



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y

ZOOTECNIA

CONSERVACIÓN DE REPTILES POR EL

MÉTODO DE PLASTINACIÓN S10

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

P R E S E N T A

JESÚS IVÁN ORTEGA CORTÉS

ASESORES

DRA. IRMA EUGENIA CANDANOSA ARANDA
M. EN C. ALEJANDRA SÁNCHEZ CERVANTES
DR. RAFAEL LATORRE REVIRIEGO



CIUDAD UNIVERSITARIA, CD. MX.

2019



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

I

DEDICATORIA

A mis padres, por ser ejemplo de que el esfuerzo y trabajo constantes son los ingredientes del éxito.

A mi familia por todo el apoyo que me han brindado a lo largo de los años.

A mis amigos por permitirme compartir este camino con ellos. Sin su compañía, nada de esto hubiera sido posible.

A mis profesores por contribuir a mi formación profesional y desarrollo personal.

A los animales que fueron utilizados en el presente estudio y a lo largo de mi formación profesional.

A las acciones de todas las personas que permitieron que pudiera gozar de los privilegios de la educación universitaria pública, gratuita y autónoma.

II

AGRADECIMIENTOS

A mis asesores: Irma Eugenia Candanosa Aranda, Alejandra Sánchez Cervantes y Rafael Latorre Reviriego por el tiempo, apoyo y consejos brindados para la realización del presente trabajo.

A la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Nacional Autónoma de México por ser los responsables de mi formación profesional.

Al M en C Felipe Correa Sánchez (Jefe del Laboratorio), a la Maestra Beatriz Rubio Morales (Responsable del Área de Reptiles Inofensivos), y al MVZ Eduardo Cid Méndez (Responsable del Área de Veterinaria), todos del Laboratorio de Herpetología de la Facultad de Estudios Superiores Iztacala de la UNAM.

Al personal del CEIEPAA por el apoyo para la realización del presente trabajo, especialmente a Rocío, Eloy y al Sr. Daniel.

A todos mis compañeros del CEIEPAA, pero en especial a Ana, Abril, Daira, Ricardo, Ithan, Giselle, David, Ale, Samanta, Diego y Max por convertirse en una familia cuando estaba lejos de casa.

A Pablo, por recordarme que tenía que escribir cada vez que lo olvidaba.

III

CONTENIDO

| | PÁGINA |
|----------------------------|--------|
| RESUMEN_____ | 1 |
| INTRODUCCIÓN_____ | 2 |
| HIPÓTESIS_____ | 9 |
| OBJETIVO GENERAL_____ | 9 |
| OBJETIVOS ESPECÍFICOS_____ | 10 |
| MATERIAL Y MÉTODOS_____ | 10 |
| RESULTADOS _____ | 16 |
| DISCUSIÓN_____ | 24 |
| CONCLUSIONES _____ | 26 |
| REFERENCIAS_____ | 27 |
| ANEXO I_____ | 30 |

RESUMEN

Ortega Cortés Jesús Iván. Conservación de Reptiles por el Método de Plastinación S10. (Bajo la dirección de Dra. Irma Eugenia Candanosa Aranda, M en C Alejandra Sánchez Cervantes y Dr. Rafael Latorre Reviriego).

Con el objetivo de contribuir al estudio de diferentes especies de reptiles que habitan en México, mediante la creación de colecciones museísticas de referencia, se empleó la técnica de plastinación S10 y se determinó su utilidad. Se emplearon 15 cadáveres de reptiles de 9 especies diferentes, para conservarlos mediante la plastinación. Estos cadáveres estuvieron en congelación por tiempo indefinido y fueron clasificados taxonómicamente. Se realizaron fotografías y distintas biometrías antes y después del proceso de plastinación. Fueron procesados por medio de la técnica de plastinación S-10, con algunas modificaciones. Para el análisis de datos se empleó la prueba de T pareada. Como resultado de la identificación taxonómica, los 15 especímenes fueron agrupados en 2 órdenes, 3 subórdenes, 7 familias, 8 géneros, 9 especies y 2 subespecies. De acuerdo al análisis estadístico, la retracción observada en los reptiles no fue estadísticamente significativa ($P < 0.05$), salvo en el caso del ancho curvo del caparazón (ACP), que se asoció a un posible colapso de estructuras internas.

El protocolo de plastinación S10 propuesto en reptiles permitió la conservación exitosa de todos los especímenes, observando que en todos los casos se mantuvo el color y se mejoró la posición.

INTRODUCCIÓN

En la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Nacional Autónoma de México se imparten diferentes asignaturas relacionadas con la fauna silvestre, entre las que se pueden mencionar algunas como: Temas Selectos de Biología, Introducción a la Medicina y Zootecnia de Fauna Silvestre, Fauna Silvestre, Práctica de Fauna Silvestre, Medicina de Fauna Silvestre, Práctica de Medicina de Fauna Silvestre, Temas Selectos de Biología, Anatomía Básica de Fauna Silvestre, Zootecnia de Fauna Silvestre, Práctica de Zootecnia de Fauna Silvestre entre otras. Éstas requieren del empleo de material didáctico para la enseñanza interactiva de los alumnos, lo cual implica un reto en su diseño para lograr un proceso de enseñanza-aprendizaje (FMVZ, 2006), sobre todo en aquellos especímenes que están peligro de extinción. Lo anterior se ha realizado poco en especies silvestres.

La finalidad esencial de la educación es favorecer los procesos de aprendizaje del estudiante. Siguiendo de cerca esta concepción, la conservación de piezas anatómicas facilita la adquisición del conocimiento y comprensión de las diferentes estructuras que componen los organismos. En la enseñanza de la anatomía, el uso de preparaciones cadavéricas fijadas con formalina sigue siendo el método más empleado para lograr que el estudiante comprenda y retenga por más tiempo el conocimiento que le será útil en su futuro ejercicio profesional (Gómez y Ortiz, 2012).

Revisión de literatura

Plastinación

La conservación de especímenes biológicos se ha llevado a cabo desde tiempos inmemoriales, siendo la conservación de las momias egipcias el ejemplo más antiguo del que se tenga registro. En las ciencias médicas ha sido fundamental en la enseñanza e investigación. Antes de la invención del formaldehído como sustancia preservante, en algunos laboratorios se implementaron técnicas y

sustancias para la conservación de órganos y cadáveres tales como las resinas que retardaban el proceso de descomposición (Saeed et al., 2001).

Por tal motivo, se convirtió en una necesidad realizar innovaciones e investigaciones para la conservación de los tejidos, órganos y cuerpos para obtener especímenes con mayor durabilidad y disminuir la exposición a agentes cancerígenos, lo cual implica menor riesgo para la salud de los alumnos y profesores. Fue una de las razones principales por la que en 1977 el doctor Gunther von Hägens (1986) desarrolló la técnica de plastinación. La técnica de plastinación se emplea ampliamente para preservar piezas anatómicas utilizadas en docencia, lo cual permite elaborar especímenes con estructuras anatómicas que faciliten el aprendizaje y complementen la disección de los cadáveres (Latorre *et al.*, 2007). El objetivo de la plastinación es reemplazar los fluidos tisulares con un polímero curable (silicón en el caso de la técnica S10). Una vez que el polímero se encuentra dentro del espécimen (células e intersticio), el polímero es curado (endurecido) con el fin de mantener el silicón dentro del espécimen y secar el espécimen. El proceso de plastinación se divide en cuatro principales etapas: fijación, deshidratación, impregnación y curado, mismos que son descritos por von Hägens en 1986, así como el protocolo general para la plastinación con silicón por Jong y Henry en 2007.

La fijación se recomienda principalmente en los tejidos que sufren una autólisis rápida o bien, los que están contaminados con patógenos para evitar su descomposición. En la fijación se utilizan diferentes técnicas como la infiltración, la inyección y la perfusión, siempre acompañados de la inmersión de estos tejidos. Se puede realizar con diferentes soluciones fijadoras, sin embargo, la más recomendada es la formalina amortiguada al 10%. Una vez concluida la fijación, los especímenes son enjuagados con agua corriente hasta garantizar que se ha retirado la totalidad de formalina y pueden ser deshidratados.

La deshidratación consiste en la sustitución del líquido tisular e intersticial por un solvente (acetona). La acetona se ha convertido en el solvente universal para la plastinación, ya que sus propiedades físico-químicas permiten que pueda penetrar los tejidos para posteriormente ser retirada lentamente mediante su evaporación.

En la deshidratación los especímenes son sumergidos en tres baños de acetona pura. Se monitorea constantemente la concentración de acetona para saber cuándo este paso ha concluido. Se dice que la deshidratación está completa cuando la concentración de la acetona en la que se encuentran inmersos los especímenes es del 100%, o bien, cuando dos mediciones consecutivas resultan en la misma concentración de acetona. Durante la deshidratación nos encontramos con uno de los grandes retos de la plastinación: evitar que los especímenes se encojan. Por ello, a lo largo de los años se han refinado las técnicas y protocolos de deshidratación hasta que hoy en día se han reducido los tiempos y modificado las temperaturas del proceso y así evitar el encogimiento de los especímenes. De manera que en la sustitución fría, se espera que los especímenes tengan un encogimiento menor (14.5%) que en la deshidratación a temperatura ambiente (20.2%) (Brown, *et al.*, 2002).

La impregnación forzada consiste en sumergir los especímenes en un polímero curable (silicón), contenido en una cámara de vacío, conectado a una bomba de vacío para conseguir la evaporación de la acetona. Una vez que se evapora la acetona, es sustituida en los especímenes por el silicón. Este proceso es realizado a una temperatura de -25°C y se monitorea constantemente la presión de la cámara (misma que se disminuye paulatinamente), así como el burbujeo causado por la evaporación de la acetona. Se considera que la impregnación está completada cuando el burbujeo cesa a una presión de igual o menor a 5 mmHg. Una vez que los especímenes completaron la impregnación, es importante retirar el exceso de silicón y posicionarlos correctamente, ya que la posición adoptada será la definitiva una vez terminado el proceso (Jong y Henry, 2007).

Por último, el curado consiste en el endurecimiento del silicón por la acción de un catalizador. Este se realiza empleando una cámara de curación (contenedor con tapa hermética) o bolsas de plástico resistentes. El endurecedor es una solución que se evapora por la acción de una bomba de aire pequeña (frecuentemente se utilizan las de los acuarios) y al contacto con el silicón ya impregnado en el espécimen, este se endurece. Esta reacción ocurre desde la superficie del espécimen hacia las estructuras más profundas. Se recomienda que los

especímenes sean mantenidos ya sea en la cámara de curado o en bolsas plásticas cerradas con el fin de garantizar el endurecimiento del silicón. Es importante mencionar que aunque previamente se han plastinado reptiles (Pendovsky *et al.*, 2004), existen pocos trabajos publicados y no se ha descrito un protocolo estándar para especímenes de estas características como los que se han descrito para peces, plantas y hongos (von Hagens, 1986)

Importancia y clasificación de reptiles

México es clasificado como un país “Megadiverso” debido a su riqueza y diversidad de especies (Martínez-Meyer *et al.*, 2014). Una gran parte de esta megadiversidad se debe a la presencia de reptiles que habitan en México. Se estima que existen 864 especies, descritas en 159 géneros y 40 familias, los cuales representan el 8.7% de los reptiles del mundo. Los especímenes de los órdenes Squamata (lagartijas o *Lacertilia* y serpientes o *Serpentes*), Crocodylia (cocodrilos) y Testudines (tortugas) son ejemplos de estos reptiles (Flores-Villela y García-Vázquez, 2014). Es importante mencionar que actualmente, se proponen nuevas clasificaciones para este grupo. Estas nuevas propuestas, derivan de estudios donde se observó evidencia de que los organismos incluidos dentro de esta clasificación se ubican en clados diferentes, por lo que lo más correcto es referirse a este grupo como “saurópsidos” (Flores-Villela, *et. al.*, 1993)

Los reptiles tienen algunas diferencias con las aves y los mamíferos, siendo las modificaciones cutáneas y la deposición de grasas algunas de las más importantes para la plastinación. En cuanto a la piel, todos los reptiles tienen una cubierta protectora de piel seca queratinizada y con pocas glándulas formada por escamas y escudos. Bajo esta cubierta se encuentra una capa lipídica que evita la pérdida de agua y constituye una de las adaptaciones necesarias para la vida terrestre. En los reptiles, la grasa es almacenada en el hígado, en los cuerpos grasos del celoma y en la cola (O’Malley, 2005).

Dentro de las modificaciones cutáneas, merece la pena mencionar, el proceso de recambio de la piel, conocido como “ecdisis”. La ecdisis ocurre continuamente a lo largo de toda la vida de los reptiles y el patrón de muda varía en los distintos

grupos de reptiles. Este proceso toma aproximadamente 14 días en lagartijas y serpientes. Las células de la zona intermedia de la dermis (estrato germinativo superior) se replican y forman una nueva epidermis de tres capas (se conoce como la regeneración epidérmica interior). Una vez que la nueva superficie está completa, hay difusión de linfa hacia el área y por acción enzimática se forma una zona de escisión teniendo como consecuencia la separación de esta capa. A las alteraciones de este proceso de muda se les conoce como “disecdisis”, generalmente es de etiología multifactorial y comúnmente se asocia a la crianza inadecuada. Es más frecuente en serpientes y en lagartijas, en chelonios es menos común (Paterson, 2008).

A continuación se recopilan algunas características de los diferentes grupos de reptiles utilizados en el presente trabajo, según información reportada por Flores-Villela y García-Vázquez, 2014; Vázquez y Quintero, 2005; Canseco, Mayén y Guadalupe, 2010.

Testudines

Es un grupo muy característico debido a que el cuerpo está cubierto de una estructura de huesos dérmicos. A esta estructura denominada caparazón, están fusionadas las vértebras (excepto las de cuello y cola), costillas y las cinturas pélvica y pectoral; la parte ventral de la concha se llama plastrón. Actualmente, se han descrito 332 especies de las cuales se reconocen dos grandes grupos: los Pleurodira y los Cryptodira. Pueden habitar en cuerpos de agua (mar, ríos, lagos, pantanos, humedales, etc.), ecosistemas terrestres (desiertos, bosques, selvas, etc.) o en ambos. Lo cual influye directamente en sus hábitos alimenticios, su reproducción puede ser acuática, semiacuática o terrestre. Las tortugas son ovíparas, depositan sus huevos en nidos con sustratos variados que incluyen arena, tierra y material vegetal. Pueden desovar individualmente o en grandes grupos (como las tortugas marinas) (Gibbons, Greene y Patterson, 1982).

Lagartijas o *Lacertilia*

Las lagartijas representan el grupo de reptiles vivos más numeroso, se caracterizan por poseer cuatro extremidades con excepción de algunas familias en donde se han perdido (*Dibamidae*, *Pygopodidae* y algunos miembros de las familias *Anguidae*, *Gymnophthalmidae* y *Scincidae*), la gran mayoría de las especies poseen párpados, con excepción de algunos geckos; la mayor parte de las especies tienen una abertura óptica externa; poseen cinturas pectoral y pélvica o vestigios de alguna de éstas. En las especies ápodas las escamas ventrales no están alargadas.

Las lagartijas pueden ser ovíparas y vivíparas, incluyendo algunas especies que presentan algún tipo de placentación (*Scincidae*) y otras que sólo nacen vivas sin tener mucho intercambio con la madre. Hay especies que sólo depositan un huevo a la vez (*Anolis*) y otras que depositan varios huevos y paren varias crías. En este grupo existen varias especies partenogenéticas, por ejemplo en el continente americano en la familia *Teiidae* (*Aspidoscelis*) y se conoce que las poblaciones más sureñas de *Lepidophyma flavimaculata* son partenogenéticas. Ocupan varios hábitats, pueden ser: terrestres, enterradoras, arborícolas, semiacuáticas, latebrícolas y trogloditas. La mayoría son diurnas pero hay muchas especies crepusculares y nocturnas. Muchas especies de lagartijas son insectívoras, o carnívoras (*Varanidae*) y hay algunas especies herbívoras o que comen algas marinas (*Amblyrhynchus cristatus*). Las especies de lagartijas van desde unos cuantos milímetros de longitud (*Brookesia micra*) a 150 cm como el dragón de Komodo. De este grupo se reconocen unas 5,581 especies a nivel mundial.

Serpentes

Es un grupo de reptiles muy peculiar y fácilmente distinguible debido a sus características morfológicas, así como algunos hábitos conductuales. El cuerpo de estos organismos es alargado, todas las especies carecen de extremidades, no tienen abertura óptica externa, no poseen esternón, no tienen cintura pectoral y la mayoría de las especies tampoco tiene cintura pélvica, algunas especies tienen restos de extremidades y cintura pélvica (*Boidae*, *Leptotyphlopidae* y *Typhlopidae*); no poseen poros preanales, el pulmón izquierdo está reducido en

tamaño, ninguna especie posee párpados, el ojo está cubierto por una escama transparente; en la mayoría de los grupos las escamas ventrales están alargadas; y las vértebras dorsales son muy numerosas. Además poseen varias adaptaciones para la alimentación, pues tragan a sus presas completas, tienen una prolongación de la glotis que les permite respirar mientras tragan, el cráneo es cinético y las mandíbulas están unidas al frente por el cartílago de Meckel, lo que les permite flexibilidad al deglutir a sus presas. Existen serpientes ovíparas o vivíparas, incluso algunas especies poseen una placenta primitiva. Todas las especies de serpientes son depredadoras y comen desde insectos y otros invertebrados hasta vertebrados de talla mediana e incluso otros reptiles. Hay un grupo de serpientes especializadas en consumir huevos (*Dasipeltis*) y otras en consumir moluscos terrestres de concha (algunos géneros de *Dipsadidae*). Las serpientes pueden ser terrestres, arborícolas, enterradoras, acuáticas, semiacuáticas, latebrícolas, trogloditas. Existen dos grupos adaptados a la vida acuática: *Hydrophinae* (serpientes marinas) y *Acrochordidae*.

Las serpientes pueden medir desde unos cuantos centímetros de largo (algunos *Leptotyphlopidae*) hasta más de 10 m (pitones y boas). Se reconocen aproximadamente unas 3,442 especies a nivel mundial (Flores-Villela y García-Vázquez, 2014).

Justificación

Cuando los ejemplares de fauna silvestre son sometidos a la eutanasia o mueren en cautiverio, debe hacerse un esfuerzo para realizar el mejor uso de ellos con propósitos científicos, tales como ubicarlos en colecciones de referencia en una universidad, museos, institutos científicos o colecciones de investigación, emplearse en la docencia para el estudio de la biodiversidad, facilitándolos para investigaciones en patología, anatomía comparada, fisiología comparada, cirugía, clínica, entre otras. Por otra parte, cada ejemplar de fauna representa la pérdida de un individuo importante para su especie (Sánchez, 2016).

En México, el número de especies consideradas en riesgo de extinción es elevado. Se estima que alrededor de 613 especies (53 %) de reptiles y anfibios

presentan algún grado de amenaza. Además, existen alrededor de otras 100 (9%) especies endémicas, o no endémicas que tienen distribuciones restringidas. Estas especies están amenazadas debido a que la pérdida o fragmentación de su hábitat podrían provocar descensos críticos en sus poblaciones o incluso su extinción; es por esto que son especies prioritarias para la conservación (Santos-Barrera, Pacheco y Ceballos, 2004).

Para la conservación de reptiles en las colecciones museísticas se emplean diferentes técnicas, siendo las más empleadas las sustancias conservadoras que contienen formol y alcohol (Pisani, 1973). Las desventajas que presentan estas sustancias son que se evaporan y deben ser sustituidas periódicamente, además del riesgo potencial que representa su manipulación. Por lo cual se requiere un método de conservación de reptiles que permitan la manipulación, sin riesgos para la salud, como sería la plastinación. Esta técnica además logra conservar la postura, tamaño y textura de numerosos especímenes biológicos lo más similar a su forma natural, Sin embargo, existe poca información de su empleo en reptiles y es necesario determinar su utilidad.

HIPÓTESIS

Se logrará conservar exitosamente 15 especímenes de reptiles mediante el método de plastinación S10.

OBJETIVO GENERAL

Contribuir al estudio de diferentes especies de reptiles que habitan en México mediante la creación de colecciones museísticas de referencia.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Clasificar taxonómicamente a todos los especímenes disponibles mediante el uso de diferentes guías dicotómicas.
- Ajustar y validar la técnica de plastinación S10 como método de preservación en reptiles.
- Conservar mediante plastinación una colección de 15 reptiles de 9 especies para su empleo en docencia.
- Medir y comparar el tamaño y apariencia de los reptiles antes y después de ser plastinados.
- Realizar disecciones en los especímenes que resulten de interés para la enseñanza.

MATERIAL Y MÉTODOS

Ejemplares

Para la realización del trabajo se obtuvieron cadáveres de reptiles conservados en congelación por tiempo indefinido, mismos que fueron donados por el Laboratorio de Herpetología de la Facultad de Estudios Superiores Iztacala de la Universidad Nacional Autónoma de México. Todos los reptiles obtenidos fueron clasificados taxonómicamente mediante el uso de claves dicotómicas *ad hoc* que permiten identificar el género, especie, y en algunos casos subespecie, de cada ejemplar.

Se tomaron imágenes fotográficas de cada espécimen previo al proceso de plastinación y una vez terminado el mismo, con el fin de realizar una comparación de la apariencia de los especímenes.

Así mismo, de cada individuo se tomaron medidas previas y posteriores al proceso de plastinación, para saber si existieron cambios en el tamaño de los especímenes.

Se emplearon las siguientes mediciones de los reptiles de acuerdo a su Orden:

Squamata

Longitud Hocico-Cloaca (LHC)

Longitud de la cola (LC)

Longitud total (LT)

Testudines

Largo recto del caparazón (LRC)

Largo recto del plastrón (LRP)

Ancho recto del caparazón (ARC)

Ancho recto del plastrón (ARP)

Largo curvo del caparazón (LCC)

Largo curvo del plastrón (LCP)

Ancho curvo del caparazón (ACC)

Ancho curvo del plastrón (ACP)

(Figuras 1,2,3 y 4)

El inventario consistió en 15 reptiles de 9 especies que fueron procesados por medio del método de plastinación S-10.

La técnica de plastinación se llevó a cabo a partir del siguiente protocolo con modificaciones consideradas por Pendovski *et al.*, en 2004 y Cannas y Fuda en 1991.

LHC

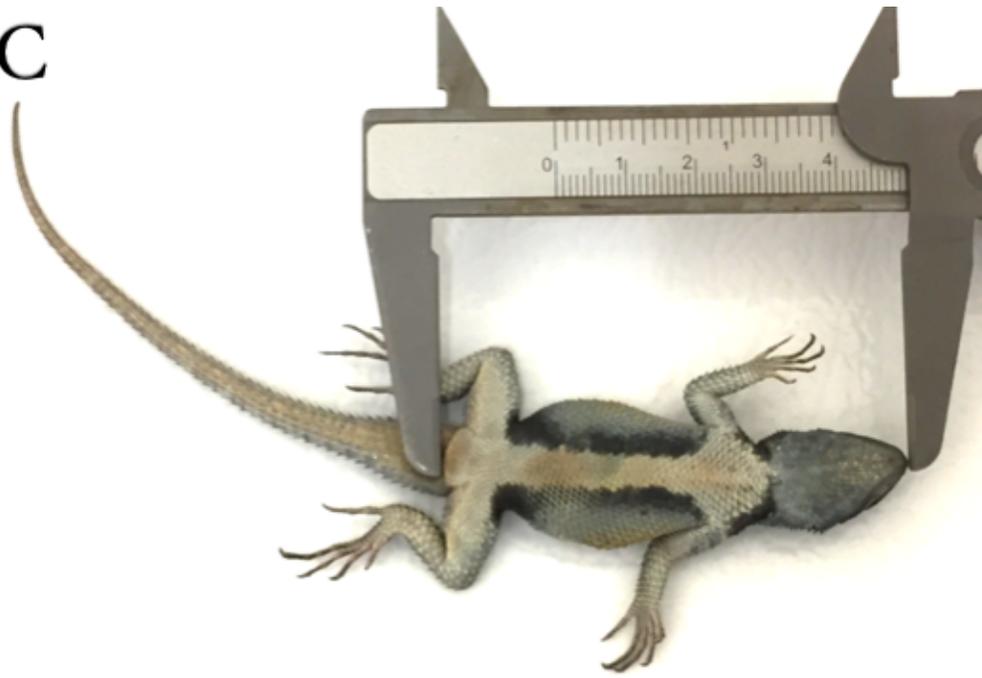


Figura 1. Ejemplo de medición LHC (longitud hocico-cloaca) en una lagartija.

LC



Figura 2. Ejemplo de medición LC (longitud de la cola) en una lagartija.

LRP



Figura 3. Ejemplo de medición LRP (longitud recta del plastrón) en una tortuga.

ACC



Figura 4. Ejemplo de medición ACC (ancho curvo del caparazón) en una tortuga.

Plastinación

Fijación

Los especímenes fueron descongelados en 48 h aproximadamente, fueron fijados con una solución de formalina amortiguada al 10% en una relación de 1:10, espécimen:formalina durante 24 h, se realizó un cambio de formalina en la que permanecieron otras 24 h (se decidió infiltrar con formalina amortiguada a los especímenes, con el fin de procurar una adecuada distribución de la solución fijadora. También se realizaron perforaciones con agujas en axilas, ingles (en el caso de las tortugas, en uniones de la piel con el caparazón) y posteriormente se enjuagaron con agua corriente para retirar la mayor parte de la formalina.

Atemperado

Los especímenes fueron mantenidos a una temperatura de 5°C por 24 h en refrigerador.

Deshidratación I

Se realizó una sustitución fría, sometiendo a los especímenes a baños de acetona 100% a una temperatura de -25°C en una proporción de 1:10, tomando como base el volumen de cada uno de los especímenes. Se realizaron tres baños de una semana cada uno. La concentración fue evaluada cada tercer día por medio de un acetómetro. La deshidratación se consideró completa cuando dos mediciones consecutivas resultaron en la misma concentración de acetona (98.5%).

Deshidratación II / Desengrasado

Para retirar la mayor cantidad posible de grasa de los especímenes se sometieron a un nuevo baño de acetona a una concentración del 98% a temperatura ambiente por 5 días.

Impregnación

Con el fin de no afectar su apariencia estética y permitir una distribución adecuada del silicón, se perforaron los especímenes con agujas calibre 18 en regiones no visibles (región axilar, inguinal y subcaparacial).

Para la impregnación con silicón S10, los especímenes fueron embebidos dentro de una cámara de vacío que contenía una preparación de silicón Biodur S10 con catalizador S3. Permanecieron tres días en la cámara y posteriormente se inició la impregnación forzada mediante el uso de una bomba de vacío hasta lograr la sustitución de la acetona con el polímero. La impregnación se completó cuando el burbujeo a causa de la evaporación de la acetona cesó. Este paso duró dos semanas, fue necesario esperar que se liberara el vacío antes de abrir la cámara para evitar que los especímenes se encogieran.

Precurado

Se realizó un precurado en el que se mantuvieron los especímenes por al menos 2 días en refrigeración para retirar el exceso de polímero. Se colocaron los especímenes en la posición deseada debido a que en el curado el polímero se endurece y no se puede modificar su posición posteriormente, esto se realizó mediante el empleo de agujas, hilos, cinchos de plástico y alambres recubiertos de plástico, utilizando una rejilla de alambre y posicionándolos sobre una charola de unicel o plástico.

Curado

Se realizó un curado lento, el cual consistió en mantener el espécimen en una cámara de curado a temperatura ambiente, donde los vapores del endurecedor (Biodur S6), se encargan de endurecer el polímero (silicón S10 + catalizador S3). Periódicamente se retiró el exceso de polímero con toallas de papel. El curado duró de 4 a 10 días.

Análisis de resultados

Se tomaron distintas biometrías (LHC, LC y LT en los especímenes del orden Squamata y ARC, ACC, ARP, LRC, LCC, LRP, LCP y ACP en los Testudines), previo y posterior al proceso de plastinación. Se incluyeron en una base de datos y se empleó la prueba T para muestras pareadas mediante la prueba T Student del programa computacional SAS (SAS, 2004).

Se valoró la estructura física y posición de los especímenes de forma cualitativa por medio de la comparación de imágenes fotográficas antes y después de ser procesados con la técnica de S10.

RESULTADOS

Clasificación taxonómica

Como resultado de la identificación taxonómica, los 15 especímenes fueron agrupados en 2 órdenes, 3 subórdenes, 7 familias, 8 géneros, 9 especies y 2 subespecies (Cuadro 1).

Imágenes fotográficas

Se compararon las imágenes fotográficas anteriores y posteriores al proceso de plastinación.

Cuadro 1. Clasificación taxonómica de los reptiles plastinados.

| Orden | Suborden | Familia | Género | Especie | Subespecie | n |
|------------|------------|-----------------|--------------------|-------------------|----------------|---|
| Squamata | Serpentes | Colubridae | <i>Pituophis</i> | <i>deppei</i> | | 3 |
| | Lacertilia | Iguanidae | <i>Iguana</i> | <i>iguana</i> | | 2 |
| | | Phrynosomatidae | <i>Prhynosoma</i> | <i>orbiculare</i> | | 2 |
| | | | <i>Sceloporus</i> | <i>torquatus</i> | | 1 |
| | | Eublepharidae | <i>Eublepharis</i> | <i>macularius</i> | | 1 |
| | | Anguidae | <i>Barisia</i> | <i>imbricata</i> | | 1 |
| Testudines | Cryptodira | Emydidae | <i>Trachemys</i> | <i>scripta</i> | <i>elegans</i> | 2 |
| | | | | | <i>scripta</i> | 1 |
| | | | | <i>venusta</i> | | 1 |
| | | Kinosternidae | <i>Kinosternon</i> | <i>integrum</i> | | 1 |

Se tomaron en consideración tres criterios (color, posición y apariencia general) para comparar las imágenes fotográficas y determinar si hubo cambios en el aspecto estético de los especímenes. En todos los especímenes fueron observadas mejoras en los tres criterios a considerar (Anexo I).

Mediciones

Fueron tomadas mediciones de todos los reptiles de acuerdo a su orden (Squamata: LHC, LC, LT) (Testudines: LRC, LRP, ARC, ARP, LCC, LCP, ACC, ACP) (Figuras 1, 2 ,3 y 4).

Proceso de Plastinación

A continuación se describen los resultados del proceso de plastinación. Destacando algunas modificaciones realizadas al protocolo original.

Fijación: tuvo una duración de 48 h (en vez de 24 h marcadas en el protocolo original), tiempo suficiente para frenar los cambios autolíticos en los especímenes.

Es importante mencionar, que además de la inmersión, se complementó con inyección e infiltración de formalina amortiguada. Se mejoró ligeramente la posición (Figura 5).

Deshidratación I: las concentraciones de acetona obtenidas durante las mediciones realizadas fueron de 94%, 97.4%, 98% y 98%. Una vez obtenidas dos mediciones iguales de manera consecutiva, se decidió dar inicio a la impregnación (Figura 6).

Impregnación: durante esta etapa, fue trascendental el manejo del vacío. Se procuró que el incremento fuera gradual, toda vez que se temía que los especímenes pudieran colapsar. Una vez concluido el proceso, la cámara permaneció cerrada por 24 h, para posteriormente ser abierta y retirar los especímenes. Los reptiles permanecieron sobre una charola dentro del congelador, con el fin de retirar la mayor cantidad de silicón. Posteriormente, fueron mantenidos en refrigeración (4°C) hasta que se realizó el precurado.

Precurado: debido a que el tamaño de la cámara de curado no permitía trabajar todos los especímenes, se dividieron los reptiles en 3 grupos: A (serpientes), B (lagartijas y tortugas pequeñas), C (tortugas grandes y medianas). Ya establecidos los grupos, se posicionó cada uno de los especímenes. En el caso de las lagartijas, se utilizaron rejillas sobre charolas de unicel como base. Fueron empleados cinchos de plástico y alambres recubiertos de plástico (twist), para mantener sujetos y en posición a los reptiles. Adicionalmente, fueron empleadas agujas para sujetar y posicionar algunas estructuras la cabeza (Figura 7). El resto



Figura 5. Fijación de los especímenes por inmersión. Se colocaron rejillas sobre los

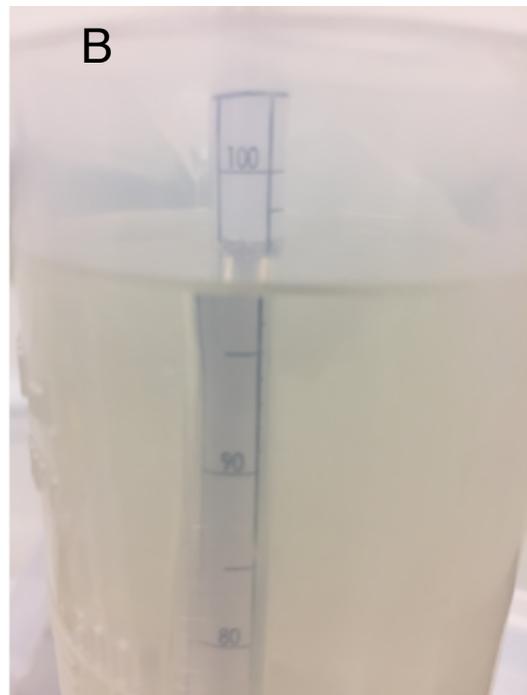
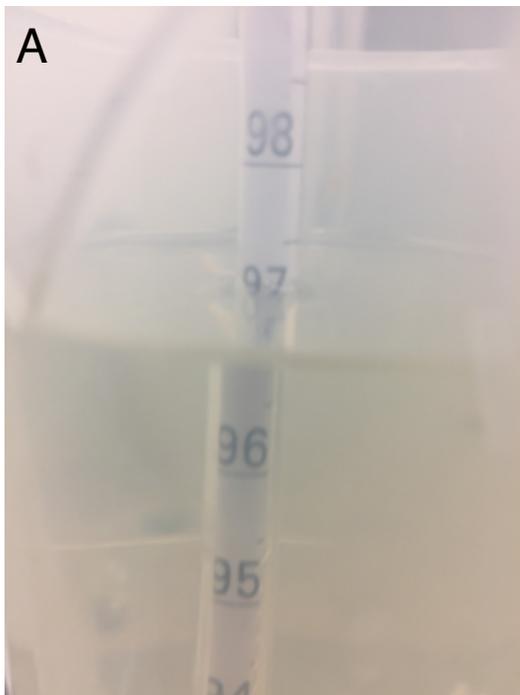


Figura 6. A y B. medición rutinaria de la concentración de acetona con el acetónómetro.

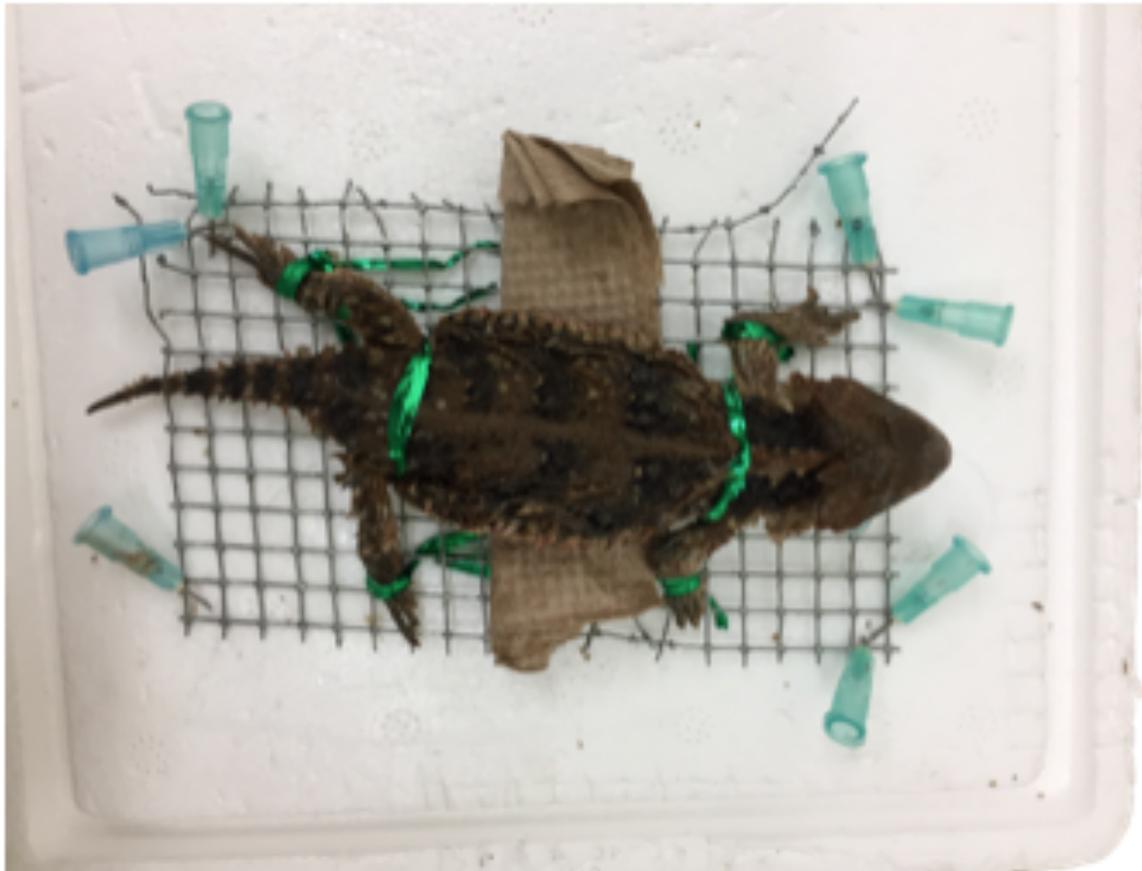


Figura 7. Especimen posicionado sobre una charola de unicel, se sostiene sobre una reja metálica con la ayuda de agujas y alambre plastificado.



Figura 8. Tortuga posicionada sobre charola de unicel con la ayuda de hilos, alambre plastificado y cinchos de plástico.

de los especímenes se mantuvieron en refrigeración en lo que iniciaba la curación. Las tortugas e iguanas fueron posicionadas sobre rejillas metálicas y sus miembros fueron sujetos mediante cinchos de plástico y con la ayuda de “twists” (Figura 8). Para el caso de las serpientes, fueron posicionadas con la ayuda de soportes universales e hilos. Fueron insufladas con la bomba de aire y se inyectó silicón por la boca. Esto favoreció a que adquirieran mayor volumen y la apariencia estética mejorara (Figura 9).

Curado: en esta etapa del proceso se tuvo especial cuidado en vigilar que la posición de los especímenes no cambiara, y corregirla en su caso (Figura 10).

Continuamente se retiró periódicamente el exceso de silicón con la ayuda de toallas de papel. Una vez concluido el proceso cada uno de los especímenes fue conservado en bolsas de plástico, o bien, envueltas con plástico adherible. No fue posible realizar la disección de todos los especímenes, debido a la posición en la que se encontraban algunos de ellos



Figura 9. Serpiente posicionada sobre charola de unicel con la ayuda de cinchos de plástico, agujas, hilos, clips y alambres plastificados.



Figura 10. Reptiles posicionados dentro de la cámara de curación.

Análisis estadístico

De acuerdo a la evaluación de biometrías de reptiles antes y después de la plastinación S10, no se observó encogimiento en las diferentes estructuras de los reptiles plastinados ($P > 0.05$), excepto el ancho curvo del plastrón en los testudines, el cual fue estadísticamente significativo ($P < 0.05$) (Cuadro 2).

Cuadro 2. Evaluación de biometrías de reptiles antes y después de la plastinación S10.

| Orden | Suborden | Familia | n | Variable | Media | Valor de t | Pr > (t) |
|------------|------------|---------------------|---------------|----------|-------|------------|----------|
| Squamata | Serpentes | Colubridae | 3 | LHC | 87.67 | 3.1 | 0.0901 |
| | | | | LC | -3.00 | -0.5 | 0.6784 |
| | | | | LT | 84.67 | 2.6 | 0.1202 |
| Squamata | Lacertilia | Varias ¹ | 7 | LHC | 17.49 | 1.7 | 0.1423 |
| | | | | LC | -6.14 | -0.6 | 0.5597 |
| | | | | LT | 11.34 | 1.1 | 0.3050 |
| Testudines | Cryptodira | Varias ² | 5 | LRC | 4.00 | 1.9 | 0.1292 |
| | | | | ARC | 2.00 | 2.0 | 0.1161 |
| | | | | LCC | 1.20 | 0.9 | 0.4144 |
| | | | | ACC | -0.20 | -0.1 | 0.9193 |
| | | | | LRP | 3.80 | 1.8 | 0.1457 |
| | | | | ARP | 1.20 | 0.8 | 0.4934 |
| | | | | LCP | -0.40 | -0.1 | 0.9007 |
| ACP | 3.40 | 3.7 | 0.0215 | | | | |

LHC: longitud hocico-cloaca LC: longitud de la cola LT: longitud total LRC: largo recto del caparazón ARC: ancho recto del caparazón LCC: largo curvo del caparazón ACC: largo curvo del caparazón LRP: largo recto del plastrón ARP: ancho recto del plastrón LCP: largo curvo del plastrón ACP: largo curvo del plastrón

¹ Iguanidae, Phrynosomatidae, Eublepharidae y Anguidae

² Emydidae y Kinosternidae

Indica diferencia significativa ($P < 0.05$)

DISCUSIÓN

Uno de los resultados de este trabajo es el inicio de una colección museística de referencia a nivel nacional.

Se logró, mediante el uso de claves dicotómicas, la clasificación de todos los especímenes. Cabe mencionar que para esto, fue necesario el uso de claves dicotómicas especializadas (por regiones geográficas, órdenes, e incluso géneros). El uso de estas herramientas es trascendental para poder identificar acertadamente todas las especies.

Se comprobó que el protocolo propuesto permite la plastinación de reptiles de los diferentes órdenes, tanto en serpientes, como en lagartijas y tortugas, con modificaciones como las realizadas en la impregnación, precurado y curado. Estos resultados fueron en función de las características morfológicas y fisiológicas de los reptiles, especialmente de la piel y depósitos grasos.

Se ha reportado que la retracción de los especímenes plastinados se puede asociar principalmente a los lípidos acumulados en los diferentes tejidos del cuerpo (Brown, Reed y Henry, 2002). Es por eso que en órganos con alto contenido de tejido adiposo, se reportan mayores porcentajes de encogimiento. En el caso de los reptiles, el tejido adiposo es almacenado principalmente en el hígado y en menor medida en el tejido subcutáneo y músculos, aunque en algunas especies de lagartijas existen reservas grasas en la cola (O'malley, 2005), estas características propias de los reptiles, favorecieron a que el encogimiento en los especímenes fuera mínimo. Los resultados del presente estudio, mostraron que no hubo diferencia significativa entre las biometrías obtenidas antes y después del

proceso de plastinación en la mayoría de las estructuras anatómicas de los reptiles, excepto el ancho curvo del plastrón de cuatro tortugas. Este cambio del plastrón puede asociarse a un posible colapso o a la presencia de depósitos grasos en la cavidad celómica (Jacobson, 2007).

Por otro lado, se ha descrito que en estructuras anatómicas con escamas, piel gruesa o altamente queratinizada es recomendable la perforación con agujas para poder permitir una correcta difusión de las diferentes sustancias utilizadas para la plastinación (von Hägens, 1986), lo cual fue realizado en el presente estudio con buenos resultados. Al igual que el silicón inyectado a través de la boca favoreció que algunos órganos huecos, que se encontraban colapsados, pudieran recuperar volumen. El aumento de tamaño de algunos especímenes, en particular de las serpientes, se explica como resultado de esta técnica.

El posicionamiento de los especímenes en las distintas etapas del proceso contribuyó a que mejorara la apariencia estética, principalmente previo al curado coadyuva para que cuando el polímero impregnado se endurezca, se mantenga en la posición deseada. Los materiales como cordones, agujas, alfileres, estructuras metálicas, entre otros, son auxiliares para poder lograr dicho objetivo. Sin embargo, algunos de estos materiales pueden provocar daños permanentes a los especímenes. Por ejemplo, los alfileres pueden dejar perforaciones evidentes, o algunos materiales metálicos pueden oxidarse y teñir la superficie de los especímenes. Es por esto que se deben seleccionar adecuadamente los materiales y las estructuras donde serán colocados, con el fin de evitar que existan marcas que deterioren la apariencia del espécimen.

CONCLUSIONES

Fue posible plastinar y mejorar la apariencia estética de los reptiles, a pesar de que habían permanecido en congelación por tiempo indefinido. El posicionamiento de los especímenes previo al curado, permitió que pudieran adoptar las posiciones similares a las naturales. De esta forma se comprueba que, incluso cuando los especímenes son conservados en congelación y no son almacenados en una posición adecuada, es posible corregir su apariencia durante el proceso de plastinación. La escasa presencia de grasa subcutánea en reptiles contribuye a disminuir el encogimiento en los especímenes.

Se adaptó la técnica de plastinación en reptiles, aunque en principio, la técnica S10 es la misma, hay que destacar que se realizaron algunas modificaciones en la fijación (infiltrado, inyección, perfusión), en la impregnación (manejo del vacío y perforaciones) y en el curado (se da mayor importancia al precurado y se realiza un curado lento para proveer de mayor flexibilidad a los especímenes). Estas modificaciones permitieron que los diferentes procesos tuvieran mejores resultados.

Se logró realizar exitosamente la plastinación de 15 especímenes de reptiles, comprobando que las modificaciones realizadas a los protocolos aplicados en mamíferos y peces, fueron las adecuadas.

La existencia de esta colección permitirá contribuir al estudio de estas especies, así como a la formación de estudiantes en diferentes disciplinas (anatomía, taxonomía, patología, medicina, cirugía, manejo, entre otras).

REFERENCIAS

Cannas, M., y Fuda, P. (1991). Plastination of old formalin-fixed specimens. *J Int Soc Plastination*, 5(1), 11-5.

Canseco, L., Mayén, G. y Guadalupe, M. (2010). Anfibios y reptiles del Valle de Tehuacán-Cuicatlán (No. C/597.9097248 C3).

Brown, M., Reed, R., y Henry, R. W. (2002). Effects of dehydration mediums and temperature on total dehydration time and tissue shrinkage. *J Int Soc Plastination*, 17, 28-33.

Flores-Villela, O., y García-Vázquez, U. (2014). Biodiversidad de reptiles en México. *Rev Mex Biodivers*, 85, 467-475.

FMVZ, UNAM. (2006) Plan de Estudios de la Licenciatura en Medicina Veterinaria y Zootecnia. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional Autónoma de México. recuperado de http://www.fmvz.unam.mx/fmvz/p_estudios/Plan_Estudios_2006.pdf.

Gibbons, J., Greene, J., y Patterson, K. (1982). Variation in reproductive characteristics of aquatic turtles. *Copeia*, 776-784.

Gómez, C., y Ortiz, J. (2012). Plastinación: un instrumento complementario para el desarrollo del proceso enseñanza-aprendizaje de la anatomía. *Revista de Medicina Veterinaria*, (23), 111-117.

Jacobson, E. (2007). Overview of reptile biology, anatomy, and histology. In *Infectious diseases and pathology of reptiles* (pp. 15-144). CRC Press.

Jones, D. (2002). Re-inventing anatomy: The impact of plastination on how we see the human body. *Clin Anat*, 15(6), 436-440.

Jong, K. y Henry, R. (2007). Silicone Plastination of Biological Tissue: Cold-temperature Technique Biodurri S10/S15 Technique and Products. *Journal of the International Society for Plastination*, 22, 2-14.

Latorre, R. *et al.* (2007). How useful is plastination in learning anatomy?. *J Vet Med Edu*, 34(2), 172-176.

Martínez-Meyer, E., Sosa-Escalante, J. y Álvarez, F. (2014). El estudio de la biodiversidad en México: ¿una ruta con dirección?. *Rev Mex Biodivers*, 85, 1-9.

O'Malley, B. (2005). Clinical anatomy and physiology of exotic species : structure and function of mammals, birds, reptiles, and amphibians. Edinburgh: Elsevier Saunders.

Paterson, S. (Ed.). (2008). *Skin diseases of exotic pets*. John Wiley & Sons.

Pendovski, L., Ilieski, V., y Nikolovski, G. (2004). Silicone plastination of a malpositioned long-term formalin-fixed green iguana. *J Int Soc Plastination*, 19, 40-42

Pisani, G. (1973). *A guide to preservation techniques for amphibians and reptiles*. Society for the Study of Amphibians and Reptiles.

Saeed, M., Rufai, A., y Elsayed, S. (2001). Mummification to plastination. Revisited. *Saudi Med J*, 22(11), 956-959.

Sánchez, A. (2016) Métodos de eutanasia/matanza aplicados en animales silvestres. en , Métodos de eutanasia y matanza en los animales. Candanosa, I. Romero, L. Editoras. Ciudad de México, México. FMVZ, UNAM.

Santos-Barrera, G., Pacheco, J., y Ceballos, G. (2004). Áreas prioritarias para la conservación de los reptiles y anfibios de México. *Biodiversitas*, 57, 1-6.

SAS® 9.1 for Windows 2004. SAS/STAT User's Guide. Institute Inc. Cary, NC, USA.

Vázquez, D. y Quintero, G. (2005). Anfibios y reptiles de Aguascalientes. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México (CONABIO), CDMX.

von Hägens G. (1986). Heidelberg Plastination folder 1985. Collection of all Technical Leaflets for Plastination. Second English Edition. Heidelberg, Anatomische Institut, Universität Heidelberg.

ANEXO I

IDENTIFICACIÓN TAXONÓMICA, ASPECTO Y MEDIDAS DE REPTILES, ANTES Y DESPUÉS DEL PROCESO DE PLASTINACIÓN S10

Espécimen 1

Género y especie: *Pituophis deppei*
Nombre común: Sincuate

Antes



Después



Medidas previas y posteriores a la plastinación (en mm).

| | LHC | LC | LT |
|---------|-----|-----|-----|
| Antes | 768 | 110 | 878 |
| Después | 725 | 125 | 850 |

LHC: longitud hocico-cloaca LC: longitud de la cola LT: Longitud total

Espécimen 2

Género y especie: *Pituophis deppei*
Nombre común: Sincuate

Antes



Después



Medidas previas y posteriores a la plastinación (en mm).

| | LHC | LC | LT |
|---------|------|-----|------|
| Antes | 1400 | 175 | 1575 |
| Después | 1260 | 175 | 1435 |

LHC: longitud hocico-cloaca LC: longitud de la cola LT: Longitud total

Espécimen 3

Género y especie: *Pituophis deppei*
Nombre común: Sincuate

Antes



Después



Medidas previas y posteriores a la plastinación (en mm).

| | LHC | LC | LT |
|---------|------|-----|------|
| Antes | 1200 | 195 | 1395 |
| Después | 1120 | 189 | 1309 |

LHC: longitud hocico-cloaca LC: longitud de la cola LT: Longitud total

Espécimen 4

Género y especie: *Iguana iguana*
Nombre común: Iguana verde

Antes

Después



Medidas previas y posteriores a la plastinación (en mm).

| | LHC | LC | LT |
|---------|-----|-----|-----|
| Antes | 335 | 335 | 670 |
| Después | 280 | 400 | 680 |

LHC: longitud hocico-cloaca LC: longitud de la cola LT: Longitud total

Espécimen 5

Género y especie: *Iguana iguana*
Nombre común: Iguana verde

Antes

Después



Medidas previas y posteriores a la plastinación (en mm).

| | LHC | LC | LT |
|---------|-----|-----|-----|
| Antes | 360 | 350 | 710 |
| Después | 300 | 340 | 640 |

LHC: longitud hocico-cloaca LC: longitud de la cola LT: Longitud total

Espécimen 6

Género y especie: *Phrynosoma orbiculare*
Nombre común: Escorpión común

Antes

Después



Medidas previas y posteriores a la plastinación (en mm).

| | LHC | LC | LT |
|---------|------|------|------|
| Antes | 64.9 | 34.6 | 99.5 |
| Después | 61 | 25 | 86 |

LHC: longitud hocico-cloaca LC: longitud de la cola LT: Longitud total

Espécimen 7

Género y especie: *Phrynosoma orbiculare*
Nombre común: Escorpión común

Antes

Después



Medidas previas y posteriores a la plastinación (en mm).

| | LHC | LC | LT |
|---------|-----|------|-------|
| Antes | 93 | 42.8 | 135.8 |
| Después | 92 | 43 | 135 |

LHC: longitud hocico-cloaca LC: longitud de la cola LT: Longitud total

Espécimen 8

Género y especie: *Sceloporus torquatus*

Nombre común: Lagartija de collar

Antes

Después



Medidas previas y posteriores a la plastinación (en mm).

| | LHC | LC | LT |
|---------|------|------|-------|
| Antes | 64.6 | 92.3 | 156.9 |
| Después | 63 | 90 | 153 |

LHC: longitud hocico-cloaca LC: longitud de la cola LT: Longitud total

Espécimen 9

Género y especie: *Eublepharis macularius*

Nombre común: Gecko leopardo

Antes

Después



Medidas previas y posteriores a la plastinación (en mm).

| | LHC | LC | LT |
|---------|-------|-------|-------|
| Antes | 112.5 | 104.3 | 216.8 |
| Después | 112 | 104 | 216 |

LHC: longitud hocico-cloaca LC: longitud de la cola LT: Longitud total

Espécimen 10

Género y especie: *Barisia imbricata*
Nombre común: Lagarto Alicante

Antes

Después



Medidas previas y posteriores a la plastinación (en mm).

| | LHC | LC | LT |
|---------|-------|----|-------|
| Antes | 122.4 | 96 | 218.4 |
| Después | 122 | 96 | 218 |

LHC: longitud hocico-cloaca LC: longitud de la cola LT: Longitud total

Espécimen 11

Género y especie: *Trachemys scripta elegans*
Nombre común: Tortuga de orejas rojas

Antes

Después



Medidas previas y posteriores a la plastinación (en mm).

| | LRC | ARC | LCC | ACC | LRP | ARP | LCP | ACP |
|---------|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|
| Antes | 195 | 145 | 200 | 190 | 185 | 125 | 185 | 135 |
| Después | 187 | 140 | 203 | 192 | 179 | 126 | 182 | 131 |

LRC: largo recto del caparazón ARC: ancho recto del caparazón LCC: largo curvo del caparazón ACC: largo curvo del caparazón
 LRP: largo recto del plastrón ARP: ancho recto del plastrón LCP: largo curvo del plastrón ACP: ancho curvo del plastrón

Espécimen 12

Género y especie: *Trachemys scripta elegans*

Nombre común: Tortuga de orejas rojas

Antes

Después



Medidas previas y posteriores a la plastinación (en mm).

| | LRC | ARC | LCC | ACC | LRP | ARP | LCP | ACP |
|---------|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|
| Antes | 109 | 87 | 117 | 107 | 108 | 65 | 103 | 75 |
| Después | 107 | 85 | 115 | 105 | 97 | 67 | 95 | 70 |

LRC: largo recto del caparazón ARC: ancho recto del caparazón LCC: largo curvo del caparazón ACC: largo curvo del caparazón
LRP: largo recto del plastrón ARP: ancho recto del plastrón LCP: largo curvo del plastrón ACP: ancho curvo del plastrón

Espécimen 13

Género y especie: *Trachemys scripta scripta*

Nombre común: Tortuga jicotea

Antes

Después



Medidas previas y posteriores a la plastinación (en mm).

| | LRC | ARC | LCC | ACC | LRP | ARP | LCP | ACP |
|---------|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|
| Antes | 129 | 100 | 145 | 120 | 114 | 85 | 115 | 90 |
| Después | 129 | 101 | 145 | 126 | 114 | 83 | 125 | 85 |

LRC: largo recto del caparazón ARC: ancho recto del caparazón LCC: largo curvo del caparazón ACC: largo curvo del caparazón
LRP: largo recto del plastrón ARP: ancho recto del plastrón LCP: largo curvo del plastrón ACP: ancho curvo del plastrón

Espécimen 14

Género y especie: *Trachemys venusta*
Nombre común: Tortuga pavorreal

Antes

Después



Medidas previas y posteriores a la plastinación (en mm).

| | LRC | ARC | LCC | ACC | LRP | ARP | LCP | ACP |
|---------|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|
| Antes | 290 | 208 | 310 | 285 | 260 | 160 | 265 | 170 |
| Después | 280 | 205 | 305 | 280 | 260 | 160 | 265 | 170 |

LRC: largo recto del caparazón ARC: ancho recto del caparazón LCC: largo curvo del caparazón ACC: largo curvo del caparazón
LRP: largo recto del plastrón ARP: ancho recto del plastrón LCP: largo curvo del plastrón ACP: ancho curvo del plastrón

Espécimen 15

Género y especie: *Kinosternon integrum*
Nombre común: Tortuga casquito

Antes

Después



Medidas previas y posteriores a la plastinación (en mm).

| | LRC | ARC | LCC | ACC | LRP | ARP | LCP | ACP |
|---------|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|
| Antes | 119 | 83 | 127 | 115 | 111 | 74 | 115 | 109 |
| Después | 119 | 82 | 125 | 115 | 109 | 67 | 115 | 106 |

LRC: largo recto del caparazón ARC: ancho recto del caparazón LCC: largo curvo del caparazón ACC: largo curvo del caparazón
LRP: largo recto del plastrón ARP: ancho recto del plastrón LCP: largo curvo del plastrón ACP: ancho curvo del plastrón