



UNIVERSIDADE FEDERAL DA GRANDE DOURADOS

FACULDADE DE ENGENHARIA

CURSO DE GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA DE ALIMENTOS

TRABALHO DE CONCLUSÃO DE CURSO



Avaliação de coberturas comestíveis elaboradas com quitosana e extrato de hibisco (*Hibiscus sabdariffa* L.) na preservação de uvas da variedade ‘Niágara Rosada’ *in natura*.

CAROLINA APARECIDA ANTUNES AMADEU

RAÍSA CREPALDI DE FARIA

DOURADOS

ABRIL, 2017

CAROLINA APARECIDA ANTUNES AMADEU

RAÍSA CREPALDI DE FARIA

Avaliação de coberturas comestíveis elaboradas com quitosana e extrato de hibisco (*Hibiscus sabdariffa* L.) na preservação de uvas da variedade ‘Niágara Rosada’ *in natura*.

Trabalho de Conclusão de Curso submetido aos Professores Kelly Cristina da Silva Brabes e Willian Renzo Cortez Vega, responsáveis pela disciplina de TCC do curso de Engenharia de Alimentos, da Universidade Federal da Grande Dourados, como requisito parcial para conclusão do curso de graduação.

Orientadora: Prof^a. Dr^a. Silvia Maria Martelli

DOURADOS

2017

SUMÁRIO

| | |
|--|-----------|
| 1. RESUMO | |
| 2. INTRODUÇÃO..... | 4 |
| 3. OBJETIVOS..... | 6 |
| 3.1. Objetivo Geral..... | 6 |
| 3.2. Objetivo Específico..... | 6 |
| 4. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA..... | 7 |
| 4.1. Coberturas comestíveis..... | 7 |
| 4.2. Materiais empregados em coberturas comestíveis..... | 9 |
| 4.3. Hibisco..... | 10 |
| 4.4 Uva..... | 11 |
| 5. MATERIAL E MÉTODOS..... | 12 |
| 5.1. Materiais..... | 12 |
| 5.2. Métodos..... | 13 |
| 5.2.1. Obtenção dos extratos..... | 13 |
| 5.2.2. Obtenção das coberturas..... | 13 |
| 5.2.3. Recobrimento das uvas..... | 13 |
| 5.2.4. Parâmetros físico-químicos..... | 16 |
| 5.2.4.1. Perda de massa..... | 16 |
| 5.2.4.2. Dureza..... | 16 |
| 5.2.4.3. Cor..... | 16 |
| 5.2.4.4. Umidade..... | 17 |
| 5.2.4.5. Sólidos solúveis..... | 17 |
| 5.2.4.6. Ph..... | 17 |
| 5.2.4.7. Acidez total titulável..... | 18 |
| 5.2.4.8. Análise sensorial..... | 18 |
| 6. RESULTADOS E DISCUSSÕES..... | 18 |
| 6.1. Avaliações Físico-Químicas Das Uvas Com e Sem Cobertura..... | 18 |
| 6.1.1. Perda de massa..... | 18 |

| | |
|---|-----------|
| 6.1.2. Dureza..... | 20 |
| 6.1.3. Cor..... | 22 |
| 6.1.4. Umidade..... | 25 |
| 6.1.5. Sólidos solúveis..... | 27 |
| 6.1.6. Ph..... | 28 |
| 6.1.7. Acidez titulável..... | 29 |
| 6.1.8. Análise sensorial..... | 30 |
| 7.CONCLUSÃO..... | 37 |
| 8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS..... | 38 |

ANEXOS

Anexo I. Especificações da quitosana (Polymar).

1. RESUMO

O uso de coberturas comestíveis a base de quitosana tem sido considerado uma alternativa viável para prolongar a vida pós-colheita e garantir a qualidade física e química de frutas *in natura*. As propriedades dos revestimentos de quitosana podem ser potencializadas quando são incorporados por agentes antioxidantes, tais como o extrato de *Hibiscus sabdariffa* L., que possui grandes quantidades de compostos bioativos como ácidos fenólicos, flavonoides e antocianinas. O objetivo deste estudo foi avaliar a influência da utilização de coberturas comestíveis a base de quitosana adicionadas de extratos de hibisco, na vida útil de uvas *in natura* da variedade *Niágara rosada*, armazenadas sob refrigeração. Após a seleção, os frutos foram higienizados, secos submetidos a quatro tratamentos: sem cobertura (C), recobertos com quitosana e extrato de hibisco. Os frutos foram secos à temperatura ambiente (25 °C) e armazenados a 5°C ± 0,2°C durante 13 dias. A vida útil dos frutos foi acompanhada com análises de cor, dureza, perda de massa, teores de sólidos solúveis, umidade, acidez total titulável, pH e parâmetros sensoriais para os atributos aparência global, cor, brilho e intenção de compra das uvas. As coberturas avaliadas nesse estudo mostraram-se eficientes para a ampliação da vida de prateleira de uvas "*Niágara rosada*".

2. INTRODUÇÃO

A conservação pós-colheita é de grande importância para que frutas e hortaliças cheguem ao consumidor sem alterações em seu valor nutritivo, aspecto e sabor. Os métodos tradicionais utilizados na conservação de frutas inteiras após a colheita, fazem uso, essencialmente, de refrigeração associada ou não a embalagens com atmosferas controladas (ASSIS; BRITTO, 2014).

No entanto, no Brasil, os índices indicam que as perdas pós-colheita atingem cifras da ordem de 30% ou mais da produção. Sendo que as principais causas são a deficiência de recursos humanos qualificados, o uso de tecnologias inadequadas do plantio ao armazenamento, o descuido no manuseio dos produtos (CHITARRA; CHITARRA, 2005). As perdas dos atributos de frutas e hortaliças *in natura* e minimamente processados podem ser relacionadas ao escurecimento, a senescência e à perda de água. As perdas de frutos atingem porcentagens de 25-80%, levando a um grande desperdício econômico em

países desenvolvidos, as quais, em países tropicais atingem proporções ainda maiores (JORGE, 2010).

Frente a esta realidade faz-se necessário o estudo de novas técnicas para conservação pós-colheita de frutos. Filmes comestíveis têm sido considerados uma alternativa para estender a vida útil de frutas e vegetais, causando efeito semelhante ao da utilização de uma atmosfera modificada. O controle da permeabilidade ao vapor de água, oxigênio e dióxido de carbono influencia diretamente a estabilidade do fruto durante a sua estocagem (FAKHOURI et al., 2007).

Os recobrimentos comestíveis podem melhorar o marketing do alimento, com relação à qualidade nutricional, segurança, e aumento no tempo de conservação, pois têm funções como: retardar a perda de umidade, retardar as trocas gasosas, aumentar a integridade estrutural, provendo alguma proteção física contra injúrias, reter componentes voláteis, constituintes do odor e do sabor e atuar como veículo de aditivos alimentícios, como, por exemplo, agentes antimicrobianos e antioxidantes (CERQUEIRA et al., 2011).

A adição de compostos ativos, tais como antioxidantes, a estas películas e revestimentos pode melhorar as suas propriedades funcionais e com potencial aplicação na conservação de alimentos. Com efeito, os antioxidantes podem-se ligar aos radicais livres para proteger materiais contra processos de oxidação, independentemente do mecanismo de ação.

Muitas pesquisas têm estudado como a incorporação de antioxidantes afeta as propriedades funcionais de diferentes filmes e revestimentos de polímeros de fontes renováveis. Agentes antioxidantes provenientes de fontes naturais, tais como extratos de plantas, os óleos essenciais, e outros componentes com atividade antioxidante, como α -tocoferol (antioxidante solúvel em gordura), ácido ascórbico, ou ácido cítrico, têm sido amplamente estudados individualmente ou em combinação, para substituir antioxidantes sintéticos, tais como BHA ou BHT (EÇA et al., 2014).

O *Hibiscus sabdariffa* L. é uma planta da família Malvaceae, comumente conhecida como: hibisco, rosela, vinagreira, azedinha, jamaica, entre outros. É cultivada em climas subtropicais e comercializa-se principalmente seus cálices desidratados, que são utilizados no preparo de infusões aquosas quente ou frias, como por exemplo, chá [hibisco antioxidante]. O extrato obtido com essas infusões tem coloração roxa avermelhada, devido a antocianina presente nesta planta, e ainda é pouco aplicado na indústria alimentícia e farmacêutica (FLORES, et al., 2008).

Na medicina alternativa, estes extratos aquosos são utilizados por suas propriedades diuréticas, adstringentes e digestivas, para controlar a pressão arterial, para tratar distúrbios gastrointestinais, administrar cálculos renais e tratar o colesterol alto uma vez que nesta planta são encontrados compostos bioativos como ácidos fenólicos, flavonoides, antocianinas, fibra, minerais e vitaminas (LUENGAS, 2015; CARRILLO, 2013; FORMAGIO, 2015).

Em 2015, de acordo com uma pesquisa realizada por Mello (2015) pela EMBRAPA, o Brasil produziu aproximadamente 1.499.353 toneladas de uvas comuns. Deste total, aproximadamente 52,12% destinou-se a produção de vinhos, sucos e derivados, o restante (47,88%) foi para consumo “in natura”.

É de extrema importância para um produtor de uva a escolha de um cultivar adequado às condições ambientais da região e que atenda as exigências dos consumidores. Sendo assim, entre as diversas alternativas a ‘Niágara Rosada’, também chamada de ‘Francesa Rosa’, cultivar resultante de mutação somática natural da uva ‘Niagara’ (*Vitis labrusca* L. x *Vitis vinífera* L.), é uma das uvas de mesa mais plantadas no Brasil. Com características inerentes como sabor doce único em seu gênero e boa qualidade para consumo *in natura*, esta uva é muito estimada pelo consumidor brasileiro, sendo esta cultivar rosa/arroxeadada, de bagas grandes com cachos médios, cônicos, compactos e a polpa se desprende com facilidade da casca. (CATO et al., 2005; CABRAL, 2009).

Este trabalho teve por objetivo estudar a viabilidade de utilizar coberturas de quitosana contendo ou não extratos aquosos de *Hibiscus sabdariffa* L. em uvas da variedade *Niágara rosada*.

3. OBJETIVOS

3.1. Objetivo Geral

Avaliar a influência da utilização de coberturas comestíveis a base de quitosana adicionadas de extratos de hibisco, na vida útil de uvas *in natura* da variedade *Niágara rosada*.

3.2. Objetivos Específicos

- Obter extratos aquosos de hibisco;
- Formular soluções filmogênicas a base de quitosana com os extratos obtidos;

- Aplicar estas soluções como coberturas comestíveis em uvas da variedade *Niágara rosada*.
- Avaliar a influência das coberturas nas características físicas e químicas das uvas durante 13 dias de armazenamento sob refrigeração;
- Monitorar periodicamente, a evolução de parâmetros físicos, químicos (cor, dureza, perda de massa, sólidos solúveis, umidade, acidez total titulável e pH) e sensoriais, para os atributos aparência global, cor, brilho e intenção de compra das uvas.

4. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

4.1. Coberturas Comestíveis

O uso de filmes ou coberturas comestíveis sobre a superfície de frutos para aumentar a conservação é uma técnica que data dos séculos XII e XIII, quando chineses aplicavam ceras para conservar cítricos em viagens marítimas. A partir de 1930, as ceras de abelha, parafina e carnaúba e os óleos mineral e vegetal foram usados na conservação de frutas. Já na década de 60, o uso de polissacarídeos solúveis em água se tornou mais estudado e uma opção comercial para o uso em coberturas comestíveis de frutos com a função de aumentar a vida útil destes (FAKHOURI; GROSSO, 2003).

A cobertura é uma fina camada de material aplicado e formado diretamente na superfície do produto, enquanto que o filme é pré-formado separadamente e aplicado posteriormente sobre o produto (KRTOCHTA, et al., 1994). Os biofilmes incluem os filmes propriamente ditos, usados como embalagens, enquanto que as coberturas comestíveis são aplicadas diretamente sobre os alimentos (OSAWA et al., 2009).

Filmes comestíveis são utilizados para inibir a migração de umidade, oxigênio, dióxido de carbono, aromas, e lipídios e para melhorar as características físicas ou a proteção do alimento e contra os possíveis choques mecânicos, ainda, filmes comestíveis devem ter resistência mecânica suficiente e capacidade de extensão para manter a integridade da fruta e resistir ao estresse externo que ocorre durante o processamento, transporte, manipulação e armazenamento (MORAES et al., 2012).

A perda de umidade, durante o armazenamento, resulta em alterações indesejáveis na textura, enquanto que o ganho de umidade pode ocasionar o desenvolvimento microbiano. Para prevenir a perda de umidade, os produtos são geralmente embalados em

filmes plásticos que proporcionem boa barreira ao vapor d'água. Assim, é assegurado que o nível correto de umidade é retido no produto.

Os filmes e revestimentos comestíveis, além de funcionarem muito bem como barreiras parciais de vapor e de gases, podem ser ótimos carreadores de aditivos, tais como, agentes antioxidantes, antimicrobianos, aromatizantes, corantes e outras substâncias funcionais, as quais auxiliam na manutenção da qualidade e melhoram o valor nutricional das frutas e dos vegetais (SARTORI, 2014).

As matérias-primas empregadas na formação das coberturas e revestimentos comestíveis podem ter origem animal ou vegetal, ou formarem um composto com a combinação de ambas. Polissacarídeos, ceras (lipídios) e proteínas são as classes de materiais mais empregados, e a escolha depende fundamentalmente das características do produto a ser revestido e do principal objetivo almejado com o revestimento aplicado (ZARITZKY et al., 2011).

A técnica mais comum na formação de coberturas é a imersão. Embora o uso de pincel e *spray* também tenham sido utilizados para alguns casos, a imersão é o procedimento que garante que toda a superfície entre em contato com a solução filmogênica e uma leve agitação permite o desprendimento de bolhas, possibilitando uma deposição mais homogênea. O tempo de imersão para um completo revestimento é fortemente dependente da concentração de polímeros em solução, podendo este variar de alguns segundos a minutos. O método de *spray* ou aspersão possui processo semelhante, porém a solução é aspergida sobre o alimento (ASSIS AND BRITTO, 2014).

Para a elaboração de filmes comestíveis e/ ou biodegradáveis, é necessária a utilização de diversos componentes, de finalidade específica, constituídos de pelo menos um agente formador de filme (macromoléculas), solvente (água, etanol, entre outros), plastificante para atenuar a rigidez (glicerol, sorbitol, entre outros) e agente regulador de pH. Entre as macromoléculas, os principais grupos utilizados são as proteínas, polissacarídeos e seus derivados, e lipídios (monoglicerídeos, ácidos graxos, ceras naturais e outros) (BERBARI et al., 2011).

A formação de filmes provenientes de hidrocolóides necessita de um biopolímero, para promover a matriz estrutural, e de um plastificante de baixa massa molar, para aumentar a flexibilidade do filme. Plastificante é uma substância não-volátil que, quando adicionada a um material altera suas propriedades mecânicas e/ou físicas. O sorbitol e o glicerol são plastificantes por suas habilidades em reduzir as pontes de hidrogênio, enquanto aumentam os espaços intermoleculares, e em diminuir as interações entre as

cadeias de polímeros, aumentando a flexibilidade e diminuem as propriedades de barreiras dos filmes (ALLEONI et al., 2006).

Os principais materiais de cobertura são elaborados à base de proteínas, derivados de celulose, alginatos, pectinas, amido e outros polissacarídeos. A solubilidade de filmes de polissacarídeos é vantajosa em situações em que o filme é consumido com o produto, provocando poucas alterações nas propriedades sensoriais do alimento (FAKHOURI et al., 2011).

A cobertura do fruto por polímeros hidrossolúveis impede, parcialmente ou completamente, a troca gasosa, reduzindo a taxa de respiração e aumentando o tempo que o fruto leva para amadurecer. O uso de filmes e coberturas comestíveis modifica a atmosfera interna circundante ao produto e as trocas gasosas com o exterior. A composição da atmosfera interna irá depender das características de permeabilidade do material da embalagem e da velocidade de consumo ou de liberação de gases pelo produto embalado (SIQUEIRA, 2012). Com base na abordagem apresentada, enfatiza-se a importância de conhecer, explorar os materiais empregados em coberturas comestíveis.

4.2. Materiais Empregados em Coberturas Comestíveis

Os materiais mais utilizados na elaboração de revestimentos comestíveis são as proteínas (gelatina, caseína, ovoalbumina, glúten de trigo, zeína e proteínas miofibrilares), os polissacarídeos (amido e seus derivados, quitosana, pectina, celulose e seus derivados, alginato e carragena), os lipídios (monoglicérides acetilados, ácido esteárico, ceras e ésteres de ácido graxo) ou a combinação destes compostos, o que permite utilizar vantajosamente as distintas características funcionais de cada classe (LUVIELMO; LAMAS, 2012).

Dentre os polissacarídeos utilizados para formação de filmes, a quitosana é um polímero natural extraído da casca de crustáceos e de algas marinhas, possui custo relativamente baixo, apresenta grande capacidade de formação de filmes e grande potencial antimicrobiano. Além disso, a combinação das propriedades antimicrobianas e geleificantes da quitosana, a torna ideal à produção de coberturas comestíveis para alimentos, além de proporcionar a redução da perda de peso, diminuir a troca de vapor para o ambiente e assim, a prolongar a vida útil de frutos e verduras (FAKHOURI, et al., 2007).

Os maiores produtores mundiais da quitosana são os Estados Unidos e Japão, que têm aumentado a produção desse polímero natural devido à crescente demanda do produto e suas diversas aplicações (DAMIAN et al., 2005).

Quitina e quitosana são polissacarídeos de cadeias lineares que contêm proporções variáveis dos carboidratos 2-acetamido-2-deoxi-D-glicopiranosose e 2-amino-2-deoxi-D-glicopiranosose, unidos por ligações glicosídicas β (1 \rightarrow 4). Copolímeros em que predominam unidades de 2-amino-2-deoxi-D-glicopiranosose, que são solúveis em meios aquosos ácidos, mas que são insolúveis em meios neutros e alcalinos, são denominados quitosanas (SIGNINI; CAMPANA FILHO, 1998).

Segundo Silva, et al. (2006), a utilização de quitina e quitosana para novas aplicações têm aumentado exponencialmente em diversas áreas, como na agricultura e indústria de alimentos, mas, especialmente, na indústria farmacêutica, no desenvolvimento de cosméticos e biomateriais, tais como géis, filmes e membranas poliméricas.

Conforme Assis e Leoni (2003) em seu estudo de filmes comestíveis de quitosana considera que esta tem sido internacionalmente aceita como material promissor para revestimento de frutas e de alimentos diversos.

4.3. Hibisco

A composição nutricional do hibisco fresco varia entre os estudos, provavelmente devido a diferentes variedades, genética, condições ambientais, ecologia e condições de colheita da planta. Estudos relataram que o cálice do *Hibisco sabdariffa* contém proteína, gordura, carboidratos e fibras. São ricos em vitamina C, b-caroteno, cálcio e ferro. Em termos de minerais, o mais prevalente é o potássio, seguido de sódio, cálcio, fósforo e magnésio (ROCHA et al., 2014). O hibisco é rico também em compostos fenólicos e estes são associados com a prevenção de doenças geradas pelo estresse oxidativo, tais como problemas cardiovasculares e vários tipos de câncer (FLORES et al., 2008).

Esta planta é utilizada de diversas maneiras, por exemplo, sua fibra é utilizada na elaboração de cabos e outros produtos similares substituindo cânhamo ou juta, suas folhas são utilizadas em saladas (por si só ou em combinação com outras hortaliças), também é utilizado como alimento para gado e aves, e como corante em cosméticos e produtos farmacêuticos (FLORES et al., 2008). Na alimentação humana, além da comercialização do cálice desidratado os extratos são também utilizados, ainda que pouco aplicados, como

aromatizantes para molhos, geleias, marmeladas e refrigerantes e como corante para outros alimentos (GONZÁLEZ et al., 2012).

Por sua cor vermelho brilhante e sabor ligeiramente ácido, o hibisco é um produto com grande potencial na indústria de alimentos, uma vez que atende às demandas dos consumidores para alimentos com bom gosto e aroma e que oferecem benefícios para a saúde (FLORES et al., 2008).

Sendo também uma excelente fonte de antioxidantes, devido a quantidade de antocianinas presentes e apesar da elevada reatividade desta antocianina durante o processamento e armazenagem, os níveis globais de antioxidantes não diminuem substancialmente, de acordo com Tsai et al. (2002) tornando viável sua aplicação como cobertura antioxidante em alimentos.

4.4. Uva

Em 2015 foram produzidos 1.499.353 toneladas de uvas no Brasil, sendo os maiores produtores Rio grande do Sul, Pernambuco e São Paulo com 876.286t, 237,367t e 142,063t respectivamente. A produção de uvas destinadas ao processamento (vinho, suco e derivados) foi de 781.412 milhões de quilos de uvas, em 2015, representando 52,12% da produção nacional. O restante da produção (47,88%) foi destinado ao consumo in natura (MELLO, 2015).

O Estado de São Paulo, entretanto, é o maior produtor nacional de uva de mesa, e dentre as cultivares de uva comum para mesa, destaca-se a ‘Niágara Rosada’, que representa 49,1% da produção de uva no Estado. (INSTITUTO DE ECONOMIA AGRÍCOLA, 2000).

A produção de uvas de mesa no Brasil pode ser dividida em dois grupos: um formado pelas uvas finas de mesa (*Vitis vinifera*), representado principalmente por cultivares como a Itália e suas mutações (Rubi, Benitaka e Brasil), Red Globe, Red Meire, Patrícia e as sem sementes (Centennial Seedless, Superior Seedless ou Festival, Thompson Seedless, Perlette, Catalunha e Crimson Seedless); e outro pelas uvas comuns ou rústicas de mesa (*Vitis labrusca*), cuja representante principal é a cultivar ‘Niágara Rosada’ (NACHTIGAL, 2003).

Até poucos anos atrás, a produção de uvas comuns de mesa no Brasil estava concentrada na Região Sul, e no Estado de São Paulo. Nessas regiões, ocorre predomínio absoluto da cultivar Niágara Rosada, com produção concentrada entre dezembro e

fevereiro, período esse que ocorre uma queda acentuada dos preços nessa região. Já no período da entressafra, nos meses de junho a novembro, não há grandes produções desta cultivar, portanto os preços são equivalentes ou superiores aos preços das uvas finas de mesa (NACHTIGAL, 2003; MAIA, 2001).

Quando comparadas a outros frutos e vegetais, as uvas possuem uma das maiores quantidades de compostos fenólicos. A grande diversidade entre as cultivares resulta em uvas com diferentes características, tanto de sabor quanto de coloração, o que certamente está associado com o conteúdo e o perfil dos polifenólicos (ABE et al., 2007). A uva é não climatérica, ou seja, não evolui a maturação após a colheita, e a ocorrência de podridões e a degrana das bagas de uva *Niagara Rosada* são as grandes responsáveis pela quantidade significativa de perdas pós-colheita desta, por isso, tem-se desenvolvido técnicas alternativas de controle de podridões, como o uso de tratamentos físicos como a refrigeração para a manutenção da qualidade e a proteção de frutos em pós-colheita, que garantam a segurança do produto e não coloquem em risco a saúde do consumidor. (CIA; BENATO, 2006; CENCI, 1994).

Ao armazenar em temperatura ambiente a uva ‘Niágara Rosada’ dura em torno de 7,5 dias de acordo com Cenci (1994), e sob refrigeração em torno de 16 dias de acordo com Cia et al. (2009), por isso é interessante encontrar um modo de prolongar a vida útil desta, para suprir a falta desta uva nos meses de entressafra.

5. MATERIAL E MÉTODOS

5.1. Materiais

Para este estudo foi utilizado hibisco da variedade *Hibiscus sabdariffa* L. para a obtenção dos extratos aquosos. Uvas da variedade *Niágara rosada* e quitosana (Polymar), cuja especificação encontra-se no anexo I. Na Figura 1 são apresentadas as fotos do hibisco *in natura* e após processamento.





Figura 1. Fluxograma de moagem do hibisco

Os demais materiais utilizados serão apresentados juntamente com as metodologias desenvolvidas nesse trabalho. As soluções filmôgenicas foram elaboradas com quitosana (2%) em solução de ácido acético (1%) e com quitosana (2%) em solução de hibisco 15g/100ml de água.

5.2. Métodos

5.2.1. Obtenção dos extratos

Para a obtenção dos extratos utilizados na determinação dos compostos fenólicos, foram utilizados hibiscos, obtidos em um comércio de Campo Grande – Os hibiscos foram adquiridos secos, posteriormente triturados. Para a obtenção dos extratos, 15g de hibisco foram adicionadas a 100 mL de água destilada, sob agitação por 40 min.

5.2.2. Obtenção das coberturas comestíveis

Para obtenção de solução polimérica de quitosana, 2g de quitosana (QUI) foram hidratadas em água destilada com solução de ácido acético 1% (v/v) a fim de obter pH \cong 3), por 2h sem agitação. Para obtenção de solução de quitosana com hibisco, a solução de hidratação do polímero foi composta por 50% (v/v) de extrato de hibisco em água destilada (2g de QUI/50 mL de água destilada/50 mL de extrato de hibisco, não foi necessário acidificar pois o extrato de hibisco é ácido com pH de aproximadamente 2,3), por 2h sem agitação. Por fim, para a cobertura de quitosana e 100% de extrato de hibisco, a proporção utilizada foi (2g de QUI/100 mL de extrato de hibisco) por 2h, sem agitação. Após esse período, as soluções foram aquecidas a 30°C sob agitação durante 24 horas.

5.2.3. Recobrimento das uvas

Foram utilizadas uvas da variedade *Niágara rosada*, adquiridas em um comércio local. As uvas, que foram imediatamente transportadas para o início do processamento. Após coletadas, as uvas foram lavadas e higienizadas com solução de hipoclorito de sódio, na concentração estipulada pelo fabricante e deixadas sobre a bancada coberta com papel por 12h a 17°C para secagem (Figura 2). A seleção para formação do lote foi feita por meio da coloração das frutas, como índice de maturação, presença de machucados na fruta e o tamanho, de maneira a estabelecer um lote homogêneo. Todas as uvas que não se enquadraram no padrão estabelecido foram descartadas. Para a elaboração das coberturas, variou-se a quantidade percentual do extrato, sendo sem extrato (somente quitosana) (QUI), coberturas com 50 % (v/v) de extrato (50E) e coberturas contendo 100 % (v/v) de extrato (100E). As amostras controle não foram recobertas, foram imersas em água destilada. Todos os tratamentos nos lotes de uvas foram realizados em triplicatas. Um fluxograma do processo de recobrimento das uvas está demonstrado na Figura 3.



Figura 2. Uvas cobertas e suspensas para secagem

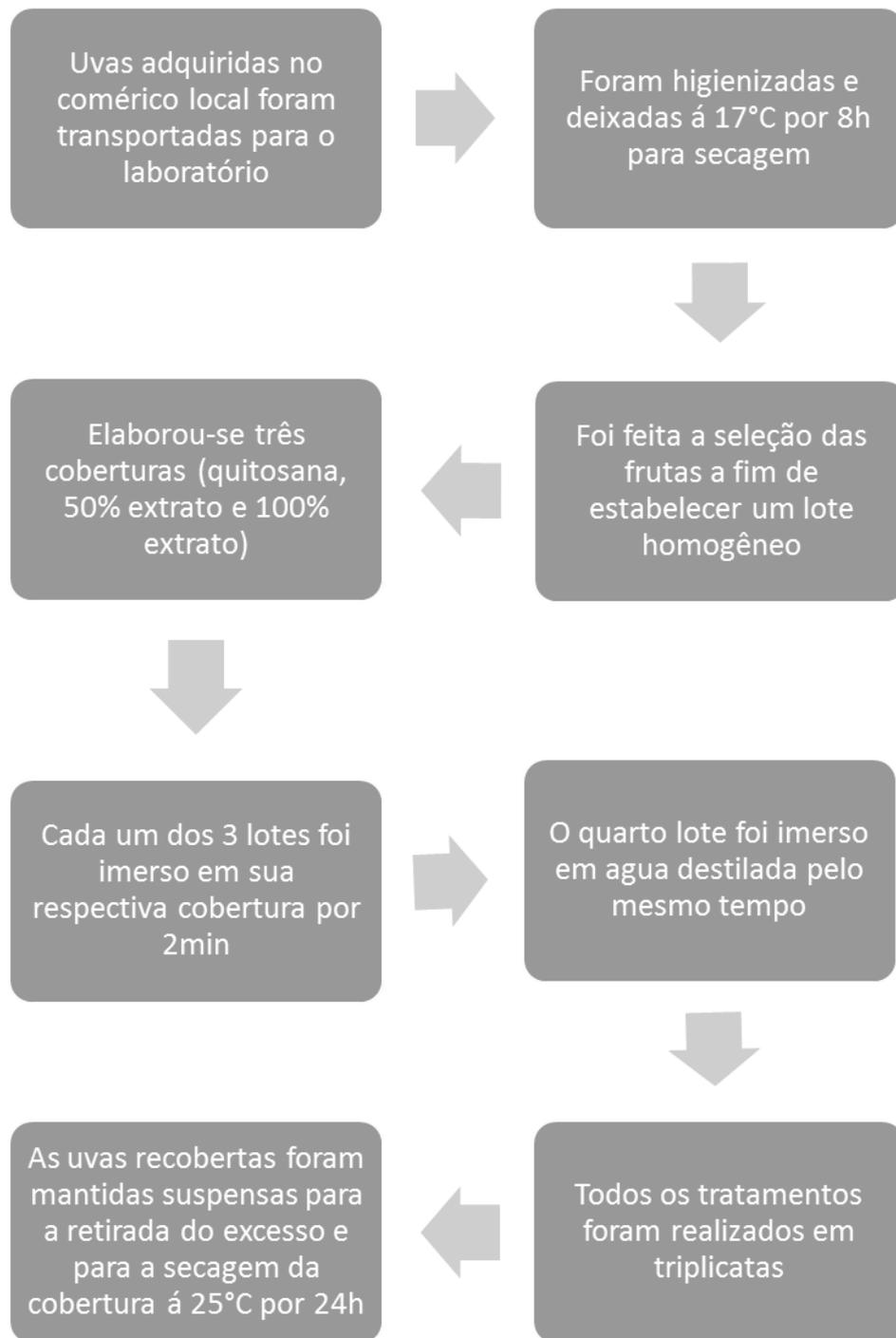


Figura 3. Fluxograma do processo de recobrimento das uvas.

Foram preparados 4 lotes de uvas para as análises, o lote controle (C) que foi preparado apenas imergindo as uvas em água destilada, o lote com cobertura de quitosana (QUI), lote com cobertura de quitosana e 50% de extrato de hibisco (50E) e lote com cobertura de quitosana e 100% de extrato de hibisco (100E).

As uvas foram recobertas pela técnica de imersão, permanecendo 2 minutos na solução filmogênica. Após esse período as uvas recobertas foram mantidas suspensas (Figura 2) para a retirada do excesso e para a secagem da cobertura. As frutas foram secas à temperatura ambiente (25 °C), durante 24h, sendo preparados 4 lotes de frutas correspondentes a cada tratamento estudado. No tratamento 1, as uvas frescas sem cobertura funcionaram como controle. No tratamento 2, as uvas foram imersas na solução de quitosana (QUI). No tratamento 3, as uvas foram imersas na solução de quitosana e 50% de extrato de hibisco (50E). No tratamento 4 as uvas foram imersas na solução formadora do filme de quitosana e 100% de extrato de hibisco (100E). Após a secagem, os frutos foram acondicionados em bandejas plásticas abertas e mantidos sob refrigeração à temperatura de 5°C e umidade relativa ambiente para o estudo de vida útil durante 13 dias com retiradas de amostras no 1º, 4º, 7º, 10º e 13º dias de duração do experimento, com rodízio aleatório das bandejas.

5.2.4. Parâmetros físicos e químicos

5.2.4.1. Perda de massa

As uvas tiveram sua massa aferida, posteriormente ao tratamento, em balança analítica no 1º, 4º, 7º, 10º e 13º dias. As amostras foram pesadas em triplicatas.

5.2.4.2. Retenção de dureza

A dureza das uvas foi determinada em texturômetro TA.XT2 (Stable Micro System, Haslemre, UK), por meio da medida da força de compressão usando-se “probe” cilíndrico de 35mm de diâmetro. A velocidade do probe foi de 1 mm/s, a distância de compressão foi de 40% da fruta e a força foi de 0,98N. As medidas de textura das uvas foram tomadas no 1º, 4º, 7º, 10º e 13º dias de armazenamento. Bagas inteiras foram retiradas dos cachos para o ensaio.

5.2.4.3. Cor

As análises de cor foram realizadas diretamente sobre a superfície da fruta, utilizando-se o colorímetro Hunterlab (Colorquest II, Fairfax, VA, USA). A calibração do aparelho foi realizada por meio de placa de cerâmica branca, utilizando-se o iluminante D65 ($z = 93,6$; $x = 0,3133$; $y = 0,3195$). Foram determinados os parâmetros L^* , a^* e b^* durante a estocagem, utilizando-se 3 uvas de cada tratamento, com medidas feitas em

triplicatas. As uvas utilizadas para as medidas de cor foram as mesmas durante toda a estocagem. A diferença de cor durante o armazenamento foi tomada em relação ao primeiro dia de teste e foi calculada segundo a equação abaixo;

$$\Delta E = \sqrt{(L^* - L_o^*)^2 + (a^* - a_o^*)^2 + (b^* - b_o^*)^2} \quad \text{Eq 1.}$$

Onde:

ΔE = Variação total de cor

L^* = Luminosidade c

L_o^* = Luminosidade no primeiro dia

a^* = variação de cor do vermelho ao verde no dia da análise

a_o^* = variação de cor do vermelho ao verde no primeiro dia

b^* = variação de cor do azul ao amarelo no dia da análise

b_o^* = variação de cor do azul ao amarelo no primeiro dia

5.2.4.4. Umidade

Os teores de umidade das uvas foram determinados em triplicata, utilizando-se estufa com ventilação forçada a 105°C durante 24h segundo método Instituto Adolfo Lutz. As análises de umidade foram feitas para a polpa e para a casca das uvas.

5.2.4.5. Sólidos solúveis

A determinação do teor de sólidos solúveis foi realizada utilizando-se o método 13.6.1 do Instituto Adolpho Lutz (1976). As amostras foram trituradas e homogeneizadas para a quantificação do teor de sólidos solúveis e as análises feitas em triplicatas, utilizando-se refratômetro Carl Zeiss (JENA, Alemanha).

5.2.4.6. pH

A determinação do pH foi feita após a homogeneização das amostras em triplicatas, utilizando pHmetro DM 20 (Digimed, S.P.), segundo método 13.010, AOAC (1984).

5.2.4.7. Acidez total titulável

A acidez foi determinada utilizando-se uma alíquota de 10 g do homogeneizado, completando até 100 ml com água destilada e posterior titulação com NaOH 0,1 N até o ponto final de pH igual a 8,1. A acidez total titulável foi expressa em g de ácido cítrico por 100g de fruta, sendo as determinações feitas em triplicata (método 942.15, AOAC, 1997).

5.2.4.8. Avaliação sensorial

Para a avaliação sensorial da vida útil das uvas, os consumidores avaliaram quatro diferentes amostras de uva: amostra 1: uva Controle; amostra 2: com a cobertura de QUI; amostra 3; com a cobertura de 50E e amostra 4: com a cobertura de 100E.

A avaliação sensorial das uvas, durante o experimento de vida útil, foi feita por 40 provadores na faixa etária de 18 a 45 anos de idade. As uvas foram avaliadas após 1º, 4º, 7º, 10º e 13º dias de estocagem sob refrigeração. Os atributos analisados foram: aparência global, cor, brilho e intenção de compra. As uvas foram servidas monadicamente, codificadas com três dígitos e apresentadas inteiras, com pedúnculo, em prato branco sobre uma mesa. A ordem de apresentação das mesmas e o número de provadores seguiu o delineamento proposto por Macfie, Bratchell (1989), que considera o balanceamento dos efeitos “first-order, carry-over”. Para as avaliações sensoriais os provadores avaliaram o quanto gostavam ou desgostavam das amostras através de uma escala hedônica de nove pontos, com os extremos correspondendo a “desgostei extremamente” e “gostei extremamente”. Para a avaliação da “intenção de compra” foi utilizada escala hedônica de 5 pontos, onde os extremos correspondiam a “certamente não compraria” e “certamente compraria”.

6. RESULTADOS E DISCUSSÃO

6.1. Avaliações físicas e químicas das uvas com e sem cobertura

6.1.1. Perda de Massa

A perda de massa é uma das propriedades de grande relevância no estudo de vida útil em frutas e hortaliças, bem como é fundamental que o estudo deste parâmetro esteja associado a um conjunto de outras medidas que auxiliem na condução de uma avaliação mais precisa do processo de senescência dos frutos em estudo. Nesse sentido, é possível considerar a barreira à saída de água, que pode ser promovida pelas coberturas

filmogênicas, em casos mais extremos, capaz de impedir a troca de gases, e assim, bloquear o processo de amadurecimento, induzindo à anaerobiose dos tipos de frutas, e influenciando na perda de água dos frutos.

As uvas cobertas apresentaram menor perda de água em relação as uvas do tratamento controle, sem cobertura, conforme dados observados na Figura 4, este fato pode ser relacionado às características das coberturas a base de quitosana, que formam uma camada na superfície do pericarpo das frutas e promovem uma barreira protetora que é capaz de reduzir a respiração e a transpiração das uvas, diminuindo sua perda de água e consequentemente retardando assim sua senescência precoce (HONG et al., 2012).

Ainda, na Figura 5 é possível observar que as frutas que obtiveram menores perdas foram as cobertas com quitosana (QUI) e com quitosana e 100% de extrato de hibisco (100E), na qual a perda após o período de 13 dias de estocagem atingiu um valor próximo a 6%, sendo a menor porcentagem de perda encontrada para as frutas cobertas em relação a fruta controle. Enquanto a uva controle perdeu 9% de umidade no final do período de armazenamento, as uvas cobertas perderam no máximo 7% de umidade em comparação ao peso inicial.

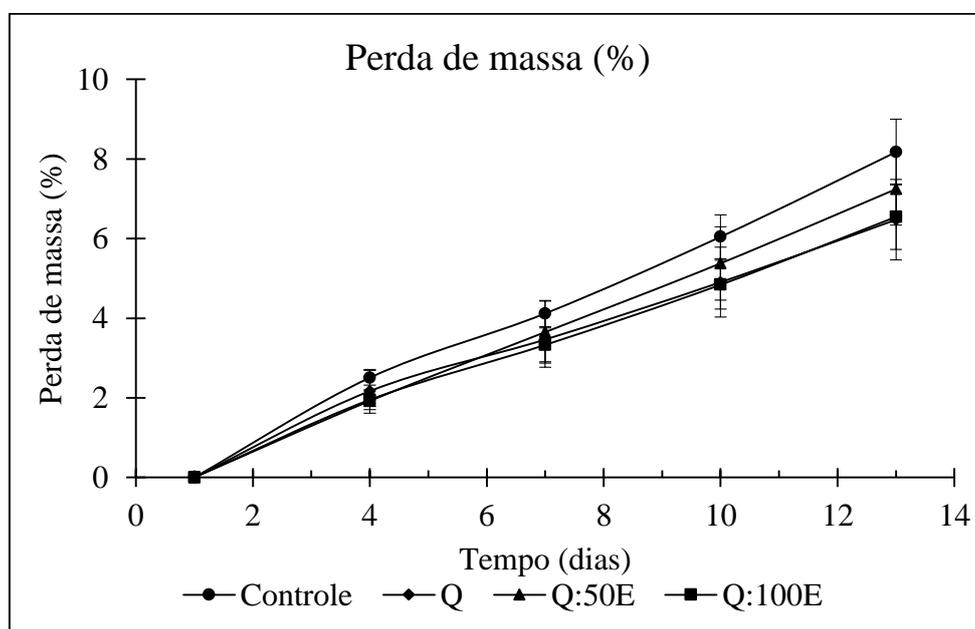


Figura 4. Perda de massa das uvas durante 13 dias de armazenamento.

Estudos conduzidos por (Fakhouri et al., 2007), com a utilização de coberturas a base de gelatina e enriquecidas com amido de trigo, sorgo, batata e arroz, em variedades de uvas “*Crimson*”, utilizando sorbitol como plastificante, obtiveram resultados positivos

para a redução da perda de massa em amostras cobertas em relação a fruta controle. Em termos percentuais, os autores obtiveram resultados em 22º dias de tratamento de 14% de perda para a fruta controle, enquanto as uvas cobertas com as soluções fílogênicas de gelatina e amido de arroz e gelatina e amido de sorgo, perderam aproximadamente 8% no final do experimento.

No estudo de (MELO, 2016), uvas da variedade “*Vitis labrusca L.*” foram recobertas com quitosana e gel enriquecido com nanopartículas em diferentes concentrações (MIC/2, MIC, 2MIC). Neste estudo, o autor obteve resultados, nos quais, também foi possível observar uma queda de perda de massa para todas as amostras recobertas com nanopartículas de quitosana armazenadas sob refrigeração durante 24 dias, o autor obteve a seguintes porcentagem de perdas para cada tratamento, controle:1,72%, MIC/2: 2,26%, MIC: 1,63%, 2MIC: 0,79%; onde todos os tratamentos tiveram porcentagem de perda de massa abaixo de 5%.

Guerra et al. (2016), avaliando os efeitos de coberturas a base de quitosana de camarão incorporadas de óleo essencial de *Mentha piperita L.* (MPE) e *Villosa Huds* (MVEO), em uvas da variedade “*Isabella*” por 12 dias sob refrigeração, analisou que as perdas de massa das uvas cobertas foram semelhantes às das uvas controle sem cobertura até o 6º dia de armazenamento, no entanto, após esse período a taxa de perda de massa se tornou menor para os frutos cobertos. Os dados amostrados neste estudo, ainda corroboram com os obtidos por Melo (2016), sendo que as uvas cobertas com quitosana-MPE e quitosana-MVEO apresentaram porcentagens de perda de massa menores que 5% durante o armazenamento.

Acerca do limite normal aceitável nesse parâmetro para uvas de mesa, conforme (Deng et al., 2006), este encontra-se aproximadamente 5% de perda de peso, ao avaliar a referência citada, considera-se que as uvas recobertas mostraram-se adequadas, no sentido de sua preservação de umidade, para o consumo, praticamente até o final do experimento, notando-se que as frutas cobertas somente ultrapassaram esse limite após o penúltimo dia de armazenamento, enquanto o controle ultrapassa esse limite após o 4º dia de armazenamento. Constata-se assim o efeito positivo para esse parâmetro da existência da cobertura sobre a fruta, quando comparada a sua ausência.

6.1.2. Retenção de dureza

As medidas da dureza foram realizadas nas bagas inteiras retiradas dos cachos, desde o seu primeiro dia de armazenamento (Figura 5).



Figura 5. Ensaio de textura nas bagas das uvas.

Todos os frutos apresentaram queda na firmeza durante o período de armazenamento de 13 dias, a diminuição de dureza em uvas está associada com ação de enzimas que degradam a parede celular, hidrolisando o amido, o açúcar e a protopectina, que é a pectina solúvel em água. Alguns pesquisadores descobriram que a perda de água relacionada com a perda de massa das frutas coincide com sua diminuição de dureza, estes fatos são decorrentes do amadurecimento e senescência dos frutos, que causam modificações na propriedade determinada como textura da fruta (Gao et al., 2013).

Em relação aos tratamentos filmogênicos utilizados, constata-se, conforme demonstrado na Tabela 1, que os três tratamentos empregados, utilizando a quitosana, e o extrato de hibisco, mostraram-se eficientes na retenção da dureza (ou firmeza), com menores variações durante o armazenamento, quando comparados com a uva controle.

Tabela 1. Dados para a dureza das uvas durante 13 dias de armazenamento em Newtons.

| Dia | Controle | QUI | Q:50E | Q:100E |
|------------|------------------------|-----------------------|----------------------|----------------------|
| 1º | 1391,8 ^{bAB} | 1806,5 ^{aAB} | 1934,6 ^{aA} | 1133,6 ^{bB} |
| 4º | 2300,7 ^{aA} | 1753,1 ^{aAB} | 1988,4 ^{aA} | 1205,0 ^{bB} |
| 7º | 1720,3 ^{abAB} | 1652,2 ^{aAB} | 2156,0 ^{aA} | 1251,3 ^{bB} |
| 10º | 1856,8 ^{abA} | 2163,9 ^{aA} | 1702,9 ^{aA} | 1838,8 ^{aA} |
| 13º | 1666,8 ^{abA} | 1650,0 ^{aA} | 1645,9 ^{aA} | 1931,6 ^{aA} |

* Letras minúsculas distintas na mesma coluna representam diferença significativa entre as médias submetidas ao teste de Tukey a 5 % de probabilidade de erro, enquanto letras maiúsculas representam diferença significativa na mesma linha.

Entre as coberturas empregadas, as que apresentaram melhor retenção da dureza (ou firmeza) foi a de quitosana e de quitosana com 50% de extrato de hibisco (Q:50E), onde os valores da dureza para esses dois tratamentos não diferiam significativamente do primeiro ao último dia de análise conforme evidencia a Tabela 1, o que possivelmente indica que as coberturas de quitosana com ou sem extrato de hibisco, influenciaram de forma benéfica na retenção da dureza (ou firmeza) das frutas, prolongando assim o amadurecimento avançado das uvas revestidas com quitosana e extrato de hibisco na menor concentração utilizada neste estudo.

Considerando ainda a Tabela 1, é possível ressaltar que as amostras estudadas diferiram entre si até o 7º dia de estocagem refrigerada, sendo assim, a partir do 10º de análise notou-se que a uva controle se mostrou semelhante estatisticamente as uvas revestidas com coberturas.

Em contrapartida aos resultados observados, Barbosa (2013) constatou a partir de sua análise da firmeza a influência de cobertura comestível à base de cera de carnaúba enriquecida de prebióticos nas propriedades de textura de uvas “*Thompson*”, armazenadas sob refrigeração, e obteve valores de dureza que variaram entre 2047,75N e 2896,20 no primeiro dia de análise, após 31 dias de aplicação das coberturas os valores variaram entre 2429,45N e 2839,45N. O autor ainda destacou que a aplicação das coberturas comestíveis incorporadas de ingrediente funcional não alteraram significativamente os parâmetros avaliados mostrando-se promissora para comercialização de uvas de mesa.

Em consonância com os resultados mostrados neste estudo para a variável retenção da dureza, (Guerra et al., 2016) ao avaliar uvas da variedade “*Isabella*” revestidas com coberturas de quitosana-MPEO e quitosana-MVEO, observou diferenças na firmeza das uvas analisadas, sendo que todos os tratamentos estudados mostraram diminuições acentuadas na firmeza durante o armazenamento refrigerado de 12 dias, onde os valores para a fruta controle apresentaram-se menores em relação as frutas com cobertura.

6.1.3. Cor

A cor da uva é uma das características externas mais importantes que permite determinar a maturação dos frutos e estimar a vida útil, sendo então considerada como um fator de extrema importância na decisão de compra do consumidor, uma vez que os atributos de qualidade, na hora da decisão de compra ou de consumo de um alimento, estão relacionados muito mais com a aparência externa, do que as características internas.

Para avaliar a diferença de cor existente entre os tratamentos durante o período de armazenamento das uvas, foram avaliados os parâmetros b/a, o qual indica a evolução do processo de maturação do fruto e a diferença de cor, o ΔE^* , nos diversos intervalos de tempo, sempre em relação aos valores obtidos para o mesmo tratamento no primeiro dia de armazenamento.

A variável ΔE^* significa a diferença de cor, na qual o ΔE^* é um número absoluto que indica a diferença de “sensação” na totalidade da cor, fato que inclui o brilho, o tom e a saturação, ainda, esta variável foi desenvolvida para se aproximar de uma diferença perceptível ao olho humano. Para a cor da casca expressa em ΔE^* , considera-se também as diferenças entre L^* que vai de branco ($L^*=100$) até preto ($L^*=0$), a^* que vai de verde ($-a^*$) até vermelho ($+a^*$) e b^* que vai de azul ($-b^*$) até amarelo ($+b^*$) na amostra. Os resultados obtidos estão apresentados na tabela 2.

Tabela 2. Medidas de ΔE^* durante a estocagem refrigerada de 13 dias.

| Dia | Controle | QUI | Q:50E | Q:100E |
|------------|-----------------|------------|--------------|---------------|
| 1º | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 4º | 4,48 | 8,42 | 4,16 | 2,10 |
| 7º | 0,97 | 4,05 | 1,70 | 1,63 |
| 10º | 5,76 | 10,40 | 3,97 | 3,60 |
| 13º | 4,91 | 8,15 | 7,24 | 3,28 |

Na Tabela 2 é apresentada a variação total da cor durante os dia de armazenamento para cada tratamento, em relação ao primeiro dia, com o intuito de observar para qual tratamento a variação foi mais elevada. Pode-se observar na referida Tabela, que todos os frutos tiveram uma mudança nos valores de ΔE^* acentuada conforme o tempo para todos os lotes de amostras, incluindo o lote controle (sem cobertura), esse fato indica a transição da coloração das uvas, essa mudança é decorrente do amadurecimento das frutas ao longo da armazenagem.

Ainda, na Tabela 2 é possível observar a grande instabilidade dos valores de ΔE^* para uvas cobertas com as soluções fílogênicas de quitosana e extrato hibisco, isto pode ser relacionado com o baixo pH do extrato de hibisco que pode ter influenciado a mudança

na coloração das cascas das frutas, por existir grandes quantidade de antocianinas presentes nas cascas das uvas.

A sensibilidade ao pH é o principal fator limitante no processamento e utilização das antocianinas, afetando a cor e a estabilidade química. Em soluções ácidas, a antocianina é vermelha, mas com o aumento do pH a intensidade de cor diminui. Em solução alcalina, a cor azul é obtida, porém é instável (LOPES et al., 2007).

Outro fator a ser destacado também em função da **mudança** de coloração das antocianinas com o pH, são as variações de pH que foram observadas durante o período de armazenamento das uvas, que também sofreram alterações para todos tratamentos estudadas.

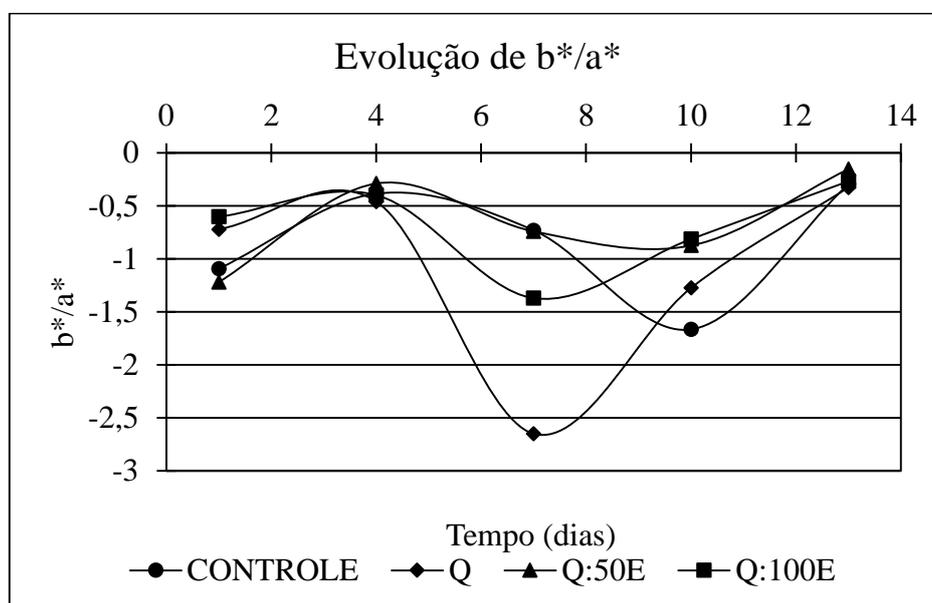


Figura 6. Evolução de b^*/a^* durante a estocagem refrigerada de 13 dias.

Por meio da Figura 6 é possível observar os valores de b^*/a^* durante a estocagem refrigerada, pode se notar que não houve uma tendência padrão para os valores da relação b^*/a^* . A partir da Figura 8 pode se destacar ainda, que os valores de b^*/a^* foram negativos, próximos de 0, o que indica a coloração de vermelho e azul, onde a cor azul se aproxima da roxa no espectro visível, comprovando que as uvas manterão a cor roxa durante todo o estudo, mudando somente a tonalidade de mais clara para mais escura, este surge também como um indicativo do processo de amadurecimento dos frutos, relacionado a mudança de cor decorrente deste processo.

Melo (2016) ao avaliar os parâmetros de L^* , a^* e b^* , em uvas da variedade “*Vitis labrusca L.*” contendo coberturas com quitosana e gel enriquecido com nanopartículas em diferentes concentrações (MIC/2, MIC, 2MIC), observou a diminuição nos valores L^* para as frutas cobertas e para o controle sem cobertura, o autor relacionou essa mudança com o aumento do metabolismo das uvas, onde ocorrem várias reações enzimáticas e não enzimáticas, provocando o escurecimento da casca das uvas. Já os valores de a^* foram positivos e próximos a 0, o que indicou segundo o autor a acumulação de antocianinas nas uvas, sendo que este pigmento tem uma cor vermelha, responsável pela cor da casca da uva, o mesmo comportamento foi observado para os valores de b^* .

Os resultados mostrados neste estudo para as análises cor corroboram com os de Guerra et al. (2016), que cobriram uvas da variedade “*Isabella*”, utilizando quitosana de camarão e óleo essencial de *Mentha piperita L.* (MPE) e *Villosa Huds* (MVEO) observaram que as uvas cobertas e a uva controle sem cobertura foram predominantemente roxas ao longo do estudo, onde os valores de a^* e b^* ficaram próximos de 0 e não diferiram entre os grupos dos frutos analisados.

6.1.4. Umidade

Por promoverem barreiras semipermeáveis, as coberturas possuem a função de inibir ou reduzir a migração de umidade. Além disso, a quitosana é higroscópica, o que faz com que as coberturas com este polímero absorvam a água ao formar uma barreira entre a fruta e o ambiente externo, com isso reduzem as transferências externas e assim proporcionam ao alimento um aspecto mais atrativo ao longo dos dias de armazenamento (MORILLON et al., 2002). A Tabela 3 apresenta os valores de umidade obtidos das análises para polpa e casca das uvas recobertas durante os 13 dias de armazenamento.

Tabela 3. Teor de umidade da polpa e da casca das quatro amostras analisadas durante 13 dias de armazenamento.

| Umidade polpa (%) | | | | |
|-----------------------|------------------------------|-------------------------------|------------------------------|------------------------------|
| Dias de armazenamento | Controle | Q:100E | Q:50E | QUI |
| 1º | 86,65 ^{abc} (±0,63) | 86,70 ^{abB} (±0,35) | 87,48 ^{aA} (±0,91) | 87,06 ^{aA} (±0,35) |
| 4º | 89,07 ^{aA} (±0,39) | 84,74 ^{cC} (±0,57) | 88,24 ^{abA} (±0,15) | 86,94 ^{bA} (±0,60) |
| 7º | 88,92 ^{aA} (±0,04) | 88,37 ^{aA} (±0,28) | 86,69 ^{bA} (±0,88) | 86,39 ^{bA} (±0,41) |
| 10º | 87,62 ^{aAB} (±0,67) | 85,14 ^{aBC} (±0,10) | 84,71 ^{aB} (±0,73) | 84,40 ^{aB} (±0,71) |
| 13º | 85,20 ^{bC} (±0,57) | 86,46 ^{abBC} (±0,84) | 86,76 ^{abA} (±0,76) | 87,57 ^{aA} (±0,78) |
| Umidade casca (%) | | | | |
| Dias de armazenamento | Controle | Q:100E | Q:50E | QUI |
| 1º | 84,13 ^{bb} (±0,65) | 84,75 ^{abAB} (±0,29) | 83,96 ^{bAB} (±0,73) | 85,37 ^{aA} (±0,20) |
| 4º | 85,58 ^{aA} (±0,22) | 83,22 ^{bC} (±0,73) | 84,50 ^{aA} (±0,12) | 82,93 ^{bbC} (±0,84) |
| 7º | 84,39 ^{bAB} (±0,46) | 85,55 ^{Aa} (±0,74) | 83,26 ^{cAB} (±0,44) | 83,20 ^{cB} (±0,60) |
| 10º | 83,85 ^{aB} (±0,40) | 82,40 ^{bC} (±1,30) | 80,70 ^{cC} (±0,36) | 81,48 ^{bcC} (±0,49) |
| 13º | 83,75 ^{aB} (±0,36) | 83,75 ^{aBC} (±0,18) | 82,61 ^{aB} (±0,08) | 84,30 ^{aAB} (±0,72) |

* Médias com letras minúsculas diferentes na mesma linha indicam diferença significativa ($p < 0,05$) entre as coberturas; Médias com letras maiúsculas diferentes na mesma coluna indicam diferença significativa ($p < 0,05$) durante o período de armazenamento para uma mesma amostra pelo teste de tukey.

Nas análises realizadas com a polpa das uvas (apresentadas na tabela 3), os tratamentos Q:50E e QUI não apresentaram diferença significativa ($p < 0,05$) nos valores de umidade durante o período de armazenamento com exceção do 10º dia, onde ambas as amostras apresentaram uma redução de $\pm 2\%$, não influenciando porém na umidade final. Portanto os tratamentos citados acima se mostraram eficientes na preservação da umidade no interior das uvas.

Nas análises realizadas com a casca a amostra controle agiu conforme o esperado, reduzindo progressivamente sua umidade durante os 13 dias, com exceção do 4º dia de análise que obteve um pequeno aumento (Tabela 2). A amostras acrescidas de cobertura apresentaram ganhos e perdas de umidade, isso ocorre devido a quitosana estar presente

em todos os extratos, tal que está é responsável pela absorção de água, tanto do ambiente quanto da própria fruta.

Resultados semelhantes foram obtidos por Melo (2016), em que uvas cobertas com nanopartículas de quitosana obtiveram maior teor de umidade, não sendo gradativa as perdas e aumentando a umidade em alguns dos dias analisados e a amostra também obteve menor teor de umidade.

Normalmente as trocas gasosas entre a fruta e atmosfera ocorrem devido aos poros abertos e quanto maior a permeabilidade da pele da fruta maior as perdas (AMARANTE et al., 2001). Portanto, as coberturas comestíveis bloqueiam esses poros presentes na uva, evitando perda de umidade e controlando a taxa respiratória da fruta. Entre as três coberturas, as que se mostraram mais eficientes foram a QUI e Q:50E, não diferindo entre si pelo teste de tukey ($p < 0,05$).

6.1.5. Sólidos Solúveis

As uvas utilizadas para este estudo obtiveram um teor inicial de sólidos solúveis de $\pm 13^\circ\text{Brix}$, estando assim dentro dos parâmetros citados por Azevedo (2007), explicados a seguir, onde o teor de sólidos solúveis presentes na polpa dos frutos incluem importantes compostos responsáveis pelo sabor e pela consequente aceitação por parte dos consumidores, sendo os mais importantes os açúcares e os ácidos orgânicos e para que um fruto seja sensorialmente aceitável deve possuir um teor mínimo de sólidos solúveis de 7°Brix .

Caracteristicamente durante a maturação, o teor de sólidos solúveis aumenta, porém, como a uva é uma fruta não climatérica, o aumento do teor de sólidos solúveis está diretamente ligado a perda de umidade do produto, no qual a perda de água livre gera uma concentração dos compostos solúveis (LIMA, 2005).

A amostra controle foi a que mais variou seu teor de sólidos solúveis, obtendo um valor final de 16°Brix , isto se deve a perda de umidade, em que a controle obteve uma maior perda de água durante o período armazenamento.

As amostras Q:50E e QUI mantiveram uma certa linearidade nos teores de sólidos solúveis medidos durante o armazenamento, isto é, este teor foi praticamente constante variando $\pm 1,6^\circ\text{Brix}$, se mostrando então eficientes na conservação desta característica.

Tabela 4. Sólidos solúveis dos quatro tratamentos analisados durante 13 dias de armazenamento.

| Sólidos solúveis (°Brix) | | | | |
|---------------------------------|-----------------------------|-----------------------------|-----------------------------|-----------------------------|
| Dias de armazenamento | Controle | Q:100E | Q:50E | Q |
| 1° | 13,00 ^{cB} (±0,00) | 14, ^{aA} (±0,00) | 12,30 ^{dC} (±0,00) | 13,10 (±0,00) ^{bB} |
| 4° | 10,00 ^{cD} (±0,00) | 12,03 ^{bC} (±0,00) | 12,20 ^{bD} (±0,00) | 13,03 (±0,00) ^{aB} |
| 7° | 13,00 ^{bB} (±0,00) | 13,50 ^{aB} (±0,00) | 11,50 ^{dE} (±0,00) | 12,80 (±0,00) ^{cC} |
| 10° | 12,00 ^{bC} (±0,00) | 11,50 ^{cD} (±0,00) | 12,50 ^{aB} (±0,00) | 12,03 ^{bD} (±0,00) |
| 13° | 16,00 ^{aA} (±0,00) | 13,50 ^{bB} (±0,00) | 13,10 (±0,00) ^{Da} | 13,20 ^{cA} (±0,00) |

* Médias com letras minúsculas diferentes na mesma linha indicam diferença significativa ($p < 0,05$) entre as coberturas; Médias com letras maiúsculas diferentes na mesma coluna indicam diferença significativa ($p < 0,05$) durante o período de armazenamento para uma mesma amostra.

6.1.6. Valor de pH

Os valores de pH, entre os tratamentos, na maior parte do armazenamento diferiram entre si de acordo com o teste de tukey 5% (Tabela 5).

Tabela 5. Valor pH dos quatro tratamentos analisados durante 13 dias de armazenamento.

| Valores de pH | | | | |
|------------------------------|----------------------------|----------------------------|----------------------------|----------------------------|
| Dias de armazenamento | Controle | Q:100E | Q:50E | Q |
| 1° | 3,49 ^{cA} (±0,00) | 4,02 ^{aA} (±0,00) | 3,38 ^{dD} (±0,00) | 3,54 ^{bA} (±0,00) |
| 4° | 3,22 ^{dE} (±0,01) | 3,32 ^{cD} (±0,02) | 3,52 ^{aA} (±0,00) | 3,40 ^{bC} (±0,01) |
| 7° | 3,31 ^{dD} (±0,00) | 3,62 ^{aB} (±0,00) | 3,44 ^{cB} (±0,00) | 3,47 ^{bB} (±0,00) |
| 10° | 3,37 ^{aC} (±0,00) | 3,30 ^{bD} (±0,00) | 3,28 ^{cE} (±0,00) | 3,32 ^{bE} (±0,00) |
| 13° | 3,42 ^{bB} (±0,00) | 3,46 ^{aC} (±0,00) | 3,41 ^{bC} (±0,00) | 3,34 ^{cD} (±0,00) |

* Médias com letras minúsculas diferentes na mesma linha indicam diferença significativa ($p < 0,05$) entre as coberturas; Médias com letras maiúsculas diferentes na mesma coluna indicam diferença significativa ($p < 0,05$) durante o período de armazenamento para uma mesma amostra.

As médias de pH variaram, no geral, entre 3,22 a 4,02, resultado semelhante foi encontrado por Melo (2016) em uvas cobertas com nanopartículas de quitosana. Kim et al. (2014) afirmam que o tipo de cobertura, o tempo e a temperatura de armazenamento não afetam o pH das uvas significativamente ($p > 0,05$), portanto as variações de pH em

uvas pode ser atribuída a variabilidade natural da fruta e não aos tratamentos empregados. Mudanças observadas nos valores de pH durante alguns dias de armazenamento, devem-se a diferenças na composição de ácidos orgânicos das uvas (VARGAS et al., 2006).

6.1.7. Acidez total titulável

Algumas mudanças no parâmetro acidez titulável foram observadas entre as uvas com e sem cobertura durante o armazenamento (Tabela 6).

Tabela 6. Acidez titulável dos quatro tratamentos analisados durante 13 dias de armazenamento.

| ACIDEZ TITULÁVEL (g de ac/100ml am) | | | | |
|--|-----------------------------|----------------------------|-----------------------------|----------------------------|
| Dias de armazenamento | Controle | Q | Q:50E | Q:100E |
| 1º | 0,76 ^{aA} (±0,03) | 0,63 ^{bA} (±0,04) | 0,68 ^{aAB} (±0,08) | 0,39 ^{cD} (±0,01) |
| 4º | 0,77 ^{aA} (±0,01) | 0,63 ^{bA} (±0,00) | 0,58 ^{bcB} (±0,04) | 0,56 ^{cB} (±0,00) |
| 7º | 0,49 ^{cC} (±0,00) | 0,59 ^{bA} (±0,04) | 0,75 ^{aA} (±0,02) | 0,45 ^{cC} (±0,00) |
| 10º | 0,57 ^{bB} (±0,33) | 0,63 ^{bA} (±0,02) | 0,89 ^{aA} (±0,08) | 0,75 ^{aA} (±0,08) |
| 13º | 0,52 ^{dBc} (±0,02) | 0,61 ^{cA} (±0,03) | 0,80 ^{aA} (±0,04) | 0,72 ^{bA} (±0,05) |

* Médias com letras minúsculas diferentes na mesma linha indicam diferença significativa ($p < 0,05$) entre as coberturas; Médias com letras maiúsculas diferentes na mesma coluna indicam diferença significativa ($p < 0,05$) durante o período de armazenamento para uma mesma amostra.

Em relação à acidez titulável, o controle obteve, no geral, uma redução progressiva nos teores ao longo dos 13 primeiros dias, já a cobertura de quitosana diminuiu significativamente as perdas de acidez, não diferindo ($p > 0,05$) a concentração do teor de acidez durante os dias de análise, assim como a cobertura de quitosana com 50% de extrato, onde somente o 4º dia diferiu do restante das amostras, mas isso pode ser explicado pelo fato de que esta análise não pode ser repetida sempre com as mesmas uvas, e o comportamento das frutas difere mesmo sendo todas do mesmo lote, devido a variabilidade natural cada uma.

A cobertura com quitosana e 100% extrato não apresentou um padrão de comportamento, porém o desvio padrão demonstra que esta amostra diferiu menos entre si durante os dias de análise do que a amostra controle.

Tal comportamento foi observado por Melo (2016) em uvas *Vitis labrusca* L, em que as uvas cobertas também apresentaram menor perda de acidez titulável.

Análises indicam que durante o armazenamento, para manter o processo metabólico e a respiração natural de frutas são consumidos ácidos orgânicos e sólidos solúveis. As coberturas comestíveis são uma alternativa de limitar estes processos, diminuindo a perda de componentes nutricionais como a acidez titulável (HAGENMAIER, 2005).

O resultado deste trabalho não difere da literatura, em que durante todo o armazenamento, as uvas acobertadas foram as mais eficazes em retardar o consumo da acidez titulável.

Avaliando somente as amostras cobertas, podemos afirmar que as cobertas com quitosana e com quitosana:50%extrato foram mais eficazes, diminuindo as perdas de acidez titulável a nível significativo.

6.1.8. Análise Sensorial

Em relação à avaliação sensorial, a mesma foi feita com o objetivo de estimar a vida útil das uvas estocadas sob refrigeração durante 13 dias. Foram utilizados os seguintes parâmetros de avaliação: aparência global, cor, brilho e intenção de compra das amostras. Foi possível observar que entre os tratamentos estudados o único que obteve uma boa aceitação ainda no ultimo de análise foram as uvas com tratamento de cobertura filmogênica de quitosana com 50% de extrato de hibisco.

As uvas foram avaliadas quanto a sua aparência global, os resultados da análise estão expressos na Figura 7.

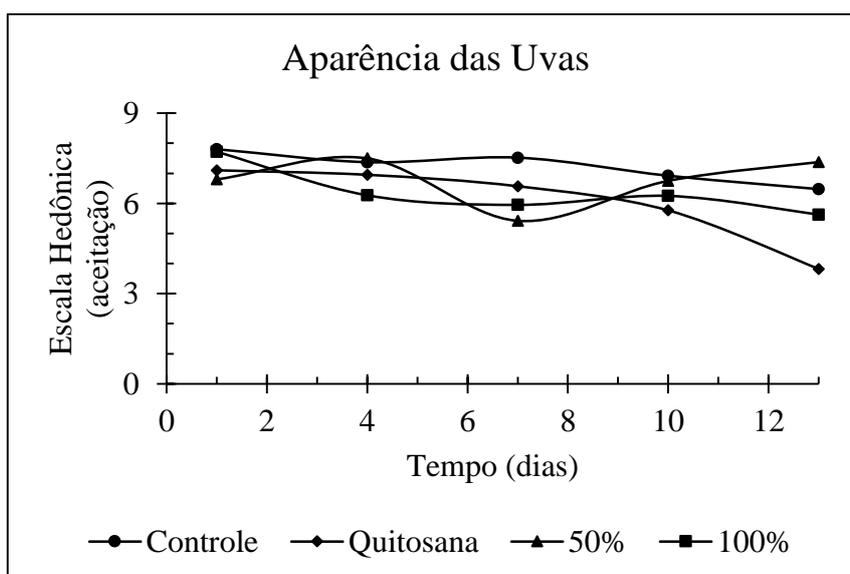


Figura 7. Avaliação sensorial da vida útil, atributo de aparência global.

Ao analisar a referida Figura, é possível observar que no primeiro dia de análise todos os tratamentos, mesmo a fruta controle, obtiveram boa avaliação, contudo ao longo do estudo as uvas cobertas com quitosana e quitosana 100% de extrato, passaram a ser rejeitadas, havendo um decréscimo nas notas para aparência global desses tratamentos. O melhor desempenho nesse atributo avaliado foi obtido pela uva coberta com quitosana e 50% de extrato de hibisco, tendo a melhor avaliação ainda no último dia de análise.

A Figura 8 contempla os resultados da avaliação da cor das uvas nos dias de armazenamento.

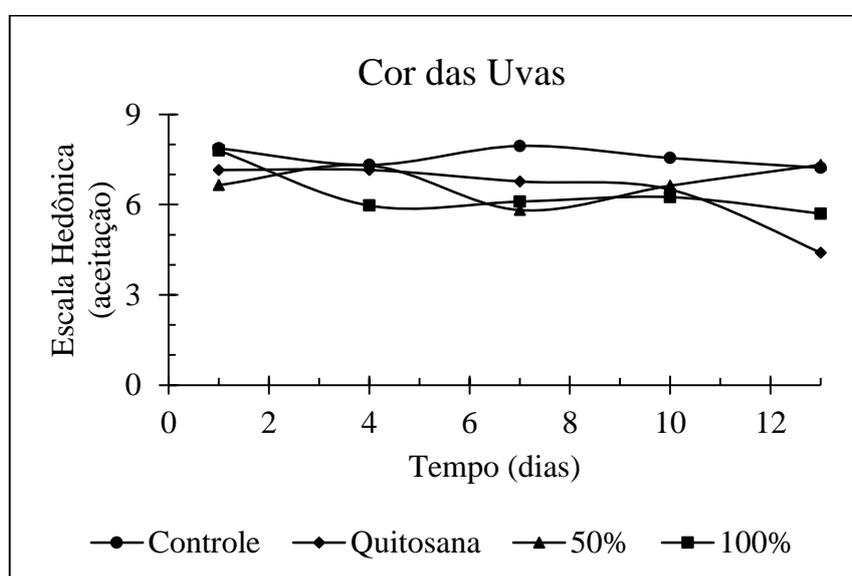


Figura 8. Avaliação sensorial da vida útil, atributo cor.

Onde verifica-se que as uvas controle sem cobertura foram as melhores avaliadas durante todo o experimento, entre as frutas cobertas as que tiveram as notas mais inferiores foram as cobertas com quitosana e quitosana 100% de extrato de hibisco, as uvas com cobertura de quitosana e 50% de extrato de hibisco chegaram ao final do armazenamento com boa aceitação para o parâmetro cor, este resultado pode ser explicado pelo fato do extrato de hibisco em maior concentração e da quitosana pura nas soluções fimoênicas, pode ter alterado a cor original das uvas, enquanto na solução filmogênica de quitosana e 50% de extrato de hibisco, não houve alteração de cor, mantendo a cor original da casca da uva nos tratamentos de quitosana com 50% de extrato de hibisco e no controle que não recebeu cobertura, fazendo com que os provadores avaliassem melhor essas frutas.

Através da Figura 9 pode-se observar que não houve grandes variações para o atributo brilho das uvas.

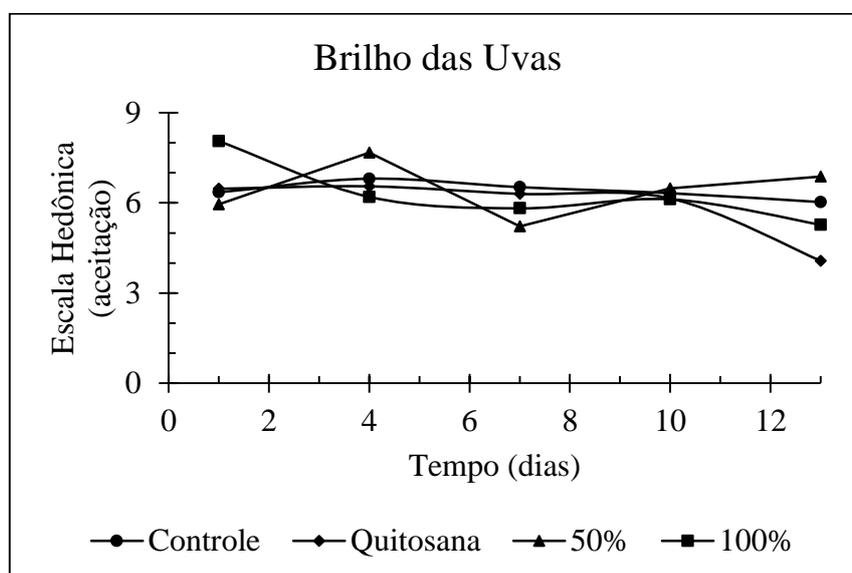


Figura 9. Avaliação sensorial da vida útil, atributo brilho.

As coberturas causaram uma diminuição no brilho das uvas, sendo esse efeito provavelmente causado pela não utilização de um plastificante nas soluções filmogênicas, uma vez que, os plastificantes, como sorbitol, glicerol, entre outros usados nas coberturas comestíveis são utilizados para melhorar a viscosidade, adicionar resistência a tração, controlar a tensão superficial da emulsão, e além disso possuem a capacidade de reter água nas superfícies das frutas, fazendo com que os frutos recobertos com essas soluções formadoras de filme fiquem mais brilhosas (BALDWIN; HAGENMAIER, 2011).

Na Figura 9 vemos que entre as coberturas testadas a que obteve melhor nota ainda no último dia de análise foi a de quitosana com 50% de extrato de hibisco, a fruta controle manteve sua avaliação quase que constante durante todo armazenamento, enquanto que pode-se perceber que as coberturas variaram suas notas durante as análises, principalmente a cobertura de quitosana com 100% de extrato de hibisco, que começou o experimento com a melhor avaliação entre as outras uvas analisadas, e depois sofreu uma queda nas notas durante o armazenamento.

Este resultado pode ser relacionado com a possível degradação das antocianinas presentes no extrato de hibisco e nas cascas das uvas, esta degradação ocorre através de um mecanismo de oxidação direta ou indireta dos constituintes do meio que reagem com as antocianinas, causando precipitados e desenvolvimento de turbidez, o que pode ter diminuído o brilho das uvas durante o armazenamento (LOPES et al., 2007).

A Figura 10 mostra os resultados da Intenção de Compra das amostras durante o armazenamento.

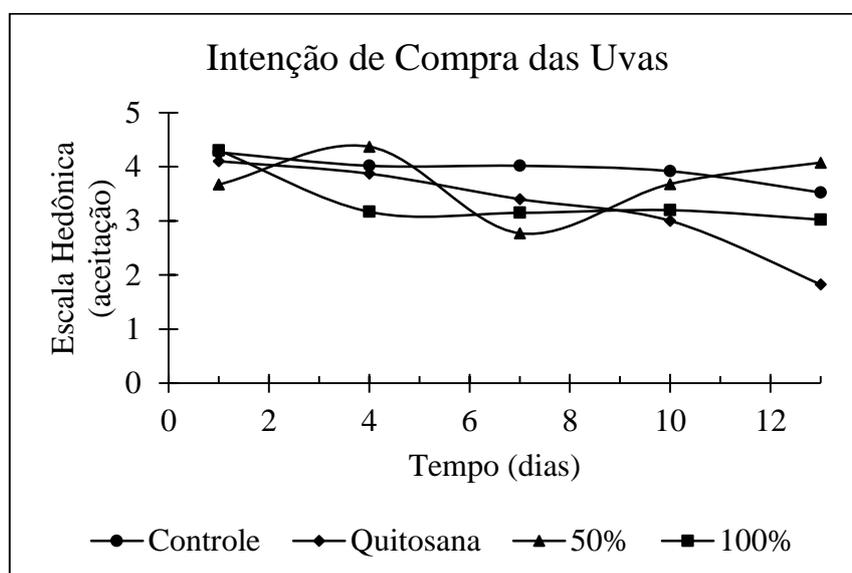


Figura 10. Avaliação sensorial da vida útil, atributo intenção de compra.

Pelo fato das coberturas comestíveis usadas neste estudo ter diminuído o brilho das uvas, as frutas cobertas não foram bem avaliadas durante o armazenamento de 13 dias, ainda assim no final do experimento as uvas recobertas com solução filmogênica de quitosana e 50% de extrato de hibisco tiveram melhor avaliação que as frutas controle sem cobertura, isto porque no último dia de análise as frutas controle já apresentavam sinais de envelhecimento, enquanto as frutas cobertas apesar de estarem sem brilho continuavam intactas, a preferência pela uvas cobertas com quitosana e 50% de extrato de hibisco, pode ter sido influenciada por essas coberturas não terem modificado a cor das uvas, como ficou evidenciado na avaliação do atributo cor das uvas.

As imagens das uvas registradas durante os períodos de tratamento podem ser observadas na sequência das Figuras 11 até 15.

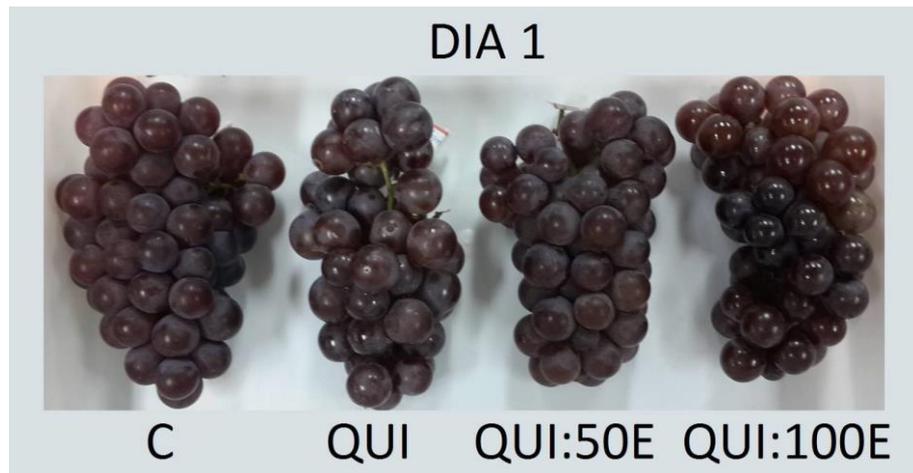


Figura 11. Primeiro dia de coleta.

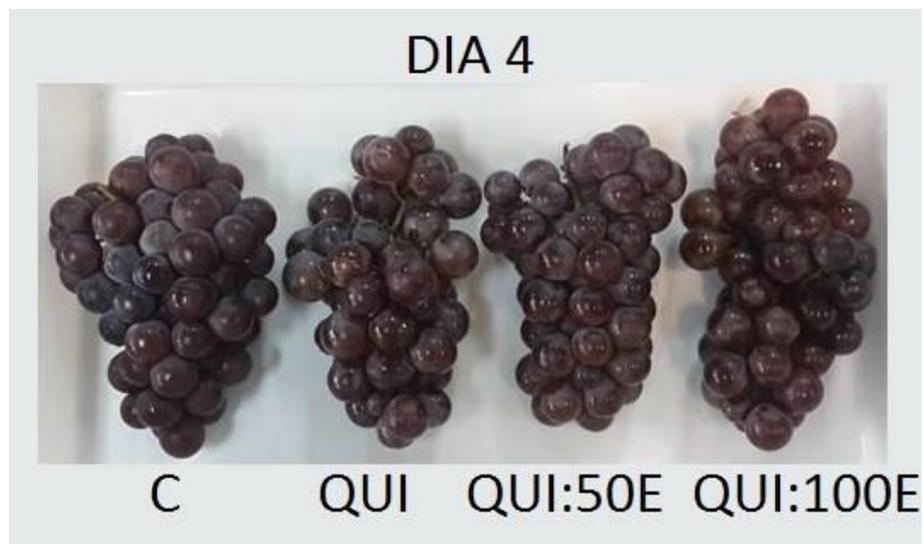


Figura 12. Quarto dia de coleta.



Figura 13. Sétimo dia de coleta.

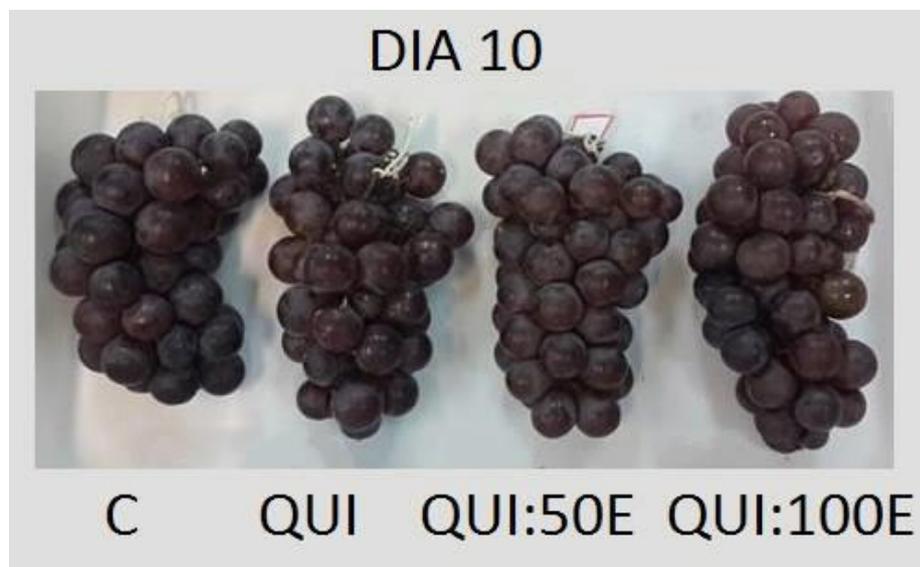


Figura 14. Décimo dia de coleta.

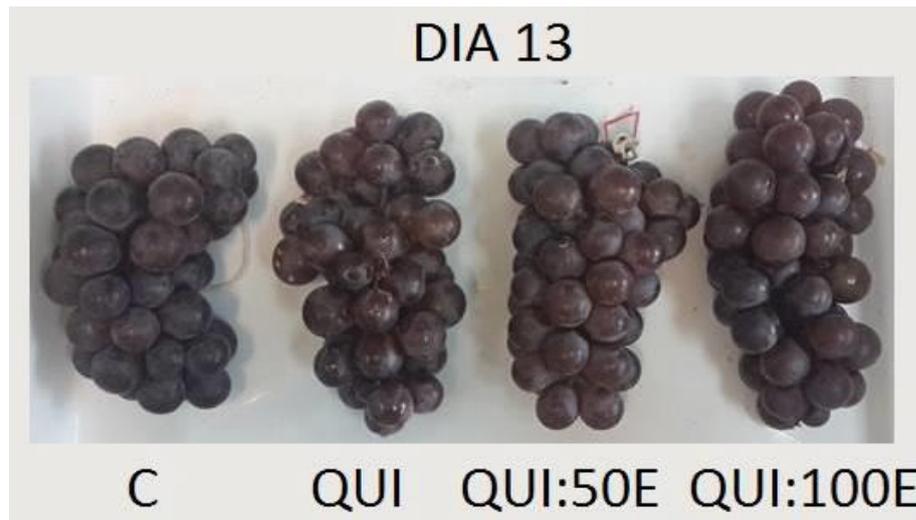


Figura 15. Décimo terceiro dia de coleta.

Pode ser observado na Figura 16, a ficha de avaliação fornecida para o levantamento dos dados com base nos critérios que compuseram a análise sensorial.

Nome: _____ Idade: _____ Data: _____

Amostra: 128 MUITO OBRIGADA PELA SUA COLABORAÇÃO!!!!!!!

| | |
|--|---|
| <p>1- Você esta recendo uma amostra codificada de UVA. Por favor, avalie a APARÊNCIA GLOBAL da amostra e indique na escala a baixo o quanto você gostou ou desgostou da APARÊNCIA GLOBAL da amostra:</p> <p>9. Gostei extremamente 8. Gostei muito 7. Gostei moderadamente 6. Gostei ligeiramente 5. Nem gostei/Nem desgostei 4. Desgostei ligeiramente 3. Desgostei moderadamente 2. Desgostei muito 1. Desgostei extremamente</p> <p>2- Comente o que você mais gostou ou menos gostou na APARÊNCIA GLOBAL da amostra: +gostou: _____ - - gostou: _____</p> <p>3- Avalie a COR da amostra e indique na escala abaixo o quanto você gostou ou desgostou da COR da amostra:</p> <p>9. Gostei extremamente 8. Gostei muito 7. Gostei moderadamente 6. Gostei ligeiramente 5. Nem gostei/Nem desgostei 4. Desgostei ligeiramente 3. Desgostei moderadamente 2. Desgostei muito 1. Desgostei extremamente</p> <p>4- Comente o que você gostou ou menos gostou na COR da amostra: +gostou: _____ - gostou: _____</p> | <p>5- Agora, por favor, indique na escala abaixo o quanto você gostou ou desgostou do BRILHO da amostra:</p> <p>9. Gostei extremamente 8. Gostei muito 7. Gostei moderadamente 6. Gostei ligeiramente 5. Nem gostei/Nem desgostei 4. Desgostei ligeiramente 3. Desgostei moderadamente 2. Desgostei muito 1. Desgostei extremamente</p> <p>6- Comente o que você gostou ou menos gostou em relação ao BRILHO da amostra: +gostou: _____ - - gostou: _____</p> <p>7- Com base na sua opinião sobre esta amostra de UVA, sabendo que ela se encontra sob refrigeração, indique na escala abaixo, sua atitude se você encontra-se esta amostra à venda. Seu eu encontra-se essa UVA à venda eu:</p> <p>5. Certamente compraria 4. Possivelmente compraria 3. Talvez comprasse/ Talvez não comprasse 2. Possivelmente não compraria 1. Certamente não compraria</p> <p>8 Comentários: _____</p> |
|--|---|

Figura 16. Ficha utilizada na avaliação sensorial.

7. CONCLUSÕES

Neste estudo foi possível obter coberturas a base de quitosana e extrato de hibisco em percentuais variados, com capacidade de aplicação prática em frutos. Para a etapa prática foram aplicadas as coberturas em uvas da variedade ‘*Niágara rosada*’.

As coberturas utilizadas nesse estudo mostraram-se eficientes para a ampliação da vida útil de uvas “*Niágara rosada*”, mantidas sob refrigeração, quando comparadas com as amostras sem cobertura (controle).

Por fim, este estudo fornece subsídios suficientes sobre o potencial de utilização de coberturas filmogênicas para ampliação da vida de prateleira de uvas, com ênfase para a utilização da quitosana e do extrato de hibisco. Considerando que ainda se fazem necessários outros tipos de testes com esses materiais, utilizando variadas concentrações para cada componente utilizado e acrescentando outros tipos de substâncias que melhorem o comportamento dessas coberturas a base de quitosana, como um plastificante, que não foi utilizado neste estudo.

8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abe, L.T., Mota, R.V.d., Lajolo, F.M., Genovese, M.I., 2007. Compostos fenólicos e capacidade antioxidante de cultivares de uvas *Vitis labrusca* L. e *Vitis vinifera* L. *Food Science and Technology* (Campinas) 27, 394-400.
- Alleoni, A.C.C., Jacomino, A.P., Rosa, A.S., 2006. Recobrimento de laranja 'Pêra' com filme de concentrado protéico de soro de leite associado a plastificantes. *Pesquisa Agropecuária Brasileira* 41, 1221-1226.
- Amarante, C., Banks, N.H., Ganesh, S., 2001. Relationship between character of skincover of coated pears and permeance to water vapour and gases. *Postharvest Biology and Technology* 21, 291-301.
- Assis, O.B.G., Britto, D.d., 2014. Revisão: coberturas comestíveis protetoras em frutas: fundamentos e aplicações. *Brazilian Journal of Food Technology* 17, 87-97.
- AZEVEDO, S.M.d.C., 2007. Estudo de taxas de respiração e de factores de qualidade na conservação de morango fresco. , *Ciências do Consumo Alimentar*. Universidade Aberta, p. 225.
- BALDWIN, E.A., HAGENMAIER, R.D., 2011. Edible Coating and Films to Improve Food Quality. Boca Raton: Taylor & Francis Group 2, 1-12.
- BARBOSA, I.M., 2013. EFEITO DE COBERTURA COMESTÍVEL ENRIQUECIDA DE PREBIÓTICO EM UVAS (*Vitis vinifera*) IN NATURA, *Ciência de Alimentos*. Universidade Federal da Bahia, p. 160.

- Berbari, S.A.G., Prati, P., Freitas, D.D.G.C., Vicente, E., Ormenese, R.d.C.S.C., Fakhouri, F.M., 2011. Utilização de coberturas comestíveis para redução de absorção de gordura em produtos estruturados pré-fritos congelados de mandioca. *Brazilian Journal of Food Technology* 14, 172-180.
- Cerqueira, T.S., Jacomino, A.P., Sasaki, F.F., Alleoni, A.C.C., 2011. Recobrimento de goiabas com filmes proteicos e de quitosana. *Bragantia* 70, 216-221.
- Chitarra, M.I.F., Chitarra, A.B., 2005. Pós-colheita de frutas e hortaliças: fisiologia e manuseio. . UFLA 2, 783.
- Deng, Y., Wu, Y., Li, Y.F., 2006. Physiological responses and quality attributes of 'Kyoho' grapes to controlled atmosphere storage. *Food Science and Technology* 39, 584-590.
- Eça, K.S., Sartori, T., Menegalli, F.C., 2014. Films and edible coatings containing antioxidants - a review. *Brazilian Journal of Food Technology* 17, 98-112.
- Fakhouri, F.M., Fontes, L.C.B., Gonçalves, P.V.d.M., Milanez, C.R., Steel, C.J., Collares-Queiroz, F.P., 2007. Filmes e coberturas comestíveis compostas à base de amidos nativos e gelatina na conservação e aceitação sensorial de uvas Crimson. *Food Science and Technology (Campinas)* 27, 369-375.
- FAKHOURI, M.F., MEI, I.H.L., TAKEITI, Y.C., CARVALHO, P.W.C., SOARES, G.A., 2011. . Desenvolvimento de filmes e coberturas comestíveis à base de amido para aplicação em manga minimamente processada. . Embrapa Agroindústria de Alimentos III Simpósio Brasileiro de Pós-colheita.
- Gao, P., Zhu, Z., Zhang, P., 2013. Effects of chitosan–glucose complex coating on postharvest quality and shelf life of table grapes. *Carbohydrate Polymers* 95, 371–378.
- Guerra, I.C.D., Oliveira, P.D.L., Santos, M.M.F., Lúcio, A.S.S.C., Tavares, J.F., Filho, J.M.B., Madruga, M.S., Souza, E.L., 2016. The effects of composite coatings containing chitosan and *Mentha* (piperita L. or *x villosa* Huds) essential oil on postharvest mold occurrence and quality of table grape cv. Isabella. *Innovative Food Science and Emerging Technologies* 34, 112–121.
- HAGENMAIER, R.D., 2005. A comparison of ethane ethylene and CO₂ peel permeance for fruit with different coatings. . *Postharvest Biology and Technology* 37, 56–64.
- Hong, K.Q., Xie, J.H., Zhang, L.B., Sun, D.Q., Gong, D.Q., 2012. Effects of chitosan coating on postharvest life and quality of guava (*Sodium guajava* L.) fruit during cold storage. *Scientia Horticulturae* 144, 172–178.
- Jorge, P.C.S., 2010. Avaliação de maçã "Royal Gala" revestida com filme de quitosana durante o período de pós-colheita, Faculdade de Ciências Farmaceuticas. Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho".
- KIM, L.H.O., Y.A.; , LEE, H., SONG, K.B., MIN, S.C., 2014. Grape berry coatings of lemongrass oil-incorporating nanoemulsion. . *Food Science and Technology* 58, 1-10.
- LIMA, M.A.C., 2005. Teor de sólidos solúveis em mangas. , In: EMBRAPA (Ed.), disponível em: <http://www.agencia.cnptia.embrapa.br/Agencia22/AG01/arvore/AG01_147_24112005115227.html>. Acesso em: 01 de março de 2017.

Lopes, T.J., Xavier, M.F., Quadri, M.G.N., Quadri, M.B., 2007. ANTOCIANINAS: UMA BREVE REVISÃO DAS CARACTERÍSTICAS ESTRUTURAIS E DA ESTABILIDADE. . R. Bras. Agrociência 13, 291-297.

LUVIELMO, M.M., LAMAS, S.V., 2012. Revestimentos comestíveis em frutas. Estudos Tecnológicos em Engenharia 31, p. 8-15.

MELO, N.F.C.B., 2016. BIOATIVIDADE DA ASSOCIAÇÃO DE GEL ENANOPARTÍCULAS DE QUITOSANA NA CONSERVAÇÃO DE UVAS (*Vitis labrusca* L.). Centro de Ciências da Saúde Universidade Federal de Pernambuco, p. 177.

Moraes, K.S.d., Fagundes, C., Melo, M.C., Andreani, P., Monteiro, A.R., 2012. Conservation of Williams pear using edible coating with alginate and carrageenan. Food Science and Technology (Campinas) 32, 679-684.

MORILLON, V., DEBEAUFORT, F., BLOND, G., CAPELLE, M., VOILLEY, A., 2002. Factors affecting the moisture permeability of lipid-based edible films: a review. Crit. . Revista Food Science 42, 67-89.

Osawa, C.C., Fontes, L.C.B., Miranda, E.H.W., Chang, Y.K., Steel, C.J., 2009. Avaliação físico-química de bolo de chocolate com coberturas comestíveis à base de gelatina, ácido esteárico, amido modificado ou cera de carnaúba. Food Science and Technology (Campinas) 29, 92-99.

Sartori, T., 2014. Incorporação de antioxidante microencapsulado em filme de amido de banana verde, Engenharia de Alimentos. Universidade Estadual de Campinas, Campinas.

SIQUEIRA, O.P.A., 2012 Uso de coberturas comestíveis na conservação pós-colheita de goiaba e maracujá azedo., Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias. Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro.

VARGAS, M., ALBORS, A., CHIRALT, A., GONZALEZ-MARTINEZ, C., 2006. Quality of cold-stored strawberries as affected by chitosan-oleic acid edible coatings. Postharvest Biology and Technology 41, 164-171.

VILLADIEGO, A.M.D., SOARES, N.F.F., ANDRADE, N.J., PUSCHMANN, R., MININ, V.P.R., CRUZ, R., 2005. Filmes e revestimentos comestíveis na conservação de produtos alimentícios. . Revista Ceres 52, 221-244.

ZARITZKY, N., AGUILERA, J.M., SIMPSON, R., 2011. . Edible coating to improve food quality and safety. Food engineering interfaces, 631-660.