

**UNIVERSIDADE ESTADUAL DE MARINGÁ**  
**CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS**  
**DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINÁRIA**  
**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM PRODUÇÃO SUSTENTÁVEL E SAÚDE**  
**ANIMAL**

**CRIODESIDRATAÇÃO DE RINS E CORAÇÕES DE SUÍNOS UTILIZANDO**  
**ESTUFA DE AR COM VENTILAÇÃO FORÇADA**

LÍGIA GRISÓLIA DO CARMO

Umuarama – PR

Setembro – 2017

LÍGIA GRISÓLIA DO CARMO

**CRIODESIDRATAÇÃO DE RINS E CORAÇÕES DE SUÍNOS UTILIZANDO  
ESTUFA DE AR COM VENTILAÇÃO FORÇADA**

Dissertação apresentada ao Programa de pós-graduação em Produção Sustentável e Saúde Animal da Universidade Estadual de Maringá – campus Umuarama como parte das exigências para obtenção do título de mestre.

**Orientadora:** Maria José Baptista Barbosa

**Coorientadora:** Bárbara Cristina Mazzucatto

**Umuarama – PR**

**Setembro – 2017**

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO SUSTENTÁVEL E SAÚDE ANIMAL

TERMO DE APROVAÇÃO

LIGIA GRISÓLIA DO CARMO

**CRIODESIDRATAÇÃO DE RINS E CORAÇÕES DE SUÍNOS UTILIZANDO  
ESTUFA DE AR COM VENTILAÇÃO FORÇADA**

Dissertação aprovada como requisito parcial para obtenção grau de Mestre no curso de Pós-Graduação em Produção Sustentável e Saúde Animal, Área de concentração Saúde Animal, Campus Avançado de Umuarama, Universidade Estadual de Maringá pela seguinte banca de examinadores:

---

Prof<sup>a</sup>. Dra. Maria José Baptista Barbosa  
Presidente/orientadora: Universidade Estadual de Maringá

---

Prof. Dr. Leandro Luís Martins  
Membro: Universidade Estadual de Maringá

---

Prof. Dr. Claudio Alessandro Massamitsu Sakamoto  
Membro: Universidade Estadual de Maringá

---

Prof<sup>a</sup>. Dra. Adriana Aparecida Pinto  
Membro: Universidade Estadual de Maringá.

## **Agradecimento**

Primeiramente a Deus!

A minha família, ao meu pai **Wilson Grisólia do Carmo** (*in memoriam*), minha mãe **Neide Baggio Lugli do Carmo** por todo amor, carinho e incentivo aos estudos. Ao meu esposo **Everaldo Costa** pelo apoio e companheirismo, ao meu filho **Matheus Grisólia Costa** por me fazer querer ser melhor a cada dia.

A minha orientadora **Prof<sup>a</sup>. Dra. Maria José Baptista Barbosa** pela oportunidade, ensinamentos e confiança depositada.

A minha coorientadora **Prof<sup>a</sup>. Dra. Barbara Cristina Mazzucatto**, pelos ensinamentos, carinho e receptividade.

Aos docentes da Anatomia Veterinária **Prof. Dr. Leandro Luís Martins** e **Prof. Dr. Fabrício Singaretti de Oliveira**, pelos ensinamentos profissionais, paciência e disposição.

A Médica Veterinária **Gisela Cristiane Ferraro** pela atenção concedida no auxílio estatístico deste trabalho.

A minha amiga, parceira de pós graduação **Vanessa Kelly Capoia Vignoto**, pela amizade, incentivo e companheirismo.

## **Resumo**

Para o estudo da anatomia animal, muitas técnicas já foram empregadas, principalmente para a conservação estrutural dos órgãos; possibilitado aos acadêmicos e profissionais, reconhecer o formato dos órgãos de diferentes espécies animais. A técnica da criodesidratação aplicada em vísceras ocas, parenquimatosas e músculos, promove a obtenção de material facilmente acondicionável, com perda de peso em torno de 70%, com grande durabilidade e, principalmente, de baixo custo. Objetivou-se com este trabalho, confeccionar peças anatômicas para o estudo em aulas práticas mediante a realização da técnica de criodesidratação com o uso de estufa de ar com ventilação forçada. Para isso foram utilizados 48 vísceras de suínos, sendo 12 rins inteiros, 12 rins seccionados medianamente, 12 corações inteiros e 12 corações seccionados medianamente. As vísceras foram obtidas em um frigorífico, sendo formolizadas, congeladas em freezer a - 18°C e secas em estufa de ar com ventilação forçada a 25°C. Com essa técnica foi possível confeccionar peças anatômicas mais leves, sem cheiro, sem produtos químicos para a manutenção e boa preservação das estruturas anatômicas. Todos os órgãos reduziram de 60 a 70% do peso inicial. Os rins seccionados tiveram essa perda em média de 9 dias; os rins inteiros 16 dias; corações seccionados em 28 dias e os corações inteiros em 39 dias. A técnica de criodesidratação utilizando estufa de ar com ventilação forçada a 25°C mostrou-se eficiente na preparação de peças para as aulas práticas, permitindo clara evidência das estruturas anatômicas.

**Palavras-chave:** Conservação de peças anatômicas; desidratação; formaldeído.

## **Abstract**

Many techniques have already been used for the study of animal anatomy, mainly for structural conservation of organs; it has been possible for academics and professionals to recognize the shape of organs of different animal species. The technique of cryodeshydration applied in hollow viscera, parenchyma and muscles, promotes the obtainment of easily conditioned material, with weight loss around 70%, with great durability and, mainly, low cost. The objective of this work was to make anatomical pieces for the study in practical classes by performing the cryodeshydration technique with the use of air oven with forced ventilation. For this purpose were used 48 viscera swine been 12 whole kidneys, 12 medium sectioned kidneys, 12 whole heart sand 12 medium sectioned hearts. The viscera were obtained in a slaughterhouse, and then formolized, frozen in a freezer at  $-18^{\circ}\text{C}$  and dried in a greenhouse of with forced ventilation at  $25^{\circ}\text{C}$ . With this technique it was possible to make lighter an atomical pieces, with outs mell, without chemical products and good conservation of the anatomical structures. All organs reduced from 60 to 70% of the initial weight. The sectioned kidneys had an average loss of 9 days; whole kidneys 16 days; sectioned hearts in 28 days and whole hearts in 39 days. The cryodeshydration technique using  $25^{\circ}\text{C}$  forced ventilation air heater proved to be efficient in the preparation of parts for the practical classes, allowing clear evidence of anatomical structures

**Key-words:** Conservation anatomical pieces; dehydration; formaldehyde.

## **Lista de Ilustrações**

### **Lista de Figuras**

- Figura 1** – Morfologia externa dos rins. Em A, rim de cão. Em B rim de suíno. Em C, rim de eqüino. Em D rim de bovino (DYCE; SACK; WENSING 2010).....13
- Figura 2** – Morfologia interna do rim. Em 1, córtex renal. Em 2, medula renal. Em 3, papilas renais. (Arquivo pessoal) .....15
- Figura 3** – Morfologia interna do rim. (Arquivo pessoal).....15
- Figura 4** – Fotografia de coração de equino seccionado medianamente (KÖNIG & LIEBICH, 2016).....20
- Figura 5** – Fotografia da injeção de formaldeído em coração de suíno .....26
- Figura 6** – Em A fotografia de corações de suínos acondicionados em caixa plástica contendo formaldeído a 10%. Em B fotografia de rins de suínos acondicionados em caixa plástica contendo formaldeído a 10%..... 27
- Figura 7** – Em A, fotografia de rins de suínos logo após serem retirados do formol sem dissecação. Em B fotografia de rins de suínos dissecados após a retirada do formol. ....27
- Figura 8** – Em A e B fotografia demonstrando a secção mediana em rins de suínos. Em C e D fotografia demonstrando a secção mediana em coração de suíno.....28
- Figura 9** – Fotografia da balança utilizada para a pesagem das peças anatômicas.....28
- Figura 10** – Em A fotografia dos rins de suínos acondicionados no freezer. Em B fotografia de rins de suínos retirados do freezer após o período de 20 dias de fixação no formol..... 29
- Figura 11** – Em A, fotografia da estufa de ar com ventilação forçado (Ls Logen Scientific – nova ética modelo 400/4nd). Em B fotografia das peças anatômicas congeladas dentro da estufa para o início do período de secagem..... 29

<b>Figura 12</b> - Porcentagem de perda de água dos rins inteiros de suíno secos em estufa a 25°C ao longo do tempo. Onde de R1 a R12 representa em ordem crescente as 12 amostras secas na estufa.....	<b>31</b>
<b>Figura 13</b> - Fotografia de rim de suíno criodesidratado em estufa. Em 1, artéria renal. Em 2, ureter. Em 3 veia renal. Em 4 margem lateral. Em 5 margem medial. Em 6 pólo caudal. Em 7 pólo cranial e em 8 face ventral.....	<b>32</b>
<b>Figura 14</b> - Porcentagem de perda de água dos rins seccionados de suíno processados em estufa a 25°C ao longo do tempo. Onde de R1 a R12 representa em ordem crescente das 12 amostras secas na estufa.....	<b>34</b>
<b>Figura 15</b> - Fotografia de rins de suínos seccionados medianamente criodesidratados em estufa de ar com ventilação forçada a 25°C.....	<b>35</b>
<b>Figura 16</b> - Fotografia de rim seccionado de suíno criodesidratado em estufa. Em 1, calice maior. Em 2, Medula renal. Em 3 papilas renais. Em 4 cálice menor. Em 5 cálice maior.....	<b>35</b>
<b>Figura 17</b> - Porcentagem de perda de água dos corações inteiros de suíno secos em estufa a 25°C ao longo do tempo. Onde de C1 a C12 representa em ordem crescente as 12 amostras secas na estufa. ....	<b>37</b>
<b>Figura 18</b> - Vista lateral esquerda. Em AD, átrio direito. Em VD, ventrículo direito. Em AE atrio esquerdo. Em VE, ventrículo esquerdo.....	<b>37</b>
<b>Figura 19</b> - Porcentagem de perda de água dos corações inteiros de suíno secos em estufa a 25°C ao longo do tempo. Onde de C1 a C12 representa em ordem crescente as 12 amostras secas na estufa. ....	<b>39</b>
<b>Figura 20</b> - Fotografia de coração seccionado de suíno após a criodesidratação em estufa de ar com ventilação forçada. Em 1 músculos pectíneos. Em 2 aorta. Em 3 trabéculas cárneas. Em 4 artéria coronária. Em 5 valvas bicúspides. Em 6 cordas tendíneas. Em 7 músculos papilares. Em 8 septo interventricular. Em 9 miocárdio. Em 10 endocário. Em 11 epicárdio. Em 12 ápice.....	<b>40</b>



## **Lista de tabelas**

<b>Tabela 1</b> - Divisão dos grupos para o estudo de peças anatômicas de suínos submetidos à preservação por criodesidratação com estufa de ar com ventilação forçada a 25°C.....	<b>25</b>
<b>Tabela 2</b> - Dias de secagem das amostras de rins inteiros de suínos criodesidratados em estufa de ar com ventilação forçada.....	<b>31</b>
<b>Tabela 3</b> - Dias de secagem das amostras de rins seccionados de suínos criodesidratados em estufa de ar com ventilação forçada.....	<b>33</b>
<b>Tabela 4</b> - Dias de secagem das amostras de corações inteiros de suínos criodesidratados em estufa de ar com ventilação forçada.....	<b>36</b>
<b>Tabela 5</b> - Dias de secagem das amostras de corações seccionados de suínos criodesidratados em estufa de ar com ventilação forçada.....	<b>38</b>

## Sumário

<b>2 - Revisão Bibliográfica .....</b>	<b>11</b>
2.1 - Introdução.....	11
2.2– Estudo da Anatomia.....	11
2.3. – Os rins .....	12
2.3.1 - Forma e cor.....	13
2.3.2 – Arquitetura renal.....	13
2.3.3 – Pelve renal.....	16
2.4– O coração .....	16
2.4.2 – Forma e topografia do coração.....	16
2.4.3 – Compartimentos do coração .....	17
2.5 – Fixadores .....	20
2.7 – Criodesidratação.....	23
2.8 – Secagem em estufa .....	24
<b>3 - Objetivos .....</b>	<b>25</b>
3 1 – Objetivo Geral .....	25
<b>5 - Resultados .....</b>	<b>30</b>
<b>6 - Discussão.....</b>	<b>40</b>
<b>7- Conclusão .....</b>	<b>42</b>
<b>8- Referências .....</b>	<b>43</b>

## **2 - Revisão Bibliográfica**

### **2.1 - Introdução**

A anatomia é uma ciência que permite o estudo por meio da observação direta das peças e cortes anatômicos a fim de proporcionar um entendimento completo das estruturas, arquitetura, valor morfológico, ou seja, razão da sua existência e a função que desempenham e sua relação espacial (KREMER; SCHUBERT; BONFÍGLIO, 2011).

A preocupação quanto à conservação de peças anatômicas é milenar, pois o uso de peças cadavéricas são indispensáveis para o ensino, contribuindo com a melhora das habilidades aplicativas, assimilativas e compreensivas da disciplina (CURY; CENSONI; AMBRÓSIO, 2013).

Uma alternativa para estudo em aulas práticas é o uso das peças frescas, porém seu uso em rotina do laboratório é inviável, pois teria que haver uma constante reposição das mesmas (FEIJÓ, 2004; RODRIGUES, 2010).

Para que sejam realizados estudos por tempo superior ao de autólise e sem ação de microorganismos, é necessário métodos de fixação e preservação (WEIGLEIN, 2002). Os fixadores mais comuns são o formaldeído, a glicerina, o álcool etílico e o fenol. Ao empregar uma técnica para conservação de determinada estrutura, podemos ter a finalidade de preservar a forma, cor, aparência, dimensões e relações dos órgãos. Além do que, deve ser analisado se a técnica possibilita o fácil acondicionamento, a inutilização de fixadores (formol) na conservação e manutenção, o baixo custo para execução, a durabilidade e o peso das peças (MIRANDA-NETO, 1990; RODRIGUES, 1998; DI DIO, 2002).

A criodesidratação é um método de conservação que utiliza formaldeído como fixador, e após a fixação as peças sofrem congelamento e descongelamento até sua desidratação. Esse método é muito eficaz, porém o ponto negativo é a relativa demora para a desidratação no processo de congelamento e descongelamento ao ar livre (SILVA et al., 2013).

### **2.2– Estudo da Anatomia**

A anatomia é uma disciplina da área básica de extrema importância desde a antiguidade, principalmente para profissionais que futuramente atuarão com cirurgia,

sendo assim, trata-se de uma disciplina que requer toda a didática necessária para facilitar o aprendizado (SALADINO, 2010).

As aulas práticas devem ajudar no desenvolvimento de conceitos científicos, além de permitir que os estudantes aprendam como abordar objetivamente o seu mundo e como desenvolver soluções para problemas complexos. Além disso, as aulas práticas servem de estratégia e podem auxiliar o professor a retomar um assunto já abordado, construindo com seus alunos uma nova visão sobre um mesmo tema. Quando compreende um conteúdo trabalhado em sala de aula, o aluno amplia sua reflexão sobre os fenômenos que acontecem à sua volta e isso pode gerar, conseqüentemente, discussões durante as aulas fazendo com que os alunos, além de exporem suas idéias, aprendam a respeitar as opiniões de seus colegas de sala (LUNETTA, 1991).

O ambiente laboratorial desperta curiosidade e, conseqüentemente, o interesse do aluno, visto que a sua estrutura pode facilitar, entre outros fatores, a observação de fenômenos estudados em aulas teóricas. O uso deste ambiente também é positivo quando as experiências em laboratório estão situadas em um contexto histórico-tecnológico, relacionadas com o aprendizado do conteúdo de forma que o conhecimento empírico seja testado e argumentado, para enfim acontecer a construção de idéias. Além disso, nessas aulas, os alunos têm a oportunidade de interagir com as montagens de estruturas específicas que normalmente não têm contato em um ambiente com caráter mais informal do que o ambiente da sala de aula (BORGES, 2002).

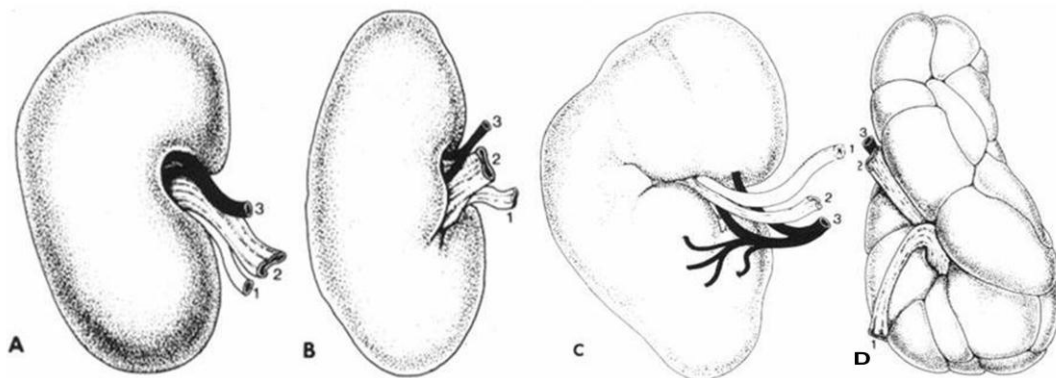
### 2.3. – Os rins

O sistema urinário compreende um par de rins que produzem urina a partir do sangue; os ureteres que conduzem a urina dos rins; a bexiga, onde a urina fica armazenada até que possa ser convenientemente liberada; e a uretra pela qual finalmente desemboca ao meio exterior. A principal função do rim é manter a composição dos líquidos corporais dentro do âmbito fisiológico. Ele remove produtos finais do metabolismo e excreta substâncias do sangue pela filtração do plasma. Os rins possuem também funções endócrinas, consiste na produção de dois hormônios: a renina que desempenha um papel vital na regulação da pressão sanguínea

sistêmica e a eritropoietina, que influencia a eritropoiese (DYCE; SACK; WENSING; 2010).

### 2.3.1 - Forma e cor

Os rins são órgãos de cor pardoavermelhada, cuja forma varia consideravelmente entre os mamíferos domésticos. A forma básica se assemelha a um grão de feijão como ocorre no cão, no gato, no ovino e no caprino. O rins de suíno são mais achatados e alongados, o rim direito do equino possui forma de coração, enquanto o rim esquerdo apresenta forma intermediária entre um grão de feijão e uma pirâmide. O rim bovino possui uma forma oval irregular e sua superfície apresenta fissuras que dividem o órgão em diversos lobos. Os rins dos outros mamíferos domésticos possuem uma superfície lisa. Os rins pode ser descrito em suas faces dorsal e ventral, margens lateral e medial, e extremidades ou pólos cranial e caudal. A margem media do rim possui uma depressão que forma o hilo renal, por onde a origem dilatada do ureter, a pelve renal deixa o rim, e vasos e nervos renais o penetram conforme a figura 1 (SCHALLER, 1999; DYCE; SACK; WENSING; 2010; KÖNIG & LIEBICH, 2016).



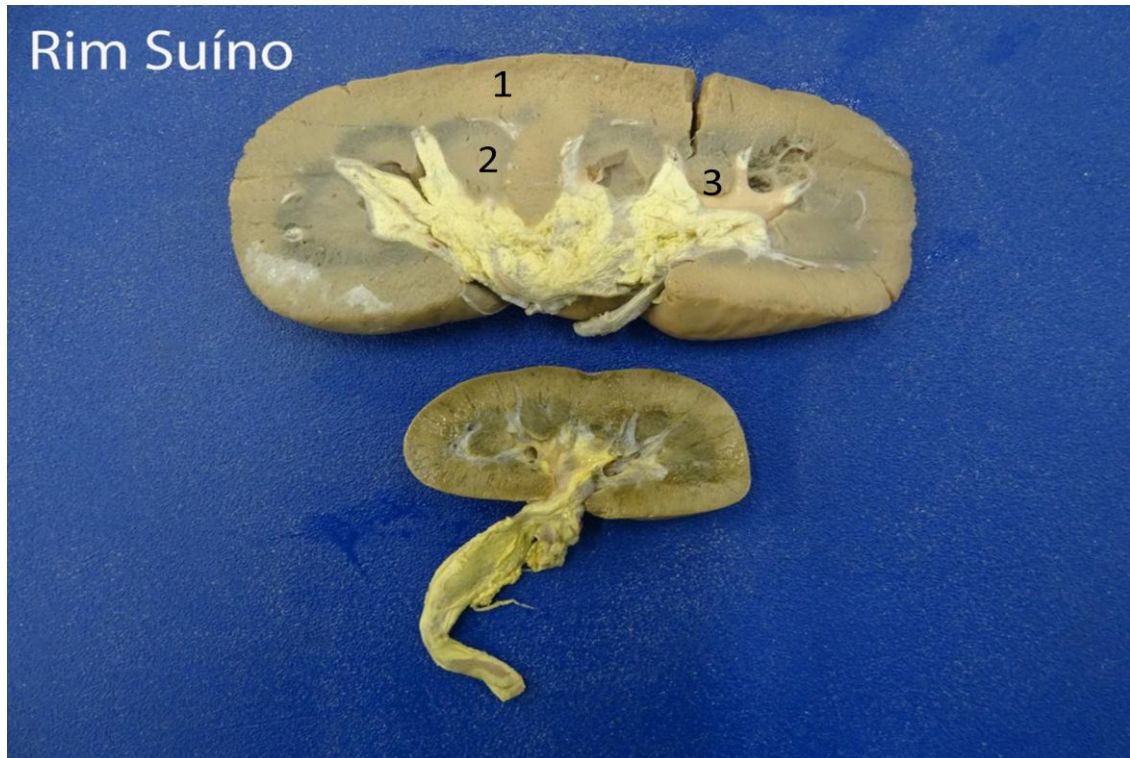
**Figura 1** – Desenho esquemático evidenciando a morfologia externa dos rins. Em A, rim de cão, B rim de suíno, C rim de equino, D rim de bovino. Em 1 ureter, 2 veia renal, 3 artéria renal (DYCE; SACK; WENSING; 2010).

### 2.3.2 – Arquitetura renal

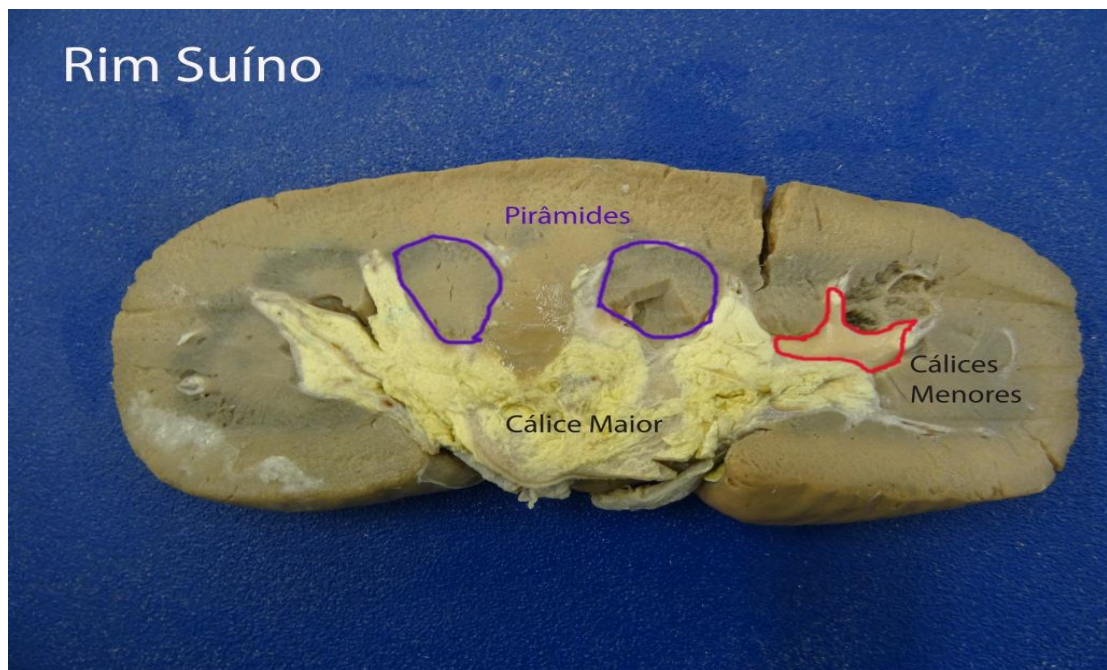
O parênquima renal é envolvido por uma cápsula fibrosa resistente, a qual adentra no aspecto medial do rim para revestir as paredes do seio renal. O

parênquima do rim é divisível em: Córtex renal e Medula Renal. O córtex renal é pardo avermelhado e possui aparência granular, sendo recortado em lóbulos corticais, por linhas radiais, as quais identificam o caminho das artérias radiadas. A medula renal compõe-se de uma zona externa escura e uma zona interna mais pálida, a qual possui estrias radiais e projeta até o seio renal (Figura 2). No bovino e no suíno, a medula e seu córtex associado se dividem em lobos piramidais. O ápice de cada lobo se volta para o seio renal e forma uma papila, a qual se encaixa no cálice renal no seio renal ou no ureter. Os rins que retém essa estrutura recebe a denominação de multilobado ou multipiramidal (SCHALLER, 1999; DYCE; SACK; WENSING, 2010; KÖNIG & LIEBICH, 2016,).

Embora o rim de suíno apresente uma superfície lisa externamente, no bovino a organização multilobada do rim é revelada pelas fendas que penetram o órgão entre os diferentes lobos da superfície. No cão, no eqüino e no ovino, todos os lobos se fundem para formar uma massa medular envolvida por uma concha cortical contínua. A fusão une as papilas em uma crista renal comum. Mesmo nessa categoria unilobar de rim, há evidencias de sua origem complexa: no cão e no gato pseudopapilas se projetam dorsal e ventralmente à crista papilar, separadas por recessos da pelve renal. Esses recessos são divididos em duas partes pelas artérias e veias interlobar. (SCHALLER, 1999; DYCE; SACK; WENSING, 2010; KÖNIG & LIEBICH, 2016,).



**Figura 2** – Fotografia de rim de suíno. Em 1, córtex renal. Em 2, medula renal. Em 3, papilas renais. (Arquivo pessoal)



**Figura 3** – Morfologia interna do rim de suíno. Formação das pirâmides e a presença de cálices renais. (Arquivo pessoal)

### 2.3.3 – Pelve renal

Nos mamíferos domésticos, com exceção do bovino, o ureter proximal se inicia com uma expansão comum, a pelve renal, na qual se abrem todos os ductos papilares. A pelve renal é localizada no interior do seio renal, mas está fundida com o tecido renal apenas ao redor das papilas. A pelve renal do suíno possui uma quantidade de cálices com pedículo curto, os quais envolvem a mesma quantidade de papilas renais que se projetam para a pelve renal (Figura 3) (DYCE; SACK; WENSING; 2010; KÖNIG & LIEBICH, 2016, SCHALLER, 1999).

## 2.4– O coração

Órgão central que, por contração rítmica, é composto principalmente por músculo cardíaco, o miocárdio, o qual forma uma bolsa dividida em quatro câmaras: átrio direito, átrio esquerdo, ventrículo direito, ventrículo esquerdo. O coração é envolvido pelo pericárdio e forma parte do mediastino, a divisão que separa as duas cavidades pleurais (SCHALLER, 1999; DYCE; SACK; WENSING, 2010; KÖNIG & LIEBICH, 2016,).

### 2.4.1 – Posição e tamanho do coração

O coração se situa no mediastino, sendo que a parte maior se posiciona à esquerda do plano mediano. Ele se prolonga entre a terceira e sexta costelas (sétima no gato e no cão). A base do coração se localiza aproximadamente em um plano horizontal em uma linha que corta o meio do tórax. Grande parte da face do coração é coberta pelo pulmão, mas o coração pode ser facilmente auscultado e sentido pela parede torácica (batimento do ápice). A incisura cardíaca dos pulmões permite que o coração fique em contato próximo com a parede torácica lateral, separado apenas pelo pericárdio, pelo mediastino e pela pleura. Em indivíduos jovens seu aspecto cranial é adjacente ao timo. Caudalmente, o coração se projeta até o diafragma. O tamanho corresponde a 0,75% do peso corporal (SCHALLER, 1999; DYCE; SACK; WENSING, 2010; KÖNIG & LIEBICH, 2016).

### 2.4.2 – Forma e topografia do coração

O coração se assemelha a um cone, sendo que sua base se volta dorsalmente e seu ápice ventralmente, próximo ao esterno. A base do coração é o hilo do órgão, através do qual grandes veias penetram e as grandes artérias deixam o coração. O coração possui uma face lateral direita e uma face lateral esquerda, as



quais se encontram na margem ventricular direita e caudalmente na margem ventricular esquerda. As aurículas dos átrios são visíveis no lado esquerdo, envolvendo a raiz da aorta e o tronco pulmonar, enquanto as partes principais dos átrios e as grandes veias se localizam no lado direito. A divisão da estrutura interna do coração é marcada pelo sulco interventricular direito, o qual se prolonga desde o sulco coronário até o ápice do coração. O sulco interventricular esquerdo corre sobre a face esquerda do coração a partir do sulco coronário até o terço distal da margem cranial. O sulco coronário marca a separação dos átrios e dos ventrículos (SCHALLER, 1999; DYCE; SACK; WENSING, 2010; KÖNIG & LIEBICH, 2016).

#### 2.4.3 – Compartimentos do coração

O coração é dividido internamente por um septo interventricular longitudinal em lado esquerdo e lado direito, cada lado é dividido por um septo transversal separando os átrios que recebem sangue e nos ventrículos que bombeiam sangue. O átrio direito forma a parte direita, dorsocranial da base do coração e recebe sangue da veia cava cranial, da veia cava caudal e do seio coronário, o qual coleta para si o sangue venoso do coração. Ele se divide em uma parte principal, o seio das veias cavas e uma parte de terminação cega, a aurícula direita. Ele se separa do átrio esquerdo por um septo interatrial. O tubérculo intravenoso, uma crista transversal de tecido entre as aberturas das duas veias cavas, se projeta para o interior do átrio direito e direciona o fluxo de sangue através do óstio atrioventricular. Imediatamente caudal a esse tubérculo, no septo interatrial, há uma área com uma depressão, a fossa oval, um vestígio do forame oval do desenvolvimento fetal (SCHALLER, 1999; DYCE; SACK; WENSING, 2010; KÖNIG & LIEBICH, 2016).

A face interna é fortalecida por músculos pectíneos entrelaçados que formam cristas irregulares na superfície. O átrio esquerdo forma a parte esquerda dorsocaudal da base do coração, e recebe sangue oxigenado das veias pulmonares e se assemelha ao átrio direito quanto a forma e estrutura, se abre para o ventrículo esquerdo através do óstio atrioventricular esquerdo. Várias aberturas marcam a entrada das veias pulmonares no átrio esquerdo (SCHALLER, 1999; DYCE; SACK; WENSING, 2010; KÖNIG; LIEBICH, 2016).

Os ventrículos constituem a maioria da massa do coração. Eles são separados por átrios por um septo transversal incompleto, o qual é indicado na

superfície pelo sulco coronário. O ventrículo direito possui formato de meia lua em corte transversal e molda-se à face do ventrículo esquerdo cônico, ele não se prolonga até o ápice do coração, o qual normalmente é formado apenas pelo ventrículo esquerdo. O ventrículo direito recebe o sangue pobre em oxigênio do átrio direito e o bombeia através do cone arterioso para o tronco pulmonar, o qual transporta o sangue para o pulmão. O cone arterioso é a parte em forma de funil do ventrículo direito, a qual é separada da câmara principal pela crista-supraventricular e é abarcada pela aurícula direita externamente (SCHALLER, 1999; DYCE; SACK; WENSING, 2010; KÖNIG; LIEBICH, 2016).

A crista supraventricular é uma elevação de músculos posicionada obliquamente que se projeta ventralmente entre a origem do cone arterioso e o óstio atrioventricular. No óstio atrioventricular direito encontra-se a valva atrioventricular direita ou valva tricúspide, possui três válvulas que se fixam perifericamente aos anéis fibrosos do esqueleto cardíaco que circunda o óstio atrioventricular. As válvulas são fundidas em sua fixação, mas se voltam para o centro da abertura. Cada válvula é reforçada por fios fibrosos, as cordas tendíneas. As cordas tendíneas emergem das projeções musculares cônicas, os músculos papilares, e se projetam até a margem livre e face ventricular adjacente da valva tricúspide. De modo geral, há três músculos que se projetam das paredes ventriculares e do septo interventricular para o interior da câmara, sendo que o maior de todos posiciona-se na parede ventricular direita livre (SCHALLER, 1999; DYCE; SACK; WENSING, 2010; KÖNIG; LIEBICH, 2016).

As cordas tendíneas se dispõem de tal forma que conectam cada músculo as duas válvulas e cada válvula a dois músculos. Essa disposição impede o prolapso da valva para o átrio quando os ventrículos se contraem. A valva tricúspide é a valva de entrada para o ventrículo direito durante a fase sistólica do ciclo cardíaco. Durante a diástole, o refluxo de sangue do tronco pulmonar para o ventrículo direito é impedido pela valva pulmonar. A valva pulmonar se situa na raiz do tronco pulmonar e compõe-se de três válvulas semilunares, cujo lado arterial é oco. As extremidades livres das válvulas semilunares, são espessadas com um nódulo no meio que acelera o fechamento da válvula (SCHALLER, 1999; DYCE; SACK; WENSING, 2010; KÖNIG; LIEBICH, 2016).

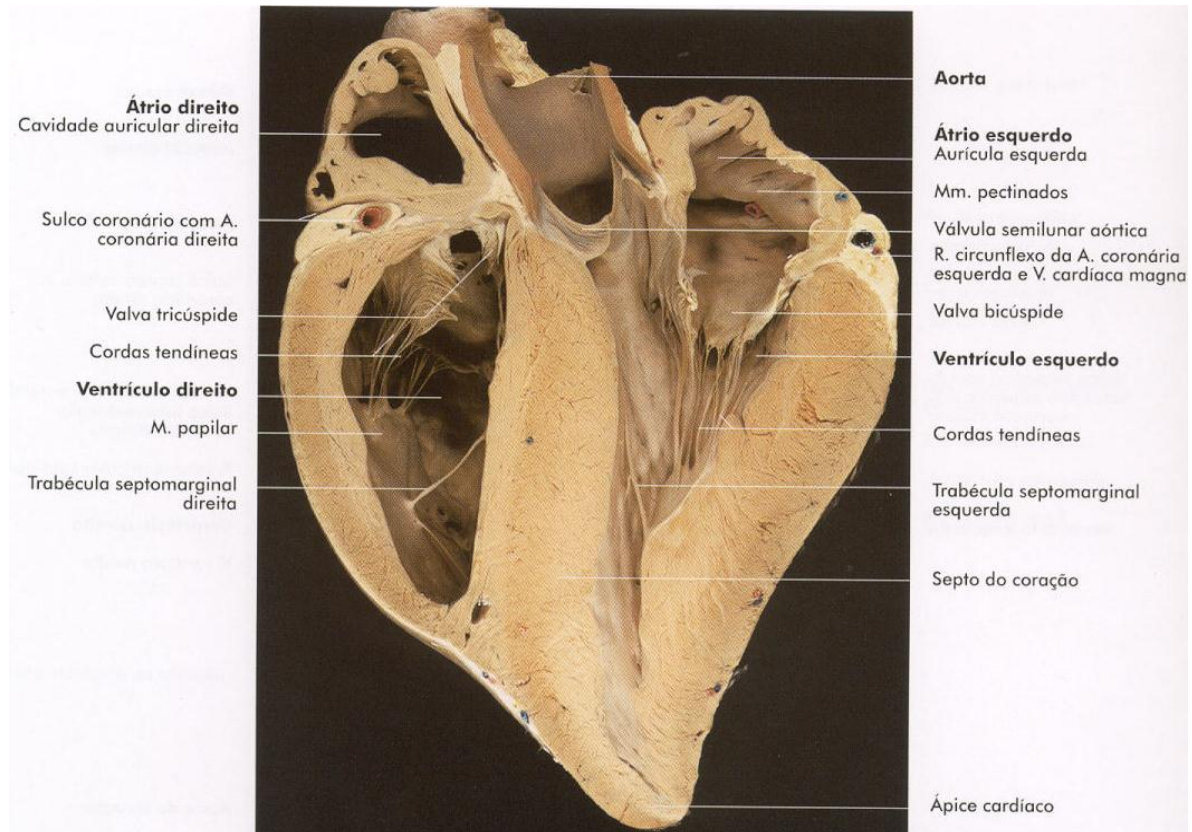
O lúmen do ventrículo direito é cruzado por uma faixa ramificada ou simples, a trabécula septomarginal que passa do septo interventricular para a parede externa. A parte ventral do ventrículo direito é marcada por várias ondulações miocárdicas, as trabéculas cárneas que se projetam principalmente da parede externa. Acredita-se que elas reduzem a turbulência do sangue (SCHALLER, 1999; DYCE; SACK; WENSING, 2010; KÖNIG; LIEBICH, 2016).

O ventrículo esquerdo é cônico, sendo que seu ápice forma o ápice do coração. Ele recebe o sangue oxigenado dos pulmões através das veias pulmonares e do átrio esquerdo e bombeia o sangue para a maior parte do corpo através da aorta. As paredes do ventrículo esquerdo são mais espessas que as paredes do ventrículo direito; no entanto o volume dos dois ventrículos é o mesmo. (SCHALLER, 1999; DYCE; SACK; WENSING, 2010; KÖNIG; LIEBICH, 2016).

O óstio ventricular esquerdo é ocupado pela valva atrioventricular esquerda, também chamada de valva mitral ou bicúspide. Sua estrutura é semelhante à da valva atrioventricular direita quanto a forma, mas compõe-se de duas válvulas dessa forma correspondente, há apenas dois músculos papilares no ventrículo esquerdo. O óstio aórtico é a abertura do ventrículo esquerdo para a aorta ascendente. Ele sofre oclusão pela valva aórtica durante a diástole. A valva aórtica assemelha-se à valva pulmonar, mas os espessamentos nodulares das margens livres das válvulas aórticas costumam ser mais evidentes. Periféricamente a cada uma das válvulas semilunares da valva aórtica a parede da aorta dilata-se para formar os três seios aórticos. O alargamento da base da aorta ascendente formado pelos seios aórticos é o bulbo aórtico. As artérias coronárias direita e esquerda deixam os seios aórticos direito e esquerdo (SCHALLER, 1999; DYCE; SACK; WENSING, 2010; KÖNIG; LIEBICH, 2016).

A parede cardíaca histologicamente diferencia-se em três camadas: endocárdio, miocárdio e epicárdio. O endocárdio é uma camada lisa e delgada que reveste as câmaras cardíacas, cobre as aurículas atriais e é contínuo com o revestimento dos vasos sanguíneos. O epicárdio é parte do pericárdio. O miocárdio, ou músculo cardíaco, compõe a maioria da parede cardíaca. Ele consiste em fibras de músculo estriado modificado, as quais se caracterizam por possuírem núcleos centrais. Essas fibras formam anastomoses umas com as outras do início ao fim, o

que resulta em um padrão de entrelaçamento com faixas mais leves que marcam a junção entre as células, os discos intercalares (SCHALLER, 1999; DYCE; SACK; WENSING, 2010; KÖNIG; LIEBICH, 2016).



**Figura 4** – Fotografia de coração de equino seccionado medianamente (KÖNIG & LIEBICH, 2016).

## 2.5 – Fixadores

Os fixadores são substâncias químicas utilizados para que haja a conservação de tecidos, e tem por objetivo manter as estruturas celulares e teciduais em boas condições, evitando ou retardando o processo natural de degradação decorrente de fenômenos autolíticos. Os fixadores normalmente utilizados são formaldeído, fenol, álcool etílico e a glicerina (RODRIGUES, 2010).

O formaldeído é um dos mais comuns produtos químicos de uso atual. É o aldeído mais simples, de fórmula molecular  $H_2CO$  e nome oficial metanal, é vendido comercialmente entre 37 a 50% (FORMALDEHYDE 2008; FORMALDEHYDE 2017).

Foi descoberto no ano de 1867 por August Van Hoffman, iniciando então uma nova era para estudos morfológicos. O formaldeído é mais utilizado pelo seu baixo custo e além de proporcionar a fixação e a conservação da peça anatômica ao mesmo tempo. O formol é o produto mais usado universalmente para conservação de cadáveres, mediante as técnicas de formolização e de embalsamamento, como meio de prevenir e retardar a putrefação. Tal fixador interage com aminoácidos lisina e arginina, não provoca precipitação de proteínas, não preserva gorduras livres, porém fixa lipídeos complexos, provoca leve precipitação de outros constituintes celulares e não é fixador de eleição de carboidratos (MIES, 1998; GUSMANN, 2007).

O formaldeído possui características como elevada reatividade, ausência de cor, pureza em formato comercial e, baixo custo, e está entre as substâncias químicas mais produzidas no mundo. É utilizado como desinfetante, germicida e antisséptico. Usado em laboratórios para embalsamar cadáveres, o formol também é útil em soluções de ureia, tioureia, resinas melamínicas e também em vidros, espelhos e explosivos, além de ser utilizado na fabricação de pesticidas e alguns cosméticos, como, por exemplo, alisantes capilares. É igualmente utilizado na fabricação de açúcar e cosméticos; na agricultura como conservante de grãos e sementes e na produção de fertilizantes; na indústria da borracha, na produção de látex; na preservação da madeira e na produção de filmes fotográficos (MACAGNAN et al., 2011).

O formaldeído é o fixador e conservante mais utilizado em laboratório de anatomia, comumente em solução aquosa a 10%, é de fácil aquisição e penetra rapidamente nos tecidos - seis milímetros em doze horas (RODRIGUES, 2010). Contudo, é muito prejudicial à saúde e o manuseio e descarte pode trazer riscos ambientais graves (WHO, 1991). Por sua excelente propriedade fixadora e conservadora, a utilização desta substância vem sendo questionada, pois tem sido a ela atribuída propriedades tóxicas e nocivas à saúde, uma vez que pode causar fenômenos de hipersensibilidade, dermatites, crises asmáticas, conjuntivites, além de possuir efeitos carcinogênico e mutagênico (TSCHERNEZKY, 1984).

A concentração de formaldeído no ar em laboratórios de anatomia varia entre 0,07 e 2,94 p.p.m. (parte por milhão), valores que se muito elevados dificultam a permanência no ambiente devido a grande irritação nos olhos, lacrimejamento,

queimação nas mucosas do nariz e garganta causando tosse e crises alérgicas (IKEDA, 2007).

O etanol também conhecido como álcool etílico ( $C_2H_6O$ ) tem bom poder conservador, em contra partida desidrata muito as peças deixando-as com aspecto firme e é altamente inflamável (RODRIGUES, 1998)

O fenol ( $C_6H_6O$ ) possui grande eficiência contra microrganismos e deixa os tecidos maleáveis, mas seu malefício é grande, pois não há afinidade com a água e tem alto poder cancerígeno (RODRIGUES, 1998)

O glicerol ( $C_3H_8O_3$ ) é líquido a temperatura ambiente  $25^{\circ}C$ , higroscópico, inodoro, viscoso e sabor adocicado. O termo glicerina refere-se ao produto na forma comercial, com pureza de 95%. A glicerina tem fraco poder asséptico, custo alto e dificuldade de aplicação em comparação aos outros fixadores citados, mas com o passar do tempo suas características passaram a ser valorizadas pois não possui odor, recupera tecidos totalmente desidratados os deixa com maior maleabilidade e praticamente sem escorrimento (RODRIGUES, 1998).

## 2.6 – Técnicas anatômicas de conservação

As peças anatômicas contribuem para o aprendizado prático melhorando as habilidades aplicativas, assimilativas e compreensivas da disciplina preparando os estudantes para uma situação real, além do caráter científico acadêmico (KIMURA; CARVALHO, 2010).

O formaldeído, é bastante utilizado na conservação após a fixação devido ao baixo custo e alta penetrabilidade, porém estudos comprovam seu poder cancerígeno e teratogênico, além de trazer sérios riscos ao meio ambiente. Para a conservação no formol as peças após fixadas ficam mergulhadas em formol a 10% (WHO, 1991; RODRIGUES, 2010).

A glicerina é muito utilizada por apresentar ação fungicida, bactericida, deixar as peças mais próximas do real, maior leveza devido a desidratação, longo período e possibilita fácil visualização das peças. Porém apresenta a desvantagem pelo alto custo podendo ser até dez vezes mais caro que o formol. (KRUG et al, 2011). Na técnica de glicerinação, as peças são primeiramente fixadas em formol 10%, em seguida desidratadas, clarificadas, impregnadas de glicerina e escoadas. Após essas etapas as peças são acondicionadas em caixas plásticas (SILVA et al., 2008).

A conservação de peças anatômicas utilizando solução de cloreto de sódio a 30% tem demonstrado ótimos resultados, os órgãos são previamente fixados por formaldeído, e depois conservados em caixas plásticas contendo a solução, não havendo reportados contaminação visual, presença de odores de putrefação e alteração de cor e maciez (OLIVEIRA, 2014)

A criodesidratação é uma técnica de desidratação. Os órgãos são fixados em formol e depois passa por secções de congelamento e descongelamento, até que ocorra a perda de água em torno de 60 a 70%.Após a secagem as peças não necessitam voltar para o formol (TEIXEIRA et al., 1996).

## 2.7 – Criodesidratação

A criodesidratação é uma técnica antiga que utiliza secções de congelamento e descongelamento para obter peças anatômicas conservadas sem odor, leves e de fácil utilização em laboratórios de anatomia. A técnica é baseada no princípio de que o congelamento lento da água no interior da célula, causa sua expansão e forma cristais de gelo grandes o suficiente para romper a membrana plasmática celular. Através de repetições do procedimento um número maior de rupturas acontece na parede celular, facilitando a liberação de água do tecido (KOONZ, RAMSBOTTON, 1939; HINER, HANKINS, 1947;

Essa técnica surgiu na tentativa de solucionar o problema da conservação e manutenção de peças anatômicas em formol. Nessa técnica as peças são somente fixadas em formol, não sendo necessária depois de desidratadas a conservação em solução de formaldeído (FREITAS et al. 2009).

Segundo Kremer; Schubert; Bonfiglio, (2011), vísceras ocas, houve eliminação do uso de fixadores nocivos a saúde, facilidade no acondicionamento da peça, não havendo necessidade de armazenamento em caixas ou tanques com fixadores, redução do peso, facilitando o transporte, pouco gasto com conservantes para preparar e manter as peças, permitindo dissecações e explorações mesmo depois de desidratadas.

A criodesidratação apresentou maior ética com o meio ambiente, forneceu melhor didática de estudo e de trabalho para professores, alunos e funcionários, facilitando a aprendizagem na área (CURY; CENSONI; AMBRÓSIO, 2013).. Silva et

al, (2013) relataram os mesmos pontos positivos acima descritos porém, citaram um ponto negativo relacionado a demora do processo da técnica.

## 2.8 – Secagem em estufa

Secagem é uma técnica bastante comum na preservação de alimentos, sendo uma operação por meio do qual a água ou qualquer outro líquido é removido de um material, ou seja, é a remoção de água (desidratação) de um alimento sólido, na forma de vapor, por meio de um mecanismo de vaporização térmica, numa temperatura inferior à de ebulição da água (CELESTINO, 2010).

O objetivo da secagem é prolongar a vida de prateleira dos alimentos por meio da redução da atividade de água, promovendo a inibição do crescimento microbiano (FELLOWS, 2006).

Tradicionalmente frutas e vegetais são desidratados a luz do sol. Doymaz (2011), afirma que a luz do sol é dependente do clima, afetando a qualidade do produto final. Além disso, produtos são expostos a micro-organismos e outros contaminantes. Para superar esses problemas os secadores devem ser utilizados.

O sistema de secagem por fluxo de ar aquecido é um processo de sistema fechado e a ventilação de ar forçado suga o ar através do purificador de ar, que consiste num sistema de filtro. O ar segue por uma tubulação de conexão, através da ventilação de ar forçado, para uma câmara de aquecimento. A câmara é capaz de aquecer o ar até a temperatura desejada e pode ser controlada por um sistema termopar inserido dentro da câmara. Outro termopar é inserido próximo a peneira onde estão dispostas as amostras (NOGUEIRA, et al., 2010).

De acordo com Nogueira, *et. al.* (2010), o tempo de secagem varia conforme a quantidade de vapor de água presente no ar, quantidade de água do produto, composição, tamanho dos cortes e quantidades de produtos colocados no secador.

Segundo Ordóñez (2005), a água é o componente majoritário dos seres vivos e, portanto, dos alimentos, variando seu conteúdo de 60 a 70% na carne.



### 3 - Objetivos

#### 3.1 – Objetivo Geral

O presente trabalho tem por objetivo o preparo de peças anatômicas criodesidratadas com auxílio de estufa de ar com ventilação forçada para uso em aulas práticas da disciplina de anatomia animal.

#### 3.2 – Objetivo Específico

- Descrever as alterações ocorridas no processo de criodesidratação de rins e corações de suínos.
- Avaliar o tempo necessário para criodesidratação das peças anatômicas.
- Avaliar se ocorrerá alteração dos órgãos inteiros ou seccionados medianamente.
- Acompanhamento do acondicionamento das peças anatômicas criodesidratadas durante quatro meses.

### 4 - Material e Métodos

Foram utilizados nesta pesquisa 24 rins e 24 corações de suínos, colhidos no Frigorífico Larissa localizado no município de Iporã no estado do Paraná, e foram acondicionados em caixa térmica até o laboratório de Anatomia Animal da Universidade Estadual de Maringá – campus Umuarama. Este trabalho foi realizado entre os meses de dezembro á Julho.

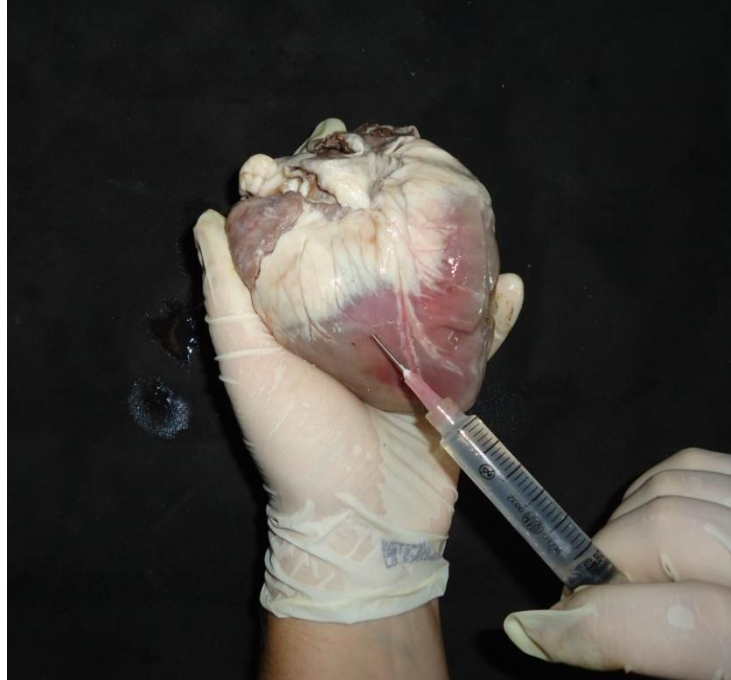
Os órgãos foram divididos em grupos conforme a tabela 1:

**Tabela1:** Divisão dos grupos para a confecção de peças anatômicas de suínos submetidos à criodesidratação com estufa de ar com ventilação forçada a 25°C.

<b>Grupo</b>	<b>Órgãos</b>	<b>Numero de peças</b>
I	Rins inteiros	12
II	Rins seccionados	12
III	Coração inteiro	12
IV	Coração seccionados	12

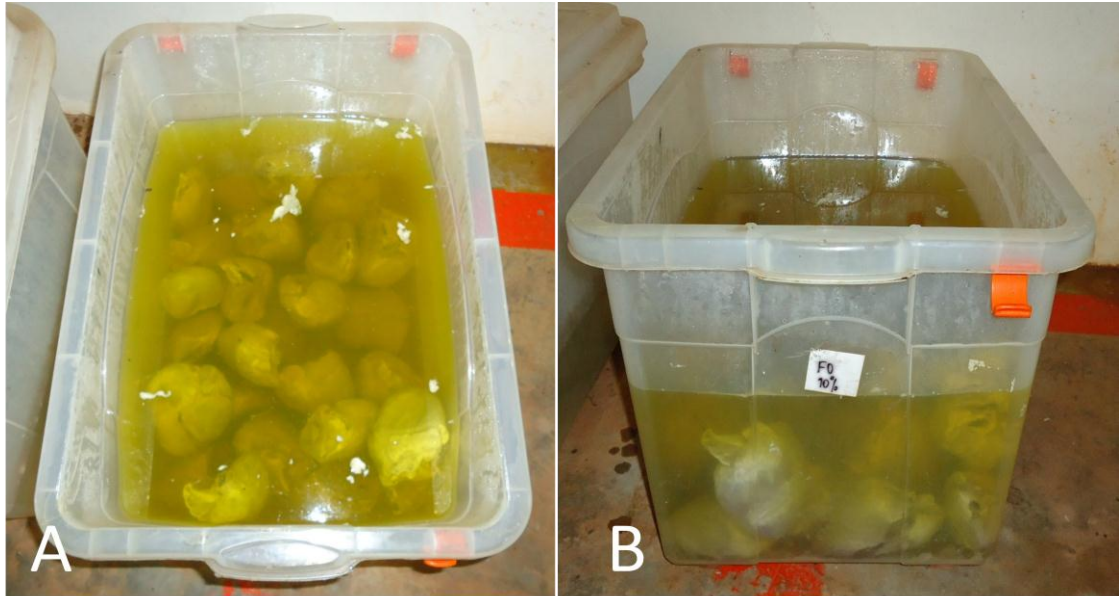
Os órgãos frescos foram lavados, pesados para o cálculo médio do peso e em seguida, injetados formaldeído (na proporção de uma parte de formaldeído a 40% para uma parte de água) em seu interior com seringa descartável de 20ml (mililitros)

com agulha 1,2 x 40mm (milímetros), na proporção de 10% do peso médio (Figura 5).



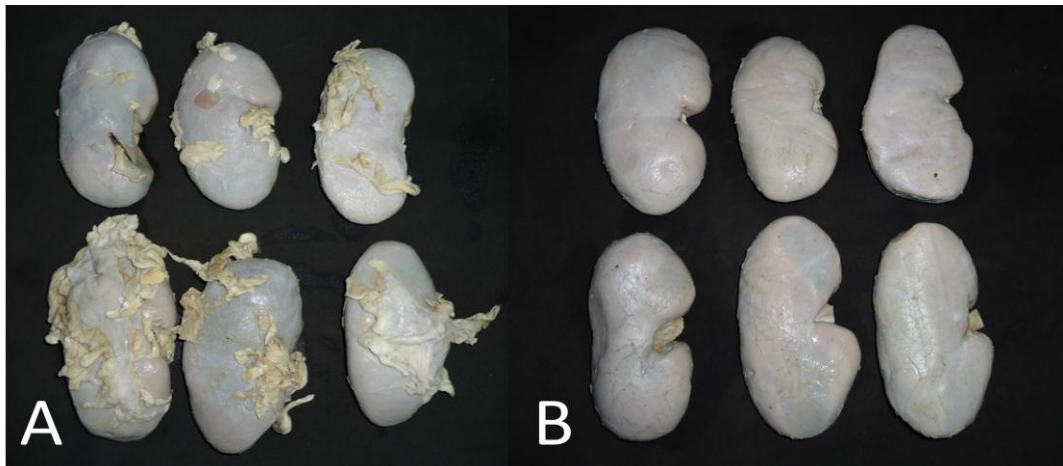
**Figura 5** – Fotografia da injeção de formaldeído em coração de suíno

Cada órgão ficou acondicionado inteiro com seu respectivo grupo em uma caixa plástica específica contendo solução de formol a 10% onde ficaram mergulhados por 20 dias (Figura 6).



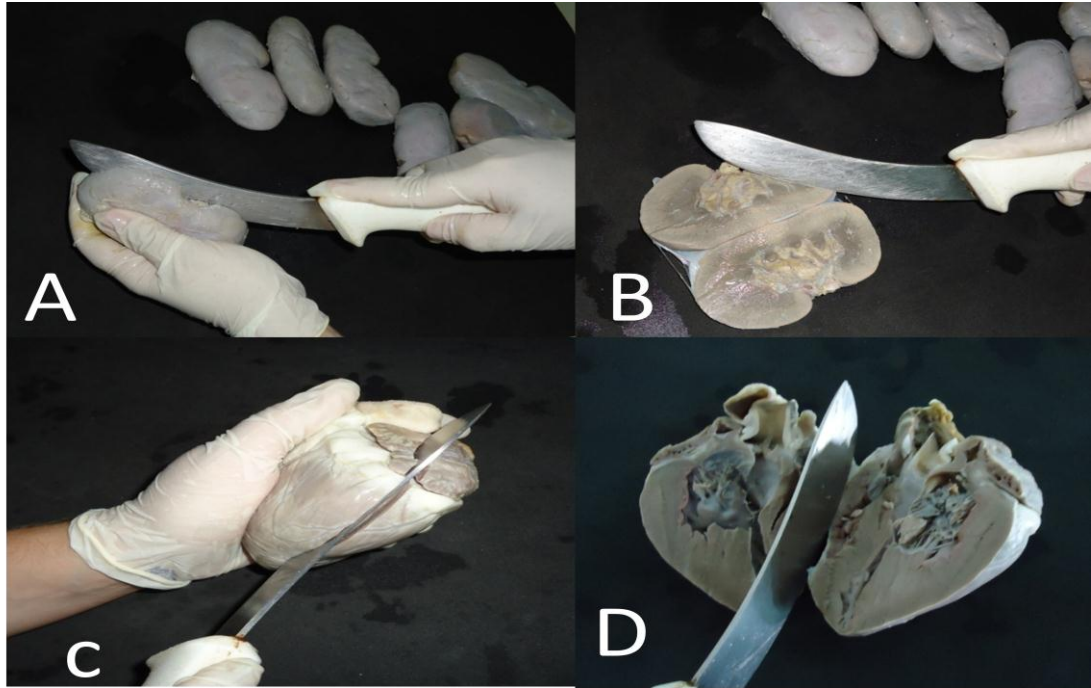
**Figura 6** – Em A fotografia de corações de suínos acondicionados em caixa plástica contendo formaldeído a 10%. Em B fotografia de rins de suínos acondicionados em caixa plástica contendo formaldeído a 10%.

Decorrido o tempo de fixação, as peças foram lavadas, dissecadas para retirada de excesso de gorduras e retirado o excesso de água com papel absorvente (Figura 7).



**Figura 7** – Em A, fotografia de rins de suínos logo após serem retirados do formol sem dissecação. Em B fotografia de rins de suínos dissecados após a retirada do formol.

As peças dos grupos II e IV foram seccionadas medianamente neste momento e todos os grupos foram pesados novamente (Figura 8 e Figura 9).



**Figura 8** – Em A e B fotografia demonstrando a secção mediana em rins de suínos. Em C e D fotografia demonstrando a secção mediana em coração de suíno .



**Figura 9** – Fotografia da balança utilizada para a pesagem das peças anatômicas.

Em seguida foram congelados a  $-18^{\circ}\text{C}$  em freezer horizontal por no mínimo 12 horas, alternando, congelamento e descongelamento por 7 horas em estufa de ar forçado (Ls Logen Scientific – nova ética modelo 400/4nd), na temperatura de  $25^{\circ}\text{C}$  (Figura 10 e Figura 11).



**Figura 10** – Em A fotografia dos rins de suínos acondicionados no freezer. Em B fotografia de rins de suínos retirados do freezer após o período de congelamento.



**Figura 11** – Em A, fotografia da estufa de ar com ventilação forçada (Ls Logen Scientific – nova ética modelo 400/4nd). Em B fotografia das peças anatômicas congeladas dentro da estufa para o início do período de secagem.

O processo foi repetido, até o material perder de 60 a 70% do seu peso inicial durante o período da criodesidratação (TEIXEIRA et al., 1996; ORDONEZ, 2005), os órgãos foram pesados diariamente. Depois da peça criodesidratada, esta foi revestida por uma camada de verniz líquido utilizando pincel de cerdas macias e conservadas em caixas plásticas com tampa por 4 meses. Durante esse período foi registrado qualquer alteração morfológica fúngica que comprometa o uso em aula prática.

Foi usado análise estatística descritiva, utilizando o programa Microsoft Excel versão 2016, calculado media dos dias e porcentagem de perda ao longo do tempo.

## **5 - Resultados**

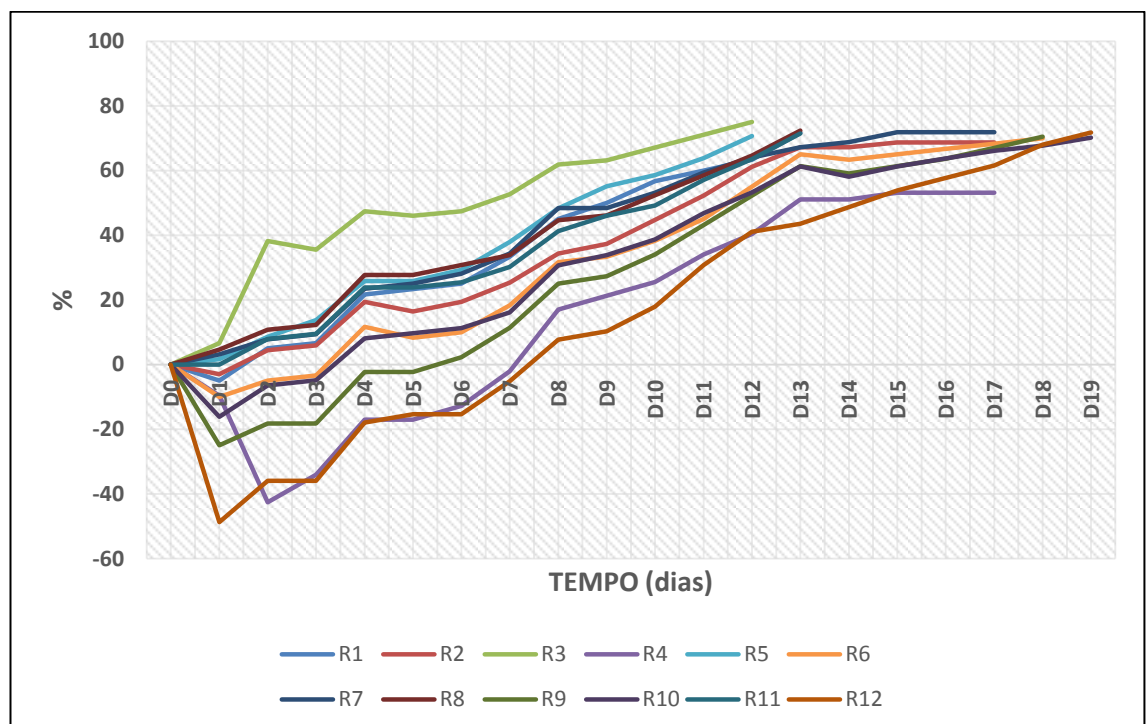
Após a criodesidratação dos rins e corações, seccionados ou não, foi possível observar que as peças não sofreram alterações morfológicas, apresentando-se apenas mais rígidas, mais leves e sem odor.

### **5.1 - Rins inteiros**

Os rins inteiros sob efeito da secagem em estufa de ar com ventilação forçada a 25°C (Figura 12), apresentaram comportamento diferente entre as amostras nos primeiros dias de secagem, sendo que as amostras R1, R2, R4, R6, R9, R10 e R12 ganharam peso, mas com o decorrer dos dias de secagem, as mesmas acompanharam as demais amostras, perdendo peso gradativamente. As primeiras amostras a atingirem a perda de peso foram as de número R3 e R5, ambas em 12 dias, e as últimas a desidratar foram as amostras R10 e R12, em 19 dias (Tabela 2).

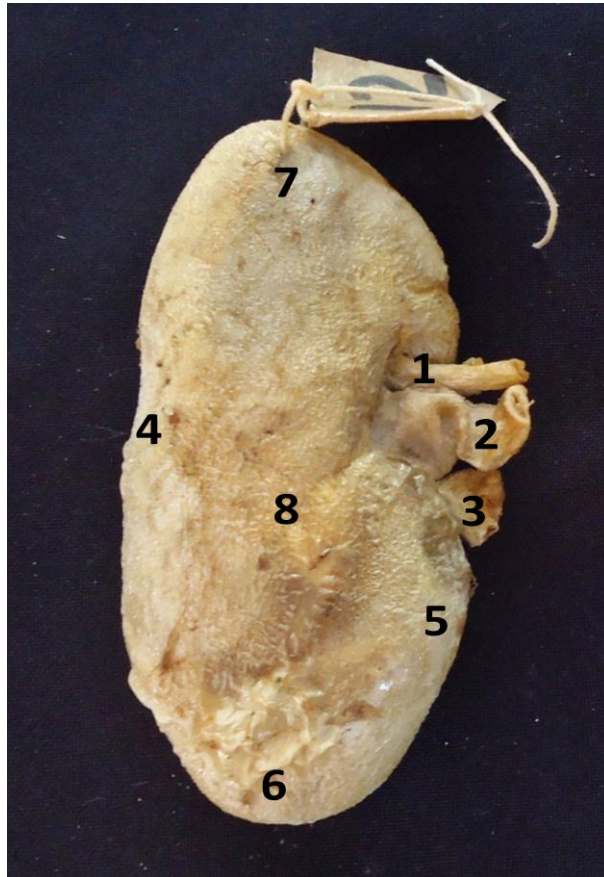
**Tabela 2** – Período decorrido para a secagem das amostras de rins inteiros de suínos criodesidratados em estufa de ar com ventilação forçada.

<b>Amostra</b>	<b>Dias</b>
R1	13
R2	17
R3	12
R4	17
R5	12
R6	18
R7	17
R8	13
R9	18
R10	19
R11	13
R12	19
<b>Média</b>	<b>15,67</b>
<b>Desvio Padrão</b>	<b>2,80</b>



**Figura 12** – Porcentagem de perda de água dos rins inteiros de suíno secos em estufa a 25°C ao longo do tempo. Onde de R1 a R12 representa as 12 amostras secas na estufa.

Após a criodesidratação foi possível observar as seguintes estruturas: face dorsal, face ventral, margem lateral e margem medial, artéria renal, veia renal, ureter, extremidade cranial e extremidade caudal (Figura 13).



**Figura 13** - Fotografia de rim de suíno criodesidratado em estufa. Em 1, artéria renal, 2, ureter, 3 veia renal, 4 margem lateral, 5 margem medial, 6 pólo caudal, 7 pólo cranial e em 8 face ventral

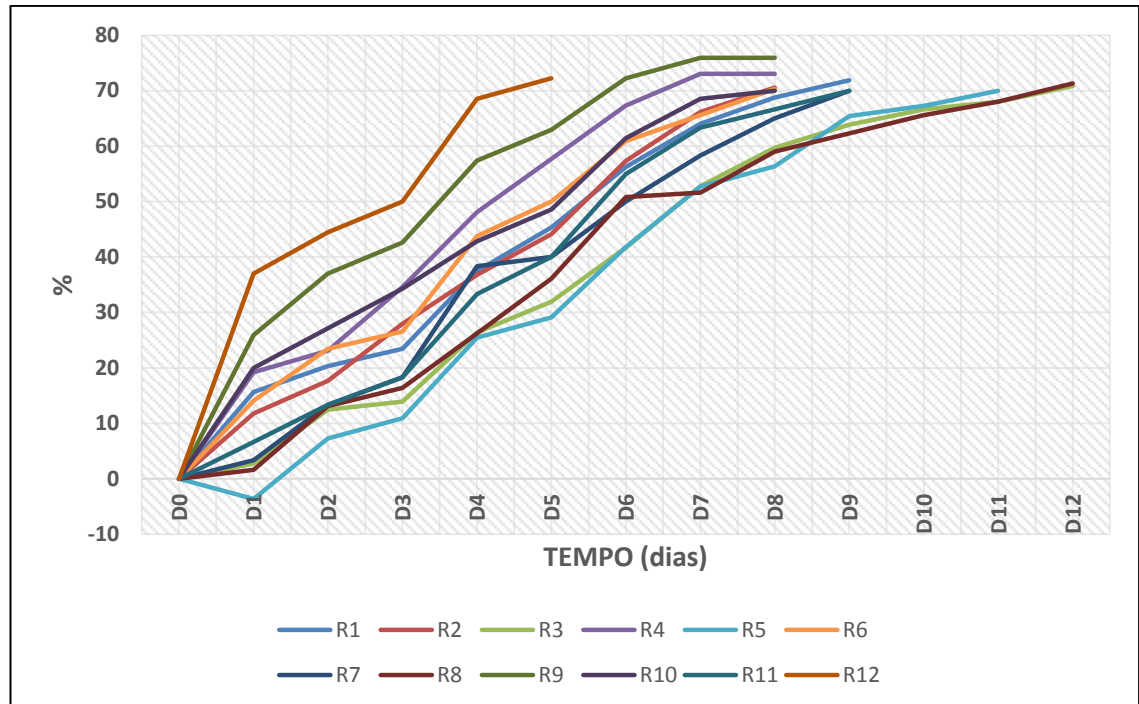
## 5.2 - Rins seccionados

Os rins seccionados sob efeito da secagem em estufa de ar com ventilação forçada a 25°C (Figura 14) apresentaram comportamento parecido durante o processo, sendo que apenas a amostra R5 ganhou peso no início, mas depois perdeu peso como as demais amostras. A amostra R12 foi a primeira a atingir a perda de 60-70% de peso, que ocorreu em 5 dias de secagem. As amostras R3 e R8 terminaram o processo de secagem em 12 dias, sendo esse o maior período observado para o processo.



**Tabela 3** – Período decorrido para a secagem das amostras de rins seccionados de suínos criodesidratados em estufa de ar com ventilação forçada.

<b>Amostra</b>	<b>Dias</b>
R1	9
R2	8
R3	12
R4	8
R5	11
R6	8
R7	9
R8	12
R9	8
R10	8
R11	9
R12	5
<b>Média</b>	8,90
<b>Desvio Padrão</b>	1,98

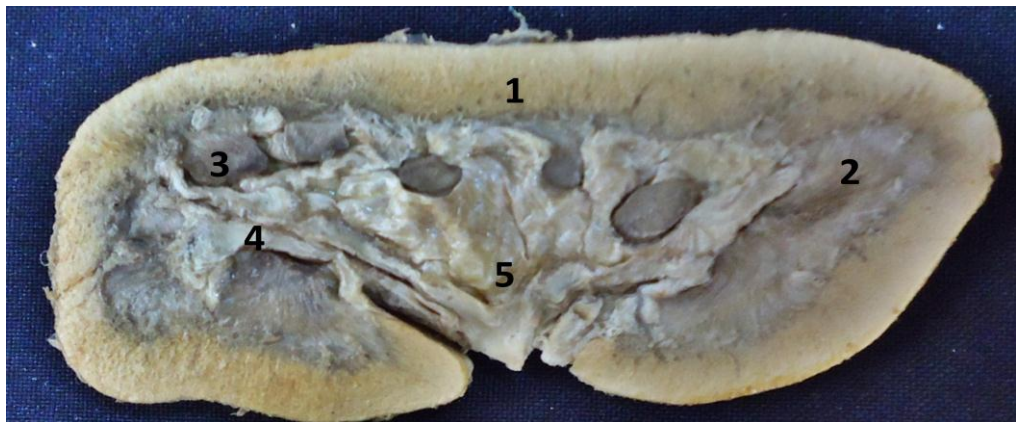


**Figura 14** – Porcentagem de perda de água dos rins seccionados de suíno processados em estufa a 25°C ao longo do tempo. Onde de R1 a R12 representa as 12 amostras secas na estufa.

Com a realização da secção mediana dos rins de suínos criodesidratados foi possível observar as seguintes estruturas: córtex renal, medula renal, pirâmides, papilas renais, cálice maior e cálice menor (Figura 15 e16).



**Figura 15** - Fotografia de rins de suínos envernizados seccionados medianamente criodesidratados em estufa de ar com ventilação forçada a 25°C.



**Figura 16** - Fotografia de rim seccionado de suíno criodesidratado em estufa. Em 1, calice maior, 2 Medula renal, 3 papilas renais, 4 cálice menor e em 5 cálice maior.

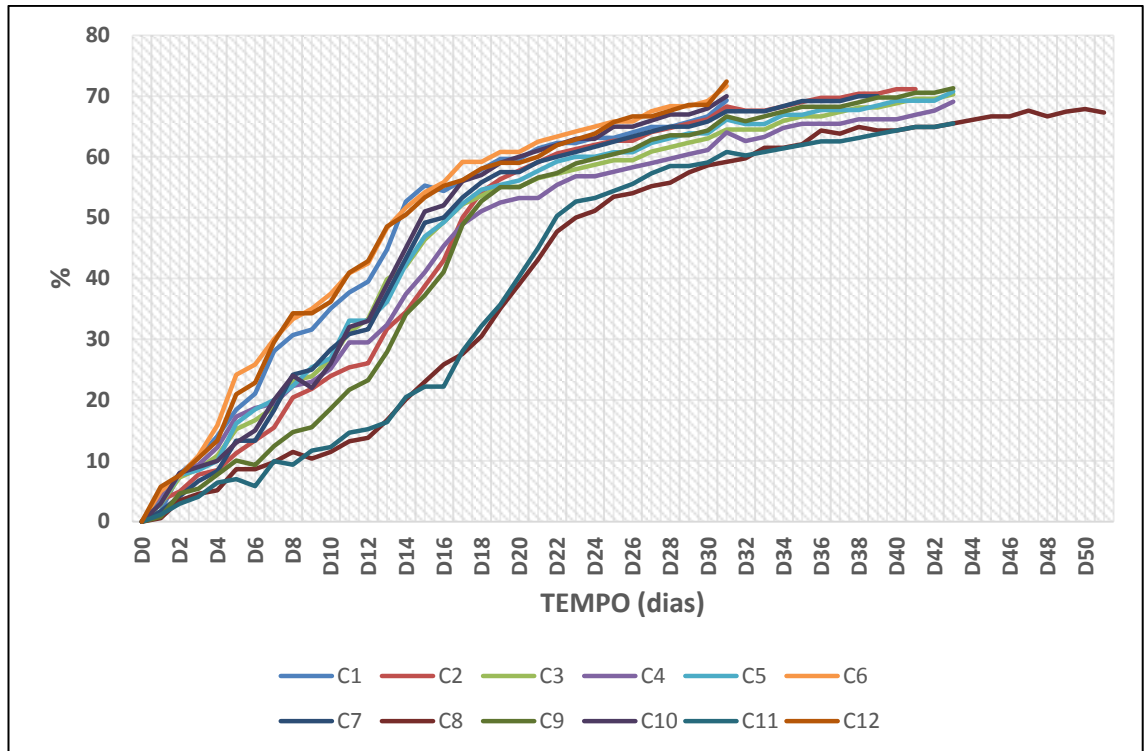
### 5.3 - Corações inteiros

Os corações inteiros sob efeito da secagem em estufa de ar com ventilação forçada a 25°C (Figura 17) apresentaram comportamento semelhante quanto à

perda de água no decorrer do tempo. As amostras C1, C6, C10 e C12 atingiram o peso em 31 dias de secagem, e a amostra C8 aos 51 dias.

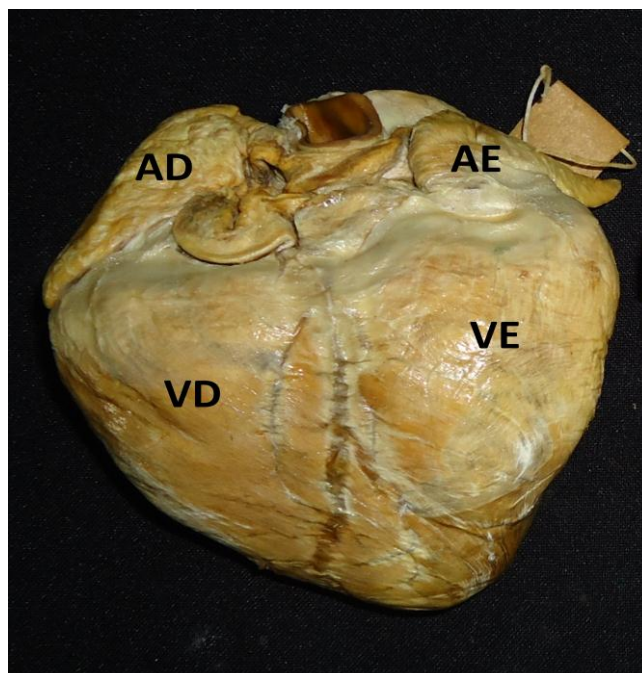
**Tabela 4** – Período necessário para a secagem das amostras de corações inteiros de suínos criodesidratados em estufa de ar com ventilação forçada.

<b>Amostra</b>	<b>Dias</b>
C1	31
C2	41
C3	43
C4	43
C5	43
C6	31
C7	39
C8	51
C9	43
C10	31
C11	43
C12	31
<b>Média</b>	<b>39,16</b>
<b>Desvio Padrão</b>	<b>6,63</b>



**Figura 17** – Porcentagem de perda de água dos corações inteiros de suíno secos em estufa a 25°C ao longo do tempo. Onde de C1 a C12 representa as 12 amostras secas na estufa.

Foi possível observar as seguintes estruturas: átrio direito, ventrículo direito, átrio esquerdo, ventrículo esquerdo, sulco interventricular (Figura 18).



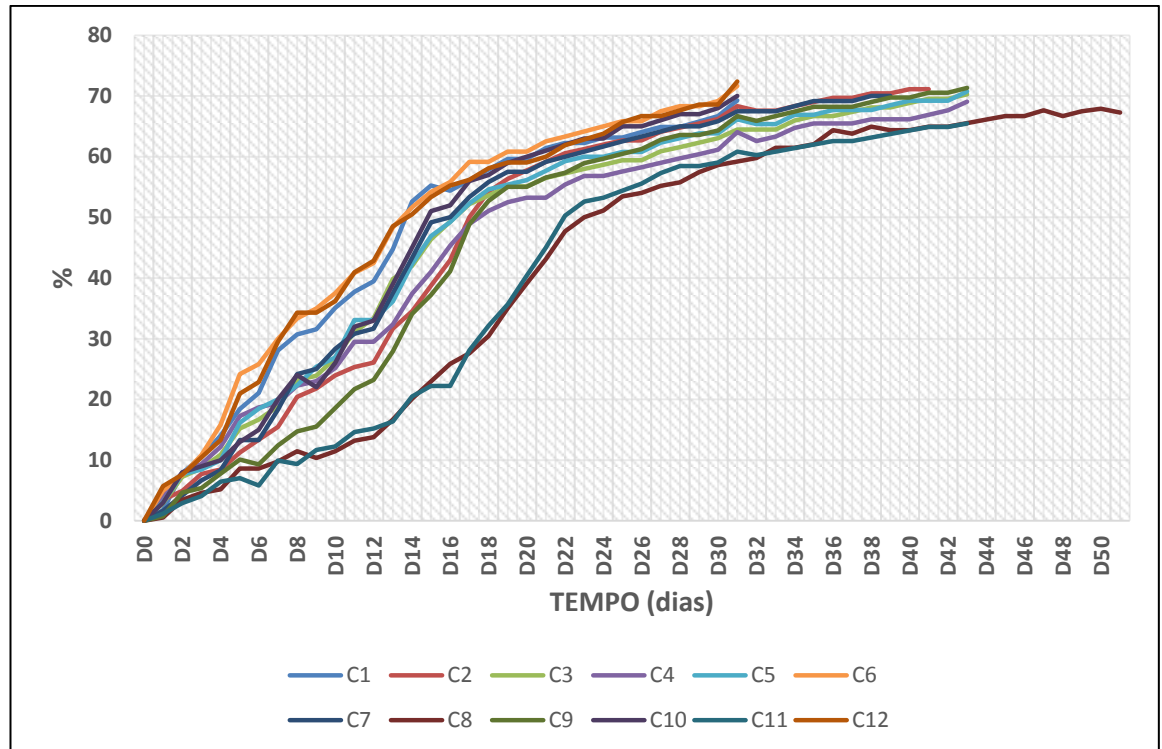
**Figura 18** - Vista lateral esquerda de suíno envernizado. Em AD, átrio direito, VD, ventrículo direito, AE atrio esquerdo e em VE, ventrículo esquerdo.

#### 5. 4 - Coração seccionado

Os corações seccionados sob efeito da secagem em estufa de ar com ventilação forçada a 25°C (Figura 19) perderam água de forma semelhante entre si. A amostra C11 atingiu a perda de água de 60-70% em 8 dias de secagem, e por fim a amostra C6 em 40 dias.

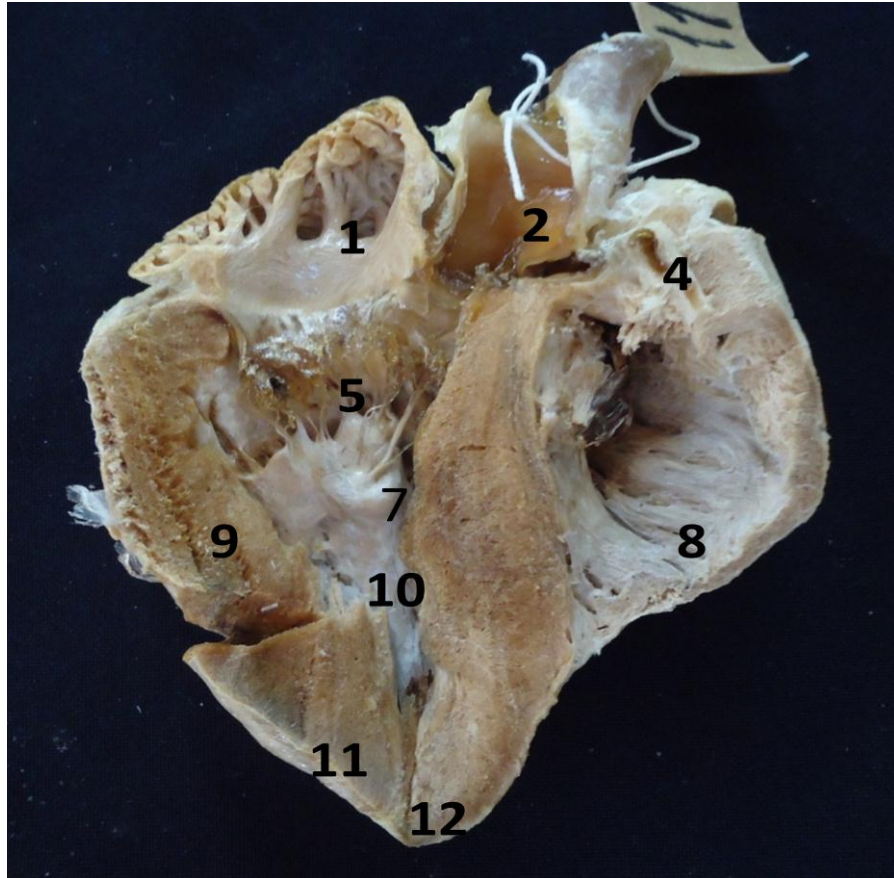
**Tabela 5** – Período necessário para a secagem das amostras de corações seccionados de suínos criodesidratados em estufa de ar com ventilação forçada.

<b>Amostra</b>	<b>Dias</b>
C1	23
C2	31
C3	30
C4	30
C5	23
C6	40
C7	31
C8	31
C9	30
C10	30
C11	8
C12	31
<b>Média</b>	28,16
<b>Desvio Padrão</b>	7,66



**Figura 19** – Porcentagem de perda de água dos corações inteiros de suíno secos em estufa a 25°C ao longo do tempo. Onde de C1 a C12 representa as 12 amostras secas na estufa.

Nos corações criodesidratados seccionados medianamente, foi possível observar as seguintes estruturas: músculos pectíneos, músculos papilares, cordas tendíneas, trabéculas cárneas, valvas atrioventriculares, aorta, septo interventricular, endocárdio, miocárdio e epicárdio (Figura 20).



**Figura 20** - Fotografia de coração seccionado de suíno envernizado após a criodesidratação em estufa de ar com ventilação forçada. Em 1 músculos pectíneos. Em 2 aorta, 3 trabéculas cárneas, 4 artéria coroaária, 5 valvas bicúspides, 6 cordas tendíneas, 7 músculos papilares, 8 septo interventricular, 9 miocárdio, 10 endocário, 11 epicárdio e em 12 ápice.

## 6 - Discussão

Concordando com Kremer, Schubert; Bonfíglio, (2011), observamos que houve eliminação do uso da solução de formaldeído como conservante, o que possibilitou uma menor quantidade de descarte do mesmo ao meio ambiente, pois como relata Who, (1991), essa substância é prejudicial à saúde e o seu manuseio de descarte pode trazer riscos ambientais graves. Com as peças criodesidratadas conseguimos eliminar a quantidade de vapores no ar do laboratório de anatomia, que de acordo com Ikeda et al. (2007) valores muito elevados de vapores dificultam a permanência no ambiente devido a grande irritação nos olhos, lacrimejação queimação nas mucosas do nariz e garganta causando tosses e crises alérgicas.



A fixação com solução de formaldeído foi excelente em todos os grupos, devido a sua ótima penetração nos tecidos como cita Rodrigues, (2010).

Concordando com Cury; Censoni; Ambrósio, (2011) peças criodesidratadas além de não causarem injúria ao meio ambiente, fornecem uma boa opção didática de estudo e de trabalho para professores, alunos e funcionários, facilitando a aprendizagem na área.

Os resultados obtidos se assemelharam aos de Kremer; Schubert; Bonfíglio (2011), com peças de fácil acondicionamento, sem a necessidade do uso de conservantes para seu armazenamento, com a redução de peso, que facilita o transporte, e também a possibilidade de dissecações e explorações após a desidratação.

Silva et al (2013) citaram como ponto negativo a demora do processo da técnica de criodesidratação, o qual foi minimizado com a utilização de estufa de ar com ventilação forçada, onde o descongelamento com secagem ocorreu com temperatura controlada e umidade estável.

A temperatura de 25°C foi eficiente durante a secagem, e foi escolhida por não causar danos ao tecido animal através do calor, já que nessa temperatura há conforto térmico. O país possui vários tipos climáticos com variações de temperatura e umidade entre os estados citado por Machado (2016) o que pode interferir no processo de secagem, o que não ocorreu no presente trabalho, já que a estufa mantém a temperatura e a umidade constantes.

Segundo Nogueira et al, 2010, a quantidade de água do produto, sua composição, ou a distribuição das peças dentro da estufa podem interferir no processo. A água das peças que ficaram na grade superior da estufa pode ter umedecido as peças que estavam embaixo. Esse problema pode ser resolvido forrando-se as grades com papelões pelo menos no início do processo, quando as peças têm mais líquido.

Em nosso trabalho, o comportamento em relação a perda de peso dos rins seccionados foi mais uniforme quando comparado aos rins inteiros. No grupo dos rins seccionados a amostra R5 apresentou ganho de peso depois do primeiro dia de criodesidratação, mas no decorrer dos dias essa perdeu peso normalmente. Nos rins inteiros as amostras R1, R2, R4, R6, R9, R10, R12, ganharam peso nos primeiros

dias de criodesidratação e nos seguintes perderam peso normalmente. A balança era conferida antes das pesagens. Uma das hipóteses para o ganho de peso inicial é que devido à quantidade de vapor de água presente na estufa .

Os corações seccionados e os corações inteiros apresentaram perda de peso homogêneo durante o processo, onde os corações seccionados apresentaram uma média de 28,16 dias de secagem e os corações inteiros uma média de 39,16 dias de secagem.

As peças seccionadas apresentaram uma média de aproximadamente 9 dias de secagem e os rins inteiros 16 dias de secagem. Isso ocorreu possivelmente porque as peças seccionadas têm maior superfície para perda de fluidos, desidratando em menor tempo.

No presente trabalho, a perda de líquidos de até 60-70% foi utilizada baseando-se em trabalhos de conservação de alimentos, como carnes, onde a quantidade de líquidos está presente nessa mesma proporção (Ordonéz, 2005).

Nos rins e corações seccionados e nos rins e corações inteiros foi possível observar todas as estruturas da morfologia externa e interna citados por Dyce; Sack e Wensing,( 2010), König e Liebich (2016), autores consagrados no estudo de Anatomia.

As peças, tanto os rins, como os corações, não apresentaram ação de microrganismos macroscópicos ou outros contaminantes durante o processo e nem após os 4 meses de acondicionamento, problemas esses minimizados com o uso de secadores (estufas) como relatado por Doymaz, (2011).

## **7- Conclusão**

A criodesidratação juntamente com a utilização da estufa de ar de ventilação forçada a 25°C proporcionou a confecção de peças anatômicas de qualidade sendo possível a clara evidenciação das estruturas anatômicas.

Foi possível observar uma diferença significativa no tempo de secagem das amostras dentro do grupo dos rins e corações seccionados e dos corações inteiros, essa diferença pode ter ocorrido devido a distribuição das peças dentro da estufa que foi aleatória e também pela densidade de cada órgão.

## 8- Referências

BORGES, A.T. Novos rumos para o laboratório escolar de ciências. **Caderno Brasileiro de Ensino de Física**, v.19, n. 3, p.291-313, dez. 2002.

CELESTINO, S.M.C , **Princípios de Secagem de Alimentos** In: Embrapa, 2010, Planatina Distrito Federal, Palestra. Planatina Distrito Federal, 2010.

CURY, F.S.; CENSONI, J.B.; AMBRÓSIO, C.E. Técnicas Anatômicas no ensino da prática de anatomia animal. **Pesquisa veterinária brasileira**. v. 33, n.5, p. 688-696, maio de 2013.

DI DIO, L.J.A. **Tratado de anatomia sistêmica aplicada: princípios básicos e sistêmicos: esquelético, articular e muscular.**, 2° Ed. São Paulo: Atheneu, 2002.

DOYMAZ, I. Drying of Pomegranate Arils and Selection of a Suitable Drying Model. **Food Biophysics**, v.6, n.4, 2011.

DYCE, K.M.; SACK, W.O.; WENSING, C.J.G. **Tratado de anatomia veterinária**. 4. ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2010. 813 p.

FEIJÓ, A.G.S. A função dos comitês de ética institucionais ao uso de animais na investigação científica e docência. **Bioética**. V.12, n.2, p. 11-12, 2004.

FELLOWS, P. **Tecnologia do processamento de alimentos: princípios e prática**. 2. ed. Porto Alegre, RS: Artmed, 2006.

FORMALDEHYDE : **Medical Management Guidelines for Formaldehyde**: Disponível em: < <http://www.atsdr.cdc.gov/mhmi/mmg111.html>> Acesso em 15 maio, 2017.

FORMALDEHYDE : **NIOSH**. Disponível em: <<http://www.cdc.gov/NIOSH/>>. Acesso em 20 junho, 2017.

FREITAS, I.B.; SOUZA, A.M.; SANTOS, R.M.B. Técnica anatômica aplicada na conservação de cortes segmentares em *Canis familiaris* e *Dacapterus macarellus*. In. **JORNADA DE ENSINO PESQUISA E EXTENSÃO UFRPE**, 2009, Recife, 2009. Disponível em: [HTTP// WWW.eventosUFRPE.com.br/jepex\\_2009/ cd/resumos/ r0721.pdf](HTTP://WWW.eventosUFRPE.com.br/jepex_2009/cd/resumos/r0721.pdf). Acesso em set, 2016.

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

HINER, R.L.; HANKINS, O.L. Temperatures of freezing affects tenderness of Beef. **Food Ind.**, v.19, p.1078, 1947.

IKEDA, L.O.; BAENAS, J.M.; RENOFIO, A.; GORDONO, F.S. A importância da APO, no gerenciamento da construção dos laboratórios de anatomia nas universidades de ciências. In: **ECONTRONACIONAL DE ENGENHARIA DE PRODUÇÃO**, 27, 2007, Foz do Iguaçu, Pr, Brasil, 2007.

KIMURA, A.K.E.; CARVALHO, W.L. 2010. **Estudo da relação custo x benefício no emprego da técnica de glicerinação em comparação com a utilização da conservação por formol**. Trabalho de Conclusão de Curso de Extensão em Higiene Ocupacional, Universidade Estadual Paulista, Araraquara, SP. 30p.

KOONZ, C.H.; ROMSBOTTON, J.M. A method for studying the histological structure of frozen products. **I. Poultry. Food Res.**, v.4, p.117, 1939.

KÖNIG, H.E.; LIEBICH, H.G. **Anatomia dos animais domésticos: Texto e atlas colorido**. 2. ed. Porto Alegre: Artmed, 2016. 690p.

KREMER, R; SCHUBERT, J.M; BONFÍGLIO, N,S. Criodesidratação de vísceras do canal alimentar no preparo anatômico para estudo veterinário. **PUBVET**, Londrina, v5, n. 13, ed. 160, Art. 1081, 2011.

KRUG, L.; PAPPEN, F.; ZIMMERMANN, F.; DEZEN, D.; RAUBER, L.; SEMMELMANN, C.; ROMAN, L. I.; BARRETA, M. H. Conservação de Peças Anatômicas com Glicerina Loira. Instituto Federal Catarinense, Concórdia, SC, 2011. p. 1-6.

LUNETTA, V. N. Atividades práticas no ensino da Ciência. **Revista Portuguesa de Educação**, v. 2, n. 1, p. 81-90, 1991.

MACAGNAN, K.K; SARTORI, M.R.K.; CASTRO, F.G. Sinais e Sintomas da Toxicidade do Formaldeído em Usuários de Produtos Alisantes Capilares. **Cadernos da Escola de Saúde**, v.1, n.4, p. 46-63, 2011.

MACHADO, M. **Climas do Brasil**. Disponível em: [www.bractaceae.org/climahtml](http://www.bractaceae.org/climahtml). acesso em set 2016.

MIRANDA – NETO, M.H., 1990. Sobre a utilização de adesivo á base de Polivinil Acetato (PVA) na preparação de ossos para estudo. Universidade de Marília, SP. PG. 87-89.

MIES, C. Molecular biological analysis of paraffin-embedded tissues. **Hum. Pathol.** 1994; v.25: p.555-560.

NOGUEIRA, A.; WOSIACKI, G.; VIEIRA, R.G.; TEBCHERANI, S.M.; CAVA, S.S.; SEGUINEL, T. Iatajara Minérios Ltda. Sistema de secagem de bagaço de maçã. PI0806012-6, 19 jun. 2008, 14 set. 2010.

OLIVEIRA, F. S. Assessing the effectiveness of 30% sodium chloride aqueous solution for the preservation of fixed anatomical specimens: a 5-year follow-up study. **Journal of Anatomy**. n. 225, p. 118-121, 2014.

ORDÓNEZ, J.A. **Tecnologia dos alimentos, e processos**. vol. I, Porto Alegre: Artmed, 2005. 121p.

RODRIGUES, H. **Técnicas anatômicas**. 2ª ed. Vitória: Arte visual, 1998. 222p.

RODRIGUES, H. **Técnicas anatômicas**. 4a ed. Vitória: Arte Visual; 2010. 269p.

SALADINO, A. **Análise crítica e subjetiva da integração da anatomia com a cirurgia no ensino em arena. O uso de teatros anatômicos**. 2010. 141f. Dissertação (Mestrado) – Faculdade de medicina veterinária e zootecnia de São Paulo, São Paulo, 2010.

SCHALLER, O. **Nomenclatura anatômica veterinária ilustrada**. São Paulo: Manole, 1999. 124-129p.

SILVA, EM; SOUZA FILHO, GD; SOUZA, MCT; MARQUES, T; FURTADO, JM (2008). Estudo analítico da Técnica de Glicerização empregada para conservação de peças anatômicas: experiência da disciplina de Anatomia Humana do Departamento de Morfologia da UniFOA.»(PDF). Cad UniFOA (Rio de Janeiro). p.160. Consultado em 2 de março de 2017

SILVA, S.R.S.B., ARAÚJO, S.H.R.A., GILINO, A.A.X., LINDEN, L.A.V.D., LIMA, M.P.F. Preparo de peças anatômicas através do método de criodesidratação. **XIII JORNADA DE PESQUISA, ENSINO E EXTENSÃO – JEPEX**, 2013, Recife, 09 a 13 de novembro.

TEIXEIRA, A. F.; GUARENTI, V.P.J.; TEIXEIRA, A .; CARAMBULA, S.F.; CRUZATI, A .; BRUCKER, P.F. The cryodehydration technique applied to cavitary and parenchymatous viscera. **Brz. J. morphol. Sci.**, v.13, n.2,,p.177-180, 1996.

TSCHERNEZKY, W. Restoration os softness and flexibility of cadavers preserved in formalin. **Acta anatômica**, v. 118, n.3, p.159, 1984.

WEIGLEN, A.H. Preservation and plastination. **Clin Anat**. v.15, n.6, p.445, 2002.

WHO – World Health Organization – IPCS International Programme on Chemical Safety – Formaldehyde – Health and Safety Guide. n. 57, 1991. Disponível em: [HTTP://WWW.inchem.org](http://www.inchem.org).

1