

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA- UNIDAD XOCHIMILCO.
DIVISIÓN DE CIENCIA BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD.
DEPARTAMENTO DE PRODUCCIÓN AGRÍCOLA Y ANIMAL.
LICENCIATURA EN MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA.**

INFORME FINAL DE SERVICIO SOCIAL:

**FABRICACIÓN DE UN SIMULADOR DE HÍGADO FELINO PARA LA
PRÁCTICA Y ENSEÑANZA EN ULTRASONOGRAFÍA VETERINARIA.**

Prestador de Servicio Social:

Dahamar Saraí Durán Mayer Dahamar Saraí

Matrícula: 2143024437

Asesor interno:

Dr. Ángel Raymundo Lozada Gallegos

No. económico: 38145



Lugar de realización:

Laboratorio de Cirugía Experimental de la UAM Xochimilco

Fecha de inicio y terminación:

Del 20 de abril del 2022 al 20 de septiembre del 2022

Índice.

1. Introducción. 4

2. Marco teórico. 4

2.1. Importancia de la ecografía en hígado.

2.1.2. Procedimientos básicos en el diagnóstico ecográfico hepático.

2.1.2.1 Biopsia ecodirigida del hígado y la vesícula biliar.

2.1.2.2. Evaluación citológica e histológica del hígado.

2.1.3. Ecografía Doppler.

2.2. Simulación en la ecografía.

2.3. Simuladores ecográficos de hígado.

2.3.1. Antecedentes históricos.

2.4. Anatomía hepática.

2.4.1. Vascularización hepática.

3. Justificación. 10

4. Objetivos 10

5. Metodología. 10

5.1. Revisión bibliográfica.

5.2. Método de colección y conservación.

5.3. Diseño y construcción del simulador ecográfico.

5.4. Evaluación de la resistencia y durabilidad del simulador ecográfico.

5.5. Validación del simulador ecográfico.

6. Actividades realizadas. 12

7. Objetivos y metas alcanzadas. 13

8. Resultados, discusión y conclusiones. 13

8.1 Durabilidad de la matriz de sostén a diferentes temperaturas de conservación y resistencia factores biológicos.

8.2. Evaluación de la resistencia de la matriz de sostén.

8.3. Resistencia y durabilidad del simulador ecográfico.

8.4. Validación del simulador ecográfico.

9. Discusión. 18

10. Conclusión. 19

11. Recomendaciones. 19

12. Literatura citada. 21

1. Introducción.

En la actualidad se ha incrementado el uso de ultrasonografía en la práctica clínica diaria, ya que destaca como una buena herramienta de apoyo diagnóstico y práctico, (Del Cura et al., 2010; Sorribes et al., 2016; Urbina et al., 2017). Además, las nuevas tecnologías han permitido acrecentar su versatilidad con el uso de equipos de ultrasonido portátiles más rentables y provechosos.

Por esto mismo, resulta imperativo su enseñanza y práctica frecuente en el desarrollo de los profesionales de la salud animal, pues a pesar de que en la formación académica se estudian las bases de la imagenología, muchos estudiantes egresan sin las competencias necesarias para su aplicación en la clínica diaria (Audisio et al., 2014; Segura et al., 2014; Sorribes et al., 2016; Urbina et al., 2017).

En este sentido, destacan el uso de simuladores ecográficos, ya que poseen bastante similitud con diversos tejidos animales y han demostrado ser ampliamente eficientes en la docencia. (Gregory et al., 2013; Audisio et al., 2014; García et al., 2015; Sorribes et al., 2016).

2. Marco teórico.

2.1. Simulación en la ecografía

El uso de los simuladores es una alternativa para la enseñanza de la ecografía diagnóstica veterinaria, ya que permiten el entrenamiento metódico y gradual, brindando seguridad para el practicante; así mismo, al no entrenar con un ejemplar vivo, se evita provocar estrés y dolor en los pacientes (Nicholson et al., 1997; Audisio et al., 2014; Sorribes et al., 2016; Urbina et al., 2017).

En el mercado existen un sin fin de modelos anatómicos especializados para ultrasonido, ya sea digitales o tridimensionales, que han demostrado ser bastante funcionales en el área de la docencia, no obstante, su empleo no es muy frecuente ya que su costo es elevado (\$35,000 aproximadamente); de esta forma emerge la necesidad de crear simuladores ecográficos “caseros”, prácticos y de bajo coste, con utensilios de fácil acceso y larga durabilidad (McNamara et al., 1982; Nicholson et al., 1997; Audisio et al., 2014).

La representación de órganos en los simuladores ecográficos es sin duda una parte esencial para conferir realismo a los modelos prácticos, los materiales que lo componen deben elegirse de acuerdo a su similitud con la realidad, durabilidad, firmeza y versatilidad. Entre los más utilizados se encuentran compuestos orgánicos como el huevo, verduras y tofu o materiales inorgánicos como guantes, plásticos, siliconas y mangueras. Inclusive, se han utilizado ejemplares de órganos reales, puesto que nos otorga una visión mucho más realista y adecuada; sin embargo, su tiempo de conservación (dos semanas promedio) y manipulación no ha sido favorable, sumado a la problemática de conseguir los ejemplares constantemente y sobre todo la obligación de preservar la ética durante la experimentación con los mismos (Burlew et al., 1980; McNamara et al., 1982; Nicholson et al., 1997; Villalobos et al., 2001; Takegami et al., 2004; Wilkin et al., 2010; Audisio et al., 2014; Pacioni et al., 2015; Osorio, 2016; Urbina et al., 2017). Si bien la representación de los órganos es importante, otra parte esencial es la elaboración de la matriz donde están incluidos. Anteriormente se ha experimentado con diferentes materiales que asemejen los tejidos blandos en simuladores de ultrasonido, siendo el más destacado la gelatina balística al 10% (Burlew et al., 1980; Madsen et al., 1982; Earle et al., 2016), aunque también se han exhibido buenos resultados con diferentes concentraciones y combinaciones del mismo, distintos tipos de agar, poliacrilamida (Burlew et al., 1980; McNamara et al., 1982; Nicholson et al., 1997; Takegami et al., 2004; Casciario et al., 2009; Urbina et al., 2017), inclusive leche, jamón york y tofu (Madsen et al., 1998; Wu, 2001; Audisio et al., 2014; Castillo et al., 2016; Earle et al., 2016; Lozada et al., 2022).

2.2. Anatomía hepática

El hígado se encuentra situado en la porción intratorácica de la cavidad abdominal craneal, justo caudal al diafragma; y, presenta una cara diafragmática y una cara visceral (dirigida hacia el estómago). El gato posee seis lóbulos; lóbulo lateral derecho, lóbulo medial derecho, lóbulo cuadrado, lóbulo medial izquierdo, lóbulo lateral izquierdo y lóbulo caudado, este último se divide en proceso papilar y proceso caudado, la vesícula biliar se encuentra entre el lóbulo medial derecho y el lóbulo

cuadrado (Dyce et al., 2010; König et al., 2011).

2.2.1. Vascularización hepática.

La vasculatura hepática se da a partir de la arteria hepática, una rama de la arteria celíaca. Las ramas de la arteria hepática que ingresan en el hígado son arterias terminales que se subdividen junto con las ramas de la vena porta y desembocan en el sinusoides hepático, donde se mezclan con la sangre de la vena porta (Dyce et al., 2010; König et al., 2011).

La vena porta ingresa a través del hilio en el interior del hígado y se ramifica en el tejido conectivo intersticial para dar origen a las venas interlobulillares, acompañadas por la arteria hepática propia y sus ramas. Las venas interlobulillares y las ramas de la arteria hepática están situadas por fuera del lobulillo hepático y junto con los conductos biliares de drenaje forman la tríada hepática (Dyce et al., 2010; König et al., 2011).

Las arterias y las venas interlobulillares se ramifican en arteriolas o vénulas y atraviesan como capilares los lobulillos hepáticos, los sistemas arterial y venoso se unen para formar los capilares sinusoides.

Esta sangre mixta fluye a lo largo de las láminas hepáticas y se reúne en el centro de cada uno de los lobulillos en la vena central, las venas centrales de varios lobulillos hepáticos se unen por medio de las venas sublobulillares a las venas hepáticas que salen del hígado por su cara diafragmática y desembocan en la vena cava caudal (Dyce et al., 2010; König et al., 2011).

2.3. Importancia de la ecografía en hígado.

Debido a la disposición anatómica del hígado, es muy sencillo examinarlo con el ultrasonido; el transductor debe ubicarse en la región subxifoidea en sentido craneocaudal (con la marca hacia craneal), de manera paralela a la línea media y realizando movimientos de abanico; a su vez, la vesícula biliar se puede observar, angulando el transductor ligeramente hacia la derecha y hacia craneal. En animales de tórax profundo, la evaluación es a través de la aproximación intercostal derecha (Silva et al., 2021). De la mano de esta exploración se pueden confirmar padecimientos tales como

masas en el parénquima hepático, cambios en la estructura, cálculos biliares, dilatación u obstrucción de los conductos biliares, entre otros; también la ventana hepato- diafragmática está involucrada en la visualización de líquido libre, el cual se encuentra la mayoría de las veces entre el hígado, diafragma y lóbulos hepáticos. Con esta ventana también se puede tener acceso a cavidad torácica y espacio pericárdico (Hall et al., 2013; Silva et al., 2021). Estos últimos hallazgos forman parte del protocolo AFAST, el cual permite actuar de manera rápida y concisa ante la examinación de un paciente enfermo o clínicamente normal, el cual en su conjunto posee una sensibilidad y especificidad del 86% y 100% para la detección de líquido libre en pacientes traumatizados, por consiguiente, los resultados en dicho protocolo nos ayudan a realizar una valoración más integral y posteriormente estimar necesidades concisas en dichos pacientes. Además, debido a su estandarización y efectividad, los protocolos FAST son rápidamente adquiridos por médicos humanos y veterinarios (Chung et al., 2013; Silva et al., 2021).

En conclusión, se puede determinar que la examinación hepática en la ecografía veterinaria es de suma importancia, debido a la cantidad de información que nos brinda, especialmente en pacientes politraumatizados.

2.3.1 Procedimientos básicos en el diagnóstico ecográfico hepático.

2.3.1.1 Biopsia ecodirigida del hígado y la vesícula biliar.

La ecografía de hígado es una herramienta que también nos permite realizar procedimientos como biopsia de tejido hepático o aspiración de líquido biliar, permitiendo la colocación precisa de una aguja en la región requerida, siendo así un procedimiento poco invasivo para el paciente. La biopsia de tru - cut igualmente es un procedimiento que va de la mano con la ecografía, más es una técnica que involucra una muestra de tejido más extensa y por consiguiente se necesita hacer bajo sedación (Del Cura et al., 2010; Hall et al., 2013, Audisio et al., 2014; Sekhar et al., 2014).

2.3.1.2. Evaluación citológica e histológica del hígado.

La evaluación histológica y la citología del hígado van de la mano de la biopsia guiada por ecografía, ya que se realiza en conjunto para tener un diagnóstico más acertado, lo que permite descartar enfermedades hepáticas focales o difusas, examinación del líquido biliar en caso de sospecha de colangitis y padecimientos que requieren muestras más grandes para su evaluación histológica, como es el caso de las cirrosis hepáticas, linfomas, diferenciación de nódulos, entre otros (Hall et al., 2013).

2.3.1.3 Ecografía Doppler.

La ecografía Doppler es una herramienta que proporciona información valiosa especialmente a nivel de los vasos sanguíneos y conductos biliares, que pudieran encontrarse más dilatados y con cambios de flujo o bien ayudar en el diagnóstico de patologías como la derivación portosistémica (Hall et al., 2013; Silva et al., 2021).

2.4. Simuladores ecográficos de hígado.

2.4.1. Antecedentes históricos.

Han sido escasos los simuladores ecográficos que se han sustentado con tejido hepático, entre ellos se encuentra un modelo realizado por Sekhar et al., 2014, en el cual se realizaron simuladores para biopsia ecoguiada, a base de hígados porcinos enteros o en trozos, con una cubierta de costillar bovino para recrear la pared torácica, inmerso en el parénquima hepático se ubicaron aceitunas con pimientos que simulaban procesos neoplásicos. El simulador fue evaluado por residentes en radiología e imagen humana, a quienes se les realizó una encuesta previa a la práctica con el simulador y posterior a ella con una encuesta de satisfacción, en las cuales se obtuvieron valores importantes relacionados al entrenamiento (4,88/5), la confianza en la técnica aumentó (2,4–3,8/5, $P < 0,001$) y mejoró la ansiedad relacionada con la realización de procedimiento (2,7–3,7/5, $P < 0,001$). En cuanto a la integridad del simulador en cuestión del tiempo, se observó que puede permanecer hasta por 7 días totales si se mantiene en congelación, en este prototipo se observó que no posee una matriz de sostén ni método de conservación aparente, lo cual lo convierte en un simulador que no puede reutilizarse por un lapso de tiempo considerable. Con respecto a los costos, es un

simulador bastante asequible (\$40 dls) y su tiempo uso es de 45 minutos aproximadamente. Sin embargo, las limitaciones que presenta el estudio, además de las anteriormente mencionadas, se relacionan con falta de movimientos respiratorios y carencia de evidencia que pueda constatar que los estudiantes o practicantes puedan realizar el biopsiado de hígado en pacientes vivos.

Otro estudio más sistematizado fue realizado por Li et al., 2015, quienes elaboraron un simulador de acrílico de caja torácica humana, el cual en su interior contenía espacio para acoplar un hígado de porcino y un diafragma sintético de acrílico, el interior de la cavidad torácica contenía agua para permitir la transmisión de la señal de ultrasonido al hígado con facilidad, la ventaja de este prototipo radica en la capacidad de recrear los ciclos de la respiración, el cual demostró buenos resultados en la semejanza de movimientos estables y repetibles para simular la respiración humana, adecuado para la práctica de procesos percutáneos como la biopsia de hígado ecoguiada. La desventaja de este prototipo es que no posee una matriz de sostén ni un método de conservación para el tejido hepático, el cual constantemente debe suplirse y a pesar de ser un prototipo mucho más sofisticado, su mecánica y elaboración es más compleja comparado con un simulador casero, haciéndolo así prescindible, además que no reporta un costo de elaboración aparente.

Un simulador más reciente fue realizado por Riveros et al., 2018, con hígado de porcino inmerso en diferentes concentraciones de gelatina balística casera y se realizaron pruebas con un ultrasonido para posteriormente compararlo con imágenes de textos ecográficos, en el cual se evidenció una extensa similitud, sin embargo, también se constató que cada tres días es necesario retirar el exceso de agua en los recipientes ya que, constantemente sufría contaminación biológica. Así mismo, se demostró que si el simulador permanece más de tres horas a temperatura ambiente su consistencia comenzaba a perecer, además como método de conservación en este estudio se utilizó formaldehído al 30% inyectado directamente en el parénquima hepático, sin embargo, se filtraba mucha cantidad del contenido y liberaba un olor constante de formol. No obstante, en sus resultados no se registró

la vida útil de su simulador, tanto en la matriz de sostén como en los órganos utilizados, ni los costos del mismo.

3. Justificación.

Los simuladores ecográficos son herramientas fundamentales en el desarrollo académico y profesional de los estudiantes, permitiendo el acrecentamiento de habilidades que se pueden transferir adecuadamente, asimismo actúan como una opción asequible a los ejemplares en el mercado de mayor costo. Es por esto que, en este trabajo se propone la construcción de un simulador casero de hígado para la enseñanza de la ecografía veterinaria.

4. Objetivos

- Objetivo general

Diseñar y construir un simulador casero de hígado para la enseñanza de la ultrasonografía veterinaria.

- Objetivos específicos:

- Realizar una revisión bibliográfica en bases de datos científicas en el periodo que corresponde al mes de abril.
- Colectar y conservar hígados de gato doméstico en formol
- Construir el simulador ecográfico.
- Evaluar la resistencia y durabilidad del simulador.
- Validar el modelo de simulación.

5. Metodología utilizada.

5.1. Revisión bibliográfica.

Se realizó una revisión bibliográfica exhaustiva, integral, concerniente al contenido en cuestión, esencialmente en bases de datos especializadas en ciencias de la salud, con criterios de inclusión y exclusión bibliográfica, utilizando palabras como; fantomas de hígado, simuladores de ultrasonido, simuladores ecográficos, fantoma ecográfico hepático, fantoma ecográfico en inglés y español respectivamente.

5.2. Método de colección y conservación.

Se retiraron íntegros 5 hígados de diversos ejemplares felinos de edades indistintas, los cuales fueron donados por los propietarios de los mismos, después de ser eutanasiados por razones médicas y humanitarias (apéndice 1).

Como método de conservación se utilizó formaldehído al 30% (Fonseca, 2012), el cual se perfundió en el órgano antes de retirarlo, por medio de la vena cava caudal, arteria celiaca, arteria hepática y conducto biliar, de tal forma que el tejido se infiltrara lo mejor posible y se evitara su deformación. Posteriormente se retiraron y se sumergieron en formol como método de conservación, previos a su instalación en la matriz de agar.

5.3. Diseño y construcción del simulador ecográfico.

Los hígados obtenidos se sumergieron en una matriz de sostén a base de agar agar al 5% y 10%, preparada con 76gr agar (Golden coins) en 750 ml de agua la cual se llevó a ebullición durante 5 minutos, de acuerdo con los lineamientos establecidos por Earle et al en el 2016.

La solución de agar se dejó temperar hasta que estuviera tibio al tacto, para evitar cualquier daño tisular por calor excesivo. Después se coló el órgano en la solución de agar, los órganos fueron suspendidos en la matriz de agar, de manera que simulasen su posición anatómica normal dentro del animal. Los modelos se mantuvieron tapados en contenedores de plástico y en refrigeración a 3 °C.

5.4. Evaluación de la resistencia y durabilidad del simulador ecográfico.

Se evaluó la resistencia y durabilidad del simulador, tomando en cuenta la integridad y conservación de la matriz con respecto a su uso y su resistencia a factores biológicos.

5.5. Validación del simulador ecográfico.

Se realizaron un total de cinco ensayos mediante pruebas ecográficas periódicas, con un equipo de ultrasonido marca Mindray, transductor convexo en modo B y utilizando una frecuencia de 3.5 MHz, con el cual se determinó la capacidad del modelo para reproducir la anatomía ecográfica del hígado.

6. Actividades realizadas.

Se realizaron en total 16 prototipos de agar (con y sin refrigeración), para evaluar la durabilidad y firmeza, de igual manera se realizaron cambios en los métodos de preparación, con la finalidad de evaluar la resistencia del mismo.

Con respecto de los hígados felinos, se realizaron disecciones en al menos 4 ejemplares y se probaron diversos métodos de conservación, con la finalidad de evitar una deformación completa del hígado.

Así mismo se realizaron 5 pruebas de imagen con un equipo de ultrasonido a modelos acoplados con agar, para evaluar la calidad y fidelidad de las imágenes.

Simultaneo a las actividades relacionadas al simulador, se realizaron labores en el laboratorio de cirugía de la UAM Xochimilco, dentro de las cuales se encuentran; lavado y esterilización del instrumental quirúrgico, doblado y acomodado de campos y paquetes quirúrgicos, apoyo con la docencia y practicas quirúrgicas de cada grupo de alumnos, limpieza y desinfección de áreas comunes, apoyo en las evaluaciones de cada grupo escolar.

	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV
Revisión bibliográfica y definición de la metodología de trabajo							
Experimentación con la matriz de sostén.							
Extracción de hígados y disección de los ejemplares							
Conservación de hígados en formol.							

Acoplamiento y evaluación del simulador.							
Desarrollo y entrega del informe final							

7. Objetivos y metas alcanzadas.

Se realizaron un total de 480 horas de servicio en el laboratorio de cirugía y como apoyo en el módulo de técnicas quirúrgicas de la UAM Xochimilco, en el cual, junto a los alumnos se desarrollaron competencias tanto clínicas como quirúrgicas, liderazgo, gestión de grupos y actividades, apoyo con las evaluaciones e interrogantes de los alumnos. Así mismo, al trabajar de la mano de los alumnos se refuerza el compromiso para con la sociedad, desarrollando pensamiento crítico, escucha activa, tolerancia, capacidad de integrar y aplicar a la práctica los conocimientos, valores y habilidades obtenidos.

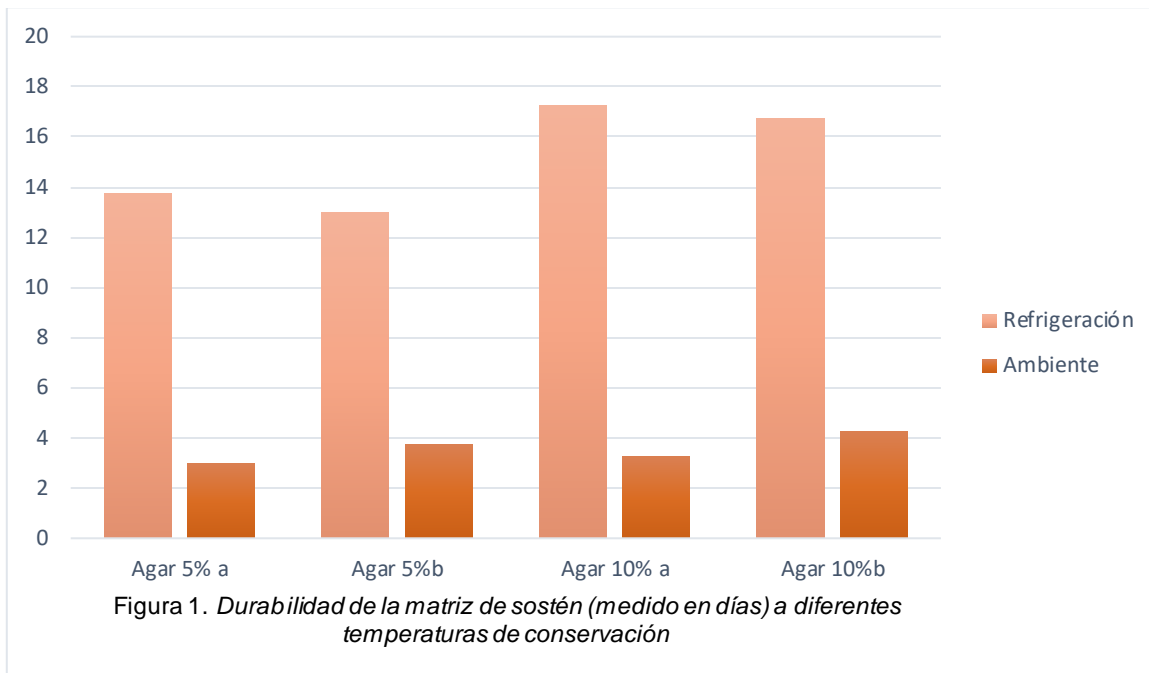
8. Resultados, discusión y conclusiones.

8.1 Durabilidad de la matriz de sostén a diferentes temperaturas de conservación y resistencia factores biológicos.

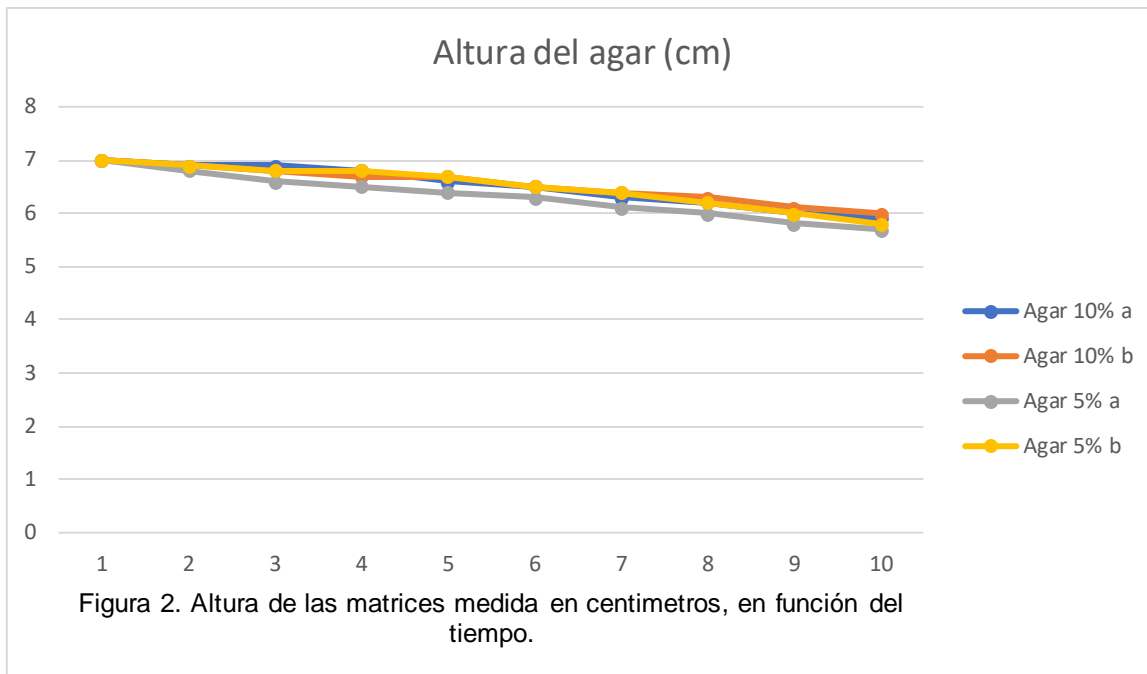
En cuanto a las matrices de sostén (no contenían tejido hepático), se dividieron en 2 grupos de dos categorías respectivamente, aquellas que estaban preparadas con agar al 5% y 10%, en las cuales la mitad de las muestras se refrigeraron y la mitad se mantuvieron a temperatura ambiente, cada grupo contenía 8 prototipos de agar preparado, ambos grupos se prepararon en temporadas diferentes. Se evaluó la resistencia de cada muestra en días, de acuerdo con la presentación de crecimiento biológico.

Se puede apreciar que las muestras que se mantuvieron en refrigeración a 3°C se preservaron mejor en comparación con aquellas que se mantuvieron a temperatura ambiente (figura 1), ya que su crecimiento biológico era mucho más apresurado (en promedio 3.56 días), de igual manera para aquellas en las que su concentración era

agar al 10%, ya que en promedio presentaron crecimiento biológico en el día 17.25 y 16.75, respectivamente.



En cuanto a la altura, todas las matrices medían 7cm el primer día; las muestras con agar al 10% que se encontraban en refrigeración midieron en promedio 5.95 cm al día 10 aproximadamente, mientras que las matrices con agar al 5% median en promedio 5.75 cm. Respecto a las muestras que se mantuvieron a temperatura ambiente no se les realizó medición de altura, ya que, en promedio presentaron crecimiento biológico al día 3.56, posteriormente se desecharon. No se considera que los cambios en la altura difieran significativamente con relación a la concentración del agar (figura 2).



8.2. Evaluación de la resistencia de la matriz de sostén.

La evaluación de la resistencia fue realizada cualitativamente, en la cual se apreció que las muestras con agar al 5%, ya sea refrigeradas o en temperatura ambiente perdieron en promedio más del 90% de su consistencia en la primera evaluación, sin embargo, las muestras con agar al 10% refrigerado mantuvieron un 60% de su consistencia hasta el día 5 de evaluación, en cambio los agares que permanecieron a temperatura ambiente perdieron más del 70% a partir del día 3.

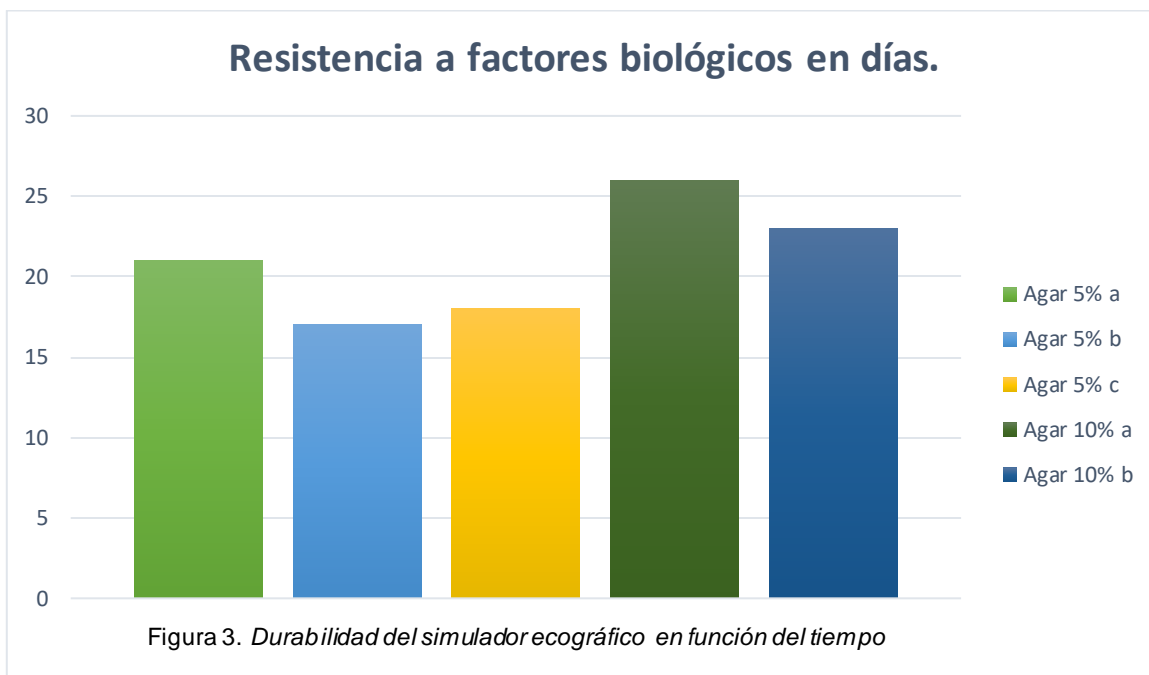
8.3. Resistencia y durabilidad del simulador ecográfico.

Se realizaron un total de 5 simuladores ecográficos (acoplados con hígados felinos), conservados en refrigeración (3°C), de los cuales 3 contenían una matriz de sostén a base de agar al 5% y 2 una matriz de agar al 10%.

No se observó diferencia significativa acerca de los días en los cuales se evidenció presencia de crecimiento biológico, sin embargo, los de mayor concentración poseían una resistencia mayor a los factores biológicos (figura 3).

En cuanto a la resistencia, se realizaron pruebas con el transductor de ultrasonido, para evaluar la pérdida de la consistencia entre cada una; los tres simuladores al 5% presentaron una pérdida total en la primera evaluación, en la cual se percibió la

matriz con consistencia semi- líquida, por lo cual no se repitió la evaluación en días posteriores. Con respecto a los simuladores al 10% presentaron cuarteaduras en un 5 % de la superficie el primer día, el segundo día se evidenció una pérdida en un 25% de la superficie, especialmente en el área circundante a los hígados felinos. El día tres la superficie se había desgastado en aproximadamente un 40% posterior a su evaluación, en la cual transductor se desplazaba sobre el órgano en cuestión. No se evaluó su resistencia después del día tres debido a su deterioro.



8.4. Validación del simulador ecográfico.

La validación se realizó de forma cualitativa, basado en la comparación y afinidad con imágenes de ultrasonidos citados en la bibliografía y en casos clínicos de hígados sanos en la consulta cotidiana.

De acuerdo con las imágenes, la matriz de sostén se observa hipoecogénica con respecto de los tejidos blandos (piel, musculatura y grasa), los cuales se aprecian isoecogénicos. La ecogenicidad mejoró en aquellos que estaban preparados a una concentración del 10%, sin embargo, no se percibió de forma homogénea.

Los hígados felinos acoplados al simulador mostraron una ecogenicidad menor y áreas heterogéneas en el parénquima, en comparación a la bibliografía los cuales

suelen ser isoecogénicos y homogéneos. En cuanto a la vasculatura, se lograba identificar ampliamente las estructuras, las cuales presentaban bastante semejanza con ecografías en ejemplares vivos, aunque en dimensiones menores.

La vesícula biliar presentaba una forma cilíndrica y se apreciaba parcialmente colapsada, el contenido se distinguía hipoecogénico y en algunas evaluaciones isoecogénico, diferenciándose así de la bibliografía, ya que en condiciones habituales se observa sutilmente dilatada, su forma es elipsoide y su contenido es hipoecogénico.

Durante la evaluación se observaron bastantes artefactos, entre ellos se encontraban frecuentemente colas de cometa, sombras acústicas, imagen en espejo y refuerzo posterior (imagen 1).

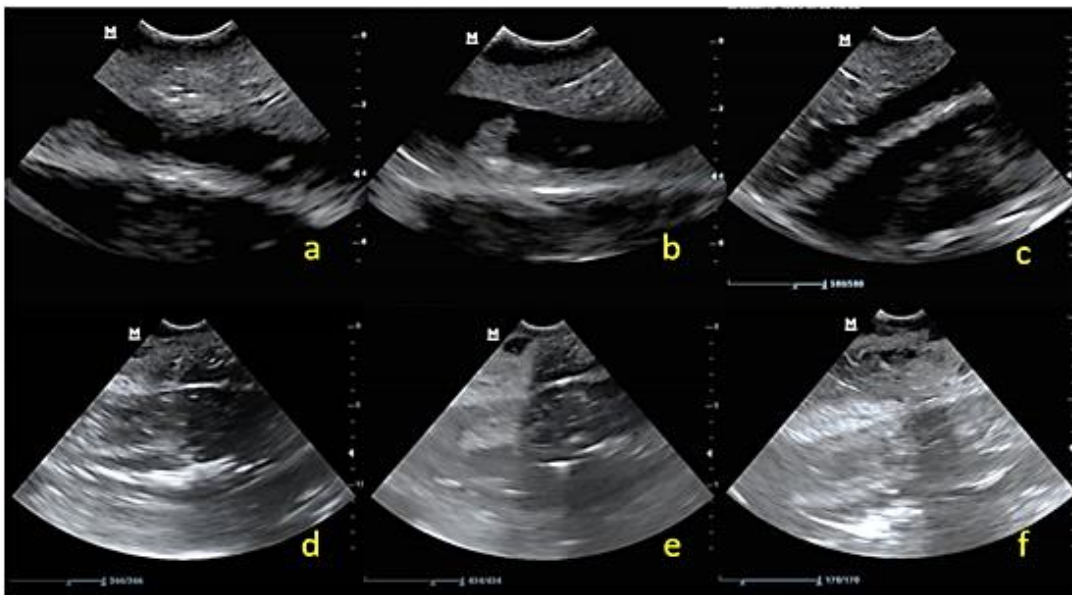


Imagen 1. a, b, c: imágenes de los simuladores con agar al 5% en los cuales se aprecian artefactos de sombra y no se delimitan correctamente las estructuras hepáticas. Imágenes d, e, f: se logran apreciar estructuras como la vesícula biliar y la vena cava caudal, aunque también tenemos artefacto de espejo.

9. Discusión.

Se demostró que las matrices de sostén y los simuladores hepáticos refrigerados tuvieron mayor tiempo de conservación y mayor “resistencia” a factores biológicos en comparación con aquellas que se conservaron a temperatura ambiente, los cuales coinciden con los resultados obtenidos por Lozada., et al en el 2022, ya que sus simuladores se conservaron en refrigeración adecuadamente por 9 días, antes de que su matriz de conservación generara cambios en su estructura. Por el contrario, en ese mismo artículo se demostró que sus agares se preservaron a temperatura ambiente con éxito hasta el día 6, tomando en cuenta su consistencia y degradación, en contraste con nuestros agares, que presentaron pérdida de la firmeza y crecimiento biológico a los 3.5 días aproximadamente, dichos resultados conservan mayor afinidad con los reportados por Riveros et al., 2018, puesto que su simulador presentó un deterioro y crecimiento bacteriano a los tres días aproximadamente. En cuanto a su durabilidad y resistencia dependiente de la concentración de agar, se demostró que las matrices al 10% perecían más lento en comparación con aquellos al 5%, independientemente de la temperatura, no obstante, los agares al 10% en refrigeración se conservaron de manera más adecuada, de modo similar, Earle et al en el 2016 demostró que los agares preparados al 10% conservados en refrigeración eran más duraderos y resistentes. En relación con las pruebas realizadas al simulador, se evidenció que las matrices al 5% eran escasamente resistentes desde la primera evaluación, ya que su consistencia desde un inicio se mantuvo semi- sólida, por esta razón no se realizaron pruebas posteriores con esta concentración. Al contrario, los agares al 10% demostraron mayor resistencia, aunque la duración del simulador fue muy corta (3 días), esto debido a que la superficie sufría cuarteaduras en un porcentaje bastante amplio posterior a cada evaluación, estos resultados difieren totalmente de los demostrados por Earle et al en el 2016, en el cual los modelos con agar al 5% proporcionaron buena textura en las pruebas, incluso se refiere como buena imitación al tejido real, aunque en su estudio mejoró mucho la consistencia con agares preparados al 10%.

Agregado a lo anterior, se evaluó la “claridad” y facilidad con la que se identificaron las estructuras propias del órgano en cuestión, de igual forma la capacidad de la matriz de sostén para poder asemejar con éxito el tejido blando

Se determinó que las matrices al 5% generaban gran cantidad de artefactos, especialmente artefactos de reverberación, debido a que su consistencia era semi sólida, en la cual se dificultaba bastante la evaluación y distinción de sus estructuras, al contrario de lo reportado por Earle et al en el 2016, en el cual sus agares al 2.5% y 5% generaron imágenes ultrasonográficas mas utilitarias, en comparación con los agares al 7.5% y 10%.

El uso de agar al 10% generó mejores imágenes a la evaluación, ya que se identificaron con mayor facilidad las estructuras, aun así, presento bastantes artefactos a la evaluación, inclusive mejoró bastante la resistencia del “tejido”.

10. Conclusión.

En conclusión, en este estudio se demostró que los agares al 10% tuvieron mejores resultados en todas las evaluaciones, especialmente en la duración de los agares. Aunque a pesar de su rendimiento, los resultados no fueron los esperados en cuanto a las pruebas realizadas con el ultrasonido, ya que los cambios que sufría posterior a cada evaluación no lo hacen un simulador apto para la docencia, puesto que su máxima durabilidad fue de tres días, lo cual no resultaría conveniente para un grupo de alumnos promedio. También se concluye que la mezcla y el método de conservación de los órganos deben ser ampliamente estudiados y experimentados, ya que, a pesar de los hechos bibliográficos no se comprobó en este estudio que alguna concentración o método de conservación fuera totalmente eficaz, en el cual se buscaría mayor tiempo de conservación, mínimo daño en la superficie del simulador y fidelidad de las imágenes ultrasonográficas.

11. Recomendaciones.

Tomando en cuenta los resultados obtenidos en el presente estudio, se recomienda hacer mas pruebas con diferentes concentraciones de agar y mezclas con el mismo, de igual forma se recomienda experimentar con diferentes métodos de

conservación, de forma que no modifiquen las imágenes ultrasonográficas, de esta forma se apreciaría y se experimentaría con un simulador más realista.

12. Literatura citada.

1. Audisio, S., Vaquero, P., Torres, P., Verna, E & Ocampo, L. (2014). Uso de un simulador acústico artesanal para la enseñanza de la técnica de biopsia guiada por ultrasonografía en el grado. *Revista Veterinaria Argentina*. 31(309).
2. Burlew, M., Madsen, E., Zagzebski, J., Banjavic, R & Sum, S. (1980). A New Ultrasound Tissue- Equivalent Material. *Radiology*. 134, pp. 517- 520.
3. Casciario, S., Conversano, F., Musio, S., Casciario, E., Demitri, C & Sannino, A. (2009). Full experimental modeling of a liver tissue mimicking phantom for medical ultrasound studies employing different hydrogels. *J Mater Sci: Mater Med*. 20, pp. 983- 989.
4. Chung, G., Gyllenhammer, R., Baker, E & Savitsky, E. (2013). Effects of Simulation-Based Practice on Focused Assessment With Sonography for Trauma (FAST) Window Identification, Acquisition, and Diagnosis. *Military Medicine*. 178, pp. 87-97.
5. Del Cura, J., Zabala, R & Corta, E. (2010). Intervencionismo guiado por ecografía: lo que todo radiólogo debe conocer. *Radiología*. 52(3), pp. 198-207.
6. Dyce, K., Sack, W & Wensing, C. (2010). *Textbook of Veterinary Anatomy*. 4th ed. Saunders Elsevier, pp. 446- 448.
7. Earle M, De Portu G and De Vos E. Agar ultrasound phantoms for low-cost training without refrigeration. *Afr J Emerg Med* 2016; 6: 18–23.
7. Fonseca, M. (2012). Conservación de piezas anatómicas para la enseñanza en carreras médicas. *Gaceta de Ciencias Veterinarias*. 17 (1), pp 5-10.11
8. García, G., González, D., Sánchez, A., Muñoz, E., Peña, I & Torres, J. (2015). Enseñanza de la ecografía clínica en el pregrado: los estudiantes como mentores. *Rev. Clin. Esp*. 1086.
9. Hall, E., Simpson, J & Williams, D. (2013). *Manual de gastroenterología en pequeños animales*. 2da ed. Ediciones S, pp. 33-46, 335-377
10. König, H., Liebich, H., Bragulla, Budras, D., Cerveny, C., H., Maierl, J., Mülling, C., Reese, S., Ruberte, J & Sautet, J. (2011). *Anatomía de los Animales Domésticos*. Tomo 2. 2da ed. Editorial Médica Panamericana, pp. 74- 79.

11. Li, C., Ang, S., Liu, J & Yu, H. (2015). A Dynamic Liver Phantom for Ultrasound Image Guided Biopsy. The 15th International Conference on Biomedical Engineering. IFMBE Proceedings. 43, pp. 152- 155.
12. Madsen, E., Zagzbeski, A & Frank, G. (1982). OIL-IN-GELATIN DISPERSIONS FOR USE AS ULTRASONICALLY TISSUE-MIMICKING MATERIALS. *Ultrasound in Med. & Biol.* 8(3), pp. 277- 287.
13. Madsen, E., Frank, R & Dong, F. (1998). LIQUID OR SOLID ULTRASONICALLY TISSUE-MIMICKING MATERIALS WITH VERY LOW SCATTER. 24(4), pp. 535- 542.
14. McNamara, M & McNamara, M. (1989). Preparation of a Homemade Ultrasound Biopsy Phantom. *J. Clin. Ultrasound.* 17, pp. 456- 458.
15. Nicholson, R & Crofton, M. (1997). Training phantom for ultrasound guided biopsy. *The British Institute of Radiology.* 70, pp. 192- 194.
16. Osorio, A. 2006. Ética en la investigación con modelos animales experimentales. compromiso ético que nos compete a todos. *Revista Colombiana de Bioética.* 1(1), pp. 163-183.
17. Pacioni, A., Carbone, M., Freschi, C., Viglialoro, R., Ferrari, V & Ferrari, M. Fantoma hepático por ultrasonido específico del paciente: materiales y método de fabricación. (2015). *Autos Internacionales J.* 10, pp. 1065- 1075.
18. Riveros, D & Montoya, C. (2018). Desarrollo de un modelo anatómico en gel balístico para la práctica ecográfica en caninos: comparación con la realidad. *Universidad Tecnológica de Pereira.*
19. Segura, A., Sáez, A., Lorenzo, A & Rodríguez, D. (2014). Curso de ecografía abdominal. Introducción a la técnica ecográfica. Principios físicos. Lenguaje ecográfico. *Semergen.* 40 (1), pp. 42-46.
20. Sekhar, A., Sun, M & Siewert, B. (2014). A Tissue Phantom Model for Training Residents in Ultrasound-guided Liver Biopsy. *Academic Radiology.* 21(7).
21. Silva, N., Aguilar, F., Alzate, D., Aparicio, C., Boysen, S., Carné, S., Castrillón, Y., Cordero, I., Flores, C., Garzón, S., Guachamin, C., Guevara, J., Islas, H., Lisciandro, G., Lujano, A., Morales, J., Ortega, R., Pardo, M., Rojas, O., Teyssandier, S & Zuñiga, V. (2021). Manual de ultrasonido Point of Care en

urgencias y paciente crítico en pequeños animales. Multimédica Ediciones Veterinarias, pp. 15-19, 131-38.

22.Sorribes, J., Fernández, V & Sinisterra, J. (2016). Un modelo nuevo, sencillo, económico y reutilizable para el aprendizaje y práctica de la canalización ecoguiada de vías centrales. Educación Médica. 48.

23.Takegami, K., Kaneko, Y., Watanabe, T., Maruyama, T., Matsumoto, Y Nagawa, H. (2004). POLYACRYLAMIDE GEL CONTAINING EGG WHITE AS NEW MODEL FOR IRRADIATION EXPERIMENTS USING FOCUSED ULTRASOUND. Ultrasound in Med. & Biol. 30(10), pp. 1419-1422.

24.Urbina, S., Balcells, A., Avaria, P & Hirsch, M. (2017). Fantoma para punción tiroidea ecoguiada, de elaboración casera y bajo costo. Rev. Argent. Radiol. 81(2), pp. 122- 128.

25.Villalobos, E., Torres, J & Matsunobu, R. (2001). Educación con modelos anatómicos en cadáver. Revisión bibliográfica. Rev. Mex. Ortop. Traum. 15(6), pp. 312- 315.

26.Wilkin, R & Hamm. R. (2010). How to Make a Cheap and Simple Prostate Phantom. American Institute of Ultrasound in Medicine. 29, pp. 1151- 1152. 27.Wu, J. (2001). TOFU AS A TISSUE-MIMICKING MATERIAL. Ultrasound in Med. & Biol. 27(9), pp. 1297–1300.