

**UNIVERSIDADE TECNOLÓGICA FEDERAL DO PARANÁ
COORDENAÇÃO DE TECNOLOGIA E ENGENHARIA DE ALIMENTOS
CURSO SUPERIOR DE TECNOLOGIA DE ALIMENTOS
CAMPUS CAMPO MOURÃO – PARANÁ**

**Solange Fávaro Tosoni
Vanessa Carvalho Rodrigues**

**CARACTERÍSTICAS FÍSICO-QUÍMICAS E ANTIOXIDANTES DE
PRÓPOLIS MICROENCAPSULADA COM DIFERENTES TIPOS DE MATERIAIS
ENCAPSULANTES**

TRABALHO DE CONCLUSÃO DE CURSO

**CAMPO MOURÃO
2013**

Solange Fávaro Tosoni
Vanessa Carvalho Rodrigues

**CARACTERÍSTICAS FÍSICO-QUÍMICAS E ANTIOXIDANTES DE
PRÓPOLIS MICROENCAPSULADA COM DIFERENTES TIPOS DE MATERIAIS
ENCAPSULANTES**

Trabalho de Conclusão de Curso de graduação, apresentado à disciplina de Trabalho de Diplomação, do Curso Superior de Tecnologia de Alimentos da Universidade Tecnológica Federal do Paraná – UTFPR, Campus Campo Mourão, como requisito para a obtenção do título de Tecnólogo.

Orientadora: Prof^a. Dra. Maria Josiane Sereia

Orientador: Prof. Dr. Manuel Salvador Vicente Plata Oviedo.

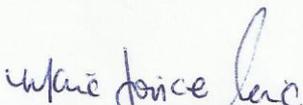
CAMPO MOURÃO
2013

Solange Fávaro Tosoni

Vanessa Carvalho Rodrigues

**CARACTERÍSTICAS FÍSICO-QUÍMICAS E ANTIOXIDANTES DE
PRÓPOLIS MICROENCAPSULADA COM DIFERENTES TIPOS DE MATERIAIS
ENCAPSULANTES**

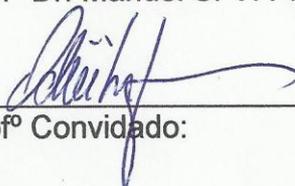
BANCA EXAMINADORA



Profª Dra. Maria Josiane Sereia



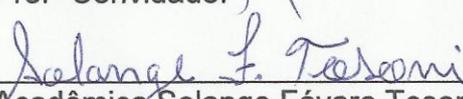
Profº Dr. Manuel S. V. Plata Oviedo:



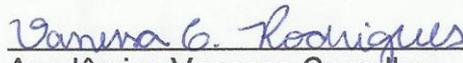
Profº Convidado:



Profº Convidado:



Acadêmica Solange Fávaro Tosoni



Acadêmica Vanessa Carvalho
Rodrigues

Visto do Coordenador dos Trabalhos de Conclusão de Curso



Prof. Dra. Adriana Droval

**Campo Mourão
2013**

AGRADECIMENTOS

A Deus por ter nos dado força e coragem para realizarmos e concluirmos este trabalho.

À nossa família pelo apoio concedido.

Aos professores Dra. Maria Josiane Sereia e Dr. Manuel Salvador Vicente Plata Oviedo pela orientação, ensinamentos, dedicação, amizade e pela oportunidade para que este trabalho fosse realizado.

Aos participantes da banca pela participação, contribuições e sugestões.

À Real mel pelo preparo do extrato alcoólico de própolis.

RESUMO

O objetivo do trabalho foi avaliar as características físico-químicas e atividade antioxidante do extrato de própolis microencapsulado por pulverização com dextrinas, maltodextrinas e goma arábica. As amostras foram avaliadas quanto à umidade, atividade de água, densidade aparente, higroscopicidade, eficiência da encapsulação, solubilidade, estabilidade dos compostos fenólicos e flavonóides durante o armazenamento e atividade antioxidante. A própolis microencapsulada com maltodextrina comum apresentou menor valor de higroscopicidade, maior retenção de compostos fenólicos na secagem e maior perda de compostos fenólicos durante o tempo de armazenamento. A própolis microencapsulada com maltodextrina acetilada apresentou menor teor de umidade, atividade de água, densidade, sofreu as menores perdas de compostos fenólicos e maior estabilidade durante 60 dias de armazenamento. A microencapsulação do extrato de própolis mostrou-se um método bastante efetivo na retenção dos princípios ativos da mesma.

Palavras – chave: Própolis. Microencapsulação. Análises físico-químicas. Atividade antioxidante.

ABSTRACT

The objective of this study was to evaluate the physicochemical and antioxidant activity of propolis extract microencapsulated by spray dextrins, maltodextrins and gum arabic. The samples were evaluated for moisture, water activity, density, hygroscopicity, encapsulation efficiency, solubility, stability of phenolic compounds and flavonoids during storage and antioxidant activity. Propolis microencapsulated with maltodextrin common value showed lower hygroscopicity, greater retention of phenolic compounds and higher drying loss of phenolic compounds during the storage time. Propolis microencapsulated with acetylated maltodextrin showed lower moisture content, water activity, density, suffered the smallest losses of phenolics and greater stability during 60 days of storage. Microencapsulation of propolis extract proved to be a very effective method in the retention of the active ingredients in the same.

Keywords: Propolis. Microencapsulation. Physicochemical analyzes. Antioxidant activity.

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	4
2. OBJETIVOS	6
2.1. Objetivo geral	6
2.2. Objetivos específicos.....	6
3. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	7
3.1. Própolis	7
3.2. Encapsulação por pulverização (Spray Drying).....	8
3.3. Materiais encapsulantes.....	8
3.3.1. Dextrina comum ou pirodextrina.....	9
3.3.2. Dextrina octenil succinilida (Dextrina-OSA).....	9
3.3.3. Maltodextrina comum	10
3.3.4. Maltodextrina-acetilada	10
3.3.5. Goma arábica	11
4. METODOLOGIAS	12
4.1. Material.....	12
4.2. Métodos.....	12
4.2.1. Umidade (%)	12
4.2.2. Atividade de água (aw).....	12
4.2.3. Densidade aparente (g/mL)	13
4.2.4. Higroscopicidade (g/100g).....	13
4.2.5. Eficiência da encapsulação (%).....	13
4.2.6. Solubilidade em água (%)	14
4.2.7. Ruptura das microcápsulas	14
4.2.8. Compostos fenólicos totais (%)	14
4.2.9. Flavonóides totais (%)	15
4.2.10. Estabilidade dos compostos fenólicos totais e flavonóides durante o armazenamento	15
4.2.11. Atividade antioxidante (%).....	15
4.12. Análises estatísticas	17
5. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	18
Umidade	21
Atividade de água.....	21
Densidade	22
Higroscopicidade	23
Eficiência da encapsulação	23
Solubilidade.....	24
Estabilidade dos compostos fenólicos totais e flavonóides durante o armazenamento	24
Atividade antioxidante	26
6. CONCLUSÕES	27
REFERÊNCIAS	28

1. INTRODUÇÃO

Ao longo da história, o homem aprendeu a utilizar os produtos naturais na medicina. Um deles, utilizados durante séculos pela humanidade, é a própolis. Seu emprego já era descrito pelos assírios, gregos, romanos, incas e egípcios. No antigo Egito (1700 a.C.) era utilizada como um dos materiais para embalsamar os mortos.

Historicamente, a própolis é aplicada na medicina popular como produto curativo e preventivo de enfermidades por apresentar diferentes propriedades, dentre elas, destacam-se a antibacteriana, antifúngica, antiviral, antiinflamatória, citostática e imunoestimulante (MARCUCCI, 1996; PARK et al., 1998; SANTOS et al., 2003; FUNARI; FERRO, 2006; SFORCIN, 2007). Alguns autores também relatam que a própolis possui propriedades anticariogênicas, antioxidante, (PARK et al., 1998; DUARTE et al., 2003) anticarcinogênica (SFORCIN, 2007), podendo também ser aplicada em indústrias farmacêutica e alimentar como um aditivo natural (antioxidante e antimicrobiana) e sob a forma de ingrediente funcional (NORI et al., 2011).

Diversos produtos contendo própolis têm sido vendidos em todo o mundo, principalmente no Japão, tais como doces, chocolates, xampus, cremes para pele, soluções anti-sépticas e dentífricas (ACKERMANN, 1991). No entanto, a aplicação da própolis em alimentos é ainda limitada por ser extraída em meio alcoólico e apresentar sabor e aroma acentuados (NORI et al., 2011).

A microencapsulação pode ser uma alternativa para reduzir estes problemas por se tratar de uma técnica muito utilizada na indústria farmacêutica para a liberação modificada e estabilidade de formulações e disfarçar sabor desagradável, além de proteger os produtos contra fatores ambientais, aumentando a vida de prateleira (GOUIN, 2004; FAVARO-TRINDADE; PINHO; ROCHA, 2008) e na elaboração de sistemas nutracêuticos, através da incorporação de compostos bioativos em sistemas alimentares (NORI et al., 2011).

Agentes encapsulantes podem ser utilizados como cobertura para as microcápsulas, entre eles as gomas, hidrolisados de amidos, as celulosas, os lipídios, os materiais inorgânicos e as proteínas (BERNARDI, 2010). A escolha do agente encapsulante depende de uma série de fatores, entre eles a não reatividade com o material a ser encapsulado, o processo utilizado para a formação da

microcápsula e o mecanismo de liberação ideal (FAVARO-TRINDADE; PINHO; ROCHA, 2008).

Vários métodos são empregados para encapsular, sendo eles classificados como físicos, químicos e físico-químicos. A escolha do método depende de vários fatores tais como: tamanhos de partículas requeridas, propriedades físicas e químicas do núcleo e da parede, aplicação do produto final, mecanismos desejados de liberação, escala de produção e custo (SPADA, 2011).

A secagem por pulverização é a técnica mais utilizada pela indústria de alimentos. A otimização deste processo depende da avaliação conjunta entre vários parâmetros tais como: aquecimento, volume de ar, tipo de bico atomizador, características do produto, vazão do material a ser seco ou do sistema de atomização, temperatura do ar de secagem e os parâmetros de formulação (LANNES; MEDEIROS, 2003).

Sabendo que as microcápsulas têm a capacidade de modificar e melhorar a aparência e as propriedades de uma substância, este trabalho teve por objetivo aplicar a técnica de microencapsulação para secar o extrato alcoólico de própolis, usando diferentes materiais de parede, com o intuito de facilitar a manipulação do material encapsulado; mascarar sabor e odor desagradáveis; promover o aumento da solubilidade e estabilidade, além de facilitar o transporte e armazenagem deste produto.

2. OBJETIVOS

2.1. Objetivo geral

Avaliar as características físico-químicas e atividade antioxidante do extrato de própolis microencapsulado por pulverização com dextrinas, maltodextrinas e goma arábica.

2.2. Objetivos específicos

Determinar nas amostras encapsuladas:

- Umidade e atividade de água
- Densidade aparente
- Higroscopicidade
- Eficiência da encapsulação
- Solubilidade
- Teor de compostos fenólicos totais
- Teor de flavonóides totais
- Estabilidade dos flavonóides durante o armazenamento
- Atividade antioxidante

3. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

3.1. Própolis

A própolis é uma substância resinosa produzida pelas abelhas *Apis mellifera* a partir de brotos, folhas, flores, exudatos de plantas, onde são acrescentados secreção salivares, pólen e ceras para obtenção do produto final. É utilizada pelas abelhas na vedação da colméia contra fatores externos tais como frio, ataque de insetos, umidade, fungos e bactérias (MARCUCCI, 1996; PARK et al., 1998; BRASIL, 2001; RAMOS; MIRANDA, 2007) e pelo homem como um “antibiótico natural”, devido a suas propriedades antimicrobiana, antiviral, antiinflamatória, anestésica anticariogênica, anticarcinogênica, cicatrizante, antioxidante (MARCUCCI, 1996; BANKOVA; CASTRO, MARCUCCI, 2000; SANTOS et al., 2003; CASTRO, 2007).

A coloração da própolis é depende da região, origem da planta e época de extração, podendo variar do marrom escuro passando a uma tonalidade esverdeada até o marrom avermelhado. Apresenta um odor característico que pode variar de uma amostra para outra. O ponto de fusão é variável entre 60 e 70°C, sendo que pode atingir, em alguns casos, até 100°C (MARCUCCI, 1996).

Sua composição é de 47% de resina, 30% de ceras, 5% de pólen, 4-15% de substâncias voláteis e 13% de substâncias desconhecidas (BURDOCK, 1998; FALCÃO; PEREIRA; MILÃO, 2009). Mais de 300 compostos diferentes foram identificados na composição da própolis, incluindo os ácidos alifáticos, ésteres, ácidos aromáticos, ácidos graxos, carboidratos aldeídos, ácidos aminados, cetonas, chalconas e dihidrochalconas, terpenóides, vitaminas e substâncias inorgânicas, compostos fenólicos como flavonóides e álcoois aromáticos (MARCUCCI, 1996; FALCÃO; PEREIRA; MILÃO, 2009).

As propriedades da própolis estão diretamente relacionadas à sua composição química, tendo em vista que a mesma varia de acordo com a vegetação da região, a época da coleta e a técnica empregada, bem como em função da espécie da abelha e do grau de africanização da *Apis mellifera* no Brasil, fatores importantes na definição das suas propriedades físicas, químicas e biológicas (PEREIRA et al., 2002).

3.2. Encapsulação por pulverização (Spray Drying)

Segundo Fávaro-Trindade; Pinho; Rocha, (2008), a encapsulação é uma técnica que consiste no empacotamento com finas coberturas poliméricas aplicável em materiais sólidos, gotículas de líquidos ou material gasoso. Este procedimento envolve a incorporação de ingredientes alimentares, enzimas, células ou outros materiais em pequenas cápsulas. A encapsulação é uma barreira para evitar reações químicas. Permite a liberação modificada dos ingredientes sob velocidade e condições específicas e mascara odores e sabores desagradáveis. O uso desta metodologia, aplicada desde os anos de 1950, tem aumentado na indústria alimentícia, pois os materiais encapsulados podem ser protegidos do calor, umidade, oxidação, reações químicas ou de outras condições extremas, aumentando a sua estabilidade e mantendo a viabilidade (ROSENBERG; KOPELMAN; TALMON, 1990; GOUIN, 2004; FÁVARO-TRINDADE; PINHO; ROCHA, 2008). No caso da microencapsulação compostos aromáticos, o perfil organoléptico e a qualidade do produto podem ser assegurados, tornando-o de alto valor comercial.

Mudança de pH, stress mecânico, tempo, temperatura, atividade enzimática, força osmótica dentre outros, são fatores que podem ser utilizados na liberação do ingrediente encapsulado (GOUIN, 2004).

A secagem por spray-drying é uma operação unitária através da qual uma solução ou emulsão é pulverizada numa corrente de gás quente para, instantaneamente, obter um pó. O gás habitualmente utilizado é o ar ou, mais raramente, um gás inerte como o nitrogênio. O líquido de alimentação pode ser uma solução, uma emulsão ou uma suspensão. Dependendo do material utilizado na alimentação e das condições da operação, a produção do pó pode atingir dimensões desde muito finas (10-50 μm) a partículas de grande dimensão (2-3 mm) (MARTÍNEZ et al., 2004).

É um método prático, econômico e mais comum para a obtenção de produtos em pó, com custo de processamento menor quando comparado a outros métodos (CAI; CORKE, 2000).

3.3. Materiais encapsulantes

A microencapsulação de alimentos emprega formulações contendo o ingrediente a ser preservado em mistura com agentes encapsulantes dos mais variados: amido ou seus derivados, proteínas, gomas, lipídios, ou combinações

entre estes agentes (ABURTO; TAVARES; MARTUCCI, 1998). O passo inicial na secagem envolve a seleção de um material de parede adequada conhecido como transportador ou agente de encapsulação (PORRARUD; PRANEE, 2010). Uma consideração especial, relacionada com o material de parede, é que o mesmo deve ser reconhecido como seguro (GRAS) (ROSENBERG; KOPELMAN; TALMON, 1990). A goma arábica (GA), amidos hidrolisados, e amidos modificados são as três classes mais importantes de materiais de parede que são amplamente utilizadas em microencapsulação (CAI; CORKE, 2000).

3.3.1. Dextrina comum ou pirodextrina

Dextrinas são produtos da hidrólise de amido produzido por via ácida e altas temperaturas (120 a 220°C). Possui a mesma fórmula empírica da molécula de amido, mas são estruturalmente diferentes, sendo dextrina uma molécula menor e menos complexa (GALVIS; MORENO; OSPINA, 2007).

É quimicamente considerada um polímero intermediário entre o amido e oligossacarídeos, apresentando-se como um sólido amorfo de cor creme a castanho, solúvel em água fria, baixa umidade (0 a 5%) e insolúvel em álcool. Pode ser obtida por via seca ou úmida. A seca tem custos operacionais mais baixos, menor carga de poluentes e menor consumo de água que torna menos caro e ambientalmente compatível pela ausência de efluentes. Estas dextrinas são também conhecidas como pirodextrinas (GALVIS; MORENO; OSPINA, 2007).

3.3.2. Dextrina octenil succinilida (Dextrina-OSA)

Octenil-succinato de amido, o chamado amido-OSA, é um emulsificante obtido por esterificação do amido com o anidrido octenilsuccínico (OSA) sob condições alcalinas. Através desta modificação, a hidrofobicidade do OSA é introduzida, enquanto a hidrofiliabilidade das macromoléculas do amido é mantida. Este derivado com propriedades anfífilas é um emulsionante eficaz, sendo usado como um transportador de libertação modificada material (WANG et al., 2010).

Esse amido OSA, quando aquecido a temperaturas elevadas (120 a 170°C) e pH de 1 a 3, é transformado em dextrina, apresentando alta solubilidade em água e baixa viscosidade, porém, mantém sua capacidade emulsificante, que permite ser usada a um alto nível teor de sólidos (30%) (em comparação com goma de acácia)

(REINECCIUS, 1991). Essa dextrina é muito usada com agente encapsulante, pois apresenta capacidade de proteger substâncias encapsuladas (TESCH, GERHARDS, SCHUBERT, 2002).

O produto derivado deste amido é comercialmente conhecido com Capsul[®], uma dextrina obtida a partir de amido de milho ceroso quimicamente modificado por incorporação do componente lipofílico à cadeia de oito átomos de carbono, proporcionando uma excelente retenção de voláteis durante a secagem por pulverização (REINECCIUS, 1991).

3.3.3. Maltodextrina comum

A maltodextrina é um polímero sacarídeo nutritivo, não doce, de cor branca, constituída por unidades D-glicose ligadas por cadeia α 1-4. As mais adequadas para encapsulação são as que possuem dextrose equivalente menor que 20, já que são menos higroscópicas evitando a aglomeração das partículas. Apresenta-se como pó branco. É usada combinada com dextrinas octenil succiniladas para estabilizar emulsões. Na encapsulação forma uma película protegendo o material volátil; tem efeito antioxidante e mostra retenção de voláteis na faixa de 65 a 80% (ASCHERI et al., 2003). Devido à sua baixa viscosidade a altas concentrações, as maltodextrinas têm sido estudadas como possíveis substitutos para a goma arábica em emulsões atomizadas (REINECCIUS, 1991; MÜLLER, 2011).

3.3.4. Maltodextrina-acetilada

A acetilação é uma modificação química usada pela indústria de amido. A introdução de grupos acetilo interrompe a estrutura ordenada do amido nativo e interfere na reassociação de amilose e amilopectina no amido gelatinizado, diminui a temperatura de gelatinização, aumenta a solubilidade e melhora a estabilidade. O amido acetilado com um baixo grau de substituição é geralmente obtido por esterificação do amido nativo com anidrido acético em meio aquoso na presença de um catalisador alcalino, podendo este ser o hidróxido de sódio (NaOH) ou hidróxidos de metais alcalino ou alcalino-terrosos, tais como o hidróxido de cálcio (CaOH_2) (WANG; WANG 2002; CHI, et al., 2008). Este tipo de amido quando hidrolisado parcialmente com amilases apresenta boas propriedades encapsulantes.

3.3.5. Goma arábica

A goma arábica (ou goma acácia) é constituída por um arranjo altamente ramificado de galactose, arabinose, ramnose e ácido glucurônico, contendo ainda cerca de 2% de um componente protéico ligado covalentemente a esse arranjo molecular, exercendo um papel fundamental na determinação das propriedades emulsificantes da goma (RANDALL; PHILLIPS; WILLIAMS, 1988).

É considerada como um excelente material encapsulante, pela baixa viscosidade, solubilidade, boas propriedades emulsificantes, sabor suave e alta estabilidade oxidativa conferida a óleos. Por outro lado, tem alto custo e problemas de disponibilidade, já que é produzida em regiões sujeitas a variações climáticas. Assim, a busca por substitutos totais ou parciais para a goma arábica tem sido incentivada (McNAMEE; O'RIORDAN; O'SULLIVAN, 1998).

4. METODOLOGIAS

4.1. Material

A própolis *in natura* apresentou teor de sólidos de 12% e teor alcoólico de 78%. Os materiais de parede foram:

Dextrina comum

Capsul® (dextrina octenil succinilada)

Maltodextrina comum

Goma arábica

Maltodextrina acetilada

4.2. Métodos

4.2.1. Secagem e encapsulação da própolis por pulverização

No material encapsulante foi disperso em 60 mL de água a 70°C sob agitação mecânica. A seguir, à dispersão foi acrescentada a própolis e agitou-se a 4000 rpm por 5 minutos. A relação de sólidos de própolis/encapsulante foi de 1:7.2. A secagem das amostras por pulverização foi realizada em spray dryer utilizando bico atomizador de 1,0 mm de diâmetro, temperatura do gás de entrada de 130°C, fluxo do ar de secagem de 3,60 e vazão da alimentação da amostra de 0,60 L/h.

4.2.2. Umidade (%)

O teor de umidade da própolis microencapsulada foi determinado segundo a metodologia descrita no Instituto Adolfo Lutz (1985), que tem como princípio a perda de peso sofrida pelo produto em relação à remoção de água em determinadas condições.

4.2.3. Atividade de água (aw)

A atividade de água da própolis microencapsulada foi realizada utilizando o aparelho Aqualab, após estabilização das amostras durante 1h a 25°C (ROCHA et al., 2009).

4.2.4. Densidade aparente (g/mL)

A densidade da própolis microencapsulada foi medida por pesagem 10 g da amostra em um cilindro graduado de 100 mL. Uma vibração constante foi realizada durante três minutos. O volume ocupado foi utilizado para calcular a densidade (CAI; CORKE, 2000).

4.2.5. Higroscopicidade (g/100g)

2 g da própolis microencapsulada foram colocadas a 25°C em um recipiente hermeticamente fechado com uma solução saturada de Na₂SO₄ (81% UR). Após uma semana, as amostras foram pesadas e a higroscopicidade foi expressa como grama de umidade adsorvida em 100 g de sólidos secos (CAI; CORKE, 2000).

4.2.6. Eficiência da encapsulação (%)

Foi considerada como eficiência de encapsulação a relação da quantidade de compostos fenólicos contidos no interior das cápsulas e o total de compostos fenólicos contidos na microcápsula. Os compostos fenólicos localizados nas superfícies das microcápsulas foram extraídos aplicando a seguinte metodologia.

Foram dissolvidas 0,2 g da própolis microencapsulada em 2,0 mL de etanol para dissolver a própolis que está fora da cápsula. A mistura foi agitada num agitador tubo e centrifugada a 4000xg durante 2 minutos. Em seguida foi quantificado os compostos fenólicos do sobrenadante em espectrofotômetro a 765nm. O ácido gálico foi utilizado como padrão.

A quantidade total de compostos fenólicos da microcápsula foi quantificada após a ruptura das cápsulas conforme a metodologia descrita no item 4.8. A eficiência de encapsulação foi calculada usando a seguinte equação:

$$\text{Eficiência de encapsulação (\%)} = (FT - FS) / FT \times 100 \quad (1)$$

Onde FT é a quantidade de compostos fenólicos de uma quantidade conhecida de microcápsulas e FS é a quantidade de compostos fenólicos contidos na mesma quantidade de microcápsulas (SEMALAT; MUHAMAD; SARMIDI, 2009).

4.2.7. Solubilidade em água (%)

Foi determinada de acordo com o método descrito por Eastman & Moore (1984), modificado por Cano-Chauca et al. (2005). Para 100 mL de H₂O destilada, 1g da própolis microencapsulada foi adicionado e deixado em agitação durante cinco minutos. A solução foi centrifugada a 4000 x g durante cinco minutos. Uma alíquota de 25 mL do sobrenadante foi transferida para uma placa de petri previamente pesada e após, seca em estufa a 105°C, durante cinco horas. A solubilidade foi calculada pela diferença de massa.

4.2.8. Ruptura das microcápsulas

A avaliação da atividade antioxidante, flavonóides totais, compostos fenólicos e avaliação da concentração inibitória mínima, foram realizadas seguindo a metodologia descrita por Nori et al. (2011). 2,0 mL de citrato de sódio 10% (m/v) foram misturados a 0,2 g da própolis microencapsulada. Após, o pH foi aumentado para 8,0 com NaOH 0,1 mol/L solução. Esta mistura foi agitada num misturador de tubo vortex por dois minutos. Em seguida, 5,0 mL de etanol 99,5% (v/v) foram adicionados à mistura, mantendo a agitação durante mais dois minutos. Por último a mistura foi centrifugada a 4000 x g durante vinte minutos.

4.2.9. Compostos fenólicos totais (%)

Foi realizado pelo método de Folin-Ciocalteu segundo metodologia proposta por Singleton e Rossi *apud* Amerine e Ough (1976) com algumas modificações. Para um tubo de ensaio de 10 mL foi transferida uma alíquota de uma solução cosntituída por 0,1 mL da diluída em 3,0 mL de água destilada e 0,25 mL de reagente Folin-Ciocalteu. Após três minutos de repouso foram adicionados 2,0 mL de solução de carbonato de sódio a 7,5%. O tubo devidamente tampado foi encubado em um banho de água à temperatura de 37°C por trinta minutos. A seguir, a absorbância foi determinada em espectrofotômetro a 765nm usando cubetas de vidro de 10mm, contra o branco, cuja solução continha 0,25 mL do reagente de Folin-Ciocalteu, 2,0 mL da solução de carbonato de sódio a 7,5% e 3,1 mL de água destilada.

Os teores de compostos fenólicos totais foram determinados por interpolação da absorbância das amostras contra uma curva de calibração construída com padrões de ácido gálico (100, 300, 500 e 700 mg/L) e expressos em miligramas de

equivalente de ácido gálico (mg EAG) por 100 g da amostra. As análises foram realizadas em triplicata.

4.2.10. Flavonóides totais (%)

Alíquotas de 0,2 g da amostra de própolis microencapsulada foram transferidas para balões volumétricos de 10 mL, onde foi adicionado 0,4 mL de solução metanólica de Cloreto de Alumínio (AlCl_3) (5%, m/v). Em seguida, o volume foi ajustado com solução metanólica de ácido acético (2,5%, v/v). Deixou descansar por trinta minutos e realizou-se a leitura da absorbância em espectrofotômetro em comprimento de onda de 408nm, utilizando-se como branco uma solução preparada do mesmo modo que a amostra, mas sem a adição da solução metanólica de Cloreto de Alumínio (AlCl_3).

O teor de flavonoides totais (TFT), foi expresso em porcentagem (p/v) de flavonoides totais calculados como quercetina, de acordo com a Equação 2:

$$\text{TFT} = \frac{A \times \text{FD}}{m \times E \frac{1\%}{1\text{cm}}} \quad (2)$$

Onde: TFT = teor de flavonoides totais; A = absorbância determinada; FD = fator de diluição ($10/0,2 = 50$); m = volume da amostra (mL); $E_{1\%1\text{cm}}$ = absorção específica do complexo quercetina – cloreto de alumínio (560nm) (MARQUES et al., 2011).

4.2.11. Estabilidade dos compostos fenólicos totais e flavonóides durante o armazenamento

As amostras de própolis microencapsulada foram colocadas em frascos fechados e armazenado a 25°C, ao abrigo da luz. A quantidade de compostos fenólicos totais e flavonóides foi medida a 0, 30 e 60 dias após o processo de secagem, conforme a metodologia descrita no item 4.8 e 4.9, respectivamente.

4.2.12. Atividade antioxidante (%)

A atividade antioxidante (AA) total foi avaliada através do radical DPPH (1,1-difenil-2-picrilhidrazil) de acordo com o método descrito por Mensor et al. (2001) com

modificações, onde o meio reacional (extrato + solução de DPPH + etanol absoluto) foi igual a 3,5 mL.

Em tubos de 5 mL foram adicionados 2,4 mL de etanol absoluto, 1 mL de solução de DPPH (6 mg/50 mL) e 0,1 mL da amostra (50 mg de compostos fenólicos/L). Para a correção de uma possível contribuição da coloração das amostras, foi realizado em paralelo, um teste branco consistindo do volume da amostra (0,1 mL) e 3,4 mL de etanol absoluto. O controle foi preparado pela mistura de 1,0 mL de solução de DPPH (6 mg/50 mL) com 2,5 mL de etanol absoluto.

Após 45 minutos de incubação na ausência de luz à temperatura ambiente, as absorvâncias foram registradas contra um branco em 517 nm. Os testes foram realizados em triplicata e a inibição do radical livre DPPH foi calculada pela equação abaixo:

$$AA\% = 100 - [(Aa - Ab) \times 100] / Ac \quad (3)$$

Onde:

Aa = absorvância da amostra

Ab = absorvância do branco

Ac = absorvância do controle

4.3. Análises estatísticas

Foram realizadas utilizando o programa ASSISTAT 7.6 BETA. Os dados obtidos foram tratados estatisticamente utilizando o teste de variância ANOVA e Teste de Tukey, em nível de confiança de 95% ($p > 0,05$).

5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

As tabelas 1, 2 e 3 apresentam os resultados das análises físico-químicas e estabilidade dos compostos fenólicos totais e flavonóides, respectivamente, das amostras de própolis microencapsuladas com diferentes tipos de materiais encapsulantes.

Tabela 1. Resultados das análises físico-químicas das amostras de própolis microencapsuladas com diferentes tipos de materiais encapsulantes.

Agente encapsulante	Umidade (%)	AW	Densidade aparente	Higroscopicidade	Eficiência da encapsulação	Solubilidade	Atividade antioxidante
Dextrina comum	7,08 ^a ±0,25	0,39 ^a ±0,00	0,28 ^b ±0,28	11,36 ^a ± 0,23	39,98 ^c ± 1,09	11,53 ^a ±0,12	42,93 ^d ±1,17
Capsul [®]	4,82 ^b ±0,21	0,37 ^a ±0,02	0,24 ^e ±0,24	13,14 ^c ±0,13	58,13 ^a ± 0,29	89,94 ^b ±1,14	51,43 ^c ±1,57
Maltodextrina comum	7,51 ^a ±0,16	0,39 ^a ±0,02	0,33 ^c ±0,33	10,45 ^a ± 0,14	50,04 ^b ± 0,41	78,39 ^c ±1,14	60,46 ^a ±0,64
Goma arábica	5,63 ^c ±0,20	0,36 ^a ±0,01	0,21 ^a ±0,21	20,79 ^b ± 0,49	42,83 ^c ± 1,79	86,00 ^b ±2,00	58,68 ^a ±1,00
Maltodextrina acetilada	3,54 ^d ±0,26	0,28 ^b ±0,04	0,18 ^d ±0,18	14,51 ^d ± 0,37	48,97 ^b ± 1,17	91,76 ^b ±5,49	54,77 ^b ±1,45

Médias seguidas por letras iguais não diferem estatisticamente entre si ($p>0,05$) pelo Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

Tabela 2. Compostos fenólicos totais de própolis microencapsulada (%).

Dias	Maltodextrina acetilada	Dextrina comum	Capsul [®]	Goma arábica	Maltodextrina comum
0	1,25 ^{aX}	1,33 ^{aXY}	1,39 ^{aXY}	1,39 ^{aXY}	1,57 ^{aY}
30	1,10 ^{bX}	1,06 ^{bX}	1,23 ^{bY}	1,22 ^{bY}	1,23 ^{abY}
60	0,88 ^{cX}	0,95 ^{cXY}	0,95 ^{cY}	0,88 ^{cXY}	0,94 ^{bXY}
% perda após 60 dias	30,18 ^a	30,58 ^a	31,52 ^a	36,57 ^a	36,65 ^a

Médias seguidas por letras iguais não diferem estatisticamente entre si ($p > 0,05$) pelo Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Letras minúsculas estabelece comparação dentro da coluna e letras maiúsculas entre as linhas.

Tabela 3. Flavonóides ($\mu\text{g/g}$) das amostras de própolis microencapsulada (%).

Dias	Maltodextrina acetilada	Dextrina comum	Capsul [®]	Goma arábica	Maltodextrina comum
0	342,41 ^{aX}	320,73 ^{aXZ}	443,45 ^{aY}	252,83 ^{aZ}	369,05 ^{aXY}
30	316,78 ^{aX}	309,22 ^{aX}	397,32 ^{abY}	223,21 ^{aZ}	313,83 ^{bX}
60	315,68 ^{aX}	305,40 ^{aX}	336,82 ^{bX}	220,13 ^{aY}	311,82 ^{bX}
% perda em 60 dias	8,46 ^{bc}	5,45 ^c	23,91 ^a	12,72 ^{bc}	14,73 ^b

Médias seguidas por letras iguais não diferem estatisticamente entre si ($p > 0,05$) pelo Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Letras minúsculas estabelece comparação dentro da coluna e letras maiúsculas entre as linhas.

Umidade

O teor de umidade das amostras de própolis microencapsulada variou de no mínimo 3,54 até no máximo 7,51%. Considerando que as condições da secagem foram iguais para todos os ensaios e a estocagem das amostras foi feita em embalagem de vidro, a umidade das microcapsulas de própolis foi influenciada apenas pela característica hidrofílica/hidrofóbica do material de parede.

O conteúdo de umidade encontrado neste trabalho foi similar aos encontrados por outros autores que utilizaram a atomização como método de secagem. Cai e Corke (2000) encontraram valores de umidade entre 1,95 e 6,98% ao empregar temperaturas do ar de secagem 150 e 210°C para encapsular betacianina com maltodextrinas. Já Lokuwan (2007) encontrou valores de umidade entre 2,00 e 6,00% ao encapsular β -caroteno com amido de mandioca. Ersus e yurdagel (2007) obtiveram valores de umidade entre 2,74 e 3,42% ao encapsular antocianinas em matrizes de maltodextrinas, empregando temperaturas de secagem de 160 a 200°C.

Atividade de água

Os valores de atividade de água das amostras de própolis microencapsulada com diferentes agentes encapsulantes variaram de 0,28 a 0,39, não sendo observada diferença significativa ($p>0,05$), com exceção da maltodextrina acetilada.

Esses valores foram similares aos determinados por Silva et. al. (2013) em amostra de própolis encapsulada com goma arábica (0,33 e 0,39) e Capsul[®] (0,25 e 0,29). Silva et al. (2011), ao secar extrato de própolis por pulverização sem auxílio de material de parede obteve valor de atividade de água de 0,43. Este valor foi superior ao determinado por Silva et al. (2013) (0,25 a 0,39), que estudaram a importância do material de parede na diminuição da atividade água, enfatizando a importância da aw na manutenção da estabilidade microbiológica e físico-química do produto.

A literatura informa valores de atividade de água entre 0,28 a 0,54 em materiais vegetais microencapsulados pela técnica de pulverização. Porrarud e Pranee (2010) encontraram valores semelhantes (0,28 a 0,30) em microcapsulas de clorofila com parede de maltodextrina/goma arábica/Capsul[®]. Valores de 0,20 a 0,28 também foram encontrados por Augusta (2011) ao microencapsular com

maltodextrina 10 DE, pela técnica de pulverização, o corante extraído da casca de jambo. Kha et al. (2010) obtiveram valores de 0,38 a 0,54 para o pó do suco da fruta Gac (*Momordica cochinchinensis*) produzidos com diferentes concentrações de maltodextrina 12 DE.

A atividade de água (aw) está relacionada a outros fatores como: a temperatura, a exposição à luz e ao oxigênio, à estabilidade e ao tempo de armazenamento de alimentos. Em geral, valores acima de 0,6 favorecem diversas reações indesejáveis como oxidação, reação de Maillard, ação de enzimas e desenvolvimento de microrganismos e, conseqüentemente, menor vida útil dos produtos (FENNEMA, 2010).

Densidade

Os valores de densidade aparente obtidos variaram de 0,18 a 0,33 g/mL. Foi observada diferença significativa ($p < 0,05$) entre os resultados dos tratamentos estudados. O aumento da umidade proporcionou aumento da densidade, com correlação linear entre a densidade (y) e o teor de umidade (x) do material de parede ($y = 0,0332 + 0,0612x$; $R^2 = 0,8414$).

A umidade funciona com facilitador da junção das partículas de sólido. Quando estas partículas se juntam, o ar presente entre elas é eliminado, aumentando a quantidade de massa por unidade de área, e assim, a densidade do pó.

Souza et al. (2009) estudaram a influência das condições de secagem por atomização nas propriedades físicas do tomate e encontraram valores de 0,51 a 0,74 g/mL, verificando que a densidade aparente diminui com o aumento da temperatura de entrada do ar de secagem. De acordo com Walton (2000), quando a temperatura do ar de secagem é alta, a taxa de evaporação é rápida e o produto seco fica mais poroso ou com estrutura fragmentada, produzindo queda na densidade da partícula.

Carneiro et al. (2011) encapsulando óleo de linhaça com misturas de goma arábica/maltodextrina e Capsul[®]/maltodextrina obtiveram valores de densidade aparente que variaram de 0,35 a 0,40 g/cm³.

Higroscopicidade

A higroscopicidade das amostras de própolis microencapsuladas variou de 10,45 a 20,79 g de água absorvida por 100 g do pó.

Os valores de higroscopicidade diferiram entre si ($p < 0,05$), exceto entre a dextrina e maltodextrina comum. A menor higroscopicidade das microcápsulas avaliadas pode relacionada à menor hidrofiliidade, como é o caso do Capsul[®], que possui uma cadeia hidrofóbica, ou ao um maior tamanho das macromoléculas dos amiláceos, em relação à goma arábica. Provavelmente, os materiais amiláceos dextrina, maltodextrina comum e acetilada são de baixo valor de dextrose equivalente comportando-se mais próximo de amidos do que produtos altamente hidrolisados que naturalmente são mais higroscópicos.

Em trabalho sobre a microencapsulação de própolis utilizando goma arábica e Capsul[®], Silva et al. (2013) obtiveram valores de 27,4-29,3 e 13,8-15,8, respectivamente, ficando estes valores próximos aos obtidos neste estudo.

Moreira (2007), ao caracterizar extrato microencapsulado de resíduo agroindustrial de acerola, obteve valores para higroscopicidade de 34,72 g e 56,44 g de água absorvida/100 g de pó. Oliveira (2008) avaliando a influência de adjuvantes de secagem sobre as propriedades de suco de caju atomizado, obteve valores entre 37,21 g e 45,86 g/100 g de amostra.

Eficiência da encapsulação

Os valores de eficiência de encapsulação variaram de 39,98% a 58,13%. As menores eficiências da encapsulação foram com a dextrina comum e a goma arábica. A utilização de Capsul[®], uma dextrina esterificada com o anidrido octenil succinico, de maior hidrofobicidade que os outros materiais de parede, mostrou maior eficiência de encapsulação, possivelmente pela maior afinidade do encapsulante pela própolis, que é solúvel em solventes apolares e insolúvel em água.

A eficiência de encapsulação define a quantidade de substância retida no interior da microcapsula e depende, entre outros fatores, da afinidade entre o material de parede e a substância a ser encapsulada.

Materiais derivados de amido como a β -ciclodextrina tem sido usado para microencapsular extratos fenólicos de amora preta obtendo-se eficiência de 52%

(ROSA, 2012). Nori et al. (2011) obtiveram valores superiores aos verificados neste estudo (72,01%) ao microencapsular extrato de própolis com pectina e proteína isolada de soja pelo método de coacervação complexa.

Solubilidade

Os resultados de solubilidade das amostras de própolis microencapsuladas variaram de 11,53% a 91,76%. Com exceção da própolis microencapsulada com dextrina comum, todas as demais amostras estudadas apresentaram elevados valores de solubilidade. Altos valores de solubilidade são interessantes em produtos microencapsulados quando destinados em aplicações em meio aquoso.

Moreira (2007) estudou a secagem do extrato microencapsulado de resíduo agroindustrial de acerola com maltodextrina e goma de cajueiro e concluiu que todos os pós apresentaram boa solubilidade, que variou entre 90,97 e 96,92%.

Em pesquisa desenvolvida por Cano-Chauca et al. (2005), a solubilidade do pó de suco de manga seco por atomização, utilizando maltodextrina em goma arábica como materiais de parede foi de 90%. Na secagem de casca de jamba vermelho com maltodextrina em diferentes concentrações, os valores médios de solubilidade variaram de 98,36 a 99,82%, não havendo diferença significativa entre os experimentos (AUGUSTA, 2011). Em contrapartida, Landim (2008), ao microencapsular pigmentos naturais utilizando maltodextrina e goma arábica como carreadores, obteve baixo teor de solubilidade (68%). Segundo Rosa et al. (2003), a solubilidade dos produtos atomizados depende, entre outros fatores, da temperatura do ar de secagem. Quanto maior a temperatura, maior o tamanho das partículas, o que promove uma maior solubilidade do pó.

Estabilidade dos compostos fenólicos totais e flavonóides durante o armazenamento

Compostos fenólicos totais (CFT)

O teor de compostos fenólicos das amostras analisadas no tempo 0 variaram de 1,25 a 1,56%. As amostras microencapsuladas com dextrina comum, Capsul[®], goma arábica e maltodextrina comum não diferiram entre si ($p > 0,05$), enquanto que as amostras encapsuladas com a maltodextrina comum, de maior teor de CFT, se diferenciou ($p < 0,05$) das microcapsulas de maltodextrina acetilada. Para a própolis

microencapsulada exercer as suas propriedades, é importante verificar a sua estabilidade durante o armazenamento.

Durante 60 dias de estocagem, o teor de compostos fenólicos das amostras de própolis microencapsuladas reduziu entre 30,18 a 36,65%, respectivamente, quando encapsuladas com maltodextrina acetilada e maltodextrina comum, não apresentando diferença significativa ($p>0,05$) entre os resultados.

A microencapsulação por pulverização é uma técnica empregada para proteger substâncias que se degradam pela ação do oxigênio, luz ou calor; sendo usados como material de parede proteínas, carboidratos especificamente derivados de amidos como maltodextrinas ou dextrinas hidrofóbicas (GOUIN, 2004). Estudos realizados por Silva et al. (2013) utilizando Capsul[®] como material de parede na proporção 1:6 de sólidos da própolis/encapsulante, armazenagem a vácuo e temperatura de 25°C por 60 dias observou 6,9% de perda de compostos fenólicos. Esse resultado foi bem inferior aos observados neste estudo.

Vários fatores podem influenciar na estabilidade dos compostos fenólicos microencapsulados, entre eles, as relacionadas com a própolis como: a composição, o tipo de flora, época da colheita e aqueles que são influenciados pelas condições de armazenamento, especificamente, a presença de oxigênio dentro da embalagem, que no presente estudo não foi retirado, facilitando reações de oxidação dos compostos fenólicos em detrimento da estabilidade dos mesmos.

Perdas maiores de substâncias microencapsuladas têm sido observadas em pigmentos fenólicos; especificamente antocianinas, extraídos da cenoura preta e encapsulados com maltodextrinas (10 a 29 DE) que tiveram redução na ordem de 33% quando armazenados a 25°C por 64 dias (ERSUS; YURDAGEL, 2007).

Flavonóides

Foi observado redução dos teores de flavonóides durante o período de estocagem, onde as perdas variaram de 5,45% para maltodextrina acetilada até 23,90% para o Capsul[®], sendo este o mais eficiente na retenção dos flavonóides totais no tempo 0, porém, apresentou maior perda após 60 dias de armazenagem, apresentando ainda maior teor flavonóides totais.

A própolis é fonte dos mais variados flavonóides, entre eles alnusitol, alpinetina, naringenina, pinocembrina, pinostrobin, sakuranetina, alpinetina, quercetina e kanferol (MARCUCCI, 1996).

Em estudos com própolis microencapsulada por coacervação com pectina e proteína isolada de soja, Nori et al. (2011) obtiveram perdas de flavonóides relativamente baixas (2,86%). Silva et al. (2011) não constataram perdas de flavonóides ao secar própolis em spray dryer sem utilizar nenhum tipo de carreador após 120 dias de estocagem a 25°C.

Atividade antioxidante

Os resultados obtidos para atividade antioxidante variaram de 42,93% a 60,64%, para própolis microencapsulada com dextrina comum e maltodextrina comum, respectivamente.

Foi observado que os valores de atividade antioxidante diferiram entre si ($p < 0,05$), o que sugere que o material de parede influencia na proteção ou na liberação dos agentes que atuam como antioxidantes. Estes resultados se assemelham com os obtidos por Marquele et al. (2006), Souza et al. (2007) e Silva et al. (2013), que relataram boa atividade antioxidante em extratos de própolis não encapsulados e secos em spray-dryer. Entretanto, Silva et al. (2011) obtiveram valores de 35% de atividade antioxidante pelo DPPH. Segundo o autor, uma menor atividade sequestrante do radical DPPH pode ser devido a diferentes fontes de própolis, o que poderia resultar em diferenças na sua composição química e capacidade antioxidante, já que a espécie da abelha, a flora da região e a sazonalidade são alguns fatores que influenciam diretamente na composição química da mesma.

6. CONCLUSÕES

A própolis microencapsulada com maltodextrina comum apresentou menor valor de higroscopicidade e maior retenção de compostos fenólicos na secagem, porém, foi a que teve a maior perda de compostos fenólicos durante o tempo de armazenamento.

A própolis microencapsulada com maltodextrina acetilada obteve menor teor de umidade, menor valor de atividade de água e menor densidade aparente. Também teve menor perda de compostos fenólicos durante o tempo de armazenamento, entretanto, essa microcápsula foi a que apresentou o menor teor de compostos fenólicos após a encapsulação.

A atividade antioxidante da própolis microencapsulada foi maior quando utilizada a maltodextrina comum (60,46%), seguida da goma arábica (58,68%), maltodextrina acetilada (54,77%), Capsul[®] (51,43%) e dextrina comum (42,93%).

O Capsul[®] foi o agente encapsulante mais eficiente na retenção dos flavonóides totais no tempo 0, porém, apresentou maior perda após 60 dias de armazenagem, apresentando ainda maior teor de flavonóides totais.

A dextrina comum apresentou maior eficiência na encapsulação da própolis e maior solubilidade.

Dos agentes encapsulantes avaliados, a goma arábica foi a que menos se destacou quanto à umidade, atividade de água, densidade aparente, higroscopicidade, eficiência da encapsulação, solubilidade, estabilidade no armazenamento dos compostos fenólicos e flavonóides e atividade antioxidante.

REFERÊNCIAS

ABURTO, L. C.; TAVARES, D. Q.; MARTUCCI, E. T. Microencapsulação de óleo essencial de laranja. **Ciênc. Tecnol. Aliment.**, vol.18, n.1, pp. 45-48, 1998.

ACKERMANN, T. Fast chromatography study of propolis crudes. **Food Chemistry**, v.42, p.135-138, 1991.

AEBI, H. Catalase in vitro. **Methods Enzymology**, v. 105, pp. 121-126, 1984.

AMERINE, M.A; OUGH, C.S. **Análisis de vinos y mostos**. Zaragoza: Acribia, 1976.

ASCHERI, D. P. R.; MARQUEZ, M. O. M.; MARCUCCI, E. T. Microencapsulação de Óleo Essencial de Laranja: Seleção de Material de Parede. **Ciênc. Tecnol. Aliment.**, v. 23, supl 1-6, dez., 2003.

AUGUSTA, I. M. **Extração e secagem da casca de jambo vermelho (*Syzygium malaccensis*, (L.) Merryl et Perry) para obtenção de corante**. 2011. 137 f. Tese (Doutorado em Tecnologia de Processos Químicos e Bioquímicos) - Universidade Federal do Rio de Janeiro, Programa de Pós- Graduação de Processos Químicos e Bioquímicos, Rio de Janeiro, 2011.

BANKOVA, V. S.; CASTRO, S. L.; MARCUCCI, M. C. Propolis: recent advances in chemistry and plant origin. **Apidologie**, v. 31, n. 1, pp. 3-15, 2000.

BERNARDI, S. **Funcionalidade de própolis livre e microencapsulada em salame tipo italiano**. 2010. 127 f. Dissertação (Mestrado em Ciências) – Escola Superior de Cultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2010.

BRASIL. Ministério da Agricultura. Instrução Normativa nº 3 – ANEXO VI – Regulamento técnico para fixação de identidade e qualidade de própolis. **Diário Oficial da República Federativa do Brasil**. Brasília, 19 jan. 2001.

BURDOCK, G. A. Review of the Biological Properties and Toxicity of Bee Propolis (Propolis). **Food and Chemical Toxicology**, v. 36, pp. 347-363, 1998.

CAI, Y. Z., & CORKE, H. Production and properties of spray-dried *Amaranthus* betacyanin pigments. **Journal of Food Science**, v. 65, n. 6, p. 1248-1252, 2000.

CANO-CHAUCA, M.; STRINGHETA, P. C.; RAMOS, A. M.; CAL-VIDAL, J. Effect of the carriers on the microstructure of mango powder spray drying and its functional characterization. **Innovative Food Science & Emerging Technologies**, v. 6, n. 4, p. 420-428, 2005.

CARNEIRO, H. C. F.; TONON, R. V.; GROSSO, C. R. F.; HUBINGER, M. D. **Efeito da utilização de combinações de materiais de parede nas propriedades das emulsões e partículas e na eficiência de encapsulação do óleo de linhaça**. In: Congresso Iberoamericano de Ingeniería de Alimentos, 2011.

CASTRO, M. L.; CURY, J.A.; ROSALEN, P. L.; ALENCAR, S. M.; IKEGAKI, M.; DUARTE, S.; KOO, H. Própolis do sudeste e nordeste do Brasil: influência da sazonalidade na atividade antibacteriana e composição fenólica. **Quím. Nova**, vol.30, n.7, pp. 1512-1516, 2007.

CHI, H.; XU, K.; WU, X.; CHEN, Q.; XUE, D.; SONG, C.; ZHANG, W.; WANG, P. Effect of acetylation on the properties of corn starch. **Food Chemistry**, v. 106, pp. 923–928, 2008.

DUARTE, S.; KOO, H.; BOWEN, W. H.; HAYACIBARA, M. F.; CURY, J. A.; IKEGAKI, M.; ROSALEN, P. L. Effect of a novel type of propolis and its chemical fractions on glucosyltransferases and on growth and adherence of mutans streptococci. **Biological & Pharmaceutical Bulletin**, v. 26, n.4, p. 527-531, 2003.

ERSUS, S.; YURDAGEL, U. Microencapsulation of anthocyanin pigments of black carrot (*Daucus carota* L.) by spray drier. **Journal of Food Engineering**, v. 80, n. 3, p. 805-812, jun. 2007.

FALCÃO, M.; PEREIRA, M. A. A.; MILÃO, D. **Estudo da atividade antimicrobiana do extrato de própolis da abelha *Apis mellífera* produzido na região da grande porto alegre**. X Salão de Iniciação Científica PUCRS, 2009.

FAVARO-TRINDADE, C. S.; PINHO, S. C.; ROCHA, G. A. Revisão: Microencapsulação de ingredientes alimentícios. **Brazilian Journal of Food Technology**, v. 11, n. 2, p. 103-112, abr./jun. 2008.

FUNARI, C. S.; FERRO, V. Análise de própolis. **Revista Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v.26, n.1, p. 171-178, jan/mar 2006.

GALVIS, J. A.; MORENO, F. L.; OSPINA, G. B. Estudio de una nueva técnica e implementación de una línea piloto de proceso para la obtención de dextrinas a partir de almidón de yuca. **Revista ingeniería e investigación**, vol. 27, n.2, pp. 26-33, 2007.

GOUIN, S. Microencapsulation: industrial appraisal of existing technologies and trends. **Trends Food Sci. Technol.**, v.15, n.7-8, p.330-347, 2004.

INSTITUTO ADOLFO LUTZ. **Normas Analíticas do Instituto Adolfo Lutz**. v. 1: Métodos químicos e físicos para análise de alimentos, 3. ed. São Paulo: IMESP, 1985. p. 21-22.

KHA, T. C.; NGUYEN, M. H.; ROACH, P. D. Effects of spray drying conditions on the physicochemical and antioxidant properties of the Gac (*Momordica cochinchinensis*) fruit aril powder. **Journal of Food Engineering**, vol. 98, no. 3, pp. 385-392, 2010.

LANDIM, E. M. C. **Obtenção, caracterização e avaliação da estabilidade de pigmentos naturais microencapsulados**. 2008. 89 f. Dissertação (Mestrado em Tecnologia de Alimentos) – Centro de Ciências Agrárias - Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2008.

LANNES, S. C. S.; MEDEIROS, M. L. Processamento de achocolatado de cupuaçu por spray-dryer. **Revista Brasileira de Ciências Farmacêuticas**, São Paulo, vol. 39, n. 1, 2003.

LOKSUWAN, J. Characteristics of microencapsulated [beta]-carotene formed by spray drying with modified tapioca starch, native tapioca starch and maltodextrin. **Food Hydrocolloids**, v.21, n.5-6, p.928-935. 2007.

MARCUCCI, M. C. Propriedades biológicas e terapêuticas dos constituintes químicos da própolis. **Química nova**. São Paulo, v.5, n.19, p.529-536, 1996.

MARQUELE, F.D., STRACIERI, K.M., FONSECA, M.J.V., FREITAS, L.A.P. Spray dried propolis extract. I. Physicochemical and antioxidant properties. **Pharmazie** v. 61, n. 4, p. 325–330, 2006.

MARQUES, G. S.; MONTEIRO, R. P. M.; LEÃO, W. F.; LYRA, M. A. M.; PEIXOTO, M. S.; ROLIM-NETO, P. J.; XAVIER, H. S.; SOARES, L. A. L. Avaliação de procedimentos para quantificação espectrofotométrica de flavonoides totais em folhas de *Bauhinia forficata*. **Quim. Nova**, vol. 1, no. 6, 2011.

MARTÍNEZ, H. F. ; REVILLA, G. O.; VELÁZQUEZ, T. G. Optimal Spray-Drier Encapsulation Process of Orange Oil. **Proceedings of the 14th International Drying Symposium**. vol. A, p.621-627, 2004.

McNAMEE, B.F.; O'RIORDAN, E.D.; O'SULLIVAN, M. Emulsification and microencapsulation properties of gum arabic. **J. Agr. Food Chem.**, v.46, p.4551-4555, 1998.

MENSOR, L.L.; MENEZES, F.S.; LEITÃO, G.G.; REIS, A.S.; SANTOS, T.C.; COUBE, C.S.; LEITÃO, S.G. Screening of Brazilian plant extracts for antioxidant activity by the use of DPPH free radical method. **Phytother Res**, v. 15, pp. 127-130, 2001.

MOREIRA, G. E. G. **Obtenção e caracterização de extrato microencapsulado de resíduo agroindustrial de acerola**. 2007. 72 f. Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal do Rio Grande do Norte - Programa de Pós-Graduação em Engenharia Química, Natal, 2007.

MÜLLER, P. S. **Microencapsulação do Óleo Essencial de Laranja**. 2011. 99 f. Dissertação (Mestrado em Tecnologia de Alimentos) – Programa de Pós-Graduação em Tecnologia de Alimentos, Setor de Tecnologia, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2011.

NORI, M. P.; FAVARO-TRINDADE, C. S.; ALENCAR, S. M.; THOMAZINI, M.; BALIEIRO, J. C. C.; CASTILLO, C. J. C. Microencapsulation of propolis extract by complex coacervation. **Food Science and Technology: LWT**; v. 44, n. 2, p. 429-435, 2011.

OLIVEIRA, M. A. **Avaliação da influência de adjuvantes de secagem sobre as propriedades de suco de caju atomizado**. 2008. 63f. Dissertação (Tese de Mestrado em Tecnologia de Alimentos) –Centro de Ciências Agrárias - Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2008.

PARK, Y. K.; IKEGAKI, M.; ABREU, J. A. da S.; ALCICI, N. M. F.; Estudo da preparação dos extratos de própolis e suas aplicações. **Ciênc. Tecnol. Aliment.**, v. 18, n. 3, 1998.

PORRARUD, S.; PRANEE, A. Microencapsulation of Zn-chlorophyll pigment from Pandan leaf by spray drying and its characteristic. **International Food Research Journal**, v. 17, pp. 1031-1042, 2010.

PEREIRA, A. S.; SEIXAS, F. R. M. S.; NETO, F.R. A. Própolis: 100 Anos de Pesquisa e suas Perspectivas Futuras. **Química Nova**. Rio de Janeiro, vol. 25, n. 2, p. 321-326, 2002.

RAMOS, A. F. N.; MIRANDA, J. L. Propolis: a review of its anti-inflammatory and healing actions. **J. Venom. Anim. Toxins incl. Trop. Dis.** v.13, n.4, p.697-710, 2007.

RANDALL, R.C.; PHILLIPS, G.O.; WILLIAMS, P.A. The role of the proteinaceous component on the emulsifying properties of gum arabic. **Food Hydrocol.**, v.2, n.2, p.131-140, 1988.

REINECCIUS, G.A. Carbohydrates for flavor encapsulation. **Food Technology**, v. 45, n. 3, pp. 144-146, 1991.

ROCHA, G.A.; TRINDADE, M.A.; NETTO, F.M.; FAVARO-TRINDADE, C.S. Microcapsules of a Casein Hydrolysate: Production, Characterization, and Application in Protein Bars. **Food Science and Technology International**. v. 15, n. 4, p. 407-413, 2009.

ROSA, Cleonice Gonçalves. **Microencapsulação de extratos metanólicos de amora-preta (*Rubus Fruticosus*) e ácido gálico**. 2012. 112f. Dissertação (Mestrado em Ciência e Tecnologia Agroindustrial) – Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia Agroindustrial. Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2012.

ROSA E. D., TSUKADA M., FREITAS L. A. P., **Secagem por atomização na indústria alimentícia: Fundamentos e aplicações**, 2003.

ROSENBERG, M.; KOPELMAN, I. J.; TALMON, Y. Factors affecting retention in spray-drying microencapsulation of volatile materials. **J. Agric. Food Chem.**, v. 38, pp. 1288-1294, 1990.

SANTOS, C.R.; ARCENIO, F., CARVALHO, E.S.; LÚCIO, E.M.R.A., ARAÚJO, G.L.; TEIXEIRA, L.A.; SHARAPIN, N.; ROCHA, L. Otimização do processo de extração de própolis através da verificação da atividade antimicrobiana. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, João Pessoa, v. 13, p. 71-74, 2003.

SELAMAT, S. N.; MUHAMAD, I. I.; SARMIDI, M. R. **Encapsulation of Tocopherol and Tocotrienol in Vitamin-E Using Spray Drying Technique**. The 3rd South East

Asian Technical University Consortium (SEATUC) Symposium, Institute Ibnu Sina, UTM Skudai, Johor, 2009.

SFORCIN, J.M. Propolis and the immune system: a review. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 113, p. 1–14, 2007.

SILVA, F. C ; FAVARO-TRINDADE, C. S ; ALENCAR, S. M ; THOMAZINI, M. ; BALIEIRO, J. C. C. Physicochemical properties, antioxidant activity and stability of spray-dried propolis. **Journal of ApiProduct and ApiMedical Science**, v. 3, n. 2, p. 94-100, 2011.

SILVA, F. C ; FONSECA, C. R.; ALENCAR, S. M ; THOMAZINI, M. ; BALIEIRO, J. C. C.; PITTIA, P. FAVARO-TRINDADE, C. S. Assessment of production efficiency, physicochemical properties and storage stability of spray-dried propolis, a natural food additive, using gum Arabic and OSA starch-based carrier systems. **Food and bioproducts processing**. v. 9, n. 1, p. 28–36, 2013.

SOUZA, A. S.; BORGES, S. V.; MAGALHÃES, N. F.; RICARDO, H. V.; CEREDA, M. P.; DAIUTO, E. R. Influence of spray drying conditions on the physical properties of dried pulp tomato. **Ciênc. Tecnol. Aliment.** 2009, vol.29, n.2, pp. 291-294.

SOUZA, J. P. B., TACON, L. A., CORREIA, C. C., BASTOS, J. K., & FREITAS, L. A. P. Spray dried propolis extract, II: prenylated components of green propolis. **Pharmazie**, v. 62, n. 7, p. 488-492, 2007.

SPADA, J. C. **Uso do amido de pinhão como agente encapsulante**. 2011. 165 f.: Dissertação (Mestrado em Engenharia) – Escola de Engenharia, departamento de Engenharia Química, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2011.

TESCH, S.; GERHARDS, C.; SCHUBERT, H. Stabilization of emulsions by OSA starches. **Journal of Food Engineering**, v. 54, pp. 167–174, 2002.

WANG, X.; LI, X.; CHEN L.; XIE, F.; YU, L.; LI, B. Preparation and Characterization of Octenyl Succinate Starch as A Delivery Carrier for Bioactive Food Components. **Food Chemistry**, 2010.

WANG, Y. J., & WANG, L. Characterization of acetylated waxy maize starches prepared under catalysis by different alkali and alkaline earth hydroxides. **Starch/Starke**, v. 54, pp. 25–30, 2002.