

**Universidad Católica de Santa María**  
**Facultad de Ciencias e Ingenierías Biológicas  
y Químicas**  
**Escuela Profesional de Medicina Veterinaria  
y Zootecnia**



**“APLICACIÓN DE RESINA EN TEJIDOS BLANDOS PARA SER  
UTILIZADOS EN LA ENSEÑANZA Y APRENDIZAJE EN ANATOMIA  
COMPARADA - AREQUIPA 2019”**

**"APPLICATION OF RESIN IN SOFT TISSUES TO BE USED IN  
TEACHING AND LEARNING IN COMPARATIVE  
ANATOMY - AREQUIPA 2019"**

**Tesis presentada por el Bachiller:  
Rojas Huayapa, Ricky Edison  
para optar el Título Profesional de  
Médico Veterinario y Zootecnista**

**Asesor:  
Mgter. Sanz Ludeña, Carlo Edison**

**Arequipa – Perú  
2019**



*Universidad Católica de Santa María*

(51 54) 382038 Fax:(51 54) 251213 ✉ [ucam@ucam.edu.pe](mailto:ucam@ucam.edu.pe) <http://www.ucam.edu.pe> Apartado: 1350

AREQUIPA - PERU

FACULTAD DE CIENCIAS E INGENIERIAS BIOLÓGICAS Y QUÍMICAS  
ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

DICTAMEN PASE A SUSTENTACIÓN

El jurado dictaminador presidido por el MGTER. GARY VILLANUEVA GANDARILLAS e integrado por el vocal MGTER. ELOISA ZUÑIGA VALENCIA y secretaria la MGTER. CECILIA MOGROVEJO LÓPEZ

DICTAMINA:

Que el Borrador de tesis titulado:

“APLICACIÓN DE RESINA EN TEJIDOS BLANDOS PARA SER UTILIZADOS EN LA ENSEÑANZA Y APRENDIZAJE EN ANATOMIA COMPARADA – AREQUIPA 2019”  
presentado por (la) Sr.(s)(ita):

ROJAS HUAYAPA, RICKY EDISON

Puede ser sustentado públicamente después de tener en cuenta las observaciones del dictamen adjunto. Caso contrario, el (la) Bachiller asume la responsabilidad que pudiera derivarse.

Asesor(a): Mgter. CARLO SANZ LUDEÑA

Arequipa, 02 de octubre del 2019



MGTER. CARLO SANZ LUDEÑA  
Director de la Escuela Profesional de  
Medicina Veterinaria y Zootecnia

CSL/DEPMVZ  
JL.



Universidad Católica de Santa María

Tel: (51 84) 382603 Fax: (51 84) 261219 [ucsm@ucsm.edu.pe](mailto:ucsm@ucsm.edu.pe) <http://www.ucsm.edu.pe> Apartado: 1000

"IN SCIENTIA ET FIDE EST FORITUDO NOSTRA"  
(En la Ciencia y en la Fe está nuestra fuerza)

ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

DICTAMEN BORRADOR DE TESIS

Señor Magíster  
CARLO SANZ LUDEÑA  
Director de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria y Zootecnia  
Presente.-

Mediante el presente, comunicamos a usted que se ha procedido a revisar el Borrador de Tesis titulado:

"APLICACIÓN DE RESINA EN TEJIDOS BLANDOS PARA SER UTILIZADOS EN LA ENSEÑANZA Y APRENDIZAJE EN ANATOMÍA COMPARADA – AREQUIPA 2019"

presentado por:

ROJAS HUAYAPA, RICKY EDISON

Acordeado (a) por el (los): MGTER. CARLO SANZ LUDEÑA

El jurado dicaminador presidido por el MGTER. GARY VILLANUEVA GANDARILLAS, e integrado por la vocal MGTER. ELOISA ZUÑIGA VALENCIA y secretaria la MGTER. CECILIA MOGROVEJO LÓPEZ;

DICTAMINA:

*Apto para su Sustentación en Acto Público*

OBSERVACIONES

Arequipa, 30 de Setiembre del 2019

*[Firma]*  
MGTER. GARY VILLANUEVA GANDARILLAS  
Presidente

*[Firma]*  
MGTER. ELOISA ZUÑIGA VALENCIA  
Vocal

*[Firma]*  
MGTER. CECILIA MOGROVEJO LÓPEZ  
Secretaría



*Universidad Católica de Santa María*

☎ (51 54) 382038 Fax: (51 54) 251213 ✉ [ucsm@ucsm.edu.pe](mailto:ucsm@ucsm.edu.pe) <http://www.ucsm.edu.pe> Apartado: 1350

AREQUIPA - PERU

FACULTAD DE CIENCIAS E INGENIERÍAS BIOLÓGICAS Y QUÍMICAS  
ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

## INSCRIPCIÓN PLAN DE TESIS 2019

Bachiller: ROJAS HUAYAPA, RICKY EDISON;

El jurado dictaminador presidido por el MGTER. GARY VILLANUEVA GANDARILLAS e integrado por la MGTER. ELOISA ZUÑIGA VALENCIA y la MGTER. CECILIA MOGROVEJO LÓPEZ; según al Reglamento de Grados y Títulos, Título III del Título Profesional de Primera Especialidad, Capítulo III, de la Elaboración, Presentación y Aprobación de un Trabajo de Tesis, Art. 20; el Director de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria y Zootecnia;

### DICTAMINA:

Autorizar la inscripción del Plan de Tesis titulado

“APLICACIÓN DE RESINA EN TEJIDOS BLANDOS PARA SER UTILIZADOS EN LA ENSEÑANZA Y APRENDIZAJE EN ANATOMÍA COMPARADA – AREQUIPA 2019”

presentado por el (la) Sr.(ita) Alumno(a) de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria y Zootecnia;

**ROJAS HUAYAPA, RICKY EDISON**

por un período de seis (06) meses a partir de la fecha; debiendo el (la) recurrente proceder al desarrollo del mismo, teniendo en cuenta las observaciones del jurado dictaminador del Plan de Tesis.

ASESOR: MGTER. CARLO SANZ LUDEÑA

Arequipa, 14 de enero del 2019



MGTER. CARLO SANZ LUDEÑA  
Director de la Escuela Profesional de  
Medicina Veterinaria y Zootecnia

CSL/DEPMVZ  
Jl.



*Universidad Católica de Santa María*

(51 54) 382030 Fax: (51 54) 251213 ✉ [ucsm@ucsm.edu.pe](mailto:ucsm@ucsm.edu.pe) <http://www.ucsm.edu.pe> Apartado: 1350

“IN SCIENTIA ET FIDE EST FORTITUDO NOSTRA”

(En la Ciencia y en la Fe está nuestra fuerza)

ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y  
ZOOTECNIA

DICTAMEN DE PLAN DE TESIS

Señor Magíster

CARLO SANZ LUDEÑA

Director de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Presente.-

Mediante el presente, comunicamos a usted que se ha procedido a revisar el plan de Tesis Titulado:

Titulado:

“APLICACIÓN DE RESINA EN TEJIDOS BLANDOS PARA SER UTILIZADOS EN LA  
ENSEÑANZA Y APRENDIZAJE EN ANATOMÍA COMPARADA – AREQUIPA 2019”

presentado por el (la) Sr.(s)(ita):

ROJAS HUAYAPA, RICKY EDISON

Asesor: MGTER. CARLO SANZ LUDEÑA

El jurado dictaminador presidido por el MGTER. GARY VILLANUEVA GANDARILLAS e  
integrado por la MGTER. ELOISA ZUÑIGA VALENCIA y la MGTER. CECILIA  
MOGROVEJO LÓPEZ;

DICTAMINA;

*Apto para su Ejecución*

OBSERVACIONES

Arequipa, 11 de Enero del 2019

*Gary Villanueva*  
MGTER. GARY VILLANUEVA GANDARILLAS  
Presidente

*Eloisa Zuñiga*  
MGTER. ELOISA ZUÑIGA VALENCIA  
Vocal

*Cecilia Mogrovejo*  
MGTER. CECILIA MOGROVEJO LÓPEZ  
Secretaría

## DEDICATORIA

### ORACION

**Tú has sido mi ayuda y mi consuelo, quien ha bendecido mi vida con todo lo que he necesitado. Te agradezco por lo que has hecho por las cosas grandes y pequeñas, porque nunca te has alejado de mi lado.**

A la **Virgen De Chapí** que es una de las emisoras de **Dios**, a ellos dedico este manuscrito por ser mi guía espiritual, mis fieles compañeros y protectores. Ellos me premiaron no solo con este logro sino con haberme regalado un paraíso en la tierra ósea mi hogar.

Con todo el amor dedico este éxito a mis papas, Edgar y Sofía, porque más un logro profesional para mi es el afianzamiento de ellos como padres que me regalaron el don de la vida son pedírselo y quienes ante un largo camino alcance mi meta, con mucha perseverancia, respeto y mucha dedicación, sumándole la herramienta del estudio. Esperaron pacientemente este momento y sin pedir nada a cambio. Hoy veo el brillo de sus ojos y siento lo extasiado de sus corazones llenos de felicidad y alegría, eso no tiene precio.

A mis hermanos: Yovaly Kasiena, Diego Armando, Pablo Cesar, ustedes son los eslabones que conforman esa cadena que es mi vida, por eso sería egoísta de mi parte consideran que lo logre solo, todos son parte de ello, es un cumplido. Sin su apoyo no lo hubiese logrado.

Hoy sé que puedo tropezarme con la misma piedra infinidad de veces y tener la certeza de levantarme con la cara en alto porque ustedes estarán a mi lado.

**LOS AMO....**

## AGRADECIMIENTOS

Doy gracias a **Dios**, a **la Virgen de Chapí nuestra patrona** y a mi familia por enseñarme que aun estando perdido se gana y por lo más importante educarme para la vida.

A mis padres por darme la enseñanza de una profesión digna, y por haber puesto en mí un futuro mejor.

Al doctor Carlo Sanz, por su excelencia como ser humano y profesional, por enseñarme como se hacen las cosas, sepa mi profe que no hay palabras que valoren toda la dedicación que ha tenido para conmigo.

A los miembros del jurado, Dr. Gary Villanueva, Dra. Eloísa Zúñiga Valencia y la Dra. Cecilia Mogrovejo por el interés, motivación, apoyo y críticas constructivas para poder concluir con éxito el presente trabajo de investigación.

A todas las personas que fueron partícipes de este proceso ya sea de manera directa o indirecta. Gracias a todos ustedes por ser los responsables, al colocar su granito de arena para que este gran sueño sea posible.

También agradezco a mis compañeras de trabajo, ellas me ayudaron en mis horarios de estudio, como en mis horarios de trabajo.

## RESUMEN

La resina poliéster no se ha utilizado en varias técnicas de aplicación anatómicas, gracias a su bajo costo, fácil manejo. Entre ellas la aplicación de conservación de muestras en resina es una técnica que se realiza en un bloque de vidrio, colocando 3 a 4 capas de resina poliéster, por un intervalo de secado por lo menos de 3 días, dejando las muestras relativamente claras que nos permite ver bien las estructuras.

También encontramos la plastinación de cortes anatómicos, técnica más sofisticada, compleja y de un alto costo económico. El objetivo fue idear una técnica nueva de conservación de muestras, para mejorar la calidad de la técnica clásica.

Se utilizaron muestras anatómicas del laboratorio de Anatomía Comparada de la Universidad Católica Santa María - sede Huasacaché, estas muestras varían según el tamaño y el grosor, estas muestras anatómicas son fijadas primero con silicona aerosol.

Posteriormente se agrega la resina poliéster ya mezclada con su catalizador y el cobalto cristal a temperatura ambiente. Se obtuvieron muestras con una buena transparencia y solidez que nos permite ver en detalle muchas estructuras, similar a la obtenida con la técnica de plastinación.

Mediante un método relativamente fácil de realizar es posible obtener piezas anatómicas de muy buena calidad.

**Palabras claves:** Resina, anatomía comparada.

## ABSTRACT

The polyester resin has not been used in several anatomical application techniques, thanks to its low cost, easy handling. Among them, the application of preservation of samples in resin is a technique that is carried out in a glass block, placing 3 layers of polyester resin, for a drying interval of at least 3 days, leaving the samples relatively clear that allows us to see well the structures.

We also find the plastination of anatomical cuts, more sophisticated technique, complex and of a high economic cost. The objective was to devise a new technique of preservation of samples, to improve the quality of the classical technique.

Anatomical samples from the Comparative Anatomy laboratory of The Santa Maria University - huasacaché campus were used, these samples vary according to size and thickness, these anatomical samples are first fixed with silicone aerosol.

Subsequently, the polyester resin already mixed with its catalyst and the glass cobalt at room temperature is added. Samples were obtained with a good transparency and solidity that allows to see in detail many structures, similar to that obtained with the plastination technique.

By means of a relatively easy method to perform it is possible to obtain anatomical parts of very good quality.

**Keywords:** Resin, comparative anatomy.

## INDICE DE CONTENIDOS

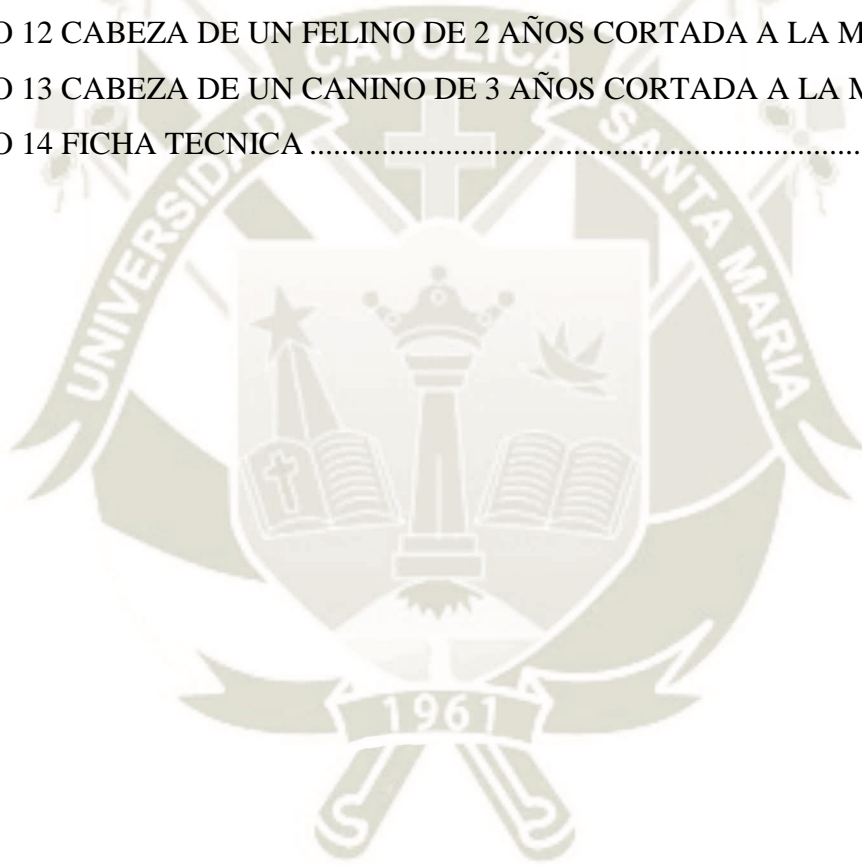
RESUMEN

ABSTRACT

CAPITULO I GENERALIDADES.....	1
1.1. ENUNCIADO DEL PROBLEMA .....	1
1.2. DESCRIPCIÓN DEL PROBLEMA.....	1
1.3. JUSTIFICACIÓN DEL TRABAJO .....	2
1.3.1. ASPECTO GENERAL.....	2
1.3.2. ASPECTO TECNOLÓGICO .....	2
1.3.3. ASPECTO SOCIAL.....	2
1.3.4. ASPECTO ECONÓMICO .....	2
1.3.5. IMPORTANCIA DEL TRABAJO.....	2
1.4. OBJETIVOS .....	3
1.4.1. OBJETIVO GENERAL .....	3
1.4.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS .....	3
1.5. PLANTEAMIENTO DE LA HIPÓTESIS .....	3
CAPITULO II MARCO TEÓRICO O CONCEPTUAL .....	4
2.1. PLASTINACIÓN .....	4
2.2. LA RESINA.....	6
2.2.1 DESCRIPCIÓN: .....	6
2.2.2. FORMULACIÓN Y PROCESOS DE FABRICACIÓN DE RESINAS POLIESTER.....	7
2.2.3. MONÓMEROS DE ENLACE.....	9
2.2.4. POLIMERIZACIÓN:.....	9
2.2.5. CATALIZADOR .....	9
2.2.6. COBALTO CRISTAL .....	9
2.2.7. TIPOS DE RESINA POLIESTER.....	10
2.2.8. ORTOFTALICAS.....	10
2.2.9 ISOFTALICA.....	10

2.2.10. DIFERENCIAS ENTRE RESINAS ENTRE RESINAS DE POLIESTER ORTOFTALICO E ISOFTALICO. ....	11
2.3. ANALISIS BIBLIOGRAFICO .....	12
2.3.1. MATERIAL PRINCIPAL.....	12
2.4. ANTECEDENTES DE INVESTIGACIÓN .....	14
2.4.1. REVISIONES DE TESIS UNIVERSITARIAS.....	14
2.4.2. OTROS TRABAJOS DE INVESTIGACIÓN .....	16
CAPITULO III MATERIALES Y MÉTODOS.....	18
3.1. MATERIALES .....	18
3.1.1. LOCALIZACIÓN DEL TRABAJO.....	18
A. LOCALIZACIÓN ESPACIAL.....	18
B. LOCALIZACIÓN TEMPORAL.....	18
3.1.2. MATERIAL BIOLÓGICO.....	18
3.1.3. MATERIAL DE LABORATORIO.....	18
3.1.4. MATERIAL DE CAMPO .....	18
3.1.5. EQUIPO Y MAQUINARIA .....	18
3.2 MÉTODOS .....	19
3.2.1. MUESTREO: .....	19
3.2.2. MÉTODOS DE EVALUACIÓN .....	19
3.2.3. VARIABLES DE RESPUESTA.....	27
CAPITULO IV RESULTADOS Y DISCUSIONES .....	28
4.1 RESULTADOS .....	28
CONCLUSIONES.....	43
RECOMENDACIONES .....	44
BIBLIOGRAFÍA.....	45
ANEXOS .....	47
ANEXO 01 .....	48
ANEXO 02 MAPA SATELITAL EN DONDE SE UBICA EL LABORATORIO DE ANATOMÍA COMPARADA VETERINARIA DE LA UNIVERSIDAD CATÓLICA SANTA MARÍA SEDE FUNDO LA BANDA REGIÓN AREQUIPA 2018. ....	49
ANEXO 03 PRESENTACION DEL MATERIAL .....	50
ANEXO 04 PREPARACION DE MATERIAL (CATALIZADOR).....	51

ANEXO 05 PREPARACION DE MATERIAL (COBALTO CRISTAL) .....	52
ANEXO 06 CORAZÓN DE VACUNO.....	53
ANEXO 07 CORAZON DE OVINO .....	55
ANEXO 08 CORAZON DE PORCINO .....	57
ANEXO 09 CUERPO DE UN FELINO DE 3 AÑOS .....	59
ANEXO 09 MIEMBROS POSTERIORES DE UN FELINO DE 2 AÑOS .....	62
ANEXO 10 MIEMBROS ANTERIORES DE UN FELINO DE 2 AÑOS.....	65
ANEXO 11 PARTE ABDOMINAL DE UN FELINO DE 2 AÑOS .....	68
ANEXO 12 CABEZA DE UN FELINO DE 2 AÑOS CORTADA A LA MITAD .....	71
ANEXO 13 CABEZA DE UN CANINO DE 3 AÑOS CORTADA A LA MITAD.....	74
ANEXO 14 FICHA TECNICA .....	77



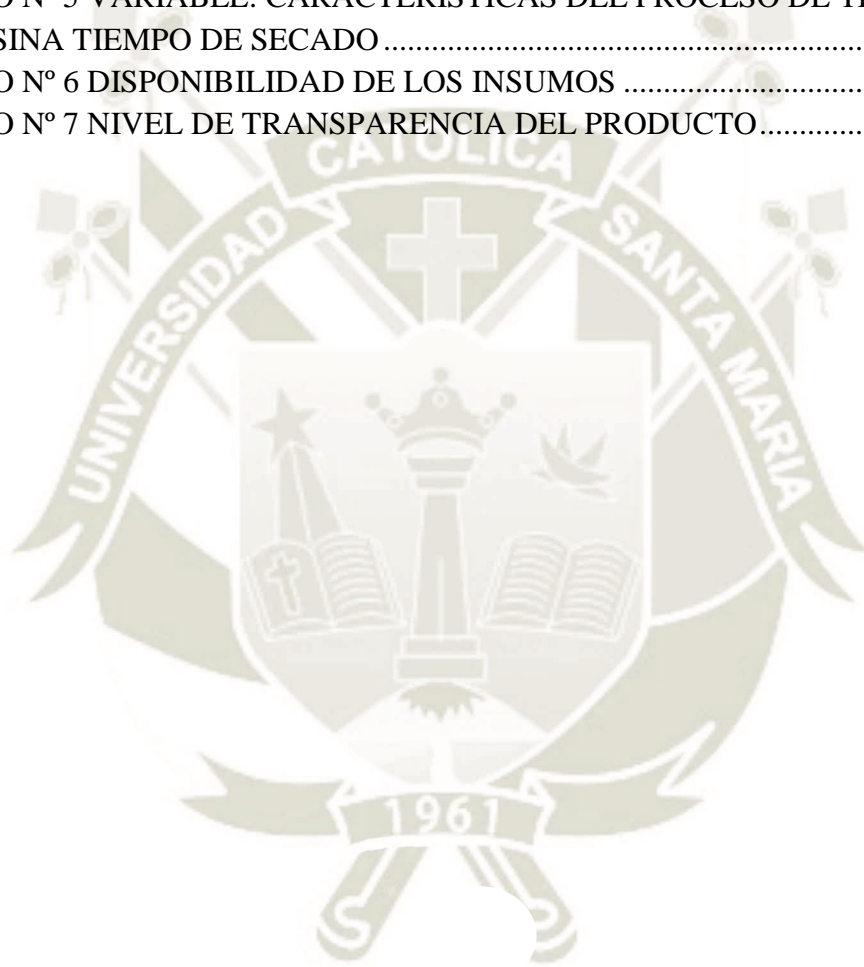
## INDICE DE CUADROS

CUADRO N° 1 CANTIDAD DE INSUMOS UTILIZADOS EN CADA MUESTRAS.....	28
CUADRO N° 2 VARIABLE DE CALIDAD PRESENCIA DE BURBUJAS.....	30
CUADRO N° 3 ALTERACIONES MORFOLÓGICAS .....	32
CUADRO N° 4 COLOR .....	34
CUADRO N° 5 VARIABLE: CARACTERÍSTICAS DEL PROCESO DE TRATAMIENTO CON RESINA .....	36
CUADRO N° 6 DISPONIBILIDAD DE LOS INSUMOS.....	38
CUADRO N° 7 NIVEL DE TRANSPARENCIA DEL PRODUCTO.....	40
CUADRO N° 8 NIVEL DE DESTRUCCIÓN .....	42



## INDICE DE GRAFICOS

GRÁFICO N° 1 CANTIDAD DE INSUMOS UTILIZADOS EN CADA MUESTRA.....	29
GRÁFICO N° 2 PRESENCIA DE BURBUJAS EN PORCENTAJE .....	31
GRÁFICO N° 3 ALTERACIONES MORFOLÓGICAS EN PORCENTAJE .....	33
GRÁFICO N° 4 COLOR.....	35
GRÁFICO N° 5 VARIABLE: CARACTERÍSTICAS DEL PROCESO DE TRATAMIENTO CON RESINA TIEMPO DE SECADO .....	37
GRÁFICO N° 6 DISPONIBILIDAD DE LOS INSUMOS .....	39
GRÁFICO N° 7 NIVEL DE TRANSPARENCIA DEL PRODUCTO.....	41



## CAPITULO I GENERALIDADES

### 1.1. ENUNCIADO DEL PROBLEMA

APLICACIÓN DE RESINA EN TEJIDOS BLANDOS PARA SER UTILIZADOS EN LA ENSEÑANZA Y APRENDIZAJE EN ANATOMÍA COMPARADA - AREQUIPA 2019

### 1.2. DESCRIPCIÓN DEL PROBLEMA

En la actualidad existen técnicas de conservación anatómicas que se relacionan con la plastinación, que al ser utilizadas en centros Educativos Universitarios, presentan un costo muy elevado, haciendo de esta manera difícil su realización y aplicación.

Otro sistema aplicado en la conservación de muestras anatómicas es el empleo de formaldehído en diferentes proporciones, siendo conocido que el uso y la aplicación del formaldehído en exposiciones muy prolongadas es irritante y tóxico hacia el ser humano. El formaldehído es un excelente fijador, pero presenta limitaciones para la manipulación directa de piezas anatómicas preparadas.

Siendo determinante de esta manera el querer estudiar la aplicación de la resina en moldes para minimizar las contaminaciones tóxicas de gases y facilitar la enseñanza, manteniendo una pieza que se puede conservar en un tiempo más prolongado y con un menor costo que el usado en la plastinación.

La aplicación de la resina es una técnica adecuada para los alumnos de las ciencias biológicas, ya que permite hacer manipulaciones de los bloques sin ningún problema, ya que no es tóxica ni es irritante.

El estudiante puede reconocer de una forma más sencilla una estructura anatómica analizándola directamente a través de los bloques de resina.

## **1.3. JUSTIFICACIÓN DEL TRABAJO**

### **1.3.1. ASPECTO GENERAL**

Con la presente investigación se pretende como propósito hacer más práctica y de fácil utilización la técnica de preservación de las muestras anatómicas para la enseñanza y aprendizaje de los estudiantes de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Católica Santa María que permitirá una mejor preservación higiénica del material anatómico y la utilización más segura como material didáctico de alta calidad.

Además, esta técnica es de fácil manejo técnico y permite preservar el material en su parte física, así como su parte visual.

### **1.3.2. ASPECTO TECNOLÓGICO**

Se pretende incrementar el número de técnicas anatómicas que se aplican en el Laboratorio de Anatomía Comparada en la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria, de la Universidad Católica Santa María para dar una enseñanza de calidad a los estudiantes de dicha escuela.

### **1.3.3. ASPECTO SOCIAL**

Menor sacrificio de animales en la preparación de muestras anatómicas ya que los que se van a preparar durarán más tiempo y no tendrán que renovarse.

### **1.3.4. ASPECTO ECONÓMICO**

La aplicación de resina en tejidos blandos es una técnica empleada como alternativa a la técnica tradicional, y que toma vigencia al compararla con la plastinación, asumiendo que la plastinación tiene un proceso complejo y que requiere de equipos especiales, que lo hacen poco alcanzable, desde el punto de vista económico para la práctica diaria en la asignatura de Anatomía Comparada en la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria, de la Universidad Católica Santa María.

### **1.3.5. IMPORTANCIA DEL TRABAJO**

La enseñanza de los estudiantes va a ser más didáctica, y más específica para los alumnos de diferentes años.

## **1.4. OBJETIVOS**

### **1.4.1. OBJETIVO GENERAL**

Describir la aplicación de la resina para la conservación de las muestras anatómicas que van a ser utilizadas como material didáctico para la enseñanza y aprendizaje en Anatomía Comparada - Arequipa 2019”

### **1.4.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

- Determinar la calidad de la muestra anatómicas tratadas con resina para la enseñanza y aprendizaje en la asignatura de anatomía comparada.
- Describir las características de complejidad de la técnica de resina para la enseñanza y aprendizaje en la asignatura de anatomía comparada.

## **1.5. PLANTEAMIENTO DE LA HIPÓTESIS**

Dado que la aplicación de resina en muestras anatómicas es una técnica de conservación anatómica que se puede aplicar en un laboratorio no especializado, es probable poder determinar las características de su aplicación mediante mensuraciones propias para la misma.

## CAPITULO II

### MARCO TEÓRICO O CONCEPTUAL

#### 2.1. PLASTINACIÓN

La técnica de plastinación es una moderna técnica revolucionaria creada por el artista y científico alemán Gunther von Hagens en el año 1977.

La plastinación consiste en preservar material biológico, reemplazando los fluidos tisulares por un polímero curable, bajo condiciones de vacío. Es así como se podrán obtener muestras reales, secas, limpias, resistentes y de duración ilimitada, las cuales pueden ser manipuladas y examinadas sin necesidad de guantes o cualquier otro tipo de medida preventiva, no siendo necesarias las mantenciones de estas preparaciones, ni tampoco conservarlas bajo condiciones especiales para su almacenamiento. Estas preparaciones carecen de olores y son libres de sustancias tóxicas, tales como formaldehidos, alcoholes o fenoles (Pashael 2010). Gracias a todas estas ventajas, es que la plastinación es un método que se puede emplear en la docencia, evitando la exposición de alumnos y docentes a sustancias que puedan resultar irritantes e incluso dañinas para la salud (Dawson 1990).

De acuerdo a Von Hagens, el proceso de plastinación se compone de cinco pasos fundamentales:

##### 1. Fijación y disección anatómica:

Con la fijación, lo que se busca es detener el proceso de descomposición de la muestra biológica, en este caso, los miembros del equino, mediante la inmersión de una solución que contiene formalina. Por este procedimiento gran parte de las bacterias serán destruidas, para prevenir la desintegración del tejido por medio de procesos químicos. Finalmente, la piel, la grasa y el tejido conectivo serán retirados y eliminados con instrumentos de disección, tales como pinzas, tijeras y bisturí (Von Hagens 1986).

Cabe destacar que una adecuada disección es fundamental para lograr una buena muestra platinada (Riederer 2013).

##### 2. Deshidratación:

El agua y las grasas solubles de las preparaciones serán disueltas al sumergirlas en una sustancia solvente como la acetona, en base a su propiedad deshidratante el cual ayuda a remover todo el material de fijación de la muestra. Cabe mencionar que este compuesto químico es volátil y altamente inflamable. La acetona en frío tiene una menor evaporación y durante el proceso de deshidratación se trabaja con acetona a  $-25^{\circ}\text{C}$ , que es la temperatura en que ésta actúa mejor sobre los tejidos (Valdés y col 2010).

### **3. Impregnación forzada:**

Este paso consiste en el reemplazo de la acetona por un polímero, como la silicona. La impregnación forzada se realiza con la muestra anatómica sumergida en el polímero bajo condiciones de vacío, la cual tiene como función permitir la remoción de la acetona y además facilitar al polímero a penetrar en la totalidad de las células del tejido de la preparación (Von Hagens 1986).

Para esta etapa, se utilizan dos siliconas, Biodur S10 y Biodur Hardener S3. La S10 es un caucho de silicona líquida reactiva, la cual tiene una viscosidad media. Esta silicona no es inflamable y no tiene efectos adversos en la piel o membranas mucosas, es decir, es fisiológicamente segura para el operador. La S3 es un líquido oleoso que contiene un ácido orgánico débil, por lo tanto, es ligeramente corrosivo y para su manipulación se deben usar antiparras y guantes protectores de goma. Sin embargo, al mezclar ambas siliconas, en una proporción 100:1 respectivamente, no tiene ningún efecto adverso sobre la piel. Biodur Hardener, S3 es el responsable de la flexibilidad de la muestra que se está trabajando, además hace que se lleve a cabo el curado de las muestras y actúa como un acelerador del proceso, asegurando que el interior de los especímenes se cure completamente (Von Hagens 1986).

Para impregnar las muestras de manera correcta se debe hacer presión de vacío de manera creciente hasta alcanzar 1 atm de presión (Henry 1993). Las muestras luego de sumergidas en la silicona liberan una gran cantidad de burbujas pequeñas, sin embargo, a medida que se aumenta la presión se observan menos burbujas pero de mayor tamaño. Se termina el proceso de impregnación forzada cuando ya no observan burbujas con la máxima presión de vacío (Von Hagens 1986).

### **4. Posicionamiento:**

Luego de haber terminado la impregnación del polímero en la muestra, las estructuras anatómicas deberán ser correctamente alineadas y fijadas, con la ayuda de cables, agujas u otros elementos (Von Hagens 1986).

### **5. Endurecimiento o Curado:**

En este último paso, se utiliza Biodur Gas-cure S6, un líquido que contiene silicato y es el que da firmeza a la muestra. Las muestras entran a la cámara de gas donde toman contacto con el Biodur Gas-cure S6 en altas concentraciones, el cual en su estado gaseoso penetra hasta el centro de las muestras, con el fin de completar la polimerización (Von Hagens 1986).

En adición, dentro de la cámara se deben añadir captadores de humedad en un contenedor, para evitar procesos de condensación y que se formen manchas de color blanquecino en las

muestras debido a la humedad que pueda estar presente en el ambiente (Henry y Concha 2015).

Se obtienen finalmente las muestras platinadas desde la cámara de gas, las cuales inmediatamente podrán ser utilizadas para el estudio topográfico de la porción distal del miembro torácico del equino. Cabe destacar que las muestras recién salidas de platinación exudarán pequeñas cantidades de silicona por los siguientes 3 meses, no obstante, esto no representa peligro al ser manipuladas (Von Hagens 1986).

Al seguir esta secuencia de pasos se obtiene una preparación platinada que responde a las características antes mencionadas.

El estudio topográfico (del griego *topos*, “lugar” y «-grafía», descripción) se describe como el arte de describir y delinear detalladamente la superficie de un lugar. En este trabajo se realizará específicamente la descripción detallada del segmento distal del miembro torácico de equino mediante disección por planos concéntricos, es decir, evidenciando las estructuras presentes en cada plano; y por disección longitudinal axial, la cual permitirá la observación de los diferentes planos de manera conjunta, tomando como referencia lo presentado en algunos textos, como Pollitt (1995), Popesko (1998), Dyce y col (2001), Floyd y Mansmann (2008). Luego de haber realizado las disecciones y haber identificado de manera correcta las estructuras encontradas en el segmento mano del equino, se procederá a conservar este material biológico mediante la técnica de platinación. Finalmente, se obtendrán las muestras biológicas platinadas listas para poder ser utilizadas como material de estudio (Von Hagens 1977).

## **2.2. LA RESINA.**

### **2.2.1 DESCRIPCIÓN:**

La resina según la Real Academia Española: (nombre femenino) “sustancia sólida o de consistencia pastosa, insoluble en el agua, soluble en el alcohol y en los aceites esenciales, y capaz de arder en contacto con el aire, obtenida naturalmente como producto que fluye de varias plantas (Gollob 2015).

La resina es un material plástico creado en 1933, derivado del petróleo. Es un material de múltiples aplicaciones y usos, muy resistente y versátil. En estado bruto, la resina, es un líquido de consistencia viscosa translúcida o transparente, dependiendo su color del tipo de resina. Endurece o gelifica al sumarle dos componentes, catalizador y acelerador, comenzando a reaccionar químicamente. Desarrolla calor, pasando de estado viscoso a gelatinoso, para posteriormente endurecerse en forma irreversible. Este proceso se llama polimerización: reacción por la cual pequeñas moléculas que están en un cuerpo se unen y forman moléculas gigantes, conformando el material. La resina poliéster líquida contiene un diluyente: el monómero de estireno, donde se encuentran las partículas de la resina, permitiendo la polimerización de las mismas, cuando comienza el proceso de gelificación

(forma de gel). Al producirse la polimerización, parte del diluyente se evapora, teniendo como consecuencia la contracción de la resina. La resina, con el acelerador y catalizador, reacciona a temperatura ambiente, siendo lo ideal a los 20° centígrados. Al endurecerse, no es posible disolverla nuevamente, siendo la materia plástica termoestable. Es fuerte, durable y resistente. Los gases desprendidos por la resina son tóxicos, ya que los vapores del estireno, desprendidos en el proceso de gelificación (**forma de gel**) son nocivos para el organismo; requiriendo cuidados y precaución en su uso, ya sea protegiéndose con el uso de una máscara de carbón activado o trabajando en espacios muy bien ventilados. Según su aplicación existen diferentes tipos de resinas en el mercado. Las hay náuticas, para coladas, transparentes, pre aceleradas, etc. Se pueden aplicar sobre diversas superficies, como moldes de siliconas, de yeso o de resina. También es posible su uso en forma directa. Para su correcta utilización las superficies y elementos deben estar secas, ya que la humedad inhibe el gelificado de la resina. Puede usarse en laminados con fibra de vidrio para reforzar superficies, por colada o para realizar inclusiones transparentes (Oscar de Bueno 2015).

Las resinas de tipo palatal COP41 L son resinas de poliéster no saturado. Determinando que son resinas que pueden endurecerse pasando del estado líquido al sólido cuando se las somete a las debidas condiciones. Las resinas palatales COP41 L son líquidas. Consisten en una solución de un poliéster en un monómero, que generalmente es estireno. El estireno desempeña la función vital de permitir a la resina endurecerse del estado líquido al sólido, por reticulación de las cadenas moleculares del poliéster, sin generación de subproductos. Pueden moldearse, pues, sin el uso de presión. Son resinas de moldeo por contacto o baja presión (Omar Saavedra 2010).

### **2.2.2. FORMULACIÓN Y PROCESOS DE FABRICACIÓN DE RESINAS POLIESTER**

Las resinas poliéster están formadas por una mezcla homogénea de una cadena polimérica central, en base a poliéster, un disolvente que es el monómero estireno, el cual además de ser usado como diluyente de la resina cumple una función estructural dentro del curado de la resina. Otro componente de la resina es un inhibidor, que permite que la resina no reaccione espontáneamente (Omar Saavedra 2010).

Según, Omar Saavedra, la cadena polimérica en base a poliéster es la unidad fundamental de la resina, y dependiendo de los monómeros que componen dicha cadena, van a ser las características propias que la resina pueda tener. Dicha cadena está formada por distintos tipos de:

- Glicoles, son moléculas que tienen en su estructura dos grupos hidroxilo (OH)
- Ácidos saturados, moléculas que en su estructura tienen grupos carboxilo (COOH)
- Ácidos insaturados, los cuales se presentan como uniones dobles entre carbono y carbono (C=C) (Omar Saavedra 2010).

### 1. Glicoles

Existe una diversidad de glicoles que son usados dependiendo de las características que se requiere que la resina tenga. Los glicoles más comunes en las resinas poliéster son el Etilenglicol, Propilenglicol y Neopentilglicol (Omar Saavedra, 2010).

Los glicoles dan características importantes a las resinas, de ellos depende:

- La flexibilidad
- La cristalinidad
- La sensibilidad al agua y al calor
- La resistencia química de la resina (Omar Saavedra, 2010)

### 2. Ácidos saturados

Los más usados en las resinas de poliéster son el orto ftálico (en forma de anhídrido) y el ácido isoftálico. Como ya hemos visto las diferencias de las estructuras hace diferencias en los productos terminados. En general, comprando las resinas ortoftálicas con las isoftálicas, podemos decir que las orto ftálicas (Omar Saavedra, 2010).

Son más rígidos

- Tienen un tiempo de gel más largo.
- Tienen menor resistencia al agua.
- Son más susceptibles al empalme.
- Tienen menor resistencia al impacto.
- Son menos viscosas (Omar Saavedra 2010).

### 3. Ácidos insaturados

Los más usados son el Anhídrido Maleico y su isómero el Ácido Fumarico. La forma anhidra del ácido maleico es la más usada (anhídrido maleico) ya que al no tener “agua” de condensación, la resina es mucho más estable ante la acción del agua. Los fabricantes

de resinas indican que las resinas con mayor porcentaje de ácido fumarico en la cadena provocan que existan mejores propiedades mecánicas, mayor reactividad, mayor resistencia química y mejor comportamiento al aumento de temperatura (Omar Saavedra 2010).

### **2.2.3. MONÓMEROS DE ENLACE**

El monómero de enlace se refiere al monómero que fija las cadenas poliéster. Para realizar dicha fijación lo que hace es abrir las instauraciones de la cadena y “amarrarlas”. El monómero de enlace tiene la función de formar un plástico sólido. Se utiliza además de la polimerización de la resina para adelgazarla y hacerla más líquida y que penetre mejor (Omar Saavedra 2010).

### **2.2.4. POLIMERIZACIÓN:**

Reacción por la cual pequeñas moléculas que están en un cuerpo se unen y forman moléculas gigantes, conformando el material. La resina poliéster líquida contiene un diluyente: el monómero de estireno, donde se encuentran las partículas de la resina, permitiendo la polimerización de las mismas, cuando comienza el proceso de gelificación. Al producirse la polimerización, parte del diluyente se evapora, teniendo como consecuencia la contracción de la resina. La resina, con el acelerador y catalizador, reacciona a temperatura ambiente, lo ideal son los 20° centígrados. Al endurecerse no es posible disolverla nuevamente, siéndola materia plástica termoestable. Es fuerte, durable y resistente (Oscar de Bueno 2015).

### **2.2.5. CATALIZADOR**

Componente que se le agrega al poliéster para su gelificación e inicia la reacción, en una proporción variable usualmente del 2 %; el efecto producido dependerá de la temperatura ambiente. Se presenta en estado líquido transparente, aunque existe también en estado sólido; también se lo denomina Mec. Consideramos más práctico su uso en estado líquido ya que es más fácil de medir el porcentaje a agregar a la resina con goteros graduados o vasos medidores (Victoria Rodríguez 2015).

### **2.2.6. COBALTO CRISTAL**

Componente que se le agrega a la resina poliéster para su más claridad, la porción adecuada es de 1% de cobalto cristal. Se presenta en estado líquido azul (Victoria Rodríguez 2015).

### 2.2.7. TIPOS DE RESINA POLIESTER

Cuadro numero 1: TIPO DE RESINA

TIPOS	Ácidos o Anhidridos Insaturados	Ácidos o Anhidridos Saturados	Glicoles	Monómero	Aplicaciones
Ortoftálicas	Anhidrido Maleico	Anhidrido Ftálico	Propilenglicol Etilenglicol	Estireno	Barcos, Estratificados industriales
Isoftálicas	Anhidrido Maleico	Anhidrido Isoftálico	Propilenglicol Dietilenglicol	Estireno	Gel Coats Depósitos

#### Club de la vela, resinas de poliéster (estratificado) 2009

### 2.2.8. ORTOFTALICAS

- **Característica**

Es una resina de poliéster insaturado, orto ftálica, de reactividad media y pre acelerada. (Plainsur, 2009).

Se presenta como un líquido rosa, brillante y libre de impurezas (Plainsur 2009).

### 2.2.9 ISOFTALICA

#### Características

- Buen desempeño mecánico, resistente al agua y a agentes químicos. De reactividad no pre-aceleradas (Plainsur 2009).

### 2.2.10. DIFERENCIAS ENTRE RESINAS ORTOFTÁLICAS Y RESINAS DE POLIÉSTER ISOFTÁLICAS.

- Las resinas orto ftálicas son más rígidas que las Isoftálicas, por la mayor proximidad de los grupos ester y de los dobles enlaces de los ácidos insaturados.
- Las resinas orto ftálicas presentan por lo general tiempos de gelificación más largos que las Isoftálicas.
- Las resinas orto ftálicas presentan menor resistencia al agua, dado que, al tener cadenas moleculares menores, tienen mayor número de grupos terminales –OH que pueden ser susceptibles de la acción del agua.
- Las resinas orto ftálicas presentan menor resistencia química por tener una reticulación menos comprimida.
- En general las resinas Isoftálicas tienen mayor resistencia químicas por tener menor número de grupos terminales y mayor empaquetamiento en la reticulacion.
- Las resinas orto ftálicas tienen peores propiedades mecánicas y menor resistencia al impacto que las Isoftálicas, dado que las ultimas presentan mayor empaquetamiento en la reticulacion, cadenas moleculares más largas y mayor espaciamento entre las instauraciones y entre los grupos de ester.
- La resina orto ftálica tiene menor retención de las propiedades mecánicas a elevadas temperaturas.
- Las resinas orto ftálicas son menos viscosas que las Isoftálicas (Humberto 2013).

## 2.3. ANALISIS BIBLIOGRAFICO

### 2.3.1. MATERIAL PRINCIPAL

**A. José Barrientos (2014)** en su trabajo titulado Conservación De Piezas Cadavéricas Del Sistema Nervioso Central Con Resina Poliéster fue el estudio del cuerpo humano es una prioridad para la adquisición de conocimiento sobre su funcionamiento y enfermedades, por lo que las piezas cadavéricas son consideradas la mejor manera para su estudio, y es con ciencia que se desarrolla técnicas que las conserven intactas en el tiempo, y sean de cómoda manipulación.

La historia de la conservación de piezas cadavéricas se remonta a los años donde la momificación tuvo vigencia; aunque no se realizaba con fines académicos; sino para la preservación de los cuerpos en un aspecto terrenal y espiritual.

Se conoce que los procedimientos de disecciones con fines académicos vienen desde los tiempos de Hipócrates.<sup>1</sup> Pero no fue hasta la aparición de la escuela de Alejandría durante los siglos III a I a.C., cuando se fundamenta la Anatomía sobre una base racional la cual ayuda a entender mejor la medicina siendo una actividad de objetivo científico. Entre sus mayores representantes tenemos a Herófilo de Calcedonia, Erasistrato de Chios y Galeno de Pergamo.

Durante la edad media, bajo la imposición del cristianismo, se abandonó la práctica en cadáveres de la cátedra de anatomía, ya que era considerada contra las leyes divinas. Durante el renacimiento, en las universidades de vanguardia, se retomó la disección cadavérica como método por excelencia de la enseñanza anatómica, dirigida por Andreas Vesalius, considerado actualmente padre de la anatomía moderna, su principal impulsor, quien consideraba que el mejor libro era el propio cuerpo humano. Por lo que maestro que enseñaba con las piezas anatómicas, no limitándose a su repaso en la cátedra teórica.

En la carrera de medicina, el estudiante se encuentra con piezas cadavéricas, para el aprovechamiento óptimo de la cátedra de anatomía, al mismo tiempo es necesario que estas piezas sean fácilmente manipulables, para su estudio y trabajo, además puedan preservarse en el tiempo, sin presentar alteraciones a nivel de su estructura arquitectónica. Gracias a ello desde comienzos de siglo van apareciendo nuevas técnicas de preservación cadavérica, las cuales nos puedan ofrecer las características anteriormente mencionadas.

El formaldehído ha sido y es hasta el momento, el método más utilizado en las Universidades donde se imparte medicina, siendo un buen recurso para mantener las piezas cadavéricas en un estado aceptable de preservación, puesto que impide la autólisis de los tejidos o la colonización de los mismos por microorganismos <sup>1</sup>; En el año 1979 las

autoridades sanitarias de EEUU. Regulan su uso de forma estricta debido a que se descubre que es un potente carcinógeno, recomendando el uso de resinas sintéticas para la preservación de piezas. La Agencia Internacional de Investigación del Cáncer (IARC), en el año 2004, ha clasificado el formaldehído como carcinógeno del grupo I (cáncer nasofaríngeo). Sin embargo, desde el punto de vista laboral, solo la DFG ha clasificado al formaldehído como carcinógeno en la categoría 4, es decir, considera que su potencial carcinogénico principal no es debido a efectos genotóxicos, y que el riesgo carcinogénico se caracteriza por una correlación dosis-tiempo-respuesta en la que es de esperar que no se observen efectos si se respetan los límites de exposición laboral.

El Dr. Gunther von Hagens en 1974, desarrolla un método de Plastinación donde el agua y los lípidos son reemplazados con polímeros, como la silicona, Epoxy y Poliéster. Manteniéndose la calidad del tejido y la estructura, con un aspecto seco. Su mayor aplicación se establece en piel, músculos, vasos sanguíneos y huesos, siendo este método el de mejores características para el trabajo de piezas cadavéricas. En Bolivia se han publicado trabajos de plastinación los cuales replican esta técnica, aunque con dificultad debido a los escasos y difícil obtención de los insumos puesto que se encuentran amparados en las sustancias controladas para fabricación de cocaína (Acetona).

Los resultados de la conservación propia del cerebro comenzaron en 1988 con Alfred Riepertinger insertando formalina por la arteria vertebral 9, y no fue hasta 1989 que Holladay y Hudson usaron cerebros platinados para la enseñanza de neuroanatomía en North Caroline State University, Collegue of Veterinary Medicine. Uno de los últimos trabajos conocidos publicado en el Journal of the International Society for Plastination data del 2000, donde Sora y Brugger deshidratan cortes cerebrales usando metanol en vez de acetona.

En la Universidad Nuestra Señora de La Paz buscando métodos para reforzar la docencia en neuroanatomía e inspirada en la experiencia de universidades vecinas, se ha llegado a utilizar la resina de poliéster como técnica experimental, siendo esta fácil de reproducir y de un costo moderado en relación a las otras técnicas con resinas sintéticas.

Las resinas son sustancias líquidas las cuales pueden solidificarse a través de reacciones químicas mediadas por un catalizador. De esta manera se produce un proceso de polimerización que además de evitar la deshidratación cadavérica otorga a la pieza mayor durabilidad, dureza, resistencia y sirve para la conservación de la morfología tridimensional del material

El uso de la técnica con resina de poliéster, busca que las piezas cadavéricas se utilicen de la mejor manera posible, evitando su deterioro, riesgo biológico por parte de los usuarios, y facilitar la manipulación directa con piezas anatómicas tridimensionales.

## 2.4. ANTECEDENTES DE INVESTIGACIÓN

En la actualidad existen pocos trabajos describiendo la técnica de aplicación de resina en tejidos blandos.

### 2.4.1. REVISIONES DE TESIS UNIVERSITARIAS

A. **Édison Peralta (2017)** en su trabajo *Aplicación De La Técnica De Plastinación En Órganos Humanos Utilizando Látex En La Generación De Modelos Anatómicos Para La Enseñanza De La Morfología Humana*, nos dice que la plastinación es una técnica de preservación anatómica creada en 1977 por el Dr. Von Haggens en la Universidad de Heidelberg (Alemania), usa diferentes polímeros que permiten la conservación de tejidos orgánicos sin modificaciones morfológicas mayores o de superficie.

El objetivo de este trabajo fue realizar una prueba piloto de plastinación utilizando látex a modo de polímero en órganos humanos y plastrones cardiopulmonares y digestivos del Anfiteatro de la Facultad de Medicina de la Universidad Nacional de Colombia. Antes del procedimiento, cada pieza anatómica fue medida, pesada, tabulada y registrada mediante fotografía; y posteriormente en cada etapa se registraron cada uno de los cambios relacionados.

Posterior a la muerte los tejidos biológicos empiezan un proceso de descomposición por autólisis y putrefacción por lo que el desarrollo de técnicas que permitan disminuir la velocidad de descomposición o evitarla ha sido un aspecto vital en casi todas las culturas (Beltrán, J. 2009).

En este contexto, la fijación de los cuerpos mediante formalina (formaldehído), ha sido una herramienta fundamental en la conservación de piezas cadavéricas y su uso se ha perpetuado a través del tiempo (Sigismund, L. 2015).

En las facultades de medicina se ha comenzado a cuestionar la utilidad del formol como medio para preservar las piezas anatómicas, debido a su toxicidad y potencial factor carcinogénico, particularmente durante las prácticas de anatomía. Por tal razón, se ha hecho imprescindible buscar alternativas que reemplacen los especímenes preservados con formol, ya que además de afectar la salud de los estudiantes, profesores y técnicos del anfiteatro, no evita que las piezas anatómicas se deterioren con el paso del tiempo (Brenner, E. 2014) (Milkosova, M. et al. 2004).

En el año 1979 el Dr. Gunther Von Hagens patenta una técnica de preservación de piezas anatómicas, en la cual los tejidos biológicos son sustituidos por polímeros (Pashaei, S2010). Esta técnica se conoce en la actualidad como PLASTINACIÓN. Esta permite una óptima preservación de las piezas anatómicas y/o patológicas, extendiendo su vida útil

casi indefinidamente y evita la exposición al formaldehído (Harmon, C. et al 2014) (Readerer, B. 2014).

La implementación de la plastinación produjo un auge en la búsqueda de técnicas anatómicas que permitieran preservar mejor los tejidos, evitarán la exposición a formaldehído y mostrarán estructuras que no eran fácilmente visualizadas por la disección tradicional. En la actualidad las técnicas más usadas son: inyección y corrosión, técnica de Aplicación de la técnica de plastinación en órganos humanos utilizando látex en la generación de modelos anatómicos para la enseñanza de la morfología humana Walther-Thiel y plastinación. La fijación con formaldehído continúa siendo una de las técnicas más empleadas. Todas ellas buscan conservar los especímenes anatómicos, que se usan como una de las principales estrategias didácticas en la enseñanza de la anatomía (Arias. 2012). (Díaz, M. L. R, et al. 2014). La plastinación usa diferentes químicos y polímeros para preservar cadáveres, partes de cuerpos, piezas anatómicas en un estado físico similar a su condición natural postmortem manteniendo su arquitectura anatómica sin modificaciones y en condiciones antisépticas.

Los especímenes obtenidos mediante plastinación se usan generalmente en: la preservación de material de autopsias, piezas quirúrgicas, material histopatológico, enseñanza de anatomía y procedimientos anestésicos regionales, así como el remplazó protésico de órganos como nariz y orejas y el estudio fotográfico aplicado al arte (Beat, M.2014).

En 1987 se establecen variantes de la técnica de plastinación que generan cuatro clases de especímenes: los impregnados en silicona, los producidos por polimerización de emulsiones, las resinas epóxicas y los copolímeros de silicona y epóxidos (Venegas, C. et al. 2013).

La aplicación de la técnica de plastinación, conserva la superficie y estructura anatómica casi que intacta con lo cual existe la posibilidad de realizar diferentes mediciones (morfometría) aplicadas en los estudios en investigación relacionados con piezas anatomía patológicas (Wolff, D. et al. 2012).

Establecer un protocolo de plastinación en un laboratorio de anatomía es exageradamente costoso, pues además de la disponibilidad de una cámara de vacío, se necesita la aplicación de polímeros y químicos patentados que en muchas ocasiones no se encuentran disponibles. De igual forma, el uso de acetona en la técnica, hace necesario un permiso especial aprobado ya que es un reactivo utilizado en la fabricación de estupefacientes. El uso del látex (polímero) en preparaciones anatómicas se ha aplicado casi que exclusivamente a la repleción (llenado) de vasos y espacios para crear moldes, se considera un polímero que necesita un proceso de coagulación para pasar de estado introducción líquido a sólido. El látex se encuentra disponible de distintas formas: uno es de forma natural tiene color blanco y cuenta con una consistencia de leche espesa (proviene del árbol de caucho o siringueira)

y coagula mediante evaporación con amoníaco o una solución ácida, se colorea fácilmente con productos alcalinos; la otra forma de encontrar látex es de tipo comercial vulcanizado disponible en diferentes grados de viscosidad, coloreado y se caracteriza por presentar coagulación (endurecimiento) al exponerse al aire libre del ambiente (Curry, F. et al. 2013).

El látex es obtenido principalmente de la savia del árbol *Hevea Brasiliensis* y es ampliamente utilizado por sus características de flexibilidad, duración y resistencia, que unido a su reducido precio, hace que forme parte de múltiples productos de uso doméstico y sanitario. En el látex natural se han identificado 16 de sus 200 polipéptidos como alérgenos y se estima que la prevalencia de alergia al látex es baja en la población general, con porcentajes que varían entre el 1 y el 10% (Curry, F. et al. 2013). El protocolo básico implementado en la técnica de plastinación se compone de los siguientes pasos: preparación de especímenes, fijación, deshidratación, desengrase, impregnación forzada y curado. Durante la fase de impregnación forzada se utiliza una cámara de vacío en la cual se reemplaza la acetona del tejido por el material a impregnar y una vez que el polímero entra en el intersticio celular de la pieza anatómica, se le aplica el curado para mantener el mismo dentro del espécimen hasta que se logre el secado. Han sido descritas modificaciones en la técnica y en la metodología aplicando diferentes materiales y soluciones químicas disímiles al proceso BIODUR (Gold Estándar de la Plastinación) y se considera que se consiguen resultados similares. Sin embargo, no hay evidencia de la aplicación o implementación de látex durante el proceso de impregnación forzada ni como modificador del protocolo clásico de plastinación (Dejong, K. 2007).

#### 2.4.2. OTROS TRABAJOS DE INVESTIGACIÓN

A. **Marcos Valenzuela (2012)** en su trabajo de la *Experiencia En Plastinación Con Resina Poliéster P-4 Para Cortes Anatómicos* nos dice, que el estudio del cuerpo humano es una prioridad para la adquisición de conocimiento sobre su funcionamiento y enfermedades, por lo que las piezas cadavéricas son consideradas la mejor manera para su estudio, y es con ciencia que se desarrolla técnicas que las conserven intactas en el tiempo, y sean de cómoda manipulación. En la Universidad Nuestra Señora de La Paz (UNSLP) Bolivia, se ha llegado a utilizar la resina de poliéster como técnica experimental, siendo esta fácil de reproducción y de un costo moderado en relación a las otras técnicas con resinas sintéticas. Se realizaron trabajos de inclusión en resina poliéster de cortes de los hemisferios cerebrales tallo encefálico, cerebelo y medula espinal de especímenes humanos.

Se utiliza resina de poliéster orto ftálica, acelerador, catalizador, desmoldante PVA para resina, moldes de vidrio y silicona para la inclusión de las piezas. Se realiza el procedimiento de plastificación en 20 cortes, y 4 estructuras completas logrando preservar la anatomía macroscópica desde hace más de 9 meses. Con esta técnica, la conservación

de piezas anatómicas es sencilla, de gran durabilidad y bajo costo. Esta forma de preservación genera que los alumnos tengan un número significativamente mayor de preparados anatómicos disponibles para estudio e investigación.

El plastificado con resina de poliéster utilizado en piezas cadavéricas de Sistema Nervioso Central en la UNSLP de Bolivia, demuestra ser un procedimiento económico y útil que logra preservar las piezas, sin alterar su estructura, con lo cual se beneficia al estudiante de medicina, proporcionándole piezas cadavéricas tridimensionales fáciles de manipular.



## CAPITULO III MATERIALES Y MÉTODOS

### 3.1.MATERIALES

#### 3.1.1. LOCALIZACIÓN DEL TRABAJO

##### A. LOCALIZACIÓN ESPACIAL

Fundo la Banda – Huasacache – Tingo grande - Distrito de Jacobo HUNTER – Arequipa – Arequipa.

Latitud Sur: 16° 27' 22.6" S

Longitud Oeste: 71° 33' 36" W

##### B. LOCALIZACIÓN TEMPORAL

Marzo del 2019 a junio del 2019.

#### 3.1.2. MATERIAL BIOLÓGICO

Muestras anatómicas de tejidos blandos de animales menores y animales mayores.

#### 3.1.3. MATERIAL DE LABORATORIO

- Vaso de muestra.
- Pipetas.

#### 3.1.4. MATERIAL DE CAMPO

- Órganos del camal metropolitano de Arequipa.
- Formol.

#### 3.1.5. EQUIPO Y MAQUINARIA

- Resina poliéster cristal.
- Catalizador.
- Molde de vidrio (dependiendo del tipo de muestra)
- Trapos
- Martillo

- Lentes de protección
- Guantes
- Lijadora de banda
- Lija de agua grano 40, 80, 120, 180, 240, 320, 400, 500, 600, 1000, 1500, 2000.
- Pasta pulidora.
- Cobalto cristal.

## 3.2 MÉTODOS

### 3.2.1. MUESTREO:

#### ▪ Universo

Muestras anatómicas de tejidos blandos donados por la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Católica Santa María y muestras anatómicas de tejidos blandos adquiridas en el Camal Metropolitano de Arequipa.

#### ▪ Tamaño de la muestra

Son muestras en buen estado de conservación que se encuentra en el laboratorio de Anatomía Comparada de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Católica Santa María y en el Camal Metropolitano de Arequipa.

#### ▪ Procedimiento de muestreo

Todo tipo de muestra anatómica de tejidos blandos será considera para la manipulación.

### 3.2.2. MÉTODOS DE EVALUACIÓN

#### A. Metodología de la experimentación

- Se va a utilizar los siguientes insumos:
  1. CRISTALAN 823 – RESINA POLIESTER CRISTAL (**ficha técnica**) **anexo 13**
  2. PEROXIDO DE MEK – CATALIZADOR (**ficha técnica PDF**) **anexo 14**
  3. COBALTO (**ficha técnica PDF**) **anexo 15**
- Trabajar la muestra anatómica dejándola totalmente limpia (principalmente sin grasa) y los órganos que estén en buen estado y sin deformaciones.
- La muestra seleccionada deberá ser colocada en formaldehído al9% durante 3 días.

- La cantidad de formaldehído puede ser variada por el tamaño de muestra que he encontrado
1. **Corazón de vacuno:** en esta muestra se utilizó 3 kilos de resina (3000 ml), 1.8 ml de catalizador y 1.8 ml de cobalto cristal, dividida en tres capas:
    - a. **Primera capa:** resina 1000 ml, catalizador 0.6 ml, y cobalto cristal 0.6 ml, con un periodo de secado de 3 días (4320 minutos).
    - b. **Segunda capa:** resina 1000 ml, catalizador 0.6 ml, cobalto cristal 0.6 ml, también con un periodo de secado de 3 días (4320 minutos), es la fijación de la muestra.
    - c. **Tercera capa:** resina 1000 ml, catalizador 0.6 ml, y cobalto cristal 0.6 ml, con un periodo de secado de 3 días (4320 minutos).
    - d. **Retirada del bloque de vidrio:** con un martillo pegar los cuatros lados hasta que se rompa el molde de vidrio.
    - e. **Dar forma a los bordes de la muestra:** con una lijadura de banda le voy a dar forma a los bordes para que este uniforme en los cuatro lados.
    - f. **Lijado de la muestra:** el lijado se va ser desde la lija número 40 cm, (la más gruesa), hasta la lija número 2000 cm (la más delgada). En cada lijada se va a demorar por lo menos 5 minutos.
    - g. **Brillo de la muestra:** en este paso se va a colocar una pasta para el brillo del bloque.
  2. **Corazón de ovino:** en esta muestra se utilizó 1.5 kilos de resina (1500 ml), 0.9 ml de catalizador y 0.9 ml de cobalto **cristal**, dividida en tres capas:
    - a. **Primera capa:** resina 500 ml, catalizador 0.3 ml, y cobalto cristal 0.3 ml, con un periodo de secado de 3 días (4320 minutos).
    - b. **Segunda capa:** resina 500 ml, catalizador 0.3 ml, cobalto cristal 0.3 ml, también con un periodo de secado de 3 días (4320 minutos).
    - c. **Tercera capa:** resina 500 ml, catalizador 0.3 ml, y cobalto cristal 0.3 ml, con un periodo de secado de 3 días (4320 minutos).

- d. **Retirada del bloque de vidrio:** con un martillo pegar los cuatros lados hasta que se rompa el molde de vidrio.
  - e. **Dar forma a los bordes de la muestra:** con una lijadura de banda le voy a dar forma a los bordes para que este uniforme en los cuatro lados.
  - f. **Lijado de la muestra:** el lijado se va ser desde la lija número 40 cm, (la más gruesa), hasta la lija número 2000 cm (la más delgada). En cada lijada se va a demorar por lo menos 5 minutos.
  - g. **Brillo de la muestra:** en este paso se va a colocar una pasta para el brillo del bloque.
3. **Corazón de porcino:** en esta muestra se utilizó 1.5 kilos de resina (1500 ml), 0.9 ml de catalizador y 0.9 ml de cobalto cristal, dividida en tres capas:
- a. **Primera capa:** resina 500 ml, catalizador 0.3 ml, y cobalto cristal 0.3 ml, con un periodo de secado de 3 días (4320 minutos).
  - b. **Segunda capa:** resina 500 ml, catalizador 0.3 ml, cobalto cristal 0.3 ml, también con un periodo de secado de 3 días (4320 minutos).
  - c. **Tercera capa:** resina 500 ml, catalizador 0.3 ml, y cobalto cristal 0.3 ml, con un periodo de secado de 3 días (4320 minutos).
  - d. **Retirada del bloque de vidrio:** con un martillo pegar los cuatros lados hasta que se rompa el molde de vidrio.
  - e. **Dar forma a los bordes de la muestra:** con una lijadura de banda le voy a dar forma a los bordes para que este uniforme en los cuatro lados.
  - f. **Lijado de la muestra:** el lijado se va ser desde la lija número 40 cm, (la más gruesa), hasta la lija número 2000 cm (la más delgada). En cada lijada se va a demorar por lo menos 5 minutos.
  - g. **Brillo de la muestra:** en este paso se va a colocar una pasta para el brillo del bloque.
4. **Cuerpo de un felino de 3 años:** en esta muestra se utilizó 15 kilos de resina (15000 ml), 9 ml de catalizador y 9 ml de cobalto cristal, dividida en tres capas:

- a. **Primera capa:** resina 5000 ml, catalizador 3 ml, y cobalto cristal 3 ml, con un periodo de secado de 3 días (4320 minutos).
  - b. **Segunda capa:** resina 5000 ml, catalizador 3 ml, cobalto cristal 3 ml, también con un periodo de secado de 3 días (4320 minutos).
  - c. **Tercera capa:** resina 5000 ml, catalizador 3 ml, y cobalto cristal 3 ml, con un periodo de secado de 3 días (4320 minutos).
  - d. **Retirada del bloque de vidrio:** con un martillo pegar los cuatros lados hasta que se rompa el molde de vidrio.
  - e. **Dar forma a los bordes de la muestra:** con una lijadura de banda le voy a dar forma a los bordes para que este uniforme en los cuatro lados.
  - f. **Lijado de la muestra:** el lijado se va a ser desde la lija número 40 cm, (la más gruesa), hasta la lija número 2000 cm (la más delgada). En cada lijada se va a demorar por lo menos 5 minutos.
  - g. **Brillo de la muestra:** en este paso se va a colocar una pasta para el brillo del bloque
5. **Miembros posteriores de un felino de 2 años:** en esta muestra se utilizó 10 kilos de resina (10000 ml), 6 ml de catalizador y 6 ml de cobalto cristal, dividida en tres capas:
- a. **Primera capa:** resina 3333.3 ml, catalizador 2 ml, y cobalto cristal 2 ml, con un periodo de secado de 3 días (4320 minutos).
  - b. **Segunda capa:** resina 3333.3 ml, catalizador 2 ml, cobalto cristal 2 ml, también con un periodo de secado de 3 días (4320 minutos).
  - c. **Tercera capa:** resina 3333.3 ml, catalizador 2 ml, y cobalto cristal 2 ml, con un periodo de secado de 3 días (2880 minutos).
  - d. **Retirada del bloque de vidrio:** con un martillo pegar los cuatros lados hasta que se rompa el molde de vidrio.
  - e. **Dar forma a los bordes de la muestra:** con una lijadura de banda le voy a dar forma a los bordes para que este uniforme en los cuatro lados.

- f. **Lijado de la muestra:** el lijado se va a ser desde la lija número 40 cm, (la más gruesa), hasta la lija número 2000 cm (la más delgada). En cada lijada se va a demorar por lo menos 5 minutos.
  - g. **Brillo de la muestra:** en este paso se va a colocar una pasta para el brillo del bloque.
6. **Miembros anteriores de un felino de 2 años:** en esta muestra se utilizó 10 kilos de resina (10000 ml), 6 ml de catalizador y 6 ml de cobalto cristal, dividida en tres capas:
- a. **Primera capa:** resina 3333.3 ml, catalizador 2 ml, y cobalto cristal 2 ml, con un periodo de secado de 3 días (4320 minutos).
  - b. **Segunda capa:** resina 3333.3 ml, catalizador 2 ml, cobalto cristal 2 ml, también con un periodo de secado de 3 días (4320 minutos).
  - c. **Tercera capa:** resina 3333.3 ml, catalizador 2 ml, y cobalto cristal 2 ml, con un periodo de secado de 3 días (4320 minutos).
  - d. **Retirada del bloque de vidrio:** con un martillo pegar los cuatros lados hasta que se rompa el molde de vidrio.
  - e. **Dar forma a los bordes de la muestra:** con una lijadura de banda le voy a dar forma a los bordes para que este uniforme en los cuatro lados.
  - f. **Lijado de la muestra:** el lijado se va ser desde la lija número 40 cm, (la más gruesa), hasta la lija número 2000 cm (la más delgada). En cada lijada se va a demorar por lo menos 5 minutos.
  - g. **Brillo de la muestra:** en este paso se va a colocar una pasta para el brillo del bloque.
7. **Parte abdominal de un felino de 2 años:** en esta muestra se utilizó 8 kilos de resina (8000 ml), 4,8 ml de catalizador y 4.8 ml de cobalto cristal, dividida en tres capas:
- a. **Primera capa:** resina 2666.6 ml, catalizador 1.6 ml, y cobalto cristal 2 ml, con un periodo de secado de 3 días (4320 minutos).
  - b. **Segunda capa:** resina 2666.6 ml, catalizador 1.6 ml, cobalto cristal 1.6 ml, también con un periodo de secado de 3 días (4320 minutos).

- c. **Tercera capa:** resina 2666.6 ml, catalizador 1.6 ml, y cobalto cristal 1.6 ml, con un periodo de secado de 3 días (4320 minutos).
- d. **Retirada del bloque de vidrio:** con un martillo pegar los cuatros lados hasta que se rompa el molde de vidrio.
- e. **Dar forma a los bordes de la muestra:** con una lijadura de banda le voy a dar forma a los bordes para que este uniforme en los cuatro lados.
- f. **Lijado de la muestra:** el lijado se va ser desde la lija número 40 cm, (la más gruesa), hasta la lija número 2000 cm (la más delgada). En cada lijada se va a demorar por lo menos 5 minutos.
- g. **Brillo de la muestra:** en este paso se va a colocar una pasta para el brillo del bloque.

**8. Cabeza de un felino de 2 años cortada a la mitad:** en esta muestra se utilizó 4 kilos de resina (4000 ml), 2.4 ml de catalizador y 2.4 ml de cobalto cristal, dividida en tres capas:

- a. **Primera capa:** resina 1333.3 ml, catalizador 0.8 ml, y cobalto cristal 0.8 ml, con un periodo de secado de 3 días (4320 minutos).
- b. **Segunda capa:** resina 1333.3 ml, catalizador 0.8 ml, y cobalto cristal 0.8 ml, con un periodo de secado de 3 días (4320 minutos).
- c. **Tercera capa:** resina 1333.3 ml, catalizador 0.8 ml, y cobalto cristal 0.8 ml, con un periodo de secado de 3 días (4320 minutos).
- d. **Retirada del bloque de vidrio:** con un martillo pegar los cuatros lados hasta que se rompa el molde de vidrio.
- e. **Dar forma a los bordes de la muestra:** con una lijadura de banda le voy a dar forma a los bordes para que este uniforme en los cuatro lados.
- f. **Lijado de la muestra:** el lijado se va ser desde la lija número 40 cm, (la más gruesa), hasta la lija número 2000 cm (la más delgada). En cada lijada se va a demorar por lo menos 5 minutos.
- g. **Brillo de la muestra:** en este paso se va a colocar una pasta para el brillo del bloque.

**9. Cabeza de un canino de 3 años cortada a la mitad:** en esta muestra se utilizó 5 kilos de resina (5000 ml), 3 ml de catalizador y 3 ml de cobalto cristal, dividida en tres capas:

- a. **Primera capa:** resina 1666.6 ml, catalizador 1 ml, y cobalto cristal 1 ml, con un periodo de secado de 3 días, (4320 minutos).
- b. **Segunda capa:** resina 1.666 ml, catalizador 1 ml, cobalto cristal 1 ml, también con un periodo de secado de 3 días (2880 minutos).
- c. **Tercera capa:** resina 1.666 ml, catalizador 1 ml, y cobalto cristal 1 ml, con un periodo de secado de 3 días (4320 minutos).
- d. **Retirada del bloque de vidrio:** con un martillo pegar los cuatros lados hasta que se rompa el molde de vidrio.
- e. **Dar forma a los bordes de la muestra:** con una lijadura de banda le voy a dar forma a los bordes para que este uniforme en los cuatro lados.
- f. **Lijado de la muestra:** el lijado se va ser desde la lija número 40 cm, (la más gruesa), hasta la lija número 2000 cm (la más delgada). En cada lijada se va a demorar por lo menos 5 minutos.
- g. **Brillo de la muestra:** en este paso se va a colocar una pasta para el brillo del bloque.

## INDICACIONES DEL TRABAJO

- a. Lugar Ventilado
- b. Se recomienda usar máscara de carbón activado para protección, sobre todo en el caso de trabajar con grandes volúmenes.
- c. El material siempre debe ser manipulado con precaución, sobre todo cuando las personas son sensibles a los solventes.
- d. Es necesario tener cuidado de no mezclar los goteros usados para el catalizador con el cobalto cristal.

### B. Recopilación de la información

La información fue recopilada a través de artículos de internet y libros de aplicación de resina en muestras anatómicas en humanos.

- **En el campo:** muestras de corazón de las especies de vacuno, ovino y cerdo en el camal metropolitano de Arequipa.
- **En el laboratorio:** muestras de un felino de 2 años y canino de 3 años.
- **En la biblioteca:** Se encuentran documentos y libros relacionados sobre el tema, también artículos de la investigación **mencionada en humanos**.

### 3.2.3. VARIABLES DE RESPUESTA

#### A. Variables independientes

- Aplicación de la resina poliéster cristal

Variables	Indicador	Sud indicador	Instrumento	Medida
Calidad	Presencia de burbujas	No presenta burbujas.	Lupa.	Observación directa.
	Alteraciones morfológicas.	No presenta alteraciones.	Lupa.	Observación directa.
	Color.	No cambia de color.	Lupa.	Observación directa.
Características del proceso de tratamiento con resina.	Tiempo de secado.	72 horas	Reloj	horas
	Disponibilidad los de insumos.	Libre disponibilidad en el mercado.		Observación directa.
	Nivel transparencia del producto final.	Opacidad.	Luz solar	Alta. Baja.
	Nivel de destrucción	Calidad de la resina poliéster.	Lupa	Observación directa

## CAPITULO IV RESULTADOS Y DISCUSIONES

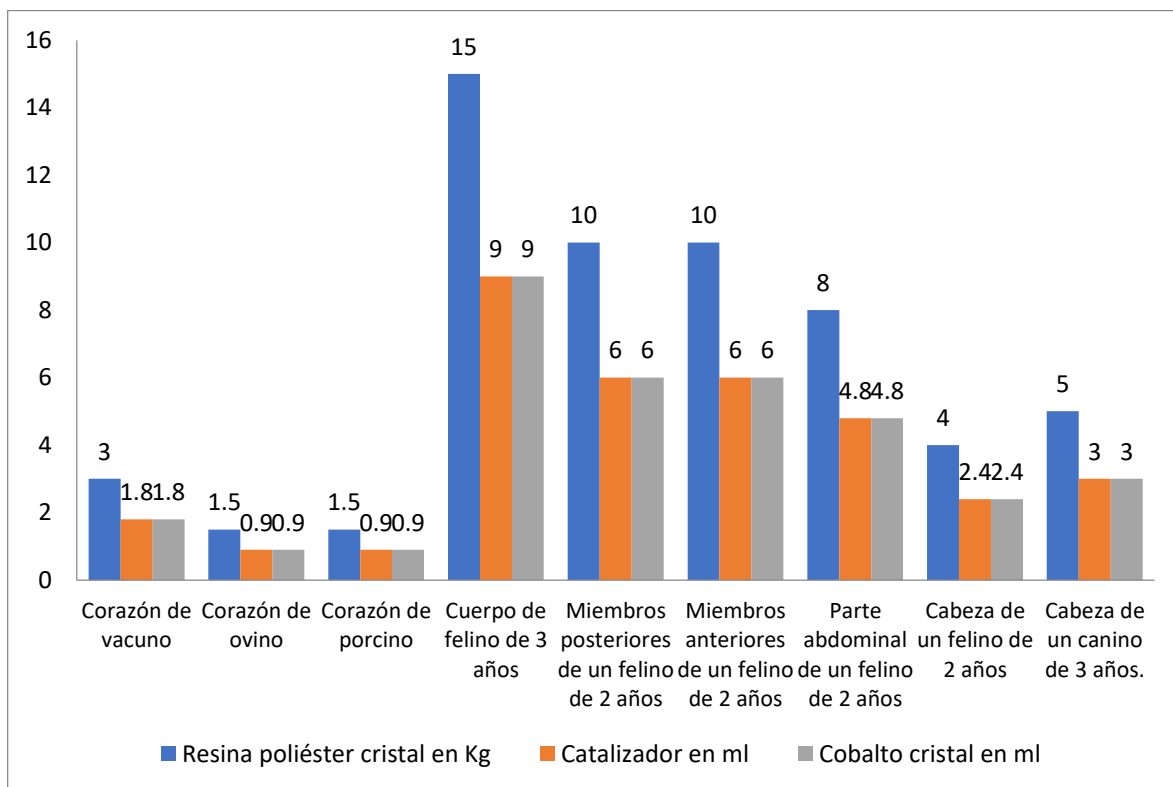
### 4.1 RESULTADOS

**CUADRO N° 1  
CANTIDAD DE INSUMOS UTILIZADOS EN CADA MUESTRAS**

	<b>Muestra</b>	<b>Resina poliéster cristal en Kg</b>	<b>Catalizador en ml</b>	<b>Cobalto cristal en ml</b>
1	Corazón de vacuno	3	1,8	1,8
2	Corazón de ovino	1,5	0,9	0,9
3	Corazón de porcino	1,5	0,9	0,9
4	Cuerpo de felino de 3 años	15	9	9
5	Miembros posteriores de un felino de 2 años	10	6	6
6	Miembros anteriores de un felino de 2 años	10	6	6
7	Parte abdominal de un felino de 2 años	8	4,8	4,8
8	Cabeza de un felino de 2 años	4	2,4	2,4
9	Cabeza de un canino de 3 años.	5	3	3

*Fuente: Elaboración propia 2019*

**GRÁFICO N° 1**  
**CANTIDAD DE INSUMOS UTILIZADOS EN CADA MUESTRA.**



*Fuente: Elaboración propia 2019*

El Cuadro No. 1. Presenta la cantidad de insumos utilizados para cada muestra (resina poliéster, catalizador y cobalto cristal), no todas las muestras van a requerir la misma cantidad de resina poliéster, catalizador y cobalto cristal. Cada muestra varía según el tamaño, una muestra de gran tamaño va a requerir una gran cantidad de resina poliéster, catalizador y cobalto cristal, mientras una pequeña muestra va a requerir una cantidad menor de resina poliéster, catalizador y de cobalto cristal correspondiente.

**CUADRO N° 2**  
**VARIABLE DE CALIDAD**  
**PRESENCIA DE BURBUJAS**

	<b>Muestra</b>	<b>Si Presenta Burbujas</b>	<b>No presenta burbujas</b>
1	Corazón de vacuno	X	
2	Corazón de ovino		X
3	Corazón de porcino		X
4	Cuerpo de felino de 3 años	X	
5	Miembros posteriores de un felino de 2 años		X
6	Miembros anteriores de un felino de 2 años		
7	Parte abdominal de un felino de 2 años	X	
8	Cabeza de un felino de 2 años		X
9	Cabeza de un canino de 3 años.		X

<b>PRESENCIA DE BURBUJAS</b>	<b>Frecuencia</b>	<b>Porcentaje</b>
Si Presenta Burbujas	3	33,33%
No presenta burbujas	6	66,67%
<b>Total</b>	9	100,00%

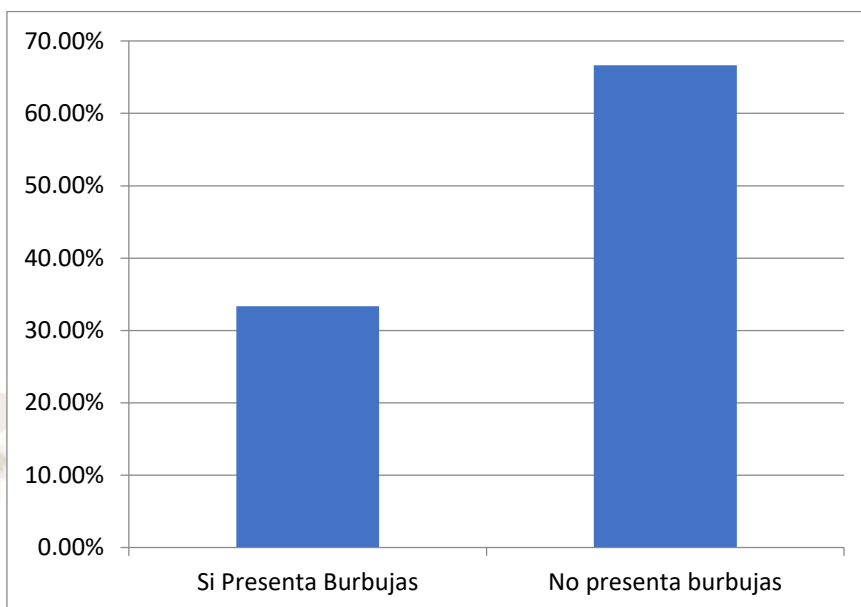
*Fuente: Elaboración propia 2019*

**NOTA:**

**Si presenta burbujas:** todas las muestras que contienen burbujas.

**No presenta burbujas:** todas las muestras que no contienen burbujas

**GRÁFICO N° 2**  
**PRESENCIA DE BURBUJAS EN PORCENTAJE**



El Cuadro No. 2 presenta de la presencia de burbujas de cada muestra.

Cuando el tamaño de la muestra es más grande, hay más posibilidad que exista la presencia de burbujas, porque la resina tiene que cubrir todo el molde vidrio, mientras que cuando la muestra es pequeña la presencia de burbujas es menor.

En la primera capa de resina es de base, en esta instancia no hay burbujas, y que nos permite controlar la uniformidad de resina en el bloque de vidrio.

En la segunda capa hay presencia de burbujas ya que la muestra ya está dentro del bloque de vidrio, y por más que se intente colocar la muestra adecuadamente, siempre hay burbujas de aire que se encuentran atrapadas entre la resina y la muestra.

En la tercera capa de resina o capa final, no hay presencia de burbujas ya que ha pasado un tiempo suficiente para que las burbujas emergen, revienten y esté libre de dichas burbujas.

Si todavía hay presencia de burbujas, se debe reventar las burbujas con aguja de 21 pulgadas y se debe inyectar resina prepara con una jeringa de 3 ml en el lugar en donde se reventó dicha burbuja.

**CUADRO N° 3**  
**ALTERACIONES MORFOLÓGICAS**

	<b>Muestra</b>	Si presenta alteraciones morfológicas	No presenta alteraciones morfológicas
1	Corazón de vacuno		X
2	Corazón de ovino		X
3	Corazón de porcino		X
4	Cuerpo de felino de 3 años	X	
5	Miembros posteriores de un felino de 2 años		X
6	Miembros anteriores de un felino de 2 años		X
7	Parte abdominal de un felino de 2 años		X
8	Cabeza de un felino de 2 años		X
9	Cabeza de un canino de 3 años.	X	

<b>ALTERACIONES MORFOLÓGICAS</b>	<b>Frecuencia</b>	<b>Porcentaje</b>
Si presenta alteraciones morfológicas	2	22,22%
No presenta alteraciones morfológicas	7	77,78%
<b>Total</b>	9	100,00%

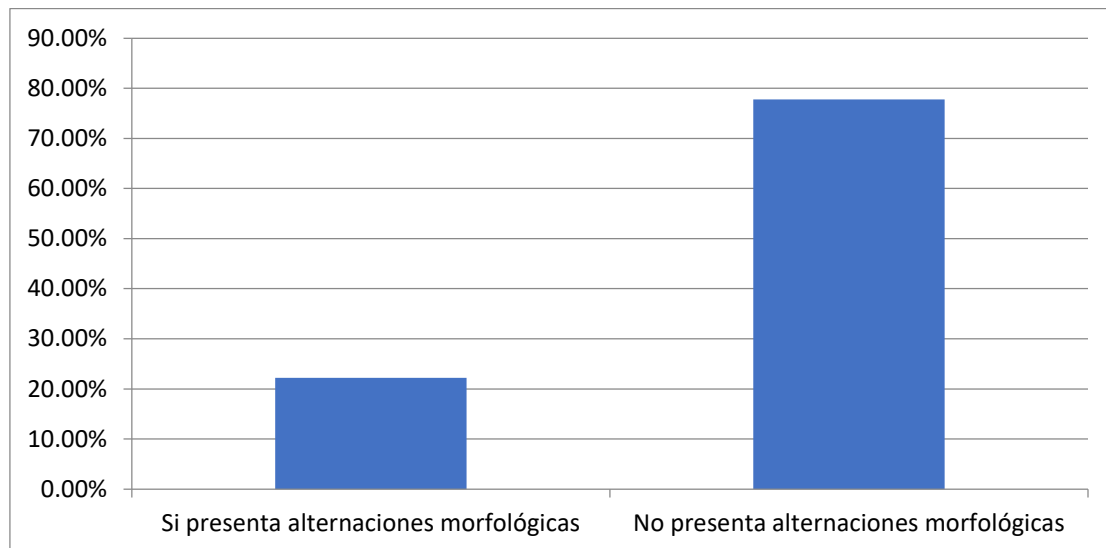
*Fuente: Elaboración propia 2019*

**NOTA:**

**Si presenta alteraciones morfológicas:** son todas las muestras que si presentan alteraciones en su estructura.

**No presenta alteraciones morfológicas:** son las muestras que con la resina no tienen ninguna alteración en su estructura.

**GRÁFICO N° 3**  
**ALTERACIONES MORFOLÓGICAS EN PORCENTAJE**



*Fuente: Elaboración propia 2019*

El Cuadro No. 3 el 77.78% de las muestras no presentan alteraciones morfológicas ya que la resina poliéster las conserva en su estado óptimo, para ser utilizados en la enseñanza y aprendizaje de la asignatura de Anatomía Comparada veterinaria; y el 22.22% de las muestras si presentan alteraciones morfológicas son el cuerpo felino de 3 años, y la cabeza de un felino de 2 años.

**RESEQUEDAD:** ya que todas las muestras han estado preparadas con formaldehído y con alcohol y secadas al mismo tiempo, en las muestras que hay mayor resequead fueron en la muestra del cuerpo de felino de 3 años y cabeza de canino de 3 años. Estas muestras sacadas de su recipiente, por la misma naturaleza del formaldehído y del alcohol los gases comienzan a evaporarse rápidamente, lo que hace que pierde la humedad del tejido, y también pierde su estructura natural de la muestra.

**CUADRO N° 4  
COLOR**

	<b>Muestra</b>	Si cambian de color	No cambian de color
1	Corazón de vacuno		X
2	Corazón de ovino		X
3	Corazón de porcino		X
4	Cuerpo de felino de 3 años		X
5	Miembros posteriores de un felino de 2 años		X
6	Miembros anteriores de un felino de 2 años		X
7	Parte abdominal de un felino de 2 años		X
8	Cabeza de un felino de 2 años		X
9	Cabeza de un canino de 3 años.		X

<b>COLOR</b>	<b>Frecuencia</b>	<b>Porcentaje</b>
Si cambian de color	0	0,00%
No cambian de color	9	100,00%
<b>Total</b>	9	100,00%

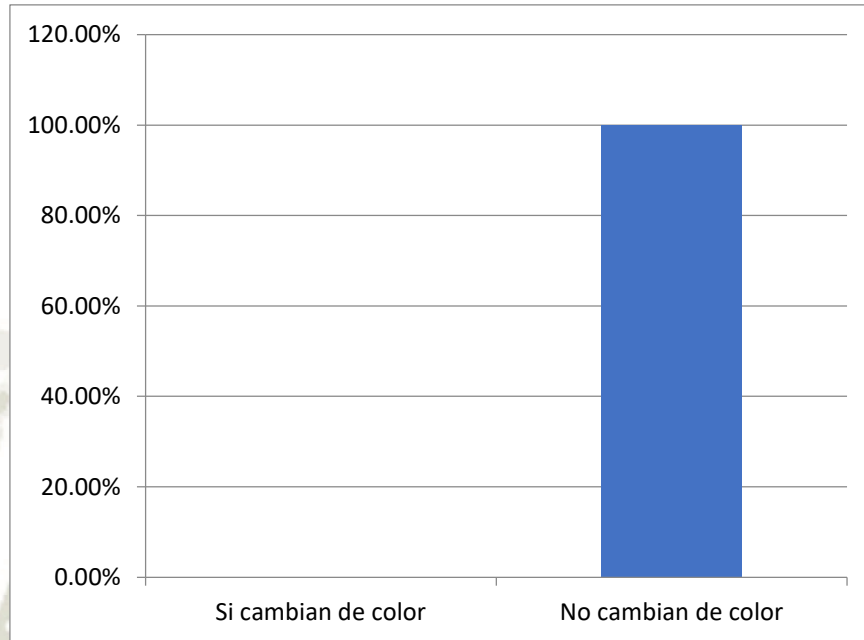
*Fuente: Elaboración propia 2019*

**NOTA:**

**Si cambia de color:** son muestras que si cambian de color cuando es mezclada con la resina poliéster.

**No cambia de color:** son las muestras que no cambian cuando es juntada con la resina poliéster y se mantiene su color.

### GRÁFICO N° 4 COLOR



*Fuente: Elaboración propia 2019*

El Cuadro No. 4, va a describir si las muestras utilizadas cambian de color, o siguen con el mismo color. Todas las muestras que han sido encapsuladas con resina poliéster en los bloques mantienen el mismo color de antes, ya que la resina no es un compuesto que malogre la muestra, sino la conserva la muestra.

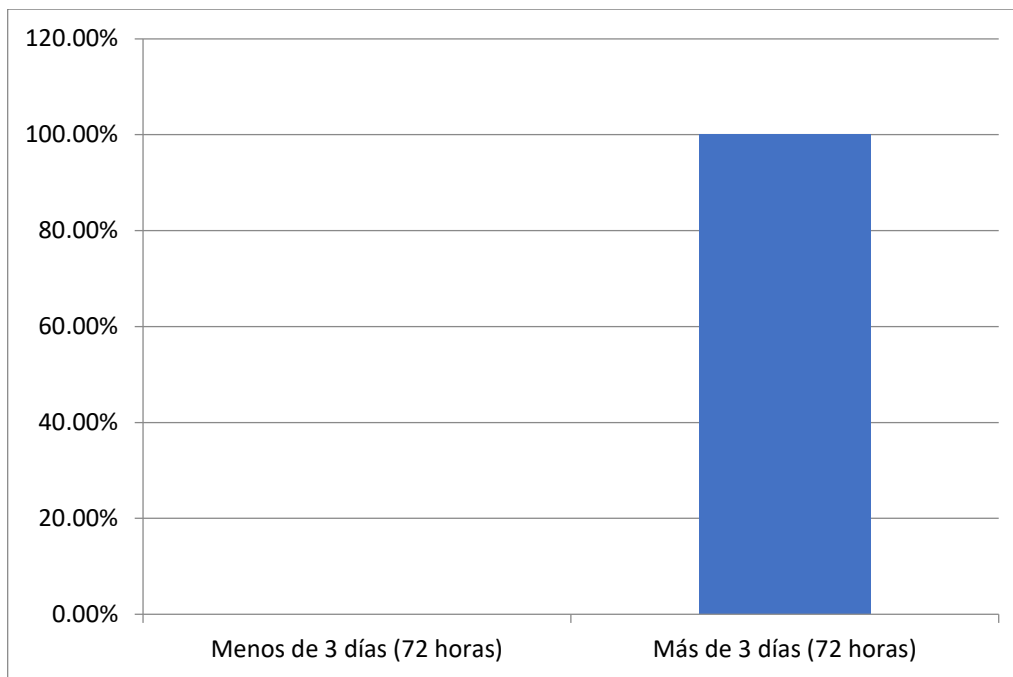
**CUADRO N° 5**  
**VARIABLE: CARACTERÍSTICAS DEL PROCESO DE TRATAMIENTO CON**  
**RESINA**  
**TIEMPO DE SECADO**

	<b>Muestra</b>	Menos de 3 días (72 horas)	Más de 3 días (72 horas)
1	Corazón de vacuno		X
2	Corazón de ovino		X
3	Corazón de porcino		X
4	Cuerpo de felino de 3 años		X
5	Miembros posteriores de un felino de 2 años		X
6	Miembros anteriores de un felino de 2 años		X
7	Parte abdominal de un felino de 2 años		X
8	Cabeza de un felino de 2 años		X
9	Cabeza de un canino de 3 años.		X

<b>TIEMPO DE SECADO</b>	<b>Frecuencia</b>	<b>Porcentaje</b>
Menos de 3 días (72 horas)	0	0,00%
Más de 3 días (72 horas)	9	100,00%
<b>Total</b>	9	100,00%

*Fuente: Elaboración propia 2019*

**GRÁFICO N° 5**  
**VARIABLE: CARACTERÍSTICAS DEL PROCESO DE TRATAMIENTO CON**  
**RESINA**  
**TIEMPO DE SECADO**



*Fuente: Elaboración propia 2019*

El Cuadro No. 5 presenta el tiempo de secado de cada muestra. Prácticamente el secado de la resina poliéster va a ser variado según la temperatura donde se va a realizar el encapsulado. Mayor temperatura, mayor tiempo de secado, menor temperatura, menor tiempo de secado.

Las muestras que están encapsuladas, dan demora un promedio de 3 días (72 horas) no importa el tamaño de la muestra, ni la cantidad de resina poliéster utilizado ya que todo varía según la temperatura donde va ser el trabajo.

La temperatura que se realizó el trabajo es de 16 a 21 grados centígrados los meses de junio y julio.

**CUADRO N° 6**  
**DISPONIBILIDAD DE LOS INSUMOS**

	<b>Insumos</b>	<b>Libre disponibilidad</b>	<b>Restringidos</b>	<b>Costo</b>
1	Resina	SI		S/ 50.00 – 1 kilo
2	Catalizador	SI		S/ 10.00 un frasco de 20 ml
3	Cobalto cristal	SI		S/ 15.00 un frasco de 20 ml

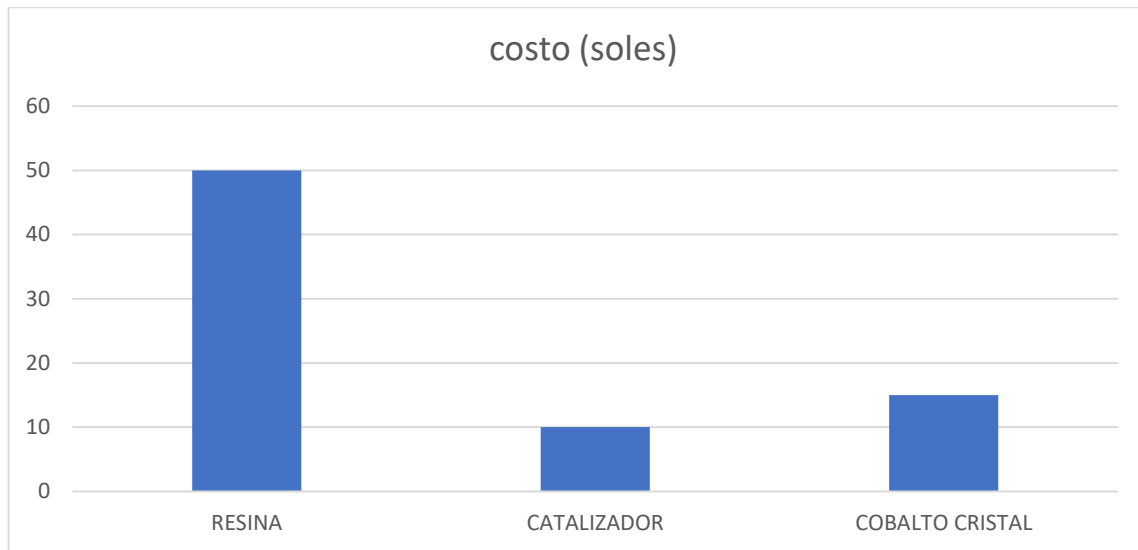
*Fuente: Elaboración propia 2019*

**NOTA:**

**Libre disponibilidad:** estos insumos como la resina poliéster, catalizador y cobalto cristal están disponible en el mercado.

**Restringido:** estos insumos no están restringidos ya que no son de material peligrosos.

**GRÁFICO N° 6**  
**DISPONIBILIDAD DE LOS INSUMOS**



*Fuente: Elaboración propia 2019*

El Cuadro No. 6, se va a describir los insumos las importantes para este trabajo. La resina poliéster cristal, el catalizador y el cobalto cristal son insumos que se pueden encuentra en libre disponibilidad en el mercado. No son insumos que están prohibidos en el mercado ya que su comercialización es muy amplia y mayormente es utilizados para automóviles, también los utilizan en técnica de odontología.

Estos insumos no se adquirir en los laboratorios de insumo médicos sino en laboratorios especializados en resinas preparadas y resinas pre preparadas.

**NOTA:**

Mayor información en las fichas técnicas de cada insumo utilizado.

**CUADRO N° 7**  
**NIVEL DE TRANSPARENCIA DEL PRODUCTO.**

	<b>Muestra</b>	Transparencia alta	Transparencia baja
1	Corazón de vacuno	X	
2	Corazón de ovino		X
3	Corazón de porcino		X
4	Cuerpo de felino de 3 años		X
5	Miembros posteriores de un felino de 2 años	X	
6	Miembros anteriores de un felino de 2 años	X	
7	Parte abdominal de un felino de 2 años	X	
8	Cabeza de un felino de 2 años		X
9	Cabeza de un canino de 3 años.	X	

<b>NIVEL DE TRANSPARENCIA DEL PRODUCTO</b>	<b>Frecuencia</b>	<b>Porcentaje</b>
<b>Transparencia alta</b>	5	55,56%
<b>Transparencia baja</b>	4	44,44%
<b>Total</b>	9	100,00%

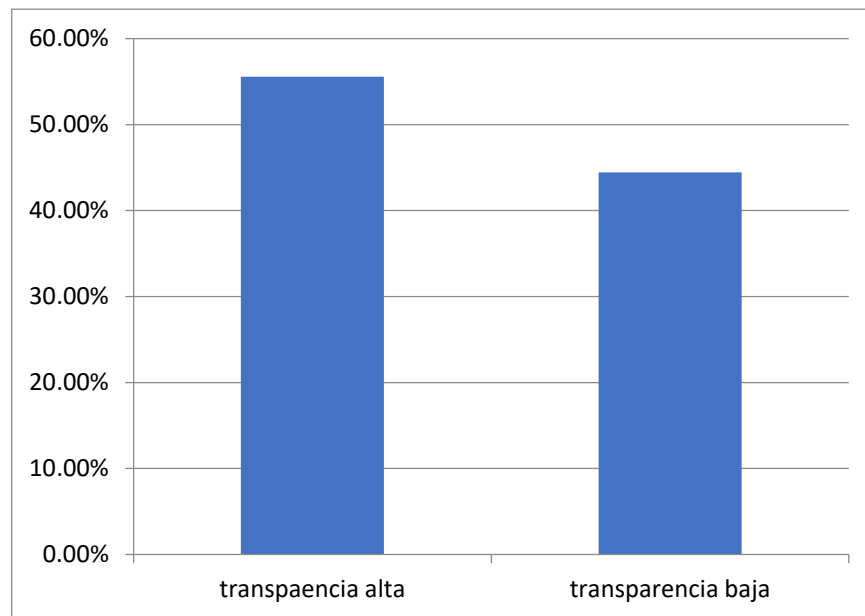
*Fuente: Elaboración propia 2019*

**NOTA:**

**Transparencia alta:** son muestras que se puede observar con claridad.

**Transparencia baja:** son muestras que no se observan claramente.

**GRÁFICO N° 7**  
**NIVEL DE TRANSPARENCIA DEL PRODUCTO**



El Cuadro No. 7 se va a medir la transparencia del producto de cada una de las muestras encapsuladas.

Para medir la transparencia se coloca la muestra y se pone sobre un fondo blanco estándar y a través del instrumento de la lupa si observa la transparencia de cada muestra.

En las muestras de corazón de vacuno, miembros posteriores de felino de 3 años, miembros anteriores de felino de 3 años, parte abdominal de felino de 3 años y cabeza de canino de 3 años, esas muestras presentan una transparencia alta, ya que se observan claramente, estas muestras no presentan ninguna opacidad ya sea externamente.

En las muestras corazón de ovino, corazón de porcino, cuerpo de felino de 3 años y cabeza de felino de 3 años, en estas muestras la transparencia es baja ya que presenta una opacidad muy observable, este es debido a que la muestran no han sido lijadas correctamente.

**CUADRO N° 8  
NIVEL DE DESTRUCCIÓN**

<b>Insumo</b>	<b>Si pierde su calidad</b>	<b>No pierde su calidad</b>
Resina		No pierde se calidad al momento de la mezcla con el catalizador y el cobalto cristal.

**Fuente:** Elaboración propia 2019

El Cuadro No. 8 La resina no pierde su calidad ya que cuando mezclamos con sus respectivos insumos como el catalizador y el cobalto cristal, sigue manteniendo su calidad, es decir no pierde nada de su transparencia.

## CONCLUSIONES

1. Cuando usamos la resina poliéster para las muestras de tejidos blandos hay algunas muestras que si presenta burbujas y otras muestras no presentan burbujas.
2. Las muestras de tejidos blandos una vez mezclada con la resina algunas muestras si presentan alteraciones como la resequedad y otras muestran no presenta alteraciones morfológicas siguen con su mismo estado.
3. Todas las muestras utilizadas con resina poliéster cristal no cambian de color, siguen con su mismo color de inicio.
4. Mayormente las muestras de tejidos blandos preparadas con resina poliéster tienen un periodo de secado por lo menos de 72 horas (3 días) a una temperatura promedio de 16 a 21 grados centígrados.
5. Los insumos utilizados para este trabajo están de libre disponibilidad en el mercado ya que no están restringidos y son utilizados mayormente para automóviles y piezas odontológicas.
6. Cuando se mezcla la resina poliéster cristal y sus derivados, la resina sigue manteniendo su calidad y su contraste.
7. Los materiales necesarios para la preparación del modelo son de bajo costo.

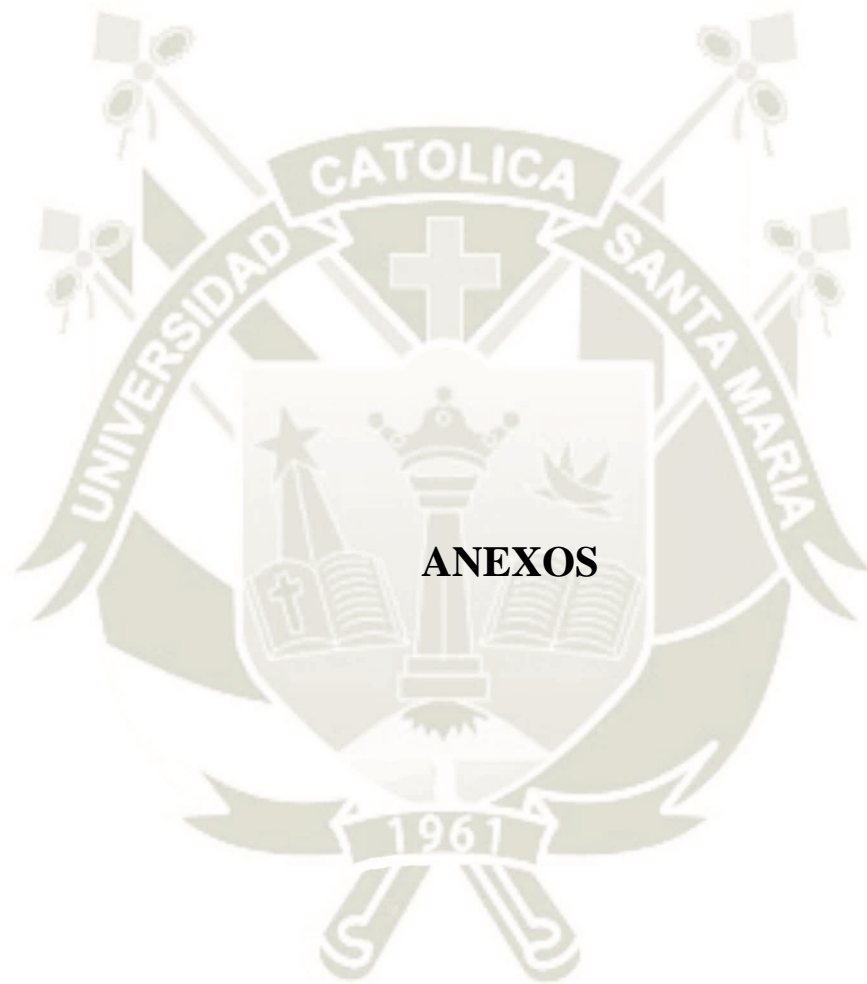
## RECOMENDACIONES

1. Por lo anterior se recomienda la aplicación de esta técnica de conservación de muestras de tejidos blandos con resina poliéster cristal en la carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
2. El encapsulado con resina de poliéster utilizado en muestras de tejidos blandos, ha demostrado ser un procedimiento económico y útil que logra preservar las piezas, sin alterar sus patrones morfológicos, con lo cual se beneficia al estudiante de medicina veterinaria, proporcionándole muestras tejidos blandos fáciles de manipular.
3. La utilización de las resinas poliéster en la conservación de muestra de tejidos blandos es una técnica sencilla, de gran durabilidad y bajo costo.
4. Se recomienda esta nueva técnica de conservación de muestras de tejidos blandos como guía didáctica, el mismo que servirá como material de apoyo en el proceso de enseñanza y aprendizaje en forma práctica tanto para el docente, como para el estudiante de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Católica de Santa María.
5. Esperamos a futuro objetivar estos resultados mediante un estudio comparativo de las distintas técnicas de inclusión.

## BIBLIOGRAFÍA

1. Babinski, M. A.; Sgrott. E. A.; luz, h. P.; brasil, f. B.; chagas, m. A. & Abidu-figueiredo, m. La relación de los estudiantes con el cadáver en el estudio práctico de la anatomía: la reacción e influencia en el aprendizaje. *Int. J. Morphol.*, 21(2):137-42, 2003. Disponible en: [https://scielo.conicyt.cl/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=s0717-95022003000200007](https://scielo.conicyt.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=s0717-95022003000200007).
2. Beltrán J. La plastinacion en la universidad nacional de colombia. *Morfología* 3(3): 4-16, 2011.
3. Beltran. J. (2009). Historia de la preservación de cadáveres humanos. *Revista electrónica Universidad Nacional-Morfología*, 1(3), 5-10. Recuperado de <http://www.bdigital.unal.edu.co/16059/1/10855-22091-1-PB.pdf>
4. Bravo, H. Plastinación, una herramienta adicional para la enseñanza de la anatomía. *Int. J. Morphol.* 2006, 24(3):475 - 480. Disponible en: [https://scielo.conicyt.cl/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=s0717-95022006000400029](https://scielo.conicyt.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=s0717-95022006000400029)
5. Budras Klaus, Atlas de Anatomia del Perro, ADADP, vol. I, pág. 1 – 2. (2004).
6. Cury, F., Censoni, J., & Ambrósio, C. (2013). Anatomical techniques in the animal anatomy practice teaching. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, 33(5), 688-696. doi: 10.1590/S0100-736X2013000500022
7. Dawson T, RYK S James, TW Geraint. 1990. Silicone plastinated pathology specimens and their teaching potential. *J Pathol* 162, Pp 265-272.
8. De Bueno, Oscar, Gollob Adolfo, Rodríguez Victoria, Rodríguez Silvina, Botindari Florência, Velásquez Mariela, a p u n t e s: resina poliesteracrílico: 2-5. Disponible en: <https://es.scribd.com/doc/27972522/introduccion-a-los-usos-de-la-resina-poliester-y-otros-materiales-1>.
9. Dejong, K., Henry, R. (2007). Silicone plastination of biological tissue: cold-temperature technique Biodur S10/S15 technique and products. *Journal of the International Society for Plastination*, 22,2–14. Fawzy, A. (2016).
10. Guio Saavedra, Omar Eduardo, Proyecto Encapsulados De Resinas Poliester Para Ser Utilizados Como Material Didactico, PERPSUCMD, 2009: 10 – 12.
11. Henry RW, I Concha. 2015. Publicación Universidad Santo Tomás. Curso: Técnicas anatómicas tradicionales y plastinación. Santiago, Chile.

12. Humberto José, Introducción de las resinas poliéster y afines. IRPA. 2013. (2 – 3).
13. Isaza Jiménez r. o. Plastinación una técnica moderna al servicio de la anatomía. Iatreia 2005 18(1):99-106. Disponible en: <http://www.redalyc.org/pdf/1805/180513852008.pdf>.
14. Mirabelli MC, Holt SM, Cope JM. Conservación de piezas cadavéricas del sistema nervioso central con resina poliéster. Occup environ med 2011; 68: 375-37, disponible en: [http://www.scielo.org.bo/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=s1726-89582014000100006](http://www.scielo.org.bo/scielo.php?script=sci_arttext&pid=s1726-89582014000100006).
15. Montemayor, F. B. G. El significado de la práctica de disección para los estudiantes de medicina. Int. J. Morphol., 24(4):575-580, 2006. Disponible en: <https://scielo.conicyt.cl/pdf/ijmorphol/v24n4/art10.pdf>.
16. Morphol J., revista internacional de morfología, rim, 2018, 2010, vol.28. Disponible en [https://scielo.conicyt.cl/scielo.php?script=sci\\_abstract&pid=s0717-95022010000400014&lng=es&nrm=iso&tlng=en](https://scielo.conicyt.cl/scielo.php?script=sci_abstract&pid=s0717-95022010000400014&lng=es&nrm=iso&tlng=en).
17. Riederer B. 2014. Plastination and its importance in teaching anatomy. Critical points for longterm preservation of human tissue. J Anat 224, Pp 309-315.
18. Salvatierra P. Plastinación: una técnica de preservación de tejidos en la enseñanza de medicina en la universidad del valle. Revista salud 11:23, disponible en: [http://www.scielo.org.bo/pdf/rmcmlp/v20n1/v20n1\\_a06.pdf](http://www.scielo.org.bo/pdf/rmcmlp/v20n1/v20n1_a06.pdf).
19. Steinke, H., & Spanel-Borowski, K. (2006). Coloured plastinates. Annals of AnatomyAnatomischer Anzeiger, 188(2), 177 -182. doi:10.1016/j.aanat.2005.10.001.
20. S. Climent, Embriología y Anatomía Veterinaria, EYAV, vol. I, pág. 1 – 4. (2013).
21. Valdés F, E Vega, M Valenzuela. 2010. Estudio comparativo de dos técnicas de plastinación. Int J Morphol, 28 (3), Pp 783-786
22. Valenzuela, o. M.; azocar, s. C.; werner, f. K.; vega, p. E. & valdés, g. F. Experiencia en plastinación con resina poliéster p-4 para cortes anatómicos. Int. J. Morphol. 2012, 30(3):810-813. Disponible en: <https://scielo.conicyt.cl/pdf/ijmorphol/v30n3/art06.pdf>.



**ANEXO 01**  
**FIGURA N° 1**  
**MAPA DE UBICACION**

**Mapa en donde se ubica geográficamente el distrito de Jacobo Hunter, en la Región Arequipa.**



**Fuente:** Google mapas

**(<https://www.google.com/maps/place/Huasacache,+Arequipa+04011/@-16.4531995,-71.5664625,16z/data=!4m5!3m4!1s0x9143b552e1a5fe95:0x49f352bd7b579207!8m2!3d-16.4513777!4d-71.5642352>)**

**ANEXO 02**  
**MAPA SATELITAL EN DONDE SE UBICA EL LABORATORIO DE**  
**ANATOMÍA COMPARADA VETERINARIA DE LA UNIVERSIDAD**  
**CATÓLICA SANTA MARÍA SEDE FUNDO LA BANDA**  
**REGIÓN AREQUIPA 2018.**



**Fuente:** Google mapas

<https://www.google.com/maps/search/google+maps+f+huasacache/@-16.457779,-71.5671613,454m/data=!3m1!1e3>

### ANEXO 03 PRESENTACION DEL MATERIAL



**Figura N° 1. Resina poliéster, catalizador y cobalto cristal**



**Figura N° 2. Bloque de vidrio para las muestras.**

## ANEXO 04 PREPARACION DE MATERIAL (CATALIZADOR)



**Figura N° 3. Medición de catalizador**



**Figura N°4. Mezcla en sentido anti horario y horario.**

## ANEXO 05 PREPARACION DE MATERIAL (COBALTO CRISTAL)



**Figura N° 5. Medición de Cobalto cristal**



**Figura N°6. Mezcla en sentido anti horario y horario.**

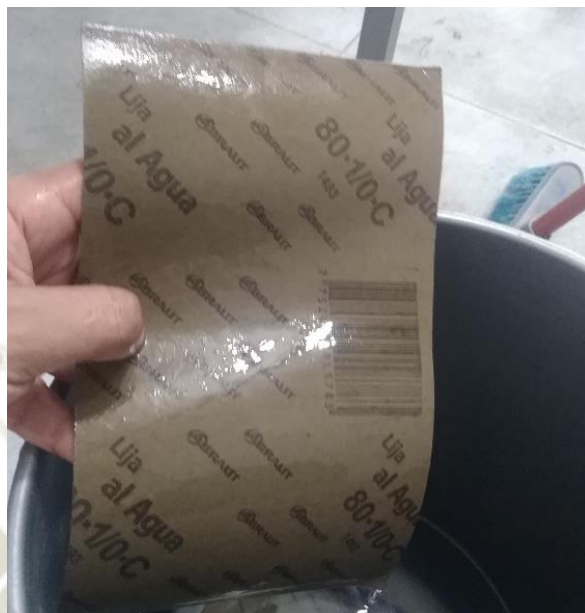
## ANEXO 06 CORAZÓN DE VACUNO



**Figura N°7. Preparación de la primera capa de resina cristal poliéster.**



**Figura N° 8. Bordado de bordes de la muestra de corazón de vacuno**

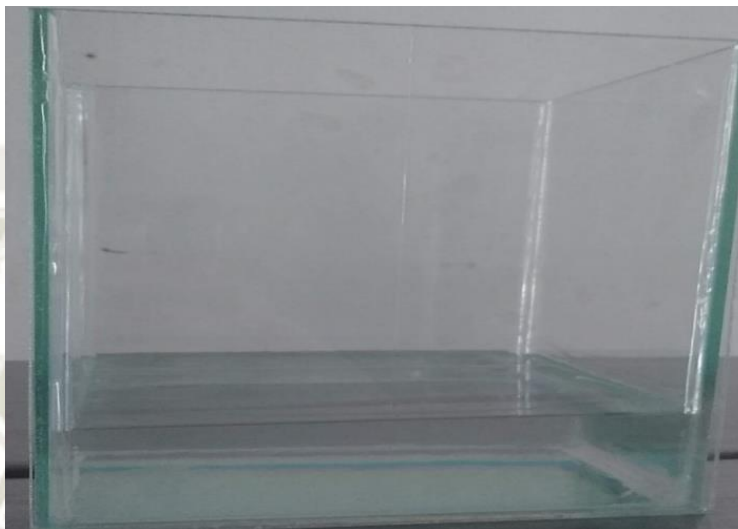


**Figura N° 9. Lijado de la muestra  
de corazón de vacuno.**



**Figura N° 10. Preparación final del corazón de  
vacuno**

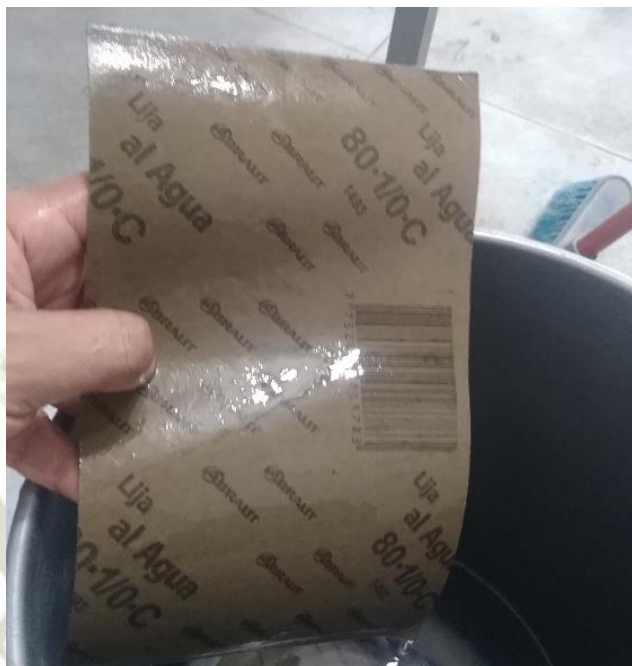
## ANEXO 07 CORAZON DE OVINO



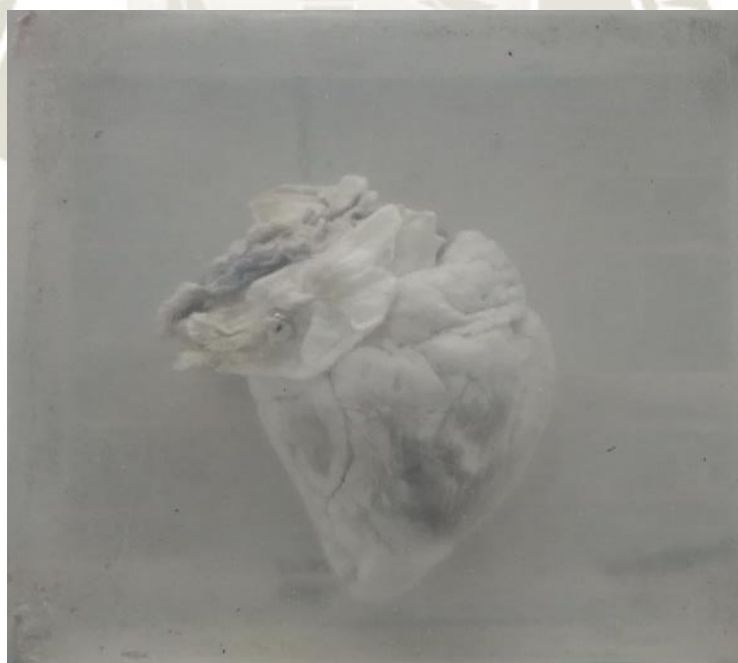
**Figura N° 11. Preparación de la primera capa de resina cristal poliéster.**



**Figura N° 12. Bordado de bordes de la muestra de corazón de ovino**

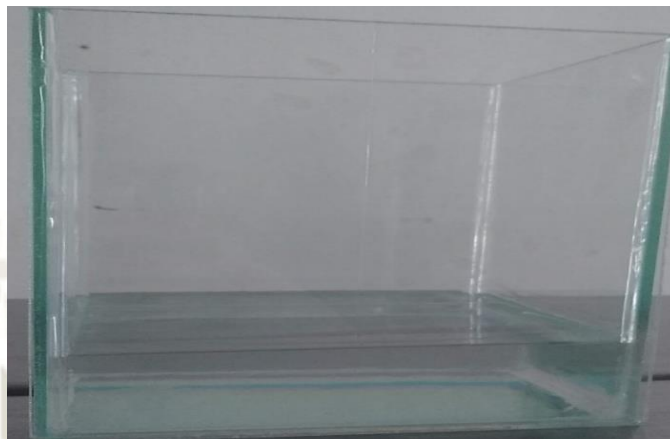


**Figura N°13. Lijado de la muestra  
de corazón de ovino.**



**Figura N° 14. Preparación final del corazón de  
vacuno**

## ANEXO 08 CORAZON DE PORCINO



**Figura N° 15. Preparación de la primera capa de resina cristal poliéster.**



**Figura N° 16. Bordado de bordes de la muestra de corazón de porcino.**



**Figura N°17. Lijado de la muestra  
de corazón de ovino.**



**Figura N° 18. Preparación final del corazón de  
porcino**

## ANEXO 09 CUERPO DE UN FELINO DE 3 AÑOS



**Figura N° 19. Primera etapa de resina poliéster de la muestra de cuerpo de felino de 3 años**



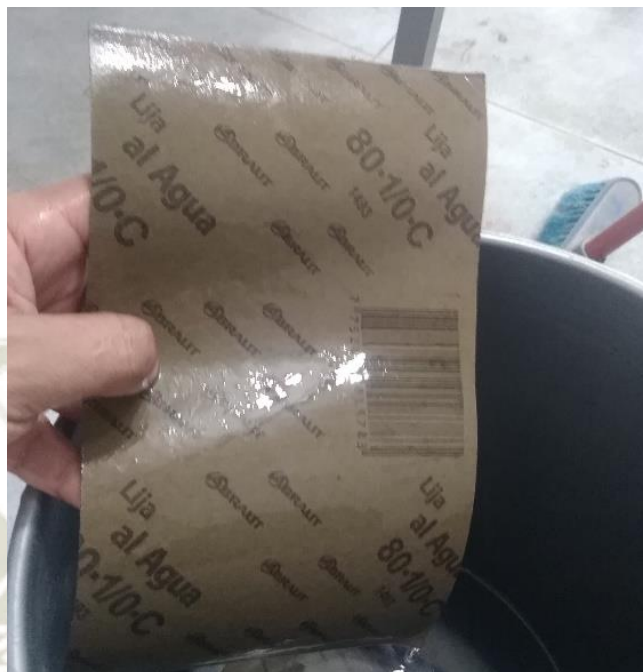
**Figura N° 20. Segunda etapa de resina poliéster de la muestra de cuerpo de felino de 3 años**



**Figura N° 21. Tercera capa de resina poliéster de la muestra de cuerpo de felino de 3 años**



**Figura N° 22. Bordado de bordes de la muestra de cuerpo de felino de 3 años.**



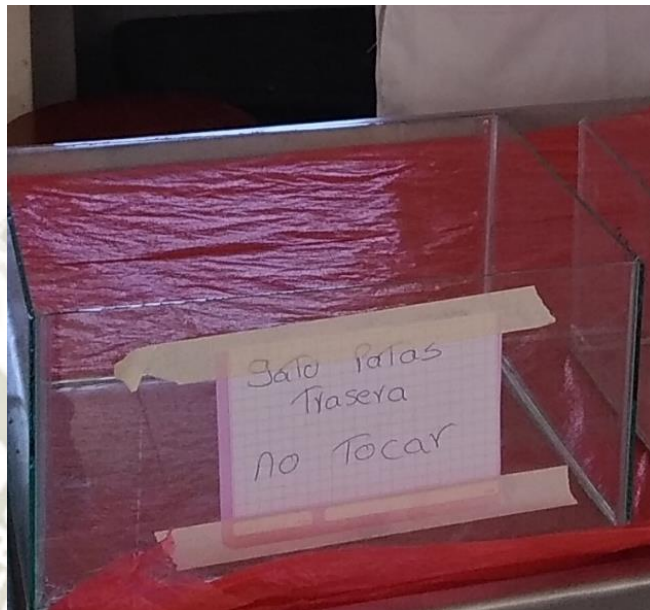
**Figura N° 23. Lijado de la muestra de cuerpo de felino de 3 años.**



**Figura N° 24. Etapa final de la muestra de cuerpo de felino de 3 años**

## ANEXO 09

### MIEMBROS POSTERIORES DE UN FELINO DE 2 AÑOS



**Figura N° 25. Primera capa de reina poliéster de los miembros posteriores de felino de 2 años**



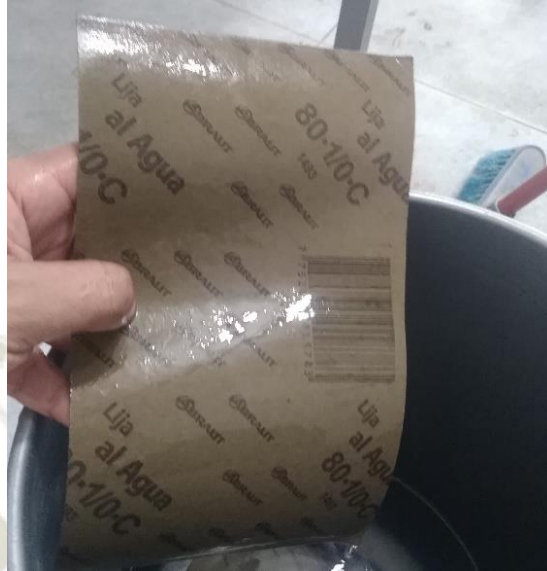
**Figura N° 26. Segunda capa de resina poliéster de miembros posteriores de felino de 2 años**



**Figura N° 27. Tercera capa de resina poliéster de miembros posteriores de felino de 2 años**



**Figura N° 28. Bordado de los bordes de miembros posteriores de felino de 2 años.**



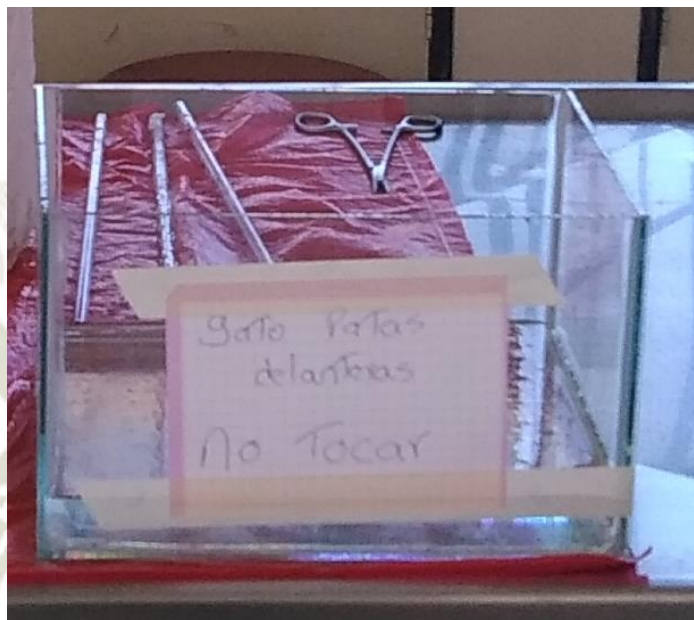
**Figura N° 29. Lijado de la muestra de los miembros posteriores de felino de 2 años.**



**Figura N° 30. Etapa final de la muestra de miembros posteriores de felino de 2 años.**

## ANEXO 10

### MIEMBROS ANTERIORES DE UN FELINO DE 2 AÑOS



**Figura N° 31. Primera etapa de resina poliéster de miembro anteriores de un felino de 2 años**



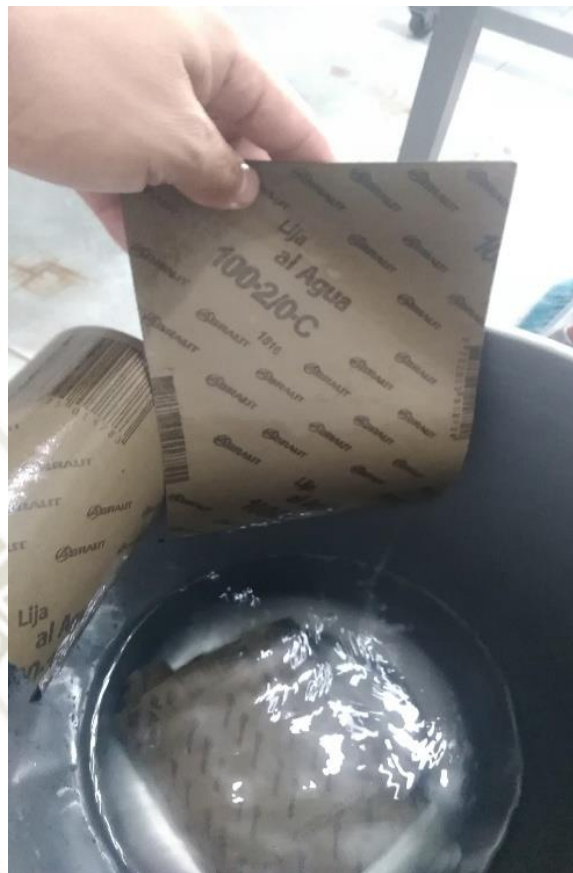
**Figura N° 32. Segunda capa de resina poliéster de miembros anteriores de un felino de 2 años**



**Figura N° 33. Tercera capa de resina poliéster de los miembros anteriores de un felino de 2 años.**



**Figura N° 34. Bordado de bordes de los miembros anteriores de un felino de 2 años.**



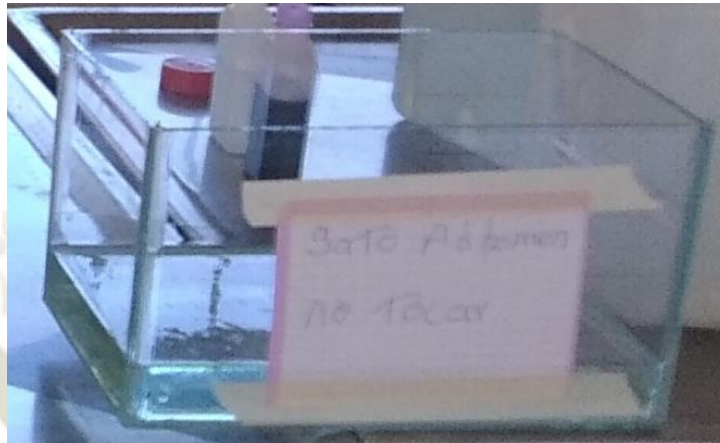
**Figura N° 35. Lijado de la muestra de los miembros anteriores de un felino de 2 años.**



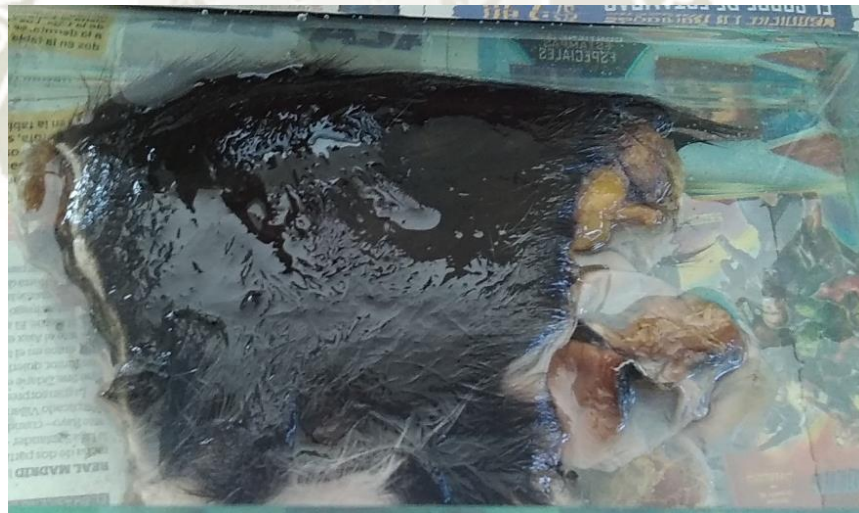
**Figura N° 36. Etapa final de la muestra de los miembros anteriores de un felino de 2 años**

## ANEXO 11

### PARTE ABDOMINAL DE UN FELINO DE 2 AÑOS



**Figura N° 37. Primera capa de resina poliéster de la parte abdominal de un felino de 2 años.**



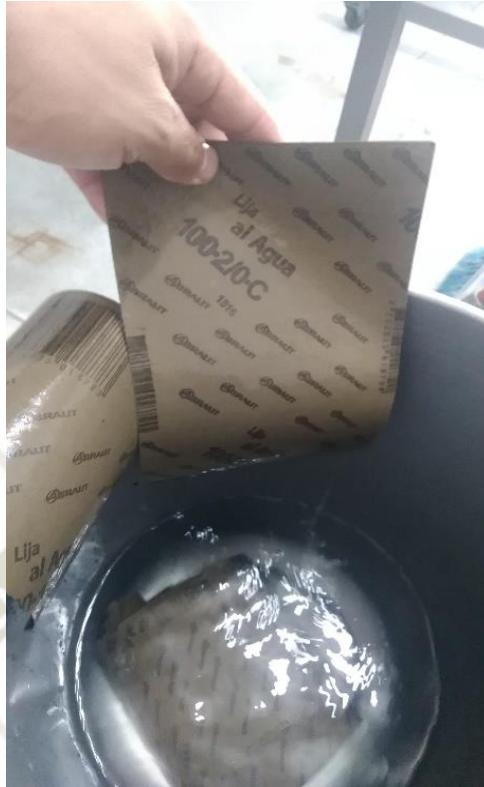
**Figura N° 38. Segunda capa de resina poliéster de la parte abdominal de un felino de 2 años.**



**Figura N° 39. Tercera capa de resina  
poliéster de la parte abdominal de un felino  
de 2 años**



**Figura N° 40. Bordado de los bordes de  
la parte abdominal de un felino de 2  
años**



**Figura N° 41. Lijado de la muestra de la parte abdominal de un felino de 2 años.**



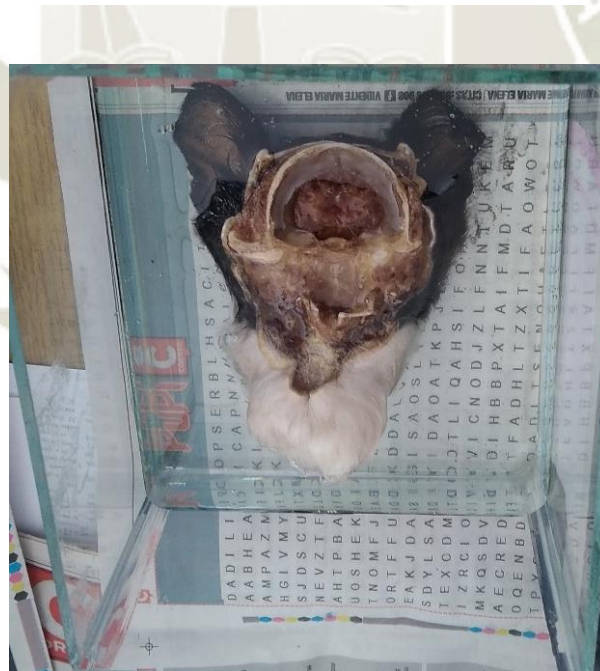
**Figura N° 42. Etapa final de la muestra de la parte abdominal de un felino de 2 años.**

## ANEXO 12

### CABEZA DE UN FELINO DE 2 AÑOS CORTADA A LA MITAD



**Figura N° 43. Primera capa de resina poliéster de la muestra cabeza de felino de 2 años.**



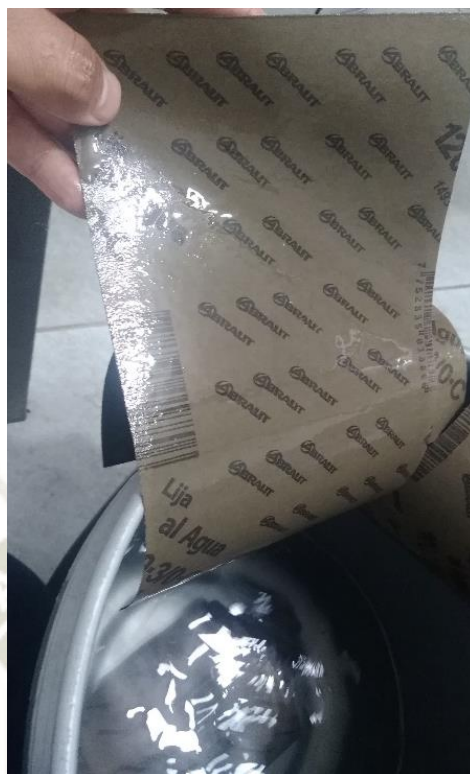
**Figura N° 44. Segunda capa de resina poliéster de la muestra de cabeza de felino de 2 años.**



**Figura N°45. Tercera capa de resina poliéster de la muestra de cabeza de felino de 2 años.**



**Figura N° 46. Bordado d bordes de la muestra de cabeza de felino de 2 años.**



**Figura N° 47. Lijado de la muestra de cabeza de felino de 2 años**



**Figura N° 48. Etapa final de la muestra de cabeza de un felino de 2 años.**

### ANEXO 13

## CABEZA DE UN CANINO DE 3 AÑOS CORTADA A LA MITAD



**Figura N° 49. Primera capa de resina poliéster en la muestra de cabeza de canino de 3 años.**



**Figura N° 50. Segunda capa de resina poliéster en la muestra de cabeza de canino de 3 años.**



**Figura N° 51. Tercera capa de resina poliéster en la muestra de cabeza de un canino de 3 años.**



**Figura N° 52. Bordado de la muestra de la cabeza de canino de 3 años.**



**Figura N° 53. Lijado de la muestra de la cabeza de canino de 3 años.**



**Figura N° 54. Etapa final de la muestra de la cabeza de un canino de 3 años.**

## ANEXO 14 FICHA TECNICA

### CRISTALÁN 823 (RESINA POLIESTER CRISTAL)

#### GENERALIDADES

CRISTALÁN 823 es una resina poliéster orto ftálica semirrígida, se destaca por su alta claridad, alta resistencia, rata de endurecimiento controlada y buena resistencia ambiental, lo cual la hace apropiada para la fabricación de botones y artículos translúcidos.

#### CARACTERÍSTICAS

La rata de endurecimiento del CRISTALÁN 823 es tal que los laminados y vaciados pueden ser maquinados, cortados y pulidos sin dificultad. Los botones fabricados con CRISTALÁN 823 son resistentes al lavado y al planchado. CRISTALÁN 823 es apropiado para el vaciado de piezas grandes por su baja generación de calor (exotermia) y su baja fragilidad.

**1. Formulación:** Para curado en frío se recomienda la siguiente formulación:

**2. Curado:** El tiempo de Gel se debe controlar principalmente con la cantidad de octoato de cobalto y se puede determinar aproximadamente en la tabla del anexo 1; para corregir fluctuaciones en temperatura de trabajo, se suele variar la cantidad de peróxido. El curado nunca se debe realizar a temperaturas inferiores a 15°C porque no se alcanzan buenas propiedades mecánicas en el producto final.

**3. Aditivos especiales:** El CRISTALÁN 823 se puede pigmentar hasta con el 10% (por peso) de nuestras pastas pigmentadas CRISTACOLOR<sup>®</sup> y con tintas translúcidas de buena estabilidad a la luz.

Marca registrada de andercol s.a.

También se puede formular con diversos rellenos, cuya cantidad y calidad dependen del uso final del producto. Antes de utilizar el relleno, debe ensayarse que éste no afecte el curado de la resina.

#### CAMPOS DE APLICACIÓN

CRISTALÁN 823 está especialmente desarrollado para el vaciado de botones y figuras pequeñas, encapsulados protectores y artesanales. También puede usarse, combinado con rellenos apropiados, para la producción de mármol sintético y en lugares donde se exija alta resistencia a condiciones atmosféricas.

**MANEJO Y ALMACENAMIENTO:** La información detallada para el manejo seguro de este material se encuentra en la hoja de seguridad de materiales respectiva. El CRISTALÁN 823 está clasificado como "líquido inflamable" según norma Icontec 1962 (división 3.3), pues tiene un punto de inflamación de 31°C (crisol cerrado) y por tanto debe mantenerse alejado de llamas abiertas. Se recomienda almacenarlo a temperaturas inferiores a 20°C para obtener la máxima estabilidad. Se suministra en tambores metálicos de 230 kilos. El CRISTALÁN 823 tiene un tiempo de vida equivalente a seis meses desde el momento de su fabricación.

**ASISTENCIA TÉCNICA:** La parte primordial de cada producto de andercol s.a.es el soporte técnico que garantizamos a nuestro cliente. Cada despacho de nuestros productos está respaldado por un laboratorio de servicio técnico con personal altamente calificado, el cual, con un conocimiento completo de los procesos, trabaja con una gran variedad de equipos de laboratorio y planta piloto para proveer los datos necesarios y obtener así el mejor comportamiento de nuestros productos. Este laboratorio además de servir de soporte a las aplicaciones existentes está encargado de desarrollar nuevos usos para los productos fabricados por andercol s.a. El usuario de nuestros productos será siempre el beneficiario de esta constante búsqueda de mejores métodos y tecnologías. Medellín, 14 de mayo del 2015.

**ESPECIFICACIONES CRISTALAN 823**

CARACTERISTICAS	VALOR	METODO ANDERCOL
apariencia	Trasparente incolora	IT – 1.01
Color apha	40 máximo	IT – 1.03
Valor acido	33 máximo	IT – 1.14
Viscosidad brookfield 25 C (aguja 2.20 r.p.m)	900 – 120	IT – 1.06
% de solidos	68 – 70	IT – 1.11
Tiempo de gel	4 – 6	IT – 3.04
Reactividad		
Temperatura de exotermia (C)	145 – 165	IT – 3. 04
Tiempo de exotermia (min)	12 – 16	IT – 3.04
molienda	6 mínimo	IT – 1.04

### TIEMPOS DE GEL (MINUTOS)

TEMPERATURA (°C)	0.1 % Co	0.15% Co	0.2 % co
15	28	19	11
25	13	8	6
35	6	4	3

