

ANDRÉA CARRARA GEÓCZE

**INFLUÊNCIA DA PREPARAÇÃO DO LICOR DE
JABUTICABA (*Myrciaria jaboticaba Vell berg*) NO
TEOR DE COMPOSTOS FENÓLICOS**

**Faculdade de Farmácia da UFMG
Belo Horizonte, MG
2007**

ANDRÉA CARRARA GEÓCZE

**INFLUÊNCIA DA PREPARAÇÃO DO LICOR DE
JABUTICABA (*Myrciaria jaboticaba Vell berg*) NO
TEOR DE COMPOSTOS FENÓLICOS**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciência de Alimentos da Faculdade de Farmácia da Universidade Federal de Minas Gerais, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Ciência de Alimentos.

Orientadora: Profa. Dra. Evelyn de Souza Oliveira
Co-orientadora: Profa. Dra. Silvana da Motta

**Faculdade de Farmácia da UFMG
Belo Horizonte, MG
2007**

Dedico este trabalho ao meu marido, Humberto, aos meus filhos, Humbertinho e Felipe, pela paciência e compreensão. Aos meus pais, pelo amor e apoio que me deram em todos os momentos da minha vida.

AGRADECIMENTOS

A Deus, pela oportunidade almejada e alcançada.

Aos meus pais, Terezinha e Zoard, pelo apoio nos momentos difíceis e por celebrarem comigo os bons momentos.

Aos meus filhos, Humbertinho e Felipe, que nos momentos tensos ofereceram alegria, amor e carinho.

Ao meu marido Humberto, pelo companheirismo, paciência, amor e dedicação.

Aos meus irmãos, Zoard e Katalin, que sempre me deram força e aos meus sobrinhos Zoardinho, Lucas, Bruna e Zoltan.

A minha amiga Carla, pela sua amizade sincera e convivência.

À Professora e Doutora Evelyn de Souza, pela orientação, paciência e dedicação durante o tempo de convívio.

À Professora e Doutora Silvana da Motta pela orientação, ensinamentos e dedicação, fundamentais para a realização deste trabalho.

Aos colegas de percurso e, em especial, a Tatiana, Flávia, Ana, Carol.

A Gracielle Ferreira Andrade, pela ajuda, dedicação e amizade.

Aos professores do Programa de Pós-Graduação de Ciência de Alimentos, pelo aprendizado.

Aos provadores de licores que possibilitaram a realização da análise sensorial.

À banca examinadora, pela revisão e sugestões finais que aprimoraram o trabalho.

SUMÁRIO

	LISTA DE TABELAS.....	7
	LISTA DE FIGURAS.....	8
	LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS.....	9
	RESUMO	10
	ABSTRACT.....	11
1	INTRODUÇÃO.....	12
2	REVISÃO DE LITERATURA.....	14
2.1	LICOR.....	14
2.1.1	Caracterização.....	14
2.2	COMPOSIÇÃO DOS LICORES.....	15
2.2.1	Álcool.....	15
2.2.2	Açúcar.....	15
2.2.3	Aromatizantes.....	16
2.2.4	Corantes.....	16
2.2.5	Água.....	16
2.3	PROCESSAMENTO ARTESANAL DOS LICORES.....	17
2.3.1	Preparo do Macerado.....	17
2.3.2	Preparo do Xarope a Quente.....	17
2.3.2	Preparo do Xarope por Osmose.....	17
2.3.4	Mistura da Solução Hidroalcoólica ao Xarope.....	18
2.3.5	Maturação.....	18
2.4	JABUTICABA.....	19
2.4.1	Característica do Fruto.....	19
2.4.2	Principais Constituintes Nutritivos.....	20
2.5	COMPOSTOS FENÓLICOS.....	21
2.5.1	Flavonóides.....	23
2.5.2	Antocianinas.....	24
2.5.3	Taninos.....	27
2.6	ALIMENTO FUNCIONAL.....	28
2.6.1	Alimentos Funcionais com Propriedades Antioxidantes.....	28
2.7	MÉTODOS ANALÍTICOS.....	29
2.7.1	Fenólicos Totais	29
2.7.2	Taninos.....	30
2.7.3	Antocianinas.....	31
2.7.4	Atividade Antioxidante.....	32
2.8	ANÁLISE SENSORIAL.....	35
2.8.1	Perfil Sensorial ce Licores.....	36
3	MATERIAL , MÉTODOS E GRUPO HUMANO.....	37
3.1	MATÉRIA-PRIMA.....	37
3.2	INSTRUMENTAL.....	37
3.3	PREPARAÇÃO DOS LICORES.....	37
3.3.1	Planejamento Experimental.....	37
3.3.1.1	Licor A - Maceração da Jabuticaba sem Tratamento Térmico e Adição de Xarope Preparado a Quente.....	38
3.3.1.2	Licor B - Maceração da Jabuticaba com Tratamento Térmico e Adição de Xarope Preparado a Quente.....	38

3.3.1.3	Licor C – Preparação de Xarope por Osmose e Maceração.....	38
3.4	MÉTODO DE PREPARAÇÃO DO EXTRATO DE JABUTICABA.....	39
3.5	MÉTODOS ANÁLISES FÍSICO-QUÍMICAS.....	40
3.5.1	Determinação da acidez total.....	40
3.5.2	Determinação do pH.....	40
3.5.3.	Compostos Fenólicos.....	40
3.5.4.	Taninos.....	41
3.5.5	Antocianinas Monoméricas.....	41
3.5.6	Densidade de cor e cor polimérica.....	42
3.5.7	Atividade antioxidante.....	43
3.5.8	Capacidade Antioxidante Equivalente ao Trolox® (TEAC).....	43
3.5.9	Análise Estatística.....	44
3.6	GRUPO HUMANO.....	44
3.7	ANÁLISE SENSORIAL.....	44
3.7.1	Teste de aceitação.....	44
3.7.2	Índice de aceitabilidade (IA).....	45
4	RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	46
4.1	ANÁLISES DA MATÉRIA- PRIMA.....	46
4.2	MÉTODOS DE OBTENÇÃO PARA OS LICORES DE JABUTICABA.....	46
4.2.1	Licor A - Maceração da Jabuticaba sem Tratamento Térmico e Adição de Xarope Preparado a Quente.....	46
4.2.2	Licor B - Maceração da Jabuticaba com Tratamento Térmico e Adição de Xarope Preparado a Quente.....	47
4.2.3	Licor C - Preparação de Xarope por Osmose e Maceração.....	47
4.3	ANÁLISES FÍSICO-QUÍMICAS DOS LICORES.....	47
4.3.1	Acidez titulável e pH dos licores.....	47
4.3.2	Fenólicos Totais.....	48
4.3.3	Taninos.....	49
4.1.4	Antocianinas.....	50
4.4	ATIVIDADE ANTIOXIDANTE.....	52
4.2.1	Método ABTS.....	52
4.4.2	Capacidade Antioxidante Equivalente ao Trolox® (TEAC).....	54
4.4.3	Correlações.....	55
4.5	ANÁLISE SENSORIAL.....	56
5	CONCLUSÃO.....	58
6	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	59

APÊNDICE A - Formulários, questionários e fichas utilizadas na avaliação sensorial dos licores A,B e C.	67
APÊNDICE B - Resultados das análises de acidez total, compostos fenólicos totais, antocianinas, densidade de cor, cor polimérica, % antocianinas poliméricas. Valores de porcentagem de inibição de radicais a 2 minutos. Valores de porcentagem de inibição de radicais a 2 minutos para os licores A, B e C.	71
APÊNDICE C - Notas atribuídas pelos provadores em relação aos atributos avaliados nos licores de jabuticaba A, B e C.	74
APÊNDICE D - Análise de variância para os resultados das análises de acidez total, compostos fenólicos totais, antocianinas, densidade de cor, cor polimérica, % antocianinas poliméricas, dos valores de porcentagem de inibição de radicais a 2 minutos, valores de porcentagem de inibição de radicais a 15 minutos e das notas atribuídas pelos provadores, em relação aos atributos avaliados nos licores de jabuticaba A, B e C	75
APÊNDICE E - Absorbância a 734 nm do radical ABTS, antes e após a adição dos licores A,B e C e os cálculos de porcentagem de inibição a 2 e 15 minutos.	78
ANEXO A - Parecer do Comitê de Ética da UFMG.	80

LISTA DE TABELAS

1	Principais espécies de jabuticabeiras, seus nomes comuns e origens....	20
2	Composição química da jabuticaba madura.....	21
3	Compostos fenólicos presentes em alguns alimentos.....	23
4	Antocianinas encontradas com freqüência em alimentos.....	26
5	Valores médios de acidez total titulável, sólidos solúveis totais, pH e índice de maturação.....	46
6	Acidez total (meq/L) e pH nos licores de Jabuticaba (<i>Myrciaria jaboticaba</i> Vell.Berg), preparados por diferentes metodologias.....	48
7	Teores médios de fenólicos totais (g/L) nos licores de jabuticaba, preparados por diferentes metodologias.....	48
8	Teores médios de taninos (g/L) nos licores de jabuticaba (<i>Myrciaria jaboticaba</i> Vell.Berg), preparados por diferentes metodologias	49
9	Teores médios de antocianinas monoméricas nos licores de jabuticaba (<i>Myrciaria jaboticaba</i> Vell.Berg), preparados por diferentes metodologias.....	50
10	Teores médios, densidade de cor e cor polimérica nos licores de jabuticaba (<i>Myrciaria jaboticaba</i> Vell.Berg), preparados por diferentes metodologias.....	51
11	Porcentagem de antocianinas poliméricas nos licores de jabuticaba (<i>Myrciaria jaboticaba</i> Vell.Berg), preparados por diferentes metodologias.....	51
12	Porcentagem de inibição dos radicais a 2 e 15 minutos para os licores elaborados pelas metodologias um, dois e três.....	53
13	Capacidade antioxidante equivalente ao Trolox® (TEAC) nos tempos de 2 e 15 minutos, para os licores A, B e C.....	54
14	Coeficientes de correlação entre as concentrações de fenólicos totais, antocianinas, taninos e porcentagem de atividade antioxidante dos licores A, B, C, a 2 minutos e 15 minutos, pelo método ABTS.....	55
15	Médias das notas de aceitação das amostras dos licores de jabuticaba.	56

LISTA DE FIGURAS

1	Síntese do acetato de etila – molécula de aroma frutal.....	19
2	Jaboticabeira, com jaboticabas em vários estados de maturação.....	19
3	Cátion 2- fenilbenzopilium.....	25
4	Antocianinas encontradas em alimentos.....	25
5	Formas estruturais de antocianinas em equilíbrio na solução aquosa.....	27
6	Formas estruturais do ácido gálico e do ácido elágico	28
7	Formação do radical ABTS [•] com o uso de persulfato.....	34
8	Trolox® análogo hidrossolúvel da vitamina E.....	34
9	Fluxograma do processamento dos licores de jaboticaba A,B e C.....	39
10	Comparação da diminuição da absorvância a 734nm do radical ABTS após adição dos licores elaborados por metodologias diferentes.....	52
11	Porcentagem de inibição do radical ABTS, em 2 e 15 minutos, após a adição da amostra.....	54
12	Aceitabilidade dos licores de jaboticaba.....	57
A.1	Questionário no recrutamento e seleção de provadores.....	67
A.2	Termo de consentimento e esclarecimento.....	68
A.3	Ficha utilizada no teste de aceitação.....	69

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

ABNT	Associação Brasileira de Normas Técnicas
ABTS	2-2-azinobis-3-etilbenzotiazolino-6-sulfônico
ANVISA	Agência Nacional de Vigilância Sanitária
ANOVA	Análise de Variância
AOAC	Association of Official Analytical Chemists
COEP	Comitê de Ética em Pesquisas
DPPH	1,1-difenil-picrilhidrazil
IA	Índice de aceitabilidade
IG	Impressão Global
SDS	Dodecil Sulfato de Sódio
TEAC	Capacidade Antioxidante Equivalente ao Trolox®
UFMG	Universidade Federal de Minas Gerais

RESUMO

Estudos epidemiológicos têm sugerido associações entre o consumo de alimentos e bebidas ricos em compostos fenólicos e a prevenção de certas doenças. O caráter medicinal destes compostos se deve às suas propriedades antioxidantes. A jaboticaba (*Myrciaria jaboticaba* Vell.berg), fruta nativa brasileira, apresenta em sua casca altas concentrações de compostos fenólicos. A elaboração de licores possibilita a extração de compostos fenólicos de todas as partes da fruta. Os processos de preparação foram definidos de acordo com três diferentes formas de extração dos compostos solúveis das frutas. O licor A foi preparado por maceração alcoólica simples, enquanto que no licor B as frutas, antes da maceração, foram submetidas a um tratamento térmico de 60°C por 10 min. Após a maceração foi adicionado um xarope de sacarose. Na preparação do licor C foi usada a desidratação osmótica, o xarope foi obtido por pressão osmótica exercida pelo açúcar e, em seguida, ocorreu maceração alcoólica. Em todos os licores foi ajustado o teor de sólidos solúveis totais para 30 ° Brix e o teor alcoólico para 18 % v/v. Os teores fenólicos variaram de 0,52 a 1,20 g/L, sendo menor para o licor A. Os valores de taninos variaram de 0,47 a 0,75 g/L. Houve diferença significativa entre os teores de taninos nos licores A, B e C. As concentrações de antocianinas variaram de 6,06 a 10,72 g/L, sendo menor para o licor B. O percentual de antocianinas poliméricas variou de 80,7 a 89,2 %, sendo maior para o licor B. Os valores de TEAC (capacidade antioxidante equivalente ao Trolox®) dos licores variaram de 1,88 a 2,88 mmol/L, no tempo de 2 min, e de 2,48 a 3,61 mmol/L, no tempo de 15 min. O licor C apresentou maior poder antioxidante. A correlação entre fenólicos totais, taninos e a atividade antioxidante foi positiva e significativa para o método ABTS, nos tempos de dois e quinze minutos de análise. Os licores foram submetidos a um teste de aceitação e tiveram um índice de aceitabilidade superior a 80% para todos os atributos avaliados.

Palavras-chave: jaboticaba, licor, compostos fenólicos, atividade antioxidante e aceitabilidade.

ABSTRACT

Epidemiologist researches suggest that an association with the consumption of foods and drinks with a great concentration of phenolic compounds and the prevention of some diseases is possible. The medicinal aspect of these compounds is due to their antioxidant substances. The jaboticaba (*Myrciaria jaboticaba* Vell berg) a native Brazilian fruit has a great concentration of phenolic compounds in its peel. The liqueur elaboration makes possible the extraction of phenolic compounds from all parts of the fruit. The preparation processes were defined according to three different ways of extracting soluble compounds from the fruits. The liqueur A was prepared by simple alcoholic maceration while in the liqueur B before the maceration the fruits were submitted to a 60° C thermal treatment during ten minutes. After the maceration a sucrose syrup was added. In the liqueur C preparation an osmotic dehydration was used, the syrup was done by the sugar and the alcoholic maceration occurred. In all the liqueurs the level of total soluble solids was adjusted to 30° Brix and the alcoholic level to 18% v/v. The phenolic levels ranged from 0,52 to 1,20 g/L, in this case the liqueur A appeared with the lowest level. The tannis level ranged from 0,47 to 0,75 g/ and the liqueur B showed the low level. There was a significant difference on the tannis level in each liqueur (A, B and C). The polymeric anthocyanins percentage ranged from 80,7 to 89,2%, the liqueur B showed the highest level. The TEAC (Trolox Equivalent Antioxidant Capacity) levels ranged from 1,88 to 2,88 in an interval of 2 minutes and from 2,48 to 3,61 mmol/L in an interval of 15 minutes. The liqueur C showed the biggest antioxidant power. The correlation among total phenolic, tannis and the antioxidant activity was considered positive and significant to the ABTS method in the 2 and 15 minute intervals of analysis. The liqueurs were submitted to an acceptance test and they had an acceptability indicator superior to 80% in all the evaluated aspects.

Word-key: jaboticaba, liquor, phenolic compounds, antioxidant and acceptability.

1. INTRODUÇÃO

Brasileira nativa, a jaboticabeira pertence à família das *Myrtaceas*, sendo conhecida há cerca de cinco séculos. Encontra-se amplamente distribuída no Sul e Sudeste brasileiros, principalmente na mata pluvial atlântica e nas submatas de altitude, nascendo, espontaneamente, em muitas regiões brasileiras, sendo comum nos estados de Minas Gerais, São Paulo, Espírito Santo, Rio de Janeiro e Paraná (MELETTI, 2000).

A principal espécie de jaboticaba é *Myrciaria jaboticaba* Vell.Berg, conhecida como Sabará, é predominante nos estados do Rio de Janeiro, Minas Gerais e São Paulo. Esta espécie apresenta frutos classificados como bacilo globoso, com 20 a 30mm de diâmetro, polpa macia, esbranquiçada e succulenta, apropriados tanto para a indústria como para consumo *in natura* (MATTOS, 1983).

A jaboticaba é uma fruta rica em compostos fenólicos, cerca de 314 miligramas de antocianina por 100 grama de fruto, sendo que esses pigmentos naturais estão presentes apenas na casca da jaboticaba (TERCI, 2004).

Estudos epidemiológicos têm sugerido associações entre o consumo de alimentos e bebidas ricos em compostos fenólicos e a prevenção de certos distúrbios. Estes compostos fenólicos são comumente chamados de antioxidantes e podem prevenir várias doenças associadas com o estresse oxidativo, como o câncer, doenças cardiovasculares, inflamações e outros (SCALBERT & WILLIAMSON, 2000).

Uma das possibilidades para a utilização dos compostos fenólicos encontrados na casca da jaboticaba é a elaboração de licores, o que constitui uma forma refinada de aproveitamento de frutos regionais. A produção de licores agrega valor à produção e aumenta a renda familiar rural (SOUZA & BRAGANÇA, 2001).

O licor de jaboticaba é um produto preparado com todas as partes da fruta, originando uma bebida de sabor agradável, coloração vermelho-arroxeadada e aroma característico. Seu preparo é muito difundido no interior do Brasil e o seu consumo muito apreciado. Apesar do licor de jaboticaba ser amplamente divulgado no Brasil, não foi encontrado, na literatura consultada, trabalho científico que abordasse seus métodos de preparo e o seu teor de compostos fenólicos.

O interesse por alimentos funcionais aponta para a necessidade de mais pesquisa nessa área. Então, o estudo de métodos de elaboração de licores com alta

concentração de compostos fenólicos torna-se relevante, como contribuição para novas fontes alimentares derivadas de espécies nativas e inseridas nos hábitos alimentares dos brasileiros.

O objetivo geral deste trabalho foi identificar uma nova fonte de compostos fenólicos, tendo como matéria-prima a jabuticaba, um exemplar da flora nativa brasileira.

Os objetivos específicos foram: (I) preparar os licores de jabuticaba por três metodologias distintas; (II) quantificar os compostos fenólicos dos licores de jabuticaba; (III) avaliar a capacidade antioxidante dos licores; (IV) avaliar o grau de aceitabilidade dos licores produzidos.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. LICOR

2.1.1. Caracterização

Licor é uma palavra de origem latina “*lique facere*” que significa fundido ou dissolvido em líquido. Normalmente, produzidos por maceração ou por uma mistura conjunta de diferentes componentes. O número e estilos deste produto são enormes, variando de produtos muito fortes, ‘tradicionais’, ou produtos mais leves, ‘especiais’, tais como os brands, licores cremosos e aperitivos. O licor tradicional contém cerca de 35-45 % de álcool por volume, entretanto, muitos dos novos licores possuem um teor alcoólico mais baixo, em torno de 20 % (v/v) (CLUTTON, 1995).

A fabricação de um licor tradicional envolve a mistura de etanol com açúcar e pequenas quantidades de essências de ervas, frutas frescas ou secas (DÍEZ MARQUES et al., 1995). No entanto, a formulação de muitos licores tradicionais é mantida em segredo. A mística e o mistério que envolve muitos licores são, naturalmente, de grande valia para o *marketing* dos produtos (VARNAN & SUTHERLAND, 1994).

O segredo da qualidade de um licor está na perfeita combinação de ervas ou frutas, álcool e açúcar, que resultará em um produto integrado e harmônico entre cor, aroma e sabor (SOUZA & BRAGANÇA, 2001). Licores de fruta são bebidas alcoólicas preparadas sem processo fermentativo, cujos principais componentes naturais são as frutas. Possuem graduação alcoólica em torno de 25% (v/v) e elevado teor de açúcar, cerca de 150 g/L (GUTIÉRREZ et al. 1995).

O licor artesanal constitui uma forma refinada de aproveitamento da matéria-prima existente na propriedade rural, principalmente frutos regionais, agregando valor à produção e aumentando a renda familiar. É uma atividade que faz parte da cultura mineira, agradando a paladares exigentes e perpetuando tradições (SOUZA e BRAGANÇA, 2001).

Licores cítricos devem apresentar um teor alcoólico mais elevado para manter os óleos essenciais em solução. Alguns licores de frutas, com teor alcóolico acima de 40 % (v/v), são obtidos por destilação fracionada do vinho de frutas (TRITTON, 1975).

O licor é a bebida com graduação alcoólica de 15% a 54% em volume, a vinte graus Celsius, e um teor de açúcar superior a 30 gramas, por litro. É preparado com

álcool etílico potável de origem agrícola, destilado alcoólico simples de origem agrícola, ou bebidas alcoólicas, adicionadas de extrato ou substâncias de origem vegetal ou animal, substâncias aromatizantes, saborizantes, corantes e outros aditivos permitidos em ato administrativo complementar (BRASIL, 1997).

O licor será denominado seco, fino, doce, creme, escarchado ou cristalizado, com as seguintes definições: a) licor seco é a bebida que contém mais de trinta e, no máximo, cem gramas de açúcares, por litro; b) licor fino ou doce é a bebida que contém mais de cem e, no máximo, trezentos e cinquenta gramas de açúcares, por litro; c) licor creme é a bebida que contém mais de trezentos e cinquenta gramas de açúcares, por litro; d) licor escarchado ou cristalizado é a bebida saturada de açúcares parcialmente cristalizados (BRASIL, 1997).

2.2. COMPOSIÇÃO DOS LICORES

2.2.1. Álcool

O etanol é a matéria-prima principal do licor e interfere diretamente na sua qualidade. Podem ser usadas várias bebidas alcoólicas, dando cada uma delas uma característica especial ao licor, tais como conhaque, uísque, cachaça, vodka ou álcool de cereais (SOUZA & BRAGANÇA, 2001).

O etanol deve ser obtido através da fermentação de uma matéria-prima de origem agrícola. Esse álcool pode contribuir para o sabor final do licor. Destilados de fruta, rum e uísque contêm uma ampla gama de componentes aromatizantes naturais, produzidos durante os processos de fermentação e destilação, que, combinados com outros ingredientes, resultam em uma combinação complexa de aroma e sabor, percebidos no produto final (CLUTTON, 1995).

De acordo com SOUZA & BRAGANÇA (2001), alguns fabricantes artesanais utilizam a aguardente de cana para a fabricação de licores por desejarem produtos com predominância das características da aguardente. Nesse caso, a cachaça deve ser de procedência conhecida e padronizada em termos de teor alcoólico, para não prejudicar a qualidade do licor.

2.2.2. Açúcar

Os açúcares utilizados na fabricação de licores podem se originar de diferentes fontes, no entanto, deve-se avaliar o preço, teor de pureza e a coloração dos mesmos, para não comprometer a qualidade do produto final. O aproveitamento de açúcares

ricos em sacarose resulta em licores com maior viscosidade do que os licores que são feitos com açúcares ricos em glicose. Podem ser empregados o açúcar cristal (cana ou beterraba), o xarope líquido de glicose, o xarope de milho com alta concentração de frutose, o mel (CLUTTON, 1995).

No Brasil, a fonte de açúcar tanto pode ser o açúcar branco, comercial, de cana-de-açúcar, quanto um xarope obtido pela simples fervura do açúcar com água até a completa dissolução, procedimento este que facilitaria a posterior mistura com a solução hidroalcoólica (FUNDAÇÃO INSTITUTO TECNÓLOGICO DO ESTADO DE PERNAMBUCO, 1985).

2.2.3. Aromatizante

O sabor dos licores origina-se de partes das plantas como folhas, sementes, cascas, flores de ervas, frutos ou de partes dos frutos. Pode, ainda, ser derivado de óleos essenciais destilados por vapor, da adição de extratos naturais e da combinação destes. Aromatizantes sintéticos são usados para baratear o custo final do licor, entretanto, atualmente, há um crescimento no consumo de licores flavorizados por aromas naturais (CLUTTON, 1995).

Licores artesanais devem ser aromatizados por matérias-primas naturais, cultivadas pelo próprio fabricante, permitindo assim o maior controle sobre a qualidade e a sanidade do produto. Alguns frutos, como a manga e o morango, perdem o aroma e o sabor após o envelhecimento dos licores. Bons resultados são obtidos com as frutas cítricas, jenipapo, pequi, jabuticaba, folha de figo, banana, erva-cidreira, menta, café, chocolate e leite (SOUZA & BRAGANÇA 2001).

2.2.4. Corante

Geralmente, a coloração do licor é proveniente do fruto, da semente ou das folhas utilizadas na sua elaboração. Entretanto, alguns licores utilizam corantes alimentícios aprovados por legislação governamental vigente. O corante caramelo é, comumente, utilizado para estabilizar a coloração de bebidas destiladas e licores. Para colorações menos comuns como vermelho, azul e verde, geralmente, são utilizados corantes sintéticos (CLUTTON, 1995).

2.2.5. Água

A água a ser utilizada na preparação dos licores deve ser potável e, preferencialmente, destilada, ou, pelo menos, previamente fervida. Tal exigência se faz

necessária tanto do ponto de vista da saúde pública quanto do tecnológico (PENHA, 2001).

A água deve ter alto grau de pureza, não apresentar elevada dureza, teores menores que 121 mg/L expresso em relação ao teor de carbonato de cálcio (CaCO_3), para aumentar a vida de prateleiras do produto, evitando problemas de estabilidade causados por íons inorgânicos (CLUTTON, 1995; SILVA et. al., 1999)

2.3. PROCESSAMENTO ARTESANAL DO LICOR

2.3.1. Preparo do Macerado

A maceração é o processo em que os frutos ou ervas são submetidos à extração de seus princípios ativos, odor e sabor. No processo artesanal, a infusão é realizada pela imersão dos frutos ou ervas em álcool de cereais, aguardentes ou cachaça, a frio. O tempo de repouso do macerado dependerá da velocidade em que ocorrerá a difusão dos componentes aromáticos da matéria-prima na solução hidroalcoólica (SOUZA & BRAGANÇA, 2001).

2.3.2. Preparo do Xarope a Quente

Xarope é a solução concentrada de açúcar e água, do qual dependem a consistência e a suavidade do licor. A quantidade de açúcar no xarope é variável, de acordo com a consistência desejada, podendo-se usar de uma e meia a cinco partes de açúcar, por partes de água. Pelo aquecimento ocorrem a solubilidade e a concentração do xarope. Um xarope pouco concentrado está sujeito à fermentação e, quando supersaturado, à cristalização (SOUZA & BRAGANÇA, 2001).

2.3.3. Preparo do Xarope por Osmose

O preparo do xarope pode ocorrer a frio, através do processo de desidratação osmótica de alimentos.

A desidratação osmótica é uma técnica de grande potencial industrial, que consiste na remoção de água do alimento, quando imerso em material com alta pressão osmótica (soluções hipertônicas ou moléculas desidratantes) (WALISZEWSKI et al., 1997).

O gradiente de concentração que existe entre a solução e o alimento age na remoção de água, do alimento para o meio osmótico, enquanto ocorre

simultaneamente uma transferência do soluto da solução para o alimento (WALISZEWSKI et al., 1997).

A osmose consiste em movimentos moleculares de certos componentes de uma solução para outra solução menos concentrada, sendo que os movimentos dessas moléculas se dão por meio de uma membrana semipermeável. A migração do soluto depende da seletividade e da permeabilidade do alimento, tempo de contato e tamanho do produto. Os solutos mais comumente usados para desidratação osmótica são o cloreto de sódio, sacarose, lactose, frutose e glicose (BARBOSA-CÁNOVAS & VEGAMERCADO, 1996).

Segundo SHI et al. (1995), a sacarose, sendo uma molécula grande, pode não difundir através da membrana celular. Assim, a aproximação do equilíbrio é obtida, primariamente, pela perda de água dos tecidos do fruto, originando um xarope com alto teor deste açúcar.

2.3.4. Mistura da Solução Hidroalcoólica ao Xarope

A mistura da solução hidroalcoólica (macerado ou aguardentes) e da essência ao xarope deve ser, sempre, feita a frio, pois a maioria dos aromas é muito volátil (SILVEIRA, 1948).

O resfriamento do xarope deve acontecer naturalmente para que não ocorra sua cristalização. A proporção usada de xarope e infusão é o diferencial que personaliza o licor, determinando o seu teor alcoólico, sua viscosidade e o seu teor de açúcar (SOUZA & BRAGANÇA, 2001).

2.3.5. Maturação

Feita a mistura da infusão e do xarope, o licor é armazenado pelo período mínimo de três meses, tempo necessário para que a bebida adquira paladar, aroma, sabor requintado e harmonia na sua composição. Esse período é chamado de “maturação” (SOUZA & BRAGANÇA, 2001).

Segundo SILVEIRA (1948), pode-se acelerar o envelhecimento do licor através do processo de ‘tranchage’ que consiste em submeter a mistura, em recipiente fechado, à temperatura abaixo de 78,4° C, ponto de ebulição do álcool, e depois resfriá-la lentamente.

O processo de “tranchage” acelera as reações que ocorrem durante o envelhecimento, principalmente a formação dos ésteres aromáticos responsáveis pelo "bouquet", tais como o acetato de etila, além de outros compostos (**figura 1**). Com o

aquecimento, fornece-se energia de ativação para que tais reações ocorram. Este aquecimento, porém, não deve atingir temperaturas muito elevadas, nem ser por tempo muito longo, para não provocar queima dos compostos presentes (BOTELHO, 1975).

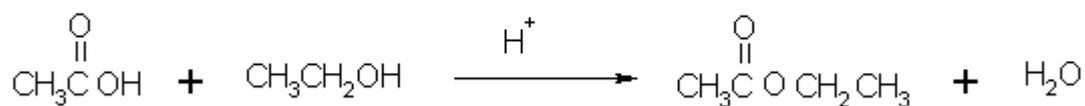


Figura 1 – Síntese do acetato de etila – molécula de aroma frutal

2.4. JABUTICABA

2.4.1. Característica do fruto

A jabuticabeira (**Figura 2**) pertence à família das Myrtaceas, sendo conhecida há cerca de cinco séculos. Seu fruto foi chamado pelos tupis de “IAPOTI’KABA”, ou seja, “fruta em botão”, em uma referência a sua forma arredondada. Encontra-se amplamente distribuída no Sul e Sudeste brasileiros, principalmente na mata pluvial atlântica e nas submatas de altitude, nascendo espontaneamente em muitas regiões brasileiras (MELETTI, 2000).

A principal espécie de jabuticaba é a *Myrciaria jaboticaba* (Vell.)berg, conhecida como Sabará, predominante nos estados do Rio de Janeiro, Minas Gerais e São Paulo (**Tabela 1**). Há, também, a jabuticaba paulista Assu ou Ponhema, *Myrciaria cauliflora* (DC), conhecida no estado de São Paulo. As demais espécies, comparadas às duas citadas, são de menor importância (MATTOS, 1983).



Figura 2 – Jabuticabeira, com jabuticabas em vários estados de maturação.

Tabela 1. Principais espécies de jabuticabeiras, seus nomes comuns e origens.

Espécies	Nomes Comuns	Origem e/ou Ocorrência
<i>M.coronata</i> Mattos	Coroadada de coroa	São Paulo
<i>M.olongata</i> Mattos	Azeda	São Paulo
<i>M.spirito santesis</i> Mattos	_____	Espírito Santo
<i>M.grandufolia</i> Mattos	Jabuticatuba Graúda	Minas Gerais
<i>M.peruviana</i> (Poir.)	Jabuticatuba de cabinho	Brasil (MG e RS), Paraguai e Argentina
<i>M.trunciflora</i> (Berg)Mattos		
<i>M.aureana</i> Mattos	Branca	São Paulo
<i>M.Phitrantha</i> (kiaersk)Mattos	Costada	São Paulo
<i>M.jaboticaba</i> (Vell)Berg	Sabará	Brasil, Paraguai e Argentina
<i>M.cauloflora</i> (DC)Berg	Paulista, Assu ou Panhema	Brasil

Fonte: MATTOS,1983.

O fruto da jabuticabeira é uma baga globosa, roxo-escuro quando madura, de 1,0 a 3,5 cm de diâmetro, com casca grossa e polpa esbranquiçada, muito doce, envolvendo de uma a quatro sementes (MELETTI; 2000).

A jabuticaba é utilizada para vários fins tanto culinários como medicinais. Por sua semelhança à uva, muitos produtos como vinho, suco, geléia, licor e vinagre podem ser feitos com a jabuticaba (ANDERSEN & ANDERSEN, 1988).

2.4.2. Principais Constituintes Nutritivos

Segundo SOUZA (1992), o fruto da jabuticaba exibiu concentrações de minerais relativamente altas, quando comparado à maçã e uva, apresentando, portanto, grande potencial para a complementação da alimentação humana (**Tabela 2**). O mesmo autor acrescenta que como é curto o seu ciclo de desenvolvimento, tornar-se-ia oportuno o estudo de outras formas de aproveitamento e processamento dos frutos para tê-los disponíveis durante o ano.

Tabela 2 -Composição química da jabuticaba madura

Componentes	Teor(%)
Água	83,98
Cinza	3,40
Proteína bruta	4,00
Extrato de éter	2,68
Fibra Bruta	4,52
Extrato isento de nitrogênio	85,40
Açúcares redutores	37,82
Açúcares redutores totais	40,36
Sacarose	2,52
Cálcio	0,022
Fósforo	0,022

Dados em porcentagem de Sólidos.

Fonte: DONADIO, 2000.

De acordo com TERCI (2004), a jabuticaba é uma fruta que contém alto teor de antocianinas, a quantidade média é de 314 miligramas por 100 grama da fruta, quando comparadas com a uva (227 mg. 100g⁻¹), jambolão (386 mg.100 g⁻¹) e amora (290 mg.100 g⁻¹). Este mesmo autor relata que é preciso considerar que os pigmentos naturais estão presentes apenas na casca da jabuticaba. Em outras espécies, as substâncias também são encontradas na polpa.

Foi identificada a cianidina 3-O-β –glucopiranosídeo em amostras de jabuticaba (*Myrciaria cauliflora*) por EINBOND et. al. (2004).

2.5. COMPOSTOS FENÓLICOS

Os compostos fenólicos apresentam uma grande diversidade de estruturas simples e complexas que possuem, pelo menos, um anel aromático, no qual, ao menos um hidrogênio é substituído por um grupamento hidroxila. Estão, amplamente, distribuídos no reino vegetal e nos microorganismos, fazendo parte, também, do metabolismo animal. Dentre os compostos fenólicos pertencentes ao metabolismo secundário dos vegetais são encontradas estruturas tão variadas quanto às dos ácidos fenólicos, das antocianinas e taninos, polímeros, com importantes funções vegetais. Estruturas fenólicas também são encontradas como parte da estrutura de proteínas, alcalóides e terpenóides (CARVALHO et. al., 1999).

Os compostos fenólicos geralmente encontrados em alimentos são os ácidos fenólicos, flavonóides, estilbenos e taninos que podem ser vistos na **Tabela 3**. Eles são essenciais para o crescimento e a reprodução das plantas e, também, são efetivos contra patógenos. A sua contribuição nos pigmentos das plantas alimentares é de suma importância. A presença de fenólicos nos alimentos tem um importante efeito na estabilidade oxidativa e na segurança microbiana desses produtos, além de ter atividade biológica relacionada com a inibição do câncer (SIMÕES et al., 2000).

As plantas consumidas pelos humanos têm milhares de componentes fenólicos. Os efeitos de uma dieta de polifenóis são de grande interesse devido as suas atividades antioxidantes e possível anti-carcinogênese (YANG et al., 2001).

As frutas são, geralmente, mais ricas em compostos fenólicos do que outros vegetais. O conteúdo total de fenólicos é tão alto quanto 1-2g/100g no peso fresco de algumas frutas, como a ameixa e o caqui. Eles, freqüentemente, contêm altas quantidades de antocianidinas (maçã, ameixa, uva e caqui) e antocianinas (cereja e outras frutas vermelhas), não comumente achados em hortaliças (SCALBERT & WILLIAMSON, 2000).

Tabela 3- Compostos fenólicos presentes em alguns alimentos

FENÓLICO		ALIMENTO
Flavonóides		
Antocianinas	Cianidina, delphinidina	Uva, maçã e jabuticaba.
Flavanas	Catequina, luteoferol	Chás pretos e verdes
Flavanonas	Narigenina, hasperidina	Frutas cítricas
Flavonas	Apegenina, luteonina	Pêra, vinho e chá verde
Flavonóis	Quercetina, Mirecetina	Azeitona, alface e maçã.
Isoflavonas	Genistéina, daidzeína	Soja e derivados
Ácidos fenólicos		
Ac. Hidroxicinâmicos	Caféico, ferúlico, clorogênico.	Cereja, pêra e laranja.
Ac. hidrobenzóicos	Elágico, gálico.	Framboesa, morango uva.
Taninos condensados	Polímeros de catequina e epicatequina	Lentilhas, uva, vinho, suco de maçã.
Estilbenos	Resveratrol	Amendoim e vinho

Fonte: AMY KING & YOUNG ,1999.

2.5.1. Flavonóides

Flavonóides englobam uma classe muito importante de pigmentos naturais encontrados com grande frequência na natureza, unicamente em vegetais. Todos os flavonóides têm a estrutura (-C₆-C₃-C₆-), sendo que as duas partes da molécula com seis carbonos são aromáticas. Compostos bem caracterizados por medidas espectroscópicas, não só dos próprios compostos, mas também de compostos e complexos formados pela adição de determinados reagentes. Os flavonóides são divididos em antocianinas e flavonóides não antociânicos (FNA), (BOBBIO & BOBBIO, 2003).

Os flavonóides não antociânicos compreendem duas classes principais de compostos, as flavonas e os flavonóis. Acompanhando essas duas classes, em algumas plantas existem outros pigmentos de menor importância, quer pela sua limitada contribuição às cores das plantas, quer pela sua restrita distribuição nos vegetais (BOBBIO & BOBBIO, 2003).

Os flavanóides mais abundantes na dieta são os flavonóis (catequinas + proantocianidinas), antocianinas e seus produtos da oxidação. São encontrados principalmente nas frutas e nas bebidas (suco de fruta, vinho, chá, café, chocolate e cerveja) e, em menor extensão, de vegetais, legumes e cereais (SCALBERT & WILLIAMSON, 2000).

2.5.1.1. Antocianinas

As antocianinas (das palavras gregas “anthos”, flor e “kianos”, azul) são pigmentos solúveis em água, intensamente coloridos e amplamente distribuídos na natureza, sendo responsáveis pela maioria das cores azul, violeta e todas as tonalidades de vermelho que aparecem em flores, frutos e algumas folhas, caules e raízes de plantas (MARKAKIS, 1982).

As antocianinas são encontradas na forma de glicosídeos, facilmente hidrolisados por aquecimento com ácido clorídrico a 2 M, em açúcares e agliconas, denominadas antocianidinas. As antocianidinas têm como estrutura básica o cátion 2-fenilbenzopirilium (**Figura 3**), também denominado flavilium (BOBBIO & BOBBIO, 2003).

Na estrutura das antocianinas existe sempre uma molécula de açúcar ligado ao carbono da posição 3 da antocianidina, exceto no caso das desoxiantocianinas, quando o açúcar geralmente está ligado na posição 5. Poucas são as antocianinas conhecidas, glicosadas, na posição 7; os açúcares nas posições 5 e 7 são na maioria glucose. Os monosídeos encontrados na natureza são: 3-galactosídeos, 3-xilosídeos, 3-arabinosídeos e 3-ramnosídeos (BOBBIO & BOBBIO, 2003).

Dentre as estruturas de antocianinas conhecidas, seis são encontradas com maior frequência em vegetais e seus nomes derivam das espécies das quais foram isoladas pela primeira vez, pelargonidina, cianidina, delphinidina, peonididina, petunidina e malvidina (**Figura 4**). As três primeiras diferem entre si no grau de hidroxilação no anel B e as três seguintes são derivados metilados encontrados em maior proporção nas flores do que em frutos, sendo que a hidroxila na posição 4', geralmente, não é metilada (GROSS, 1987).

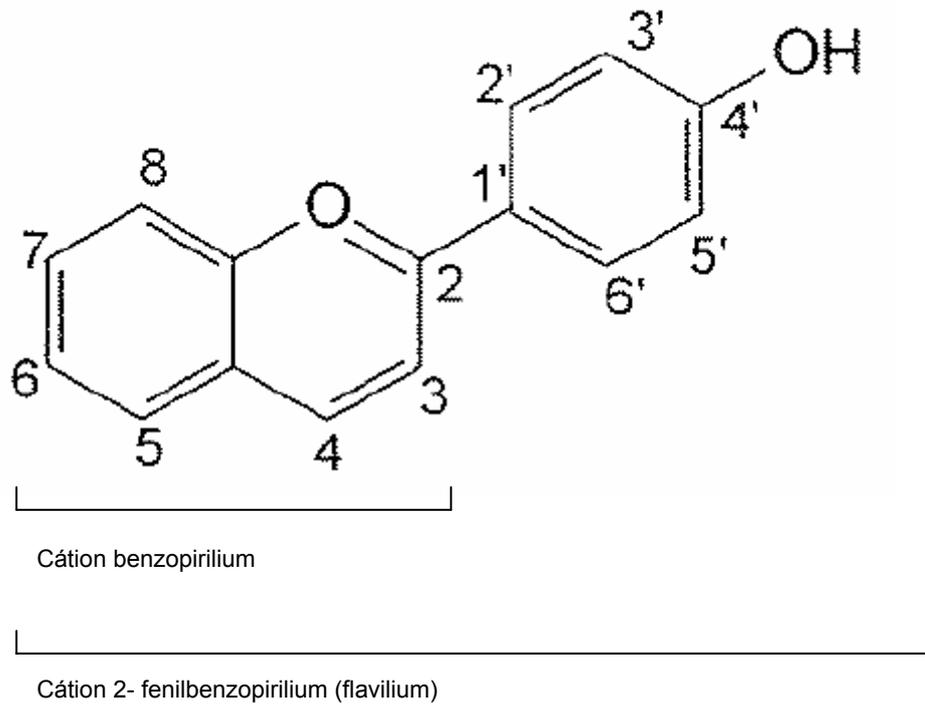


Figura 3 - cátion 2- fenilbenzopirilium
 Fonte: BOBBIO & BOBBIO, 2003.

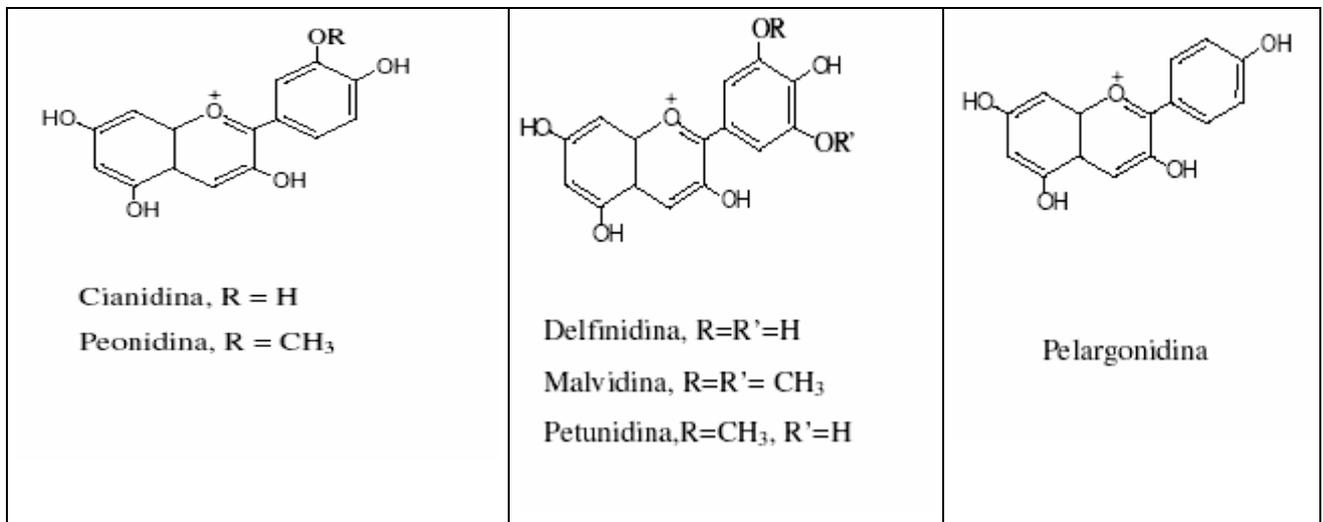


Figura 4 - Antocianinas encontradas em alimentos Fonte BOBBIO & BOBBIO, 2003.

As antocianinas são mais facilmente encontradas na classe vegetal das angiospermas. Acham-se distribuídas em numerosas famílias de plantas como nos frutos de Vitaceae (uvas), Rosaceae (maçãs, pêras, abricós, pêsegos, morangos, framboesas), Encaceae (amora azul e oxicoco) e Caprifoliaceae (“elderberry”). Encontram-se, ainda, distribuídas nas Solalaceas (batatas), Cruciferaceae (rabanete e

repolho) e, inclusive, nas famílias das Leguminosas (vagens) e Gramineae (sementes de cereais), (MAZZA & MINATI, 1993). Na **Tabela 4** apresentam-se diferentes antocianinas e as fontes nas quais foram isoladas.

A coloração de uma mesma antocianina pode variar nas plantas pela sua associação com outros compostos presentes nas mesmas (BOBBIO & BOBBIO, 2003). As antocianinas são muito sensíveis à mudança de pH. Em solução, podem existir em quatro formas estruturais: o cátion flavílium, a base quinoidal, base ou carbinol e a chalcona (**Figura 5**). Enquanto o cátion flavílium é um ácido fraco, a base quinoidal se comporta como ácido e uma base fraca (MAZZA & MINATI, 1993).

Tabela 4 - Antocianinas encontradas com freqüência em alimentos.

ANTOCIANINAS	FONTES
Cianidina –3-glicosídeo	Cereja, uva, morango
Peonidina–3-glicosídeo	Cereja, jabuticaba, uva
Malvidina –3-glicosídeo	Uva
Cianidina –3-galactosídeo	Maçã
Cianidina–3-p-cumarilsoforosídeos-5-glicosídeo	Repolho roxo Rabanete
Pelargonidina-3–soforosídeos-5-glicosídeo	Morango
Pelargonidina-5-glicosídeo	Berinjela
Delfinidina-3,5-diglicosídeo	Berinjela
Delfinidina-3,-cafeoilglicosídeo-5-glicosídeo	

Fonte: PAZMINO-DURAN,1997.

As antocianinas são compostos pouco estáveis. A sua degradação ocorre por vários mecanismos, podendo ocorrer durante o processamento e a estocagem de alimentos. A degradação pode levar à formação de produtos de escurecimento insolúveis ou de produtos solúveis incolores. De acordo com JACKMAN & SMITH (1996 apud HENDRY, 1996) os principais fatores que influenciam na estabilidade das antocianinas são sua estrutura química, o pH, a temperatura e a presença de oxigênio, sendo de igual interesse e importância a degradação enzimática e as interações com

constituintes dos alimentos, tais como o ácido ascórbico, íons metálicos, açúcares e pigmentos.

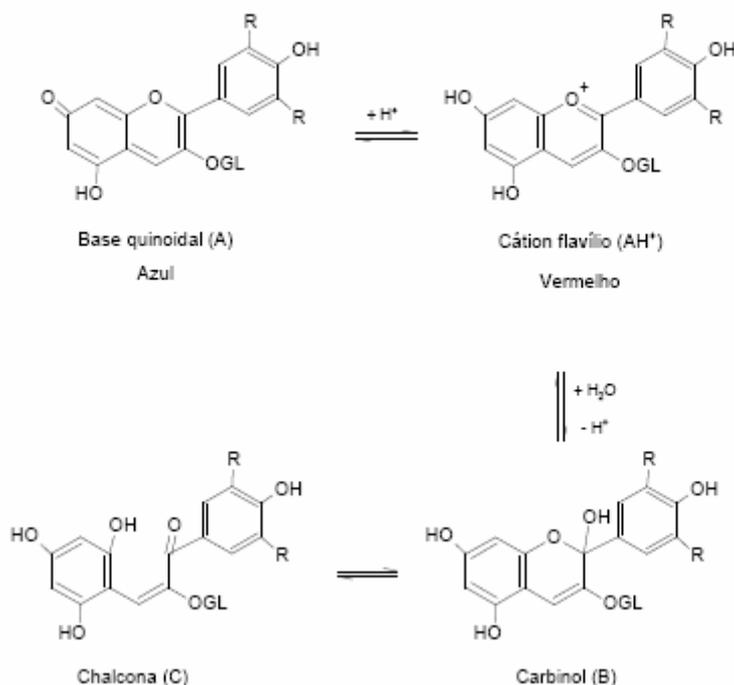
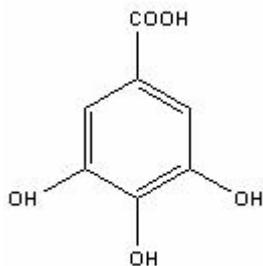


Figura 5 – Formas estruturais de antocianinas em equilíbrio na solução aquosa.

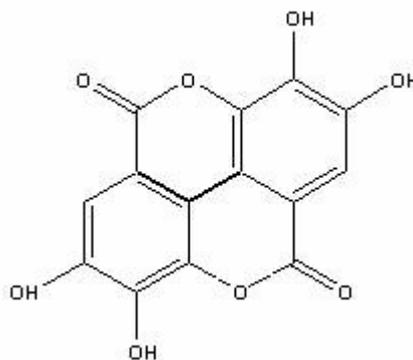
2.5.2. Taninos

Taninos são glicosídeos amplamente distribuídos em plantas. São substâncias não cristalinas, de cores que podem variar do branco ao marrom-claro e que formam, com água, soluções coloidais de sabor adstringente. Têm a propriedade de precipitar proteínas (BOBBIO & BOBBIO, 2003).

Quimicamente, os taninos são classificados em dois grupos principais, cujas estruturas são muito diferentes entre si, embora todos tenham molécula polihidroxifenóis ou seus derivados. Os pertencentes ao primeiro grupo são denominados taninos hidrolisáveis que incluem os galitaninos e os elagitaninos (**Figura 6**), polímeros dos ácidos gálico e elágico. Outros tipos de taninos encontrados em maior quantidade e com maior importância em alimentos, são denominados taninos condensados. Têm estrutura semelhante à dos flavonóides. A presença de pequenas quantidades desses taninos em frutos confere a esses produtos uma qualidade desejável que é dar 'corpo'. No entanto, quantidades maiores dão adstringência, na maioria das vezes, indesejáveis (BOBBIO & BOBBIO, 2003).



Ácido gálico



Ácido elágico

Figura 6 – Formas estruturais do ácido gálico e do ácido elágico.

2.6. ALIMENTO FUNCIONAL

Alimentos funcionais são alimentos que apresentam componentes ou substâncias funcionais, ou seja, aqueles que ajustam e modulam o sistema fisiológico do organismo humano, de modo a promover a saúde e prevenir doenças. Esses componentes ou substâncias podem estar presentes naturalmente ou adicionados em produtos alimentícios industrializados (PARK et al. 1997).

Segundo CÂNDIDO & CAMPOS (2005), alimentos funcionais são todos alimentos ou bebidas que, consumidos na alimentação cotidiana, podem trazer benefícios fisiológicos específicos, graças à presença de ingredientes fisiologicamente salutares.

Os alimentos funcionais podem ser classificados como nutrientes, como o ácido fólico, o β -caroteno, o cálcio e a niacina, e não nutrientes, como os compostos químicos em frutas, verduras, grãos e ácidos graxos de óleo de peixe (WRICK, 1995).

A preocupação dos pesquisadores da área de saúde em relacionar doenças crônicas ou agudas com alimentação é muito antiga. Vários estudos epidemiológicos evidenciaram uma correlação inversa entre dieta e incidência de doenças, associaram esse efeito a substâncias presentes nos alimentos com atividade antioxidante (DIPOLCK, 1991; FRANKEL et al. 1993).

2.6.1. Alimentos Funcionais com Propriedades Antioxidantes

O organismo está sujeito a reações de desequilíbrio que levam à formação de radicais livres que, por sua vez, podem provocar vários danos celulares como a

degeneração de membranas lipídicas (NEPOMUCENO et al., 1999). Para impedir ou equilibrar esse tipo de dano celular, o organismo tem a proteção de enzimas endógenas (como superóxido dismutase, glutathione peroxidase, catalase, entre outras), capazes de catalisar reações para a inativação de radicais livres. Muitas vezes, ocorre grande desequilíbrio entre a produção e a inativação de radicais livres, seja pela queda na capacidade do sistema enzimático ou pelo excesso de produção de espécies radicalares. Nesses casos, o organismo encontra-se em situação de estresse oxidativo (HALLIWELL, 2000). O estresse oxidativo está envolvido na incidência de doenças como câncer, aterosclerose, reumatismo, artrite, e de doenças degenerativas como Parkinson e Alzheimer que surgem com a idade (ARUOMA, 1998).

O efeito protetor dos antioxidantes presentes em alimentos de origem vegetal relaciona-se, especialmente, à presença de flavonóides e de outros compostos fenólicos. O consumo de compostos antioxidantes presentes nos alimentos pode ser um fator importante na redução de incidência de doenças cardiovasculares, independentemente da presença de outros constituintes, como fibras ou vitaminas. Os compostos fenólicos podem inibir a modificação oxidativa da lipoproteína de baixa densidade (comumente denominada LDL, low density lipoprotein), cujas conseqüências estão relacionadas aos primeiros estágios da arteriosclerose (HALLIWELL, 1994).

As propriedades biológicas dos compostos fenólicos estão relacionadas com a atividade antioxidante que cada fenólico exerce sobre determinado meio. A atividade dos antioxidantes, por sua vez, depende de sua estrutura química, podendo atuar como seqüestradores de radicais e, algumas vezes, como quelantes de metais (SHAHIDI & NACZK, 1995), agindo tanto na etapa de iniciação como na propagação do processo oxidativo. Os produtos intermediários, formados pela ação desses antioxidantes, são relativamente estáveis devido à ressonância do anel aromático apresentada por essas substâncias (NAWAR, 1985 apud FENEMA, 1985).

2.7. MÉTODOS ANALÍTICOS

2.7.1. Fenólicos Totais

Segundo SHADIHI & NACZK (1995), existem inúmeros métodos de análise dos compostos fenólicos, os quais estão divididos entre aqueles que determinam o conteúdo total e os que quantificam um grupo específico de compostos fenólicos. A análise de compostos fenólicos é influenciada pela natureza do composto, o método de extração empregado, o tamanho da amostra, o tempo e as condições de

armazenagem, o padrão utilizado e a presença de interferentes, tais como ceras, gorduras, terpenos e clorofilas.

O método espectroscópico Folin Ciocalteu é um dos mais utilizados para a determinação do total de fenólicos totais em vegetais e bebidas. Esse método baseia-se na redução do ácido fosfomolibdico-fosfotúngstico pelas hidroxilas fenólicas, originando óxidos azuis de tungstênio e de molibdênio (W_8O_{23}) e (Mo_8O_{23}). Um complexo de coloração azul que absorve entre 620 e 770 nm, com um comprimento de onda máximo em 750nm. A reação ocorre em meio alcalino e a solução de carbonato de sódio é a base mais indicada (MOYER et. al., 2002).

O método de Folin Ciocalteu é um método muito sensível à redução pelos fenóis e diminui a tendência à precipitação. O número de hidroxilas ou de grupos potencialmente oxidáveis controla a quantidade de cor formada. O grupo fenólico deve estar na forma de fenolato para ânions molibdo e tungstofosfato produzirem a oxidação. As moléculas reduzidas são azuis e as não reduzidas, amarelas. Estas últimas se decompõem vagarosamente em pH alcalino, o qual é necessário para a manutenção do fenol na forma de fenolato (OUGH & AMERINE, 1988).

2.7.2. Taninos

Segundo SANTOS & MELO (1999), vários métodos são conhecidos e tradicionais para a determinação de taninos. Há testes não específicos que não diferenciam os taninos de outros fenólicos, tal como o teste com solução de gelatina, contendo cloreto de sódio. Testes específicos, utilizados para diferenciar os tipos de taninos, podem empregar dois reativos (SCHNEIDER, 1990; apud SIMÕES et. al. 2000):

- 1- solução de cloreto férrico - taninos hidrolisáveis produzem, com solução diluída de cloreto férrico, uma forte coloração azul, principalmente em meio alcalino. Soluções aquosas de derivados de catequina resultam em uma coloração verde, cuja intensidade é mais fraca que a dos taninos hidrolisáveis. Na mistura de ambos os tipos de taninos a coloração verde não é observada; e
- 2- formaldeído-ácido clorídrico - uma solução de taninos é mantida sob refluxo com formaldeído-ácido clorídrico por 30 minutos. Os derivados da catequina formam precipitados e são separados por filtração. No filtrado, pode ser verificada a presença do ácido gálico através da adição de acetato de sódio e de cloreto férrico.

Para a dosagem de taninos podem ser empregados métodos que utilizam as propriedades dessa classe de substâncias de precipitar-se com proteínas. Um método muito utilizado é o de HAGERMAN & BUTLER (1978) que, através da adição de uma solução de proteína ao extrato contendo tanino, forma-se um complexo que, após separação por centrifugação, é dissolvido com SDS (Dodecil Sulfato de Sódio) em meio alcalino. Adiciona-se, então, uma solução de cloreto férrico que reage com o tanino, formando um composto colorido com o máximo da absorção a 510nm. A absorvância é função linear do teor de tanino ou do ácido tânico, para quantidades que variam de 0,2 a 1,00mg. Os compostos do extrato não interferem nos resultados.

2.7.3. Antocianinas

Em vegetais, existem poucos compostos que podem absorver energia na região de absorção máxima das antocianinas (465 a 550 nm). Desta forma, a quantificação de antocianinas é realizada por métodos espectrofotométricos baseados em medição simples de absorvância, a comprimentos de onda adequados. A determinação é baseada na lei de Lambert-Beer, segundo a qual a concentração do substrato é proporcional à densidade óptica: $A = \epsilon C L$, em que A é a absorção medida com espectrofotômetro, ϵ é o coeficiente de absorção molar (a absorção de uma solução contendo 1 mol/L), C é a concentração molar e L é a distância percorrida pela luz (usualmente 1cm), (WROLSTAD, 1976; JACKMAN & SMITH, 1996). Contaminantes podem influenciar na estabilidade e na análise das antocianinas (JACKMAN & SMITH, 1996).

Para a determinação da concentração de antocianinas na presença de interferentes os métodos subtrativos ou diferenciais devem ser utilizados. Tais métodos tem sido os mais utilizados na determinação quantitativa das antocianinas, e se fundamentam nas mudanças de pH das soluções. Os pigmentos antocianínicos tem a sua cor e intensidade alterados pelo, possuindo a capacidade de atuar como indicadores. Em pH 1,0 as antocianinas estão na forma do íon flavilium, de forte coloração vermelha, e em pH 4,5, estão na forma carbinol, que é incolor (WROLSTAD, 1993).

Os métodos subtrativos são baseados na mudança de absorvância da amostra, no comprimento de onda máximo no visível, após branqueamento com sulfito de sódio ou peróxido de hidrogênio. A diferença entre a absorvância da amostra antes e depois do branqueamento é calculada. A concentração de antocianinas é obtida mediante

curva de calibração, preparada com o extrato purificado do pigmento (JACKMAN e SMITH, 1996).

Os métodos diferenciais têm sido os mais utilizados na determinação quantitativa das antocianinas. Esses métodos baseiam-se nas mudanças de absorvância resultantes da variação do pH das soluções e no fato das características espectrais dos produtos de degradação não serem alteradas por mudanças no pH (FRANCIS, 1982). Diferentes valores de pH têm sido empregados, porém o método mais comum mede a absorvância em pH 1,0 e 4,5 no mesmo comprimento de onda de absorção máxima (FULEKI e FRANCIS, 1968).

Entretanto, o método diferencial quantifica somente as antocianinas monoméricas e que os resultados podem não estar relacionados com a intensidade de cor das soluções (WROLSTAD, 1976). Os pigmentos poliméricos contribuem significativamente para a absorvância máxima das antocianinas e ainda apresentam cor em pH 4,5, colaborando para a coloração final dos alimentos e bebidas.

WROLSTAD (1976) descreveu métodos para determinar a densidade de cor, a cor decorrente de antocianinas poliméricas e a porcentagem de contribuição de taninos e de antocianinas monoméricas para a cor. Esses métodos baseiam-se em cálculos e em poucas leituras de absorvância no pH do alimento. A densidade de cor é determinada pela soma das absorvâncias da amostra a 420 e 520 nm. O primeiro comprimento de onda absorve os produtos de escurecimento e o segundo constitui o comprimento de máxima absorção das antocianinas. Assim, avalia-se a contribuição das antocianinas e também de seus produtos de degradação para a cor.

A cor polimérica corresponde à contribuição das antocianinas poliméricas e dos pigmentos marrons provenientes de escurecimento enzimático, reação de Maillard e degradação de antocianinas. Essa medida baseia-se no fato de que os pigmentos polimerizados são resistentes ao branqueamento com bissulfito. Desta forma, após a adição de bissulfito de potássio, a soma das absorvâncias nos comprimentos de onda de 420 e 520 nm corresponde à cor polimérica (WROLSTAD, 1976).

2.7.4. Atividade Antioxidante

Uma variedade de diferentes metodologias *in vivo* e *in vitro* tem sido utilizada para verificar a atividade antioxidante de substâncias isoladas ou de um alimento/bebida. Tantos os ensaios *in vivo* como os *in vitro* possuem vantagens e desvantagens (BERG, 1999). Porém, deve-se ter em mente que não existe um método

universal simples pelo qual esta atividade possa ser medida de forma precisa e qualitativa (NIKKI, 2001).

As determinações da atividade antioxidante podem ser feitas *in vitro*, utilizando-se sistemas-modelo em que a amostra é testada frente à capacidade de reduzir a taxa de oxidação de ácidos graxos, fluidos biológicos e radicais gerados, quimicamente, ou por ação de enzimas. Nesse caso, mede-se normalmente a quantidade de produtos de oxidação formados em sistemas adicionados ou não de substância (ou alimento) antioxidante, tendo como referência um sistema no qual foi adicionado um antioxidante conhecido como BHT (hidroxibutiltolueno) ou Trolox® (produto sintético hidrossolúvel, análogo à vitamina E). Os trabalhos *in vivo* avaliam o mesmo efeito em membranas de células de indivíduos que ingeriram uma determinada quantidade do alimento. A dosagem de produtos de oxidação é feita antes e após a ingestão (MANCINI-FILHO & CINTRA, 2001).

A atividade antioxidante em vinhos tem sido determinada por diferentes métodos, por exemplo: a oxidação de lipoproteínas humanas de baixa densidade e as análises do radical 1,1-difenil-picrilhidrazil (DPPH), do radical ácido 2,2-azinobis-3-etilbenzotiazolino-6-sulfônico, (ABTS) e do radical N,N-Dimetil-p-fenilene diamine (DMPD). No entanto, múltiplas e variáveis condições experimentais em cada análise (gerador do radical, tempo de medição, expressão dos resultados, etc.) tornam difícil a comparação de dados publicados (FERNÁNDEZ-PACHÓN et al., 2004).

Atualmente o método *in vitro*, ABTS, tem sido amplamente usado para materiais biológicos, compostos puros e extratos de plantas de natureza hidrofílica e lipofílica. O composto cromógeno ABTS apresenta cor azul/verde com o máximo de absorção a 342 nm, é muito solúvel em água e, quimicamente, estável (ANTOLOVICH et al., 2002). O radical $ABTS^{\cdot+}$, uma vez gerado por meio de enzimas (peroxidase, mioglobina), ou, quimicamente (óxido de magnésio, persulfato de potássio), (**Figura 7**), passa a apresentar novas características com o máximo de absorção a 414nm, 645nm, 734nm e 815nm (MILLER & RICE-EVANS, 1997).

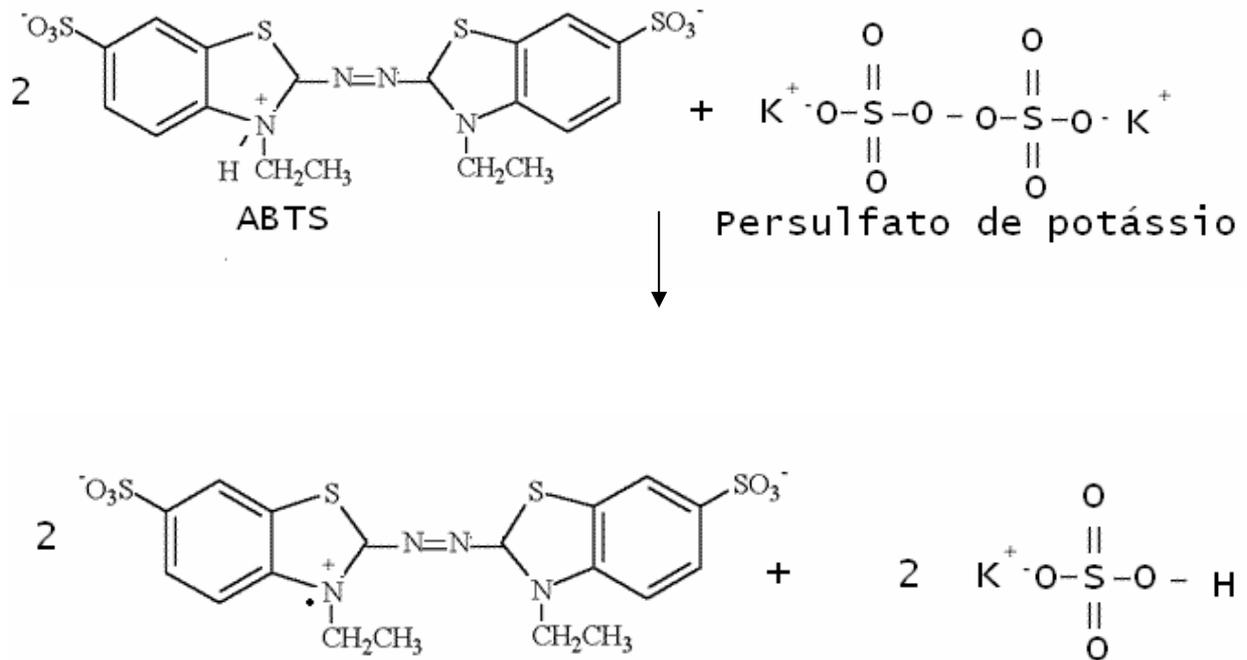


Figura 7 - Formação do radical ABTS^{•+} com o uso de persulfato.

Este método é o mais indicado para ensaios de compostos coloridos, como o caso de substâncias ricas em antocianinas, por apresentar absorção máxima na região de 734nm, reduzindo possíveis interferências de compostos coloridos que absorvem na região do visível e de compostos resultantes de reação secundária. Além do mais, o radical gerado quimicamente por persulfato de potássio, desenvolvido por RE et.al., foi validado por sua solubilidade, reprodutibilidade e por ser uma alternativa viável (RE et al. 1999).

O método ABTS utiliza, para testar a atividade antioxidante, o ensaio de equivalência da capacidade antioxidante do Trolox®. O Trolox® é um análogo hidrossolúvel da vitamina E (α-tocoferol), no qual o grupo fitil (lipofílica) é substituído por uma simples carboxila (**Figura 8**).

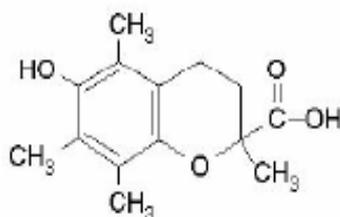


Figura 8 - Trolox® - análogo hidrossolúvel da vitamina E.

O valor de TEAC é determinado pela comparação da capacidade de degradação de um antioxidante em relação ao Trolox® (ARTS, 2003). O valor de TEAC (Capacidade Antioxidante Equivalente ao Trolox®) é, então, definido como a concentração do antioxidante que fornece a mesma porcentagem de inibição do Trolox® 1 mM (RE *et al.*, 1999). Os valores de TEAC fornecem um método de comparação da atividade antioxidante entre grupos de drogas e produtos químicos (MILLER *et al.*, 1993).

2.8. ANÁLISE SENSORIAL

A análise sensorial é um campo de relevância para a indústria de alimentos, pois contribui direta ou indiretamente para inúmeras atividades, como desenvolvimento de novos produtos, controle de qualidade, reformulação e redução de custos de produtos, relações entre condições de processo, ingredientes, aspectos analíticos e sensoriais. No teste sensorial, é importante a padronização das amostras. Muitas vezes, o atributo que se pretende avaliar é influenciado por outros fatores, como a quantidade de amostra e a cor do produto (FERREIRA, 2000).

A ABNT (1993) define análise sensorial da seguinte maneira: "Disciplina científica usada para evocar, medir, analisar e interpretar reações das características dos alimentos e materiais como são percebidas pelos sentidos da visão, olfato, gosto, tato e audição".

Portanto, os testes sensoriais que utilizam os órgãos dos sentidos humanos como "instrumentos" de medida devem ser incluídos como garantia de qualidade de alimentos, por ser uma medida multidimensional integrada e possuir importantes vantagens como, por exemplo, determinar a aceitação de um produto pelos consumidores (CARDELLO, 1998).

Os testes sensoriais podem ser divididos em discriminativos (ou de diferença), descritivos ou afetivos. Os testes afetivos têm como objetivo medir a preferência por, ou a aceitação de um produto. A preferência é medida por comparação com um padrão ou entre duas ou mais amostras. A aceitação pode ser medida individualmente ou simultaneamente para diversos produtos, e seus resultados comparados. Para testes de aceitação, geralmente se utiliza a escala hedônica de nove pontos, com os conceitos variando entre "desgostei extremamente e gostei extremamente", ou escala não estruturada, composta de uma linha ancorada em seus extremos pelos termos "desgostei extremamente e gostei extremamente" (STONE & SIDEL, 1993; FERREIRA, 2000).

2.8.1. Perfil Sensorial de Licores

Um perfil sensorial é um processo formal para medir, de maneira reprodutível, atributos específicos de um produto e suas intensidades em escalas adequadas.

Para a elaboração do perfil sensorial do licor de acerola PENHA (2001) avaliou onze atributos: aderência; aromas alcoólicos, frutal e doce; viscosidade; maciez; sabores alcoólico e frutal; gostos doce e ácido; e pungência. Estabelecendo uma relação de positiva entre o teor alcoólico e a percepção do gosto ácido e da pungência e uma relação negativa à percepção do aroma e do sabor frutal, da maciez e do gosto doce.

3. MATERIAL, MÉTODOS E GRUPO HUMANO

O presente trabalho foi conduzido nos laboratórios e dependências da Faculdade de Farmácia da Universidade Federal de Minas Gerais.

3.1. MATÉRIA-PRIMA

Para a fabricação dos licores foram utilizadas jaboticabas, da variedade Sabará (*Myrciaria jaboticaba* Vell, Berg), colhidas em novembro de 2005, na zona rural de Barão de Cocais – MG. As frutas foram homogeneizadas e separou-se 500 gramas para a sua caracterização química.

Utilizou-se cachaça da marca “Pirassununga 51”, de graduação alcoólica 48 % (v/v), açúcar de cana, refinado, da marca União, recipientes de vidro âmbar para o preparo dos licores e garrafas opacas para os armazenar.

3.2. INSTRUMENTAL

Todas as análises espectrofotométricas foram realizadas em Espectrofotômetro, da marca Fento, modelo 700S, 2005.

3.3. PREPARAÇÃO DOS LICORES

3.3.1. Planejamento Experimental

O trabalho experimental foi realizado com três tratamentos e três repetições, totalizando nove parcelas experimentais, sendo que os tratamentos foram definidos de acordo com as diferentes formas de extração dos compostos solúveis das frutas.

Os tratamentos foram assim nomeados: A (por maceração da jaboticaba sem tratamento térmico e adição de xarope preparado a quente), B (por maceração da jaboticaba com tratamento térmico e adição de xarope preparado a quente) e C (preparação de xarope por osmose e maceração) (**Figura 9**).

Os licores de jaboticaba foram elaborados após as frutas serem lavadas em água corrente, imersas em tanques horizontais de polietileno contendo água clorada e, depois, enxaguadas novamente com água corrente.

Para a elaboração de cada licor foram utilizados quinhentos gramas de frutas,

que sofreram um esmagamento manual, com o rompimento da casca, mas sem injúria da semente. Todos os licores foram ajustados para uma graduação alcoólica de 18%(v/v) e 30 ° Brix.

3.3.1.1. Licor A - Maceração da Jabuticaba sem Tratamento Térmico e Adição de Xarope Preparado a Quente

As frutas esmagadas foram recolhidas em recipientes de vidro âmbar, adicionando-se 600mL de cachaça. As frutas ficaram imersas na solução hidroalcolica durante nove dias, após este tempo, o macerado foi filtrado em algodão.

Ao filtrado foi acrescentado um xarope de sacarose, ajustando a graduação alcoólica e o grau Brix e uma nova filtração em algodão foi realizada. O licor foi maturado por 150 dias.

3.3.1.2. Licor B - Maceração da Jabuticaba com Tratamento Térmico e Adição de Xarope Preparado a Quente

A metodologia de preparo do licor B se assemelha com o do licor A, diferenciando-se apenas no tratamento térmico aplicado às frutas.

Em um recipiente de aço inox, foram acondicionadas as jabuticabas, já esmagadas, adicionando-se 20 mL de água por 100, por grama de fruta. A mistura foi aquecida até a 60°C e esta temperatura foi mantida por dez minutos. Após a aplicação do tratamento térmico, os procedimentos foram os mesmos realizados para o licor A.

3.3.1.3. Licor C – Preparação de Xarope por Osmose e Maceração

No preparo deste licor foi utilizada a técnica de desidratação osmótica. As frutas esmagadas foram acondicionadas em um recipiente de vidro âmbar, em camadas intercaladas de açúcar refinado, 50 gramas de açúcar por 100 gramas de jabuticaba.

Após dez horas, adicionou-se a cachaça e esta mistura permaneceu em repouso por nove dias. Passados os nove dias, o macerado sofreu uma filtração, o teor alcoólico e o grau Brix foram ajustados e o licor, maturado por 150 dias.

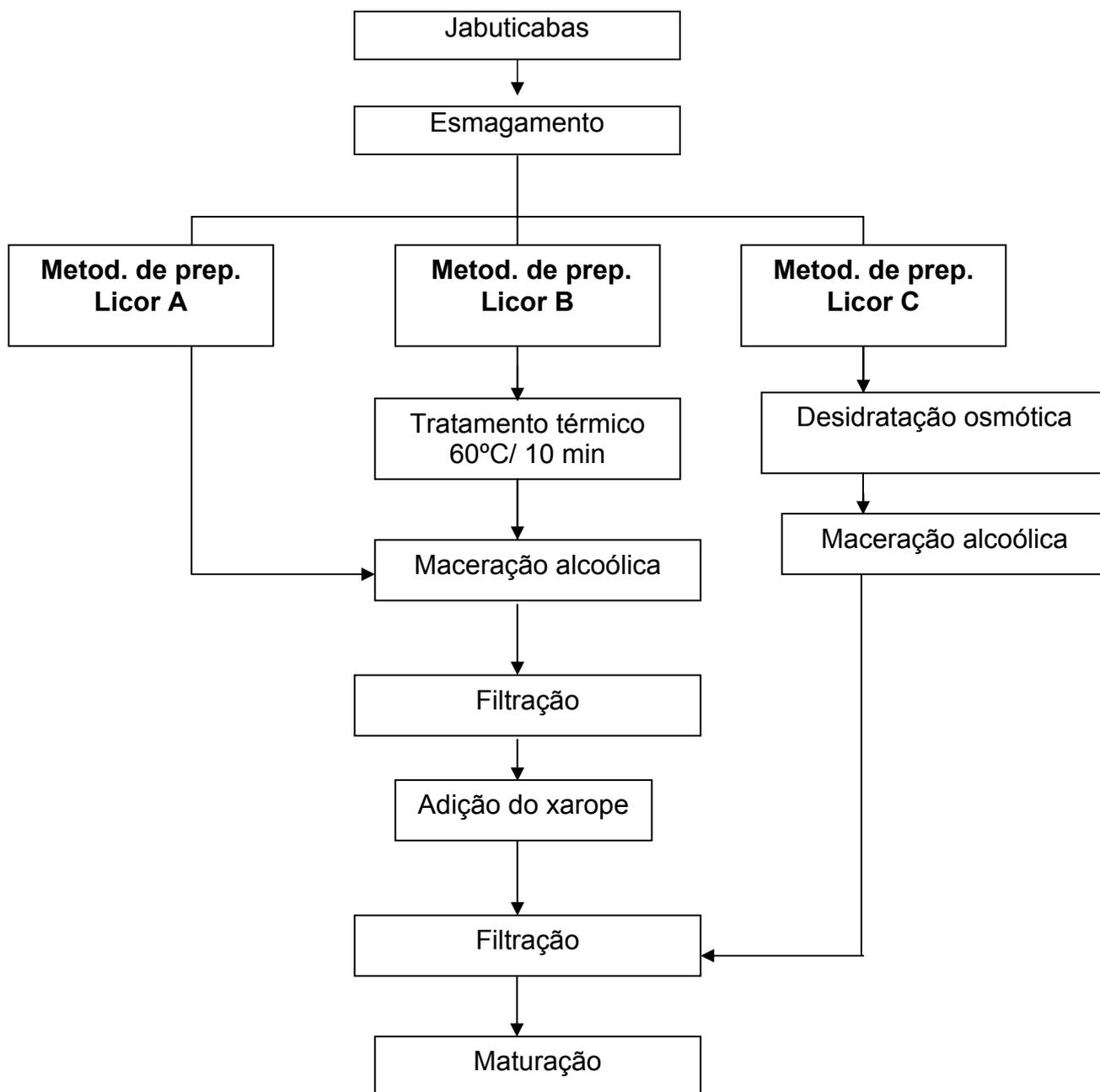


Figura 9 - Fluxograma do processamento do licor A, B e C.

3.4. MÉTODO DE PREPARAÇÃO DO EXTRATO DE JABUTICABA

Para a preparação do extrato foram utilizados 100 gramas de jaboticabas e 120 mL de álcool a 70%, a mistura foi triturada em liquidificador comum por 2 minutos. A solução obtida foi filtrada a vácuo e armazenada em recipiente opaco. O extrato de jaboticaba foi feito em triplicata.

3.5. MÉTODOS DE ANÁLISES FÍSICO-QUÍMICAS

3.5.1. Determinação da acidez total

A acidez total foi determinada por volumetria através de titulação, mediante uma solução alcalina de título conhecido. Transferiu-se 5 ml de licor ou 5 gramas de polpa para um erlemeyer de 500ml. Adicionou-se 200mL de água destilada, previamente fervida e neutralizada, e 4 a 6 gotas do indicador fenolftaleína. Procedeu-se à titulação da amostra com hidróxido de sódio $0,1 \text{ mol.L}^{-1}$ até a formação da coloração rosa (OUGH & AMERINE, 1988).

A acidez foi calculada em ácido cítrico (g/ml) pela seguinte fórmula:

$$\text{Acidez total (g/100ml)} = V \times M \times 92,07 \times 100 / 1000 \times A$$

Onde:

V = volume da solução de NaOH gasto na titulação (mL)

M = Molaridade da solução de NaOH

A = volume da amostra (ml)

3.5.2. Determinação do pH

O pH dos licores foi determinado utilizando-se pHmetro (BRASIL, 1997).

3.5.3. Compostos Fenólicos

O método utilizado para determinação de fenólicos foi o de Folin-Ciocalteu, descrito por ZIELISKI & KOZLOWSKA (2000). Foi utilizado o reagente Folin-Ciocalteu, marca Cinética, e solução saturada de carbonato de sódio. O preparo da solução decarbonato de sódio foi de acordo com o procedimento descrito pela *Association of Official Analytical Chemists* (AOAC,1980). A catequina (sigma Saint Louis, EUA) foi usada como padrão.

Alíquotas de 2,0 mL de licor foram diluídas a 10ml com água destilada. Colocou-se uma alíquota de 0,1 mL dessa mesma solução em um balão volumétrico de 10mL. Homogeneizou-se a mistura e adicionou-se 0,5 mL da solução de Folin-Ciocalteu, agitou-se; exatamente três minutos após, adicionou-se 1,0 ml de solução saturada de carbonato de sódio. Após repouso de uma hora, determinou-se absorvância em comprimento de onda de 750nm. Foi feita uma prova em branco utilizando água destilada em substituição às amostras. As análises foram feitas em triplicata.

Para a quantificação foram feitas curvas padrão de catequina, em concentrações de 0,02 a 10mg, nas mesmas condições descritas acima. A equação da reta utilizada foi $y = 11,04x + 0,122$, como coeficiente de correlação $R^2 = 0,9974$.

3.5.4. Taninos

Foi utilizado o método que faz uso da complexação com proteínas, descrito por HAGERMAN & BUTLER (1978). A solução padrão de proteína foi preparada com 1,0 mg/mL de albumina sérica bovina (sigma fração V) em tampão de acetato 0,2 M, pH 5,0, contendo 0,17 M de cloreto de sódio. A solução de SDS- trietanolamina continha 1% de SDS e 5% (v/v) de trietanolamina em água destilada. O reagente cloreto férrico foi preparado com 0,01 M de cloreto férrico em ácido clorídrico 0,01. O ácido tânico (Sigma, Saint Louis, EUA) foi usado como padrão.

Alíquotas de 0,5 mL do licor foram adicionadas de 0,5 mL de água destilada, em um tubo de centrifuga de 15 mL. Em seguida, adicionou-se 2,0 mL da solução padrão de proteína (1,0 mg/ml) e deixou-se em repouso por 15 minutos, em temperatura ambiente. Logo após, centrifugou-se por 30 minutos a 3.000 rpm. O sobrenadante foi descartado, as paredes do tubo e a superfície do precipitado, lavadas com tampão e o precipitado, dissolvido em 4,0 ml da solução de SDS-trietanolamina. Em seguida, adicionou-se 1,0 ml da solução de cloreto férrico e após 15 minutos, foi lida a absorbância a 510nm. Para a prova em branco utilizou-se água destilada no lugar da amostra.

Para a quantificação de taninos foram feitas curvas padrão utilizando ácido tânico em concentrações de 0,1 a 0,8 mg/L, nas mesmas condições descritas. A equação de reta utilizada foi $y = 1,4187x - 0,1368$, como coeficiente de correlação $R^2 = 0,9993$.

3.5.5. Antocianinas Monoméricas

O conteúdo de antocianinas monoméricas foi determinado segundo a metodologia descrita por WROLSTAD (1993). Alíquotas de 2,0 mL de licor de jabuticaba foram diluídas para 10mL, com soluções tampão pH 1,0 mL (tampão KCl 0,2 mol.L⁻¹ / HCL 0,2 mol.L⁻¹) e pH 4,5 (tampão acetato de sódio mol.L⁻¹ / ácido clorídrico mol.L⁻¹), homogeneizadas e as absorbâncias lidas nos comprimentos de onda de 520 700 nm.

A concentração de pigmentos antociânicos monoméricos foi determinada pela equação:

$$C \text{ (mg/L)} = A / \varepsilon L \times MM \times 10^3$$

Sendo:

A = absorvância corrigida da amostra [(A₅₁₀ pH 1,0 - A₇₀₀ pH 1,0) - (A₅₁₀ pH 4,5 - A₇₀₀ pH 4,5)];

ε = absorvidade molar específica para cada antocianina, no caso a relativa a cianidina -3-glicosídeo, pigmento antociânico presente nas jabuticabas com o valor de 26.900 Lmol⁻¹ cm⁻¹;

L = comprimento do caminho ótico, no caso 1 cm;

MM = massa molecular da antocianina, também a cianidina -3-glicosídeo, de 449,2 Daltons;

O resultado obtido foi corrigido multiplicando-se pelo fator de diluição utilizado (5).

Para a análise do extrato de jabuticaba foi utilizado o mesmo procedimento, diferenciando apenas na diluição de 1mL do extrato em 25mL de solução. A análise do extrato foi realizada após a sua obtenção.

As análises foram realizadas em triplicatas.

3.5.6. Densidade de Cor e Cor Polimérica

A análise de densidade de cor foi feita com uma alíquota de 2,0 ml de licor diluída para 10 mL de água destilada, e suas absorvâncias medidas a 700, 420 e no comprimento de onda de máxima absorção do licor, 510 nm. A densidade de cor foi expressa pela soma das absorvâncias da solução no comprimento de ondas de máxima absorção e a 420 nm, seguida pela subtração do dobro da absorvância registrada a 700 nm. O valor encontrado foi corrigido multiplicando-o pelo fator de diluição usado, no caso, cinco (WROLSTAD, 1993).

Na determinação da cor polimérica, 0,2 mL da solução de metabissulfito de potássio (2,0 g de metabissulfito de potássio em 10mL de água destilada) foi adicionado em uma alíquota de 2,0 mL de licor, diluída para 10 mL de água destilada. As absorvâncias foram medidas a 700, 420 e no comprimento de onda de máxima absorção do licor, 510 nm. O cálculo da cor polimérica foi realizado de maneira análoga ao da densidade de cor (WROLSTAD, 1993).

O percentual de contribuição de antocianinas à coloração também foi calculado de acordo com a metodologia descrita por WROLSTD (1993) e baseia-se na divisão do resultado obtido no cálculo da cor polimérica por aquele obtido no cálculo da densidade de cor. As análises da densidade de cor e cor polimérica foram realizadas em triplicata.

3.5.7. Atividade Antioxidante

Foi usado o método de descoloração ABTS, de acordo com a metodologia proposta por RE *et al.* (1999), com modificações.

Alíquotas de 20µL da amostra a ser analisada (diluída 10 vezes em água destilada) foram adicionadas ao radical ABTS^{•+}.

O radical ABTS^{•+} foi gerado através da reação de uma solução de ABTS (10 mg em 100mL de água destilada), com persulfato de potássio diluído em água destilada, em concentração de 2,45 nM. A mistura de ABTS (9,5) e persulfato de potássio (0,5 mL) foi incubada à temperatura ambiente e no escuro, durante 16 horas. O radical ABTS^{•+} formado foi diluído em água destilada até obter um valor de absorvância de, aproximadamente, 0,700 a 734 nm.

A absorvância foi medida antes da adição da amostra e, após a desta, de 60 em 60 segundos, durante 15 minutos.

Foram calculadas as porcentagem de inibição para os dois métodos avaliados, a 2 e 15 minutos, para todas as amostras, de acordo com as fórmulas propostas por VILLANO *et. al.* (2004).

$$\% \text{ inibição em 2 minutos} = [1 - (A_2 / A_0)] \times 100$$

$$\% \text{ inibição em 15 minutos} = [1 - (A_{15} / A_0)] \times 100$$

Sendo A_0 , A_2 e A_{15} , as absorvâncias dos radicais medidas nos tempos 0, 2 e 15 minutos de reação, respectivamente.

3.5.8. Capacidade Antioxidante Equivalente ao Trolox® (TEAC)

O Trolox® (2-ácido carboxílico 6-Hydroxi-2,5,7,8-tetrametilcromo) foi diluído em uma solução tampão de fosfato de pH 7,4.

Alíquotas de 20µL nas concentrações de 100 a 4000 µmoles da solução de trolox® foram adicionadas ao radical ABTS^{•+}, de absorvância aproximada, 0,700 a 734 nm, para a quantificação da capacidade antioxidante do trolox®.

A equação da reta utilizada foi $y = 0,0197x + 4,8182$, como coeficiente de correlação $R^2 = 0,9965$.

3.5.9. Análise Estatística

Todas as análises foram realizadas em triplicata e os resultados tabulados e submetidos à análise de variância, utilizando delineamento em blocos casualizados. As médias foram comparadas entre si, utilizando o teste de Duncan, a 5% de probabilidade.

Os coeficientes de correlação de Pearson entre as determinações analíticas foram obtidos com o auxílio do programa estatístico Minitab, versão 15. O nível de significância utilizada foi de 5%.

3.6. GRUPO HUMANO

Os provadores para a análise sensorial foram recrutados entre professores, funcionários e alunos da Faculdade de Farmácia da UFMG. A seleção foi feita por meio de um questionário que consta na **Figura-A1.**, cujo objetivo era identificar provadores aptos.

No teste de aceitação foram utilizados 25 provadores, com idade de 18 a 55 anos, sendo vinte do sexo feminino e cinco do sexo masculino.

O projeto foi aprovado pelo COEP-UFMG em 18/10/2006, com o parecer 173/06 (**Anexo A**). O termo de consentimento livre e esclarecido do mesmo se encontra na **Figura-A.2.**

3.7. ANÁLISE SENSORIAL

3.7.1. Teste de aceitação

Foi aplicado o teste afetivo de aceitação. Utilizando -se uma ficha com escala hedônica estruturada que tem notas variando de 1 a 9, da seguinte maneira:

1. Desgostei extremamente;
2. Desgostei muito;
3. Desgostei moderadamente;
4. Desgostei ligeiramente;
5. Indiferente;
6. Gostei ligeiramente;
7. Gostei moderadamente;
8. Gostei muito;
9. Gostei extremamente.

Foram empregados 25 provadores que avaliaram as amostras em relação à cor, aroma, sabor, textura e impressão global. As avaliações realizadas, feitas em cabines individuais improvisadas (urnas de papelão), em laboratório de análise sensorial, de acordo com as recomendações sugeridas por MEILGAARD et.al (1999).

As amostras foram servidas, aos provadores, em cálices de vidro incolor, transparentes e codificados com algarismos de três dígitos. Todas as amostras foram apresentadas de forma monádica. Com os dados coletados, realizou-se a análise de variância e aplicou-se o teste de Tukey para comparação das médias das amostras, bem como verificou-se a distribuição normal das notas dadas pelos provadores, em relação à escala hedônica utilizada.

3.7.2. Índice de Aceitabilidade

No cálculo do índice de Aceitabilidade (IA), para cada atributo avaliado considera-se a nota máxima alcançada pelo atributo como 100% e a pontuação média em % será o IA. De acordo com DUTKOSKI (1996), o produto que atinge um percentual igual ou maior que 70% é considerado aceito pelos provadores.

Fórmula de cálculo do IA:

$$A(\%) = A \times 100/B$$

Onde, A = nota média obtida para o produto, e B = nota máxima dada ao produto.

4.RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1. Análises da Matéria-Prima

As jabuticabas apresentaram 15 por cento de sólidos solúveis totais (grau Brix) e um estado de maturação de 16,30 (Tabela 5). Esses valores são adequados para o consumo da fruta *in natura* e para a sua industrialização (OLIVEIRA et al, 2003).

A acidez total titulável foi de 0,92g de ácido cítrico por 100 g de polpa e o pH de 3,5 (Tabela 5), valores próximos aos encontrados por OLIVEIRA et al (2003), para a acidez (0,888 a 1,652g/100gramas de fruto) e para o pH (2,91 a 3,72).

Tabela 05 – Valores médios de acidez total titulável, sólidos solúveis totais, pH e índice de maturação.

Parâmetros	Valores
Acidez Total Titulável (mg/100g de fruta)	0,92
Sólidos Solúveis Totais (° Brix)	15,0
pH	3,5
Índice de Maturação ¹ (ratio)	16,3

1-Índice de maturação: expresso pela relação sólidos solúveis totais e acidez total titulável.

4.2 Métodos de Obtenção para os Licores de Jabuticaba

4.2.1. Licor A - Maceração da Jabuticaba sem Tratamento Térmico e Adição de Xarope Preparado a Quente

A metodologia selecionada para o licor A foi, tradicionalmente, a utilizada para a elaboração dos licores de jabuticaba e sugerida por (SILVEIRA,1948), (SOUZA & BRAGANÇA (2001). Para a preparação deste licor foram selecionadas jabuticabas com alto grau de maturação, com característica de aroma e sabor desejáveis. As frutas foram esmagadas manualmente, tendo-se o cuidado de não danificar as sementes, pois estas contêm substâncias que poderiam desenvolver sabor e odor indesejáveis ao licor.

A relação entre a cachaça e a massa de fruta utilizada (100 g de fruto / 120 mL de cachaça a 48° GL) foi semelhante à recomendada por SILVEIRA (1948), 100 gramas de fruto para 47,5 ml de álcool.

Nos estudos preliminares observou-se que, quanto maior o tempo de contato das frutas com a solução hidroalcoólica, maior o aroma e o sabor frutais no produto. Portanto, o tempo de maceração, nove dias, foi maior que o recomendado por SILVEIRA (1948), 24 horas e por SOUZA & BRAGANÇA (2001), três dias. A escolha do teor alcoólico e do grau Brix deve-se ao fato que, de acordo com PENHA (2001), o teor de 18° GL favorece a percepção de aromas frutais e doces, enquanto o valor de 30° Brix diminui a pungência, o aroma e o sabor alcoólicos, aumentando a palatabilidade dos licores.

4.2.2. Licor B - Maceração da Jabuticaba com Tratamento Térmico e Adição de Xarope Preparado a Quente

Esta metodologia é semelhante à metodologia estabelecida para o licor A, diferenciando apenas no tratamento térmico aplicado às frutas.

O aquecimento feito no início do processo, a 60°C por 10 min, teve como objetivo propiciar uma maior extração dos compostos solúveis, sem o comprometimento das propriedades sensoriais do produto e suas características físico-químicas. De acordo com BARUFFALDI & OLIVEIRA, (1998) tratamentos térmicos severos podem alterar a cor, odor, sabor e textura da matéria-prima, depreciando o produto final.

Nos testes preliminares observou-se que, a adição de 20mL de água por 100 gramas de jabuticaba facilitava a transferência do calor.

4.2.3. Licor C - Preparação de Xarope por Osmose e Maceração

O licor C foi elaborado pela técnica de desidratação osmótica. A pressão osmótica exercida pelo açúcar permitiu uma extração a frio de compostos solúveis, devido à retirada da água da fruta.

A proporção 100 g de fruta por 50g de açúcar foi adequada para que o produto final atingisse uma concentração próxima a 30° Brix. O tempo de osmose foi padronizado em 10 horas, para garantir a não ocorrência de uma fermentação alcoólica, o que descaracterizaria o processo de elaboração do licor.

4.3. ANÁLISES FÍSICO-QUÍMICAS DOS LICORES

4.3.1. Acidez titulável e pH dos licores

Os valores de acidez total para os licores de jabuticaba variaram de 70,08 a 46,76 meq/L (**Tabela 6**). Houve diferença significativa entre a acidez dos licores, sendo

maior para o licor C e menor para o licor A. A acidez dos licores tem origem nas frutas e nas diferentes metodologias de extração dos seus componentes aromáticos. PENHA (2000) relatou, para licores de polpa de acerola com 18 GL e 25° Brix, valor de acidez superior aos encontrados neste trabalho (107,86 meq/L em ácido málico), contudo a polpa de acerola apresentou a acidez total também superior à da jabuticaba, 1,3 g de ácido málico por grama de fruta. A acidez total dos licores analisados, portanto, é coerente com a acidez das frutas utilizadas para o seu preparo.

O valor de pH apresentou pequena variação (**Tabela 6**), provavelmente devido à presença de ácidos orgânicos fracos e sais provenientes da jabuticaba, na composição do licor, gerando poder tamponante.

Tabela 06 – Acidez total (meq/L) e pH nos licores de Jabuticaba (*Myrciaria jaboticaba* Vell.Berg), preparados por diferentes metodologias.

Licor	Acidez total (meq/L)	pH
A	46,76 ^c	3,53
B	62,40 ^b	3,56
C	70,08 ^a	3,57

Valores médios entre triplicatas. Letras diferentes indicam diferenças significativas entre amostras (teste de Duncan, p<0,05).

4.3.2. Fenólicos Totais

Os licores de Jabuticaba (*Myrciaria jaboticaba* Vell.Berg) apresentaram teores de compostos fenólicos totais que variaram de 0,5 g/L a 1,20 g/L (**Tabela 7**). Não houve diferença significativa entre os teores de fenólicos dos licores B e C. Todavia, o teor de compostos fenólicos para o licor A foi, significativamente, menor que os licores B e C.

Tabela 07 – Teores médios de fenólicos totais (g/L) nos licores de jabuticaba, preparados por diferentes metodologias.

Licor	Fenólicos totais (g/L)
A	0,52 ^b
B	1,08 ^a
C	1,20 ^a

Valores médios entre triplicatas. Letras indicam diferenças significativas entre amostras (Duncan, a 5%)

O licor C foi obtido pela metodologia da desidratação osmótica que permitiu a extração da água e, conseqüentemente, dos compostos solúveis das jabuticabas, promovendo maior concentração dos compostos fenólicos.

Para o licor B, o aquecimento da polpa a 60°C por dez minutos aumentou a extração de compostos fenólicos. Dado similar foi relatado por TORRES (2002) que observou que a temperatura e o tempo de fermentação interferiam, positivamente, no conteúdo final de compostos fenólicos totais presentes em vinhos de um mesmo tipo de uva.

Devido à escassez de dados na literatura referentes ao conteúdo de compostos fenólicos totais em licores de jabuticaba, os resultados obtidos no presente trabalho foram comparados aos encontrados por vários autores para outras bebidas alcoólicas.

Os teores médios de fenólicos totais encontrados nos licores B e C são inferiores aos vinhos tintos (1,647 g/L), mas superiores ao valor encontrado para vinhos rosé (0,803 g/L). E todos os licores (A, B e C) tiveram o seu teor de fenólicos totais superior ao do vinho branco (0,350 g/L), quando analisados por ISHIMOTO et al. (2006).

Os licores B e C apresentaram o teor de compostos fenólicos superior ao de outras bebidas alcoólicas fermentadas, como cherry (0,991 g/L), "vinho" de framboesa (0,977 g/L), "vinho" de cranberry (0,971 g/L). Todos os licores apresentaram o conteúdo de fenólicos superior a bebidas fermentadas de maçã (0,45 1g/L), de pêssego (0,418 g/L) e de pêra (0,310 g/L),segundo (RUPASINGH & CLEGG, 2007).

4.3.3. Taninos

O conteúdo de taninos dos licores de jabuticaba variaram de 0,75 a 0,47 g/L (**Tabela 08**). Verificou-se que houve diferenças significativas no teor de taninos entre os licores A, B e C. Portanto, a metodologia de preparação dos licores influencia nos teores de taninos.

Tabela 08 – Teores médios de Taninos (g/L) nos licores de Jabuticaba (*Myrciaria jaboticaba* Vell.Berg), preparados por diferentes metodologias

Licor	Taninos (g/L)
A	0,47 ^c
B	0,64 ^b
C	0,75 ^a

Valores médios entre triplicatas. Letras diferentes indicam diferenças significativas entre amostras (teste de Ducan, p<0,05).

Os valores de taninos encontrados nos licores de jaboticaba são menores que os valores de 0,90 a 1,90g/L, para vinhos Cabernet Sauvignon, relatados por RIZZON & MIELE (2002) e próximos os valores de 0,29 a 1,26 g/L, encontrados por TORRES (2002) para vinhos desta mesma uva .

4.1.4. Antocianinas

Os valores encontrados para antocianinas monoméricas variaram de 10,72 a 6,06 mg/L (**Tabela 9**). Não houve diferença significativa para os licores elaborados pela metodologia A e C, enquanto o valor encontrado para o licor B foi significativamente menor.

O menor teor de antocianinas encontrado no licor B pode ser explicado pela sua termosensibilidade. As antocianinas são rapidamente destruídas pelo aquecimento durante o processamento e estocagem dos alimentos. Segundo MARKAKIS (1982) há uma relação logarítmica entre a destruição das antocianinas e o aumento aritmético da temperatura.

Tabela 09 – Teores médios de antocianinas monoméricas nos licores de jaboticaba (*Myrciaria jaboticaba* Vell.Berg), preparados por diferentes metodologias.

Licor	Antocianinas Monoméricas(mg/L)
A	9,70 ^a
B	6,06 ^b
C	10,72 ^a

Valores médios entre triplicatas. Letras diferentes indicam diferenças significativas entre amostras (teste de Duncan, p<0,05).

A concentração de antocianinas no extrato alcoólico é muito maior que nos licores analisados (168mg/L). O que indica que durante a elaboração e estocagem dos produtos ocorreu polimerização e degradação destes compostos.

A baixa estabilidade das antocianinas, o pH dos licores (cerca de 3,6), a alta concentração de açúcar e a presença de ácido ascórbico proveniente da própria fruta são possíveis fatores que contribuíram para a perda das antocianinas monoméricas durante o tempo de estocagem.

As antocianinas podem reagir com furfural (originado principalmente de aldoses) e 5-hidroximetilfurfural (originado de ceto-hexoses), produtos resultantes da

degradação do açúcar proveniente da reação de Maillard ou pela oxidação do ácido ascórbico, formando compostos de coloração marrom (MESCHTER, 1954).

Na **Tabela 10**, encontram-se os valores de densidade de cor e cor polimérica. A densidade de cor é determinada pela soma das absorbâncias da amostra, a 420 e 520 nm.

Tabela 10 – Teores médios de densidade de cor e cor polimérica nos licores de Jaboticaba (*Myrciaria jaboticaba* Vell.Berg), preparados por diferentes metodologias.

Licor	Densidade de cor	Cor polimérica
A	6,19 ^b	5,03 ^a
B	6,25 ^b	5,58 ^a
C	7,34 ^a	5,93 ^a

Valores médios entre triplicatas . Letras diferentes indicam diferenças significativas entre amostras (teste de Duncan, p<0,05).

Os valores de densidade de cor variaram entre 7,34 a 6,19, sendo maior para o licor C, não havendo diferença significativa para os licores A e B. Não se verificou diferença estatística nos valores de cor polimérica para os licores preparados pelas diferentes metodologias.

O percentual de antocianinas poliméricas variou de 80,7 a 89,2 (**Tabela 11**). Os licores apresentaram coloração castanha, indicando polimerização de antocianinas, o que é coerente com os resultados obtidos.

O percentual de antocianinas poliméricas foi, significativamente, maior para o licor B, o que pode explicar o seu menor conteúdo de antocianinas monoméricas. O tratamento térmico sofrido por este licor durante a sua elaboração, provavelmente, favoreceu as reações de polimerização.

Tabela 11 – Porcentagem de antocianinas poliméricas nos licores de jaboticaba (*Myrciaria jaboticaba* Vell.Berg), preparados por diferentes metodologias.

Amostras	% antocianinas poliméricas
A	81,50 ^b
B	89,24 ^a
C	80,70 ^b

Valores médios entre triplicatas. Letras diferentes indicam diferenças significativas entre amostras (teste de Duncan, p<0,05).

Segundo FRANCIS (1989), compostos de cor escura podem ser formados pela reação de o-quinonas provenientes da degradação de antocianinas. As antocianinas, presentes nos licores A e C, podem sofrer degradação por enzimas endógenas presentes nos tecidos das plantas. Estas enzimas hidrolisam as ligações glicosídicas das antocianinas, liberando o açúcar e a aglicona. Esta última, instável, degrada-se espontaneamente, formando chalcona que pode sofrer oxidações e polimerização.

Não foi possível fazer comparações com teores de antocianinas nos licores analisados, pois não foram encontrados dados na literatura.

4.4. ATIVIDADE ANTIOXIDANTE

4.4.1. Método ABTS

Todos os licores apresentaram comportamento semelhante na análise da atividade antioxidante pelo método ABTS, com uma grande redução dos radicais formados nos dois primeiros minutos e uma tendência ao equilíbrio até o décimo quinto minuto, como pode ser observado na **Figura 10**.

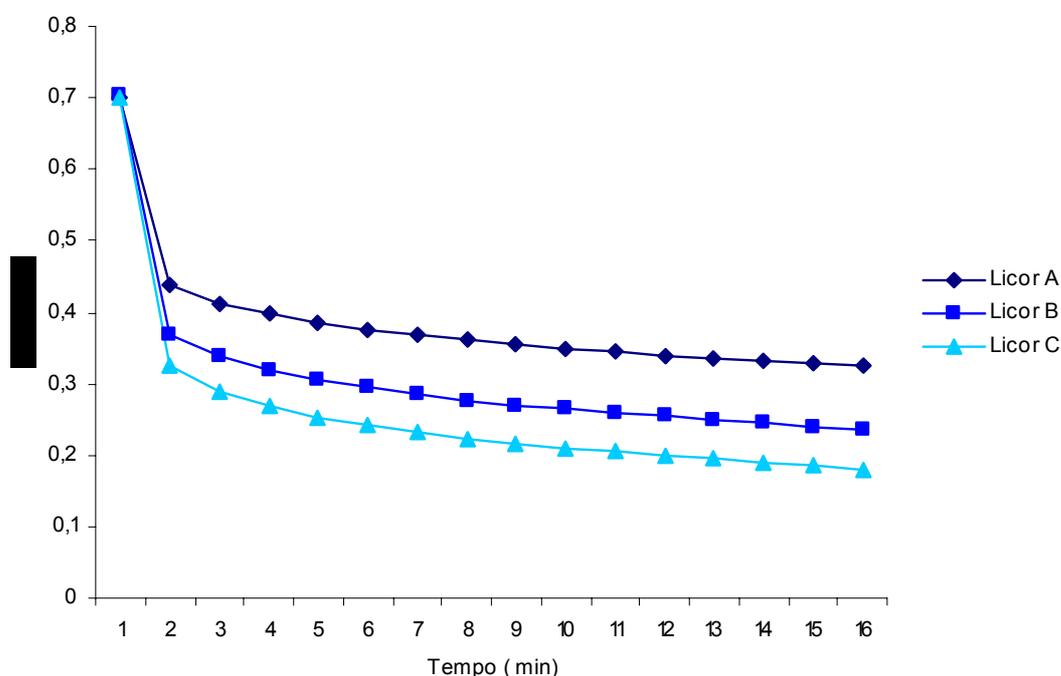


Figura 10 - Comparação da diminuição da absorbância a 734nm do radical ABTS, após adição dos licores elaborados por metodologias diferentes.

Podemos observar que o licor C (**Figura 9**) foi o que apresentou maior diminuição na absorbância e, conseqüentemente, atividade antioxidante maior que as demais. O licor A, por sua vez, tem o menor poder antioxidante, apresentando a menor redução da absorbância, o que indica menor inibição dos radicais formados.

Este comportamento é coerente com o conteúdo de fenólicos totais dos licores que é maior para o licor C, visto que vários autores (KAUR & KAPOOR, 2002; KATALINC et al., 2004), têm demonstrado de forma conclusiva que existe uma forte relação positiva entre o teor de fenólicos totais e a atividade antioxidante de frutas e Os fenólicos com ação antioxidante funcionam como seqüestradores de radicais e, algumas vezes, como quelantes de metais (SHAHIDI et al., 1992), agindo tanto na etapa de iniciação como na propagação do processo oxidativo. Os produtos intermediários, formados pela ação destes antioxidantes, são relativamente estáveis devido à ressonância do anel aromático apresentada por essas substâncias (NAWAR, 1985).

Tabela 12 – Porcentagem de inibição dos radicais a 2 e 15 minutos para os licores A, B e C

Licor	% de inibição de radicais	
	ABTS 2 min	ABTS 5min
A	41,04 ^c	53,63 ^c
B	53,09 ^b	66,28 ^b
C	61,57 ^a	76,01 ^a

Valores médios entre triplicatas. Letras diferentes indicam diferenças significativas entre amostras (teste de Duncan, p<0,05).

Para as três amostras de licores, a inibição em 15 minutos foi maior que em 2 minutos de reação (**tabela 12**) (**Figura 03**). Segundo BERG et. al. (2000), isto ocorre porque alguns compostos fenólicos precisam de um tempo maior para reagir, dependendo este tempo, por exemplo, da quantidade e posição de grupos hidroxilas presentes no anel aromático .

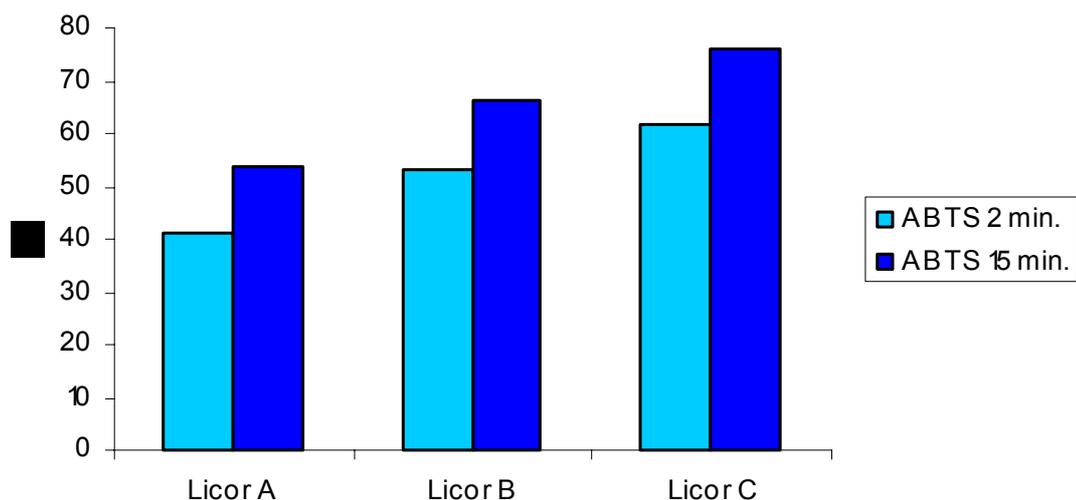


Figura 11 - Porcentagem de inibição do radical ABTS em 2 e 15 minutos, após a adição da amostra.

4.4.2. Capacidade Antioxidante Equivalente ao Trolox® (TEAC)

Os valores TEAC (capacidade antioxidante equivalente ao trolox®) para os licores de jabuticaba variaram de 1,88 a 2,77 mmol/L a 2 minutos, e, de 2,55 a 3,57 mmol/L a 15 minutos (**Tabela 13**).

Tabela 13.- Capacidade antioxidante equivalente ao Trolox® (TEAC) nos tempos de 2 e 15 minutos para os licores A, B e C.

Licor	TEAC 2 min (mmol/L)	TEAC 15 min (mmol/L)
A	1,88 ^c	2,48 ^c
B	2,39 ^b	3,12 ^b
C	2,88 ^a	3,61 ^a

Valores médios entre triplicatas. Letras diferentes indicam diferenças significativas entre amostras (teste de Duncan, $p < 0,05$)

Os valores de TEAC encontrados para todos os licores, no tempo de dois minutos e quinze minutos, são próximos dos valores relatados por PELLEGRINI et. al. (2003) para vinhos rosé, entre 1,52 e 3,20 mmol/L.

Os teores fenólicos totais presentes nos licores de jabuticaba, assim como a atividade antioxidante, estão próximos ao vinho rosé, observando-se uma correlação entre eles. Esse fato sugere que os compostos fenólicos da jabuticaba têm uma atividade antioxidante semelhante aos da uva.

4.4.3. Correlações

Os coeficientes de correlações entre as concentrações médias de fenólicos totais, antocianinas, taninos e a percentagem de atividade antioxidante, a 2 e 15 minutos, pelo método ABTS, estão indicados na **Tabela 14**.

Pode-se observar que a correlação entre fenólicos totais e atividade antioxidante é positiva e significativa para o método ABTS, nos dois tempos de análise.

Vários autores (KATALINC et al., 2004; GOMES, 2006) encontram coeficientes de correlação positivos entre o conteúdo de fenólicos totais e atividade antioxidante em vinhos, entretanto, segundo MELO et. al. (2006), a capacidade antioxidante de um determinado alimento não pode ser explicada apenas pelo seu teor de compostos fenólicos, mas também pela sua natureza química. A posição e o número de hidroxilas presentes na molécula dos fenóis é um fator relevante para essa atividade. Acredita-se que a orto-dihidroilação contribui, decisivamente, para a atividade antioxidante dos grupos fenólicos.

Tabela 14 - Coeficientes de correlação entre as concentrações de fenólicos totais, antocianinas, taninos e percentagem de atividade antioxidante dos licores A, B, C, a 2 minutos e 15 minutos, pelo método ABTS.

Coeficiente de correlação de Pearson		
	ABTS 2min	ABTS 15min
Fenólicos totais	0,934* P= 0,000	0,919* P= 0,000
Taninos	0,895* P= 0,001	0,897* P= 0,002
Antocianinas	0,067 P= 0,863	0,110 P= 0,779

Coeficientes de correlação seguidos de * são significativos a 5 % de probabilidade.

Vários autores (KATALINC et al., 2004; GOMES, 2006) encontram coeficientes de correlação positivos entre o conteúdo de fenólicos totais e atividade antioxidante em vinhos, entretanto, segundo MELO et. al. (2006), a capacidade antioxidante de um determinado alimento não pode ser explicada apenas pelo seu teor de compostos fenólicos, mas também pela sua natureza química. A posição e o número de

hidroxilas presentes na molécula dos fenóis é um fator relevante para essa atividade. Acredita-se que a orto-dihidroilação contribui, decisivamente, para a atividade antioxidante dos grupos fenólicos.

Foi observada uma correlação positiva e significativa, nos tempos de 2 e quinze minutos de análise, entre o conteúdo de taninos e a porcentagem de inibição de radicais, mas GOMES (2006), estudando vinhos tintos, não encontrou uma correlação significativa entre estas variáveis, utilizando o método ABTS.

Não houve correlação significativa entre o teor de antocianinas e a atividade antioxidante, resultado semelhante encontrado por GOMES (2006) para vinhos tintos, porém KATALINIC et. al. (2004) encontraram correlações positivas entre o conteúdo de antocianinas e porcentagem de inibição de radicais em vinhos tintos, aplicando o método DPPH (1,1-difenil-picrihidrazil).

4.5. ANÁLISE SENSORIAL

Observando-se a escala estruturada (**anexo A.3**) é possível dividi-la em três faixas: os 4 primeiros pontos (rejeição/reprovação), o ponto 5 (indiferença) e os quatro últimos pontos (aceitação/aprovação).

Na **tabela15**, encontram-se as médias obtidas pelo teste de aceitação. A partir da análise de variância (quadro ANOVA), não foram detectadas diferenças significativas nos cinco atributos analisados. Também não foram detectadas diferenças significativas, utilizando o teste de Tukey.

Pode-se notar que todos os atributos tiveram boa aceitação, devido à média encontrada ser acima de 7,0 (gostei moderadamente). TEIXEIRA (2004) relatou médias semelhantes entre 7,0 e 8,0, em uma escala de 9,0 pontos, para licor de banana.

Tabela 15 - Médias das notas de aceitação das amostras dos licores de jabuticaba.

Amostras	Cor	Sabor	Aroma	Textura	Impressão global
A	7,84 ^a	7,68 ^a	7,48 ^a	7,64 ^a	7,64 ^a
B	7,8 ^a	7,76 ^a	7,60 ^a	7,76 ^a	7,76 ^a
C	7,76 ^a	7,16 ^a	7,04 ^a	7,76 ^a	7,6 ^a

Valores médios. Letras diferentes indicam diferenças significativas entre amostras (teste de Tukey, p<0,05).

Com relação à aceitabilidade, a **Figura12** ilustra o valor encontrado para os licores A, B e C no teste de aceitação.

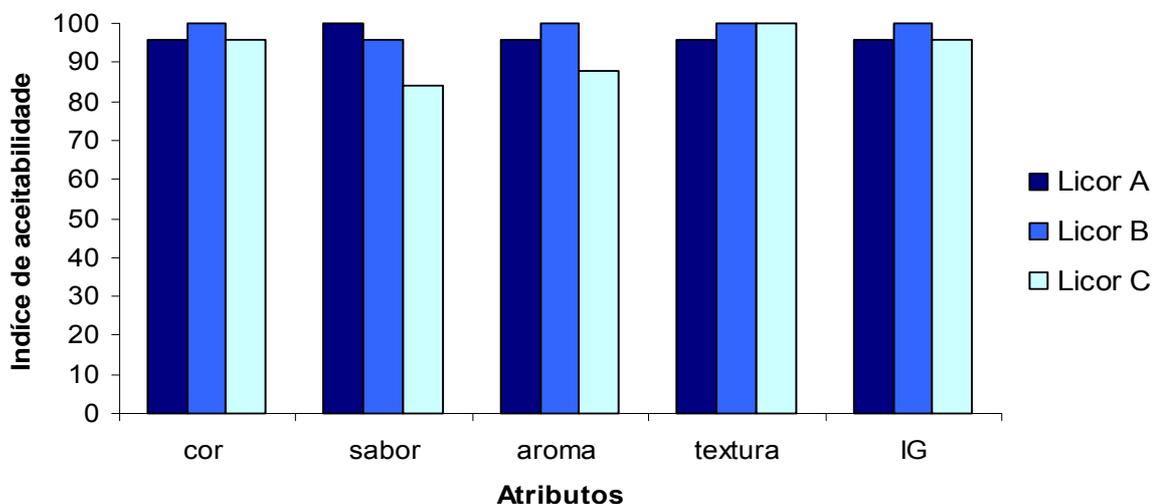


Figura 12 - Aceitabilidade dos licores de jabuticaba.

O critério de decisão para a boa aceitação é de igual ou superior a 70% (DUTKOSKI, 1996), portanto, pode-se concluir que todos os licores tiveram boa aceitação em relação a todos os atributos avaliados.

Entretanto, o licor C obteve um índice de aceitabilidade menor nos atributos de aroma e sabor, o seu maior teor de compostos fenólicos e ácidos, pode ter lhe conferido adstringência e acidez, qualidades não muito apreciadas em bebidas alcoólicas.

5- CONCLUSÃO

A metodologia de preparação de licores de jabuticaba interfere no teor de compostos fenólicos totais, antocianinas e taninos.

Os licores obtidos por desidratação osmótica e por aquecimento da matéria-prima apresentaram maiores teores de fenólicos totais.

O licor elaborado com aquecimento da matéria-prima apresentou menores teores de antocianinas e maior porcentagem de antocianinas poliméricas, indicando que o aquecimento ocasionou um efeito negativo na estabilidade desses compostos.

Os teores dos compostos fenólicos totais presentes nos licores de jabuticaba, assim como a atividade antioxidante, foram semelhantes aos valores relatados para o vinho rosé, sugerindo que os compostos fenólicos da jabuticaba têm uma atividade antioxidante semelhante aos da uva.

Todos os licores apresentaram o mesmo comportamento ao neutralizar os radicais formados, com uma grande redução da absorbância a 2 minutos, tendendo ao equilíbrio até o tempo de 15 minutos, para o método ABTS.

A correlação entre fenólicos totais, taninos e a atividade antioxidante é positiva e significativa para o método ABTS nos tempos de dois e quinze minutos de análise.

Os licores A, B e C tiveram boa aceitação sensorial. O índice de aceitabilidade dos licores para todos os atributos foi superior a 80%.

6- REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AMY KING,R.D.; YOUNG,G. Characteristics and occurrence of phenolic phytochemicals. *Journal of the American Dietetic American Association*, v.99 , p.213-218, 1999.
- ANVISA (Agência Nacional de Vigilância Sanitária). Resolução nº 18, de 30 de abril de 1999 (republicada em 03/12/1999). http://www.anvisa.gov.br/legis/resol/18_99.htm
- ANDERSEN,O. ANDERSEN,V.U. As frutas silvestres brasileiras. Rio de Janeiro; Globo, 203 p.1988
- ANTOLOVICH, M.; PRENZLER, P.D.; PATSALIDES, E.; MCDONALD, S.; ROBARDS, K. Methods for testing antioxidant activity. *Analyst*, v. 127, p. 183-198, 2002.
- AOAC (Association of Official Analytical Chemists). Official methods of Analysis, 13. ed. Washington: AOAC, 1980. p. 158.
- ARUOMA, O.I. Free radicals, oxidative stress and antioxidants in human health and disease. *Journal of the American Oil Chemists' Society* . 75, p. 199-212, 1998.
- ARTS, M. J. T. J., DALLINGA, J. S., VOSS, H.-P., HAENEN, G. R. M. M. e BAST, A. A critical appraisal of the use of the antioxidant capacity (TEAC) assay in defining optimal antioxidant structures. *Food Chemistry*, v. 80, p. 409-414, 2003.
- BARBOSA-CÁNOVAS, G. V., VEGA-MERCADO, H. *Dehydration of foods*, International Thomson Publishing Chapman & Hall, p265-281, 1996.
- BARUFALDI,R.,OLIVEIRA.,M.N.Fundamentos de tecnologia de alimentos. São Paulo: Editora Atheneu, 1998.316p.
- BERG R., HAENEN G. R. M. M. ; BERG H., BAST, A. Applicability of an improved Trolox equivalent antioxidant capacity (TEAC) assay for evaluation of antioxidant capacity measurements of mixtures. *Food Chemistry*. v.66, p.511-517, 1999.
- BERG R., HAENEN G. R. M. M.; BERG H., VIJGH, W. BAST. The predicted value of antioxidant capacity of structural related flavonoids using Trolox equivalent antioxidant capacity (TEAC) assay. . *Food Chemistry*. v.70,n.3, p.391-395, 2000.
- BOBBIO, F.O.;BOBBIO, P.A. Introdução á química de alimentos. 3ª ed. São Paulo: Editora Varela, 2003,p. 218-233.
- BOTELHO, J. M. Práticas de Tecnologia de Alimento. Imprensa Universitária, UFV. 1975. 156p.
- BRASIL. Ministério da Agricultura. Decreto n. 2.314 de 4 de setembro de 1997. Dispõe sobre a padronização, a classificação, o registro, a inspeção, a produção e a fiscalização de bebidas. Diário Oficial da União, Brasília, 5 set. 1997.

- CARDELLO, H. M. A. B.; FARIA, J. B. Análise descritiva da aguardente de cana durante o envelhecimento em tonel de carvalho (*Quercus Alba L.*) *Ciência e Tecnologia de Alimentos*, v.18, p.169-175, 1998.
- CANDIDO, L. M. B.;CAMPOS, A. M. Alimentos funcionais. Uma revisão. *Boletim da SBCTA*, v. 29, n. 2, p. 193-203, 2005.
- CARVALHO, J. C.; GOSMANN, G.; SCKENKEL, E. P. Compostos fenólicos simples e heterosídeos. In: farmacognosia, de planta ao medicamento. Florianópolis: Editora da UFSC, 1999, p. 433-450.
- CLUTTON, D.C. Speciality Products In: Fermented Beverage Production Edited by LEA, A.G.H. and PIGGOTT, J.R., Blackie Academic & Professional Chapman & Hall, 1995, p 32-44.
- DÍEZ-MARQUES, C.; COLL-HELLIN, L.; GUTIERREZ-RUIZ, L; ZAPATA-REVILLA,A. Analytical study of apple liqueurs. *Zeitschrift fuer lebensmittel Untersunchung und Forscchung* , v.198, n.1, p. 302- 323, 1995.
- DIPLOCK, A. T. Antioxidant nutrients and disease prevention: An overview. *American Journal of Clinical Nutrition*, v. 53, p. 189s-93s, 1991.
- DONADIO, L.C. Jaboticaba (*Myrciaria jaboticaba* (Vell.), Série frutas Nativas. Jaboticabal: Funep, 2000, 55p.
- DUTCOSKY, S. D. Análise sensorial de alimentos. Curitiba: Ed. DA Champagnat, 1996. 123p.
- EINBOND, L.S.; REYNERTSON, K.A.; LUO, X.-D.; BASILE, M.J.; KENNELY,E.J. Anthocyanin Antioxidants from Edible Fruits. *Food Chemistry.*, v. 84, n. 1, p. 23-28, 2004.
- ESTERBAUER, H.; GEBICKI,J.; PUHL. ; GUNTHER,J. The role of lipid peroxidation and antioxidants in oxidative modification of LDL. *Free Radical Biology and Medicine*, v.13, p.341-90, 1992.
- FERNÁNDEZ-PACHÓN M. S., VILLAÑO D, GARCÍA-PARRILLA M. C., TRONCOSO A. M. Antioxidant activity of wines and relation with their polyphenolic composition. *Analytica Chimica Acta*, v. 513, p.113-118, 2004.
- FERREIRA, V.L.P. (Coord.). Análise sensorial – Testes discriminativos e afetivos. Campinas: Sociedade Brasileira de Ciência e Tecnologia de Alimentos, p. 73-77, (Manual Série Qualidade), 2000.
- FRANCIS, F. J. Analysis of anthocyanins. In: MARKAKIS,P. (Ed.) *Anthocyanins a food colors*. New York: academic Press, p. 182-205, 1982.

- FRANCIS, F. J. Food colorants: antocyanins: Critical Review of Food Science and Nutrition, v.28.p. 273-314, 1989.
- FRANKEL, E. N.; KANNER, J.; GERMAN, J. B.; PARKS, E. & KINSELLA, J. E. Inhibition of oxidation of human low-density lipoprotein by phenolic substance in red Wine. *Lancet* 341:454-457, 1993.
- FULEKI, T.; FRANCIS, F. J. Quantitative methods for anthocyanins. 2. Determination of total anthocyanin and degradation index for cranberry juice. *Journal of Food Science*, v. 33, p. 78-83, 1968.
- FUNDAÇÃO INSTITUTO TECNOLÓGICO DO ESTADO DE PERNAMBUCO. Fabricação de licores. Recife: SICM, 1985. 23p.
- GOMES, E. P. N. Compostos fenólicos e atividade antioxidante de vinhos tintos do vale do São Francisco. Belo Horizonte: Faculdade de Farmácia da Universidade Federal de Minas Gerais, 2006. 92p. (Dissertação de Mestrado em Ciências de Alimentos)
- GUTIÉRREZ, L; ZAPATA, A; COLL, L; DIÉZ, C. Analytical study of the mineral and sugar fractions of peach liqueurs. *Food Chemistry*, v. 54, p. 113-117, 1995
- GROSS, J. Antocyaninis. In: GROSS, J. Pigments in fruits. New York: Academic Press, 1987.p.59-85
- HAGERMAN, A. E. BUTLER, L. G. Protein precipitation method for the quantitative determination of tannins. *Journal of agricultural food and chemistry*, v. 26, p. 809-812, 1978.
- HALLIWELL, B. Free radical and antioxidant; a personal view. *Nutrition Reviews*, v. 52, p. 253-65, 1994.
- HALLIWELL, B. Lipid peroxidation, antioxidants and cardiovascular disease: how should we move forward? *Cardiovascular Research*, v. 47, n. 1, p. 410-418, 2000.
- ISHIMOTO E. Y., FERRARI C.K.B., BASTOS D.H.M., TORRES E. A.F.S.E. In Vitro Antioxidant Activity of Brazilian Wines and Grape juice. *Journal of Wine Research*, v. 17, n.2, p. 107- 115, 2006.
- JACKMAN, R.L., YADA, R.Y.; TUNG, M.A. A review: separation and chemical properties of anthocyanins used for their qualitative and quantitative analysis. *Journal Food Chemistry*, v.11, p. 279-308, 1987.
- JACKMAN, R.L., SMITH, J.L. Anthocyanins and betalains. In: HENDRY, G.A.F.: HOUGHTON, J.D. (Eds.) *Natural Foods Colorants*. 2.ed. Londres: Champs & Hall, 1996. p.245-390.

- KATALINIC, V.; MILOS, M.; MODUN, D.; MUSIC,I.; BOBAN,M. Antioxidant effectiveness of selected wines in comparison with (+) – catechin. *Food chemistry*, v. 86, n. 4, p. 593-600, 2004.
- KAUR, C.; KAPOOR, H. C. Anti-oxidant activity and total phenolic content of some Asian vegetables. *International Journal of Food Science & Technology*, v. 37, n. 2, p. 153-161, 2002.
- MANCINI-FILHO, J., CINTRA, R. M. G. C. Efeitoantioxidante de especiarias: avaliação ecomparação de métodos in vitro e in vivo. *Nutrire*, v.22, p. 49-62, 2001.
- MARKAKIS, P. Stability of anthocyanis in food. In: MARKAKIS, P. *Anthocyanis as food colors*. New York: Academic Press, 1982, p. 163-180.
- MATOS, J.L.R. *Frutíferas nativas do Brasil*. São Paulo: Nobel, 1983. 92p.
- MAGALHÃES,M.M. Desenvolvimento e carboidratos contituintes do fruto de jaboticaba . (*Myrciaria jaboticaba* berg cv. ‘Sabará’). Viçosa: UFV,1991. 77p. (Tese de Doutorado em Fitotecnia).
- MAZZA, G.; MINATI, E. Anthocyanins in fruit, vegetables and grains. Boca raton: CRC Press, 1993. 326p.
- MEILGAARD, M.; CIVILLE, G.V.; CARR. G. Sensory EvaluationTechniques. 3^a ed. London: CRC Press, 1999. 281 p.
- MELETTI, L. M.M. *Propagação de frutíferas tropicais*. Guaíba: Livraria e Editora Agropecuária, 2000. p. 145-153.
- MELO, Enayde de Almeida; MACIEL, Maria Inês Sucupira; LIMA, Vera Lúcia Arroxelas Galvão. Capacidade antioxidante de hortaliças usualmente consumidas. *Ciência e Tecnologia Alimentos* , vol.26, n.3, p. 639-644, 2006.
- MESCHTER, E. L. Effects of carbohydrates and other factors on strawberry products. *Journal of Food Science*, v.1, p.579-583, 1954.
- MILLER, N. J.; RICE-EVANS, C.; DAVIES, M. J.; GOPINATHAN, V.; MILNER, A. A novel method for measuring antioxidant capacity and its application to monitoring the antioxidant status in premature neonates. *Clinical Scientist*, v. 84, p.407-412, 1993.
- MILLER, N.J.; RICE-EVANS, C.A. Factores influencing the antioxidant activity determined by the ABTS radical cation assay. *Free Radical Research*, v. 26, p. 195-199, 1997.
- MIYAGI, Y.; MIWA, K.; INOUE, H. Inhibition of human low-density lipoprotein oxidation by flavonoids in red wine and grape juice. *The American Journal of Cardiology*, v. 80, p. 1627-1631, 1997.

- MOYER, R.A., K. HUMMER, R.E. WROLSTAD, C. Finn et al. Anthocyanins, phenolics, and Antioxidants capacity in diverse small fruits: Vaccinium, Rubus, and Ribes. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, v.50, p.519-525, 2002.
- NAWAR, W.W. Lipids. *In: FENNEMA, O.R. (Ed.). Food Chemistry*. 2.ed. New York : Marcel Dekker,. p.139-244, 1985.
- NIKI, E. Antioxidant activity: are we measuring it correctly? *Nutrition*, v.18, n.6, p.524-525, 2001.
- NEPOMUCENO, M.F., MAMEDE, M. E. O., MACEDO, D. V., ARMINDO, A. A., PEREIRA, L. S., TABAK, M. Antioxidant effect of dipyrindamole and its derivate RA-25 in mitochondria: correlation of activity and location in the membrane. *Biochimica et Biophysica Acta* , v. 1418, p. 285-294, 1999.
- OLIVEIRA, A. L; BRUNINI, M. A. SALANDI, C. A. R. Physico chemical characteristics of 'Sabará' jaboticaba provenients of different regions of cultivation. *Revista Brasileira de Fruticultura*, v.25. n.3. p.397-400, 2003.
- OUGH, C. S.; AMERINE, M. A. *Methods for analysis of must and wine*. 2ed. United States: Wiley-Interscience. 1988.377p.
- PARK, Y. K.; KOO, M. H.; CARVALHO, P. O. Recentes progressos dos alimentos funcionais. *Bol. SBCTA*, v. 2, p. 200-6, 1997.
- PAZMINO DURAN, E. A. *Extração e caracterização de antocianinas do trevo roxo (Oxalis triangulares) e do umbigo da banana (Musa paradisiaca)*. Belo Horizonte: Faculdade de Farmácia da UFMG, 1997,82p. (dissertação de mestrado)
- PELLEGRINI P., SERAFINI M., COLOMBI B., DEL RIO D., SALVAORENO S., BIANCHI M, BRIGHENTI F. Total Antioxidant Capacity of Foods, Beveragens and oils Consumed in Italy Assessed by Three Different In Vitro Assays. *The Journal of Nutrition*. v. 133, n. 9, p. 2812- 2819, 2003.
- PENHA, E. M. *Produção de um Licor de Acerola*. Campinas: Faculdade de Engenharia de Alimentos da UNICAMP, 2001. 133 p. Tese de Doutorado em Ciências e Tecnologia de Alimentos.
- PENHA, E.M; DELLA MODESTA, R.C.; GONÇALVES E.B.; SILVA A.L.S. *Efeito dos Teores de Álcool e Açúcar no Perfil Sensorial de Licor de Acerola*. *Journal of Food Technology*, v.6, n.1, p.33-42, 2003.
- RUPASINGHE H.P. V; CLEGG S. Total antioxidant capacity, total phenolic content, mineral elements, and histamine concentrations in wines of different fruit sources. *Journal of Food Composition and Analysis*. v.20, n. 2 , p. 133-137, 2007.

- RE, R.; PELLEGRINI, N.; PROTEGGENTE, A.; PANNALA, A.; YANG, M.; RICE-EVANS, C. Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology and Medicine*, v. 26, p. 1231-1237, 1999.
- RICE-EVANS, C.A.; MILLER, N. J. Total antioxidant status in plasma and body fluids. *Methods Enzymology*, v. 234, p.279-283, 1994.
- RICE-EVANS, C.A.; MILLER, N. J.; PAGANGA, G. Antioxidant properties of phenolic compounds. *Trends in Plant Science* , v. 2, n. 4, p. 152-159, 1997.
- RICE-EVANS, C; MILLER, N. J.; BOLWELL, G. P.; BRAMLEY, P. M.; PRIDHAM, J. B. The relative antioxidant activities of plant derived polyphenolic flavonoids. *Free Radical Biology and Medicine*, v. 22, p. 375-383, 1995.
- RICE-EVANS, C.; NICOLAS, J.; MILLER, J.; PAGANGA, G. Structure-antioxidant activity relationships of flavonoids and phenolic acids. *Free Radical Biology and Medicine.*, v.20, p.933-956, 1996.
- RIZZON, L. A. ; MIELE, A . Avaliação da cv. Cabernet Sauvignon para elaboração de vinho tinto. *Ciência e Tecnologia de Alimentos*. v. 22, n. 2, p. 192-198, 2002.
- SANTOS, S. C.; MELLO, J. C. *Farmacognosia, da planta ao medicamento*. Santa Catarina: editora da UFSC, p. 517-544, 1999.
- SCALBERT, Augustin; WILLIAMSON, Gary . Dietary Intake and Bioavailability of Polyphenols. *Journal of Nutrition*, 130: 2073S-2085S, 2000.
- SCHNEIDER, G. Arzneidrogen. Ein Kompendium für Pharmazeuten, Biologen und Chemiker., Mannheim: Wissenschaftsverlag ,1990, cap.24,p. 174-180.In: SIMÕES, C.M.O.; SCHENKEL, E.P.; GOSMANN, G.; MELLO, J.C.P.; MENTZ, L.A.; PETROVICK, P.R. *Farmacognosia: da planta ao medicamento*. Porto Alegre/Florianópolis: Editora da Universidade UFRGS/ Editora da UFSC, 2001. 821p.
- SHAHIDI, F.; NACZK, M. M. Foods phenolics: sources, chemistry, effects and applications. LANCASTER: Technomic, 1995, 331 p.
- SHI, X.Q.; FITO, P.; CHIRALT, A. Influence of vacuum treatment on mass transfer during osmotic dehydration of fruits. *Food Research International*, v. 28, n. 5, p. 445-54, 1995.
- SILVA, F.T.; ALVARENGA, M.B.; GOMES, C.A.O.; MAIA, M.L.L. Noções de boas prática de fabricação e limpeza e sanificação. In: TORREZAN, R. Curso de processamento de frutas. Rio de Janeiro: Embrapa agroindústria de alimentos, 1999. p. 15-38.

- SILVEIRA, A. H. , Fabrico caseiro de licores. Rio de Janeiro: Ed. Imprensa Gráfica Ouvidor, 1945, 25p.
- SIMÕES, C.M.O.; SHENKEL,E.P. ; GOSMANN,G. ; MELLO,J.C.P.; MENTZ,L.A.; PETROVICK,P.R. Farnacognosia, da planta ao medicamento. Porto Alegre: Ed. Universidade/UFRGs/Ed da UFSC, 2000,821 p.
- SOUZA, Carmelinda Maria; BRAGANÇA, Maria Graça L. Doces de Minas- Processamento Artesanal de Frutas, Belo Horizonte: Editora Cultura, 142p. 2001.
- SOUZA, R.B. *Acúmulo e Distribuição de Minerais no Fruto de jaboticaba (Myrciaria jaboticaba Berg cv. 'Sabará') em Desenvolvimento*. Viçosa: UFV,1992. 89p. (Tese de Doutorado em Fitotecnia).
- STONE, H. S.; SIDEL, J. L. Sensory evaluation practices. San Diego: Academic Press, 1993. 308p.
- SWAIN, T.; HILLIS, W.E. The phenolics constituents of pumus domestica: the quantitative analysis of phenolic constituents. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, V. 10, p.63-68.
- TERCI, D.B.L. Aplicações Analíticas e Didáticas de Antocianinas Extraídas de Frutas. Campinas: Instituto de Química da UNICAMP, 2004. 213 p. (Tese, Doutorado em Química Analítica).
- TEIXEIRA, L. J.Q. Avaliação tecnológica de um processo de produção de licor de banana. 81p. Viçosa: Universidade Federal de Viçosa, 2004. (Dissertação, Mestrado em Ciências e tecnologia de Alimentos).
- TORRES, A. G. Avaliação de compostos fenólicos em vinhos tintos brasileiros Cabernet Sauvignon, Carbenet Franc e Merlot. Belo Horizonte: Faculdade de Farmácia da Universidade Federal de Minas Gerais, 2002. 107p. (Dissertação de Mestrado em Ciências de Alimentos)
- TRITTON, S.M. Spirits, aperitifs and liqueurs: their production; Faber and Faber Ltd. 1975. 82p.
- VARNAN, A.H.; SUTHERLAND, J.P. Beverages: Techonology, Chemistry and Microbiology. 2ed. London: Chapman & Hall, 1994. 464 p.
- VILLAÑO,D.; FERNÁNEZ-PACHÓN, A.M.; TRONCOSO, A.M.; GARCIA-PARRILLA, M.C. The antioxidant activity of wines determined by the ABTS method: influence of sample dilution and time. *Talanta*, 64, 501-509, 2004.

- YANG, Chung S.; LANDAU, Janelle M.; HUANG, Mou-Tuan; NEWMARK, Harold L. Inhibition of carcinogenesis by dietary polyphenolic compounds. *Annual Review of Nutrition*, 21: 381-406, 2001.
- WALISZEWSKI, K. N., TEXON, N. I., SALGADO, M. A., GARCIA, M. A. Mass transfer in banana chips during osmotic dehydration. *Drying Technology*, v.15, n.10, p.2597-2607, 1997.
- WORLD Health Organization, Quality Control Methods for Plant Materials. Geneva: WHO/Pharm/ 92.559, p.35, 1992.
- WROLSTAD, R. E. Color and Pigment Analyses in Fruit Products. Agricultural Experiment Station, Oregon State University, Station Bulletin 624, 1993, 17p.
- WROLSTAD, R.E. *Colors and pigment analysis in fruit products*. Corvallis: Oregon Agricultural Experimental Station, 1976. 17p.
- WRICK, K.L. Consumer issue and expectations for functional foods. In : *Critical Reviews in Food Sciences and Nutrition*, Washington, v.35. n. 2, p.167-173, 1995.
- ZIELISKI, H.; KOZOWSKA, H. Antioxidant activity and total phenolics in selected cereal grains and their different morphological fractions. *Journal Agriculture Food Chemistry*, v. 48, p. 2008-2016, 2000.

APÊNDICE A

Formulários, questionários e fichas utilizadas na avaliação sensorial dos licores A,B e C.

A.1. RECRUTAMENTO

Para o recrutamento e seleção de provadores em potencial foi utilizado o questionário apresentado na **FIG D.1**. O consentimento dos sujeitos da pesquisa foi obtido por meio de assinatura do termo de consentimento, livre e esclarecido, apresentado na **FIG.D.2**.

A.2. TESTE DE ACEITAÇÃO

A ficha utilizada no teste de aceitação está apresentada na Fig d3. Os resultados do teste, com os quadros, com a pontuação que cada amostra obteve a partir da avaliação dos provadores e os totais finais, estão expressos nas tabela xx.

FORMULÁRIO PARA A SELEÇÃO E RECRUTAMENTO DE PROVADORES PARA A ANÁLISE SENSORIAL

Por favor, complete o questionário com todas as informações solicitadas, sabendo-se que serão mantidas confidenciais.

Nome: _____ Data de
nascimento: _____ Telefone: _____ E-mail: _____

Naturalidade: _____

Sexo: feminino masculino

Assinale abaixo quais bebidas que aprecia:

- | | | | |
|------------------------------------|--------------------------------|---|---------------------------------|
| <input type="checkbox"/> Cerveja | <input type="checkbox"/> Rum | <input type="checkbox"/> Vinho | <input type="checkbox"/> Uísque |
| <input type="checkbox"/> Vodca | <input type="checkbox"/> Licor | <input type="checkbox"/> Cachaça | <input type="checkbox"/> Gim |
| <input type="checkbox"/> Champagne | <input type="checkbox"/> Sidra | <input type="checkbox"/> Outras : _____ | |

Com que frequência você consome bebida alcoólica?

- Diariamente Nos fins-de-semana Eventualmente Nunca

Você gosta de beber licor?

- Sim Não

Você tem alguma restrição de saúde que impossibilite ou torne não recomendado o consumo de bebidas alcoólicas?

- Sim Não

Qual? _____

Você está fazendo uso de algum medicamento?

- Sim Não

Qual? _____

Você está seguindo alguma dieta especial?

- Sim Não

Qual? _____

Fig.A1. Questionário no recrutamento e seleção de provadores.

**Consentimento para Participação de Voluntários no Projeto de Mestrado
“Influência de diferentes métodos, preparação de licor de jabuticaba no seu teor de
compostos fenólicos.”**

TERMO DE CONSENTIMENTO LIVRE E ESCLARECIDO PARA PESQUISA.

Por favor, leia atentamente todas as informações apresentadas a seguir. Caso compreenda e concorde com todos os itens, escreva seu nome com letra legível e assine nos campos existentes no final do texto.

Prezados Senhores (as);

Você está convidado a integrar um grupo de pessoas, em idade adulta, para contribuir no desenvolvimento de um projeto de pesquisa que tem por objetivo avaliar o teor de fenólicos totais em licores de jabuticaba e avaliar as propriedades sensoriais dos mesmos. Sua atividade consistirá em realizar degustações, periodicamente marcadas, de licores de jabuticabas preparados por metodologias distintas e dar a sua opinião, preenchendo uma ficha apropriada. Suas respostas serão utilizadas para avaliar a aceitação do produto. Será realizada apenas uma sessão, onde serão apresentadas 3 amostras. O intervalo de apresentação das amostras será, no mínimo, de 15 minutos. Cada amostra será servida na quantidade máxima de 10 mL.

O projeto será desenvolvido integralmente pela aluna de Mestrado Andréa Carrara Geócze, tendo como orientadora a professora Doutora Evelyn de Souza Oliveira que tem responsabilidade pelo projeto. Ambas farão todo o acompanhamento e assistência nas etapas de degustações.

Toda e qualquer informação sobre o projeto, o desenvolvimento da pesquisa e a metodologia empregada foram previamente apresentados a todos os participantes e serão transmitidos durante o período de duração da pesquisa.

Nesta pesquisa não haverá formação de grupos de controle ou placebo.

Caso, em qualquer momento da pesquisa, você não deseje realizar alguma atividade, ou prefira cancelar seu consentimento, poderá fazê-lo, sem qualquer prejuízo ou penalização.

Todos os dados fornecidos são confidenciais, sendo totalmente garantidos o sigilo das informações e a sua privacidade.

A SUA PARTICIPAÇÃO NO PROJETO TEM CARÁTER VOLUNTÁRIO E NÃO LHE TRARÁ NENHUM TIPO DE ÔNUS, REMUNERAÇÃO OU BENEFÍCIO.

Compreendi e concordo com as informações que me foram transmitidas, e aceito participar voluntariamente do projeto.

Belo Horizonte, ____ de _____ de _____.

Nome: _____

Ass.: _____

EAW Evelyn de Souza Oliveira - 3499-6915

Andréa Carrara Geócze - 3499-6915

COEP-Comitê de Ética em Pesquisas 3449-4592

Fig. A.2. Termo de consentimento e esclarecimento.

FICHA DE ANÁLISE SENSORIAL UTILIZADA NO TESTE DE ACEITAÇÃO

Nome: _____ data: _____ sexo: M () F ()

Por favor, avalie a amostra de LICOR DE JABUTICABA utilizando a escala abaixo para cada um dos atributos apresentados, marcando com um X a opção da escala que melhor reflita o seu julgamento, descrevendo, assim, o quanto você gostou ou desgostou do produto.

Código da Amostra _____

	Cor	Sabor	Aroma	Textura	Impressão global
1-Gostei extremamente	()	()	()	()	()
2-Gostei muito	()	()	()	()	()
3-Gostei moderadamente	()	()	()	()	()
4-Gostei ligeiramente	()	()	()	()	()
5-Indiferente	()	()	()	()	()
6-Desgostei ligeiramente	()	()	()	()	()
7-Desgostei moderadamente	()	()	()	()	()
8-Desgostei muito	()	()	()	()	()
9-Desgostei extremamente	()	()	()	()	()

Se esta amostra estivesse disponível no mercado, qual seria sua atitude de compra?

- () Eu, certamente, compraria
- () Eu, provavelmente, compraria
- () Tenho dúvida se compraria ou não
- () Eu, provavelmente, não compraria
- () Eu, certamente, não compraria

Comentários:

Fig. A.3. Ficha utilizada no teste de aceitação.

APÊNDICE B

Resultados das análises de acidez total, compostos fenólicos totais, antocianinas, densidade de cor, cor polimérica, % antocianinas poliméricas, Valores de porcentagem de inibição de radicais a 2 minutos. Valores de porcentagem de inibição de radicais a 2 minutos para os licores A, B e C.

Tabela B.1- Valores de acidez total (meq/L) licores A, B e C.

Amostra	Resultado	Média
A1	44,43	46,77
A2	48,55	
A3	47,31	
B1	62,13	62,40
B2	63,77	
B3	61,30	
C1	67,89	70,08
C2	71,18	
C3	71,18	

Tabela B.2- Valores de Fenólicos Totais (g/L) licores A, B e C.

Amostra	Resultado	Média
A1	0,485	0,51
A2	0,512	
A3	0,521	
B1	0,948	1,08
B2	1,143	
B3	1,148	
C1	1,125	1,20
C2	1,175	
C3	1,293	

Tabela B.3- Valores de Taninos (g/L) licores A, B e C.

Amostra	Resultado	Média
A1	0,469	0,47
A2	0,471	
A3	0,475	
B1	0,557	0,63
B2	0,689	
B3	0,645	
C1	0,676	0,75
C2	0,786	
C3	0,799	

Tabela B.4- Valores de Antocianinas (mg/L)licores A, B e C.

Amostra	Resultado	Média
A1	10,82	9,70
A2	8,6	
A3	9,68	
B1	6,09	6,06
B2	6,88	
B3	5,2	
C1	10,61	10,72
C2	10,86	
C3	10,69	

Tabela B.5- Valores de Densidade de cor para licores A, B e C.

Amostra	Resultado	Média
A1	6,52	6,19
A2	6,5	
A3	5,55	
B1	6,3	6,25
B2	5,81	
B3	6,64	
C1	7,07	7,34
C2	8,01	
C3	6,95	

Tabela B.6- Valores de cor polimérica para licores A, B e C.

Amostra	Resultado	Média
A1	5,17	5,03
A2	5,2	
A3	4,73	
B1	5,79	5,58
B2	5,03	
B3	5,93	
C1	5,79	5,93
C2	5,03	
C3	5,93	

Tabela B.7- Valores de % de antocianinas poliméricas para licores A, B e C.

Amostra	Resultado	Média
A1	5,17	81,50
A2	5,2	
A3	4,73	
B1	5,79	89,27
B2	5,03	
B3	5,93	
C1	5,79	80,70
C2	5,03	
C3	5,93	

Tabela B.8- Valores de porcentagem de inibição de radicais a 2 minutos para os licores A, B e C com o método ABTS.

Amostra	Resultado	Média
A1	43,17	41,040
A2	38,28	
A3	41,66	
B1	52,35	52,09
B2	49,85	
B3	54,07	
C1	61,94	61,57
C2	61,87	
C3	60,91	

Tabela B.9- Valores de porcentagem de inibição de radicais a 15 minutos para os licores A, B e C com o método ABTS.

Amostra	Resultado	Média
A1	58,03	53,85
A2	49,91	
A3	53,62	
B1	67,28	66,58
B2	65,15	
B3	66,42	
C1	76,82	76,01
C2	76,67	
C3	74,54	

APÊNDICE C

Notas atribuídas pelos provadores em relação aos atributos avaliados nos licores de jabuticaba A, B e C.

Tabela C.1- Notas atribuídas ao licor A

Atributos / notas	9	8	7	6	5	4	3	2	1
Cor	7	11	5	1	0	1	0	0	0
Sabor	4	11	8	2	0	0	0	0	0
Aroma	6	6	8	4	1	0	0	0	0
Textura	5	9	9	1	0	1	0	0	0
Impressão global	5	8	10	2	0	1	0	0	0

Tabela C.2- Notas atribuídas ao licor B

Atributos / notas	9	8	7	6	5	4	3	2	1
Cor	5	12	6	2	0	0	0	0	0
Sabor	6	11	5	2	0	1	0	0	0
Aroma	5	8	9	3	0	0	0	0	0
Textura	8	11	6	1	0	0	0	0	0
Impressão global	4	12	8	0	0	1	0	0	0

Tabela C.3- Notas atribuídas ao licor C

Atributos / notas	9	8	7	6	5	4	3	2	1
Cor	5	13	5	1	0	1	0	0	0
Sabor	4	10	5	2	0	4	0	0	0
Aroma	5	5	7	4	1	3	0	0	0
Textura	5	9	10	1	0	0	0	0	0
Impressão global	4	9	5	6	0	0	0	0	0

APÊNDICE D

Análise de variância para os resultados das análises de acidez total, compostos fenólicos totais, antocianinas, densidade de cor, cor polimérica, % antocianinas poliméricas, valores de porcentagem de inibição de radicais a 2 minutos, valores de porcentagem de inibição de radicais a 15 minutos e das notas atribuídas pelos provadores em relação aos atributos avaliados nos licores de jabuticaba A, B e C.

Tabela D.1- Análise de variância para determinar diferenças entre os licores A,B e C para acidez total.

<i>F.Var.</i>	<i>G.L.</i>	<i>S.Q.</i>	<i>Q.M.</i>	<i>F.cal</i>	<i>p</i>	<i>F5%</i>
Tratamento	2	847,3614	423,6807	131,64	0,0000111	2
Resíduo	6	19,31133	3,21856			6
total	8	866,67				8

Tabela D.2- Análise de variância para determinar diferenças entre ao licores A,B e C para o teor de Fenólicos.

<i>F.Var.</i>	<i>G.L.</i>	<i>S.Q.</i>	<i>Q.M.</i>	<i>F.cal</i>	<i>p</i>	<i>F5%</i>
Tratamento	2	0,8088	0,4044	59,01	0,0001133	5,143
Resíduo	6	0,04112	0,00685			
total	8	0,85				

Tabela D.3- Análise de variância para determinar diferenças entre os licores A,B e C para o teor de Taninos.

<i>F.Var.</i>	<i>G.L.</i>	<i>S.Q.</i>	<i>Q.M.</i>	<i>F.cal</i>	<i>p</i>	<i>F5%</i>
Tratamento	2	0,1199	0,0600	19,78	0,0022838	5,143
Resíduo	6	0,01819	0,00303			
total	8	0,14				

Tabela D.4- Análise de variância para determinar diferenças entre os licores A,B e C para o teor de Antocianinas.

<i>F.Var.</i>	<i>G.L.</i>	<i>S.Q.</i>	<i>Q.M.</i>	<i>F.cal</i>	<i>p</i>	<i>F5%</i>
Tratamento	2	36,0600	18,0300	27,66	0,0009368	5,143
Resíduo	6	3,91100	0,65183			
total	8	39,97				

Tabela D.5- Análise de variância para determinar diferenças entre ao licores A,B e C para Densidade de cor.

<i>F.Var.</i>	<i>G.L.</i>	<i>S.Q.</i>	<i>Q.M.</i>	<i>F.cal</i>	<i>p</i>	<i>F5%</i>
Tratamento	2	2,5290	1,2645	4,64	0,0606600	5,143
Resíduo	6	1,63682	0,27280			
total	8	4,17				

Tabela D.6- Análise de variância para determinar diferenças entre ao licores A,B e C para cor polimérica.

<i>F.Var.</i>	<i>G.L.</i>	<i>S.Q.</i>	<i>Q.M.</i>	<i>F.cal</i>	<i>p</i>	<i>F5%</i>
Tratamento	2	1,2267	0,6133	3,29	0,1082478	5,143
Resíduo	6	1,11693	0,18616			
total	8	1,23				

Tabela D.7- Análise de variância para determinar diferenças entre os licores A,B e C para % de antocianinas poliméricas.

<i>F.Var.</i>	<i>G.L.</i>	<i>S.Q.</i>	<i>Q.M.</i>	<i>F.cal</i>	<i>p</i>	<i>F5%</i>
Tratamento	2	134,3954	67,1977	11,08	0,0096742	5,143
Resíduo	6	36,39073	6,06512			
total	8	134,40				

Tabela D.8- Análise de variância para determinar diferenças entre os valores de porcentagem de inibição de radicais a 2 minutos para os licores A, B e C com o método ABTS.

<i>F.Var.</i>	<i>G.L.</i>	<i>S.Q.</i>	<i>Q.M.</i>	<i>F.cal</i>	<i>p</i>	<i>F5%</i>
Tratamento	2	472,7061	236,3530	53,30	0,0001513	5,143
Resíduo	6	26,60553	4,43426			
total	8	499,31				

Tabela D.9- Análise de variância para determinar diferenças entre os valores de porcentagem de inibição de radicais a 15 minutos para os licores A, B e C com o método ABTS.

<i>F.Var.</i>	<i>G.L.</i>	<i>S.Q.</i>	<i>Q.M.</i>	<i>F.cal</i>	<i>p</i>	<i>F5%</i>
Tratamento	2	648,7071	324,3535	41,44	0,0003077	5,143
Resíduo	6	46,96727	7,82788			
Total	8	695,67				

Tabela D.10- Análise de variância para determinar diferenças entre os valores de TEAC a 2 minutos para os licores A, B e C com o método ABTS.

<i>F.Var.</i>	<i>G.L.</i>	<i>S.Q.</i>	<i>Q.M.</i>	<i>F.cal</i>	<i>p</i>	<i>F5%</i>
Tratamento	GL	SQ	QM	F calculado	p	5,143
Resíduo	2	1,3328	0,6664	66,72	0,0000797	
total	6	0,05993	0,00999			

Tabela D.11- Análise de variância para determinar diferenças entre os valores de TEAC a 15 minutos para os licores A, B e C com o método ABTS.

<i>F.Var.</i>	<i>G.L.</i>	<i>S.Q.</i>	<i>Q.M.</i>	<i>F.cal</i>	<i>p</i>	<i>F5%</i>
Tratamento	2	1,6993	0,8496	45,82	0,0002321	5,143
Resíduo	6	0,11127	0,01854			
Total	8	1,81				

Tabela D.12- Análise de variância para determinar diferenças entre o atributo de cor para os licores A,B e C para acidez total.

<i>F.Var.</i>	<i>G.L.</i>	<i>S.Q.</i>	<i>Q.M.</i>	<i>F.cal</i>	<i>p</i>	<i>F5%</i>
Tratamento	2	0,0800	0,0267	0,02	0,9756687	4,07
Resíduo	72	77,92000	1,08222			
Total	74	78,00				

Tabela D.13- Análise de variância para determinar diferenças entre o atributo de sabor para os licores A,B e C para acidez total.

<i>F.Var.</i>	<i>G.L.</i>	<i>S.Q.</i>	<i>Q.M.</i>	<i>F.cal</i>	<i>p</i>	<i>F5%</i>
Tratamento	2	5,0300	1,6767	1,06	0,3510030	4,07
Resíduo	72	113,63667	1,57829			
total	74	118,67				

Tabela B.14- Análise de variância para determinar diferenças entre o atributo de aroma para os licores A,B e C para acidez total.

<i>F.Var.</i>	<i>G.L.</i>	<i>S.Q.</i>	<i>Q.M.</i>	<i>F.cal</i>	<i>p</i>	<i>F5%</i>
Tratamento	2	4,3400	1,4467	0,90	0,4094261	4,07
Resíduo	72	115,20000	1,60000			
total	74	78,00				

Tabela D.15- Análise de variância para determinar diferenças entre o atributo de textura para os licores A,B e C para acidez total.

<i>F.Var.</i>	<i>G.L.</i>	<i>S.Q.</i>	<i>Q.M.</i>	<i>F.cal</i>	<i>p</i>	<i>F5%</i>
Tratamento	2	0,2400	0,0800	0,09	0,9151475	4,07
Resíduo	72	64,88000	0,90111			
total	74	78,00				

Tabela D.13- Análise de variância para determinar diferenças entre o atributo de impressão global para os licores A,B e C para acidez total.

<i>F.Var.</i>	<i>G.L.</i>	<i>S.Q.</i>	<i>Q.M.</i>	<i>F.cal</i>	<i>p</i>	<i>F5%</i>
Tratamento	2	0,3467	0,1156	0,13	0,8752396	4,07
Resíduo	72	62,32000	0,86556			
total	74	78,00				

APÊNDICE E

Absorbância a 734 nm do radical ABTS, antes e após a adição dos licores A,B e C e os cálculos de porcentagem de inibição a 2 e 15 minutos.

Atividade antioxidante –abs 734nm												
Tempo (min)	LICOR A				LICOR B				LICOR C			
	1	2	3	média	1	2	3	média	1	2	3	média
0	0,700	0,700	0,701	0,700	0,703	0,706	0,701	0,703	0,704	0,702	0,695	0,700
1	0,429	0,453	0,430	0,437	0,367	0,391	0,35	0,369	0,326	0,333	0,320	0,325
2	0,398	0,432	0,408	0,412	0,335	0,354	0,322	0,337	0,293	0,301	0,276	0,290
3	0,380	0,419	0,395	0,398	0,315	0,333	0,309	0,319	0,273	0,279	0,252	0,268
4	0,365	0,407	0,385	0,386	0,302	0,317	0,297	0,305	0,260	0,264	0,236	0,253
5	0,354	0,399	0,376	0,376	0,291	0,306	0,287	0,295	0,248	0,253	0,224	0,241
6	0,344	0,391	0,371	0,369	0,281	0,296	0,279	0,285	0,240	0,243	0,213	0,232
7	0,335	0,385	0,365	0,362	0,272	0,287	0,271	0,277	0,232	0,234	0,205	0,223
8	0,328	0,379	0,359	0,356	0,265	0,281	0,264	0,270	0,225	0,226	0,197	0,216
9	0,321	0,374	0,355	0,350	0,259	0,274	0,259	0,264	0,218	0,220	0,191	0,209
10	0,316	0,369	0,349	0,345	0,253	0,268	0,253	0,258	0,213	0,215	0,185	0,204
11	0,307	0,365	0,346	0,339	0,248	0,264	0,249	0,254	0,208	0,208	0,180	0,199
12	0,305	0,361	0,342	0,336	0,243	0,259	0,244	0,249	0,203	0,203	0,176	0,194
13	0,300	0,357	0,338	0,332	0,238	0,254	0,24	0,244	0,199	0,198	0,171	0,189
14	0,296	0,354	0,335	0,328	0,234	0,25	0,236	0,240	0,195	0,193	0,167	0,185
15	0,291	0,350	0,332	0,324	0,230	0,246	0,232	0,236	0,188	0,189	0,164	0,180
%inib. 2 min	43,07	38,28	41,77	41,04	52,35	49,86	54,06	52,09	58,38	57,12	60,28777	58,59
%inib. 15 min	58,35	49,90	52,60	53,62	67,28	65,16	66,90	66,44	73,20	73,03	76,40	74,20

ANEXO A

Parecer do Comitê de ética da UFMG

Adentro -Por sugestão dos membros da banca examinadora, o título desta dissertação foi alterado. Por este motivo o título do projeto de pesquisa que se encontra no parecer nº.ETIC 173/06, difere do título deste trabalho, entretanto todas as metodologias utilizadas foram aprovadas pelo COEP.