



**UNIVERSIDADE FEDERAL DE CAMPINA GRANDE  
CENTRO DE CIÊNCIAS E TECNOLOGIA AGROALIMENTAR  
UNIDADE ACADÊMICA DE TECNOLOGIA DE ALIMENTOS  
CAMPUS POMBAL-PB**

**USO DO BIOFILME ADICIONADO DE EXTRATO DE PRÓPOLIS  
VERMELHA NA CONSERVAÇÃO DA UVA “NIÁGARA ROSADA”**

**SIMONE SUCUPIRA MARTINS**

**POMBAL-PB**

**JULHO/2015**

**SIMONE SUCUPIRA MARTINS**

**USO DO BIOFILME ADICIONADO DE EXTRATO DE PRÓPOLIS  
VERMELHA NA CONSERVAÇÃO DA UVA “NIÁGARA ROSADA”**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado a Unidade Acadêmica de Tecnologia de Alimentos da Universidade Federal de Campina Grande, como pré-requisitos necessários para obtenção do título de Bacharel em Engenharia de Alimentos.

Orientadora: Prof<sup>a</sup>. D.Sc Alfredina dos Santos Araújo

Co-orientadora: M.Sc Maria do Socorro Araujo Rodrigues

**POMBAL – PB**

**JULHO, 2015**

FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA BIBLIOTECA CENTRAL DA UFCG

- M379u      Martins, Simone Sucupira.  
                Uso do biofilme adicionado de extrato de própolis vermelha na conservação da uva "niágara rosada" / Simone Sucupira Martins. – Pombal, 2015.  
                56 f. : il.
- Monografia (Bacharel em Engenharia de Alimentos) – Universidade Federal de Campina Grande, Centro de Ciências e Tecnologia Agroalimentar, 2015.
- "Orientação: Prof<sup>a</sup>. D.Sc. Alfredina dos Santos Araújo, M.Sc. Maria do Socorro Araujo Rodrigues".  
                Referências.
1. *Dalbergia Ecastophyllum*. 2. Vida Útil. 3. Frutos. I. Araújo, Alfredina dos Santos. II. Rodrigues, Maria do Socorro Araujo. III. Título.

CDU 634.8(043)

**SIMONE SUCUPIRA MARTINS**

**USO DO BIOFILME ADICIONADO DE EXTRATO DE PRÓPOLIS  
VERMELHA NA CONSERVAÇÃO DA UVA NIÁGARA ROSADA**

Este trabalho de conclusão de curso foi julgado visando à obtenção do grau de graduado, e aprovado na forma final pela Banca Examinadora designada pela Coordenação da Unidade Acadêmica de Tecnologia de Alimentos, Centro de Ciências e Tecnologias Agroalimentar da Universidade Federal de Campina Grande – PB, Campus Pombal/PB.

Aprovado em 24 de julho de 2015.

**BANCA EXAMINADORA**

*Santos*

**Prof.<sup>a</sup> D. Sc Alfredina dos Santos Araújo**

Orientador (a) / UFCG

*Rodrigues*

**M. Sc. Maria do Socorro Araújo Rodrigues**

Co-orientadora / UFCG

*Adriana Ferreira dos Santos*

**Prof.<sup>a</sup> D. Sc. Adriana Ferreira**

Examinadora interna / UFCG

*Wiaslan Figueiredo Martins*

**M. Sc. Wiaslan Figueiredo Martins**

Examinador externo

Aos meus pais e meus irmãos sem  
os quais eu não poderia ter  
alcançado o que consegui.

***Dedico***

## AGRADECIMENTOS

A Deus por ter me dado saúde e força para superar todas as dificuldades encontradas durante o curso e determinação para continuar;

A minha mãe Maria Sucupira (*In memoriam*) por seu meu anjo protetor, por iluminar cada segundo da minha vida, por sempre estar ao meu lado mesmo estando ausente;

Ao meu pai Francisco Martins, pelo amor e apoio incondicional em todos os momentos;

A professora D.Sc. Alfredina dos Santos Araújo, pela orientação e por ter acreditado no meu esforço e trabalho e por toda amizade construída nesse longo percurso;

Aos meus irmãos por sempre acreditarem na minha capacidade, em especial Sérgio e Solon que sempre me ajudaram de forma grandiosa, foi por vocês que consegui chegar até aqui;

À amiga Maria do Socorro Araújo Rodrigues (Nanda), pela grande ajuda, pelo incentivo, apoio, amizade e carinho de sempre, a seu esposo e seu filho por terem me apoiado em sua casa todas as vezes que precisei;

Ao meu tio Toinho (In memória) que sonhou junto comigo, mas não pode esperar pela concretização do mesmo, ao senhor toda minha dedicação;

A minha tia Chaguinha por todo incentivo e apoio, aos meus primos Fagner, Fabiano, Fernando, vocês foram fundamentais;

A minha prima, amiga e irmã Silvana, que sempre me deu forças para a realização desse sonho, por todo carinho e amizade;

Aos meus sobrinhos por serem anjos na minha vida;

As minhas cunhadas Ana Carla e Catarina pela compreensão, confiança e amizade de sempre;

Ao meu noivo Fabiano por toda paciência, preocupação, amor, por sempre permanecer ao meu lado, por sonhar sempre comigo;

As minhas amigas Katianne Cristinne, Willianny, Dany, por todo apoio, pela amizade e pelo carinho que sempre tiveram por mim;

A amiga Viviane pela amizade que construímos durante nosso curso;

Aos queridos amigos e colegas de laboratório, Vanderleia, Amanda, Jessica, José Nildo, César, Aline, Mailson, Lucimar, Rayanne pela grande ajuda e paciência, fundamentalmente importantes no desenvolvimento deste experimento e na realização desse trabalho;

As companheiras e amigas de quarto que souberam me suportar todo esse percurso e por todos os momentos juntas;

A minha sogra e toda sua família por sempre acreditarem em mim e por todo incentivo;

A Dona Lúcia e a Júnior sempre prestativos na minha pesquisa, muito obrigada;

A Assistência de Divisão Social pelo apoio e contribuição para o meu aprendizado;

E a todos que diretamente ou indiretamente contribuíram para minha formação profissional.

MARTINS, S. S. **Uso do biofilme adicionado de extrato de própolis vermelha na conservação da uva “Niágara rosada”**. 2015. 56 f. Trabalho de conclusão de curso apresentado ao Curso de Bacharelado em Engenharia de Alimentos, Universidade Federal de Campina Grande. Pombal, 2015.

## RESUMO

A própolis é uma mistura de substâncias resinosas e balsâmicas que abelhas da espécie *Apis mellifera* L. coletam de várias plantas e levam até a colmeia. Uma alternativa viável de redução microbiana em frutas e hortaliças é a proteção durante o transporte e armazenamento com biofilmes biodegradáveis. Desta forma o objetivo deste trabalho foi elaborar e avaliar biofilmes comestíveis a base de extrato de própolis vermelha em diferentes concentrações, na conservação de uva “Niágara rosada”. Foram então elaboradas duas formulações de biofilmes, aplicados em uvas e armazenados as temperaturas de 7°C e 35°C durante 21 dias. As amostras foram analisadas quanto as suas características físicas, químicas e microbiológicas, para posterior verificação da eficiência dos biofilmes a base do extrato de própolis vermelha. Finalizamos que os tratamentos nas amostras de uvas Niágara rosada utilizando os biofilmes de própolis vermelha derivada da *Dalbergia ecastophyllum* (3% e 5%) associados a temperatura, houve interferência no desenvolvimento dos microrganismos estudados nesta pesquisa. Para todos os tratamentos aplicados houve variação expressiva dos teores de umidade e cinzas, com exceção da eficiência do biofilme 2 e do biofilme 1, as temperaturas de 7°C e 35°C, respectivamente para o parâmetro de sólidos solúveis totais (°Brix), isso ocorreu devido a barreira formada pelos biofilmes em função da degradação dos açúcares presentes nos frutos em estudo.

**Palavras-chaves:** *Dalbergia ecastophyllum*, vida útil, frutos.

MARTINS, SS Use of biofilm added propolis extract in preserving the grape "pink Niagara." 2015. 56 f. Completion of course work presented to the B.Sc. in Food Engineering, Federal University of Grande meadow. Pombal, 2015.

### **ABSTRACT**

Propolis is a resinous substance and balsamic mixture that bees of the species *Apis mellifera* L. collect from various plants and lead to the hive. A viable alternative microbial reduction in fruit and vegetables is the protection during transport and storage with biofilms biodegradable. Given that the aim of this study was to evaluate the effect of biofilms edible base red propolis extract in different concentrations on postharvest preservation of Niagara rosada table grape. Were then compiled two formulations of biofilms, applied in grapes and stored temperatures of 7 °C and 35 °C for 21 days. The samples were analyzed as its physical, chemical and microbiological characteristics, for further verification of the efficiency of the biofilms the base red propolis extract. We concluded that the treatments in Niagara rosada grape samples using biofilms red propolis derived from *Dalbergia ecastophyllum* (3 and 5%) associated with temperature, interference in the development of micro-organisms studied in this research. For all treatments applied there was significant variation of the levels of moisture and ash, with the exception of the efficiency of the biofilm and biofilm 2 1, temperatures of 7 °C and 35 °C, respectively for the parameter of total soluble solids (° Brix), this occurred because the barrier formed by the biofilms in function of the degradation of sugars present in fruits.

**Keywords:** *Dalbergia ecastophyllum* , shelf life, fruits

## LISTA DE FIGURAS

Figura 1: Biofilmes elaborados com extrato de própolis vermelha, de origem da <i>Dalbergia ecastophyllum</i> . .....	29
Figura 2: Número mais provável de coliformes a 35°C em função dos dias de armazenamento. ....	38
Figura 3: Contagem de bolores e leveduras em função dos dias de armazenamento. ....	39
Figura 4: Valores de pH em função dos dias de armazenamento.....	40
Figura 5: Valores de acidez em ácido tartárico em função dos dias de armazenamento. ....	41
Figura 6: Valores do Teor de Umidade em função dos dias de armazenamento. ....	42
Figura 7: Valores do Teor de Cinzas em função dos dias de armazenamento.	43
Figura 8: Valores de sólidos solúveis totais (°Brix) em função dos dias de armazenamento. ....	43
Figura 9: Valores do teor de Flavonoides em função dos dias de armazenamento. ....	44
Figura 10: Valores do teor de Antocianinas em função dos dias de armazenamento. ....	45
Figura 11: Valores do teor de Carotenóides em função dos dias de armazenamento. ....	46

## LISTA DE TABELAS

<b>Tabela 1:</b> Formulações dos biofilmes de acordo com a aplicabilidade da própolis vermelha.....	29
Tabela 2: Média e desvio padrão da caracterização físico-química (pH, S.S. (°Brix), umidade (%) e proteínas (%)) dos biofilmes elaborados.....	35
Tabela 3: Média e desvio padrão da caracterização físico-química (lipídios (%) e acidez total (%)) dos biofilmes elaborados.....	36
Tabela 4: Média e desvio padrão da caracterização de pigmentos (Carotenoides (µg/100g), Flavonoides (mg/100g) e Antocianinas (mg/100g)) dos biofilmes elaborados.....	37

## LISTA DE QUADROS

<b>Quadro 1:</b> Constituintes poliméricos aplicados a filmes biodegradáveis e sua principal ação. ....	19
---	----

## SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO .....	14
2. OBJETIVOS .....	16
2.1. Objetivo Geral .....	16
2.2. Objetivos específicos .....	16
3. REFERENCIAL TEÓRICO .....	17
3.1.Importância do uso de biofilmes comestíveis na conservação de alimentos.....	17
3.1.1. Procedimento de produção de biofilmes .....	19
3.2. Própolis .....	21
3.2.1. Potencial biológico da própolis e seus benefícios.....	21
3.2.2. Própolis vermelha de origem da <i>Dalbergia ecastophyllum</i> .....	23
3.3.Uva de mesa: Origem, cultivares e mercado .....	24
3.3.1. Panorama econômico do fruto .....	25
3.4. Vida útil dos frutos .....	26
4. MATERIAIS E MÉTODOS .....	28
4.1.Coleta e seleção dos frutos .....	28
4.2.Processo de sanitização dos frutos .....	28
4.3.Produção e aplicação dos biofilmes a base de própolis vermelha .....	28
4.4.Período de armazenamento .....	30
4.5.Caracterização dos biofilmes e dos frutos.....	30
4.5.1. Análises microbiológicas .....	30
4.5.1.1. Teste Presuntivo.....	30
4.5.1.2. Coliformes 35°C .....	30
4.5.1.3. Coliformes 45°C .....	31
4.5.1.4. Bolores e Leveduras .....	31
4.5.1.5. <i>Staphylococcus</i> spp .....	31
4.5.1.6. <i>Salmonella</i> sp .....	31
4.5.2. Caracterização físico-química.....	31
4.5.2.1. pH .....	32
4.5.2.2.Acidez Total Titulável (ATT) .....	32
4.5.2.3.Umididade (%)......	32

4.5.2.4. Teor de Cinzas (%).....	32
4.5.2.5. Sólidos Solúveis Totais (SST) .....	33
4.5.2.6. Proteínas (%).....	33
4.5.2.7. Teor de flavonoides totais .....	33
4.5.2.8. Determinação de antocianinas.....	33
4.5.2.9. . Lipídios (%).....	34
4.5.2.10. Teor de carotenóides totais .....	34
5. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	35
5.1. Caracterização dos biofilmes .....	35
5.2. Avaliações microbiológicas durante o armazenamento das amostras .....	38
5.3. Avaliações físico-químicas durante o armazenamento das amostras .....	40
6. CONCLUSÃO .....	47
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	48

## 1. INTRODUÇÃO

O biofilme é uma película preparada a partir de materiais biológicos, que age como barreira a elementos externos e, conseqüentemente, pode proteger o produto embalado de danos físicos e biológicos e aumentar sua vida útil (HENRIQUE et al., 2008).

No Brasil, não existe uma legislação específica para filmes e revestimentos comestíveis, mas eles podem ser classificados como ingrediente, quando melhoram a qualidade nutricional do alimento, ou aditivo, quando não incrementam o valor nutricional (VILLADIEGO et al., 2005). Segundo a Portaria nº 540, de 27 de outubro de 1997, da Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA), aditivo alimentar é qualquer ingrediente adicionado intencionalmente aos alimentos, sem propósito de nutrir, porém, com o objetivo de modificar as características físicas, químicas, biológicas ou sensoriais, durante a fabricação, processamento, preparação, tratamento, embalagem, acondicionamento, armazenagem, transporte ou manipulação de um alimento.

Trata-se de um tipo de embalagem que tem despertado muito interesse devido as vantagens da sua utilização, dentre as quais podem ser destacadas o uso de polímeros naturais como matéria-prima (DAVANÇO et al., 2007), que possuem baixo custo de produção, não são tóxicos (LEMOS, 2006) e melhoram a aparência dos produtos revestidos (OLIVEIRA e NUNES, 2011)

As principais funções do biofilme são atuar como barreira à perda de umidade, reduzir a respiração do fruto e evitar contaminações microbiológicas e químicas (ASSIS; LEONI, 2003). É importante destacar também que os filmes promovem barreiras semipermeáveis que reduzem a volatilização de aromas (FAKHOURI et al., 2007).

Tendo em vista a expansiva prática do uso de biofilmes biodegradáveis para aumentar a vida útil de frutas e hortaliças, que surge a possibilidade do uso de um produto natural, a própolis, que com os evolutivos progressos nas pesquisas com flavonoides e as atividades anti-inflamatórias de seu extrato e o fato de ser considerada como um produto medicinal, é usada como meio de reparação e proteção nas colmeias, além de possuir atividades antioxidantes, antirradicais livres, antifúngica, antimicrobiana, antiparasitária, inseticida, dentre

outras. Neste contexto, visando atender a critérios de segurança alimentar e buscando alternativas saudáveis, naturais e economicamente viáveis, que passar a existir embasamento nesta pesquisa.

A palavra própolis é derivada do grego *pro*, em defesa, e *polis*, cidade ou comunidade, isto é, em defesa da comunidade (PEREIRA et al., 2002). É um produto de origem vegetal, oriunda de substâncias resinosas, gomosas e balsâmicas, coletadas pelas abelhas de flores, exsudatos de plantas, e modificadas na colméia por adição de secreções salivares das abelhas e cera (ARAUCO et al., 2007).

As própolis brasileiras, devido a grande diversidade de sua flora, estão classificadas em 13 tipos, de acordo com a sua constituição química e também pela avaliação de suas atividades antimicrobianas e antioxidantes. O mais recente tipo de própolis classificado, o 13º tipo, é denominado de "própolis vermelha", devido a sua coloração vermelha intensa. A própolis vermelha vem sendo encontrada ao longo do mar e em costas de rios no nordeste brasileiro e sua coloração se deve, principalmente, pela coleta das abelhas, do exsudado vermelho da superfície da *Dalbergia ecastophyllum* (DAUGSCH et al. 2007; CABRAL et al. 2009).

O cultivo de 'Niágara Rosada' tem proporcionado obtenção de rentabilidade superior em relação às cultivares de uvas finas de mesa, já que o custo de produção das uvas comuns é menor. Isto se deve à maior rusticidade das cultivares americanas, à maior resistência às principais doenças e a menor exigência de tratamentos culturais (NACHTIGAL, 2003). Por essas razões, a 'Niágara Rosada' tem ganhado espaço na região Noroeste do Estado de São Paulo, principalmente na região de Jales (FRACARO et al., 2004).

## **2. OBJETIVOS**

### **2.1. Objetivo geral**

Elaborar e avaliar biofilmes comestíveis a base de extrato de própolis vermelha em diferentes concentrações, na conservação de uva “Niágara rosada”.

### **2.2. Objetivos Específicos**

- Elaborar e avaliar biofilmes comestíveis à base de extrato de própolis vermelha em diferentes concentrações (3% e 5%);
- Avaliar a eficiência do uso dos biofilmes comestíveis à base de extrato de própolis vermelha na conservação de uva de mesa Niágara rosada;
- Verificar a aplicação dos biofilmes à base de extrato de própolis vermelha sobre avaliações físicas, físico-químicas e microbiológicas, para manutenção da qualidade e aumento da conservação de frutas.

### **3. REFERENCIAL TEÓRICO**

#### **3.1. Importância do uso de biofilmes comestíveis na conservação de alimentos**

Os filmes comestíveis são películas de variadas espessuras constituídas por diferentes substâncias naturais e/ou sintéticas que se polimerizam e isolam o alimento, sem riscos à saúde do consumidor, uma vez que não são metabolizados pelo organismo e sua passagem pelo trato gastrointestinal se faz de maneira inócua (MAIA et al., 2000).

A utilização de películas comestíveis tem sido bastante explorada para revestimento de frutas e hortaliças frescas, visando minimizar a perda de umidade e reduzir as taxas de respiração, além de conferir aparência brilhante e atraente (AZEREDO, 2003). O uso de películas com esse propósito constitui vantagem econômica, evitando a necessidade de estocagem em atmosfera controlada que implicaria em custos operacionais e de equipamento. A função a ser desempenhada pelo filme depende do produto alimentício e principalmente do tipo de deterioração a que este produto está submetido (MAIA et al., 2000).

Filmes produzidos a partir de polímeros naturais não tóxicos têm se firmado como uma nova categoria de materiais de alto potencial, para aplicação como revestimentos protetores comestíveis sobre frutos e legumes, principalmente em produtos minimamente processados (ASSIS et al., 2008).

Os filmes comestíveis contribuem para proteção e envolvimento de alimentos. Em decorrência da biodegradabilidade, os filmes podem ser consumidos em conjunto com o alimento, podendo vir adicionados de nutrientes com o intuito de fortificar o produto, atua como agentes antimicrobianos, bem como melhorar as características sensoriais dos alimentos.

O uso de revestimentos e coberturas em frutas e vegetais com o objetivo de aumentar seu período de conservação não são práticas recentes, pois as coberturas “comestíveis” datam das décadas finais do século passado (FAI et al., 2008). O estudo de filmes comestíveis para aplicação na indústria de

alimentos foi desenvolvido como substituto aos filmes plásticos tradicionais, motivado por problemas relacionados à poluição ambiental (ALVES, 2005).

Kester; Fennema (1986), afirmam que os filmes e coberturas comestíveis podem ser heterogêneos em natureza, consistindo de misturas de polissacarídeos, proteínas e ou lipídios. Esta aproximação permite utilizar vantajosamente as distintas características funcionais de cada classe de filme formado, como: propriedades mecânicas (resistência e flexibilidade), propriedades ópticas (cor e opacidade), propriedades de barreira (permeabilidades ao vapor de água, ao O<sub>2</sub> e ao CO<sub>2</sub>), solubilidade em água e propriedades sensoriais.

Para muitas aplicações em alimentos, a característica funcional mais importante do filme ou revestimento comestível é a resistência à umidade (KESTER; FENNEMA, 1986). A perda de água de produtos armazenados não só resulta em perda de peso, mas também em perda de qualidade, principalmente pelas alterações na textura. Uma pequena perda de água pode ser tolerada, mas àquelas responsáveis pelo murchamento ou enrugamento devem ser evitadas. (BARROS et al., 1994). O transporte de gases como o oxigênio e o dióxido de carbono, tal como a transmissão de umidade, pode influenciar a estabilidade do armazenamento de alimentos, já que o oxigênio é meio de sua deterioração pela oxidação de lipídios, vitaminas, pigmentos e componentes de *flavor*. Desta forma, o emprego de filmes comestíveis com propriedades de barreira ao oxigênio em alimentos, visa estender a vida útil e reduzir o custo da embalagem (KESTER; FENNEMA, 1986). A reação acontece como resultado de injúrias mecânicas pós-colheita e da desintegração durante o processamento, que permitem o acesso do oxigênio aos tecidos e o contato da enzima com o substrato. A principal consequência é a formação de melaninas, pigmentos escuros que prejudicam a aceitação de muitas frutas. Já que o oxigênio é requerido para iniciar a reação, a utilização de filmes comestíveis pode ser útil para reduzir as taxas de escurecimento (MARTINEZ; WHITAKER, 1995).

### 3.1.1. Procedimentos de Produção de biofilmes

Um dos processos mais amplamente utilizados na elaboração de biofilmes é a técnica denominada “*casting*”, que compreende o preparo de uma solução coloidal da macromolécula adicionada ou não de aditivos, aplicação dessa solução num suporte adequado, seguida de secagem em condições estritamente controladas (MONTERREYQUINTERO; SOBRAL, 2000; VICENTINI, 2003).

A formação de filmes inicia-se com a formação do gel, envolvendo ligações inter e intramoleculares cruzadas entre as cadeias de polímeros, formando uma matriz tridimensional semirrígida que envolve e imobiliza o solvente utilizado (KESTER; FENNEMA, 1986).

Os biofilmes são geralmente produzidos por polissacarídeos, proteínas, lipídios e derivados (QUADRO 1).

**Quadro 1:** Constituintes poliméricos aplicados a filmes biodegradáveis e sua principal ação.

<b>RECOBRIMENTO</b>	<b>PRINCIPAL AÇÃO</b>
ALGINATO	Redução das perdas de água
CASEÍNA/ MONOGLICÉRIDO ACETILADO/ MONOGLICÉRIDO DE ÁCIDO GRAXO	Barreira a gases; Manutenção da cor.
AMILOSE/ AMILOPECTINA	Barreira a gases; Melhora a cor e dá firmeza; Ação antifúngica.
ZEÍNAS	Barreira a gases; Redução de perdas de água; Ação antimicrobiana e manutenção da firmeza.
PECTINA	Barreira a gases; Ação antifúngica; Manutenção da firmeza;
LIPÍDEOS	Barreira a gases; Redução a perda de água
CARBOXIMETILCELULOSE (CMC)	Barreira a gases; Manutenção da cor.
ALBUMÉN DO OVO	Manutenção da cor; Redução do escurecimento
PROTEÍNA DO SORO DO LEITE	Barreira a gases; Redução a perda de água; Manutenção da cor.
PROTEÍNAS DE SOJA	Barreira a gases; Redução a perda de água; Manutenção da firmeza.
CERA DA CARNAÚBA	Barreira a gases; Redução a perda de água; Diminuição da desidratação superficial.

CERA DE ABELHA	Barreira a gases; Redução a perda de água; Diminuição da desidratação superficial.
QUITOSANA	Ação antimicrobiana; Manutenção da cor e redução do escurecimento.
GOMA XANTANA	Redução de perdas de água; Diminuição da desidratação superficial.
CARRAGENATO	Redução de perdas de água.

Fonte: Assis et al. (2008).

Para a elaboração de uma solução filmogênica são necessários constituintes básicos como polímeros de alto peso molecular, denominados agentes formadores (lipídeos, proteínas e polissacarídeos), solvente (água e etanol), agente plastificante/plasticizante (glicerol, sorbitol e triacetina) e agente ajustador de pH (BATISTA, 2004).

No preparo, as formulações de filmes comestíveis devem incluir pelo menos um componente capaz de formar uma matriz adequada, contínua, coesa e aderente (GUILBERT; BIQUET, 1995). Estes componentes podem ser classificados em três categorias: polissacarídeos, lipídios e proteínas. Longares et al. (2005) afirmam que os polissacarídeos, como por exemplo, gomas vegetais ou microbianas, amidos, celuloses, entre outros, apresentam boas propriedades para formação de filmes, estes formados com componentes hidrofílicos proporcionam eficientes barreiras contra óleos e lipídios, mas suas propriedades como barreira para a umidade são pobres (OLIVEIRA; CEREDA, 2003).

Os biofilmes podem conter ainda, antioxidantes, antimicrobianos e aditivos, os quais visam retardar a taxa de deterioração quando utilizados no envolvimento de um produto alimentício (BATISTA et al., 2005). A combinação de compostos pode resultar em melhores propriedades funcionais dos filmes, como de barreira e mecânica (GROSSMAN et al., 2007), e proporcionar uma melhor atuação como revestimento comestível em função de poderem aumentar a vida útil, principalmente em frutas altamente perecíveis, como as maçãs.

## 3.2. Própolis

### 3.2.1. Potencial biológico da própolis e seus benefícios

Os primeiros registros da utilização da própolis pelo homem remontam ao Egito e à Mesopotâmia (CASTALDO; CAPASSO, 2002). Na metade dos anos 80 a própolis tornou-se um produto importante na medicina complementar (LUSTOSA, 2007). Atualmente, em varias partes do mundo, a própolis vem sendo comercializada pela indústria farmacêutica como uma medicina alternativa (LOTTI et al., 2010).

A própolis, substância resinosa coletada a partir de várias fontes vegetais de diversas partes das plantas, como ramos, flores, brotos e exsudatos de arvores, por abelhas africanizadas *Apis mellifera*, tem sido empregada popularmente como agente terapêutico na medicina alternativa (SILVA, 2008). É usada como um selante nos espaços abertos da colmeia e contém basicamente substâncias vegetais, cera e outras secreções da abelha (LOTTI et al., 2010). Trata-se de uma mistura complexa, à qual, na colmeia, elas adicionam secreções salivares. Esta resina é utilizada pelas abelhas na proteção da colméia contra a proliferação de microrganismos, incluindo fungos e bactérias (SILVA et al., 2006).

Existem estudos relatando que a composição química da própolis pode variar de acordo com a sazonalidade regional, o que pode influenciar o seu potencial de ação (SFORCIN et al., 2000; CASTRO et al., 2007). A composição da própolis é reflexo da flora utilizada pelas abelhas (BURDOCK, 1998; RUSSO et al., 2002), e pode ser encontrada em tons que variam do amarelo-esverdeado, passando pelo marrom-avermelhado ao negro (INOUE et al., 2007).

A própolis com origem botânica exclusiva de *D. ecastophyllum* apresentou atividade antimicrobiana contra *Staphylococcus aureus* maior que a própolis com origem de mistura de outras plantas, possuindo ainda a própolis vermelha alta atividade antioxidante e antibacteriana e as subfrações obtidas são mais ativas biologicamente que o extrato bruto (DAUGSCH et al. 2007; CABRAL et al. 2009).

Estudos apontam que a própolis (ou os seus derivados) apresenta toxicidade contra células cancerígenas e atividade antioxidante, antiviral, antiúlceras, cicatrizante e antibiótica frente às bactérias gram-positivas (KHALIL, 2006). O alto teor de flavonoides está diretamente ligado ao poder antioxidante, e verificou-se que a fração clorofórmica apresentou maior atividade (CABRAL et al., 2009). Também tem ação comprovada frente ao *Bacillus subtilis* e *Candida albicans* (D'AURIA et al., 2003).

Souza et al. (2010), avaliaram o efeito da sazonalidade sobre algumas características, como extrato seco, flavonoides totais, pH e atividade de oxidação, de extratos alcoólicos de própolis a 30%, obtidas mensalmente por um ano, em quinze colméias de abelhas *Apis mellifera*. Nos resultados não observaram diferenças expressivas sobre as características físico-químicas analisadas, entre as estações do ano e diferentes técnicas de coleta.

De-Carli et al. (2010), realizaram um ensaio duplo cego randomizado, com 97 escolares, para investigar a ação de extrato de própolis 5% isolado e associado ao fluoreto de sódio 0,05%, sobre acúmulo de biofilme dental. Após contagem dos níveis de *S. mutans*, presença de biofilme e manchas brancas, os resultados foram comparados com os níveis iniciais. Concluíram que o gel de própolis associado ao fluoreto de sódio foi eficaz na redução dos níveis salivares de *S. mutans* e acúmulo de placa bacteriana, além de remineralizar manchas brancas.

O número de pesquisas sobre a incorporação de própolis em filmes poliméricos ainda é muito reduzido, sendo que a maioria desse não são para aplicações alimentícias (PASTOR et al., 2010).

Os flavonoides (compostos fenólicos) têm sido considerados como um dos principais constituintes biologicamente ativos da própolis (CABRAL, et al. 2009), no entanto, sua composição apresenta ainda outras substâncias: ceras, óleos essenciais, pólen e vários componentes orgânicos como ferro e zinco, vitaminas (B1, B2, B3 e B6), ácido benzóico, éster, cetonas, lactonas, quinona, esteróides e açúcares e ainda pigmentos naturais como clorofilas e carotenóides.

### 3.2.2. Própolis vermelha de origem da *Dalbergia ecastophyllum*

A principal origem botânica da própolis vermelha é a planta *Dalbergia ecastophyllum*, popularmente conhecida como rabo-de-bugio, encontrada ao longo da praia e região do mangue do nordeste do Brasil.

A maior parte dos trabalhos encontrados na literatura refere-se à própolis verde, e apenas nos últimos anos a própolis vermelha tem sido objeto de estudo. Segundo Alencar et al., (2007), a própolis vermelha brasileira possui novos compostos bioativos nunca antes encontrados nos produtos já estudados. Esta possui uma importante fonte de compostos com atividades biológicas, sendo uma delas a atividade antioxidante (OLDONI et al., 2011). Estudo realizado por Cabral et al., (2009), concluiu que a própolis vermelha possui alta atividade antioxidante e antibacteriana e as subfrações obtidas são mais ativas biologicamente que o extrato bruto.

A composição química e as atividades biológicas das própolis dependem dos aspectos ambientais como, por exemplo, pluviosidade, variações de temperatura e pasto apícola. A alteração do pasto apícola, bem como as mudanças climáticas que ocorrem durante o ano, pode modificar o produto natural em sua composição química, dificultando a padronização do mesmo para comercialização. Com relação à variação sazonal, a diminuição em alguns componentes biologicamente ativos pode ser acompanhada pelo aumento de outros (NUNES et al, 2009). Estudos que abordam o efeito da sazonalidade são muito importante para a caracterização da matéria-prima de uma determinada região, uma vez que questões climáticas também se diferenciam em função da região onde o produto natural é obtido (SIMOES-AMBROSIO et al, 2010). Este tipo de estudo também orienta o calendário apícola, ajustando a produção e direcionando manejo.

Segundo Dausch et al, (2008), a própolis vermelha do nordeste brasileiro do grupo 13 contém rutina, liquiritigenina, daidzeína, pinobanksina, quercetina, luteolina, dalbergina, isoliquiritigenina, formononetina, pinocembrina, pinobanksina-3-acetato e biochanina A.

Quando se avalia a atividade antibacteriana da própolis vermelha, verifica-se que o extrato obtido das regiões brasileiras possui melhor ação biológica em comparação aos resultados obtidos com extratos norte-

americanos (BASTOS et al., 2008). Segundo Dausch et al. (2007), as amostras de própolis vermelha brasileira da região Nordeste apresentaram atividade antimicrobiana frente a *Staphylococcus aureus* (ATCC 25923), em concentrações próximas a 2,5 µg/ml. Alencar et al. (2007) demonstraram que o extrato etanólico e a fração clorofórmica da própolis brasileira, apresentaram uma potente atividade antimicrobiana frente aos microrganismos *Staphylococcus aureus* (ATCC 25923) e *Streptococcus mutans* (UA 159).

### 3.3. Uva de mesa: Origem, cultivares e mercado

A videira pertence à família *Ampelidaceae* ou *Vitaceae*, no entanto este último é o nome mais aceito pelo Código Internacional de Nomenclatura Botânica. As plantas pertencentes à família Vitácea são lianas, tipo cipó ou trepadeiras, ou arvoretas, de consistência lenhosa ou herbácea e morfologicamente caracterizadas pela ocorrência de gavinhas opostas às folhas (MULLINS et al., 2000). O gênero *Vitis* é dividido em dois subgêneros: *Muscadínea*, compreendendo três espécies, e *Euvitis*, compreendendo entre 50 e 60 espécies (GIOVANNINI, 2008). No gênero *Vitis*, estão incluídas todas as videiras de origem européia, americana e asiática, as quais se destinam ao consumo *in natura* ou à produção de sucos ou vinhos. Dentre estas, as espécies *Vitis labrusca* L. e *Vitis vinifera* L. pertencentes ao subgênero *Euvitis* destacam-se pela sua importância econômica.

A 'Niágara Rosada' apresenta maior rusticidade no campo em relação as cultivares finas, possui maior resistência às doenças fúngicas, menor custo com mão-de-obra e com insumos, por conta do menor número de pulverizações e ausência de alguns tratamentos culturais, como raleio de bagas. Essa cultivar tem boa aceitação no mercado interno e apresenta possibilidade de obter preços elevados quando colhida em períodos de baixa oferta (TECCHIO et al., 2011).

Segundo Pedro Júnior et al. (1993), a cv. Niágara Rosada completa o seu ciclo mediante temperaturas superiores a 10 °C, e, baseado no conceito de graus-dia (GD), a necessidade térmica para se desenvolver, da poda à colheita, é de 1.549 GD, independentemente da época de poda. Além disso, estes autores constataram que o total de graus-dia necessários para completar

o ciclo era dependente do local analisado. No Estado de Goiás, existem poucas informações a respeito do comportamento fenológico das videiras, sobretudo da 'Niágara Rosada', apesar da existência de parreirais implantados na região. Diante do exposto, o trabalho teve por objetivos conhecer o comportamento fenológico dessa cultivar, bem como sua exigência térmica, em diferentes épocas de poda, nas condições bioclimáticas do sudoeste Goiano.

Cenci; Chitarra (1994) estudaram o potencial de conservação da uva 'Niágara Rosada' cultivada em Caldas-MG, quando submetida a tratamentos pré-colheita com ANA e cloreto de cálcio ( $\text{CaCl}_2$ ). Concluíram que os tratamentos com  $\text{CaCl}_2$  e ANA promoveram decréscimo na atividade das enzimas pécticas e na porcentagem de degrana da uva, havendo também, no tratamento com  $\text{CaCl}_2$ , aumento no teor de cálcio na região de abscisão.

Os principais problemas pós-colheita das uvas de mesa são as podridões, a desidratação do engaço e a degrana, causando perdas e prejudicando a qualidade dos produtos. Em uvas, o processamento mínimo poderia ser uma alternativa interessante, pois permitiria valorizar as bagas com boa qualidade, proveniente de cachos que não se prestariam à comercialização devido a problemas de degrana ou de bagas defeituosas (SANTIAGO et al., 2011).

### **3.3.1. Panorama econômico do fruto**

A produção de uva é uma atividade econômica de origem bastante remota. Estudos arqueológicos revelaram fósseis de sementes de videira que datam da Era Cenozóica. O centro de origem, provavelmente, é a Groenlândia, onde há 300 mil anos surgiu a primeira espécie de videira. Pouco a pouco a videira foi se difundindo e se adaptando a diversas regiões do globo terrestre (EMBRAPA, 2015).

O Brasil é o 14º maior produtor de uvas no mundo com uma área colhida em 2010 de 81.259 hectares e produção de 1,3 milhões de toneladas (IBGE, 2015).

O Estado de São Paulo destaca-se como o maior produtor nacional de uva para mesa, com aproximadamente 39 milhões de plantas e produção de 189,7 mil toneladas. As cultivares de uva comum, representadas

principalmente pela 'Niágara Rosada', correspondem a 89,1% do total de plantas e 49,1% da produção de uva no Estado (Instituto de Economia Agrícola, 2015).

No entanto, verificou-se, nos últimos anos, queda na rentabilidade da cultura, havendo a necessidade de se adequar as técnicas de cultivo visando à redução nos custos de produção e das perdas ocorridas no período de pós-colheita. Salienta-se que, para a cultivar Niágara Rosada, as perdas pós-colheita devido à degrana e a problemas fitossanitários são fatores de grande relevância. Essas perdas podem ser minimizadas mediante práticas culturais e pela utilização de técnicas de manuseio pré ou pós-colheita (CENCI, 1994). Dentre as técnicas pré-colheita utilizadas para a redução da degrana, destaca-se a utilização do cloreto de cálcio e do ácido naftalenoacético.

### **3.4. Vida útil dos frutos**

Dentre as principais causas das perdas estão a curta vida útil de frutos e os danos mecânicos sofridos durante a produção e comercialização. O uso de coberturas comestíveis elaboradas a partir de polímeros naturais e biodegradáveis torna-se alternativa eficiente para o prolongamento da vida útil pós-colheita de frutos (RINALDI et al., 2011).

A utilização de filmes comestíveis em alimentos de origem vegetal além de ser uma alternativa para o aumento da vida de útil, devido à redução da perda de umidade e ao controle da transmissão de gases, é também eficaz no melhoramento da aparência dos produtos aumentando sua aceitabilidade frente ao consumidor. Estes filmes vêm sendo objeto de estudo na área da tecnologia de alimentos para novas descobertas de diferentes filmes e formas de aplicação para sua melhor conservação (OLIVEIRA et al., 2007).

O uso de filmes ou coberturas comestíveis sobre a superfície de frutos para aumentar a conservação é uma técnica que data do século 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 (VILLADIEGO et al., 2005). Já na década de 60, o uso de polissacarídeos solúveis em água se tornou mais

estudado e opção comercial para o uso em coberturas comestíveis de frutos com a função de aumentar a vida útil destes.

Diversos antioxidantes naturais como terpenos, tocoferóis, carotenóides e vitaminas têm sido destinados à aplicação em embalagens com o intuito de melhorarem a estabilidade à oxidação lipídica bem como o prolongamento da vida de útil dos produtos (BROINIZI *et al.*, 2007). Como vantagens dos biofilmes comestíveis, é possível citar boas características sensoriais compatíveis com diversos alimentos, barreira ao vapor d'água e vapores orgânicos, baixo custo, tecnologia simples e não poluente, estabilidade bioquímica, físico-química e microbiológica, e ausência de componentes tóxicos para a saúde humana. Além disso, pode-se enaltecer as propriedades mecânicas que facilitam o manuseio e o transporte de alguns alimentos, a possibilidade de separação do produto em porções individuais para consumo ou, até mesmo, para produção de “blends”, adicionados em processos industriais (DARABA, 2008).

## **4. MATERIAIS E MÉTODOS**

### **4.1. Coleta e seleção dos frutos**

Os frutos utilizados neste experimento, foram adquiridos em comércio varejista local do município de Pombal-PB. Em seguida, foram transportadas até as instalações do Centro Vocacional Tecnológico (CVT), até o imediato processamento.

Foram utilizados 990 frutos em todo o experimento, de acordo com seu estágio de maturação, onde optou-se pelo fruto de coloração roxa. A seleção foi feita, descartando-se aqueles com má formação, com danos físicos e, ou apodrecidos. Em seguida, foram lavados com água corrente para remoção das sujidades aderidas à superfície e drenados por 30 minutos, para posterior sanitização.

### **4.2. Processo de sanitização dos frutos**

Os frutos passaram por uma pré-lavagem. As amostras foram separadas, aleatoriamente e foi utilizado uma solução de hipoclorito de sódio a 50ppm, solução comercial à base de composto orgânico clorado para frutas e hortaliças. Os frutos foram então submersos na solução sanitizante por um período de 10 minutos, em seguida foi realizada a drenagem e enxague em água potável por um período de 5 minutos. Uma segunda drenagem foi realizada, e os frutos ficaram dispostos em bandejas plásticas para a secagem natural e posterior aplicação das formulações dos biofilmes.

### **4.3. Produção e aplicação dos biofilmes a base de própolis vermelha**

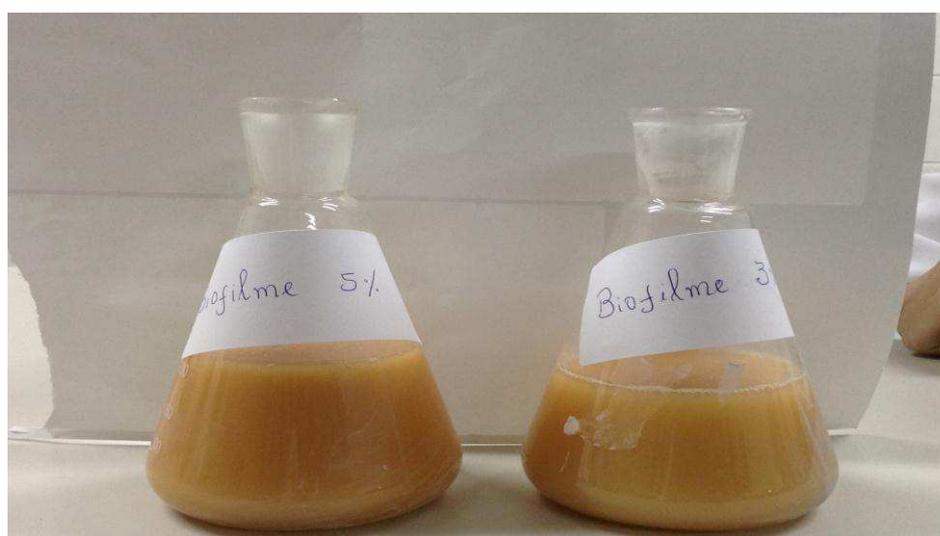
Os biofilmes foram produzidos seguindo as formulações expressas na Tabela 1, segundo metodologia de Santos (2007) com algumas modificações. Em seguida aqueceu-se a solução em forno microondas até atingir a temperatura de 70°C, posteriormente a solução ficou em temperatura ambiente até esfriar, conforme Figura 1.

**Tabela 1:** Formulações dos biofilmes de acordo com a aplicabilidade da própolis vermelha.

<b>FORMULAÇÃO DOS BIOFILMES</b>	
<b>FORMULAÇÃO 1 (Biofilme 3%)- B1</b>	<b>FORMULAÇÃO 2 (Biofilme 5%)- B2</b>
0,7g sacarose	0,7g sacarose
1,7g Açúcar invertido	1,7g Açúcar invertido
4g amido de milho	4g amido de milho
100 mL Água	100 mL Água
3 mL extrato de Própolis vermelha	5 mL extrato de Própolis vermelha

A amostra de própolis vermelha utilizada neste trabalho, é uma solução extratificada etanólica a 30%, fornecida pelo Apiários EDIMEL – Apicultura e Apiterapia – João Pessoa, no Estado da Paraíba. Esse extrato etanólico foi escolhido por ser padronizado, tendo seus componentes químicos e seus flavonoides identificados por meio de cromatografia líquida de alta eficiência em fase reversa (CLAE) em trabalho desenvolvido por Dausch (2007).

Figura 1: Biofilmes elaborados com extrato de própolis vermelha, de origem da *Dalbergia ecastophyllum*.



Para posterior revestimento das frutas, as amostras foram mergulhadas na solução e suspensas para posterior secagem em temperatura ambiente, em seguida, foram devidamente identificadas e dispostas em bandejas descartáveis, por fim foram armazenadas as temperaturas de 7°C e 35°C em

estufa BOD. Para fins de comparação, foi utilizado para controle uma amostra sem revestimento (controle).

As amostras foram analisadas a cada 3 dias para acompanhamento de suas características físicas, químicas e microbiológicas.

#### **4.4. Período de Armazenamento**

Os frutos de uva do cultivar 'Niágara rosada' colhidos no ponto de maturação, próprio para comercialização foram armazenados durante o mesmo período de 21 dias. As amostras para avaliação foram retiradas nos seguintes tempos:

T0 – frutos recém-aplicados com o biofilme;

T1 – frutos armazenados durante três dias;

T2 – frutos armazenados durante seis dias;

T3 – frutos armazenados durante nove dias;

T4 – frutos armazenados durante doze dias;

T5 – frutos armazenados durante quinze dias;

T6 – frutos armazenados durante dezoito dias;

T7 – frutos armazenados durante vinte e um dias.

#### **4.5. Caracterização dos biofilmes e dos frutos**

##### **4.5.1. Análises microbiológicas**

###### **4.5.1.1. Teste Presuntivo**

Para a contagem de coliformes utilizou-se a técnica de tubos múltiplos, na qual homogeneizou-se 25 g de amostra, com 225 mL de Água Peptonada 0,1 %, alíquotas de 1 mL de cada diluição foram inoculadas em três tubos contendo 9 mL de Caldo Lauryl Sulfato Triptose, com tubos de Duhran invertidos e incubados a 35° C/24-48 hs (SILVA, 2010).

###### **4.5.1.2. Coliformes 35°C (NMP/g)**

A partir dos tubos com leitura positiva do teste presuntivo, foi transferida uma alçada da cultura para o teste confirmatório no Caldo Verde Bile Brillhante,

com período de incubação a 35°C de 24 a 48 horas, conforme a metodologia SILVA, (2010).

#### **4.5.1.3. Coliformes 45°C (NMP/g)**

Para a quantificação de coliformes totais e a 45° C foi utilizada a técnica do Número Mais Provável (NMP), incubados em banho-maria a 45°C/48h, conforme a metodologia SILVA, (2010).

#### **4.5.1.4. Bolores e Leveduras (UFC/g)**

Na determinação de Bolores e leveduras foi utilizado o método de plaqueamento direto em superfície, em meio Agar Batata Dextrose (BDA) fundido e acidificado com ácido tártarico a 10%, posteriormente as placas foram incubadas a 35° C $\pm$ 2°C por 5 dias, segundo a metodologia recomendada (SILVA, 2010).

#### **4.5.1.5. *Staphylococcus* spp (UFC/g)**

Para a determinação de *Staphylococcus* spp. foi utilizado o método em superfície no meio de cultura Ágar Baid-Parker suplementado com solução de gema de ovo a 50% e telurito de potássio a 3,5 %. As placas foram incubadas a 35°C/48 horas, segundo a metodologia recomendada (SILVA, 2010).

#### **4.5.1.6. *Salmonella* sp/25g**

Na determinação de presença de *Salmonella* sp foi utilizado o método em superfície no meio de cultura Salmonella Diferencial Ágar, incubando-se a temperatura de 36  $\pm$  1 °C/48 horas, segundo a metodologia recomendada (SILVA, 2010).

#### **4.5.2. Caracterização físico-química**

Os biofilmes foram caracterizados pelas seguintes avaliações: pH, acidez (%), teor de umidade (%), sólidos solúveis totais (°Brix), teor de proteínas (%), teor de flavonoides totais (mg/100g), teor de antocianinas (mg/100g), teor de carotenoides totais ( $\mu$ g/100g) e teor de lipídios (%).

Os frutos foram avaliados antes e após a aplicação dos biofilmes e durante o acompanhamento do processo de conservação a cada 3 dias durante 21 dias e caracterizados pelos seguintes parâmetros: pH, acidez (%), teor de umidade (%), teor de cinzas (%), sólidos solúveis totais (°Brix), teor de proteínas (%), teor de flavonoides totais (mg/100g), teor de antocianinas (mg/100g) e teor de carotenóides totais (µg/100g).

#### **4.5.2.1. pH**

O potencial hidrogeniônico (pH) foi determinado através do método potenciométrico, com pHmetro de bancada da marca Lucadema e modelo mPA, previamente calibrado com solução tampão de pH 4,00 e 7,00. Seguindo o método 017/IV do Instituto Adolf Lutz (2008).

#### **4.5.2.2. Acidez Titulável (AT) (%)**

A acidez titulável foi realizada por titulometria de neutralização, utilizando-se 50 mL de suco (5/50 mL água destilada) da amostra, obtido por centrifugação. No momento da leitura, o suco foi colocado em erlenmeyer de 250 mL e de duas a três gotas de fenolftaleína a 1%. Na titulação utilizou-se hidróxido de sódio 0,1 N, até o ponto de viragem, onde a solução ficará totalmente rósea. Os resultados foram expressos em porcentagem (%) de ácido por 100 gramas do fruto. Seguindo o método 016/IV do Instituto Adolf Lutz (2008).

#### **4.5.2.3. Umidade (%)**

Os teores de umidade foram determinados através do método de secagem a 105°C, em estufa de ar, de acordo com a metodologia 012/IV do Instituto Adolf Lutz (2008).

#### **4.5.2.4. Teor de Cinzas (%)**

Os teores de cinzas foram determinados segundo o método 018/IV do Instituto Adolf Lutz (2008) e os resultados expressos em porcentagem (p/p).

#### **4.5.2.5. Sólidos Solúveis (SS) (Brix)**

Os teores de sólidos solúveis totais foram obtidos com o auxílio de um refratômetro portátil (Reichert). A leitura foi realizada de forma direta, por meio da aplicação de uma gota de suco de uva, sobre o prisma do aparelho. Os resultados foram expressos em graus Brix (°B).

#### **4.5.2.6. Proteínas (%)**

As determinações de percentual de proteínas foram realizadas através do método Kjeldahl, 036/IV descrito pelo Instituto Adolfo Lutz (2008) e os resultados encontrados estão expressos em porcentagem (p/p).

#### **4.5.2.7. Teor de flavonoides totais**

Os Flavonoides presentes nas amostras foram determinados segundo método desenvolvido por Francis (1982), onde se mede aproximadamente 0,5g da amostra e em seguida adiciona-se cerca de 10 mL de solução extratora etanol 95%/HCl 1,5 N na proporção de 85:15. As amostras foram homogeneizadas e maceradas por 2 min, sendo em seguida transferidas para um tubo envolto em papel alumínio, ficando em repouso por 24 horas. Transcorrido o tempo, o material foi filtrado e acrescenta-se solução etanol/HCl para atingir o volume de 10 mL. A absorbância da solução final produzida foi obtida em espectrofotômetro a 374 nm e os resultados expressos em mg/100g da amostra.

#### **4.5.2.8. Determinação de antocianinas**

Na determinação do conteúdo de antocianinas foi utilizado o mesmo homogenato descrito no item 4.2.1.7. A leitura da absorbância foi realizada a 535 nm em espectrofotômetro (PREGNOLATTO e PREGNOLATTO, 1985). Os valores foram convertidos para mg 100/g de matéria fresca pela seguinte equação:

$$\text{Antocianinas} = (\text{Abs } 535\text{nm} \times \text{volume de extração em mL} \times 100) / (\text{peso fresco} \times 98,2)$$

#### 4.5.2.9. Lipídeos (%)

Os teores de lipídeos foram determinados através do aparelho extrator de Soxhlet, seguindo o método descrito 033/IV do Instituto Adolf Lutz (2008).

#### 4.5.2.10. Teor de carotenóides totais

A quantificação de carotenóides totais do fruto foi realizada segundo Rodriguez-Amaya e Kimura (2004). A amostra (aproximadamente 3 a 5 g) foi pesada em balão volumétrico de 10mL, posteriormente adicionou-se 5mL de éter de petróleo para dissolução da amostra. O volume do balão foi completado com éter de petróleo e agitado durante 5 minutos. Em seguida a solução foi filtrada em papel filtro. As leituras em absorbâncias foram realizadas em espectrofotômetro a 435 nm, em triplicata, empregando-se o éter de petróleo como branco. Utilizando-se nos cálculos o valor do coeficiente de absorção dos carotenóides em éter de petróleo ( $A_{1\%}^{1\text{cm}} = 2592$ ).

O calculo do conteúdo de carotenoides totais na casca de uva foi realizado através da equação (RODRIGUES-AMAYA e KIMURA, 2004).

$$CT(\mu\text{g}/\text{g de matéria fresca}) = \frac{10^4 \cdot A \cdot V}{A_{1\%}^{1\text{cm}} \cdot m}$$

Onde: CT = concentração de carotenóides totais;

A = absorbância no maior pico detectado;

V = volume do balão utilizado na diluição (mL);

m = massa da amostra (g);

$A_{1\%}^{1\text{cm}}$  = parâmetro, igual a 2592.

## 5. Resultados e Discussão

### 5.1. Caracterização dos biofilmes

Os biofilmes B1 (3%) e B2 (5%), não apresentaram contaminação para nenhum dos parâmetros analisados, ou seja, observou-se a ausência dos microrganismos, Coliformes a 35°C (NMP/mL), Coliformes a 45°C (NMP/mL), *Staphylococcus* spp (UFC/mL), Bolores e Leveduras (UFC/mL) e *Salmonella* sp/25g (Ausência/Presença).

Os valores médios dos resultados para pH, sólidos solúveis (S.S.) (°Brix), umidade (%), cinzas (%), proteínas (%), lipídios (%) e acidez titulável (%), realizados nas duas formulações dos biofilmes elaborados (3% e 5%) estão apresentados nas Tabelas 1 e 2.

Tabela 2: Média e desvio padrão da caracterização físico-química (pH, S.S. (°Brix), umidade (%) e proteínas (%)) dos biofilmes elaborados.

	<b>pH</b>	<b>S.S. (°Brix)</b>	<b>UMIDADE (%)</b>	<b>PROTEÍNAS (%)</b>
<b>B1</b>	6,00±0,38	2,93±0,35	95,54±0,67	0,33±0,03
<b>B2</b>	5,48±0,38	3,43±0,35	94,59±0,67	0,38±0,03

Rodrigues et al (2015), em sua caracterização de biofilme a base de própolis vermelha obteve resultados semelhantes aos obtidos nesta pesquisa, podendo assim assegurar que o pH tem forte influência sob a homogeneidade da matriz filmogênica, podendo evitar características quebradiças e com defeitos, caracterizados por uma maior permeabilidade ao vapor de água em relação ao pH neutro e básico.

O teor de sólidos solúveis (SS), (Tabela 2) elevou de forma expressiva de acordo com as formulações analisadas, no entanto, é um comportamento esperado, devido sua tendência ao aumento pela adição de maior quantidade de extrato de própolis vermelha que são constituídos principalmente de açúcares.

As variações nos teores de umidade dos biofilmes, variando de 94,59% a 95,54%, ocorrem em função da sua composição, devido ao caráter higroscópico do amido de milho presente nas formulações. Demonstrando

assim a potencialidade do uso dos biofilmes à base de extrato de própolis vermelha, como revestimento de produtos que apresentam umidade elevada, sendo susceptíveis à proliferação de bolores e bactérias patogênicas em sua superfície.

Sendo um produto higroscópico, o amido tem a propriedade de absorver ou “perder” água para o ambiente, tendendo a manter uma relação de equilíbrio entre o seu teor de água e o do ambiente. A água presente em um alimento está sujeita a interações que podem modificar não apenas suas propriedades, mas também aquelas dos materiais com os quais interagem (BARUFFALDI; OLIVEIRA, 1998). Dessa forma, a higroscopicidade de um alimento está ligada à sua estabilidade física, química e microbiológica, e por isso, torna-se importante o conhecimento do comportamento higroscópico desses produtos.

Na determinação dos teores de proteínas houve um aumento de 0,33% a 0,38%, este baixo teor de proteína é parcialmente responsável pela alta transparência de amidos nativos e modificados (CEREDA, 2001).

Tabela 3: Média e desvio padrão da caracterização físico-química (lipídios (%) e acidez total (%)) dos biofilmes elaborados.

	<b>LIPÍDIOS</b>	<b>ACIDEZ TITULÁVEL</b>
	(%)	(%)
<b>B1</b>	8,37±0,77	0,03±0,01
<b>B2</b>	9,46±0,77	0,04±0,01

As propriedades de barreira à umidade de filmes comestíveis são influenciadas pela adição de compostos lipídicos, os quais reduzem o transporte de umidade, sendo assim, a variação lipídica de 8,37% a 9,46%, favorece fielmente as propriedades de barreira, onde estes ainda possuem o poder de nestas proporções facilitar o processo de geleificação e retrogradação do amido. Gontard et al. (2013), estudaram a adição de várias concentrações de lipídios a filmes comestíveis de glúten e observaram que os efeitos dessa adição nas propriedades de barreira ao vapor d'água dependeram das características dos lipídios, particularmente a hidrofobicidade, organização do complexo proteína-lipídio, interação entre esses dois componentes e distribuição uniforme das substâncias hidrofóbicas na matriz.

A acidez é usualmente calculada com base no principal ácido presente, expressando-se o resultado com percentagem de acidez titulável e nunca da total, devido aos componentes ácidos voláteis que não são detectados (CHITARRA; CHITARRA, 2005). A acidez titulável mostra que não houve a menor mudança na capacidade de síntese de ácidos orgânicos, com a adição de maior quantidade de extrato de própolis vermelha, onde estes valores de acidez não diferiram expressivamente, resultados semelhantes foram observados por Rodrigues et al. (2015).

Os resultados referentes às análises dos pigmentos: Flavonoides, Antocianinas e Carotenóides, realizados nos biofilmes estão apresentados na Tabela 4.

Os carotenóides determinados nas duas formulações, é possível observar que não houve diferença expressiva entre elas, o baixo efeito antioxidante dos carotenóides é devido à presença de duplas ligações conjugadas, às quais estão presentes em mais de 10 ligações para os compostos anteriormente citados (PALACE *et al.*, 1999).

Tabela 4: Média e desvio padrão da caracterização de pigmentos (Carotenoides ( $\mu\text{g}/100\text{g}$ ), Flavonoides ( $\text{mg}/100\text{g}$ ) e Antocianinas ( $\text{mg}/100\text{g}$ )) dos biofilmes elaborados.

	<b>CAROTENOIDES</b> ( $\mu\text{g}/100\text{g}$ )	<b>FLAVONÓIDES</b> ( $\text{mg}/100\text{g}$ )	<b>ANTOCIANINAS</b> ( $\text{mg}/100\text{g}$ )
<b>B1</b>	7,01 $\pm$ 0,05	52,19 $\pm$ 1,81	21,72 $\pm$ 0,02
<b>B2</b>	7,08 $\pm$ 0,05	54,75 $\pm$ 1,81	21,75 $\pm$ 0,02

Os flavonoides são capazes de modular a atividade de enzimas e afetar o comportamento de muitos sistemas celulares, exercendo efeitos benéficos sobre o organismo (NIJVELDT *et al.*, 2011). Para ambos os pigmentos flavonoides e antocianinas, não houve um aumento expressivo para ambas as formulações, favorecendo assim a redução da degradação dos frutos devido suas características antioxidantes e antimicrobianas.

## 5.2. Avaliações microbiológicas durante o armazenamento das amostras

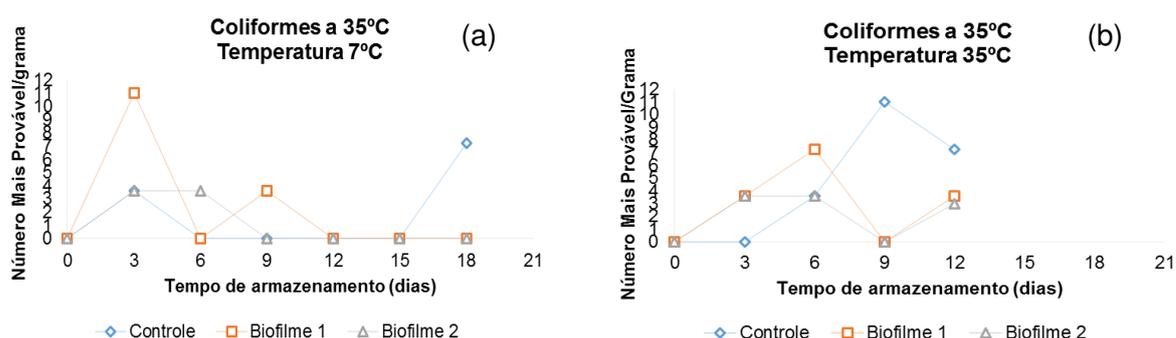
A RDC nº 12, de 02 de janeiro de 2001, da ANVISA (BRASIL, 2001) estabelece os seguintes limites para a contagem de coliformes fecais (45°C):  $10^2$  NMP/g para hortaliças,  $5 \times 10^2$  NMP/g para frutas e  $10^3$  NMP/g para raízes, tubérculos e similares pertencem à categoria frescos, “*in natura*”, preparados, sanificados, refrigerados ou congelados para consumo direto. A referida legislação exige ausência de *Salmonella* sp/25g para todos os produtos mencionados anteriormente.

A pesquisa realizada para *Salmonella* sp/25g revelou a ausência deste patógeno em todas as amostras analisadas durante este experimento. Dados referentes a incidência de *Salmonella* sp/25g em uvas Niágara rosada, de modo geral, são mínimos as informações que indiquem presença deste em frutas. As amostras podem ser classificadas como próprias para o consumo de acordo com os padrões da RDC nº 12/2001, sendo um indicador das boas condições de produção e armazenamento.

A ausência de *Staphylococcus* spp corrobora com resultados observados por Pinheiro et al. (2005) que também não encontrou a presença deste microrganismo em suas análises mesmo submetendo ao processamento por manipulação. Isso indica que, provavelmente as condições intrínsecas dos frutos e as condições ambientais não favoreceram o crescimento dessas bactérias.

Os resultados referentes às análises microbiológicas de coliformes a 35°C, em função da temperatura e dos dias de armazenamento estão apresentados na Figura 2 (a e b).

Figura 2: Número mais provável de coliformes a 35°C em função dos dias de armazenamento.

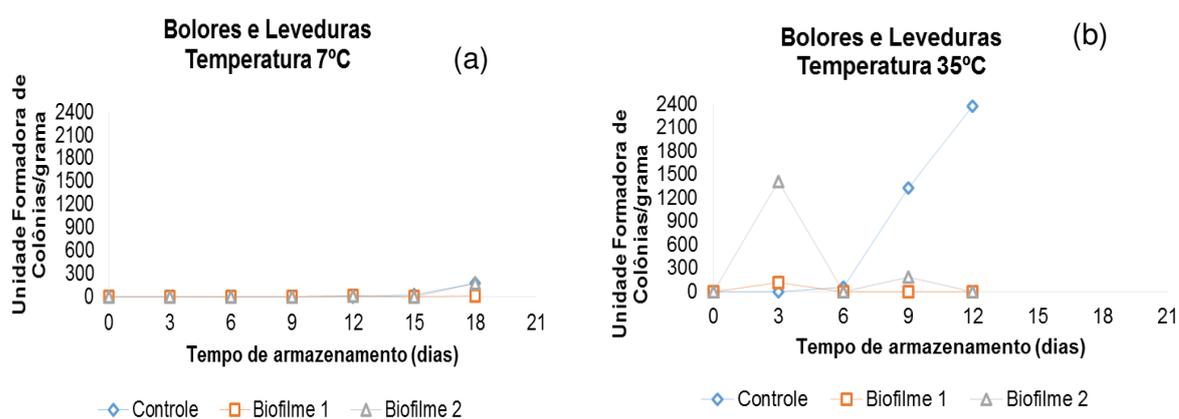


Em frutas como a uva, a microbiota bacteriana é favorecida devido à baixa acidez. No entanto, dentre as três amostras de uvas analisadas, as amostras com a aplicação do biofilme 1 (7°C) (Figura 2a) e a amostra controle (35°C) (Figura 2b) apresentaram níveis de coliformes a 35°C superiores as demais amostras, com valor máximo 11,0 NMP/g. Não há valores pré-estabelecidos na legislação para coliformes a 35°C, embora contagens elevadas de coliformes totais podem indicar processamento em condições higiênico-sanitárias insatisfatórias.

A análise microbiológica indicou presença de coliformes a 45°C, apenas nas amostras com aplicação do Biofilme 1 com 3 e 9 dias de armazenamento, as temperaturas de 35°C e 7°C, respectivamente, apresentando o valor máximo de 2,3 NMP/g. Ao comparar este resultado com os padrões apresentados na RDC nº 12, de 02 de janeiro de 2001 da ANVISA (Agência de Vigilância Sanitária) o valor máximo permitido para coliformes a 45°C é de  $5 \times 10^2$  NMP/g (BRASIL, 2001), portanto, todas as amostras estão próprias para consumo.

Os resultados referentes às análises microbiológicas da contagem de Bolores e leveduras, em função dos dias de armazenamento estão apresentados na Figura 3 (a e b).

Figura 3: Contagem de bolores e leveduras em função dos dias de armazenamento.



Devido à sua fragilidade, as uvas são muito perecíveis, sendo difícil evitar suas deteriorações (ALBERTINI; MIGUEL; SPOTO, 2009). De acordo com Freitas et al. (2008), as perdas pós-colheita de uvas têm sido estimadas em cerca de 27 % da produção total, sendo estas principalmente de origem

mecânica e fisiológica e por infecção microbiana, caracterizadas pela perda de peso, escurecimento da ráquis, amolecimento das bagas e desenvolvimento de fungos causadores de podridões (MATTIUZ et al. 2004).

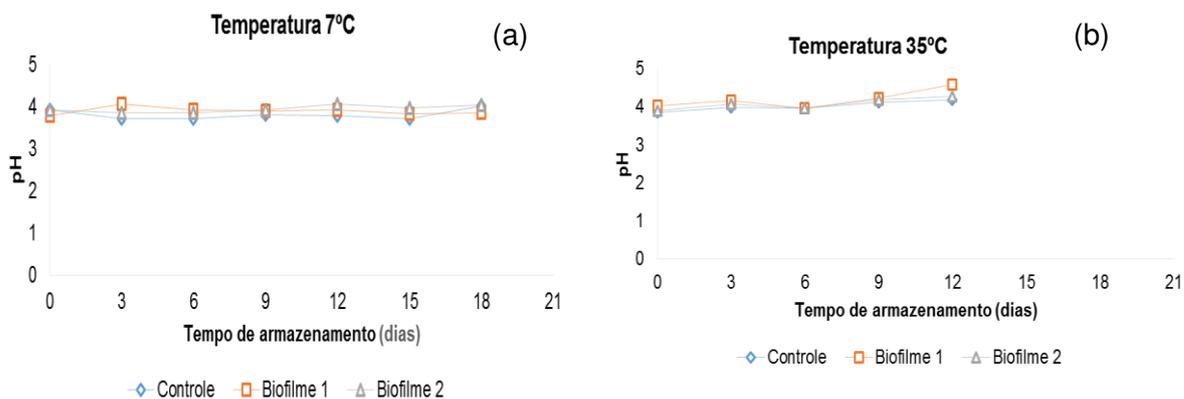
A contagem máxima obtida na pesquisa de Bolores e Leveduras, foi de aproximadamente  $1,68 \times 10^2$  UFC/g para a amostra controle armazenada a  $7^\circ\text{C}$  (Figura 3a) e  $2,38 \times 10^3$  UFC/g para a amostra controle  $35^\circ\text{C}$  (Figura 3 b), após o 18º e 12º dias de conservação, respectivamente. Resultados estes superiores aos obtidos por Rodrigues et al., (2015), em sua pesquisa com a aplicação de biofilmes a base de extrato de própolis vermelha em tomates do tipo italiano, com valor máximo de  $7,1 \times 10^2$  UFC/g, o que pode ser explicado pelo fato de as uvas possuírem maior teor de umidade e taxa respiratória mais baixa em relação aos frutos do tomateiro.

Oliveira et al. (2007) verificaram valores abaixo de  $10^2$  UFC/g para mamões minimamente processados durante os 8 dias de armazenamento a  $5^\circ\text{C}$  e valores acima de  $5,1 \times 10^4$  UFC/g após 6 dias de armazenamento a  $10^\circ\text{C}$ , evidenciando a relação entre o aumento da temperatura e o aumento do crescimento microbiano.

### 5.3. Avaliações físico-químicas durante o armazenamento das amostras

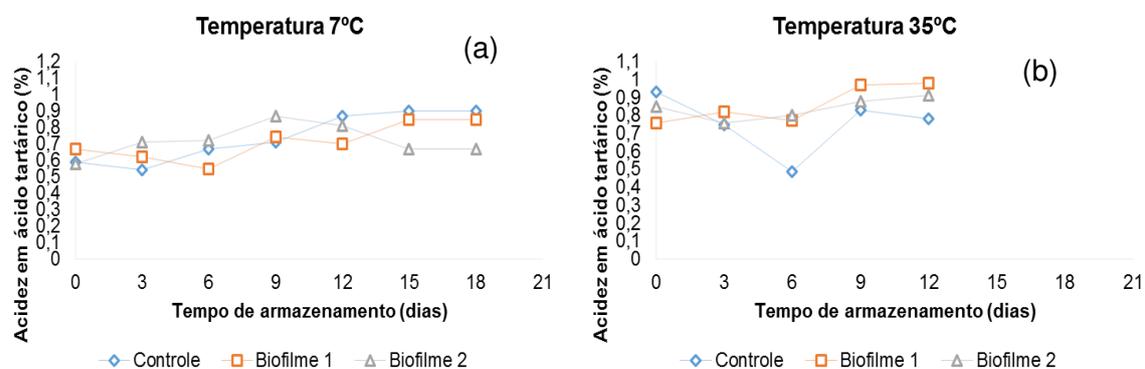
Os resultados referentes às análises físico-químicas do pH e Acidez total titulável, em função dos dias de armazenamento estão apresentados nas Figuras 4 (a e b) e 5 (a e b), respectivamente.

Figura 4: Valores de pH em função dos dias de armazenamento.



Durante o experimento observou-se que o pH, manteve-se praticamente estável durante todo o período de armazenamento. De acordo com a figura 2a a baixa temperatura de refrigeração retarda as reações enzimáticas que conduzem a conversão dos ácidos orgânicos em outros constituintes, em especial, os açúcares, no entanto, na figura 2b, pode-se justificar a estabilidade, devido a aplicação dos biofilmes que retardam as trocas gasosas realizadas pelos frutos. Estes resultados são superiores aos observados por Cenci (1994), que verificou redução no pH de uva 'Niágara Rosada' armazenada sob refrigeração, durante um período de 22 dias.

Figura 5: Valores de acidez em ácido tartárico em função dos dias de armazenamento.

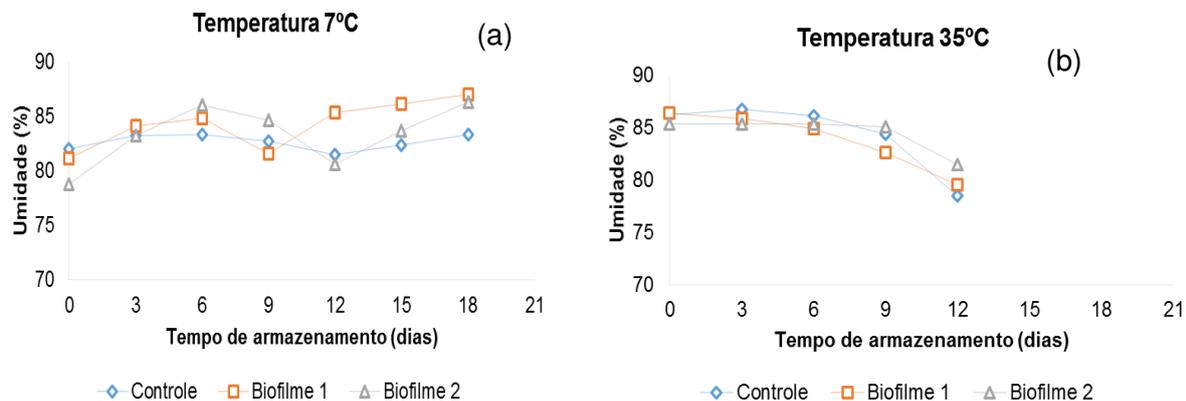


Os resultados obtidos para a acidez das uvas para os dois tipos de biofilmes a base do extrato de própolis vermelha durante o armazenamento apresentaram diferenças expressivas. Ocorreu um aumento da acidez, tanto para a uva controle quanto para a recoberta com os biofilmes, podendo ser observado na Figura 5 (a e b).

A concentração de ácidos orgânicos usualmente declina em decorrência de sua utilização como substrato na respiração ou da sua transformação em açúcares (FERREIRA; FREITAS; LAZARRI, 2004). Desse modo, as transformações variam de acordo com as condições de armazenamento e possuem um papel importante nas características de sabor e do aroma (CHITARRA e CHITARRA, 2005). Portanto, pode-se notar que tanto para a uva recoberta com o biofilme quanto para o controle ocorreram mudanças em relação à acidez da fruta, indicando que o filme não favoreceu o amadurecimento do fruto.

Os resultados referentes às análises físico-químicas do teor de Umidade e de Cinzas, em função dos dias de armazenamento estão apresentados nas Figuras 6 (a e b) e 7 (a e b), respectivamente.

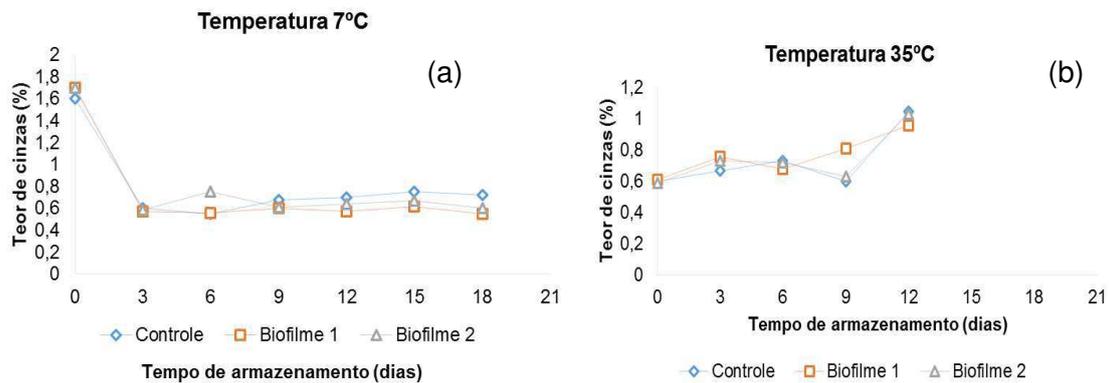
Figura 6: Valores do Teor de Umidade em função dos dias de armazenamento.



Como pode ser observado na Figura 6, o teor de umidade apresentou-se de forma bem definida, ou seja, sem flutuações nos pontos, indicando uma condição de homogeneidade durante a análise e na estufa utilizada. Demonstrando ainda que houve variações expressivas quanta a perda de umidade durante todo o período de armazenamento, para os três tratamentos. Fator este importante devido as uvas serem frutos não climatéricos, por possuírem baixa produção de etileno endógeno, embora apresentem baixa taxa respiratória, o que proporciona a rápida deterioração quando em temperatura ambiente, favorecendo assim o prolongamento da vida útil como observado na Figura 6a.

A umidade é um fator fundamental ao crescimento e desenvolvimento dos microrganismos. Dessa forma, ao diminuir expressivamente o seu conteúdo, estará criando condições desfavoráveis para o desempenho das atividades metabólicas dos microrganismos (GAVA, 2002).

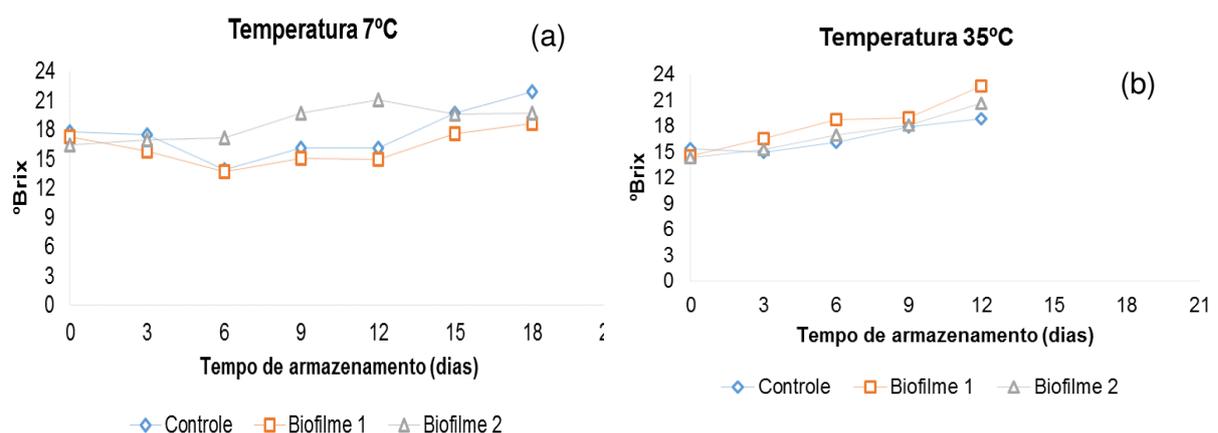
Figura 7: Valores do Teor de Cinzas em função dos dias de armazenamento.



As cinzas correspondem aos elementos minerais presentes no alimento em estudo e geralmente representam aproximadamente 10% do valor do extrato seco reduzido. De acordo com Cecchi (2003), o conteúdo de cinzas de frutas frescas varia de 0,3% a 2,1%, enquanto que nos vegetais frescos os teores variam de 0,4% a 2,1%, sendo assim, comparando com os resultados obtidos nesta pesquisa, podemos afirmar que os teores estão dentro do padrão exposto. No entanto na Figura 7b, ocorreu uma elevação no 12º dia de armazenamento, já no ponto onde ocorreu a senescência do fruto, o que pode estar relacionado ao estágio final de maturação, pois sendo a uva um fruto não-climatérico esta não pode desenvolver cor, aroma e sabor característicos nessa condição.

Os resultados referentes às análises físico-químicas do teor de sólidos solúveis totais, em função dos dias de armazenamento estão apresentados na Figura 8 (a e b).

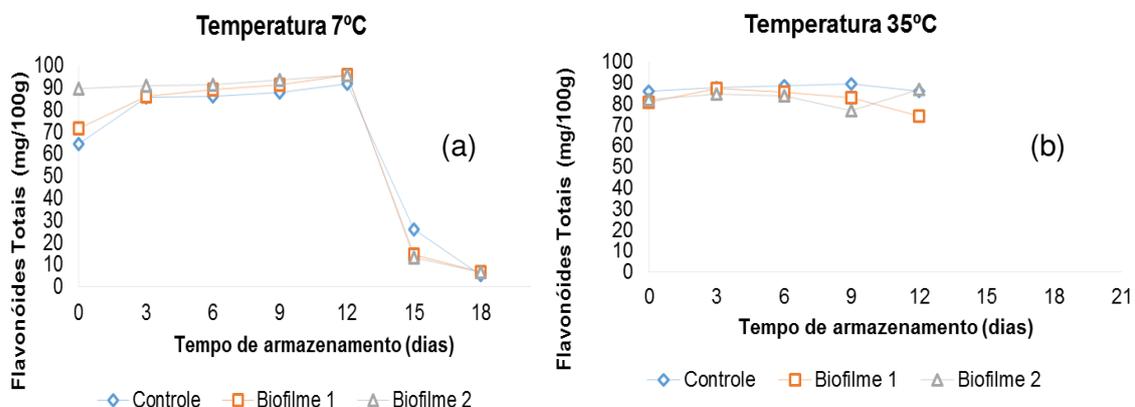
Figura 8: Valores de sólidos solúveis totais (°Brix) em função dos dias de armazenamento.



O teor de sólidos solúveis, é uma medida indireta do teor de açúcares do fruto e a relação sólidos solúveis e acidez titulável têm sido associados ao estágio de maturidade fisiológica dos frutos (SEYMOUR *et al.*, 1993). O teor de sólidos solúveis pode ser considerado baixo, na maioria das cultivares analisadas, permanecendo numa faixa de 13<sup>o</sup> a 16<sup>o</sup> Brix, ficando abaixo do recomendado pelas normas internacionais de comercialização, que é de 17<sup>o</sup> Brix para uvas de mesa (BARROS *et al.*, 1995), no presente estudo observou-se (Figura 8b) que a partir do 9<sup>o</sup> dia estes valores começaram a se intensificar alcançando valores máximos de 21,9<sup>o</sup> e 22,6<sup>o</sup> Brix, para as amostras controle a 7<sup>o</sup>C e biofilme 1 a 35<sup>o</sup>C, respectivamente. Na Figura 8a estes resultados são inferiores aos obtidos na Figura 8b indicando a eficiência da temperatura de 7<sup>o</sup>C em função do tempo.

Os resultados referentes às análises dos pigmentos: Flavonoides, Antocianinas e Carotenoides, em função dos dias de armazenamento estão apresentados nas Figuras 9 (a e b), 10 (a e b) e 11 (a e b), respectivamente.

Figura 92: Valores do teor de Flavonoides em função dos dias de armazenamento.



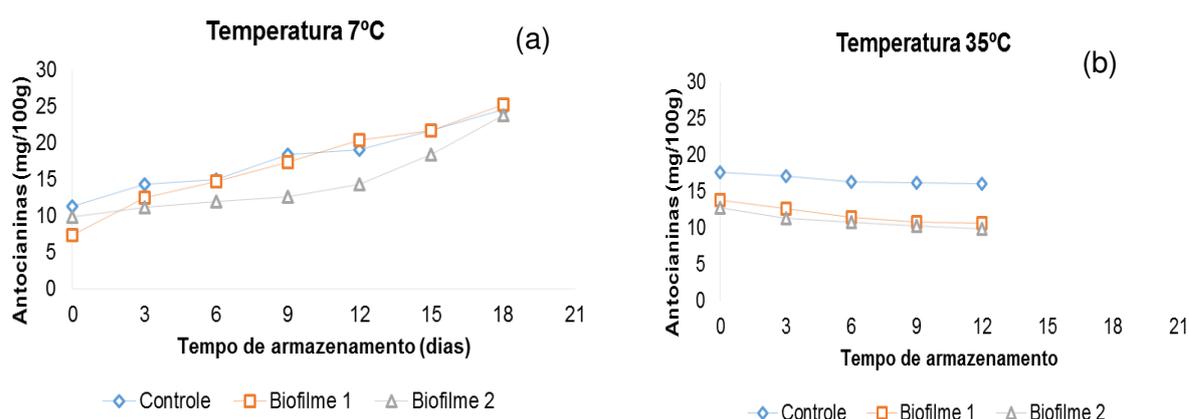
O teor de flavonoides apresentou diferença expressiva nos tratamentos estudados (Figura 9). No entanto, é claramente visto durante os períodos de análises que houve aumento nas concentrações desse pigmento ao longo do período de armazenamento, supondo-se que houve influência das temperaturas aplicadas, sendo, que o teor médio de flavonoides para os frutos as temperaturas de 7<sup>o</sup>C e 35<sup>o</sup>C foram de 65,85 mg/100g e 84,13 mg/100g, respectivamente, ou seja, quanto maior a temperatura, maior o teor de flavonoides, isto se dá devido ao armazenamento de substâncias que tendem a

aumentar na presença de altas temperaturas, tais como concentração de açúcar e os compostos fenólicos.

Existem três classes de flavonoides distribuídos na uva: antocianinas, isoflavonoides e taninos. A casca e a semente são as principais áreas de acúmulo desses compostos (CLOSE; BEADLE, 2003). As antocianinas e os isoflavonoides estão localizados nos vacúolos das células da casca (no caso das cultivares tintas também se depositam nos vacúolos das células da polpa) e os taninos são mais abundantes nas sementes (BOGS et al., 2005). Geralmente, há um consenso que diz que baixa luz reduz antocianinas e outros flavonoides, enquanto o aumento de luz aumenta os flavonoides da uva (DOKOOZLIAN; KLIEWER, 2006).

A uva é fonte de diversos compostos fenólicos em concentrações elevadas. Os subprodutos do processamento da uva mantêm quantidades apreciáveis, destes compostos pertencentes ao grupo dos flavonoides (NEGRO; TOMMASI; MICELI, 2003; AMICO et al., 2004). Devido à disponibilidade e valor nutricional, estes materiais podem ser utilizados como matéria prima para o desenvolvimento de outros produtos com maior valor agregado.

Figura 30: Valores do teor de Antocianinas em função dos dias de armazenamento.

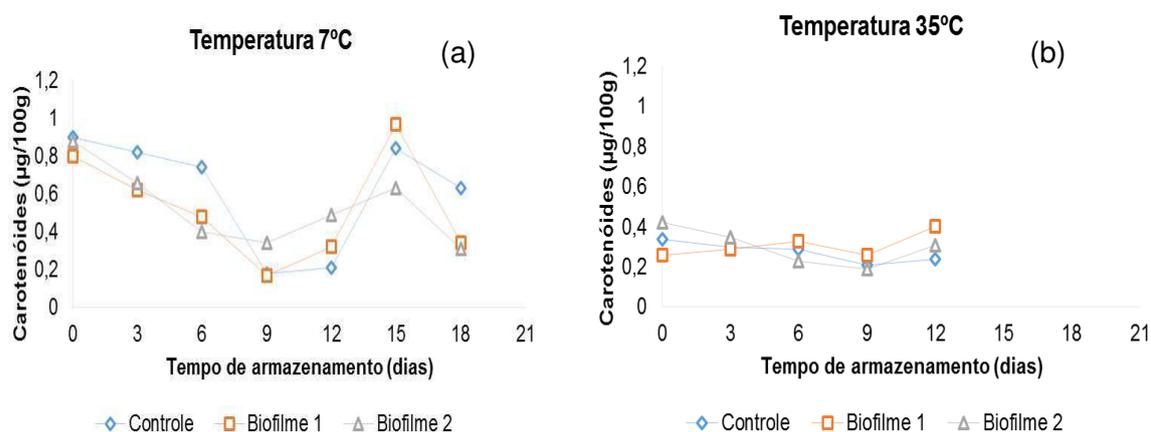


Os resultados obtidos para o teor de antocianinas, estes corroboram com os adquiridos por Kliewer; Torres (1972) que estudaram os efeitos das temperaturas diurnas e noturnas sobre a composição de antocianinas concluíram que, as temperaturas ótimas para a síntese de antocianinas situam-se entre 17 e 26°C, A temperatura diurna tem menos efeitos que a noturna,

uma temperatura diurna de 20°C produz mais cor que uma temperatura de 30°C, enquanto que as temperaturas noturnas, entre 15 e 20°C, produzem mais cor que temperaturas entre 25 e 30°C. E em frutos como as uvas este teor de antocianinas tende a aumentar durante o período de amadurecimento.

Como pode ser observado na Figura 10 (a e b) os frutos armazenados a 7°C sofreram gradativa mudança no seu teor de antocianinas, no entanto, os frutos armazenados a temperatura de 35°C, permaneceram constantes até que se iniciou um pequeno declínio ao final do armazenamento. As antocianinas são responsáveis pelas diferenças de cor nos vinhos tintos, a quantidade e composição das antocianinas em uvas tintas variam com a espécie, cultivar, maturação, condições sazonais e nível de radiação solar (MAZZA e MINIATI, 1993).

Figura 41: Valores do teor de Carotenóides em função dos dias de armazenamento.



A concentração de carotenóides apresentou uma tendência à constância ao longo do desenvolvimento do experimento para a temperatura de 35°C (Figura 11b), com baixos teores de carotenóides em relação aos frutos armazenados a 7°C (Figura 11a), apresentou maiores concentrações de carotenóides. São escassos na literatura estudos a respeito dos carotenoides em uva, apesar de ser conhecida a importância que esses pigmentos exercem, especialmente na contribuição para formação dos aromas primários dos vinhos (UENOJO et al., 2007).

## 6. CONCLUSÃO

Os tratamentos nas amostras de uvas Niágara rosada utilizando os biofilmes de própolis vermelha derivada da *Dalbergia ecastophyllum* (3 e 5%) associados a temperatura, interferiram no desenvolvimento dos microrganismos estudados nesta pesquisa.

Para todos os tratamentos aplicados houve variação expressiva dos teores de umidade e cinzas, com exceção da eficiência do biofilme 2 e do biofilme 1, as temperaturas de 7°C e 35°C, respectivamente para o de sólidos solúveis totais (°Brix), isso ocorreu devido a barreira formada pelos biofilmes em função da degradação dos açúcares presentes nos frutos em estudo.

O biofilme a base do extrato de própolis vermelha na concentração de 5% pode ser utilizado para a conservação de uvas “Niágara rosada” armazenadas a temperatura de refrigeração (7°C), preservando características como, antioxidantes por um período de 18 dias.

## 7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALBERTINI, S.; MIGUEL, A. C. A.; SPOTO, M. H. F. Influência de sanificantes nas características físicas e químicas de uva Itália. *Ciência e Tecnologia de Alimentos*, Campinas, v.29, n.3, p.504-507, 2009.

ALENCAR, S.M.; OLDONI, T.L.C.; CASTRO, M.L.; CABRAL, I.S.R.; COSTA-NETO, C.M.; CURY, J.A.; ROSALEN, P.L.; IKEGAKID, M. Chemical composition and biological activity of a new type of Brazilian propolis: red propolis. *Journal of Ethnopharmacology*. 2007, 113(2), 278-283.

ALVES, M. S. Obtenção e caracterização de biofilmes de gelatina. In: CONGRESSO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 14., 2005. Piracicaba, Anais... Piracicaba: Universidade Metodista de Piracicaba. 2005.

AMICO, V. et al. Constituents of grape pomace from the Sicilian cultivar, Nerello Mascalese". *Food Chemistry*, v. 88, n. 4, p. 599 - 607, 2004.

ARAUCO, L.R.R., STÉFANI, M., NAKAGHI, L. Efeito do extrato hidroalcoólico de própolis no desempenho e na composição leucocitária do sangue de girinos de rã-touro (*Rana catesbeiana*). *Acta Scientiarum - Animal Science* 29: 227-234, 2007.

ASSIS, O. B. G.; FORATO, L.A.; BRITTO, de. Revestimentos comestíveis protetores em frutos minimamente processados. *Higiene Alimentar*, v.22, n.160, p. 99-106, 2008.

ASSIS, O. B. G.; LEONI, A. M. Filmes comestíveis de quitosana: ação biofungicida sob frutas fatiadas. *Biotecnologia, Ciência & Desenvolvimento*, Brasília, v.6, n. 30, p. 33-38, 2003.

AZEREDO, H. M. C. de. Películas comestíveis em frutas conservadas por métodos combinados: potencial da aplicação. *Boletim do CEPPA*. Curitiba, v. 21, n.2, 2003.

BARROS, J. C. da S. M. de, GOES, A. de, MINAMI, K. Condições de conservação pós-colheita de frutos de pimentão (*Capsicum annum* L.). *Scientia Agrícola*. Piracicaba, v. 51, n. 2, 1994.

BARROS, J.C. da S.M. de; FERRI, C.P.; OKAWA, H. Qualidade da uva fina de mesa comercializada na Ceasa de Campinas, 1993 - 1994. **Informações Econômicas**, São Paulo, v.25, n.7, p. 53 - 61, 1995.

BARUFFALDI, R.; OLIVEIRA, M. N. Fundamentos de tecnologia de alimentos. v. 3. São Paulo: Atheneu, 1998. 316p.

BASTOS, E. M. A. F.; SIMONE, M.; JORGE, D. M.; SOARES, A. E. E.; SPIVAK, M. In vitro study of the antimicrobial activity of Brazilian propolis against *Paenibacillus* larvae. *Journal of Invertebrate Pathology*, Marceline, v. 97, n. 3, p. 273-281, 2008.

BATISTA, J. A.; TANADA-PALMU, P. S.; GROSSO, C. R.F. Efeito da adição de ácidos graxos em filmes à base de pectina. *Ciência e Tecnologia de Alimentos*, v. 25, nº. 4, p. 781-788, 2005.

BATISTA, J.A. Desenvolvimento, caracterização e aplicações de biofilmes a base de pectina, gelatina e ácidos graxos em bananas e sementes de brócolos. 141 f. Dissertação (Mestrado Alimentos e Nutrição), Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 2004.

BOGS, J., DOWNEY, M.O., HARVEY, J.S., ASHTON, A.R., TANNER, G.J., ROBINSON, S.P. (2005) Proanthocyanidin synthesis and expression of genes encoding leucoanthocyanidin reductase and anthocyanidin reductase in developing grape berries and grapevine leaves. *Plant Physiology*, v.139, p.652-663.

BRASIL. Ministério da Saúde, Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Resolução RDC 12, de 02 de janeiro de 2001. Regulamento técnico sobre padrões microbiológicos para alimentos.

BROINIZI, P. R. B. et al. Avaliação da atividade antioxidante dos compostos fenólicos naturalmente presentes em subprodutos do pseudofruto de caju (*Anacardium occidentale* L.). *Ciência e Tecnologia de Alimentos*, v. 27, n. 4, p. 902-908, 2007.

BURDOCK, G. A. Review of the biological properties and toxicity of bee propolis (propolis). *Food and Chemical Toxicology*. 1998, 36,347-363.

CABRAL, I.S.R.; OLDONI, T.L.C.; PRADO, A.; BEZERRA, R. M. N.; ALENCAR, S. M. Composição fenólica, atividade antibacteriana e antioxidante da própolis vermelha brasileira. *Quim. Nova*.2009. XY,1-5.

CARVALHO FILHO, C. D.; HONORIO, S. L.; GIL, J. M. Qualidade pós-colheita de cerejas cv. Ambrunes utilizando coberturas comestíveis. *Revista Brasileira de Fruticultura, Jaboticabal*, v. 28, n. 2, p. 180-184, 2006.

CASTALDO, S.; CAPASSO, F. Propolis an old remedy used in modern medicine. *Fitoterapia*, 2002. 73, S1 – S6.

CASTRO, M. L.; CURY, J.A; ROSALEN, P. L.; ALENCAR, S. M.; IKEGAKI, M.; DUARTE, S.; KOO, H. Própolis do sudeste e Nordeste do Brasil: influencia da sazonalidade na atividade antibacteriana e composição fenólica. *Química Nova*. 2007, 30(7), 1512-1516.

CENCI, S.A. Ácido naftalenoacético (ANA) e cloreto de cálcio na pré-colheita da uva Niagara Rosada (*Vitis labrusca* L. X *Vitis vinifera* L.): avaliação do potencial de conservação no armazenamento. 1994. 109 f. Tese (Doutorado) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, 1994.

CENCI, S. A.; CHITARRA, M. I. F. Controle de abscisão pós-colheita de uva Niagara Rosada *Vitis (labrusca* L. x *vinifera* L.): Mecanismos decorrentes da

aplicação de ANA e cálcio no campo. Revista Brasileira de Fruticultura, Jaboticabal, v. 16, n.1, p. 146-155, 1994.

CECCHI, H.M. Fundamentos teóricos e práticos em análise de alimentos. Campinas-SP: Editora da Unicamp, 2003. 207p.

CEREDA, M. P. (org.). Propriedades gerais de amido. (Série: Culturas de tuberosas amiláceas latino-americanas, v. 1), São Paulo, Fundação Cargill, 2001, v. 1. Cap. 8. 221p.

CHITARRA, M. I. F.; CHITARRA, A. B.; *Pós-colheita de frutas e hortaliças: Fisiologia e Manuseio*, 2a ed., UFLA: Lavras, 2005.

CLOSE, D.C., BEADLE, C.L. The ecophysiology of foliar anthocyanin. The Botanical Review, v.69, n.2, p.149-161, 2003.

DARABA, A. Future trends in packing: Edible, biodegradable coats and films. Journal of Environmental Protection and Ecology, v. 9, n. 3, p. 652-664, 2008.

DAVANÇO, T.; TANADA-PALMU, P.; GROSSO, C. Filmes compostos de gelatina, triacetina, ácido esteárico ou capríco: efeito do pH e da adição de surfactantes sobre a funcionalidade dos filmes. Ciência e Tecnologia de Alimentos, Campinas, v. 27, n. 2, p. 408-419, 2007.

DAUGSCH, A. A própolis vermelha do nordeste do Brasil e suas características químicas e biológicas. Tese (Doutorado em Ciência de Alimentos) – Universidade Estadual de Campinas- Faculdade de Engenharia de Alimentos, São Paulo, 2007.

DAUGSCH, A., MORAES, C. S., FORT, P. e PARK, Y. K. Brazilian Red Propolis- Chemical Composition and Botanical Origin. Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine, v. 5, p. 435-441, 2008.

D'AURIA, F. D.; TECCA, M.; SCAZZOCCHIO, F.; RENZINI, V.; STRIPPOLI, V. Effect of propolis on virulence factors of *Candida albicans*. Journal of Chemotherapy, Firenze, v. 15, p. 454-460, 2003.

DE-CARLI, A.D.; ZÁRATE-PEREIRA, P.; DE-CARLI, G.; ZAFALON, E.J.; ZÁRATE, C.B.R.. Ação da Própolis de *Apis mellifera* Associada ao Fluoreto de Sódio Sobre o Biofilme Dental: Ensaio Clínico Duplo Cego Randomizado. Rev Odontol Bras Central 2010;19(51): 310-313.

DOKOOZLIAN, N.K., KLIEWER, W.M.. Influence of light on grape berry growth and composition varies during fruit development. Journal of the American Society for Horticultural Science, v.121, n.5, p.869-874, 2006.

DURANGO A. M.; SOARES N. F. F.; ANDRADE N. J., "Microbiological evaluation of an edible antimicrobial coating on minimally processed carrots", Food Control, v.17, p. 336-41, 2006.

EMBRAPA Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. Disponível em: <http://www.cnpqv.embrapa.br>. Acesso em 6 de junho de 2015.

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

FAKHOURI, F. M.; FONTES, L. C. B.; GONÇALVES, P. V. M.; MILANEZ, C. R.; STEEL, C. J.; COLLARES-QUEIROZ, F. P. Filmes e coberturas comestíveis compostas à base de amidos nativos e gelatina na conservação e aceitação sensorial de uvas Crimson. *Ciência e Tecnologia de Alimentos, Campinas*, n. 27, v. 2, p. 369-375, 2007.

FERREIRA, S. M. R.; FREITAS, R. J. S.; LARAZZI, E. N.; *Ciênc. Rural* **2004**, 34, 329.

FRACARO, A.; PEREIRA, F.M; NACHTIGAL, J.C.; BARBOSA, J.C. Efeito do ethephon sobre a produção da uva 'Niágara Rosada' (*Vitis labrusca* L.) produzida na entressafra na região de Jales-SP. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 26, n. 1, p. 82-85, 2004.

FRANCIS, F. J. Analysis of anthocyanins. In: MARKAKIS, P. (ed). *Anthocyanins as food colors*. New York: Academic Press, p.181-207, 1982.

GAVA, A. J. *Princípios de tecnologia de alimentos*. São Paulo: Nobel, 242p, 2002.

GIOVANNINI, E. *Produção de uvas para vinho, suco e Mesa*. 3ª Ed.: Editora Renascença, Porto Alegre, 2008, 362 p.

GONTARD, N.; GUILBERT, S.; CUQ, J. L. Water and glycerol as plasticizers affect mechanical and water vapor barrier properties of an edible wheat gluten film. *Journal of Food Science*, vol. 58, n. 1, p. 206-211, 2013.

GRISI, C.V.B. et al. Evaluation of the viability of incorporating natural antioxidants in bio-based packagings. *Nova Science Publishers - Food Chemistry Research Developments*, v.1, p.1-11, 2008.

GROSSMAN, M. V. E.; MALI, S.; SHIMAZU, A. A. Efeitos plastificante e antiplastificante do glicerol e do sorbitol em filmes biodegradáveis de amido de mandioca. *Semina: Ciências Agrárias, Londrina, PR*, v.28, n. 1, p. 79-88, 2007.

GUILBERT, S.; BIQUET, B. Películas y envolturas comestibles. In: BUREAU, G.; MULTON, J. L. *Embalaje de los alimentos de gran consumo*. Zaragoza: Editora Acríbia S.A., 1995. Cap. 22, p. 331-371.

GUILBERT, S.; GONTARD, N.; GORRIS, L. G. M. Prolongation of the shelf-life of perishable food products using biodegradable films and coatings. *Lebensmittel-Wissenschaft und-Technologie*, v. 29, p. 10-17, 1996.

HENRIQUE, C. M.; CEREDA, M. P.; SARMENTO, S.B.S. Características físicas de filmes biodegradáveis produzidos a partir de amidos modificados de mandioca. *Ciência e Tecnologia de Alimentos*, Campinas, v. 28, n. 1, p. 231-240, 2008.

INOUE, H.T.; SOUSA, E.A.; ORSI, R. O.; FUNARI, S.R.C.; BARRETO, L.M.R.C.; DIB, A.P.S. Produção de própolis por diferentes métodos de coleta. *Asociación Latinoamericana de Producción Animal*. 2007, 15 (2), 65-69.

IBGE (2015). Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Disponível em <<http://www.sidra.ibge.gov.br/home/estatistica/indicadores/agropecuaria/lspa/lspa>>. Acesso em 22 de jan 2015.

INSTITUTO ADOLFO LUTZ (IAL). Métodos Físico-Químicos para Análise de Alimentos do Instituto Adolfo Lutz: Métodos físicos e químicos para análise de alimentos. 4 ed. São Paulo, 2008.

INSTITUTO DE ECONOMIA AGRÍCOLA. Produção e número de plantas de videira no Estado de São Paulo: Disponível em: <http://www.iea.sp.gov.br>>. Acesso em: 24 jan. 2015.

KESTER, J. J.; FENNEMA, O. R. Edible films and coatings: a review. *Food Technology*, v. 40, n. 12, 1986.

KHALIL, M. L. Biological activity of bee propolis in health and disease. *Asian Pacific Journal of Cancer Prevention*, Nagoya, v. 7, n. 1, p. 22-31, 2006.

KLIEWER, W.M.; TORRES, R.E. Effect of controlled day and night temperatures on coloration of grapes. **Am J Enol Vitic.** v.23,p.71-77. 1972.

LE MOS, O. L. Utilização de biofilmes comestíveis na conservação pós-colheita do pimentão 'Magali R'. 2006. 115f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) – Universidade estadual do Sudoeste da Bahia, 2006.

LONGARES, A.; MONAHAN, F. J.; O'RIORDAN, E. D.; O'SULLIVAN, M. Physical properties of edible films made from mixtures of sodium caseinate and WPI. *International Dairy Journal*, Amsterdam, v. 15, n. 12, p. 1255-1260, 2005.

LOTTI, C.; FERNANDEZ, M. C.; PICCINELLI, A. L.; CUESTA-RUBIO, O.; HERNANDEZ, I. M.; RASTRELLI, L. Chemical constituents of red Mexican própolis. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 2010. 58, 2209-2213.

LUSTOSA, S.R. Padronização de extrato de própolis e avaliação da atividade antimicrobiana. Dissertação de mestrado, Universidade Federal de Pernambuco, UFPE, Recife/PE. 2007.

MAIA, L. H.; PORTE, A.; SOUZA, V. F. de. Filmes comestíveis: aspectos gerais, propriedades de barreira a umidade e o oxigênio. *Boletim do CEPPA*, Curitiba, v.18, n.1, 2000.

MAIJALA, R.; RANTA, J.; SEUNA, E. The efficiency of the Finnish *Salmonella* Control Programme. *Food Control* 2005; 16(8):669-675

MARCUCCI, M. C. Propriedades biológicas e terapêuticas dos constituintes químicos da própolis. *Química Nova*, 1996. 19, 529-535.

MARTINEZ, M. V.; WHITAKER, J. R. the biochemistry and control of enzymatic browning. *Trends in Food Science and Technology*, v. 6, n. 6, 1995.

MATTIUZ, B.; MIGUEL, A. C. A.; NACHTIGAL, J. C.; DURIGAN, J. F.; CAMARGO, U. A. Processamento mínimo de uvas de mesa sem semente. *Revista Brasileira de Fruticultura, Jaboticabal - SP*, v. 26, n. 2, p. 226-229, 2004.

MATTIUZ, B.; MIGUEL, A. C. A.; GALATI, V. C.; NACHTIGAL, J. C. Efeito da temperatura no armazenamento de uvas apirênicas minimamente processadas. *Revista Brasileira de Fruticultura, Jaboticabal - SP*, v. 31, n. 1, p. 44-52, 2009.

MAZZA, G.; MINIATI, E. **Anthocyanins in fruits, vegetables and grains**. Canada: CCR Press-Boca Raton, 1993. 362p.

MIKKONEN, K. S.; HEIKKILÄ, M. I.; HELÉN, H.; HYVÖNEN, L.; TENKANEN, M. Spruce galactoglucomannan films show promising barrier properties. *Carbohydrate Polymers*, v. 79, p. 1107–1112, 2010.

MONTERREY-QUINTERO, E. S. SOBRAL, P. J. A. Preparo e Caracterização de Proteínas Miofibrilares de Tilápia-Do-Nilo para Elaboração de Biofilmes. *Pesquisa Agropecuária Brasileira, Brasília*, vol.35, nº.1, p.179-189. Jan. 2000.

MULLINS, M.G., BOUQUET, A., WILLIAMS, L.E.. *Biology of the grapevine*. Cambridge: University Press, 2000 239p.

NACHTIGAL, J.C. Avanços tecnológicos na produção de uvas de mesa. *Anais do X Congresso Brasileiro de Viticultura e Enologia*, 2003, p.167-170.

NEGRO, C.; TOMMASI, L.; MICELI, A. Phenolic compounds and antioxidant activity from red grape marc extracts. *Bioresource Technology*, v. 87, n. 1, p. 41-44, 2003.

NIJVELDT, R.J., NOOD, E.V., HOORN D.V., BOELEN P.G., NORREN, K.V., LEEUWEN P.V. Flavonoids: a review of probable mechanisms of action and potential applications. *Am J Clin Nutr*, 74, pp. 418 – 425, 2011.

NUNES, L.C.C.; GALINDO, A. B.; DEUS, A.S.O.; RUFINO, D.A.; RANDAU, K. P.; XAVIER, H.S.; CITÓ, A.M.G.L.; ROLIM NETO, P.J. Variabilidade sazonal dos constituintes da própolis vermelha e bioatividade em *Artemia salina*. *Revista Brasileira de Farmacognosia*. 2009. 19(2B), 524- 529.

OLDONI, T. L.C.; CABRAL, I.C.R.; D'ARCEA, M.A.B.R.; ROSALEN, P.L.; IKEGAKIC, M.; NASCIMENTO, A.M.; ALENCAR, S.M. Isolation and analysis of bioactive isoflavonoids and chalcone from a new type of Brazilian propolis. *Separation and Purification Technology*. 2011, 77, 208–213.

OLIVEIRA, M. A.; CEREDA, M. P. Pós-colheita de pêssegos (*Prunus pérsica* L.Bastsch) revestidos com filmes a base de amido como alternativa à cera comercial. *Ciência e Tecnologia de Alimentos*, Campinas, v. 23, supl., p. 28-33, 2003.

OLIVEIRA, C.S.; GRDEN, L.; RIBEIRO, M.C.O. Utilização de filmes comestíveis em alimentos. *Universidade Tecnológica Federal do Paraná*, v. 01, p. 52 - 57, 2007.

OLIVEIRA, B. S.; NUNES, M. L. Avaliação de quitosana de caranguejo-uçá (*Ucides cordatus*) como biofilme protetor em caju. *Scientia Plena*, Aracaju, v. 7, n. 4, p. 01-06, 2011.

PALACE VP, KHAPER N, QIN Q, SINGAL PK. Antioxidant Potentials of Vitamin A and Carotenoids and their Relevance to Heart Disease. *Free Radical Biol Med* 1999;26(5/6):746-61.

PASTOR C.; SÁNCHEZ-GONZÁLEZ L.; CHÁFER M.; CHIRALT M.; GONZÁLEZ-MARTÍNEZ S. Physical and antifungal properties of hydroxypropylmethylcellulose based films containing propolis as affected by moisture content. *Carbohydrate Polymers*, 2010, 82, 1174–1183.

PEDRO JÚNIOR, M. J. et al. Caracterização fenológica da videira 'Niagara Rosada' em diferentes regiões paulistas. *Bragantia*, Campinas, v.52, n.2, p. 153-60, 1993.

PEREIRA, A. D. S., SEIXAS, F. R. M. S. E NETO, F. R. D. A. Propolis: 100 anos de pesquisa e suas perspectivas futuras. *Química Nova*, 2002. 25, 321-326.

PHISALAPHONG M.; JATUPAIBOON N., "Biosynthesis and characterization of bacteria cellulose-chitosan film", *Carb. Pol.*, v.74, p. 482-88, 2008.

PINHEIRO, N. M. S. et al. Avaliação da qualidade microbiológica de frutos minimamente processados comercializados em supermercados de fortaleza. *Revista Brasileira de Fruticultura*. Jaboticabal-SP, v. 27, n. 1, p. 153-156, Abril 2005. Disponível em: <<http://www.scielo.br/pdf/rbf/v27n1/24589.pdf>>. Acesso em: 15 de junho de 2015.

PREGNOLATTO, W., PREGNOLATTO, N.P. (1985) **Normas analíticas do Instituto Adolfo Lutz**. São Paulo, 533p.

PROTAS, J.F.S, CAMARGO, U.A., MELLO, L.M.R. A vitivinicultura brasileira: Realidade e perspectivas. *EMBRAPA Uva e Vinho*, Artigo Técnico, 2002.

RINALDI, M. M.; SANDRI, D.; OLIVEIRA, B. N.; SALES, R. N.; AMARAL, R. D. A. Avaliação da vida útil e de embalagens para tomate de mesa em diferentes condições de armazenamento. *B. CEPPA*. Curitiba. v. 29, n. 2, p. 305 - 316, 2011.

RODRIGUES, M.S.A.; MARTINS, S.S.; RODRIGUES, A.A.; SANTOS, V.; DEODATO, J.N.V.; SILVA, R.A.; ARAÚJO, A.S. Biofilme a base de extrato de própolis vermelha e seu efeito na conservação pós-colheita de tomate tipo italiano. [Dissertação]. Pombal: Universidade Federal de Campina Grande; 2015.

RODRIGUEZ-AMAYA, D. B.; KIMURA, M. Harvest Plus Handbook for Carotenoid Analysis. HarvestPlus Technical Monography Series 2, International Food Policy Research Institute (IFPRI), Washington: DC, 2004, 58 p.

RUSSO, A.; LONGO, R. E.; VANELLA, A. Antioxidant activity of propolis: role of caffeic acid phenethyl ester and galangin. *Fitoterapia*. 2002. 73,21-29.

SANTIAGO, W.E; SILVA, J.C.T.R; TERUEL,B.J; OLIVEIRA, R.A. Mudanças físico-químicas de uvas “Niágara Rosada” após secagem parcial. *Revista Brasileira de Energias Renováveis*. 2011.

SANTOS, Y.T.O. Qualidade sanitária de hortaliças cultivadas em um distrito sanitário de Salvador-BA e eficiência de soluções antimicrobianas sobre linhagens de *Escherichia coli*. [Dissertação]. Salvador: Universidade Federal da Bahia; 2007.

SEYMOUR, G. B.; TAYLOR, J. E.; TUCKEY, G. A. **Biochemistry of fruit ripening**. London: Chapman &Hall, 1993. 454p.

SILVA, B. B. Caracterização da própolis vermelha: sua origem botânica e o efeito sazonal sobre sua composição química e atividade biológica. Dissertação de mestrado. Universidade Estadual de Campinas, Piracicaba/SP. 2008.

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. 4ª edição. São Paulo: Livraria Varela, 2010.

SILVA, R. A.; RODRIGUES, A. E.; RIBEIRO, M. C. M.; CUSTODIO A. R.; ANDRADE, N. E. D.; PEREIRA, W. E. Características físico-químicas e atividade antimicrobiana de extratos de própolis da Paraíba, Brasil. *Ciência Rural*, Santa Maria, v. 36, n. 6, p. 1842-1848, 2006.

SILVEIRA, R.E.S., SIMÕES, M.P. Desafios da vitivinicultura brasileira. *Boletim técnico*. BNDES, Setorial, Rio de Janeiro, 2004, 19:67-90.

SFORCIN, J.M., FERNANDES J.R.A., LOPES, C.A.M., BANKOVA, V.; FUNARI, S.R.C. Seasonal effect on Brazilian propolis antibacterial activity. *J. Ethnopharmacol*. 2000.73, 243- 49.

SIMÕES-AMBROSIO, L.M.C.; GREGÓRIO, L.E.; SOUSA, J.P.B.; FIGUEIREDO-RINHEL, A.S.G.; AZZOLINI, A.E.C.S.; BASTOS, J.K.; LUCISANO-VALIM, Y.M. The role of seasonality on the inhibitory effect of Brazilian green propolis on the oxidative metabolism of neutrophils. *Fitoterapia*. 2010. 81, 1102–1108.

SOUZA, E.A.; INOUE, H.T.; GOMES, S.M.A.; FUNARI, S.R.C.; ORSI, R.O.. Propriedade físico-química da própolis em função da sazonalidade e método de produção. *Arch. Zootec.* 2010; 59 (228): 571-576.

TECCHIO, M.A.; BETTIOL NETO, J.E.; BARBOSA, W.; TUCCI, M.L.S. Evolution and perspective of the temperate fruit crops in São Paulo state, Brazil. *Revista Brasileira de Fruticultura, Jaboticabal*, v. esp., p. 150-157, 2011.

UENOJO, M.; JUNIOR, M. R. M., PASTORE, G. M. Carotenoides: propriedades, aplicações e biotransformação para formação de compostos de aroma. *Química Nova*, v. 30, n. 3, p. 616-622, 2007.

VICENTINI, N.M. Elaboração e caracterização de filmes comestíveis à base de fécula de mandioca para uso em pós-colheita. 2003. 62f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Faculdade de ciências agrônômicas da UNESP, São Paulo, 2003.

VILLADIEGO, A.M.D.; SOARES, N.F.F.; ANDRADE, N.J.; PUSCHMANN, R.; MINIM, V.P.R.; CRUZ, R. Filmes e revestimentos comestíveis na conservação de produtos alimentícios. *Revista Ceres, Viçosa*, 53 (300): 221-244, 2005.

VILAS BOAS, E. V. B. Perdas pós-colheita. Lavras: UFLA/FAEPE, 2000. 64p.