

**UNIVERSIDADE FEDERAL DO PAMPA**

**CRISTHIAN ALVES LORENSI**

**FLORES COMESTÍVEIS (*VIOLA X WITROKIANA*) CONSERVADAS COM  
COBERTURA FILMOGÊNICA**

**Itaqui RS  
2018**

**CRISTHIAN ALVES LORENSI**

**FLORES COMESTÍVEIS (*VIOLA X WITROKIANA*) CONSERVADAS COM  
COBERTURA FILMOGÊNICA**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao  
Curso de Bacharelado em Ciência e Tecnologia de  
Alimentos da Universidade Federal do Pampa,  
como requisito parcial para obtenção do Título de  
Bacharel em Ciência e Tecnologia de Alimentos.

Orientador: Prof.<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Angelita Machado Leitão

Coorientador: Prof.<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Paula Fernanda Pinto da  
Costa

**Itaqui RS  
2018**

Ficha catalográfica elaborada automaticamente com os dados fornecidos  
pelo(a) autor(a) através do Módulo de Biblioteca do  
Sistema GURI (Gestão Unificada de Recursos Institucionais) .

L868f Lorensi, Cristhian Alves

Flores comestíveis (Viola x witrokiana) conservadas com  
cobertura filmogênica / Cristhian Alves Lorensi.

37 p.

Trabalho de Conclusão de Curso(Graduação)-- Universidade  
Federal do Pampa, CIÊNCIA E TECNOLOGIA DE ALIMENTOS, 2018.

"Orientação: Angelita Machado Leitão".

1. Filme comestível. 2. Fécula de mandioca. 3. amor-  
perfeito. 4. conservação. 5. PANC. I. Título.

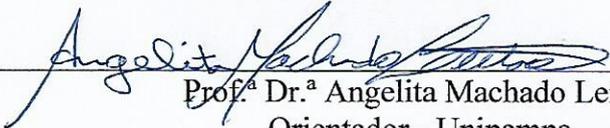
**CRISTHIAN ALVES LORENSI**

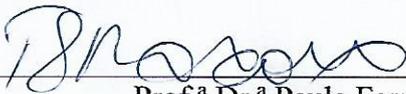
**FLORES COMESTÍVEIS (*VIOLA X WITROKIANA*) CONSERVADAS COM  
COBERTURA FILMOGÊNICA**

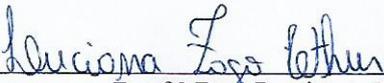
Trabalho de Conclusão de Curso apresentado  
ao Curso de Bacharelado em Ciência e  
Tecnologia de Alimentos da Universidade  
Federal do Pampa, como requisito parcial para  
obtenção do Título de Bacharel em Ciência e  
Tecnologia de Alimentos.

Trabalho de Conclusão de Curso defendido e aprovado em: 05 de dezembro de 2018.

Banca examinadora:

  
Prof.ª Dr.ª Angelita Machado Leitão  
Orientador - Unipampa

  
Prof.ª Dr.ª Paula Fernanda Pinto da Costa  
Coorientador - Unipampa

  
Prof.ª Dr.ª Luciana Zago Ethur  
Unipampa

## **AGRADECIMENTO**

A minha orientadora Prof.<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Angelita Machado Leitão, por me ensinar, incentivar e me orientar como aluno, profissional e pessoa, durante esta trajetória acadêmica.

A todos os professores da UNIPAMPA campus Itaqui, minha gratidão, por me proporcionar o conhecimento não apenas racional, mas a manifestação do caráter e afetividade da educação no processo de formação profissional, por tanto que se dedicaram a mim, não somente por terem me ensinado, mas por terem me feito aprender.

Ao meu colega Lucas Santos Bastos, pelo auxílio, dedicação e competência. Obrigado por produzir essas lindas flores utilizadas neste trabalho.

A minha família pela confiança e apoio incondicional.

A minha tia avó Marcelina Jara (in memoriam), por ter me ensinado valores que carrego comigo em todos os momentos. Obrigado por me olhar de algum lugar.

E a todos que direta ou indiretamente fizeram parte de minha formação, o meu muito obrigado.

“Não falta amor. O problema é que confundimos amor com perfeição. E o amor-perfeito escolheu ser flor”.

Zack Magiezi

## RESUMO

Com a crescente preocupação em relação à segurança, conservação e redução de perdas de alimentos são frequentes os estudos relacionados a produção de biofilmes comestíveis. Estes são amplamente pesquisados em frutos e vegetais e se torna uma opção para conservação também de flores comestíveis na pós colheita, tendo em vista que estas vem sendo cada vez mais utilizadas e comercializadas para fins alimentícios. Objetiva-se através deste estudo aumentar a vida útil de flores de *Viola x witrokiana*, bem como conservar suas características físico químicas e higiênico sanitárias utilizando filmes comestíveis a partir de fécula de mandioca e gelatina. O filme comestível foi elaborado com uma mistura de soluções de gelatina 10% e solução de amido 3%, ambos em água destilada e como plastificante foi utilizado o sorbitol nas proporções de 5 e 10% para cada solução em relação ao peso da gelatina e amido. Após a aplicação dos filmes nas flores, estas foram secas a temperatura ambiente e em seguida armazenada em embalagens de politereftalato de etileno e colocadas sobre refrigeração doméstica de  $7 \pm 4^{\circ}\text{C}$ . As flores com filmes foram avaliadas antes da aplicação do filme (flor *in natura*) e durante o período de 0, 4, 8, 12 e 16 dias de armazenamento, através dos parâmetros microbiológicos (Coliformes fecais e totais, *Salmonella*) e físico-químicos (cor, acidez total, sólidos solúveis totais, atividade de água, vitamina C, perda de massa, umidade, compostos fenólicos totais e atividade antioxidante). O revestimento comestível reduziu em 57,33% a perda de massa das flores durante o período do experimento (16 dias). Os parâmetros de cor ( $L^*$ ,  $a^*$ ,  $b^*$ ,  $C^*$  e ângulo HUE) apresentaram diferença significativa com a aplicação do filme, com algumas exceções. Os sólidos solúveis totais encontrados nas flores com filme nos tempos zero e 16 dias, apresentaram diferença significativa ( $P < 0,05$ ) em relação as flores *in natura*. Não foram verificados efeitos significativos da cobertura comestível em relação ao controle (*in natura*) quando se analisou acidez total titulável, pH e a atividade de água. A atividade antioxidante apresentou diferença significativa no extrato aquoso de flores com filme no decimo sexto dia. As demais determinações (vitamina C e Compostos fenólicos) não apresentaram diferença significativa. As flores em todos os tratamentos, não apresentaram incidência dos micro-organismos testados no estudo. Em geral, as análises físico químicas e microbiológicas, tiveram bons resultados, não sofrendo alterações expressivas. Portanto o filme comestível a base de fécula de mandioca e gelatina podem ser utilizados na conservação e aumento de vida útil de flores *Viola x witrokiana* em 16 dias.

Palavras-Chave: Filme comestível, fécula de mandioca, amor-perfeito, conservação, PANC.

## ABSTRACT

With the growing concern regarding safety, conservation and reduction of food losses, studies related to the production of edible biofilms are frequent. These are widely researched in fruits and vegetables and becomes an option for preserving also edible flowers in the post harvest, considering that these have been increasingly used and commercialized for food purposes. This study aims to increase the useful life of flowers of *Viola x witrokiana*, as well as preserving its physical and sanitary chemical characteristics using edible films from cassava starch and gelatin. The Edible film was elaborated with A mixture of 10% gelatin solutions and 3% Starch Solution Both in distilled water and as plasticising, sorbitol was used in proportions of 5 and 10% for each solution in relation to the weight of gelatin and starch. After the application of the films in the flowers, these were dried at room temperature and then stored in ethylene polyterephthalate packaging and placed on refrigeration Domestic of  $7 \pm 4$  ° C. The flowers with films were evaluated before the application of the film (flower *In the wild*) and during the period of 0, 4, 8, 12 and 16 days of storage, through microbiological parameters (Fecal and Total Coliforms, *Salmonella*) and physicochemical (color, total acidity, soluble solids, water activity, vitamin C, mass loss, moisture, total phenolic compounds and antioxidant activity). Edible coating reduced the loss of mass of flowers in 57.33% during the experiment period (16 days). The color parameters (L \*, A \*, b \*, C \* and HUE angle) showed significant difference with the application of the film, with some exceptions. The total soluble solids found in the flowers with film at times Zero and 16 days showed a significant difference ( $P < 0,05$ ) in relation to the flowers *in the wild*. No significant effects of edible coverage were observed in relation to the control (*In the wild*) when the total titratable acidity, pH and water activity were analyzed. The antioxidant activity showed significant difference in the aqueous extract of flowers with film on the sixteenth day. The other determinations (vitamin C and phenolic compounds) showed no significant difference. The flowers in all treatments did not present the incidence of the microorganisms tested in the study. In general, the physicochemical and microbiological analyses had good results, not undergoing expressive alterations. Therefore, the edible film based on cassava starch and gelatin can be used in the conservation and increase of shelf life of flowers *Viola x witrokiana* in sixteen days.

Key words: Edible film, Cassava starch, heartsease, Conservation, PANC.

## LISTA DE FIGURAS

Figura 1 – Organização do experimento.....	15
Figura 2 – Flores de amor-perfeito produzidas na estufa da UNIPAMPA campus Itaqui.....	16
Figura 3 – Flores de amor-perfeito secando após a aplicação da solução filmogênica.....	17
Figura 4 – Flores de amor-perfeito cobertas com filme e armazenadas em embalagens .....	18
Figura 5 – Percentual de perda de massa de flores in natura e cobertas com filme comestível e armazenadas em embalagens de vidro com filme PVC, sob refrigeração.....	25
Figura 6 – Flores cobertas com filme comestível (A) e flores in natura (B), armazenadas em embalagens de vidro cobertas com filme de PVC, no oitavo dia de avaliação, sob refrigeração.....	25
Figura 7 – Flores cobertas com filme comestível durante o período de avaliação, armazenadas em embalagem de vidro cobertas com filme de PVC, sob refrigeração.....	26
Figura 8 – Percentual de perda de massa de flores cobertas com filme comestível e flores <i>in natura</i> , armazenadas em embalagem PET, sob refrigeração, sob refrigeração.....	26

## LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Média da perda de massa (%) das flores <i>in natura</i> e com filme comestível, em diferentes embalagens, sob refrigeração.....	24
Tabela 2 - Parâmetros de cor instrumental das flores <i>in natura</i> , com filme em embalagens PET, sob refrigeração.....	27
Tabela 3 - Resultados das características químicas das flores comestíveis embaladas em PET, no armazenamento, sob refrigeração.....	29
Tabela 4 - Determinação de Atividade antioxidante, Vitamina C e Compostos fenólicos totais das flores <i>in natura</i> e com filme aos 16 dias de armazenamento, em embalagem PET.....	30
Tabela 5 – Resultados das análises microbiológicas.....	32

## SUMÁRIO

<b>1 INTRODUÇÃO .....</b>	<b>11</b>
<b>2 METODOLOGIA .....</b>	<b>15</b>
<b>2.1 Produção das flores.....</b>	<b>15</b>
<b>2.2 Elaboração do filme comestível.....</b>	<b>16</b>
<b>2.3 Aplicação do filme nas Flores.....</b>	<b>17</b>
<b>2.4 Análises físico químicas.....</b>	<b>18</b>
<b>2.4.1 Determinação da Perda de massa e umidade.....</b>	<b>18</b>
<b>2.4.2 Determinação de coloração.....</b>	<b>19</b>
<b>2.4.3 Determinação dos Sólidos solúveis totais (SST) .....</b>	<b>20</b>
<b>2.4.4 Determinação da Acidez total titulável (ATT) .....</b>	<b>20</b>
<b>2.4.5 Determinação do pH.....</b>	<b>20</b>
<b>2.4.6 Determinação Atividade de água (aw) .....</b>	<b>20</b>
<b>2.4.7 Determinação de Vitamina C.....</b>	<b>21</b>
<b>2.4.8 Determinação da Atividade antioxidante.....</b>	<b>21</b>
<b>2.4.9 Determinação dos Compostos fenólicos.....</b>	<b>21</b>
<b>2.5 Análise microbiológica.....</b>	<b>22</b>
<b>2.6 Análise estatística .....</b>	<b>22</b>
<b>3 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....</b>	<b>24</b>
<b>3.1 Perda de massa.....</b>	<b>24</b>
<b>3.2 Cor.....</b>	<b>27</b>
<b>3.3 Características químicas das flores comestíveis.....</b>	<b>28</b>
<b>3.4 Atividade Antioxidante, Vitamina C e Compostos fenólicos.....</b>	<b>30</b>
<b>3.5 Resultado análises microbiológicas.....</b>	<b>32</b>
<b>4.CONCLUSÃO.....</b>	<b>33</b>
<b>5 REFERÊNCIAS.....</b>	<b>34</b>

## 1 INTRODUÇÃO

Flores comestíveis são amplamente exploradas no desenvolvimento de chás florais, corantes alimentícios, aromas, bebidas, produtos de panificação ou pela comercialização *in natura*. Sendo consumidas por seres humanos em diferentes culturas desde os tempos antigos, principalmente como produtos medicinais ou funcionais com efeitos benéficos para a saúde humana. Recentemente, o consumo e a demanda por esses produtos aumentou e seus usos mudaram, eles agora são incorporados como ingredientes em diferentes preparações culinárias em vez de serem usados para decoração (LARA-CORTÉS, OSÓRIO- DÍAZ, JIMÉNEZ-APARICIO, & BAUTISTA-BAÑOS, 2013; MLCEK E ROP, 2011). Estas estão cada vez mais estudadas como alternativa para indústria alimentícia, farmacêutica e para o comércio de pequenos produtores, o que se evidencia pelo aumento de livros de receitas, artigos de revistas e sites sobre o tema, superando o conhecimento científico relacionado ao seu potencial nutricional (ROP et al., 2012; VOON et al., 2012; MACIEL et al., 2017).

O hábito de comer flores é prática comum na Europa, destacando-se na culinária francesa e suíça, além da Ásia. No Brasil, os supermercados, empórios e lojas especializadas em produtos culinários vêm comercializando flores comestíveis, as quais são usadas em saladas, sopas, pizzas, canapés e geleias, tanto em pratos doces quanto salgados (FRANZEN et al, 2016).

Atualmente são consumidas convencionalmente flores, como couve-flor, brócolis, alcachofra (MACIEL et al., 2017). Também existem flores que não são consumidas frequentemente, mas que se destacam em vários estudos recentes, como a capuchinha, o amor-perfeito, entre outros. As flores comestíveis possuem conteúdo de proteínas, gorduras, vitaminas e carboidratos semelhantes aos encontrados em outras partes da planta, por exemplo, em produtos hortícolas como as folhosas em geral. São também excelente fonte de minerais, especialmente de fósforo e de potássio, valores comparáveis ou até mais elevados que diversos tipos de frutas e espécies vegetais (ROP et al., 2012).

A espécie vegetal *Viola L.*, conhecida popularmente por amor-perfeito, é uma planta ornamental pertencente à família *Violaceae* que compreendem arbustos ou ervas de 16 gêneros e 800 espécies. As flores possuem aparência semelhante à de borboletas, sua coloração apresenta-se em quase todos os tons de cores, variando de branco, vermelho, violeta, azul, amarelo com marcas ou manchas variando em contraste de cores (BISWAS et al, 2018). As flores de amor perfeito são pequenas e delicadas e possuem sabor refrescante e textura aveludada, o que permite sua aplicação desde sobremesas a pratos quentes. Além de utilizadas como alimento, apresentam também aplicação medicinal, dentre suas atividades biológicas,

destaca-se sua propriedade antioxidante, a qual é atribuída à presença de compostos flavonoides, sendo o principal composto encontrado a violantina (VUKICS et al., 2008a; VUKICS et al., 2008b; MLCEK & ROP, 2011; PIANA et al., 2013; HELLINGER et al., 2014).

De acordo com Ferreira & Lorenzi (2015), PANC (Plantas Comestíveis Não Convencionais) nada mais é do que um acrônimo para tentar contemplar as Plantas Alimentícias Não Convencionais (PANC) que possuem uma ou mais categorias de uso alimentício citado mesmo que não sejam comuns, corriqueiras ou do dia a dia da grande maioria da população de uma região, país ou até mesmo do planeta, já que atualmente temos uma alimentação básica muito homogênea, monótona e globalizada. Este nome começou a ser usado em 2008, é um termo amplo, flexível, e contempla melhor para tentar categorizar este grupo de plantas.

Para a comercialização das flores deve-se seguir as regras de higiene e segurança alimentar ao longo da sua produção, armazenamento, distribuição e venda. Não devendo apresentar defeitos, como manchas, início de senescência, pétalas quebradas, deformidades na estrutura das pétalas, entre outras, preservando assim a qualidade do produto (FERNANDES et al., 2016).

Entretanto, após a colheita, a deterioração das flores ocorre rapidamente, provavelmente associada a alterações bioquímicas, fisiológicas e estruturais que culminam na sua senescência (SILVA, 2012). Os processos de deterioração ocorrem em consequência de mudanças fisiológicas complexas, como o esgotamento de reservas pelo processo de respiração, pelo murchamento devido à perda excessiva de água por transpiração e pela oclusão da haste após o corte que obstrui os vasos condutores, causando embolia pelo ar e deposição de substâncias químicas (CURTI et al., 2012).

O controle e conservação da qualidade das flores representam medidas econômicas, pois estas possuem uma vida útil muito reduzida, tendo duração de sete dias, se embaladas e refrigeradas, sendo extremamente delicadas e frágeis. Tratamentos capazes de aumentar a vida útil e garantir a segurança desses produtos poderiam constituir alternativas para minimizar tais problemas (ROP et al., 2012).

Pesquisas vêm sendo realizadas utilizando filmes e revestimentos que apresentam potencial para retardar as reações de degradação e/ou síntese de substâncias em frutas, proporcionando maior vida útil (ONIAS, 2016).

A aplicação de revestimentos comestíveis é uma forma de modificar a atmosfera circundante dos frutos e permitir a conservação por mais tempo. Estes revestimentos possuem características que promovem barreiras às trocas respiratórias dos frutos, reduzem a permeabilidade a gases e o vapor de água.

Os biofilmes além de propiciarem um aumento da vida útil dos frutos, eles também promovem a manutenção da qualidade nutricional, são biodegradáveis, preservam e enaltecem os atributos sensoriais, tais como cor, sabor e aroma dos alimentos, e ainda apresentam vantagem de não onerar o ecossistema e não gerar grande impacto ambiental (NUNES; GANIARI; CHOULITOU DI; OREOPOULOU, 2017).

Os filmes ou revestimentos não são pegajosos, são brilhantes, transparentes, atóxicos e podem tanto ser ingeridos junto com o produto como removidos com água. Além disso, em geral, são compatíveis com diversos alimentos, apresentam barreira ao vapor de água e vapores orgânicos, de baixo custo, de tecnologia simples e não poluente, com boa estabilidade bioquímica, físico-química e microbiológica (de MELLO LUVIELMO & LAMAS, 2012).

A Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA) não descreve uma legislação específica para revestimentos comestíveis. Assim, estes revestimentos são considerados ingredientes, quando melhoram a qualidade nutricional do produto, ou aditivos, quando não incrementam o seu valor nutricional. Devem obedecer ao Decreto 55.871, de 26 de março de 1965; à Portaria nº 540 – SVS/MS, de 27 de outubro de 1997 e à Resolução CNS/MS nº 04, de 24 de novembro de 1998, referentes ao regulamento sobre aditivos e coadjuvantes de tecnologia e às considerações do *Codex Alimentarius*, do *Food and Drugs Administration* (FDA) e todas suas atualizações pertinentes.

De acordo com Berbari (2011), para a elaboração de filmes comestíveis e/ ou biodegradáveis, é necessária a utilização de diversos componentes, de finalidade específica, constituídos de pelo menos um agente formador de filme (macromoléculas), solvente (água, etanol, entre outros), plastificante para atenuar a rigidez (glicerol, sorbitol, entre outros) e agente regulador de pH.

O amido é um material biopolimérico que vem ganhando destaque na produção de recobrimentos comestíveis, por ser abundante, renovável, comestível, de baixo custo e, ainda, uma alternativa para produzir materiais de embalagem de alimentos (BASIAK et al., 2017). A fécula de mandioca além de ser uma matéria prima de baixo custo, apresenta um ótimo custo-benefício. Destaca-se devido à boa transparência, boa resistência às trocas gasosas, resistência a danos mecânicos, manutenção e integridade da parede celular, retenção do teor de vitamina C, barreira à incorporação de solutos e propriedades fungicidas (LUVIELMO & LAMAS, 2012).

A gelatina é uma proteína de origem animal, de baixo custo, muito produzida no Brasil e aplicada nas indústrias alimentícias e farmacêuticas. Pode ser obtida por hidrólise parcial ácida ou básica do colágeno presente em peles bovinas e suínas, ossos e tecidos conectivos

(GUERREIRO et al., 2011). Os filmes biodegradáveis produzidos a partir de gelatina têm boas características de formação de filmes flexíveis, barreira ao O<sub>2</sub> e CO<sub>2</sub> em umidades relativas baixas (ORTIZ-ZARAMA; JIMÉNEZ-APARICIO; SOLORZA-FERIA, 2014).

Os plastificantes modificam ou melhoram as propriedades mecânicas, reduzem a tensão de deformação, dureza, densidade, viscosidade e aumentam a flexibilidade da cadeia polimérica, bem como a resistência à fratura (ARAUJO, 2018). Os plastificantes mais usados na preparação de filmes são o glicerol e o sorbitol. Esses plastificantes interagem com as cadeias do amido através de pontes de hidrogênio, diminuindo as forças de Wan der Waals presentes entre as cadeias poliméricas, reduzindo assim a atração intermolecular e aumentando a flexibilidade e resistência do filme (MALI; GROSSMANN; YAMASHITA, 2010).

A proposta de desenvolver novas tecnologias para a elaboração de coberturas comestíveis é de grande valor para os produtores de flores comestíveis, indústrias alimentícias e consumidores, uma vez que esta tecnologia poderá aumentar a vida útil das flores e manter a qualidade sensorial e nutricional das mesmas e como consequência aumentar a renda de pequenos produtores e maior diversidade de alimentos na mesa do consumidor.

O presente trabalho tem por objetivo aumentar a vida útil das flores de *Viola x wittrockiana*, bem como conservar suas características físico químicas e higiênico sanitárias utilizando filmes comestíveis a partir de fécula de mandioca e gelatina.

## 2 METODOLOGIA

Os experimentos foram realizados no período de agosto a novembro de 2018, no laboratório de Processamento de Alimentos e laboratórios de química da Universidade Federal do Pampa/Campus Itaqui. As flores comestíveis foram produzidas em estufa na área experimental da UNIPAMPA, campus Itaqui, sem aplicação de agrotóxico, no período de março a novembro de 2018, com temperaturas variando de 5 a 40°C.

Para a elaboração do biofilme foram adquiridas fécula de mandioca e gelatina no comércio local, o sorbitol foi adquirido em farmácia de manipulação na cidade de Uruguai-RS. O experimento foi realizado em quintuplicata (n=20) e com três repetições por tratamentos (por “n”) e com três flores por embalagem, sendo os seguintes tratamentos: flores cobertas com filme comestível armazenadas em embalagens de vidro (placas de Petri) envolvidas com filme de PVC (Policloreto de vinila) transparente e em embalagens do tipo PET (Politereftalato de Etileno). E o controle foi realizado com flores *in natura* armazenadas em embalagens de vidro (placas de Petri) envolvidas com filme de PVC e em embalagens PET (Figura 1).

Figura 1 – Organização do experimento.



Fonte: Autor, 2018.

Durante este experimento observou-se que as flores comestíveis cobertas com biofilmes nas embalagens PET, obtiveram melhores respostas em perda de massa, do que as flores com biofilmes armazenadas em embalagens de vidro recobertas com filme de PVC, durante os 16 dias do experimento. Dessa forma optou-se em seguir o experimento com as flores *in natura* e com biofilmes armazenadas em embalagens de PET, por ser está de fácil aquisição, baixo custo e fácil transporte, sendo este realizado em triplicata e com três flores por embalagem.

### 2.1 Produção das flores

As sementes de amor-perfeito Azul Gigante Suíço (*Viola x witrockiana*), utilizadas no experimento são da empresa Feltrin® e adquiridas no comércio local da cidade Itaqui/RS no

mês de março de 2018. Foram cultivadas de junho a setembro de 2018 em substrato comercial MECPLANT®. Foi realizada adubação de base, onde para cada  $\text{dm}^3$  de solo foi adicionado super triplo, cloreto de potássio e ureia em concentrações de 1,12g; 0,52g; 0,23g, respectivamente. A ureia foi aplicada duas vezes, além da adubação base, nos meses de julho e setembro de 2018. A produção de flores contou com um total de 200 mudas, e não foi utilizado nenhum tipo de agrotóxico durante o período de sua produção (Figura 2).

Figura 2 – Flores de amor-perfeito produzidas na estufa da UNIPAMPA campus Itaqui.



Fonte: Autor, 2018.

## 2.2 Elaboração do filme comestível

Para elaboração da cobertura comestível, foram utilizadas gelatina comestível sem sabor, fécula de mandioca, sorbitol e água, seguindo as proporções e procedimentos descritos em COSTA et al., (2018) com adaptações. A solução de gelatina (GEL) para elaboração dos biofilmes foi obtida hidratando-se dez gramas de gelatina em 100 mL de água destilada, na temperatura ambiente durante 1 hora. Após este período, foi acrescentada a gelatina hidratada 5% de sorbitol, sendo essa porcentagem em relação a massa da gelatina, sob agitação até a sua homogeneização e, em seguida esta mistura foi aquecida a 85 °C por dez minutos. A suspensão de amido (fécula de mandioca) foi preparada utilizando-se três gramas de amido em 100 mL de água destilada e 10% de sorbitol em relação à massa de amido. A suspensão preparada foi aquecida a 85 °C em banho-maria por dez minutos. Este tempo foi determinado visualmente em testes preliminares, considerando o tempo necessário para o aumento da viscosidade e a perda de opacidade das suspensões (relacionados à gelatinização do amido). Após o preparo

das soluções gelatina + sorbitol e fécula de mandioca + sorbitol), foi realizada a mistura dessas soluções para a formação da solução filmogênica.

### 2.3 Aplicação do filme nas Flores

A aplicação dos filmes ocorreu logo após a colheita das flores, sem sanitização em aproximadamente uma hora após a colheita. As flores foram imersas na solução filmogênica, a temperatura de  $\pm 30\text{ }^{\circ}\text{C}$ , por 30 segundos e após a aplicação das coberturas as mesmas foram deixadas por aproximadamente quinze minutos em temperatura ambiente  $\pm 23\text{ }^{\circ}\text{C}$ , para a secagem da cobertura, conforme demonstrado na Figura 3.

Figura 3 – Flores de amor-perfeito secando após a aplicação da solução filmogênica.



Fonte: Autor, 2018.

Em seguida as flores foram armazenadas em embalagens PET e em vidro cobertas com filme PVC, de uso doméstico, sob refrigeração ( $4\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 1\text{ }^{\circ}\text{C}$ ) durante 16 dias, sendo avaliadas nos dias 0, 4, 8, 12 e 16 (Figura 4).

Figura 4 – Flores de amor-perfeito cobertas com filme e armazenadas em embalagens. Embalagem de vidro cobertas com filme de PVC (A); Flores de amor perfeito cobertas com filme e armazenadas em embalagem PET (B); Flores de amor perfeito *in natura* armazenadas em embalagens de vidro cobertas com filme de PVC (C); Flores de amor perfeito *in natura* armazenadas em embalagem PET (D).



Fonte: Autor, 2018.

## 2.4 Análises físico químicas

As determinações de perda de massa e umidade foram realizadas nas flores *in natura* (controle) e com filme comestível armazenadas nas embalagens de vidro recobertas com filme PVC e embalagem PET.

As determinações microbiológicas, cor, SST (sólidos solúveis totais), ATT (acidez total titulavel), pH, atividade de água (aw) foram realizadas nas flores *in natura* (controle) e com filme comestível armazenada na embalagem de PET, no tempo zero e aos 16 dias, em triplicata.

As determinações de vitamina C, atividade antioxidante e compostos fenólicos foram realizadas em extratos de flores *in natura* e com filme comestível armazenada na embalagem de PET aos 16 dias de armazenamento. Para estas determinações foi realizado um extrato em dois tipos de solventes (um em água e outro em álcool de cereais a 96°GL). Os extratos foram produzidos seguindo a metodologia de Franzen et al., (2018), com adaptações realizados na proporção de 1,5:10 de flores inteiras para solventes (água e/ou álcool) em banho-maria a 60° C por uma hora.

### 2.4.1 Determinação de Perda de massa e umidade

A perda de massa, foi determinada de acordo com Pereira et al., (2005) por meio da pesagem em balança semi analítica, e estimada em relação à massa inicial das flores antes do tratamento, a partir da equação pré-estabelecida Equação 1:

$$PMF = (MFI - MFF) \times 100 \quad (\text{Equação 1})$$

em que:

PMF, perda de massa fresca (%);

MFI, massa fresca inicial (g);

MFF, massa fresca final (g),

Sendo os dados transformados em perda de massa acumulada (%).

As determinações de umidade nas flores foram realizadas por meio de secagem direta em estufa na temperatura de 105°C por 3 horas até peso constante. Os resultados foram calculados através da Equação 2 (IAL 016/IV, 2008):

$$\text{umidade ou substâncias voláteis a } 105^{\circ}\text{C por cento m/m} = \frac{100 \times N}{P} \quad (\text{Equação 2})$$

Onde:

N = nº de gramas de umidade (perda de massa em g)

P = nº de gramas da amostra

O percentual de perda ou ganho de peso foi avaliado nos dias 0, 4, 8, 12 e 16.

#### 2.4.2 Determinação da coloração

As medidas dos parâmetros de cor objetiva foram realizadas utilizando-se colorímetro portátil (CR-10, Konica Minolta). O colorímetro previamente calibrado em placa padrão de cor branco e preto, com fonte de iluminação D65 e ângulo de observação de 10°. Os resultados foram expressos como L\*, representa a porcentagem de luminosidade (0= escuro e 100=claro), a\* (-a\* representa direção ao verde e +a\* direção ao vermelho), b\* (-b\* representa direção ao azul e +b\* direção ao amarelo), croma (C\*) e Ângulo de tonalidade (°Hue). Foram calculados os valores de croma e ângulo HUE de acordo com as Equações 3 e 4.

$$C^* = [(a^*)^2 + (b^*)^2]^{1/2} \quad (\text{Equação 3})$$

$$^{\circ}\text{Hue} = \tan^{-1} [b^*/a^*] \quad (\text{Equação 4})$$

### 2.4.3 Determinação de Sólidos solúveis totais (SST)

As flores foram trituradas, homogeneizadas e espremidas, sendo colocadas 1 a 2 gotas no prisma do refratômetro de bancada (Abbé modelo DR 201/95), onde foi realizada a leitura na escala do aparelho e expresso em °Brix. A temperatura da amostra foi medida para correção dos valores.

### 2.4.4 Determinação da Acidez total titulável (ATT)

Inicialmente triturou-se de um a cinco gramas de flores com 100 mL de água destilada, em seguida realizou-se a titulação com solução de hidróxido de sódio 0,1 N. Não foi possível a utilização do indicador fenolftaleína 1% devido a coloração da amostra interferir na observação do ponto de viragem, logo utilizou-se potenciômetro (modelo HOMIS/1307) para auxiliar no ponto de viragem da solução. Os resultados foram calculados através da Equação 5 (IAL 016/IV, 2008):

$$\% \text{ Ácido} = (PM \times N \times V) / (10 \times m) \quad (\text{Equação 5})$$

Onde:

PM: peso molecular do ácido;

N: normalidade da solução de hidróxido de sódio;

V: volume gasto na titulação;

m: massa da amostra usada na titulação.

Acidez total, expressa em % de ácido cítrico.

### 2.4.5 Determinação do pH

Para determinação do pH, pesou-se um a cinco gramas da amostra onde foi triturada com 100 mL de água destilada a 25 °C. O eletrodo do pHmetro de bancada (modelo HOMIS/1307) devidamente calibrado (pH 4 e pH 7), foi inserido na amostra para leitura do pH (IAL 017/IV, 2008).

### 2.4.6 Determinação da Atividade de água (aw)

A atividade de água foi realizada utilizando o equipamento aqualab (marca Decagon devices/4te), o qual já expressa a atividade de água das amostras.

#### 2.4.7 Determinação de Vitamina C

Para a análise de vitamina C, foram utilizados cinco mL de extrato (etanoico e aquoso) das flores, sendo adicionados 50 mL de água destilada, 10 mL de solução de ácido sulfúrico a 20%, um mL de solução de iodeto de potássio a 10% e um mL de solução de amido a 1%. A solução foi titulada com solução de iodato de potássio a 0,002 mol.L<sup>-1</sup>, até atingir coloração azul (IAL 016/IV, 2008). Os resultados foram expressos em mg % m/m.

#### 2.4.8 Determinação da Atividade antioxidante

A determinação da capacidade antioxidante foi realizada por meio de espectrofotômetro pela mudança de cor (violeta escuro para amarelo claro), sendo a leitura a 517nm. A solução de DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazil da Aldrich Sigma) foi preparada dissolvendo-se 24mg/100ml de metanol. Desta solução foram retirados 10ml e diluídos em 45ml de metanol, com absorvância de 1,1 ±0,02. Foi adicionado 100µl de extrato (amostras) em 3,9ml da solução de DPPH, deixou-se em repouso por 30 minutos a temperatura ambiente (aproximadamente 25°C) e no escuro, em seguida realizou-se a leitura (BRAND-WILLIANS et al., 1995). A medida foi realizada através da diferença de absorvância da solução de DPPH (branco) e a absorvância da solução de DPPH + extrato (amostra) aos 30 minutos seguindo a Equação 6 e os dados foram expressos em % de inibição do radical DPPH.

$$\% \text{ inibição} = [(A_B - A_A) / A_B] \times 100 \quad (\text{Equação 6})$$

AB = absorvância do DPPH aos 30 minutos = branco (sem extrato);

AA = absorvância da amostra aos 30 minutos;

A amostra em branco contém as mesmas concentrações de metanol e DPPH, mas sem extrato.

#### 2.4.9 Determinação dos Compostos fenólicos

A determinação dos compostos fenólicos foi realizada através do método espectrofotométrico em espectrofotômetro (Microprocessador Spectrophotometer, modelo SP – 2100). Foram pipetados 0,25 ml de extrato para um balão volumétrico (25ml), acrescentados 15ml de água, 1,25 ml do reagente Folin-Ciocalteau, misturados, acrescentados 3,75 ml de solução de carbonato de sódio a 20%, e completado o volume com água para 25ml. A solução permaneceu em repouso por 2 horas a 20°C, no escuro, em seguida foi determinada a absorvância à 765nm.

A determinação dos compostos fenólicos totais foram obtidos através da curva padrão de ácido gálico com equação da reta  $Y=0,0569.X$ , ou seja, com coeficiente angular de 0,0569 mg de ácido gálico por gramas (mgGAE/100g) e intercepto nulo e  $R^2= 0,997$ , realizada com base no método descrito por Singleton e Rossi (1965).

## 2.5 Análise microbiológica

Como não existe padrões específicos para flores comestíveis ou produtos minimamente processados, utilizou-se a Resolução RDC N° 12, de 2 de janeiro de 2001, do Ministério da Saúde, que estabelece os padrões microbiológicos sanitários para alimentos. Esta é para grupo de alimentos designados como: hortaliças, legumes e similares, incluindo cogumelos (fungos comestíveis) frescos, *in natura*, preparados (descascadas ou selecionadas ou fracionadas) sanificadas, refrigeradas ou congeladas, para consumo direto, com exceção de cogumelos, cuja tolerância máxima para amostra indicativa é de  $5 \times 10^2$  NMP.g<sup>-1</sup> ou UFC.g<sup>-1</sup> de coliformes a 45°C e ausência de *Salmonella spp.* em 25g. No manuseio das flores durante a colheita, foi realizada a lavagem das mãos e sanitização com álcool 70%, e posterior uso de luvas, para evitar ao máximo contaminações microbiológicas cruzadas.

A metodologia utilizada para análise foi a do Compendium of Methods for the Microbiological Examination of Food – APHA (American Public Health Association). Para a diluição da amostra foram pesados 25g da amostra e diluída para 225 mL de água peptonada a 0,1%, obtendo-se a diluição 10<sup>-1</sup>. Posteriormente, pipetou-se 1mL da diluição 10<sup>-1</sup> em 9mL de água peptonada a 0,1%, obtendo-se a diluição 10<sup>-2</sup>. E assim sucessivamente, até a diluição 10<sup>-3</sup>. Para a análise de coliformes a 45°C foi realizada o método dos tubos múltiplos. Alíquotas de 1mL de cada diluição foram inoculadas em séries de três tubos, contendo 9 mL de caldo LST (lauril sulfato), com tubo de Duhran invertido. Os tubos foram incubados a 37°C por 24 horas. Para análise de coliformes totais transferiu-se alíquotas para um tubo de ensaio contendo caldo verde brilhante lactose bile a 2%, incubação em estufa bacteriológica (marca: Solab modelo: SL-101) a 35°C por 24-48 horas. Todo o procedimento foi realizado em câmara de fluxo laminar. Para a investigação de *Samonella sp.*, foram utilizados testes prontos (marca Compact Dry).

## 2.6 Análise estatística

Os resultados das análises de cor, sólidos solúveis totais, acidez titulável total, pH e atividade de água, foram submetidos à análise de variância (ANOVA) e teste de comparação de médias (Tukey), ao nível de 5% de probabilidade pelos softwares Microsoft Excel e Past.

3.2. Os resultados de vitamina C, atividade antioxidante e compostos fenólicos foram submetidos somente a comparação das médias.

### 3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

#### 3.1 Perda de massa

O percentual de perda de massa, no período de 0, 4, 8, 12, 16 dias, realizado com as flores armazenadas em vidro cobertas com filme plástico e em PET e estão demonstrados na Tabela 1.

Verificou-se que a perda de massa das flores (controle e com filme) variaram de 3,74 a 63,56%, independente da embalagem. Sendo que nos dois tratamentos com filme comestível, independente da embalagem, as flores obtiveram menores perdas de massa do que as amostras controles.

As flores com filme comestível armazenadas em embalagens de PET apresentaram menor perda de massa do que as flores em placas de petri embaladas com filme PVC, durante todo o período de armazenamento (16 dias) (Tabela 1).

Segundo Silva (2011), a perda de massa máxima para os produtos hortícolas, sem aparecimento de murchamento ou enrugamento da superfície, oscila entre 5 e 10%, variando em função da espécie e do nível de exigência dos consumidores. Dessa forma podemos inferir que as flores com filme comestível apresentaram menor perda de massa, a qual foi até o oitavo dia, dentro dos parâmetros estipulados pelo autor.

Tabela 1 - Média da perda de massa (%) das flores *in natura* e com filme comestível, em diferentes embalagens, sob refrigeração.

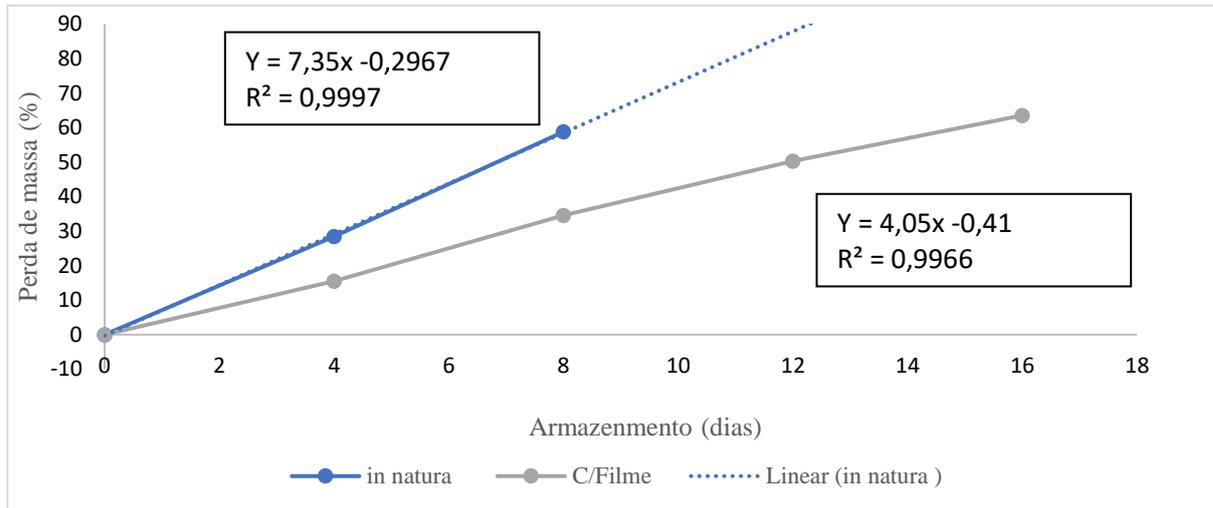
Perda de massa (%).				
Período (dias)	Flores em embalagem de vidro com filme PVC		Flores em embalagem PET.	
	Flores <i>in natura</i>	C/Filme	Flores <i>in natura</i>	C/Filme
0	0	0	0	0
4	28,51 ± 1,55	15,53 ± 2,91	15,46 ± 1,86	3,74 ± 0,50
8	58,80 ± 3,42	34,55 ± 3,45	23,00 ± 8,86	7,12 ± 1,21
12	-	50,34 ± 6,15	26,42 ± 2,57	13,13 ± 1,33
16	-	63,56 ± 8,74	41,20 ± 4,07	17,58 ± 1,96

Resultados expressos com média ± desvio padrão.

Fonte: Autor, 2018.

As flores cobertas com filme comestível, armazenadas em embalagens de vidro em relação ao controle obtiveram cerca 41,24% menos perda de massa aos 8 dias de avaliação (Figura 5).

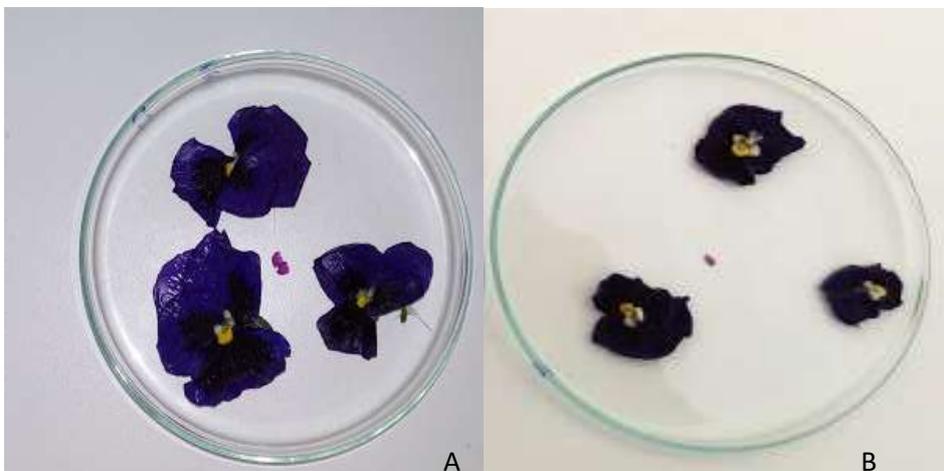
Figura 5 – Percentual de perda de massa de flores *in natura* e cobertas com filme comestível e armazenadas em embalagens de vidro com filme PVC, sob refrigeração.



Fonte: Autor, 2018.

No oitavo dia de avaliação, constatou-se a inviabilidade das flores *in natura* armazenadas em embalagens de vidro cobertas com filme de PVC, pois apresentaram murchamento e alteração em sua estrutura, conforme mostra a Figura 6.

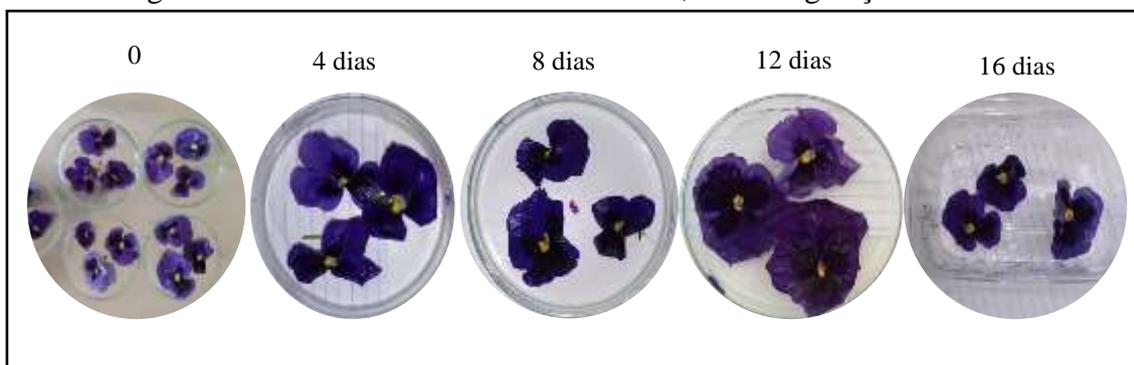
Figura 6 – Flores cobertas com filme comestível (A) e flores *in natura* (B), armazenadas em embalagens de vidro cobertas com filme de PVC, no oitavo dia de avaliação, sob refrigeração.



Fonte: Autor, 2018.

As flores com o revestimento comestível mantiveram a aparência de sua estrutura até o final do experimento (16 dias) (Figura 7).

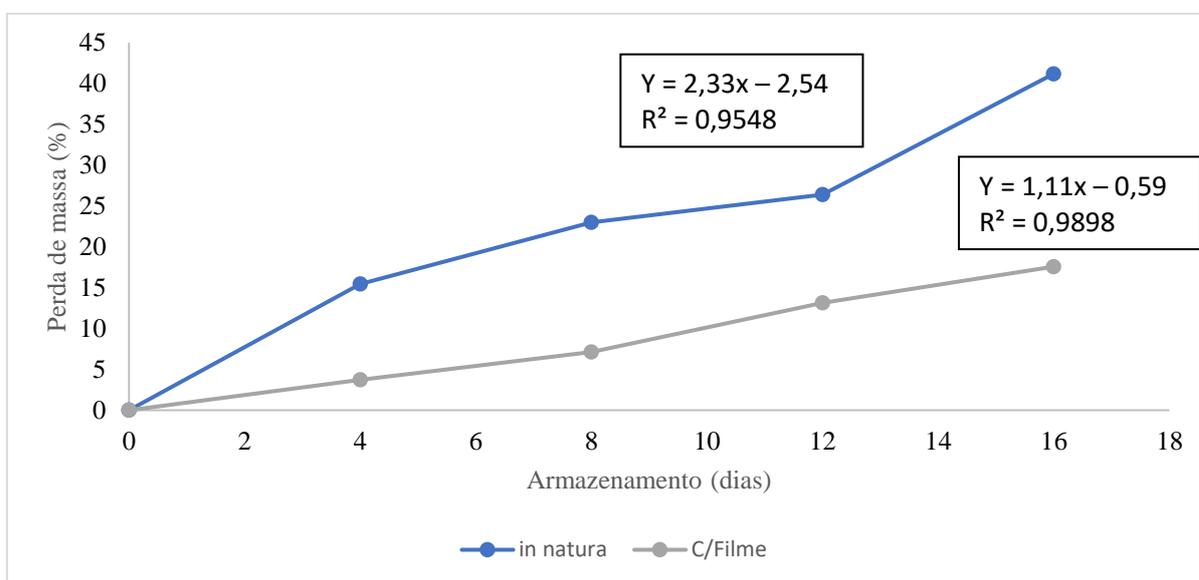
Figura 7 – Flores cobertas com filme comestível durante o período de avaliação, armazenadas em embalagem de vidro cobertas com filme de PVC, sob refrigeração.



Fonte: Autor, 2018.

As flores revestidas com filme comestível armazenadas em embalagens PET, obtiveram cerca 57,33% menos perda de massa em relação ao controle, perdendo apenas 17,58% de massa (Figura 8).

Figura 8 – Percentual de perda de massa de flores cobertas com filme comestível e flores *in natura*, armazenadas em embalagem PET, sob refrigeração, sob refrigeração.



Fonte: Autor, 2018.

A utilização de filmes a base de fécula de mandioca apresentou efetividade na redução de perda de massa o que foi podido constatar nesse estudo, bem como em outros estudos com alimentos, relatados na literatura. Moreira et al., (2017) também observaram menor perda de

massa em pimentões cobertos com filme comestível a base de fécula de mandioca, porém com concentração diferente de 4%, apresentando perdas máximas de 8,90% em 12 dias de armazenamento em temperatura ambiente (23°C).

Segundo Araújo & Shirai (2016), a redução na perda de massa das amostras revestidas com filme pode estar ligada à presença da cobertura na superfície do produto que reduz a permeabilidade ao vapor de água do produto para o ambiente e atua como uma barreira para permeabilidade do oxigênio, reduzindo a taxa de respiração.

O uso da embalagem PET também contribuiu no menor percentual de perda de massa das flores comestíveis, independente do revestimento. Resultado semelhante, porém, com percentuais diferentes, foi encontrado por Mariano (2011), o qual utilizou embalagem PET em seu estudo, verificando cerca de 0,53% de perda de massa fresca em goiabas minimamente processadas armazenadas a 8° C em câmara B.O.D com umidade de 80% por 6 dias.

O percentual de umidade das flores *in natura* encontrados por meio da secagem, foi de 87%, caracterizando as flores como alimento de grande quantidade de água, influenciando diretamente nas suas características.

### 3.2 Cor

A Tabela 2 apresenta os parâmetros de cor (L\*, a\*, b\*, C\* e ângulo HUE) e pode-se observar que todos os parâmetros apresentaram diferença significativa com a aplicação do filme.

Tabela 2 – Parâmetros de cor instrumental das flores *in natura*, com filme em embalagens tipo PET, sob refrigeração.

	L*	a*	b*	C*	°Hue
T1	34,01 ± 4,06 <sup>a</sup>	17,7 ± 3,05 <sup>a</sup>	-22,52 ± 3,35 <sup>a</sup>	28,64 ± 4,52 <sup>a</sup>	308,09 ± 0,73 <sup>a</sup>
T2	41,21 ± 0,28 <sup>b</sup>	7,25 ± 2,11 <sup>b</sup>	-7,9 ± 2,31 <sup>b</sup>	10,72 ± 3,12 <sup>b</sup>	312,52 ± 1,59 <sup>b</sup>
T3	37,57 ± 2,09 <sup>a</sup>	7,53 ± 2,63 <sup>c</sup>	-8,79 ± 2,99 <sup>c</sup>	11,58 ± 3,98 <sup>c</sup>	310,58 ± 0,23 <sup>a</sup>

Resultados expressos com média ± desvio padrão. Letras diferentes na vertical indicam diferença estatística pelo teste de Tukey ao nível de 95% de confiança.

T1 - Controle (Flores *in natura*); T2 - Flor com filme no tempo 0; T3 - Flor com filme em 16 dias.

Fonte: Autor, 2018.

Os valores do parâmetro L\* apresentaram diferença significativa entre as amostras, com exceção do Tratamento 1 e Tratamento 3 (TABELA 2). As amostras apresentaram aumento de luminosidade com a aplicação do filme ao final do experimento em 16 dias. Porém, verificou-se que no tratamento 2, ou seja, flores com filme no tempo zero apresentou maior luminosidade, vindo a diminuir ao final do armazenamento (16 dias) (TABELA 2).

O parâmetro a\* indica uma pequena intensidade na cor vermelha e b\* negativo, indica que todas as amostras se encontram na faixa de intensidade da coloração azul. Ambos parâmetros juntamente com C\* (croma, saturação de cor) apresentaram decréscimo em seus valores com a aplicação do filme com exceção do °HUE. Entretanto, apresentaram pequeno aumento dos valores aos 16 dias com exceção do ângulo HUE (TABELA 2). Diferente de Soares et al., (2011), que verificaram em goiabas revestidas com amido de mandioca, a manutenção da coloração da casca verde por 12 dias de armazenamento. Essa divergência pode ser explicada pela diferença dos alimentos estudados, tanto na sua constituição, quanto em sua pigmentação.

As flores utilizadas nestes experimentos são de cor azul e segundo Koike et al, (2017), as antocianinas são pigmentos responsáveis pelas colorações violeta, azul e todas as tonalidades de vermelho das flores, e no geral são relativamente instáveis e sua estabilidade pode ser afetada por diversos fatores como pH; temperatura; luz; oxigênio e outros.

### **3.3 Características químicas das flores comestíveis**

Observa-se na Tabela 3 que a quantidade de sólidos solúveis totais das flores com filme nos tempos zero e 16 dias, apresentaram diferença significativa entre eles e em relação as flores *in natura*. Não foram verificados efeitos significativos da cobertura comestível em relação ao controle quando se analisou pH, acidez total titulável e a atividade de água das flores (Tabela 3). Com a aplicação do filme, a flor obteve uma redução de 89,47% em seus sólidos solúveis totais, no tempo zero, e nos 16 dias de armazenamento aumentou 31,59% em relação ao tempo zero.

Tabela 3 - Resultados das características químicas das flores comestíveis embaladas em PET, sob refrigeração.

	SST (°Brix)	pH	Acidez total titulável (%)	AW
T1	4,75 ± 0,03 <sup>a</sup>	6,38 ± 0,07 <sup>a</sup>	0,9953 ± 0,19 <sup>a</sup>	0,97 ± 0,00 <sup>a</sup>
T2	0,86 ± 0,29 <sup>c</sup>	6,48 ± 0,19 <sup>a</sup>	0,9953 ± 0,19 <sup>a</sup>	0,97 ± 0,00 <sup>a</sup>
T3	2,19 ± 0,25 <sup>b</sup>	6,36 ± 0,10 <sup>a</sup>	0,9953 ± 0,19 <sup>a</sup>	0,98 ± 0,00 <sup>a</sup>

Resultados expressos com média ± desvio padrão. Letras diferentes na vertical indicam diferença estatística pelo teste de Tukey ao nível de 95% de confiança.

T1 - Controle (Flores *in natura*), T2 - Flor com filme no tempo 0, T3 - Flor com filme comestível no armazenamento a 16 dias.

SST - Sólidos Solúveis Totais, AW - Atividade de água.

Fonte: Autor, 2018.

O valor de SST das flores *in natura* indicam pouca quantidade de açúcar, o que também foi observado por Vieira (2013) encontrou cerca de 0,7 °Brix, sendo que o mesmo encontrou um resultado menor do que o desse estudo.

Henrique et al., (2011) não observaram variação significativa em raízes de mandioca minimamente processadas revestidas com filmes de amido na concentração 5% sob refrigeração durante 12 dias, porém, observaram breve redução dos valores no quarto dia de avaliação, as avaliações foram realizadas nos tempos 0, 4, 8, 12 e 16 dias.

Moreira et al., (2017) observaram o mesmo em pimentões revestidos com filme com 4% de fécula de mandioca em temperatura ambiente (23°C), onde após a aplicação do filme a quantidade de SST baixou no terceiro dia de avaliação, posteriormente aumentou até o final do experimento no decimo segundo dia.

Segundo Cerqueira et al., (2012), quando ocorre perda de massa há favorecimento no teor de sólidos solúveis, isso por que ocorre a concentração dos teores de açúcares no interior dos tecidos.

O pH das flores variou de 6,36 a 6,48 em todos os tratamentos, apresentaram-se perto da neutralidade, diferente do que encontrou Vieira (2013), pH 5,5 levemente ácido.

As flores, independente dos tratamentos, obtiveram a mesma concentração de ácidos, sendo está de 0,9953 %v/v.

A atividade de água (*aw*) das flores se mantiveram constante, independente do tratamento, durante todo o período do experimento, fato este indesejado, pois, atividade de água próximo a um pode contribuir para a proliferação microbológica (HENAO, 2009).

### 3.4 Atividade Antioxidante, Vitamina C e Compostos fenólicos

Na Tabela 4 estão as médias e desvio padrão da determinação da atividade antioxidante, vitamina C e compostos fenólicos das flores *in natura* e com filme armazenado em embalagens de PET aos 16 dias de armazenamento. O percentual de inibição dos extratos de flores variou de 76,74 a 89,58% e 87,75 a 85,91%, para flor *in natura* e com filme comestível, respectivamente. Verificou-se que a atividade antioxidante do extrato aquoso foi maior nas flores com filme comestível do que nas flores *in natura*, bem como do extrato alcoólico. Na determinação da atividade antioxidante das flores pode-se perceber que ocorreu diferença quanto o método de extração (água e álcool de cereais) sendo que extrato de álcool de cereais extraiu 14,33% mais porcentagem de inibição do que com água (Tabela 4). No extrato alcoólico das flores não foi observada diferença entre as amostras independente do tratamento.

Tabela 4 – Determinação de Atividade antioxidante, Vitamina C e Compostos fenólicos totais das flores *in natura* e com filme aos 16 dias de armazenamento, em embalagem PET.

Extrato	Atividade antioxidantes (% de inibição)		Vitamina C (mg/100g de amostra)		Compostos fenólicos Totais (mg GAE/100g de amostra)	
	H <sub>2</sub> O	Álcool	H <sub>2</sub> O	Álcool	H <sub>2</sub> O	Álcool
T1	76,74 ± 0,25	87,75 ± 2,64	5,28 ± 0,00	5,28 ± 0,00	996,68 ± 13,32	1012,30 ± 16,89
T3	89,58 ± 0,25	85,91 ± 2,59	7,04 ± 0,00	5,28 ± 0,00	1042,76 ± 57,44	970,12 ± 36,37

Resultados expressos com média ± desvio padrão.

T1 - Controle (Flores *in natura*), T3 - Flor com filme comestível aos 16 dias.

Fonte: Autor, 2018.

Um aumento na concentração da atividade antioxidante das flores pode ser explicado devido à perda de massa já observada, pois, com a desidratação apresentam maior concentração dos compostos (CELESTINO, 2010). Segundo Rocha et al., (2013), os resultados da atividade antioxidante podem ser divergentes devido às variações nas condições experimentais, como nas

diferenças de diluições das amostras, tipos de solventes, processamento e os métodos utilizados para obtenção dos resultados.

As demais determinações (vitamina C e Compostos fenólicos) não apresentaram diferença, em suas médias, entre a flor *in natura* e com filme comestível e entre os tipos de extratos.

Os valores de vitamina C encontrados, realizando a conversão foram de 0,396mg em 100 g de amostra, diferentes dos valores encontrados por Vieira (2013), que foi cerca de 0,255g em 100g de amostra.

A maior quantidade de compostos fenólicos totais encontrados nas flores foi de  $1042 \pm$  mg EAG/ 100 g para o extrato contendo água como solvente, aos 16 dias de armazenamento. Mas Vieira (2013) encontrou  $3.710 \pm 0,35$  mg EAG/ 100 g de amor-perfeito, porém o autor utilizou como solvente acetona a 70 %, o que significa que o solvente de extração influenciou na concentração dos compostos fenólicos.

Koike et al., (2017), também encontraram valores diferentes, cerca de 177 mg/ml de extrato, o qual foi obtido através de agitação a 25°C e com metanol e água como solvente.

Outros alimentos de coloração similar, apresentam valores semelhantes de compostos fenólicos totais. Dessimoni-Pinto et al., (2011) encontrou teor de compostos fenólicos para casca de jabuticaba fresca de 10,06 EAG mg/g, realizando a conversão, foram 1006mg EAG/100g, demonstrando valor semelhante ao deste estudo.

Lima et al. (2011) também encontrou valores próximos, cerca de 1458 a 2987 mg EAG/L em vinhos produzidos de uvas *Vitis labrusca*. Logo para obter a mesma quantidade de compostos fenólicos presentes em uma taça de vinho de 300mL, seriam necessárias aproximadamente 50g de flores amor-perfeito.

A utilização de filmes comestíveis nas flores foi efetiva pois não apresentou alterações nas concentrações de vitamina C e compostos fenólicos e na atividade antioxidante provocou um aumento, o que manteve as propriedades benéficas do alimento durante o armazenamento por dezesseis dias.

Segundo a RDC 269 de 2005 da ANVISA, a recomendação de ingestão diária de vitamina C para adultos é de 45mg, logo, uma flor de aproximadamente 0,5g corresponde a 3,91% do consumo diário necessário, caracterizando as flores de amor-perfeito como alimento de baixo teor de vitamina C.

Constatou-se que a atividade antioxidante das flores não está relacionada com a quantidade de vitamina C, mas sim, com seus compostos fenólicos. Não é possível afirmar qual

estrutura fenólica é responsável por tal comportamento, visto que, são necessários maiores estudos sobre os constituintes específicos das flores de amor-perfeito.

### 3.5 Resultado das análises microbiológicas

A tabela 5 demonstra os resultados das análises microbiológicas realizadas na flor *in natura* (controle), nas flores com filme nos tempos zero e 16 dias armazenadas em embalagens PET. Verificou-se que as amostras apresentaram ausência dos micro-organismos testados em todos os tratamentos (Tabela 5).

Tabela 5 - Resultados análises microbiológicas

	<i>Salmonella spp.</i> (em 25g)	Coliformes fecais (NMP/g)	Coliformes Totais (NMP/g)
T1	Ausência	Ausência	Ausência
T2	Ausência	Ausência	Ausência
T3	Ausência	Ausência	Ausência

T1 - Controle (Flores *in natura*), T2 - Flor com filme tempo 0, T3 - Flor com filme em 16 dias.  
Fonte: Autor, 2018.

Cuidados na produção e na manipulação dos alimentos são essenciais para a manutenção de sua qualidade. As flores *in natura* e com filmes comestíveis possuem atividade de água em torno de 0,99 e pH próximo a neutralidade. Mesmo com esses parâmetros propícios ao crescimento microbiano, não ocorreu a presença dos micro-organismos testados.

Estes resultados sugerem que existam compostos com ação antimicrobianos nas flores, sendo necessário maiores estudos de seus metabólitos secundários.

#### 4 CONCLUSÃO

O filme comestível a base de fécula de mandioca e gelatina aumentou a vida útil das flores *Viola x wittrockiana* em 16 dias.

A utilização da embalagem de politereftalato de etileno (PET) auxiliou na diminuição da perda de massa nas flores *in natura* e com filme, sendo mais expressiva a redução de perda de massa, em flores com cobertura comestível.

As flores revestidas com filme comestível armazenadas em embalagens PET, obtiveram cerca 23% menos de perda de massa em relação ao controle.

O filme comestível ajudou a manter as concentrações de vitamina C, compostos fenólicos e atividade antioxidante, mantendo as propriedades benéficas do alimento durante o armazenamento por dezesseis dias.

Todas as amostras de todos os tratamentos apresentaram ausência de coliformes totais, fecais, e *Salmonella* spp. mantendo livre de contaminação microbiológica as flores desde a colheita até o final do experimento.

São necessários maiores estudos, afim de compreender os compostos bioativos presentes nas flores *Viola x wittrockiana*, bem como sua relação com propriedades antioxidantes e antimicrobianas.

## 5. REFERÊNCIAS

- AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION et al. **Compendium of methods for the microbiological examination of foods**, American Public Health Association. Inc., Washington, DC, 1976.
- ARAÚJO, A. C. de L. **Síntese de líquidos iônicos baseados em biomoléculas e sua aplicação na formulação de filmes de amido**. Trabalho de conclusão de curso. Universidade Federal da Paraíba, Paraíba, Areia, 2018. Disponível em: < <https://repositorio.ufpb.br/jspui/handle/123456789/11084> >.
- ARAUJO, V. R. & SHIRAI, M. A. **Aplicação de revestimento comestível de quitosana em brócolis minimamente processado**. B. CEPPA, Curitiba, v. 34, n. 2, 2016.
- BASIAK, E.; LENART, A.; DEBEAUFORT, F. **Effect of starch type on the physicochemical properties of edible films**. International Journal of Biological Macromolecules. v. 98, p. 348-356, 2017.
- BERBARI, S. A. G.; PRATI, P.; FREITAS, D. G. C.; VICENTE, E.; ORMENESE, R. C. S. C.; FAKHOURI, F. M. **Use of edible coatings to reduce fat absorption in frozen pre-fried structured cassava products**. Brazilian Journal Food and Technology, v 14, n. 3, p. 172-180, 2011.
- BISWAS, A.; MANDAL, T.; DAS, S., & THAKUR, B. **Effect of Plant Growth Regulators on Growth and Flowering of Pansy (Viola x wittrockiana Gams.) under West Bengal Condition**. Int. J. Curr. Microbiol. App. Sci, 7(1), 2125-2130, 2018.
- BRAND-WILLIAMS, W.; CUVELIER, M.E.; BERSET, C. **Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity**. Lebensmittel-Wissenschaft und Technologie, London, v. 28, n.1, p. 25-30, 1995.
- CERQUEIRA, A.P. **Conservação pós-colheita de pimentas-de-cheiro (Capsicum chinense) armazenadas sob atmosfera modificada e refrigeração**. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) - Universidade Federal do Tocantins, Gurupi, 2012.
- CURTI, G. L. et al. **Girassol ornamental: caracterização, póscolheita e escala de senescência**. Revista de Ciências Agrárias, 35(1):240-250, 2012.
- DESSIMONI-PINTO, V. A.; N. MOREIRA, A. W.; CARDOSO, M. L.; PANTOJA, A. L. **Jaboticaba peel for jelly preparation: an alternative technology**. Ciênc. Tecnol. Aliment., Campinas, V. 31(4), p. 864-869, 2011.
- FERNANDES, L. C.; SUSANA, P.J. A.; SARAIVA, J. A.; & RAMALHOSA, E. **Uma perspectiva nutricional sobre flores comestíveis**. Acta Portuguesa de Nutrição, (6), 32-37, 2016.
- FRANZEN, F. L.; RICHARDS, N. S. P. S.; OLIVEIRA, M. S. R.; BACKES, F. A. A. L.; MENEGAES, J. F. & ZAGO, A. P. **Caracterização e qualidade nutricional de pétalas de flores ornamentais**. Acta Iguazu, Cascavel, v.5, n.3, p. 58-70, 2016.

GANIARI, S.; CHOULITOU, E.; OREOPOULOU, V. **Edible and active films and coatings as carriers of natural antioxidants for lipid food**. Trends in Food Science and Technology, v. 68, p. 70-82, 2017.

GUERRERO, P.; NUR HANANI, Z. A.; KERRY, J. P.; DE LA CABA, K. **Characterization of soy protein-based films prepared with acids and oils by compression**. Journal of Food Engineering, v. 107, n. 1, p. 41-4, 2011.

HELLINGER, R.; KOEHBACH, J.; FEDCHUK, H.; SAUER, B.; HUBER, R.; GRUBER, C. W.; GRÜNDEMANN, C. **Immunosuppressive activity of an aqueous viola tricolor herbal extract**. J. Ethnopharmacol., v. 151, p. 299-306, 2014.

HENAO, J. D., QUEIROZ, M. R. & HAJISA, N. M. A. **Umidade de equilíbrio de café cereja descascado baseadas em métodos estático e dinâmico**. Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental, 13, 470-476, 2009.

HENRIQUE, C. M. & PRATI, P. **Uso de biofilmes de amido em raízes de mandioca minimamente processadas**. Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha, vol. 12, núm. 2, pp. 227-236, 2011.

INSTITUTO ADOLFO LUTZ. **Métodos físico-químicos para análise de alimentos**. São Paulo: Instituto Adolfo Lutz, 2008.

KINUPP, V. F., LORENZI, H., **Plantas Alimentícias Não Convencionais (panc) no Brasil**. Guia de identificação, aspectos nutricionais e receitas ilustradas. 1º ed. São Paulo: Instituto Plantarum de Estudos da Flora, 768p, 2014.

KOIKE, A.; FERREIRA, I. C. F. R.; VILLAVICENCIO, A. L. C. H. **Atividade antioxidante de flores de amor-perfeito submetidas a radiações ionizantes**. Rev. de Ciências Agrárias, Lisboa, v.40, n. spe, p.241-250, 2017. Disponível em: <[http://www.scielo.mec.pt/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0871-018X2017000500025&lng=pt&nrm=iso](http://www.scielo.mec.pt/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0871-018X2017000500025&lng=pt&nrm=iso)>.

LARA-CORTÉS, E.; OSORIO-DÍAZ, P.; JIMÉNEZ-APARICIO, A. & BAUTISTA-BAÑOS S. **Contenido nutricional, propiedades funcionales y conservación de flores comestibles**. Revisión. Archivos Latinoamericanos de Nutrición, v. 63, n. 3, 2013.

LIMA, D. B.; AGUSTINI, B. C.; SILVA, E. G.; GAENSLY, F.; CORDEIRO, R. B.; FÁVERO, M. L. D.; BRAND, D.; MARASCHIN, M.; & BONFIM, T. M. B. **Evaluation of phenolic compounds content and in vitro antioxidant activity of red wines produced from Vitis labrusca grapes**. Food Science and Technology, 31(3), 783-800, 2011.

LUVIELMO, M. M.; LAMAS, S. V. **Revestimentos Comestíveis em Frutas**. Estudos Tecnológicos em Engenharia, Pelotas v. 8, n. 01, p. 8-15, 2013.

MACIEL, D. N.; CABRAL, J. C. & TEIXEIRA, N. C. **Flores Comestíveis: “Ingrediente com Sabor e Aroma”**. Revista Pensar Gastronomia, Minas Gerais, Sabará, v.3, n.2, 2017.

MALI, S.; EIRAS GROSSMANN, M. V.; YAMASHITA, F. **Filmes de amido: produção, propriedades e potencial de utilização**. Semina: Ciências Agrárias, 31(1), 2010.

MARIANO, F. A. C. **Influência de embalagens no processamento mínimo de cultivares de goiaba**. 65 f. Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Engenharia de Ilha Solteira, 2011.

MOREIRA, E. G. S.; SANCHES, A. G.; SILVA, M. B.; MACEDO, J.; COSTA, S. S. C.; CORDEIRO, C. A. M. Utilização de filme comestível na conservação pós-colheita do pimentão “MAGALI”. *Scientia Agraria Paranaensis*. Parana, v.16, n 1, p. 120-126, 2017.

NUNES, A. C. D.; NETO, A. F.; NASCIMENTO, I K. S.; OLIVEIRA, F. J. V. DE, & MESQUITA, R. V. C. **Armazenamento de mamão ‘formosa’ revestido à base de fécula de mandioca**. *Rev. de Ciências Agrárias*, Lisboa, v. 40, n. 1, p. 254-263, 2017.

ONIAS, E. A.; ROCHA, R. H. C.; LIMA, J. F.; ONIAS, E. A.; FURTUNATO, T. C. S. **Qualidade pós colheita de manga “Tommy Atkins” orgânica tratada com biofilmes enriquecidos com Spirulina platensis**. *Científica*, Jaboticabal, v.44, n.3, p.286-293, 2016.

ORTIZ-ZARAMA, M. A.; JIMÉNEZ, A. R.; SOLORZA-FERIA, J. **Obtainment and partial characterization of biodegradable gelatin film with tannic acid, bentonite and glycerol**. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, v. 96, n. 10, p. 3424-3431, 2016.

PIANA, M.; SILVA, M. A.; TREVISAN, G.; de BRUM, T. F.; SILVA, C. R.; BOLIGON, A. A.; OLIVEIRA, S. M.; ZADRA, M.; HOFFMEISTER, C.; ROSATTO, M. F.; TONELLO, R.; LAPORTA, L. V.; FREITAS, de R. B.; BELKE, B. V.; JESUS, R. da S.; FERREIRA, J.; ATHAYDE, M.R. **Antiinflammatory effects of Viola tricolor gel in a model of sunburn in rats and the gel stability study**. *J. Ethnopharmacol.*, v. 150, p. 458–465, 2013.

ROCHA, M. S.; FIGUEIREDO, R.W.; ARAÚJO, M. A. M.; MOREIRA, REGILDA S. R. A. **Caracterização físico-química e atividade antioxidante (in vitro) de frutos do Cerrado piauiense**. *Revista Brasileira de Fruticultura*, v.35, n.4, 2013.

ROP, O.; MLCEK, J.; JURIKOVA, T.; NEUGEBAUEROVA, J.; VABKOVA, J. **Edible flowers: a new promising source of mineral elements in human nutrition**. *Molecules*, v. 17, p. 6672-6683, 2012.

SILVA, L.T. **Revestimentos comestíveis à base de purê de manga e alginato de sódio para retenção de compostos voláteis em mangas minimamente processadas**. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) - Universidade Federal Rural do Semi-Árido, Mossoró, 2011.

Disponível em: <

<http://www2.ufersa.edu.br/portal/view/uploads/setores/82/Disserta%C3%A7%C3%A3o%20LAIANE%20TORRES%20SILVA.pdf> >.

SOARES, N. F. F.; SILVA, D. F. P.; CAMILLOTO, G. P.; OLIVEIRA, C. P.; PINHEIRO, N. M.; & MEDEIROS, E. A. A. **Uso de revestimento comestível e conservação pós-colheita de goiaba**. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 33(spe1), 281-289, 2011.

VIEIRA, P. M. **Avaliação da composição química, dos compostos bioativos e da atividade antioxidante em seis espécies de flores comestíveis**. Tese de Doutorado. Universidade estadual paulista “júlio de mesquita filho” Faculdade de Ciências Farmacêuticas, Araraquara,

SP. 2013. Disponível em:

<<https://repositorio.unesp.br/bitstream/handle/11449/100866/000726357.pdf?sequence=1>>.

VOON, H.C.; BHAT, R.; & RUSUL, G. **Flower extracts and their essential oils as potential antimicrobial agents for food uses and pharmaceutical applications.** Rev. Food Sci. F., v.11, p. 34-55, 2012.

VUKICS, V.; KERY, A.; BONN G. K.; GUTTMAN, A. **Major flavonoid components of heartsease (*Viola tricolor L.*) and their antioxidant activities.** Anal. Bioanal. Chem., v. 390, p. 1917-1925, 2008a.

VUKICS, V.; RINGER, T.; KERY, A.; BONN, G. K.; GUTTMAN, A. **Analysis of heartsease (*Viola tricolor L.*) flavonoid glycosides by micro-liquid chromatography coupled to multistage mass spectrometry.** J. Chromatogr., v. 1206, p. 11–20, 2008b.