

UNIVERSIDADE ESTADUAL DO NORTE FLUMINENSE DARCY RIBEIRO

MARIANA BISCARO ZÓFOLI

**AVALIAÇÃO DE MÉTODOS ALTERNATIVOS PARA CONSERVAÇÃO
DE PEÇAS ANATÔMICAS E SUAS APLICAÇÕES CONSCIENTES NO
LABORATÓRIO DE ANATOMIA ANIMAL**

Campos dos Goytacazes

2017

MARIANA BISCARO ZÓFOLI

**AVALIAÇÃO DE MÉTODOS ALTERNATIVOS PARA CONSERVAÇÃO
DE PEÇAS ANATÔMICAS E SUAS APLICAÇÕES CONSCIENTES NO
LABORATÓRIO DE ANATOMIA ANIMAL**

Dissertação apresentada ao Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, como parte das exigências para obtenção do título de Mestre em Ciência Animal.

Orientadora: Professora Ana Bárbara Freitas Rodrigues

Campos dos Goytacazes

2017

AVALIAÇÃO DE MÉTODOS ALTERNATIVOS PARA CONSERVAÇÃO DE PEÇAS ANATÔMICAS E SUAS APLICAÇÕES CONSCIENTES NO LABORATÓRIO DE ANATOMIA ANIMAL

MARIANA BISCARO ZÓFOLI

Dissertação apresentada ao Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, como parte das exigências para obtenção do título de Mestre em Ciência Animal.

Aprovada em 13 de abril de 2017

Comissão Examinadora:

Dsc. Ana Bárbara Freitas Rodrigues - UENF

Dsc. Eulógio Carlos Queiroz de Carvalho - UENF

Dsc. Leonardo Serafim da Silveira - UENF

Dsc. Vinícius Novais Rocha – UFJF

AGRADECIMENTOS

À minha família, que com muito carinho e apoio, não mediram esforços para que eu chegasse até esta etapa da minha vida.

À professora Ana Bárbara Freitas Rodrigues, pela enorme paciência na orientação e incentivo que tornaram possível a conclusão deste trabalho, além da amizade que pra mim foi e continua sendo deveras importante.

A todos os professores, técnicos e doutorandos dos diferentes laboratórios, que auxiliaram meu trabalho, não só pelo aprendizado, como também pelas amizades conquistadas.

Aos meus amigos, pela força e pelo carinho constante, o que me ajudou muito nas horas mais difíceis.

Aos meus companheiros de laboratório, que sempre me ajudaram na parte prática do trabalho, que sem a ajuda deles seria bem difícil a conclusão.

A Jorge Gonçalves Dias, químico responsável por grande parte deste trabalho, por sua dedicação e sabedoria, uma amizade que pretendo levar por toda a vida.

A Cristina Canela e Camila Nunes, por toda ajuda, dedicação e incentivo ao meu trabalho.

Ao laboratório de microbiologia, principalmente a Gina Nunes e Lourdes Bernardino, por toda ajuda nas análises e pelo incentivo.

À Universidade Estadual do Norte Fluminense e ao Laboratório de Morfologia e Patologia Animal, pela oportunidade de realização deste trabalho.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela bolsa concedida.

A todos, o meu MUITO OBRIGADA!!!!

“A tarefa não é tanto ver aquilo que ninguém viu,
mas pensar o que ninguém ainda pensou sobre aquilo que todo mundo vê”.
(Arthur Schopenhauer)

RESUMO

A conservação de espécimes e peças anatômicas faz-se necessária para evitar a deterioração dos tecidos, objetivando a preservação da morfologia e características presentes nos animais vivos, como consistência, coloração e flexibilidade. O formaldeído é utilizado nos laboratórios de anatomia como um fixador e conservante padrão, apesar de sua toxicidade ser reconhecida. Este trabalho avaliou diferentes conservantes, como uma alternativa ao uso do formol e a viabilidade desses métodos alternativos para conservação de peças anatômicas na Seção de Anatomia Animal, tendo como parâmetros a preservação morfológica das peças. Foram utilizadas neste trabalho vísceras de suínos, sendo: estômagos, rins e pulmões. Estas foram devidamente lavadas, dissecadas, pesadas, mensuradas (comprimento e largura) e fixadas em solução de formol a 10% por 48 horas. Depois de fixadas, as peças foram transferidas para as soluções conservadoras, as quais foram mantidas, sob avaliação, por um período de três meses. As soluções testadas foram: formol em gel 10%, formol em gel 15%, álcool em gel 70% e solução de glicerinação (com glicerina loira). Estas foram comparadas com a solução controle de formol aquoso a 10%. As peças glicerinadas e as conservadas em álcool em gel 70% apresentaram uma mudança de consistência, discreta alteração morfométrica, porém sem alterações morfológicas. A glicerinação se mostrou efetivamente viável em relação ao uso do formol, devido a sua baixa toxicidade e por proporcionar um melhor acondicionamento das peças. No entanto, as peças apresentaram uma coloração mais amarelada, devido ao uso da glicerina loira. O estudo mostrou que a solução de formol em gel 10%, apresentou, menos volatilidade em relação aos demais grupos que continham formol em sua constituição. Neste sentido são necessárias novas pesquisas na área de biossegurança laboral que avaliem a toxicidade de algumas soluções usadas na rotina laboral. Afinada a esta proposta é importante a garantia de manutenção das características morfológicas das peças anatômicas associadas à viabilidade do custo benefício de uso das referidas soluções em laboratórios de anatomia animal. Além disso, fica evidente que a implementação definitivamente de peças glicerinadas na rotina acadêmica: uma importante ferramenta de ensino aprendizagem.

Palavras-chave: formaldeído, Fluoral P, glicerina loira, polímero

ABSTRACT

The preservation of specimens and anatomical pieces is necessary to avoid the deterioration of the tissues aiming at preserving the morphology and characteristics present in the living animals, such as consistency, color and flexibility. Formaldehyde is used in anatomy laboratories as a standard fixative and preservative, although its toxicity is recognized. This work evaluated different preservatives, as an alternative to the use of formaldehyde and the viability of these alternative methods for the conservation of anatomical pieces in the Section of Animal Anatomy, having as parameters the morphological preservation of the pieces. Viscera of pigs were used in this work, being: stomachs, kidneys and lungs. These were washed, dissected, weighed, measured (length and width) and fixed in 10% formalin solution for 48 hours. After being fixed, the pieces were transferred to the conservative solutions where they were kept under evaluation for a period of three months. The solutions tested were: 10% gel formol, 15% gel formol, 70% gel alcohol and glycerin (with blond glycerin) technique. These were compared with the 10% aqueous formalin control solution. The glycerin and 70% gel preserved pieces obtained a change in consistency, discrete morphometric alteration, but without morphological alterations. The glycerin method proved to be more viable in relation to the use of formaldehyde, since it is a nontoxic medium, thus providing a better working environment, besides facilitating the storage of the pieces, which presented a more yellowish color due to the blond glycerin. The study showed that the formaldehyde solution in 10% gel was less volatile in relation to the other groups containing formaldehyde in its constitution, in this sense new research is needed in the area of labor biosafety in order to prove the substitution of formaldehyde Aqueous solution with the gel formol.

Key words: formaldehyde, Fluoral P, blond glycerin, polymer.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 – Soluções eluídas dos diferentes grupos conservantes.....	37
Figura 2 – Coloração apresentada pelos estômagos devido aos seus respectivos meios conservantes.....	38
Figura 3 – Coloração apresentada pelos rins devido aos seus respectivos meios conservantes.....	39
Figura 4 – Coloração apresentada pelos pulmões devido aos seus respectivos meios conservantes.....	46

LISTA DE QUADROS

Quadro 1 - Descrição e composição dos grupos experimentais.....	27
Quadro 2 - Método de avaliação das soluções conservadoras.....	29
Quadro 3 - Métodos de avaliação das vísceras.....	30
Quadro 4 - Custo das soluções conservadoras.....	49

LISTA DE GRÁFICOS

Gráfico 1 - Consistência dos estômagos nas diferentes soluções conservantes.....	34
Gráfico 2 - Consistência dos rins nas diferentes soluções de conservantes.....	35
Gráfico 3 - Consistência dos pulmões nas diferentes soluções conservantes.....	35
Gráfico 4 - Coloração dos estômagos (A), rins (B) e pulmões (C), nas diferentes soluções conservantes.....	36
Gráfico 5 - Média do comprimento e largura de estômagos (n=03), conservados em diferentes soluções.....	40
Gráfico 6 - Média da massa dos estômagos (n=03), conservados em diferentes soluções.....	40
Gráfico 7 - Média do comprimento e largura de rins (n=03), conservados em diferentes soluções.....	41
Gráfico 8 - Média da massa dos rins (n=03), conservados em diferentes soluções.....	42
Gráfico 9 - Média do comprimento e largura de pulmão (n=03), conservados em diferentes soluções.....	42
Gráfico 10 - Média da massa dos pulmões (n=03), conservados em diferentes soluções.....	43
Gráfico 11 - Mostra em porcentagem a chance de não se encontrar precipitado na solução.....	44
Gráfico 12 - Mostra em porcentagem a chance de se encontrar uma coloração normal na solução.....	45
Gráfico 13 - Avaliação da volatilização do formol.....	47

SUMÁRIO

1. Introdução.....	12
2. Objetivos.....	15
2.1 Objetivo geral.....	15
2.2 Objetivo específico.....	15
3. Revisão de Literatura.....	16
3.1. Histórico das Técnicas de Conservação.....	16
3.2. Principais Agentes Conservantes.....	17
3.2.1. Formol.....	17
3.2.2. Formol em Gel.....	20
3.2.3. Glicerina Pura.....	21
3.2.4. Glicerina Loira.....	22
3.2.5. Álcool.....	23
3.2.6. Álcool em Gel.....	23
4. Biossegurança Laboral.....	24
5. Material e Métodos.....	27
5.1. Local de Trabalho.....	27
5.2. Dados Amostrais.....	27
5.3. Processamento das Peças.....	27
5.4. Mensuração da Volatilização.....	31
5.5. Método Estatístico.....	33
6. Resultados e Discussão.....	34
6.1. Análise Morfométrica das Peças.....	34
6.2. Análise das Soluções Conservadoras.....	42
6.3. Análise da Volatilização do Formol.....	45
7. Conclusão.....	51
8. Referências Bibliográficas.....	52

1. INTRODUÇÃO

A anatomia é considerada um ramo da ciência ocupada com a forma, a disposição e a estrutura dos tecidos e órgãos que compõem o organismo. É uma disciplina que faz parte da matriz curricular de cursos relacionados às Ciências Biológicas (BRAZ, 2009). As observações das estruturas tridimensionais são consideradas fundamentais ao aprendizado (FORNAZIERO & GIL, 2003). Cursos laboratoriais possuem grande importância científica para a educação em geral, levando a uma evolução significativa tanto na parte acadêmica quanto na aprendizagem dos estudantes (YASSER & TOLBA, 2009).

Para possibilitar seu estudo por tempo superior ao de autólise e sem a ação de microrganismos, é necessário o uso de métodos de fixação e preservação (WEIGLEIN, 2002). Para que não ocorra a autólise dos espécimes, suas propriedades químicas devem ser alteradas, ou seja, impedindo que a matéria orgânica que os compõe se transforme em um meio próprio para o desenvolvimento de microrganismos (RODRIGUES, 1998).

A preocupação quanto à conservação de peças anatômicas existe há mais de 5 mil anos, pois o uso de peças cadavéricas naturais são indispensáveis para o ensino, sendo um método utilizado em todo o mundo, devido à contribuição no aprendizado prático melhorando as habilidades aplicativas, assimilativas e compreensivas da disciplina preparando os estudantes para uma situação real, além do caráter científico acadêmico. A conservação tem como objetivo preservar da maneira mais próxima possível, a morfologia e características das peças como são nos animais vivos, tal como consistência, coloração e flexibilidade. Nos dias de hoje, podemos contar com uma grande variedade de técnicas que auxiliam na preservação dos tecidos animais para estudo (KIMURA & CARVALHO, 2010).

Os laboratórios de anatomia recebem para estudo cadáveres inteiros, parte destes ou vísceras isoladas. Esses materiais são fixados para evitar a deterioração dos tecidos e preservar os elementos úteis aos estudos. A função da fixação é manter os tecidos firmes, insolúveis e protegidos contra a deterioração (RODRIGUES, 1998). A fixação através do formol é a técnica mais utilizada para a conservação de espécimes. O formaldeído é o fixador e conservante mais utilizado, comumente em solução aquosa a 10%. Por ser

barato e penetrar rapidamente nos tecidos, é amplamente utilizado nos laboratórios de anatomia (RODRIGUES, 1998).

Produzido através da oxidação catalítica do metanol o formaldeído é encontrado no ambiente na forma gasosa (INCA, 2006). Apesar de ser um dos fixadores mais comumente empregados no Brasil juntamente com o álcool etílico, glicerina e fenol, o formaldeído é muito volátil e tóxico, e quando inalado, ingerido, ou em contato direto com a pele, torna-se irritante para as mucosas e conjuntivas ocular (RODRIGUES, 2010).

Mais de 90% do formaldeído inalado é absorvido no trato respiratório superior, podendo também penetrar pela via dérmica (VIEGAS, et al., 2010). Em 1995, a Agência Internacional do Câncer (IARC, 2006) classificou o formol como cancerígeno e teratogênico (INCA, 2009).

Frente à formolização, principal técnica de fixação e conservação de peças, surgem métodos alternativos como a solução de formol gelificada e a glicerinação. A solução de formol em gel minimiza a formação de vapores pelo “aprisionamento” da molécula de aldeído ao agente gelificante, além disso, é capaz de manter as propriedades de fixação e conservação associadas à baixa toxicidade (ARAÚJO, 2009).

Os protocolos de glicerinação que se baseiam na associação de glicerina e álcool absoluto têm como vantagens a leveza que as peças adquirem no processo de conservação, a preservação da morfologia das mesmas o mais próximo da forma original e a aquisição de peças com coloração mais clara que facilitam a identificação de várias estruturas de difícil visualização. Além disso, a glicerina é inodora, não irrita as mucosas, não é carcinogênica e não possui um risco de contaminação ambiental tão elevado em comparação ao formol (KRUG, et al., 2011). Os métodos de conservação para os diferentes tecidos animais podem ser classificados em duas categorias: os que não mantêm a vitalidade celular e os que mantêm, grupo no qual se encaixa a glicerina (LEITE, 1979).

Tratando-se de ambientes insalubres, a preocupação com a saúde é extremamente importante e isso enquadra-se perfeitamente nos laboratórios de anatomia (VERONEZ, et al., 2010). Apesar da eficiência, o formol é maléfico à saúde humana.

Diante dos fatos, o objetivo deste trabalho foi avaliar a viabilidade de métodos alternativos para conservação de peças anatômicas na seção de anatomia animal, tendo como parâmetros a preservação morfológica das peças e a biossegurança laboral.

2. OBJETIVOS

2.1. Objetivo geral

Avaliar a viabilidade de métodos alternativos para conservação de peças anatômicas na seção de anatomia animal da UENF, tendo como parâmetros a preservação morfológica das peças e a biossegurança laboral.

2.2. Objetivos específicos

- Comparar a capacidade de conservação de métodos alternativos em relação ao método de rotina utilizado;
- Caracterizar a capacidade de conservação dos métodos avaliados;
- Avaliar a capacidade de conservação dos diferentes métodos diante de peças com diferentes volumes;
- Avaliar o custo benefício das soluções testadas;
- Avaliar a contribuição dos diferentes métodos testados em relação à biossegurança no ambiente laboral.

3. REVISÃO DA LITERATURA

3.1. Histórico das técnicas de conservação

A preocupação com a preservação de peças anatômicas surgiu há mais de 5000 anos com os egípcios, que foram mestres na mumificação de animais e humanos. A preservação de cadáveres humanos ainda hoje é um método de ensino utilizado nas universidades, contribuindo para as aulas práticas e melhor aprendizado dos alunos (ARDILES, et al., 2009).

André Versálius foi um dos primeiros a sistematizar a dissecação anatômica como método de ensino, em virtude disso foi consagrado pai da anatomia moderna, surgindo assim a necessidade de conservação de cadáveres e peças anatômicas para finalidades didáticas e acadêmicas (RODRIGUES, 1998).

No Séc. XVIII, as técnicas de conservação de corpos humanos tiveram grande desenvolvimento devido aos investigadores: Guilherme Hunter (1718-1783), que utilizou o álcool como meio de fixação e preservação; Pierrento Diones, que usava o ácido tânico para evitar o crescimento de fungos; François Chaussier (1742-1828) empregou o biocloreto de mercúrio para evitar a putrefação e favorecer a mumificação; Johann Jacob Ritter (1714-1784) utilizou arsênico; Karl Wilhelm Sheele (1742-1786) descobriu a glicerina; Carlo Giacominni (1840-1898) utilizou pela primeira vez a glicerina para preservar corpos. Posteriormente, em 1868, August Wilherm V. Hoffmam descobriu e passou a utilizar o formol como substância para conservar cadáveres (SILVA, et al., 2008).

A principal forma de conservação de corpos e peças anatômicas é a formalização, devido ao seu baixo custo. A técnica baseia-se na utilização de formaldeído (5-20%) como fixador e conservador (KARAM, 2016).

O objetivo das técnicas de conservação é manter as características morfológicas das peças, o mais semelhante possível das encontradas em animais vivos, ou seja, cor, consistência dos tecidos e flexibilidade (GIGEK, et al., 2009).

A importância ambiental do formaldeído e derivados está muito bem estabelecida e aceita pela comunidade científica, portanto o interesse por seu estudo vem aumentando a cada dia, devido a sua presença nas fases sólida,

líquida e gasosa; sua alta reatividade – que resulta na formação de poluentes secundários – e seus efeitos tóxicos à saúde humana. (NATIONAL, 1981). Além desse potencial risco à saúde, o formol possui outras desvantagens: produz peças que, com o passar do tempo, adquirem uma coloração mais escura do que a original, além de serem friáveis e de difícil utilização, pois aumentam o peso da estrutura ao encharcá-la e a poluição ambiental no seu descarte. Dessa forma, surgiu ao longo do tempo a implementação de novas técnicas de conservação como a plastinação e a glicerinação, em substituição ao formol (OLIVEIRA et al., 2013).

De acordo com Monteiro (1960), a glicerinação ou técnica de Giacomini permite uma melhor preservação com as vantagens de peças anatômicas mais leves; utilização de produtos menos agressivos ao meio ambiente (diminuição e eliminação de vapores prejudiciais à natureza) e aos manipuladores; peças anatômicas esteticamente melhores; conservação de peças semelhantes a da formalização; baixo custo e facilidade no manuseio das peças (SILVA et al., 2008).

3.2. PRINCIPAIS AGENTES CONSERVANTES

3.2.1. Formol

O formaldeído é um gás incolor em temperatura ambiente, com forte odor característico e altamente inflamável. É um dos compostos voláteis formados nos estágios iniciais da decomposição de resíduos vegetais no solo e ocorre naturalmente em frutas e outros alimentos. É formado naturalmente na troposfera durante a oxidação de hidrocarbonetos, os quais reagem com radicais hidroxila e ozônio, formando formaldeído e outros aldeídos como intermediários em uma série de reações que produzem monóxido de carbono, dióxido de carbono, hidrogênio e água. É comercializado normalmente na forma de soluções aquosas nas concentrações entre 30-50% (por peso) (CETESB, 2012).

Sua fórmula estrutural é CH_2O . Face à elevada reatividade e a atividade com que se condensa. O formol não se pode isolar nem manipular facilmente no estado puro, por essa razão não se encontra disponível comercialmente em sua forma gasosa. No âmbito industrial, esse composto

é produzido por oxidação catalítica do metanol, fazendo passar vapores deste, juntamente com ar, sobre espirais de cobre incandescentes ou de óxidos metálicos (catalisadores metálicos). Em presença de traços de água, o formol tende a polimerizar-se espontaneamente formando um sólido denominado paraformaldeído. A polimerização pode ser evitada na presença de metanol (IARC, 2006).

O formol tem propriedades físico-químicas, com peso molecular de 30,03 g/mol, sua fórmula molecular é CH_2O , com ponto de fusão de -118 a -92°C , ponto de ebulição -21 a -19°C , densidade de -20°C – 0,815 g/ml, pressão a 25°C – 3,883 mm Hg e conversão a 25°C e 1bar – 1ppm = 1,2 mg/m³ (PINA, 2010).

O formaldeído, solução 37% é um composto líquido claro com várias aplicações, sendo usado normalmente como conservante, desinfetante e antisséptico (INCA, 2009).

Alguns fungos apresentam resistência ao formol a 10% na conservação de peças anatômicas em Laboratórios de Anatomia Humana, como o *Aspergillus flavus* e *Aspergillus niger*. Porém, são poucos os trabalhos em que se avalia a ação do formol como fungicida nos laboratórios de anatomia humana (PRZYBYSZ, et al., 2009)

De acordo com Rodríguez, Despaigne e Betancourt (2006) apresenta ação fungicida e bactericida mesmo a baixas concentrações. O aparecimento de substâncias brancas (fungos saprófitos) nas peças anatômicas deve-se a impermeabilidade da gordura ao formol, a concentração que se encontra o formol, e ao tempo de exposição destas peças ao ar livre.

O formol é utilizado como agente preservador e como um reagente em processos químicos em uma ampla variedade de produtos comerciais e de consumo (MCNARY; JACKSON, 2007). Industrialmente, é empregado como componente de algumas resinas e colas, na indústria química e petroquímica, processamento têxtil, indústria de papel, processamento de madeira, ou como ingrediente ativo de desinfetantes (OLIVEIRA, 2001).

Por suas propriedades de fixação e de conservação de peças anatômicas e pelo baixo custo em relação a outras substâncias e métodos, o formaldeído é utilizado em larga escala nos laboratórios de estudos

morfológicos, o que promove a exposição continuada de docentes, técnicos e alunos, a despeito da sua toxicidade e dos efeitos ao meio ambiente (FRANCESCHINI; CARVALHO, 1993).

Para que não haja deterioração dos tecidos, as peças anatômicas são fixadas. A fixação é extremamente importante, pois mantém os tecidos firmes, insolúveis e protegidos (RODRIGUES, 1998). Com uma boa conservação, as peças não irão se deteriorar, evitando também a proliferação de patógenos que poderão causar doenças nas pessoas que frequentam o laboratório (CORRÊA, 2003).

Dentre suas várias aplicações, o uso do formaldeído em laboratórios de anatomia se sobressai, onde a exposição a este produto pelos docentes, pesquisadores e técnicos é Constante, chegando a alcançar níveis acima de 10 ppm. Seu uso, portanto, coloca em questão a exposição ocupacional a essa substância química (VERONEZ, et al.,2006).

A exposição ao formol acarreta efeitos adversos na saúde humana que dependem da via de exposição, da duração e da concentração (IARC, 2006). A principal via de exposição a este composto é a inalatória, acarretando assim irritação no nariz e garganta e aumento de lacrimação. A exposição prolongada e repetida ao formol pode causar fortes dores de cabeça, alterações neurocomportamentais, náuseas, vômitos, vertigens, tosse, diarreia, dor abdominal, dificuldades respiratórias e edemas pulmonares. O formol é também um irritante dérmico capaz de promover reações alérgicas como dermatite de contato (ATSDR, 1999).

Medições de concentração de formaldeído no ar em laboratórios de anatomia tem apontado níveis entre 0,07 e 2,94 ppm. Uma relação entre a concentração e o sintomas podem ser feitos: 0,1 a 0,3 ppm: menor nível no qual tem sido reportada irritação; 0,8 ppm: limiar para o odor; 1a 2 ppm: limiar de irritação leve; 2 a 3 ppm: irritação nos olhos, nariz e garganta; 4 a 5 ppm: aumento da irritação de membranas mucosas e lacrimação significativa; 10 a 20 ppm: lacrimação abundante, severa sensação de queimação, tosse, podendo ser alterada por apenas alguns minutos; 50 a 100 ppm: causa danos severos em 5 a 10 minutos (RODRIGUES, 2010).

3.2.2. Formol em Gel

As substâncias formadoras de géis são polímeros, que quando disperso em meio aquoso assumem conformação doadora de viscosidade à preparação. Pode-se definir gel, como uma preparação semissólida composta de partículas coloidais que não sedimenta. (SBRT, 2009a).

Devido às características dos polímeros, os géis podem ser de natureza iônica ou não iônica. Os géis de natureza iônica apresentam pH dependentes, ou seja apresentam-se estáveis em pH neutro ou próximo do neutro; Já os géis de natureza não iônica possuem estabilidade em ampla faixa de pH, tornando-se possível a veiculação de substâncias de caráter ácido, como os alfa-hidroxiácidos. (MAIA CAMPOS et al., 1999).

A resina Carbopol[®] constitui uma família de polímeros hidrossolúveis que são empregados para espessar e dar viscosidade em soluções e estabilizar emulsões. Apresenta-se na forma de pó branco de odor ligeiramente ácido, sua fórmula estrutural é: $(\text{CH}_3\text{CH}_2)_n\text{-COOH}$. O Carbopol 940[®] tem a capacidade de produzir soluções e emulsões em qualquer viscosidade até gel. (SBRT, 2009a). Viscosidade é uma expressão de resistência do fluido ao fluxo: quanto maior a viscosidade, maior a resistência (ALMEIDA, BAHIA, 2003).

Para que o Carbopol[®] obtenha o espessamento do gel, é necessária sua neutralização, para isso podem ser utilizadas bases inorgânicas, como hidróxido de sódio ou aminas de baixo peso molecular, Trietanolamina e aminometilpropanol. Dependendo de qual seja a base utilizada, as concentrações a serem adicionadas variam em proporções (%) em relação à quantidade de Carbopol[®], se for utilizada a Trietanolamina, a relação é a mesma, já no caso do hidróxido de sódio, se utiliza a terça parte, para o caso do aminometilpropanol (AMP-95) acrescenta-se 70% da quantidade de Carbopol[®]. (SBRT, 2009b).

Em preparações de gel existe um grande número de incompatibilidades que podem ocorrer simultaneamente ou não, entre os constituintes da fórmula, os princípios ativos e até com os materiais que compõem a embalagem. A instabilidade pode ser definida como uma situação de ocorrência imediata ou não, existem também alterações

significativas em relação à forma de utilização, à durabilidade, à eficácia e à segurança do produto. Os sinais demonstrativos de incompatibilidade são: turbidez, precipitação, cristalização, alteração da cor, alteração do odor, variação da viscosidade e separação das fases. Todos esses sinais podem ser identificados durante o preparo em gel (SBRT, 2009b).

A solução formol, uma vez gelificada, minimizaria a formação de vapores pelo “aprisionamento” da molécula de aldeído ao agente gelificante. A consistência de gel também possibilitaria a redução do extravasamento da solução do frasco contenedor, no acidente de manejo de biopsias, o que auxiliaria a preservação do meio ambiente. Partindo desses pressupostos, a aplicabilidade do formol em gel se mostraria mais vantajosa, por manter as propriedades de fixação e conservação somando-se à comodidade no uso e a baixa toxicidade (ARAÚJO, 2009).

3.2.3. Glicerina Pura

O termo glicerina (Nº CAS: 56-81-5) refere-se ao produto na forma comercial do glicerol, com pureza acima de 95%. Este último é um composto orgânico pertencente à função álcool. É líquido à temperatura ambiente (25°C), higroscópico, inodoro, viscoso e de sabor adocicado (SILVA, et al., 2008)

Segundo Leite (1979), a glicerina a 98% não mantém a vitalidade celular, sendo assim, é considerada um conservante para os diferentes tecidos animais.

A principal característica da glicerina é a capacidade de desidratação celular à qual se atribui a sua ação antisséptica, atuando contra fungos e bactérias gram-negativas e gram-positivas, com exceção para as formas esporuladas (ALVARENGA, 1992).

A desidratação obtida com a glicerina não altera a concentração iônica das células, o que mantém a integridade celular, reduzindo assim, a antigenicidade dos tecidos conservados (PIGOSSI, 1964).

Buscam-se atualmente diversas alternativas relativas à utilização de formol na conservação de cadáveres. A glicerina é um subproduto do biodiesel e mostra-se uma boa substituta na conservação de peças anatômicas

(SILVEIRA, 2014). Os protocolos de glicerinação baseiam-se na associação de glicerina P.A. (pura para análise) e álcool absoluto. A glicerina P.A. tem a capacidade de desidratação celular, atuando contra fungos e bactérias. A técnica de glicerinação proporciona uma melhor preservação das peças anatômicas com diversas vantagens, entre elas, a leveza que as mesmas adquirem no processo de conservação, a morfologia é preservada o mais próximo da forma original e a coloração é mais clara, facilitando a identificação de várias estruturas de difícil visualização. Além disso, a glicerina P.A. é inodora, não irrita as mucosas, não é carcinogênica e não possui um risco de contaminação ambiental tão elevado em comparação ao formol (KRUG, et al., 2011). Entretanto seu custo é considerado muito alto, o que torna inviável seu uso nos laboratórios de anatomia (ALVARENGA 1992, SILVA et al. 2008, NACIMENTO et al. 2001).

As peças submetidas ao processo de glicerinação, podem ser armazenadas verticalmente em potes plásticos, não havendo necessidade de imersão do material em solução conservadora, otimizando assim, o espaço do laboratório (CARVALHO et al., 2013).

3.2.4. Glicerina Loira

Segundo Nascimento et al. (2009) a glicerina semipurificada proveniente do processo de formação do biodiesel apresenta constituição variável de acordo com a matéria prima e o processo utilizado, sendo assim, a composição da glicerina a ser utilizada deve ser previamente conhecida para que seja feita uma correta conservação.

A glicerina loira é obtida pela purificação da glicerina bruta, através do seu tratamento com ácido clorídrico ou fósforo. A glicerina loira contém aproximadamente 80% de glicerol (KNOTHE et al., 2006) que pode ser suficiente para a preservação dos tecidos animais.

A glicerina proveniente do biodiesel é um meio viável e menos tóxico na conservação de peças anatômicas, pois, além de possuir um custo menor em comparação com a glicerina P.A., diminui também a liberação de gases tóxicos, armazenamento das peças verticalizadas e preservação das

características morfológicas e anatômicas das peças (CARVALHO, et al. 2013).

3.2.5. Álcool

A fixação pelo álcool etílico é empregada, sobretudo em anatomia vegetal e em histoquímica, sendo pouco recomendada na maioria de preparações de tecidos animais. Porém, muitos metazoários destinados às coleções de museu são conservados em álcool. Em qualquer dos casos, o líquido fixador deve sempre ser substituído. Geralmente emprega-se o alcoômetro para determinar a porcentagem de álcool absoluto numa mistura aquosa, pois diferentes concentrações de álcool têm diferentes densidades e específicas gravidades. Por isto o instrumento flutua mais para cima ou mais para baixo e a concentração aparece na escala. (PEIXINHO, 2004).

Segundo Rodrigues (2005), o álcool etílico a 96° GL, possui grande afinidade e conseqüentemente ótima capacidade de penetração nos tecidos. É empregado de forma isolada em animais de pequeno porte e pequenas peças anatômicas para fixar e preservá-las.

O álcool também é utilizado no método de glicerinação, auxiliando a retirada da água dos tecidos das peças, permitindo a entrada da glicerina (KIMURA; CARVALHO, 2010).

3.2.6. Álcool em gel 70%

O álcool 70% em gel é comumente utilizado na prática de antissepsia das mãos como preventivo contra vírus e bactérias.

Acredita-se que o estado físico possa influenciar na menor taxa de evaporação, diminuindo desta forma uma possível agressão ambiental (ANVISA, 2015).

4. BIOSSEGURANÇA LABORAL

O ambiente laboral deve ser entendido como um sistema complexo, onde existem interações constantes entre os fatores humanos, ambientais, tecnológicos, educacionais e normativos. Tais interações podem vir a favorecer a ocorrência de acidentes. A Biossegurança contribui para a minimização das ocorrências desagradáveis, sendo definidas como: Conjunto de estudos e ações destinados a prevenir, controlar, reduzir ou eliminar riscos inerentes às atividades que possam comprometer a saúde humana, animal, vegetal e o ambiente (FIOCRUZ, 2009).

Devido ao potencial toxicológico, faz-se necessária a implantação de medidas de biossegurança para minimizar os riscos ocupacionais e a conscientização dos profissionais com a finalidade de alertar os anatomistas quanto às consequências que poderão advir do exercício de suas funções na condição de docentes, pesquisadores e técnicos (VERONEZ, 2006).

No Brasil, a Biossegurança possui duas vertentes: A legal, que trata das questões envolvendo a manipulação de Organismos Geneticamente Modificados (OGMs) e pesquisas como a de células-tronco embrionárias, e que tem uma lei, a de nº 11.105, chamada Lei de Biossegurança, sancionada pelo governo brasileiro em 24 de março de 2005 (SILVA, PELAEZ e VALLE, 2009; VALLE, 2009; VALLE e BARREIRA, 2007); A praticada, desenvolvida, principalmente, nas instituições de saúde e laboratórios em geral, que envolve os riscos por agentes químicos, físicos, biológicos, ergonômicos e psicossociais presentes nesses ambientes, que se encontra no contexto da segurança ocupacional (COSTA e COSTA, 2009; COSTA e COSTA, 2005, 2006).

Entre os riscos individuais e coletivos de acidentes de laboratório, pode-se listar e classificar inicialmente os riscos em químicos, físicos e biológicos. A análise do risco no funcionamento integral de um estabelecimento pode ser originada ou relacionada com problemas hidráulicos e elétricos, sanitários e ecológicos, químicos, biológicos e radioativos entre outros riscos físicos provenientes da utilização de instrumentos e aparelhos especiais (NASCIMENTO, 2001).

O risco biológico ocorre quando qualquer ser humano entra em contato ou manuseia animais ou materiais biológicos contendo micro-organismos patogênicos/infectantes capazes de produzir efeitos nocivos no organismo (LIMA, 2011).

Riscos químicos são representados por substâncias, em seus diferentes estados físicos, que podem penetrar no organismo e quando absorvidas produzir reações tóxicas e problemas de saúde. São absorvidas pelas vias respiratórias, cutânea e digestiva (CURIA, CÉSPEDE, NICOLETTI, 2012)

De acordo com Ministério da Saúde, a contenção pode ser classificada como primária, que visa a garantir proteção do ambiente interno do laboratório e secundária, que está relacionada à proteção do ambiente externo e é proporcionada pela combinação de infraestrutura laboral e práticas operacionais (SKARABA, et al., 2004;).

Os equipamentos de proteção são barreiras primárias que visam a proteger o profissional (individual) e o ambiente (coletivo). Trabalhadores da área da saúde que atuam em hospitais, clínicas odontológicas, veterinárias e laboratórios são considerados como categoria profissional de alto risco, pois estão frequentemente expostos aos riscos biológicos, principalmente quando manuseiam fluidos corpóreos e sangue (NISHIDE e BENATTI, 2004).

O termo biossegurança engloba o uso de equipamentos de proteção individual (EPI's), como luvas e máscaras, que formam uma barreira primária entre os trabalhadores e os materiais acarretadores de perigo, diminuindo-os (MASTROENI, 2006), minimizam a exposição dos trabalhadores aos riscos que ameacem sua segurança e saúde, de uso individual, porém cabe ao profissional usá-los e conservá-los. (CURIA, CÉSPEDES, NICOLETTI, 2012).

De acordo com a Fiocruz (2009), os equipamentos de proteção individual são todos os dispositivos de uso individualizado destinados a proteger a saúde e a integridade física do trabalhador.

Protetores faciais: Oferecem uma proteção à face do trabalhador contra risco de impactos (partículas sólidas, quentes ou frias), de substâncias nocivas (poeiras, líquidos e vapores), como também das radiações (raios infravermelho e ultravioleta, entre outros).

Protetores oculares: Servem para proteger os olhos contra impactos, respingos e aerossóis. É importante que sejam de qualidade comprovada, a fim de proporcionar ao usuário visão transparente, sem distorções e opacidade.

Protetores respiratórios: São utilizados para proteger o aparelho respiratório. Os respiradores devem ser selecionados conforme o risco inerente à atividade a ser desenvolvida. Os respiradores com filtros mecânicos, por exemplo, destinam-se à proteção contra partículas suspensas no ar, os com filtros químicos protegem contra gases e vapores orgânicos.

Máscaras: Podem ser semifaciais e de proteção total, são necessárias no caso de uso de gases irritantes como o cloreto de hidrogênio.

Luas: Previnem a contaminação das mãos do trabalhador ao manipular, por exemplo, material biológico potencialmente patogênico e produtos químicos. Além de reduzir a probabilidade de que os microrganismos presentes nas mãos dos trabalhadores possam ser transmitidos aos pacientes durante um atendimento médico-hospitalar.

Jalecos: São de uso obrigatório para todos que trabalham nos ambientes laboratoriais onde ocorra a manipulação de microrganismos patogênicos, manejo de animais, lavagem de material, esterilização, manipulação de produtos químicos. Devem ser de mangas compridas, cobrindo os braços, o dorso, as costas e a parte superior das pernas.

Calçados de segurança: São destinados à proteção dos pés contra umidade, respingos, derramamentos e impactos de objetos diversos, não sendo permitido o uso de tamancos, sandálias e chinelos em laboratórios.

Equipamentos de proteção coletiva (EPC): Têm como função a proteção do ambiente e a manutenção da saúde, além da integridade dos ocupantes de uma determinada área. Podem ser de uso rotineiro, como as cabines de segurança biológica e capelas de exaustão química, ou para situações emergenciais, como os extintores de incêndio, chuveiro e lava-olhos, que devem estar instalados em locais de fácil acesso e bem sinalizados.

5. MATERIAL E MÉTODOS

5.1. Local de trabalho

O referido trabalho foi realizado na Seção de Anatomia Animal (SAA) do Laboratório de Morfologia e Patologia Animal (LMPA/CCTA) da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro (UENF). As experimentações ocorreram nos laboratórios de Microbiologia (LSA), de Morfologia e Patologia Animal (LMPA) Morfologia, Ciências Químicas Wilson Gazotti Jr – LCQUI. Com aprovação do CEUA, protocolo 308.

5.2. Dados amostrais

Após o abate dos suínos no Frigorífico PAJAM – LTDA, no distrito de Itaocara/RJ, de acordo com as normas do Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento do Brasil (MAPA), sob Inspeção Estadual, foram coletados 15 estômagos, 15 rins e 15 pulmões, totalizando 45 peças. Estas foram identificadas e armazenadas isoladamente em sacos transparentes e transportadas em caixas térmicas até a seção de Anatomia Animal SAA/LMPA. Para escolha das vísceras levou-se em consideração o volume e as características intrínsecas de cada uma. Sendo assim, caracterizamos, comparativamente, o rim como uma víscera de menor volume e de estrutura compacta; o estômago, de volume médio e constituição oca e o pulmão como uma víscera de volume grande e aerada.

5.3. Processamento das Peças

Após a chegada à Seção de Anatomia Animal, as peças passaram por diferentes processos: dissecação, lavagem em água corrente e escoamento (por 1h) para a retirada do excesso de água e em seguida as mesmas foram pesadas em balança eletrônica (Balmak Tríplice ELP – 6/15/30) e mensuradas, com fita métrica, em relação ao seu comprimento e largura. Finalmente foram fixadas em solução de formol a 10% por 48 horas em temperatura ambiente. Com o intuito de preservar a morfologia de cada víscera, utilizou-se cubas plásticas transparentes, hermeticamente fechadas, com capacidade de armazenar as diferentes vísceras com um volume de fixador cerca de 10 vezes maior que o volume da peça.

Todas as vísceras foram previamente fixadas em solução aquosa de formol a 10% por 48 horas. Para uma maior confiabilidade dos dados analisados, foram trabalhadas vísceras em triplicata. Sendo assim, distribuídas nove peças (três rins, três, estômagos e três pulmões) em cinco grupos contendo diferentes soluções conservadoras. Ao término do período de fixação as peças foram lavadas a fim de retirar o excesso de formol, e deixadas para escorrer, retirando assim o excesso de líquido.

Na etapa de conservação das vísceras foram testadas quatro diferentes soluções: o formol em gel 10% (G2), formol em gel 15% (G3), álcool em gel 70% (G4), técnica de glicerinação modificada (G5) e comparadas com o grupo controle de formol aquoso 10% (G1). As soluções se encontram discriminadas e identificadas em cinco grupos (G1; G2; G3; G4; G5) no quadro 1.

GRUPOS	DESCRIÇÃO	COMPOSIÇÃO (1000 ml)
G1	Solução aquosa de formol a 10% (Controle)	100 ml de formol 37%; 900 ml de H ₂ O
G2	Formol em gel 10 %	Em processo de registro de patente
G3	Formol em gel 15 %	Em processo de registro de patente
G4	Álcool em gel 70%	3,40g de Carbopol®; 3,40g de Trietanolamina; 1000 ml de álcool 70%
G5	Técnica de glicerinação modificada	Glicerina loira e álcool etílico a 95% na proporção de 1:2

Quadro 1: Descrição e composição dos grupos experimentais.

Após o escoamento, as peças dos grupos: G1, G2, G3 e G4, foram diretamente imersas em seus meios conservantes, com volume pelo menos 10 vezes maior que o das peças. Para tal, realizou-se uma média em relação ao peso das mesmas, a partir daí mediu-se a quantidade de conservante, levando-se em conta o tamanho das cubas em que as peças ficariam armazenadas.

As peças do G5 passaram pelo processo de glicerinação. Após o escoamento, estas foram imersas em álcool 70% por um período de sete dias. Após esse período, foi para o escoamento por 30 minutos e em seguida, imersas na glicerina loira e álcool etílico 95%, na proporção de 1:2. Nesta

solução, as peças ficaram imersas por quinze dias, seguidas de escoamento por 8 horas. Retirado o excesso de solução, as mesmas foram armazenadas novamente em suas cubas hermeticamente fechadas, sem qualquer solução.

A partir do momento em que todas as peças estavam em seus respectivos conservantes, iniciou-se as avaliações, tanto das peças quanto das soluções, por um período de noventa dias.

As soluções conservadoras receberam as diferentes vísceras (rim, estômago e pulmão) com o intuito de preservar os aspectos morfológicos inerentes às diferentes vísceras. Desta forma, os seguintes parâmetros relacionados às soluções conservadoras foram avaliados: turbidez, alteração de cor, alteração de odor, presença de precipitado, e presença de microrganismos contaminantes (Quadro 2).

MÉTODOS DE AVALIAÇÃO - SOLUÇÕES CONSERVADORAS		
Parâmetros avaliados	Método de avaliação / equipamento	Critérios Considerados
Aspecto	Visual	Normal (N) Turvo (T) Leitoso (L)
Alteração da cor	Visual	Normal (N) Alterado (A)
Alteração de odor	Olfativo	Normal (N) Alterado (A)
Presença de precipitado	Visual	Sim Não
Presença de microrganismos contaminantes	Cultura microbiológica	Sim Não

Quadro 2: Método de avaliação das soluções conservadoras.

Para a avaliação da cor e do aspecto das soluções, foram coletadas amostras de cada solução antes de receberem as diferentes vísceras. Esses padrões, respectivamente são o controle de referência visual para a avaliação das alterações na cor e no aspecto (normal, turvo e leitoso) sofridas pelas soluções testadas em diferentes períodos, após a introdução das peças. Entendendo que a cor é essencialmente resultado da interação entre o objeto, fonte de luz e o observador, antes de cada avaliação visual, as amostras foram acondicionadas, preparadas e apresentadas da mesma forma em cada avaliação. Isto inclui a colocação das amostras no mesmo recipiente e usando

a mesma quantidade de amostra. Durante cada avaliação visual, condições padronizadas são exigidas para manter a precisão, incluindo a iluminação, observador e condições de visualização: mesma fonte de luz; mesmo avaliador e mesmo ângulo de avaliação. Cada avaliação ocorreu durante no máximo 15 segundos, além disso, as amostras foram avaliadas lado a lado: Amostra padrão (retirada antes da imersão das peças) e amostra a ser avaliada.

Já para as vísceras conservadas nas soluções testes, foram feitas avaliações relacionadas à: morfologia, morfometria, massa, consistência, alteração de coloração, presença de manchas, presença de microrganismos contaminantes e sinais de autólise (Quadro 3).

MÉTODOS DE AVALIAÇÃO – VÍSCERAS		
Parâmetros avaliados	Método de avaliação / equipamento	Crítérios Considerados
Morfologia	Visual	Normal (N) Alterado (A)
Morfometria	Comprimento x largura (fita milimetrada - cm)	Valor mensurado
Massa	Balança digital – g	Valor mensurado
Consistência	Tato	Normal (N) Alterado (A)
Alteração de cor	Visual	Normal (N) Alterado (A)
Presença de manchas	Visual	Sim Não
Presença de contaminantes	Visual	Sim/Não
Sinais e autólise	Visual	Sim Não

Quadro 3: Métodos de avaliação das vísceras.

Inicialmente as avaliações foram realizadas 24h, 48h e 72h após a permanência das peças nas soluções conservadoras, e passaram a ser realizadas semanalmente durante 90 dias.

Para a avaliação de coloração das peças, foram tiradas fotos nos dias correspondentes aos períodos de 30/60/90 dias, utilizando câmera Nikon Coolpix P500, estúdio confeccionado com caixas de papelão, espuma vinílica acetinada (EVA) preto e lâmpadas led de 3W.

As fotos foram tiradas seguindo a mesma metodologia, para cada tipo de peça em seus diferentes grupos, utilizou-se uma configuração específica, para que as mesmas ficassem o mais próximo da realidade. A avaliação foi realizada por meio de comparação das peças entre os dias 30/60/90, e realizadas entre si e com as peças do grupo controle (G1).

5.4. Mensuração da volatilização

Após o período de 90 dias de avaliação, realizou-se a mensuração dos níveis de formol presentes no ambiente laboral. Para tal avaliação reproduziu-se um ambiente semelhante ao que se trabalha em sala de aula mimetizando a rotina didática executada em nossas disciplinas de anatomia animal. Antes de suas avaliações, as peças conservadas nas diferentes soluções passaram pelo procedimento de banho, imersão da peça em água corrente por um período de 24h, em sequência iniciou-se a avaliação da volatilização do formol. Para esta fase escolheu-se trabalhar somente com os estômagos.

O reagente aqui proposto para avaliar qualitativamente a liberação de formaldeído em amostras líquidas e gasosas é o Fluoral P, preparado pela reação de 0,3 ml de ácido acético, 0,2 ml de acetilacetona (bidestilada) e 15,4 g de acetato de amônio, completando-se o volume para um balão de 100,0 ml com água deionizada. Este reagente, quando estocado sob refrigeração e em frasco escuro, pode ser usado satisfatoriamente por até 60 dias (PINHEIRO, 2004).

Para mensurar essa volatilização, utilizou-se 25 cartuchos Strata[®] SI-1 Sílica (55 µm, 70 Å) 200mg / 3 ml, Tubes – Phenomenex, impregnados com 5,0 ml de Fluoral P - o excesso do reagente foi retirado com fluxo de N₂ por 15 min, em seguida enrolados em papel alumínio, secos em dissecador por 24 horas e armazenados na geladeira até sua utilização.

O ambiente escolhido para mimetizar uma sala de aula, foi uma capela com as seguintes dimensões: 45 cm de largura; 65 cm de comprimento e 68 cm de altura. O cartucho ficava preso a uma garra com o auxílio de um suporte universal, na altura de 30 cm da base, posicionado no centro da capela. Para tal mensuração foi utilizada uma bomba de vácuo Fiston Mod. 824T, que teve seu fluxo ajustado por um bolhômetro.

Para a mensuração da volatilização do formol, seguiram-se os onze passos descritos abaixo:

Passo 1 – Banho de 24 horas nas peças. Após o banho, as peças foram mantidas em cubas vazias hermeticamente fechadas até a sua utilização. Seguimos a ordem decrescente dos grupos: G5, G4, G3, G2, G1.

Passo 2 – Antes de cada medição é preciso calibrar o fluxo de ar, que passa pelo cartucho para se saber o volume amostrado no interior da capela e para isso utilizou-se o bolhômetro, que serviu para medição e ajuste da vazão na amostragem.

Passo 3 – Com o cartucho já calibrado faz-se a medição do branco, com a capela sem as peças, contendo somente a estação meteorológica, cujo objetivo é auxiliar no controle da temperatura, pressão e umidade do ar em todas as análises. O cartucho é preso na garra dentro da capela. Ao ligar a bomba, conta-se cinco minutos, passado o tempo o cartucho é retirado, identificado (B1G5), enrolado em papel alumínio e acondicionado em um saco plástico na caixa térmica.

Passo 4 – Coloca-se na capela as peças referentes ao grupo G5, e conta-se o tempo de cinco minutos. Neste tempo ocorrerá o primeiro intervalo de volatilização de formaldeído proveniente da peça para o ambiente (tempo 0-5).

Passo 5 – Calibra-se o cartucho novamente, o mesmo vai para a capela já com as peças e conta-se cinco minutos. Passado o tempo, o cartucho é retirado, identificado (05G5), enrolado em papel alumínio e acondicionado em um saco plástico na caixa térmica (tempo 5-10).

Passo 6 – Conta-se 5 minutos. Neste tempo ocorrerá o segundo intervalo de volatilização de formaldeído proveniente da peça para o ambiente (tempo 10-15 min).

Passo 7 – Calibra-se o cartucho novamente, o mesmo vai para a capela ainda com as peças e conta-se cinco minutos. Passado o tempo, o cartucho é retirado, identificado (15G5), enrolado em papel alumínio e acondicionado em um saco plástico na caixa térmica (tempo 15-20).

Passo 8 – Conta-se 5 minutos. Neste tempo ocorrerá o terceiro intervalo de volatilização de formaldeído proveniente da peça para o ambiente. (tempo 20-25).

Passo 9 – Calibra-se o cartucho novamente, o mesmo vai para a capela ainda com as peças e conta-se cinco minutos. Passado o tempo o cartucho é retirado, identificado (25G5), enrolado em papel alumínio e acondicionado em um saco plástico na caixa térmica. (tempo 25-30).

Passo 10 – Conta-se 5 min. Neste tempo ocorrerá o quarto intervalo de volatilização de formaldeído proveniente da peça para o ambiente (tempo 30-35).

Passo 11 – Calibra-se o cartucho novamente, o mesmo vai para a capela ainda com as peças e conta-se cinco minutos. Passado o tempo o cartucho é retirado, identificado (35G5), enrolado em papel alumínio e acondicionado em um saco plástico na caixa térmica (tempo 35-40).

Acabada as medições as peças são retiradas da capela e acondicionadas em cubas hermeticamente fechadas e a capela então é limpa com papel absorvente. Coloca-se um ventilador ligado diretamente na janela da capela, para que ocorra a circulação no seu interior.

Essa ventilação tem uma duração de trinta minutos, após esse tempo, repete-se os onze passos com o grupo seguinte, no caso G4, depois G3, G2 e G1. Após as medições de volatilização, os cartuchos são transferidos para a geladeira e espera-se pelo menos 12 horas para iniciar a eluição e leitura dos cartuchos.

Esta fase é muito simples. Os cartuchos são colocados na câmara de vácuo (Manifold, Supelco) e eluídos com 5 ml de Fluoral P. Após a eluição, a leitura de fluorescência é feita no espectrofotômetro (Cary, Varian) que dará como resultado a quantidade de fluorescência na amostra.

5.5. Modelo estatístico

Foi realizada a análise utilizando a teoria dos modelos lineares generalizados para as variáveis de morfologia, consistência, coloração, presença de precipitado, alteração de cor utilizando a distribuição Binária. Para tanto, foi utilizado o procedimento GLIMMIX do software Statistical Analysis System (SAS System, Inc., Cary, NC, USA), e em caso de diferença significativa, foi aplicado o teste de Tukey.

As variáveis de massa, comprimento e largura foram feitas por meio de médias.

6. RESULTADOS E DISCUSSÃO

6.1. Análise Morfométrica das Peças

O gráfico 1 representa a consistência dos estômagos nos diferentes grupos de conservantes. Tendo como normal o valor de 1. As peças dos grupos G2, G3 e G4 apresentaram uma consistência normal, sem perder a elasticidade natural da peça, já as peças do G5 apresentaram uma consistência 'emborrachada', o que é normal para peças glicerizadas. Em comparação ao grupo G1.

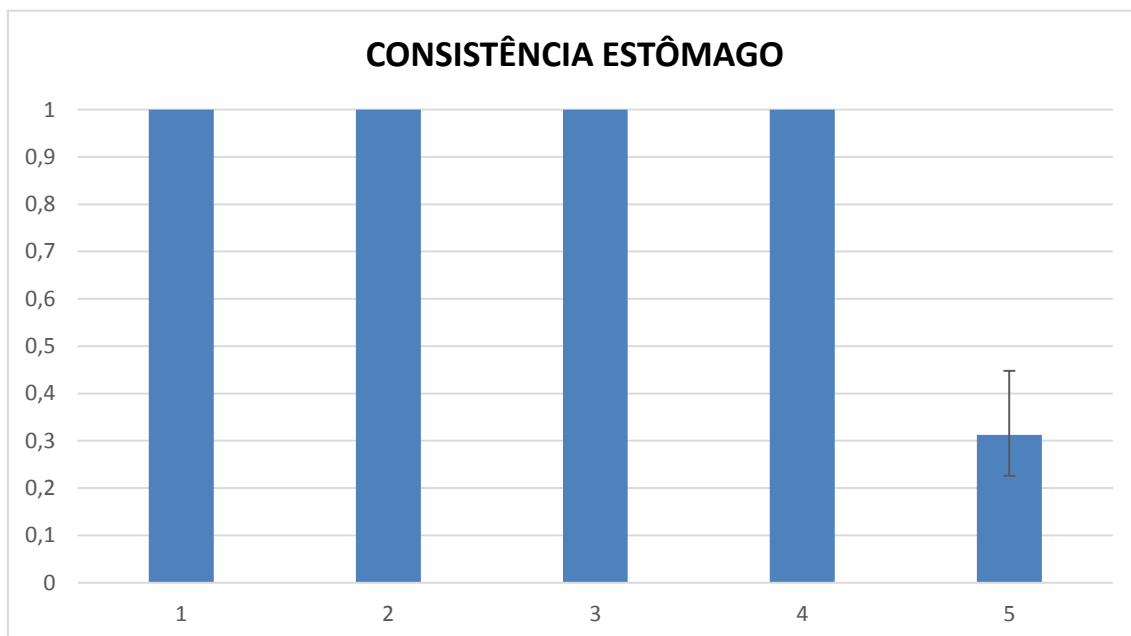


Gráfico 1: Consistência dos estômagos nas diferentes soluções conservantes, sendo coluna 1 grupo G1: formol aquoso 10%; coluna 2 grupo G2: formol em gel 10%; coluna 3 grupo G3: formol em gel 15%; coluna 4 grupo G4: álcool em gel 70% e coluna 5 grupo G5: glicerinação.

O gráfico 2 representa a consistência dos rins nos diferentes grupos de conservantes. As peças dos grupos G2, G3 apresentaram uma consistência normal, quando comparadas com o grupo G1, já as peças dos grupos G4 e G5 apresentaram pequenas diferenciações, ou seja, as peças do G4 apresentaram uma consistência friável, suscetível à rachadura. O grupo G5 apresentou uma consistência firme e endurecida, o que é normal para peças glicerizadas. Em comparação ao grupo G1.

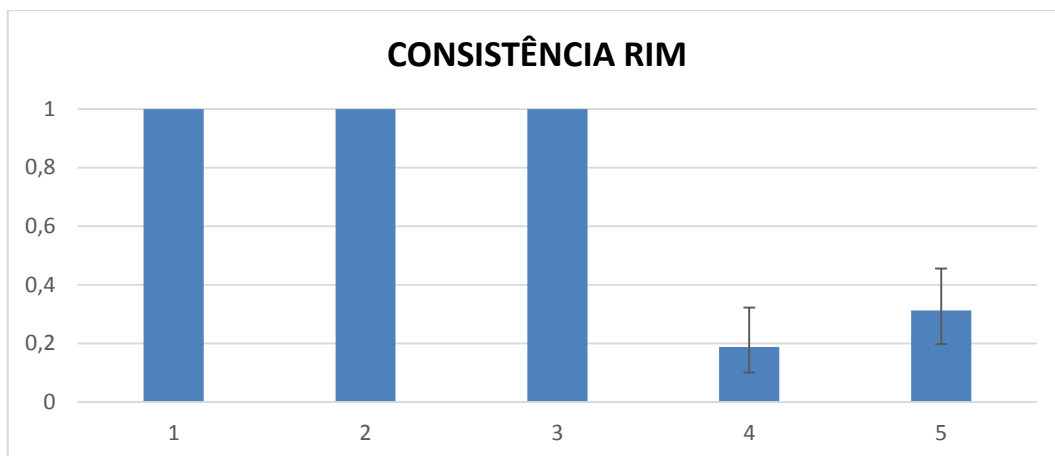


Gráfico 2: Consistência dos rins nas diferentes soluções conservantes, sendo coluna 1 grupo G1: formol aquoso 10%; coluna 2 grupo G2: formol em gel 10%; coluna 3 grupo G3: formol em gel 15%; coluna 4 grupo G4: álcool em gel 70% e coluna 5 grupo G5: glicerinação.

O gráfico 3 representa a consistência dos pulmões nos diferentes grupos de conservantes. As peças dos grupos G2, G3 apresentaram uma consistência normal, sem perder a elasticidade natural da peça, se comparadas com o grupo G1, já as peças dos grupos G4 e G5 apresentaram pequenas diferenciações, ou seja, as peças do G4 apresentaram uma consistência flácida, porém levemente elástica. O grupo G5 apresentou uma consistência 'emborrachada' e levemente menos aerada, o que é normal para peças glicerinadas. Em comparação ao grupo G1.

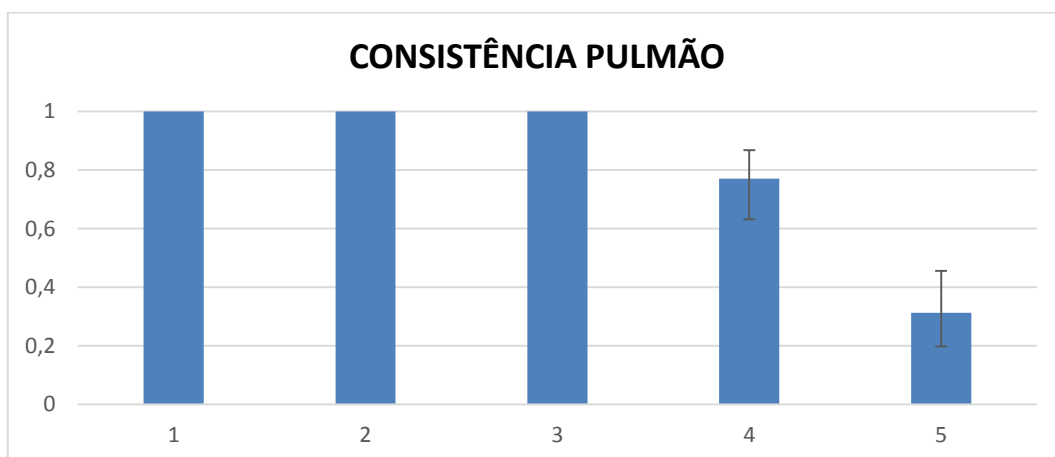


Gráfico 3: Consistência dos pulmões nas diferentes soluções conservantes, sendo coluna 1 grupo G1: formol aquoso 10%; coluna 2 grupo G2: formol em gel 10%; coluna 3 grupo G3: formol em gel 15%; coluna 4 grupo G4: álcool em gel 70% e coluna 5 grupo G5: glicerinação.

A análise de coloração das peças foi realizada visualmente através de foto documentação, nos dias 30/60/90. No gráfico 4 (A) e (B), referente a estômagos e pulmões, observou-se que estatisticamente não houve mudança de coloração entre os grupos G2 e G3. Já o grupo G4 apresentou uma sutil diferença. No gráfico (C) referente aos pulmões não houve diferença estatística entre os grupos G2, G3 e G4. O grupo G5 apresentou variações características da técnica de glicerinação em todas as peças avaliadas. As peças foram comparadas com o grupo controle (G1).

As figuras 1,2 e 3 foram tiradas no nonagésimo dia com as peças lado a lado para melhor visualização dos resultados descritos acima, Constatou-se que o grupo G4 apresentou uma sutil coloração amarelada, possivelmente causada pelo álcool presente em seu meio conservante. No grupo G5, observou-se uma coloração amarelada mais evidente, devido à utilização da glicerina loira, caracterizando esta coloração nas peças. Para as avaliações, levou-se em consideração à coloração de cada peça e suas particularidades.

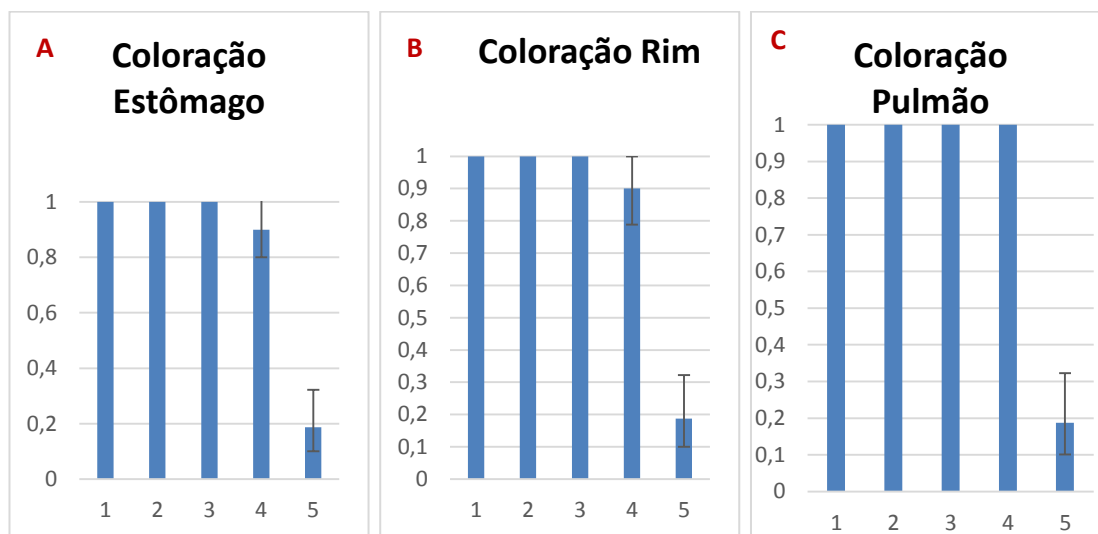


Gráfico 4: Coloração dos estômagos (A), rins (B) e pulmões (C), nas diferentes soluções conservantes, sendo coluna 1 grupo G1: formol aquoso 10%; coluna 2 grupo G2: formol em gel 10%; coluna 3 grupo G3: formol em gel 15%; coluna 4 grupo G4: álcool em gel 70% e coluna 5 grupo G5: alicerinação.

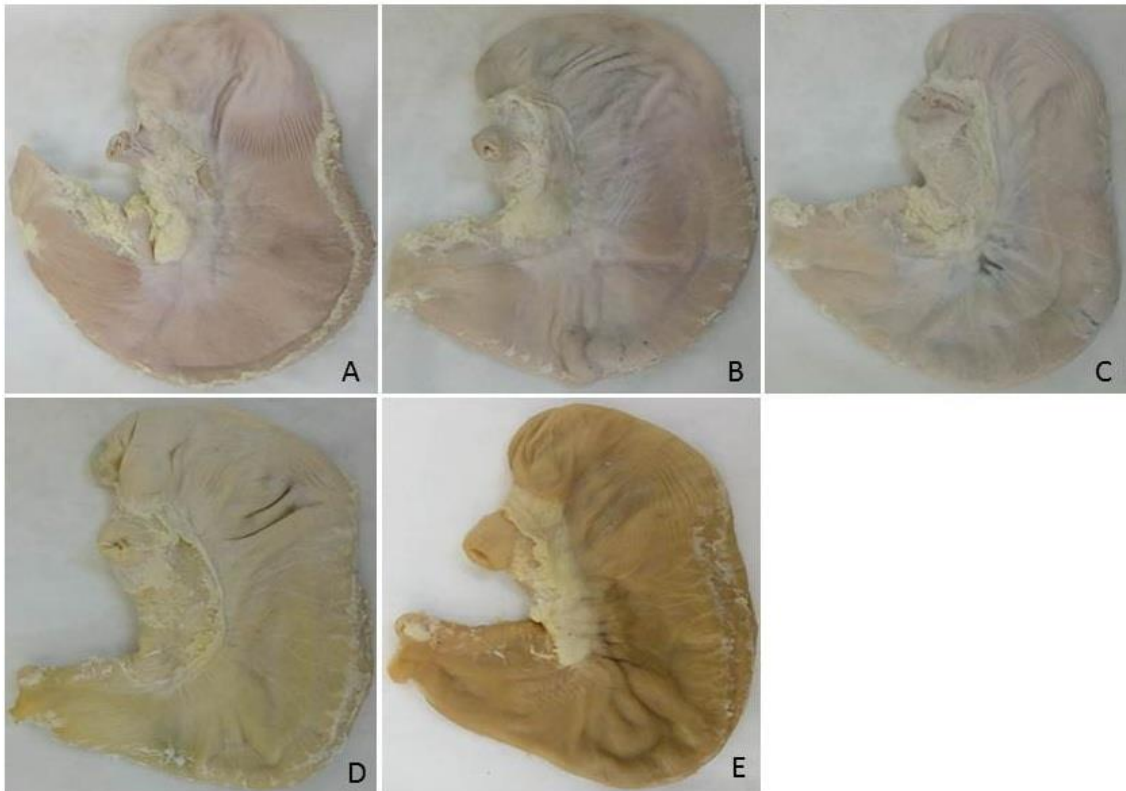


Figura 1: Coloração apresentada pelos estômagos devido aos seus respectivos, meios conservantes. (A) formol aquoso 10%, (B) formol em gel 10%, (C) formol em gel 15%, (D) álcool em gel 70%, (E) glicerinação;

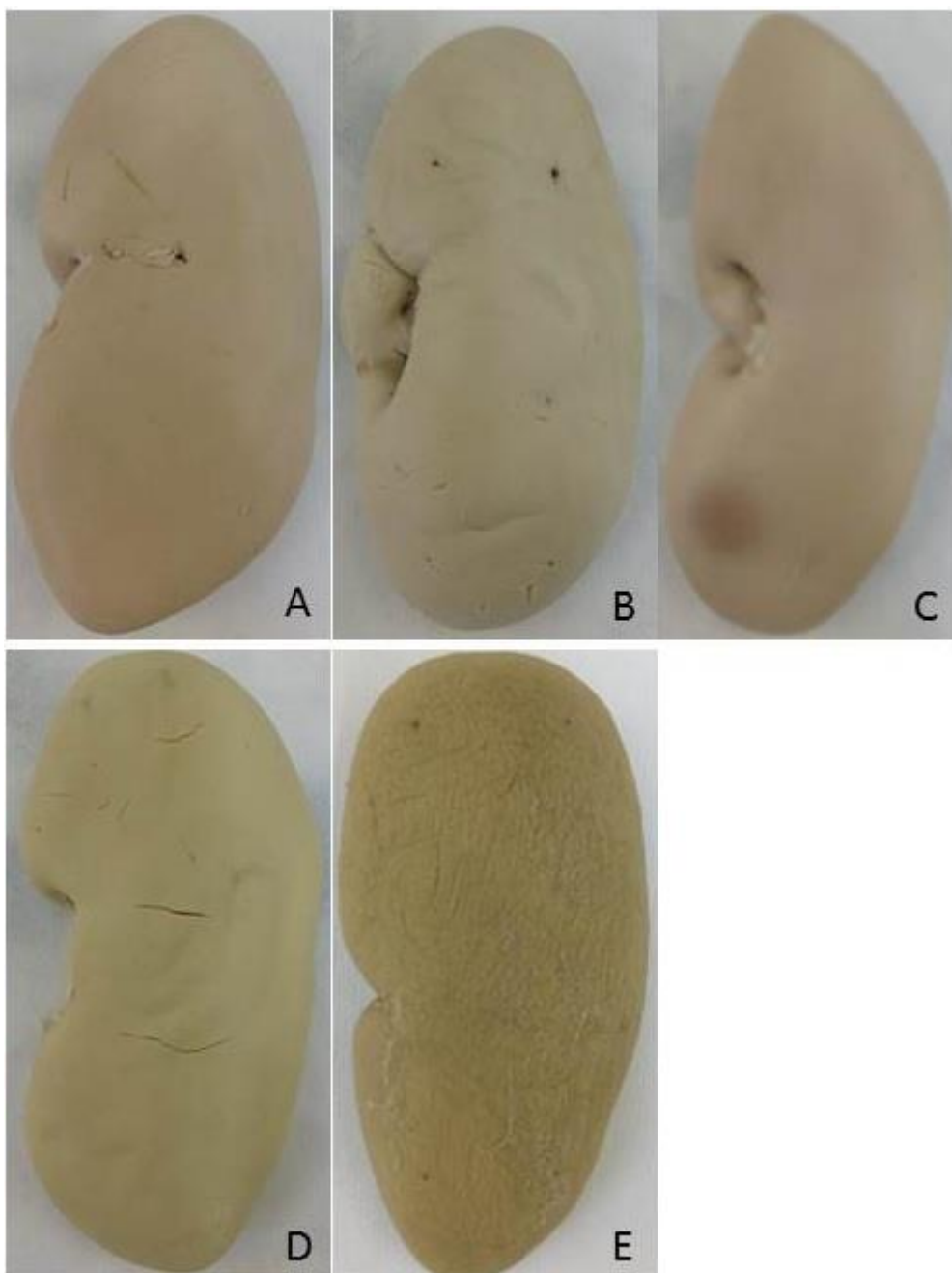


Figura 2: Coloração apresentada pelos rins devido aos seus respectivos, meios conservantes. (A) formol aquoso 10%, (B) formol em gel 10%, (C) formol em gel 15%, (D) álcool em gel 70%, (E) G5: glicerinação;

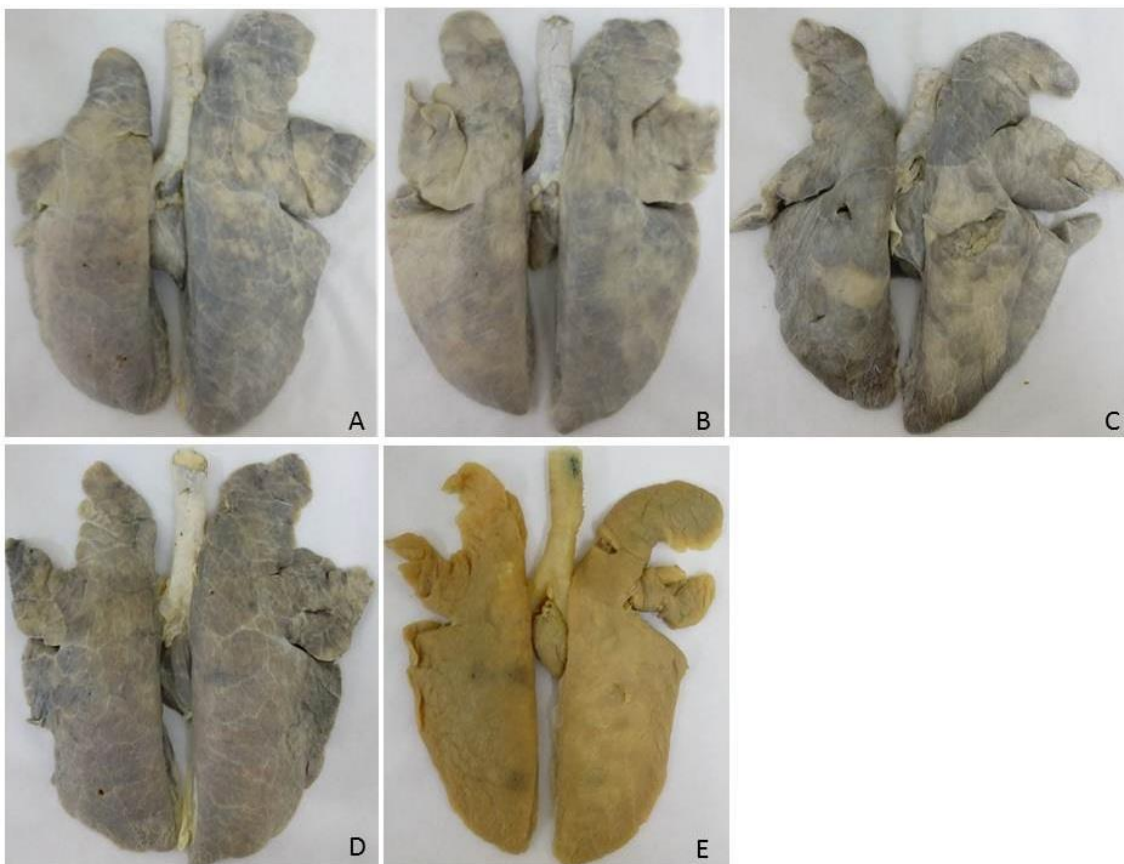


Figura 3: Coloração apresentada pelos pulmões devido aos seus respectivos, meios conservantes. (A) formol aquoso 10%, (B) formol em gel 10%, (C) formol em gel 15%, (D) álcool em gel 70%, (E) glicerinação;

Realizou-se também análises visuais em relação à presença de manchas, de microrganismos contaminantes e sinais de autólices nas peças, estas, realizadas durante os noventa dias de avaliação obtiveram resultado negativo.

Através do Gráfico 5, é possível identificar que os estômagos conservados nas soluções G1, G2 e G3 apresentaram redução em suas dimensões (comprimentos e larguras), caracterizando um processo de contração celular promovido pelas soluções que possuem formol em suas constituições. O G4 por sua vez demonstrou uma pequena redução no valor da largura que, da mesma forma, o estômago do G5 sofreu um processo de desidratação em função da presença de álcool em suas formulações, neste caso acarretando uma redução tanto no comprimento quanto na largura.

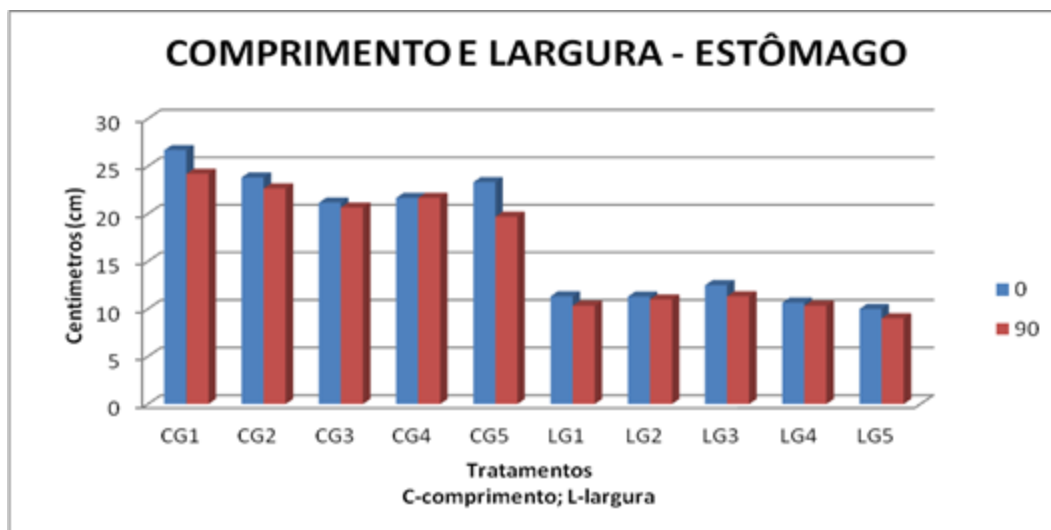


Gráfico 5: Média do comprimento e largura de estômagos (n=03), conservados em diferentes soluções: G1: solução aquosa de formol 10%; G2: solução de formol em gel 10%; G3: solução de formol em gel 15%; G4: Solução de álcool em gel 70% e G5: técnica de glicerinação modificada. C - comprimento; L - largura; Tempo inicial - 0 dia; tempo final - 90 dias.

Apesar da redução no valor de comprimento e largura dos estômagos conservados em G1, observou-se um aumento em relação ao valor de sua massa, caracterizando a incorporação da solução aquosa de formol 10%. Já a massa dos estômagos conservados em G2 e G3 não apresentaram alteração provavelmente em função da maior dificuldade de penetração do formol em gel. Os estômagos dos G4 e G5 perderam massa em função da desidratação causada pela presença de álcool existente na constituição das soluções do G4 e G5 (Gráfico 6).

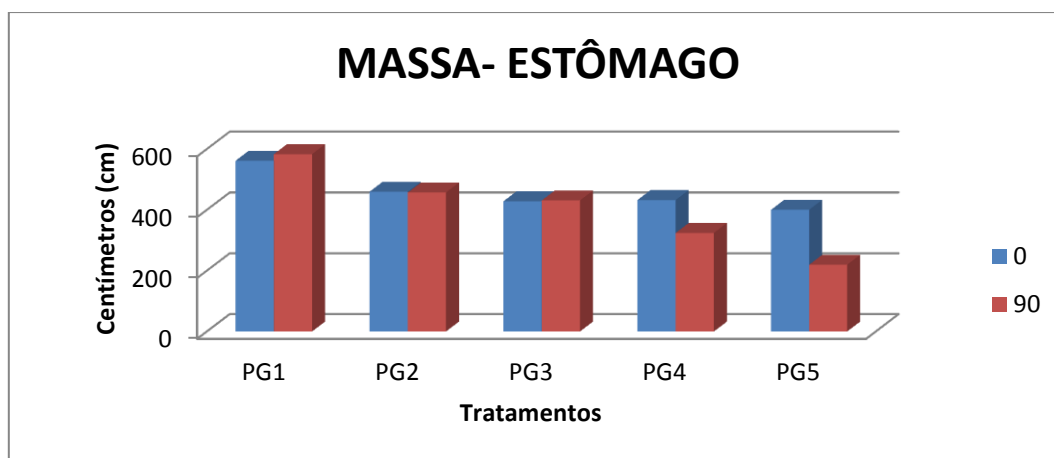


Gráfico 6: Média da massa dos estômagos (n=03), conservados em diferentes soluções: G1: solução aquosa de formol 10%; G2: solução de formol em gel 10%; G3: solução de formol em gel 15%; G4: Solução de álcool em gel 70% e G5: técnica de glicerinação modificada. C - comprimento; L - largura; Tempo inicial - 0 dia; tempo final - 90 dias.

A avaliação morfométrica do rim nos evidencia dados referentes à redução tanto no comprimento quanto na largura dos rins acondicionados em G1, G4 e G5. Em G2 e G3, apesar das peças apresentarem um aumento no valor do comprimento das peças, existiu uma diminuição nos valores referentes à largura dos mesmos (Gráfico 7).

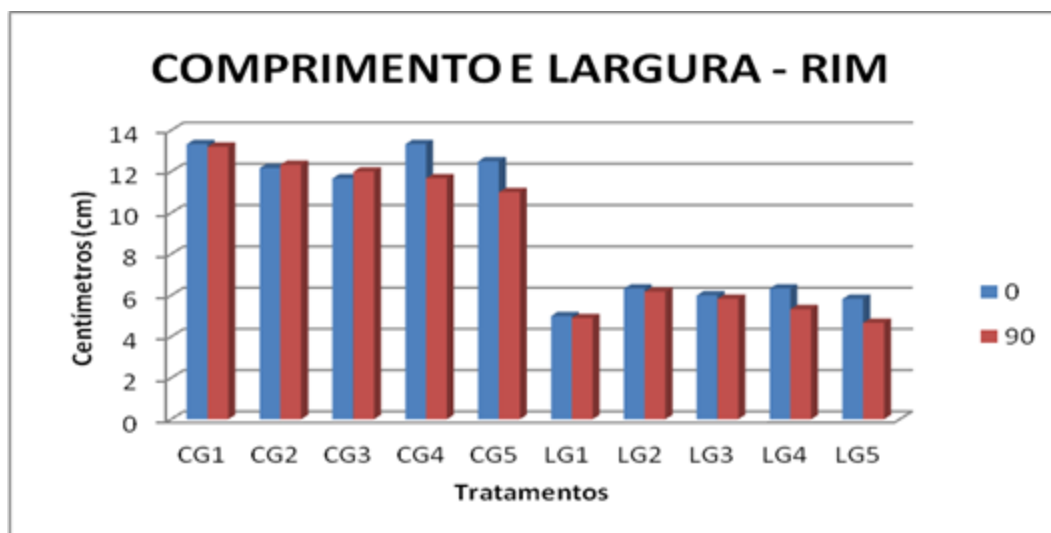


Gráfico 7: Média do comprimento e largura de rins (n=03), conservados em diferentes soluções: G1: solução aquosa de formol 10%; G2: solução de formol em gel 10%; G3: solução de formol em gel 15%; G4: Solução de álcool em gel 70% e G5: técnica de glicerinação modificada. C - comprimento; L - largura; Tempo inicial - 0 dia; tempo final - 90 dias.

A redução em relação ao comprimento e a largura dos rins conservados em G1 também se repetiu em função da massa, da mesma forma que em G4 e G5. A desidratação causada pela presença de álcool nestas duas últimas soluções acarretaram a redução da massa dos rins. No caso de G2 e G3, a presença dos polímeros para gelificação das referidas soluções pode ter acarretado o aumento na massa dos referidos rins (Gráfico 8).

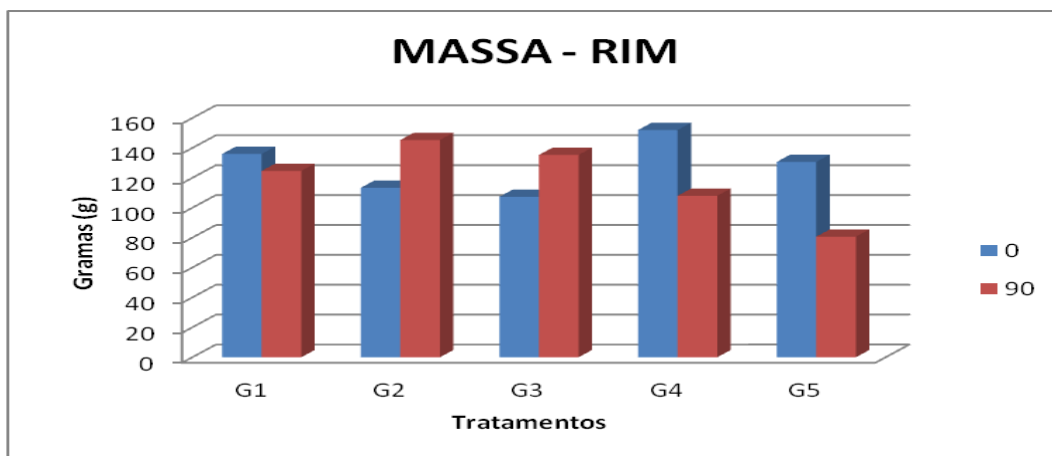


Gráfico 8: Média da massa dos rins (n=03), conservados em diferentes soluções: G1: solução aquosa de formol 10%; G2: solução de formol em gel 10%; G3: solução de formol em gel 15%; G4: Solução de álcool em gel 70% e G5: técnica de glicerinação modificada. Tempo inicial - 0 dia; tempo final - 90 dias.

No gráfico 9, é possível observar uma redução no valor de comprimento e largura para as peças dos grupos G1, G2, G4 e G5. Apenas os pulmões do G3, apresentaram aumento no comprimento. Em relação à largura, todos apresentaram uma redução nas medidas .

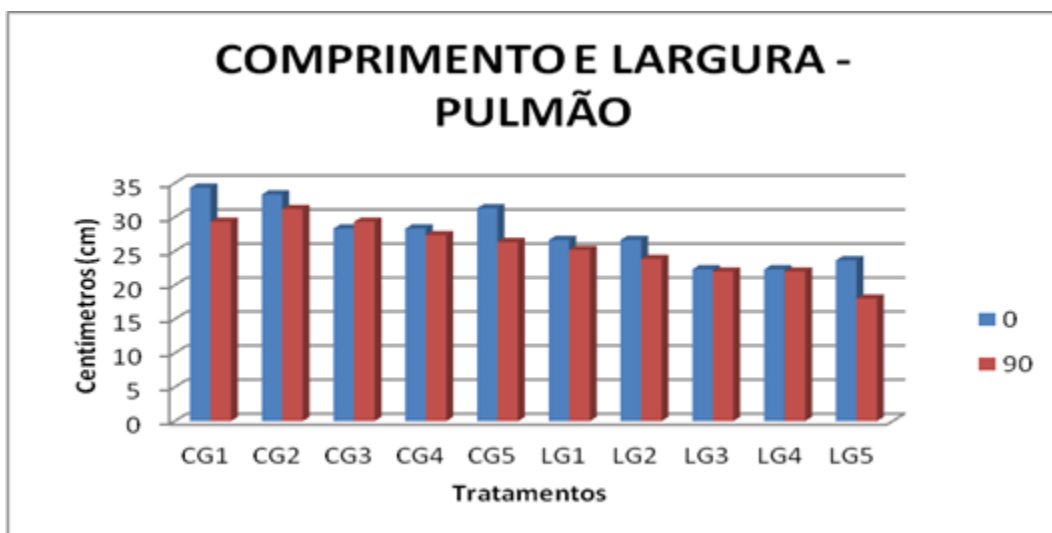


Gráfico 9: Média do comprimento e largura de pulmão (n=03), conservados em diferentes soluções: G1: solução aquosa de formol 10%; G2: solução de formol em gel 10%; G3: solução de formol em gel 15%; G4: Solução de álcool em gel 70% e G5: técnica de glicerinação modificada. C - comprimento; L - largura; Tempo inicial - 0 dia; tempo final - 90 dias.

Em relação à massa das referidas peças, G1, G2, G4 e G5, tiveram o mesmo comportamento, uma diminuição na massa. No caso do G3 o aumento na massa pode ser explicado pela presença de gel em uma solução que contém 50% a mais de formol em comparação à solução do G2. Neste sentido,

sugere-se que a maior concentração de formol em uma solução gelificada possivelmente acarreta um aumento na massa em função da incorporação do formol na superfície de uma estrutura aerada.

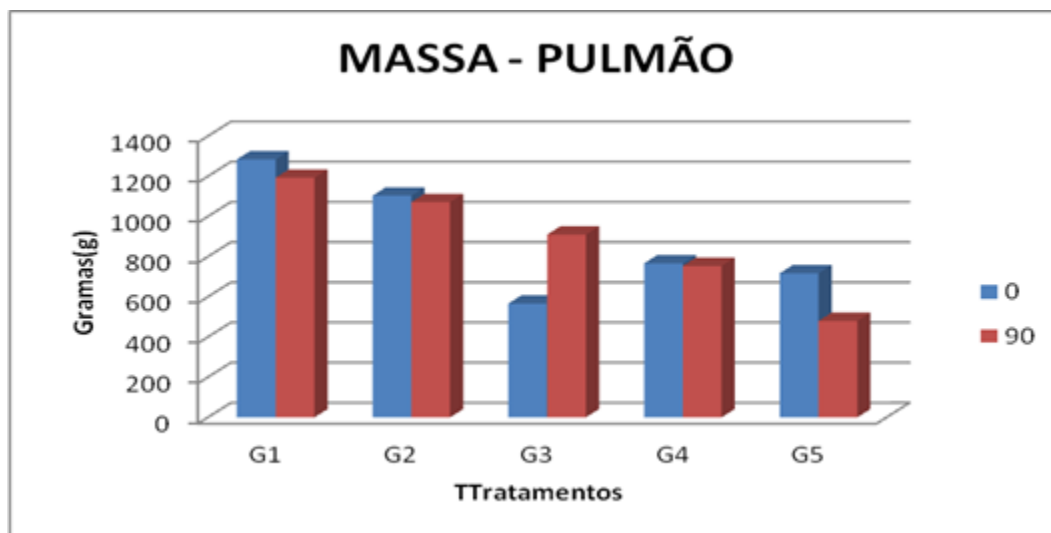


Gráfico 10: Média da massa dos pulmões (n=03), conservados em diferentes soluções: G1: solução aquosa de formol 10%; G2: solução de formol em gel 10%; G3: solução de formol em gel 15%; G4: Solução de álcool em gel 70% e G5: técnica de glicerinação modificada. Tempo inicial - 0 dia; tempo final - 90 dias.

Mesmo macroscopicamente, foi possível observar uma redução nos diâmetros das cavidades alveolares nos pulmões conservados em G2. O maior peso molecular dado pela adição do gel à formalina provavelmente acarretou uma maior suscetibilidade desse tipo de tecido aerado a sofrer compressão. Resultados semelhantes foram verificados por Araujo, (2009) em experimentação realizada com formol em gel 10% para fixação de pequenas biopsias pulmonares (Gráfico 10).

6.2. Análise das soluções conservadoras

As avaliações quanto aos meios conservantes foram: presença de precipitado, coloração, aspecto, presença de microrganismos contaminantes e odor.

A precipitação é a formação de um sólido durante a reação química, o qual é denominado precipitado. O gráfico abaixo representa em porcentagem as chances de não se encontrar precipitado nas soluções, tendo o valor 1 como normal. Como podemos observar nas soluções dos grupos G1, G2 e G3 a

incidência de se encontrar uma solução normal é de cerca de 0,7%, já no grupo G5, houve menor incidência de precipitado, tendo cerca de 0,9% de chance de se encontrar uma solução normal; diferente do G4, cuja incidência de precipitado foi a maior perante os demais grupos, tendo apenas 0,4% de chance de normalidade (Gráfico 11).

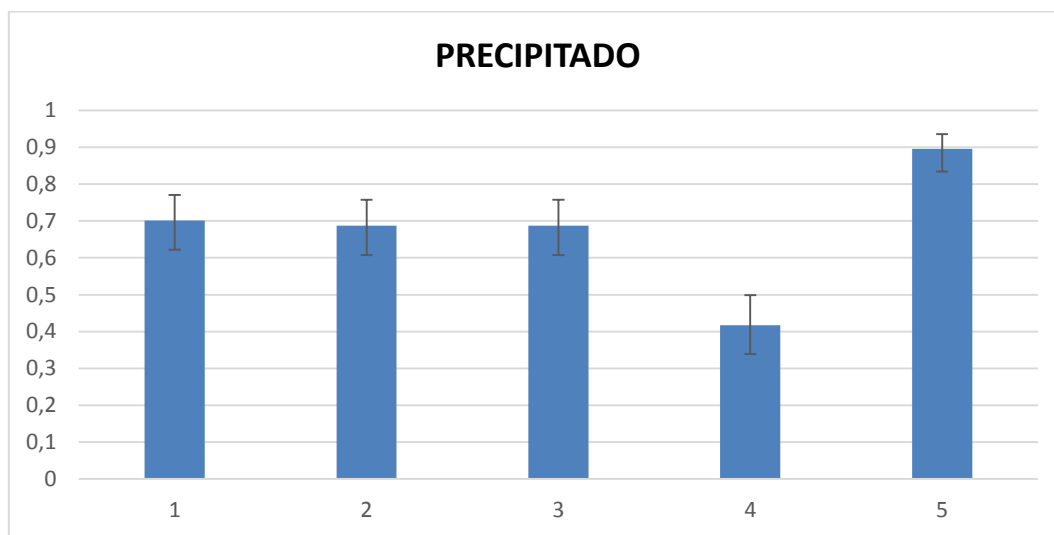


Gráfico 11: Mostra em porcentagem a chance de não se encontrar precipitado na solução, tendo o valor de 1 como normal, sendo coluna 1 grupo G1: formol aquoso 10%; coluna 2 grupo G2: formol em gel 10%; coluna 3 grupo G3: formol em gel 15%; coluna 4 grupo G4: álcool em gel 70% e coluna 5 grupo G5: glicerinação.

A avaliação de coloração foi realizada visualmente, tendo como parâmetro de comparação uma amostra da solução inicial (antes de receber a peça). O gráfico representa em porcentagem a chance de se encontrar uma coloração normal da solução, tendo como normal o valor de 1. De acordo com as análises, o grupo G2 possui cerca de 0,9% de chance de possuir uma coloração normal em relação aos demais grupos, seguido do grupo G5, já os grupos G1, G3 e G4 seguiram na média de 0,7% de normalidade. As soluções que mais interagiram com as peças, apresentaram um maior grau de anormalidade (Gráfico 12).

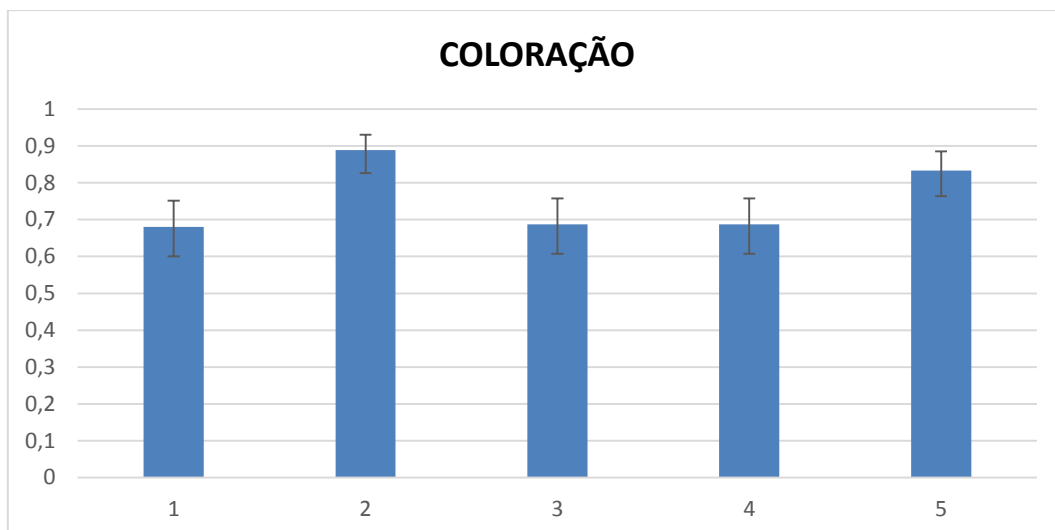


Gráfico 12: Mostra em porcentagem a chance de se encontrar uma coloração normal na solução, tendo o valor de 1 como máximo, sendo coluna 1 grupo G1: formol aquoso 10%; coluna 2 grupo G2: formol em gel 10%; coluna 3 grupo G3: formol em gel 15%; coluna 4 grupo G4: álcool em gel 70% e coluna 5 grupo G5: glicerinação.

A avaliação de aspecto foi realizada por meio de comparação da solução atual com a padrão (pré-estabelecida), apesar da presença de precipitado e alteração de coloração todas as soluções mantiveram aspecto normal durante todos os 90 dias de avaliação.

Foram realizadas análises de cultura microbiológica semeadas em agar sangue, com intuito de verificar a presença de qualquer tipo de microrganismos contaminantes. Todas as análises realizadas durante os noventa dias de avaliação nas diferentes soluções deram negativas.

Realizou-se também uma análise olfativa em relação à alteração de odor nas soluções. Todas as análises realizadas durante os noventa dias de avaliação obtiveram resultado negativo, ou seja, não apresentaram mudança de odor dentre as características de cada solução.

6.3. Análise da volatilização do formol

A avaliação da volatilização visa à mensuração dos níveis de formol presentes no ambiente. A reação do Fluoral P com o formol resulta uma amostra qualitativa de fluorescência, ou seja, quanto maior a volatilização de formol no ambiente, maior será a fluorescência (Figura 4).

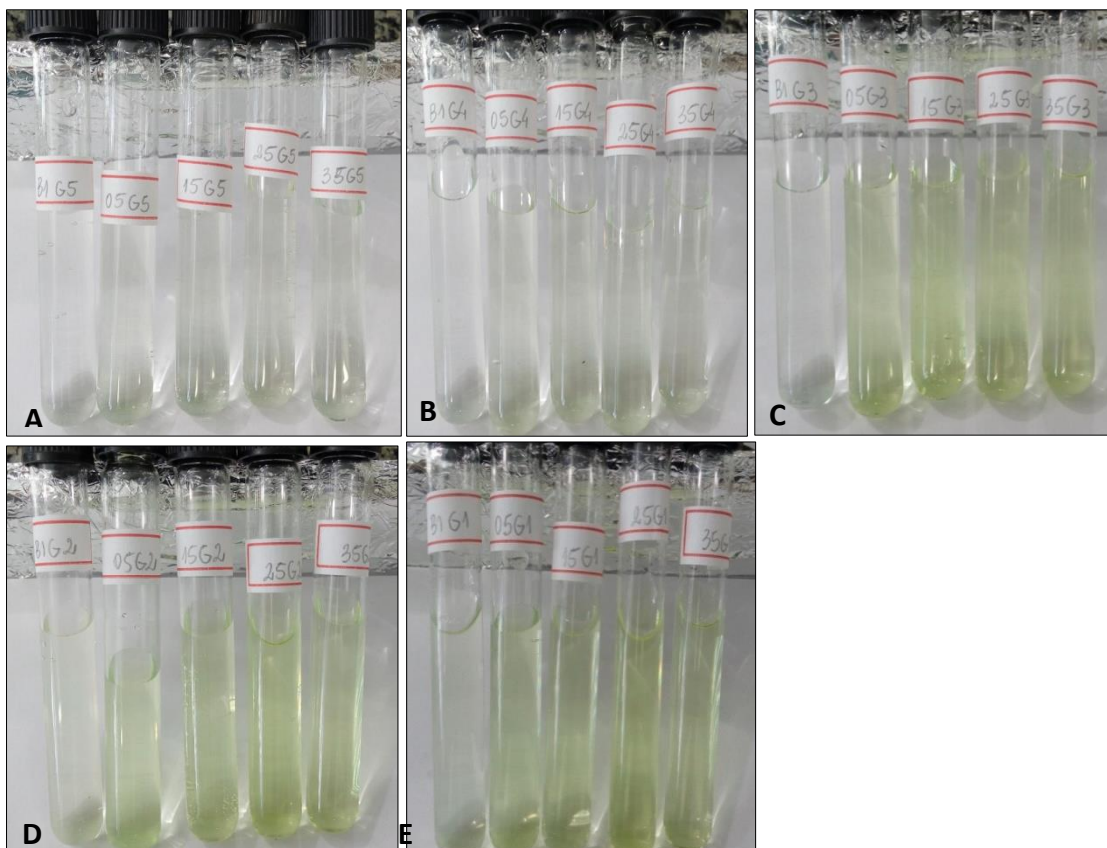


Figura 4: Soluções eluídas, das diferentes soluções conservantes. Destacando a diferença de fluorescência de cada amostra. Onde A (G5), B (G4), C (G3), D (G2), E (G1).

A leitura das eluições foram realizadas em triplicata, para obter-se uma média do nível de fluorescência.

A leitura do branco (B1) foi realizada com o intuito de medir-se a volatilização inicial do ambiente, sem a presença das peças, sendo essa subtraída da leitura final, para que se pudesse obter uma média de fluorescência de cada tempo de amostra.

De acordo com Araújo (2009), a solução de formol uma vez gelificada, minimizaria a formação de vapores pelo “aprisionamento” da molécula de aldeído ao agente gelificante. Podemos observar tal comportamento no grupo G2 a partir do tempo 5 ao 35, em comparação com o grupo G1.

O grupo G3, obteve uma fluorescência maior em todos os tempos de análise. Sua concentração de formol é 50% maior, se comparada com o G2, por isso observou-se uma fluorescência mais elevada. Mesmo em comparação com o grupo G1.

Os grupos G4 e G5 apresentaram uma fluorescência bem inferior aos demais, pois nesses dois grupos as peças só entraram em contato com o formol durante o período de fixação (gráfico 13).

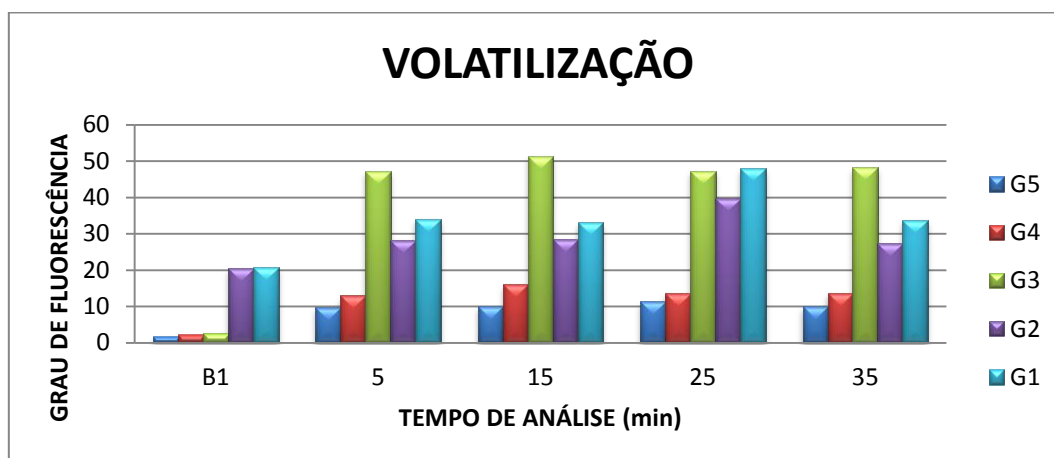


Gráfico 13: Avaliação da volatilização do formol, sendo o grupo G1: formol aquoso 10%; grupo G2: formol em gel 10%; grupo G3: formol em gel 15%; grupo G4: álcool em gel 70% grupo G5: glicerinação.

O formaldeído encontra-se agrupado no grupo de fixadores dos aldeídos e, portanto, reage com os grupos amina das proteínas e com os radicais aminados de fosfolípidios das membranas celulares. Quando se trata da fixação de proteínas, as reações mais importantes são aquelas que estabilizam as proteínas. Neste intuito, as proteínas solúveis são fixadas como as proteínas estruturais, tornando insolúveis, promovendo desta forma um aumento da força mecânica à estrutura (GUSMMAN, 2007). A difusão do formol em contato direto com o tecido é rápida, mas a penetração mais profunda está diretamente relacionada com a temperatura, osmolaridade da solução e espessura da peça. Isso porque há uma reação com as proteínas da parte externa, que diminuem o influxo de formol para o interior do tecido, à medida que o tempo passa (ROLLS, 2012). Tendo como proposta a repetição da rotina laboral da Seção de Anatomia Animal, todas as peças foram inicialmente fixadas por imersão, em solução aquosa de formol 10%, independente do tipo de tecido: compacto (rim), cavitário (estômago) e aerado (pulmão).

No tecido, a fixação pode causar alteração da estrutura terciária das proteínas através da retirada da água das células, desestabilizando as ligações hidrofóbicas (desnaturação), ou alteração da estrutura terciária das proteínas através da ligação cruzada do formaldeído com sítios específicos (ligação

cruzada) (ROLLS, 2012). A reação de ligação inicial leva 24-48h. São necessários aproximadamente 30 dias para se estabelecer a ligação química estável e covalente, de difícil quebra, proporcionando a firmeza da amostra. Cheoker (2002) afirmou que o formol tem a propriedade de degradar o DNA celular, no seu todo ou parcialmente, na dependência da concentração e do tempo de exposição (fixação) a que um determinado tecido é submetido.

A técnica de glicerinação utilizada foi capaz de promover uma diminuição nas dimensões das estruturas anatômicas (massa, comprimento e largura) de todas as vísceras avaliadas. Esses resultados corroboraram com os achados de Carvalho et al. (2013), que também relataram a manutenção da morfologia das peças conservadas em glicerina loira. Apesar de se observar uma redução considerável nas massas das diferentes vísceras tratadas pela técnica de glicerinação modificada, o referido fato não interferiu na visualização das estruturas anatômicas inerentes a cada víscera. Segundo Monteiro (1960) e Silva et al. (2008), a glicerina reduz a massa dos órgãos facilitando o seu manuseio, o que se pode considerar uma vantagem frente às peças que são conservadas em solução aquosa de formol 10%. Sendo assim, a glicerina loira (semipurificada), utilizada em nosso estudo, atendeu às exigências de uma solução conservadora capaz de preservar a morfologia das peças anatômicas.

A glicerina loira formada no processo do biodiesel é um produto de baixo custo, considerada viável para ser utilizada na técnica de glicerinação e, além disso, corresponde a um meio menos tóxico na conservação de peças anatômicas (CARVALHO et al., 2013). De acordo com MONTEIRO (1960), a glicerinação ou técnica de Giacomini permite uma melhor preservação com as vantagens de peças anatômicas mais leves; esteticamente melhores; conservação média das peças semelhantes a da formalização; baixo custo e facilidade no manuseio das mesmas (SILVA et al., 2008).

O pH das soluções fixadoras é um dos fatores mais importantes a serem considerados no momento da fixação de um material. A concentração iônica desequilibrada permite que íons livres atuem destruindo os tecidos; a neutralização dos íons livres evita a oxidação dos tecidos. Os tampões estabilizam as modificações de pH que acompanham a morte celular à medida que o fixador penetra nos tecidos (ALVES 2002).

O valor ótimo de pH nos tecidos é de 6,8 a 7. Os valores de pH das soluções testadas neste experimento no tempo zero (0), antes da colocação das peças foram: G1 (5,31); G2 (6,91), G3 (6,58), G4 (6,25) e G5 (2,90). Após 90 dias, em função da interação das peças com as soluções os valores de pH foram mensurados em : G1 (4,71); G2 (5,6), G3 (5,6), G4 (5,8) e G5 (4,94). É de suma importância que o pH dos fixadores sejam avaliados, pois podem ocasionar uma retração maior no tecido como também alterar a cor.

As peças conservadas em álcool em gel 70% obtiveram resultados diferenciados, apesar das mesmas terem mantido suas características morfológicas, a consistência friável do rim deixou a peça muito sensível ao toque, dificultando sua utilização nas aulas práticas. O bom resultado obtido nos pulmões e estômagos possibilita que este conservante seja um possível substituto para o formol. As peças conservadas em formol em gel obtiveram excelentes resultados de conservação em comparação com o grupo controle.

O grupo G2 apresentou um nível de volatilização menor que o grupo controle, o que o torna um possível substituto do formol, porém ainda havendo a necessidade de maiores estudos, objetivando principalmente a biossegurança laboral, para discentes e docentes.

Não existe solução fixadora ideal. O grande objetivo da fixação é prevenir a autólise, prevenir a ação bacteriana, manter o tecido o mais próximo do real e preservar moléculas de interesse do estudo. Neste sentido, a fixação pode apresentar os seguintes efeitos sobre os tecidos: endurecimento, solidificação, diferenciação óptica, efeitos de coloração, perda discreta da amostra e retração da amostra.

G1	Formol aquoso 10% - 100l	R\$ 80,00
G2	Formol em gel 10% - 100l	R\$ 111,91
G3	Formol em gel 15% - 100l	R\$ 151,91
G4	Álcool em gel 70% - 100l	R\$ 294,00
G5	Glicerina Loira e álcool absoluto (1:2) – 100l	R\$ 365,64

Quadro 4: Custo das soluções testadas.

O quadro acima mostra o custo de todas as soluções testadas. O valor é baseado em 100l de solução. O produto de maior valor é o álcool, com isso as soluções dos grupos G4 e G5 possuem um custo alto.

A biossegurança laboral é um fator muito importante nos laboratórios de anatomia. A diminuição do uso de conservantes como o formol otimizaria muito o estudo e o trabalho de todos que frequentam o laboratório, além de diminuir custos com a troca de alguns EPI's, como, os filtros das máscaras de carbono, a manutenção das peças e soluções.

Apesar do alto custo, as peças glicerizadas possuem um benefício muito grande por serem menos tóxicas, de fácil manuseio, não necessitam de manutenção, se comparada com as demais soluções testadas. Sendo assim a utilização dessas peças no laboratório de anatomia, melhoraria o ambiente laboral para os estudos e trabalho dos profissionais ali presentes.

7. CONCLUSÃO

De acordo com os resultados concluímos que o formol em gel 10% volatilizou menos que os demais, porém ainda há a necessidade de maiores estudos quanto à volatilização desta solução.

A glicerinação é uma técnica eficiente e menos tóxica. Apesar do custo elevado, apresentou melhor custo benefício em relação as outras técnicas testadas, pois a técnica não requer manutenção e proporciona otimização no quesito armazenamento de peças em acervos anatômicos.

O álcool em gel 70% também se mostrou um vantajoso meio conservante de peças anatômicas, Apesar de possuir um baixo índice de volatilização é uma solução de alto custo.

A solução conservante deve ser eleita em função do volume e do tipo de tecido das peças anatômicas . (Mari falar melhor sobre isso. Tecido compacto, aerado e oco)

Pesquisas em prol de uma solução conservadora eficiente, de baixo custo e afinada com a legislação de biossegurança laboral devem ser perseguidas e seus resultados praticados nos laboratórios de Anatomia.

8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Agency for Toxic Substances and Disease Registry – ATSDR (1999) **Toxicological Profile for Formaldehyde.**

ALMEIDA, I. F.; BAHIA, M. F.. **Reologia: interesse e aplicações na área cosmético-farmacêutica.** Cosmet. Toiletries, v. 15, n. 3 , p.96-100, maio/jun. 2003.

ALVARENGA, J. **Possibilidades e limitações da utilização de membranas biológicas preservadas em cirurgia.** In DALECK, C.R. Tópicos em cirurgia de cães e gatos. Jaboticabal: Fundação de estudos e pesquisas em Agronomia – Universidade Estadual Paulista, 1992. P. 33-39.

ALVES, A. **Análises histopatológicas:** porque demoram os resultados. In: Congresso de Ciências veterinárias, 2002. p. 239-47.

ANVISA - **Agência Nacional de Vigilância Sanitária.** Disponível em: http://www.anvisa.gov.br/servicosaude/controle/controle_alcool.pdf. Acesso em: 13/06/2015.

ARAÚJO, S. B. **Desenvolvimento e teste da formalina-gel para fixação de pequenas biópsias: uma alternativa biossegura.** Recife. 2009.

ARDILES, I.C.A.S.; PALMAS, M.B. **Estudo comparativo entre as técnicas de formolização e glicerinação para a conservação de peças anatômicas.** Universidade Federal Rural de Pernambuco - Recife 2009.

BRAZ, P. R. P. **Método didático aplicado ao ensino da anatomia humana.** Anuário da Produção Acadêmica Docente, v. 3, n. 4, p. 303-310, 2009. cadáveres do Departamento de Anatomia da UFPR. Curitiba. Universidade

CARVALHO, Y. K.; ZAVARIZE K.C; MEDEIROS, L. S. & BOMBONATO, P.P. 2013. **Avaliação do uso da glicerina proveniente da produção de biodiesel na conservação de peças anatômicas.** Pesq. Vet. Bras. 33(1):115-118.

CETESB. **Divisão de Toxicologia, Genotoxicidade e Microbiologia Ambiental.** Julho 2012.

CHEOCKER, P. **The effect of formalin-fixed tissue in DNA molecule.** The Chemistry World. 2002; 33: 232-235.

CORRÊA, W.R. **Isolamento e Identificação de fungos e filamentos encontrados em peças anatômicas conservadas em solução de formol a 10%.** São José dos Campos. 2003. 59p. Dissertação (Mestrado em Ciências

Biológicas) – Programa de Pós-graduação em Ciências Biológicas do Instituto de Pesquisa e Desenvolvimento da Universidade do Vale do Paraíba, 2003.

COSTA, M. A. F.; COSTA, M. F. B. **Biossegurança de A a Z. 2.** Edição. Rio de Janeiro: Publit, 2009.

COSTA, M. A. F.; COSTA, M. F. B. **Entendendo a Biossegurança: epistemologia e competências para área de saúde.** Rio de Janeiro: Publit, 2006.

COSTA, M. A. F.; COSTA, M. F. B. **Segurança e Saúde no Trabalho: cidadania, competitividade e produtividade.** Rio de Janeiro: Qualitymark, 2005.

COSTA, T. F.; FELLI, V. E. A. **Exposição dos trabalhadores de enfermagem às cargas químicas em um hospital público universitário da cidade de São Paulo.** Revista Latino-Americana de Enfermagem, v. 13, n. 4. 2005.

CURIA, L. R; CÉSPEDES, L; NICOLETTI, J. **Segurança e medicina do trabalho.** 9. ed. Atual. São Paulo: Saraiva, 2012.

FIOCRUZ. **Conceitos e métodos para a formação de profissionais em laboratórios de saúde: volume 1.** Fundação Oswaldo Cruz. Rio de Janeiro: EPSJV; IOC, 2009.

FORNAZIERO, C. C.; GIL, C. R. R. **Novas tecnologias aplicadas ao ensino da anatomia humana.** Revista brasileira de educação médica, v. 27, n. 2, p. 141-146, 2003.

FRANCESCHINI, L.J.; CARVALHO, V.C. **Exposição ao formaldeído em anatomia: um risco à saúde ocupacional.** Revi. Bras. Ciências. Morfológicas, v. 10, n. 2, 1993.

GIGEK, T.; NETO, A.C.A.; OLIVEIRA, J.E.M.; CARVALHO, W.L; PEREIRA, F.V. **Estudo analítico da técnica de glicerinação empregada para a conservação de peças anatômicas de bovinos.** SICUD, 2009.

GUSMMAN, T.; **An disorder in DNA by action of formalin.** Scrabber Review of Genetic; 2007; 232-233.

Hospitalares de anatomia patológica. [Tese de doutorado]. Lisboa: Escola Nacional

IARC (International Agency for Research on Cancer). 2006. **IARC monographs on the evaluation of carcinogenic risks to humans.** Vol.88: Formaldehyde, 2-butoxyethanol, and 1-tert-butoxypropan-2-ol. Lyon, France.

In: MASTROENI, M. F. **Biossegurança: aplicada a laboratórios e serviços de saúde**. São Paulo: Atheneu, 2004.

INSTITUTO NACIONAL DO CÂNCER (INCA). **Formol ou formaldeído: Banco de Dados**.2009 Disponível em: <http://www.inca.gov.br>. Acessado em 10 de junho de 2015.

KARAM, R. G; CURY, F. S; AMBRÓSIO, C. E; MANÇANARES, C. A. F. **Uso da glicerina para a substituição do formaldeído na conservação de peças anatômicas**. Pesquisa Veterinária Brasileira 36(7):671-675, julho 2016.

KIMURA, A. K.; CARVALHO, W. L. **Estudo da relação custo x benefício no emprego da técnica de glicerinação em comparação com a utilização da conservação por formol**. (Monografia) - Universidade Estadual Paulista, Julio de Mesquita Filho, Araraquara - São Paulo, 2010.

KNOTHE, G.; GERPEN, J. V.; KRAHL, J.; RAMOS, L. P. **Manual de Biodiesel**. 1thed., Edgard Blücher: São Paulo, 2006.

KRUG, L.; PAPPEN, F.; ZIMERMANN, F.; DEZEN, D.; RAUBER, L.; SEMMELMANN, C.; ROMAN, L.I.; BARRETA, M.H. **Conservação de peças anatômicas com glicerina loira**. Concórdia – SC. Instituto Federal Catarinense, 2011.

LEITE, J.B.F et al. **A glicerina e a preservação de tecidos**. Revista Paulista de Medicina, v.93, p.81-84, 1979.

LIMA, Tânia Mara Azevedo de. **Exposição aos agentes químicos, físicos e biológicos**. 2011. Universidade Estadual Paulista Julio de Mesquita Filho – Unesp – Jaboticabal.

MAIA CAMPOS, P. M. B. G.; BONTEMPO, E. M. B. G.; LEONARDI, G. R. **Formulário dermocosmético**. São Paulo: Tecnopress Editora e Publicidade. 1999.v.2.p.37-38.

MCNARY,J.E; JACKSON, E.M. **Inhalation exposure to fotmaldehyde and toluene in the same occupational and consumer setting**. Inhal Toxicol,v. 19, n 6-7, .573-576, 2007.

MONTEIRO, A. U. 1960. **Montagem de parasitas, artrópodes e peças anatômicas em meio sólido**.Revista Inst. Med. Trop. São Paulo, 2:121-124.

NASCIMENTO U.M.,VASCONCELOS A.C.S., AZEVEDO E.B. & SILVA F.C. 2009. **Otimização da produção de biodiesel a partir do óleo de coco babaçu com aquecimento por microondas**. Eclet. Quím. 34:37- 48.

NASCIMENTO, I.L.O; SCHAER, R.E; MEYER, R. FREIRE, S.M. **Biossegurança no Laboratório de diagnóstico e de Pesquisa**. Manual de Biossegurança, Parte III. Cap. 13. P 10. 2001.

NATIONAL RESEARCH COUNCIL. **Committee on Aldehydes, Formaldehyde and Other Aldehydes**. National Academy of Science Press Washington D. C. 1981.

NISHIDE, V. M.; BENATTI, M. C. C. **Riscos ocupacionais entre trabalhadores de enfermagem de uma unidade de terapia de terapia intensiva**. Revista da Escola de Enfermagem da USP, v. 38, n. 4, p. 406-414, 2004.

OLIVEIRA, I. M. et. al. **Análise de peças anatômicas preservadas com resina de poliéster para estudo em anatomia humana**. Rev Col Bras. 2013.

OLIVEIRA, S.V.W.B. **Avaliação da degradação e toxicidade de formaldeído em reator anaeróbio horizontal de leito Fixo**. 2001.

PEIXINHO, S. **Departamento de Zoologia**. Universidade Federal da Bahia. Disponível em: <http://www.zoo1.ufba.br/teclab1.html>. Acessado em: 15/06/2016.

PIGOSSI, N. **Implantação de dura-mater homogênea conservada em glicerina – estudo experimental em cães**. 1964. 4f. Tese Doutorado – Faculdade de Medicina de São Paulo, Universidade de São Paulo.

PINA, C.D.S. **Avaliação da exposição profissional ao formaldeído: Efeito genotóxico**. Tese Mestrado. Universidade do Porto. 2010.

PINHEIRO, H. I. C; JESUS, D. S; CRUZ, F. **Importância do monitoramento do formaldeído em ambientes hospitalares utilizando o reagente Fluoral “P” e detecção espectrofluorimétrica**. Anais do I Congresso Nacional da Abdeh – IV Seminário de Engenharia Clínica – 2004

RODRIGUES, H. **Técnicas Anatômicas**. 1998.

RODRIGUES, H. **Técnicas Anatômicas**. 2. ed. Vitória: Arte Visual, 2005.

RODRIGUES, H. **Técnicas anatômicas**. 4. ed. Vitória. GM. Gráfica e Editora 2010.

RODRÍGUEZ, R. H.; DESPAIGNE, S. C.; BETANCOURT, O. V. **Evaluación cuantitativa de eficacia de un esterilizador químico que emplea formaldehído 2 % en fase de vapor a bajas temperaturas**. Rev. Cubana Invest. Biomed, v. 25, n. 1, p. 1-10, 2006.

ROLLS, G. **The process of fixation and the nature of fixatives.** Leica Biosystems. Manual, 2012.

RZYBYSZ, C. H; SCOLIN, E; FORCATO, A; ARAÚJO, K; COSTA, L. **Avaliação do possível crescimento e resistência de espécies fúngicas ao formol.** Revista Saúde e Pesquisa, v. 02, n.03, p. 325-331, set/dez. 2009.
Saúde do Trabalho e Meio Ambiente, v. 5, n. 2, p. 1-14, 2010.

SBRT. **Serviço Brasileiro de Respostas Técnicas. Resposta Técnica.** Disponível em: <http://www.sbrt.ibict.br>. Acesso em: 15/06/2015a

SBRT. **Serviço Brasileiro de Respostas Técnicas. Resposta Técnica.** Disponível em: <http://www.sbrt.ibict.br>. Acesso em: 15/06/2015b.

SILVA, E.M., et al.; **Estudo analítico da técnica de glicerinação empregada para conservação de peças anatômicas.** Cadernos UniFOA, Volta Redonda, ano 3, Edição Especial, maio 2008.

SILVA, L. R.; PELAEZ, V.; VALLE, S. Implementação da Lei de Biossegurança no Brasil. In: COSTA, M. A. F.; COSTA, M. F. B. (Orgs.). **Biossegurança de OGMs: uma visão integrada.** Rio de Janeiro: Publit, 2009.

SILVEIRA, T. B; MEDEIROS, L. S; SOUZA, S. F; PERUQUETTI, R. C; CARVALHO, Y. C. **Estudo comparativo do uso do formol e glicerina semi-purificada na conservação de peças anatômicas e sua relação com ensino-aprendizagem.** Universidade Federal do Acre, 2014. ENCICLOPÉDIA BIOSFERA, Centro Científico Conhecer - Goiânia, v.10, n.19; p. 2014.

SKARABA, I; NICKEL, R.; WOTKOSKI, S. R. **Barreiras de contenção: EPIs e EPCs. Técnicas de Laboratório 2: Manutenção de cutelaria e vidraria, preparação de espécimes.** 2004.

VERONEZ, D. A. L., FARIAS, E. L. P., FRAGA, R., PETERSEN, M. L., SILVEIRA, J.R. P. **Potencial de risco para a saúde ocupacional de docentes, pesquisadores e técnicos de anatomia expostos ao formaldeído.** Revista de Gestão Integrada em Saúde do Trabalho e Meio Ambiente, v. 5, n. 2, p. 1-14, 2010.

VERONEZ, D. A. L.; FARIAS, E. L. P.; FRAGA, R.; FREITAS, R. S.; PETERSEN, M. L. **Relatório Técnico da Análise histomorfológica comparativa dos diferentes procedimentos técnicos empregados para a conservação de cadáveres** do Departamento de Anatomia da UFPR. Curitiba. Universidade Federal do Paraná. 2009, 20p.

VERONEZ, D. A. L.; FARIAS, E. L. P.; FRAGA, R.; FREITAS, R. S.; PETERSEN, M. L. **Relatório Técnico da Análise histomorfológica**

comparativa dos diferentes procedimentos técnicos empregados para a conservação de cadáveres do Departamento de Anatomia da UFPR. Curitiba. Universidade Federal do Paraná. 2009, 20p.

VERONEZ, D.A.L.; FARIAS, E.L.P.; FRAGA, R.; FREITAS, R.S.; PETERSEN, M.L.; SILVEIRA, J.R.P. **Potencial de risco para a saúde ocupacional de docentes, pesquisadores e técnicos de anatomia expostos ao formaldeído.** Curitiba, 2006.

VIEGAS SPC. **Estudo da Exposição Profissional a formaldeído em laboratórios hospitalares de anatomia patológica.** [Tese de doutorado]. Lisboa: Escola Nacional de Saúde Pública; 2010.

WEIGLEIN, A.H. **Preservation and Plastination.** Clínica Anatomy. Vol 15. Issue 6. 2002. Pg. 445.

YASSER H. & TOLBA E.S. 2009. **Educational objectives of diferente laboratory types:** a comparative study. Int. J. Computer Sci. Inform. Security 6(2):89-96.