



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
"JÚLIO DE MESQUITA FILHO"
Câmpus de São José do Rio Preto

LETÍCIA YURI NAGAI

**ESTABILIDADE E QUALIDADE DE MANGAS MINIMAMENTE
PROCESSADAS OBTIDAS POR APLICAÇÃO DE COBERTURA
COMESTÍVEL À BASE DE QUITOSANA ADICIONADA OU NÃO DE
ÓLEO ESSENCIAL DE CRAVO OU CANELA**

São José do Rio Preto
2019

LETÍCIA YURI NAGAI

**ESTABILIDADE E QUALIDADE DE MANGAS MINIMAMENTE
PROCESSADAS OBTIDAS POR APLICAÇÃO DE COBERTURA
COMESTÍVEL À BASE DE QUITOSANA ADICIONADA OU NÃO DE
ÓLEO ESSENCIAL DE CRAVO OU CANELA**

Tese apresentada como parte dos requisitos para obtenção do título de Doutor em Engenharia e Ciência de Alimentos, junto ao Programa de Pós-Graduação Engenharia e Ciência de Alimentos, do Instituto de Biociências, Letras e Ciências Exatas da Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Câmpus de São José do Rio Preto.

Financiadora: CAPES

FAPESP – Proc. 2014/11515-8

Proc. 2017/02808-6

Orientador: Prof^ª. Dr^ª. Maria Aparecida Mauro

São José do Rio Preto
2019

N147e	<p>Nagai, Letícia Yuri</p> <p>Estabilidade e qualidade de mangas minimamente processadas obtidas por aplicação de cobertura comestível à base de quitosana adicionada ou não de óleo essencial de cravo ou canela / Letícia Yuri Nagai. -- São José do Rio Preto, 2019</p> <p>123 f. : tabs., fotos</p> <p>Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista (Unesp), Instituto de Biociências Letras e Ciências Exatas, São José do Rio Preto</p> <p>Orientadora: Maria Aparecida Mauro</p> <p>1. Tecnologia de alimentos. 2. Manga (Fruta) - Indústria. 3. Alimentos aditivos. 4. Revestimento comestível. 5. Alimentos - Microbiologia. I. Título.</p>
-------	---

Sistema de geração automática de fichas catalográficas da Unesp. Biblioteca do Instituto de Biociências Letras e Ciências Exatas, São José do Rio Preto. Dados fornecidos pelo autor(a).

Essa ficha não pode ser modificada.

LETÍCIA YURI NAGAI

**ESTABILIDADE E QUALIDADE DE MANGAS MINIMAMENTE
PROCESSADAS OBTIDAS POR APLICAÇÃO DE COBERTURA
COMESTÍVEL À BASE DE QUITOSANA ADICIONADA OU NÃO DE
ÓLEO ESSENCIAL DE CRAVO OU CANELA**

Tese apresentada como parte dos requisitos para obtenção do título de Doutor em Engenharia e Ciência de Alimentos, junto ao Programa de Pós-Graduação Engenharia e Ciência de Alimentos, do Instituto de Biociências, Letras e Ciências Exatas da Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Câmpus de São José do Rio Preto.

Financiadora: CAPES

FAPESP – Proc. 2014/11515-8

Proc. 2017/02808-6

Comissão Examinadora

Prof^ª. Dr^ª. Maria Aparecida Mauro
UNESP – Campus de São José do Rio Preto
Orientador

Prof^ª. Dr^ª. Ivanise Guilherme Branco
UNESP – Campus de Assis

Prof^ª. Dr^ª. Silvana Pedroso de Góes-Favoni
FATEC – Marília

Prof^ª. Dr^ª. Natália Soares Janzantti
UNESP – Campus de São José do Rio Preto

Prof^ª. Dr^ª. Ellen Silva Lago Vanzela
UNESP – Campus de São José do Rio Preto

São José do Rio Preto
06 de setembro de 2019

Aos meus queridos e amados pais,
Luiz e Odete, que sempre me apoiaram incansavelmente,
e aos meus irmãos, Yuka e Yoshio.

Dedico

AGRADECIMENTOS

Primeiramente, a Deus pelas graças recebidas durante todas as etapas até chegar aqui;

Aos meus pais, Luiz e Odete, pelo amor e apoio incondicional em todos os momentos, além do imensurável esforço;

Aos meus irmãos, Yuka e Yoshio, que compartilham qualquer momento, “faça sol ou faça chuva”;

Aos meus familiares de quem sempre recebi palavras de incentivo, em especial a baachan Sumie (*in memorian*) que me acompanhou “desde sempre”, até seus últimos momentos de vida;

Ao Fabio e sua família, bem como ao Tetsuo que sempre me ajudaram de alguma forma;

À Prof^a. Dr^a. Maria Aparecida Mauro por ter aceitado orientar-me neste trabalho, dispondo de sua paciência e compreensão, além de transmitir seu valioso conhecimento científico, imprescindível para o crescimento científico-profissional;

Aos professores membros da banca examinadora que aceitaram o convite para avaliarem este trabalho;

Ao Departamento de Engenharia e Tecnologia de Alimentos, ao Programa de Pós-Graduação em Engenharia e Ciência de Alimentos e aos docentes pertencentes a ele;

À FAPESP que, por meio do apoio financeiro dos projetos 2014/11515-8 e 2017/02808-6, permitiu a execução desta pesquisa;

Ao pai da Laís (Sr. Luiz Antonio Amado) que doou alguns lotes de manga de sua produção;

À empresa Quinarí que forneceu os óleos essenciais sem custo no transporte;

Aos técnicos de laboratório (Tânia, Luiz, Alana, Ginaldo e João) que sempre se dispuseram a resolverem detalhes imprescindíveis para o desenvolvimento deste trabalho;

Ao Prof. Dr. Maurício Boscolo por me auxiliar, mesmo com pouca disponibilidade de tempo, e por doar seu precioso CO₂, que foram essenciais para o desenvolvimento deste trabalho;

À Prof^a. Dr^a. Vânia Regina Nicoletti que, por diversas vezes, emprestou seu homogeneizador Turratec para que pudesse dar continuidade ao experimento em execução;

Às amigadas que se iniciaram na graduação e ainda permanecem, em especial à Natália e ao Diego;

À Heloísa pela amizade. As poucas vezes que pudemos nos encontrar foram especiais e divertidas;

À Talita pela amizade e carinho de sempre;

Aos companheiros de laboratório (Liliane, Laís, Ana María, Ana Paula, Mariana, Victor, Katielli, Adeval) pela amizade, ideias, conselhos, auxílios e momentos de descontração;

Aos professores da graduação e, por um período, colegas de trabalho da FATEC - Marília, que me deram base profissional e incentivaram para que chegasse até aqui, em especial à Prof^a. Dr^a. Alice Y. Tanaka e a Prof^a Dr^a Elke Shigematsu;

Aos colegas de trabalho do IFSP - Campus Barretos pelo incentivo e pela compreensão quando necessitava me ausentar;

Às “meninas da Vila do Sr. João” com quem convivi por quatro anos;

Aos colegas do departamento pela amizade;

Em fim, a todos que participaram da minha trajetória, citados aqui ou não, meu sincero e eterno agradecimento.

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001, à qual agradeço.

“O ânimo e a coragem constituem a chave que abre as ‘pesadas portas das dificuldades’ e nos possibilita seguir sempre em frente.”

Masaharu Taniguchi (2007, p. 152)

RESUMO

Mangas minimamente processadas são altamente perecíveis, todavia a aplicação de coberturas comestíveis pode minimizar alterações químicas, fisiológicas e microbiológicas na fruta. O objetivo deste estudo foi avaliar a influência da aplicação de coberturas comestíveis à base de quitosana, adicionadas ou não de óleo essencial (OE) de cravo ou canela, sobre as características físico-químicas, os componentes nutricionais, a estabilidade microbiológica e a extensão da vida de prateleira de mangas minimamente processadas. Mangas da cultivar Palmer foram cortadas e receberam ou não cobertura à base de quitosana nas concentrações de 0,5%, 1,0% e 2,0%, adicionadas ou não de OE de cravo ou canela na concentração de 0,3%. Após a formação da cobertura sobre as amostras, estas foram embaladas à pressão atmosférica ou a vácuo e armazenadas a 7 °C por até 21 dias. A aplicação do vácuo teve o intuito de verificar os possíveis efeitos do O₂ e da cobertura de quitosana na fruta, separadamente. A cada 7 dias, realizaram-se análises de umidade, perda de massa, teor de sólidos solúveis totais (SST), pH, teor de acidez titulável, contagem de micro-organismos, composição gasosa, teor de vitamina C (VitC), teor de compostos fenólicos totais (CFT) e cor. Determinou-se também a taxa de respiração, bem como, a permeabilidade ao vapor de água (PVA) e a morfologia de filmes à base de quitosana na concentração de 1,0%, adicionados ou não de OE de cravo ou canela. A umidade, o teor de SST, o pH e o teor de acidez titulável não apresentaram variações consideráveis. A perda de massa foi ocasionada, principalmente, pela adesão de fragmentos na embalagem da amostra sem cobertura. O crescimento de micro-organismos ocorreu nas amostras sem e com cobertura composta apenas com quitosana, enquanto a presença dos OE na cobertura inibiu o crescimento durante os 21 dias de armazenamento. O teor de O₂ e CO₂ nas embalagens modificou-se naquelas que continham amostras sem cobertura e se manteve nas amostras recobertas. A análise da taxa de respiração indicou que a respiração foi anaeróbia. O teor de VitC reduziu drasticamente no decorrer do armazenamento, sendo que as menores perdas foram observadas nas amostras sem cobertura. Mesmo com a aplicação do vácuo, o teor de VitC reduziu nas amostras recobertas, evidenciando o efeito da quitosana sobre a degradação desse composto. O teor de CFT tendeu a aumentar ao longo do armazenamento. No decorrer do tempo, as amostras apresentaram leve escurecimento e esmaecimento das cores vermelho e amarelo, mas a tonalidade amarelo-alaranjada não apresentou alteração. A PVA dos filmes aumentou com o aumento da umidade relativa e da temperatura do ambiente, e a microestrutura dos filmes alterou-se com a adição dos OE, que conferiram descontinuidade à matriz. Como conclusão, embora a aplicação da

cobertura de quitosana adicionada ou não de OE afete a estabilidade da VitC, ela mantém as características físico-químicas e a integridade dos pedaços de manga, aumenta o teor de CFT e inibe o crescimento dos micro-organismos por 7 dias, quando recoberto somente com quitosana e, por 21 dias, quando se adicionou OE na cobertura.

Palavras-chave: *Mangifera indica* L.. Minimamente processado. Revestimento comestível. Vida de prateleira.

ABSTRACT

Minimally processed mangoes are highly perishable, but edible coatings can minimize chemical, physiological, and microbiological changes in the fruits. The objective of this study was to evaluate chitosan-based edible coating with addition or not of clove or cinnamon essential oil (EO) influence on physicochemical characteristics, nutritional components, microbiological stability, and shelf life of fresh-cut mangoes. Palmer cultivar mangoes were cut and received or not chitosan coating at 0.5%, 1.0%, and 2.0% concentration added or not with clove or cinnamon EO at a concentration of 0.3%. After coating formation on samples, they were packaged at atmosphere pressure or vacuum and stored at 7 °C for 21 days. Vacuum application aimed separating the possible effects of O₂ and chitosan coatings on fruit. Moisture, mass loss, total soluble solids content, pH, titratable acidity content, microorganism count, gas composition, vitamin C (VitC) content, total phenolic compounds (TPC) content, and color were analyzed every 7 days. Respiration rate of mangoes was also determined, as well as water vapor permeability (WVP) and morphology of chitosan-based films at a concentration of 1.0% added or not with clove or cinnamon EO. Moisture, total soluble solids content, pH and titratable acidity content did not vary considerably. Fragment adhesion of the sample without coating in the package lead to mass loss. Microorganism growth in uncovered samples and samples covered with chitosan-based coating, while the presence of EO in coating inhibited microorganism growth during storage by 21 days. Uncoated samples changed O₂ and CO₂ content in package and it was maintained when the samples were covered. Respiration rate indicated that the respiration was anaerobic. VitC content decreased drastically over 21 days of storage, and the lowest loss occurred in uncoated samples. Vacuum application also decreased VitC content in covered samples, evidencing chitosan effect on VitC degradation. The TPC content tended to increase during storage. Samples showed slight darkening and whitening of red and yellow colors, but Hue angle did not change over time. WVP of the films increased when relative humidity and ambient temperature increased, and films with EO changed morphology, making it a discontinuous matrix. In conclusion, despite the chitosan based-coating with addition EO addition or not affecting VitC stability, it maintains physicochemical characteristics, mango pieces integrity, increases TPC content and inhibits microorganism growth for 7 days in mangoes pieces coated with chitosan alone and for 21 days when coating was added with EO.

Keywords: *Mangifera indica* L.. Fresh-cut. Edible coating. Shelf-life.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1 – Estrutura química da celulose (a) e quitina (b).	32
Figura 2 – Formação da quitosana a partir da quitina.	33
Figura 3 – Etapas de lavagem (a), sanitização (b), secagem com papel toalha (c), fatiamento (d, e) e cortador metálico (f) para obtenção de mangas minimamente processadas (g).	43
Figura 4 – Fluxograma de preparo das coberturas à base de quitosana.	44
Figura 5 – Fluxograma de preparo das coberturas à base de quitosana adicionadas de óleo essencial de cravo ou canela.	45
Figura 6 – Etapas da aplicação de coberturas em mangas minimamente processadas.	46
Figura 7 – Molde para obtenção de filmes, em que (a) é a folha de acetato, (b) é a moldura de vidro e (c) é o molde completo.	47
Figura 8 – Mangas minimamente processadas embaladas a pressão atmosférica (b), cujo fechamento foi feito em seladora a quente (a), e a vácuo (d), fechada em seladora de câmara a vácuo (c).	48
Figura 9 – Cápsula de alumínio (a) e suas partes (b), compartimento para os sais (c) e sistema cápsula/amostra utilizados na análise de permeabilidade ao vapor de água (d-f).	54
Figura 10 – Sistema dessecador/cápsulas para análise da permeabilidade ao vapor de água, em que (a) dessecador com ventoinha; (b) ventoinha acoplada na tampa do dessecador; (c) acomodação das cápsulas no interior do dessecador; (d) disposição do dessecado no interior da BOD.	55
Figura 11 – Dados normalizados da umidade (%) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.	59
Figura 12 – Dados normalizados da umidade (%) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas a vácuo, em função do tempo de armazenamento.	60
Figura 13 – Embalagens de PEBD após a retirada das amostras sem cobertura (a); com cobertura a 0,5% (b), 1,0% (c) e 2,0% (d) de quitosana.	62

Figura 14 – Embalagens de PN após a retirada das amostras sem cobertura (a); com cobertura de quitosana (b), quitosana adicionada de óleo essencial de cravo (c) e quitosana adicionada de óleo essencial de canela (d). 63

Figura 15 – Dados normalizados do teor de sólidos solúveis totais (°Brix) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento. 66

Figura 16 – Dados normalizados do teor de sólidos solúveis totais (°Brix) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas a vácuo, em função do tempo de armazenamento. 67

Figura 17 – Dados normalizados do pH de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento. 69

Figura 18 – Dados normalizados do pH de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas a vácuo, em função do tempo de armazenamento. 70

Figura 19 – Dados normalizados do teor de acidez titulável (mg eqAC·100 g⁻¹ de fruta) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento. 71

Figura 20 – Dados normalizados do teor de acidez titulável (mg eqAC·100 g⁻¹ de fruta) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas a vácuo, em função do tempo de armazenamento. 72

- Figura 21 – Taxas de respiração expressas como CO₂ produzido e O₂ consumido (mol.kg⁻¹.h⁻¹) de mangas minimamente processadas sem cobertura e com cobertura. Barras de erro indicam desvio padrão. 81
- Figura 22 – Dados normalizados do teor de vitamina C (mg AA.100 g⁻¹ de fruta fresca) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento. 84
- Figura 23 – Dados normalizados do teor de vitamina C (mg AA.100 g⁻¹ de fruta) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas a vácuo, em função do tempo de armazenamento. 86
- Figura 24 – Dados normalizados do teor de compostos fenólicos totais (mg eqAG.100 g⁻¹ de fruta) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento. 89
- Figura 25 – Dados normalizados do teor de compostos fenólicos totais (mg eqAG.100 g⁻¹ de fruta) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas a vácuo, em função do tempo de armazenamento. 91
- Figura 26 – Dados normalizados da claridade (L*) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento. 93
- Figura 27 – Dados normalizados do parâmetro de cor a* de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento. 95

Figura 28 – Dados normalizados do parâmetro de cor b^* de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.

96

Figura 29 – Dados normalizados da cromaticidade (C^*) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) e embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.

98

Figura 30 – Dados normalizados da tonalidade (h°) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.

99

Figura 31 – Imagens de filmes à base de quitosana (1,0%), sem adição de óleos essenciais (a, d, g), adicionados de óleo essencial de cravo (b, e, h) e de canela (c, f, i), com aumento de $150 \times$ (a, b, c) e $2500 \times$ (d, e, f) da superfície, e $5000 \times$ (g, h, i) do corte transversal.

103

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Composição média de manga da cultivar Palmer.	29
Tabela 2 – Composição das formulações das coberturas à base de quitosana aplicadas em mangas minimamente processadas.	44
Tabela 3 – Umidade relativa de cada lado dos filmes analisados (URE_1 e URE_2) e umidade relativa média (URE_m) nas células de medida de PVA.	54
Tabela 4 – Média e desvio padrão da umidade (%) de mangas frescas e minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.	58
Tabela 5 – Média e desvio padrão da umidade (%) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas a vácuo, em função do tempo de armazenamento.	60
Tabela 6 – Média e desvio padrão da perda de massa (%) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.	61
Tabela 7 – Média e desvio padrão da perda de massa (%) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas a vácuo, exceto no tempo “0*”, em função do tempo de armazenamento.	63
Tabela 8 – Média e desvio padrão do teor de sólidos solúveis totais (°Brix) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.	65

Tabela 9 – Média e desvio padrão do teor de sólidos solúveis totais (°Brix) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas a vácuo, em função do tempo de armazenamento. 67

Tabela 10 – Média e desvio padrão do pH de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento. 68

Tabela 11 – Média e desvio padrão do pH de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas a vácuo em função do tempo de armazenamento. 69

Tabela 12 – Média e desvio padrão do teor de acidez titulável (mg eqAC.100 g⁻¹ de fruta) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) e embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento. 71

Tabela 13 – Média e desvio padrão do teor de acidez titulável (mg eqAC.100 g⁻¹ de fruta) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas a vácuo, em função do tempo de armazenamento. 72

Tabela 14 – Contagem de bactérias mesófilas aeróbias e psicrotróficas aeróbias (log UFC.g⁻¹) em mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento. 74

Tabela 15 – Contagem de bolores e leveduras (log UFC.g⁻¹) em mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento. 74

- Tabela 16 – Contagem de bactérias mesófilas aeróbias e bactérias psicrotróficas aeróbias ($\log \text{UFC} \cdot \text{g}^{-1}$) em mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura a base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas a vácuo, em função do tempo de armazenamento. 77
- Tabela 17 – Contagem de bolores e leveduras ($\log \text{UFC} \cdot \text{g}^{-1}$) em mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura a base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas a vácuo, em função do tempo de armazenamento. 77
- Tabela 18 – Média e desvio padrão da concentração molar de O_2 e CO_2 (%) no ar e no interior das embalagens plásticas de PEBD contendo manga minimamente processada sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) e embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento. 78
- Tabela 19 – Média e desvio padrão da taxa de respiração expresso em O_2 consumido e CO_2 produzido ($\text{mol} \cdot \text{kg}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$) por mangas minimamente processadas, bem como o quociente de respiração (QR). 80
- Tabela 20 – Média e desvio padrão do teor de vitamina C ($\text{mg AA} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ de fruta) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento. 83
- Tabela 21 – Média e desvio padrão do teor de vitamina C ($\text{mg AA} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ de fruta) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas a vácuo, em função do tempo de armazenamento. 85
- Tabela 22 – Média e desvio padrão do teor de compostos fenólicos totais ($\text{mg eqAG} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ de fruta) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento. 88

Tabela 23 – Média e desvio padrão do teor de compostos fenólicos totais (mg eqAG.100 g⁻¹ de fruta) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas a vácuo em função do tempo de armazenamento.

91

Tabela 24 – Média e desvio padrão da claridade (L^*) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.

92

Tabela 25 – Média e desvio padrão do parâmetro de cor a^* de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.

94

Tabela 26 – Média e desvio padrão do parâmetro de cor b^* de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.

96

Tabela 27 – Média e desvio padrão da cromaticidade (C^*) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.

97

Tabela 28 – Média e desvio padrão da tonalidade (h°) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica em função do tempo de armazenamento.

98

Tabela 29 – Média e desvio padrão da permeabilidade ao vapor de água (g.m⁻¹.s⁻¹.Pa⁻¹) de filmes de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionados ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa).

100

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

<i>a</i> *	Coordenada <i>a</i>
AAG	Ácido Acético Glacial
ASTM	<i>American Society for Testing and Material</i>
<i>b</i> *	Coordenada <i>b</i>
BOD	Demanda Bioquímica de Oxigênio
C*	Chroma ou Índice de Saturação
C-2	Carbono 2 ou Carbono Secundário
CEAGESP	Companhia de Entrepostos e Armazéns Gerais de São Paulo
CFT	Compostos Fenólicos Totais
CIELAB	<i>Commission Internationale de l'Eclairage</i> L*a*b*
DNA	Ácido Desoxirribonucleico
eqAC	Equivalente Ácido Cítrico
eqAG	Equivalente Ácido Gálico
EU	<i>European Union</i>
FDA	<i>Food and Drug Administration</i>
GRAS	<i>Generally Recognized as Safe</i>
<i>h</i> ^o	Ângulo Hue ou Tonalidade
L*	Claridade
L.	Linn
mRNA	Ácido Ribonucleico Mensageiro
OE	Óleo Essencial
OECa	Óleo Essencial de Canela
OECr	Óleo Essencial de Cravo
PA	<i>Proanalysis</i>
PCA	<i>Plate Count Agar</i> (Ágar para Contagem Padrão)
PDA	<i>Potato Dextrose Agar</i> (Ágar Batata Dextrose)
PEBD	Polietileno de Baixa Densidade
pH	Potencial Hidrogeniônico
PN	Polinylon
PVA	Permeabilidade ao Vapor de Água
Q	Quitosana

US FDA *United States Food and Drug Administration*

USP *United States Pharmacopeia*

UR Umidade Relativa

UV/Vis Ultravioleta/Visível

LISTA DE SÍMBOLOS

g	Gramma
°C	Grau Celcius
h	Hora
%	Porcento
°Brix	Grau Brix
mg·100 g⁻¹	Miligramma por 100 Gramas
β	Beta
D	Dextrógiro
kDa	Quilodalton
pKa	Constante de Acidez
ha	Hectares
mg·L⁻¹	Miligramma por Litro
min	Minuto
mm	Milímetro
g·100 mL⁻¹	Gramas por 100 Mililitros
rpm	Rotação por Minuto
s	Segundo
× g	Força Centrífuga
nm	Nanômetro
cm³	Centímetro Cúbico
kg	Quilograma
atm	Atmosfera
K	Kelvin
kV	Quilovolt
Pa	Pascal
δ	Delta
m²	Metro Quadrado
mBar	Milibar

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	23
2	OBJETIVOS	26
2.1	Objetivo Geral	26
2.2	Objetivos Específicos	26
3	REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	27
3.1	Manga	27
3.2	Vegetais Minimamente Processados	28
3.3	Coberturas Comestíveis	30
3.3.1	Quitosana	32
3.4	Agentes Antimicrobianos	35
3.4.1	Óleos Essenciais	36
3.4.1.1	Óleo Essencial de Cravo	38
3.4.1.2	Óleo Essencial de Canela	39
4	MATERIAIS E MÉTODOS	42
4.1	Materiais	42
4.2	Preparo das Amostras	42
4.3	Coberturas e Filmes Comestíveis	43
4.3.1	Coberturas	43
4.3.2	Filmes	46
4.4	Avaliações Durante o Armazenamento	47
4.4.1	Análises Físico-Químicas	49
4.4.1.1	Umidade	49
4.4.1.2	Perda de Massa	49
4.4.1.3	Sólidos Solúveis Totais	49
4.4.1.4	pH	49
4.4.1.5	Acidez Titulável	49
4.4.2	Análises Microbiológicas	50
4.4.3	Composição Gasosa e Taxa de Respiração	50
4.4.3.1	Composição Gasosa	50
4.4.3.2	Taxa de Respiração	50
4.4.4	Compostos Bioativos	51
4.4.4.1	Vitamina C	51

4.4.4.2	Compostos Fenólicos Totais	52
4.4.5	Cor	53
4.5	Análises Físicas de Filmes Comestíveis	53
4.5.1	Permeabilidade ao Vapor de Água	53
4.5.2	Morfologia – Microscopia Eletrônica de Varredura por Emissão de Campo (MEV-FEG)	56
5	RESULTADOS E DISCUSSÃO	57
5.1	Propriedades Físico-Químicas	57
5.1.1	Umidade	57
5.1.2	Perda de Massa	61
5.1.3	Teor de Sólidos Solúveis Totais	65
5.1.4	pH	68
5.1.5	Teor de Acidez Titulável	70
5.2	Estabilidade Microbiológica	73
5.2.1	Contagem de Mesófilos e Psicrotróficos Aeróbios, Bolores e Leveduras	73
5.3	Teor de Gases e Taxa de Respiração	78
5.3.1	Teor de Gases (O ₂ e CO ₂)	78
5.3.2	Taxa de Respiração	79
5.4	Substâncias Bioativas	82
5.4.1	Teor de Vitamina C	82
5.4.2	Teor de Compostos Fenólicos Totais	87
5.5	Cor	92
5.6	Filmes: Permeabilidade ao Vapor de Água e Morfologia	99
5.6.1	Filmes: Permeabilidade ao Vapor de Água	99
5.6.2	Filmes: Morfologia	102
6	CONCLUSÕES	105
	REFERÊNCIAS	107

1 INTRODUÇÃO

No decorrer das últimas décadas, tem-se reduzido o tempo gasto no preparo e na realização das refeições em casa (RAGAERT et al., 2004; ABADIAS et al., 2008), elevando-se o consumo de alimentos ultraprocessados e de *out-of-home food*. Esses tipos de alimentos são de fácil preparo ou prontos para comer, muitas vezes agradáveis ao paladar e, em sua grande maioria, ricos em gorduras, açúcares e sódio, os quais, ao serem ingeridos em excesso, induzem o desencadeamento da obesidade, da diabetes e da hipertensão (JANSSEN et al., 2018; NARDOCCI et al., 2019; WHO, 2019).

Por esse motivo, bem como pela alteração demográfica devido à inversão da pirâmide populacional, que resulta da baixa natalidade e do aumento da expectativa de vida, propõe-se mudança nos hábitos (OLIVEIRA et al., 2011; WHO, 2019), por meio da prática de atividades físicas e da readequação alimentar, as quais promovem o bem estar e melhoram a saúde, prevenindo as doenças crônicas não transmissíveis (RAGAERT et al., 2004; CORATO, 2019; WHO, 2019).

A modificação da dieta, em função da readequação alimentar, induz o aumento da comercialização e do consumo de frutas e hortaliças em virtude dos seus altos teores de vitaminas, fibras, minerais e antioxidantes (RAMOS et al., 2013; CORATO, 2019). A recomendação para atingir o êxito na prevenção de doenças é a ingestão diária superior a 400 g de frutas e hortaliças frescas, distribuídas em aproximadamente cinco porções ao longo do dia (RAGAERT et al., 2004; ABADIAS et al., 2008; PATRIGNANI et al., 2015).

Visando atender a essa nova demanda as indústrias alimentícias estão investindo em produtos minimamente processados que, além de agregarem valor ao produto, são convenientes ao consumo pela praticidade no preparo ou por serem prontos para comer. Ademais, apresentam benefícios por manterem razoavelmente as características nutricionais e sensoriais dos alimentos *in natura* (O'CONNOR-SHAW et al., 1994; RAGAERT et al., 2004; ABADIAS et al., 2008).

Nesse contexto, o processamento mínimo de frutas como a manga tem um importante papel, pois ela é trabalhosa para ser consumida, devido à necessidade do descasque e do corte. Ao mesmo tempo, apresenta uma boa aceitação no mercado por suas atrativas e peculiares características sensoriais e alto valor nutricional pela presença de fibras dietéticas e de substâncias bioativas como carotenoides, vitamina C e compostos fenólicos (NAGAI et al., 2015).

Todavia, os vegetais minimamente processados são muito mais perecíveis em relação à fruta inteira (OLIVAS; MATTINSON; BARBOSA-CÁNOVAS, 2007). Isso se deve ao fato de que o tecido vegetal sofre estresse após a etapa de descascamento e/ou corte, o metabolismo continua ativo e boa parte dos micro-organismos autóctones mantém-se presente, mesmo após tratamentos, quando aplicados, visto que são brandos (O'CONNOR-SHAW et al., 1994; OLIVEIRA et al., 2011; PATRIGNANI et al., 2015).

Os tratamentos mínimos frequentemente empregados, a fim de prolongar a vida de prateleira e manter a qualidade dos produtos minimamente processados, têm sido o uso de baixas temperaturas e a aplicação da atmosfera modificada e/ou controlada (OLIVEIRA et al., 2011), pois reduzem a taxa metabólica de respiração e transpiração dos vegetais, retardam as reações químicas, bem como o crescimento de micro-organismos que provocam alterações na qualidade e na segurança dos alimentos (O'CONNOR-SHAW et al., 1994).

Essas respostas podem ser potencializadas com a aplicação de coberturas comestíveis, que são finas camadas transparentes de substâncias livres de odor e sabor formadas nos alimentos após a imersão destes em soluções à base de carboidratos (celulose, alginato, amidos, quitosana), proteínas (caseína, zeína, proteína de soja) e lipídios (ceras, ácidos graxos) ou combinações dos mesmos (PARK, 1999; FALGUERA et al., 2011)

Os principais objetivos das coberturas são o controle da umidade, da troca gasosa e/ou do processo de oxidação, propriedades que podem ser melhoradas com a adição de substâncias hidrofóbicas e bioativas (antimicrobianos e antioxidantes) (ROJAS-GRAÜ et al. 2009b; ATARÉS; CHIRALT, 2016).

A quitosana é um polissacarídeo catiônico com propriedade antimicrobiana, comercialmente obtida de resíduos da indústria pesqueira e está sendo amplamente utilizada como base de coberturas e filmes comestíveis (YADAV et al., 2019), porém possui alta permeabilidade ao vapor de água. Dessa forma, a inserção de compostos lipofílicos, como óleos essenciais, tem sido empregada (PERDONES et al., 2012).

Os óleos essenciais, além de serem hidrofóbicos, possuem em sua composição compostos antioxidantes e antimicrobianos, capazes de melhorar as propriedades da quitosana. Ademais, são extraídos de fontes naturais, fato que tem atraído as pesquisas mais inovadoras, pois a população tem requerido alimentos isentos de componentes provenientes de síntese química e são excelentes substitutos de substâncias sintéticas (BURT, 2004; ROJAS-GRAÜ et al., 2007a; YUAN; CHEN; LI, 2016)

No entanto, a aplicação dos óleos essenciais ainda é limitada, devido a sua interferência nas características sensoriais dos alimentos, à atividade diferenciada que pode

ocorrer em decorrência de interações com substâncias particulares do alimento, à toxicidade, bem como à variabilidade da sua composição (GUTIÉRRES; BARRY-RYAN; BOURKE, 2008; SÁNCHEZ-GONZÁLEZ et al., 2011b). Apesar disso, é promissora a incorporação de óleos essenciais nas coberturas e filmes, pois podem liberar os agentes ativos de forma gradual (PONCE et al., 2008; ATARÉS; CHIRALT, 2016).

Diante do exposto, este trabalho teve como objetivo avaliar os efeitos da aplicação de coberturas comestíveis à base de quitosana, com adição ou não de óleos essenciais, sobre a estabilidade microbiológica de mangas minimamente processadas e suas características físico-químicas e nutricionais.

2 OBJETIVOS

2.1 Objetivo Geral

Avaliar os efeitos da aplicação de coberturas comestíveis à base de quitosana, com adição ou não de agentes antimicrobianos naturais (óleo essencial de cravo ou canela), em manga minimamente processada sobre a qualidade e a segurança, por meio das características físico-químicas, dos componentes nutricionais, da estabilidade microbiológica e da correspondente extensão de vida de prateleira.

2.2 Objetivos Específicos

Para atingir o objetivo geral, os objetivos específicos foram:

- Avaliar a influência das coberturas de quitosana sem ou com o emprego de agentes antimicrobianos (óleo essencial de cravo ou de canela) sobre a qualidade e a segurança de pedaços de manga embalados à pressão atmosférica e armazenados por 21 dias a 7 °C, com base em determinações de umidade, perda de massa, teor de sólidos solúveis totais, pH, teor de acidez titulável, teor de vitamina C, teor de compostos fenólicos totais e cor, além de análises microbiológicas de mesófilos e psicrotróficos aeróbios, bolores e leveduras;
- Avaliar os efeitos provocados pelo oxigênio e pelas coberturas, sobre as várias características e propriedades determinadas nas amostras embaladas com a presença do ar atmosférico ao longo de 21 dias de armazenamento a 7 °C, por meio da realização de um reduzido número experimentos e da eliminação de oxigênio contido nas embalagens (aplicação de vácuo), com posterior comparação entre os resultados dos dois ensaios, sendo eles na presença de oxigênio (embalagens à pressão atmosférica) e na sua ausência (embalagens a vácuo);
- Avaliar a influência de coberturas de quitosana, sem e com óleo essencial de cravo ou de canela, sobre a alteração gasosa no interior das embalagens contendo amostras de manga minimamente processada durante o armazenamento, bem como avaliar as taxas de respiração após 1 h de armazenamento a 7 °C;
- Avaliar a permeabilidade ao vapor de água e a morfologia das coberturas comestíveis por meio da elaboração de filmes de mesma formulação e análise desses filmes.

3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

3.1 Manga

A manga (*Mangifera indica* L.) é uma fruta tropical, pertencente à família das *Anacardiaceae* e originária da Ásia, mais especificamente, da região meridional e sudeste do continente (LIMA, 2007).

O fruto da mangueira apresenta diversos tamanhos, é carnoso e aromático, com polpa sumarenta, rico nutricionalmente devido à presença de fibras, carotenoides, vitamina C e compostos fenólicos, além de possuir, em sua composição, ainda que em pequena quantidade, vitaminas do complexo B (TALCOTT et al., 2005; RAVANI; JOSHI, 2013).

Apesar de a manga possuir grande importância econômica no mercado nacional e internacional (ALBUQUERQUE et al., 2010) devido às suas características sensoriais e nutricionais, sua comercialização na forma *in natura* é prejudicada em virtude da sazonalidade e da alta perecibilidade (LIZADA, 1993). Isto porque tem a capacidade de continuar o processo de maturação devido às diversas reações químicas e bioquímicas que ocorrem durante o período de pós-colheita, caracterizando-a como fruto climatérico (LIZADA, 1993; JONGSRI et al., 2016). De acordo com Abbasi et al. (2009), dentre as alterações que levam ao amadurecimento podem-se destacar o aumento da taxa de respiração, a produção de etileno, a hidrólise de polissacarídeos que aumentam o dulçor e provocam amolecimento do tecido vegetal, a biossíntese de carotenoides, os quais enaltecem a coloração característica da manga, e a produção de ácidos orgânicos, lipídeos, compostos fenólicos e voláteis.

A fim de evitar perdas durante o transporte e a comercialização, os exportadores colhem a manga no ponto “de vez”, quando um terço da fruta está madura, e protegem-na das injúrias mecânicas, embalando-a adequadamente (LIZADA, 1993; MEGALE, 2002). As mangas para exportação podem receber ainda uma cobertura de cera de carnaúba, bem como o tratamento hidrotérmico, que consiste em mergulhar mangas de até 425 gramas em água aquecida a 46°C por 75 minutos e mangas entre 426g e 650g, por 90 minutos, muito eficiente no controle da mosca-das-frutas (EMBRAPA, 2010; EMBRAPA, 2019). Além disso, utilizam a refrigeração e ambientes com atmosfera controlada para retardar o processo de maturação. A vida de prateleira da manga armazenada em temperatura ambiente é de 4 a 8 dias e, sob refrigeração, é de 14 a 21 dias, sendo a temperatura de 13 °C ideal para evitar os danos causado pelo frio, como lesões, pintas ou descoloração da casca, escurecimento da polpa,

amadurecimento irregular e redução na intensidade do aroma (LIZADA, 1993; HILUEY et al., 2005; JONGSRI et al., 2016; KHALIQ et al., 2016; ESHETU et al., 2019).

Durante a seleção das mangas para comercialização, aquelas que não possuem qualidade exigida para consumo *in natura* são destinadas à industrialização para a produção de sucos, sorvetes, geleias, *chutneys* e compotas, agregando valor ao produto e evitando perdas (BRUNINI et al., 2002; THARANATAN; YASHODA; PRABHA, 2006).

No Brasil, a produção da manga acontece principalmente nos estados da Bahia, Pernambuco e São Paulo, cuja produção corresponde, respectivamente, a 41%, 22% e 16% do total, que, em 2017, foi de aproximadamente 1,1 milhões de toneladas (IBEGE, 2019). Os maiores importadores de mangas do Brasil são os Estados Unidos, sendo exportado também para o Japão, Argentina, Chile, União Europeia e, recentemente, para África do Sul (EMBRAPA, 2019).

As mangas mais cultivadas no Brasil são as chamadas “tipo exportação”, sendo elas as cultivares Tommy Atkins, Haden, Palmer, Keitt, Van Dyke e Kent (EMBRAPA, 2010). As cultivares exportadas para a União Europeia são aquelas que não possuem fibras como a Palmer, a Keitt e a Kent (OLIVEIRA; PALMIERI, 2019), enquanto para os Estados Unidos, exporta-se principalmente a cultivar Tommy Atkins (EMBRAPA, 2019).

O Brasil possui vantagens comerciais em termos de disponibilidade, preço e qualidade das mangas, pois sua produção ocorre na entressafra dos demais produtores mundiais e o território está posicionado quase que em sua totalidade na região tropical, tornando-o um dos maiores produtores mundiais (HILUEY et al., 2005).

O amadurecimento da manga Palmer no Brasil, cuja composição média é apresentada na Tabela 1, ocorre entre os meses de dezembro e fevereiro no estado de São Paulo (OKAZAKI; LACERDA, 2008; OLIVEIRA; GERALDINI, 2018) e entre os meses de abril e junho na região nordeste (LACERDA, 2008; PACHECO; PAGLIUCA; JULIÃO, 2015).

3.2 Vegetais Minimamente Processados

Frutas e hortaliças minimamente processadas são comercializadas desde a década de 1970 nos Estados Unidos, sendo que no Brasil, sua disponibilidade comercial ocorreu somente depois de decorridos dez anos (OLIVEIRA et al., 2011).

Esses produtos têm um importante impacto social e econômico, pois agregam valor às frutas que seriam rejeitadas por se apresentarem fora do padrão para serem vendidas inteiras ao tornarem-nas 100% comestíveis e prontas para comer (OETTERER; REGITANO-D'ARCE; SPOTO, 2006).

Tabela 1 – Composição média de manga da cultivar Palmer.

COMPOSIÇÃO	QUANTIDADE
Polpa	70,43%
Sólidos Totais	17,49%
Sólidos Solúveis Totais	14,70 °Brix
pH	3,85
Acidez Titulável	0,47% de ácido cítrico
Açúcares Redutores	3,32%
Açúcares Totais	14,44%
Vitamina C	71 mg·100 g ⁻¹
Fibra	0,83%
Pectina	1,34%

Fonte: Adaptado de Bleinroth et al. (1985) apud Megale (2002).

O consumo desse tipo de alimento aumentou muito devido à mudança no estilo de vida da população, a qual tem inserido em sua dieta uma maior quantidade de frutas e hortaliças e procurado por alimentos de preparos rápidos e práticos (YOUSUF; QADRI; SRIVASTAVA, 2018).

Para a obtenção de vegetais minimamente processados, a matéria-prima deve ser lavada, sanitizada, descascada, cortada, embalada e distribuída no seu estado fresco (O'CONNOR-SHAW et al., 1994; OLIVEIRA et al., 2011). No entanto, há uma grande preocupação das indústrias em garantir a qualidade, a segurança e uma vida de prateleira viável para a comercialização e o consumo desses produtos (BOLIN; HUXSOLL, 1989; MEGALE, 2002), uma vez que são altamente perecíveis (APPENDINI, HOTCHKISS, 2002).

Isto se deve às etapas do descascamento e do corte que provocam injúrias e expõem o tecido ao oxigênio aumentando a atividade enzimática e a taxa metabólica, acelerando a respiração, a transpiração e a produção de etileno. Consequentemente, adianta a senescência e altera as características sensoriais, como o aroma, a textura e a aparência, bem como as nutricionais, em função da degradação dos carotenoides e do ácido ascórbico (O'CONNOR-SHAW et al., 1994; AHVENAINEN, 1996; OETTERER; REGITANO-D'ARCE; SPOTO, 2006; LI et al., 2017).

A contaminação dos produtos minimamente processados pela microbiota autóctone das frutas é outro fator que afeta a perecibilidade do alimento (OETTERER; REGITANO-D'ARCE; SPOTO, 2006; O'CONNOR-SHAW et al., 1994; OLIVEIRA et al., 2011; PATRIGNANI et al., 2015). Além disso, é bastante susceptível a contaminações por parasitas e micro-organismos do ambiente (vírus, bactérias e fungos) tendo em vista que tem uma

grande área de contato e possuem alto conteúdo de água e de nutrientes (ABADIAS et al., 2008).

Os testes recomendados para avaliação da qualidade microbiológica desses alimentos são contagem de bolores, leveduras, bactérias ácido-láticas, *Enterobacteriaceae* e *Pseudomonadaceae* (O'CONNOR-SHAW et al., 1994; RAGAERT; DEVLIEGHERE; DEBEVERE, 2004; GUTIERREZ et al., 2009).

Tratamentos coadjuvantes, que não são facilmente identificados, podem ser empregados para auxiliarem na preservação dos vegetais minimamente processados (AHVENAINEN, 1996), entretanto, não são eficazes na eliminação da contaminação, uma vez que são brandos. Portanto, deve-se priorizar o uso de matérias-primas de qualidade para, então, aplicar outras tecnologias concomitantemente, como por exemplo, a refrigeração, que, além de auxiliar na conservação, inibe a respiração e a transpiração de tecidos vegetais e o crescimento de micro-organismos mesofílicos, patogênicos e deteriorantes nos alimentos, apesar de favorecer o crescimento de micro-organismos psicrotróficos (O'CONNOR-SHAW et al., 1994; OLIVEIRA et al., 2011; PATRIGNANI et al., 2015).

Outro fator que pode restringir o crescimento da microflora é a própria característica da fruta, por meio do baixo pH que a maioria delas possui, no entanto, os micro-organismos como fungos e bactérias ácido-láticas são tolerantes. Diante disso, há uma tendência das pesquisas inovadoras na área, de buscar a segurança e a qualidade dos produtos minimamente processados por meio de técnicas de conservação que, preferencialmente, utilizem apenas produtos naturais, com o intuito de estender a vida de prateleira e manter as características de vegetais frescos (AHVENAINEN, 1996; O'CONNOR-SHAW et al., 1994; APPENDINI, HOTCHKISS, 2002; OLIVEIRA et al., 2011). Como exemplo, cita-se o caso de embalagens ativas, adicionadas de substâncias antimicrobianas que podem interagir diretamente com o alimento ou no espaço existente entre o sistema alimentar e a embalagem (APPENDINI, HOTCHKISS, 2002), ou ainda coberturas comestíveis que têm o contato direto com o alimento, aumentando a efetividade do componente ativo (SITONIO; MENEGALLI, 2012).

3.3 Coberturas Comestíveis

Coberturas comestíveis são invólucros estruturados sobre a matriz alimentícia após a imersão ou aspensão da solução filmogênica; diferente do filme, que primeiramente é modelado como uma película. Essas soluções são geralmente constituídas por polissacarídeos,

proteínas ou lipídeos (FALGUERA et al., 2011; SITONIO; MENEGALLI, 2012; HASSAN et al., 2018; ZHAO, 2019).

Os diferentes tipos de materiais que compõem a cobertura permitem obter películas com diferentes propriedades. Os polissacarídeos e as proteínas têm boa capacidade de formação de filmes, que, em geral, apresentam baixa permeabilidade a gases, porém, sendo hidrofílicos, não proporcionam boa barreira à umidade (KESTER; FENNEMA, 1986). Os lipídios oferecem excelente barreira à umidade, mas apresentam problemas relativos à estabilidade oxidativa (CUQ; GONTARD; GUILBERT, 1995). Devido às vantagens e limitações dos diferentes tipos de componentes das coberturas e dos filmes, o uso de combinações desses materiais com o intuito de melhorar as propriedades dos revestimentos vem sendo intensamente estudado nos últimos anos (AMADO, 2017; SHIGEMATSU, 2017).

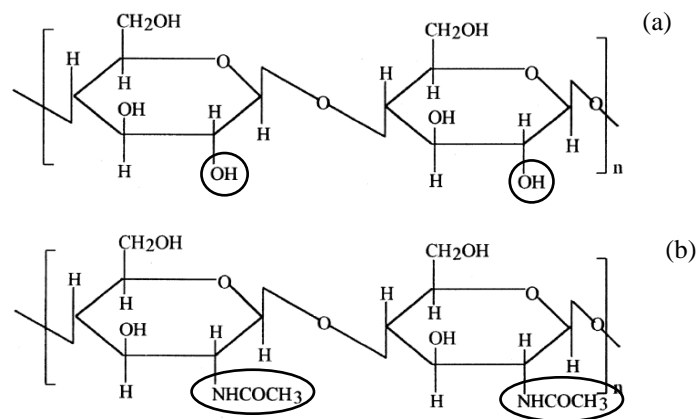
Revestimentos comestíveis têm ganhado importância por serem à base de produtos naturais e por reduzirem os efeitos deletérios de frutas e hortaliças minimamente processadas ao estenderem a vida de prateleira pela redução da respiração devido à seletividade na permeabilidade de O₂ e CO₂. Além disso, reduzem a perda de umidade, a transferência de solutos e as taxas de reações químicas, e previnem mudanças no aroma, no sabor, na textura e na aparência (SOTHORNVIT; RODSAMRAN, 2008; FALGUERA et al., 2011; HASSAN et al., 2018). Podem também servir de carreadores de aditivos alimentares, como agentes antiescurecimento e antimicrobianos, corantes, flavorizantes, nutrientes e especiarias, cujo intuito é manter ou melhorar qualidade do alimento (PRANOTO et al., 2005; PONCE et al., 2008; HASSAN et al., 2008).

A aplicação das coberturas podem substituir os métodos tradicionais de controle do crescimento de micro-organismos, que são por imersão ou aspersão dos agentes antimicrobianos. No entanto, essas técnicas apresentam um limite de sucesso, pois as substâncias antimicrobianas podem interagir com componentes do alimento, evaporar ou difundir na matriz alimentícia (QUINTAVALLA; VINCINI, 2002; BENAVIDES; VILLALOBOS-CARVAJAL; REYES, 2012). Dessa forma, a incorporação de agentes antimicrobianos nas coberturas e filmes é promissora, pois podem liberar gradualmente essas substâncias na superfície do alimento, prevenindo o crescimento de micro-organismos patogênicos e deteriorantes, aumentando a vida de prateleira e a segurança dos alimentos (PONCE et al., 2008; SITONIO; MENEGALLI, 2012; HASSAN et al., 2018). Além disso, alguns componentes bioativos, como os óleos essenciais são capazes de alterar as propriedades físicas de coberturas e filmes pela interação dos óleos essenciais e a matriz polimérica das películas formando redes mais complexas (SÁNCHEZ-GONZÁLEZ, 2011b).

3.3.1 Quitosana

A quitosana é um composto derivado da quitina. Esta última foi identificada pela primeira vez em 1884 e é o segundo biopolímero mais abundante na natureza, depois da celulose (RINAUDO, 2006). Sua estrutura química é semelhante à celulose, formada por monômeros de 2-acetoamida-2-deoxi- β -D-glicose unidos por ligações glicosídicas β -(1-4), sendo a diferença entre elas a presença do grupo acetoamida na posição C-2, ao invés da hidroxila (Figura 1) (KUMAR, 2000; ZHANG; LI; LIU, 2011).

Figura 1 – Estrutura química da celulose (a) e quitina (b).



Fonte: adaptado de Kumar (2000).

A quitina é proveniente de crustáceos, insetos e pode ser encontrada também em fungos. Comercialmente, é extraída de umas das principais fontes poluidoras da indústria pesqueira, o exoesqueleto de caranguejos e camarões (CHUNG; CHEN, 2008; ZHANG; LI; LIU, 2011).

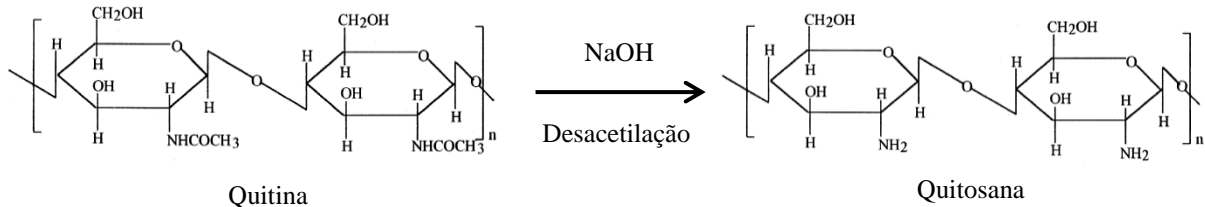
Extraí-se a quitina por meio do tratamento ácido para dissolver o carbonato de cálcio, seguido do tratamento alcalino com hidróxido de sódio para a solubilização da proteína, além da descoloração, a fim de evitar problemas nas aplicações (RINAUDO, 2006).

Durante o tratamento com um agente alcalino, além da solubilização da proteína, acontece a desacetilação do grupo acetoamida do carbono secundário, originando-se a quitosana um polissacarídeo básico (Figura 2), composto por unidades de β -(1-4)-2-acetoamida-D-glicose e β -(1-4)-2-amina-D-glicose, sendo que a última compõe mais de 60% do biopolímero (ELSABEE; ABDU, 2013).

De acordo com o grau de polimerização, a quitosana é classificada como sendo de baixa massa molecular quando apresenta 50 kDa ou menos, média com 50 a 150 kDa e alta para massa molecular acima de 150 kDa. Comercialmente, a quitosana apresenta massa

molecular entre 100 e 1000 kDa e grau de desacetilação maior que 85%. As diferentes massas moleculares, o grau de desacetilação, o a matriz da qual a quitosana é extraída alteram as suas propriedades, como por exemplo, a solubilidade (GOY; BRITO; ASSIS, 2009).

Figura 2 – Formação da quitosana a partir da quitina.



Fonte: adaptado de Kumar (2000).

A dissolução da quitosana depende da quantidade de glicosaminas protonadas, cuja relação é direta ao grau de desacetilação. O grupamento amina tem pKa entre 6,2 e 7,0, estando completamente protonado em meios em que o pH é menor que 6,2, fato que torna a quitosana parcialmente solúvel em água e solventes orgânicos, insolúvel em solução básica e solúvel em ácidos orgânicos diluídos, sendo estes láctico, fórmico, succínico, málico e o mais comum, o acético (RABEA et al., 2003; ALVARENGA; OLIVEIRA, BELLATO, 2010). Pilon et al. (2013) utilizaram soluções de ácido cítrico e ascórbico para dissolução da quitosana. É solúvel também em ácido inorgânico como o clorídrico, sulfúrico, nítrico, perclórico e fosfórico (ALVARENGA; DE OLIVEIRA, BELLATO, 2010). Para algumas aplicações, faz-se a neutralização com NaOH (CHIEN; SHEU; YANG, 2007), porém precipita em pH acima de 6,5 (XIAOLIN et al., 2009).

A solubilidade, bem como a viscosidade, aumentam com redução da massa molecular e aumento do grau de desacetilação da quitosana (RABEA et al., 2003). A biodegradabilidade, a reatividade e a adsorção dependem também do grau de protonação das aminas presente na cadeia polimérica (ALVARENGA; DE OLIVEIRA, BELLATO, 2010). Com a protonação da quitosana, há o aumento da capacidade dela de se ligar com moléculas aniônicas, devido à presença do grupamento amina, permitindo sua utilização como agente quelante para extração de metais pesados em águas, bem como para tratamento de águas residuárias de indústrias de alimentos. Isto porque ela pode reagir imediatamente com substâncias negativamente carregadas como outros polissacarídeos, proteínas, ácidos graxos, ácidos biliares e fosfolipídios (JUN et al., 1994; RABEA, 2003).

Além disso, por ser um composto biocompatível e atóxico, é frequentemente utilizado como emulsificante para regular algumas funções do organismo ao limitar alguns processos

patológicos com a eliminação da gordura do organismo, reduzindo o nível de colesterol (ZOLDNERS; KISELEVA; KAIMINSH, 2005). Pode ser também utilizado como mucoadesivo, com amplo estudo como carreador de fármacos, substâncias cicatrizantes que devem ter liberação sistêmica constante (XIAOLIN et al., 2009).

Com a quitosana, é possível ainda formar géis em baixo pH obtendo-se uma solução filmogênica viscosa capaz de formar películas (PARK, 1999), que apresentam permeabilidade seletiva aos gases (O_2 e CO_2) e boas propriedades mecânicas de resistência, flexibilidade e rompimento, porém são altamente permeáveis ao vapor de água (PARK, 1999; RABEA, 2003; ELSABEE; ABDU, 2013). Diferentes propriedades de filmes e coberturas são obtidas com a utilização de diferentes polímeros junto à quitosana e com a adição de compostos como a lactoperoxidase (PARK; MARSH; RHIM, 2002; CISSÉ et al., 2015).

Em frutas, a aplicação da quitosana é feita por meio da imersão ou aspersão, formando uma fina camada, que atuam como barreiras semipermeáveis, com função de evitar perda de água, retardar a respiração e a oxidação lipídica (XING et al., 2016). Protege também contra o crescimento microbiano com a seguinte ordem decrescente de efetividade antimicrobiana: *Enterobacter aerogenes*, *Salmonella typhimurium*, *Staphylococcus aureus* e *Escherichia coli*. É considerado também como um composto antifúngico, porém quando a sua origem é fúngica sua efetividade diminui (CHUNG; CHEN, 2008).

O crescimento microbiano pode ser inibido pela quitosana devido a sua propriedade iônica, sendo que, quanto maior o grau de desacetilação, maior o efeito, ainda que a retirada do acetil nunca seja completa (RABEA, 2003). Ademais, a atividade antimicrobiana é afetada pela massa molecular (ELSABEE; ABDU, 2013), quanto menor a polimerização maior a atividade antimicrobiana (NO et al., 2002; RABEA, 2003).

Uma das hipóteses para explicar o potencial antimicrobiano dessa substância surge em virtude de a molécula ser policatiônica, em função da desacetilação. A positividade da quitosana favorece sua ligação com a membrana celular do micro-organismo que tem a superfície carregada negativamente, isto afeta a permeabilidade e permite o extravasamento do conteúdo eletrolítico e proteináceo celular (ZHANG; LI; LIU, 2011). Outra hipótese é que a quitosana invade a célula microbiana e se liga ao DNA, inibindo ou reduzindo a capacidade de síntese de mRNA e proteínas (SUDARSHAN; HOOVER; KNORR, 1992; CHUNG; CHEN, 2008). Existe ainda uma terceira hipótese que é a ação quelante da quitosana. Essa propriedade indisponibiliza os metais, os quais são essenciais na estabilidade da parede celular dos micro-organismos (KONG et al., 2010).

Sendo assim, a quitosana pode ser amplamente utilizada na indústria alimentícia, devido as suas propriedades (COMA et al., 2002).

3.4 Agentes Antimicrobianos

Doenças provocadas por ingestão de alimentos contaminados microbiologicamente despertam preocupação dos consumidores, das indústrias alimentícias e das autoridades da segurança alimentar. Para tanto, dedicam-se esforços para encontrar compostos capazes de inibir o crescimento de bactérias e fungos, a fim de melhorar a qualidade e aumentar a vida de prateleira (SMITH-PALMER; STEWART; FYFE, 1998). Esses compostos são denominados antimicrobianos, cujo uso é permitido em alimentos desde que se tenha conhecimento da toxicidade e seja considerado como aditivo de grau alimentício e/ou reconhecido como GRAS (*Generally Recognized as Safe*) pelas importantes agências regulamentadoras internacionais como a EU (*European Union*) *Framework Directive* da União Europeia e US FDA (*United States Food and Drug Administration*) dos Estados Unidos (VALENCIA-CHAMORRO et al., 2011).

Eles podem ser tanto sintéticos como naturais. O primeiro compreende os sais inorgânicos (carbonatos, bicarbonatos etc.) e os ácidos orgânicos e seus sais (propionato, sorbato, benzoato etc.). Dentre o segundo, encontram-se a quitosana, as enzimas, as bacteriocinas, os polipeptídeos e os óleos essenciais (VALENCIA-CHAMORRO et al., 2011).

Os agentes antimicrobianos sintéticos têm sido amplamente utilizados, porém, há preocupação entre os consumidores sobre a segurança desses compostos embora sua adição em alimentos seja permitida. Dessa forma, os aditivos naturais tornaram-se uma alternativa para suprir a demanda por produtos sem adição de agentes conservantes quimicamente sintetizados (GLIEMMO et al., 2015; CLEMENTE et al., 2016; ZHANG et al., 2016).

Substâncias antimicrobianas naturais são provenientes das mais diversas fontes, como plantas, animais, bactérias, algas e fungos (CALO et al., 2015). Segundo Valencia-Chamorro et al. (2011), folhas, ervas e especiarias, bem como seus derivados, como os óleos essenciais e as substâncias isoladas de diferentes extratos, contêm um grande número de compostos conhecidos como inibidores metabólicos das bactérias deteriorantes e patogênicas, dos bolores e das leveduras. Esses compostos possuem ainda, como característica, baixa toxicidade, mesmo quando empregadas em concentrações relativamente elevadas. As concentrações normalmente utilizadas para realçar o aroma e o sabor variam de 0,5 a 1,0%. Entretanto, essa concentração não inibe o desenvolvimento microbiano, que depende de

quantidades superiores a 1,0% (PEREIRA et al., 2006). Sua aplicação pode ser direta por aspersão ou imersão, em doses únicas e intensas, tal que permita o armazenamento do produto por um período mais longo, ao controlar ou retardar a contaminação microbiana (RUIZ-NAVAJAS et al., 2013).

3.4.1 Óleos Essenciais

Óleos essenciais são líquidos aromáticos derivados de metabólitos secundários de espécies de plantas específicas, extraídos das mais diversas partes, como brotos, flores, frutos, sementes, folhas, galhos, cascas e raízes (KALEMBA; KUNICKA, 2003; PRABUSEENIVASAN; JAYAKUMAR; IGNACIMUTHU, 2006; RAUT; KARUPPAYIL, 2014; RIBEIRO-SANTOS et al., 2017a). Sua composição baseia-se na presença de mono e sesquiterpenos, carboidratos, álcoois, éteres, aldeídos e cetonas, sendo que de 85 a 99% são de compostos voláteis e 1 a 15% de não voláteis. Os constituintes voláteis são uma mistura de ácidos fenólicos, terpenos e outros compostos aromáticos e alifáticos, todos caracterizados por sua baixa massa molecular (menor que 500 Da) e atividade biológica ativa (KALEMBA; KUNICKA, 2003; SÁNCHEZ-GONZÁLEZ et al., 2011b; RUIZ-NAVAJAS et al., 2013; CALO et al., 2015). Estima-se que existam aproximadamente 3000 tipos de óleos essenciais, dentre os quais 300 são utilizados em fragrâncias (KALEMBA; KUNICKA, 2003; RAUT; KARUPPAYIL, 2014).

O método de extração de óleos essenciais mais utilizado é a destilação a vapor. Outras tecnologias existem, porém menos utilizadas, como é o caso da extração por hidrodestilação, micro-ondas ou solventes. A extração utilizando dióxido de carbono supercrítico é bastante vantajosa, pois produz óleos de melhor qualidade ao apresentar um perfil sensorial mais natural ao evitar a degradação térmica e hidrolítica dos compostos lábeis e a presença de resíduos de solventes tóxicos, porém tem um custo bastante elevado, embora o tempo de processo seja reduzido. (SÁNCHEZ-GONZÁLEZ et al., 2011b; RAUT; KARUPPAYIL, 2014).

A utilização dos óleos essenciais como agentes aromáticos acontece desde a antiguidade (KALEMBA; KUNICKA, 2003). Foi ao longo dos séculos que se descobriu sua ação antioxidante, anti-inflamatória e anticarcinogênica, passando a ser aplicadas em fármacos. Em alimentos, inicialmente, era utilizado como agente flavorizante, sendo que somente em meados do século 19 e 20 passou a ser amplamente empregados com a finalidade antimicrobiana e antioxidante (BURT, 2004; SÁNCHEZ-GONZÁLEZ et al., 2010a; SÁNCHEZ-GONZÁLEZ et al., 2011b; ABHDOLAIH; REZAEI; FARZI, 2012;

CLEMENTE et al., 2016). Atualmente há um grande interesse em seu uso, pois eles são naturais e considerados como aditivo alimentar GRAS (*Generally Recognized as Safe*) pelo FDA (*Food and Drug Administration*) (CLEMENTE et al., 2016; RIBEIRO-SANTOS; ANDRADE; SANCHES-SILVA, 2017b).

A função bactericida dos óleos essenciais foi relatada pela primeira vez em 1881 (BURT, 2004) e conforme as fontes das quais são extraídos, os mesmos apresentam diferentes ações antimicrobianas, atribuída à variedade estrutural dos compostos fenólicos, como ácidos fenólicos, quinonas, saponinas, taninos, flavonoides, cumarinas, terpenoides e alcaloides (GYAWALI; IBRAHIM, 2014). Supõe-se que o grupo hidroxila (-OH) dos compostos fenólicos sejam os responsáveis pela ação inibitória, pois podem se ligar ao sítio ativo das enzimas, alterando o metabolismo celular, ou ainda podem interagir com a membrana celular da bactéria, rompendo-a e provocando o extravasamento dos componentes celular, além de eliminar os radicais livres, reduzindo o potencial redox que, por sua vez, reduz o crescimento microbiano (VEGA-VEGA et al., 2013; GYAWALI; IBRAHIM, 2014; SHEN et al., 2015). A atividade antimicrobiana dos óleos é melhor quando comparado às atividades individuais dos compostos ativos, provavelmente pelo efeito sinérgico (BURT, 2004; SÁNCHEZ-GONZÁLEZ et al., 2010b; ABHDOLAIH; REZAEI; FARZI, 2012).

De acordo com Prabuseenivasan, Jayakumar e Ignacimuthu (2006), a canela, o cravo e o alecrim têm efeitos antibacterianos e antifúngicos, sendo que a canela demonstra ainda ação antidiabética. Óleos de canela e cravo são amplamente utilizados como agentes preservantes naturais e como substâncias flavorizantes, não sendo prejudiciais à saúde quando consumidos (MATAN et al., 2006).

Apesar dos óleos essenciais terem efeito antimicrobiano e antioxidante e serem um produto natural não prejudicial, seu intenso aroma altera as características sensoriais dos alimentos, portanto, seu uso é limitado. Comparado com a aplicação direta, pequenas quantidades dos agentes antimicrobianos são necessários quando incorporados em coberturas e filmes (RUIZ-NAVAJAS et al., 2013), pois passam a fazer parte da estrutura química ao interagir como o polímero e plastificante, limitando a volatilização, permitindo um maior tempo de contato desses agentes com o alimento, portanto, preserva a qualidade e a segurança de frutas e hortaliças minimamente processadas por um período mais longo (SÁNCHEZ-GONZÁLEZ et al., 2011b; RUIZ-NAVAJAS et al., 2013; EÇA; SARTORI; MENEGALLI, 2014). No entanto, os compostos antimicrobianos dependem de muitos fatores para serem liberados das películas comestíveis, como as interações eletrostáticas entre o agente

antimicrobiano e o polímero, a osmose e as condições ambientais (RUIZ-NAVAJAS et al., 2013).

No que diz respeito aos produtos frescos cortados, Raybaudi-Massilia et al. (2008a) reportaram uma significativa extensão na vida de prateleira de melão, acima de 21 dias, quando cobertos com alginato enriquecido por óleo de folha de canela, palmarosa e capim-limão.

Os óleos essenciais também podem reduzir a permeabilidade dos filmes ao vapor de água, devido à sua hidrofobicidade, como apontado por Peng e Li (2014), além de reduzir a oxidação lipídica dos produtos em que os filmes são aplicados (RUIZ-NAVAJAS et al., 2013).

3.4.1.1 Óleo Essencial de Cravo

O cravo, cujo nome científico é *Eugenia caryophyllus* (Spreng) ou *Syzygium aromaticum* (Linn.), é uma árvore pertencente à família das *Mytaceae* (RAINA et al., 2001; HEMALATHA et al., 2016; UDDIN et al., 2017) e nativo das Ilhas Maluku na Indonésia. Comercialmente, é cultivado na Índia, Paquistão, Indonésia, Madagascar, Malásia (Penang), Sri Lanka e Tanzânia (Zanzibar e Pemba) (RAINA et al., 2001; UDDIN et al., 2017), sendo que os produtores mais importantes de óleo de botão de cravo utilizado como especiaria são a Indonésia e Madagascar (UDDIN et al., 2017).

Os botões que são totalmente crescidos, porém verdes, são secos, e estes são os cravos comercializados. O óleo de cravo é provindo de três partes da planta, do botão, da folha e do caule, pois são aromáticas (RAINA et al., 2001).

O óleo derivado do botão da flor de *Eugenia caryophyllus* contém principalmente eugenol (60 a 90%), acetato de eugenila, cariofileno e outros constituintes menores. Na folha o óleo extraído consiste em 82 a 88% de eugenol, pequenas quantidades de acetato de eugenila e uma minoria de outros constituintes. O óleo do caule é extraído dos galhos, cuja constituição é de 90 a 95% de eugenol e alguns outros microconstituintes (KAMATOU; VERMAAK; VILJOEN, 2012; UDDIN et al., 2017). Os principais componentes do óleo essencial de cravo são os fenilpropanóides como o eugenol, carvacrol, timol e cinamaldeído. O cravo contém também uma variedade de compostos não voláteis como os taninos, esteróis, flavonóides e triterpenos (BREWER, 2011).

Outros importantes constituintes do cravo são acetil-eugenol, β -cariofileno e vanilina, ácido crategolico, taninos como bicornina, metil-salicilato, ácido galotanico, os flavonoides

eugenina, rhamnetina, kaempferol e eugenitina, triterpenóides como o ácido oleanólico, campesterol e estigmasterol e muitos sesquiterpenos (UDDIN et al., 2017).

O eugenol, principal constituinte do óleo essencial de cravo, tem uma atividade antioxidante equivalente ao Trolox, carvacrol (orégano) e timol (tomilho), compostos com alta atividade redox (BREWER, 2011), devido à presença de hidroxilas que inibem o desencadeamento de doenças provocadas por danos biomoleculares, no entanto tem atividade fototóxica (HEMALATHA et al., 2016). Além disso, atua como antimicrobiano inibindo o crescimento da *Escherichia coli*, embora com menor atividade em relação a outros óleos como o de orégano e tomilho, porém ainda assim é efetiva. Essa atividade reduz com a incorporação da lecitina de soja (BURT; REINDERS, 2003) Estudos prévios sobre a atividade antimicrobiana dos extratos de cravo, tem sido reportado para uma série de bactérias patogênicas como *Escherichia coli*, *Salmonella*, *Listeria* e *Staphylococcus* (HEMALATHA et al., 2016).

Óleo de cravo também tem uma série de efeitos terapêuticos incluindo o efeito anti-inflamatório, antivômito, analgésico, antiespasmódico, anticaminativo, antisséptico e anestésico (HEMALATHA et al., 2016; UDDIN et al., 2017).

3.4.1.2 Óleo Essencial de Canela

A árvore de canela é perene, da qual se extrai uma das mais antigas especiarias popular e natural conhecida (GENG et al., 2011; LI; KONGD; WUA, 2013). É uma planta que pertence à família das *Lauraceae* e ao gênero *Cinnamomun*, e compreende aproximadamente 250 espécies que são amplamente distribuídos na China, Índia, Vietnã, Sri Lanka, Seicheles, Austrália e Madagascar (JAYAPRAKASHA; RAO; SAKARIAH, 2003; WANG; WANG; YANG, 2009; LI; KONGD; WU; 2013; CHEN; SUN; FORD, 2014; ZHANG et al., 2016).

A China é o maior país produtor de canela, sendo cultivada principalmente nas províncias de Guangxi, Guangdong, Yunnanm, Fujian e Hainan. A produção de óleo de canela nas duas primeiras províncias corresponde a aproximadamente 80% da participação do mercado mundial (LI; KONGD; WU; 2013).

Existem quatro espécies de canela do gênero *Cinnamomum* economicamente importantes. A primeira é a *Cinnamomum verum*, traduzida como canela verdadeira, é derivada da *Cinnamomum zeylanicum*, nome botânico mais velho da espécie, e também chamada de canela de Ceilão ou de Sri Lanka, uma vez que este país é um fornecedor regular de óleo de casca e folha da canela verdadeira. As outras três principais espécies de canela são

Cinnamomum cassia ou *Cinnamomum aromaticum*, também chamada de canela da China; *Cinnamomum burmannii*, chamada de canela de Korintje, de Java ou da Indonésia, normalmente encontrado no oeste da Sumatra; *Cinnamomum loureiloi* conhecida como canela Vietnamita ou de Saigon (WANG; WANG; YANG, 2009; CHEN; SUN; FORD, 2014).

A *Cinnamomum cassia* Presl. é a mais conhecida comercialmente e utilizada na indústria de alimentos (OOI et al., 2006), é cultivada e originária do sudeste da Ásia, posteriormente foi introduzida na Indonésia, América do Sul e Havaí (WANG; WANG; YANG, 2009). Na China, essa planta é comumente cultivada nas províncias ao sul como as Guangdong, Guangxi, Hainan e Yunnan. Estima-se que nesse país há mais de 27000 ha de árvores dessa espécie, devido a seu valor industrial (GENG et al., 2011).

Estudos prévios mostraram que os componentes e o conteúdo do óleo de *C. cassia* são significativamente diferentes entre a casca, os galhos e as folhas. De acordo com a idade da planta, as cascas retiradas possuem diferentes composições. Para os galhos e folhas, os diferentes ambientes de crescimento e as condições sazonais é que fazem a diferença (GENG et al., 2011; LI; KONGD; WUA, 2013).

A canela é uma especiaria conhecida pelo seu forte e agradável aroma (WANG; WANG; YANG, 2009). Na China, é um dos materiais medicinais mais importantes registrados na farmacopeia do país (GENG et al., 2011; LI; KONGD; WUA, 2013). Tem sido amplamente empregada no tratamento de gastrite, circulação sanguínea, dispepsia, doenças inflamatórias (WANG; WANG; YANG, 2009; GENG et al., 2011) desordem digestiva, diabetes e infecções do trato respiratório (CHEN; SUN; FORD, 2014). É considerada como anti-inflamatória, antioxidante, anticancerígena e antibacteriana (LI; KONGD; WUA, 2013). Uma significativa atividade antialérgica, antiulcerogênica, antipirética, anestésica e analgésica tem sido verificada por alguns pesquisadores (WANG; WANG; YANG, 2009). Além disso, em cosméticos e alimentos sua utilização deve-se às propriedades flavorizantes, antioxidantes, antibacterianas e antifúngicas. Outras utilizações são como agentes repelentes e antitumorais (GENG et al., 2011). Reporta-se que a ação antidiabética ocorre em função do melhoramento na recepção da insulina (WANG; WANG; YANG, 2009).

O principal constituinte dos óleos da casca de *Cinnamomum cassia* são cinamaldeído e cumarina, sendo que o primeiro é o principal componente ativo. Dessa forma, o cinamaldeído tem sido utilizado isoladamente como aditivo alimentar (CHANG; CHEN; CHANG, 2001; LI; KONGD; WUA, 2013), pois provoca danos na morfologia celular, integridade e permeabilidade da membrana das bactérias patogênicas como a *Escherichia coli* e o

Staphylococcus aureus (SHEN et al., 2015) evitando o desencadeamento de doenças transmitidas por alimento.

4 MATERIAIS E MÉTODOS

4.1 Materiais

As mangas utilizadas no desenvolvimento experimental deste trabalho eram da cultivar Palmer e foram adquiridas no mercado local, na CEAGESP (Companhia de Entrepósitos e Armazéns Gerais de São Paulo) de São José do Rio Preto, São Paulo, Brasil, durante os meses compreendidos entre fevereiro e julho dos anos 2016, 2017 e 2018. Os lotes adquiridos no mês de fevereiro eram originários do Estado de São Paulo e foram utilizados para a realização das análises microbiológicas, e os lotes adquiridos entre os meses de abril e julho eram originários da Bahia e foram destinados à realização das análises físico-químicas. Essa separação permitiu comparar amostras mais semelhantes utilizadas nos ensaios microbiológicos, assim como as utilizadas nos ensaios físico-químicos.

Os reagentes utilizados na formulação das coberturas, ácido acético glacial, glicerol e Tween 80, eram de grau farmacêutico (USP - *United States Pharmacopeia*) e da marca Synth (Labsynth, Diadema, São Paulo, Brasil). A quitosana com 87,70% de grau de desacetilação utilizada como base das coberturas e dos filmes comestíveis foi fornecida pela Polymar (Fortaleza, Ceará, Brasil) e os óleos essenciais de cravo e canela foram adquiridos da empresa Quinari[®] (Ponta Grossa, Paraná, Brasil). Os reagentes destinados às análises físico-químicas eram de grau analítico (PA - *Proanalysis*), sendo estes, hidróxido de sódio, ácido oxálico, bicarbonato de sódio e carbonato de sódio da marca Synth (Labsynth, Diadema, São Paulo, Brasil) e 2,6-diclorofenolindofenol da marca Vetec (Vetec, Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brasil). Os padrões de ácido ascórbico e ácido gálico e o reagente de Folin-Ciocalteu eram da Sigma-Aldrich (Merck, Darmstadt, Hessen, Alemanha). Os sais cloreto de cálcio anidro, cloreto de potássio, cloreto de sódio e cloreto de bário, utilizados na análise de permeabilidade ao vapor de água, eram PA da marca Synth.

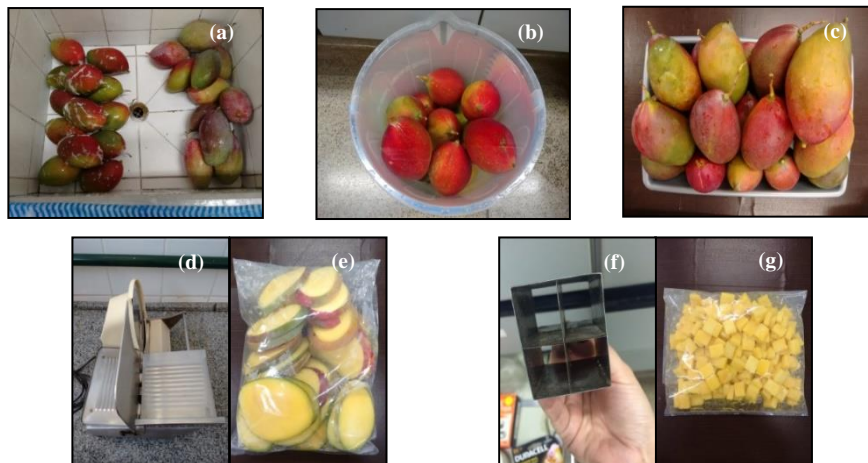
4.2 Preparo das Amostras

Previamente à execução dos ensaios, as mangas foram selecionadas após uma avaliação subjetiva, por meio da análise tátil-visual, baseada na firmeza e na coloração dos frutos, objetivando a homogeneidade das amostras.

Conforme apresentado na Figura 3a – 3g, as mangas foram lavadas com sabão neutro e água corrente, sanitizadas em solução de hipoclorito de sódio a 200 mg.L⁻¹ por 15 min e secas com papel toalha absorvente. Em seguida, as mangas ainda com a casca, foram fatiadas em cortador elétrico na espessura aproximada de 10 mm. Essas fatias foram cortadas em pedaços

iguais de 20×25 mm, com auxílio de um cortador metálico retangular com bordas afiadas. Durante o procedimento, os pedaços foram armazenados em saco plástico para fins de homogeneização e amostragem. Posteriormente, frações amostrais foram separadas para receberem os devidos tratamentos.

Figura 3 – Etapas de lavagem (a), sanitização (b), secagem com papel toalha (c), fatiamento (d, e) e cortador metálico (f) para obtenção de mangas minimamente processadas (g).



Fonte: Elaborado pelo autor.

4.3 Coberturas e Filmes Comestíveis

4.3.1 Coberturas

Nove diferentes formulações de coberturas, variando entre elas a concentração de quitosana [$\text{g de quitosana} \cdot 100 \text{ mL}^{-1}$ de solução de ácido acético glacial 1,0% (v/v)] e a presença ou não de óleo essencial (OE) de cravo ou canela ($\text{mL de OE} \cdot 100 \text{ mL}^{-1}$ de solução filmogênica), foram elaboradas de acordo com a Tabela 2 e as Figura 4 e 5, adaptando-se as metodologias descritas por Chien, Sheu e Yang (2007), Raybaudi-Massilia et al., (2008b), Hosseini et al. (2009), Ojagh et al. (2010) e Xing et al. (2011).

Conforme a Figura 4, as coberturas foram preparadas através da solubilização da quitosana em solução aquosa de ácido acético glacial 1,0% (v/v), sob agitação constante em agitador magnético por 10 min (NI 1107, Nova Instrumentos, Piracicaba, São Paulo, Brasil), seguido de 5 min em homogeneizador tipo Turrax (Triturador Turratec, TE-102, Tecnal, Piracicaba, São Paulo, Brasil) e por mais 3 h em agitador magnético (NI 1107, Nova Instrumentos, Piracicaba, São Paulo, Brasil). Durante a agitação no homogeneizador, foi adicionado o glicerol em quantidade correspondente a 0,75% ($\text{mL de glicerol} \cdot 100 \text{ mL}^{-1}$ de

solução filmogênica).

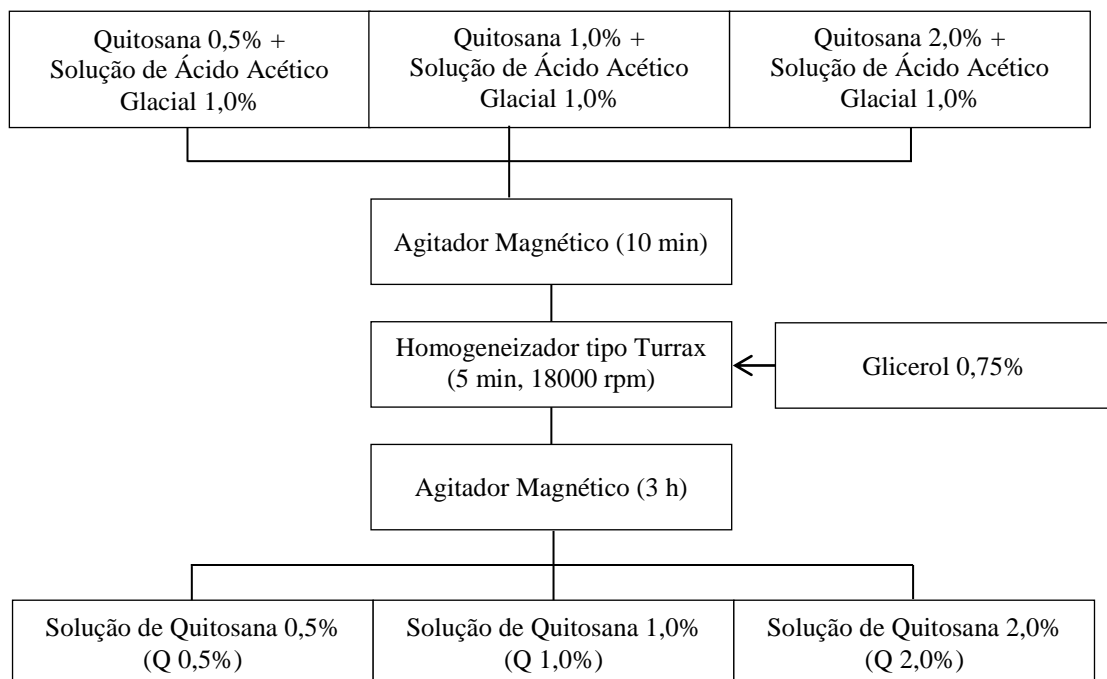
Tabela 2 – Composição das formulações das coberturas à base de quitosana aplicadas em mangas minimamente processadas.

COBERTURA	SOLUÇÃO		GLICEROL (mL)	OECr (mL)	OECa (mL)	TWEEN 80 (mL)
	AAG 1,0% (mL)	Q (g)				
Q 0,5%	100	0,5	0,75	-	-	-
Q 1,0%	100	1,0	0,75	-	-	-
Q 2,0%	100	2,0	0,75	-	-	-
Q 0,5 % + OECr	100	0,5	0,75	0,3	-	0,1
Q 1,0 % + OECr	100	1,0	0,75	0,3	-	0,1
Q 2,0 % + OECr	100	2,0	0,75	0,3	-	0,1
Q 0,5 % + OECa	100	0,5	0,75	-	0,3	0,1
Q 1,0 % + OECa	100	1,0	0,75	-	0,3	0,1
Q 2,0 % + OECa	100	2,0	0,75	-	0,3	0,1

Q: Quitosana; OECr: Óleo Essencial de Cravo; OECa: Óleo Essencial de Canela; AAG: Ácido Acético Glacial.

Fonte: Elaborado pelo autor.

Figura 4 – Fluxograma de preparo das coberturas à base de quitosana.

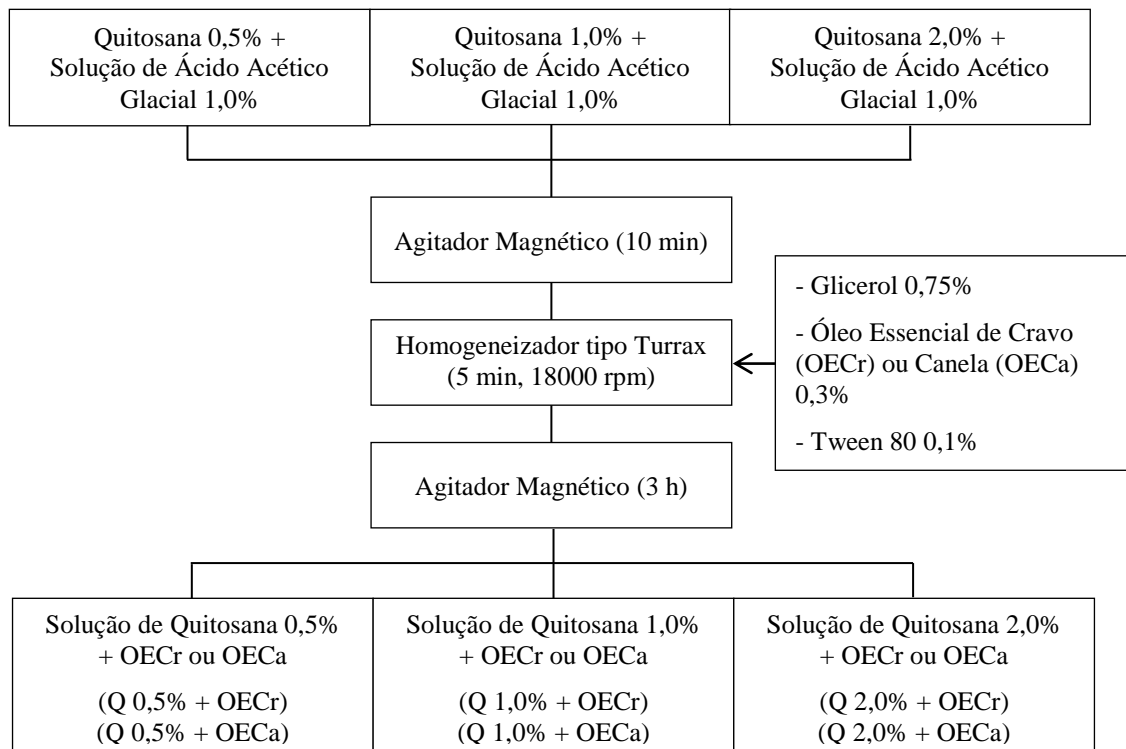


Fonte: Elaborado pelo autor.

As soluções filmogênicas com óleo essencial em sua composição, preparadas de acordo com a Figura 5, tiveram, além da adição de 0,75% de glicerol (0,75 mL de glicerol:100 mL⁻¹ de solução filmogênica), a adição de 0,3% de óleo essencial de cravo ou canela (0,3 mL

de OE-100 mL⁻¹ de solução filmogênica) e do surfactante Tween 80, na concentração de 0,1% (0,1 mL de tween 80-100 mL⁻¹ de solução filmogênica), para que houvesse a mistura da fase aquosa com a lipídica da formulação. A quantidade de óleo essencial limitou-se a 0,3% baseando-se no estudo de Raybaudi-Massilia et al., (2008b), uma vez que a concentração a 0,3% de óleo essencial na cobertura apresentou alguma atividade antimicrobiana e a 0,7% interferiu no sabor da fruta. O uso do Tween 80 na concentração de 0,1% foi determinado baseando-se na formulação de filmes elaborados por Hosseini et al. (2009), visto que esse surfactante afeta a atividade antimicrobiana dos óleos essenciais, com intensificação do efeito ao aumentar sua concentração (MANN; MARKHAM, 1998; KALEMBA; KUNICKA, 2003).

Figura 5 – Fluxograma de preparo das coberturas à base de quitosana adicionadas de óleo essencial de cravo ou canela.



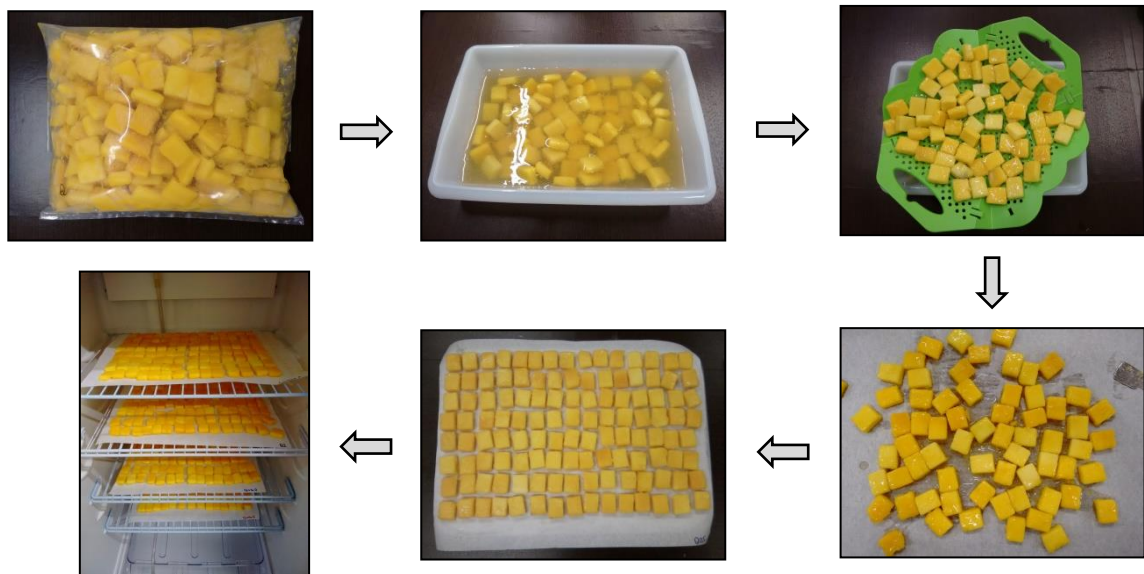
Fonte: Elaborado pelo autor.

Após a preparação das soluções filmogênicas, as mangas minimamente processadas foram recobertas segundo as etapas da Figura 6. Os pedaços de manga foram imersos nas soluções filmogênicas durante 1 min, drenados e, então, dispostos sobre papel manteiga para que o excesso de solução escorresse. Decorridos 5 min, os pedaços que receberam as diferentes formulações de cobertura foram transferidos para um novo papel manteiga e levados à incubadora BOD (BT 60, Biothec, Piracicaba, São Paulo, Brasil) a 7 °C, onde

permaneceram por 12 h para secagem da solução filmogênica e concomitante formação da película. Como controle, as amostras que não receberam cobertura foram submetidas à secagem por 12 h, em paralelo com as amostras com cobertura.

Transcorrido esse período de tempo, as amostras foram retiradas da incubadora, parte foi separada para ser analisada e o restante foi embalado em sacos plásticos que, novamente, foram dispostos na incubadora a 7 °C para realização dos estudos de armazenamento.

Figura 6 – Etapas da aplicação de coberturas em mangas minimamente processadas.



Fonte: Elaborado pelo autor.

4.3.2 Filmes

Devido à dificuldade de analisar a permeabilidade ao vapor de água e a morfologia da cobertura, quando esta se encontra sobre a fruta, foram preparados filmes utilizando-se a mesma composição das coberturas. Apesar de terem sido formulados igualmente às coberturas, o procedimento de preparo sofreu algumas modificações em função da necessidade do aumento de escala para a obtenção dos mesmos.

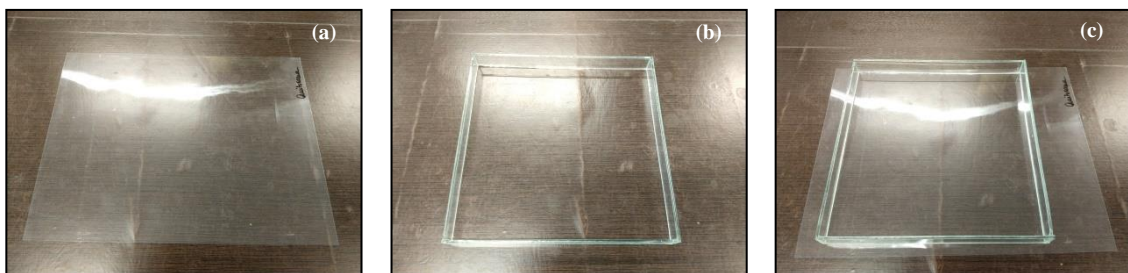
A dissolução da quitosana em solução de ácido acético glacial foi feita com o auxílio de um agitador mecânico (MA-039, Marconi, Piracicaba, São Paulo, Brasil) em temperatura ambiente por um período de 3 h e 15 min. Nos primeiros 10 min, foi feita a dissolução prévia da quitosana e nos 5 min seguintes adicionaram-se os demais constituintes do filme, como o glicerol, os óleos essenciais de cravo ou canela e o Tween 80, de acordo com as formulações descritas para cobertura (Tabela 2). Adicionados todos os componentes da formulação, esta solução foi mantida sob agitação constante por 3 h. Para a produção dos filmes, foi

selecionada apenas a formulação com 1,0% de quitosana na solução filmogênica, adicionadas ou não de óleos essenciais, de maneira similar às coberturas.

Finalizado o tempo de solubilização da quitosana, as soluções foram filtradas em tela de poliestireno com porosidade de 0,1 mm para a retirada de partículas de sujidades maiores, seguida da centrifugação (Z 326 K, Hermle, Gosheim, Alemanha) por 30 min a 3000 rpm na temperatura de 25 °C para a remoção de partículas menores que passaram pelo filtro e das bolhas de ar que ficaram retidas no meio devido à viscosidade.

Os filmes foram obtidos por meio da técnica de *casting*, depositando-se homogeneamente a solução filmogênica sobre um molde constituído de uma folha de acetato delimitada por uma moldura quadrada feita de vidro (Figura 7a – 7c). Esses moldes foram dispostos no interior de incubadoras BOD (BT 60, Biothec, Piracicaba, São Paulo, Brasil), sob temperatura controlada, por um período suficiente para que o solvente evaporasse e houvesse formação de uma película contínua com espessura média de aproximadamente 0,15 mm. As incubadoras foram reguladas a 7 °C para a obtenção de amostras destinadas à análise de permeabilidade ao vapor de água e a 35 °C para obtenção de amostras que foram avaliadas morfológicamente. A secagem a 7 °C teve como intuito se aproximar da condição em que o revestimento foi formado, quando depositado sobre a fruta.

Figura 7 – Molde para obtenção de filmes, em que (a) é a folha de acetato, (b) é a moldura de vidro e (c) é o molde completo.



Fonte: Elaborado pelo autor.

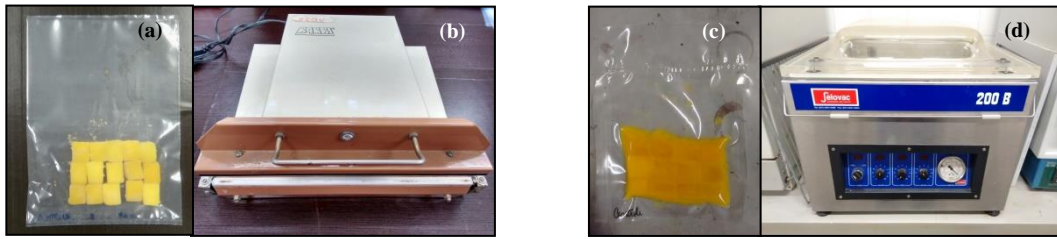
Após a secagem, as películas formadas foram destacadas da folha de acetato e armazenadas em dessecadores com sílica, por 7 dias para análise de permeabilidade ao vapor de água e 4 dias para avaliação morfológica, sob temperatura ambiente.

4.4 Avaliações Durante o Armazenamento

Aproximadamente 65 g das amostras controle (sem cobertura) e tratadas (com cobertura) foram embaladas adequadamente em sacos plásticos de polietileno de baixa

densidade (PEBD; 18,0 × 25,0 cm) com espessura de 0,010 cm, seladas a quente e à pressão atmosférica para os ensaios conduzidos com amostras embaladas em presença do ar atmosférico. Os ensaios realizados com amostras embaladas na ausência de oxigênio tiveram a mesma quantidade de amostras embalada em sacos de polínylon (PN; 16,0 × 20,0 cm) com espessura de 0,008 cm e fechadas em seladora de câmara a vácuo (200B, Selovac, São Paulo, São Paulo, Brasil) (Figura 8a – 8d). O número de experimentos do ensaio com embalagens a vácuo foi reduzido, sendo este conduzido somente com amostras recobertas com solução filmogênica formulada com 1,0% de quitosana, sem e com óleo essencial.

Figura 8 – Mangas minimamente processadas embaladas a pressão atmosférica (b), cujo fechamento foi feito em seladora a quente (a), e a vácuo (d), fechada em seladora de câmara a vácuo (c).



Fonte: Elaborado pelo autor.

As amostras embaladas foram mantidas sob refrigeração (7 °C) em incubadora BOD (BT 60, Biothec, Piracicaba, São Paulo, Brasil) por 21 dias. A cada 7 dias, retiraram-se três destas embalagens, das quais foi coletado o gás para quantificar o teor de O₂ e CO₂. As amostras destas mesmas embalagens foram, então, misturadas e utilizadas para a determinação de umidade, perda de massa, teor de sólidos solúveis totais, pH, teor de acidez titulável, teor de vitamina C, teor de compostos fenólicos totais e cor. Os resultados obtidos dessas análises foram normalizados, dividindo-se os valores iniciais (0 dia) pelos valores obtidos no dia (7, 14 e 21 dias) em que as amostras foram retiradas para análise, a fim de se construir os gráficos. A exceção foi para a perda de massa, que é uma medida de variação de massa em relação ao valor da massa inicial.

As amostras destinadas às análises microbiológicas foram embaladas separadamente daquelas que foram analisadas quanto às propriedades físico-químicas. Neste caso, aproximadamente 25 g de mangas minimamente processadas sem ou com cobertura foram embaladas e armazenadas nas mesmas condições que as demais, e também analisadas a cada 7 dias.

4.4.1 Análises Físico-Químicas

4.4.1.1 Umidade

A umidade foi determinada, em triplicata, pelo método gravimétrico, com secagem em estufa a vácuo a 60 °C (modelo TE-395, Tecnal, Piracicaba, São Paulo, Brasil) conforme descrição na AOAC (2005), com o resultado expresso em porcentagem.

4.4.1.2 Perda de Massa

A perda de massa foi calculada pela diferença entre a massa inicial, antes da secagem ou do armazenamento, e a massa final, após a secagem ou o armazenamento, de acordo com a Equação (1):

$$PM = \frac{M_i - M_f}{M_i} \cdot 100 \quad (1)$$

em que PM , M_i e M_f representam, respectivamente, a perda de massa (%), a massa no tempo inicial (g) e a massa final (g) após um período de tempo. Durante o armazenamento, a massa final computada foi apenas aquela que se soltou da embalagem. Portanto, essa medida avaliou a aderência de fragmentos da fruta à embalagem durante o armazenamento.

4.4.1.3 Sólidos Solúveis Totais

O teor de sólidos solúveis totais, expresso em °Brix, foi medido, em triplicata, utilizando-se um refratômetro digital portátil para sacarose (HI 96801, Hanna, Woonsocket, Estados Unidos).

4.4.1.4 pH

O pH foi determinado, em duplicata, utilizando-se um medidor de pH de bancada (mPA 210, Tecnoyon, Piracicaba, São Paulo, Brasil).

4.4.1.5 Acidez Titulável

Determinou-se o teor de acidez titulável, em triplicata, pelo método titulométrico, titulando-se 3 g de amostra com NaOH 0,1 M. (AOAC, 1990). Os resultados foram expressos em mg equivalente de ácido cítrico (eq.AC)·100 g⁻¹ de fruta.

4.4.2 Análises Microbiológicas

Em 225 mL de água peptonada estéril a 0,1% (m/v), homogeneizaram-se 25 g de amostras, de mangas minimamente processadas sem e com cobertura formulada de acordo com a Tabela 2. Em seguida, com uma alíquota de 1,0 mL deste homogeneizado, procedeu-se à diluição seriada até 10^{-4} para o dia 0 e até 10^{-7} para os demais dias (7, 14 e 21 dias). Inoculou-se a amostra de cada diluição nas placas para a realização do plaqueamento em profundidade, utilizando os meios *Plate Count Agar* (PCA) e *Potato Dextrose Agar* (PDA) acidificado com ácido tartárico a 1,0% (m/v).

O PCA foi utilizado para a contagem total em placa dos micro-organismos mesófilos aeróbios e dos psicrotróficos aeróbios, cuja incubação foi à temperatura de 35 °C por 48 h (RYSER; SCHUMAN, 2015) e à 7 °C por dez dias (VASAVADA; CRITZER, 2015), respectivamente. Bolores e leveduras foram quantificados por meio da inoculação da amostra em meio PDA (RYU; WOLF-HALL, 2015) cujas placas foram incubadas à temperatura de 25 °C por cinco e três dias para bolores e leveduras, respectivamente (CHIEN; SHEU; YANG, 2007; DIJOUA et al., 2010, SILVA et al., 2010).

4.4.3 Composição Gasosa e Taxa de Respiração

4.4.3.1 Composição Gasosa

Frações molares dos gases O_2 e CO_2 contidos no interior das embalagens foram quantificadas utilizando-se um analisador de gases (PA 7.0 S, Witt-Gasetechnik, Witten, Alemanha), cujo sensor de O_2 é eletroquímico e o de CO_2 é infravermelho, sendo que este último detecta a radiação infravermelha absorvida pelo gás, permitindo a determinação da concentração.

Após a devida calibração do equipamento, a coleta dos gases foi feita, em triplicata, introduzindo-se uma agulha coletora através de um septo de borracha, na forma de adesivo o qual foi colado na embalagem plástica, possibilitando verificar a alteração gasosa durante o período de armazenamento das amostras, sem e com cobertura.

4.4.3.2 Taxa de Respiração

A metodologia para determinar a taxa de respiração foi feita pelo método estático, adaptado de Chiumarelli et al. (2011) e calculada de acordo com Tappi et al. (2017).

Aproximadamente 35 g de mangas minimamente processadas, correspondente a 8 pedaços de tamanho $20 \times 25 \times 10$ mm, foram acondicionadas em frascos de vidro de 125 mL, que foram fechados hermeticamente com tampa metálica provida de orifício vedado por um septo de borracha, levados imediatamente a uma incubadora BOD (BT 60, Biothec, Piracicaba, São Paulo, Brasil) a 7°C e deixados por uma 1 hora.

Decorrido o tempo, fez-se a coleta, em triplicata, dos gases O_2 e CO_2 do espaço livre do recipiente, através do septo no qual se inseriu a agulha coletora do analisador de gases (PA 7.0 S, Witt- Gasetechnik, Witten, Alemanha).

Os dados para o cálculo da taxa de respiração de mangas minimamente processadas foram obtidos de amostras acondicionadas imediatamente após o corte e de amostras sem e com coberturas comestíveis, preparadas de acordo com o item 4.3.1.

A partir dos dados experimentais, a taxa de respiração (TR) foi calculada como mol de O_2 consumido (TR_{O_2}) ou mol de CO_2 produzido (TR_{CO_2}), $\text{h}^{-1} \cdot \text{kg}^{-1}$, de acordo com as Equações (2) e (3):

$$TR_{\text{O}_2} = \frac{V \cdot \frac{(20,9 - \% \text{O}_2)}{100} \cdot P}{t \cdot m \cdot R \cdot T} \quad (2)$$

$$TR_{\text{CO}_2} = \frac{V \cdot \frac{\% \text{CO}_2}{100} \cdot P}{t \cdot m \cdot R \cdot T} \quad (3)$$

sendo que V representa o volume (cm^3) do espaço livre do frasco de vidro; $\% \text{O}_2$ e $\% \text{CO}_2$ representam os teores de oxigênio e gás carbônico dados em porcentagens molares; t é o tempo (h) de armazenamento; m é a massa da amostra (kg); R é a constante universal dos gases ($82,05 \text{ cm}^3 \cdot \text{atm} \cdot \text{K}^{-1} \cdot \text{mol}^{-1}$); P é a pressão (atm); T é a temperatura absoluta (280,15 K).

4.4.4 Compostos Bioativos

4.4.4.1 Vitamina C

O teor de vitamina C foi determinado conforme metodologia descrita pela AOAC (1984), com modificação proposta por Benassi e Antunes (1988), apropriada para produtos

com baixo conteúdo proteico. Para tanto, pesaram-se de 10 a 12,5 g de amostra, adicionaram-se 25 mL da solução de ácido oxálico 2,0% (m/v) e a mistura foi submetida à agitação em homogeneizador tipo Turrax (Turratec, TE-102, Tecnal, Piracicaba, São Paulo, Brasil) por 30 s. Esta mistura foi filtrada a vácuo e, do filtrado, retiraram-se alíquotas de 10 mL que foram tituladas, em triplicata, com 2,6-diclorofenolindofenol 0,01% (m/v). As análises foram realizadas em duplicata e os resultados foram expressos em mg de ácido ascórbico (AA).100 g⁻¹ de fruta.

4.4.4.2 Compostos Fenólicos Totais

A determinação dos compostos fenólicos totais (CFT) foi realizada em duplicata, baseando-se no método espectrofotométrico de Folin-Ciocalteu, adaptado por Nagai et al., (2015).

Aproximadamente 2,5 g de amostra foram pesadas e procedeu-se à extração dos CFT com solução aquosa de etanol a 80% (v/v) por meio da agitação constante em agitador orbital (TE-141, Tecnal, Piracicaba, São Paulo, Brasil), cuja rotação foi mantida a 200 rpm por 2 h, em temperatura ambiente. Em seguida, o extrato foi centrifugado (Z 326 K, Hermle, Gosheim, Alemanha) a 5000 × g por 15 min a 25 °C.

Em um frasco com capacidade de 10 mL, adicionou-se 0,5 mL do sobrenadante coletado do extrato centrifugado e 2,5 mL da solução aquosa do reagente de Folin-Ciocalteu 10,0% (v/v). O frasco foi agitado em agitador de tubos (NA 3600, Norte Científica, Araraquara, São Paulo, Brasil) por 5 s, deixando-se reagir por 2 min. Em seguida, 2,0 mL da solução aquosa de carbonato de sódio a 4,0% (m/v) foi adicionado no produto reagido, que foi novamente agitado por 5 s e mantido em repouso por 2 h, em temperatura ambiente e local escuro, para posterior leitura espectrofotométrica em triplicata, utilizando-se espectrofotômetro UV-Vis e comprimento de onda 740 nm (Genesys 10S, Thermo Fisher, Waltham, Massachusetts, EUA). Os resultados foram expressos em mg equivalente de ácido gálico (eqAG).100 g⁻¹ de fruta.

Essa técnica de quantificação de CFT é bastante usual. No entanto, sofre influência de uma série de compostos, dentre os interferentes na análise, o ácido ascórbico tem sua importância, pois representa, de acordo com Nagai et al. (2015), uma proporção de 0,685 mg de eqAG em 1 mg de ácido ascórbico. Portanto, esse fator de correção foi aplicado sobre o teor dos CFT mensurado, de maneira que a parcela superestimada devido à interferência do ácido ascórbico fosse excluída.

4.4.5 Cor

A avaliação da cor das amostras foi feita em octuplicata, dispendo os pedaços de manga minimamente processada em cubeta cilíndrica de vidro borosilicato (diâmetro de 64 mm), de maneira a formar uma camada ao fundo. O recipiente foi fechado com tampa branca e coberto por um copo de cor preta para leitura da cor em espectrofotômetro de bancada (ColorFlex 45/0, HunterLab). Os dados foram transmitidos ao software Universal versão 4.10, cuja configuração para iluminante era D65 e observador a 10°.

O sistema de leitura utilizado foi o CIELAB (PATHARE; OPARA; AL-SAID, 2013), o qual utiliza os valores L^* , a^* e b^* , que são dimensionados pelas coordenadas retangulares. A coordenada claridade (L^*) varia de 0 (preto) a 100 (branco), a coordenada a^* varia entre a cor vermelha (+ a) e a verde (- a) e a coordenada b^* varia entre a cor amarela (+ b) e a azul (- b). A partir de a^* e b^* , calculou-se C^* (Chroma ou índice de saturação) e h° (ângulo Hue ou tonalidade) de acordo com as Equações (4) e (5), respectivamente:

$$C^* = \sqrt{(a^*)^2 + (b^*)^2} \quad (4)$$

$$h^\circ = \arctan\left(\frac{b^*}{a^*}\right) \quad (5)$$

4.6 Análises Físicas de Filmes Comestíveis

4.6.1 Permeabilidade ao Vapor de Água

Determinou-se a permeabilidade ao vapor de água (PVA) segundo o método descrito pela ASTM (*American Society for Testing and Material*) E96/E96M (ASTM E96/E96M - 16). De acordo com a metodologia, um dos lados do filme é exposto a uma umidade relativa (UR) alta (água destilada, 100% UR) e o outro lado é exposto a um dessecante (CaCl_2 anidro, 2% UR). Com isso, forma-se um gradiente de umidade através do filme, que é a força motriz para a transferência de água.

Além desse gradiente, outros foram avaliados com base na adaptação da metodologia de Brandelero, Yamashita e Grossmann (2010), de modo a se obter uma caracterização mais ampla do comportamento das coberturas, uma vez que a UR altera as propriedades dos filmes com relação à PVA (BOURLIEU et al., 2009). Para tanto, além do dessecante, foram preparadas cápsulas contendo em seu interior soluções salinas saturadas de 53% e 75% de

UR. Dessa forma, foi possível simular condições ambientais que proporcionaram UR médias de aproximadamente 51%, 77% e 88%, conforme a Tabela 3.

Tabela 3 – Umidade relativa de cada lado dos filmes analisados (URE_1 e URE_2) e umidade relativa média (URE_m) nas células de medida de PVA.

$URE_1(\%) - H_2O$	$URE_2(\%)$	Sal	$URE_m(\%)$	Temperatura
100	2	CaCl ₂	51	25 °C
100	53	Mg(NO ₃) ₂	77	25 °C
100	75	NaCl	88	10 °C

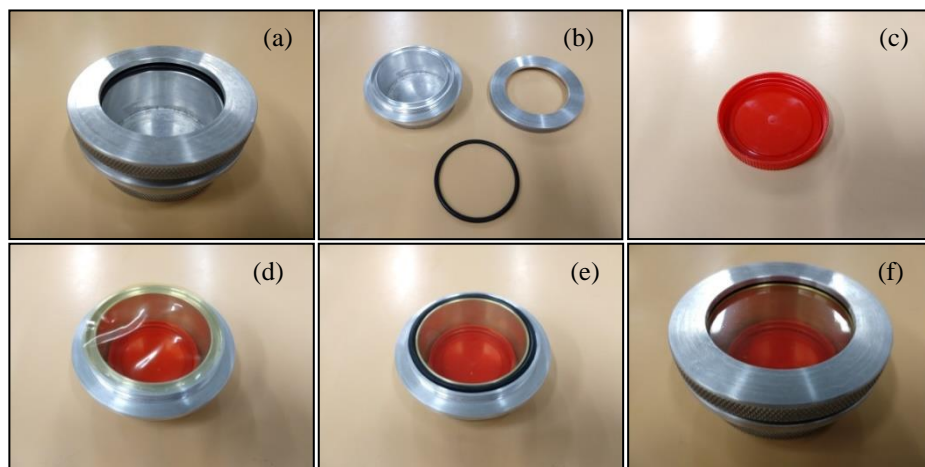
URE_1 : Umidade relativa de equilíbrio no interior do dessecador; URE_2 : Umidade relativa de equilíbrio no interior da cápsula; URE_m : Umidade relativa de equilíbrio média.

Fonte: Elaborado pelo autor.

Antes de realizar as análises de PVA, as amostras de filmes de quitosana obtidos segundo a descrição do item 4.3.2 foram cortados em círculos de 7 cm de diâmetro e pré-condicionados em UR semelhante àquela URE_m na qual transcorreria a análise. Portanto, foram utilizadas soluções salinas de 53% [Mg(NO₃)₂], 75% (NaCl) e 90% (BaCl₂) e os filmes foram expostos a essas umidades relativas por 4 dias, em temperatura ambiente.

Em seguida, os filmes foram colocados sobre as cápsulas de alumínio contendo CaCl₂ anidro ou soluções saturadas de Mg(NO₃)₂ e NaCl, e foram então fixados com anel de borracha tipo O-ring, o qual também tinha a função de vedar a tampa de rosca, provida de um orifício de 6 cm de diâmetro (Figura 9a – 9f).

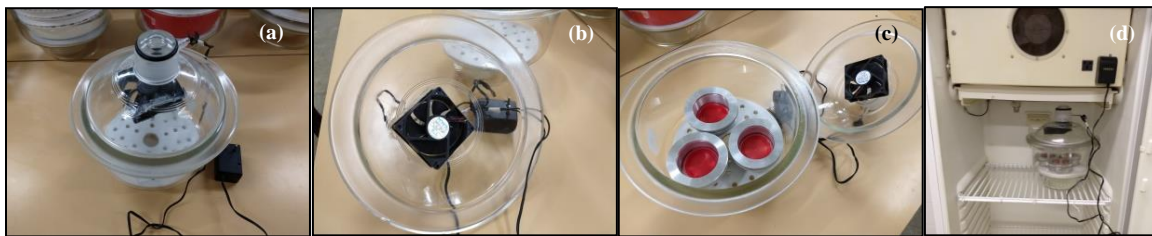
Figura 9 – Cápsula de alumínio (a) e suas partes (b), compartimento para os sais (c) e sistema cápsula/amostra utilizados na análise de permeabilidade ao vapor de água (d-f).



Fonte: Elaborado pelo autor.

O sistema cápsula/amostra (Figura 9f) foi inserido em dessecadores (Figura 10c) contendo 100 mL de água destilada para que a permeação de vapor de água ocorresse do ambiente de maior UR (dessecador) para o de menor UR (cápsulas). Além disso, no interior dos dessecadores, na parte superior (tampa), foi acoplada uma ventoinha do tipo *cooler*, acionada por uma fonte alimentada com energia elétrica, com a finalidade de homogeneizar rapidamente a fase gasosa, evitando formação de gradientes de umidade (Figura 10a; 10b).

Figura 10 – Sistema dessecador/cápsulas para análise da permeabilidade ao vapor de água, em que (a) dessecador com ventoinha; (b) ventoinha acoplada na tampa do dessecador; (c) acomodação das cápsulas no interior do dessecador; (d) disposição do dessecado no interior da BOD.



Fonte: Elaborado pelo autor.

Foram realizados ensaios em duas temperaturas. Os dessecadores que continham cápsulas com CaCl_2 anidro e solução saturada de $\text{Mg}(\text{NO}_3)_2$, cuja umidade relativa média era 51% e 77%, foram armazenados em incubadora BOD (Tecnal, modelo TE-391, Piracicaba, São Paulo, Brasil) a 25 °C, enquanto que os dessecadores com cápsulas contendo solução saturada de NaCl , foram armazenados a 10 °C, a fim de se obter condições próximas de UR e temperatura de armazenamento que as amostras de mangas minimamente processadas foram submetidas (Figura 10d). As cápsulas foram pesadas oito vezes, em intervalos de 1 h.

A determinação da PVA foi realizada em triplicata e calculada utilizando a Equação 6, sendo expressa em $\text{g}\cdot\text{m}^{-1}\cdot\text{dia}^{-1}\cdot\text{Pa}^{-1}$:

$$PVA = \frac{TPVA \cdot \delta}{A \cdot P_S \cdot \left(\frac{URE_1 - URE_2}{100} \right)} \quad (6)$$

em que: $TPVA$ é a taxa de permeabilidade ao vapor de água, em $\text{g}\ \text{água}\cdot\text{dia}^{-1}$; δ é a espessura média dos filmes, em m; A é a área de permeação da cápsula ($28,14\cdot 10^{-2}\cdot\text{m}^2$); P_S é a pressão

de saturação do vapor de água a 25 °C (3169 Pa); URE é a umidade relativa de equilíbrio, sendo URE_1 no interior do dessecador e URE_2 no interior da cápsula.

4.6.2 Morfologia - Microscopia Eletrônica de Varredura por Emissão de Campo (MEV-FEG)

A análise da microestrutura dos filmes foi realizada utilizando-se microscópio eletrônico de varredura de alta resolução por emissão de campo (JSM-7500F, JEOL) com detector de elétrons secundários, aplicando-se tensão de 10 kV e aceleração de 2 kV, sob vácuo de $2,8 \cdot 10^{-4}$ Pa, em baixa temperatura.

Como preparo prévio, as amostras foram fixadas com fita dupla face de carbono nos porta-amostras (*stubs*) de latão. Em seguida, foram recobertas com ouro, na espessura de aproximadamente 1 nm, sob vácuo de $2,0 \cdot 10^{-1}$ mBar (T Station 75, Edward) por 20 s a 25 °C em um metalizador (*sputter coater*) (SCD 050, Bal-Tec), para, então, serem submetidas à análise de microscopia.

Analisaram-se superfície e corte transversal dos filmes, este último feito após o congelamento da amostra com nitrogênio líquido para que fosse possível fraturar o filme.

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os resultados a seguir estão organizados em: (5.1) Propriedades Físico-Químicas; (5.2) Estabilidade Microbiológica; (5.3) Teor de Gases e Taxa de Respiração; (5.4) Substâncias Bioativas; (5.5) Cor; e (5.6) Filmes: Permeabilidade ao Vapor de Água e Morfologia.

Com o intuito de separar os efeitos provocados pelo oxigênio daqueles ocasionados pelas coberturas sobre as propriedades físico-químicas, a estabilidade microbiológica e as substâncias bioativas das mangas minimamente processadas, os ensaios foram realizados por meio da execução de dois experimentos distintos. Esses ensaios estão diferenciados nas tabelas e figuras pela denominação “embalagens à pressão atmosférica” e “embalagens a vácuo”. O segundo experimento foi mais restrito que o primeiro, uma vez que seu propósito foi detectar eventuais alterações que as diferentes formulações de coberturas podem provocar sobre as reações metabólicas, o crescimento microbiano e a retenção de compostos bioativos.

5.1 Propriedades Físico-Químicas

A umidade, o teor de sólidos solúveis totais, o pH e o teor de acidez titulável podem se alterar durante o período de armazenamento, uma vez que são diretamente relacionados com o metabolismo dos vegetais. A seguir, esses resultados experimentais são apresentados e discutidos.

5.1.1 Umidade

A Tabela 4 apresenta as umidades das mangas minimamente processadas em função do tempo de armazenamento.

Constata-se que, após a secagem por 12 horas das mangas minimamente processadas, houve perda de água e, conseqüentemente, perda de massa. Menores conteúdos de água, após a secagem, em geral, foram encontrados nas amostras controle, isto é, sem cobertura.

As coberturas contêm em torno de 96 a 98% de água, dependendo da formulação, cujos valores são bem superiores aos das mangas frescas (84-86%), por esse motivo, a umidade um pouco mais elevada pode ser observada nas amostras com cobertura. Porém, em virtude da quantidade de cobertura adicionada ser muito baixa em relação à massa total, possivelmente, a variação da umidade foi pouco afetada. Mas, vale lembrar que, mesmo que as soluções com concentração mais alta de quitosana tenham menor conteúdo de água (96%), elas tendem a formar camadas mais espessas de cobertura devido à maior viscosidade. Esse

fato poderia explicar a tendência dos valores de umidade das amostras, após as 12 horas de secagem, serem maiores com o aumento da concentração de quitosana nas coberturas, porém, as diferenças são muito pequenas quando se comparam essas concentrações.

Tabela 4 – Média e desvio padrão da umidade (%) de mangas frescas e minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.

TRATAMENTO	MANGAS FRESCAS	MANGAS MINIMAMENTE PROCESSADAS			
		TEMPO DE ARMAZENAMENTO (dia)			
		0*	7	14	21
C	84,10 ± 0,05	82,02 ± 0,07	83,21 ± 0,61	83,51 ± 0,12	82,69 ± 0,83
Q 0,5%		82,24 ± 0,07	82,21 ± 0,34	80,85 ± 0,48	81,76 ± 0,82
Q 1,0%		83,58 ± 0,02	84,02 ± 0,27	83,37 ± 0,56	84,44 ± 0,24
Q 2,0%		84,12 ± 0,03	85,01 ± 0,28	85,01 ± 0,38	85,17 ± 0,16
C	84,36 ± 0,01	82,64 ± 0,04	84,22 ± 0,28	83,78 ± 0,36	84,63 ± 0,25
Q 0,5% + OECr		81,94 ± 0,02	83,37 ± 0,35	83,67 ± 0,25	82,70 ± 0,35
Q 1,0% + OECr		82,01 ± 0,10	82,63 ± 0,80	83,45 ± 0,29	83,97 ± 0,22
Q 2,0% + OECr		82,97 ± 0,15	83,84 ± 0,23	83,79 ± 0,14	83,81 ± 0,68
C	85,56 ± 0,01	82,67 ± 0,02	82,78 ± 0,08	83,13 ± 0,36	83,58 ± 0,46
Q 0,5% + OECa		84,12 ± 0,01	84,08 ± 0,07	84,46 ± 0,36	83,95 ± 0,66
Q 1,0% + OECa		84,23 ± 0,00	83,19 ± 1,39	82,86 ± 0,73	82,87 ± 0,43
Q 2,0% + OECa		84,81 ± 0,01	84,39 ± 0,56	84,65 ± 0,19	83,84 ± 0,18

*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura.

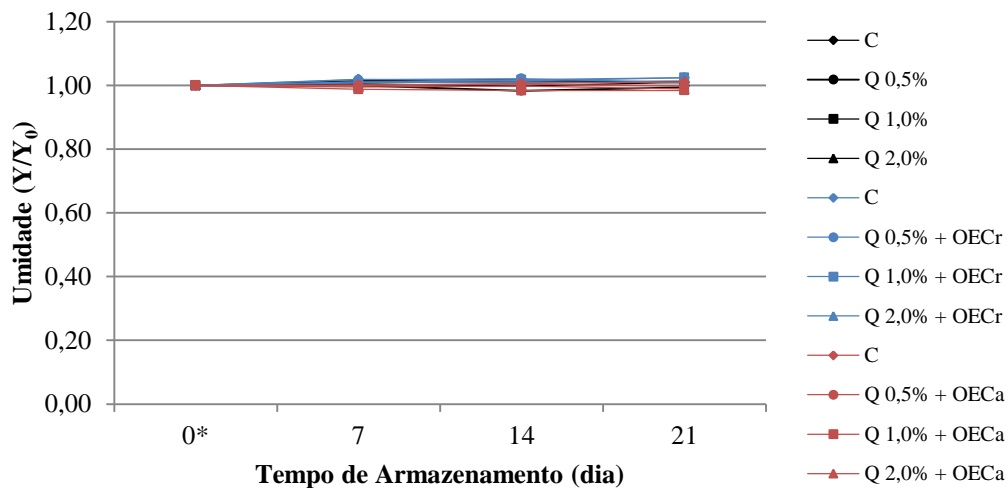
Fonte: Elaborado pelo autor.

As amostras embaladas, por sua vez, também apresentaram variações muito pequenas no decorrer do tempo de armazenamento e não mostram uma tendência (Figura 11). As variações existentes estão relacionadas aos desvios experimentais oriundos da preparação e homogeneização das amostras, especialmente quando recebem revestimento comestível, bem como de desvios inerentes ao método analítico.

As coberturas, de uma forma geral, são empregadas em vegetais para reduzir a transferência de massa, mantendo a umidade do alimento (JANJARASSKUL; KROCHTA, 2010). Quando eles são íntegros, a manutenção da umidade é atribuída à formação de uma barreira sobre estômatos do pericarpo, dificultando a permeação da água (ZHAN; HU; ZHU, 2011; CISSÉ et al., 2015). Quando estão cortados, as películas protegem a superfície, mas

também interagem mais facilmente com o tecido vegetal, podendo causar alterações por meio de reações químicas e bioquímicas.

Figura 11 – Dados normalizados da umidade (%) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECA) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.



*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura.

Fonte: Elaborado pelo autor.

O conteúdo de água de vegetais pode ainda ser influenciado por reações metabólicas, como a respiração celular (NONGTAODUM; JANGCHUD, 2009; JONGSRI et al., 2016), porém, a detecção das variações de umidade, devido à respiração, requer medidas refinadas, pois esses valores, por serem baixos, são de difícil identificação em experimentos conduzidos em escala macroscópica.

Sánchez-González et al. (2011b) destacaram que a presença de óleos essenciais em coberturas comestíveis, devido a sua característica hidrofóbica, reduziu a perda de massa relacionada à redução da umidade em uvas recobertas com soluções filmogênicas preparadas com 1,0% de quitosana e 2,0% de óleo essencial de bergamota. No presente trabalho, razões entre a quantidade de quitosana e o óleo essencial utilizadas foram bem inferiores a essas, com o intuito de minimizar a adulteração do sabor da fruta, sendo que tais quantidades de óleo não afetaram a migração da água pelo revestimento. Além disso, a embalagem de PEBD, na qual as amostras estavam acondicionadas, possui baixa permeabilidade ao vapor de água (COUTINHO; MELLO; SANTA MARIA, 2003).

O emprego do vácuo na embalagem favoreceu a exsudação do líquido celular, entretanto, a umidade das amostras embaladas nessa condição não sofreu variações, como apresentado na Tabela 5 e Figura 12. Isto porque o polínylon, além de ser uma excelente barreira aos gases, é uma barreira à água, o que favoreceu a manutenção da umidade.

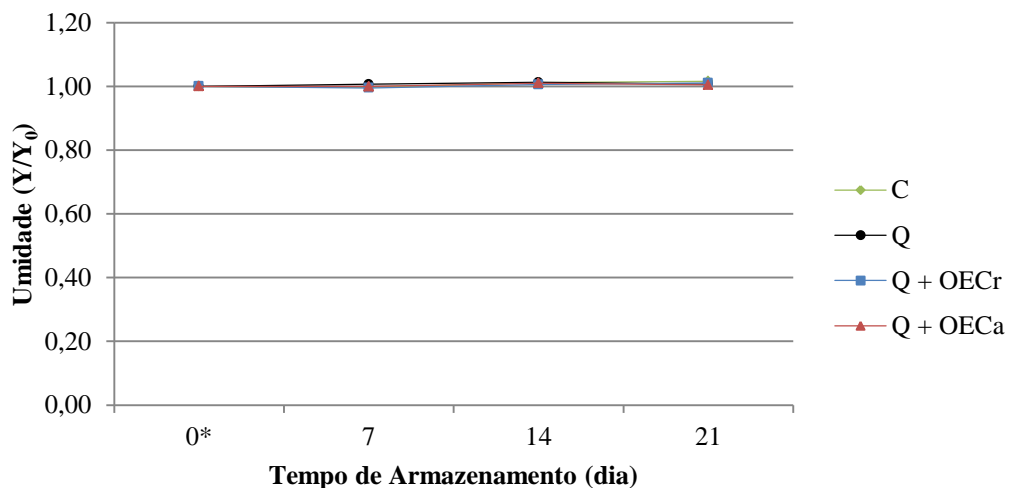
Tabela 5 – Média e desvio padrão da umidade (%) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas a vácuo, em função do tempo de armazenamento.

TRATAMENTO	TEMPO DE ARMAZENAMENTO (dia)			
	0*	7	14	21
C	82,50 ± 0,05	82,27 ± 0,01	83,47 ± 0,02	83,84 ± 0,03
Q	83,00 ± 0,09	83,53 ± 0,02	84,03 ± 0,02	83,57 ± 0,02
Q + OECr	83,04 ± 0,03	82,63 ± 0,15	83,51 ± 0,14	83,92 ± 0,02
Q + OECa	83,44 ± 0,07	83,41 ± 0,01	84,27 ± 0,05	83,81 ± 0,16

*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura.

Fonte: Elaborado pelo autor.

Figura 12 – Dados normalizados da umidade (%) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas a vácuo, em função do tempo de armazenamento.



*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura.

Fonte: Elaborado pelo autor.

Diante dos resultados obtidos, conclui-se que a umidade não sofreu alteração com a aplicação dos diferentes tratamentos, com o tempo de armazenamento, nem mesmo com o uso das diferentes embalagens nas quais as amostras foram acondicionadas.

5.1.2 Perda de Massa

As maiores proporções de perda de massa foram detectadas durante a formação das coberturas, que ocorreram nas 12 primeiras horas de armazenamento, quando as amostras ficaram expostas ao ambiente da BOD, sobre papel manteiga sem nenhum tipo de embalagem, com o intuito de a superfície secar formando a cobertura, conforme apresentado na Tabela 6.

Tabela 6 – Média e desvio padrão da perda de massa (%) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECA) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.

TRATAMENTO	TEMPO DE ARMAZENAMENTO (dia)			
	0*	7**	14**	21**
C	10,63	2,25 ± 0,47	1,51 ± 0,68	2,08 ± 0,20
Q 0,5%	15,71	0,33 ± 0,03	0,81 ± 0,72	0,76 ± 0,23
Q 1,0%	11,58	0,50 ± 0,23	0,46 ± 0,10	0,83 ± 0,10
Q 2,0%	15,29	0,44 ± 0,04	0,49 ± 0,03	1,27 ± 0,00
C	10,53	1,82 ± 0,52	1,18 ± 0,13	1,71 ± 1,00
Q 0,5% + OECr	11,32	0,69 ± 0,11	0,51 ± 0,06	0,90 ± 0,36
Q 1,0% + OECr	17,53	0,34 ± 0,06	0,45 ± 0,08	0,63 ± 0,13
Q 2,0% + OECr	15,97	0,29 ± 0,04	0,35 ± 0,04	0,78 ± 0,04
C	10,56	5,46 ± 2,89	5,59 ± 1,93	7,98 ± 1,87
Q 0,5% + OECA	15,52	1,36 ± 0,22	2,84 ± 0,75	3,37 ± 1,31
Q 1,0% + OECA	14,26	0,86 ± 0,49	1,61 ± 0,80	1,99 ± 0,91
Q 2,0% + OECA	12,05	1,05 ± 0,24	1,81 ± 0,74	2,05 ± 0,22

*Início do armazenamento, cuja variação de massa refere-se às 12 h de secagem da cobertura; **Variação de massa calculada em relação ao início do armazenamento.

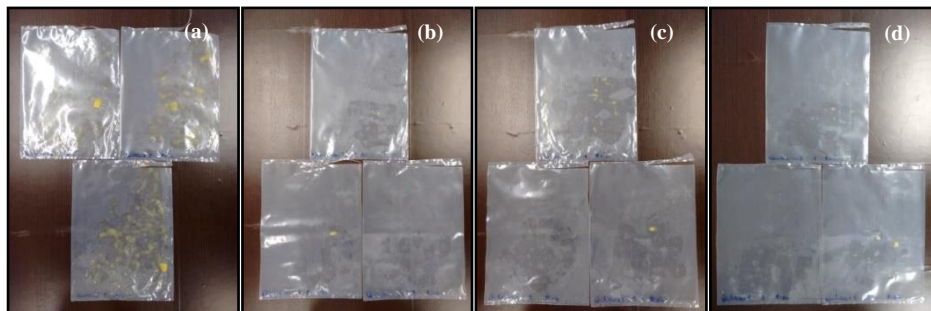
Fonte: Elaborado pelo autor.

O procedimento de secagem por 12 horas também foi feito com as amostras que não receberam cobertura (C), reproduzindo-se as mesmas condições daquelas que foram recobertas. Entretanto, durante esse período o tratamento C apresentou as menores variações de massa, pois as coberturas perdem uma grande quantidade de água, uma vez que sua

composição inicial corresponde a aproximadamente 2-4% de substâncias não aquosas e 96-98% de água. Portanto, perdas maiores puderam ser observadas nas amostras que receberam cobertura, isto porque uma parte considerável da água evaporada era proveniente do revestimento, composto majoritariamente por água.

No decorrer do armazenamento, constatou-se uma maior perda de massa da amostra do tratamento C devido à adesão de fragmentos da fruta à embalagem, indicando que as coberturas apresentam vantagem sobre a manutenção da integridade dos pedaços de fruta (Tabela 6). Dessa forma, pode-se inferir que a embalagem foi eficiente quanto à restrição à permeação do vapor de água durante o armazenamento das amostras e que a perda de massa ocorreu em virtude de uma eventual adesão de fragmentos às embalagens plásticas, conforme apresentado na Figura 13.

Figura 13 – Embalagens de PEBD após a retirada das amostras sem cobertura (a); com cobertura a 0,5% (b), 1,0% (c) e 2,0% (d) de quitosana.



Fonte: Elaborado pelo autor.

As amostras que receberam coberturas apresentaram menor perda de massa no decorrer do armazenamento, salientando que a cobertura contribuiu para melhorar a integridade da estrutura das mangas minimamente processadas e facilitou o manuseio das amostras após a abertura da embalagem, que também é um importante papel das coberturas comestíveis (JANJARASSKUL; KROCHTA, 2010).

Maiores perdas de massa durante o armazenamento foram constatadas nas amostras tratadas com cobertura à base de quitosana adicionada de óleo essencial de canela e seu correspondente controle, o que pode estar relacionado ao lote de matéria prima (um pouco mais madura que as demais), cujas mangas aparentavam estar menos firmes que as dos outros lotes.

A perda de massa das amostras com coberturas em diferentes concentrações e presença de óleos essenciais não apresentaram tendências de aumento ou diminuição. As

medidas experimentais são influenciadas pela variabilidade das amostras, cujas diferenças possivelmente foram maiores que as diferenças de perda de massa entre as amostras com coberturas compostas por diferentes concentrações de quitosana.

Maiores perdas de massa foram constadas nas amostras embaladas em sacos de polínylon, sob vácuo (Tabela 7 e Figura 14), uma vez que o vácuo aplicado provocou desestruturação dos pedaços de mangas, favorecendo a adesão destes na embalagem, e possivelmente afetou a integridade das células, pois se observou também exsudação do suco celular no interior da embalagem. Além disso, foi possível constatar que as coberturas mantiveram mais a estrutura dos pedaços de fruta, mesmo sob condições de vácuo.

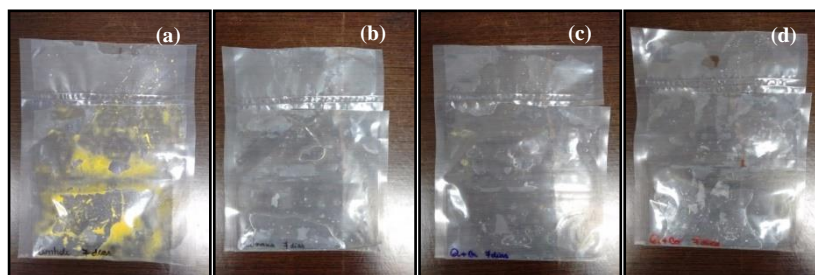
Tabela 7 – Média e desvio padrão da perda de massa (%) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas a vácuo, exceto no tempo “0*”, em função do tempo de armazenamento.

TRATAMENTO	TEMPO DE ARMAZENAMENTO (dia)				
	0*	0**	7***	14***	21***
C	15,31	9,24	14,25 ± 4,03	10,75 ± 0,99	12,96 ± 4,71
Q	12,60	8,21	9,34	10,92 ± 2,77	10,05 ± 2,15
Q + OECr	16,24	7,73	10,44 ± 4,03	10,63 ± 3,35	11,55 ± 2,24
Q + OECa	15,28	7,56	9,88 ± 2,39	10,17 ± 2,31	10,98 ± 3,42

* Início do armazenamento, cuja variação de massa refere-se às 12 h de secagem da cobertura; ** Perda de massa após secagem por 12 h e acondicionamento a vácuo; ***Variação de massa calculada em relação ao início do armazenamento.

Fonte: Elaborado pelo autor.

Figura 14 – Embalagens de PN após a retirada das amostras sem cobertura (a); com cobertura de quitosana (b), quitosana adicionada de óleo essencial de cravo (c) e quitosana adicionada de óleo essencial de canela (d).



Fonte: Elaborado pelo autor.

Alikhani (2014) também constataram redução da perda de massa na forma de exsudação do suco de pedaços de manga minimamente processadas, quando aplicaram uma cobertura de mucilagem de cacto e óleo essencial de alecrim.

Quanto aos revestimentos à base de quitosana, Nongtaodum e Jangchud (2009) observaram que essa cobertura pode retardar ligeiramente a perda de massa de mangas da cultivar Fa-lun minimamente processadas e embaladas em bandejas de plástico recobertas com filme de PVC (cloreto de polivinila). Estes autores não constataram influência significativa da concentração da quitosana sobre este parâmetro durante 7 dias de armazenamento a 6 °C. As perdas foram de $3,00 \pm 0,08\%$, $2,54 \pm 0,25\%$, $2,45 \pm 0,35\%$ para não coberta, coberta com 0,5% e 0,8% de quitosana, respectivamente.

Por sua vez, Chien, Sheu e Yang (2007) observaram efeitos significativos da cobertura de quitosana na perda de massa de mangas fatiadas embaladas em bandejas de PVDC (cloreto de polivinilideno), armazenadas por 7 dias a 6 °C. A perda de massa da amostra controle foi de 19,86% e daquela com cobertura formulada com 2,0% de quitosana foi de 10,27%, atribuída à perda do suco da polpa. Estes mesmos autores ressaltam que houve influência da concentração de quitosana sobre a perda de massa, sendo que a cobertura com 0,5% diferiu significativamente das coberturas com 1,0 e 2,0% de quitosana.

Alguns autores atribuem a perda de massa ao processo de respiração que, por sua vez, oxida a glicose e ácidos orgânicos (NONGTAODUM; JANGCHUD, 2009; BRECH et al., 2010; TAIZ; ZEIGER, 2013), produzindo água, sendo esta exsudada, juntamente com o suco da polpa proveniente do rompimento celular durante a manipulação (CHIEN; SHEU; YANG, 2007).

Outro fator ao qual a perda de massa pode estar relacionada é o processo de transpiração. A transpiração elimina água por evaporação para manutenção da temperatura que aumenta com a energia produzida durante a respiração do tecido vegetal (DEVLIEGHERE, VERMEULEN, DEBEVERE, 2004). Assim, a água evaporada tende a condensar no interior da embalagem das amostras armazenadas a 7 °C. Esse vapor de água não é perdido devido à baixa permeabilidade da embalagem de PEBD. Ademais, quando as amostras estão revestidas com coberturas comestíveis, a película que envolve o pedaço de manga pode minimizar a respiração, além de evitar a evaporação e a perda do exsudado (CHIEN; SHEU; YANG, 2007).

Embora haja todos esses fatores que influenciam a perda de massa, o principal fator que contribuiu com a perda foi o desprendimento de partes da estrutura da manga sem cobertura ocasionado pelo contato entre a fruta e a embalagem, sendo mais intensa com a

aplicação do vácuo. As diferentes formulações de coberturas mostraram ser eficientes em manter a estrutura dos pedaços de manga quando comparadas à fruta sem cobertura.

5.1.3 Teor de Sólidos Solúveis Totais

Durante a maturação, há um aumento do teor de sólidos solúveis totais que pode ser atribuído à hidrólise do amido acumulado durante o crescimento dos frutos, os quais são convertidos principalmente em glicose, frutose e sacarose, representando 91% dos sólidos solúveis (LIZADA, 1993). No entanto, o teor de sólidos solúveis totais manteve-se constante ao longo do tempo de armazenamento em mangas minimamente processadas (Tabela 8 e Figura 15), sendo que a variação ocorreu, possivelmente, pela variabilidade da matéria-prima. A desuniformidade da matéria-prima no mesmo lote é um dos principais problemas das mangas destinadas ao consumo *in natura* e ao processamento (SIGRIST, 2004).

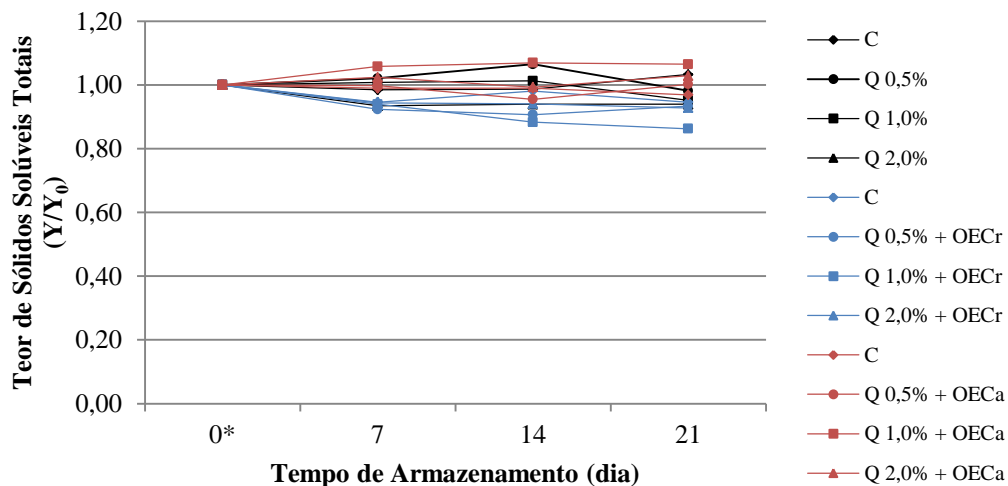
Tabela 8 – Média e desvio padrão do teor de sólidos solúveis totais (°Brix) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.

TRATAMENTO	TEMPO DE ARMAZENAMENTO (dia)			
	0*	7	14	21
C	15,20 ± 0,10	14,97 ± 0,12	15,00 ± 0,10	15,70 ± 0,00
Q 0,5%	14,40 ± 0,10	14,70 ± 0,10	15,33 ± 0,12	14,13 ± 0,06
Q 1,0%	13,00 ± 0,20	13,10 ± 0,17	13,17 ± 0,15	12,37 ± 0,15
Q 2,0%	13,17 ± 0,15	12,30 ± 0,20	12,37 ± 0,29	12,37 ± 0,15
C	15,93 ± 0,06	15,07 ± 0,15	15,63 ± 0,06	15,07 ± 0,06
Q 0,5% + OECr	16,47 ± 0,06	15,20 ± 0,00	14,93 ± 0,06	15,37 ± 0,06
Q 1,0% + OECr	16,50 ± 0,10	15,50 ± 0,10	14,57 ± 0,06	14,23 ± 0,06
Q 2,0% + OECr	15,23 ± 0,12	14,37 ± 0,06	14,33 ± 0,06	14,13 ± 0,06
C	16,20 ± 0,10	16,03 ± 0,06	16,03 ± 0,15	15,70 ± 0,00
Q 0,5% + OECa	14,80 ± 0,00	14,77 ± 0,06	14,13 ± 0,06	14,83 ± 0,15
Q 1,0% + OECa	14,43 ± 0,06	15,27 ± 0,12	15,43 ± 0,15	15,37 ± 0,06
Q 2,0% + OECa	13,97 ± 0,06	14,30 ± 0,10	13,87 ± 0,06	14,37 ± 0,06

*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura.

Fonte: Elaborado pelo autor.

Figura 15 – Dados normalizados do teor de sólidos solúveis totais (°Brix) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.



*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura.

Fonte: Elaborado pelo autor.

A estabilidade dos sólidos solúveis em mangas minimamente processadas também foi observada por Dijoua et al. (2010) e Nongtaodum e Jangchud (2009).

As mangas minimamente processadas tratadas com calor e/ou aplicação de cobertura a base de quitosana, estudadas por Dijoua et al. (2010), apresentaram valores estáveis de sólidos solúveis totais durante os 9 dias de armazenamento. Nongtaodum e Jangchud (2009) também não observaram variações significativas, inclusive quando se aumentou a concentração da quitosana na cobertura.

Zuh et al. (2008) verificaram que houve um aumento no teor de sólidos solúveis em mangas inteiras no decorrer do tempo de armazenamento, no entanto, a partir de 16 dia de armazenamento, quando o pico do amadurecimento foi atingido, os sólidos solúveis não se alteraram. Além disso, os autores observaram que as coberturas de quitosana (1,0 e 2,0%) retardaram o aumento de sólidos solúveis, alcançando o pico no 28º dia. Neste caso, vale ressaltar que o teor de sólidos solúveis inicial era em torno de 5 °Brix, atingindo valores próximos a este trabalho quando armazenado por aproximadamente 20 dias, período em que não houve alterações no teor.

Houve pouca variação no teor de sólidos solúveis totais nas amostras que foram embaladas a vácuo (Tabela 9 e Figura 16), assim como ocorreu nas amostras que foram embaladas sob pressão atmosférica (Tabela 8 e Figura 15).

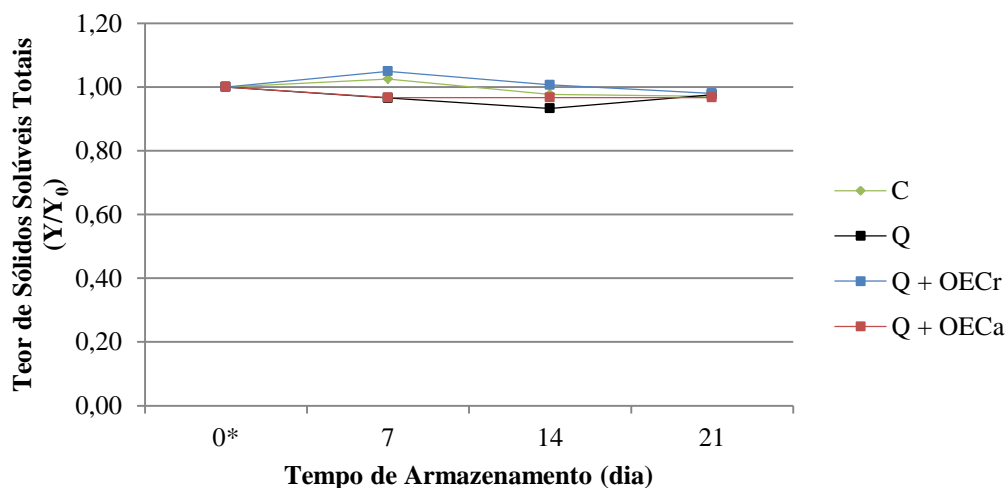
Tabela 9 – Média e desvio padrão do teor de sólidos solúveis totais (°Brix) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas a vácuo, em função do tempo de armazenamento.

TRATAMENTO	TEMPO DE ARMAZENAMENTO (dia)			
	0*	7	14	21
C	16,00 ± 0,10	16,40 ± 0,00	15,63 ± 0,06	15,53 ± 0,06
Q	15,40 ± 0,00	14,87 ± 0,06	14,37 ± 0,06	15,03 ± 0,06
Q + OECr	14,83 ± 0,06	15,57 ± 0,06	14,93 ± 0,06	14,53 ± 0,06
Q + OECa	15,07 ± 0,06	14,57 ± 0,06	14,57 ± 0,06	14,57 ± 0,06

*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura.

Fonte: Elaborado pelo autor.

Figura 16 – Dados normalizados do teor de sólidos solúveis totais (°Brix) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas a vácuo, em função do tempo de armazenamento.



*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura.

Fone: Elaborado pelo autor.

5.1.4 pH

O pH das mangas minimamente processadas sem e com cobertura pouco variou com o tempo de armazenamento, conforme apresentado na Tabela 10 e Figura 17. No entanto, houve uma tendência ao aumento do pH das amostras que não receberam cobertura (C), possivelmente devido ao metabolismo mais intenso das mesmas, que ocorre pela continuidade do processo de maturação da fruta, quando há conversão dos ácidos em outros produtos metabólicos provenientes do processo respiratório, uma vez que a manga é uma fruta climatérica (TRUCKER, 1993).

Tabela 10 – Média e desvio padrão do pH de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.

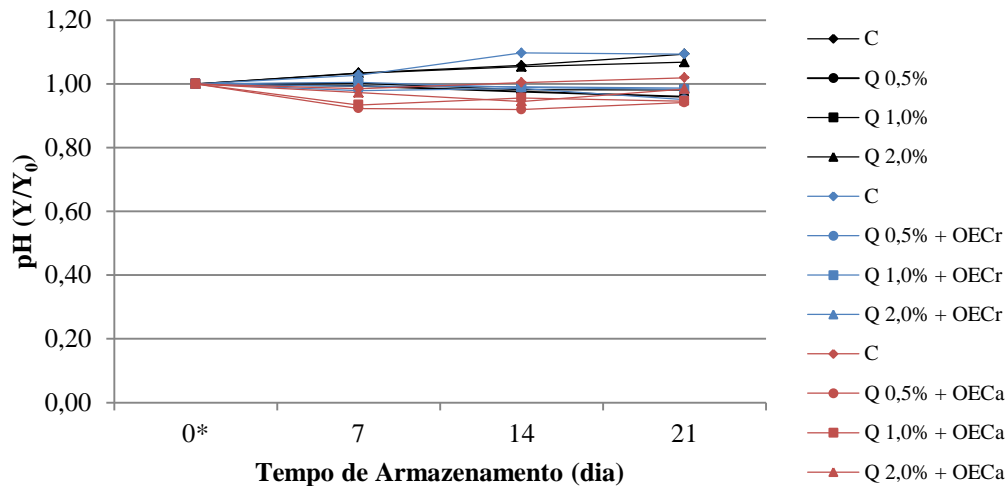
TRATAMENTO	TEMPO DE ARMAZENAMENTO (dia)			
	0*	7	14	21
C	3,64 ± 0,12	3,76 ± 0,04	3,85 ± 0,05	3,98 ± 0,04
Q 0,5%	3,73 ± 0,16	3,70 ± 0,03	3,64 ± 0,04	3,58 ± 0,01
Q 1,0%	3,65 ± 0,08	3,66 ± 0,06	3,59 ± 0,01	3,58 ± 0,00
Q 2,0%	3,62 ± 0,04	3,74 ± 0,01	3,81 ± 0,11	3,86 ± 0,03
C	4,02 ± 0,02	4,13 ± 0,01	4,41 ± 0,01	4,39 ± 0,00
Q 0,5% + OECr	4,25 ± 0,00	4,16 ± 0,00	4,19 ± 0,00	4,04 ± 0,03
Q 1,0% + OECr	3,97 ± 0,01	3,99 ± 0,01	3,93 ± 0,01	3,90 ± 0,01
Q 2,0% + OECr	4,13 ± 0,01	4,10 ± 0,01	4,09 ± 0,01	4,07 ± 0,01
C	4,71 ± 0,04	4,64 ± 0,02	4,73 ± 0,01	4,80 ± 0,05
Q 0,5% + OECa	4,59 ± 0,06	4,23 ± 0,07	4,22 ± 0,02	4,32 ± 0,01
Q 1,0% + OECa	4,62 ± 0,06	4,32 ± 0,02	4,42 ± 0,08	4,37 ± 0,01
Q 2,0% + OECa	4,70 ± 0,01	4,57 ± 0,03	4,44 ± 0,03	4,63 ± 0,04

*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura.

Fone: Elaborado pelo autor.

Dijoua et al. (2010) não verificaram alteração no pH em mangas minimamente processadas após 9 dias de armazenamento, tenham elas sido tratadas por calor e/ou aplicação de cobertura a base de quitosana. Da mesma forma, Nongtaodum e Jangchud (2009) observaram que não houve variação no pH de mangas fatiadas ao longo dos 7 dias de armazenamento, nem com a utilização de diferentes concentrações de quitosana (0,5% e 0,8%).

Figura 17 – Dados normalizados do pH de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECA) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.



*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura.

Fone: Elaborado pelo autor.

As amostras embaladas a vácuo não apresentaram grandes variações no pH durante o armazenamento nem com as diferentes formulações de coberturas empregadas (Tabela 11 e Figura 18).

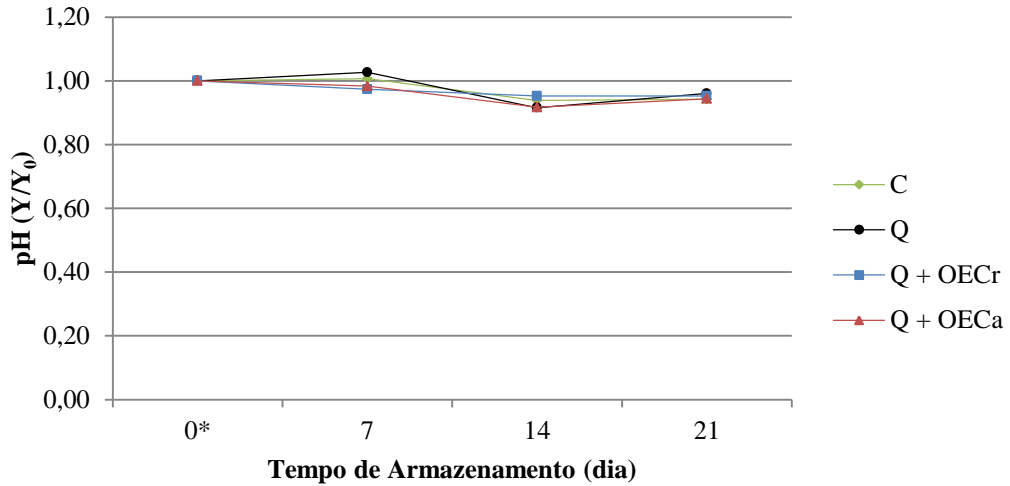
Tabela 11 – Média e desvio padrão do pH de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECA) embaladas a vácuo em função do tempo de armazenamento.

TRATAMENTO	TEMPO DE ARMAZENAMENTO (dia)			
	0	7	14	21
C	3,90 ± 0,01	3,92 ± 0,03	3,66 ± 0,02	3,67 ± 0,01
Q	3,93 ± 0,01	4,03 ± 0,04	3,60 ± 0,02	3,77 ± 0,01
Q + OECr	3,79 ± 0,14	3,69 ± 0,01	3,61 ± 0,01	3,61 ± 0,00
Q + OECA	3,93 ± 0,00	3,87 ± 0,02	3,61 ± 0,02	3,71 ± 0,01

*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura.

Fonte: Elaborado pelo autor.

Figura 18 – Dados normalizados do pH de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECA) embaladas a vácuo, em função do tempo de armazenamento.



*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura.

Fonte: Elaborado pelo autor.

5.1.5 Teor de Acidez Titulável

De acordo com a Tabela 12 e Figura 19, as amostras sem cobertura dos lotes que receberam cobertura de quitosana e quitosana com óleo essencial de cravo apresentaram uma leve tendência de redução da acidez com o tempo de armazenamento. Por outro lado, a amostra sem cobertura do lote que recebeu a cobertura de quitosana com óleo essencial de canela manteve sua acidez ao longo do tempo de armazenamento.

A redução da acidez com o tempo de armazenamento deve-se ao processo de amadurecimento, que induz ao aumento da taxa respiratória com o consumo de ácidos orgânicos, em razão da oxidação desses ácidos no ciclo dos tricarbóxicos em decorrência da respiração (ALBUQUERQUE et al., 2011; CHIABRANDO; GIACALONE, 2017).

De uma forma geral, as coberturas não interferiram na acidez titulável das mangas minimamente processadas mesmo com a adição de ácido acético, para a dissolução da quitosana, e óleo essencial, que possuem ácidos graxos na sua composição. Este fato também foi observado por Dijoua et al. (2010) que não verificaram alteração na acidez em mangas minimamente processadas coberta com quitosana ao longo de 9 dias de armazenamento.

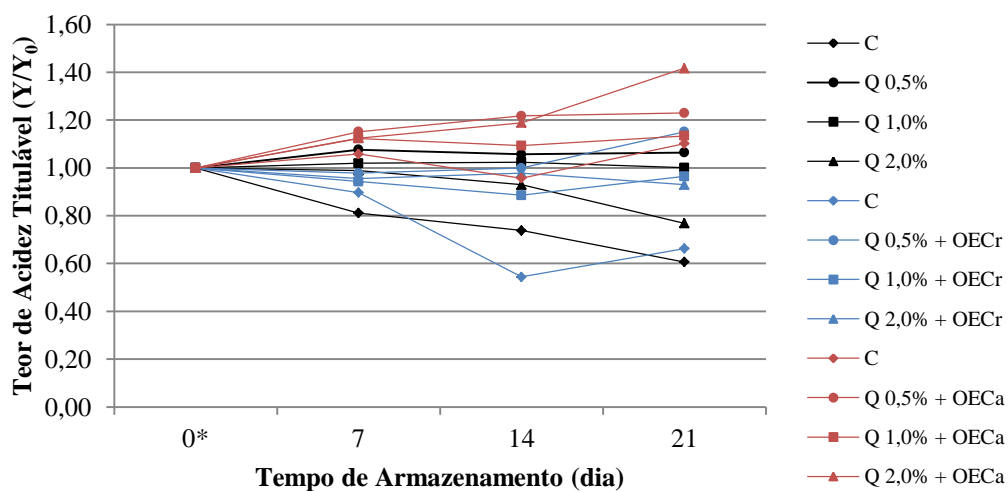
Tabela 12 – Média e desvio padrão do teor de acidez titulável ($\text{mg eqAC}\cdot 100 \text{ g}^{-1}$ de fruta) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) e embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.

TRATAMENTO	TEMPO DE ARMAZENAMENTO (dia)			
	0*	7	14	21
C	1,09 ± 0,01	0,88 ± 0,01	0,81 ± 0,00	0,66 ± 0,01
Q 0,5%	0,99 ± 0,07	1,07 ± 0,03	1,05 ± 0,02	1,06 ± 0,02
Q 1,0%	1,10 ± 0,02	1,12 ± 0,01	1,12 ± 0,02	1,10 ± 0,02
Q 2,0%	1,07 ± 0,04	1,06 ± 0,02	0,99 ± 0,01	0,82 ± 0,03
C	0,72 ± 0,01	0,65 ± 0,01	0,39 ± 0,01	0,48 ± 0,00
Q 0,5% + OECr	0,60 ± 0,01	0,58 ± 0,01	0,60 ± 0,00	0,69 ± 0,02
Q 1,0% + OECr	0,99 ± 0,01	0,93 ± 0,01	0,87 ± 0,01	0,95 ± 0,00
Q 2,0% + OECr	0,87 ± 0,13	0,83 ± 0,00	0,85 ± 0,01	0,81 ± 0,00
C	0,28 ± 0,00	0,29 ± 0,00	0,26 ± 0,01	0,30 ± 0,01
Q 0,5% + OECa	0,42 ± 0,00	0,48 ± 0,01	0,51 ± 0,01	0,52 ± 0,00
Q 1,0% + OECa	0,48 ± 0,01	0,54 ± 0,04	0,53 ± 0,02	0,55 ± 0,01
Q 2,0% + OECa	0,39 ± 0,01	0,44 ± 0,01	0,46 ± 0,00	0,55 ± 0,02

*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura.

Fonte: Elaborado pelo autor.

Figura 19 – Dados normalizados do teor de acidez titulável ($\text{mg eqAC}\cdot 100 \text{ g}^{-1}$ de fruta) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.



*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura.

Fonte: Elaborado pelo autor.

O teor de acidez titulável pouco se alterou ao longo do tempo de armazenamento quando as amostras foram embaladas a vácuo, como pode ser observado na Tabela 13 e Figura 20, provavelmente em consequência do processo de respiração aeróbio cessar na ausência de oxigênio, não ocorrendo, portanto, consumo de ácidos, os quais são uma das fontes de carbono para produção de energia (TUCKER, 1993).

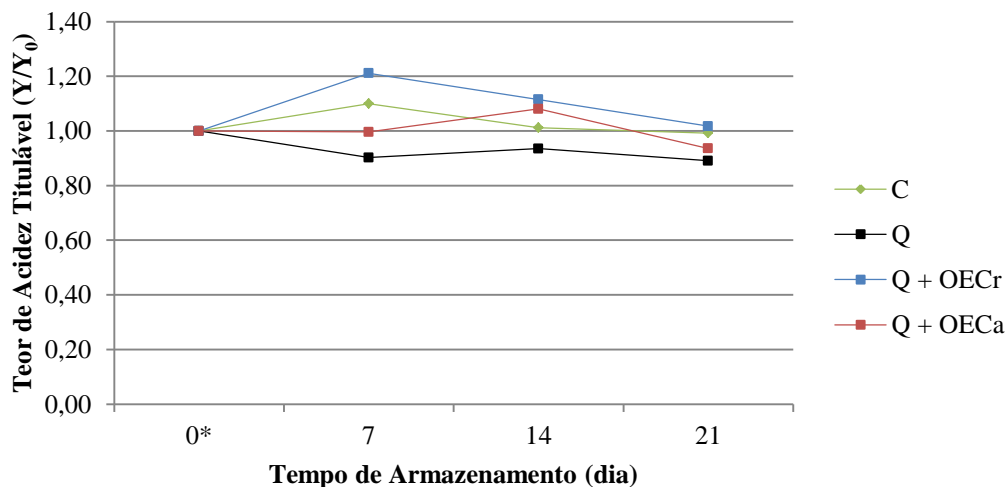
Tabela 13 – Média e desvio padrão do teor de acidez titulável ($\text{mg eqAC}\cdot 100 \text{ g}^{-1}$ de fruta) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas a vácuo, em função do tempo de armazenamento.

TRATAMENTO	TEMPO DE ARMAZENAMENTO (dia)			
	0*	7	14	21
C	$0,56 \pm 0,01$	$0,62 \pm 0,01$	$0,57 \pm 0,02$	$0,56 \pm 0,01$
Q	$0,58 \pm 0,00$	$0,52 \pm 0,01$	$0,54 \pm 0,03$	$0,51 \pm 0,01$
Q + OECr	$0,57 \pm 0,00$	$0,69 \pm 0,01$	$0,64 \pm 0,01$	$0,58 \pm 0,01$
Q + OECa	$0,60 \pm 0,00$	$0,60 \pm 0,01$	$0,65 \pm 0,00$	$0,57 \pm 0,01$

*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura.

Fonte: Elaborado pelo autor.

Figura 20 – Dados normalizados do teor de acidez titulável ($\text{mg eqAC}\cdot 100 \text{ g}^{-1}$ de fruta) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas a vácuo, em função do tempo de armazenamento.



*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura.

Fonte: Elaborado pelo autor.

Portanto, as análises físico-químicas demonstraram que tanto a umidade quanto o teor de sólidos solúveis, o pH e o teor de acidez titulável pouco se alteraram no decorrer dos 21 dias de armazenamento, estando a amostra recoberta ou não. Os diversos tratamentos também não exerceram influência sobre esses parâmetros, assim como a presença ou ausência de oxigênio nas embalagens. Entretanto, as amostras com cobertura se apresentaram mais íntegras ao longo do armazenamento e tiveram menores perdas de massa decorrentes de fragmentos aderidos à embalagem. As maiores proporções de perda de massa foram observadas durante a secagem das coberturas, que ocorreu nas 12 primeiras horas, antes das amostras serem embaladas.

5.2 Estabilidade Microbiológica

A estabilidade de produtos minimamente processados, ao longo do armazenamento, vai muito além da estabilidade físico-química, sendo a microbiológica de fundamental importância. Os vegetais minimamente processados são produtos que favorecem a contaminação por micro-organismos autóctones e do ambiente ao se remover o epicarpo e ao proceder ao corte do mesocarpo. A fim de reduzir os níveis de contaminação das mangas minimamente processadas, coberturas à base de quitosana foram aplicadas, uma vez que esse polissacarídeo demonstra algum efeito inibidor do crescimento microbiano. Além disso, os óleos essenciais de cravo e de canela também apresentam esse mesmo efeito. A seguir, são apresentados e discutidos os resultados experimentais referentes às análises microbiológicas efetuadas neste trabalho.

5.2.1 Contagem de Mesófilos e Psicotróficos Aeróbios, Bolores e Leveduras

O crescimento dos micro-organismos analisados, exceto dos bolores, ocorreu principalmente nas amostras sem cobertura (Tabela 14 e Tabela 15). Isso porque o corte danifica a superfície do tecido, aumentando a disponibilidade de nutrientes e promovendo boas condições para o crescimento. Além disso, a condensação do vapor de água formado durante a transpiração aumenta a disponibilidade de água aos micro-organismos presentes na superfície (LINKE; GEYER, 2013).

A presença de micro-organismos nas amostras que receberam cobertura de quitosana sem adição de óleos essenciais, independente da concentração, foi constatada no 14º dia de armazenamento, sendo o crescimento inibido apenas quando se adicionou óleo essencial nas coberturas.

Tabela 14 – Contagem de bactérias mesófilas aeróbias e psicrotróficas aeróbias ($\log \text{UFC} \cdot \text{g}^{-1}$) em mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.

TRATAMENTO	TEMPO DE ARMAZENAMENTO (dia)							
	BACTÉRIAS MESÓFILAS AERÓBIAS				BACTÉRIAS PSICROTRÓFICAS AERÓBIAS			
	0*	7	14	21	0*	7	14	21
C	< 1 est.	5,17	4,51	5,87	< 1 est.	6,99	4,34	5,32
Q 0,5%	< 1 est.	< 1 est.	2,88	7,18	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.
Q 1,0%	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	7,06	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.
Q 2,0%	< 1 est.	< 1 est.	5,14	6,49	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.
Q 0,5% + OECr	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.
Q 1,0% + OECr	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.
Q 2,0% + OECr	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.
Q 0,5% + OECa	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.
Q 1,0% + OECa	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.
Q 2,0% + OECa	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.

*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura; est.: Estimado.

Fonte: Elaborado pelo autor.

Tabela 15 – Contagem de bolores e leveduras ($\log \text{UFC} \cdot \text{g}^{-1}$) em mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.

TRATAMENTO	TEMPO DE ARMAZENAMENTO (dia)							
	BOLORES				LEVEDURAS			
	0*	7	14	21	0*	7	14	21
C	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	6,10	5,53	6,63
Q 0,5%	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	5,77
Q 1,0%	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	4,10	5,99
Q 2,0%	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	3,38	5,73
Q 0,5% + OECr	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.
Q 1,0% + OECr	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.
Q 2,0% + OECr	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.
Q 0,5% + OECa	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.
Q 1,0% + OECa	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.
Q 2,0% + OECa	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.

*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura; est.: Estimado.

Fonte: Elaborado pelo autor.

Diferentemente a este trabalho, Chien, Sheu e Yang (2007) observaram que houve inibição do crescimento de bactérias mesófilas em mangas minimamente processadas recobertas com quitosana, sem influências das diferentes concentrações aplicadas. No entanto, Cissé et al. (2015) verificaram que a taxa de inibição é dependente da concentração do revestimento.

A flora mesofílica inicial de frutas frescas é em torno em torno de $10^4 - 10^5$ UFC.g⁻¹, sendo consideradas contaminadas quando a contagem atingir $10^7 - 10^8$ UFC.g⁻¹ (MARTÍNEZ-FERRER et al., 2002). Apesar de a contagem das bactérias mesófilas aeróbias da amostra sem cobertura (C) encontrar-se dentro do nível considerado aceitável, por segurança, não é recomendado o armazenamento de mangas minimamente processadas sem cobertura por mais de 7 dias e quando tratadas, com cobertura contendo apenas quitosana, o tempo de armazenamento estende-se por até 14 dias, podendo-se armazenar por até 21 dias, quando a cobertura contiver óleo essencial, tanto de cravo como de canela na concentração de 0,3%, por haver inibição no crescimento das classes de micro-organismos estudados.

O mecanismo de ação antimicrobiano dos óleos essenciais pode estar relacionado com a habilidade dos compostos fenólicos romperem a membrana citoplasmática provocando o extravasamento do conteúdo interno das células ou pela capacidade de penetração dos componentes hidrofóbicos dos óleos essenciais através da membrana plasmática inibindo a atividade funcional da célula interferindo no sistema de geração de energia celular ao separar os lipídeos da membrana celular e mitocondrial, tornando-as mais permeável e com isso pode resultar na morte celular (LI et al., 2011).

Entretanto nem todos os componentes voláteis de óleos essenciais presentes têm o mesmo mecanismo de ação. O eugenol, o principal componente do óleo essencial de cravo, provoca a lise celular, enquanto que o cinamaldeído, componente majoritário do óleo essencial de canela, não é capaz de induzir a ruptura da membrana celular, mas inibe a atividade da enzima aminoácido descarboxilase que atua no metabolismo celular (SANCHÉZ-GONZÁLEZ, et al.; 2011b).

Embora os óleos essenciais possuam uma excelente atividade antimicrobiana, um dos fatores limitantes na aplicação em frutas e hortaliças é a alteração sensorial, devido à grande quantidade de compostos voláteis que mascaram o aroma e sabor natural do vegetal (SÁNCHE-GONZÁLEZ et al., 2011a).

Outra consideração a ser feita, de acordo como a Tabela 14, é que a contagem das bactérias mesofílicas na amostra que não recebeu cobertura, não aumentou ao longo do

tempo, indicando que pode ter sido inibida devido ao aumento da concentração de CO₂ no interior da embalagem (Tabela 18) produzido pelo processo respiratório.

O armazenamento de frutas e hortaliças em baixa temperatura (4 a 6 °C) favorece o crescimento de bactérias psicrotróficas. Por este motivo, Dijoua et al. (2010) recomendam analisar o crescimento de bolores, leveduras e bactérias psicrotróficas e não de enterobactérias. O crescimento de psicrotróficos foi constatado apenas nas amostras que não receberam cobertura.

Bolores e leveduras podem produzir metabólitos secundários tóxicos, dessa forma, a contagem recomendada para alimentos à base de frutas não tratadas termicamente é até 10⁶ CFU.g⁻¹ (BIERHALS; CHIUMARELLI; HUBINGER, 2011). Neste sentido, o tempo de armazenamento das amostras sem cobertura é inferior a 7 dias, devido à contagem de leveduras estar acima do recomendado, enquanto para as amostras que receberam cobertura de quitosana, não deve ultrapassar a 14 dias.

Segundo Chiabrando e Giacalone (2017), quando a concentração de quitosana era de 2,0%, o crescimento de bolores e leveduras (< 1 log CFU.g⁻¹) foi minimizado em mirtilo. Uvas de mesa cobertas com quitosana, adicionada de óleo essencial de bergamota, tiveram contagem de bolores e leveduras reduzida, enquanto a cobertura de HPMC (hidroxipropilmetila) com óleo essencial de bergamota inibiu o crescimento durante os 22 dias de armazenamento (SÁNCHEZ-GONZÁLEZ et al., 2011a).

O efeito inibitório no crescimento de micro-organismos pela quitosana ocorre pela interação entre a carga positiva deste composto e membrana celular que possui carga negativa (XING et al., 2016). Portanto, ela tem sido usada como material de cobertura preservativa por ser um inibidor de crescimento de inúmeros fungos, exceto aqueles dos quais se extrai a quitina (DEVLIEGHERE; VERMEULEN; DEBEVERE, 2004). A quitosana também tem sido usada para inibir a germinação de esporos, o alongamento do tubo germinativo e o crescimento micelial de fungos patogênicos (ZHANG; LI; LIU, 2011).

Olivas e Barbosa-Cánovas (2005) defendem que a atmosfera modificada criada pela cobertura altera a taxa de contaminação por micro-organismos (ALIKHANI, 2014). Isso pode ser observado na Tabela 16, pela ausência de contagem dos micro-organismos mesófilos e psicrotróficos aeróbios em amostras embaladas a vácuo. Segundo Jitareerat et al. (2007), baixos níveis de O₂ inibem a difusão dos fungos, resultado que pode ser observado na Tabela 17.

Tabela 16 – Contagem de bactérias mesófilas aeróbias e bactérias psicrotróficas aeróbias (log UFC.g⁻¹) em mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura a base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas a vácuo, em função do tempo de armazenamento.

TRATAMENTO	TEMPO DE ARMAZENAMENTO (dia)							
	BACTÉRIAS MESÓFILAS AERÓBIAS				BACTÉRIAS PSICROTRÓFICAS AERÓBIAS			
	0*	7	14	21	0*	7	14	21
C	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.
Q	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.
Q + OECr	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.
Q + OECa	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.

*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura; est.: Estimado.

Fonte: Elaborado pelo autor.

Tabela 17 – Contagem de bolores e leveduras (log UFC.g⁻¹) em mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura a base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas a vácuo, em função do tempo de armazenamento.

TRATAMENTO	TEMPO DE ARMAZENAMENTO (dia)							
	BOLORES				LEVEDURAS			
	0*	7	14	21	0*	7	14	21
C	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.
Q	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.
Q + OECr	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.
Q + OECa	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.	< 1 est.

*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura; est.: Estimado.

Fonte: Elaborado pelo autor.

Diante dos resultados apresentados, pode-se observar que o tempo de armazenamento de mangas que não receberam cobertura é inferior a 7 dias, enquanto o recobrimento com quitosana inibiu o crescimento microbiano por pelo menos 7 dias. O melhor efeito inibitório sobre o crescimento foi observado com a adição de óleos essenciais, possibilitando a condição de alimento seguro durante 21 dias de armazenamento. Na ausência de oxigênio, o crescimento dos micro-organismos também foi inibido.

5.3 Teor de Gases e Taxa de Respiração

5.3.1 Teor de Gases (O₂ e CO₂)

As diferentes concentrações dos gases nas embalagens devem-se ao metabolismo ativo dos vegetais minimamente processados. A respiração exerce importante influência sobre a alteração no teor de gases, pois é um processo que continua nos tecidos vivos e consiste na decomposição oxidativa de açúcares e ácidos orgânicos em gás carbônico, água e energia, ou seja, há consumo do O₂ e produção do CO₂ (FONSECA et al., 2002; GARCÍA-TORRES et al., 2009; CALEB et al., 2013). Além disso, o processo fermentativo devido à presença de micro-organismos contaminantes pode alterar a atmosfera do interior da embalagem pela produção de CO₂ (GARCIA et al., 2012).

Essas modificações podem ser observadas na Tabela 18, na qual são apresentados os teores de O₂ e CO₂ contidos nas embalagens.

Tabela 18 – Média e desvio padrão da concentração molar de O₂ e CO₂ (%) no ar e no interior das embalagens plásticas de PEBD contendo manga minimamente processada sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) e embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.

TRATAMENTO	TEMPO DE ARMAZENAMENTO (dias)					
	% O ₂			% CO ₂		
	7	14	21	7	14	21
Ar Atmosférico	20,8 ± 0,00	20,7 ± 0,06	20,7 ± 0,00	0,0 ± 0,00	0,0 ± 0,00	0,0 ± 0,00
C	12,2 ± 0,72	11,5 ± 1,15	11,0 ± 1,63	6,3 ± 0,83	5,5 ± 0,55	5,6 ± 0,28
Q 0,5%	18,9 ± 0,81	20,5 ± 0,15	20,6 ± 0,00	0,8 ± 0,47	0,0 ± 0,00	0,0 ± 0,00
Q 1,0%	19,7 ± 0,06	20,6 ± 0,06	20,6 ± 0,00	0,3 ± 0,10	0,0 ± 0,00	0,0 ± 0,00
Q 2,0%	19,9 ± 0,15	20,7 ± 0,00	20,4 ± 0,00	0,1 ± 0,00	0,0 ± 0,00	0,0 ± 0,00
Ar Atmosférico	20,8 ± 0,06	20,7 ± 0,00	20,6 ± 0,00	0,0 ± 0,00	0,0 ± 0,00	0,0 ± 0,00
C	12,6 ± 0,35	12,0 ± 0,60	12,5 ± 0,07	6,5 ± 0,25	5,9 ± 0,23	5,5 ± 0,07
Q 0,5% + OECr	20,2 ± 0,06	20,4 ± 0,12	20,3 ± 0,06	0,1 ± 0,06	0,0 ± 0,00	0,0 ± 0,00
Q 1,0% + OECr	19,9 ± 0,38	20,4 ± 0,06	20,4 ± 0,10	0,2 ± 0,32	0,0 ± 0,00	0,0 ± 0,00
Q 2,0% + OECr	20,3 ± 0,06	20,3 ± 0,06	20,5 ± 0,06	0,0 ± 0,06	0,0 ± 0,00	0,0 ± 0,00
Ar Atmosférico	20,7 ± 0,00	20,8 ± 0,06	20,8 ± 0,00	0,0 ± 0,00	0,0 ± 0,00	0,0 ± 0,00
C	12,6 ± 0,99	11,2 ± 2,83	5,5 ± 1,28	8,3 ± 1,60	7,6 ± 2,16	11,2 ± 1,79
Q 0,5% + OECa	20,4 ± 0,06	20,4 ± 0,06	20,3 ± 0,06	0,1 ± 0,06	0,0 ± 0,06	0,0 ± 0,00
Q 1,0% + OECa	20,5 ± 0,06	20,5 ± 0,00	20,5 ± 0,06	0,0 ± 0,00	0,0 ± 0,00	0,0 ± 0,00
Q 2,0% + OECa	20,4 ± 0,10	20,3 ± 0,06	20,4 ± 0,06	0,0 ± 0,00	0,0 ± 0,06	0,0 ± 0,00

Fonte: Elaborado pelo autor.

Nessa mesma tabela, observa-se que as modificações gasosas mais acentuadas aconteceram nas embalagens contendo as amostras sem cobertura (C), onde foi constatada redução no teor de O₂ com conseqüente aumento de CO₂ formando uma atmosfera modificada passiva dentro da embalagem, enquanto a composição gasosa das embalagens que continham amostras com cobertura não tiveram grandes variações, indicando que a cobertura ao redor da manga inibiu o processo respiratório.

Segundo Gontard et al. (1996), isso pode ser explicado pelos baixos valores de permeabilidade ao oxigênio dos filmes de quitosana. No entanto, a permeabilidade do oxigênio é dependente da umidade relativa (UR), como verificado por esses autores, que encontraram o valor de 0,57 amol·m⁻¹ s⁻¹ Pa⁻¹ (2,05·10⁻¹² mol·m⁻¹·h⁻¹·kPa⁻¹) a 25°C, na UR 0% a 25 °C, enquanto, na UR de 96%, o valor foi 472 amol·m⁻¹ s⁻¹ Pa⁻¹ (1,7·10⁻⁹ mol·m⁻¹·h⁻¹·kPa⁻¹). Dessa forma, como a cobertura à base de quitosana apresenta alta atividade de água por estar em contato direto com a manga, que é uma matriz com elevado conteúdo de água, sua eficiência como barreira é diminuída, permitindo certa atividade respiratória da manga, porém, bem inferior àquela observada nas mangas sem cobertura.

Adicionalmente, a permeabilidade da embalagem na qual as amostras foram acondicionadas permite alguma transferência dos gases entre seu interior e a atmosfera do ambiente durante o armazenamento (JACOMINO et al., 2001). Com isso, a atmosfera de seu interior tende a se equilibrar com o ambiente externo, motivo pelo qual o conteúdo de oxigênio mostrou ligeira tendência a aumentar e o gás carbônico, a diminuir ao longo do tempo.

5.3.2 Taxa de Respiração

A respiração de tecidos vegetais continua após a colheita e implica em alterações fisiológicas (química e bioquímica) e físicas nas frutas. O uso de coberturas comestíveis pode reduzir a taxa de respiração, e como conseqüência, reduz a atividade metabólica, retarda a deterioração do produto e aumenta a vida de prateleira (QI et al., 2010; ROJAS-GRAÛ et al., 2009, CHIUMARELLI et al., 2011).

Mangas, cujo teor de sólidos solúveis totais era de aproximadamente 16 °Brix, foram minimamente processadas e apresentam, logo após o corte, maiores taxas de respiração: 1,09 × 10⁻³ mol·kg⁻¹·h⁻¹ de O₂ consumido e 2,76 × 10⁻³ mol·kg⁻¹·h⁻¹ de CO₂ produzido. Em seguida, vieram as amostras frescas que não receberam cobertura, mas que foram preparadas em paralelo às revestidas, passando, portanto, pela secagem prévia durante 12 h (0,73 × 10⁻³ mol

$\text{O}_2 \cdot \text{kg}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$ e $1,80 \times 10^{-3} \text{ mol CO}_2 \cdot \text{kg}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$). As amostras com a aplicação de coberturas apresentaram taxas respiratórias mais baixas, que tenderam a diminuir conforme a concentração de quitosana aumentou, conforme apresentado na Tabela 19.

Tabela 19 – Média e desvio padrão da taxa de respiração expresso em O_2 consumido e CO_2 produzido ($\text{mol} \cdot \text{kg}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$) por mangas minimamente processadas, bem como o quociente de respiração (QR).

TRATAMENTO	TAXA DE RESPIRAÇÃO $\times 10^3$ ($\text{mol} \cdot \text{kg}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$)		QR
	O_2	CO_2	
C	1,09 \pm 0,02	2,76 \pm 0,02	2,54
C 12 h	0,73 \pm 0,02	1,80 \pm 0,14	2,48
Q 0,5%	0,42 \pm 0,01	1,02 \pm 0,08	2,42
Q 1,0%	0,39 \pm 0,06	0,93 \pm 0,03	2,36
Q 2,0%	0,40 \pm 0,01	0,80 \pm 0,06	2,00
Q 0,5% + OECr	0,30 \pm 0,01	0,89 \pm 0,04	3,00
Q 1,0% + OECr	0,29 \pm 0,00	0,80 \pm 0,00	2,78
Q 2,0% + OECr	0,22 \pm 0,06	0,68 \pm 0,10	3,13
Q 0,5% + OECa	0,20 \pm 0,01	0,86 \pm 0,04	4,33
Q 1,0% + OECa	0,13 \pm 0,06	0,63 \pm 0,10	4,74
Q 2,0% + OECa	0,13 \pm 0,05	0,52 \pm 0,08	3,90

C: sem cobertura armazenada imediatamente após o corte; C 12 h: sem cobertura armazenada após a secagem por 12 horas; Q: com cobertura a base de quitosana em diferentes concentrações (0,5%, 1,0 e 2,0%); Q + OECr: com cobertura a base de quitosana adicionadas de óleo essencial de cravo em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%); Q + OECa: com cobertura a base de quitosana adicionadas de óleo essencial de canela em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%).

Fonte: Elaborado pelo autor.

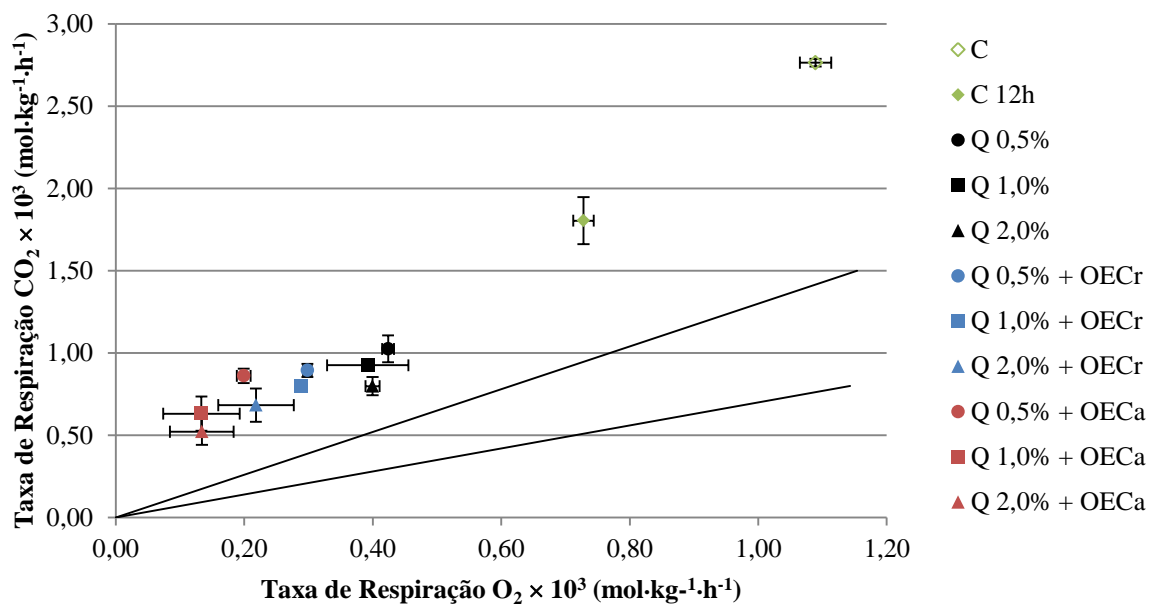
Altas taxas de respiração, como as encontradas nas amostras frescas de manga, são atribuídas ao aumento da taxa metabólica devido ao estresse que o tecido vegetal sofre durante o processamento mínimo, acelerando as reações químicas e bioquímicas, sendo estas mais intensas nas primeiras horas após o processamento. Isso é evidenciado pela alteração gasosa provocada pela amostra do tratamento C, mesmo com o armazenamento refrigerado imediato da mesma. Embora a baixa temperatura diminua a atividade metabólica, é necessário algum tempo para que o produto entre em equilíbrio com a temperatura de armazenamento e se inicie a redução gradual da atividade respiratória (GARCIA et al., 2012), conforme ocorreu com a amostra C 12 h que teve uma pequena redução da taxa de respiração após sua exposição a baixa temperatura durante 12 h.

As amostras que receberam cobertura tiveram taxas mais baixas, pois o recobrimento atuou como barreira ao oxigênio, retardando o processo respiratório.

Diversos autores relatam altas taxas respiratórias durante as primeiras horas após o corte de kiwi, banana e pera (DEL NOBILE et al., 2007), devido à aceleração das reações químicas e bioquímicas responsáveis pelas modificações sensoriais de cor, sabor, aroma, textura e aparência (MAISTRO, 2001).

A Figura 21 representa a taxa de respiração, a qual fornece informações sobre o tipo de respiração que está ocorrendo logo após o corte das mangas ou então no início do armazenamento, o que pode ser visualizado também por meio do quociente de respiração (QR) (Tabela 19).

Figura 21 – Taxas de respiração expressas como CO_2 produzido e O_2 consumido ($\text{mol}\cdot\text{kg}^{-1}\cdot\text{h}^{-1}$) de mangas minimamente processadas sem cobertura e com cobertura. Barras de erro indicam desvio padrão.



Fonte: Elaborado pelo autor.

O QR nas mangas minimamente processadas variou de 2,00 a 4,74 (Tabela 19). Dessa forma, considera-se que houve respiração anaeróbia, pois, de acordo com Makino (2013), quociente entre 0,7 e 1,3 representa respiração aeróbia, enquanto valores acima de 1,3 são indicativos de respiração anaeróbia, que pode ser provocado, por exemplo, pela fermentação a qual libera CO_2 sem o consumo de O_2 e também tem como produto a produção de etanol e odor desagradável. Por outro lado, além da fermentação, outros fatores como o consumo de diferentes substratos durante a respiração aeróbia também podem afetar a proporção entre as quantidades de O_2 e CO_2 . Lipídeos, açúcares e ácidos orgânicos representam uma série

crescente de QR. Quando carboidratos são oxidados na respiração aeróbia, cerca de 1 mol de CO₂ é produzido para cada mol de O₂ consumido, enquanto lipídeos, por terem pouco oxigênio por carbono, geram um QR < 1, e ácidos orgânicos, QR > 1 (BIDWELL, 1979; KADER; SALTVEIT, 2003). Diante disso, supõe-se que a elevada produção de CO₂ deva-se também à oxidação de ácidos orgânicos. Em caso de predominância da respiração anaeróbia, a acidez titulável tenderia a aumentar, pois um dos produtos metabólicos da respiração anaeróbia é a produção de ácido láctico (BIDWELL, 1979).

Ademais ao processo respiratório, outro fator a ser considerado como causa da alta taxa de produção de CO₂, é a resposta ao estresse que os procedimentos de corte poderiam provocar no tecido vegetal, como observados nas amostras sem cobertura, assim como ao estresse atribuído à quitosana, por ser considerada um elicitador que ativaria mecanismos de defesa no tecido celular (EL GHAOUTH et al., 1992), possivelmente pela indução ao estresse provocado pelo ácido láctico (DEVLIEGHERE; VERMEULEN; DEBEVERE, 2004). Porém, diversas amostras com quitosana apresentaram valores de QR menores que os valores das amostras sem cobertura.

5.4 Substâncias Bioativas

Os efeitos dos diferentes tratamentos sobre teor de vitamina C e de compostos fenólicos totais (CFT) foram avaliados em mangas minimamente processadas recobertas ou não com quitosana. A seguir são apresentados e discutidos os resultados experimentais obtidos.

5.4.1 Teor de Vitamina C

A vitamina C é um composto orgânico, sintetizado de carboidratos simples e constituído pela ceto-lactona de seis carbonos com quatro hidroxilas e uma lactona. Os constituintes dessa vitamina podem estar na forma reduzida, como ácido ascórbico ou oxidada, como ácido deidroascórbico (XIAOLIN et al., 2009), sendo que ambos apresentam atividade vitamínica que exerce importante papel na saúde humana (LIU et al., 2014).

O ácido ascórbico é o principal constituinte da vitamina C. Ele tem capacidade de reagir com H₂O₂ e O₂⁻ e efetiva atividade contra escurecimento enzimático. Sua principal fonte são frutas e hortaliças que o acumula durante seu desenvolvimento, entretanto, tende a ser degradada gradativamente durante a maturação e armazenamento (XIAOLIN et al., 2009; AHMAD; PRASAD, 2012; LIU et al., 2014). Em razão a diversos fatores, como luz, metais, aquecimento, pH alcalino e, principalmente, oxigênio, é facilmente oxidado (AHVENAINEN,

1996; ZOLDNERS; KISELEVA; KAIMINSH, 2005; ABBASI et al., 2009; KUROZAWA et al., 2014), sendo essa a razão de ser frequentemente utilizado como medida de qualidade nutricional (MERCALI et al., 2012; KUROZAWA et al., 2014; RUIZ et al., 2016).

Frutas e hortaliças minimamente processadas são muito perecíveis, pois as etapas pelas quais passam provocam danos mecânicos ao tecido, rompendo as células e permitindo que seus constituintes se misturem e interajam, desencadeando inúmeras reações químicas, como a degradação da vitamina C (GARCÍA-TORRES et al., 2009).

A redução do teor de vitamina C pode ser observada principalmente nas amostras que receberam cobertura, conforme apresentado na Tabela 20 e Figura 22.

Tabela 20 – Média e desvio padrão do teor de vitamina C (mg AA.100 g⁻¹ de fruta) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.

TRATAMENTO	TEMPO DE ARMAZENAMENTO (dia)			
	0*	7	14	21
C**	45,24 ± 3,37	42,85 ± 0,71	45,53 ± 0,40	42,51 ± 0,31
Q 0,5%	39,46 ± 1,16	30,80 ± 1,25	22,20 ± 0,68	15,97 ± 0,80
Q 1,0%	36,93 ± 1,18	22,86 ± 0,54	15,69 ± 1,49	14,23 ± 0,65
Q 2,0%	39,03 ± 1,90	21,25 ± 0,42	11,86 ± 0,48	10,67 ± 0,62
Q 0,5% + OECr	32,93 ± 1,50	22,85 ± 0,21	15,74 ± 0,47	11,46 ± 0,30
Q 1,0% + OECr	34,48 ± 0,71	19,54 ± 0,29	12,72 ± 0,39	10,12 ± 0,47
Q 2,0% + OECr	31,65 ± 1,00	14,34 ± 0,31	8,39 ± 0,11	4,58 ± 0,17
Q 0,5% + OECa	40,96 ± 0,93	28,82 ± 0,49	18,60 ± 0,43	11,46 ± 0,45
Q 1,0% + OECa	37,37 ± 1,03	24,76 ± 0,43	15,96 ± 0,70	11,40 ± 0,36
Q 2,0% + OECa	39,24 ± 1,42	18,07 ± 0,36	12,20 ± 0,54	5,97 ± 0,19

*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura; **Todos os tratamentos foram analisados simultaneamente, portanto, existe um único Tratamento C.

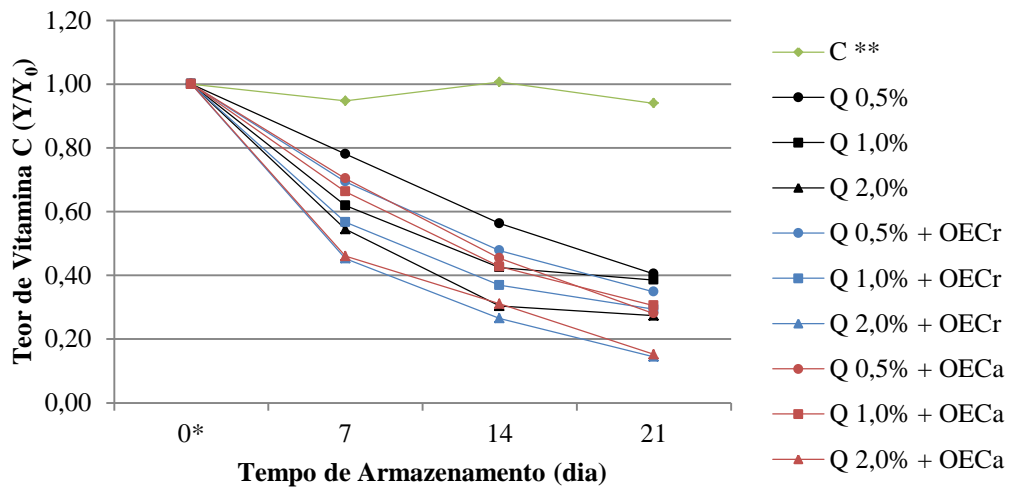
Fonte: Elaborado pelo autor.

Nas 12 primeiras horas de armazenamento o teor de vitamina C era maior, quando comparado com os teores analisados no decorrer dos 21 dias, ou seja, o teor de vitamina C nas mangas minimamente processadas reduziu ao logo do tempo de armazenamento, exceto na amostra que não recebeu cobertura.

Maiores teores de vitamina C foram determinados nas amostras que não receberam a película protetora (C), o que poderia ser explicado pela respiração da fruta, que criou uma atmosfera modificada no interior da embalagem fechada, por meio da diminuição do O₂ e

aumento do CO₂, sendo que a alta concentração deste último contribuiu para a preservação do ácido ascórbico da oxidação (SRINIVASA et al., 2002). Esses resultados podem ser observados na Tabela 18, em que são apresentados os dados dos teores dos gases oxigênio e carbônico.

Figura 22 – Dados normalizados do teor de vitamina C (mg AA·100 g⁻¹ de fruta fresca) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.



*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura; **Todos os tratamentos foram analisados simultaneamente, portanto, existe um único Tratamento C.

Fonte: Elaborado pelo autor.

As amostras que receberam cobertura apresentaram menores teores de vitamina C, diferente de Chien, Sheu e Yang (2007), que avaliaram o teor de ácido ascórbico em mangas cv. Irwin minimamente processadas recobertas com quitosana, dispostas em bandejas que foram envolvidas com filme de PVDC. Os autores, apesar de detectarem degradação do ácido ascórbico, observaram que as amostras recobertas tiveram menores perdas em relação à amostra sem cobertura após 7 dias de armazenamento a 6 °C.

A redução do teor de vitamina C das amostras com cobertura gerou questionamento, quanto à atuação do revestimento de quitosana, uma vez que a presença do O₂ na embalagem contendo amostras recobertas (Tabela 18) sugere que a cobertura atua como uma barreira aos gases, que inibe a respiração aeróbia e a oxidação da vitamina C.

Diante disso, houve indícios da ação de outros fatores que poderiam explicar a redução da vitamina C, que não fosse diretamente relacionada com a presença de oxigênio, ou que, pelo menos, somaria outros efeitos de degradação aos oriundos da presença deste gás.

Possivelmente, a degradação da vitamina C teria ocorrido pela interação do ácido ascórbico com a quitosana, conforme investigações já reportadas por Zoldners, Kiseleva e Kaiminsh (2005), que estudaram a cinética de degradação da vitamina C em presença desse aminopolissacarídeo. Outro indício de que a quitosana é um agente oxidante é que coberturas com maior concentração de quitosana apresentaram perdas gradativamente maiores.

Por essa razão, foram realizados ensaios com amostras embaladas a vácuo, de maneira que se pudesse separar a influência do oxigênio de uma eventual influência da quitosana. De acordo com a Tabela 21 e Figura 23, mesmo com a utilização da embalagem a vácuo, as amostras com cobertura apresentaram uma leve diminuição no teor de vitamina C após 7 dias de armazenamento, sendo acentuado após 21 dias.

Tabela 21 – Média e desvio padrão do teor de vitamina C (mg AA.100 g⁻¹ de fruta) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas a vácuo, em função do tempo de armazenamento.

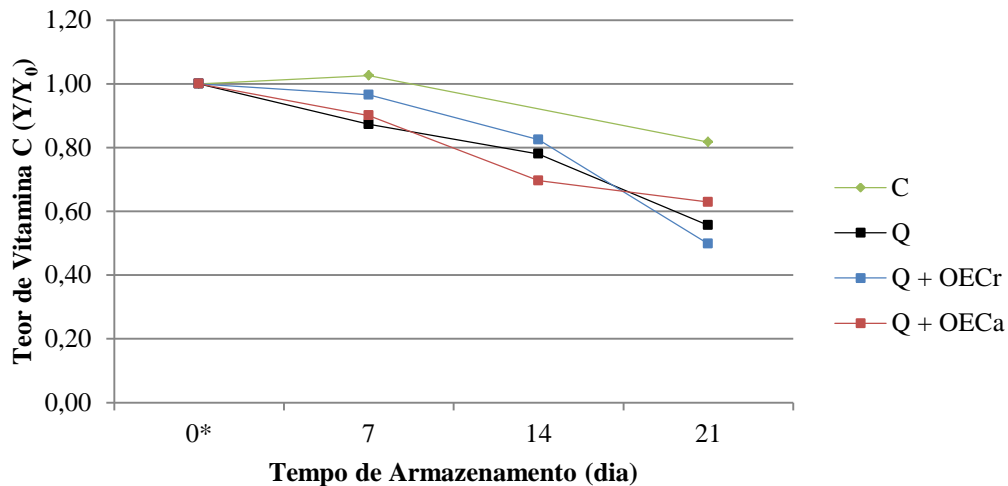
TRATAMENTO	TEMPO DE ARMAZENAMENTO (dia)			
	0*	7	14	21
C	46,88 ± 0,38	48,11 ± 0,39	nd	38,31 ± 0,35
Q	40,32 ± 0,50	35,19 ± 0,50	31,46 ± 0,41	22,42 ± 0,48
Q + OECr	36,88 ± 0,45	35,60 ± 0,29	30,41 ± 0,50	18,36 ± 0,54
Q + OECa	37,87 ± 1,55	34,10 ± 0,44	26,36 ± 0,50	23,82 ± 1,27

*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura; nd: não determinado.

Fonte: Elaborado pelo autor.

As amostras sem cobertura tiveram uma retenção de mais de 80% de vitamina C ao final do período de armazenamento, enquanto que as amostras com cobertura de quitosana apresentaram retenção entre 40 e 50%, indicando que, além da influência do metabolismo e do oxigênio, existe um provável efeito do biopolímero sobre a vitamina C, acelerado pela presença do oxigênio.

Figura 23 – Dados normalizados do teor de vitamina C (mg AA·100 g⁻¹ de fruta) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas a vácuo, em função do tempo de armazenamento.



*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura.

Fonte: Elaborado pelo autor.

A atuação da quitosana sobre a degradação da vitamina C pode estar relacionada à interação de ambos os compostos, por meio da ligação iônica entre a hidroxila da vitamina C e o grupamento amina da quitosana que foi protonado em meio ácido, devido ao ácido acético utilizado para sua dissolução. Entretanto, de acordo com Xiaolin et al. (2009), tanto a quitosana quanto esse complexo atuam como um cofator da reação de hidroxilação, sendo que ambos teriam habilidade na remoção de espécies reativas de oxigênio (ERO). Por outro lado, autores como Hodges et al. (1996), Simões et al. (2009) e Xing et al. (2011), afirmaram que esse biopolímero derivado da quitina pode causar diversas alterações no tecido vegetal, ao ativar processos de defesa, inibir ou ativar enzimas, dentre outros. Portanto, a quitosana atuaria como um elicitador abiótico, desencadeando alterações celulares que gerariam ERO, cujo mecanismo de defesa ocorreria via compostos antioxidantes como a vitamina C.

Os óleos essenciais possuem compostos antioxidantes (PATRIGNANI et al., 2015), que poderiam contribuir na conservação da vitamina C (MILLER; RICE-EVANS, 1997). Entretanto, no presente trabalho, a presença dos óleos essenciais de cravo e de canela incluídos nas coberturas à base de quitosana não exerceu função protetora sobre a vitamina C nas mangas. De acordo com Alikhani (2014), óleo essencial de alecrim em coberturas

comestíveis e microcápsulas formuladas à base de mucilagem extraída de cactos, inibiu a degradação do ácido ascórbico em manga da variedade Chaunsa minimamente processada.

Quando mangas inteiras foram revestidas com quitosana, essa cobertura foi eficiente na restrição da difusão de oxigênio, pois retardou o amadurecimento e a senescência, com retenção de vitamina C ligeiramente superior nas mangas com cobertura, em comparação com o controle (ABBASI et al., 2009). Nessa mesma linha, Zhu et al. (2008) observaram que as mangas com casca cobertas com 1,0 e 2,0% de quitosana apresentaram. Respectivamente, teores de vitamina C superiores ao controle em 47,7 e 82,3%, após 16 dias de armazenamento, concluindo que a concentração de quitosana influenciou de forma positiva na retenção de vitamina C em mangas inteiras. Num outro trabalho, onde pimentas inteiras foram revestidas por quitosana, as diferenças de conteúdo de vitamina C entre amostras tratadas e controle também foram notáveis (XING et al., 2011). Esses autores também verificaram que o conteúdo de vitamina C em pimenta doce foram 45,2; 76,06 e 21,7 mg·100 g⁻¹ nas amostras que receberam cobertura de quitosana (1,0%), cobertura de quitosana (1,0%) adicionada de óleo essencial de canela (0,25%) e sem cobertura, respectivamente. Entretanto, é possível que a casca das frutas e hortaliças seja consideravelmente impermeável para a quitosana, evitando que a mesma difunda para o interior da fruta ou hortaliça.

No presente trabalho, o aumento da concentração de quitosana na formulação de coberturas aplicadas diretamente sobre a fruta em pedaços afetou negativamente o teor de vitamina C em manga minimamente processada, que diminuiu durante os 21 dias de armazenamento, mesmo na ausência de oxigênio.

5.4.2 Teor de Compostos Fenólicos Totais

Os compostos fenólicos são metabólitos secundários sintetizados para cicatrização de ferimento ou defesa contra contaminação de micro-organismos e ataque de insetos (BRECHT, 1995).

Na Tabela 22, observa-se que todas as amostras de mangas minimamente processadas tiveram ligeiro aumento no teor de compostos fenólicos totais (CFT) ao longo do tempo de armazenamento, sendo que uma quantidade visivelmente acima da encontrada nas amostras sem cobertura (C) foi detectada nas mangas que receberam cobertura adicionada de óleo essencial de cravo. Os óleos essenciais são ricos em compostos fenólicos (PATRIGNANI et al., 2015), sendo o eugenol e o cinamaldeído os maiores constituintes fenólicos do cravo e da canela, respectivamente (LOPÉZ-MATA et al., 2015).

Tabela 22 – Média e desvio padrão do teor de compostos fenólicos totais (mg eqAG.100 g⁻¹ de fruta) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.

TRATAMENTO	TEMPO DE ARMAZENAMENTO (dia)			
	0*	7	14	21
C**	32,09±2,11	34,81±3,32	32,54±6,96	38,58±5,14
Q 0,5%	26,18±2,86	30,16±2,45	38,16±2,63	40,79±3,30
Q 1,0%	29,13±4,36	33,76±2,28	37,05±3,02	42,53±3,50
Q 2,0%	27,03±1,97	28,04±2,21	37,05±3,61	39,53±3,95
Q 0,5% + OECr	44,28±4,19	45,69±2,66	49,18±4,98	54,94±4,18
Q 1,0% + OECr	45,44±3,15	47,85±0,25	50,40±3,77	50,03±1,69
Q 2,0% + OECr	49,06±3,79	53,22±2,84	51,61±3,47	52,11±0,02
Q 0,5% + OECa	35,34±2,47	36,20±3,07	43,09±4,58	45,42±2,70
Q 1,0% + OECa	33,22±1,37	37,82±2,16	46,81±4,04	44,65±2,72
Q 2,0% + OECa	37,62±3,97	37,82±3,80	44,37±3,53	46,52±1,46

*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura; ** Todos os tratamentos foram analisados simultaneamente, portanto, existe um único Tratamento C.

Fonte: Elaborado pelo autor.

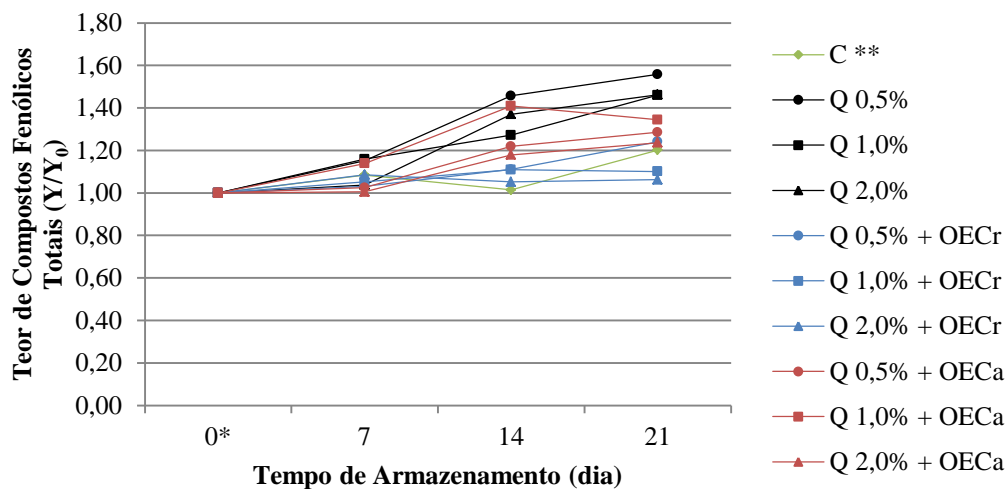
Embora o teor inicial de CFT tenha sido maior nas amostras recobertas com quitosana adicionada de óleo essencial de cravo, como se constata na Tabela 22, a variação desses compostos com o tempo de armazenamento, na forma normalizada (Figura 24), foi a menor em relação às coberturas somente com quitosana e com quitosana adicionada de óleo essencial de canela, sendo que a maior correspondeu à cobertura composta apenas com quitosana. No entanto, os teores de CFT das amostras que continham óleos essenciais sempre se mantiveram superiores aos das amostras sem cobertura (C) e das amostras com cobertura somente de quitosana.

Surjadinata e Cisneros-Zevallos (2012) também observaram aumento no teor de CFT em cenouras cortadas em diferentes formas. Li et al. (2017) verificaram aumento no nível de ERO (H₂O₂) e na atividade da fenilalanina amônia-liase (PAL), assim como acúmulo de CFT logo após o corte da pitaya, cujos maiores valores eram das amostras cortadas por mais vezes, o que confirma a correlação dessas três respostas.

As ERO são subprodutos gerados no metabolismo aeróbio, cuja produção é baixa em condições normais, ou seja, sem injúria no tecido. No entanto, quando se perde a integridade, podendo ser por meio da realização de cortes para redução do tamanho, inevitavelmente se provoca estresse no tecido, que ainda se encontra vivo, desordenando a homeostase celular,

aumentando a taxa de respiração, conseqüentemente, há aumento na formação de ERO (MITTLER, 2002; LI et al., 2017).

Figura 24 – Dados normalizados do teor de compostos fenólicos totais (mg eqAG·100 g⁻¹ de fruta) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.



*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura; **Todos os tratamentos foram analisados simultaneamente, portanto, existe um único Tratamento C.

Fonte: Elaborado pelo autor.

A fim de amenizar o estresse provocado pelo corte, de uma forma geral, o tecido vegetal responde com o metabolismo de fenólicos de duas formas, uma delas é a reação do sistema enzimático oxidativo com os compostos fenólicos quando a membrana plasmática se rompe, provocando oxidação dos compostos fenólicos e escurecimento do tecido que afeta a qualidade do produto e a outra é que o tecido é induzido a produzir metabólitos secundários, como os antioxidantes fenólicos, para defesa e cicatrização do ferimento (LI et al., 2017). Para tanto, PAL catalisa a desaminação da L-fenilalanina e o produto trans-cimanato é convertido em fenilpropanoides como ácido clorogênico, monômeros de lignina e flavonoides (ASSIS et al., 2001; SURJADINATA; CISNEROS-ZEVALLOS, 2012; ROBLEZ-SÁNCHEZ, 2013; LI et al., 2017). Portanto, o estresse fisiológico provocado pelo corte pode aumentar o teor de compostos fenólicos e aumentar a atividade antioxidante de frutas e hortaliças minimamente processadas dependendo do balanço entre a oxidação e síntese de fenólicos que pode ser influenciado pelo tipo de tecido vegetal (REYES et al., 2007).

Nesse balanço, a síntese dos compostos fenólicos foi maior que a oxidação dos mesmos, apesar do parâmetro L^* (claridade) diminuir ao longo do armazenamento, principalmente nas amostras que não receberam cobertura (Tabela 24). Esse aumento é considerado benéfico por aumentar a capacidade antioxidante de frutas e hortaliças minimamente processadas (CISNEROS-ZEVALLOS, 2003; REYES et al., 2007; ABDOLLAHI, 2012).

Liu et al. (2007) verificaram que a quitosana induziu a atividade das polifenoloxidasas e peroxidases, todavia teve um aumento do conteúdo de compostos fenólicos em tomates estocados a 25 e 2 °C, sugerindo que a ação das enzimas fenilalanina amônia-liase atuou sobre o metabolismo dos compostos fenólicos.

Outro trabalho mostra que em mangas da cultivar Kent minimamente processadas, sem e com cobertura de alginato, o teor de compostos fenólicos não se alterou ao longo do tempo de armazenamento, mantendo-se em torno de 50 mg.100 g⁻¹ de massa fresca (ROBLEZ-SÁNCHEZ, et al., 2013), teor mais elevado do que o encontrado neste trabalho. Além de a variedade ser diferente, o teor mais elevado pode ter ocorrido devido à superestimação, uma vez que o método de quantificação empregado sofre interferência de uma série de compostos como L-ácido ascórbico, açúcares redutores e proteínas solúveis (ASAMI et al., 2003; PRIOR; WU; SCHAICH, 2005, ROBLEZ-SÁNCHEZ, et al., 2013; NAGAI et al., 2015).

Além disso, o aumento no teor de compostos fenólicos das amostras recobertas pode estar relacionado à metodologia analítica empregada, devido à capacidade da quitosana de ser oxidada pelo reagente Folin-Ciocalteu, sendo, portanto, detectada espectrofotometricamente (ABDOLLAHI; REZAEI; FARZI, 2012; MORADI et al., 2012; RUIZ-NAVAJA et al., 2013, HAFSA et al., 2016). Entretanto, as amostras revestidas somente com quitosana apresentaram menores teores de CFT quando comparadas com as amostras sem cobertura no início do armazenamento, mostrando que a quitosana não contribuiu visivelmente na quantificação do teor de CFT. Por outro lado, nas amostras que continham óleos essenciais, o teor de CFT sempre foi maior nas amostras cobertas do que naquelas sem cobertura, e isso foi mais evidente com óleo essencial de cravo, sugerindo que o efeito dos óleos sobre o teor de CFT foi maior que o da quitosana.

De acordo com a Tabela 23 e Figura 25, as amostras embaladas a vácuo tiveram um aumento não tão expressivo no teor de CFT, apesar de não haver oxigênio para respiração aeróbia e haver evidências de que esses compostos se degradam em anaerobiose de acordo com Schink, Philipp e Müller (2000).

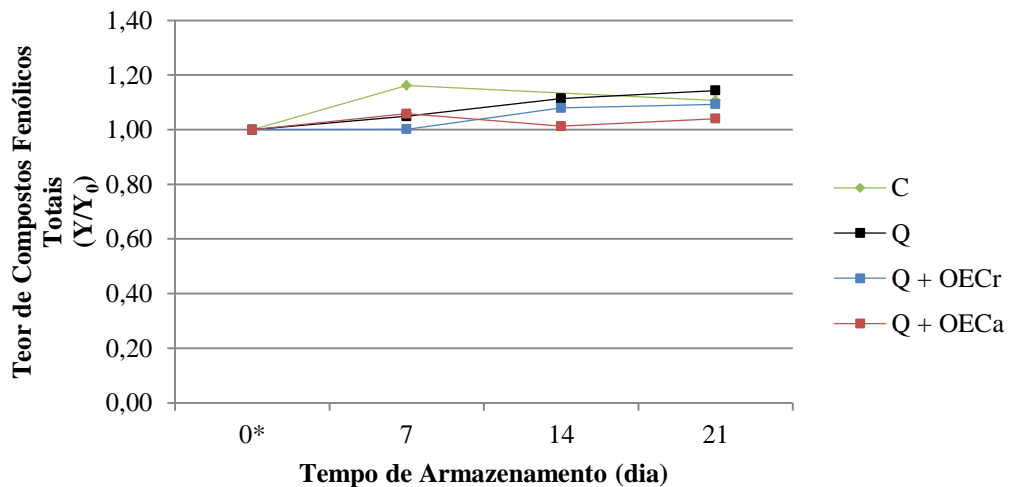
Tabela 23 – Média e desvio padrão do teor de compostos fenólicos totais (mg eqAG.100 g⁻¹ de fruta) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas a vácuo em função do tempo de armazenamento.

TRATAMENTO	TEMPO DE ARMAZENAMENTO (dia)			
	0*	7	14	21
C	45,33 ± 1,72	52,67 ± 1,87	nd	50,18 ± 0,35
Q	40,47 ± 2,56	42,45 ± 3,39	45,07 ± 3,41	46,25 ± 1,65
Q + OECr	57,76 ± 4,22	57,86 ± 2,26	62,35 ± 1,90	63,15 ± 2,02
Q + OECa	49,70 ± 3,17	52,61 ± 2,39	50,32 ± 2,58	51,71 ± 2,22

*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura; nd: Não determinado.

Fonte: Elaborado pelo autor.

Figura 25 – Dados normalizados do teor de compostos fenólicos totais (mg eqAG.100 g⁻¹ de fruta) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas a vácuo, em função do tempo de armazenamento.



*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura.

Fonte: Elaborado pelo autor.

Portanto, em relação às substâncias bioativas, pode ser concluído que a quitosana influenciou negativamente o conteúdo da vitamina C, pois mesmo na ausência do oxigênio, a degradação da vitamina foi observada. O teor de compostos fenólicos, por sua vez, aumentou no produto com a adição dos óleos essenciais nas coberturas, mas também ao longo do armazenamento, o que foi atribuído à formação natural desses compostos como consequência do estresse fisiológico provocado pelos cortes das frutas.

5.5 Cor

A cor dos alimentos é um dos principais atributos de aceitação de produtos, pois se altera com o tempo de armazenamento (CHIEN; SHEU; YANG, 2007; ALIKHANI, 2014), seja pela formação de compostos de coloração escura ou diminuição da intensidade da cor.

A claridade (L^*) das amostras que não receberam cobertura foi a menor após as 12 horas de secagem e também diminuiu com o tempo de armazenamento, como mostrado na Tabela 24 e Figura 26. Sendo assim, as coberturas promoveram maior proteção das mangas minimamente processadas, independentemente da composição, possivelmente por exercerem o papel de barreira ao oxigênio, o que minimizaria reações de escurecimento enzimático.

Tabela 24 – Média e desvio padrão da claridade (L^*) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.

TRATAMENTO	TEMPO DE ARMAZENAMENTO (dia)			
	0*	7	14	21
C	60,91 ± 0,84	59,34 ± 1,76	55,88 ± 0,65	55,73 ± 3,95
Q 0,5%	66,98 ± 2,03	66,98 ± 1,26	63,13 ± 2,24	63,15 ± 2,12
Q 1,0%	66,94 ± 1,61	62,49 ± 1,52	65,93 ± 5,27	61,98 ± 4,70
Q 2,0%	61,64 ± 1,95	65,54 ± 1,57	62,38 ± 0,79	60,99 ± 0,47
C	59,56 ± 0,32	53,80 ± 2,94	51,39 ± 1,65	49,78 ± 4,07
Q 0,5% + OECr	61,91 ± 2,21	61,79 ± 0,46	59,33 ± 0,93	56,29 ± 2,91
Q 1,0% + OECr	64,44 ± 0,67	61,39 ± 1,65	61,93 ± 1,69	58,88 ± 3,73
Q 2,0% + OECr	61,93 ± 2,68	58,53 ± 0,90	59,41 ± 3,31	60,87 ± 0,40
C	57,84 ± 2,16	50,59 ± 1,56	43,76 ± 0,66	42,42 ± 1,69
Q 0,5% + OECa	60,31 ± 1,35	59,67 ± 1,74	55,87 ± 2,18	56,42 ± 2,97
Q 1,0% + OECa	59,70 ± 0,36	58,82 ± 0,56	57,27 ± 3,44	57,15 ± 0,70
Q 2,0% + OECa	60,48 ± 0,59	60,34 ± 1,52	57,89 ± 0,53	56,10 ± 1,09

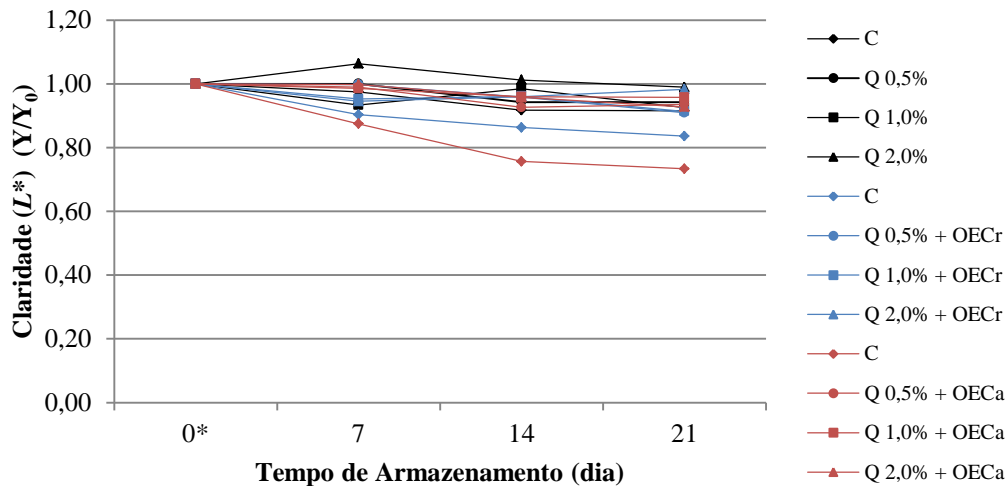
*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura.

Fonte: Elaborado pelo autor.

O escurecimento durante o armazenamento é um dos maiores problemas de mangas minimamente processadas, uma vez que alterações na aparência desses produtos limitam sua aceitação, reduzindo sua vida de prateleira.

Esse efeito também foi reportado por Alikhani (2014), que verificou a redução significativa da claridade de mangas minimamente processadas após 9 dias de armazenamento, quando cobertura formulada à base de mucilagem de cacto e óleo essencial de alecrim foi aplicada.

Figura 26 – Dados normalizados da claridade (L^*) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECA) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.



*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura.

Fonte: Elaborado pelo autor.

O escurecimento pode ser provocado pelo aumento da taxa de respiração, pela acessibilidade do oxigênio e pela presença de enzimas oxidativas (ALIKHANI, 2014). Uma das principais enzimas oxidativas é a polifenoloxidase, que reage com os compostos fenólicos na presença do oxigênio e induz a formação do indesejável pigmento de coloração escura e redução no teor do seu substrato (TUCKER, 1993). Nesse sentido o ácido ascórbico tem se mostrado efetivo na inibição para formação dessas substâncias (BOLIN; HUXSOLL, 1989), o que justificaria alterações relativamente brandas e lentas em frutas com elevado conteúdo dessa substância, como é o caso da manga. Apesar do teor de vitamina C ser menor nas amostras com cobertura, em comparação com o controle (Tabela 20 e Figura 22), devido aos efeitos da quitosana sobre o ácido ascórbico, a cobertura atuou como barreira ao oxigênio contido na embalagem, inibindo a ação das enzimas oxidativas.

Os parâmetros de cor L^* e h° (ângulo Hue), em mangas recobertas com alginato e amostras controle, apresentaram uma gradual redução durante a estocagem (ROBLES-SÁNCHEZ et al., 2013). Esses autores também reportaram que a cobertura de alginato, quando adicionada de ácido ascórbico, apresentou maiores valores de L^* e h° , indicando que ácido ascórbico tem efeito protetor contra oxidação.

Outra enzima de importância é peroxidase que, além de formar compostos de coloração escura, provoca o esmaecimento da cor, a formação de sabor desagradável e a alteração nutricional (ALIKHANI, 2014). O autor quantificou as peroxidases em mangas minimamente processadas e verificou que houve aumento dessas enzimas nos primeiros 6 dias de armazenamento do controle, indicando a necessidade da inativação desta enzima para minimizar a possibilidade de deterioração, o que foi alcançado quando as amostras foram tratadas com mucilagem de cacto e óleo essencial de alecrim, que, efetivamente, reduziram a atividade dessas enzimas.

De acordo com a Tabela 25 e Figura 27 há predominância do vermelho nas mangas devido ao valor positivo do parâmetro de cor a^* que compreende a faixa de verde (valores negativos) a vermelho (valores positivos).

Tabela 25 – Média e desvio padrão do parâmetro de cor a^* de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.

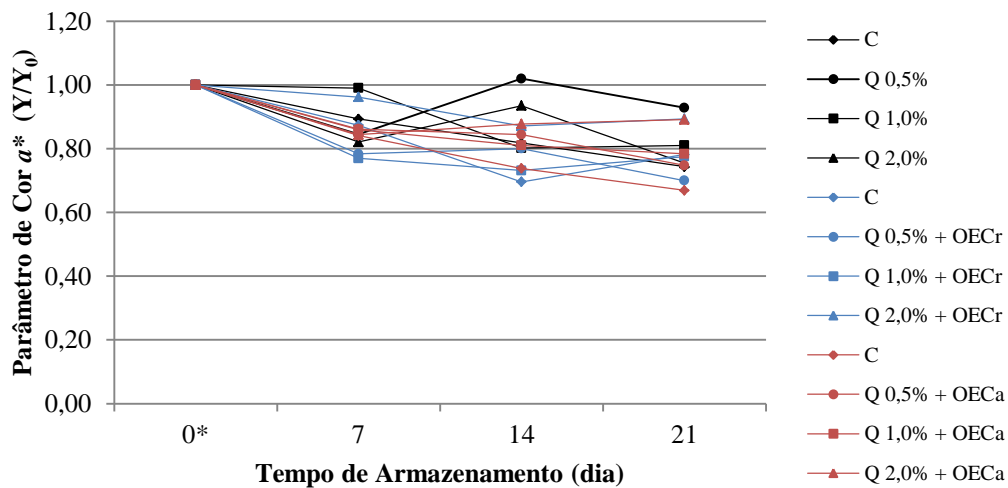
TRATAMENTO	TEMPO DE ARMAZENAMENTO (dia)			
	0*	7	14	21
C	12,96 ± 0,32	11,58 ± 0,61	10,60 ± 0,16	9,63 ± 1,25
Q 0,5%	11,37 ± 1,74	9,61 ± 0,22	11,59 ± 1,16	10,56 ± 0,30
Q 1,0%	12,42 ± 1,29	12,30 ± 0,44	9,96 ± 1,20	10,06 ± 0,26
Q 2,0%	12,45 ± 1,79	10,22 ± 1,13	11,63 ± 2,00	9,39 ± 0,95
C	15,42 ± 0,15	13,47 ± 1,04	10,73 ± 0,56	12,05 ± 1,94
Q 0,5% + OECr	16,26 ± 0,89	12,74 ± 1,79	13,01 ± 0,20	11,38 ± 1,03
Q 1,0% + OECr	14,28 ± 1,07	10,99 ± 2,15	10,44 ± 1,31	11,06 ± 2,03
Q 2,0% + OECr	11,83 ± 1,27	11,38 ± 0,89	10,30 ± 1,35	10,57 ± 0,86
C	16,21 ± 1,44	13,63 ± 0,42	11,96 ± 0,90	10,84 ± 0,31
Q 0,5% + OECa	16,43 ± 0,10	14,16 ± 1,80	13,87 ± 0,57	12,28 ± 0,98
Q 1,0% + OECa	16,94 ± 0,55	14,54 ± 0,52	13,72 ± 0,21	13,27 ± 1,27
Q 2,0% + OECa	16,74 ± 0,42	14,13 ± 0,77	14,69 ± 0,61	14,92 ± 0,26

*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura.

Fonte: Elaborado pelo autor.

No decorrer do tempo de armazenamento, a cor vermelha apresentou leve esmaecimento, o que ocorreu em todas as amostras, sendo elas tratadas ou não. Dessa forma, a concentração de quitosana e a presença de óleo essencial não apresentaram efeitos evidentes na coloração vermelha inicial das mangas.

Figura 27 – Dados normalizados do parâmetro de cor a^* de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.



*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura.

Fonte: Elaborado pelo autor.

Resultados semelhantes foram apresentados por Chien, Sheu e Yang (2007), cujo valor do parâmetro a^* associado aos tratamentos com coberturas de quitosana, que variaram na concentração de 0,5 a 2,0%, foi mais baixo que nas amostras controle, porém sem alteração significativa.

Diante da percepção do olho humano, o parâmetro de cor b^* varia de azul (valores negativos) a amarelo (valores positivos). Dessa forma, a Tabela 26 e Figura 28 mostram que as amostras têm predominância da tonalidade amarela devido aos valores positivos de b^* .

As amostras de mangas minimamente processadas também perderam a coloração amarela com o tempo de armazenamento, mostrando que as coberturas não foram capazes de manter a coloração inicial. Entretanto, a tendência de diminuição do parâmetro b^* com o tempo foi mais acentuada nas amostras que não receberam cobertura. A descoloração ocorre na superfície de frutas e hortaliças cortadas ou feridas, como resultado da ruptura celular, permitindo que os substratos e as enzimas oxidases entrem em contato (BRECHT, 1995).

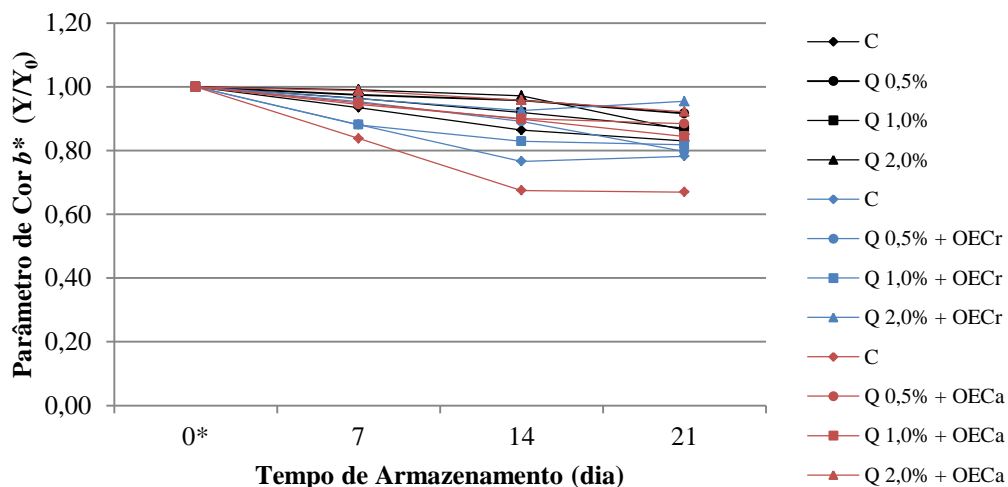
Tabela 26 – Média e desvio padrão do parâmetro de cor b^* de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.

TRATAMENTO	TEMPO DE ARMAZENAMENTO (dia)			
	0*	7	14	21
C	60,22 ± 1,10	56,29 ± 0,34	52,02 ± 0,90	49,98 ± 0,34
Q 0,5%	63,93 ± 3,28	62,30 ± 1,42	61,20 ± 4,53	58,57 ± 1,16
Q 1,0%	64,44 ± 1,70	62,11 ± 0,58	59,25 ± 1,99	56,08 ± 2,54
Q 2,0%	58,89 ± 6,20	58,35 ± 3,53	57,24 ± 1,61	50,87 ± 2,85
C	66,13 ± 1,03	58,29 ± 3,02	50,66 ± 4,40	51,73 ± 1,19
Q 0,5% + OECr	68,80 ± 1,42	65,62 ± 2,23	61,31 ± 0,63	54,82 ± 3,47
Q 1,0% + OECr	68,00 ± 0,37	59,89 ± 3,51	56,35 ± 0,48	55,65 ± 0,93
Q 2,0% + OECr	58,27 ± 2,20	56,12 ± 2,27	53,93 ± 0,50	55,61 ± 1,64
C	65,09 ± 3,30	54,53 ± 2,34	43,91 ± 0,84	43,58 ± 2,86
Q 0,5% + OECa	66,60 ± 3,29	62,88 ± 0,97	60,00 ± 1,79	58,88 ± 2,15
Q 1,0% + OECa	66,85 ± 1,69	63,50 ± 0,66	60,04 ± 5,04	56,45 ± 4,13
Q 2,0% + OECa	64,69 ± 0,71	63,88 ± 1,26	61,96 ± 1,57	59,64 ± 2,07

*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura.

Fonte: Elaborado pelo autor.

Figura 28 – Dados normalizados do parâmetro de cor b^* de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.



*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura.

Fonte: Elaborado pelo autor.

A saturação ou intensidade da cor, também denominado como Chroma ou cromaticidade (C^*), medida nas mangas minimamente processadas, diminuiu com o tempo de armazenamento, principalmente, nas amostras que não receberam cobertura (Tabela 27 e Figura 29), isto porque a cromaticidade é calculada (Equação 4) em função dos parâmetros de cor a^* e b^* , que mostram a predominância dos tons vermelho e amarelo, os quais sofreram esmaecimento.

Tabela 27 – Média e desvio padrão da cromaticidade (C^*) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.

TRATAMENTO	TEMPO DE ARMAZENAMENTO (dia)			
	0*	7	14	21
C	61,60 ± 1,01	57,47 ± 0,35	53,09 ± 0,86	50,91 ± 0,41
Q 0,5%	64,94 ± 3,53	63,03 ± 1,41	62,29 ± 4,67	59,52 ± 1,20
Q 1,0%	65,63 ± 1,91	63,32 ± 0,56	60,09 ± 1,79	56,97 ± 2,53
Q 2,0%	60,20 ± 6,41	59,24 ± 3,66	58,43 ± 1,96	51,73 ± 2,98
C	67,90 ± 1,02	59,82 ± 3,15	51,79 ± 4,41	53,14 ± 1,10
Q 0,5% + OECr	70,71 ± 1,18	66,86 ± 2,53	62,67 ± 0,64	56,00 ± 3,60
Q 1,0% + OECr	69,49 ± 0,24	60,91 ± 3,80	57,32 ± 0,67	56,76 ± 1,27
Q 2,0% + OECr	59,47 ± 2,00	57,26 ± 2,40	54,92 ± 0,47	56,61 ± 1,77
C	67,10 ± 2,88	56,20 ± 2,36	45,52 ± 0,84	44,92 ± 2,80
Q 0,5% + OECa	68,60 ± 3,19	64,47 ± 1,26	61,59 ± 1,79	60,16 ± 1,92
Q 1,0% + OECa	68,96 ± 1,74	65,15 ± 0,58	61,60 ± 5,04	57,99 ± 4,30
Q 2,0% + OECa	66,83 ± 0,68	65,43 ± 1,08	63,68 ± 1,57	61,48 ± 2,04

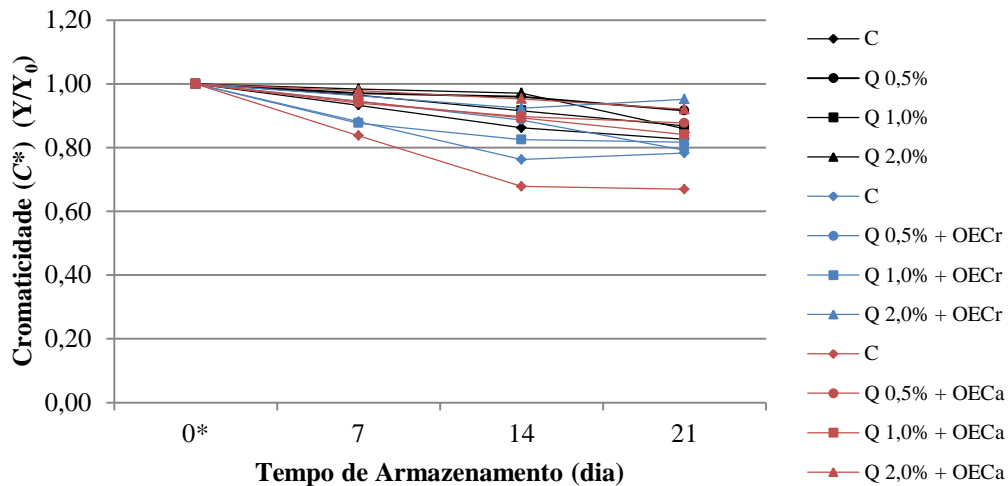
*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura.

Fonte: Elaborado pelo autor.

A tonalidade das mangas minimamente processadas é representada numericamente pelo ângulo Hue (h°) que, neste caso, compreendeu a faixa de coloração amarela levemente alaranjada devido à combinação das cores predominantes da manga, amarelo e vermelho, dados pelos valores positivos de a^* e b^* . O parâmetro h° não foi afetado pelo tempo de armazenamento nem pelo tratamento aplicado, com as diferentes formulações de cobertura e presença dos óleos essenciais de cravo e canela (Tabela 28 e Figura 30).

O ângulo Hue é o parâmetro que determina a aceitação ou rejeição do produto no mercado, isto porque ele representa a tonalidade verdadeira, que é efetiva para a visualização da aparência da cor do alimento (ROBLES-SÁNCHEZ et al., 2013).

Figura 29 – Dados normalizados da cromaticidade (C^*) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) e embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.



*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura.

Fonte: Elaborado pelo autor.

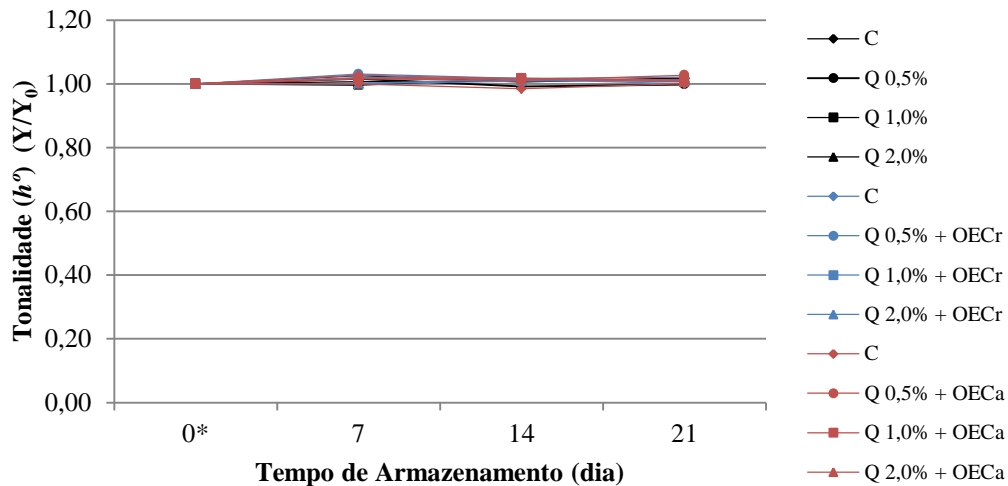
Tabela 28 – Média e desvio padrão da tonalidade (h°) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica em função do tempo de armazenamento.

TRATAMENTO	TEMPO DE ARMAZENAMENTO (dia)			
	0*	7	14	21
C	77,85 ± 0,51	78,38 ± 0,60	78,48 ± 0,32	79,09 ± 1,38
Q 0,5%	79,96 ± 1,03	81,23 ± 0,28	79,29 ± 0,28	79,79 ± 0,09
Q 1,0%	79,11 ± 0,84	78,80 ± 0,42	80,42 ± 1,43	79,82 ± 0,38
Q 2,0%	78,10 ± 0,67	80,10 ± 0,53	78,56 ± 1,61	79,56 ± 0,48
C	76,87 ± 0,17	77,00 ± 0,52	78,00 ± 0,56	76,88 ± 2,14
Q 0,5% + OECr	76,69 ± 0,96	79,05 ± 1,15	78,02 ± 0,15	78,29 ± 0,39
Q 1,0% + OECr	78,14 ± 0,91	79,68 ± 1,50	79,51 ± 1,23	78,79 ± 1,85
Q 2,0% + OECr	78,50 ± 1,51	78,56 ± 0,44	79,19 ± 1,42	79,26 ± 0,56
C	75,95 ± 1,85	75,96 ± 0,29	74,77 ± 1,15	75,99 ± 0,86
Q 0,5% + OECa	76,12 ± 0,68	77,33 ± 1,43	76,97 ± 0,91	78,19 ± 1,31
Q 1,0% + OECa	75,78 ± 0,28	77,10 ± 0,54	77,04 ± 1,24	76,78 ± 0,48
Q 2,0% + OECa	75,49 ± 0,40	77,52 ± 0,88	76,66 ± 0,26	75,95 ± 0,35

*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura.

Fonte: Elaborado pelo autor.

Figura 30 – Dados normalizados da tonalidade (h°) de mangas minimamente processadas sem cobertura (C) e com cobertura à base de quitosana (Q) em diferentes concentrações (0,5%, 1,0% e 2,0%) adicionadas ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa) embaladas à pressão atmosférica, em função do tempo de armazenamento.



*Início do armazenamento, após 12 h de secagem da cobertura.

Fonte: Elaborado pelo autor.

5.6 Filmes: Permeabilidade ao Vapor de Água e Morfologia

A capacidade de difusão da água através das coberturas é um importante aspecto para evitar a perda de água, que poderia alterar as características sensoriais de um produto. De acordo com as condições ambientais, pode ocorrer uma maior ou menor permeação da água. A facilidade da difusão da água pode ser observada qualitativamente analisando-se a morfologia dos filmes, quanto a presença de rachaduras e poros, os quais facilitam a permeação da água, como ocorreu nos filmes adicionados de óleos essenciais. Entretanto, a microestrutura dos filmes pode ser alterada em função das condições em que ocorre sua formação, como umidade relativa e temperatura de secagem.

5.6.1 Permeabilidade ao Vapor de Água

Entende-se por permeabilidade ao vapor de água (PVA) a propriedade de barreira de películas, a qual está relacionada à difusão da água através da espessura da mesma, cuja força impulsora é a diferença de potencial químico da água entre os dois lados do filme. A PVA é um coeficiente que caracteriza a transferência de massa através da película em questão, sendo determinado por meio de medidas da quantidade de água que permeia através dela, em sua espessura, em uma determinada área, em função do tempo, em condições de temperatura e

umidade relativa específicas (YANG; PAULSON, 2000; SANCHÉZ-GONZÁLEZ et al., 2011b; CAZÓN et al., 2017).

Diferentes condições ambientais de umidade relativa e temperatura alteram a permeabilidade ao vapor de água dos filmes, como pode ser visto na Tabela 29. O aumento de umidade relativa média, de 51 para 77%, ocasionou elevação na permeabilidade dos filmes a 25 °C. A temperatura de 10 °C, por sua vez, proporcionou diminuição da permeabilidade, que se equiparou à encontrada a 51% UR média a 25 °C, isto é, umidades relativas e temperatura mais altas favorecem a permeabilidade ao vapor de água.

Tabela 29 – Média e desvio padrão da espessura e permeabilidade ao vapor de água ($\text{g}\cdot\text{m}^{-1}\cdot\text{s}^{-1}\cdot\text{Pa}^{-1}$) de filmes de quitosana (Q) na concentração de 1,0% adicionados ou não de óleo essencial de cravo (Q + OECr) ou canela (Q + OECa).

CONDIÇÕES DO AMBIENTE				FORMULAÇÃO DO FILME	ESPESSURA (μm)	PVA $\times 10^9$ ($\text{g}\cdot\text{m}^{-1}\cdot\text{s}^{-1}\cdot\text{Pa}^{-1}$)
URE_1 (%)	URE_2 (%)	URE_m (%)	TEMP. (°C)			
100	2	51	25	Q	$139 \pm 0,020$	$6,76 \pm 0,41$
				Q + OECr	$116 \pm 0,027$	$5,91 \pm 1,56$
				Q + OECa	$138 \pm 0,034$	$6,75 \pm 1,53$
100	53	77	25	Q	$127 \pm 0,024$	$8,27 \pm 1,50$
				Q + OECr	$126 \pm 0,023$	$8,70 \pm 1,36$
				Q + OECa	$161 \pm 0,037$	$10,35 \pm 2,80$
100	75	88	10	Q	$170 \pm 0,036$	$5,78 \pm 0,79$
				Q + OECr	$154 \pm 0,034$	$7,59 \pm 1,93$
				Q + OECa	$170 \pm 0,031$	$6,63 \pm 0,73$

URE_1 : umidade relativa de equilíbrio do ambiente externo; URE_2 : umidade relativa de equilíbrio do interior da cápsula; URE_m : umidade relativa de equilíbrio; TEMP.: Temperatura.

Fonte: Elaborado pelo autor.

Aguirre-Loredo et al. (2016) também verificaram que a PVA de filmes à base de quitosana apresentou valores crescentes com o aumento da umidade relativa. Isso pode ser explicado com base nas cadeias de quitosana que, por serem fortemente hidrofílicas, favorecem a permeação da água num ambiente de umidade relativa elevada. De acordo com Cervera et al. (2004), a quitosana apresenta, pelo menos, três sítios ativos, a hidroxila, o grupo amina e o final da cadeia polimérica, supostamente composto por hidroxila ou grupo aldeído. Em umidades relativas altas, a água adsorvida plastifica as áreas amorfas das cadeias de quitosana, provocando um rearranjo molecular, ao qual seria atribuído o aumento na permeabilidade ao vapor de água (AGUIRRE-LOREDO et al. 2016).

Nesse sentido, a constatação de que filmes de quitosana com baixo grau de desacetilação apresentam baixos valores de PVA comparativamente a filmes de quitosana de alto grau de desacetilação poderia estar relacionada aos efeitos da quantidade de água adsorvida sobre a estruturação interna das cadeias do polissacarídeo (KIM et al., 2006; CAZÓN et al., 2017).

Baixos valores de PVA são desejáveis em aplicações que visam minimizar a perda de água de produtos recobertos, o que, por sua vez, afeta diretamente a firmeza e a aparência (SANCHÉZ-GONZÁLEZ et al., 2011b). Para tanto, tem-se incorporado óleos essenciais em matrizes poliméricas, os quais aumentam a fração hidrofóbica e promovem redução da PVA (SANCHÉZ-GONZÁLEZ et al., 2010b).

Entretanto, os filmes à base de quitosana adicionados de óleos essenciais de cravo ou canela deste trabalho apresentaram permeabilidades comparáveis ou até mesmo maiores que filmes sem adição de óleo essencial. A presença dos óleos essenciais influencia na estabilidade e flexibilidade das coberturas comestíveis uma vez que a estrutura da matriz polimérica passa a ser descontínua ao formar poros e rachaduras devido à dispersão do óleo (SANCHÉZ-GONZÁLEZ et al., 2011b; VALENZUELA; ABUGOCH; TAPIA, 2013), permitindo que moléculas de água permeiem pelo filme.

Filmes à base de quitosana produzidos por Sánchez-González et al. (2010a) tiveram a permeabilidade reduzida em aproximadamente 50%, quando houve a incorporação de 3,0% de óleo essencial de bergamota. No entanto, deve se ressaltar que a quantidade de óleo de bergamota adicionada foi dez vezes superior à utilizada no presente estudo.

A adição de óleo de girassol em filmes de quitosana e proteína de quinoa reduziu a PVA em torno de 30% em relação ao filme formulado somente com quitosana. O baixo valor da PVA obtido com a adição do óleo pode ser explicado pela formação de uma rede lipídica interconectada na matriz do filme que promove a hidrofobicidade e assim reduz a adsorção de moléculas de água (VALENZUELA; ABUGOCH; TAPIA, 2013).

Em filmes de quitosana emulsionados como óleo de oliva, a sorção de umidade, a permeação do vapor de água através do filme e a efetividade do coeficiente de difusão reduziram com o aumento da concentração do óleo, devido à propriedade apolar dos lipídeos (PEREDA; AMICA; MARCOVICH, 2012).

Em relação à permeabilidade de filmes de quitosana sem adição de lipídios e glicerol, Abugoch et al. (2011) e Valenzuela, Abugoch e Tapia (2013) encontraram PVA iguais a $1,05 \times 10^{-10} \text{ g}\cdot\text{m}^{-1}\cdot\text{s}^{-1}\cdot\text{Pa}$ e $0,403 \text{ g}\cdot\text{mm}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{d}^{-1}\cdot\text{kPa}^{-1}$ ($4,66 \times 10^{-12} \text{ g}\cdot\text{m}^{-1}\cdot\text{s}^{-1}\cdot\text{Pa}^{-1}$), respectivamente. Tais valores são inferiores aos determinados neste trabalho, o que pode estar relacionado a

diversos fatores, especialmente ao conteúdo de plastificante utilizado na elaboração dos filmes deste trabalho. A presença do glicerol, que é um plastificante, aumenta a difusão de moléculas pequenas como a água e, por consequência, a permeabilidade do filme ao vapor de água (BOURLIEU et al., 2009; CAZÓN et al., 2017).

A PVA dos filmes formulados por Pereda, Amica e Marcovich (2012) era de $1,35 \times 10^{-9} \text{ g}\cdot\text{m}\cdot\text{Pa}^{-1}\cdot\text{s}^{-1}\cdot\text{m}^{-2}$, valor mais próximo ao presente estudo, sendo que os autores utilizaram aproximadamente 30% glicerol em relação à quantidade de quitosana, a qual foi dispersa em solução de 1,0% (v/v) de ácido acético.

As permeabilidades, em geral, foram semelhantes entre todos os filmes, na ordem de $10^{-9} \text{ (g}\cdot\text{m}^{-1}\cdot\text{s}^{-1}\cdot\text{Pa}^{-1})$. Entretanto, a permeabilidade ao vapor de água dos filmes a 25 °C foi maior na umidade relativa mais alta (76%) e, quando analisada à temperatura de 10 °C e em 88% UR, foi comparável à dos filmes armazenados a 25 °C em aproximadamente 50% UR.

5.6.2 Morfologia

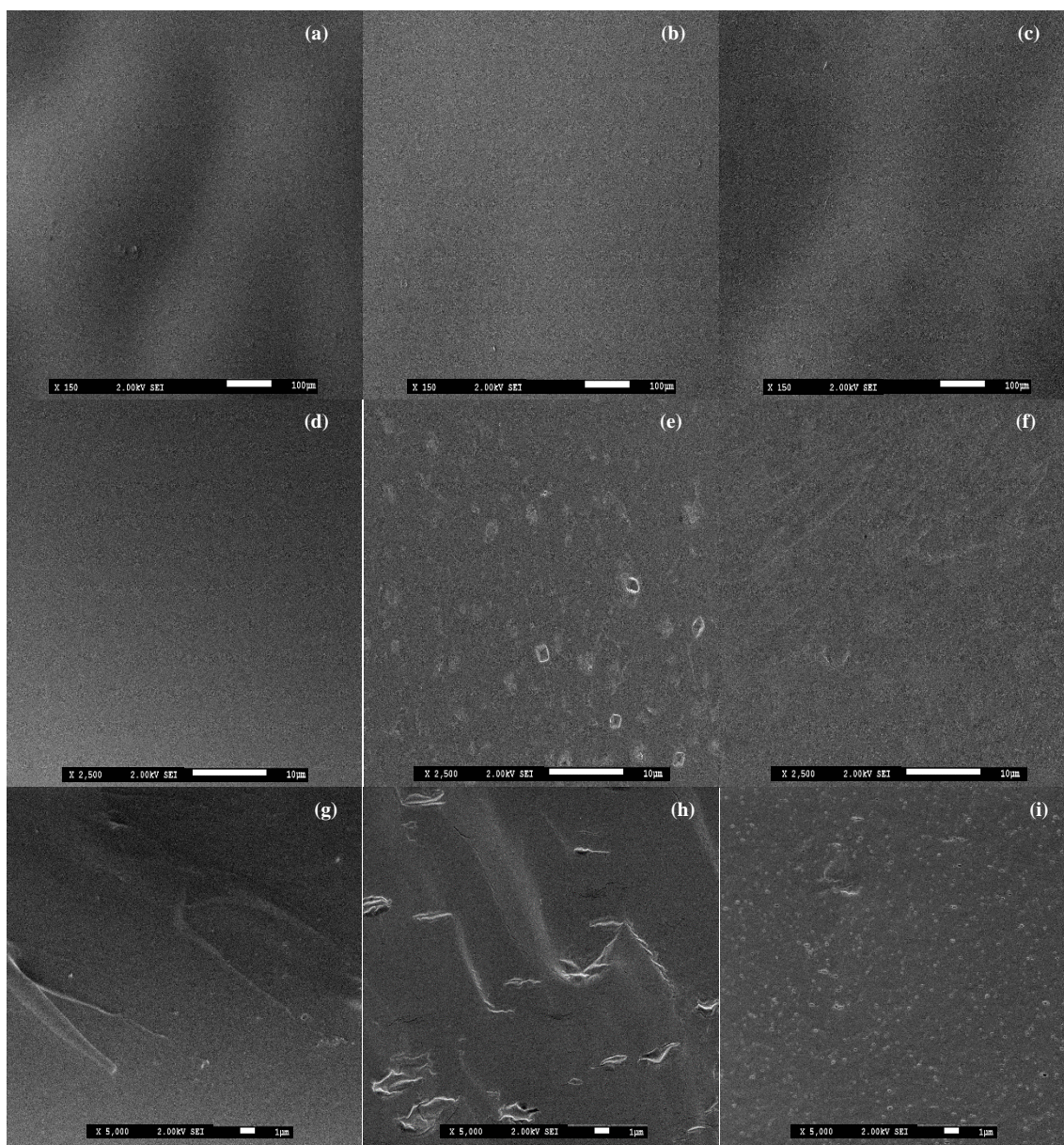
A microscopia eletrônica de varredura tem sido amplamente utilizada como ferramenta para estudo e caracterização da microestrutura e morfologia de filmes comestíveis. Essa técnica tem como vantagem a alta resolução e rapidez no escaneamento (ARZATE-VÁZQUEZ et al., 2012).

Apesar da homogeneidade aparente das superfícies de todos os filmes (Figura 31a – 31c), foi possível identificar, em aumentos maiores, a incorporação dos óleos essenciais na matriz biopolimérica através de modificações na superfície dos filmes (Figuras 31e e 31f), enquanto que a película contendo apenas quitosana e glicerol continuou homogênea e lisa (Figura 31d). As películas que continham óleos essenciais apresentaram alguma granulosidade e rugosidade pela presença de glóbulos/gotículas emulsionados, especialmente a película com adição de óleo essencial de cravo (Figura 31e).

As Figuras 31g – 31i são cortes transversais dos filmes. A adição dos óleos promoveu irregularidades diversas. As películas com óleo de cravo apresentaram orifícios bem maiores do que aquelas com óleo de canela. Nas imagens do filme com óleo essencial de cravo é possível constatar formatos não esféricos, tanto nas superfícies (Figura 31e) quanto nos cortes transversais (Figura 31h), os quais possivelmente seriam oriundos da emulsão óleo/água e cuja deformação teria sido provocada pela força de tração da rede de quitosana durante a evaporação do solvente (HAFSA et al., 2016). Nas imagens com óleo essencial de canela constata-se orifícios muito pequenos, se comparados com o óleo de cravo, porém em maior quantidade e com aparência aproximadamente esférica. A diferença pode ter sido causada

pelo tipo de interação que há entre as moléculas dos óleos e a quitosana durante a formação da emulsão (HAFSA et al., 2016).

Figura 31 – Imagens de filmes à base de quitosana (1,0%), sem adição de óleos essenciais (a, d, g), adicionados de óleo essencial de cravo (b, e, h) e de canela (c, f, i), com aumento de $150\times$ (a, b, c) e $2500\times$ (d, e, f) da superfície, e $5000\times$ (g, h, i) do corte transversal.



Fonte: Elaborado pelo autor.

Os filmes à base de quitosana adicionada de óleo essencial de tomilho, cravo e canela produzidos por Hosseini, Razavi e Mousavi (2009) também apresentaram características diversas entre si e algumas semelhantes a este trabalho, como a compactação e a suavidade superficial dos filmes controle (somente quitosana), assim como a presença de fissuras e

cavidades nos filmes adicionados de óleo essencial de cravo ou canela provocadas pela ruptura na ordenação da estrutura polimérica da quitosana.

Características microestruturais de filmes são influenciadas não somente pela forma de preparação das misturas ou emulsões, quantidade dos componentes e interações entre os mesmos, mas também pela condição de secagem, que exerce também um grande impacto nas propriedades dos filmes (ZHANG et al. 2015; HOMEZ-JARA et al., 2018). Homez-Jara et al. (2018) mostraram que diferentes temperaturas de secagem alteraram as características dos filmes de quitosana. As películas obtidas por secagem a 2 °C apresentaram uma superfície escamosa e poros profundos, enquanto os filmes expostos a 25 °C mostraram uma matriz coesa com superfície homogênea e os filmes formados a 40 °C, uma superfície irregular e fissurada que, de acordo com os autores, seria atribuída à falta de moléculas de glicerol inseridas na matriz. Cabe destacar que os filmes elaborados para a análise morfológica foram desidratados a 35 °C.

Hafsa et al. (2016) estudaram filmes de quitosana adicionados de óleo essencial de eucalipto e verificaram também que filmes somente de quitosana não apresentaram fissuras, enquanto os que sofreram adição de óleo essencial tiveram a microestrutura da superfície modificada pela presença de gotículas de óleo.

Em filmes de caseinato de sódio, as amostras sem óleos essenciais de canela e gengibre, também se apresentaram homogêneas e lisas, não sendo diferente para as amostras contendo óleo essencial de canela, as quais tiveram uma distribuição regular do óleo, apresentando uma tendência de integração com a matriz proteica, diferentemente daquelas que receberam óleo essencial de gengibre, que apresentaram gotículas devido à agregação do óleo no decorrer da secagem do filme (ATARÉS; BONILLA; CHIRALT, 2010).

Concluiu-se, portanto, que os filmes de quitosana apresentaram estrutura mais homogênea do que aqueles com adição de óleo essencial. Quando óleo essencial, tanto de cravo como de canela, foi adicionado aos filmes, estes passaram a ser descontínuos devido à presença de glóbulos, rachaduras e poros.

6 CONCLUSÃO

As propriedades físico-químicas das mangas minimamente processadas, como sólidos solúveis totais, pH e acidez titulável, pouco se alteraram ao longo do armazenamento, independentemente da formulação das coberturas, seja em relação à concentração de quitosana, seja quanto à adição ou não do óleo essencial de cravo ou canela, bem como os diferentes tipos de embalagens. As pequenas alterações ocorreram principalmente devido a variabilidades entre as amostras. Apesar de a umidade das amostras permanecer constante ao longo do armazenamento, constatou-se alguma perda de massa. Isto devido à adesão de fragmentos na embalagem, intensificada pelo vácuo, a qual foi minimizada pela presença das coberturas comestíveis por contribuírem para a integridade das mangas em pedaços.

A cobertura somente com quitosana foi efetiva na inibição do crescimento microbiano até o 7º dia de armazenamento. Com a adição dos óleos essenciais de cravo ou de canela, houve a inibição do crescimento, tanto dos mesófilos, psicrotróficos, bolores e leveduras, podendo ser armazenados por 21 dias. Mangas que não foram recobertas apresentaram vida de prateleira inferior a 7 dias.

As mangas minimamente processadas que não receberam cobertura apresentaram elevada retenção de vitamina C durante o armazenamento e tiveram uma considerável modificação na atmosfera da embalagem de PEBD, com redução do teor de O₂ e aumento do teor de CO₂. Entretanto, na presença da cobertura de quitosana, com ou sem óleo essencial de cravo ou canela, a atmosfera foi pouco alterada e essa vitamina sofreu considerável degradação, indicando influência da quitosana sobre a oxidação da vitamina C, uma vez que a degradação ocorreu também quando as amostras foram recobertas e embaladas na ausência de oxigênio. Portanto, foi demonstrado que o uso da quitosana diretamente sobre os pedaços de manga afetou a estabilidade da vitamina C da fruta.

Quanto ao teor de compostos fenólicos totais, este aumentou ligeiramente, o que foi atribuído aos mecanismos de defesa da fruta, independentemente da presença ou ausência dos revestimentos. A presença de óleos essenciais na cobertura resultou em maiores teores de compostos fenólicos, os quais continuaram aumentando ao longo do armazenamento. O óleo essencial de cravo foi o que mais elevou o conteúdo desses compostos nas amostras revestidas com essa formulação de cobertura. O aumento mais acentuado, em relação ao conteúdo inicial, ocorreu nas amostras com cobertura contendo apenas quitosana. A ausência de oxigênio também proporcionou leve aumento no teor de compostos fenólicos totais.

Logo após o corte, as mangas sem tratamento apresentaram as maiores taxas de respiração, enquanto as mangas com cobertura apresentaram redução nas taxas, porém, a tendência dos QR foi também de serem elevados, indicando a ocorrência de respiração anaeróbia.

Houve tendência de escurecimento da fruta sem cobertura durante o armazenamento, o que foi ligeiramente amenizado pelas coberturas. Entretanto, os diferentes tratamentos não exerceram efeito sobre a tonalidade alaranjada, que praticamente não se alterou ao longo do tempo, ainda que um esmaecimento das cores puras, vermelha e amarela tenha ocorrido igualmente em amostras recobertas ou não ao longo do armazenamento.

A permeabilidade ao vapor de água dos filmes à base de quitosana tendeu a aumentar com a temperatura e a umidade relativa do ambiente mais elevadas.

As análises da morfologia dos filmes à base de quitosana mostraram que os filmes adicionados de óleo essencial apresentaram poros e rachaduras, especialmente aqueles elaborados com óleo de cravo.

De maneira geral, as coberturas à base de quitosana demonstraram ser efetivas na manutenção das características físico-químicas e na redução da taxa de respiração da manga. Embora a quitosana tenha afetado a estabilidade da vitamina C da fruta, o conteúdo de compostos fenólicos foram mantidos ou apresentaram ligeiro aumento. As coberturas formuladas apenas com quitosana foram efetivas na inibição do crescimento microbiano até o 7º dia de armazenamento e aquelas com adição dos óleos essenciais de cravo ou de canela proporcionaram estabilidade microbiológica durante 21 dias de armazenamento.

REFERÊNCIAS

- ABADIAS, M.; USALL, J.; ANGUERA, M.; SOLSONA, C.; VIÑAS, I. Microbiological quality of fresh, minimally-processed fruit and vegetables, and sprouts from retail establishments. **International Journal of Food Microbiology**, v. 123, n. 1-2, p. 121-129, 2008.
- ABBASI, N. A.; IQBAL, Z.; MAQBOOL, M.; HAFIZ, I. A. Postharvest quality of mango (*Mangifera indica* L.) fruits as affected by coating. **Pakistan Journal of Botany**, v. 41, n. 1, p. 343-357, 2009.
- ABDOLLAHI, M.; REZAEI, M.; FARZI, G. A novel active bionanocomposite film incorporating rosemary essential oil and nanoclay into chitosan. **Journal of Food Engineering**, v. 111, n. 2, p. 343-350, 2012.
- ABUGOCH, L. E.; TAPIA, C.; VILLAMÁN, M. C.; YAZDANI-PEDRAM, M.; DÍAZ-DOSQUE, M. Characterization of quinoa protein-chitosan blend edible films. **Food Hydrocolloids**, v. 25, n. 5, p. 879-886, 2011.
- AGUIRRE-LOREDO, R. Y.; RODRÍGUEZ-HERNÁNDEZ, A. I.; MORALES-SÁNCHEZ, E.; GÓMEZ-ALDAPA, C. A.; GONZALO VELAZQUEZ, G. Effect of equilibrium moisture content on barrier, mechanical and thermal properties of chitosan films. **Food Chemistry**, v. 196, n. 1, p. 560-566, 2016.
- AHAMAD, P.; PRASAD, M.N.V. **Abiotic stress responses in plants: metabolism, productivity and sustainability**. New York: Srpinger. 2012, 473 p.
- AHVENAINEN, R. New approaches in improving the shelf life of minimally processed fruit and vegetables. **Trends in Food Science & Technology**, v. 7, n. 6, p. 179-187, 1996.
- ALBUQUERQUE, E. M. B.; OLIVEIRA, E. N. A.; SANTOS, D. C.; ALMEIDA, F. A. C.; GOMES, J. P. Comportamento dos açúcares redutores em manga in natura armazenada em atmosfera modificada. **Revista Tecnologia & Ciência Agropecuária**, v.4, n. 3, p. 27-31, 2010.
- ALBUQUERQUE, E. M. B.; SANTOS, D. C.; OLIVEIRA, E. N. A ALMEIDA, F. A. C.; SILVA, H. Comportamento da acidez em manga in natura armazenada em atmosfera controlada. **Revista Brasileira de Tecnologia Agroindustrial**, v. 5, n. 2, p. 516-523, 2011.
- ALIKHANI, M. Enhancing safety and shelf life of fresh-cut mango by application of edible coatings and microencapsulation technique. **Food Science & Nutrition**, v. 2, n. 3, p. 210-217, 2014.
- ALVARENGA, E. S.; OLIVEIRA, C. P.; BELLATO, C. R. An approach to understanding the deacetylation degree of chitosan. **Carbohydrate Polymers**, v. 80, n. 4, p. 1155-1160, 2010.
- AMADO, L. R. **Estudo do efeito de cobertura comestível e secagem intermitente sobre a qualidade de manga desidratada**. 2017. 173f. Dissertação (Mestrado em Engenharia e Ciência de Alimentos) – Instituto de Biociências, Letras e Ciências Exatas, Universidade Estadual Paulista, São José do Rio Preto.

A.O.A.C. **Official Methods of Analysis of the Association of Official Analytical Chemist**, 14 ed., Washington DC, 1984.

A.O.A.C. Official method 942.15. Acidity (titratable) of fruit products. In: **Official methods of analysis of the Association of Official Analytical Chemist**, 13. ed., Arlington, 1990.

A.O.A.C. **Official Methods of Analysis of the Association of Official Analytical Chemist**, 18 ed., Gaithersburg, Ed. William Horwitz, 2005.

APPENDINI, P.; HOTCHKISS, J. H. Review of antimicrobial food packaging. **Innovative Food Science & Emerging Technologies**, v. 3, n. 2, p. 113-126, 2002.

ARZATE-VÁZQUEZ, I.; CHANONA-PÉREZ, J. J.; CALDERÓN-DOMÍNGUEZ, G.; TERRES-ROJAS, E.; GARIBAY-FEBLES, V.; MARTÍNEZ-RIVAS, A.; GUTIÉRREZ-LÓPEZ, G. F. Microstructural characterization of chitosan and alginate films by microscopy techniques and texture image analysis. **Carbohydrate Polymers**, v. 87, n. 1, p. 289-299, 2012.

ASAMI, D. K.; HONG, Y.-J.; BARRETT, D. M.; MITCHELL, A. E. Comparison of the total phenolic and ascorbic acid content of freeze-dried and air-dried marionberry, strawberry, and corn grown using conventional, organic, and sustainable agricultural practices. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 51, n. 5, p. 1237-1241, 2003

ASSIS, O. B. G.; BRITTO, D. Evaluation of the antifungal properties of chitosan coating on cut apples using a non-invasive image analysis technique. **Polymer International**, v. 60, n. 6, p. 932-936, 2011.

ASTM. ASTM E96/E96M-16: **Standard test methods of water vapor transmission of materials**. ASTM International, West Conshohocken, PA, 2016.

ATARÉS, L.; CHIRALT, A. Essential oils as additives in biodegradable films and coatings for active food packaging. **Trends in Food Science & Technology**, v. 48, p. 51-62, 2016.

ATARÉS, L.; BONILLA, J.; CHIRALT, A. Characterization of sodium caseinate-based edible films incorporated with cinnamon or ginger essential oils. **Journal of Food Engineering**, v. 100, n. 4, p. 678-687, 2010.

BALDWIN, E. A.; NISPEROS, M. O.; CHEN, X.; HAGEN-MAIER, R. D. Improving storage life of cut apple and potato with edible coating. **Postharvest Biology and Technology**, v. 9, n. 2, p. 151-163, 1996.

BENASSI, M. de T.; ANTUNES, A. J. A Comparison of metaphosphoric and oxalic acids as extractants solutions for the determination of vitamin C in selected vegetables. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 31, n. 4, p. 507-513, 1988.

BENAVIDES, S.; VILLALOBOS-CARVAJAL, R.; REYES, J. E. Physical, mechanical and antibacterial properties of alginate film: Effect of the crosslinking degree and oregano essential oil concentration. **Journal of Food Engineering**, v. 110, n. 2, p. 232-239, 2012.

BIDWELL, R. G. S. **Plant Physiology**. 2 ed. New York: Macmillan, 1979. 89-145 p.

BIERHALS, V. S.; CHIUMARELLI, M.; HUBINGER, M. D. Effect of Cassava Starch Coating on Quality and Shelf Life of Fresh-Cut Pineapple (*Ananas Comosus* L. Merrill cv “Pérola”). **Journal of Food Science**, v. 76, n. 1, p. E62-E72, 2011.

BLEINROTH, E. W.; FIGUEIREDO, I. B.; VEIGA, A. A.; SOARES, N. B.; MEDINA, J. C.; SABINO, J. C. Avaliação de novas cultivares de manga para industrialização. I. Análise das características físico-geométricas e químicas da matéria-prima. **Boletim do Instituto de Tecnologia de Alimentos**, v. 22, n. 2, p. 217-246, 1985.

BOLIN, H. R.; HUXSOLL, C. C. Storage stability of minimally processed fruit. **Journal of Food Processing and Preservation**, v. 13, n. 4, p. 281-292, 1989.

BOURLIEU, C.; GUILLARD, V.; VALLÈS-PAMIÈS, B.; GUILBERT, S.; GONTARD, N. Edible moisture barriers: How to assess of their potential and limits in food products shelf-life extension? **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v. 49, n. 5, p. 474-499, 2009.

BRANDELERO, R. P. H.; YAMASHITA, F.; GROSSMANN, M. V. E. The effect of surfactant Tween 80 on the hydrophilicity, water vapor permeation, and the mechanical properties of cassava starch and poly(butylene adipate-co-terephthalate) (PBAT) blend films. **Carbohydrate Polymers**, v. 82, n. 4, p. 1102–1109, 2010.

BRECHT, J. K. Physiology of lightly processed fruits and vegetables. **Hortscience**, v. 30, n. 1, p. 18-22, 1995.

BRECH, J. K.; RITENOUR, M. A.; HAARD, N.F.; CHISM, G.W. Fisiologia Pós-Colheita de Tecidos Vegetais Comestíveis. In: DAMODARAN, S.; PARKIN, K. K.; FENNEMA, O. R. **Química de Alimentos de Fennema**. 4. ed., Porto Alegre: Artmed, 2010, 759-814 p.

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.

BRUNINI, M. A.; DURIGAN, J. F.; OLIVEIRA, A. L. Avaliação das alterações em polpa de manga ‘Tommy-Atkins’ congeladas. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 24, n. 3, p. 651-653, 2002.

BURT, S. Essential oils: their antibacterial properties and potential applications in foods-a review. **International Journal of Food Microbiology**, v. 94, n. 3, p. 223-253, 2004.

BURT, S. A.; REINDERS, R. D. Antibacterial activity of selected plant essential oils against *Escherichia coli* O157:H7, **Letters in Applied Microbiology**, v. 36, n. 3, p. 162-167, 2003.

CALEB, O. J.; MAHAJAN, P. V.; AL-SAID, F. A.-J.; OPARA, U. L. Modified atmosphere packaging technology of fresh and fresh-cut produce and the microbial consequence – A review. **Food and Bioprocess Technology**, v. 6, n. 2, p. 303-329, 2013.

CALO, J. R.; CRANDALL, P. G.; O'BRYAN, C. A.; RICKE, S. C. Essential oils as antimicrobials in food systems – A review. **Food Control**, v. 54, p. 111-119, 2015,

CAZÓN, P.; VELAZQUEZ, G.; RAMÍREZ, J. A.; VÁZQUEZ, M. Polysaccharide-based films and coatings for food packaging: A review. **Food Hydrocolloids**, v. 68, p. 136-148, 2017.

CERVERA, M. F.; KARJALAINEN, M.; AIRAKSINEN, S.; RANTANEN, J.; KROGARS, K.; HEINÄMÄKI, J.; COLARTE, A. I.; YLIRUUSI, J. Physical stability and moisture sorption of aqueous chitosan–amylose starch films plasticized with polyols. **European Journal of Pharmaceutics and Biopharmaceutics**, v. 58, n. 1, p. 69-76, 2004.

CHANG, S.-T.; CHEN, P.-F.; CHANG, S.-C. Antibacterial activity of leaf essential oils and their constituents from *Cinnamomum osmophloeum*. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 77, n. 1, p. 123-127, 2001.

CHEN, P.; SUN, J.; FORD, P. Differentiation of the four major species of cinnamons (*C. burmannii*, *C. verum*, *C. cassia*, and *C. loureiroi*) using a flow injection mass spectrometric (FIMS) fingerprinting method. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 62, n. 12, p. 2516-2521, 2014.

CHIABRANDO, V.; GIACALONE, G. Quality evaluation of blueberries coated with chitosan and sodium alginate during postharvest storage. **International Food Research Journal**, v. 24, n. 4, p. 1553-1561, 2017.

CHIEN, P. J.; SHEU, F.; YANG, F. H. Effects of edible chitosan coating on quality and shelf life of sliced mango fruit. **Journal of Food Engineering**, v. 78, n. 1, p. 225-229, 2007.

CHIUMARELLI, M.; FERRARI, C. C.; SARANTÓPOULOS, C. I. G. L.; HUBINGER, M. D. Fresh cut 'Tommy Atkins' mango pre-treated with citric acid and coated with cassava (*Manihot esculenta* Crantz) starch or sodium alginate. **Innovative Food Science and Emerging Technologies**, v. 12, n. 3, p. 381-387, 2011.

CHUNG, Y.-C.; CHEN, C.-Y. Antibacterial characteristics and activity of acid-soluble chitosan. **Bioresource Technology**, v. 99, n. 8, p. 2806-2814, 2008.

CISNEROS-ZEVALLOS, L. The Use of Controlled postharvest abiotic stresses as a tool for enhancing the nutraceutical content and adding-value of fresh fruits and vegetables. **Journal of Food Science**, v. 68, n. 5, p. 1560-1565, 2003.

CISSÉ, M.; POLIDORI, J.; MONTET, D.; LOISEAU, G. Preservation of mango quality by using functional chitosan lactoperoxidase systems coatings. **Postharvest Biology and Technology**, v. 101, p. 10-14, 2015.

CLEMENTE, I.; AZNAR, M.; SILVA, F.; NERÍN, C. Antimicrobial properties and mode of action of mustard and cinnamon essential oils and their combination against foodborne bacteria. **Innovative Food Science and Emerging Technologies**, v. 36, p. 26-33, 2016.

COMA, V.; MARTIAL-GROS, A.; GARREAU, S.; COPINET, A.; SALIN, F.; DESCHAMPS, A. Edible antimicrobial films based on chitosan matrix. **Journal of Food Science**, v. 67, n. 3, p. 1162-1169, 2002.

CORATO, U. Improving the shelf-life and quality of fresh and minimally-processed fruits and vegetables for a modern food industry: A comprehensive critical review from the traditional technologies into the most promising advancements. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, DOI: 10.1080/10408398.2018.1553025, 2019.

COUTINHO, F. M. B.; MELLO, I. L.; DE SANTA MARIA, L. C. Polietileno: principais tipos, propriedades e aplicações. **Polímeros: Ciência e Tecnologia**, v. 13, n 1, p. 1-13, 2003.

CUQ, B.; GONTARD, N.; GUILBERT, S. Edible films and coatings as active layers. In: ROONEY, M.L. (Ed.) **Active food packaging**. London: Blackie Academic & Professional, 1995. p. 111-142.

DAMODARAN, S.; PARKIN, K. L.; FENNEMA, O. R. **Química de Alimentos de Fennema**. 4. ed., Porto Alegre: Artmed, 2010, 900p.

DEL NOBILE, M. A.; LICCIARDELLO, F.; SCROCCO, C.; MURATORE, G.; ZAPPA, M. Design of plastic packages for minimally processed fruits. **Journal of Food Engineering**, v. 79, n. 1, p. 217-224, 2007.

DEVLIEGHERE, F.; VERMEULEN, A.; DEBEVERE, J. Chitosan: antimicrobial activity, interactions with food components and applicability as a coating on fruit and vegetables. **Food Microbiology**, v. 21, n. 6, p. 703-714, 2004.

DJIOUA, T.; CHARLES, F.; FREIRE JÚNIOR, M.; FILGUEIRAS, H.; DUCAMP-COLLIN, M-N.; SALLANON, H. Combined effects of postharvest heat treatment and chitosan coating on quality of fresh-cut mangoes (*Mangifera indica* L.). **International Journal of Food Science and Technology**, v. 45, n. 4, p. 849 - 855, 2010.

EÇA, K. S.; SARTORI, T.; MENEGALLI, F. C. Films and edible coatings containing antioxidants – a review. **Brazilian Journal of Food Technology**, v. 17, n. 2, p. 98-112, 2014.

EL GHAOUTH, A.; ARUL, J.; GRENIER, J.; ASSELIN, A. Antifungal Activity of Chitosan on Two Postharvest Pathogens of Strawberry Fruits. **Phytopathology**, v. 82, n. 4, p. 398-402, 1992.

ELSABEE, M. Z.; ABDU, E. S. Chitosan based edible films and coatings: A review. **Materials Science and Engineering**, v. 33, n. 4, p. 1819-1841, 2013.

EMBRAPA. **Cultivo da Mangueira**. 2 ed. Sistemas de Produção, 2. Brasília: EMBRAPA Semiárido, 2010.

EMBRAPA. **Tecnologia viabiliza exportação da manga brasileira para a África do Sul**. Disponível em: < <https://www.embrapa.br/busca-de-noticias/-/noticia/40944466/tecnologia-viabiliza-exportacao-da-manga-brasileira-para-a-africa-do-sul>>. Acesso em: 10 jul. 2019.

ESHETU, A.; IBRAHIM, A. M.; FORSIDO, S. F.; KUYU, C. G. Effect of beeswax and chitosan treatments on quality and shelf life of selected mango (*Mangifera indica* L.) cultivars. **Heliyon**, v. 5, n. 1, p. e01116, 2019.

FALGUERA, V.; QUINTERO, J. P.; JIMENEZ, A. MUÑOZ, J. A.; IBARZ, A. 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.

FONSECA, S. C.; OLIVEIRA, F. A. R.; BRECHT, J. K. Modelling respiration rate of fresh fruits and vegetables for modified atmosphere packages: a review. **Journal of Food Engineering**, v. 52, n. 2, p. 99-119, 2002.

GARCIA, L. C.; PEREIRA, L. M.; SARANTÓPOULOS, C. I. G. L.; HUBINGER, M. D. Effect of Antimicrobial starch edible coating on shelf-life of fresh strawberries. **Packaging Technology and Science**, v. 25, n. 7, p. 413-425, 2012.

- GARCÍA-TORRES, R.; PONAGANDLA, N. R.; ROUSEFF, R. L.; GOODRICH-SCHNEIDER, R. M.; REYES-DE-CORCUERA, J. I. Effects of dissolved oxygen in fruit juices and methods of removal. **Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety**, v. 8, n. 4, p. 409-423, 2009.
- GENG, S.; CUI, Z.; HUANG, X.; CHEN, Y.; XU, D.; XIONG, P. Variations in essential oil yield and composition during *Cinnamomum cassia* bark growth. **Industrial Crops and Products**, v. 33, n. 1, p. 248-252, 2011.
- GLIEMMO, M. F.; MONTAGNANI, M. A.; SCHELEGUEDA, L. I.; GONZÁLEZ, M. M.; CAMPOS, C. A. Effect of xanthan gum, steviosides, clove, and cinnamon essential oils on the sensory and microbiological quality of a low sugar tomato jam. **Food Science and Technology International**, v. 22, n. 2, p. 122-131, 2016.
- GONTARD, N.; THIBAUT, R.; CUQ, B.; GUILBERT, S. Influence of relative humidity and film composition on oxygen and carbon dioxide permeabilities of edible films. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 44, n. 4, p. 1064-1069, 1996.
- GOY, R. C.; BRITTO, D. B.; ASSIS, O. B. G. A. Review of the antimicrobial activity of chitosan. **Polímeros: Ciência e Tecnologia**, v. 19, n. 3, p. 241-247, 2009.
- GUTIÉRREZ, J.; BARRY-RYAN, C. Y.; BOURKE, P. The antimicrobial efficacy of plant essential oil combinations and interactions with food ingredients. **International Journal of Food Microbiology**, v. 124, n. 1, p. 91-97, 2008.
- GUTIERREZ, J.; BOURKE, P.; LONCHAMP, J.; BARRY-RYAN, C. Impact of plant essential oils on microbiological, organoleptic and quality markers of minimally processed vegetables. **Innovative Food Science and Emerging Technologies**, v. 10, n. 2, p. 195-202, 2009.
- GYAWALI, R.; IBRAHIM, S. A. Natural products as antimicrobial agents. **Food Control**, v. 46, p. 412-429, 2014.
- HAFSA, J.; SMACH, M. A.; KHEDHER, M. R. B.; CHARFEDDINE, B.; LIMEM, K.; MAJDOUB, H.; ROUATBI, S. Physical, antioxidant and antimicrobial properties of chitosan films containing Eucalyptus globulus essential oil. **LWT - Food Science and Technology**, v. 68, p. 356-364, 2016.
- HASSAN, B.; CHATHA, S. A. S.; HUSSAIN, A. I.; ZIA, K. M.; NASEEM AKHTAR, N. Recent advances on polysaccharides, lipids and protein based edible films and coatings: A review. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 109, p. 1095-1107, 2018.
- HEMALATHA, R.; NIVETHA, P.; MOHANAPRIYA, C.; SHARMILA, G.; MUTHUKUMARAN, C.; GOPINATH, M. Phytochemical composition, GC-MS analysis, in vitro antioxidant and antibacterial potential of clove flower bud (*Eugenia caryophyllus*) methanolic extract. **Journal of Food Science and Technology**, v. 53, n. 2, p. 1189-1198, 2016.
- HERNÁNDEZ-MUÑOZ, P.; ALMENAR, E.; DEL VALLE, V.; VELEZ, D.; GAVARA, R. Effect of chitosan coating combined with postharvest calcium treatment on strawberry (*Fragaria x ananassa*) quality during refrigerated storage. **Food Chemistry**, v. 110, n. 2, p. 428-435, 2008.

- HILUEY, L. J.; GOMES, J. P.; ALMEIDA, F. A. C.; SILVA, M. S.; ALEXANDRE, H. V. Avaliação do rendimento do fruto, cor da casca e polpa de manga tipo espada sob atmosfera modificada. **Revista Brasileira de Produtos Agroindustriais**, v. 7, n. 2, p.151-157, 2005.
- HODGES, D. M.; ANDREWS, C. J.; JOHNSON, D. A.; HAMILTON, R. I. Antioxidant compound responses to chilling stress in differentially sensitive inbred maize lines. **Physiologia Plantarum**, v. 98, n. 4, p. 685-692, 1996.
- HOMEZ-JARA, A.; DAZA, L. S.; AGUIRRE, D. M.; JOSÉ ALDEMAR MUÑOZ, J. A.; SOLANILLA, J. F.; VÁQUIRO, H. A. Characterization of chitosan edible films obtained with various polymer concentrations and drying temperatures. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 113, p. 1233-1240, 2018.
- HOSSEINI, M. H.; RAZAVI, S. H.; MOUSAVI, M. A. Antimicrobial, physical and mechanical properties of chitosan-based films incorporated with thyme, clove and cinnamon essential oils. **Journal of Food Processing and Preservation**, v. 33, n. 6, p. 727-743, 2009.
- IBGE. **Produção Agrícola Municipal**. Disponível em: <<https://sidra.ibge.gov.br>>. Acesso em: 10 jul. 2019.
- JACOMINO, A. P.; KLUGE, R. A.; SARANTÓPOULOS, C. I. G. L.; SIGRIST, J. M. M. Evaluation of plastic packages for guava refrigerated preservation. **Packaging Technology and Science**, v. 14, n. 1, p. 1-39, 2001.
- JANJARASSKUL, T.; KROCHTA, J. M. Edible packaging materials. **Annual Review of Food Science and Technology**, v. 1, p. 415-448, 2010.
- JANSSEN, H. G.; DAVIES, I. G.; RICHARDSON, L. D.; STEVENSON, L. Determinants of takeaway and fast food consumption: a narrative review. **Nutrition Research Reviews**, v. 31, n. 1, p. 16-34, 2018.
- JAYAPRAKASHA, G. K.; RAO, L. J. M.; SAKARIAH, K. K. Volatile constituents from *Cinnamomum zeylanicum* fruit stalks and their antioxidant activities. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 51, n. 15, p. 4344-4348, 2003.
- JITAREERAT, P.; PAUMCHAI, S.; KANLAYANARAT, S.; SANGCHOTE, S. Effect of chitosan on ripening, enzymatic activity, and disease development in mango (*Mangifera indica*) fruit. **New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science**, v. 35, n. 2, p. 211-218, 2007.
- JONGSRI, P.; WANGSOMBOONDEE, T.; ROJSITTHISAK, P.; SERAYPHEAP, K. Effect of molecular weights of chitosan coating on postharvest quality and physicochemical characteristics of mango fruit, **LWT - Food Science and Technology**, v. 73, p. 28-36, 2016.
- JUN, H. K.; KIM, J. S.; NO, H. K.; MEYERS, S. P. Chitosan as a coagulant for recovery of proteinaceous solids from tofu wastewater. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 42, n. 8, p. 1834-1838, 1994.
- KADER, A. A.; SALTVEIT, M. E. Respiration and Gas Exchange. In BARTZ, J.A., BRECHT, J.K. (2 ed.). **Postharvest physiology and pathology of vegetables**. New York: Marcel Dekker, 2003.

KALEMBA, D.; KUNICKA, A. Antibacterial and antifungal properties of essential oils. **Current Medicinal Chemistry**, v. 10, n. 10, p. 813-829, 2003.

KAMATOU, G. P.; VERMAAK, I.; VILJOEN, A. M. Eugenol from the remote Maluku Islands to the international market place: a review of a remarkable and versatile molecule. **Molecules**, v. 17, n. 6, p. 6953-81, 2012.

KESTER, J. J.; FENNEMA, O. R. Edible films and coatings: A review. **Food Technology**, v. 40, n. 12, p. 47-59, 1986.

KHALIQ, G.; MOHAMEDA, M. T. M.; GHAZALI, H. M.; DING, P.; ALI, A. Influence of gum arabic coating enriched with calcium chloride on physiological, biochemical and quality responses of mango (*Mangifera indica* L.) fruit stored under low temperature stress. **Postharvest Biology and Technology**, v. 111, p. 362-369, 2016.

KIM, K. M.; SON, J. H.; KIM, S.-K.; WELLER, C. L.; HANNA, M. A. Properties of chitosan films as a function of pH and solvent type. **Journal of Food Science**, v. 71, n. 3, p. E119-E124, 2006.

KONG, M.; CHEN, X. G.; XING, K.; PARK, H. J. Antimicrobial properties of chitosan and mode of action: A state of the art review. **International Journal of Food Microbiology**, v. 144, n. 1, p. 51-63, 2010.

KUMAR, M. N. V. R. A review of chitin and chitosan applications. **Reactive & Functional Polymers**, v. 46, n. 1, p. 1-27, 2000.

KUROZAWA, L. E.; TERNG, I.; HUBINGER, M. D.; PARK, K. J. Ascorbic acid degradation of papaya during drying: Effect of process conditions and glass transition phenomenon. **Journal of Food Engineering**, v. 123, p. 157-164, 2014.

LACERDA, M. P. Manga. **Hortifruti Brasil**. v. 6, n. 67, p. 22, 2008.

LATTANZIO, V.; LATTANZIO, V. M. T.; CARDINALI, A. Role of phenolics in the resistance mechanisms of plants against fungal pathogens and insects. In: **Phytochemistry: Advances in Research**, Kerala: Research Singpost, 2006, 23-67p.

LI, X.; LONG, Q.; GAO, F.; HAN, C.; JIN, P.; ZHENG, Y. Effect of cutting styles on quality and antioxidant activity in fresh-cut pitaya fruit. **Postharvest Biology and Technology**, v. 124, p. 1-7, 2017.

LI, Y.-Q.; KONG, D.-X.; WU, H. Analysis and evaluation of essential oil components of cinnamon barks using GC-MS and FTIR spectroscopy. **Industrial Crops and Products**, v. 41, p. 269-278, 2013.

LIMA, A. B. **Qualidade de manga Tommy Atkins orgânica colhida sob boas práticas agrícolas, tratadas com extrato de erva-doce e fécula de mandioca**. 2007. 97f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Centro de Ciências Agrárias, Universidade Federal da Paraíba, Areia.

LINKE, M.; GEYER, M. Condensation dynamics in plastic film packaging of fruit and vegetables. **Journal of Food Engineering**, v. 116, n. 1, p. 144-154, 2013.

- LIU, J.; TIAN, S.P.; MENG, X.H.; XU, Y. Effects of chitosan on control of postharvest diseases and physiological responses of tomato fruit. **Postharvest Biology and Technology**, v. 44, n. 3, p. 300-306, 2007.
- LIU, K.; YUAN, C.; CHEN, Y.; LI, H.; LIU, J. Combined effects of ascorbic acid and chitosan on the quality maintenance and shelf life of plums. **Scientia Horticulturae**, v. 176, n. 11, p. 45-53, 2014.
- LIZADA, C. Mango. In: SEYMOUR, G.; TAYLOR, J.; TUCKER, G. **Biochemistry of Food Ripening**. 1.ed., London: Chapman & Hall, 1993, 255-271 p.
- LÓPEZ-MATA, M. A.; RUIZ-CRUZ, S.; SILVA-BELTRÁN, N. P.; ORNELAS-PAZ, J. J.; OCAÑO-HIGUERA, V. M.; RODRÍGUEZ-FÉLIX, F.; LUIS A. CIRA-CHÁVEZ, L. A.; DEL-TORO-SÁNCHEZ, C. L.; SHIRAI, K. Physicochemical and antioxidant properties of chitosan films incorporated with cinnamon oil. **International Journal of Polymer Science**, doi:http://dx.doi.org/10.1155/2015/974506, 2015.
- MAISTRO, L. C. Minimally processed lettuce: A review. **Revista de Nutrição**, v. 14, n. 3, p. 219-224, 2001.
- MAKINO, Y. Oxygen Consumption by fruits and vegetables. **Food Science and Technology Research**, v. 19, n. 4, p. 523-529, 2013.
- MANN, C. M.; MARKHAM, J. L. A new method for determining the minimum inhibitory concentration of essential oils. **Journal of Applied Microbiology**, v. 84, n. 4, p. 538-544, 1998.
- MARTÍNEZ-FERRER, M.; HARPER, C.; PÉREZ-MUÑOZ, F.; CHAPARRO, M. Modified atmosphere packaging of minimally processed mango and pineapple fruits. **Journal of Food Science**, v.67, n. 9, p. 3365-3371, 2002.
- MATAN, N.; RIMKEEREE, N.; MAWSON, A. J.; CHOMPREEEDA, P.; HARUTHAITHANASAN, V.; PARKER, M. Antimicrobial activity of cinnamon and clove oils under modified atmosphere conditions. **International Journal of Food Microbiology**, v. 107, n. 2, p. 180-185, 2006.
- MEGALE, J. **Influência do estágio de maturação e da condição de armazenagem em parâmetros sensoriais, químicos e microbiológicos de manga, cultivar Palmer, semi-processada**. 2002. 98f. (Mestrado em Engenharia Agrícola) – Faculdade de Engenharia Agrícola, Universidade Estadual de Campinas, Campinas.
- MERCALI, G. D.; JAESCHKE, D. P.; TESSARO, I. C.; MARCZAK, L. D. F. Study of vitamin C degradation in acerola pulp during ohmic and conventional heat treatment. **LWT - Food Science and Technology**, v. 47, n. 1, p. 91-95, 2012.
- MILLER, N. J.; RICE-EVANS, C. A. The relative contributions of ascorbic acid and phenolic antioxidants to the total antioxidant activity of orange and apple fruit juices and blackcurrant drink. **Food Chemistry**, v. 60, n. 3, p. 331-337, 1997.
- MITTLER, R. Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. **Trend in Plant Science**, v. 7, n. 9, p. 405-410, 2002.

- MORADI, M.; TAJIK, H.; ROHANI, S. M. R.; OROMIEHIE, A. R.; MALEKINEJAD, H.; ALIAKBARLU, J.; HADIAN, M. Characterization of antioxidant chitosan film incorporated with *Zataria multiflora* Boiss essential oil and grape seed extract. **LWT - Food Science and Technology**, v. 46, n. 2, p. 477-484, 2012.
- NAGAI, L. Y.; SANTOS, A. B.; FARIA, F. A.; BOSCOLO, M.; MAURO, M. A. Osmotic dehydration of mango with ascorbic acid impregnation: Influence of process variables. **Journal of Food Processing and Preservation**, v. 39, n. 4, p. 384-393, 2015.
- NARDOCCI, M.; LECLERC, B.-S.; LOUZADA, M.-L.; MONTEIRO, C. A.; BATAL, M.; MOUBARA, J.-C. Consumption of ultra-processed foods and obesity in Canada. **Canadian Journal of Public Health**, v. 110, n. 1, p. 4-14, 2019.
- NO, H. K.; PARK, N. Y.; LEE, S. H.; MEYERS, S. P. Antibacterial activity of chitosans and chitosan oligomers with different molecular weights. **International Journal of Food Microbiology**, v. 74, p. 65-72, 2002.
- NONGTAODUM, S.; JANGCHUD, A. Effects of edible chitosan coating on quality of fresh-cut mangoes (Fa-lun) during storage. **Kasetsart Journal: Natural Science**, v. 43, n. 5, p. 282-289, 2009.
- O'CONNOR-SHAW, R. E.; ROBERTS, R.; FORD, A. L.; NOITINGHAM, S. M. Shelf life of minimally processed honeydew, kiwifruit, papaya, pineapple and cantaloupe. **Journal of Food Science**, v. 59, n. 6, p. 1202-1206, 1994.
- OETTERER, M.; REGITANO-D'ARCE, M. A. B.; SPOTO, M. H. F. **Fundamentos de Ciência e Tecnologia de Alimentos**. Barueri: Manole, 2006.
- OJAGH, S. M.; REZAEI, M.; RAZAVI, S. H.; HOSSEINI, S. M. H. Effect of chitosan coatings enriched with cinnamon oil on the quality of refrigerated rainbow trout. **Food Chemistry**, v. 120, n. 1, p. 193-198, 2010.
- OKAZAKI, L.; LACERDA, M. P. Manga. **Hortifruti Brasil**. v. 6, n. 66, p. 22, 2008.
- OLIVAS, G. I.; BARBOSA-CÁNOVAS G. V. Edible coatings for fresh-cut fruits. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v. 45, n. 7-8, p.657-670, 2005.
- OLIVAS, G. I.; MATTINSON, D. S.; BARBOSA-CÁNOVAS, G. V. Alginate coatings for preservation of minimally processed 'Gala' apples. **Postharvest Biology and Technology**, v. 45, . 1, p. 89-96, 2007.
- OLIVEIRA, G. P.; GERALDINI, F. **MANGA/CEPEA: Safra de Palmer se inicia em breve em SP**. Disponível em: <<https://www.hfbrasil.org.br/br/manga-cepea-safra-de-palmer-se-inicia-em-breve-em-sp.aspx>>. Acesso em: 10 jul. 2019.
- OLIVEIRA, G. P. C.; PALMIERI, F. G. Manga. In: Anuário 2018-2019. **Hortifruti Brasil**, v. 17, n. 185, p. 41-42, 2019.
- OLIVEIRA, M. A.; SOUZA, V. M.; BERGAMINI, A. M. M.; MARTINIS, E. C. P. Microbiological quality of ready-to-eat minimally processed vegetables consumed in Brazil. **Food Control**, v. 22, n. 8, p. 1400-1403, 2011.

- OOI, L. S. M.; LI, Y.; KAM, S.-L.; WANG, H.; WONG, E. Y. L.; OOI, V. E. C. Antimicrobial activities of cinnamon oil and cinnamaldehyde from the Chinese medicinal herb *Cinnamomum cassia* blume **The American Journal of Chinese Medicine**, v. 34, n. 03, p. 511-522, 2006.
- PACHECO, A. L. A.; PAGLIUCA, L. G.; JULIÃO, L. Manga. **Hortifruti Brasil**. v. 13, n. 143, p. 22, 2015.
- PARK, H. J. Development of advanced edible coatings for fruits. **Trends in Food Science & Technology**, v. 10, n. 8, p. 254-260, 1999.
- PARK, S. Y.; MARSH, K. S.; RHIM, J. W. Characteristics of different molecular weight chitosan films affected by the type of organic solvents. **Journal of Food Science**, v. 67, n. 1, p. 194-197, 2002.
- PATHARE, P. B.; OPARA, U. L.; AL-SAID, F. A. Colour Measurement and Analysis in Fresh and Processed Foods: A Review. **Food Bioprocess Technology**, v. 6, n. 1, p. 36-60, 2013.
- PATRIGNANI, F. SIROLI, L.; SERRAZANETTI, D. I.; GARDINI, F.; LANCIOTTI, R. Innovative strategies based on the use of essential oils and their components to improve safety, shelf-life and quality of minimally processed fruits and vegetables. **Trends in Food Science & Technology**, v. 46, n. 2, Part B, p. 311-319, 2015.
- PENG, Y.; LI, Y. Combined effects of two kinds of essential oils on physical, mechanical and structural properties of chitosan films. **Food Hydrocolloids**, v. 36, p. 287-293, 2014.
- PERDONES, A.; SÁNCHEZ-GONZÁLEZ, L.; CHIRALT, A.; VARGAS, M. Effect of chitosan–lemon essential oil coatings on storage-keeping quality of strawberry. **Postharvest Biology and Technology**, v. 70, p. 32-41, 2012.
- 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, M. C.; VILELA, G. R.; COSTA, L. M. A. S.; SILVA, R. F.; FERNANDES, A. F.; FONSECA, E. W. N.; PICCOLI, R. H. Inibição do desenvolvimento fúngico através da utilização de óleos essenciais de condimentos. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 30, n. 4, p. 731-738, 2006.
- PILON, L.; SPRICIGO, P. C.; BRITTO, D.; ASSIS, O. B. G.; CALBO, A. G.; FERRAUDO, A. B.; FERREIRA, M. D. Effects of antibrowning solution and chitosan-based edible coating on the quality of fresh-cut apple. **International Journal of Postharvest Technology and Innovation**, v. 3, n. 2, p. 151-164, 2013.
- PONCE, A. G.; ROURA, S. I.; DEL VALLE, C. E.; MOREIRA, M. R. Antimicrobial and antioxidant activities of edible coatings enriched with natural plant extracts: *In vitro* and *in vivo* studies. **Postharvest Biology and Technology**, v. 49, n. 2, p. 294-300, 2008.

PRABUSEENIVASAN, S.; JAYAKUMAR, M.; IGNACIMUTHU, S. In vitro antibacterial activity of some plant essential oils. **Complementary and Alternative Medicine**, v. 6, n. 39, 2006.

PRANOTO, Y.; RAKSHIT, S. K.; SALOKHE, V. M. Enhancing antimicrobial activity of chitosan films by incorporating garlic oil, potassium sorbate and nisin. **LWT- Food Science and Technology**, v. 38, n. 8, p. 859-865, 2005.

PRIOR, R. L.; WU, X.; SCHAICH, K. Standardized methods for the determination of antioxidant capacity and phenolics in foods and dietary supplements. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 53, n. 10, p. 4290-4302, 2005.

QI, H.; HU, W.; JIANG, A.; TIAN, M.; LI, Y. Extending shelf-life of fresh-cut 'Fuji' apples with chitosan-coatings. **Innovative Food Science and Emerging Technologies**, v. 12, n. 1, p. 62-66, 2011.

QUINTAVALLA, S.; VICINI, L. Antimicrobial food packaging in meat industry. **Meat Science**, v. 62, n. 6, p. 373-380, 2002.

RABEA, E. I.; BADAWEY, M. E. -T.; STEVENS, C. V.; SMAGGHE, G.; STEURBAUT, W. Chitosan as antimicrobial agent: applications and mode of action, **Biomacromolecules**, v. 4, n. 6, p. 1457-1465, 2003.

RAGAERT, P.; VERBEKE, W.; DEVLIEGHERE, F.; DEBEVERE, J. Consumer perception and choice of minimally processed vegetables and packaged fruits. **Food Quality and Preference**, v.15, n. 3, p. 259-270, 2004.

RAINA, V. K.; SRIVASTAVA, S. K.; AGGARWAL, K. K.; SYAMASUNDAR, K. V.; KUMAR, S. Essential oil composition of *Syzygium aromaticum* leaf from Little Andaman, **India Flavour and Fragrance Journal**, v. 16, n. 5, p. 334-336, 2001.

RAMOS, B.; MILLER, F. A.; BRANDÃO, T. R. S.; TEIXEIRA, P.; SILVA, C. L. M Fresh fruits and vegetables – An overview on applied methodologies to improve its quality and safety. **Innovative Food Science and Emerging Technologies**, v. 20, p. 1-15, 2013.

RAUT, J. S.; KARUPPAYIL, S. M. A status review on the medicinal properties of essential oils. **Industrial Crops and Products**, v. 62, p. 250-264, 2014.

RAVANI, A.; JOSHI, D. C. Mango and it's by product utilization—a review. **Trends in Post Harvest Technology**, v. 1, n. 1, p. 55-67, 2013.

RAYBAUDI-MASSILIA, R. M.; MOSQUEDA-MELGAR, J.; MARTÍN-BELLOSO, O. Edible alginate-based coating as carrier of antimicrobials to improve shelf-life and safety of fresh-cut melon. **International Journal of Food Microbiology**, v. 121, p. 313-327, 2008a.

RAYBAUDI-MASSILIA, R. M.; ROJAS-GRAÜ, M. A.; MOSQUEDA-MELGAR, J.; MARTÍN-BELLOSO, O. Comparative study on essential oils incorporated into an alginate-based edible coating to assure the Safety and quality of fresh-cut Fuji apples. **Journal of Food Protection**, v. 71, n. 6, p.1150-1161, 2008b.

REYES, L. F.; VILLARREAL, J. E.; LUIS CISNEROS-ZEVALLOS, L. The increase in antioxidant capacity after wounding depends on the type of fruit or vegetable tissue. **Food Chemistry**, v. 101, n. 3, p. 1254-1262, 2007.

RIBEIRO-SANTOS, R.; ANDRADE, M.; DE MELO, N. R.; DOS SANTOS, F. R.; NEVES, A. I.; DE CARVALHO, M. G.; SANCHES-SILVA, A. Biological activities and major components determination in essential oils intended for a biodegradable food packaging. **Industrial Crops and Products**, v. 97, p. 201-210, 2017a.

RIBEIRO-SANTOS, R.; ANDRADE, M.; SANCHES-SILVA, A. Application of encapsulated essential oils as antimicrobial agents in food packaging. **Current Opinion in Food Science**, v. 14, p. 78-84, 2017b.

RINAUDO, M. Chitin and chitosan: Properties and applications. **Progress in Polymer Science**, v. 31, n. 7, p. 603-632, 2006.

ROBLES-SÁNCHEZ, R. M.; ROJAS-GRAÜ, M. A.; ODRIOZOLA-SERRANO, I. GONZÁLEZ-AGUILAR, G. MARTIN-BELLOSO, O. Influence of alginate-based edible coating as carrier of antibrowning agents on bioactive compounds and antioxidant activity in fresh-cut Kent mangoes. **LWT - Food Science and Technology**, v. 50, n. 1, p. 240-246, 2013.

ROJAS-GRAÜ, M. A.; SOLIVA-FORTUNY, R.; MARTÍN-BELLOSO, O. Edible coatings to incorporate active ingredients to freshcut fruits: a review. **Trends in Food Science & Technology**, v. 20, n. 10, p. 438-447, 2009.

ROJAS-GRAÜ, M. A.; RAYBAUDI-MASSILIA, R. M.; SOLIVA-FORTUNY, R. C. AVENA-BUSTILLOS, R. J.; MCHUGH, T. H.; MARTÍN-BELLOSO, O. Apple puree-alginate edible coating as carrier of antimicrobial agents to prolong shelf-life of fresh-cut apples. **Postharvest Biology and Technology**, v. 45, n. 2, p. 254-264, 2007.

RUIZ, B. G.; ROUX, S.; COURTOIS, F.; BONAZZI, C. Spectrophotometric method for fast quantification of ascorbic acid and dehydroascorbic acid in simple matrix for kinetics measurements. **Food Chemistry**, v. 211, p. 583-589, 2016.

RUIZ-NAVAJAS, Y.; VIUDA-MARTOS, M.; SENDRA, E.; PEREZ-ALVAREZ, J. A.; FERNÁNDEZ-LÓPEZ, J. In vitro antibacterial and antioxidant properties of chitosan edible films incorporated with *Thymus moroderi* or *Thymus piperella* essential oils. **Food Control**, v. 30, n. 2, p. 386-392, 2013.

RYSER, E. T.; SCHUMAN, J. D. Mesophilic Aerobic Plate Count. In: SALFINGER, Y.; TORTORELLO, M. L. (Ed.) **Compendium of Methods for the Microbiological Examination of Foods**. 5. ed., Washington: American Public Health Association, 2015, 95-101 p.

RYU, D.; WOLF-HALL, C. Yeast and molds. In: SALFINGER, Y.; TORTORELLO, M. L. (Ed.) **Compendium of Methods for the Microbiological Examination of Foods**. 5. ed., Washington: American Public Health Association, 2015, 277-285 p.

SALFINGER, Y.; TORTORELLO, M. L. (Ed.) **Compendium of Methods for the Microbiological Examination of Foods**. 5. ed., Washington: American Public Health Association (APHA), 2015.

SÁNCHEZ-GONZÁLEZ, L., CHÁFER, M., CHIRALT, A., GONZÁLEZ-MARTÍNEZ, C. 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, 2010a.

SÁNCHEZ-GONZÁLEZ, L., GONZÁLEZ-MARTÍNEZ, C., CHIRALT, A., CHÁFER, M. Physical and antimicrobial properties of chitosan-tea tree essential oil composite films. **Journal of Food Engineering**, v. 98, n. 4, p. 443-452, 2010b.

SÁNCHEZ-GONZÁLEZ, L.; PASTOR, C.; VARGAS, M.; CHIRALT, A.; GONZÁLEZ-MARTÍNEZ, C.; CHÁFER, M. Effect of hydroxypropylmethyl cellulose and chitosan coatings with and without bergamot essential oil on quality and safety of cold-stored grapes. **Postharvest Biology and Technology**, v. 60, n. 1, p. 57-63, 2011a.

SÁNCHEZ-GONZÁLEZ, L.; VARGAS, M.; GONZÁLEZ-MARTÍNEZ, C.; CHIRALT, A.; CHÁFER, M. Use of essential oils in bioactive edible coatings. **Food Engineering Reviews**, v. 3, n. 1, p. 1-16, 2011b.

SCHINK, B.; PHILIPP, B.; MÜLLER, J. Anaerobic degradation of phenolic compounds. **Naturwissenschaften**, v. 87, n. p. 12-23, 2000.

SEYMOUR, G.; TAYLOR, J.; TUCKER, G. **Biochemistry of Food Ripening**. 1.ed., London: Chapman & Hall, 1993, 454 p.

SHEN, S.; ZHANG, T.; YUAN, Y.; LIN, S.; XU, J.; YE, H. Effects of cinnamaldehyde on *Escherichia coli* and *Staphylococcus aureus* membrane. **Food Control**, v. 47, p. 196-202, 2015.

SHIGEMATSU, E. **Coberturas comestíveis à base de alginato de sódio, quitosana e água de coco em cenouras (*Daucus carota* L.) minimamente processadas: Avaliação de potencial probiótico e efeitos sobre parâmetros físico-químicos, microbiológicos e sensoriais**. 2017. 201f. Tese (Doutorado em Engenharia e Ciência de Alimentos) – Instituto de Biociências, Letras e Ciências Exatas, Universidade Estadual Paulista, São José do Rio Preto.

SIGRIST, J. M. M. Tecnologia Pós-Colheita para a Comercialização de Manga *in natura*. In: **Manga – Produção Integrada, Industrialização e Comercialização**. Viçosa: UFV, 2004. 553-570 p. Disponível em: <http://www.nutricaoodeplantas.agr.br/site/ensino/pos/Palestras_William/Livromanga_pdf/16_tecnologia.pdf>. Acesso em: 23 jun. 2019.

SILVA, N.; JUNQUEIRA, V. C. A. SILVEIRA, N. F. A.; TANIWAKI, M. H.; SANTOS, R. F. S.; GOMES, R. A. R. **Manual de métodos de análise microbiológica de alimentos e água**. 4. ed. São Paulo: Varela, 2010.

SIMÕES, A. D. N.; TUDELA, J. A.; ALLENDE, A.; PUSCHMANN, R.; GIL, M. I. Edible coatings containing chitosan and moderate modified atmospheres maintain quality and enhance phytochemicals of carrot sticks. **Postharvest Biology and Technology**, v. 51, n. 3, p. 364-370, 2009.

SITONIO, K. E.; MENEGALLI C. F. Coberturas e filmes comestíveis aditivados de compostos bioativos para conservação de frutas. **Revista Especializada en Ingeniería de Procesos en Alimentos y Biomateriales**, v. 6, p. 11-22, 2012.

SMITH-PALMER, A.; STEWART, J.; FYFE, L. Antimicrobial properties of plant essential oils and essences against five important food-borne pathogens. **Letters in Applied Microbiology**, v.26, n. 2, p. 118-122, 1998.

SOTHORNVIT, R.; RODSAMRAN, P. Effect of a mango film on quality of whole and minimally processed mangoes. **Postharvest Biology and Technology**, v. 47, n. 3, p. 407-415, 2008.

SRINIVASA; P. C.; BASKARAN, R.; RAMESH, M. N.; PRASHANTH, K. V. H.; THARANATHAN, R. N. Storage studies of mango packed using biodegradable chitosan film. **European Food Research and Technology**, v. 215, n. 6, p. 504-508, 2002.

SUDARSHAN, N. R.; HOOVER, D. G.; KNORR, D. Antibacterial action of chitosan. **Food Biotechnology**, v. 6, n. 3, p. 257-272. 1992.

SURJADINATA, B. B.; CISNEROS-ZEVALLOS, L. Biosynthesis of phenolic antioxidants in carrot tissue increases with wounding intensity. **Food Chemistry**, v. 134, n. 2, p. 615-624, 2012.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia Vegetal**. 5. ed., Porto Alegre: Artmed, 2013, 918 p.

TALCOTT, S. T.; MOORE, J. P.; LOUNDS-SINGLETON, A. J.; PERCIVAL, S. S. Ripening Associated Phytochemical Changes in Mangos (*Mangifera indica*) Following Thermal Quarantine and Low-Temperature Storage. **Journal of Food Science**, v. 70, n. 5, p. C337-C341, 2005.

TANIGUCHI, M. **O Livro dos Jovens**. 32 ed., São Paulo: SEICHO NO IE DO BRASIL, 2007, 152 p.

TAPPI, S.; MAURO, M. A; TYLEWICZA, U.; DELLAROSA, N.; MARCO DALLA ROSA, M. D.; ROCCULIA, P. Effects of calcium lactate and ascorbic acid on osmotic dehydration kinetics and metabolic profile of apples. **Food and Bioproducts Processing**, v. 103, p. 1-9, 2017.

THARANATHAN, R. N.; YASHODA, H. M.; PRABHA, T. N. Mango (*Mangifera indica* L.) “The King of Fruits” – An Overview, **Food Reviews International**, v. 22, n. 2, p. 95-123, 2006.

TUCKER, G. A. Introduction. In: SEYMOUR, G.; TAYLOR, J.; TUCKER, G. **Biochemistry of Food Ripening**. 1.ed., London: Chapman & Hall, 1993, 1-51 p.

UDDIN, M. A.; SHAHINUZZAMAN, M.; RANA, M. S.; ZAHIRA YAAKOB, Z. Study of chemical composition and medicinal properties of volatile oil from clove buds (*Eugenia caryophyllus*). **International Journal of Pharmaceutical Sciences and Research**, v. 8, n. 2, 2017.

VALENCIA-CHAMORRO, S. A.; PALOU, L.; DEL RÍO, M. A.; PÉREZ-GAGO, M. B. Antimicrobial edible films and coatings for fresh and minimally processed fruits and

vegetables: A review. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v. 51, n. 9, p. 872-900, 2011.

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, n. 2, p. 531-537, 2013.

VASAVADA, P. C.; CRITZER, F. J. Psychrotrophic microorganisms. In: SALFINGER, Y.; TORTORELLO, M. L. (Ed.) **Compendium of Methods for the Microbiological Examination of Foods**. 5. ed., Washington: American Public Health Association, 2015, 175-189 p.

VEGA-VEGA, V.; SILVA-ESPINOZA, B. A.; CRUZ-VALENZUELA, M. R.; BERNAL-MERCADO, A. T.; GONZÁLEZ-AGUILAR, G. A.; VARGAS-ARISPURO, I.; CORRALES-MALDONADO, C. G.; AYALA-ZAVALA, J. F. Fresh-cut mango applying bioactive extracts from their seeds by-products. **Food and Nutrition Sciences**, v. 4, p. 197-203, 2013.

WANG, R.; WANG, R.; YANG, B. Extraction of essential oils from five cinnamon leaves and identification of their volatile compound compositions. **Innovative Food Science & Emerging Technologies**, v. 10, n. 2, p. 289-292, 2009.

WHO - World Health Organization. Obesity and overweight. Disponível em: <https://www.noo.org.uk/NOO_about_obesity/adult_obesity/international>. Acesso em 14 maio 2019.

XIAOLIN, T.; DAFENG, T.; ZHONGYAN, W.; FENGKUI, M. Synthesis and evaluation of chitosan-vitamin C complexes. **Journal of Applied Polymer Science**, v. 114, n. 5, p. 2986-2991, 2009.

XING, Y.; LI, X.; XU, Q.; YUN, J.; LU, Y.; TANG, Y. Effects of chitosan coating enriched with cinnamon oil on qualitative properties of sweet pepper (*Capsicum annuum* L.). **Food Chemistry**, v. 124, n. 4, p. 1443-1450, 2011.

XING Y.; XU, Q.; YANG, S. X.; CHEN, C.; TANG, Y.; SUN, S.; ZHANG, L.; ZHENMING CHE, Z., LI, X. Preservation mechanism of chitosan-based coating with cinnamon oil for fruits storage based on sensor data. **Sensors**, v. 16, n. 7, p. 1111, 2016.

YADAV, M.; GOSWAMI, P.; PARITOSH, K.; KUMAR, M.; PAREEK, N.; VIVEKANAND, V. Seafood waste: a source for preparation of commercially employable chitin/chitosan materials. **Bioresources Bioprocessing**, v. 6, n. 8, <https://doi.org/10.1186/s40643-019-0243-y>, 2019.

YANG, L.; PAULSON, A. T. Effects of lipids on mechanical and moisture barrier properties of edible gellan film. **Food Research International**, v. 33, n. 7, p. 571-578, 2000.

YOUSUF, B.; QADRI, O. S.; SRIVASTAVA, A. K. A Recent developments in shelf-life extension of fresh-cut fruits and vegetables by application of different edible coatings: A review. **LWT - Food Science and Technology**, v. 89, p. 198-209, 2018.

YUAN, G.; CHEN, X.; LI, D. Chitosan films and coatings containing essential oils: The antioxidant and antimicrobial activity, and application in food systems. **Food Research International**, v. 89, Part 1, p. 117-128, 2016.

ZHAN, L.; HU, J.; ZHU, Z. Shelf life extension of minimally processed water caltrop (*Trapa acornis* Nakano) fruits coated with chitosan. **International Journal of Food Science and Technology**, v. 46, n. 12, p. 2634-2640, 2011.

ZHANG, Z.-H.; HAN, Z.; ZENG, X.-A.; XIONG, X.-Y.; LIU, Y.-J. Enhancing mechanical properties of chitosan films via modification with vanillin. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 81, p. 638-643, 2015.

ZHANG, H.; LI, R.; LIU, W. Effects of chitin and its derivative chitosan on postharvest decay of fruits: A review. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 12, n. 2, p. 917-934, 2011.

ZHANG, Y.; LIU, X.; WANG, Y. JIANG, P.; QUEK, S. Y. Antibacterial activity and mechanism of cinnamon essential oil against *Escherichia coli* and *Staphylococcus aureus*. **Food Control**, v. 59, p. 282-289, 2016.

ZHAO, Y. Edible Coatings for extending shelf-life of fresh produce during postharvest storage. **Encyclopedia of Food Security and Sustainability**, v. 2, p. 506-510, 2019.

ZHU, X.; WANG, Q.; CAO, J.; JIANG, W. Effects of chitosan coating on postharvest quality of mango (*Mangifera indica* L. cv. Tainong) fruits. **Journal of Food Processing and Preservation**, v. 32, n. 5, p. 770-784, 2008.

ZOLDNERS, J.; KISELEVA, T.; KAIMINSH, I. Influence of ascorbic acid on the stability of chitosan solutions. **Carbohydrate Polymers**, v. 60, n. 2, p. 215-218, 2005.