sobrecoxa de frango se mostrou benéfico.

Os filmes de quitosana aditivados com este extrato de resíduo de acerola exibiram boas propriedades antioxidantes, capacidade de sequestro de radical DPPH, teor de fenólicos e boa capacidade de retenção dos fitoquímicos do extrato, demonstrando assim a ação antioxidante do aditivo produzido neste trabalho.

Os biofilmes de quitosana incorporados com extrato hidroetanólico de resíduo de acerola tiveram sua ação antioxidante comprovada, apresentando eficácia em retardar a oxidação lipídica na carne de sobrecoxa de frango e manter baixos os níveis de malonaldeídos produzidos. Além disso, as amostras de sobrecoxa de frango crua embaladas nestes biofilmes também apresentaram a manutenção da qualidade microbiológica ao longo dos dias de análise.

O biofilme de quitosana que apresentou melhor performance foi o G2, incorporado com 1% de extrato. Este biofilme exibiu a maior eficácia na manutenção da estabilidade oxidativa da carne de sobrecoxa de frango armazenada à temperatura de 4°C, já que a amostra embalada neste biofilme (G2) foi a que apresentou maior tempo de vida útil (20 dias), com os menores valores de malonaldeído produzidos e manutenção da qualidade microbiológica. O biofilme de quitosana incorporado com 1% de extrato também foi capaz

de manter a carne de sobrecoxa de frango sem apresentar valores de malonaldeído por 14 dias, quando armazenado à temperatura de 4°C.

No tocante à qualidade das amostras de acordo com os resultados obtidos por outras análises, é possível observar que houve uma manutenção dos valores de pH, cor, capacidade de retenção de água, textura, qualidade microbiológica e condições higiênico-sanitárias satisfatórias das amostras, indicando que o filme G2 (incorporado com 1% de extrato) foi eficiente na manutenção de outros parâmetros, além da estabilidade oxidativa.

Os filmes desenvolvidos neste trabalho apresentaram características valoráveis para a preservação da sobrecoxa de frango e manutenção da sua qualidade, sendo necessários mais estudos para avaliar a ação desses biofilmes em outros alimentos, principalmente aqueles mais susceptíveis à oxidação lipídica.

5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABDULLAH, A. Y; *et al.* Effects of strain on performance, and age at slaughter and duration of post-chilling aging on meat quality traits of broiler. **Asian-australasian Journal of Animal Science**, v. 23, n. 12, p. 1654-1656, 2010.

ABDULLAH, A. Y; MATARNEH, S. K. Broiler performance and the effects of carcass weight, broiler sex, and postchill carcass aging duration on breast fillet quality characteristics. **Poultry science**, v. 19, p. 46-58, 2010.

ABPA. Associação Brasileira de Proteína Animal. **Relatório Anual 2014**. Disponível em: <http://abpa-br.com.br/setores/avicultura/publicacoes/relatorios-anuais>. Acesso em: 10 mar. 2017

AGUIAR, T. M; *et al.* Caracterização química e avaliação do valor nutritivo de sementes de acerola. **Revista da Sociedade Brasileira de Alimentos e Nutrição**, v. 35, n. 2, p. 91-102, 2010.

AIDER, M. Chitosan application for active bio-based films production and potential in the food industry: review. **LWT – Food science and technology**, v. 43, n. 6, p. 837-842, 2010.

ALMEIDA, D. M; *et al.* Propriedades físicas, químicas e de barreira em filmes formados por blenda de celulose bacteriana e fécula de batata. **Polímeros**, v. 23, p. 538-546, 2013.

AMADOR, S. A. **Aspectos físicos da carne de peito, da coxa e da sobrecoxa de frango alimentados com dietas contendo antioxidantes naturais**. 2013, 40 p. Monografia – Universidade Federal de Brasília, Departamento de medicina veterinária, Brasília, 2013.

ANDRADE, R. A. M. D. S., MACIEL, M. I. S., SANTOS, A. M. P., MELO, E. D. A. Optimization of the extraction process of polyphenols from cashew apple agro-industrial residues. **Food Science and Technology (Campinas)**, v. 35, n. 2, p. 354-360, 2015.

ARGYRI, A. A; PANAGOUE, E. Z; NYCHAS, G. J. E. Advances in vacuum and modified atmosphere packaging of poultry products. In: **Advances in Meat, Poultry and Seafood Packaging**, J. P. Kerry (ed). Cambridge: Woodhead, p. 205-247, 2012.

ÁVILA, M. D. R. et al. Rheological behaviour of commercial cooked meat products evaluated by tensile test and texture profile analysis (TPA). **Meat Science**, v. 98, n. 2, p. 310-315, 2014.

AYALA-ZAVALA , J. F; *et al.* Antioxidant enrichment and antimicrobial protection of fresh-cut fruits using their own by-products: looking for integral exploitation. **Journal of Food Science**, v. 75, n. 8, p. R175-R181, 2010

AYÇIÇEK, H; *et al.* Assessment of the bacterial contamination on hands of hospital food handlers. **Food Control**, v. 15, p.253-259, 2004

BABBAR, N., OBEROI, H. S., UPPAL, D. S., PATIL, R. T. Total phenolic content and antioxidant capacity of extracts obtained from six important fruit residues. **Food Research International**, v. 44, n. 1, p. 391-396, 2011.

BABBAR, N; *et al.* Influence of different solvents in extraction of phenolic compounds from vegetable residues and their evaluation as natural sources of antioxidants. **Journal of Food Science and Technology**, v. 51, n. 10, p. 2568-2575, 2014.

BAE, Y. S; *et al.* Differentiation of deboned fresh chicken thigh meat from the frozen – thawed one processed with different deboning conditions. **Korean Journal for food science of animal resources**, v. 34, n. 1, p. 73-79, 2014.

BATISTON, W. P; *et al.* Total phenolic content and antioxidant capacity of methanolic extracts of ten fruits. **Acta Scientiarum**, v. 35, n. 3, p. 581-585, 2013.

BAZARGANI-GILANI, B; ALIAKBARLU, J; TAJIK, H. Effect of pomegranate juice dipping and chitosan coating enriched with Zataria multiflora Boiss essential oil on the shelf-life of chicken meat during refrigerated storage. **Innovative Food Science and Emerging Technologies**, v. 29, p. 280-287, 2015.

BEKER, T. I. **Avaliação da qualidade da carne de frango embalada a vácuo e aditivada com extrato do resíduo de acerola.** 2015, 72 p. Tese (Mestrado) – Universidade Federal Rural de Pernambuco, Programa de pós-graduação em ciência e tecnologia dos alimentos, Pernambuco, 2015.

BINSI, K. B; RAVISHANKAR, C. N; MOHAN, C. O. Smart packaging systems for food applications: a review. **J Food Sci Technol**, v. 52, p. 6125-6135, 2015.

BOURNE, M. C. Principles of objective texture measurement. In: **Food texture and viscosity: concept and measurement**, 2nd edition. New York: Academic Press p. 107-188, 2002.

BRAND-WILLIAMS, W.; CUVELIER, M.E.; BERSET, C. Use of free radical method to evaluate antioxidant activity. **Lebensmittel-Wissenschaft + Technologie/ Food Science + Technology**, v.28, n.1, p.25-30, 1995.

BRASIL. Resolução RDC nº12, de 2 de janeiro de 2001. Aprova o “**Regulamento técnico sobre padrões microbiológicos para alimentos**”. Órgão emissor: ANVISA – Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Disponível em: <www.anvisa.com.br>. Acesso em 20 jan 2017.

BRENESSELOVÁ, M; *et al.* Effects of vacuum packaging conditions on the quality, biochemical changes and the durability of ostrich meat. **Meat Science**, v. 101, p. 42-47, 2015.

BREWER, M. S. Natural antioxidants: sources, compounds, mechanisms of action, and potential applications. **Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety**, v. 10, n. 4, p. 221-247, 2011.

BRITO, P. P; *et al.* Effect of the Gamma Radiation Dose Rate on Psychrotrophic Bacteria, Thiobarbituric Acid Reactive Substances, and Sensory Characteristics of Mechanically Deboned Chicken Meat. **Journal of food science**, v. 76, n. 2, p. 133-138, 2011.

BYUN, J. S; *et al.* Comparison of indicators of microbial quality of meat during aerobic cold storage. **Journal of food protection**, v. 66, p. 1733-1737, 2003.

CAMEL, M; *et al.* Influence of antioxidant potential of mate leaves extract (*Ilex paraguariensis* St. Hil) in cooked, stored and heated thighs chicken. **Brazilian Journal of food and nutrition**, v. 23, n. 2, p. 297-305, 2012.

CAMPO, M. M. et al. Flavour perception of oxidation in beef. **Meat Science**, v. 72, n. 2, p. 303-311, 2006.

CANTALEJO, M. J; ZOUAGHI, F; PÉREZ-ARNEDO, I. Combined effects of ozone and freeze-drying on the shelf-life of Broiler chicken meat. **LWT – Food science and technology**, v. 68, p. 400-407, 2016.

CASAROTTI, S. N; PAULA, A. T; ROSSI, D. A. Correlation between rapid and standard methods for counting coliforms and *Escherichia coli* in bovine raw minced meat. **Revista Instituto Adolfo Lutz**, v. 66, n. 3, 2007.

CASTRO, W. F.; MARIUTTI, L. R. B.; BRAGAGNOLO, N. The effects of colorifico on lipid oxidation, colour and vitamin E in raw and grilled chicken patties during frozen storage. **Food Chemistry**, v. 124, n. 1, p. 126-131, 2011.

CHIUMARELLI, M; HUBINGER, M. D. Evaluation of edible films and coatings formulated with cassava starch, glycerol, carnauba wax and stearic acid. **Food hydrocolloids**, v. 38, p. 20-27, 2014

COSTA, E. M; *et al.* Evaluation and insights into chitosan antimicrobial activity against anaerobic oral pathogens. **Anaerobe**, v. 13, n. 3, p. 305-309, 2012.

CHOULIARA, E. et al. Combined effect of oregano essential oil and modified atmosphere packaging on shelf-life extension of fresh chicken breast meat, stored at 4 C. **Food Microbiology**, v. 24, n. 6, p. 607-617, 2007.

CORTEZ-VEGA; W. R; PIZATO, S; PRENTICE, C. Quality of raw chicken breast stored at 5C and packaged under different modified atmospheres. **Journal of food safety**, v. 32, p. 360-368, 2012.

CRUZ-ROMERO, M. C; *et al.* Antimicrobial activity of chitosan, organic acids and nano-sized solubilisates for potential use in smart antimicrobially-active packaging for potential food applications. **Food Control**, v. 34, n. 2, p. 393-397, 2013.

DA SILVA, J. R. M. B; *et al.* Influência do teor de quitosana na morfologia e propriedades térmicas e mecânicas das misturas de polipropileno. **Revista eletrônica de materiais e processos**, v. 9, n. 3, p. 137-143, 2014.

DAI, Y; *et al.* Changes in oxidation, color and texture deteriorations during refrigerated storage of ohmically and water bath-cooked pork meat. **Innovative Food science and emerging technologies**, v. 26, p. 341-346, 2014.

DANG, K. M; YOKSAN, R. Development of thermoplastic starch blown film by incorporating plasticized chitosan. **Carbohydrate polymers**, v. 115, p. 575-581, 2015.

DANTAS, E. A; *et al.* caracterização e avaliação das propriedades antioxidantes de filmes biodegradáveis incorporados com polpas de frutas tropicais. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 45, p. 142-148, 2015.

DELVA, L; GOODRICH-SCHNEIDER, R. Antioxidant activity and antimicrobial properties of phenolic extracts from acerola (*Malpighia emarginata* DC) fruit. **International Journal of Food Science & Technology**, v. 48, n. 5, p. 1048-1056, 2013.

DENG, J; CHENG, W; YANG, G. A novel antioxidant activity index (AAU) for natural products using the DPPH assay. **Food Chemistry**, v. 125, p. 1430-1435, 2010.

DESAI, M. A. Utilization of buffered vinegar to increase the shelf life of chicken retail cuts packaged in carbon dioxide. **Poultry science**, v. 93, p. 1850-1854, 2014.

DEVATKAL, S. K.; NAVEENA, B. M. Effect of salt, kinnow and pomegranate fruit by-product powders on color and oxidative stability of raw ground goat meat during refrigerated storage. **Meat Science**, v. 85, n. 2, p. 306-311, 2010.

DUTTA, P. K; *et al.* Perspectives for chitosan based antimicrobial films in food applications. **Food Chemistry**, v. 114, n. 4, p. 1173-1182, 2009.

ELSABEE, M. Z; ABDU, E. S. Chitosan based edible films and coatings: a review. **Material science and engineering C**, v. 33, p. 1819-1841, 2013.

EVANGELISTA, J. **Tecnologia de alimentos**. 2. ed. São Paulo: Atheneu, 2005. 652 p.

FALGUERA, V; *et al.* Edible films and coatings: structures, active functions and trends in their use. **Trends in Food Science & Technology**, v. 22, n. 6, p. 292-303, 2011.

FANG, Y; *et al.* Tensile and barrier properties of edible films made from whey proteins. **Journal of food science**, v. 67, n.1, 2002.

FAUSTMAN, C; *et al.* Myoglobin and lipid oxidation interactions: mechanistic bases and control. **Meat Science**, v. 86, p. 86-94, 2010.

FREIRE, J. M; *et al.* Quantificação de compostos fenólicos e ácido ascórbico em frutos e polpas congeladas de acerola, caju, goiaba e morango. **Ciência Rural**, v. 43, p. 2291-2296, 2013.

GANHÃO, R; MORCUENDE, D; ESTÉVEZ, M. Protein oxidation in emulsified cooked burger patties with added fruit extracts: Influence on colour and texture deterioration during chill storage. **Meat science**, v. 85, p. 402-409, 2010.

GARCIA, A. F. Q. M; *et al.* Used of vitamin D₃ and its metabolites in broiler chicken feed on performance, bone parameters and meat quality. **Asian-australasian Journal of Animal Science**, v. 26, n. 3, p. 408-415, 2013.

GENSKOWSKY, E; *et al.* Assessment of antibacterial and antioxidant properties of chitosan edible films incorporated with maqui berry (*Aristotelia chilensis*). **LWT – Food science and technology**, v. 64, p. 1057-1062, 2015.

GÓMEZ-ESTACA, J; *et al.* Biodegradable gelatin-chitosan films incorporated with essential oils as antimicrobial agents for fish preservation. **Food microbiology**, v. 27, n. 7, p. 264-271, 2010.

GUO, T; *et al.* Effect of sodium chloride on the properties of ready-to-eat pressure-induced gel-type chicken meat products. **Journal of food process engineering**, v. 2015, p. 1210-1220, 2015.

HAFSA, J; *et al.* Physical, antioxidant and antimicrobial properties of chitosan films containing *Eucalyptus globulus* essential oil. **LWT – Food science and technology**, v. 68, p. 356-364, 2016.

HAMM, R. Biochemistry of meat hydration. **Advances in food research**, v. 10, n. 2, p. 335-443, 1960.

HIGUERAS, L; *et al.* Antimicrobial packaging of chicken fillets based on the release of carvacrol from chitosan/cyclodextrin films. **International Journal of Food Microbiology**, v. 188, p. 53-59, 2014.

HUGHES, J.M; *et al.* A structural approach to understanding the interactions between colour, water-holding capacity and tenderness. **Meat science**, v. 98, n. 3, p. 520-532, 2014.

JAYASENA, D. D; *et al.* Comparison of quality traits of meat from Korean native chickens and broilers used in two different traditional Korean Cuisines. **Asian-australasian Journal of Animal Science**, v. 26, n. 7, p. 1038-1046, 2013.

JONGBERG, S. et al. Effect of high-oxygen atmosphere packaging on oxidative stability and sensory quality of two chicken muscles during chill storage. **Food Packaging and Shelf Life**, v. 1, n. 1, p. 38-48, 2014.

JOUKI, M; *et al.* Quince seed mucilage films incorporated with oregano essential oil: Physical, thermal, barrier, antioxidant and antibacterial properties. **Food Hydrocolloids**, v. 36, p. 9-19, 2014.

KANATT, S. R; CHANDER, R; SHARMA, A. Chitosan and mint mixture: a new preservative for meat and meat products. **Food chemistry**, v. 107, p. 845-852, 2008.

KANNAT, S. R; *et al.* Active chitosan–polyvinyl alcohol films with natural extracts. **Food Hydrocolloids**, v. 29, n. 2, p. 290-297, 2012.

KANNAT, S. R; *et al.* Effects of chitosan coating on shelf-life of ready-to-cook meat products during chilling storage. **LWT – Food science and technology**, v. 53, p. 321-326, 2013.

KAREL, M; SCHAICH, K; ROY, R. B. Interaction of peroxidizing methyl linoleate with some proteins and amino acids. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 23, p. 159–163, 1975.

KARRE, L; LOPEZ, K; GETTY, K. J. K. Natural antioxidants in meat and poultry products. **Meat Science**, v. 94, n. 2, p. 220-227, 2013.

KHARE, A. K.; BISWAS, A. K.; SAHOO, J. Comparison study of chitosan, EDTA, eugenol and peppermint oil for antioxidant and antimicrobial potentials in chicken noodles and their effect on colour and oxidative stability at ambient temperature storage. **LWT-Food Science and Technology**, v. 55, n. 1, p. 286-293, 2014.

KIM, H. W; *et al.* Effects of soy sauce on physicochemical and textural properties of tumbled chicken breast. **Poultry science**, v. 93, p. 680-686, 2014.

KOH, E; SURH, J. Food types and frying frequency affect the lipid oxidation of deep frying oil for the preparation of school meals in Korea. **Food chemistry**, v. 174, p. 467 – 472, 2015.

KOSARAJU, S. L; *et al.* Naturally crosslinked gelatin gels with modified material properties. **Food Research**, v. 43, p. 2385-2389, 2010.

KRISHNAN, K; *et al.* Antimicrobial and antioxidant effects of spice extracts on the shelf life extension of raw chicken meat. **International Journal of Food microbiology**, v. 171, p. 32-40, 2014.

KÜÇÜKYILMAZ, K; *et al.* Chemical composition, fatty acid profile and colour of broiler meat as affect by organic and conventional rearing systems. **South African Journal of Animal Science**, v. 42, n. 4, p. 360-368, 2012.

KULIG, D; *et al.* Effect of Film-Forming Alginate/Chitosan Polyelectrolyte Complex on the Storage Quality of Pork. **Molecules**, v. 22, p. n. 98, p. 16-31, 2017.

KWIECIEŃ, M; *et al.* Effects of cooper-glycine chelate on liver and faecal mineral concentrations, and blood parameters in broilers. **Agriculture and food science**, v. 24, p. 92-103, 2015.

LA MANTIA, F. P; MORREALE, M. Green composites: a brief review. **Composites part A: Applied Science and manufacturing**, v. 42, n. 6, p. 579-588, 2011.

LAVIERI, N.; WILLIAMS, S. K. Effects of packaging systems and fat concentrations on microbiology, sensory and physical properties of ground beef stored at $4\pm 1^{\circ}$ C for 25days. **Meat Science**, v. 97, n. 4, p. 534-541, 2014.

LEDWARD, D. A; MACFARLANE, J. J. Some observation on myoglobin and lipid oxidation in frozen beef. **Journal of food science**, v. 36, p. 987-989, 1971.

LEE, N; *et al.* Functional properties of bicarbonates and latic acid on chicken breast retail display properties and cooked meat quality. **Poultry science**, v. 94, p. 302-310, 2015.

LEON, J. S. S. **Caracterização química e estabilidade oxidativa de produto reestruturado de frango sob ação de embalagem ativa adicionada de extratos de resíduos agroindustriais**. 2015, 129 p. – Tese (Mestrado). Universidade de São Paulo, Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, São Paulo.

LI, J. H; *et al.* Preparation and characterization of active gelatin-based films incorporated with natural antioxidants. **Food Hydrocolloids**, v. 37, p. 166-173, 2014.

LI, K; *et al.* Effect of ultrasound treatment on functional properties of reduced-salt chicken breast meat bater. **Journal of food science and technology**, v. 52, n. 5, p. 2622-2633, 2015.

LIMA, V. L. A. G; *et al.* Total phenolic and carotenoid contents in acerola genotypes harvested at three ripening stages. **Food Chemistry**, v. 90, n. 4, p. 565-568, 2005.

LIVINGSTON, D. J; BROWN, W. D. The chemistry of myoglobin and its reactions. **Food technology**, v. 35, p. 238-252, 1981.

LÓPEZ-DE-DICASTILLO, C; *et al.* Active antioxidant packaging films: development and effect on lipid stability of brined sardines. **Food Chemistry**, v. 131, n. 4, p. 1376-1384, 2012.

LUKASIEWICZ, M; *et al.* Meat quality and the histological structure of breast and leg muscles in Ayam Cemani chickens, AyamCemani \times Sussex hybrids and slow- growing Hubbard JA 957 chickens. **Journal of the science of food and agriculture**, v. 95, p. 1730-1735, 2015.

MA, A; CHUI, L. Identification of heat resistant *Escherichia coli* by qPCR for the locus of heat resistance. **Journal of microbiological methods**, v. 133, p.87-89, 2017.

MACHADO, S. D. O. **Desenvolvimento e caracterização de filmes bioativos à base de quitosana aditivados com o extrato do resíduo de acerola**. 2015, 102 p. Tese (Mestrado) – Universidade Federal Rural de Pernambuco, Programa de pós-graduação em ciência e tecnologia dos alimentos, Pernambuco, 2015.

MARCHETTI, L; ANDRÉS, S. C; CALIFANO, A. N. Low-fat meat sausages with fish oil: Optimization of milk proteins and carrageenan contents using response surface methodology. **Meat Science**, v. 96, n. 3, p. 1297-1303, 2014.

MARQUES, T. M. **Aproveitamento tecnológico de resíduos de acerola: farinhas e barra de cereais**. 2013, 105 p. Tese (Mestrado) – Universidade Federal de Lavras, Programa de pós-graduação em Agroquímica, Minas Gerais, 2013.

MAYACHIEW, P; DEVAHASTIN, S. Effects of drying methods and conditions on release characteristics of edible chitosan films enriched with indian gooseberry extract. **Food Chemistry**, v. 118, n. 3, p. 594-601, 2010.

MELO, E. A, MACIEL, M. I. S., DE LIMA, V. L. A. G., DO NASCIMENTO, R. J. Capacidade antioxidante de frutas. **Brazilian Journal of Pharmaceutical Sciences**, v. 44, n. 2, 2008.

MEXIS, S. F; CHOULIARA, E; KONTOMINAS, M. G. Shelf life extension of ground chicken meat using an oxygen absorber and citrus extract. **LWT – Food science and technology**, v. 49, n. 1, p. 21-27, 2012.

MIECZAN-WINIARSKA, A; *et al.* The chemical composition and sensory properties of raw, cooked and grilled thigh meat of broiler chickens fed with Fe-Gly chelate. **Journal of food science and technology**, v. 53, n. 10, p. 3825-3833, 2016.

MIECZAN-WINIARSKA, A; KWIECIEŃ, M. The effects of cooper-glycine complexes on chemical composition and sensory attributes of raw, cooked and grilled chicken meat. **Journal of food science and technology**, v. 52, n. 7, p. 4226-4235, 2015.

MORADI, M; *et al.* Characterization of antioxidant chitosan film incorporated with *Zataria multiflora* boiss essential oil and grape seed extract. **LWT-Food Sci Technol**, v. 46, p. 477–484, 2012.

MORADI, M; *et al.* Effectiveness of *Zataria multiflora* Boiss essential oil and grape seed extract impregnated chitosan film on ready-to-eat mortadella-type sausages during refrigerated storage. **Journal of the food science and agriculture**, v. 91, n. 15, p. 2850-2857, 2011.

NETO, A. C; ROSA, O. O. Screening of hygiene-indicator microorganisms in hands of food manipulators. **Revista brasileira de tecnologia agroindustrial**, v. 8, n. 1, p. 1251-1261, 2014.

NISSEN, L. R. et al. Protection of dehydrated chicken meat by natural antioxidants as evaluated by electron spin resonance spectrometry. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 48, n. 11, p. 5548-5556, 2000.

NÓBREGA, E. M; *et al.* The impact of hot air drying on the physical-chemical characteristics, bioactive compounds and antioxidant activity of acerola (*Malpighia emarginata*) residue. **Journal of Food Processing and Preservation**, v. 39, n. 2, p. 131-141, 2015.

NORAJIT, K.; KIM, K. M.; RYU, G. H. Comparative studies on the characterization and antioxidant properties of biodegradable alginate films containing ginseng extract. **Journal of Food Engineering**, v. 98, n. 3, p. 377-384, 2010.

NORONHA, C. M; *et al.* Characterization of antioxidant methylcellulose film incorporated with α -tocopherol nanocapsules. **Food chemistry**, v. 159, p. 529-535, 2014.

NGUYEN, M. X. H. **Characterization of allergenic and antimicrobial properties of chitin and chitosan and formulation of chitosan-based edible film for instant food casing**. 2012, 302 p. Tese (Doutorado) – Real Melbourne Institute of Technology, School of applied sciences, Melbourne, Australia, 2012.

OGUR, S; ERKAN, N. The psysicochemical properties of edible protein films. **Ital. J. Food Science**, v. 27, p. 121- 131, 2015.

OLIVEIRA, A. C; *et al.* Total phenolic content and free radical scavenging activities of methanolic extract powders of tropical fruit residues. **Food Chemistry**, v. 115, n. 2, p. 469-475, 2009.

OLIVEIRA-SILVA, A. M. **Efeito dos compostos fenólicos do alecrim (*Rosmarinus officinalis* L.) na inflamação aguda e sobre os marcadores de estresse oxidativo de ratos diabéticos**. 2012, 151 p. Tese (Doutorado) – Universidade de São Paulo, Faculdade de ciências farmacêuticas, São Paulo, 2012.

OLIVO, R; OLIVO, N. **O mundo das carnes: ciência, tecnologia & mercado**. 4 ed. Criciúma: Ed. Do autor, 2006.

ÖZVURAL, E. B; *et al.* The comparison of quality and microbiological characteristic of hamburger patties enriched with green tea extract using three techniques: Direct addition, edible coating and encapsulation. **LWT – Food science and technology**, v. 68, p. 385-390, 2016.

PACHEPSKY, Y; *et al.* Can *E. coli* or thermotolerant coliform concentrations predict pathogen presence or prevalence in irrigation waters? **Journal of critical reviews in microbiology**, v. 42, n.3, p. 384-393, 2014.

PACKER, V. G; *et al.* Chemical characterization, antioxidant activity and application of beetroot and guava residue extracts on the preservation of cooked chicken meat. **Journal of food science and technology**, v. 52, n. 11, p. 7409-7416, 2015.

PARK, C; KIM, Y. J. Effects of Dietary Supplementation of Yacon (*Polymnia sonchifolia*) By-products and Pine Needle Powder on Growth Performance and Meat Quality of Chicken Thigh Meat. **Korean journal of poultry science**, v. 40, n. 3, p. 187-195, 2013.

PARK, P. J., JE, J. Y., KIM, S. K. Free radical scavenging activities of differently deacetylated chitosans using an ESR spectrometer. **Carbohydrate Polymers**, v. 55, n. 1, p. 17-22, 2004.

PAZ, M; *et al.* Brazilian fruit pulps as functional foods and additives: Evaluation of bioactive compounds. **Food chemistry**, v. 172, p. 462-468, 2015.

QIN, Y. Y; *et al.* Effect of chitosan film incorporated with tea polyphenol on quality and shelf life of pork meat patties. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 61, p. 312-316, 2013.

QIN, Y. Y; *et al.* Physio-mechanical properties of an active chitosan film incorporated with montmorillonite and natural antioxidants extracted from pomegranate rind. **Journal of food science and technology**, v. 52, n. 3, p. 1471-1479, 2015.

RAMASWAMY R. U. *et. al.* Structural features and water holding capacities of pressed potato fibre polysaccharides. **Carbohydrate Polymers**, v. 93, n. 2, p. 589-596, 2013.

RIBEIRO, K. P. **Análise da relação umidade/proteína em filés PSE (*pale, soft, exudative*) de frangos em conformidade com a instrução normativa 32/2010.** 2015, 124 p. Tese (Mestrado) – Universidade Tecnológica Federal de Paraná, Programa de pós-graduação em tecnologia de alimentos, Londrina, 2015.

RUIZ-NAVAJAS, Y; *et al.* *In vitro* antibacterial and antioxidant properties of chitosan edible films incorporated with *Thymus moroderi* or *Thymus piperella* essential oils. **Food control**, v. 30, p. 386-392, 2013.

SAMPAIO, G. R; *et al.* Effect of natural antioxidant combinations on lipid oxidation in cooked chicken meat during refrigerated storage. **Food Chemistry**, v. 135, p. 1383–1390, 2012

SANCHEZ-GARCIA M. D; *et al.* Morphology and barrier properties of solvent cast composites of thermoplastic biopolymers and purified cellulose fibers. **Carbohydr Polymers**, v. 71, p. 235-244, 2008.

SANCHO, S. O; *et al.* Characterization of the Industrial Residues of Seven Fruits and Prospection of Their Potential Application as Food Supplements. **Journal of Chemistry**, v. 2015, 2015.

SANTOS, A. M. P; YOSHIDA, C. M. P. **Embalagem.** 1ª edição. Pernambuco: UFRPE/CODAI, 2011, 154 p.

SCHEVEY, C. T.; TOSHKOV, S.; BREWER, M. S. Effect of natural antioxidants, irradiation, and cooking on lipid oxidation in refrigerated, salted ground beef patties. **Journal of Food Science**, v. 78, n. 11, p. S1793-S1799, 2013.

SILVA, L. M. R; *et al.* Quantification of bioactive compounds in pulps and by-products of tropical fruits from Brazil. **Food Chemistry**, v. 143, p. 398-404, 2014.

SIRIPATRAWAN, U.; HARTE, B. R. Physical properties and antioxidant activity of an active film from chitosan incorporated with green tea extract. **Food Hydrocolloids**, v. 24, n. 8, p. 770-775, 2010.

SIRIPATRAWAN, U.; NOIPHA, S. Active film from chitosan incorporating green tea extract for shelf life extension of pork sausages. **Food Hydrocolloids**, v. 27, n. 1, p. 102-108, 2012.

SØRENSEN, G., JØRGENSEN, S. S. A critical examination of some experimental variables in the 2-thiobarbituric acid (TBA) test for lipid oxidation in meat products. **Zeitschrift für Lebensmittel-Untersuchung und Forschung**, v. 202, 205–210, 1996.

SOUZA, C. O; *et al.* Mango and Acerola pulps as antioxidant additives in Cassava starch bio-based film. **Journal of agricultural and food chemistry**, v. 59, n. 6, p. 2248-2254, 2011.

SOYSAL, Ç; *et al.* Effect of antimicrobial packaging on physicochemical and microbial quality of chicken drumsticks. **Food control**, v. 54, p. 294-299, 2015.

SUNG, S. Y; *et al.*, Antimicrobial agents for food packaging applications. **Trends in Food Science & Technology**, v. 33, n. 2, p. 110-123, 2013.

Tabela Brasileira de Composição de Alimentos – TACO. Disponível em: <http://www.unicamp.br/nepa/taco/contar/taco_4_edicao_ampliada_e_revisada>. Acesso em 10 jan 2014.

TAM, P; *et al.* Evaluation of edible polymer coatings enriched with green tea extract on quality of chicken nuggets. **Veterinay world**, v. 9, n. 7, p. 685-692, 2016.

TAN, Y. M; *et al.* Functional chitosan-based grapefruit seed extract composite films for applications in food packaging technology. **Materials research bulletin**, v. 69, p. 142 – 146, 2015.

TAYEL, A; *et al.* Inhibition of microbial pathogens by fungal chitosan. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 47, n. 1, p. 10-14, 2010.

TIAN, F; DECKER, E. A; GODDARD, J. M. Controlling lipid oxidation of food by active packaging technologies. **Food funct.**, v. 4, p. 669 – 680, 2013

UPADHYAY, A; *et al.* Control of *Listeria monocytogenes* on skinless frankfurters by coating with phytochemicals. **LWT – Food science and technology**, v. 63, p. 37-42, 2015.

VAN LAACK, R. L. J. M. et al. Characteristics of pale, soft, exudative broiler breast meat. **Poultry Science**, v. 79, n. 7, p. 1057-1061, 2000.

VENTURINI, K. S; SARCINELLI, M. F; SILVA, L. C. Características da carne de frango. **Boletim técnico PIE-UFES:01307**, Universidade Federal do Espírito Santo, Espirito Santo, 2007.

VIEIRA, L. M; *et al.* Fenólicos totais e capacidade antioxidante *in vitro* de polpas de frutos tropicais. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 33, n. 3, p. 888-897, 2011.

VYNCKE, W. Direct determination of the thiobarbituric acid value in trichloroacetic acid extracts of fish as a measure of oxidative rancidity. **Fette, Seifen, Anstrichmittel**, v. 72, n. 12, p. 1084-1087, 1970.

XIA, W; *et al.* Biological activities of chitosan and chitooligosaccharides. **Food Hydrocolloids**, v. 25, n. 2, p. 170-179, 2011.

WANG, L; *et al.* Preparation and characterization of active films based on chitosan incorporated tea polyphenols. **Food hydrocolloids**, v. 32, n. 1, p. 35-41, 2013.

WANG, Q; *et al.* Antioxidant activity and physicochemical properties of chitosan films incorporated with *Lycium barbarum* fruit extract for active food packaging. **International Journal of Food Science and Technology**, v. 50, p. 458-464, 2015.

WETTASINGHE, M; SHAHIDI, F. Evening primrose meal: a source of natural antioxidants and scavenger of hydrogen peroxide and oxygen-derived free radicals. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**. v.47, n. 5, p.1801- 1812, 1999.

WU, C; *et al.* Effect of chitosan gallate coating on the quality maintenance of refrigerated (4°C) silver pomfret (*Pampus argentus*). **Food bioprocess technology**, v. 9, p. 1835-1843, 2016.

WU, Y; *et al.* Green and biodegradable composite films with novel antimicrobial performance based on cellulose. **Food chemistry**, v. 197, p. 250-257, 2016.

YU, J.; AHMEDNA, M.; GOKTEPE, I. Potential of peanut skin phenolic extract as antioxidative and antibacterial agent in cooked and raw ground beef. **International journal of Food Science & Technology**, v. 45, n. 7, p. 1337-1344, 2010.

ZAKYRS, P. I; *et al.* Effects of oxygen concentration on the sensory evaluation and quality indicators of beef muscle packed under modified atmosphere. **Meat science**, v. 79, p. 648-655, 2008.

ZHUANG, H; *et al.* Hot-boning enhances cook yield boneless skinless chicken thighs. **Poultry science**, v. 93, n. 6, p. 1553-1560, 2014.

ZOUAGHI, F; CANTALEJO, M. J. Study of modified atmosphere packaging on the quality of ozonated freeze-dried chicken meat. **Meat science**, v. 119, p. 123-131, 2016.