

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y
ZOOTECNIA



**“ESTUDIO COMPARATIVO DE TÉCNICAS DE CONSERVACIÓN
ANATÓMICA EN OVINOS DE ALTURA CON SOLUCIONES DE
FORMOL Y PRIVES”**

TESIS:

PRESENTADA POR:

Bach. DUANY CONDE MAYTA CUTIPA

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

MÉDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA

PUNO – PERÚ

2015

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO PUNO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

“ESTUDIO COMPARATIVO DE TÉCNICAS DE CONSERVACIÓN ANATÓMICA EN OVINOS DE ALTURA, CON SOLUCIONES DE FORMOL Y PRIVES.”

TESIS

PRESENTADO A LA DIRECCIÓN DE INVESTIGACIÓN DE LA FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA DE LA UNA-PUNO PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

MEDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA

APROBADO POR EL JURADO REVISOR:


PRESIDENTE


MVZ Daniel H. Ramos Dueñas

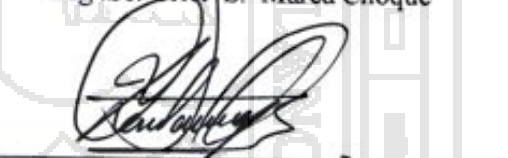
PRIMER MIEMBRO


MV. Oscar E. Carreón Panca

SEGUNDO MIEMBRO

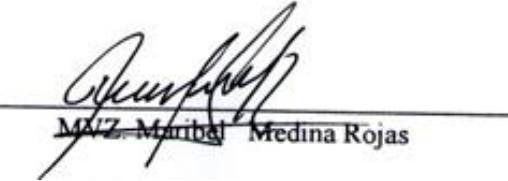

Mg. Sc. Uriel S. Marca Choque

DIRECTOR DE TESIS


Mg. Sc. Zacarias Condemayta Condemayta

ASESORES DE TESIS


MVZ Oscar D. Oros Butrón

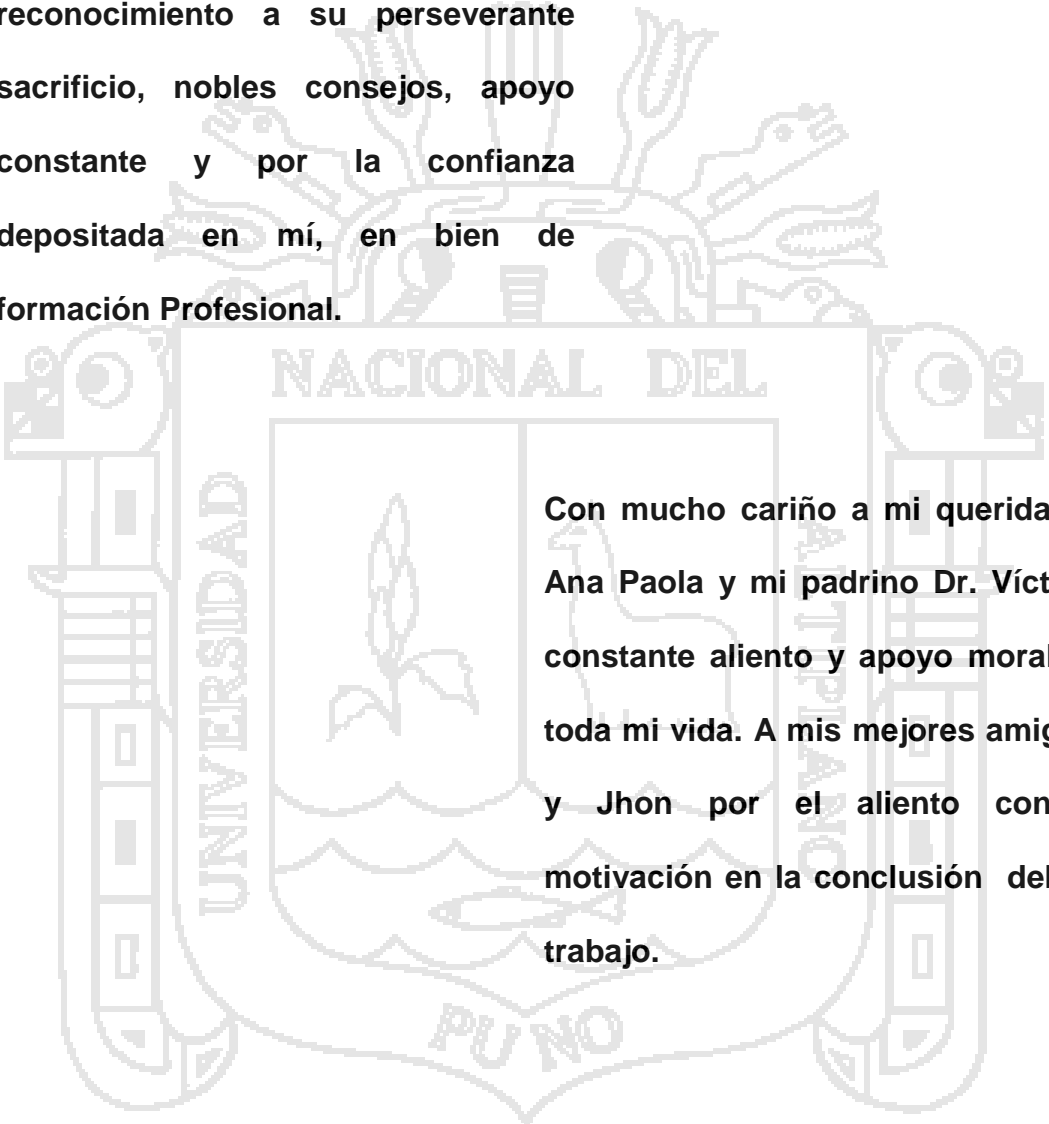

MVZ Mirella Medina Rojas

ÁREA : Morfología animal

TEMA : Anatomía

DEDICATORIA

Con eterna gratitud y amor a mis queridos padres Zacarías y Vilma, en reconocimiento a su perseverante sacrificio, nobles consejos, apoyo constante y por la confianza depositada en mí, en bien de formación Profesional.



Con mucho cariño a mi querida hermana Ana Paola y mi padrino Dr. Víctor por su constante aliento y apoyo moral. Durante toda mi vida. A mis mejores amigos Pedro y Jhon por el aliento constante y motivación en la conclusión del presente trabajo.

Duany.

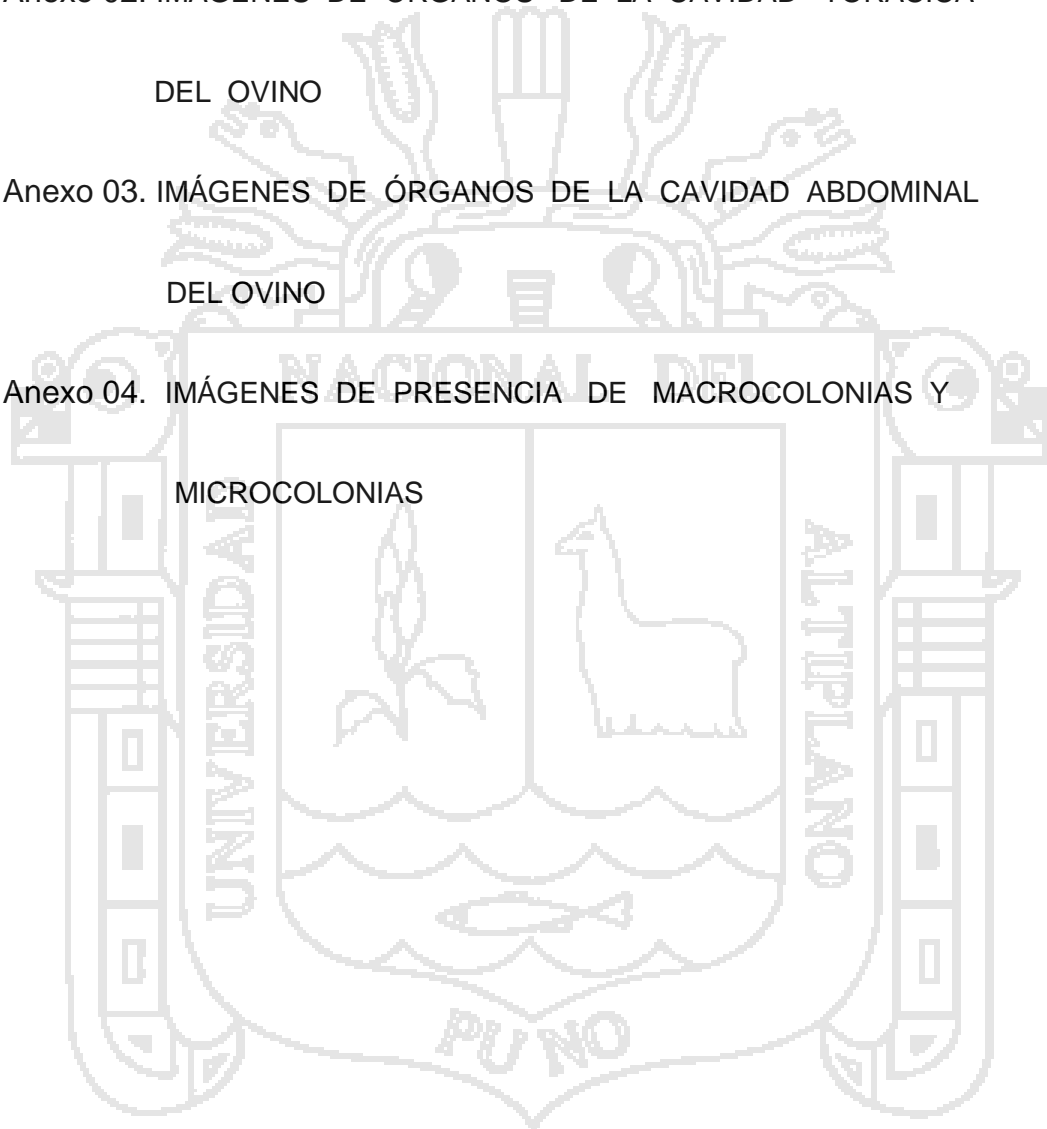
AGRADECIMIENTO

- *A Dios por haberme encaminado para llegar a ser profesional, por darme unos padres ejemplares y por ponerme en mi camino a personas que me apoyaron espiritual y moralmente.*
- *A la Universidad Nacional del Altiplano, a la plana jerárquica y administrativa que laboran en ella, por el apoyo en mi formación profesional.*
- *A la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, a los Docentes y al personal que labora en ella, compartieron sus conocimientos y sus sabias enseñanzas, que contribuyeron durante mi formación profesional.*
- *Al MVZ. Oscar D. Oros Butrón y MVZ. Maribel Medina Rojas por su buen asesoramiento y colaboración durante la ejecución del presente trabajo.*
- *A mis padres Zacarías y Vilma, a mi hermana Ana Paola por sus consejos y aliento constante, durante toda la ejecución del trabajo de Tesis.*
- *Al Laboratorio de Anatomía Veterinaria y Microbiología de la Universidad Nacional del Altiplano de Puno. A todas las personas que contribuyeron y me brindaron su apoyo desinteresado en la realización del presente trabajo de investigación.*

ÍNDICE

pág.		
	I. INTRODUCCIÓN	01
	II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	03
	2.1. MARCO TEÓRICO.	03
	2.2. MARCO REFERENCIAL	17
	III. MATERIALES Y MÉTODOS	21
	3.1 MATERIALES	21
	3.2. METODOLOGIA.	23
	3.2.1 DETERMINACIÓN DE PARÁMETROS MACROSCÓPICOS.	23
	3.2.2. TIEMPO DE CONSERVACIÓN	28
	3.2.3. HONGOS CONTAMINANTES	28
	IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	30
	4.1. PARÁMETROS MACROSCÓPICOS DEL ESPECIMEN	30
	4.2. TIEMPO DE CONSERVACIÓN DEL ESPECIMEN	41
	4.3. HONGOS CONTAMINANTES AL ESTUDIO MACROSCÓPICO.	43
	V. CONCLUSIONES	46
	VI. RECOMENDACIONES	47

VII. BIBLIOGRAFÍA	48
VIII. ANEXOS	52
Anexo 01. IMÁGENES DEL SISTEMA MUSCULAR DEL OVINO	52
Anexo 02. IMÁGENES DE ÓRGANOS DE LA CAVIDAD TORÁCICA DEL OVINO	56
Anexo 03. IMÁGENES DE ÓRGANOS DE LA CAVIDAD ABDOMINAL DEL OVINO	59
Anexo 04. IMÁGENES DE PRESENCIA DE MACROCOLONIAS Y MICROCOLONIAS	62



RESUMEN

Se realizó el estudio comparativo de dos técnicas de conservación de espécimen animal: solución de formol al 10% y solución de PRIVES utilizando como unidad experimental a ovinos criollos procedentes del distrito de Acora efectuados en el Laboratorio de Anatomía Veterinaria y Laboratorio de Microbiología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia durante los meses de Agosto a Diciembre del 2013; dos ovinos fueron perfundidos con solución de formol al 10% y dos con solución de PRIVES. Se analizaron variables cualitativas de consistencia, color, olor y presencia de hongos, como el tiempo de conservación e identificación de hongos con el seguimiento y recopilación de datos a los 30, 50, 65 y 80 días, obteniéndose los siguientes resultados: La solución de PRIVES mostró mejores propiedades de conservación, manteniendo la consistencia, color y flexibilidad de los órganos con características normales en estado fresco hasta 50 días y que con Formol al 10% se observó: rigidez cambio de color y olor irritante. El tiempo de conservación del cadáver fue de 63 días con solución de Formol al 10% y de 70 días con la solución de PRIVES. Se identificaron los hongos del género *Penicillium* spp en especímenes conservados con Formol al 10 % y Levaduras en especímenes conservados con solución de PRIVES. Se concluye que, la solución de PRIVES conserva mejor las características macroscópicas de las estructuras anatómicas, emplear como solución alternativa al formol.

PALABRAS CLAVE: Formaldehido, Solución sin formol, Técnicas anatómicas.

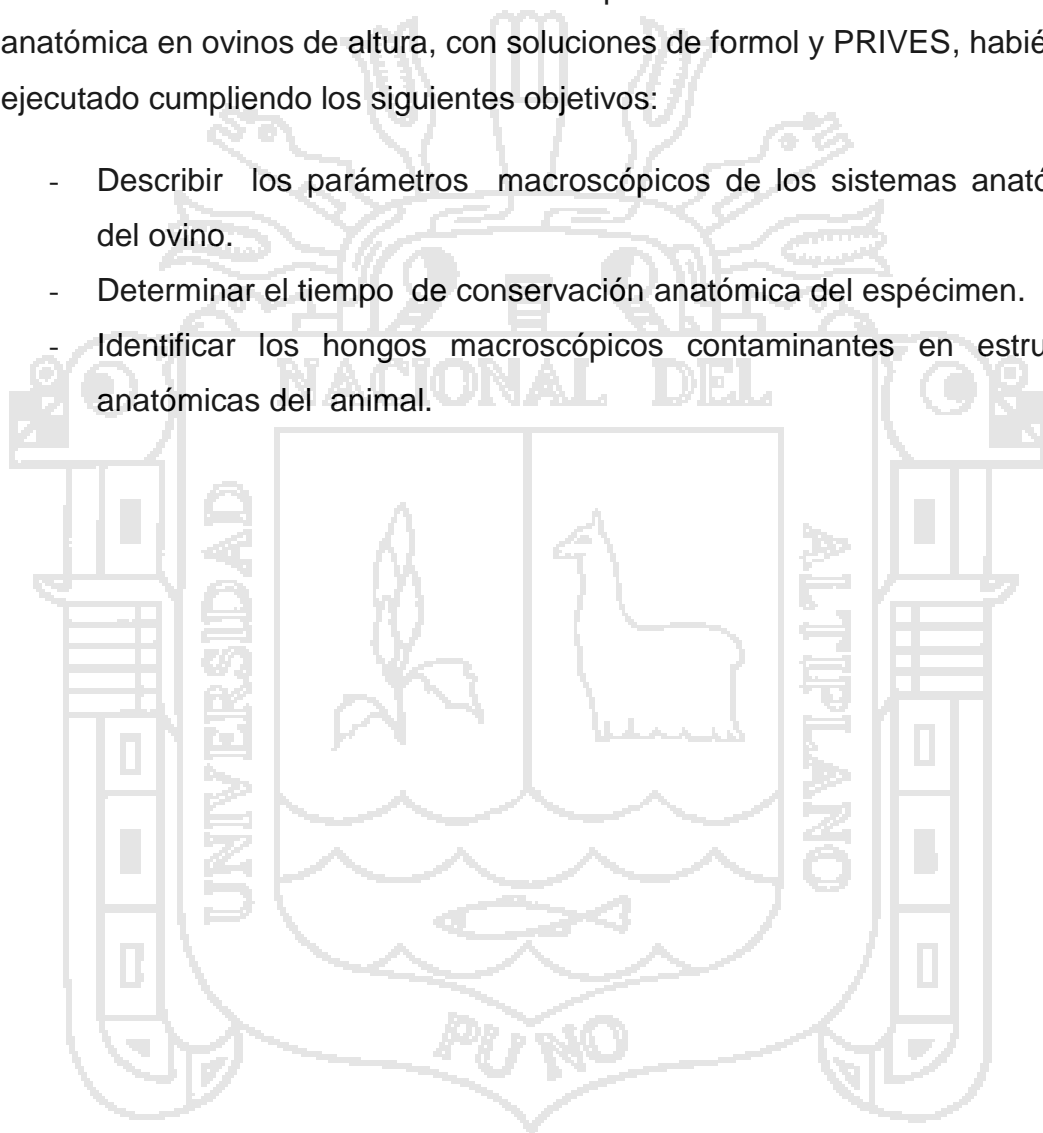
I. INTRODUCCIÓN

En el laboratorio de Anatomía Veterinaria de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, actualmente se viene realizando la disección de especímenes animales conservadas con formol, para lo cual se utilizan diluciones del formol comercial (37 – 40%) en una preparación de 10%, 12% y 15% porcentual, con los que el trabajo de disección no presentaron problemas de descomposición por unos 3 a 4 meses e incluso por mayor tiempo dependiendo del cuidado que se le dedica al espécimen; sin embargo, cuando se trabaja con formol preparado a mayor porcentaje de concentración y/o concentración de mayor número de cadáveres conservadas con soluciones de formol se siente una irritación en las mucosas visibles y que a la larga tiene efectos nocivos en la salud del personal de anatomía, así como manifiesta la International Agency for Research on Cancer (IARC) dependiente de la Organización Mundial de la Salud (OMS), declarando que la exposición profesional al formaldehído a largo plazo o a exposiciones a corto plazo de altos niveles que se describen en embalsamadores y patólogos es altamente perjudicial, existiendo suficiente evidencia en los humanos para afirmar que el formaldehído causa cáncer.

Considerando que, existen estudios realizados que han declarado que las técnicas de conservación a base de formol utilizadas en el área de anatomía de muchas universidades no son las más adecuadas, puesto que presentan desventajas para las piezas tratadas como una mayor rigidez, retracción del volumen de los órganos y, la pérdida del color natural. Por otro lado, como una técnica alternativa de fijación y conservación de estructuras se ha desarrollado el Método de Prives, creado en el Laboratorio de Anatomía del primer Instituto de Medicina de Leningrado denominado solución de PRIVES, que es uno de los métodos ampliamente utilizados en la manipulación y estudio de muestras anatómicas en Medicina Humana, el cual está basado en el principio de una sustancia de alto nivel higroscópico como el Acetato de Potasio, la Glicerina que mantiene las estructuras anatómicas en su estado natural donde no pierde peso, conserva su volumen, su color como en vivo y toma una consistencia blanda.

Tomando en cuenta que, en el laboratorio de Anatomía Veterinaria por años se vienen realizando trabajos con fines académicos con especímenes animales conservados con soluciones de formol, es una necesidad buscar una solución alternativa que no contenga formol y que permita fijar y conservar las muestras anatómicas por el periodo de tiempo necesarios en la disección, además de no tener efectos nocivos para la salud de los anatomistas, por éstas consideraciones se realizó el Estudio comparativo de técnicas de conservación anatómica en ovinos de altura, con soluciones de formol y PRIVES, habiéndose ejecutado cumpliendo los siguientes objetivos:

- Describir los parámetros macroscópicos de los sistemas anatómicos del ovino.
- Determinar el tiempo de conservación anatómica del espécimen.
- Identificar los hongos macroscópicos contaminantes en estructuras anatómicas del animal.



II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1 .MARCO TEÓRICO.

2.1.1 CONCEPTOS ANATÓMICOS.

Anatomía

La anatomía debe ser considerada como la piedra fundamental del arte de la medicina y su preámbulo esencial, hay que tener también en cuenta que la anatomía introduce al estudiante en un amplio campo de la terminología médica. La anatomía es la rama de la ciencia biológica que trata de la forma y estructura de los organismos. Se halla en íntima relación con la fisiología que trata de las funciones del cuerpo (Sisson y Grossman 2001).

Disección de animales

En la actualidad la disección de animales muertos sigue siendo el método más importante y más eficaz para aprender anatomía y para entenderla, el estudio anatómico se realiza por sistemas o por regiones anatómicas y/o topográficas de acuerdo a la necesidad de estudio. Tanto la histología general como la Anatomía microscópica, así como la embriología se separaron tempranamente de la Anatomía macroscópica (Konig y Liebich 2010).

Espécimen

En biología espécimen es aquel individuo o parte de un individuo que se toma como muestra, especialmente el que se considera representativo de los caracteres de la población a la que pertenece. Los especímenes son conservados en colecciones biológicas, tales como herbarios, acompañados de información acerca de su origen y las condiciones de recolección y preparación, información sin la cual pueden perder la mayor parte de su valor científico (Asociación de Academias de la Lengua Española 2005).

Conservación

Se entiende por conservación el procedimiento por el cual se mantiene en el tiempo la fijación de los tejidos orgánicos

- Temporal: Refrigeración

- Indefinida: Métodos físicos la congelación

Métodos químicos son las soluciones conservantes

Métodos de administración de soluciones fijadoras:

Inyección (repleción): Se inyecta la solución fijadora por vía vascular. En humanos el vaso más usado es la arteria femoral, en animales se puede usar la vía femoral o la arteria carótida común.

Inmersión: La pieza se sumerge en la solución fijadora, lo ideal es usar 10 veces el volumen de solución en relación al tamaño de la muestra, por 72 hrs. o más Métodos de administración de soluciones fijadoras (Izaguirre e Izaguirre 2007).

OVINOS

Los ovinos son animales que tienen características especiales referentes a la alimentación por lo que se les conoce como rumiantes, pertenecen a la familia de los bobidae, los que posiblemente tienen un antecesor común llamado GELUCOS, que de acuerdo a lo que indican los paleontólogos serían los rumiantes más antiguos cuyos restos datan de 25000 años antes de Cristo; Al transcurrir el tiempo los hombres crían animales de acuerdo a sus necesidades, a su ubicación geográfica y condiciones ecológicas, formando grupos que inicialmente fueron pocos y no muy definidos, que no llegan a más de 400 razas y 200 tipos definidos con características exteriores y productivas especiales (Alencastre 1997).

El ovino criollo es descendiente de las ovejas de las razas *Churra* y *Manchega* originarias de España introducidas al país en época de la conquista. Es un animal pequeño, magro y produce un vellón muy liviano formado por una mezcla de pelos largos y gruesos con lanilla corta y fina, algo característico de los ovinos antiguos. En el Perú existe aproximadamente el 90 % de ovinos criollos en su mayoría en estado puro y otras manadas en proceso de mestizaje

Características raciales.

Cuerpo:

Cara: Limpia llena de pelos de varios colores.

Mucosa: Varios colores, pigmentada.

Orejas: Pequeñas recubiertas de pelos.

Cuernos: Presentan de uno a varios pares de cuernos en diferentes direcciones, los machos y en las hembras pueden o no tener cuernos.

Pezuñas: Variadas, principalmente pigmentadas.

Piel: Gruesa.

Peso adulto: 20 - 30 Kg.

2.1.2. MÉTODOS ANATÓMICOS.

Dado que después de la muerte, la sustancia orgánica constituye un excelente medio de cultivo muy nutritivo para la numerosa variedad de gérmenes que son causantes de la putrefacción. Además el calor, la humedad, coadyuvan a esta destrucción y pueden favorecer la proliferación de larvas de algunos insectos.

Para evitar la putrefacción, que lleva a la destrucción del cadáver es necesario someter al mismo a ciertos procedimientos que modifican las propiedades químicas de la materia orgánica, esto se obtiene por diversos medios ya sean físicos o químicos.

A- Medios Físicos: son el frío (Congelación) y la Deseccación.

B- Medios Químicos: se usan diversas sustancias químicas que realiza una fijación de los tejidos.

Las más comúnmente usadas son el Formaldehído (formol) al 40%, Ácido fénico (fenol), Nitrato potásico, Ácido Bórico, Alcohol 95°, Glicerina. Estas sustancias luego de ser diluidas en agua destilada, en distintas proporciones, ya que hay que tener en cuenta el peso del cadáver al realizar las proporciones.

Con respecto al formol podemos decir como ventajas: que es económicos su precio, su manejo es fácil, tiene buena penetración y fijación rápida.

Como desventajas: su olor irritante para las vías respiratorias, puede producir afecciones en la piel, por lo que siempre se recomienda para su manipulación el uso de guantes de látex para protección y barbijos. Luego de transcurridos 7 a 10 días de la inyección del cadáver, los tejidos ya están perfectamente fijados, por lo tanto ya se puede comenzar con la disección de las distintas regiones del cuerpo (Carrasco 1998).

Complucad

Es una sustancia química descubierta por el neuro-cirujano Edgar Arené Rada, Profesor Emérito de la Cátedra de Anatomía de la Universidad Mayor de San Andrés, Bolivia, durante el estudio antropológico de una momia perteneciente a la cultura Tiwanaku, hallada en el Alto Bolivia. Con la colaboración del Dr. Juan Jiménez Collado y el respaldo de la Universidad Complutense de Madrid, obtuvieron un líquido incoloro con aroma a caoba al cual le dieron el nombre de Complucad, sustancia llamada a desplazar al formol en todas sus áreas.

Complucad es una mezcla de diferentes compuestos químicos que juntos potencian su acción de tal manera que cada una de ellas actúa sobre los complejos elementos químicos y orgánicos de la materia, tanto en su estado natural como en los de descomposición y putrefacción. Al poseer una acción biocida directa sobre los microorganismos, tanto bacterias como hongos, detiene todo proceso de multiplicación y reproducción de gérmenes. Por su acción lipolítica libera a las fibras tendinosas y al tejido conectivo de cúmulos y flóculos de grasas, y permite que cadáveres rígidos recobren la laxitud y flexibilidad de los músculos y articulaciones. Al actuar sobre las diastasas y enzimas de fermentación y de oxidación, elimina los productos gaseosos que se desprenden de la descomposición orgánica, elimina la fetidez y los olores desagradables que contaminan el ambiente. Su acción trombolítica permite que el producto penetre hasta los más finos capilares, favoreciendo la conservación de los diferentes órganos. Por la gran capacidad del nuevo producto en la recuperación y conservación de la materia orgánica, la

Universidad Complutense de Madrid ha desarrollado, a lo largo de los últimos años de investigación, diferentes derivados de Complucad: de los cuales el **Complucad anatomic**, es especial para embalsamar y conservar cadáveres por largo tiempo, para las preparaciones anatómicas y, debido a que éste devuelve la elasticidad a los tejidos, puede ser utilizado en cirugía experimental;

Es importante resaltar que el Complucad conserva todos los elementos de los tejidos sin modificar el ADN, caracteres genéticos, marcadores virales; facilita la adhesión de los pigmentos acidófilos y basófilos, así como otros procedimientos de coloración, incluso la tinción del tejido cerebral. Por ser de reacción neutra, permite el paso de las ondas luminosas, sin interferir en la refracción y reflexión de la luz propia a cada elemento; respeta tanto la longitud de onda como la fase de la misma. No modifica las cargas eléctricas de los elementos intracelulares lo que representa una ventaja tanto para la microscopía óptica como para el microscopio electrónico. Por ser lipolítico actúa sobre la tensión superficial de los líquidos orgánicos, facilita los fenómenos osmóticos, se difunde y penetra otra estructura extravascular ayudada por su acción sobre las kinasas, respeta las fibras elásticas y colágenas del conectivo (Izaguirre e Izaguirre 2001).

Otros métodos de conservación

Glicerinado: La técnica de glicerinado consiste en deshidratar una muestra a la vez que se introduce glicerina en sus tejidos, lo importante es no dejar agua disponible para los microorganismos. La muestra finalizada queda impregnada en glicerina, esto permite que quede con una buena flexibilidad

Parafinado: La técnica de parafinado consiste básicamente en deshidratar una pieza, para luego sumergirla en parafina líquida, calentada a unos 60° C. La muestra así tratada queda impregnada en parafina en su interior más una capa en su exterior, la desventaja de esta técnica es que la pieza queda rígida.

Inclusión: El principio de esta técnica consiste en “incluir” la muestra, previamente fijada y deshidratada, en un bloque de material que lo proteja del medio ambiente, el medio a usar debe ser lo más transparente posible.

Insuflación y desecación: La insuflación es una técnica que se puede usar en pulmones o en órganos huecos, los cuales luego de un lavado y un fijado (optativo en el caso de los pulmones), se desecan mediante el paso de aire a presión por varios días.

Plastinación: La técnica de plastinación fue creada por el Dr. Gunter von Hagens, en Heidelberg, Alemania en 1977. Es considerada una de las técnicas más modernas en conservación de muestras anatómicas. Las ventajas de la plastinación son: duración indefinida, pero no indestructibles, piezas sin olores irritantes, piezas secas, realizar estudios comparativos con técnicas imagenológicas, preservar piezas únicas (Correa, 2007).

2.1.3 .MICOLOGÍA

Es una rama de la Microbiología que trata del estudio de los hongos. Su nombre procede de un radical griego: Mycete = hongo

Características morfológicas de los hongos

Los hongos son organismos unicelulares o pluricelulares (mohos). Son organismos eucariotes, heterotróficos no fotosintéticos ya que carecen de clorofila, son aerobios, no poseen tubo digestivo y para nutrirse viven a expensas de otros seres ya sea de naturaleza animal o vegetal como parásitos o como saprófitos. La pared celular está compuesta esencialmente de QUITINA. Básicamente existen dos formas de crecimiento: Levaduriformes (unicelulares) filamentosos (pluricelulares).

Los hongos unicelulares como por ejemplo los del género *Cándido* tienen forma redonda y se reproducen por brotación. Los hongos pluricelulares están constituidos por tubos cilíndricos denominados HIFAS de un diámetro que oscila entre 2 a 10 micras, dependiendo del tipo de hongos, algunos pueden presentar tabiques. Al conjunto de hifas se denomina MICELO (Aguirre et al., 1991).

Las características culturales del crecimiento de colonias en los hongos filamentosos, son aéreas porque su desarrollo es mediante hifas septadas que desarrollan en las superficies del medio de cultivo (Oros, 2007).

Levaduras

Las levaduras son hongos que forman sobre los medios de cultivo colonias pastosas, constituidas en su mayor parte por células aisladas que suelen ser esféricas, ovoideas, elipsoideas o alargadas. Unos pocos presentan hifas. Las dimensiones pueden oscilar de 1 a 9 μm de ancho y 2 a más de 20 μm de longitud según la especie, nutrición, edad y otros factores. Algunos hongos fitopatógenos forman colonias levaduriformes en cultivos axénicos y varios patógenos de animales se presentan como levaduras en los materiales clínicos.

Las levaduras pertenecen a dos clases de hongos: ascomicetos o basidiomicetos, aunque muchas de ellas se presentan comúnmente en la forma imperfecta. Las levaduras ascomicéticas forman ascas libres, con 1 a 8 ascosporas, y en las especies hifales las ascas están desnudas. Las ascosporas de las levaduras son algo más resistentes al calor y la desecación que las células vegetativas, si bien tienen mucha menor resistencia térmica que las esporas bacterianas, por lo que mantienen la viabilidad de la especie durante los cambios adversos del medio ambiente.

Las levaduras constituyen la causa más común de alteración de frutas y jugos, pues tienen azúcares fermentables y elevada acidez. Comúnmente asociadas con el deterioro de las frutas secas están *Zygosaccharomyces rouxii* y especies de *Hanseniaspora*, *Candida*, *Debaryomyces* y *Pichia*. También forman parte de la microbiota de productos lácteos y cárnicos (Leveau y Bauix, 2000).

Penicillium

Es un género de hongos ascomicetos de gran importancia en el entorno natural, así como la alimentación y la producción de drogas. Los miembros de los productos género penicilina, una molécula que se utiliza como un antibiótico, que mata o detiene el crecimiento de ciertos tipos de bacterias en el interior del cuerpo. De acuerdo con el Diccionario de los hongos, el género generalizada contiene más de 300 especies. *Penicillium* está clasificado como un género de hongos anamórficos en la división Ascomycota. El nombre del

género se deriva del penicillium raíz latina, que significa "el pincel de pintor", y se refiere a las cadenas de conidios que semejan una escoba.

Características

El talo consiste típicamente en una red muy ramificada de multinucleadas, tabicado, hifas generalmente incoloras. Conidióforos muchas ramas brotan en el micelio, teniendo conidiosporas individual constricción. Los conidiosporas son la principal ruta de dispersión de los hongos, ya menudo son de color verde.

La reproducción sexual implica la producción de ascosporas, comenzando con la fusión de un arquegonio y un anteridio, con el intercambio de núcleos. El asci irregularmente distribuidos contienen ocho ascosporas unicelulares cada uno. Las especies de Penicillium son los hongos del suelo en todas partes prefieren climas frescos y moderados, comúnmente presente allí donde la materia orgánica disponible. Especies saprofitas de Penicillium y Aspergillus son algunos de los representantes más conocidos de los Eurotiales y viven principalmente en las sustancias orgánicas biodegradables. Comúnmente conocido como moldes, se encuentran entre las principales causas de deterioro de los alimentos, especialmente las especies de Penicillium subgénero. Muchas especies producen micotoxinas muy tóxicas. La capacidad de estas especies de Penicillium a crecer en semillas y otros alimentos almacenados depende de su propensión a prosperar en baja humedad y para colonizar rápidamente por dispersión aérea mientras que las semillas son suficientemente húmedas. Algunas especies tienen un color azul, comúnmente crece en el pan viejo y dándole una textura difusa azul (Aguirre et al., 1991).

2.1.4 .CONSERVACIÓN CON FORMOL

2.1.4.1 Formaldehído (Formolización)

Es un compuesto químico, más específicamente un aldehído (el más simple de ellos) es altamente volátil y muy inflamable, de fórmula $H_2C=O$. Se obtiene por oxidación catalítica del alcohol metílico. A temperatura normal es un gas incoloro de un olor penetrante, muy soluble en agua y en ésteres. Las

disoluciones acuosas al 40 % se conocen con el nombre de formol, que es un líquido incoloro de olor penetrante y sofocante; estas disoluciones pueden contener alcohol metílico como estabilizante. Puede ser comprimido hasta el estado líquido; su punto de ebullición es $-21\text{ }^{\circ}\text{C}$. El formaldehído se disuelve en agua (400 L gas /L de agua a $20\text{ }^{\circ}\text{C}$). La disolución se degrada lentamente bajo formación de paraformaldehído, el polímero del formaldehído. También puede formarse el trímero cíclico.

Antiguamente se utilizaba una disolución del 35% de formaldehído en agua como desinfectante. En la actualidad se utiliza para la conservación de muestras biológicas y cadáveres frescos, generalmente en una dilución al 5% en agua.

Es importante destacar que el International Agency for Research on cancer (IARC), en sus últimos reportes lo ha clasificado en el grupo 1, Carcinógeno confirmado para humanos (Cáncer Nasofaríngeo) (Read 1935).

Formolización

Es el procedimiento por el cual se somete al espécimen animal a la acción del formol previamente preparado para estudios anatómicos (Konig y Liebich 2010).

2.1.5 CONSERVACIÓN CON EL MÉTODO DE PRIVES.

2.1.5.1. Técnica de PRIVES para cadáveres

Un cadáver es un medio séptico y por tanto es un elemento peligroso. Varios son los procedimientos que se han propuesto para disminuir ese peligro y atenuar en parte los efectos desagradables a la vista y al olfato que ofrece un cadáver en proceso de descomposición.

En los cadáveres para obtener un resultado satisfactorio precisa lavar previamente el sistema vascular en los mismos. Para ello se introduce una cánula de vidrio o metal dentro de la arteria elegida (carótida o femoral), y al mismo tiempo se abre una vena (yugular o femoral); se inicia la operación del lavado haciendo pasar por vía arterial una solución cualquiera (agua con sulfato de sodio al 25 %), o simplemente agua o sal común a cierta presión hasta que se evidencia la salida del producto referido por vía venosa. Termina

la operación del lavado procedemos a inyectar el líquido conservador que debe repetirse durante 4 a 5 días para lograr la impregnación de una manera uniforme, pinzando las gomas unidas a las cánulas, para mantener el interior de los vasos el producto en cuestión.

Después de inyectados los vasos sanguíneos se sumerge la pieza en la solución conservadora cuya cantidad a preparar se determinara por el volumen de la pieza, de modo que quede sumergida completamente en el líquido, colocándole encima un peso para evitar que flote. Transcurrido los 4 o 6 días referidos retiramos las pinzas que mantienen el líquido en los lechos arteriales y venosos y dejamos la pieza en reposo para que la presión del cadáver o pieza desplace hacia fuera el líquido conservador. A través de las cánulas se procede de nuevo al lavado amoniaco al 10 %. Después de esto se puede comenzar el llenado de los lechos sanguíneos respectivos con la inyección del látex coloreado, una vez llena, se sumergirá la pieza en el líquido conservador por espacio de dos a tres meses (Correa 2005).

2.1.5.2 .Soluciones componentes del método de PRIVES.

2.1.5.2.1 Timol

El timol (2-*isopropil-5-metilfenol*) es una sustancia cristalina incolora con un olor característico que está presente en la naturaleza en los aceites esenciales del tomillo o del orégano, que se encuentra a la vez el cimeno y el timeno, y Adolph Edvard Arppe demostró también su existencia en la esencia de monarda, *Monarda punctata* y el químico escocés John Stenhouse en la de *Ptychotis ayowan*.

El timol se forma en distintas circunstancias, de las que algunas tienen carácter sintético y para obtenerlo por síntesis, partiendo del aldehído cumínico nitrado, se le trató en frío por el percloruro de fósforo, dando lugar a un líquido oleaginoso, que tras ser lavado con agua para separar el oxiclóruo de fósforo y extraído por medio del éter se le dió la fórmula $C_6H_3(C_3H_7)(NO_2)(CHCl_2)$, y sin llegar a la completa purificación de esta sustancia se la disuelve en alcohol y se le trata por ácido clorhídrico y zinc, impidiendo que la temperatura se eleve a más de 12°, dando por terminada la reacción cuando un pequeño ensayo no precipita ya por el agua:

- En estas condiciones el hidrogeno naciente reduce los grupos CHCl_2 , originando zincidina ($\text{C}_9\text{H}_{10}(\text{CH}_3)\text{NH}_2$).
- Su sulfato disuelto mezclado con una molécula de nitrito sódico y tratado por la cantidad equivalente del ácido sulfúrico muy diluído se transforma en timol, según un procedimiento que se consideró general para realizar la síntesis de los fenoles monodínamos.

El timol pertenece al grupo de los terpenos y un isómero del timol es el carvacrol, y su fórmula $\text{C}_{10}\text{H}_{14}\text{O}$ no es suficiente para caracterizar de una manera completa esta composición química y es preciso recurrir a la fórmula de constitución para evitar confusión.

Datos fisicoquímicos

Fórmula: $\text{C}_{10}\text{H}_{14}\text{O}$

Masa molecular: 150,22 g/mol

Punto de fusión: 49 - 51 °C

Punto de ebullición: 232 °C

Punto de inflamación: 107 °C

Presión de vapor: 2,5 h Pa a 25 °C

Densidad: 0,97 g/ml (20 °C); 0,93 g/l (70 °C)

Solubilidad: 0,98 g/l en agua a 25 °C; 1.000 g/l etanol; 1.428 g/l cloroformo

LD₅₀: 980 mg/kg

Presentación

- Cuando esta puro, se presenta el timol bajo la forma de tablas romboidales transparentes, estriadas paralelamente a los lados y con frecuencia agrupados de manera que simulan hexágonos irregulares
- El que se deposita espontáneamente en la esencia de tomillo lo hace en prismas oblicuos de base rómbica, bastante voluminosa y provistas de facetas suplementarias sobre las aristas laterales
- Puede adquirir el estado líquido o gaseoso, y muy soluble en el eter, el alcohol y el ácido acético concentrado, se disuelve poco en el agua, que en cambio no le precipita de su disolución acuosa.

Aplicaciones

El timol se caracteriza por su poder desinfectante y fungicida. Por su sabor agradable está presente en la formulación de diversos enjuagues bucales, pastas de dientes etc. Una disolución de 5 % timol en etanol se utiliza para la desinfección dermal y contra infecciones con hongos.

En veterinaria se aplica igualmente contra infecciones dermales y para estimular la digestión.

En apicultura se usa para combatir un ácaro parasitario de la abeja llamado Varroa (Aureille-Salvadori G. 1970).

2.1.5.2.2. Acetato de potasio.

1. Características físicas y químicas.

Aspecto: Polvo blanco, cristalino.

Olor: Inodoro.

Solubilidad: agua de 200 g/100 g.

Gravedad específica: 1.57 a 25C.

pH: Ninguna información encontrada.

Densidad del vapor (Air=1): Ninguna información encontrada.

Presión del vapor (milímetro hectogramo): Ninguna información encontrada.

Tarifa de la evaporación (BuAc=1): Ninguna información encontrada.

2. Estabilidad y reactividad.

Estabilidad: Estable bajo condiciones ordinarias del uso y del almacenaje.

Productos peligrosos de la descomposición: Óxidos del producto de mayor del carbón y del metal contenido.

Polimerización peligrosa: No ocurrirá.

Incompatibilidades: Agentes que oxidan fuertes.

Condiciones a evitar: Humedad, calor, llamas, fuentes de ignición e incompatibles (FAGA-LAB, 2013).

2.1.5.2.3. Glicerol o glicerina.

Es un alcohol con tres grupos hidroxilos ($-OH$). Se trata de uno de los principales productos de la degradación digestiva de los lípidos, paso previo para el ciclo de Krebs y también aparece como un producto intermedio de la fermentación alcohólica. Además junto con los ácidos grasos, es uno de los componentes de lípidos como los triglicéridos y los fosfolípidos. Se presenta en forma de líquido a una temperatura ambiental de $25^{\circ}C$ y es higroscópico e inodoro. Posee un coeficiente de viscosidad alto y tiene un sabor dulce como otros polialcoholes.

Presencia

El glicerol está presente en todos los aceites, grasas animales y vegetales en forma combinada, es decir, vinculado a los ácidos grasos como el ácido esteárico, oleico, palmítico y ácido láurico para formar una molécula de triglicéridos. Los aceites de coco y de palma contienen una cantidad elevada (70 - 80 por ciento) de ácidos grasos de cadena de carbono 6 a 14 átomos de carbono.

Estos producen más moléculas de glicerol en los aceites que contienen ácidos grasos de 16 a 18 átomos de carbono, como las grasas, el aceite de semilla de algodón, el aceite de soja, el aceite de oliva y el aceite de palma. El glicerol combinado también está presente en todas las células animales y vegetales como parte de su membrana celular en forma de fosfolípidos.

Aplicaciones

Dentro de los principales usos se encuentran:

- La elaboración de cosméticos como por ejemplo, jabones de tocador. La glicerina aumenta su detergencia, da blancura a la piel y la suaviza. Se puede encontrar entre un 8-15% de glicerina en la composición de estos jabones.
- En el área de la medicina se utiliza en la elaboración de medicamentos en forma de jarabes (como excipiente; como antiséptico para prevenir infecciones en heridas; como inhibidor de cambios enzimáticos durante la fermentación de ungüentos, pastas o cremas; como disolvente de iodo, bromo, fenol, timol, taninos, alcaloides y cloruro de mercurio). También es utilizado para lubricantes y humectantes oftalmológicos.

- Además, se utiliza formando parte de los supositorios de glicerina, que tienen acción laxante. El mecanismo de acción de estos supositorios se basa en dos propiedades de la glicerina: es higroscópico y ligeramente irritante de mucosas.
 - Puede ser uno de los excipientes de los líquidos empleados en los cigarrillos electrónicos
 - Como baño calefactor para temperaturas superiores a los 250 °C;
 - Lubricación de maquinarias específicas. Por ejemplo, de producción de alimentos y medicamentos (por no ser tóxica), de petróleo, etc.;
 - En disciplinas militares para la fabricación de explosivos, como la nitroglicerina así como para enfriar los cañones de las armas de fuego.
 - Anticongelante (baja el punto de fusión del agua, por el descenso crioscópico).
 - Elaboración de productos de consumo. Principalmente, se utiliza para preparar extractos de té, café, jengibre y otros vegetales; fabricación de refrescos; aditivo (tipo tensioactivo comestible) para mejorar la calidad del producto.
 - Elaboración de resinas alquídicas, que se utilizan como aislantes.
 - Fluido separador en tubos capilares de instrumentos.
 - Industria de lacas y pinturas. Componente clave de los barnices que se utilizan para acabados. En algunos casos, se utiliza glicerina al 98% para preparar barnices electro aislantes.
 - Industria tabacalera. Debido a la elevada capacidad higroscópica de la glicerina, es posible regular la humedad con el fin de eliminar el sabor desagradable e irritante del humo de tabaco.
 - Industria textil. Proporciona elasticidad y suavidad a las telas.
- Industria del cuero. Se añade a disoluciones acuosas de cloruro de bario con el fin de preservar las pieles. También se añade a emulsiones de cera para curtirlas (Izaguirre e Izaguirre, 2001).

2.1.5.2.4 .Agua

Aplicaciones químicas

Las reacciones orgánicas generalmente se tiemplan con agua o con una solución acuosa que puede estar compuesta por ácido, por una base o por un tampón químico. El agua es generalmente eficaz para eliminar sales inorgánicas. En las reacciones inorgánicas el agua es un solvente común, debido a que no disuelve los reactivos en su totalidad, también es anfótera (puede reaccionar en su estado ácido y base) y nucleófila. Sin embargo, estas propiedades a veces son deseadas. También se ha observado que el agua causa una aceleración en la reacción de Diels-Alder. Los fluidos supercríticos están siendo investigados en la actualidad, ya que el agua supercrítica (saturada en oxígeno) hace combustión en los contaminantes de manera eficiente (Miller, 2005).

2.2. MARCO REFERENCIAL

2.2.1. Conservación con Formol

Rivera et al., (2009). Han declarado que las técnicas de conservación a base de formol utilizadas en el área de anatomía de muchas Universidades no son las más adecuadas, puesto que presentan desventajas para las piezas tratadas como una mayor rigidez, retracción del volumen de los órganos y, la pérdida del color natural.

El formol comercial es una solución acuosa saturada (alrededor del 37 y 40%) del gas formaldehído, el que presenta ventajas como su bajo costo y eficacia, penetra más rápido que muchos otros fijadores comunes (alrededor de 6 mm cada 12 horas) . Sin embargo, su utilización ha sido cuestionada por ser una sustancia tóxica para sus usuarios y manipuladores. Sus propiedades físico-químicas lo convierten en un gas altamente irritante para la conjuntiva ocular, y además su inhalación produce irritación en la mucosa de la vía aérea superior (mucosa nasal, faríngea y laríngea) llegando a afectar incluso a estructuras de la vía aérea inferior (mucosa traqueal y bronquios), además en tiempo de exposición prolongada irrita los tejidos cutáneos (Hildebrand, 1968; Ballenguer, 1984; Olsen et al., 1984).

La Agencia Internacional para la Investigación sobre el Cáncer (IARC), dependiente de la Organización Mundial de la Salud (OMS) el año 2003 declaró que la exposición profesional al formaldehído a largo plazo o en exposiciones a corto plazo de altos niveles que se describen en embalsamadores y patólogos es altamente perjudicial, existiendo suficiente evidencia en los humanos para afirmar que el formaldehído causa cáncer de cávum, así como la mortalidad por leucemia, sobre todo tipo mieloide, estaba incrementada en seis de siete cohortes de embalsamadores, trabajadores de funerarias, patólogos y anatomistas; mientras que en ratas, varios estudios de inhalación han puesto de manifiesto que el formaldehído produce carcinoma epidermoide de la cavidad nasal (International Agency for Research on Cancer, 2004).

Viegas et al. (2010) demostraron que los estudiantes de medicina están expuestos a concentraciones de formol de más de 5 ppm durante los pasos de anatomía macroscópica, haciendo que las instituciones médicas reconsideren el uso de formol para fijar y conservar los cadáveres y tejidos. Los datos emergentes que indican la toxicidad del formol se han traducido en el cierre de las salas de disección en las escuelas de medicina Alemanas, pudiendo dar lugar a una menor formación de la anatomía y afectar fuertemente la calidad de la educación del personal médico.

En la actualidad, muchos profesionales de la salud, tales como cirujanos u obstetras denuncian que la falta de conocimiento de la anatomía es frecuente entre los médicos jóvenes debido a la menor utilización de material cadavérico conservado, debido a la menor utilización de piezas anatómicas reales, principalmente porque estas necesitan para su conservación sustancia tóxicas como el formol, por lo que el desarrollo de nuevos fijadores no tóxicos son necesarios para permitir que los nuevos estudiantes de estudien adecuadamente la anatomía macroscópica en un ambiente seguro (Fasel et al., 2005).

Moret de Arcia (1990) realizó un trabajo sobre personal Universitario con 19 profesores, 2 auxiliares de laboratorio, 5 aseadores y 2 secretarias, expuesto a vapores y/o soluciones de formaldehído en el Anfiteatro de Anatomía Humana de la Facultad de Medicina de la Universidad de los Andes en Venezuela, con

una exposición promedio al formol de $4,11 \pm 1,19$ horas/día analizando signos clínicos y muestras de sangre y de orina de las personas expuestas. Sus resultados mostraron que las manifestaciones clínicas predominan en los profesores, ya que las personas que las padecen después de la exposición directa al formol, seguido de auxiliares, aseadores y secretarias, mientras que la determinación de presencia de formaldehído en orina y sangre no arrojó resultados positivos en ningún caso.

2.2.2 Conservación con la técnica de PRIVES

Como una técnica alternativa de fijación y conservación de estructuras se ha desarrollado la técnica de Prives, creado en laboratorio de Anatomía del Primer Instituto de Medicina de Leningrado, el cual se basa en el principio que una sustancia de alto nivel higroscópico como la glicerina, capta constantemente agua desde la atmósfera que rodea la pieza, por lo que ella no pierde peso, conserva su volumen y toma consistencia blanda, el acetato de potasio que sirve como conservante y regulador de la acidez, mientras que el timol se caracteriza por su poder desinfectante y fungicida (Correa, 2005).

Con el objetivo de comparar dos métodos de conservación cadavérica: solución de Montevideo y solución de PRIVES, utilizando 46 placentas humanas como material experimental, perfundidas en solución sin formol y el otro grupo solución sin formol (PRIVES) y luego sumergidas por dos semanas, se evaluaron el peso y diámetro de las placentas, así como las características anatómicas con un seguimiento a los 14, 21 y 28 días de preparación. Los resultados mostraron que las placentas conservadas con el método de Prives presentaron mejor conservación en relación a su diámetro, consistencia, color y menor olor irritante en relación con las placentas tratadas con solución que contiene formol. En ningún caso hubo crecimiento de micro o macro-organismos (Wolff et al., 2012).

2.2.3 Tiempo de conservación.

Las técnicas de conservación a base de formol presentan desventajas para las piezas tratadas como una mayor rigidez, retracción del volumen de los órganos y la pérdida del color natural, por lo que, desarrollaron un método para

conservar cadáveres humanos en los cursos de disección con el uso de un fijador que consiste en etanol y glicerina, perfundidas y sumergidas por un periodo de tiempo, donde los cadáveres pueden ser conservadas adecuadamente al menos 3 años sin signos de descomposición, además de permitir una buena flexibilidad de los tejidos y conservación de los colores frescos (Hammer et al., 2011).

Por la gran capacidad del nuevo producto en la recuperación y conservación de la materia orgánica, la Universidad Complutense de Madrid ha desarrollado, a lo largo de los últimos años de investigación, diferentes derivados de Complucad: de los cuales el **Complucad anatomic**, es especial para embalsamar y conservar cadáveres por largo tiempo, para las preparaciones anatómicas y, debido a que éste devuelve la elasticidad a los tejidos, puede ser utilizado en cirugía experimental (Izaguirre e Izaguirre, 2001).



III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. MATERIALES

3.1.1. Lugar de estudio

El lugar donde se realizó el trabajo fue en el Laboratorio de Anatomía Animal y Laboratorio de Microbiología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Nacional del Altiplano de Puno, localizada en la ciudad de Puno a una altitud de 3827 m.s.n.m.

3.1.2. Material de estudio

Para el presente trabajo de investigación se utilizaron 4 animales (ovinos criollos) entre 2 a 3 años de edad procedente de las comunidades campesinas del distrito de Acora de la Provincia y Departamento de Puno, los animales fueron adquiridos en la feria sabatina de la ciudad de Acora.

Distribuidas de la siguiente manera:

Técnica de PRIVES : 2 ovinos

Formol al 10% :2 ovinos

3.1.3. Materiales y equipos.

De campo

- Sogas
- Libreta de campo
- Cámara fotográfica digital

De laboratorio

- Balanza de precisión
- Balanza de plataforma
- Placas Petri

- Cultivos de Sabouraud
- Agujas hipodérmicas
- Hojas de bisturí
- Mandil
- Inyector de formol

3.1.4. Solución de formaldehido.

- Formol comercial (10%).
- Agua (90%).

Solución que se viene utilizando en la actualidad en la conservación de especímenes animales en laboratorio de Anatomía Veterinaria y que equivale al 4% de concentración (37 – 40 %).

3.1.5. Soluciones del método de PRIVES:

- Glicerina (45%)
- Acetato de Potasio (10%)
- Agua (40%)
- Timol (5.0%).

3.1.6. Medio de cultivo sabouraud 2% dextrosa agar

- Peptona 10g
- Glucosa 20g
- Agar 17g
- Agua destilada 1000ml

3.2. METODOLOGIA.

3.2.1. DETERMINACIÓN DE PARÁMETROS MACROSCÓPICOS.

Se preparó el espécimen mediante perfusión del preparado del formol al 10% y la solución de Prives, por vía carotídea y empapado con las mismas soluciones fue conservado durante 30 días; luego se realizó las aperturas respectivas y disección de órganos para caracterizar el cadáver a los 30, 50, 65 y 80 días.

El estudio se llevó a cabo mediante la disección del animal preparado para el estudio anatómico en las condiciones del ambiente natural del Laboratorio de Anatomía Veterinaria y con las prácticas de rutina junto a otros especímenes de los estudiantes de la escuela profesional de Medicina Veterinaria y Zootecnia, durante los meses de agosto a diciembre del 2013 periodo que coincide con el desarrollo académico del semestre 2013-II.

El estudio se efectuó tomando en cuenta los órganos del sistema muscular, órganos de la cavidad torácica y algunos órganos de la cavidad abdominal (hígado, riñones, estómago e intestinos), fueron analizadas las variables cualitativas de consistencia, color, olor y presencia de hongos macroscópicos, tomando en cuenta diferentes niveles para cada variable en estudio:

Consistencia:

- Normal o fresca.
- Elástica, levemente sólida, friable.
- Sólido.
- Duro.

Color:

- Natural.
- Variación leve.
- Cambio parcial.
- Cambio total.

Olor:

- Sin olor.
- Olor leve.
- Olor moderado.
- Olor irritante / Putrefacción.

Presencia de macro colonias de hongos:

- Presente.
- Ausente

a) Técnica de formolización**Procedimiento.**

1. Adquisición de los ovinos, se realizó en la feria sabatina del distrito de Acora

2. Pesado de los ovinos.

En la determinación del peso se utilizaron balanzas que permitieron obtener el peso exacto del animal vivo dato que será importante para la administración del anestésico; en el Laboratorio de Anatomía Animal de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la UNA-Puno, se está utilizando la balanza tipo plataforma.

3. Sujeción del animal.

Consistió en sujetar al ovino sobre la mesa de formolización con uno de los brazos sujetando hacia su cuerpo, mientras que con el otro brazo se hizo la hemostasia a nivel del brazo del animal para que la vena radial sea identificada.

4. Anestesiado.

Consistió en insensibilizar el animal con el uso de un anestésico general por inyección intravenosa, para este fin en el Laboratorio de Anatomía Animal se está recomendando el uso del Pentobarbital sódico (HALATAL) de uso veterinario a una dosis recomendada de 1 ml por cada 2.5 Kg. de peso vivo; para su aplicación se debe rasurar la zona de inyección y con una aguja hipodérmica N° 20 siempre con bisel hacia arriba previa palpación con el pulgar y para asegurar que se está en la vena se jala el émbolo de la jeringa donde debe observarse la salida de la sangre, luego fijar bien la aguja en forma paralela al vaso e inyectar lentamente, para saber que el animal está anestesiado de manera exitosa será necesario apreciar los reflejos palpebrales pero también estar seguros de los signos vitales.

5. Sangría del animal.

Se localizó la vena yugular que es superficial y luego por medio de una divulsión se localizó también la arteria carótida que es más profunda: una vez localizada ambos vasos se hizo la presentación de las ligaduras en ambos extremos de los vasos expuestos en el exterior luego se pinzaron en ambos extremos para realizar una incisión longitudinal en la yugular y carótida; en seguida se realizó el izado del animal con las extremidades posteriores hacia arriba y se sacaron las pinzas hemostáticas para que la sangría sea completa se presionó en las diferentes regiones del cuerpo con dirección ventral hasta que la sangre caiga a pequeñas gotas, en todo momento se realizó el lavado con agua la herida y la región del cuello para evitar la coagulación.

6. Aplicación del formol

Se aplicó el formol preparado al 10%, se realizaron las ligaduras de la yugular en ambos extremos e igualmente con la carótida hacia la región cefálica, en cambio la carótida en dirección hacia el corazón se insertó la cánula que viene adaptado en el aplicador de formol, se aseguró completamente y se tuvo mucho cuidado en que pueda ocurrir una

ruptura; la cantidad que se inyectó es en volumen equivalente al 25 – 30 % del peso vivo aproxi madamente, dependiendo de la cantidad de eliminación de la sangre.

7. Embalsamado

En esta fase se consideran varias actividades:

- a) Se realizó el esquilado de lana del animal, que debe ser completo a nivel todo el cuerpo.
- b) Se lavó con detergente común y bastante agua utilizando escobillas de lavar ropa.
- c) Se expuso al medio ambiente durante un periodo de 20 minutos aproximadamente para que pueda orear.
- d) Se envolvió con telas empapadas con formol al 10% por todo el cuerpo asegurando con cuerdas y pabilo.
- e) Se aseguró en una bolsa de plástico, donde se colocó el rotulado respectivo con los datos del espécimen animal, sobre todo la fecha de formolización, la disección en el espécimen animal se realizó a partir de los 30 días desde el día de formolización.

b) Técnica de Prives para ovinos.

Procedimiento.

1. Adquisición de los ovinos.

La adquisición se realizó en la feria sabatina del distrito de Acora

2. Pesado de los ovinos.

En la determinación del peso se utilizó balanza tipo plataforma que existe en el Laboratorio de Anatomía Veterinaria de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la UNA-Puno.

3. Sujeción del animal.

Consistió en sujetar al ovino sobre la mesa de formolización con uno de los brazos sujetando hacia su cuerpo, mientras que con el otro brazo realizó la hemostasia a nivel del brazo del animal para que la vena radial sea identificada.

4. Anestesiado.

Consistió en insensibilizar el animal con el uso de un anestésico general por inyección intravenosa, para este fin se utilizó Pentobarbital sódico (HALATAL) de uso veterinario a una dosis recomendada de 1 ml por cada 2.5 Kg. de peso vivo.

5. Sangría del animal.

Se localizó la vena yugular que es superficial y luego por medio de una divulsión se localizó también la arteria carótida que es más profunda: una vez localizada ambos vasos se hizo la presentación de las ligaduras en ambos extremos de los vasos expuestos en el exterior luego se pinzaron en ambos extremos para realizar una incisión longitudinal en la yugular y carótida; en seguida se realizó el izado del animal con las extremidades posteriores hacia arriba y se sacaron las pinzas hemostáticas para que la sangría sea completa se presionó en las diferentes regiones del cuerpo con dirección ventral hasta que la sangre caiga a pequeñas gotas, en todo momento se realizó el lavado con agua la herida y la región del cuello para evitar la coagulación.

6. Aplicación de la solución de Prives. Se aplicó la cantidad suficiente, para cada animal de 19 y 20 Kg. De peso vivo se preparó 4 litros de solución, que fue suficiente para la fijación.

7. Embalsamado

En esta fase se consideraran varias actividades:

- a) Se realizó el esquilado de lana del animal, que debe ser completo a nivel todo el cuerpo.

- b) Se lavó con detergente común y bastante agua utilizando escobillas de lavar ropa.
- c) Se expuso al medio ambiente durante un periodo de 20 minutos aproximadamente para que pueda orear.
- d) Se envolvió con telas empapadas con solución de PRIVES por todo el cuerpo asegurando con cuerdas y pabilo.
- e) Se aseguró en una bolsa de plástico, donde se colocó el rotulado respectivo con los datos del espécimen animal, sobre todo la fecha de perfusión de la solución de Prives, la disección en el espécimen animal se realizó a partir de los 30 días desde la fecha de preparación.

3.2.2. PARA DETERMINAR TIEMPO DE CONSERVACIÓN

La determinación del tiempo de conservación se realizó a través de la observación de los cambios que ocurrió durante el periodo de estudio, como fue el olor, cambio color y sobre todo la descomposición del cadáver, controladas en el mismo periodo de tiempo para los parámetros macroscópicos: 30, 50, 65 y 80 días posteriores a la fecha de preparación de los animales con las soluciones de fijación.

3.2.3. PARA DETERMINAR HONGOS CONTAMINANTES

Técnica de cultivo de sabouraud

El aislamiento y la identificación de los hongos se llevó a cabo en el Laboratorio de Microbiología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, de la Universidad Nacional del altiplano de Puno. Mediante la Técnica de cultivo en medio agar de Sabouraud, a través de observaciones macroscópicas de las características culturales y observación microscópica de las estructuras micóticas; como hifas, micelios y cuerpos fructíferos mediante la técnica de coloración de Gram.

La siembra se realizó por el método en picadura y estría en la superficie, luego incubadas a 25°C y 35°C para hongos filamentosos y levaduras respectivamente (MERCK, 2000).

3.2.4 MÉTODO ESTADÍSTICO.

No se utilizó pruebas estadísticas, por ser un estudio descriptivo de variables cualitativas, el tiempo de conservación expresado en días sólo se interpretó por diferencia de promedios.



IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. PARÁMETROS MACROSCÓPICOS DEL ESPECIMEN.

Los resultados luego de haber realizado la disección de los ovinos preparados con dos tipos de solución conservadoras de cadáver animal; se muestran en los siguientes cuadros:

4.1.1. PARÁMETROS MACROSCÓPICOS DEL SISTEMA MUSCULAR.

Los datos del cuadro 01 y las imágenes del anexo 01, nos permiten manifestar que las características anatómicas correspondiente al sistema muscular de los especímenes preparados con Formol al 10% y solución de PRIVES tienen diferencias destacadas respecto a los parámetros macroscópicos correspondientes al sistema muscular de las diferentes regiones del organismo animal.

CUADRO 01. PARÁMETROS MACROSCÓPICOS DEL SISTEMA MUSCULAR DE OVINOS CONSERVADOS EN SOLUCIÓN DE FORMOL AL 10% Y SOLUCIÓN DE PRIVES, PUNO-2013.

DIAS	FORMOL AL 10%				SOLUCIÓN DE PRIVES			
	CONSISTENCIA	COLOR	OLOR	PRESENCIA MICRO/MACRO	CONSISTENCIA	COLOR	OLOR	PRESENCIA MICRO/MACRO
30	SOLIDA	PARDO CLARO	IRRITANTE	AUSENTE	FRESCA	NATURAL	SIN OLOR	AUSENTE
50	SOLIDA	PARDO CLARO	IRRITANTE	AUSENTE	FRESCA	NATURAL	SIN OLOR	AUSENTE
65	LEVEMENTE SOLIDA	PARDO ROJIZO	MODERADO	PRESENTE	ELASTICA	NATURAL	OLOR MODERADO	AUSENTE
80	LEVEMENTE SÓLIDA	ROJO PÁLIDO	PUTREFACTO	PRESENTE	ELÁSTICA	ROJO PÁLIDO	PUTREFACTO	AUSENTE

FUENTE: Elaborado por el autor

La consistencia de los elementos articulares y los músculos somáticos observables a la disección, se presenta con características diferentes donde los especímenes conservados con solución de Formol al 10%, manifestaron una consistencia sólida (sin movimientos articulares) en los días 30 y 50 y luego pierden la solidez de los músculos sin cambios en articulaciones hasta el último día de control (80 días); en cambio los especímenes conservados con solución de PRIVES, manifestaron una consistencia fresca en los músculos hasta el día 50 del control, luego se cambian a una consistencia elástica hasta el día 80; mientras las articulaciones del organismo animal se mantienen con movimientos naturales y de consistencia flexible durante todo el periodo de estudio.

El color de los ligamentos y tendones del sistema articular observable en ambos grupos de estudio no mostraron diferencias notorias a la observación, manifestándose invariables durante todo el periodo de estudio; fotografías 01, 02, 03, 04, 05 y 06 del Anexo 01; Sin embargo los músculos esqueléticos manifestaron diferencias notables donde, en los ovinos conservados con solución de Formol al 10% tuvieron un color pardo claro (aspecto cocido) hasta el día 65 del estudio según las fotografías 01, 02, 03, 07, 08, 09, 13, 14 y 15, luego cambiaron a un color rojo pálido hasta el día 80; en cambio los especímenes conservados con solución de PRIVES, mantuvieron un color natural con características de carne fresca de un animal recientemente muerto hasta el día 65 del estudio como se observa en las fotografías 04, 05, 06, 10, 11, 12, 16, 17 y 18, luego cambió a un color rojo pálido y con mayor elasticidad en el día 80 último control del estudio.

En cuanto a las características de olor en los especímenes conservados en solución de Formol al 10%, tuvieron un olor irritante a las mucosas hasta el día 50 del control, luego pierden el olor de formol concentrado a un olor moderado hasta el día 65 del estudio y un olor putrefacto a los 80 días; en cambio en los especímenes conservados con solución de PRIVES tuvieron olor característico de carcasa ovina combinado con un olor a timolina durante

los días 30, 50 y 65 días luego manifestaron un olor a descomposición en el día 80 del presente estudio.

La presencia de hongos macroscópicos contaminantes, en ovinos preparados y conservados con solución de Formol al 10% se manifestaron a partir del día 65, incluso en el día 60 a nivel de la piel y conjuntiva ocular en un ovino, luego en el día 80 último día de control se observó una proliferación masiva de hongos; en cambio en los especímenes conservados con solución de PRIVES no se observó la presencia de hongos macroscópicos hasta el día 65 del estudio, sin embargo en el último día de control se pudo notar alguna alteración el color de los músculos por lo que consideramos con presencia de hongos (pequeños puntos oscuros).

4.1.2. PARÁMETROS MACROSCÓPICOS DE LOS ÓRGANOS DE LA CAVIDAD TORÁCICA.

Las características anatómicas macroscópicas de los órganos de la cavidad torácica de los ovinos en estudio conservadas en dos tipos de soluciones conservadoras; Formol al 10% y solución de PRIVES, mostraron diferencias notables, tal como se observa en el cuadro 02 y fotografías del anexo 02, donde la pleura no evidencia diferencias en ambas soluciones; sin embargo el corazón y pulmones si mostraron diferencias significativas en los parámetros anatómicos en estudio.

CUADRO 02. PARÁMETROS MACROSCÓPICOS DE LOS ÓRGANOS DE LA CAVIDAD TORÁCICA DE OVINOS CONSERVADOS EN SOLUCIÓN DE FORMOL AL 10% Y SOLUCIÓN DE PRIVES, PUNO – 2013.

DIAS	SOLUCIÓN DE FORMOL AL 10%						SOLUCIÓN DE PRIVES									
	CONSISTENCIA		COLOR		OLOR		PRESENCIA MICRO/MACRO		CONSISTENCIA		COLOR		OLOR		PRESENCIA MICRO/MACRO	
	Corazón	Pulmón	Corazón	Pulmón	Corazón	Pulmón	Corazón	Pulmón	Corazón	Pulmón	Corazón	Pulmón	Corazón	Pulmón	Corazón	Pulmón
30	DURO	DURO	MARRÓN CLARO	MARRÓN OSCURO	IRRITANTE	AUSENTE	NORMAL /NATURAL	ROJO VINOSO	ROSADO PÁLIDO	SIN OLOR	AUSENTE	AUSENTE	AUSENTE	AUSENTE	AUSENTE	AUSENTE
50	DURO	DURO	MARRÓN CLARO	MARRÓN OSCURO	IRRITANTE	AUSENTE	NORMAL/NATURAL	ROJO VINOSO	ROSADO PÁLIDO	SIN OLOR	AUSENTE	AUSENTE	AUSENTE	AUSENTE	AUSENTE	AUSENTE
65	DURO	MODERADO	MARRON CLARO	MARRON MANCHADO	MODERADO	PRESENTE	ELASTICA	ROJO CLARO	ROSADO GRIS	OLOR MODERADO	AUSENTE	AUSENTE	AUSENTE	AUSENTE	AUSENTE	AUSENTE
80	MODERADO	MODERADO	MARRON ROJIZO	MARRON ROJIZO	PUTREFACTO	PRESENTE	FLÁCIDA	ROJO PÁLIDO	ROJO VINOSO	MODERADO	AUSENTE	AUSENTE	AUSENTE	AUSENTE	AUSENTE	AUSENTE

FUENTE: Elaborado por el autor

La consistencia del corazón y pulmones en especímenes conservados con solución de Formol al 10% fueron duros hasta los 50 días de seguimiento después del proceso de formolización, luego desde los 65 días fueron cambiando a una consistencia levemente sólida para terminar en una consistencia moderadamente flexible; en cambio en los especímenes conservados con solución de PRIVES, el corazón tuvo una consistencia normal/fresca hasta los 50 días, luego cambió a una consistencia elástica a los 65 días y finalmente flácida a los 80 días, por otro lado la consistencia de los pulmones fue normal/esponjosa (como en fresco) hasta los 50 días de seguimiento, luego cambió a una consistencia elástica a los 65 días y finalmente en una consistencia flácida a los 80 días.

El color del corazón en ovinos conservados con solución de Formol al 10% fue, marrón claro en los días 30 y 50 (fotografía 25) y luego marrón gris a los 65 días (fotografía 30) y posteriormente marrón rojizo a los 80 días de conservación; mientras que los pulmones mantuvieron un color marrón gris hasta los 50 días de conservación (fotografía 26 del anexo 02) para luego cambiar a marrón manchado a los 65 días (fotografía 31), posteriormente varían a un color rosado manchado a los 80 días; en cambio el corazón de ovinos conservados con solución de PRIVES presentaron un color normal de rojo vinoso hasta los 50 días post fijación (fotografía 29 del anexo 02), luego cambiaron a un color rojo claro y rojo gris a los 65 y 80 días respectivamente (fotografía 32 y 37), los pulmones tuvieron un color rosado pálido con focos enfisematosos hasta el día 50 de seguimiento (fotografía 27), posteriormente cambiaron a rosado gris y rojo vinoso en los días 65 y 80 después de la preparación (fotografía 33).

El olor de los órganos de la cavidad torácica (corazón mediastino y pulmones) y todo el espécimen en su conjunto de los especímenes conservados con formol al 10% tuvieron olor irritante hasta los 50 días de conservación, luego tuvieron un olor moderado a los 65 días y finalmente olor a descomposición en los últimos días de estudio (80 días); mientras que en los especímenes conservados con solución de PRIVES se mantuvieron con un olor suave a

carcasa de ovino hasta los 50 días de control, posteriormente cambiaron a un olor moderado (combinado a un olor de ovino y timolina) a los 65 días, finalmente se manifestó un olor a putrefacción a los 80 días de seguimiento.

El desarrollo de los hongos macroscópicos en la superficie y órganos aledaños al corazón y pulmones, de los especímenes conservados en Formol al 10% se manifestó a los 65 días y con una presencia masiva a los 80 días de seguimiento; por otro lado en los ovinos conservados con solución de PRIVES, no se observó la proliferación de las colonias de hongos macroscópicos hasta los 65 días de estudio, incluso a los 80 días, sin embargo aparecieron manchas puntiformes que serían las otras formas de desarrollo de hongos u otros microorganismos.

4.1.3. PARÁMETROS MACROSCÓPICOS DE LOS ÓRGANOS DE LA CAVIDAD

ABDOMINAL.

Para el estudio de las características anatómicas de los órganos de la cavidad abdominal, en ovinos conservados con dos tipos de solución conservadora; Formol al 10% y solución de PRIVES, se consideraron en el estudio, al hígado, riñones y vísceras digestivas (estómago, intestinos y peritoneo visceral en su conjunto), los resultados se pueden observar en el cuadro 03 y fotografías el anexo 03 del presente informe, donde las estructuras fibrosas como el mesenterio, omentos y ligamentos no evidencian diferencias en las dos formas de soluciones conservadoras.

CUADRO 03. PARÁMETROS MACROSCÓPICOS DE LOS ÓRGANOS DE LA CAVIDAD ABDOMINAL DE OVINOS CONSERVADOS EN SOLUCIÓN DE FORMOL AL 10% Y SOLUCIÓN DE PRIVES, PUNO – 2013

DIAS	SOLUCIÓN DE FORMOL AL 10%						SOLUCIÓN DE PRIVES									
	CONSISTENCIA		COLOR		OLOR		PRESENCIA MICRO/MACRO		CONSISTENCIA		COLOR		OLOR		PRESENCIA MICRO/MACRO	
	Hígado	Riñón	Hígado	Riñón	Hígado	Riñón	Hígado	Riñón	Hígado	Riñón	Hígado	Riñón	Hígado	Riñón	Hígado	Riñón
30	DURO		MARRÓN CLARO		IRRITANTE		AUSENTE		NORMAL / FRESCO		NATURAL		SIN OLOR		AUSENTE	
50	DURO		MARRÓN CLARO		IRRITANTE		AUSENTE		NORMAL / FRESCO		NATURAL NORMAL		SIN OLOR		AUSENTE	
65	LEVEMENTE SÓLIDO		MARRÓN CLARO		MODERADO		PRESENTE		ELÁSTICA		MARRON CLARO		OLOR MODERADO		AUSENTE	
80	LEVEMENTE SÓLIDO		AMARILLO GRIS		PUTREFACTO		PRESENCIA MASIVA		FRIABLE		ROJO OSCURO		PUTREFACTO		AUSENTE	

FUENTE: Elaborado por el autor

La consistencia del hígado y riñones de los especímenes conservados en solución de Formol al 10%, se determinaron que tenían consistencia dura hasta los 50 días de seguimiento en el estudio, luego variaron a una consistencia levemente sólida a los 65 días y posteriormente manteniéndose así hasta el día 80; por otro lado en los especímenes conservados con solución de PRIVES se mantuvieron con una consistencia normal/fresco, similar en un animal recién muerto hasta los 50 días de estudio, luego cambiaron a una consistencia elástica a los 65 días post fijación para finalmente encontrarse totalmente friable (ruptura) a los 80 días de seguimiento; los órganos del tubo digestivo que se ubican en la cavidad abdominal (estómago tanto peritoneo visceral) no evidenciaron diferencias notables en ambas soluciones posiblemente por el contenido de los alimentos en cada uno de ellos, pero en el caso de intestinos a la palpación se determinó que eran totalmente flácidas en el caso de la solución de PRIVES en comparación al de solución de formol que mantiene rígido en el día 80.

En cuanto el color del hígado en especímenes conservados con Formol al 10% variaron desde marrón oscuro, marrón claro y amarillo gris para los días 50, 65 y 80 días respectivamente e igualmente los riñones sufrieron igual cambio de coloración no característico de un riñón normal en fresco manifestándose con una coloración de marrón claro hasta los 65 días de conservación, luego cambia a un color rojo oscuro en el día 80 del estudio; mientras que en los especímenes conservados en solución de PRIVES el hígado se mantiene con un color natural normal de un animal recientemente muerto hasta los 50 días post preparación, luego cambian a un color marrón claro y rojo oscuro en los días 65 y 80 del estudio, similar manifestación en el mantenimiento de color se observó en los riñones durante el periodo del estudio.

El olor de los órganos que ocupan la cavidad abdominal y todo el espécimen en conjunto, se manifestó con olor irritante hasta los 50 días de estudio, bajando a moderado en el día 65 y luego olor a putrefacción en el día 80, para los especímenes que fueron conservados en solución de Formol al 10%; en cambio en los animales conservados en solución de PRIVES no se sintió

ningún tipo de olor hasta los 50 días de control, luego a los 65 días tuvieron un olor moderado característico de un animal muerto, finalmente se sintió olor a putrefacción a los 80 días de seguimiento en el estudio.

En cuanto a la presencia y desarrollo de colonias de hongos macroscópicos, en los especímenes conservados con Formol al 10% estuvieron ausentes hasta el día 50 del estudio luego se observaron la presencia a los 65 días inclusive a los 60 días en uno de ellos y a los 80 días se observó un desarrollo masivo de hongos de una coloración verdosa; en cambio en especímenes conservados con solución de PRIVES no se observó la presencia de hongos macroscópicos hasta los 65 días de estudio, igualmente a los 80 días no se observó un desarrollo de hongos macroscópicos, pero los órganos empezaron a sufrir descomposición, posiblemente por presencia de otro tipo de hongos (microscópicos) u otros microorganismos (bacterias).

Los resultados de nuestro estudio que se presentan a través de los datos de los cuadros 01, 02 y 03 e ilustraciones de las imágenes en las fotografías de los anexos 01, 02 y 03 nos permite manifestar que existen diferencias en los parámetros macroscópicos del espécimen ovino, conservadas con la solución de Formol al 10% y solución de PRIVES, estas diferencias se manifiestan en la consistencia de los órganos donde el uso del Formol altera en la consistencia normal, haciendo más rígidos, cambios en la coloración y un olor irritante a las mucosas visibles sobre todo de las vías respiratorias, ocular y oral; posiblemente por la naturaleza del Formaldehído que es un gas que evapora y se concentra con mayor intensidad en un ambiente cerrado; por este hecho es que algunos autores como Rivera et al.,(2009) han declarado que las técnicas de conservación a base de Formol utilizadas en el área de Anatomía de muchas Universidades no son las más adecuadas, puesto que presentan desventajas para las piezas tratadas como una mayor rigidez, retracción del volumen de los órganos y la pérdida de color natural; las evidencias de esta manifestación se observaron en ovinos conservados con la solución de Formol al 10%, así como ocurre en las prácticas de disección de los especímenes de estudio en Anatomía Veterinaria; por otro lado debemos

manifestar que el olor irritante del Formol se manifestó hasta los 50 días del estudio, periodo que se debe de considerar como de mayor riesgo para las personas encargadas del manejo de cadáveres conservados con Formol, esta ocurrencia es corroborado por Viegas et al.,(2010) quienes demostraron que los estudiantes de medicina están expuestos a concentraciones de Formol de más de 5 ppm durante su estudio en Anatomía macroscópica, haciendo que las instituciones médicas reconsideren el uso de formol para fijar y conservar cadáveres; igualmente Moret de Arcía (1990) demostró que en personal universitario profesores, auxiliares de Laboratorio, aseadores y secretarias, expuestos a vapores y/o soluciones de Formaldehído en el Anfiteatro de Anatomía Humana de la Facultad de Medicina de la Universidad de los Andes en Venezuela, con una exposición promedio al Formol de 4.11 ± 1.19 Horas/día, mediante muestras de sangre y de orina sus resultados mostraron que los profesores eran predominantes. Similares resultados encontraron, considerando que las soluciones de formaldehído tienen desventajas en la conservación de estructuras anatómicas y nocivas para los manipuladores de cadáveres conservados con formol (Hildebrand, 1968; Ballenguer, 1984; Olsen et al., 1984).

Por otro lado los cuadros anteriores ponen de manifiesto que el uso de solución de PRIVES en la conservación de espécimen ovino tuvo mejores resultados considerándose como una solución alterna en el estudio anatómico, puesto que se ha observado que mantiene la consistencia y color de la mayoría de los órganos casi como en estado fresco hasta los 50 días post preparación, esto debido a que en su preparación utiliza la Glicerina que es una sustancia de alto nivel higroscópico que capta constantemente agua desde la atmosfera que rodea a la pieza anatómica, por lo que no pierde peso, conserva su volumen y toma consistencia blanda; mientras que el Acetato de Potasio sirve como conservante y regulador de la acidez, en cambio el Timol se caracteriza por su poder desinfectante y fungicida, tal como ha demostrado Correa (2005).

Igualmente, Wolff et al., (2012) manifiestan que al utilizar la solución de PRIVES en el estudio anatómico de placentas humanas, han encontrado que la solución de Formol puede ser sustituida por la solución de PRIVES para fijar segmentos anatómicos, lo que resulta en una muestra de mejor calidad y evita efectos adversos sobre la salud de las personas expuestas a los tejidos fijados.

Por otro lado durante 65 días los especímenes conservados con solución de PRIVES no presentó olor alguno nocivo como los de Formol (irritante), igualmente no se observó el desarrollo de hongos durante el mismo periodo aun cuando los especímenes se sometieron a la exposición de otros cadáveres animales de estudio con presencia de hongos con anterioridad por lo que la solución de PRIVES contiene sustancia antimicótica de gran poder fungicida como es el timol.

En cuanto el color de los órganos en estudio referenciales en la comparación de soluciones de PRIVES mantienen los colores naturales tal como en estado fresco, lo cual sería una ventaja para el estudio anatómico de los órganos de los diferentes sistemas del organismo animal; estas características observadas son similares a lo manifestado por los diferentes autores que editan sobre la anatomía normal de los animales domésticos (Sisson y Grossman 2001, Frandson 1976, König y Liebich 2010). También (Izaguirre e Izaguirre, 2001) con el uso de Complucad anatómico determinaron las características de color similares a lo encontrado en nuestro estudio.

En la evaluación efectuada en el día 80, se ha observado que los cambios en las variables macroscópicas en estudio: consistencia, color, olor y presencia de hongos, difiere bastante de las fechas anteriores posiblemente por la pérdida de la efectividad del poder de fijación de las soluciones conservadoras y/o por la proliferación de microorganismos que aceleran la descomposición de los tejidos, aunque en los especímenes conservados con solución de formol al 10% no fueron tan severas manteniéndose con las características de fechas anteriores aun cuando había un desarrollo masivo de hongos; sin embargo los especímenes conservados con solución de PRIVES, para el día 80 último

control de nuestro estudio, presentaron cambios totalmente diferentes en las características estudiadas, sobre todo en las vísceras parenquimatosas (corazón, pulmones, riñones, intestinos) donde se observó una consistencia friable con reducción del tamaño y cambio total del color muy diferente a las observadas en las fechas anteriores (fotografía 36, 37 del anexo 02), posiblemente se deba a la pérdida de capacidad de fijación de la solución que permite el deterioro tisular y a la invasión de microorganismos que terminaron con el proceso de putrefacción.

4.2. TIEMPO DE CONSERVACIÓN ANATÓMICA DEL ESPECIMEN.

CUADRO 04. TIEMPO DE CONSERVACIÓN DEL ESPÉCIMEN OVINO CONSERVADOS CON SOLUCIÓN DE FORMOL AL 10% Y SOLUCIÓN DE PRIVES, PUNO-2013. (DIAS).

SISTEMAS	SOLUCIÓN DE FORMOL AL 10% (DIAS)	SOLUCIÓN DE PRIVES (DIAS)
SISTEMA MUSCULAR	65	80
ÓRGANOS VISCERALES	65	65
PIEL Y MUCOSAS	60	65
PROMEDIO	63	70

FUENTE: Elaborado por el autor

Según los datos del cuadro 04, así como los imágenes de los anexos 01, 02 y 03 correspondientes a los días 65 y 80 de seguimiento, se deduce que existe una diferencia del tiempo de conservación de cadáveres fijadas con solución de formol al 10% y solución de PRIVES; por cuanto la descomposición de las estructuras anatómicas en los ovinos fijados con formol al 10% como consecuencia de la proliferación de hongos y evidenciados con los cambios en las características macroscópicas del espécimen animal se produjo a los 60 días a nivel de la piel y mucosas visibles, y a los 65 días en los tejidos del sistema articular y muscular así como en los órganos esplácnicos de la cavidad torácica y abdominal; en cambio en los especímenes conservados con solución de PRIVES el tiempo de conservación fue mayor, habiéndose manifestado los cambios de consistencia, color, olor y presencia de hongos

macroscópicos y por ende procesos de descomposición sobre todo en el parénquima de las vísceras blandas alrededor de 70 días en promedio, haciendo una diferencia de 07 días con los ovinos fijadas con solución de formol al 10%.

Estos resultados hacen de manifiesto que el preparado de formol bajo condiciones del presente estudio conserva las estructuras anatómicas alrededor de 63 días, no existen datos sobre el tiempo conservación con los preparados de formol, aunque siempre se ha manifestado que el formol conserva las estructuras anatómicas por un tiempo prolongado; más bien Carrasco (1998) manifiesta que en un periodo de 7 a 10 días de maduración es suficiente para empezar con las disecciones permitiendo un periodo de tiempo más amplio para el estudio anatómico; en cambio en condiciones de trabajo de rutina en el laboratorio de anatomía que es a partir de 21 días, a los 30 días en nuestro estudio se estaría perdiendo los mejores momentos de fijación de los tejidos, aunque los olores irritantes del formaldehído sean de mayor intensidad; por otro lado la solución de PRIVES evidencia mayor tiempo de conservación bajo las condiciones del presente trabajo y con características anatómicas de los órganos similares al estado natural, una ventaja que permite estudiar mejor las estructuras anatómicas y mejor aún si se empieza a los 7 o 10 días, esto como consecuencia de sus componentes como la glicerina, acetato de potasio y timol que se complementan mejor en la conservación del cadáver. No existen estudios referidos al tiempo de conservación en cadáveres animales; sin embargo Wolff et al., (2012) han demostrado que las placentas humanas conservadas en solución de Prives se mantuvieron con apariencia de un estado normal fresco durante los 28 días que duró el estudio comparativo con solución de Montevideo en el cual se incluye el formol. También Hammer et al.,(2011), demostraron que cadáveres humanos conservados con soluciones fijadoras donde incluyen etanol y glicerina, los cadáveres sumergidos en esta solución pueden conservadas adecuadamente al menos 3 años sin signos de descomposición, además de permitir una buena flexibilidad de los tejidos, buena visualización y conservación de los colores frescos, al igual que las características descritas en nuestros resultados en ovinos conservados con

solución de PRIVES donde la consistencia de los diferentes órganos se mantuvo similar a la del órgano fresco durante los 70 días y luego se volvió más elásticas, conservando una textura adecuada, característica muy diferente a la obtenida mediante la solución del formol al 10% que endurecen el tejido dando una consistencia sólida. Por otro lado (Izaguirre e Izaguirre 2001) manifiestan que Complucad anatomic es especial para embalsamar y conservar cadáveres por largo tiempo, para las preparaciones anatómicas y, debido a que éste devuelve la elasticidad a los tejidos, puede ser utilizado en cirugía experimental, posiblemente por poseer otros componentes que no ponen de manifiesto los autores.

4.3. HONGOS CONTAMINANTES AL ESTUDIO MACROSCÓPICO.

En condiciones del proceso de conservación del presente estudio se ha determinado que la presencia y desarrollo de hongos macroscópicos se observa a los 65 días, en ovinos conservados con la solución de formol al 10%, inclusive en otros especímenes de estudio de disección de los estudiantes de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria y Zootecnia que prepararon en las mismas fechas a nuestro trabajo, la presencia de hongos se manifestó más antes que en nuestro trabajo; mientras que en especímenes conservados con solución de PRIVES no se observó un desarrollo evidente de las macro colonias de hongos.

CUADRO 05. DETERMINACIÓN DE HONGOS EN OVINOS CONSERVADOS CON SOLUCIÓN DE FORMOL AL 10% Y SOLUCIÓN DE PRIVES.

TIPOS	SOLUCIÓN DE FORMOL AL 10%	SOLUCIÓN DE PRIVES
Hongos	<i>Penicillium spp.</i>	Levaduras
Bacterias	Ausente	Ausente

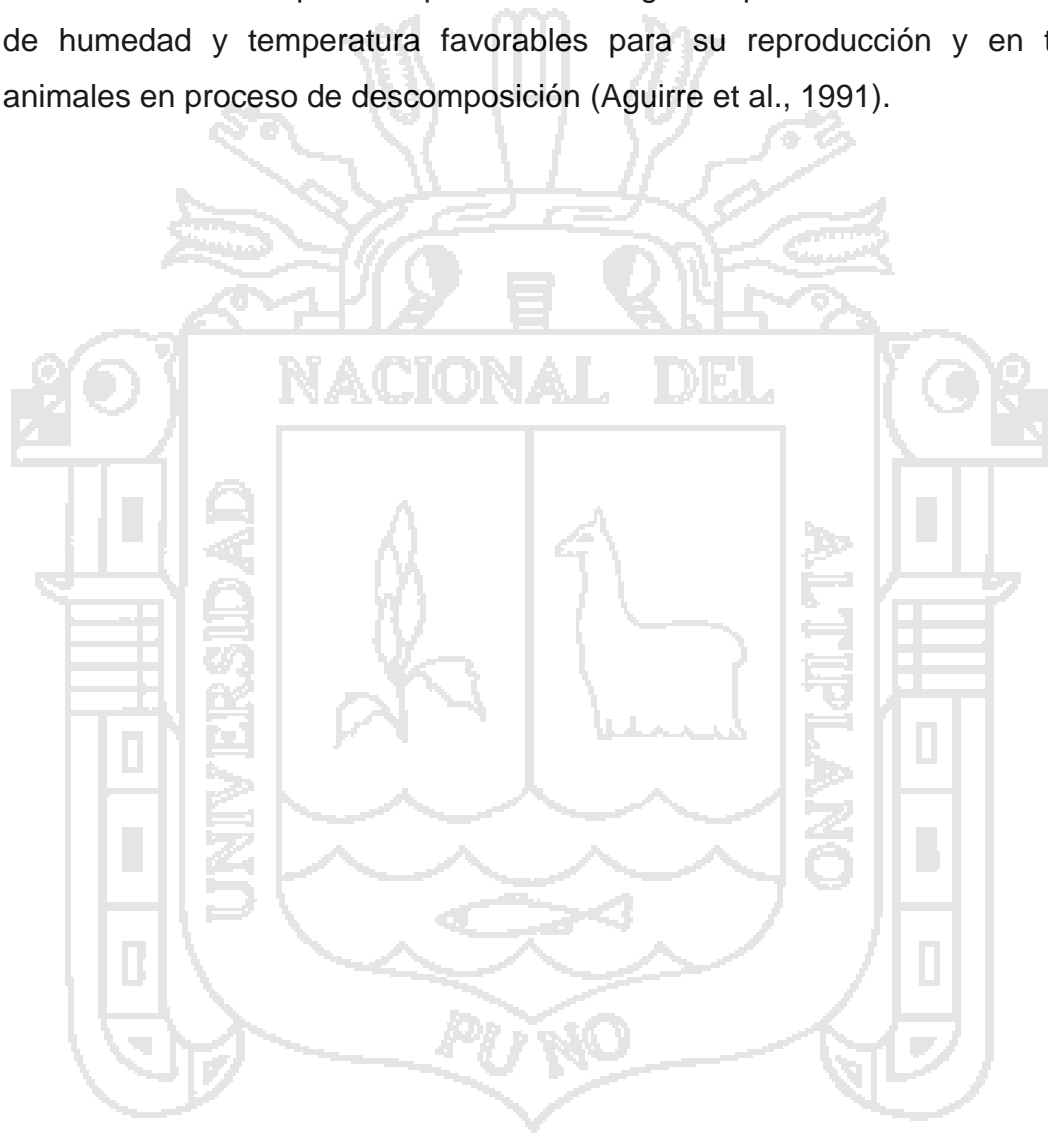
Con los resultados del cuadro 05, y los imágenes del anexo 04, podemos manifestar que la presencia de hongos con una característica de coloración verdosa que proliferan en la superficie y cavidades del espécimen animal corresponden a hongos pluricelulares filamentosos (*Penicillium spp.*), cuyas

características culturales de desarrollo son aéreas con hifas y esporas ramificadas (parecido a una escoba), teniendo como medio adecuado de crecimiento los tejidos animales y vegetales, bajo condiciones de temperatura del medio ambiente y alrededor de 25 °C, por lo tanto la proliferación y contagio es rápido (fotografías 55, 56 del anexo 04); los resultados también determinaron que existen hongos en los especímenes conservados con solución de PRIVES, en forma de levaduras (unicelulares) como se observan en la fotografía 57 del anexo 04, aun cuando no se observaron el desarrollo de macro colonias, las levaduras tienen otro tipo de comportamiento que las filamentosas y para su reproducción y desarrollo requieren una temperatura de 37 °C, lo cual no se dio en el interior del Laboratorio de Anatomía en el periodo de tiempo del presente estudio. No se determinó la presencia de microorganismos (bacterias) en cultivo de Sobouraud, porque es solamente para hongos, las bacterias requieren otros tipos de medios de cultivo.

Las características culturales del crecimiento de colonias en los hongos filamentosos, son aéreas porque su desarrollo es mediante hifas septadas que desarrollan en las superficies del medio de cultivo.(Oros 2007), similares características se observó en los especímenes conservadas con solución de formol al 10% de nuestro estudio, donde a los 48 horas de plaqueado se encontraron con un crecimiento rápido de forma redondeada, blanquecina con cuerpos fructíferos verdes; en cambio en los especímenes conservados con solución de PRIVES no se observó el desarrollo de macro colonias en la superficie de espécimen ovino, sin embargo a la evaluación microscópica del cultivo se ha determinado la presencia de levaduras con características de crecimiento redondeados y en cadena, tal, como se observa en la fotografía 58 del anexo 04 del presente informe.

En los ovinos preparados con las dos soluciones conservadoras: formol al 10% y solución de PRIVES que permanecieron en la sala de disección del Laboratorio de Anatomía Veterinaria durante todo el tiempo la presencia y proliferación de hongos se manifestó con la misma intensidad que el resto de

cadáveres que se almacenaban en la sala de guardaje que es un ambiente distante al laboratorio; esto implica que los hongos contaminantes posiblemente se encuentren en las mesas de disección y equipos de la sala de disección del Laboratorio de Anatomía poniendo en riesgo el contagio de especímenes y los operadores del mismo; sin embargo los hongos encontrados en el presente estudio pertenecen a géneros de comportamiento saprófitos medio ambientales que se reproducen en lugares que ofrecen las condiciones de humedad y temperatura favorables para su reproducción y en tejidos animales en proceso de descomposición (Aguirre et al., 1991).



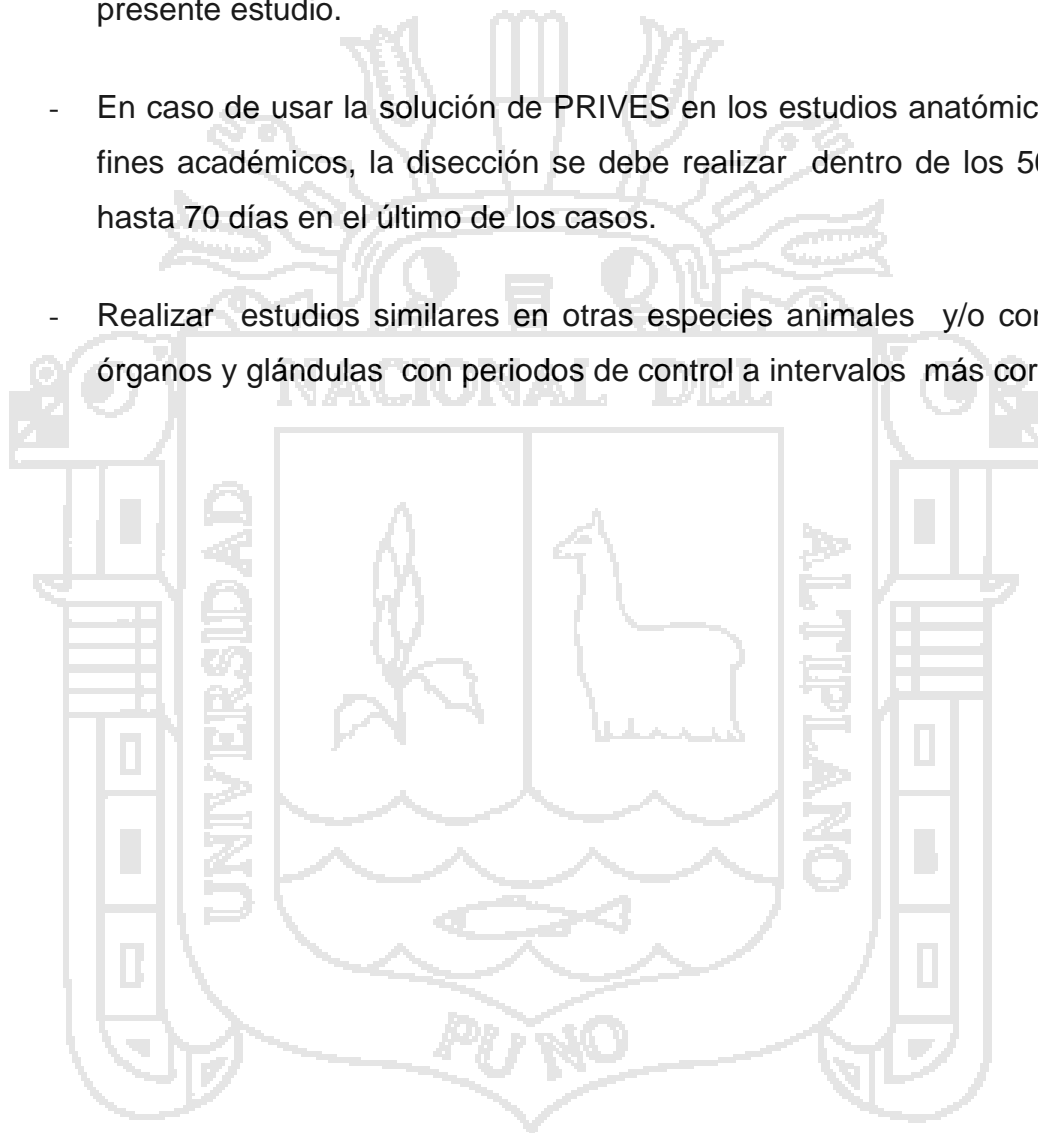
V. CONCLUSIONES

Bajo condiciones del presente estudio con evaluaciones a los 30, 50 ,65 y 80 días post fijación en especímenes conservados con solución de Formol al 10% y solución de Prives, se concluye:

- El método de conservación sin formol utilizando la solución de PRIVES, mostró mejores propiedades de conservación en todas las características macroscópicas evaluadas en ovinos, manteniendo la textura, color y flexibilidad del sistema articular y muscular así como de los órganos viscerales hasta los 50 días, en comparación de la solución de Formol al 10% que se manifiesta con rigidez, cambio de color y olor irritante.
- El tiempo de conservación para el estudio anatómico de ovinos y la detención del proceso de descomposición, es alrededor de 63 días con la solución de Formol al 10% y de 70 días con la solución de PRIVES.
- Se ha determinado la presencia y desarrollo de hongos del Género *Penicillium spp* en especímenes conservados con solución de Formol al 10% y Levaduras en ovinos conservados con solución de PRIVES.

VI. RECOMENDACIONES

- Utilizar la fórmula de la solución de PRIVES como una solución alternativa en la conservación de especies de estudio anatómico en el Laboratorio de Anatomía Veterinaria, sobre todo en Anatomía Topográfica, por las características de conservación descritas en el presente estudio.
- En caso de usar la solución de PRIVES en los estudios anatómicos con fines académicos, la disección se debe realizar dentro de los 50 días, hasta 70 días en el último de los casos.
- Realizar estudios similares en otras especies animales y/o con otros órganos y glándulas con periodos de control a intervalos más cortos.



VII. BIBLIOGRAFÍA.

- Aguirre, R., C. Aguirre, M. Torres, L. Trigo. 1991. Apuntes de Parasitología, Universidad Nacional Mayor de San Andrés, La paz-Bolivia.
- Alencastre, R. 1997. Producción de Ovinos Primera Edición Impreso en los talleres gráficos de A & R Panamericana E.I.R.L. Arequipa-Perú.
- Asociación de Academias de la Lengua Española. 2005. http://www.wikipedia.org/wiki/Wikipedia_en_español. (Consultado el 2 de Mayo del 2013).
- Aureille-Salvadori, G. 1970. Obtention et étude de dérives chlorés des thymols, Lion.
- Ballenguer, J. J. 1984. Some effects of formaldehyde on the upper respiratory tract. Laryngoscope. 94:1411-3. <http://www.REDVET.es> [Vol 1 Nº 5 España](#). (Consultado el 5 de Junio del 2013)
- Carrasco, M. 1998. Conservación cadavérica destinada a la docencia universitaria. Laboratorio de Anatomía Normal; Facultad de Ciencias de la Salud, Universidad de Mendoza-Argentina.
- Correa, F. 2005. Conservación de Piezas Anatómicas en Seco Mediante el Método de Prives. . <http://www.REDVET.es> [Vol 1 Nº 5 España](#). (Consultado el 6 de Junio del 2013)
- Correa, F. 2007. Técnicas de conservación de piezas anatómicas. Revista Ciencias.com. <http://www.revistaciencias.com/publicaciones>. (Consultado el 10 de junio del 2013)
- FAGA LAB. 2013. Productos para Laboratorios y Acuicultura, Boletín informativo, <http://www.Scielo.com> (consultado el 10 de mayo del 2013)

- Fasel, J. H., P. Morel, & P. Gailloud. 2005. A survival strategy for anatomy. *Lancet*. 365(9461):754. . <http://www.REDVET.es> Vol 1 N° 5 España. (Consultado el 15 de Junio del 2013)
- Frandsen, R. 1976. Anatomía y Fisiología de los Animales Domésticos ,5ta. Edición ,Editorial Interamericana- McGraw-Hill, Mexico.
- Hammer, N., S. Löffler, C. Feja, I. Bechmann & H. Steinke. 2011. Substitution of formaldehyde in gross anatomy is possible. *J. Natl.Cáncer Inst.* 103(7); 610-1.
- Hildebrand, M. 1968. Anatomical preparations. Beakeley and Los Angeles, University of California Press. <http://www.REDVET.es> Vol 1 N° 5 España. (consultado el 17 de Junio del 2013)
- International Agency for Research on Cancer (IARC). 2004. Formaldehyde, 2-Butoxyethanol and 1-tert-Butoxy-2-propanol (Vol. 88, 2-9 June 2004). IARC Monographs on the Evaluation of Carcinogenic Risks to Humans. Disponible en: <http://www.cie.iarc.fr/htdocs/announcements/vol88.htm>. (Consultado el 4 de Junio del 2013)
- Izaguirre, J. y T. Izaguirre. 2001. Técnicas avanzadas en recuperación de tejidos orgánicos y su aplicación en la docencia actual Gac Méd , Caracas-Venezuela.
- Konig y Liebich. 2010. Anatomía de los Animales Domésticos Tomo I 2º Edición Corregida Ampliada. Editorial Médica Panamericana. Argentina.
- Leveau J. y Bauix M. 2000. Microbiología Industrial. Editorial ACRIBIA ; Zaragoza – España.
- MERCK. 2000. Manual de Procedimientos y Técnicas de Laboratorio para la identificación de los Principales Hongos Oportunistas Causantes de Micosis.
- Miller, T. 2005. «IX- Water resources and water pollution». *Sustaining the earth*. Thomson, Brooks & Cole.

http://www.wikipedia.org/wiki/Wikipedia_en_espa%C3%B1ol (consultado el 20 de Junio del 2013)

Moret de Arcia, O. J. 1990. Contribución al Estudio de los Efectos Tóxicos del Formaldehído. Disponible en: <http://www.complucad.com/frolga.htm> (consultado el 18 de Junio del 2013)

Olsen, J. H.; S. Jersen; M. Hink; K. Faurbo; N. O. Breum, & O. M Jensen. 1984. Occupational Formaldehyde exposure and increased nasal cancer risk in man. *Int. J. Cancer*, 34:639-44. <http://www.REDVET.es> [Vol 1 Nº 5 España](http://www.REDVET.es). (Consultado el 10 de Mayo del 2013)

Oros, O. 2007. Microbiología Veterinaria. Manual de Prácticas. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, UNA-Puno.

Real Academia Española. 2001. Diccionario de la lengua española (vigésima segunda edición).

Read, J. 1935. *Text-Book of Organic Chemistry*. London: G Bell & Sons. http://www.wikipedia.org/wiki/Wikipedia_en_espa%C3%B1ol (Consultado el 21 de Mayo del 2013).

Rivera, M. C.; F. Bonino; C. Fioretti; M. Galán; S. Gigena; R. Moine; H. Mouguelar; J. Natali & R. Quinteros. 2009. Análisis Multivariado Aplicado a la Etapa de Deshidratación en la Técnica de Plastinación del Riñón de Caballo. *Int. J. Morphol.* 27(3):855-9. <http://www.REDVET.es> [Vol 1 Nº 5 España](http://www.REDVET.es). (Consultado el 11 de Junio del 2013).

Sisson y Grossman. 2001. Anatomía de los Animales Domésticos. Quinta Edición Tomo I. EDITORIAL MASON S. A. Barcelona- España.

Viegas, S.; C. Ladeira; C. Nunes; J. Malta-Vacas; M. Gomes; M. Brito; P. Mendonca & J. Prista. 2010. Genotoxic effects in occupational exposure to formaldehyde: A study in anatomy and pathology laboratories and formaldehyde-resins production. *J. Occup. Med.*

Toxicol. <http://www.REDVET.es> Vol 1 N° 5 España. (Consultado el 11 de Junio del 2013).

Wolff D; P. Villa; A. Neirreitter; C. Ruibal; G. A Ugon; G. Salgado & M. Cantín. 2012. Estudio Comparativo entre Soluciones Conservadoras con y sin Formol en Placenta Humana. . <http://www.REDVET.es> Vol 1 N° 5 España. (Consultado el 15 de Mayo del 2013).



VIII. ANEXOS

ANEXO 01: IMÁGENES DEL SISTEMA MUSCULAR DEL OVINO

FORMOL AL 10% 30 DIAS



Fotografía 01. Región del cuello y de la cabeza



Fotografía 02. Miembros pelvianos



Fotografía 03. Miembros torácicos

TÉCNICA DE PRIVES 30 DIAS



Fotografía 04. Región de la cabeza Cuello y miembro anterior



Fotografía 05. Cara superficial del antebrazo



Fotografía 06. Miembro posterior pierna y pie

FORMOL AL 10% 50 DIAS

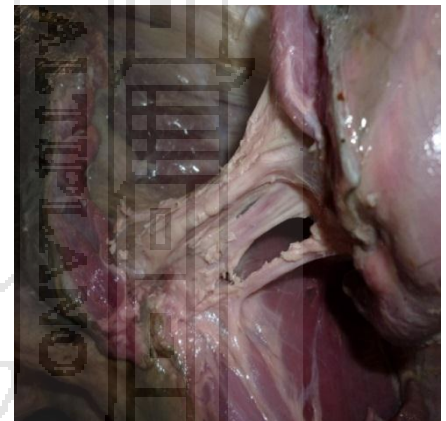


Fotografía 07. Diseción del miembro anterior

Fotografía 08. Región del tórax

Fotografía 09. Diseción del miembro anterior

TÉCNICA DE PRIVES 50 DIAS



Fotografía 10. Región del cuello miembros anteriores

Fotografía 11. Región del tórax

Fotografía 12. Plexo axial

FORMOL AL 10% 65 DIAS



Fotografía 13. Superficie ventral del tórax



Fotografía 14. Superficie dorsal y lumbar



Fotografía 15. Región del abdomen

TÉCNICA DE PRIVES 65 DIAS



Fotografía 16. Región del cuello y miembro anterior



Fotografía 17. Miembro posterior



Fotografía 18. Región de la cabeza y cuello

FORMOL AL 10% 80 DIAS



Fotografía 19. Miembros pelvianos



Fotografía 20. Región del tórax
miembros torácicos



Fotografía 21. Región del tórax
miembros torácicos

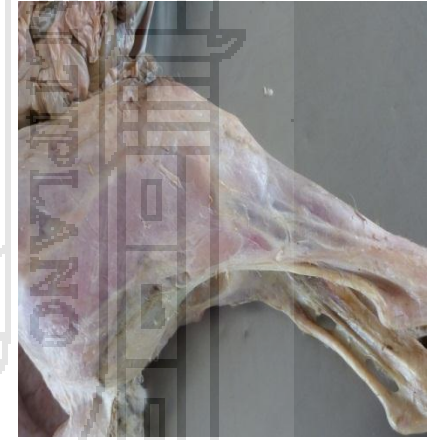
TÉCNICA DE PRIVES 80 DIAS



Fotografía 22. Miembros torácicos



Fotografía 23. Región del cuello
y de la cabeza



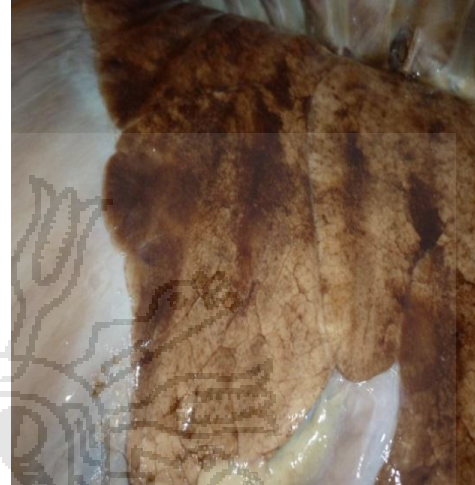
Fotografía 24. Miembro posterior

ANEXO 02: IMÁGENES DE ÓRGANOS DE LA CAVIDAD TORÁCICA DEL OVINO

FORMOL AL 10% 50 DIAS

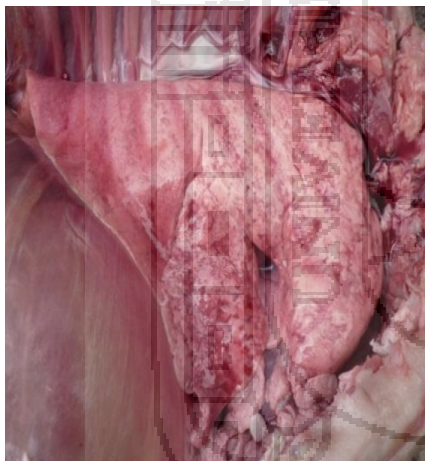


Fotografía 25. Corazón



Fotografía 26. Pulmón derecho

TÉCNICA DE PRIVES 50 DIAS



Fotografía 27. Pulmón derecho y corazón



Fotografía 28. Pericardio y corazón

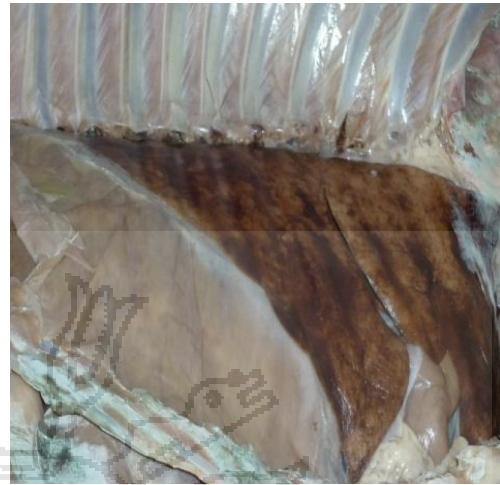


Fotografía 29 Corazón

FORMOL AL 10% 65 DIAS

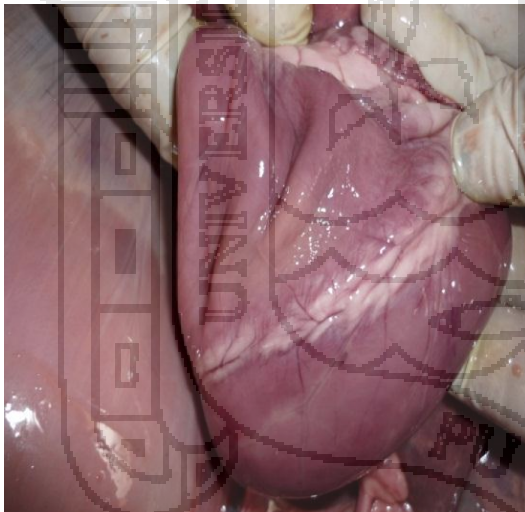


Fotografía 30. Corazón y pulmón

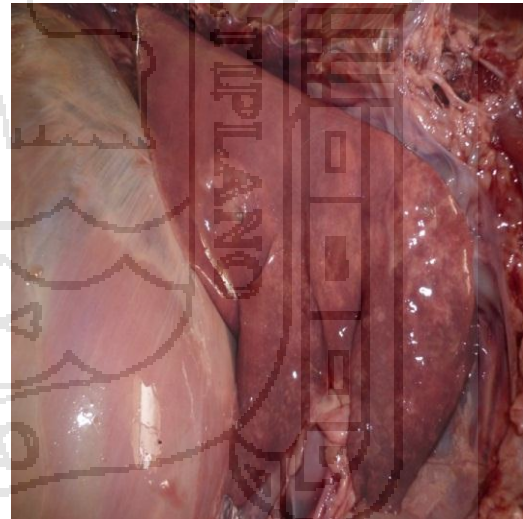


Fotografía 31. Pulmón y el músculo
diafragmático

TÉCNICA DE PRIVES 65 DIAS

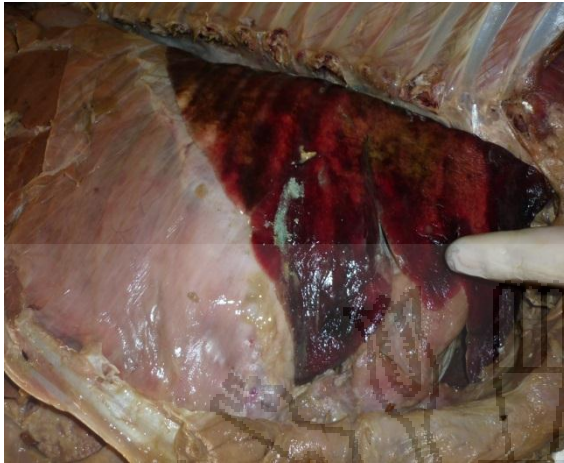


Fotografía 32. Corazón



Fotografía 33. Pulmón, corazón y músculo
diafragmático

FORMOL AL 10% 80 DIAS

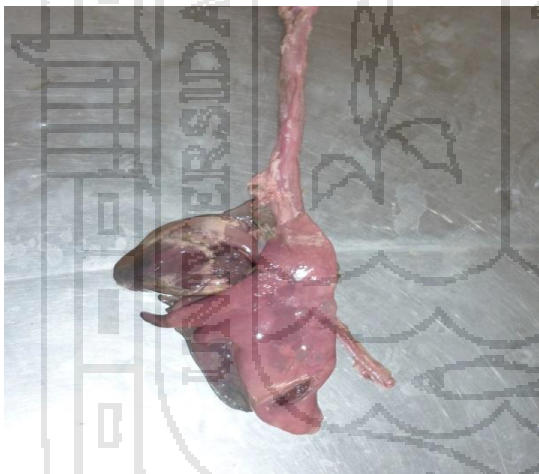


Fotografía 34. Pulmón, corazón y
músculo diafragmático



Fotografía 35. Pulmón y corazón

TÉCNICA DE PRIVES 80 DIAS



Fotografía 36. Tráquea, pulmones y
corazón



Fotografía 37. Tráquea, pulmones
corazón

ANEXO 03: IMÁGENES DE ÓRGANOS DE LA CAVIDAD ABDOMINAL DEL OVINO

FORMOL AL 10% 50 DIAS

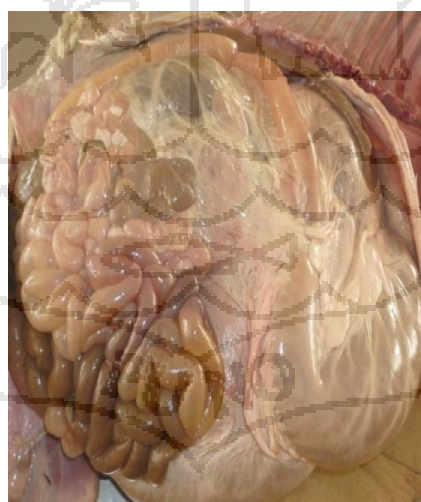


Fotografía 38. Riñón y cápsula renal

Fotografía 39. Omento

Fotografía 40. Hígado

TÉCNICA DE PRIVES 50 DIAS



Fotografía 41. Hígado

Fotografía 42. Órganos de la cavidad abdominal

Fotografía 43. Riñón y cápsula renal

FORMOL AL 10% 65 DIAS



Fotografía 44. Órganos de la
cavidad abdominal



Fotografía 45. Hígado y
riñón



Fotografía 46. Órganos de la
cavidad abdominal

TÉCNICA DE PRIVES 65 DIAS



Fotografía 47. Riñón y
cápsula renal



Fotografía 48. Órganos de la
cavidad abdominal



Fotografía 49. Hígado

FORMOL AL 10% 80 DIAS



Fotografía 50. Órganos de la cavidad abdominal



Fotografía 51. Órganos de la cavidad abdominal

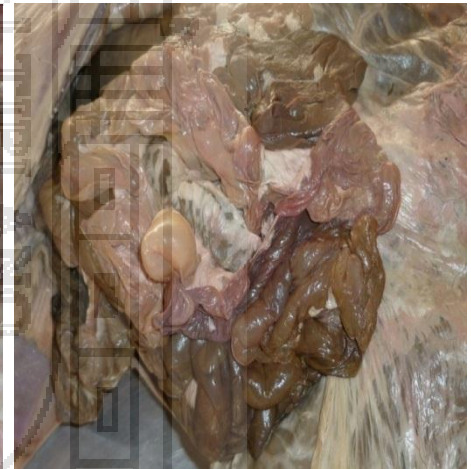
TÉCNICA DE PRIVES 80 DIAS



Fotografía 52. Órganos de la cavidad abdominal



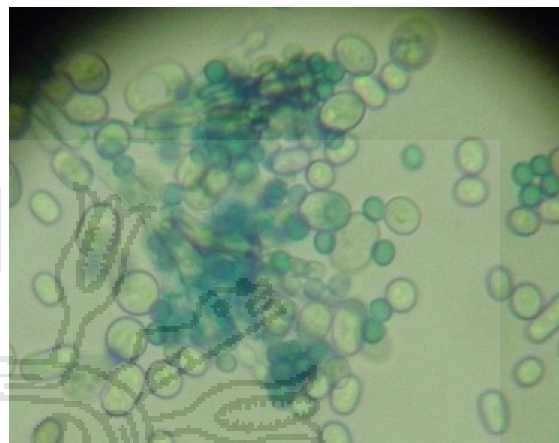
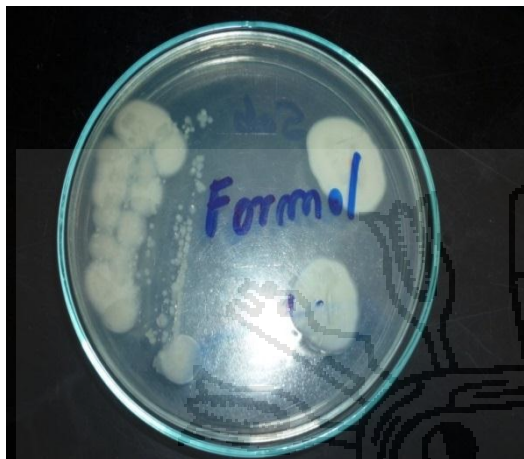
Fotografía 53. Riñón y capsula renal



Fotografía 54. Intestinos

ANEXO 04: IMÁGENES DE PRESENCIA DE MACROCOLONIAS Y MICROCOLONIAS

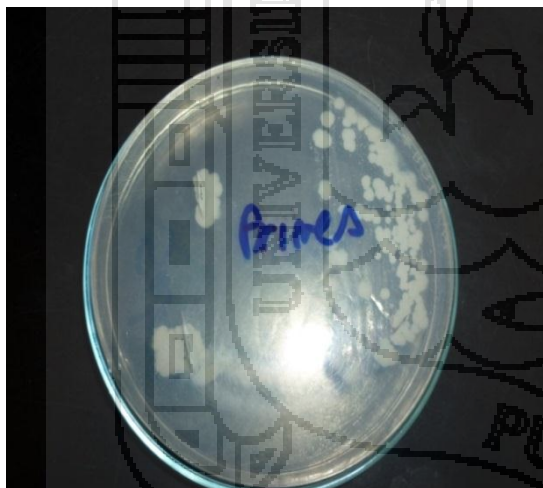
FORMOL AL 10%



Fotografía 55. Colonias de hongos

Fotografía 56. MONTAJE DE *Penicillium spp*
a 100X

TÉCNICA DE PRIVES



Fotografía 57. Pequeñas colonias

Fotografía 58. Levaduras a 100X.