

UNIVERSIDADE FEDERAL DE ALFENAS  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA E ENGENHARIA DE  
MATERIAIS

**PATRÍCIA BATTAGLINI FRANCO**

**DESENVOLVIMENTO E CARACTERIZAÇÃO DE MEMBRANAS DE QUITOSANA  
E CASCA DE BANANA VERDE PARA CICATRIZAÇÃO DE FERIDAS CUTÂNEAS**

Poços de Caldas/MG

2014

**PATRÍCIA BATTAGLINI FRANCO**

**DESENVOLVIMENTO E CARACTERIZAÇÃO DE MEMBRANAS DE QUITOSANA  
E CASCA DE BANANA VERDE PARA CICATRIZAÇÃO DE FERIDAS CUTÂNEAS**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de  
Alfenas (UNIFAL-MG), Campus Poços de Caldas, como  
parte dos requisitos para obtenção de título de Mestre em  
Ciência e Engenharia de Materiais.

Orientadora: Dra. Maria Gabriela Nogueira Campos  
Coorientador: Dr. Rodrigo Fernando Costa Marques

Poços de Caldas/MG

2014

Franco, Patrícia Battaglini.

Desenvolvimento e caracterização de membranas de quitosana e casca de banana verde para cicatrização de feridas cutâneas / Patrícia Battaglini Franco. – Poços de Caldas, 2014.

69 f. -

Orientadora: Maria Gabriela Nogueira Campos.

Dissertação (Mestrado em Ciência e Engenharia de Materiais) - Universidade Federal de Alfenas, Poços de Caldas, MG, 2014.

Bibliografia.

1. Casca de banana verde. 2. Quitosana. 3. Membranas. 4. Recobrimento de feridas. I. Campos, Maria Gabriela Nogueira. II. Título.

CDD: 620.11

**PATRÍCIA BATTAGLINI FRANCO**

**DESENVOLVIMENTO E CARACTERIZAÇÃO DE MEMBRANAS DE  
QUITOSANA E CASCA DE BANANA VERDE PARA CICATRIZAÇÃO  
DE FERIDAS CUTÂNEAS**

A banca examinadora abaixo-assinada, aprova a Dissertação apresentada como parte dos requisitos para obtenção do título de mestre em Ciência e Engenharia de Materiais, pelo Programa de Pós-Graduação em Ciência e Engenharia de Materiais da Universidade Federal de Alfenas.

Área de Concentração:  
Desenvolvimento, Caracterização e  
Aplicação de Materiais.

Aprovada em: 22 de julho de 2014.

  
Profa. Dra. Maria Gabriela Nogueira Campo

Instituição: Universidade Federal de Alfenas - UNIFAL-MG

  
Prof. Edivaldo Aparecido Nunes Martins

Instituição: Universidade Moura Lacerda

  
Profa. Dra. Neide Aparecida Mariano

Instituição: Universidade Federal de Alfenas - UNIFAL-MG

*Ao meu marido Sílvio,  
meus filhos Bruna e Lucas,  
pela paciência e pelo apoio.  
Aos meus pais, pelo incentivo  
e carinho sempre.*

## AGRADECIMENTOS

A minha orientadora e amiga Dra. Maria Gabriela Nogueira Campos, pela orientação, paciência e dedicação.

À equipe da UNIFAL-MG e do Programa de Pós Graduação em Ciência e Engenharia dos Materiais, por me possibilitarem desenvolver este trabalho.

Ao Engenheiro Marcos Guerra, da empresa M&G, pela realização das análises térmicas.

Ao meu coorientador Prof. Dr. Rodrigo Marques e à equipe do Instituto de Química da UNESP de Araraquara-SP, pelas análises de ângulo de contato e microscopia eletrônica.

Aos professores Dr. Tonon e Dr. Trevisan e a Ms. Elba Gois da UNIFAL-MG em Alfenas, pelo auxílio nas análises de FTIR.

Ao Prof. Dr. Gunther Brucha, pelo apoio nas análises microbiológicas.

À Profa. Dra. Mariana, ao Prof. Dr. Theo Kieckbusch, pela disponibilidade das análises de permeabilidade de vapor.

A minha amiga e professora Dra. Gisela Pizarro, pelo apoio.

A todos que contribuíram para a realização deste trabalho.

## RESUMO

Conhecida popularmente por sua capacidade cicatrizante, a casca de banana verde foi objeto de estudo deste trabalho para que juntamente com a quitosana, material amplamente estudado como biomaterial por suas propriedades cicatrizantes, anti-inflamatórias e antibacterianas, formasse uma membrana com aplicações em lesões cutâneas. O tratamento de feridas da pele (queimaduras, úlceras, feridas cirúrgicas e de diabetes) é um problema mundial devido às possíveis complicações decorrentes do processo de cicatrização, como infecções, septicemia e até o óbito. Este estudo fez-se interessante por ser a banana um fruto amplamente cultivado ao redor do mundo, assim como o fato de a quitosana ser derivada da quitina, um subproduto da indústria pesqueira, de modo que sua produção seja econômica e ambientalmente viável. Para a preparação das membranas a base de quitosana, foram estudados dois diferentes métodos de extração dos princípios ativos da casca de banana verde, o método da decocção e da secagem. Ambos os métodos apresentam bons resultados em relação às características mecânicas das membranas formadas, ressaltando-se que foi necessária a utilização de quantidades menores de pó obtido no método da secagem para que as membranas produzidas apresentassem uma textura melhor. No processo de cicatrização cutânea a região afetada deve ser mantida úmida, por isso foi feito o teste de comportamento hídrico das membranas, avaliando-se a porcentagem de intumescimento. Todas as membranas produzidas apresentaram elevada capacidade de intumescimento quando imersas em solução tampão de pH semelhante ao sangue, em temperaturas próximas a da temperatura corporal, 37° C. As membranas também apresentaram permeabilidade ao vapor d'água, sendo que a membrana preparada com casca de banana em pó, devido a maior presença de sólidos em suspensão, os quais aumentaram o volume livre entre as moléculas, possibilitou uma maior passagem de vapor d'água através da mesma. O caráter hidrofílico das membranas foi comprovado pelas análises de ângulo de contato. A temperatura de fusão,  $T_m$ , obtida por meio da análise de DSC, sugere que as membranas formadas com a casca em pó, têm um grau de cristalinidade menor que as demais. Ambos os métodos foram eficientes na preparação de membranas com resultado inibitório de crescimento das bactérias analisadas, *S. aureus* e *E. coli*. Conclui-se que os dois métodos estudados para extração dos metabólitos na casca de banana verde foram eficientes para formação de membranas com características adequadas para o uso em cicatrização de feridas cutâneas.

Palavras-chave: Casca de banana verde. Quitosana. Membranas. Recobrimento de feridas.

## ABSTRACT

Popularly known for its healing ability, the banana peel of the unripe fruit has been the object of this study forming a membrane to be used in skin injuries, together with chitosan, material widely studied as a biomaterial due to its healing properties, anti - inflammatory and antibacterial activity. The treatment of skin wounds (burns, ulcers, surgical wounds and diabetes) is a worldwide problem because of the possible complications of the healing process, such as infection, sepsis and even death. This study is interesting because banana is widely cultivated around the world, as well as the fact that chitosan is derived from chitin, a byproduct of the fishing industry, which makes its production economically and environmentally viable. For the preparation of the membranes based on chitosan, two different methods of extraction of the active principles from the unripe banana peels were studied, the method of drying and the method of decoction. Both methods have given good results in relation to the mechanical characteristics of the formed membranes, except the dried product that needs to have reduced the quantity of power in order to produce a membrane with a better consistency. In the wound healing process the affected area should be kept moist. The behavior of the membranes in pH similar to blood and at temperature near to body temperature was done measuring the percentage of swelling capacity. All the membranes showed swelling capacity and permeability to water vapor. The analysis of contact angle showed the hydrophilic nature of the membranes. The melting temperature,  $T_m$ , obtained by DSC analysis suggests that the membranes formed with the powder of the peels have a lower degree of crystallinity than the others. Both methods were efficient to prepare membranes that were able to inhibit the bacterial growth, *S. aureus* e *E. coli*. The conclusion is that the two methods studied for the extraction of metabolites of green banana peel were efficient for the formation of membranes capable to be used in wound healing characteristics.

Keywords: Unripe banana peel. Chitosan. Membranes. Wound dressing.



## LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Estrutura da (a) quitina, (b) quitosana e (c) celulose.....	19
Figura 2 - Estrutura química dos taninos condensados.....	22
Figura 3 - Banana ( <i>Musa spp.</i> ) nanica verde.....	23
Figura 4 - Escala de Maturação de bananas.....	24
Figura 5 - Produto do método de decocção - extratos do 1º e 3º dias.....	25
Figura 6 - Casca de banana verde em pó.....	26
Figura 7 - Análise granulométrica - fração acumulada de massa da amostra em pó da casca de banana.....	27
Figura 8 - Célula de permeação - teste de permeabilidade ao vapor d'água.....	34
Figura 9 - Características macroscópicas das membranas preparadas: M1(quitosana 2%), M2(extrato 1º dia), M3(extrato 3º dia), M4 (pó da casca 2% sem filtração), M5(pó da casca 2% com filtração).....	38
Figura 10 - Características macroscópicas das membranas feitas com pó na granulometria do mesh 40, M6 (pó de casca 2%), M7 (pó de casca 1%), M8 (pó de casca 0,5%), M9 (pó de casca 0,1%).....	39
Figura 11 - Características macroscópicas da membrana feita com pó na granulometria do coletor de peneiras (M10).....	39
Figura 12 - Micrografia obtida por MEV da membrana M1 (quitosana). ....	40
Figura 13 - Micrografia obtida por MEV da membrana M2 (extrato do 1º dia).....	41
Figura 14 - Micrografia obtida por MEV da membrana M3 (extrato do 3º dia).....	41
Figura 15 - Micrografia obtida por MEV da membrana M6 (casca em pó 2%).....	42
Figura 16 - Micrografia obtida por MEV da membrana M8 (da casca em pó 0,5%).	42
Figura 17 - Micrografia obtida por MEV da membrana M9 (casca em pó 0,1%)....	42
Figura 18 - Porcentagem de intumescimento das membranas a 18°C.....	45
Figura 19 - Porcentagem de intumescimento das membranas a 37°C.....	45
Figura 20 – Determinação do ângulo de contato (Tempo total 2'20'') .....	47
Figura 21 - Curva de calorimetria diferencial exploratória (DSC) para quitosana em pó.....	49
Figura 22 - Curva de calorimetria diferencial exploratória (DSC) para casca de banana em pó.....	49
Figura 23 - Curva de calorimetria diferencial exploratória (DSC) para membrana de quitosana (M1).....	50
Figura 24 - Curva de calorimetria diferencial exploratória (DSC) para membrana com extrato do 1º dia (M2).....	50
Figura 25 - Curva de calorimetria diferencial exploratória (DSC) para membrana com extrato do 3º dia (M3).....	51

Figura 26 - Curva de calorimetria diferencial exploratória (DSC) para membrana do pó da casca sem filtração (M4).....	51
Figura 27 - Curva de calorimetria diferencial exploratória (DSC) para membrana do pó da casca com filtração (M5).....	52
Figura 28 - Curva de calorimetria diferencial exploratória (DSC) para membrana do pó da casca 0,5% até 300°C com filtração (M5).....	52
Figura 29 – Resultado infravermelho por transformada de Fourier (FTIR), região 1.600 cm <sup>-1</sup> para CB (casca de banana em pó), M2 ( membrana 1° dia), M3 (membrana 3° dia) e M5 (membrana casca de banana em pó).....	54
Figura 30 – Resultado infravermelho por transformada de Fourier (FTIR), região 650-900 cm <sup>-1</sup> para CB (casca de banana em pó) e M2 (membrana 1° dia).....	54
Figura 31 – Resultado infravermelho por transformada de Fourier (FTIR), região 1320-1340 cm <sup>-1</sup> para CB (casca de banana em pó) e M2 (membrana 1° dia).....	55
Figura 32 - Resultado da atividade bacteriana para <i>Staphylococcus aureus</i> para as amostras B1 (controle), B2 (membrana M1), B3 (casca de banana em pó), B4 (membrana M2), B5 (membrana M3), B6 (membrana M8) e B7 (membrana M9).....	58
Figura 33 - Resultado da atividade bacteriana para <i>Escherichia coli</i> para as amostras B1 (controle), B2 (membrana M1), B3 (casca de banana em pó), B4 (membrana M2), B5 (membrana M3), B6 (membrana M8) e B7 (membrana M9).....	61
Figura 34 - Resultado infravermelho por transformada de Fourier (FTIR), região 500 a 4.000 cm <sup>-1</sup> , membrana de quitosana (M1), membrana 1° dia (M2), membrana 3° dia (M3), membrana da casca de banana em pó (M5) e casca de banana em pó (CB).....	69

## LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Análise granulométrica.....	26
Tabela 2 - Composição das membranas.....	29
Tabela 3 - Comparação dos aspectos macroscópicos das membranas.....	37
Tabela 4 - Espessura das membranas em $\mu\text{m}$ .....	43
Tabela 5 - Porcentagem de intumescimento.....	43
Tabela 6 - Resultado da análise de ângulo de contato para as membranas M1 (quitosana), M2 (extrato do 1º dia), M3 (extrato do 3º dia), M4 (pó da casca sem filtração) e M5 (pó da casca com filtração).....	47
Tabela 7 - Resultados da calorimetria diferencial exploratória (DSC).....	49
Tabela 8 - Permeabilidade ao vapor d'água (PVA).....	55
Tabela 9 - Teor de umidade das membranas.....	57

## LISTA DE QUADROS

Quadro 1 - Descrição dos testes microbiológicos.....	35
Quadro 2 - Resultado da atividade antibacteriana para a bactéria <i>Staphylococcus aureus</i> .....	57
Quadro 3 - Resultado da atividade antibacteriana para a bactéria <i>Escherichia coli</i> ...	60

## LISTA DE SIGLAS

ATR	- Acessório de reflexão total atenuada/Attenuated Total Reflectance
DSC	- Calorimetria diferencial exploratória/Differential scanning calorimetry
FTIR	- Infravermelho por transformada de Fourier/Fourier Transform Infrared
LB	- Meio de cultura Luria-Bertani
MEV	- Microscopia eletrônica de varredura
T <sub>m</sub>	- Temperatura de fusão cristalina
UFC	- Unidade Formadora de Colônia
UNESP	- Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”
UNICAMP	- Universidade Estadual de Campinas

## SUMÁRIO

<b>1</b>	<b>INTRODUÇÃO.....</b>	<b>12</b>
<b>2</b>	<b>DESENVOLVIMENTO.....</b>	<b>14</b>
2.1	REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	14
2.1.1	Tecido epitelial e cicatrização.....	14
2.1.2	Curativos.....	15
2.1.3	Biomateriais.....	17
2.1.4	Quitosana.....	18
2.1.5	Casca de banana verde.....	20
<b>3</b>	<b>MATERIAIS E MÉTODOS.....</b>	<b>23</b>
3.1	QUITOSANA.....	23
3.2	EXTRAÇÃO DOS COMPOSTOS DA CASCA DE BANANA VERDE.....	23
3.2.1	Método de decocção.....	24
3.2.2	Método de secagem da casca.....	25
3.3	PREPARAÇÃO DAS MEMBRANAS.....	27
3.4	CARACTERIZAÇÃO DAS MEMBRANAS.....	29
3.4.1	Análise macroscópica.....	29
3.4.2	Análise morfológica.....	29
3.4.3	Espessura.....	30
3.4.4	Comportamento hídrico (Swelling Behavior).....	30
3.4.5	Ângulo de contato.....	31
3.4.6	Análise térmica.....	31
3.4.7	Análise de infravermelho (FTIR).....	32
3.4.8	Permeabilidade ao vapor de água.....	33
3.4.9	Umidade.....	34
3.4.10	Atividade antibacteriana.....	35
<b>4</b>	<b>RESULTADOS E DISCUSSÃO.....</b>	<b>36</b>
4.1	CARACTERÍSTICAS MACROSCÓPICAS DAS MEMBRANAS.....	36
4.2	ANÁLISE MORFOLÓGICA.....	40
4.3	ESPESSURA.....	43
4.4	COMPORTAMENTO HÍDRICO.....	43
4.5	ÂNGULO DE CONTATO.....	46
4.6	ANÁLISE TÉRMICA.....	48
4.7	ANÁLISE DE INFRAVERMELHO.....	53
4.8	PERMEABILIDADE AO VAPOR D'ÁGUA.....	55
4.9	UMIDADE.....	56
4.10	ATIVIDADE ANTIBACTERIANA.....	57
<b>5</b>	<b>CONCLUSÃO.....</b>	<b>62</b>
<b>6</b>	<b>SUGESTÃO PARA TRABALHOS FUTUROS.....</b>	<b>63</b>
	<b>REFERÊNCIAS.....</b>	<b>64</b>
	<b>APÊNDICE.....</b>	<b>68</b>

## 1 INTRODUÇÃO

Este trabalho experimental consistiu no desenvolvimento e caracterização de membranas utilizando quitosana e casca de banana verde para auxiliar no processo de cicatrização de feridas na pele, como alternativa de baixo custo, uma vez que tanto a quitosana como a casca da banana verde estão amplamente disponíveis no Brasil.

A utilização de produtos naturais no processo de cicatrização é feita desde os primórdios da humanidade. Um curativo deve apresentar absorvência, propriedades de barreira e efeito antibacteriano, conforme observado nos conceitos de curativos à base de linho, gordura animal e mel, descritos nos manuscritos dos antigos egípcios (MALAGUTTI; KAKIHARA, 2010).

Para desenvolvimento de curativos, segundo Malagutti e Kakihara (2010), devem ser levadas em consideração as necessidades de uma ferida em relação ao ambiente local: níveis adequados de hidratação, isolamento térmico pela evaporação, permanecer livre de material estranho e de tecido necrótico, manter controle de bactéria e níveis ótimos de pH. A capacidade de manter úmida a região de cicatrização de uma lesão cutânea deve ser avaliada em uma membrana, por causa da grande importância da umidade na ação das enzimas que atuam no processo cicatrizante.

As feridas cutâneas acometem inúmeras pessoas no Brasil e no mundo, provocadas por queimaduras, infecções crônicas, insuficiência vascular, diabetes e hipertensão, inclusive podendo levar o paciente a morte, em consequência da perda de grandes áreas da pele (ADAM et al., 1999). O interesse pela obtenção de novos tratamentos que permitam uma melhor cicatrização em um menor tempo é evidente. Entretanto, este deve ser economicamente viável de maneira a atender toda a população.

Para a obtenção da membrana foi usada a quitosana, um biopolímero derivado de um subproduto da indústria pesqueira. Esse biomaterial, além de outros, tem sido pesquisado como acelerador de processos de cicatrização e oferece vantagem nas aplicações biomédicas por sua excelente biocompatibilidade e facilidade de biodegradação por meio de mecanismos enzimáticos e hidrolíticos do corpo humano (NAIR; LAURENCIN, 2005). Associado à quitosana utilizou-se casca de banana verde.

A banana é produzida em várias regiões do mundo, sendo a produção total aproximada de 86 milhões de toneladas por ano da fruta. O Brasil é o quarto maior produtor, em torno de sete milhões de toneladas por ano do fruto, com essa cultura ocupando o segundo lugar em

volume de frutas produzidas no país (PIMENTEL et al., 2010). A casca, também um subproduto da utilização industrial da banana, corresponde a cerca de 30% a 40% do peso da fruta, ou seja, cerca de 30 milhões de toneladas descartadas no mundo.

A casca de banana (*Musa* spp.) verde, pouco estudada atualmente, possui um efeito cicatrizante aparentemente devido aos taninos presentes na casca verde. Lino et al. (2011) produziu um gel que comprovou as propriedades anti-inflamatórias, antimicrobianas e cicatrizantes dos taninos da casca de banana verde.

Tendo em vista as características apresentadas e o fato de não terem sido encontrados estudos publicados sobre uma membrana produzida com quitosana e casca de banana verde, ambas de baixo custo e com propriedades interessantes para cicatrização das feridas, o objetivo geral deste trabalho foi desenvolver e caracterizar membranas à base de quitosana e casca de banana (*Musa* spp.) verde para cicatrização de feridas cutâneas, usando-se a banana nanica por ser produzida na região. Em específico, objetiva-se a obtenção da melhor formulação para a membrana, a definição do melhor método de extração dos componentes ativos da casca de banana verde e a análise da morfologia e dos comportamentos hídrico, térmico e antibacteriano das membranas obtidas.



## 2 DESENVOLVIMENTO

### 2.1 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

#### 2.1.1 Pele e cicatrização

A pele é o maior órgão do corpo humano, chegando a 16% do peso corporal. Por causa da sua composição química e resistência física, ela possui uma importante função de proteger o organismo contra agentes físicos, químicos e organismos patógenos, além de garantir a homeostase de líquidos e minerais por meio do suor, atuar na secreção e excreção de moléculas endógenas e participar da regulação térmica (BOROJEVIC; SERRICELLA, 1999).

As camadas da pele são a derme e a epiderme. A epiderme é um importante órgão sensorial, constituída das camadas basal, espinhosa, granulosa, lúcida e córnea. Já na derme estão presentes os vasos sanguíneos, linfáticos, folículos pilosos, glândulas sudoríparas e sebáceas, pelos e terminações nervosas. (MALAGUTTI; KAKIHARA, 2010).

A pele é o órgão acometido por feridas e quando lesada requer reparação. Ferida é definida como a interrupção na continuidade de um tecido, em maior ou menor extensão, causada por qualquer tipo de trauma físico, químico, mecânico ou provocado por uma afecção clínica, que, uma vez desencadeada, ativa as defesas orgânicas para o contra-ataque. (MALAGUTTI; KAKIHARA, 2010).

A cicatrização pode ser entendida como um conjunto de processos que se iniciam logo após a ocorrência de uma lesão, em perfeita e coordenada cascata de eventos celulares, moleculares e bioquímicos que interagem para que ocorra a reconstituição epitelial (CAMPOS; FRANCO; GROTH, 2007). Ela é uma resposta inflamatória aguda, com edema e formação de exsudado seroso, provocando morte celular, ruptura dos vasos sanguíneos, seguidos por coagulação e alteração da vascularização (ALVES; MACHADO; NORONHA, 2011).

Campos, Franco e Groth (2007) descreveram três fases de cicatrização, a fase inflamatória, a fase proliferativa e a fase de maturação ou remodelamento. A fase inflamatória se inicia imediatamente após a lesão com vasodilatação e aumento de permeabilidade vascular para a migração de neutrófilos para a ferida, que produzem radicais livres que auxiliam na destruição bacteriana, sendo substituídos gradativamente pelos macrófagos, fundamentais para a transição para a fase seguinte. A fase proliferativa que se inicia ao redor do 4º dia após a lesão e se estende até o término da segunda semana é constituída por quatro etapas:

epitelização, angiogênese, formação de tecido de granulação e depósito de colágeno. A fase de maturação ou remodelamento consiste na deposição do colágeno de maneira organizada.

Segundo Malagutti e Kakihara (2010), o fechamento das feridas no processo de cicatrização pode ocorrer de diferentes formas: primeira intenção (uma cicatrização sem complicações), segunda intenção (antes de infecção, com cicatrização de dentro para fora) e terceira intenção (de forma mais lenta pela má cicatrização por primeira intenção e processos infecciosos no local).

No processo de cicatrização, as crostas aparecem após a lesão, que auxiliam a contenção da hemorragia e protegem o ferimento de contaminações externas. As feridas ulcerativas podem apresentar situações diversas em relação a sua condição de umidade, tais como: leito ressecado, com exsudação leve, moderada ou alta e muitas vezes mau odor. (MALAGUTTI; KAKIHARA, 2010).

A cicatrização é prejudicada tanto pelo excesso de exsudação, o qual aumenta a chance de colonização bacteriana, quanto pelo leito ressecado. Uma ferida seca favorece a desvitalização dos tecidos e exige maior atividade metabólica, sendo necessário mais tempo para cura, por causa da necessidade de umidade para a ação das enzimas. Colagenases e proteinases possibilitam a migração de células, epitelização, para as áreas úmidas da ferida, onde está presente a fibrina. Ou seja, quando uma ferida está seca, as células epiteliais necessitam de uma penetração maior na lesão, aumentando o tempo de cicatrização. A crosta também dificulta a visualização do processo de cicatrização e pode impedir o diagnóstico precoce de infecções (ALVES; MACHADO; NORONHA, 2011).

A contaminação das feridas por micro-organismos deve ser evitada e combatida. Feridas ulcerativas podem ser colonizadas por múltiplas espécies de bactérias, tanto gram-positivas quanto gram-negativas. As bactérias *Escherichia coli* e *Staphylococcus aureus* são micro-organismos patógenos, importantes em contaminação de feridas (CAMPOS et al., 2006).

### 2.1.2 Curativos

Durante o processo de cicatrização cutânea, curativos são usados para a regeneração dos tecidos da derme e epiderme (MOGOSANU; GRUMEZESCU, 2014).

Para o desenvolvimento de novos curativos são utilizados conceitos baseados nos manuscritos egípcios que descreviam sobre curativos compostos por linho (fibra vegetais), óleos (gordura animal) e mel. Acredita-se que o linho tenha sido usado por sua absorvência, os óleos, por suas propriedades de barreira e o mel, pelo seu efeito antibacteriano (MALAGUTTI; KAKIHARA, 2010).

A escolha do curativo ideal é importantíssima, pois a seleção inadequada de um curativo ou seu manuseio errado ou até mesmo a alergia a algum componente do produto podem retardar o processo de cicatrização (MALAGUTTI; KAKIHARA, 2010).

Segundo Malagutti e Kakhara (2010), as feridas devem ser mantidas em um regime de umidade ótima, um objetivo complexo. Para tal fim, podem ser usados curativos oclusivos e semioclusivos, dependendo da fase e do grau de exsudação da ferida. Ainda conforme os autores, esses curativos pertencem a três categorias em relação aos seus efeitos no nível de umidade do tecido: curativos que absorvem o excesso de exsudado, os que mantêm a umidade existente e aqueles que acrescentam umidade ao tecido (MALAGUTTI; KAKHIARA, 2010).

Os curativos oclusivos criam e mantêm uma hidratação ideal para o processo de cicatrização, pois oferecem cobertura, reduzem a dor, protegem a ferida de infecção, ajudam a controlar a exsudação, promovem o desbridamento hídrico, a hemostasia e o preenchimento de espaços vazios em caso de feridas cavitárias, além de possibilitar mais conforto ao paciente por causa da necessidade menos frequente de troca (MALAGUTTI; KAKIHARA, 2010).

O tipo de ferida, a fase da cicatrização e o grau de exsudação definem o tipo de curativo a ser usado. Ressaltando-se que existem vários tipos de curativos oclusivos e semioclusivos no mercado, e cada um apresenta vantagens e desvantagens para cada caso (MALAGUTTI; KAKIHARA, 2010).

Segundo Mogosanu e Grumezescu (2014), vários produtos são usados como curativos passivos, ou seja, essenciais para a manutenção da umidade ideal na estimulação de cicatrização de feridas, podendo ser citados como exemplos as gazes, hidrogéis, hidrocoloides e filmes transparentes, dentre outros.

Algumas características, descritas por Malagutti e Kakhara (2010), são analisadas como critério de escolha do curativo ideal, tais como: custo e acessibilidade, capacidade de absorção, proteção contra contaminação, manutenção do ambiente úmido, frequência de troca, capacidade de aliviar a dor, se são isolantes térmicos, filtro de odores, se são termolábeis, se podem se desnaturar, maleabilidade, transparência, entre outros.

### 2.1.3 Biomateriais

Biocompatibilidade é o pré-requisito essencial para que um material se classifique como biomaterial, já que este tem por função tratar, aumentar ou substituir qualquer tecido, órgão ou função do corpo. Para ser biocompatível, um material deve receber uma resposta positiva do seu hospedeiro para determinadas aplicações (NAIR; LAURENCIN, 2005).

Entre os materiais considerados biomateriais, encontram-se os clássicos, que são os metais, cerâmicas, vidros e polímeros, desenvolvidos para reparar e/ou reconstituir partes ou funções do organismo humano. Os polímeros têm recebido mais atenção dos médicos, em razão de sua flexibilidade, permitindo assim sintetizá-los de acordo com as propriedades físicas e mecânicas de vários tecidos ou órgãos do corpo (NAIR; LAURENCIN, 2005).

Ainda segundo Nair e Laurencin (2005), polímeros biodegradáveis são aqueles que se degradam tanto *in vitro* quanto *in vivo*, em produtos que são metabólitos normais do organismo e podem ser eliminados facilmente pelo corpo humano. Os polímeros biodegradáveis podem ser classificados em sintéticos ou naturais, e estes últimos apresentam a vantagem de serem mais biocompatíveis e menos tóxicos. Todavia, os polímeros naturais têm algumas desvantagens, como instabilidade do material, risco de infecções e variações de entre os lotes.

Segundo Croiser e Jérôme (2013), nos últimos anos têm-se tentado substituir os materiais derivados do petróleo por produtos renováveis e provenientes de fontes naturais. Polímeros naturais abundantemente encontrados na natureza, tais quais amidos, colágeno, celulose e quitina, entre outros, representam soluções para redução da dependência dos materiais fósseis e conseqüentemente redução do impacto ambiental.

Os biomateriais usados no recobrimento de feridas têm como função, dentre outras, proteger a ferida da perda de fluidos e proteínas, prevenir a invasão de bactérias, melhorar e estimular o processo de cicatrização, promover adequadas trocas gasosas e de calor com o ambiente externo e ser biocompatível e não tóxico para melhorar a qualidade de vida do paciente. Os biomateriais usados atualmente em feridas cutâneas têm se apresentado de quatro formas: filmes, espumas, géis ou compósitos que devem apresentar, como características importantes, transparência, flexibilidade e capacidade de se moldar à lesão, durabilidade, resistência mecânica, permeabilidade ao vapor d'água e ao oxigênio, impermeabilidade aos micro-organismos e pequena espessura (CRAVEIRO, 1999).

Em alguns casos, por exemplo, nas feridas da pele, os biomateriais utilizados devem preencher temporariamente a região afetada, até a recomposição do tecido, e são denominados temporários. Em outros casos, por exemplo, nas próteses substitutas de válvulas cardíacas, articulações, dentre outros, os biomateriais permanentes são usados na substituição por tempo indeterminado do tecido lesado (TORMALA; POHJONEN; ROKKANEN, 1998).

#### 2.1.4 Quitosana

Obtida geralmente da desacetilação da quitina, polissacarídeo extraído principalmente do exoesqueleto de crustáceos e insetos, a quitosana também pode ser encontrada naturalmente em fungos pertencentes aos gêneros *Mucor* e *Zygomycetes*. A quitosana é um copolímero linear (Figura 1), com ligação  $\beta$ -1,4, junção entre glucosamina (2-amino-2-desoxi- $\beta$ -D-glucose) e quantidades menores de N-acetilglucosamina (NASCIMENTO et al., 2009).

Subproduto da indústria pesqueira, a reutilização da quitina é muito importante do ponto de vista ambiental e econômico, pois elimina esse resíduo e reduz os custos da indústria da pesca, além de evitar a contaminação do solo. Nas carapaças de caranguejos e camarões, a quitina está associada a proteínas, materiais inorgânicos, pigmentos e lipídeos. O exoesqueleto dos crustáceos pode apresentar entre 15% a 20% de quitina, 25% a 40% de proteínas e 40% a 55% de carbonato de cálcio (MATHUR; NARANG, 1990).

A desacetilação da quitina, polissacarídeo linear, em soluções alcalinas produz a quitosana, onde os grupamentos acetamido (-NHCOCH<sub>3</sub>) da quitina são transformados em grupos amino (-NH<sub>2</sub>) em graus variados. Estruturalmente, a quitina é semelhante à celulose, representadas na Figura 1, cuja diferença está no carbono-2, no qual se encontra ligado um grupo OH na celulose e o grupo acetilado na quitina (-NHCOCH<sub>3</sub>) (MATHUR; NARANG, 1990).

A quitosana, nos últimos anos, tem recebido uma atenção especial por ser biodegradável, biocompatível, não tóxica, ter propriedades antimicrobianas e antifúngicas, ser hemostática, além de possuir a função analgésica. Vários estudos têm mostrado a atividade da quitosana no processo de cicatrização de feridas. Ela estimula a atividade de macrófagos e fibroblastos sobre o processo, resultando em uma maior formação de tecido de granulação. Com todas essas características, somando-se ao fato de ser capaz de formar géis em soluções levemente ácidas, a quitosana apresenta diversas aplicações, especialmente nas áreas de

farmácia, alimentação e cosméticos (SILVA, H. et al., 2006; ADAM et al., 2007; NASCIMENTO et al., 2009).

Por ser biodegradável, a quitosana é naturalmente degradada no organismo, pois os monômeros e oligômeros da glucosamina participam do metabolismo do ser humano (CRAVEIRO, 1999).

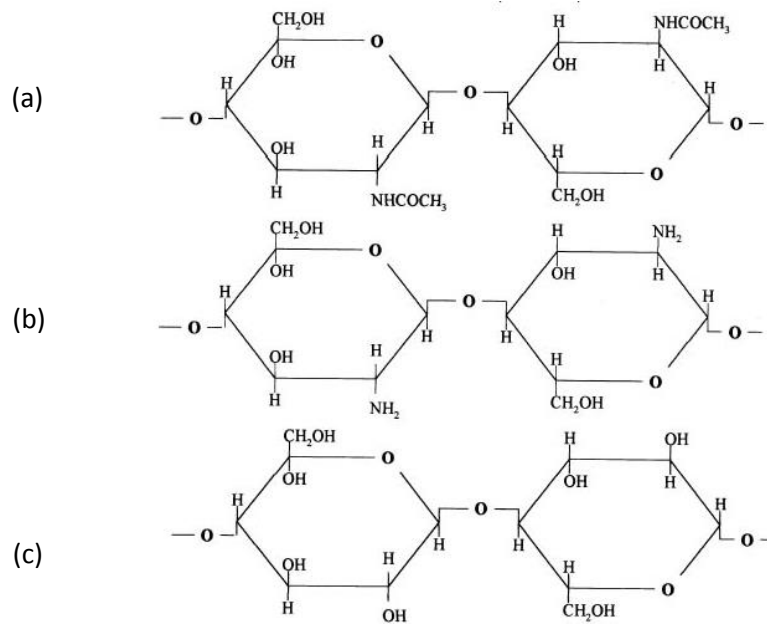


Figura 1 - Estrutura da (a) quitina, (b) quitosana e (c) celulose.  
Fonte: PONCE-JIMÉNEZ (2002, p. 244).

Dallan (2005), em seu estudo, encontrou uma única membrana de quitosana comercialmente disponível na época para o tratamento de ferimento ou queimaduras, a Chitoderm®, produzida pela Oligopharm Co. Ltd. (Nizhni Novgorod, Rússia). No Brasil, Dallan (2005) encontrou somente o curativo HemoBand®, produzido pela Polymar (Fortaleza, CE), como biomaterial à base de quitosana não comercializado ainda, com indicações de uso como agente hemostático e não para tratamento de feridas. Ainda segundo Dallan (2005), a baixa toxicidade da quitina e/ou seus derivados pode ser verificada na administração de produtos via oral para emagrecimento, amplamente comercializados.

Vários trabalhos sobre o desenvolvimento de membranas à base de quitosana estão disponíveis na literatura. Uma membrana assimétrica de quitosana composta de duas camadas, sendo uma densa e outra porosa, foi desenvolvida por MI et al. (2011). Silva et al. (2004) usaram o glutaraldeído como agente reticulador de membranas de quitosana. Lin-

Gibson et al. (2003) e Welsh et al. (2002) investigaram a cinética da reação de reticulação da quitosana com o hexametileno diisocianato nas fases líquidas e sólidas para serem usadas no recobrimento de feridas.

Essas membranas à base de quitosana também têm sido amplamente estudadas como suporte para liberação controlada de drogas, normalmente antibióticos, usados para controlar ou impedir a contaminação das feridas por micro-organismos.

Outros trabalhos têm estudado blendas poliméricas de quitosana com polímeros naturais, como o colágeno, o alginato e ácido hialurônico. Entretanto, não foi encontrado trabalho associando membranas de quitosana e casca de banana para cicatrização de feridas.

#### 2.1.5 Casca de banana verde

A banana, original da Ásia, é amplamente cultivada em vários países, incluindo o Brasil. Além de ter grande importância nutricional nas dietas, é usada no tratamento de distúrbios gastrointestinais e sua casca comumente usada no tratamento de feridas, especialmente nas fissuras mamárias decorrente da amamentação (LINO et al., 2011).

A casca da banana, que corresponde a cerca de 30% a 40% do peso total da fruta, é usada para produção de adubo, ração animal, além da produção de proteínas, etanol, metanol, pectina e enzimas. Seus principais constituintes, segundo a USP (2013), são: celulose, hemicelulose, pectina, clorofila e outros compostos de baixo peso molecular, chamados de metabólitos secundários.

Para Maina, Heide e Shagal (2012), a casca de banana verde apresenta teores de carboidratos e umidades menores do que a casca do fruto maduro, enquanto que o teor de cinzas e fibras é maior enquanto que o teor de lipídeos e proteínas não apresenta variação significativa. Encontraram em seu trabalho os seguintes componentes nutricionais para a casca de banana verde: umidade (73%), carboidratos (16%), fibras (5,8%), teor de cinzas (2,7%), proteínas (2,63%) e lipídeos (0,12%), e os seguintes componentes não essenciais: oxalatos (157 mg/g), taninos (5,86 mg/g) e fitatos (285 mg/g).

A casca de banana apresenta, de maneira geral, maior quantidade de componentes não essenciais, metabólitos secundários, que a polpa. Os teores de taninos, oxalatos e fitatos são mais elevados na casca verde de banana quando comparados com a casca madura (MAINA; HEIDE; SHAGAL, 2012).

Os metabólitos secundários não estão distribuídos uniformemente pelas plantas e são responsáveis pela sobrevivência e propagação das plantas que os produzem. São produzidos no interior das células e estocados nos vacúolos, para que não entrem em contato com o citoplasma. Os compostos fenólicos, que são os compostos metabólicos secundários mais estudados dos vegetais, incluem os flavonoides, os taninos, as ligninas e o ácido salicílico. Os taninos, responsáveis pela sensação de adstringência dos vegetais aos serem ingeridos, servem como defesa da planta contra o ataque de insetos, os quais não são capazes de digeri-los. O teor e espécie de taninos variam não só de um vegetal para outro, mas como de uma parte a outra da mesma planta.

De acordo com Lino et al. (2011), a ação anti-inflamatória, antimicrobiana e cicatrizante das plantas está relacionada aos taninos e flavonoides. No entanto, os autores concluíram em seu trabalho que, pelo método de decocção, utilizado para extração dos compostos ativos da casca da banana verde, extraíram-se somente taninos, indicando ausência de flavonoides no gel produzido, o qual apresentou propriedades anti-inflamatórias e antimicrobiana em ratos. Portanto, segundo Lino et al. (2011), a propriedade de cura da casca de banana está relacionada com a presença de taninos no epicarpo da fruta.

Os taninos são grupos fenólicos, com propriedades adstringentes, muito reativos quimicamente, formando ligações de hidrogênio intra e intermoleculares. São considerados nutricionalmente não interessantes porque precipitam proteínas, inibem enzimas digestivas e afetam a utilização de vitaminas e minerais, podendo em alta concentração causar câncer de bochecha e de estômago (MONTEIRO et al., 2005). Porém essa capacidade de precipitar proteínas é importante no processo de cicatrização de feridas, pela formação de uma camada protetora de complexo tanino-proteína e/ou polissacarídeo (LINO et al., 2011; MONTEIRO et al., 2005), que impermeabiliza as camadas mais expostas da pele e mucosas, protegendo as camadas subjacentes, podendo, logo abaixo dessa camada, o processo curativo ocorrer naturalmente.

Ainda segundo Monteiro et al. (2005), uma série de bactérias é sensível aos taninos, dentre elas, *S. aureus*, importante micro-organismo encontrado na pele. Portanto, por causa da precipitação de proteínas, os taninos possuem ação antifúngica e antibacteriana. Lino et al. (2011) também encontraram atividade antibacteriana para as bactérias *Escherichia coli* e *Staphylococcus aureus*, no extrato alcoólico da fruta. Tais bactérias podem ser encontradas facilmente em feridas de pele, uma vez que esta perde sua barreira de proteção e assim sofre maior exposição ao meio externo.



Os taninos são facilmente oxidáveis tanto por enzimas vegetais, polifenoloxidase, quanto por metais, como cloreto férrico, provocando o escurecimento de seus produtos.

Os taninos são classificados em dois grupos: taninos hidrolisáveis e taninos condensados. Segundo Battestin, Matsuda e Macedo (2004), os taninos condensados, representados na Figura 2, são responsáveis pela adstringência de frutas, sucos e vinhos, e em muitos casos são compostos bioativos em plantas medicinais.

Conforme Von Atzingen et al. (2001), a cicatrização de feridas pelo uso do gel da casca de banana verde seria um processo de cicatrização por segunda intenção, não muito estudado ainda.

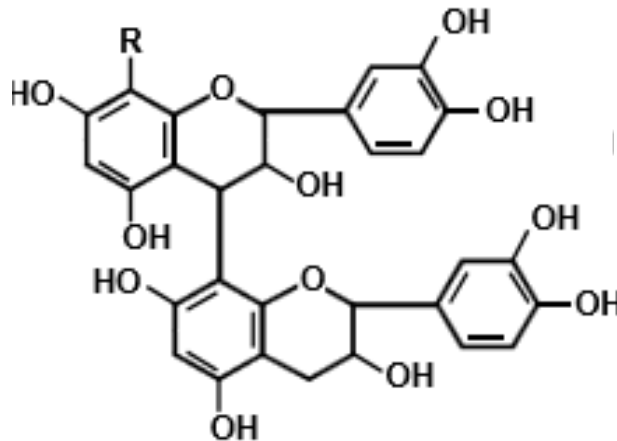


Figura 2 - Estrutura química dos taninos condensados.  
Fonte: Battestin, Matsuda e Macedo (2004, p.74).

### 3 MATERIAIS E MÉTODOS

#### 3.1 QUITOSANA

A quitosana em pó de alto peso molecular produzida pela Sigma/Aldrich (419419-250G - USA) com grau de desacetilação maior que 75% foi utilizada neste trabalho.

#### 3.2 EXTRAÇÃO DOS COMPOSTOS ATIVOS DA CASCA DE BANANA VERDE

Foram utilizadas bananas (*Musa* spp.) nanicas verdes (Figura 3), classificadas como categoria 1 na escala de maturação de acordo com Von Loeseck (1950), (Figura 4). Para a extração dos compostos ativos da casca, dois métodos (a decocção e a secagem da casca) foram testados. Os ensaios foram realizados na mesma data e com o mesmo lote de banana, a fim de se eliminar as variações do processo, principalmente com relação ao grau de maturação, sendo possível avaliar a eficiência de cada um no que tange a extração dos compostos ativos da casca.



Figura 3 - Banana (*Musa* spp.)  
nanica verde.

Fonte: Da autora.

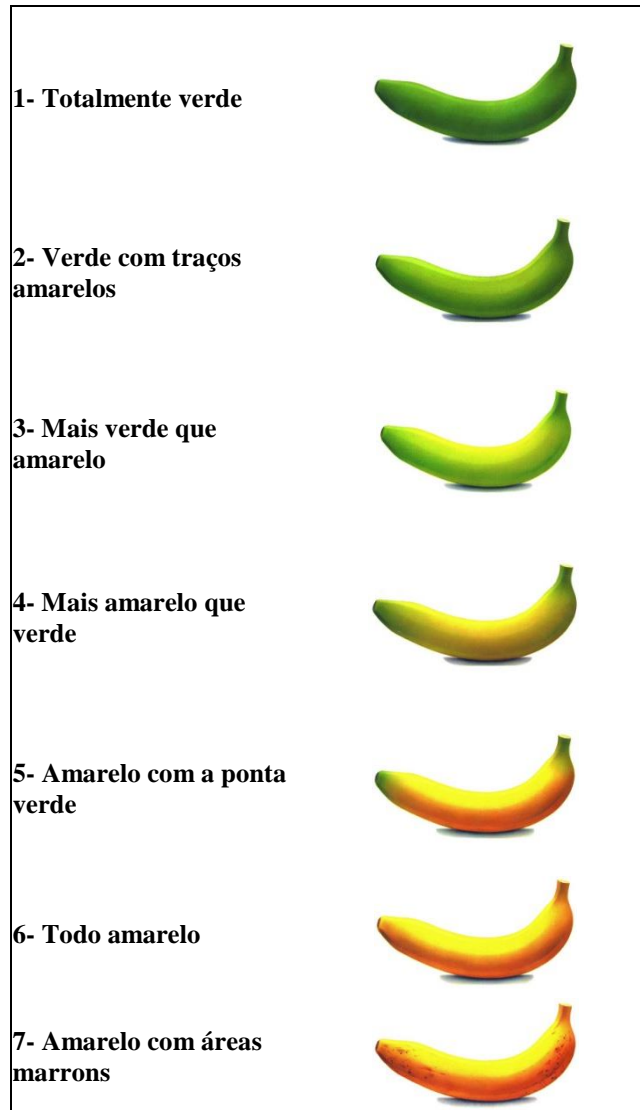


Figura 4 - Escala de Maturação de bananas.

Fonte: Von Loesecke (1950, p. 108).

### 3.2.1 Método de decocção

Para o método de decocção, ebulição da casca do vegetal em água, realizou-se o procedimento descrito por Lino et al. (2011). Iniciou-se com a lavagem dos frutos verdes em água corrente, seguida da retirada da casca. A polpa foi descartada e 250 g de casca foram imersas em hipoclorito de sódio 1% por 15 minutos para desinfecção. Antes de prosseguir, a casca foi lavada em água corrente. Iniciou-se a fervura da mesma usando 1 litro de água destilada fervente, adaptado do método de Lino et al. (2011), com o intuito de obter um extrato mais concentrado. O tempo de fervura foi de 2 horas. Armazenou-se sob a refrigeração, aproximadamente 4°C, por um período de 24 horas. No dia seguinte, o produto

foi filtrado, obtendo o extrato do primeiro dia, conforme mostrado na Figura 5, que foi reservado para preparação da membrana. Na sequência, a casca passou novamente pelo processo de cocção em 1 litro de água destilada fervente por 2 horas. Para a máxima extração dos metabólitos do vegetal, esse processo foi repetido por mais um dia, resultando, no final, extratos do 1º, 2º e 3º dia. Na preparação das membranas, foram utilizados extratos do 1º e 3º dia, para comparação da eficiência da extração entre a primeira cocção e a decocção por mais dois dias.

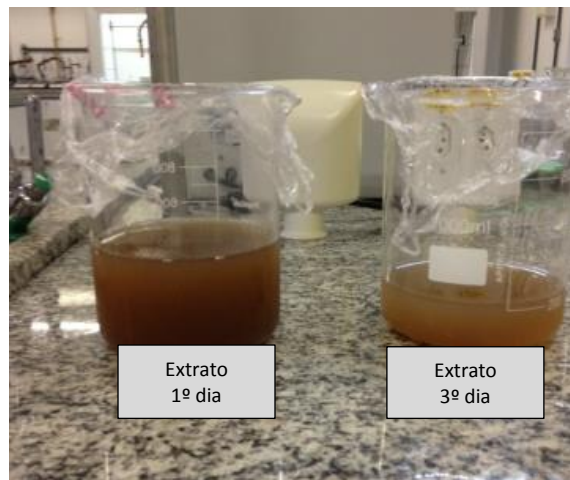


Figura 5 - Produto do método de decocção - extratos do 1º e 3º dias.

Fonte: Da autora.

### 3.2.2 Método de secagem da casca

O método de secagem da casca de banana verde, realizado neste trabalho, foi baseado nos métodos de fabricação de farinha do fruto da banana descritos por Borges, Pereira e Lucena (2009). Para o método de secagem, os frutos foram lavados em água corrente, a casca foi removida e as polpas descartadas. Foram pesados 250 g de epicarpo e imersos em hipoclorito de sódio 1% durante 15 minutos, para desinfecção. Em seguida, as cascas foram lavadas em água corrente e secas em papel toalha. A casca foi então cortada em cubos (de aproximadamente 1 cm<sup>2</sup>) e colocados em uma estufa a 70°C com circulação forçada de ar durante 24 horas. O produto seco foi triturado e peneirado (Figura 6). Na segunda etapa do trabalho, foi feita uma análise granulométrica, passando o produto em peneiras com diferentes diâmetros, o que possibilitou a classificação do produto em relação à granulometria das partículas. Foram usadas peneiras de *mesh* 10, 24, 28, 40 e 50. Foi feita a pesagem da

quantidade de amostra residual em cada peneira para fazer a distribuição granulométrica e avaliar a porcentagem de massa retida em cada diâmetro de peneira usada.



Figura 6 - Casca de banana verde em pó.  
Fonte: Da autora.

A distribuição granulométrica obtida para a casca de banana em pó pode ser observada na Tabela 4, a qual mostra o diâmetro médio das partículas, baseado no diâmetro de abertura das peneiras, assim como a fração em massa e a fração acumulada retida em cada peneira. De acordo com a Figura 17 e com a Tabela 4, observa-se que 96% das partículas da amostra apresentam diâmetro maior do que 0,5125 mm (*mesh* 40).

Tabela 1 - Análise granulométrica

<b>Mesh das peneiras</b>	<b>Diâmetro abertura da peneira (mm)</b>	<b>Diâmetro médio das partículas (mm)</b>	<b>Fração em massa (%)</b>	<b>Fração acumulada (%)</b>
10	1,7	2,031	24	24
14	1,18	1,44	28	52
28	0,6	0,89	28	80
40	0,425	0,5125	16	96
50	0,3	0,3625	2	98
Coletor	menor que 0,3		2	100

Fonte: Da autora.

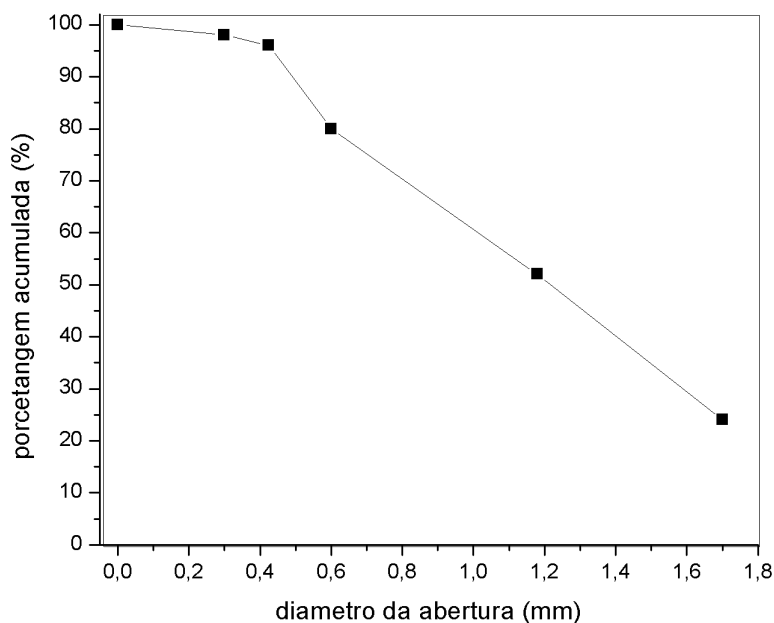


Figura 7 - Análise granulométrica - fração acumulada de massa da amostra em pó da casca de banana.

Fonte: Da autora.

### 3.3 PREPARAÇÃO DAS MEMBRANAS

As membranas foram obtidas pelo método de evaporação do solvente (*casting*), descrito por Santos, Campos e Innocentini-Mei (2006). Foram preparadas cinco formulações a partir de uma solução acidificada de quitosana a 2% (m/v), adicionadas de extratos de casca de banana verde, extraídos por dois métodos, segundo os itens a seguir, visando à obtenção da melhor formulação para as membranas. As diferentes formulações obtidas são descritas a seguir e resumidas na Tabela 1.

M1: foi feita uma membrana padrão, utilizando 98 mL de água destilada, 2 g de quitosana, adicionando-se, sob a agitação, 0,40 mL de ácido acético glacial 1M, abaixando o pH para valores entre 5 e 6, conferidos com fitas medidoras de pH, até a completa solubilização da quitosana e gelatinização da solução.

M2: 98 mL da solução extraída da casca de banana verde, no 1º dia do método de decocção, foram adicionados a 2 g de quitosana em pó e aproximadamente 0,85 mL de acético glacial, gota a gota, sob a agitação, obtendo-se valores de pH entre 5 e 6, conferidos com fitas medidoras de pH.

M3: a terceira membrana foi preparada de maneira idêntica à membrana M2, porém utilizando 98 mL de solução extraída da casca de banana verde no 3º dia. Foi necessária a adição de 0,50 mL de ácido acético glacial para a obtenção da mesma faixa de pH.

M4: para a preparação da quarta membrana, foram utilizados 2 g do extrato seco da casca de banana verde, obtido pelo método de secagem da casca, adicionados a 98 mL de água destilada, 2 g de quitosana em pó e 0,50 mL de ácido acético glacial, adicionados gota a gota até a obtenção da mesma faixa de pH, valores entre 5 e 6.

M5: foi feita uma quinta membrana de procedimento idêntico ao da membrana M4, porém se filtrando, com duas gazes, a solução de casca de banana em pó e água destilada, antes da adição de quitosana e ácido acético.

Todas as membranas foram feitas, em duplicatas, pelo método *casting*, vertendo-se cerca de 30 mL das soluções gelatinizadas, descritas anteriormente e na Tabela 1, em placas de Petri de polipropileno, 14 cm de diâmetro, que foram levadas para secagem em estufa com circulação de ar a 60°C por 4 horas.

Por causa das características inadequadas das membranas M4, na segunda etapa do trabalho, após a análise granulométrica do extrato seco, utilizou-se o pó da casca com a granulometria mais fina (diâmetro da partícula 0,5125mm) para preparação das seguintes membranas:

M6: para preparação dessa membrana foram usados 2% (m/v) da casca em pó, mesma porcentagem da M4 e M5, porém o pó mais fino, *mesh* 40;

M7: preparada igualmente à membrana M6, porém com 1% (m/v) de casca de banana em pó *mesh* 40;

M8: preparada igualmente à membrana M6, porém com 0,5 % (m/v) de casca de banana em pó *mesh* 40;

M9: preparada igualmente à membrana M6, porém com 0,1% (m/v) de casca de banana em pó *mesh* 40;

M10: usou-se 1% (m/v) de casca de banana em pó da porção de amostra retida no coletor das peneiras, diâmetro médio das partículas de 0,3625 mm.

As membranas M6, M7, M8, M9 e M10 foram preparadas da mesma maneira que a membrana M4 e suas composições estão resumidas na Tabela 1.

Tabela 2 - Composição das membranas

Membrana	Quitosana (g)	Água (mL)	Extrato 1º dia (mL)	Extrato 3º dia (mL)	Casca em pó (g)	Ácido acético (mL)
<b>M1</b>	2	98	-	-	-	0,40
<b>M2</b>	2	-	98	-	-	0,85
<b>M3</b>	2	-	-	98	-	0,50
<b>M4</b>	2	98	-	-	2 (sem filtração)	0,50
<b>M5</b>	2	98	-	-	2 (com filtração)	0,50
<b>M6</b>	2	98	-	-	2 ( <i>mesh</i> 40)	0,70
<b>M7</b>	2	98	-	-	1 ( <i>mesh</i> 40)	0,70
<b>M8</b>	2	98	-	-	0,5 ( <i>mesh</i> 40)	0,50
<b>M9</b>	2	98	-	-	0,1 ( <i>mesh</i> 40)	0,50
<b>M10</b>	2	98	-	-	1 (coletor)	0,50

Fonte: Da autora.

### 3.4 CARACTERIZAÇÃO DAS MEMBRANAS

#### 3.4.1 Análise macroscópica

A análise macroscópica foi realizada de forma subjetiva visando a observar nas membranas aspectos visuais, como cor, uniformidade (partículas dispersas homogeneamente pela membrana), transparência, presença ou ausência de bolhas e rachaduras, aspecto quebradiço, flexibilidade e facilidade de se desprender do suporte.

Para comparação foram usados os seguintes parâmetros: 0–ausência; X-pouco; XX-médio; XXX- intenso.

#### 3.4.2 Análise morfológica

A análise morfológica foi realizada por meio do microscópio eletrônico de varredura, JEOL JSM 7500-F Field Emission Scanning Electron Microscope, do laboratório de Instituto



de Química da Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” (UNESP), Araraquara, SP. Para tal análise, as amostras foram recobertas, para evitar o acúmulo de cargas negativas nas amostras não condutoras e conseqüentemente ocasionar uma distorção da imagem, com um filme ouro de espessura de 16 nm no Sputter Coater de marca Bal-Tec modelo SCD 050 por 60 segundos a uma pressão de operação de  $2 \times 10^{-2}$  Pa e temperatura de 24°C. As amostras foram colocadas no dessecador com cloreto de cálcio anidro por uma semana antes da análise morfológica.

### 3.4.3 Espessura

A espessura das membranas foi medida usando-se um micrômetro de bancada, Digimatic Micrometer, do laboratório da Faculdade de Engenharia Química da Universidade Estadual de Campinas (UNICAMP), Campinas, SP. Para cada amostra, mediu-se a espessura em cinco posições diferentes e obtendo-se a média. Tal procedimento foi realizado em triplicata.

### 3.4.4 Comportamento hídrico (Swelling Behavior)

As membranas preparadas foram cortadas em pedaços de aproximadamente  $1 \text{ cm}^2$ , o teste foi realizado em triplicata, e, antes de serem pesadas, foram colocadas em um dessecador com sílica por 24 horas. Após tal procedimento, foram imersas em solução-tampão fosfato (PBS) com pH 7,2, semelhante ao pH do sangue e armazenadas por 24 h ou 72 h em duas temperaturas distintas: 18°C/temperatura ambiente (RAY et al., 2010) e 37°C, para simular a temperatura corporal. Decorrido o tempo de ensaio, as membranas foram novamente pesadas, após a retirada do excesso de umidade, com papel-toalha, para cálculo da porcentagem de intumescimento (% S), por meio da equação (1), que relaciona a massa da amostra seca e a massa da amostra inchada, calculado pela média de três repetições.

$$\%S = \frac{W_s - W_d}{W_s} 100\% \quad (1)$$

Sendo:

Ws: a massa da amostra de ensaio inchada (g)

Wd: a massa da amostra de ensaio seco (g)

### 3.4.5 Ângulo de contato

A medida do ângulo de contato foi feita para avaliar a afinidade com a água, hidrofobicidade, importante parâmetro para cicatrização de feridas.

A determinação de ângulo de contato foi realizada no Instituto de Química da UNESP–Araraquara, SP, usando o equipamento Contact Angle System OCA – DataPhysics Software SCA20. Método: *Sessile drop - Laplace-Young Fitting*. Temperatura ambiente: 25°C. Temperatura da água deionizada: 24°C.

### 3.4.6 Análise térmica

A análise térmica foi realizada utilizando a técnica de calorimetria exploratória diferencial (DSC), que mede o fluxo de calor entre a amostra e um material termicamente inerte quando submetidos a uma variação de temperatura, sendo assim possível identificar e analisar as modificações ocorridas no estado físico da amostra. As análises foram realizadas no equipamento TA-Q100, rampa de 0°C a 150°C, com taxa de aquecimento 10°C/min., sob a atmosfera de nitrogênio líquido, do laboratório da empresa M&G de Poços de Caldas, MG.

Foram usadas as amostras de: quitosana em pó; casca de banana em pó; membrana de quitosana (M1); membrana extração 1° dia (M2); membrana extração 3° dia (M3); membrana pó da casca sem filtração (M4); e membrana pó da casca com filtração (M5).

Para confirmar que não haveria nenhum outro dado a ser extraído das curvas após 150°C, foram feitas análises das membranas M1, M2 e M8, aquecendo-se até 300°C.

O grau de cristalinidade (Xc) foi calculado a partir da equação (2) (TURI, 1981), baseado nos parâmetros obtidos na análise térmica:

$$X_c = \frac{\Delta H_m}{\Delta H^0_m} \times 100 \quad (2)$$

Sendo:

$X_c$ : a cristalinidade da amostra

$\Delta H_m$ : a entalpia de fusão experimental ( $Jg^{-1}$ )

$\Delta H^0_m$ : a entalpia de fusão da quitosana ( $Jg^{-1}$ )

### 3.4.7 Análise de infravermelho (FTIR)

As membranas produzidas foram analisadas por espectroscopia de infravermelho (infravermelho por transformada de Fourier - FTIR), técnica na qual a luz infravermelha é passada pela amostra possibilitando a identificação de compostos orgânicos e a investigação da composição de uma amostra. As membranas produzidas foram analisadas para identificar as possíveis interações entre a quitosana e os taninos da casca de banana verde, comparando-se os resultados da análise de FTIR da quitosana, da casca de banana verde em pó, da membrana de quitosana (M1) e das membranas produzidas com os dois componentes (M2, M3, M4 e M5).

Os espectros de absorção na região do infravermelho foram registrados com um espectrômetro Thermo Scientific, modelo Nicolet iS50 FT-IR, acoplado com um acessório de reflexão total atenuada (ATR), modelo Gladi ATR, Pike Technologies, do laboratório de farmácia na sede da Universidade de Alfenas. As análises foram realizadas com um cristal de diamante. Foram realizadas 50 varreduras de interferogramas, proporcionando uma resolução espectral de  $4\text{ cm}^{-1}$ . A análise começou com a aquisição de um espectro de fundo com o acessório ATR na posição correta no compartimento de amostra. Os espectros obtidos foram corrigidos pela subtração automática do espectro de fundo e registrados no intervalo entre  $4.000\text{ cm}^{-1}$  e  $525\text{ cm}^{-1}$ .

### 3.4.8 Permeabilidade ao vapor de água

As análises de permeabilidade ao vapor de água foram feitas na Faculdade de Engenharia Química da UNICAMP. O coeficiente de permeabilidade de vapor de água foi determinado gravimetricamente de acordo com o método E95-96 (ASTM, 1995). Esse método é baseado no aumento de peso de um material higroscópico, cloreto de cálcio, colocado no interior de uma cápsula permeável e isolado do ambiente pela membrana a ser analisada. Esse conjunto é parafusado com parafusos inoxidáveis e colocado dentro de um recipiente fechado hermeticamente com solução saturada. O ganho de peso ao longo do tempo é usado para calcular o coeficiente de permeabilidade de acordo com a equação (3) (DA SILVA; BIERHALZ; KIECKBUSCH, 2012):

$$PVA = \frac{G \cdot \delta}{A \cdot \Delta P_w} \cdot F \quad (3)$$

Sendo:

PVA: o coeficiente de permeabilidade ao vapor d'água (g.mm/m<sup>2</sup>.dia.kPa)

G: é a taxa de massa do sistema, calculada usando regressão linear do ganho de peso *versus* tempo (g/dia)

δ: a espessura média do filme (mm)

A: a área exposta do filme (m<sup>2</sup>)

ΔP<sub>w</sub>: a diferença de pressão parcial de vapor de água no ambiente dos dois lados do filme (kPa)

F: um fator de correção

Para realização desse teste, feito em triplicata, as membranas foram cortadas em tamanho suficiente para cobrir o orifício da célula de permeação de 4,5 cm de diâmetro, o que resulta em uma área de permeação do filme A de 15,21 cm<sup>2</sup>. Fixou-se a membrana em uma célula de permeação, conforme mostrado na Figura 7, contendo cloreto de cálcio anidro. Essas células foram colocadas em recipientes hermeticamente fechados, contendo uma solução supersaturada de cloreto de sódio a 25°C de maneira a manter a diferença de umidade relativa em 75%. Aguardaram-se 2 horas para que o sistema alcançasse uma taxa constante de perda de peso (DA SILVA; BIERHALZ; KIECKBUSCH, 2012). As células foram pesadas

em intervalos regulares de tempo, durante três dias. Ao final do teste, mediu-se também a espessura das membranas.



Figura 8 - Célula de permeação - teste de permeabilidade ao vapor d'água.

Fonte: Da autora.

#### 3.4.9 Umidade

Analisou-se tanto o teor de umidade da casca de banana, através da relação entre a massa inicial e a massa final da casca no método de secagem, como a porcentagem de umidade das membranas.

A porcentagem de umidade das membranas foi determinada pelo método gravimétrico, feito em triplicata. Realizou-se a pesagem da massa inicial e da massa final após 24 horas em estufa com circulação forçada de ar a 105°C. A porcentagem de umidade foi calculada de acordo com a equação (4):

$$\% U = \frac{Mf - Mi}{Mi} * 100 \quad (4)$$

Sendo

%U: porcentagem de umidade

Mi: massa inicial da amostra (g)

Mf: massa final da amostra (g)

### 3.4.10 Atividade antibacteriana

A análise do comportamento antibacteriano das membranas produzidas foi realizada separadamente para as bactérias *Escherichia coli*, gram-negativa, e *Staphylococcus aureus*, gram-positiva, importantes na microbiologia de feridas da pele.

Os testes foram realizados em triplicatas. Usou-se o meio de cultura LB sólido, colocando-se cerca de 30 mL em cada placa de Petri, as quais foram incubadas a 30°C por 24 horas para certificação de ausência de contaminação indesejada. Após esse período, com o auxílio de uma alça de *drigalski*, espalharam-se, uniformemente sobre a superfície, 10 µL da cultura de bactéria. Colocaram-se no centro da placa, por cima do meio de cultura inoculado com as bactérias, as membranas, previamente esterilizadas por exposição em luz UV por meia hora de cada lado, cortadas em forma de círculo, com diâmetro de aproximadamente 2,5 cm. As placas, não invertidas, foram colocadas na estufa a 30°C por 24 horas, tomando-se o cuidado de colocar papel-filtro na tampa para absorção da umidade formada.

Como controle, a placa B1, feita em triplicata, foi incubada sem nenhuma membrana. Além disso, colocou-se também pó da casca de banana no centro da placa (amostra B3) para verificar se o teste seria eficaz para produtos em pó, descrito no Quadro 1.

Para a análise dos resultados, foi observado se houve crescimento da bactéria na região de contato com a membrana, inibição por contato, ou se houve a formação do halo de inibição ao redor da amostra.

Quadro 1 - Descrição dos testes microbiológicos

<b>Amostra</b>	<b>Identificação</b>
<b>B1</b>	Controle, sem membrana
<b>B2</b>	Membrana de quitosana 2% (M1)
<b>B3</b>	Casca de banana em pó
<b>B4</b>	Membrana com solução da casca extraída no 1º dia e quitosana 2% (M2)
<b>B5</b>	Membrana com solução da casca extraída no 3º dia e quitosana 2% (M3)
<b>B6</b>	Membrana com 0,5% de pó da casca de banana e quitosana 2% (M8)
<b>B7</b>	Membrana com 0,1 % de pó de casca de banana e quitosana 2% (M9)

Fonte: Da autora.

## 4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

### 4.1 CARACTERÍSTICAS MACROSCÓPICAS DAS MEMBRANAS

Comparando-se as membranas preparadas com extrato de casca de banana verde, M2 e M3, com a membrana preparada somente com quitosana (M1), nota-se macroscopicamente que apresentaram flexibilidade e transparência adequada.

Nas membranas preparadas com pó da casca de banana, consegue-se visualizar a olho nu as partículas provenientes da casca e percebe-se que quanto mais concentrada for a suspensão, menos homogênea fica a distribuição dessas partículas por toda a membrana, que pode vir a ser uma característica indesejável quando usada no paciente. A transparência também foi afetada pelos sólidos presentes nas membranas preparadas com o método de secagem. No caso da membrana M10, feita usando-se o pó com granulometria mais fina, a presença dessas finas partículas confere um aspecto não transparente à membrana.

A membrana preparada usando o método de secagem da casca de banana verde sem a filtração da solução (M4) apresentou aspecto quebradiço, rachadura e distribuição de sólidos desuniforme. Por apresentar propriedades mecânicas inferiores, essa membrana, M4, foi descartada em algumas das análises de caracterização.

Quando se preparou a membrana M6, com a mesma composição que M4, porém usando-se pó mais fino, observou-se uma melhora nessas características, mas ainda com aspecto um pouco insatisfatório, pois a incorporação do pó da casca fez com que houvesse uma menor coesividade da cadeia polimérica, resultando em membranas menos flexíveis, mais quebradiças e menos uniformes. Quando se reduziu a quantidade de pó abaixo de 1% (M7, M8, M9 e M10), as membranas apresentaram resultados considerados satisfatórios em relação à consistência, distribuição de sólidos e resistência ao manuseio.

Todas as membranas apresentaram variações em relação à transparência e cor, também quando comparadas à membrana de quitosana (M1) que tem um aspecto transparente, provavelmente por causa de oxidação dos compostos fenólicos presentes na casca da banana pela enzima polifenoloxidase (ORDEÑEZ, 2005). Os resultados macroscópicos estão resumidos na Tabela 3. As membranas podem ser visualizadas nas Figuras 8,9 e 10.

Tabela 3 - Comparação dos aspectos macroscópicos das membranas

	M1	M2	M3	M4	M5	M6	M7	M8	M9	M10
Cor	Trans- paren- te	Ama- relada	Ama- relada	Cinza/ ama- relada	Ama- relada	Cinza/ ama- relada	Cinza/ ama- relada	Ama- relada	Ama- relada	Marrom
Uniformidade	XXX	XXX	XXX	X	XX	XX	XX	XX	XXX	XX
Transparência	XXX	X	XXX	X	XX	X	XX	XX	XXX	0
Presença de bolhas	X	X	X	X	X	0	0	0	0	0
Presença de rachaduras	0	X	0	XXX	0	XX	0	0	0	0
Aspecto quebradiço	0	0	0	XXX	0	XX	0	0	0	0
Flexibilidade	XXX	XX	XXX	X	XXX	XX	XXX	XXX	XXX	XXX
Facilidade de se desprender do suporte	XXX	XX	XXX	X	XXX	XXX	XXX	XXX	XXX	XXX

Legenda: 0–ausência; X-pouco; XX- médio; XXX- intenso.

Fonte: Da autora.



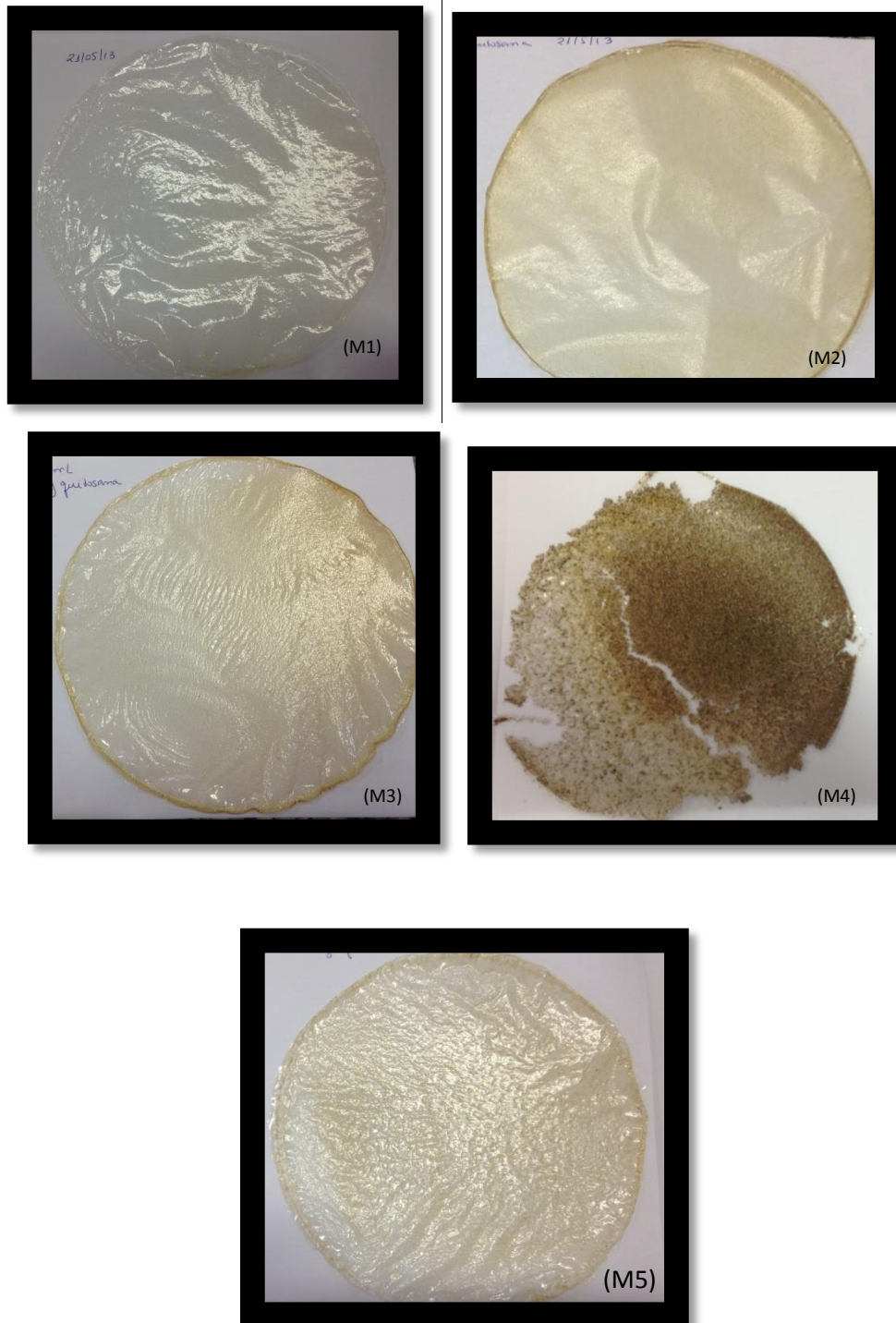


Figura 9 – Características macroscópicas das membranas preparadas: M1(quitosana 2%), M2 (extrato 1º dia), M3(extrato 3º dia), M4 (pó da casca 2% sem filtração), M5(pó da casca 2% com filtração).

Fonte: Da autora.

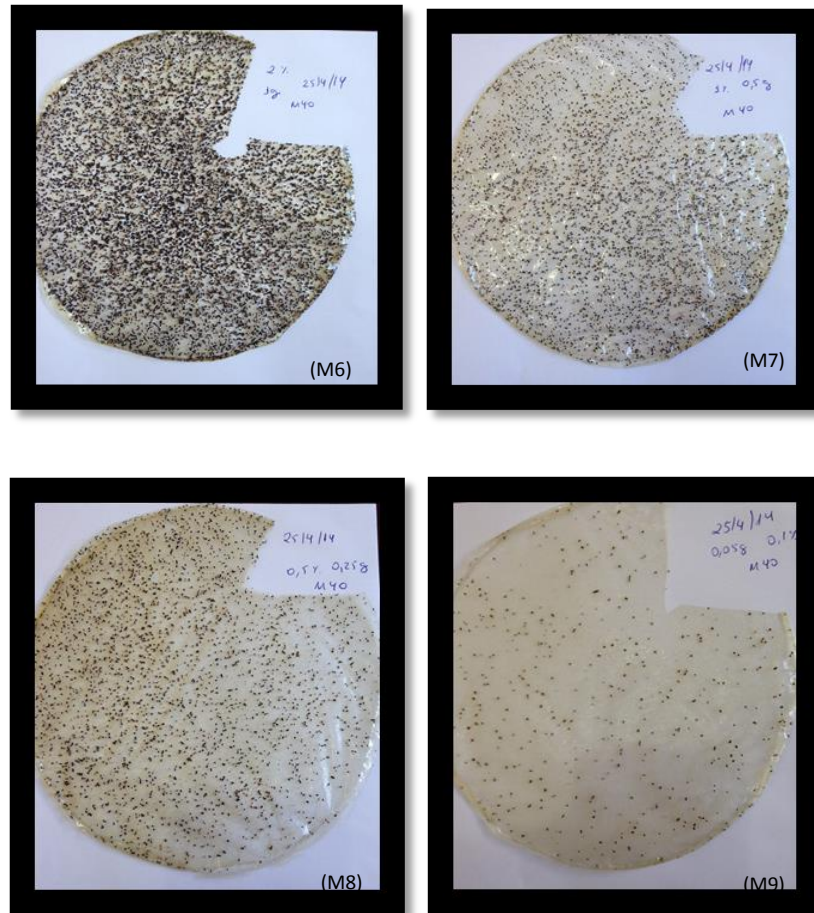


Figura 10 – Características macroscópicas das membranas feitas com pó na granulometria do mesh 40, M6 (pó de casca 2%), M7 (pó de casca 1%), M8 (pó de casca 0,5%), M9 (pó de casca 0,1%).

Fonte: Da autora.



Figura 11 - Características macroscópicas da membrana feita com pó na granulometria do coletor de peneiras (M10).

Fonte: Da autora.

## 4.2 ANÁLISE MORFOLÓGICA

As micrografias obtidas podem ser observadas nas Figuras 11 a 16. A figura 11 mostra a membrana M1 homogênea, densa e contínua. Observa-se nas membranas produzidas com os compostos extraídos da casca de banana a presença de camadas, devido sua interferência na matriz da quitosana.

No caso da membrana M2, Figura12, foi feita uma micrografia intermediária para verificar se não havia presença de poros. Constatou-se ausência destes, porém foi observada uma descontinuidade da membrana M2, devido as diferentes camadas presentes nas membranas, o que não implica em perda de qualidade da mesma.

A Figura13 mostra a membrana M3 com características semelhantes à membrana de quitosana, mas em uma região específica nota-se a incorporação dos compostos da casca de banana verde, semelhantes à membrana M2 (Figura12).

No caso da Figura14, a membrana M6 com 2% de pó da casca de banana, a visualização em aumentos maiores ficou prejudicada devido a grande quantidade de sólidos adicionados à matriz da quitosana,

As Figuras 15 e 16 mostram que as membranas M8 e M9, respectivamente, apresentam características semelhantes à membrana de quitosana pura (M1): homogeneidade e em camadas. A pequena quantidade de pó adicionada pouco interferiu na matriz da quitosana.

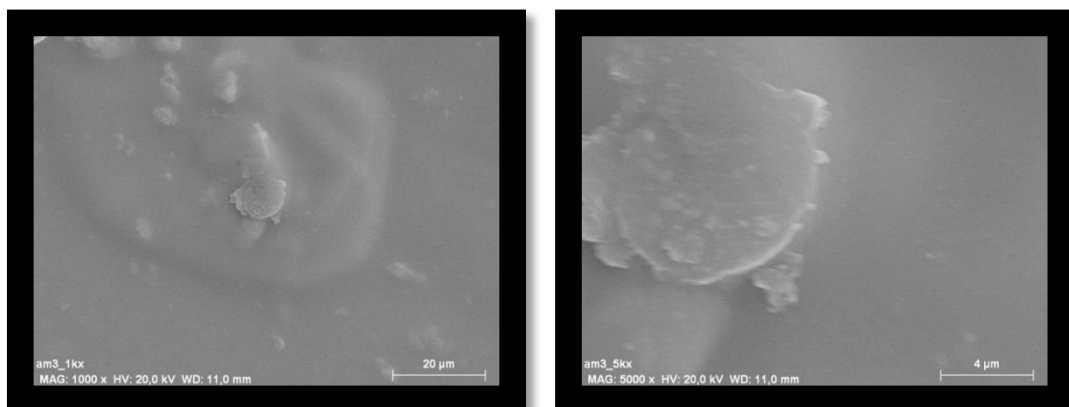


Figura 12 – Micrografia obtida por MEV da membrana M1 (quitosana).  
Fonte: Da autora.

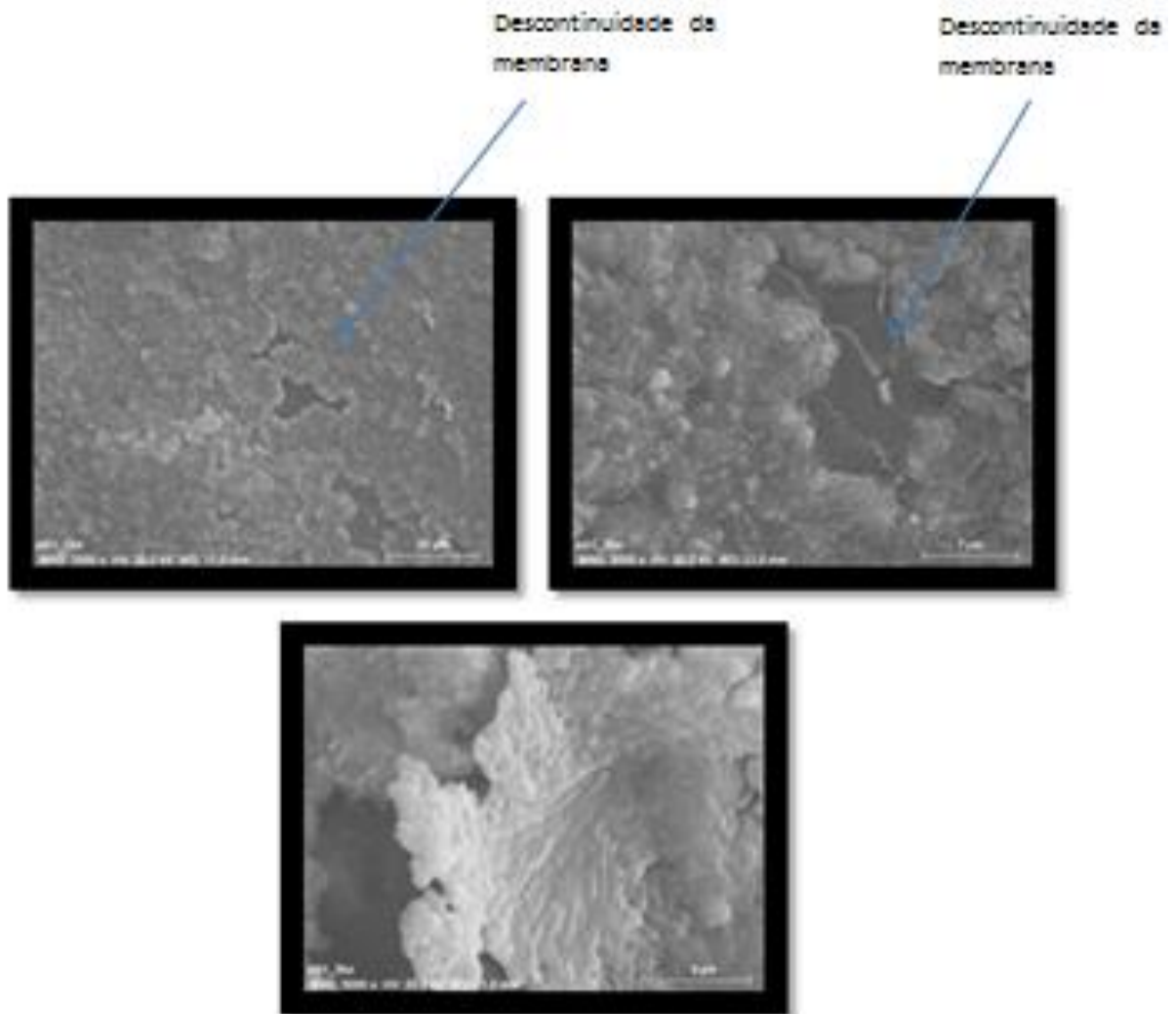


Figura 13 - Micrografia obtida por MEV da membrana M2 (extrato do 1º dia).  
Fonte: Da autora.



Figura 14 - Micrografia obtida por MEV da membrana M3 (extrato do 3º dia).  
Fonte: Da autora.

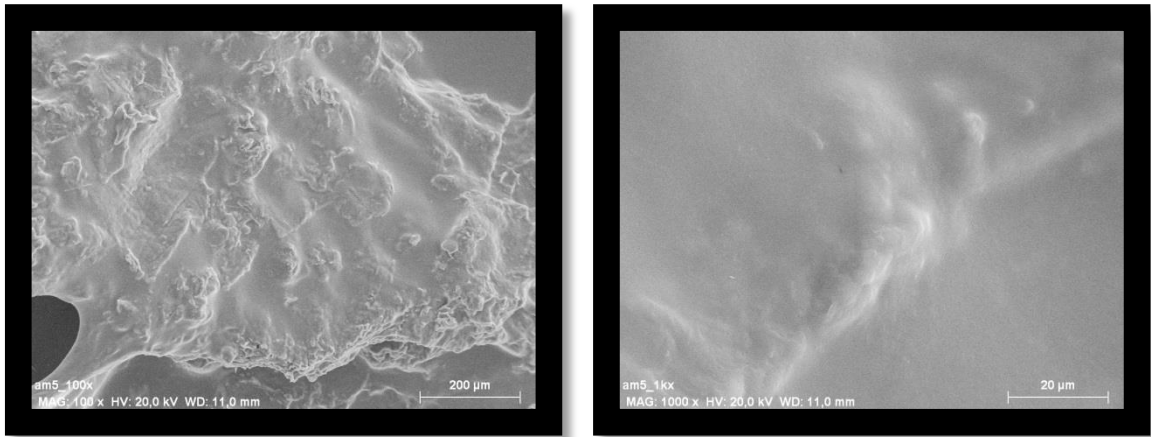


Figura 15 – Micrografia obtida por MEV da membrana M6 (casca em pó 2%).  
Fonte: Da autora.

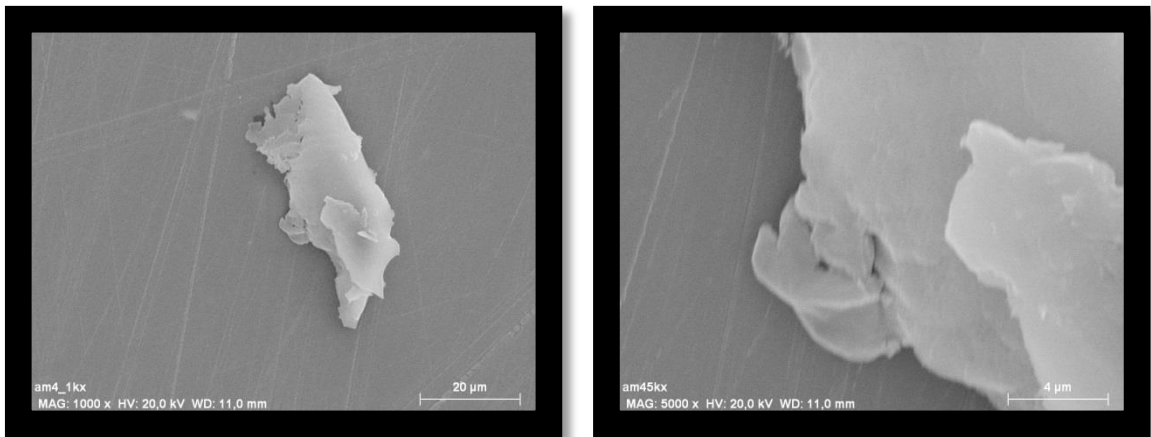


Figura 16 - Micrografia obtida por MEV da membrana M8 (da casca em pó 0,5%).  
Fonte: Da autora

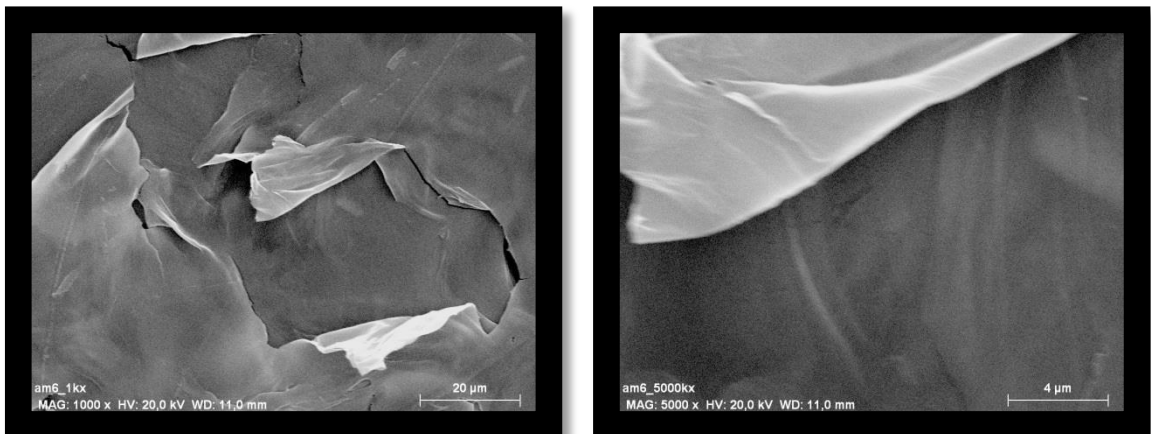


Figura 17 – Micrografia obtida por MEV da membrana M9 (casca em pó 0,1%).  
Fonte: Da autora.

#### 4.3 ESPESSURA

A espessura das membranas está indicada na Tabela 4. Nota-se que a membrana preparada com a casca em pó apresentou uma espessura e um desvio padrão maior, o que confirma a análise visual de irregularidade na distribuição dos sólidos na membrana. A espessura das membranas produzidas é interessante para aplicação em feridas cutâneas, pois está relacionada com as propriedades mecânicas e de barreira das mesmas.

Tabela 4 - Espessura das membranas em  $\mu\text{m}$

Membrana quitosana	M1	M2	M5
$88,47 \pm 6,85$	$69,27 \pm 8,01$	$58,06 \pm 6,20$	$103,13 \pm 15,73$

Fonte: Da autora.

#### 4.4 COMPORTAMENTO HÍDRICO

A Tabela 5 apresenta a porcentagem de intumescimento de cada membrana. Observa-se que todas as membranas apresentaram absorção de água nas condições avaliadas, característica interessante para o processo de cicatrização de feridas, para o qual é interessante que o local se mantenha úmido, independente da temperatura.

Tabela 5 - Porcentagem de intumescimento

Membranas	18°C		37°C	
	24 h	72 h	24 h	72 h
M1 (membrana quitosana)	$63,20 \pm 6,80$	$83,00 \pm 1,30$	$81,20 \pm 3,30$	$81,70 \pm 2,00$
M2 (membrana 1º dia)	$62,40 \pm 5,50$	$50,40 \pm 5,00$	$64,30 \pm 2,90$	$61,10 \pm 2,00$
M3 (membrana 3º dia)	$63,40 \pm 1,60$	$79,70 \pm 1,40$	$76,00 \pm 4,10$	$76,20 \pm 2,50$
M4 (membrana sem filtração)	$66,60 \pm 3,40$	$82,70 \pm 3,20$	$83,70 \pm 2,10$	$63,20 \pm 2,70$
M5 (membrana com filtração)	$62,30 \pm 1,90$	$75,70 \pm 2,80$	$79,20 \pm 3,00$	$55,10 \pm 2,70$

Fonte: Da autora.

Campos et al. (2005) encontraram em seu trabalho porcentagens de intumescimento da ordem de 60% para membranas neutralizadas, em contraste com valores na ordem de 95% da membrana de quitosana 1,5% não neutralizada, a qual atribuiu a remoção do ácido acético das moléculas diminuindo a capacidade de absorção de água.

Arockianathan et al. (2012) encontraram 170% de porcentagem de intumescimento para membranas de quitosana 2% com amido de sagu impregnadas com nano partículas de prata, após 24h a temperatura ambiente.

Nota-se que a membrana preparada com extrato do 1º dia, M2, é a que menos incha, tanto na análise de 24 horas, como na de 72 horas o que é um indicativo de fortes interações entre a matriz da quitosana e os compostos extraídos, diminuindo a capacidade de absorção de água.

Por meio da Figura 18, observa-se que, em temperatura ambiente, com exceção da membrana M2, as membranas apresentaram uma capacidade de intumescimento maior após 72 horas, ou seja, necessitam de no mínimo 72 horas para atingir o estado de equilíbrio de absorção de água. Quando se usou a temperatura corporal (37°C), Figura 19, houve uma diminuição da capacidade de intumescimento das membranas M4 e M5, provavelmente em consequência da perda de massa da membrana quando em solução.

Todas as membranas intumesceram no teste de comportamento hídrico, feito em condições de temperatura semelhante à temperatura corporal do ser humano (37°C) e pH semelhante ao sanguíneo (pH = 7,2), mostrando-se interessante para serem usadas como membrana envoltória de feridas cutâneas pela capacidade de manter o local da cicatrização úmido e absorver o exsudado da ferida.





Figura 18 - Porcentagem de intumescimento das membranas a 18°C.  
Fonte: Da autora.

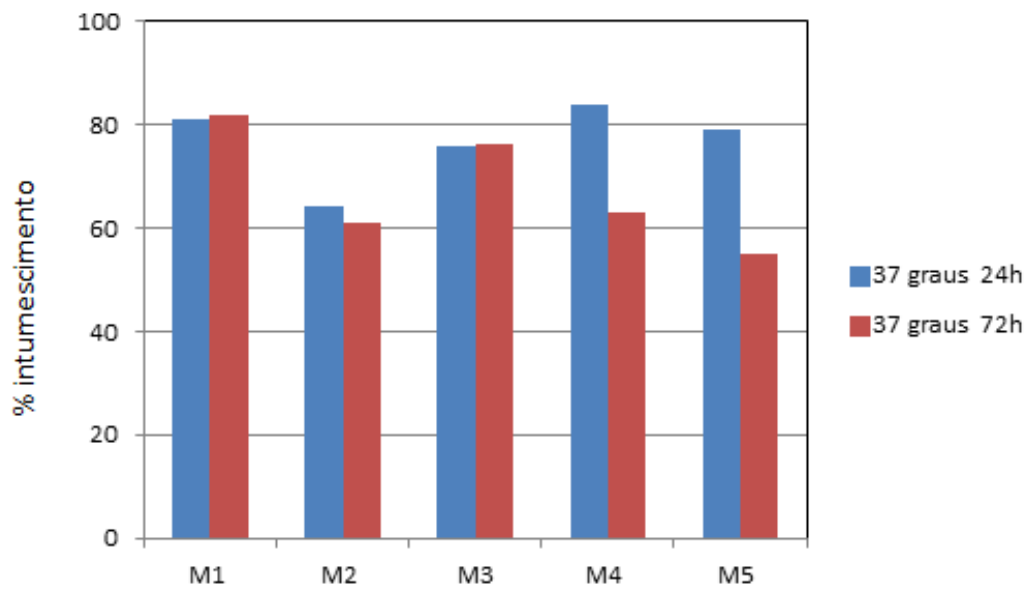


Figura 19 - Porcentagem de intumescimento das membranas a 37°C.  
Fonte: Da autora.



#### 4.5 ÂNGULO DE CONTATO

Segundo Silva et al. (2007), o ângulo de contato, ou ângulo de molhabilidade, representa o valor em graus que uma determinada substância líquida forma com a superfície, como o ângulo formado de uma gota de água sobre a superfície de um filme. O ângulo de contato está correlacionado com a rugosidade da superfície dos biofilmes, e que ele aumenta com o aumento da rugosidade (SILVA, W. et al., 2007).

Para Farias et al. (2011), o termo molhabilidade é a manifestação macroscópica da interação molecular entre sólidos e líquidos em contato direto na interface entre eles, ou seja, é o reconhecimento existente entre as forças coesivas do líquido e as forças adesivas entre o sólido e o líquido. As forças coesivas do líquido tendem a formar uma gota esférica e as forças adesivas entre o sólido e o líquido tendem a espalhar o líquido sobre o sólido. Assim, o ângulo de contato é determinado pela competição entre essas duas forças, apresentando o conceito de hidrofobicidade e hidrofiliabilidade. A água possui caráter polar e quando ela apresenta com outra superfície um ângulo de contato menor que  $90^\circ$ , essa superfície é considerada hidrofílica, porém, se esse ângulo de contato for maior que  $90^\circ$ , o material é considerado hidrofóbico.

A Tabela 6 mostra os valores obtidos para o ângulo de contato das membranas. Na imagem da análise (Figura 20) é possível observar que as gotículas de água não permanecem estáveis sobre as membranas. Ou seja, o ângulo do contato varia com o tempo, indicando interação do líquido com o substrato, intumescimento. Foram feitas três medidas em regiões diferentes para cada membrana.

Todas as membranas testadas apresentaram caráter hidrofílico, ângulos de contatos inferiores a  $90^\circ$ . Os ângulos de contato das membranas obtidas pelo método de decocção, M2 e M3, foram semelhantes ao da membrana de quitosana, M1. O caráter hidrofílico das membranas é interessante para propiciar o crescimento de células.

A membrana com filtração M5 apresentou menor ângulo de contato possivelmente pela presença maior de sólidos solúveis interagindo com a quitosana, diminuindo a cristalinidade da membrana e aumentando o caráter hidrofílico dela. Além disso, esta membrana apresentou maior rugosidade, aumentando a área superficial de contato com a gota.

Campos (2007) verificou em filmes reticulados de quitosana ângulos de contato de  $85^\circ$ , concluindo que a reticulação aumenta o caráter hidrofílico da membrana. Archana, Dutta

e Dutta (2013) encontrou um ângulo de contato de  $86,2^\circ$  em seu curativo formado com quitosana e pectina.

Tabela 6 – Resultado da análise de ângulo de contato para as membranas M1 (quitosana), M2 (extrato do 1º dia), M3 (extrato do 3º dia), M4 (pó da casca sem filtração) e M5 (pó da casca com filtração)

Membrana	Ângulo de contato
M1	$68,21 \pm 1,42$
M2	$61,72 \pm 0,28$
M3	$66,40 \pm 1,45$
M4	$77,03 \pm 1,05$
M5	$56,79 \pm 1,18$

Fonte: Da autora.

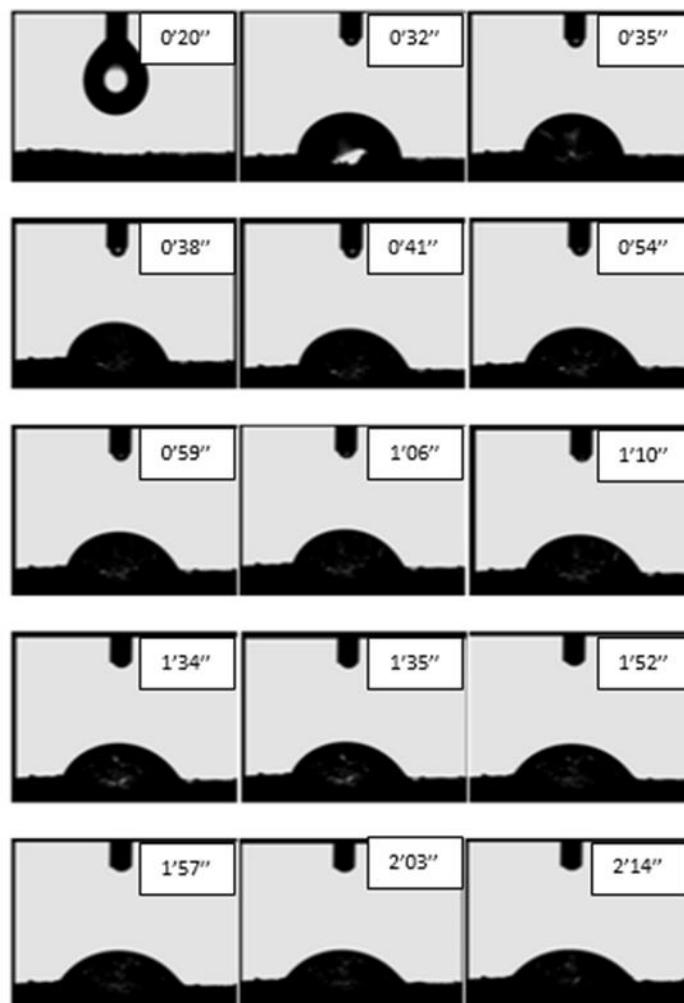


Figura 20 - Determinação do ângulo de contato (Tempo total de 2'20'').

Fonte: Da autora.

#### 4.6 ANÁLISE TÉRMICA

Os resultados da técnica de calorimetria exploratória diferencial (DSC), temperatura de fusão  $T_m$  e entalpia  $\Delta H$ , podem ser observados na Tabela 7. As curvas de DSC podem ser nas Figuras 21 a 27.

Observa-se que as membranas obtidas apresentaram pontos de fusão ( $T_m$ ) bem acima da temperatura corpórea,  $37^\circ\text{C}$ .

Segundo Canevarolo Júnior (2010), a cristalização de um polímero pode ser favorecida pela existência de grupos que promovam fortes ligações intermoleculares. Quanto maior a cristalinidade de um polímero, mais elevada é a temperatura de fusão ( $T_m$ ).

Pelos dados obtidos na DSC, pode-se concluir que as membranas M4 e M5, obtidas pela extração dos metabólitos por meio da secagem da casca, têm menor cristalinidade em relação às outras membranas, pela diminuição da  $T_m$ , por causa da maior presença de impurezas no pó da casca obtido. O cálculo do grau de cristalinização confirma essa informação.

Por apresentarem temperatura de fusão próxima da temperatura de fusão da membrana de quitosana M1, era de se esperar que as membranas M2 e M3 apresentassem o grau de cristalinização calculado similar ao da M1, o que não ocorreu para a membrana M2.

Campos et al. (2005) encontraram valores de temperatura de fusão ( $T_m$ ) e entalpia de fusão ( $\Delta H$ ), respectivamente igual a  $101,95^\circ\text{C}$  e  $458,7$  (J/g) para as membranas de quitosana 1,5%,  $88,39^\circ\text{C}$  e  $418,5$  (J/g) para membrana à base de quitosana neutralizada e  $102,7^\circ\text{C}$  e  $76,2$  (J/g) para a membrana de quitosana plastificada sorbitol. Para os quais conclui que a membrana com sorbitol apresentou um comportamento amorfo atribuído à ação do plastificante, uma vez que valores maiores de entalpia de fusão ( $\Delta H$ ) indicam maior cristalinidade. E o ácido acético da membrana não neutralizada agiu como plastificante. A neutralização promoveu um rearranjo da cadeia polimérica.

A Figura 28 mostra a curva de DSC para a membrana M8, aquecendo-se até  $300^\circ\text{C}$ , onde se pode observar somente a degradação dos compostos nas temperaturas acima de  $250^\circ\text{C}$ .

Tabela 7 - Resultados da calorimetria diferencial exploratória (DSC)

Amostra	Resultados		Grau de cristalinidade
	T <sub>m</sub> (°C)	ΔH (J/g)	
Quitosana pó	85,08	473,0	-
Casca de banana em pó	77,74	344,7	-
M1	82,21	493,6	104,3
M2	82,56	383,7	81,1
M3	82,27	490,8	103,7
M4	79,79	433,7	91,7
M5	80,05	441,1	93,2

Fonte: Da autora.

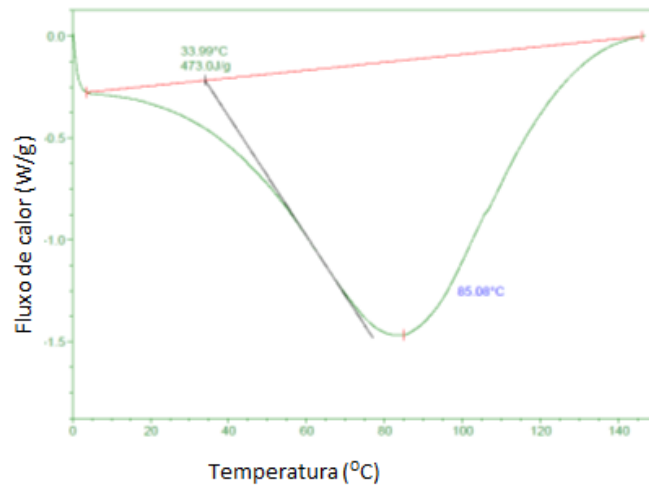


Figura 21 – Curva da calorimetria diferencial exploratória (DSC) para quitosana em pó.

Fonte: Da autora.

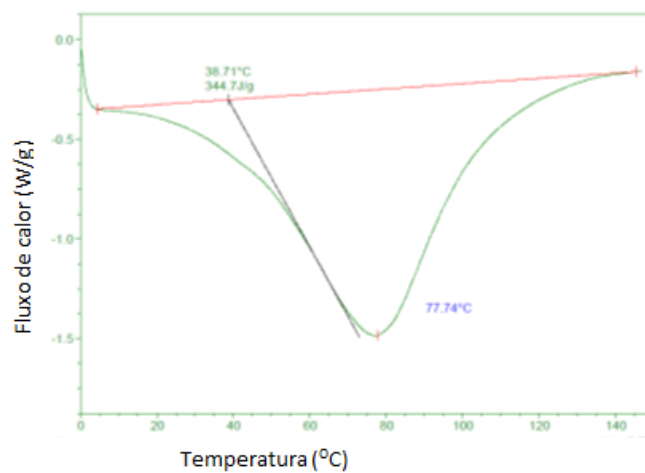


Figura 22 - Curva da calorimetria diferencial exploratória (DSC) para casca de banana em pó.

Fonte: Da autora.

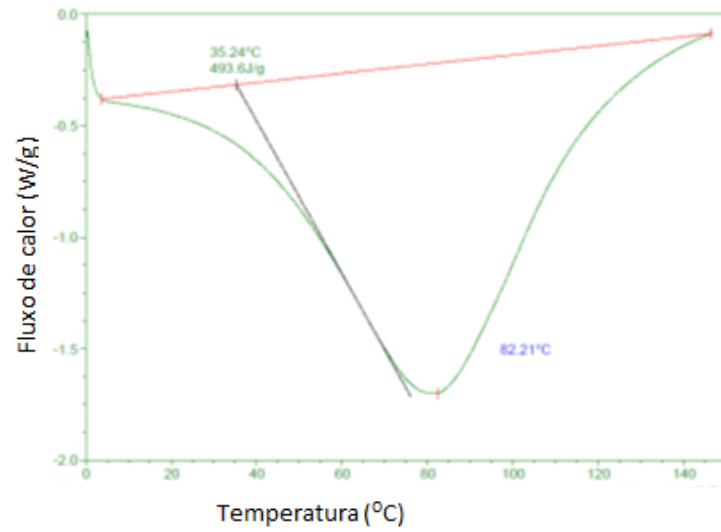


Figura 23 - Curva da calorimetria diferencial exploratória (DSC) para membrana de quitosana (M1).

Fonte: Da autora.

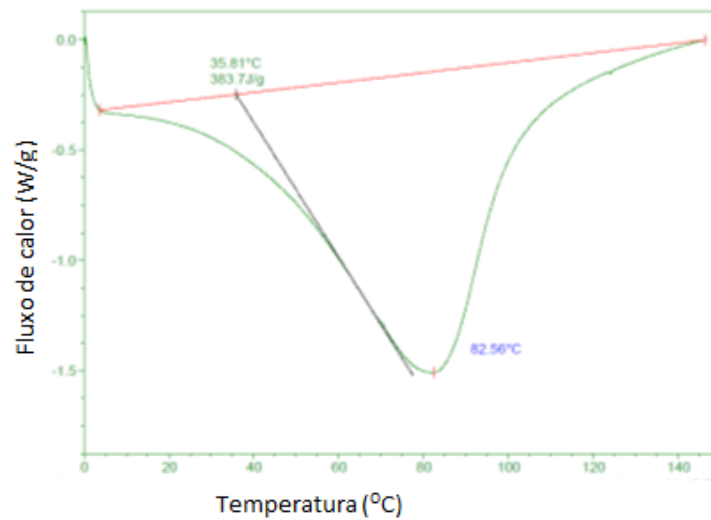


Figura 24 – Curva da calorimetria diferencial exploratória (DSC) para membrana com extrato do 1º dia (M2).

Fonte: Da autora.

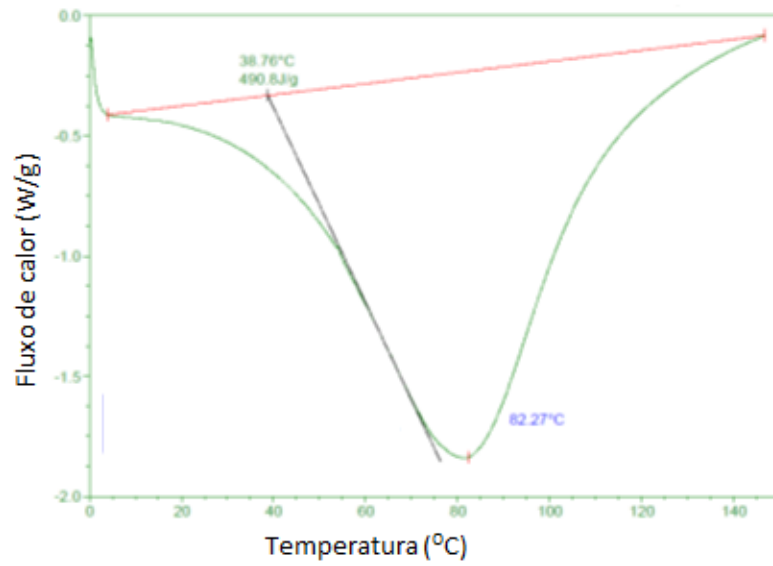


Figura 25 - Curva da calorimetria diferencial exploratória (DSC) para membrana com extrato do 3º dia (M3).

Fonte: Da autora.

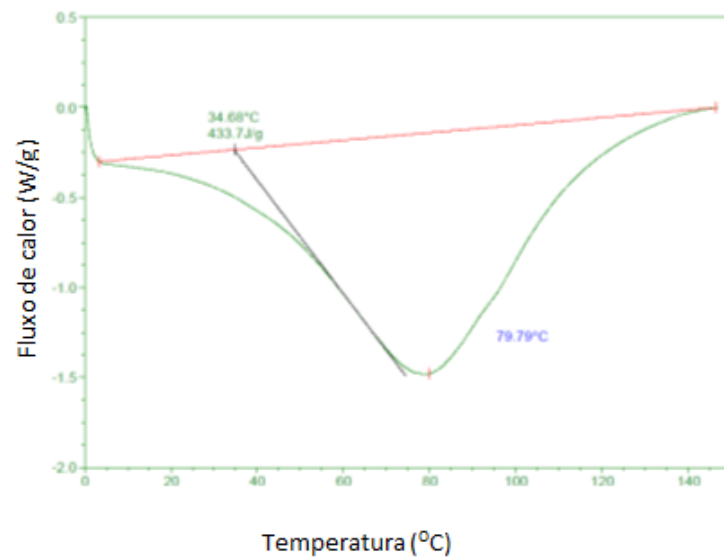


Figura 26 - Curva da calorimetria diferencial exploratória (DSC) para membrana do pó da casca sem filtração (M4).

Fonte: Da autora.

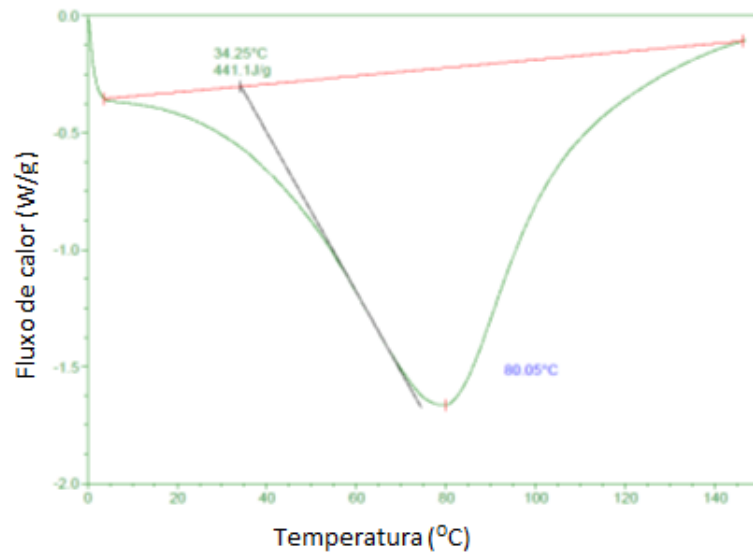


Figura 27 - Curva da calorimetria diferencial exploratória (DSC) para membrana do pó da casca com filtração (M5).  
Fonte: Da autora.

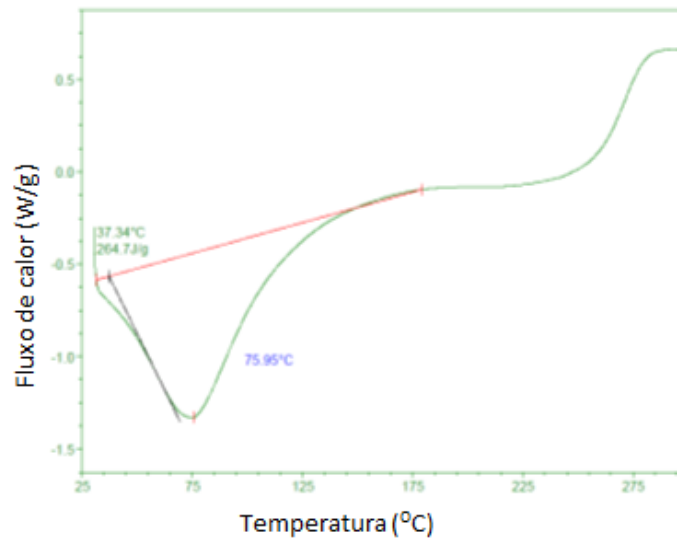


Figura 28 - Curva da calorimetria diferencial exploratória (DSC) para membrana do pó da casca 0,5% (M8) até 300°C.  
Fonte: Da autora.

#### 4.7 ANÁLISE DE INFRAVERMELHO

Os resultados da análise de FTIR mostraram que as membranas do extrato do 1º dia de decocção (M2) e a membrana com o pó (M5) possivelmente possuem fenóis em sua composição, que podem ser atribuídos aos taninos. No entanto, a interferência causada pelas bandas de adsorção dos demais componentes da casca da banana e das ligações de hidrogênio formadas dificultou uma análise mais conclusiva, sem que fosse feita uma extração desses compostos para serem analisados individualmente.

Segundo Silverstein, Webster e Kiemle (2007), a adsorção de O-H é influenciada pelas ligações de hidrogênio formadas, dependendo da diluição da solução de maneira que não interfira na formação dessas ligações secundárias. Devido a grande quantidade de sólidos presentes na membrana M4, não foi possível a identificação de compostos fenólicos, uma vez que as ligações secundárias formadas interferem na identificação das bandas características.

Para esses autores, as bandas características do esqueleto aromático estão na região de 1.600 a 1.300  $\text{cm}^{-1}$ , relacionados à ligação C=C do anel. Pode-se observar que a membrana da casca em pó (M5) e a membrana do 1º dia (M2), assim como a casca de banana verde em pó, apresentaram banda na região próxima a 1.600  $\text{cm}^{-1}$ , mostrado na Figura 29.

Ainda conforme Silverstein, Webster e Kiemle (2007), a presença de bandas fortes entre 650 e 900  $\text{cm}^{-1}$  pode indicar a presença de anéis aromáticos. Nota-se pela Figura 30 que a casca de banana verde em pó e a membrana do 1º dia apresentaram bandas na região de 770  $\text{cm}^{-1}$ .

As bandas entre 1.320 e 1.340  $\text{cm}^{-1}$  podem ser atribuídas às deformações angulares C–O–H dos fenóis, decorrentes do anel pirano derivado dos taninos (NASCIMENTO, 2011). Tais bandas foram encontradas na casca de banana em pó e na membrana do 1º dia (M2) (Figura 31).



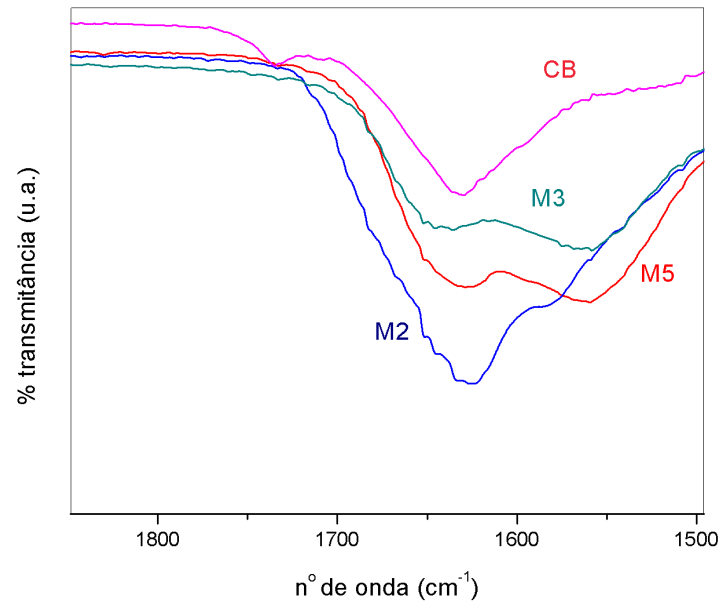


Figura 29 – Resultado infravermelho por transformada de Fourier (FTIR), região  $1.600\text{ cm}^{-1}$ , para CB (casca de banana em pó), M2 (membrana 1º dia), M3 (membrana 3º dia) e M5 (membrana casca de banana em pó)

Fonte: Da autora.

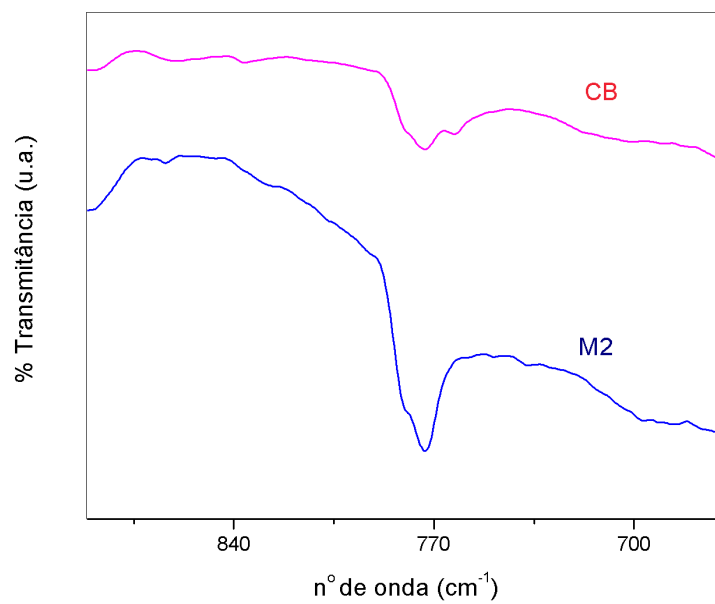


Figura 30 – Resultado infravermelho por transformada de Fourier (FTIR), região  $650\text{-}900\text{ cm}^{-1}$ , para CB(casca de banana em pó) e M2 (membrana 1º dia)

Fonte: Da autora.

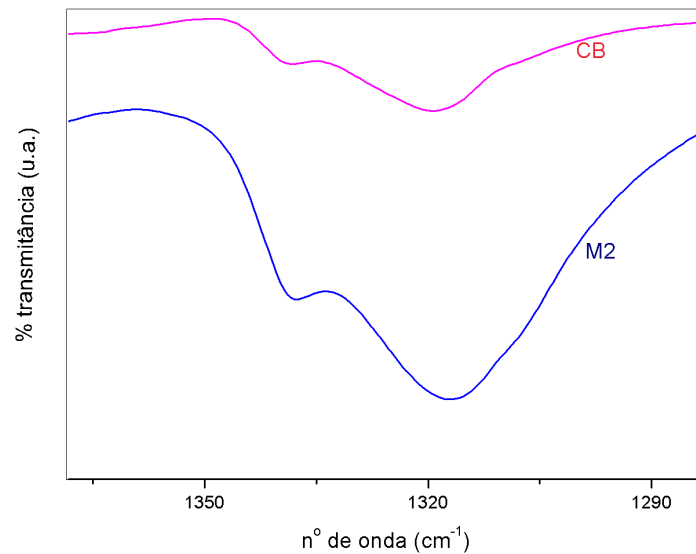


Figura 31 – Resultado infravermelho por transformada de Fourier (FTIR), região 1320-1340  $\text{cm}^{-1}$ , para CB (casca de banana em pó) e M2 (membrana 1<sup>o</sup> dia)

Fonte: Da autora.

#### 4.8 PERMEABILIDADE AO VAPOR D'ÁGUA

Os valores de permeabilidade ao vapor de água estão representados na Tabela 8. Não foi possível a realização do teste para membrana M4, por causa das suas características mecânicas indesejáveis.

Tabela 8 - Permeabilidade ao vapor d'água (PVA)

PVA	[g.mm/m <sup>2</sup> .dia.Kpa]
M1	22,07 ± 1,76
M2	14,08 ± 1,04
M3	15,75 ± 0,50
M5	28,54 ± 1,48

Fonte: Da autora.

O fator de correção  $F$ , citado na equação (3), considera a resistência à difusão da camada estagnada de ar entre o  $\text{CaCl}_2$  e o filme (McHUGH; BUSTILLOS; KROCHTA, 1993). Nas condições do ensaio, essa camada era inferior a 1 mm e os cálculos indicaram que  $F$  era muito próximo de 1 e por isso foi aproximado a este valor.

Observa-se que as membranas analisadas permitiram a passagem do vapor d'água, ou seja, não são impermeáveis ao vapor d'água, característica interessante ao uso das membranas como biomaterial no tratamento de feridas.

A incorporação dos sólidos do pó da casca da banana verde, M5, provavelmente proporcionou menor coesividade das cadeias poliméricas, diminuindo a intensidade das forças intermoleculares entre as cadeias e proporcionando com isso maior volume livre entre as moléculas, facilitando a permeação da água, aumentando os valores de permeabilidade da membrana. Para as membranas M2 e M3, pode ter sido formada uma barreira mais uniforme, impedindo a passagem de água. Tendência semelhante foi observada por Campos, Grosso e Innocentini-Mei (2006) quando adicionaram plasticificante nas membranas de quitosana e obtiveram um aumento de permeabilidade ao vapor d'água.

Queen et al. (1987) encontraram a menor taxa de permeabilidade ao vapor de água nos filmes analisados quando comparados a hidrogéis e esponjas.

Miranda et al. (2004) encontraram o valor de permeabilidade de água para o filme de quitosana 2%.de 30,72 g.mm/m<sup>2</sup>.dia.Kpa.

Ressalta-se a importância da capacidade das membranas em trocar gases com o ambiente, propriedade funcional da pele que deve ser mantida na região da ferida.

#### 4.9 UMIDADE

Na análise do teor de umidade da casca de banana no método de secagem, encontrou-se o rendimento de massa entre a massa inicial e final de 12,3% (massa inicial = 236 g e massa final = 29,1 g), ou seja, a umidade da casca em torno de 87,8%, valor mais alto quando comparado ao valor de 73% de umidade apresentado por Maina, Heide e Shagal (2012).

A porcentagem de umidade das membranas desenvolvidas está mostrada na Tabela 9. Pode-se verificar que a quantidade de umidade da membrana M1, somente com quitosana, é semelhante ao resultado encontrado por Campos et al. (2005) para a membrana de quitosana

1,5% neutralizada (12,11 %). A membrana M3 apresentou um valor de umidade mais alto que as demais, provavelmente por conter a mesma quantidade de extrato da casca.

Tabela 9 - Teor de umidade das membranas

<b>Amostra / membrana</b>	<b>U (%)</b>
M1 (membrana quitosana)	13,26 ± 2,44
M2 (membrana extrato 1o dia)	13,84 ± 2,07
M3 (membrana extrato 3o dia)	20,31 ± 3,93
M4 (membrana casca em pó sem filtração)	11,21 ± 1,76
M5 (membrana casca em pó com filtração)	14,27 ± 2,38
M8 (membrana casca em pó 0,5%)	18,21 ± 2,33

Fonte: Da autora.

#### 4.10 ATIVIDADE ANTIBACTERIANA

A cultura de *S. aureus* usada apresentou uma contagem de  $250 \times 10^{-4}$  UFC/mL e para a cultura de *E. coli*,  $31 \times 10^{-6}$  UFC/mL.

Os resultados dessa análise da atividade antibacteriana são apresentados a seguir.

- *Staphylococcus aureus*

Os resultados para os testes antibacteriano estão descritos no Quadro 2. Após 24 horas, as membranas inibiram o crescimento da bactéria por contato, ou seja, na região em que a membrana estava em contato com o meio de cultura, não houve crescimento bacteriano. As placas com casca de banana em pó não inibiram o crescimento, conforme identificado na Figura 32.

Quadro 2 - Resultado da atividade antibacteriana para a bactéria *Staphylococcus aureus*

<b>Amostra</b>	<b>Identificação</b>	<b>Resultado</b>
<b>B1</b>	Controle, sem membrana	Sem inibição
<b>B2</b>	Membrana de quitosana 2% (M1)	Inibição por contato
<b>B3</b>	Casca de banana em pó	Sem inibição
<b>B4</b>	Membrana com solução extraída no 1º dia (M2)	Inibição por contato
<b>B5</b>	Membrana com solução extraída no 3º dia (M3)	Inibição por contato
<b>B6</b>	Membrana com de pó da casca de banana 0,5% (M8)	Inibição por contato
<b>B7</b>	Membrana com 0,1 % de pó de casca de banana (M9)	Inibição por contato

Fonte: Da autora.

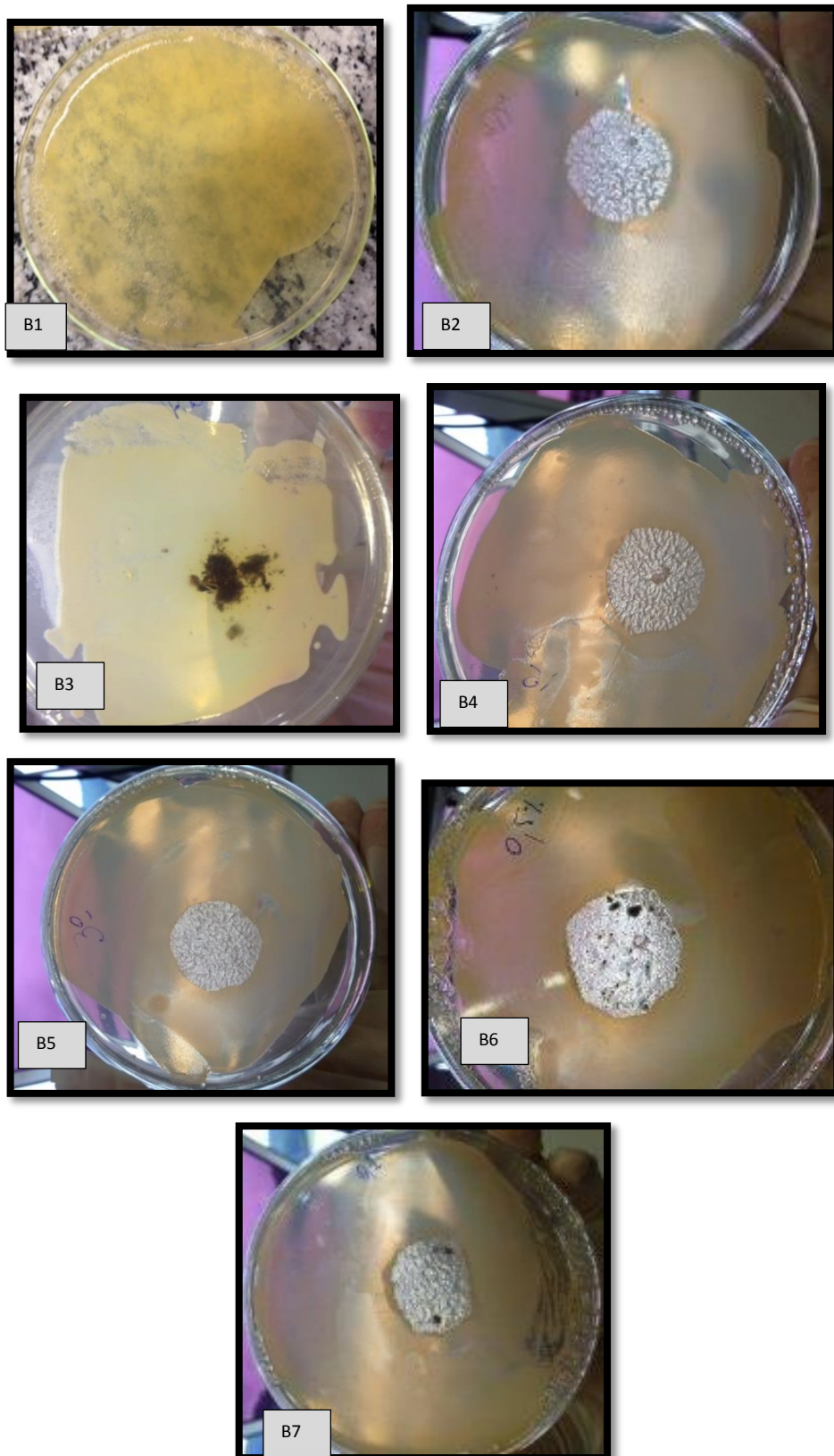


Figura 32 - Resultado da atividade bacteriana para *Staphylococcus aureus*, para as amostras B1 (controle), B2 (membrana M1), B3 (casca de banana em pó), B4 (membrana M2), B5 (membrana M3), B6 (membrana M8) e B7 (membrana M9).

Fonte: Da autora.

- *Escherichia coli*

Os resultados para este teste podem ser visualizados no Quadro 3. Assim como para o teste feito com *S. aureus*, as placas com casca de banana em pó também não tiveram o crescimento inibido.

Nas amostras B4, que foram feitas com extrato do 1º dia, formou-se um halo de inibição de 0,5 cm ao redor da membrana, nas três placas (triplicata), porém, por causa do escurecimento da membrana, não foi possível verificar se houve inibição de crescimento por contato. A formação do halo de inibição pode ser explicada pela ação de algum composto hidrossolúvel extraído na decocção que tenha se difundido pelo ágar e inibiu o crescimento de *E. coli*, conforme pode ser visto na Figura 33.

Como a membrana feita com o extrato do 3º dia também apresentou um escurecimento, apesar de bem mais discreto que a membrana do 1º dia, pode se deduzir que seja um indício de que *E. coli* seja uma bactéria capaz de produzir polifenoloxidase, enzima responsável pela oxidação dos compostos fenólicos que provoca o escurecimento dos vegetais, oxidando os compostos hidrossolúveis presentes no extrato da casca de banana. Alvarenga et al. (2013) descrevem que a polifenoloxidase ocorre, de forma geral, em tecidos vegetais (principalmente em frutas e hortaliças), mas também pode ser encontrada em micro-organismos e em alguns animais.

Para as amostras B2, B6 e B7, verificou-se uma inibição de crescimento por contato, mas, em algumas regiões das membranas, nas quais havia irregularidades do contato da mesma com o meio de cultura, ou seja, onde a membrana não se encostava ao meio, houve o crescimento de pequenas quantidades de bactéria, apresentadas em *zoom* na Figura 33.

Lino et al. (2011) produziu um gel com casca de banana que inibiu o crescimento, nos testes *in vivo*, de bactérias patogênicas, dentre elas a *E. coli*, mas não inibiu o crescimento nos testes *in vitro*, nos quais usou a microbiota isolada da ferida dos ratos, fato que o autor atribui a capacidade de produção da enzima tanase pelas bactérias, nas condições dos testes, capaz de destruir os taninos.

Quadro 3 - Resultado da atividade antibacteriana para a bactéria *Escherichia coli*

<b>Amostra</b>	<b>Identificação</b>	<b>Resultado</b>
<b>B1</b>	Controle, sem membrana	Sem inibição
<b>B2</b>	Membrana de quitosana 2% (M1)	Inibição parcial por contato
<b>B3</b>	Casca de banana em pó	Sem inibição
<b>B4</b>	Membrana com solução extraída no 1º dia (M2)	Formação de halo
<b>B5</b>	Membrana com solução extraída no 3º dia (M3)	Não formou halo/inibição por contato indefinida
<b>B6</b>	Membrana com de pó da casca de banana 0,5% (M8)	Inibição parcial por contato
<b>B7</b>	Membrana com de pó de casca de banana 0,1% (M9)	Inibição parcial por contato

Fonte: Da autora.

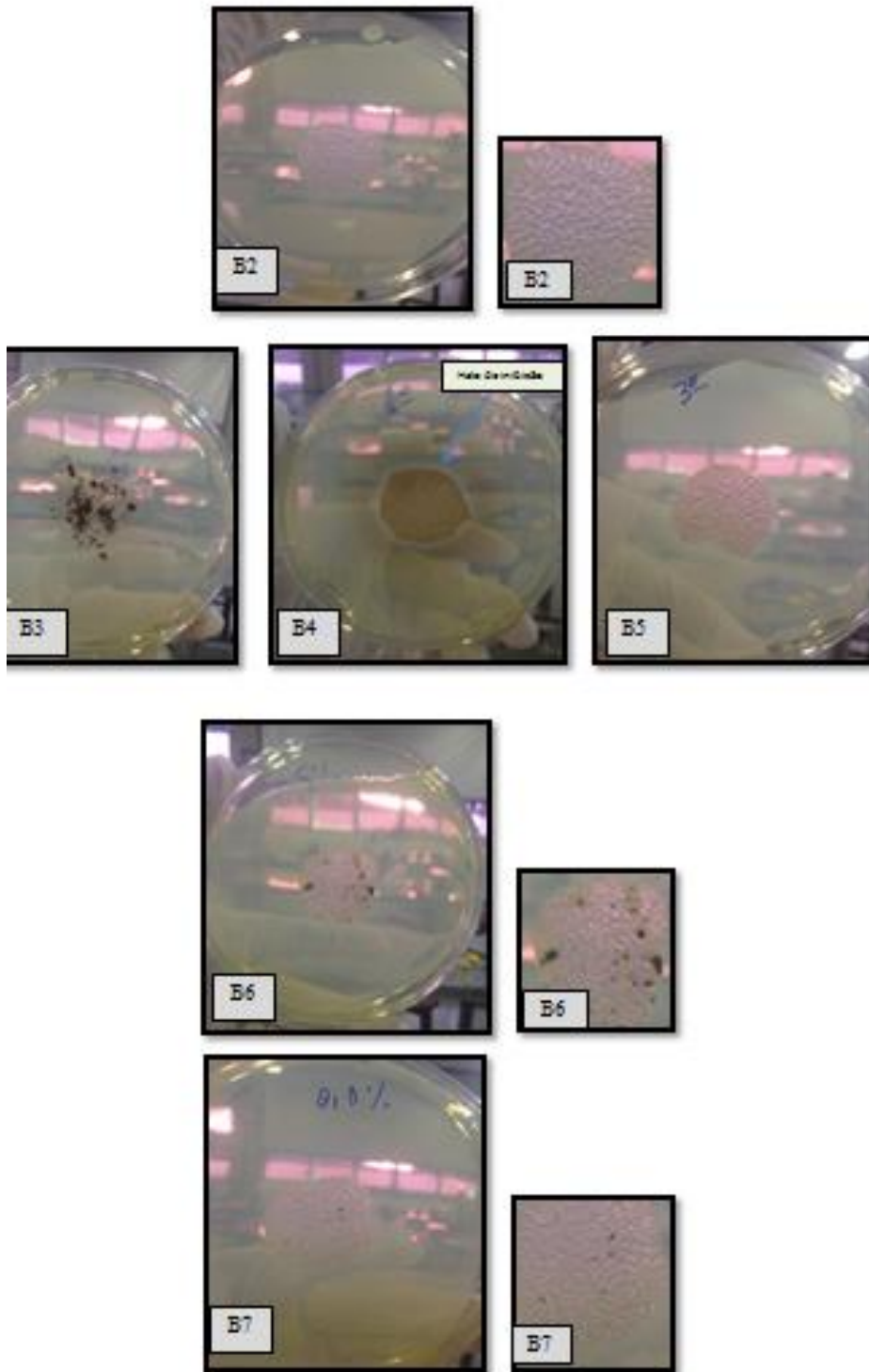


Figura 33 - Resultado da atividade bacteriana para *Escherichia coli*, para as amostras B1 (controle), B2 (membrana M1), B3 (casca de banana em pó), B4 (membrana M2), B5 (membrana M3), B6 (membrana M8) e B7 (membrana M9).

Fonte: Da autora.



## 5 CONCLUSÃO

- Os dois métodos: decocção e secagem foram eficazes na extração dos metabólitos da casca de banana verde para preparação de membranas a base de quitosana. As membranas estudadas mantêm a umidade, são relativamente transparentes, facilitando a visualização da ferida, são maleáveis, podendo ser usadas como curativo primário diretamente na ferida, e permitem troca de vapor de água entre a ferida e o meio ambiente, além de inibir o crescimento bacteriano.
- O método de decocção mostrou-se eficiente na extração dos metabólitos já no primeiro dia, tornando desnecessária a cocção por mais dois dias.
- O método de secagem também se mostrou eficiente para preparação das membranas, desde que sejam adicionadas quantidades de pós inferiores a 1%.
- Devido ao fato de a membrana M2 (extração 1º dia) apresentar flexibilidade e transparência adequadas, capacidade de intumescimento, além da formação de halo de inibição para *E. coli*, esta membrana foi considerada a melhor formulação desenvolvida para aplicação como recobrimento de feridas.
- Testes *in vivo* devem ser realizados para confirmar o poder cicatrizante e a inibição bacteriana das membranas.

## 6 SUGESTÕES PARA TRABALHOS FUTUROS

- a) Verificar o nível de taninos em membranas com casca de banana verde de acordo com a variação sazonal e com grau de maturação da própria casca verde.
- b) Verificar se as membranas produzidas com quitosana provocam alergias aos pacientes com alergia a crustáceos.
- c) Preparar membranas usando os extratos de 1º, 2º e 3º dia juntos.
- d) Preparar membranas com a casca de banana verde liofilizada para melhorar a aparência das membranas.
- e) Preparar as membranas com diferentes concentrações de quitosana.
- f) Fazer testes biológicos *in vivo*.

## REFERÊNCIAS

- ADAM, J. et al. Cutaneous wound healing: mechanisms of disease. **The New England Journal of Medicine**, v. 341, n. 10, p. 738-746, Sept. 1999.
- ALVARENGA, T. C. et al. Polifenoloxidase: uma enzima intrigante. **Ciência & Tecnologia**, Jaboticabal: FATEC-JB, v. 3, n. 1, 2013.
- ALVES, H.; MACHADO, M. T.; NORONHA, A. N. W. Análise quantitativa do processo de reparo em cicatriz cirúrgica de ratos tratados com extrato de *Musa sapientum*, *Aloe vera*, colagenase e placebo. **Revista Ciências em Saúde**, v.1, n. 2, jul. 2011.
- AROCKIANATHAN, P. M. et al. Preparation, characterization and evaluation of biocomposite filmes containing chitosan and sago starch impregnated with silver nanoparticles. **International Journal of Biological Macromolecules**, v.50, p. 939-946, 2012.
- ARCHANA, D.; DUTTA, J.; DUTTA, P. K. Evaluation of chitosan nano dressing for wound healing: Characterization, in vitro and in vivo studies. **International Journal of Biological Macromolecules**, v.57, p. 193-203, 2013.
- ASTM. **Standard test methods of water vapor transmission of material, E96-95**. Philadelphia: American Society for Testing and Materials, 1995.
- BATTESTIN, V.; MATSUDA, L. K.; MACEDO, G. A. Fontes e aplicações de taninos e tanases em alimentos. **Alim. Nutr.**, v. 15, n. 1, p. 63-72, Araraquara, 2004.
- BORGES, A. M.; PEREIRA, J. ; LUCENA, E. M. P. Caracterização da farinha de banana verde. **Ciênc. Tecnol. Alimentos**, Campinas, v. 29, n. 2, p. 333-339, abr./jun. 2009.
- BOROJEVIC, R.; SERRICELLA, P. Próteses vivas de pele humana. **Biotecnologia Ciência & Desenvolvimento**, ano 2, n. 7, p. 16-18, jan./fev. 1999.
- CAMPOS, A.C.L., BRANCO, A.B., GROTH, A.K. Cicatrização de feridas. **ABCD Arq. Cir. Dig.**, 20(1), p.51-58, 2007.
- CAMPOS, M.; CORDI, L.; DURAN, N.; MEI, L. Antibacterial activity of chitosan solutions for wound dressing. **Macromol. Symp.**, v. 245, p.515-518, 2006.
- CAMPOS, M. G. N. **Desenvolvimento e caracterização de membranas de quitosana para recobrimento de feridas e liberação controlada de fármacos**. 120f. 2007. Tese (Doutorado em Engenharia Química)- Faculdade de Engenharia Química, Universidade Estadual de Campinas, Campinas, SP, 2007.
- CAMPOS, M. G. N. et al. Effects of neutralization process on preparation and characterization of chitosan membranes for wound dressing. **Macromol. Symp.**, v. 229, p. 253-257, 2005.
- CAMPOS, M. G. N.; GROSSO, C. R. F.; INNOCENTINI-MEI, L. H. Crystallinity *versus* water permeability of chitosan membranes for wound dressing. In: **ADVANCES IN MATERIALS AND PROCESSING TECHNOLOGY (AMPT) CONFERENCE**. [S. l.], 2006.

CANEVAROLO JÚNIOR, S. V. **Ciência dos polímeros: um texto básico para tecnólogos e engenheiros**. 3. ed. São Paulo: Artiber, 2010.

CRAVEIRO, A. A.; CRAVEIRO, A. C.; QUEIROZ, D. C. **Quitosana: a fibra do futuro**. Fortaleza: Padetec, 1999. 124 p.

CROISIER, F.; JÉRÔME, C. Chitosan based biomaterials for tissue engineering. **European Polymer Journal**, v.49, p. 780-792, 2013.

DA SILVA, M. A.; BIERHALZ, A. C. K.; KIECKBUSCH, T. G. Influence of drying conditions on physical properties of alginate films. **Drying Technology: An International Journal**, v. 30, p. 72-79, 2012.

DALLAN, P. R. M. **Síntese e caracterização de membranas de quitosana para aplicação na regeneração da pele**. 197f. 2005. Tese (Doutorado em Engenharia Química)- Faculdade de Engenharia Química, Universidade Estadual de Campinas, Campinas, SP, 2005.

FARIAS, M. G. et al. Efeito do ângulo de contato e atividade de água em filmes de amido com polpa de fruta. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE PÓS-COLHEITA DE FRUTAS, HORTALIÇAS E FLORES. , 3., 2011, Nova Friburgo. **Anais...** Rio de Janeiro: Embrapa Agroindústria de Alimentos, 2011.

JAYAKUMAR, R. et al. Biomaterials based on chitin and chitosan in wound dressing applications. **Biotechnology Advances**, v.29, p. 322-337, 2011.

LIN-GIBSON, S. et al. Reaction kinetics and gel properties of blocked diisocyanate cross linked chitosan hydrogels. **Carbohydrate Polymers**, v. 54, p. 193-199, 2003.

LINO, P. B. et al. Evaluation of post-surgical healing in rats using a topical preparation based on extract of *Musa sapientum* epicarp. **Brazilian Journal of Pharmacognosy**, v. 21, n. 3, p. 491-496, maio/jun. 2011.

MAINA, H. M.; HEIDI, E.S.; SHAGAL, M. H. Analytical screening of nutritional and non-essential components in unripe and ripe fruits of banana (*Musa sapientum*). **International Journal of Medicinal Plant Research**, v. 1, n. 3, p. 20-25, Aug., 2012.

MALAGUTTI, W.; KAKIHARA C. T. (Orgs.). **Curativos, estomias e dermatologia: uma abordagem multiprofissional**. São Paulo, SP: Martinari, 2010.

MATHUR, N. K.; NARANG, K. Chitin and chitosan, versatile polysaccharides from marine animals. **J. Chem. Edu.**, 1990.

McHUGH, T. H.; BUSTILLOS, R.A.; KROCHTA, J. M. Hydrophilic edible films: modified procedure for water vapor permeability and explanation of thickness effects. **Journal of Food Science**, v. 58, p. 899-903, 1993.

MI, F. L. et al. Assymmetric chitosan membranes prepared by dry/wet phase separation: a newtype of wound dressing for controlled antibacterial release. **Journal of Membrane Science**, v. 212, p. 237-254, 2003.

MIRANDA, S. P. et al. Water vapor permeability and mechanical properties of chitosan composite films. **J. Chil. Chem. Soc.**, v.49, n.2, 2004.

MOGOSANU, G. D.; GRUMEZESCU, A. M. Natural and synthetic polymers for wounds and burn dressing. **International Journal of Pharmaceutics**, v. 463, p. 127-136, 2014.

MONTERIO, J. M. et al. Taninos: uma abordagem da química à ecologia. **Química Nova**, v. 28, n. 5, p. 892-896, 2005.

NAIR, L. S.; LAURENCIN, C. T. Polymers as biomaterials for tissue engineering and controlled drug delivery. **Adv Biochem Engin/Biotechnol.**, v. 102, p. 47-90, out. 2005.

NASCIMENTO, A. P. R. **Quantificação dos taninos dos vinhos por transformada de Fourier dos espectros no infravermelho médio (FTIR)**. Dissertação (Mestrado em Viticultura e Enologia)- Universidade Técnica de Lisboa, Lisboa, 2011.

NASCIMENTO, E. G. et al. Evaluation of chitosan gel with 1% silver sulfadiazine as an alternative for burn wound treatment in rats. **Acta Cirúrgica Brasileira**, v. 24, n. 6, p. 460-465, nov./dez. 2009.

ORDEÑEZ, J.A. et al. **Tecnologia de Alimentos** – Componentes dos alimentos e processos. Porto Alegre: Artmed, 2005. p. 92-100, 109-111.

PIMENTEL, R. M. A. et al. Qualidade pós-colheita dos genótipos de banana PA42-44 e prata-anã cultivados no norte de Minas Gerais. **Rev. Bras. Frutic.**, Jaboticabal, SP, v. 32, n. 2, p. 407-413, jun. 2010.

PONCE-JIMÉNEZ, M. D. P. et al. Antifungal protection and sizing of paper with chitosan salts and cellulose ethers, part 1, physical effects. **Journal of the American Institute for Conservation**, v. 41, n.3, p. 243-254, 2002.

QUEEN, D. et al. The preclinical evaluation of the water vapour transmission rate through burn wound dressings. **Biomaterials**, v.8, 1987.

RAY, M. et al. Development and characterization of chitosan based polymeric hydrogel membranes. **Designed Monomers & Polymers**, v. 13, n. 3, p. 193- 206, 2010.

SANTOS, A. R.; CAMPOS, M. G. N.; INOCENTINNI-MEI, L. H. *In vitro* cytotoxicity evaluation of chitosan membranes for wound dressing. **COLAOB**, 2006.

SILVA, H. S. R. C. et al. Quitosana: derivados hidrossolúveis, aplicações farmacêuticas e avanços. **Química Nova**, v. 29, n. 4, p. 776-785, 2006.

SILVA, R. M. et al. Preparation and characterization in simulated body conditions of glutaraldehyde crosslinked chitosan membranes. **Journal of Material Science: Materials in Medicine**, v. 15, p.1105-1112, 2004.

SILVA, W. A. et al. Determinação da cor, imagem superficial topográfica e ângulo de contato de biofilmes de diferentes fontes de amido. **Ciênc. Agrotec.**, Lavras, v. 31, n. 1, p. 154-163, jan./fev. 2007.

SILVERSTEIN, R. M.; WEBSTER, F. X.; KIEMLE, D. J. **Identificação espectrométrica de compostos orgânicos**. 7. ed. Rio de Janeiro: LTC, 2007.

TORMALA, P.; POHJONEN, T.; ROKKANEN, P. Bioabsorbable polymers: materials technology and surgical applications. Proceedings of the Institution of Mechanical Engineers (Part H). **Journal of Engineering in Medicine**, v. 212, p.101-111, 1998.

TURI, E.A. **Thermal characterization of polymeric materials**. Florida: Academic Press, 1981. 972 p.

USP-Universidade de São Paulo. Agência de Notícia. **Casca de banana é usada na despoluição de água**. São Paulo, 24 abr. 2013. Disponível em: <<http://www.usp.br/agen/?p=135446>>. Acesso em: 20 maio 2013.

VON ATZINGEN, D. A. N. et al. Gel from unripe *Musa sapientum* peel to repair surgical wounds in rats. **Acta Cirúrgica Brasileira**, v. 26, n. 5, p. 379-382, 2001.

VON LOESECKE, H. W. **Bananas**. 2 ed. New York: Interscience Publisher, 1950.

WELSH, E. R. et al. Chitosan cross-linking with a water-soluble, blocked diisocyanate. **Biomacromolecules**, v. 3, p. 1370-1374, 2002.

## **APÊNDICE**

## APÊNDICE A – Resultado de análise de infravermelho.

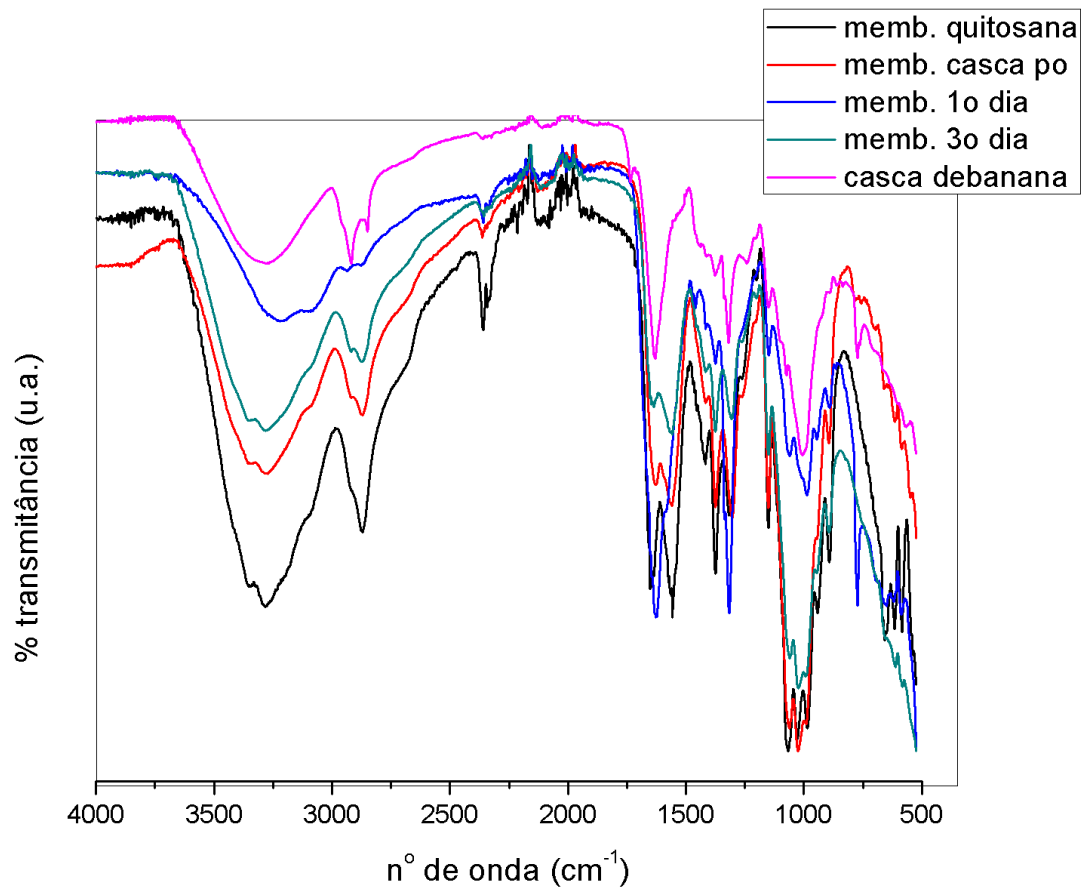


Figura 34 – Resultado infravermelho por transformada de Fourier (FTIR), região 500 a 4.000  $\text{cm}^{-1}$ , membrana de quitosana (M1), membrana 1º dia (M2), membrana 3º dia (M3), membrana da casca de banana em pó (M5) e casca de banana em pó (CB)

Fonte: Da autora