



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO
INSTITUTO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

**MAESTRÍA EN CIENCIAS ZOOTÉCNICAS Y
SALUD ANIMAL**

TESIS

**ESTUDIO MORFOLÓGICO COMPARATIVO DEL
HIPOTÁLAMO Y LA HIPÓFISIS Y
CONSTRUCCIÓN DE UN MODELO 3-D EN LOS
MURCIÉLAGOS HEMATÓFAGOS *Desmodus
rotundus* y *Diphylla ecaudata***

**Que para obtener el grado de
Maestra en Ciencias Zootécnicas y Salud Animal**

PRESENTA

MVZ María Guadalupe Ramírez Muñoz

Director

Dr. Juan Ocampo López

Codirector

Dr. Armando Zepeda Bastida

Comité tutorial

Dr. Rodrigo Salomón Hernández Aco

Dra. Samantha Jardon Xicotencatl

Dr. Juan Carlos Ángeles Hernández

Ciudad Universitaria Tulancingo, 16 de septiembre de 2025.



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO

Instituto de Ciencias Agropecuarias

School of Forestry and Environmental Studies

Maestría en Ciencias Zootécnicas y Salud Animal

Master's in Zootechnics and Animal Health

Asunto: Autorización de impresión

Mtra. Ojuky del Rocío Islas Maldonado
Directora de Administración Escolar de la UAEH

El Comité Tutorial de la TESIS del programa educativo de posgrado titulado “**Estudio morfológico comparativo del hipotálamo y la hipófisis y construcción de un modelo 3-D en los murciélagos hematófagos *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata***”, realizado por la sustentante, **María Guadalupe Ramírez Muñoz** con número de cuenta **146229** perteneciente al programa de **Maestría en Ciencias Zootécnicas y Salud Animal**, una vez que ha revisado, analizado y evaluado el documento recepcional de acuerdo a lo estipulado en el artículo 110 del reglamento de estudios de posgrado, tiene bien a extender la presente:

AUTORIZACIÓN DE IMPRESIÓN

Por lo que la sustentante deberá cumplir los requisitos del Reglamento de Estudios de Posgrado y con lo establecido en el proceso de grado vigente.

Atentamente

“Amor, Orden y Progreso”

Santiago Tulantepec de Lugo Guerrero, Hidalgo, a 10 de octubre de 2025

El Comité Tutorial


Dr. Juan Ocampo López
Director


Dr. Armando Zepeda Bastida
Codirector


Dr. Rodrigo Salomón Hernández Aco
Asesor


Dra. Samantha Jardon Xicotencatl
Asesor


Dr. Juan Carlos Ángeles Hernández
Asesor



Avenida Universidad #133, Col. San Miguel Huatengo
Santiago Tulantepec de Lugo Guerrero, Hidalgo,
México. C.P. 43775.
Teléfono: 7717172001 Ext. 42104
meczysa@uaeh.edu.mx

AGRADECIMIENTOS

Quiero expresar mi más profundo agradecimiento a todas las personas que hicieron posible la realización de esta tesis.

Agradezco sinceramente a la Secretaría de Ciencia, Humanidades, Tecnología e Innovación (SECIHTI), al Laboratorio de Histología e Histopatología del Área Académica de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo y a la Maestría en Ciencias Zootécnicas y Salud Animal por su apoyo indispensable. Su colaboración y recursos fueron fundamentales para llevar a cabo este proyecto.

Deseo agradecer al Dr. Juan Ocampo López, mi director de tesis, por su constante apoyo, guía y paciencia a lo largo de este proyecto. Su vasto conocimiento y compromiso fueron esenciales para el desarrollo de esta investigación.

Agradezco también al Dr. Armando Zepeda Bastida, mi codirector, por su invaluable asesoramiento y por siempre estar dispuesto a ofrecer sus consejos y sugerencias, lo cual enriqueció notablemente este trabajo.

A mi comité tutorial, conformado por el Dr. Rodrigo Salomón Hernández Aco, la Dra. Samantha Jardon Xicotencatl y el Dr. Juan Carlos Ángeles Hernández, les agradezco profundamente por sus observaciones, críticas constructivas y por su tiempo dedicado a revisar mi trabajo. Sus aportaciones fueron clave para mejorar y perfeccionar esta investigación.

Quiero expresar mi sincero agradecimiento al Dr. José Ignacio Olave Leyva por su invaluable apoyo y sabios consejos durante el desarrollo de esta tesis. Su experiencia y guía fueron fundamentales para alcanzar este logro.

Expreso mi más sincero agradecimiento a la Licenciada en Animación y Arte Digital, América Elizabeth Ocampo Soto, por su invaluable apoyo y colaboración en la realización de este proyecto. Su dedicación y disposición fueron fundamentales para el éxito de este trabajo.

Agradezco también al MVZ. EPO. José Luis Hernández Guzmán por su valioso apoyo y por siempre estar dispuesto a ofrecer su ayuda y conocimiento. Su colaboración fue crucial para la realización de este trabajo.

A todos, mi más sincero agradecimiento.

DEDICATORIA

Dedico esta tesis a mi hija y mis padres que siempre me han apoyado para cumplir mis metas.

A mi hija América Aline, por ser mi mayor inspiración y la luz que guía mi camino. Tu amor, alegría y energía inagotable me impulsan a ser mejor cada día y seguir adelante. Esta tesis es un reflejo del esfuerzo y la dedicación que pongo en todo lo que hago, con la esperanza de ofrecerte un futuro lleno de oportunidades y éxitos.

A mis padres, Sr. Alfredo y Sra. Rosa, por su amor incondicional, su apoyo constante y sus enseñanzas invaluable. Su sacrificio, dedicación y fe en mí han sido el pilar sobre el cual he construido mis logros. Este trabajo es tan suyo como mío, y les dedico con todo mi corazón este esfuerzo y dedicación, agradeciendo siempre su guía y comprensión a lo largo de mi vida.

ÍNDICE

AGRADECIMIENTOS.....	3
DEDICATORIA	5
ÍNDICE	6
ÍNDICE DE FIGURAS	8
ÍNDICE DE TABLAS.....	10
RESUMEN	11
ABSTRACT.....	12
1. INTRODUCCIÓN.....	13
2. MARCO TEÓRICO.....	14
2.1. Características generales de los murciélagos	14
2.2. Murciélagos hematófagos	15
2.2.1. Taxonomía.....	17
2.2.2. Principales características de la subfamilia Desmodontinae.....	17
2.2.3. <i>Desmodus rotundus</i>	19
2.2.4. <i>Diphylla ecaudata</i>	23
2.2.5. Transmisión de la rabia por murciélagos hematófagos	25
2.2.6. Medidas de control para murciélagos.....	26
2.2.7. Sistema endocrino	28
3. JUSTIFICACIÓN.....	35
4. OBJETIVOS.....	36
4.1. Objetivo general	36
4.2. Objetivos específicos.....	36
5. HIPÓTESIS	37
6. METODOLOGÍA	37
6.1. Diseño experimental	37
6.2. Definición espacial y temporal	37
6.3. Obtención de muestras biológicas de hipotálamo e hipófisis	37
6.4. Histotecnología ortopédica - Descalcificación.....	39
6.5. Disección	39

6.6. Procesamiento por el método de inclusión en parafina	41
6.7. Inclusión y corte	42
6.8. Coloración de los cortes obtenidos	44
6.8.1. Método de Hematoxilina y Eosina (H-E):	44
6.8.2. Método de Azul Luxol resistente (modificado de Klüver-Barrera)	46
6.8.3. Método de Holmes - Impregnación argéntica -	46
6.9. Observación, interpretación y análisis de los preparados histológicos	47
6.10. Captura de imágenes	48
6.11. Reconstrucción tridimensional y composición del de los cortes histológicos.	48
6.12. Análisis estadístico	52
7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	54
7.1. Histología	54
7.1.2. Hipotálamo	54
7.1.3. Hipófisis	55
7.2. Modelado 3D del hipotálamo y la hipófisis	66
7.3. Análisis estadístico	77
8. CONCLUSIONES	85
9. REFERENCIAS	87
10. ANEXOS	92
10.1. Dictamen de evaluación emitido por el CICUAL.	92
10.2. Preparación de soluciones	93
10.3. Productos científicos	96

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 Murciélagos hematófagos	16
Figura 2 Distribución generalizada de murciélagos hematófagos	17
Figura 3 Neurorreceptores de la región nasolabial.....	19
Figura 4 <i>Desmodus rotundus</i>	20
Figura 5 <i>Desmodus rotundus</i> . Alimentándose de ganado.....	21
Figura 6 Distribución potencial actual para <i>Desmodus rotundus</i> en América Latina. 22	
Figura 7 <i>Diphylla ecaudata</i>	23
Figura 9 <i>Diphylla ecaudata</i> alimentándose de un ave	25
Figura 9 Distribución de <i>Diphylla ecaudata</i>	25
Figura 10 Esquematización de los núcleos hipotalámicos y sus funciones.....	29
Figura 11 Núcleos y entrada neural hipotalámica.	31
Figura 12 Conexiones hipotálamo-hipófisiario.....	33
Figura 13 Anatomía de la hipófisis	34
Figura 14 Eutanasia	38
Figura 15 Método de descalcificación	39
Figura 16 Corte mediano de cabeza	40
Figura 17 Corte mediano de cabeza. <i>D. ecaudata</i>	41
Figura 18 Procesador automatizado de tejidos	41
Figura 19 Inclusión y corte	44
Figura 20 Pasos para la tinción de Hematoxilina y Eosina.....	45
Figura 21 Método de Azul Luxol resistente	46
Figura 22 Método de Holmes - Impregnación argéntica.....	47
Figura 23 Microscopio compuesto de campo claro.	48
Figura 24 Diseño de imágenes con Sketchbook.	49
Figura 25 Construcción del modelo 3D con el software Blender	50
Figura 26 <i>Software</i> ImageJ, medición de área de núcleos hipotalámicos	51
Figura 27 <i>Software</i> RStudio, análisis de datos de núcleos hipotalámicos de núcleos hipotalámicos	51
Figura 28 Vista panorámica del encéfalo.	56

Figura 29 Hipotálamo e hipófisis.	57
Figura 30 Hipófisis. <i>D. rotundus</i> y <i>D. ecaudata</i>	58
Figura 31 Tallo infundibular y epitelio endodimario. <i>D. rotundus</i> y <i>D. ecaudata</i>	59
Figura 32 Hipófisis de <i>D. rotundus</i> y <i>D. ecaudata</i>	60
Figura 33 Hipotálamo de <i>D. rotundus</i>	62
Figura 34 Hipotálamo e hipófisis en corte longitudinal de <i>D. rotundus</i>	63
Figura 35 Hipotálamo e hipófisis en corte longitudinal de <i>D. ecaudata</i>	64
Figura 36 Hipotálamo en corte transversal de <i>D. ecaudata</i>	66
Figura 37 <i>D. rotundus</i> . Mapeo del hipotálamo y la hipófisis. Corte transversal. Imágenes digitales creadas en Sketchbook.	68
Figura 38 <i>D. rotundus</i> . Mapeo del hipotálamo y la hipófisis. Corte longitudinal. Imágenes digitales creadas en Sketchbook.	69
Figura 39 <i>D. ecaudata</i> . Mapeo del hipotálamo y la hipófisis. Corte longitudinal. Imágenes digitales creadas en Sketchbook.	70
Figura 40 <i>D. ecaudata</i> . Mapeo del hipotálamo y la hipófisis. Corte transversal. Imágenes digitales creadas en Sketchbook.	71
Figura 41 <i>D. rotundus</i> . Mapeo del hipotálamo y la hipófisis. Corte longitudinal. Imágenes digitales creadas en Blender	72
Figura 42 <i>D. rotundus</i> . Mapeo del hipotálamo y la hipófisis. Corte transversal. Imágenes digitales creadas en Blender	75
Figura 43 <i>D. rotundus</i> . Mapeo del hipotálamo y la hipófisis. Corte longitudinal. Imágenes digitales creadas en Blender.	75
Figura 44 <i>D. ecaudata</i> . Mapeo del hipotálamo y la hipófisis. Corte transversal. Imágenes digitales creadas en Blender.	76
Figura 45 <i>D. ecaudata</i> . Mapeo del hipotálamo y la hipófisis. Corte longitudinal. Imágenes digitales creadas en Blender.	76
Figura 46. Núcleos hipotalámicos (Corte longitudinal).	83
Figura 47. Núcleos hipotalámicos (Corte transversal).....	83

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Proceso de inclusión en el <i>histokinette</i>	42
Tabla 2. Las variables del estudio son los núcleos hipotalámicos y su unidad de medida son μm^2 :	53
Tabla 3. Núcleos del hipotálamo de <i>D. rotundus</i> en corte transversal.	72
Tabla 4. Núcleos del hipotálamo de <i>D. rotundus</i> en corte longitudinal.....	80
Tabla 5. Núcleos del hipotálamo de <i>D. ecaudata</i> en corte transversal.....	81
Tabla 6. Núcleos del hipotálamo de <i>D. ecaudata</i> en corte longitudinal.	82

RESUMEN

Los murciélagos hematófagos *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata* son mamíferos cuya importancia radica principalmente en la producción pecuaria y la salud pública, considerando que *Desmodus rotundus* es el principal vector y transmisor del virus de la rabia, que afecta al hombre y a las especies ganaderas. El objetivo de este trabajo es realizar un estudio descriptivo y comparativo de la morfología del hipotálamo y la hipófisis de los murciélagos hematófagos *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata* para el diseño de un modelo tridimensional digital de estas estructuras. De este modo, se contribuirá al conocimiento de la morfología microscópica de *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata*, para así proporcionar información científica que pueda servir como antecedente para investigaciones posteriores encaminadas al entendimiento de la fisiología, biología y ecología de estas especies, con fines de control epidemiológico de las enfermedades que transmiten. Se obtuvieron muestras a partir de 10 sujetos de estudio (6 *Desmodus rotundus* y 4 *Diphylla ecaudata*) que se capturaron en los municipios hidalguenses de Atotonilco el Grande, Tenango de Doria y Jacala de Ledezma. Los sujetos de estudio fueron eutanasiados conforme a la NOM-033-SAG/ZOO-2014, y sus cabezas se procesaron mediante técnicas histológicas que incluyeron fijación en formaldehído, descalcificación e inclusión en parafina para obtener cortes teñidos con H-E, azul luxol resistente o impregnados con el método de Holmes. Las muestras se analizaron mediante microscopía de campo claro y se digitalizaron con *software* ImagePro Express para validar la morfología, identificar y mapear núcleos hipotalámicos, medir áreas con ImageJ, y elaborar ilustraciones anatómicas en *software* Sketchbook, las cuales sirvieron para construir un modelo tridimensional en *software* Blender. Finalmente, los datos fueron sometidos a análisis estadístico utilizando *software* RStudio. Como resultados, se identificaron los núcleos hipotalámicos y las estructuras que constituyen a la hipófisis en los murciélagos hematófagos *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata* y se establecieron diferencias visuales en cuanto al tamaño de los núcleos hipotalámicos y morfología de la hipófisis entre ambas especies. Estadísticamente se obtuvo el coeficiente de variación en un análisis de datos, mostrando que los núcleos hipotalámicos son similares entre individuos de la misma especie.

ABSTRACT

The blood-sucking bats *Desmodus rotundus* and *Diphylla ecaudata* are mammals of great relevance in livestock production and public health, since *D. rotundus* is the primary vector and transmitter of the rabies virus, which affects both humans and livestock species. The objective of this work was to conduct a descriptive and comparative study of the morphology of the hypothalamus and pituitary gland of *D. rotundus* and *D. ecaudata*, with the purpose of designing a three-dimensional digital model of these structures. In this way, the study contributes to the knowledge of the microscopic morphology of these bats, providing scientific information that may serve as a reference for subsequent research focused on understanding the physiology, biology, and ecology of these species, as well as for the epidemiological control of the diseases they transmit. Samples were obtained from 10 study subjects (6 *D. rotundus* and 4 *D. ecaudata*) captured in the municipalities of Atotonilco el Grande, Tenango de Doria, and Jacala de Ledezma, in Hidalgo. The specimens were euthanized in accordance with NOM-033-SAG/ZOO-2014, and their heads were processed using histological techniques, including formaldehyde fixation, decalcification, and paraffin embedding, to obtain sections stained with H-E, Luxol fast blue, or impregnated with the Holmes method. The samples were analyzed by brightfield microscopy and digitized with ImagePro Express software to validate morphology, identify and map hypothalamic nuclei, and measure areas with ImageJ. Anatomical illustrations were created in Sketchbook software and later used to construct a three-dimensional model in Blender. Finally, the data were statistically analyzed using RStudio software. As a result, the hypothalamic nuclei and the structures constituting the pituitary gland were identified in *D. rotundus* and *D. ecaudata*. Visual differences were observed in the size of the hypothalamic nuclei and in pituitary morphology between both species. Statistical analysis, based on the coefficient of variation, demonstrated that hypothalamic nuclei are consistent among individuals of the same species.

1. INTRODUCCIÓN

El estado de Hidalgo es reconocido por su variedad de regiones agroecológicas derivados de la presencia de la sierra Madre Oriental, el Eje Neovolcánico y la Altiplanicie Mexicana, que generan una topografía compleja y, como consecuencia, una variedad importante de ambientes, con una flora y fauna diversa. Hasta el momento se ha comprobado la presencia de al menos 56 especies de murciélagos (Aguilar-López, 2012), entre ellas los murciélagos hematófagos *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata* (Mejenes-López, 2010). Estas especies son de importancia económica y epidemiológica en la transmisión de patógenos, por lo cual se le considera un reservorio de enfermedades infecciosas emergentes, entre ellas la rabia. Considerando que *Desmodus rotundus* es el principal vector y transmisor del virus de la rabia que afecta al hombre y a las especies ganaderas (Romero *et al.*, 2006; SAGARPA, 2011). Este estudio tiene como objetivo describir y comparar la morfología del hipotálamo y la hipófisis en ambas especies, para diseñar un modelo tridimensional digital de sus estructuras. A través de un análisis morfológico y la utilización de herramientas digitales, se busca proporcionar información científica que sirva como base para futuras investigaciones sobre la fisiología, biología y ecología de estos mamíferos, pudiendo contribuir al control epidemiológico de las enfermedades que transmiten. En este sentido, en la actualidad existe información limitada respecto a la morfología microscópica acerca del hipotálamo y la hipófisis de estas especies, la cual es importante como antecedente para investigaciones posteriores sobre el funcionamiento biológico y para mejorar los métodos diagnósticos. Este estudio proporciona conocimiento importante sobre estas especies de murciélagos, además de ofrecer una herramienta digital tridimensional que puede ser de gran utilidad para futuras investigaciones en biología, salud pública y control epidemiológico.

2. MARCO TEÓRICO

2.1. Características generales de los murciélagos

Los murciélagos están ampliamente distribuidos y son muy diversos en su morfología, biología y ecología. Estos mamíferos son clasificados de acuerdo con el sistema de Miller (1907), abarcando 21 familias, 236 géneros y 1400 especies en el mundo, con excepción de que no habitan en la Antártida en México se encuentran al menos 140 especies de murciélagos; sin embargo, esta clasificación cambia constantemente a medida que se describen nuevas especies (Neuweiler, 2000; Romero *et al.*, 2006; Simmons *et al.*, 2024). A pesar de esta notable diversidad y riqueza biológica, la percepción pública sobre los murciélagos continúa siendo negativa. Aunque existe bastante información, sin embargo, falta difusión positiva acerca de su importancia biológica, lo que, aunado a la mala reputación adquirida por la cultura popular relacionada con la existencia de vampiros, han sido estigmatizados y considerados un problema, favoreciendo así la destrucción de sus poblaciones (Romero-Almaráz *et al.*, 2006).

Los murciélagos están clasificados como el segundo orden de mamíferos más rico en especies y representan el 25% de todas las especies de mamíferos en el mundo, solo superado por los roedores (Rodríguez-San *et al.*, 2014), con más de 2,600 especies (Burgin *et al.*, 2018). Existen notables diferencias en sus hábitos alimenticios, ya que hay especies frugívoras y nectarívoras con gran importancia ecológica, al ser dispersores de semillas, polinizadores y reguladores de diversas poblaciones de artrópodos (Kunz *et al.* 2011). Además, hay también especies carnívoras, piscívoras, omnívoras y hematófagas (Romero-Almaráz *et al.*, 2006).

Aunque los murciélagos son parte fundamental de los ecosistemas, son también una fuente frecuente de propagación de patógenos tanto para humanos como para el ganado, ya que se les consideran reservorios de enfermedades infecciosas emergentes (Escobar *et al.*, 2015), debido a que poseen gran resistencia o control de muchas infecciones (O'Shea *et al.*, 2014). Por otra parte, las actividades humanas han

modificado el medioambiente de tal manera que han aumentado las posibilidades de contacto con dichas especies y, en consecuencia, la diseminación de enfermedades transmitidas por murciélagos hacia las personas (Corrêa *et al.*, 2014). La transmisión de enfermedades se da a través de la saliva de los murciélagos al morder, o bien, por medio de las heces, por contacto directo durante la alimentación o por contaminación ambiental (Bergner *et al.*, 2021).

2.2. Murciélagos hematófagos

Los murciélagos hematófagos son aquellos que se han adaptado evolutivamente para nutrirse de sangre (Zepeda Mendoza *et al.*, 2018); incluyen tres especies: *Desmodus rotundus*, *Diaemus youngii* y *Diphylla ecaudata* (**Fig. 1**); los dos primeros se alimentan mayoritariamente de la sangre de mamíferos domésticos y silvestres, y ocasionalmente de la sangre de seres humanos, aves y reptiles (Romero *et al.*, 2006; Brown y Escobar, 2023); el tercero, *Diphylla ecaudata*, se alimenta exclusivamente de la sangre de aves (Romero *et al.*, 2006).

Las tres especies han sido involucradas en la transmisión del virus de la rabia, aunque la evidencia disponible indica que solo *Desmodus rotundus* es el más significativo en este aspecto (Siles *et al.*, 2003). Estos murciélagos tienen un comportamiento único y adaptaciones anatómicas importantes (dientes incisivos aplanados, con filo agudo, que emplean para cortar la piel y permitir el sangrado de la herida) que favorecen sus hábitos y tipo de alimentación (Romero-Almaráz *et al.*, 2006).

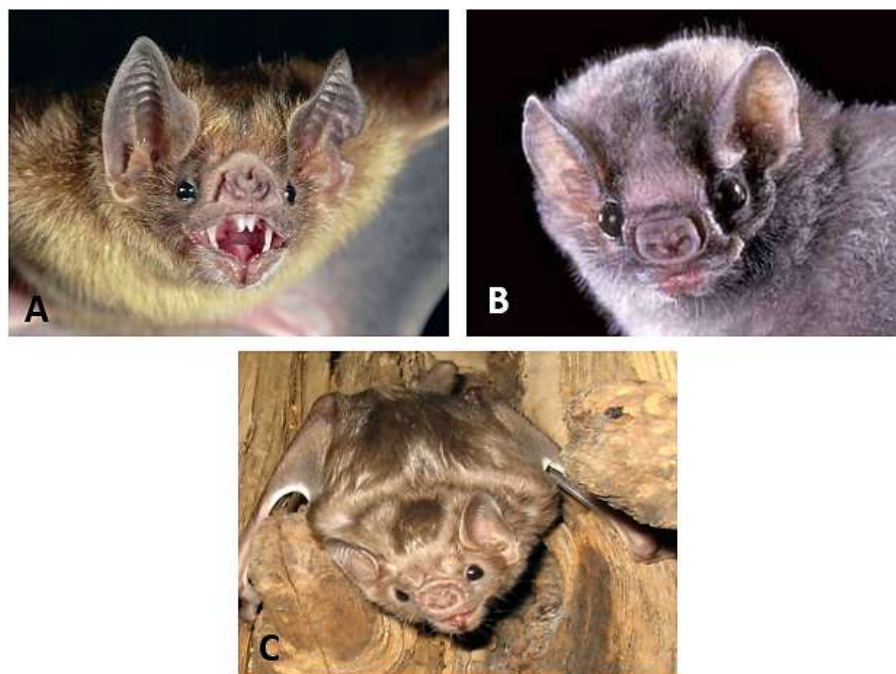


Figura 1. Murciélagos hematófagos. A. *Desmodus rotundus* (Fogden, 2008; foto tomada de <http://animals.nationalgeographic.com>); B. *Diphylla ecaudata* (Tuttle, 1993; Foto tomada de <http://www.batcon.org>) y C. *Diaemus youngi* (Foto de G. Carter®).

Geográficamente los murciélagos hematófagos se encuentran solamente en América Latina, en la región comprendida entre México y hasta el centro de Chile y el sur de Uruguay (**Fig. 2**) (Juárez y Rojas, 2012). Los murciélagos hematófagos tienen una tolerancia térmica limitada: no habitan zonas donde la temperatura del mes más frío baja de 10 °C y puede ser letal si se exponen a temperaturas entre 37 y 38 °C. Esta sensibilidad influye en su distribución geográfica (Corrêa et al., 2014)



Figura 2. Distribución generalizada de murciélagos hematófagos (Geoffroy, 1810) modificado de: <https://www.lifeder.com/murcielago-vampiro/>

2.2.1. Taxonomía

Los murciélagos *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata*, según Geoffroy (1810) pertenecen al reino Animalia, *phylum* Chordata, clase Mammalia, orden Chiroptera, familia Phyllostomidae, subfamilia Desmodontinae (GBIF, 2022). *Desmodus rotundus* pertenece a la tribu Desmodontini, género *Desmodus* y su nombre común es murciélago vampiro o vampiro común (GBIF, 2022). *Diphylla ecaudata* pertenece a la tribu Diphyllini, género *Diphylla* y su nombre común es vampiro o murciélago vampiro de patas peludas (GBIF, 2022).

2.2.2. Principales características de la subfamilia Desmodontinae

La subfamilia Desmodontinae posee adaptaciones morfológicas y fisiológicas clave para su estilo de vida que la distinguen de otras familias de murciélagos neotropicales, tales como la presencia de un apéndice nasal rudimentario, de estructura discoidal en

forma de herradura, ausencia de cola y uropatagio rudimentario. Las piernas, antebrazos y pulgares son largos, siendo estos últimos engrosados y usados como pies para andar, saltar o escalar de forma cuadrúpeda. Las almohadillas en los pulgares pueden estar o no presentes (Corrêa *et al.*, 2015). Presentan cambios craneofaciales que incluyen el labio inferior con un surco, incisivos y caninos afilados, la lengua presenta un surco que permite que la sangre fluya por capilaridad hacia el interior de la cavidad bucal y capacidad de detección infrarroja, para la identificación de vasos sanguíneos fácilmente accesibles en presas (Zepeda *et al.*, 2018).

Las especies de murciélagos hematófagos presentan una especialización evolutiva para consumir un tipo único de alimento, lo cual requiere adaptaciones morfofisiológicas, lo que representa un gran reto, con una dieta hematófaga baja en vitaminas, lípidos y glucosa, y alta en niveles de sales. La sangre contiene mucho hierro unido a la hemoglobina, lo que puede ser nocivo en grandes cantidades (Zepeda *et al.*, 2018).

En este orden, el estómago, los intestinos y los riñones son especializados en la absorción y procesamiento de la dieta. El sistema digestivo de un murciélago hematófago absorbe rápidamente el plasma sanguíneo, que posteriormente pasa a los riñones y después a la vejiga. De esta manera, en aproximadamente dos minutos después de la ingestión de alimento, el murciélago orina, evitando sobrecargar al sistema urinario (Corrêa *et al.*, 2015). El alto contenido de proteínas en su dieta ha generado adaptaciones en los riñones como una alta tasa de filtración glomerular y excreción efectiva de urea. Además, el sistema digestivo cuenta con un microbioma inusual, es decir, que la comunidad de microorganismos que habitan su tracto digestivo lo ayudan a digerir la sangre y a producir sustancias antivirales (Zepeda *et al.*, 2018). Los murciélagos hematófagos, como la gran mayoría de los murciélagos, tienen hábitos nocturnos y salen de noche para alimentarse, después de oscurecer totalmente, evitando incluso las horas con luz de luna. Generalmente prefieren las primeras horas de la noche, pero cuando hay luz de luna salen más tarde, hasta las primeras horas de la madrugada. Es importante mencionar que estas especies no

pueden sobrevivir por más de dos días sin alimentarse, al ser animales especializados en un único tipo de alimento (Corrêa *et al.*, 2015). Además, presentan unos neurorreceptores localizados en la región nasolabial que le brindan una alta sensibilidad para encontrar las pulsaciones arteriales de un animal (y por lo tanto las venas superficiales asociadas), siendo éste un lugar apropiado para efectuar la mordedura que les proveerá de su alimento (**Fig. 3**) (Ramírez *et al.*, 2013).

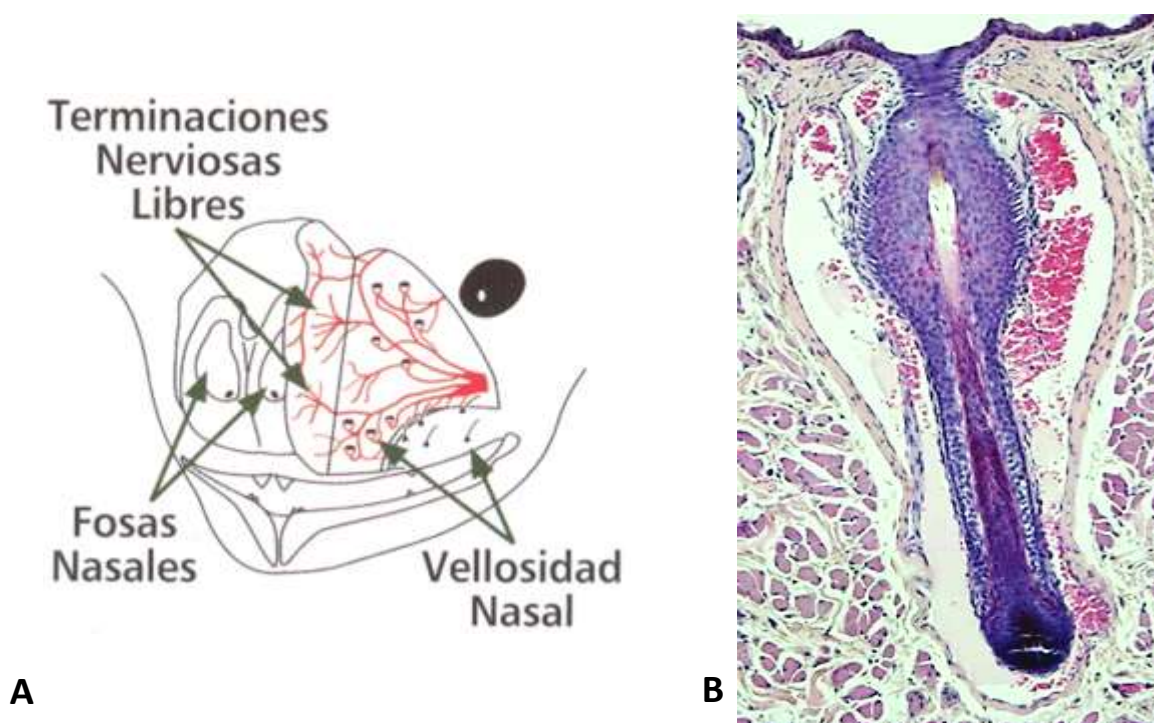


Figura 3. Neurorreceptores de *Desmodus rotundus*. **A.** Neurorreceptores de la región nasolabial (Jimenez y Torres, 2006). **B.** Neurorreceptor. H-E. 100X (Ramírez *et al.*, 2016).

2.2.3. *Desmodus rotundus*

El murciélago *Desmodus rotundus* (**Fig. 4**), fue identificado por primera vez en México en 1943 (Loza-Rubio *et al.*, 1999). Este mamífero tiene un gran impacto económico,

ya que provoca grandes pérdidas de ganado y depreciación de las pieles por las lesiones que provocan en ellas (Jiménez y De la Torre, 2006), disminuye la productividad al causar anemia, infecciones secundarias en las heridas, oclusión de canales galactóforos en fase de lactación, entre otras (Corrêa *et al.*, 2014).



Figura 4. A. *Desmodus rotundus* (Morim, 2020). B. *Desmodus rotundus*, colgado de una cueva (Aguilar, 2024).

2.2.3.1. Características morfológicas

Es un murciélago que posee un tamaño mediano con dorso gris pálido o gris negruzco en jóvenes, y de café a rojizo en adultos; vientre blanquecino con pelo corto, denso y suave, además de una hoja nasal rudimentaria; ojos grandes, orejas pequeñas y puntiagudas. Tiene un labio inferior en forma de “V”, ausencia de cola y el pulgar está bien diferenciado con tres cojinetes. Su fórmula dentaria es: $2 (I \ 1/2, C \ 1/1, P \ 2/3, M \ 0/0) = 20$, donde los incisivos superiores están bien desarrollados, con el extremo distal en forma de cincel, colocados entre los largos y puntiagudos caninos, por lo que las cúspides de los incisivos se acomodan en los canales el labio interno de la mandíbula,

atrás de los incisivos inferiores. En cuanto a los premolares, son estrechos de borde afilado, y molares ausentes o rudimentarios (Romero-Almaraz *et al.*, 2006).

2.2.3.2. Alimentación

Los murciélagos vampiros se alimentan de sangre de diferentes mamíferos, en particular de ganado vacuno (**Fig. 5**). La alimentación puede durar hasta 25 minutos, pero los murciélagos lamen la sangre activamente por 12 o 13 minutos, porque hay ciertas pausas durante el proceso. Un murciélago ingiere cerca de 15 mL de sangre y al mismo tiempo que se alimenta también elimina orina; además de la adaptación fisiológica que representa esta acción (como se mencionó anteriormente), esta actividad también funciona como marcaje, lo que le permite localizar a su presa fácilmente al siguiente día (Romero-Almaraz *et al.*, 2006).



Figura 5. Murciélago vampiro (*Desmodus rotundus*) alimentándose de un bovino durante la noche (Ramos, 2018).

Cuando un integrante de la colonia no puede encontrar alimento, alguno de los demás lo alimenta regurgitando la sangre. Esto ocurre de manera rutinaria entre la madre y la cría, aunque también sucede entre hembras e incluso entre machos adultos sin ningún parentesco (Romero-Almaraz *et al.*, 2006).

2.2.3.3. Distribución

D. rotundus es el murciélago hematófago más abundante en México, Centro y Sudamérica, su distribución geográfica se extiende desde el norte de México hasta la región central de Argentina, abarcando las costas del Atlántico y del Pacífico (Romero-Almaraz *et al.*, 2006) (**Fig. 6**).

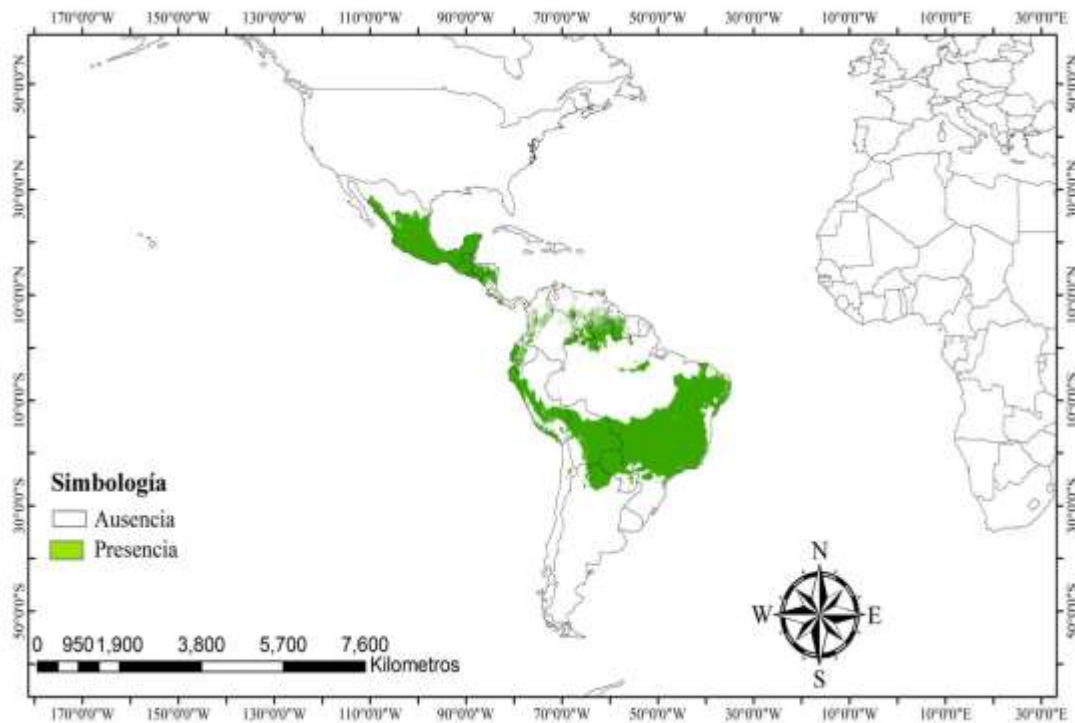


Figura 6. Distribución potencial actual para *Desmodus rotundus* en América Latina (Olave, 2024).

2.2.4. *Diphylla ecaudata*

Esta especie (**Fig. 7**) es relativamente rara y no causa grandes daños económicos. Se considera que es poco frecuente y sus poblaciones son de tamaño pequeño, de 3 a 12 individuos, aunque se han registrado colonias de hasta 50 a 70 ejemplares (Corrêa *et al.*, 2015). Por esta razón se sabe muy poco sobre el comportamiento social de estos murciélagos (Elizalde-Arellano *et al.*, 2007). Su alimentación es exclusiva de la sangre de aves; no es muy ágil para caminar en superficies planas (Siles *et al.*, 2003).

2.2.4.1. Características morfológicas

Es un murciélago con pelaje dorsal largo, sedoso y de color café con base clara, con un peso de 24 a 42 g, orejas más cortas y redondeadas en comparación con *Desmodus rotundus*; de igual forma, el pulgar es más corto con cojinetes reducidos y ojos muy grandes y redondos. El calcáneo es corto y los miembros pelvianos cubiertos con pelo son una característica notable que se resalta en su nombre común. Su fórmula dentaria es $2 (I\ 2/2, C\ 1/1, P\ 1/2, M\ 2/2) = 26$ (Neuweiler, 2000).



Figura 7. A. *Diphylla ecaudata* (Delmer, 2016). B. *Diphylla ecaudata*, colgados de una cueva (Cernawsky, 2024).

2.2.4.2. Alimentación

Es el más especializado de los murciélagos hematófagos, ya que se alimenta exclusivamente de la sangre de aves mientras ellas duermen en los árboles (**Fig. 8**), por esta razón no tiene importancia epidemiológica en comparación con *D. rotundus*, puede ingerir de 4.3 a 13.1 mL, lo cual genera efecto en su masa corporal variando según el estado alimentario; tarda en alimentarse entre 10 y 40 minutos (Elizalde-Arellano, 2003; Elizalde-Arellano *et al.*, 2007; Romero *et al.*, 2006). Las aves son mordidas en la cloaca, tarsos y falanges, variando esto según el tipo de presa. El tamaño de la mordedura y la frecuencia de la actividad hematófaga sobre la misma ave pueden causar mortalidad (Corrêa *et al.*, 2015). Al igual que *D. rotundus*, también alimentan por regurgitación de sangre a aquellos murciélagos que no pudieron salir a alimentarse, este tipo de alimentación puede durar alrededor de 30 minutos (Elizalde-Arellano *et al.*, 2007).

2.2.4.3 Distribución

Esta especie habita en bosques tropicales, cuevas y en las minas abandonadas, a altitudes que van desde 0 hasta 1400 metros sobre el nivel del mar, con temperaturas entre los 23 y 24 °C, aunque se han encontrado reportes de hasta 35 °C. Tiene una distribución tropical, en México desde el sur de Tamaulipas a través del Golfo de México, estados ribereños y continúa por Centro y Sudamérica hasta la parte central de Brasil (Magaña-Cota *et al.*, 2010). Nuevos reportes han demostrado la presencia a partir del sur de Texas, así como una abundancia en la región amazónica, tolerando climas de temperaturas promedio entre 10 y 35 °C (**Fig. 9**) (Corrêa *et al.*, 2015).



Figura 8. *Diphylla ecaudata* alimentándose de un ave (Moreno, 2008).



Figura 9. Distribución de *Diphylla ecaudata* (Modificado de Corrêa *et al.*, 2015).

2.2.5. Transmisión de la rabia por murciélagos hematófagos

De las tres especies en cuestión, destaca la importancia epidemiológica de *Desmodus rotundus* por ser importante en la producción pecuaria y en la salud pública, ya que pueden provocar pérdidas económicas importantes. *Desmodus rotundus* es el transmisor principal del virus rábico a las especies ganaderas y también al ser humano, debido a sus hábitos alimenticios (Jiménez, 2006).

Diphylla ecaudata es considerada la segunda especie en importancia, tanto en número de individuos como en distribución. Es relativamente rara y no causa grandes daños económicos (Corrêa Scheffer K, *et al.*, 2015).

La rabia es una zoonosis viral que afecta a todos los mamíferos, sean estos domésticos o salvajes, inclusive al hombre, y se transmite a través del contacto con la saliva infectada por medio de mordeduras, arañazos, lamedura de mucosas o de piel lesionada, o aspiración de concentraciones elevadas de virus rábico. Este virus posee una alta eficiencia de transmisión debido a que el tiempo de incubación es variable,

algunas veces permite a los murciélagos vectores dispersarse, migrar y tener contacto con otros individuos (Barton *et al.*, 2010).

El 11 de noviembre de 2019, México se convirtió en el primer país del mundo en recibir la validación por parte de la Organización Mundial de la Salud (OMS) por haber eliminado la rabia transmitida por el perro como problema de salud pública. Sin embargo, en los últimos años, la rabia en humanos y animales domésticos transmitida por animales silvestres adquiere mayor importancia, siendo el murciélago hematófago (*Desmodus rotundus*) el transmisor principal (Organización Panamericana de la Salud, 2023).

Los murciélagos son uno de los grupos más importantes a nivel ecológico que actualmente se enfrenta a graves problemas por la falta de conocimiento sobre su diversidad, morfología y el papel fundamental que desempeñan en sus hábitats (Zárate-Martínez *et al.*, 2012). Por otro lado, se ha demostrado que en ocasiones las cuevas y cavernas albergan a varias especies de murciélagos, por lo cual es probable que este fenómeno permita también la circulación de un virus determinado entre distintas especies con hábitos y comportamientos diferentes (Aguilar y Aréchiga, 2011).

2.2.6. Medidas de control para murciélagos

Debido a las características de convivencia de los murciélagos, es de suma importancia realizar de manera correcta las estrategias de control de las poblaciones de *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata*. Campañas previas de erradicación de vampiros promovían la destrucción de los lugares de refugio, dinamitándolos o empleando gases tóxicos, sin considerar que en el mismo sitio viven especies benéficas que son afectadas, y sin que necesariamente se lograra controlar a las poblaciones de vampiros (Romero-Almaraz *et al.*, 2006).

Posteriormente, se implementó el uso de warfarina, un anticoagulante sistémico, en forma de pasta. Esta se aplica en el dorso de los murciélagos capturados, los cuales eran liberados nuevamente. Al regresar a sus refugios, los demás ejemplares de su colonia los acicalan ingiriendo la pasta con warfarina durante el lamido y, en consecuencia, envenenándose. Esto genera una reducción poblacional de estas especies reservorio (López Castillo, 2012). Una limitación de este método radica en el posible impacto negativo sobre otras especies de murciélagos. Como alternativa, se ha propuesto administrar al ganado en riesgo un fármaco con warfarina, de modo que el murciélago ingiera el anticoagulante al alimentarse. No obstante, esta estrategia implica elevados costos y actualmente no se utiliza en México (Olave, 2024).

Se pretende que esta investigación contribuya a tener una actitud más asertiva hacia los murciélagos, así como promover un control más racional de la rabia sin causar un impacto ecológico, en el entendido de la estrecha convivencia que existe entre diversas especies de murciélagos no dañinas. En este contexto, es importante conocer más a estos animales para evitar condiciones que podrían conducir a su extinción. Por otra parte, se pretende que este estudio también sirva como referencia para trabajos posteriores sobre estos mamíferos a biólogos, veterinarios y otros profesionales interesados en el tema, ya que estas especies han sido poco estudiadas en cuanto a su anatomía microscópica (Romero-Almaraz *et al.*, 2006).

El control de especies reservorio como *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata* requiere profundizar en su biología para evitar impactos ecológicos y comprender su tolerancia a patógenos. En este contexto, el estudio morfológico del sistema endocrino es clave, ya que regula funciones fisiológicas vinculadas a la inmunidad, el metabolismo y la adaptación al entorno (Romero-Almaraz *et al.*, 2006; Villa-Ramírez, 1976; Olave, 2024).

2.2.7. Sistema endocrino

El sistema endocrino permite la coordinación y regulación de los procesos fisiológicos a través de hormonas o mensajeros químicos, sintetizados por órganos endocrinos específicos, transportados por el sistema vascular y capaces de actuar sobre órganos diana distantes, a bajas concentraciones; en este orden, participan en el control del metabolismo, crecimiento, sueño, ritmos circadianos y la reproducción, entre otras actividades fisiológicas (Greco y Stabenfeldt, 2014).

Los órganos responsables del control endocrino son el hipotálamo y la hipófisis. El hipotálamo se encarga de coordinar la hipófisis, a través de la secreción de péptidos y aminas que actúan sobre la hipófisis para que esta produzca y/o libere hormonas trópicas, las cuales influyen a su vez en otros órganos diana específicos para producir y/o liberar hormonas, con efecto directo en el organismo. Las funciones específicas que cumplen el hipotálamo y la hipófisis son el control de la reproducción, regulación del apetito y la temperatura, así como la integración de la actividad del sistema nervioso autónomo (Cunningham, 2017).

2.2.7.1. Hipotálamo

El hipotálamo es un área del diencefalo que forma el suelo y parte de las paredes laterales del tercer ventrículo y que incluye al quiasma óptico, el *tuber cinereum*, los cuerpos mamilares y la eminencia media (Cunningham, 2017). El hipotálamo contiene neuronas neuropeptidérgicas hipotalámicas especializadas, que integran y regulan las funciones vitales del cuerpo para mantener la homeostasis (Hajdarovic, 2022). Los grupos de neuronas del hipotálamo se denominan núcleos grises (**Fig. 10**) (Banks, 1996).

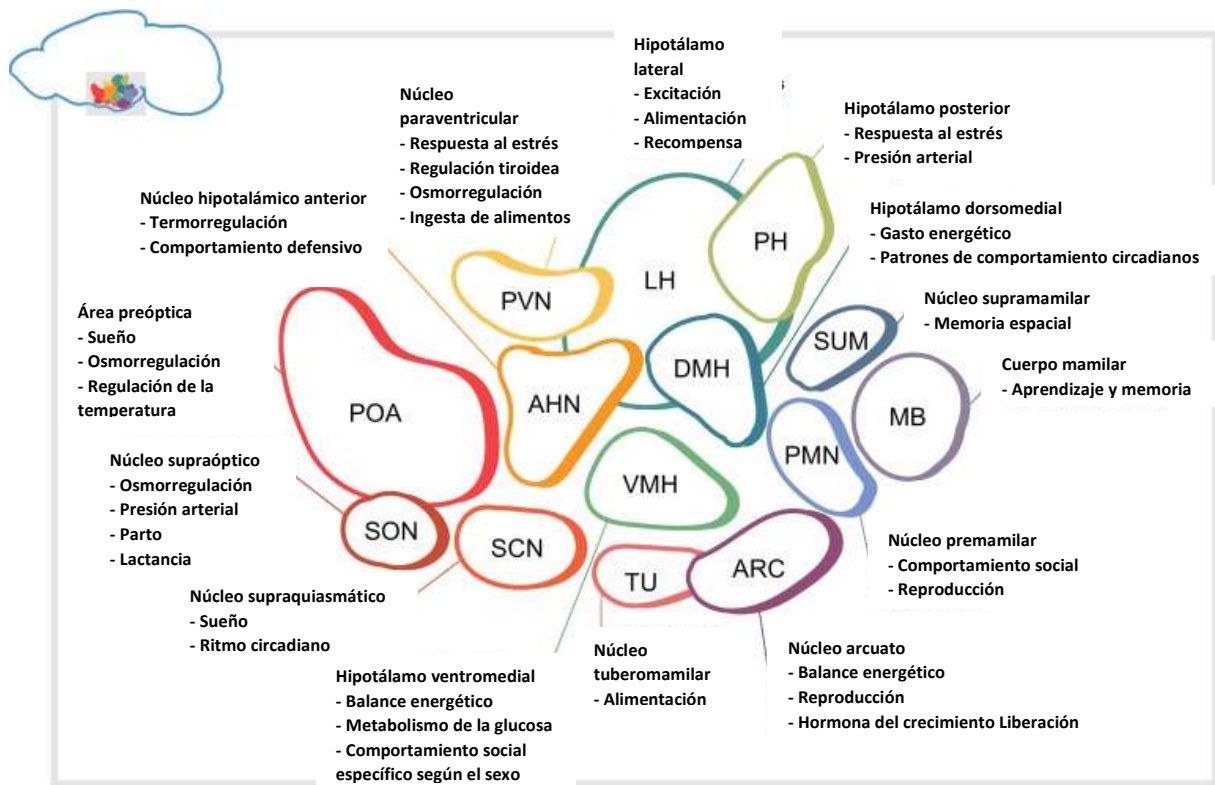


Figura 10. Esquematación de los núcleos hipotalámicos y sus funciones de ratón (Hajdarovic, 2022). Trends in Neurosciences

La entrada neural aferente a las neuronas hipotalámicas (neuronas magnocelulares) (**Fig. 11**) proviene de muchas regiones rostrales, que reciben señales que reflejan el estado del medio ambiente interno y externo del cuerpo y responden con señales al sistema endocrino y la porción autónoma del sistema nervioso (Geneser, 2005). En la región circunventricular la barrera hematoencefálica se adhiere a las señales iónicas y moleculares en la sangre. Este aporte combinado del sistema nervioso y el sistema vascular proporciona la base tanto para un sistema de retroalimentación hormonal como para la integración neuroendocrina (Banks, 1996).

En mamíferos, la organización anatómica del hipotálamo y la hipófisis ha sido ampliamente documentada; no obstante, en especies no convencionales como los

murciélagos hematófagos, los antecedentes morfológicos son limitados pero fundamentales para comprender sus posibles adaptaciones neuroendocrinas. Bhatnagar (1988) llevó a cabo una caracterización neuroanatómica del hipotálamo en varias especies de quirópteros, incluyendo *Desmodus rotundus*. Aunque su estudio se centró en aspectos funcionales, proporciona información morfológica relevante sobre la disposición de algunos núcleos hipotalámicos en murciélagos con dietas especializadas.

En contraste, para *Diphylla ecaudata* no se han encontrado referencias específicas que describan la morfología del hipotálamo ni de la hipófisis, lo que evidencia una importante brecha en el conocimiento morfológico de esta especie. Los antecedentes disponibles permiten establecer una base comparativa para el análisis morfológico de estas estructuras en *Desmodus rotundus*, y subrayan la necesidad de caracterizar con mayor precisión el hipotálamo y la hipófisis en ambas especies, considerando sus posibles implicaciones en la fisiología adaptativa asociada a su alimentación (Bhatnagar, 1988).

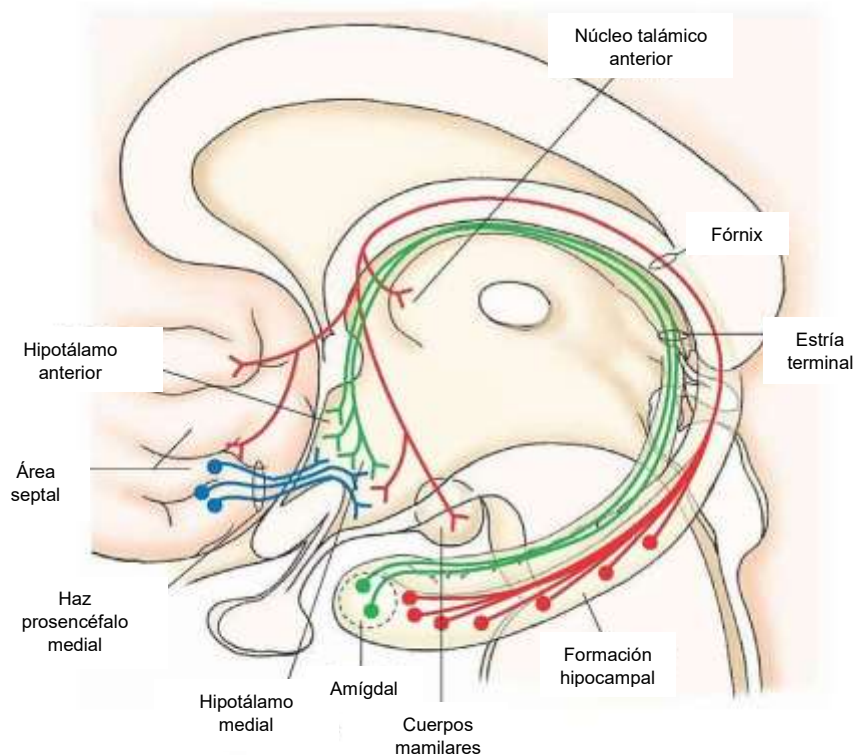


Figura 11. Núcleos y entrada neural hipotalámica. Recuperado de: https://Archivo:Medial_Forebrain_Bundle.jpg

2.2.7.2. Conexiones hipotálamo-hipófisis

El hipotálamo se conecta con la adenohipófisis por medio de un complejo sistema vascular denominado sistema portal hipotálamo-hipofisario (**Fig. 12**). En este sistema, el flujo de sangre va del hipotálamo a la hipófisis, lo que permite que los factores liberados en la eminencia media lleguen con facilidad a las células adenohipofisarias. La vascularización del sistema procede de la arteria hipofisiaria superior, rama de la arteria carótida interna, que da origen a una compleja red de capilares que se distribuyen por toda la adenohipófisis, asimismo, esta red de capilares sirve también para recoger las hormonas producidas por la adenohipófisis y llevarlas por medio de las venas hipofisiarias anteriores, a la circulación general (Tresguerres, 2005).

A diferencia de lo que ocurre con la adenohipófisis, no existe una conexión vascular directa entre la neurohipófisis y el hipotálamo. La neurohipófisis recibe su vascularización desde las arterias hipofisarias inferiores de la adenohipófisis, que dan origen también a un plexo capilar denominado plexo infundibular. Las hormonas secretadas desde la neurohipófisis son liberadas a este plexo, pasando seguidamente a las venas hipofisarias posteriores para su distribución a los tejidos. De esta forma, se establece una conexión vascular entre adenohipófisis y neurohipófisis (Tresguerres, 2005).

Desde el punto de vista funcional, las conexiones hipotálamo-neurohipófisis son fundamentalmente de tipo nervioso. La neurohipófisis está constituida por los axones no mielinizados de neuronas cuyos somas se localizan en el hipotálamo, por lo que, aunque anatómicamente la neurohipófisis está separada del hipotálamo, funcionalmente ha de considerarse como parte de éste. La mayor parte de estas neuronas presentan somas de gran tamaño, por lo que reciben el nombre de neuronas magnocelulares. Un segundo grupo de neuronas, localizadas únicamente en el núcleo paraventricular, presenta somas de menor tamaño, por lo que estas neuronas reciben el nombre de neuronas parvocelulares. Los axones de las neuronas magnocelulares atraviesan la eminencia media, conforman el infundíbulo y terminan en la porción nerviosa, donde se localizan sus botones terminales. En el caso de las neuronas parvocelulares, sus axones forman también parte del haz hipotálamo-hipofisario, pero no alcanzan la neurohipófisis, sino que terminan en la eminencia media (Tresguerres, 2005). Los axones referidos provienen de los núcleos supraóptico y paraventricular del hipotálamo, constituyendo así, la conexión nerviosa llamada tracto o eje hipotálamo-hipofisario (**Fig. 12**) (Banks, 1996).

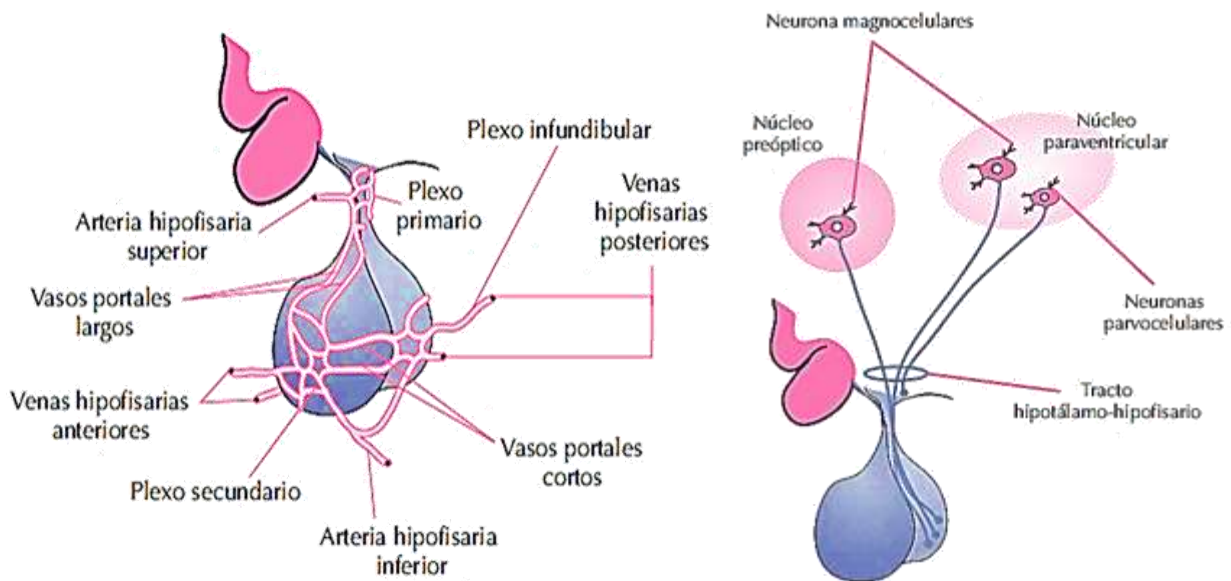


Figura 12. Conexiones hipotálamo-hipofisiario (Tresguerres, 2005).

2.2.7.3. Hipófisis

La hipófisis es una glándula endocrina que produce varias hormonas que tienen importantes funciones en la regulación del metabolismo, crecimiento y reproducción (Fawcett, 1995). La hipófisis de los murciélagos presenta una morfología alargada, con dimensiones aproximadas de 925 μm por 480 μm (Bhatnagar, 1988). Se localiza por debajo del tálamo, en relación con el hipotálamo, al que se une mediante el tallo hipofisiario, y se asienta en la fosa hipofisiaria del hueso basiesfenoides (Banks, 1996). Está estrechamente relacionada con el sistema nervioso central a través del hipotálamo, con el que establece relaciones anatómicas y funcionales (Cunningham, 2017), de modo que la secreción de la hipófisis está controlada por el hipotálamo, que a su vez está bajo la influencia del estímulo nervioso de los centros superiores del sistema nervioso central, de la mano de una retroalimentación de los niveles de las hormonas circulantes producidas por las glándulas dependientes de la secreción hipofisiaria (Young y Heath, 2000).

La glándula hipófisis está conformada por dos partes distintas: a) la adenohipófisis (antes lóbulo anterior), que incluye una parte tuberal (*pars tuberalis*), una parte intermedia (*pars intermedialis*) y una parte distal (*pars distalis*), asimismo, está constituida por endocrinocitos basófilos y acidófilos (Geneser, 2005); y b) la neurohipófisis (antes lóbulo posterior) que incluye la eminencia media, el tallo infundibular y el proceso infundibular; elementos conformados por fibras nerviosas amielínicas (derivadas del hipotálamo como se mencionó anteriormente), asociadas con los pituicitos, un tipo especial de neuroglia (Banks, 1996). Rodeando a la glándula se encuentra una cápsula de tejido conectivo colágeno denso irregular, común a la duramadre y al diafragma de la cavidad hipofisiaria (**Fig. 13**) (Dyce, 2012).

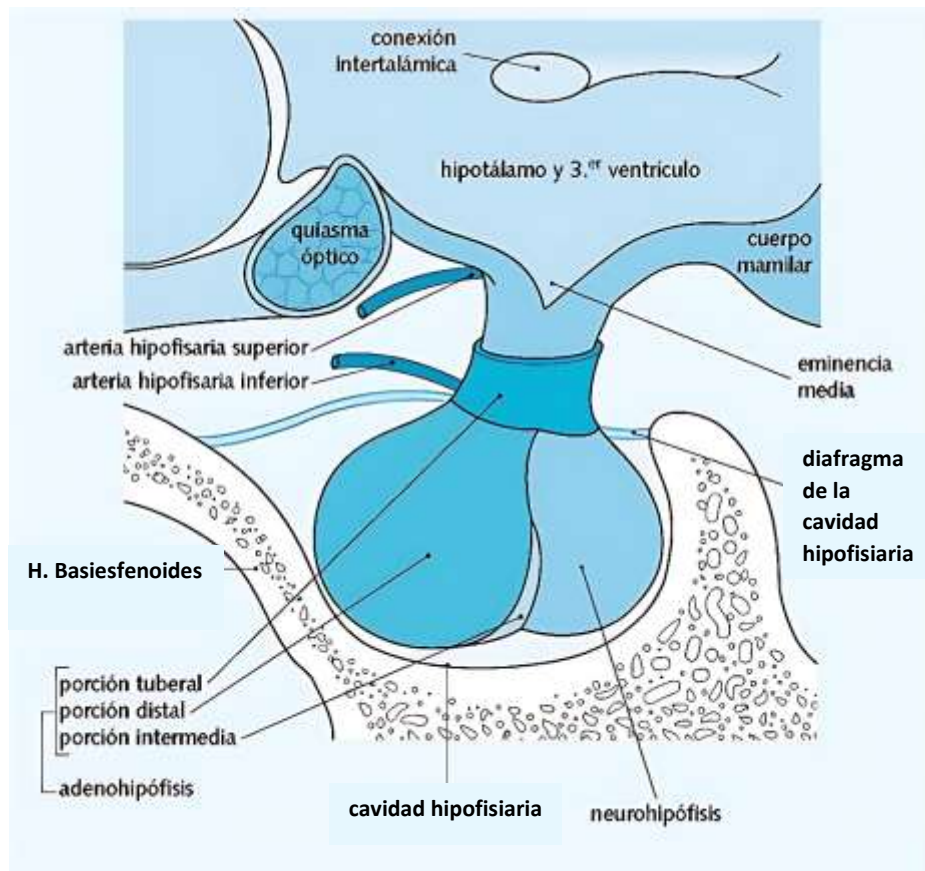


Figura 13. Anatomía de la hipófisis de humano (Tresguerres, 2005).

3. JUSTIFICACIÓN

El conocimiento de los aspectos de la biología básica, morfología y fisiología del sistema neuroendocrino, particularmente del hipotálamo y la hipófisis, es importante ya que estas estructuras son claves en el control hormonal de las funciones de los murciélagos hematófagos (Arias Ortiz, 2018). En este contexto, en el presente estudio se llevó a cabo la descripción morfológica del hipotálamo y la hipófisis, así como la construcción de un modelo tridimensional de dichas estructuras en *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata*. Estas especies, al igual que otros quirópteros, presentan características peculiares en su sistema endocrino que les permiten mantener un control metabólico adecuado (Arias Ortiz, 2018).

Esta aproximación adquiere mayor relevancia si se considera que *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata* no solo poseen adaptaciones fisiológicas singulares, sino que también han sido identificados como potenciales transmisores de agentes zoonóticos, siendo *D. rotundus* el principal vector del virus de la rabia en el ganado doméstico (Romero *et al.*, 2006; SAGARPA, 2011). Además, actualmente se ha demostrado que diversas especies de quirópteros son un vector potencial de otras familias de virus zoonóticos como Herpeviridae, Coronaviridae, Reoviridae, Astroviridae y Picornaviridae (Bergner *et al.*, 2021). Por tanto, comprender la organización neuroendocrina de estos murciélagos no solo contribuye al conocimiento anatómico y funcional, sino que también puede ofrecer claves sobre su papel en la ecología de enfermedades emergentes y en la interacción patógeno-hospedador (Aguilar *et al.*, 2024).

Esta condición obliga a un control poblacional de especies como *Desmodus rotundus*, sin embargo, este control se debe conducir de forma prudente y asertiva, mediante una evolución continua de los métodos empleados, así como de prevención y diagnóstico de los virus que estas especies portan. La información generada en este estudio servirá para generar una contribución accesible al estudiante y profesionalista

interesado, relativa a las particularidades de la morfología descriptiva de estas especies, y que permitirá establecer las bases para su control selectivo, entre otras medidas, para establecer protocolos para la prevención de las enfermedades que transmiten, con base en el adecuado conocimiento de su morfofisiología (Bergner *et al.*, 2021).

4. OBJETIVOS

4.1. Objetivo general

- Realizar un análisis descriptivo y comparativo de la morfología del hipotálamo y la hipófisis de los murciélagos hematófagos *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata* incluyendo el diseño de un modelo digital tridimensional de las estructuras.

4.2. Objetivos específicos

- Analizar morfológicamente el hipotálamo y la hipófisis de *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata*.
- Comparar la morfología del hipotálamo y la hipófisis de *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata*.
- Construir un modelo digital tridimensional del hipotálamo y la hipófisis de *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata*.

5. HIPÓTESIS

Los murciélagos *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata* presentan diferentes características morfológicas del hipotálamo y la hipófisis, derivadas de las adaptaciones evolutivas para el nicho ecológico que ocupan en la naturaleza.

6. METODOLOGÍA

6.1. Diseño experimental

Se determinó un diseño de investigación descriptivo y transversal, en el cual se describen y comparan las características de la morfología del hipotálamo y la hipófisis de los murciélagos hematófagos *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata*.

6.2. Definición espacial y temporal

Este proyecto se desarrolló en el Laboratorio de Histología e Histopatología del Área Académica de Medicina Veterinaria y Zootecnia, perteneciente al Instituto de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, con sede en Tulancingo, Hgo. Su ejecución abarcó cuatro semestres, correspondientes a la duración del Programa Educativo de la Maestría en Ciencias Zootécnicas y Salud Animal.

6.3. Obtención de muestras biológicas de hipotálamo e hipófisis

Se obtuvieron muestras a partir de 10 sujetos de estudio (6 *Desmodus rotundus* y 4 *Diphylla ecaudata*) que se capturaron en los municipios hidalguenses de Atotonilco el

Grande, Tenango de Doria y Jacala de Ledezma. Los sujetos de estudio fueron sometidos a sedación y tranquilización mediante la administración intramuscular de ketamina a dosis de 5 mg/kg y clorhidrato de medetomidina a dosis de 0,05 mg/kg. Posteriormente, se procedió a la eutanasia por sobredosificación de pentobarbital sódico al 0,1 %, administrado por vía intrahepática o, de forma alternativa, por vía intracardiaca (**Fig. 14**). Las referencias consultadas en relación con la anestesia y contención química de fauna silvestre (Geoffrey, 2001; Lollar, 2023) siguen las disposiciones legales aplicables establecidas de acuerdo con la NOM-033-SAG/ZOO-2014. Métodos para dar muerte a los animales domésticos y silvestres. Al comprobar la muerte de los especímenes se continuó con la disección de los órganos de los diferentes sistemas, los cuales, junto con la carcasa (cabeza incluida) de cada ejemplar, fueron colocados en una solución acuosa de formaldehído al 3.7%, bufferado con fosfatos (Prophet y Mills, 1995), en diversos frascos etiquetados para facilitar su identificación. La fijación se realizó por 24 h y después se procedió a realizar la disección de las cabezas, las cuales fueron sometidas a **histotecnología ortopédica** mediante un proceso de descalcificación, descrito a continuación.



Figura 14. Eutanasia de *Desmodus rotundus*. Barra = 1 cm.

6.4. Histotecnología ortopédica - Descalcificación

Esta técnica se utilizó para la remoción de sales de calcio del hueso, específicamente en las cabezas de murciélagos, con el fin de facilitar el corte de éstas en el microtomo y preservar los elementos microscópicos esenciales. Se empleó una solución diaria de ácido clorhídrico y ácido fórmico al 8% para descalcificar las cabezas de murciélago. Esta mezcla permitió remover eficientemente los cristales de calcio sin alterar la morfología de los tejidos blandos, facilitando el corte histológico y preservando estructuras celulares clave para el análisis histológico. El tiempo de exposición fue cuidadosamente controlado para evitar efectos adversos sobre la arquitectura tisular y la calidad de las tinciones posteriores (**Fig. 15**) (Prophet y Mills, 1995).

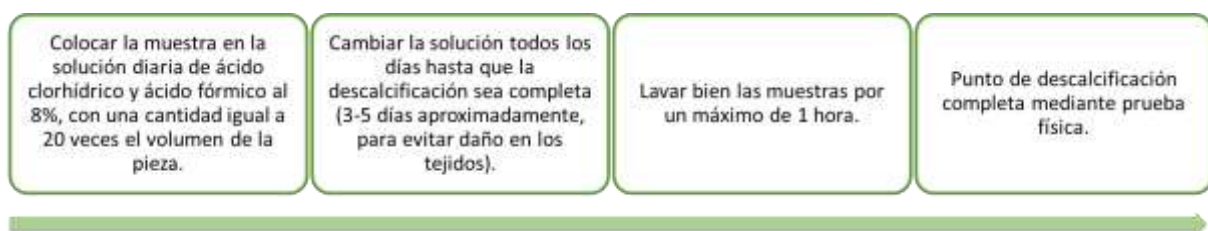


Figura 15. Método de descalcificación (Prophet y Mills, 1995).

6.5. Disección

Una vez completada la descalcificación de las cabezas, se realizaron cortes longitudinales o transversales de 3 mm de grosor aproximado. Las secciones se colocaron dentro de *histocassettes*, para su procesamiento por el método de inclusión en parafina (**Figs. 16 y 17**) (Prophet y Mills, 1995).

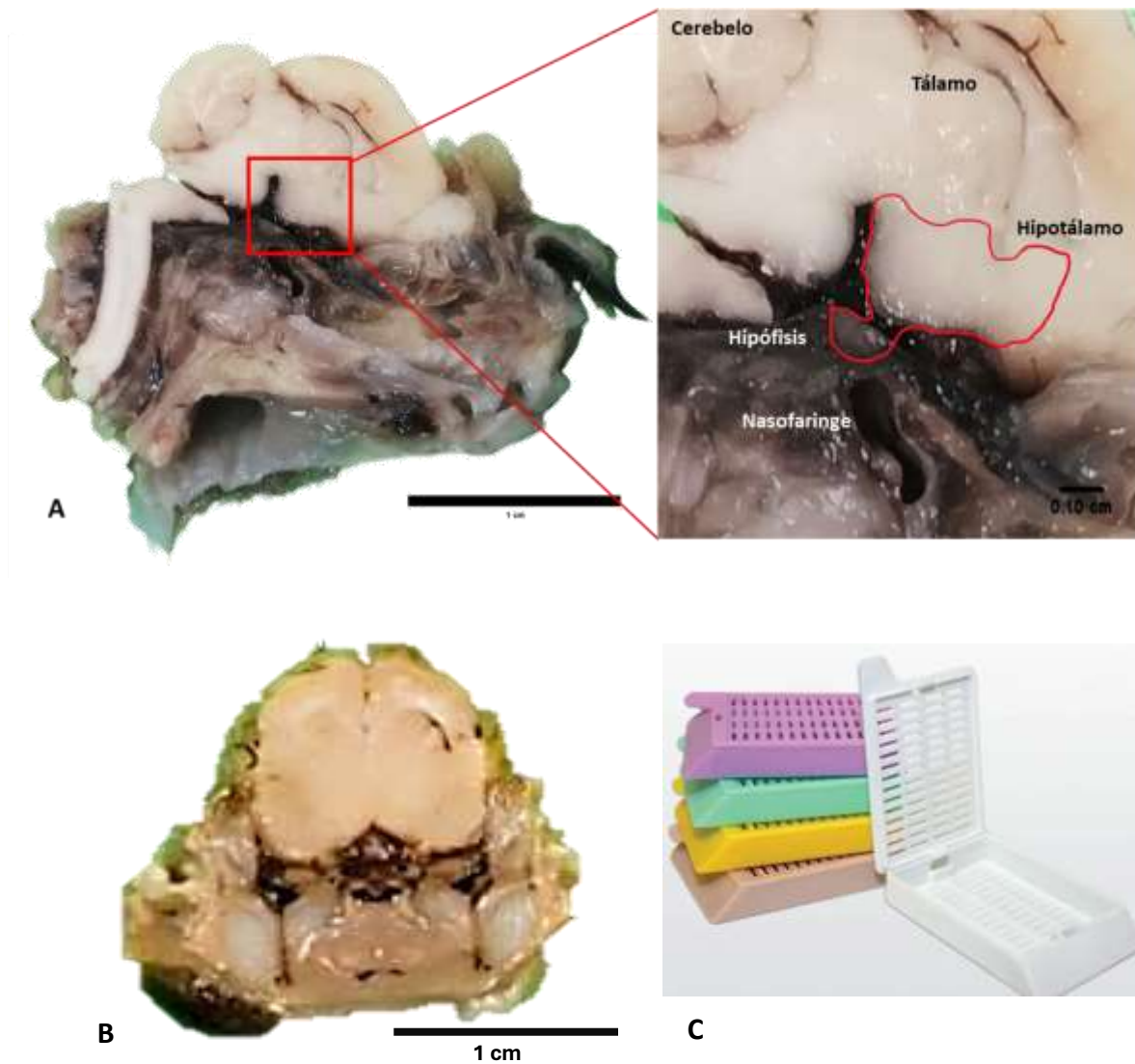


Figura 16. Disección del encéfalo de murciélago hematófago. El recuadro rojo delimita y destaca la relación espacial entre el hipotálamo y la glándula hipófisis. **A.** Corte mediano de cabeza. El inserto muestra la zona donde se localiza el hipotálamo y la hipófisis. *D. rotundus*. Barra = 1 cm. **B.** Corte transversal de la cabeza. *D. rotundus*. Barra = 1 cm. **C.** *Histocassettes*.



Figura 17. Corte mediano de cabeza. *D. ecaudata*. Barra = 1cm

6.6. Procesamiento por el método de inclusión en parafina

Las muestras fueron colocadas en un procesador automatizado de tejidos (*histokinette*) marca Microm, mod. STP 1201 (**Fig. 18**), el cual fue programado de la siguiente manera:



Figura 18. Procesador automatizado de tejidos

Tabla 1. Procesamiento en el *histokinette* (modificado de Prophet y Mills, 1995).

CONTENEDOR	PROCESO	TIEMPO (HORAS)	REACTIVO
1	Lavado Elimina el exceso de formol de la muestra	1	Agua destilada
2	Deshidratación Extracción de agua de la muestra en forma gradual	1	Etanol 60%
3		1	Etanol 70%
4		1	Etanol 80%
5		1	Etanol 95%
6		2	Etanol 95 %
7		1	Etanol 100%
8		2	Etanol 100%
9	Aclaramiento	1	Xileno
10	El etanol es sustituido por xileno y la muestra se aclara físicamente	2	Xileno
11	Infiltración El xileno se evapora y se suple por parafina para obtener la consistencia perfecta de la muestra para realizar los cortes histológicos en el microtomo	1	Parafina grado histológico
12		2	Parafina grado histológico

6.7. Inclusión y corte

El proceso de inclusión permite realizar cortes del tejido u órgano previamente procesado en el *histokinette*, mediante su inmersión en una sustancia (generalmente parafina grado histológico) que, al solidificarse, permite realizar cortes delgados de dicho órgano o tejido (Prophet y Mills, 1995). Para llevar a cabo esto, es necesario contar con moldes de aluminio (preferentemente), glicerina (para evitar la unión extrema de los bloques de parafina formados, con la pared de los moldes), parafina grado histológico a 65°C, así como un estilete y pinzas de disección (para acomodar la muestra orgánica dentro del molde). Primero se untaron las paredes internas de cada molde con una fina capa de glicerina y después se vertió la parafina a 65°C, más

o menos a la mitad del molde, con ayuda de un dispensador de parafina (marca Barnstead/Electrothermal), para después colocar las muestras de tejido cefálico dentro de los bloques. Las muestras se acomodaron antes de que la parafina se solidificase y después se terminó de rellenar cada molde con parafina, se dejó solidificar y antes de que se endureciera del todo, se colocó sobre la superficie libre de cada bloque formado una etiqueta de papel, para identificar la muestra correctamente. Se dejó un tiempo aproximado de 24 horas para que cada bloque estuviera completamente solidificado y listo para cortarse en el microtomo (**Fig. 19**).

A partir de cada bloque se obtuvieron cortes semiseriados, para conservar información morfológica secuencial del hipotálamo y la hipófisis y así, tener información para la generación posterior del modelo 3-D. Para realizar los cortes histológicos semiseriados se utilizó un micrótopo de rotación manual marca Leica, mod. 2125RT. Se obtuvieron cortes de 6 y 10 μm de espesor de cada muestra.

Los cortes histológicos obtenidos fueron colectados con una laminilla portaobjetos, adicionados con unas gotas de una solución acuosa de etanol al 50% y colocados en un baño de flotación de tejidos (Marca Premiere, mod. XH-1001), el cual contiene agua destilada a 37°C, adicionada con 3 g de grenetina. El agua tibia ayuda a extender el corte y la grenetina permite adherir el corte al portaobjetos una vez que la parafina es removida durante el proceso de tinción posterior. Una vez extendidos, los cortes fueron recuperados del baño con los portaobjetos y fueron colocados sobre una platina térmica (Marca Termolyne, mod. 2200) a 37°C durante unos minutos, para permitir la adhesión del corte al portaobjetos, debido a la fusión parcial de la parafina del corte (**Fig. 19**).

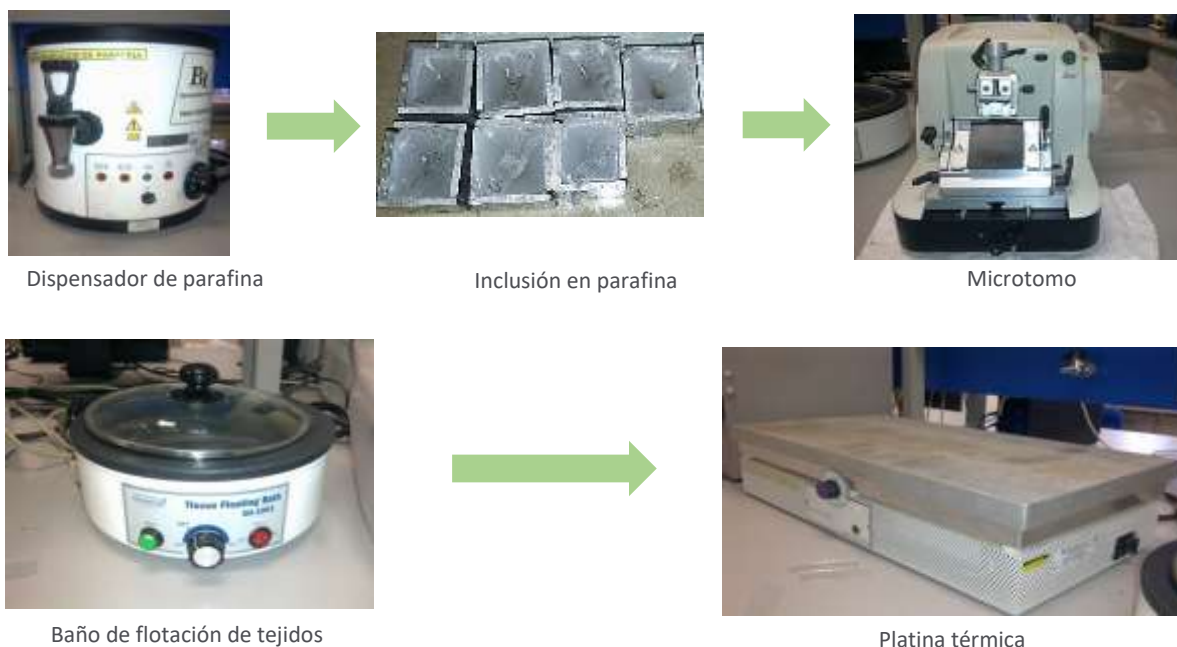


Figura 19. Inclusión y corte. Flujo de procesamiento histológico para la inclusión en parafina y corte de cabezas de murciélago.

6.8. Coloración de los cortes obtenidos

Para una visualización de las estructuras celulares que contiene el tejido u órgano es fundamental el paso de coloración. En el presente trabajo se utilizaron los métodos de Hematoxilina y Eosina (H-E), Azul Luxol Resistente y Holmes (Prophet y Mills, 1995).

6.8.1. Método de Hematoxilina y Eosina (H-E):

El método de Hematoxilina y Eosina (H-E) es ampliamente utilizado en laboratorios de histología. Consiste en el uso de dos colorantes principales:

Hematoxilina: Es un colorante básico que tiñe de azul a púrpura intenso los componentes nucleares principalmente, debido a la presencia de ácidos nucleicos. También puede teñir mielina (Prophet y Mills, 1995).

Eosina: Es un colorante ácido que produce tonos rosados, naranjas o rojos en componentes citoplasmáticos, colágeno y fibras musculares (Prophet y Mills, 1995).

Para la aplicación de estos dos colorantes se utiliza un tren de tinción, compuesto por varios recipientes dispuestos secuencialmente con diferentes reactivos. Las laminillas con los cortes adheridos se colocan en cada recipiente de acuerdo con tiempos establecidos (**Fig. 20**). En cuanto a la interpretación de la coloración a nivel celular, los núcleos, ribosomas y mitocondrias se tiñen de azul a morado (son basófilos), mientras que el citoplasma y las proteínas de este adquieren tonos de rosa a naranja (son acidófilos). Tisularmente se observa que el tejido epitelial se tiñe de morado, el tejido conectivo de rosa pálido, el tejido muscular de rosa intenso y el tejido nervioso de rosa pálido (Prophet y Mills, 1995).

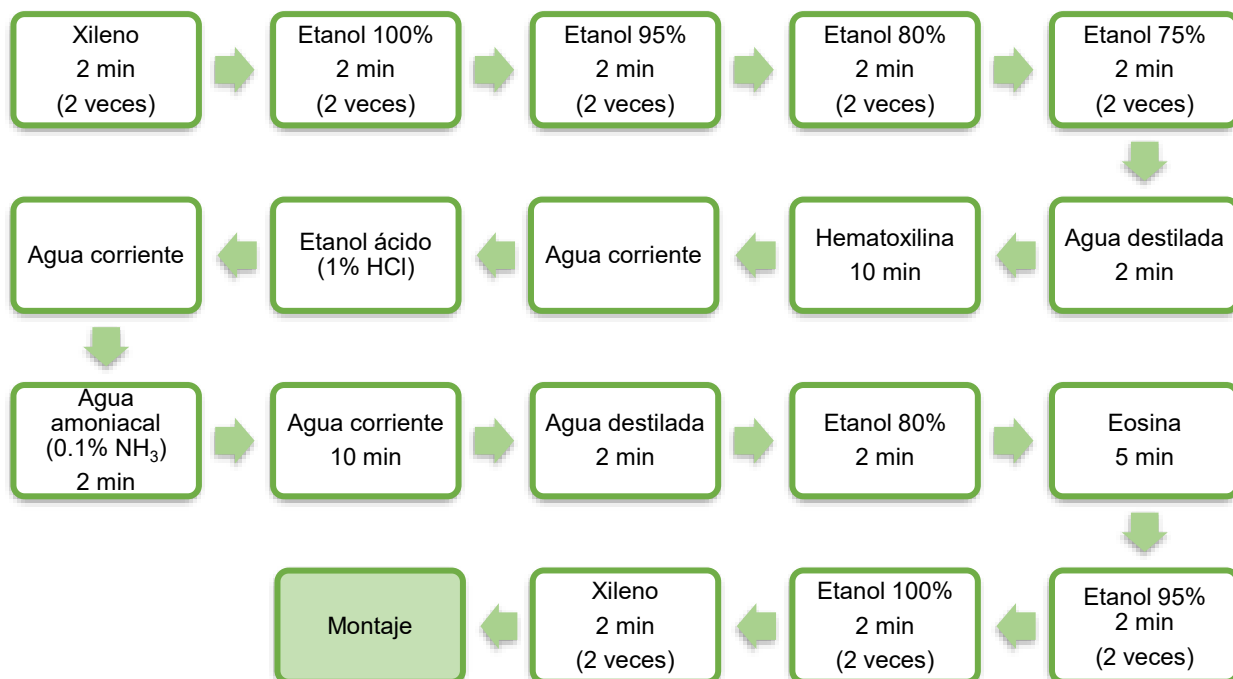


Figura 20. Pasos para la tinción de Hematoxilina y Eosina (H-E). Modificado de Prophet y Mills, 1995.

6.8.2. Método de Azul Luxol resistente (modificado de Klüver-Barrera)

Este método es usado para teñir mielina y células nerviosas, contiene un cromógeno de ftalocianina de cobre, que tiñe intensamente las vainas de mielina (Klüver y Barrera, 1953). Es una técnica de doble tinción (**Fig. 20**) que se lleva a cabo en dos etapas, para marcar de diferentes colores los somas y la mielina de los axones. La mielina, incluyendo los fosfolípidos, se tiñe de azul a verde, mientras que las células y los productos celulares adquieren un tono que va del rosado al violeta. El procedimiento es el siguiente:

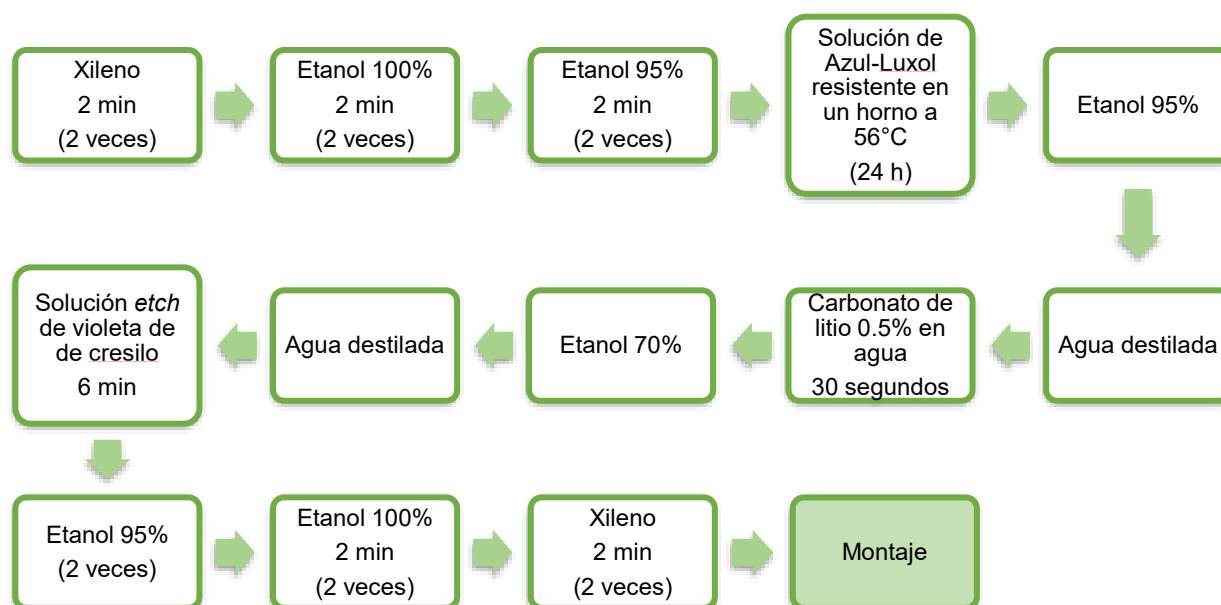


Figura 21. Método de Azul Luxol resistente (modificado de Klüver-Barrera). Modificado de Prophet y Mills, 1995.

6.8.3. Método de Holmes - Impregnación argéntica -

Este método se utiliza para células y fibras nerviosas, empleando nitrato de plata junto con diferentes soluciones (**Fig. 22**), lo que permite impregnar los tejidos del organismo en forma general o evidenciar un gran número de elementos de forma específica, como la distribución espacial y temporal de las proyecciones neurales (Rivas, 2010). En

cuanto a la interpretación, los axones y terminales se distinguen de negro y el fondo adquiere tonos de gris a rosado. El procedimiento es el siguiente:

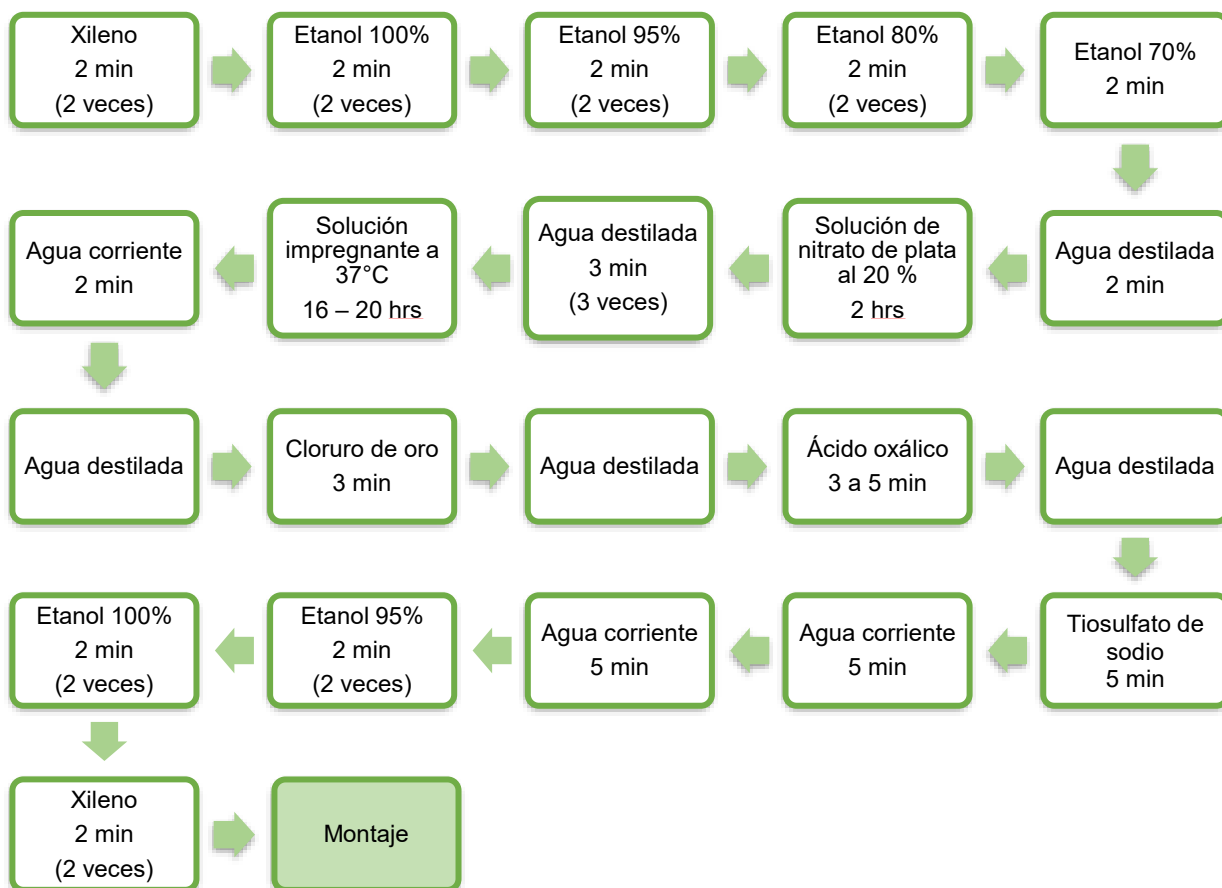


Figura 22. Método de Holmes - Impregnación argéntica. Modificado de Prophet y Mills, 1995.

6.9. Observación, interpretación y análisis de los preparados histológicos

Las laminillas que fueron teñidas fueron cubiertas con una gota de resina sintética y un cubreobjetos y se dejaron secar por 24 horas. Posteriormente se observaron en un microscopio compuesto de campo claro, marca Olympus, modelo CX-31, con la finalidad de llevar a cabo la interpretación y análisis de los resultados obtenidos.

6.10. Captura de imágenes

Las imágenes de las preparaciones histológicas fueron obtenidas a 100x, 400x y 1000x, con ayuda de un microscopio compuesto de campo claro, marca Olympus, mod. BX-41, equipado con una cámara digital ProEvolution (MediaCybernetics), procesada mediante el *software* Image-ProExpress 6.0 (MediaCybernetics) (**Fig. 23**). Las imágenes digitalizadas obtenidas, además de validar los resultados morfológicos, se utilizaron para la identificación y mapeo de los núcleos hipotalámicos.



Figura 23. Microscopio compuesto de campo claro.

6.11. Reconstrucción tridimensional y composición del de los cortes histológicos.

Las imágenes microscópicas digitalizadas de los cortes histológicos transversales y longitudinales semiseriados obtenidos del hipotálamo y la hipófisis de *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata*, se utilizaron para hacer un mapeo detallado de cada

uno de los núcleos grises del hipotálamo, así como de las estructuras que conforman la hipófisis con el *software* Sketchbook (2025 Autodesk Inc.) (**Fig. 24**).

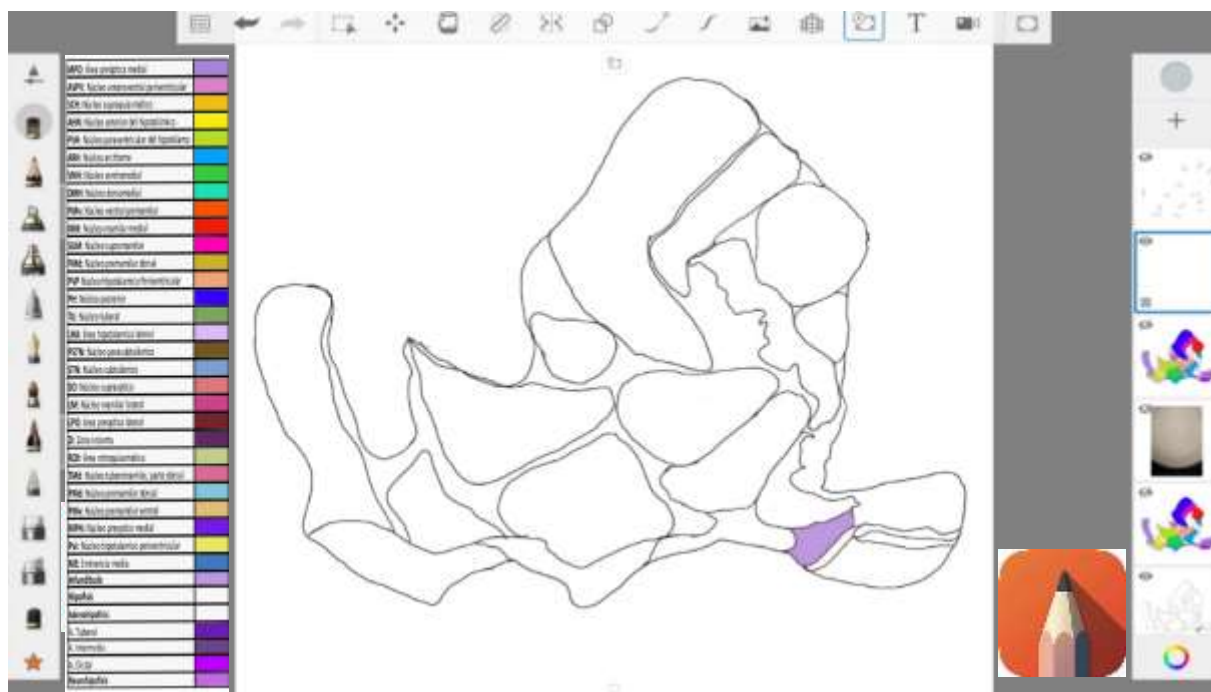


Figura 24. Diseño de imágenes con Sketchbook. Asignación de una paleta cromática de estructuras del hipotálamo y la hipófisis en cortes histológicos digitalizados.

Posteriormente, los modelos generados fueron empleados para la construcción de una representación tridimensional del hipotálamo y la hipófisis mediante el *software* Blender. De los 150 cortes semiseriados obtenidos, se seleccionaron 12 en los que se logró identificar la estructura del hipotálamo y la hipófisis. Para la modelación tridimensional, se utilizó una laminilla por cada diez cortes, considerando que cada uno tenía un grosor de 10 μm (**Fig. 25**). En la siguiente fase del desarrollo del modelo 3D, se identificaron las estructuras presentes en cada corte histológico y se les asignó una paleta de colores específica, lo que permitió diferenciar con claridad las distintas estructuras que conforman la hipófisis y los núcleos grises del hipotálamo, contribuyendo a la interpretación morfológica comparativa.

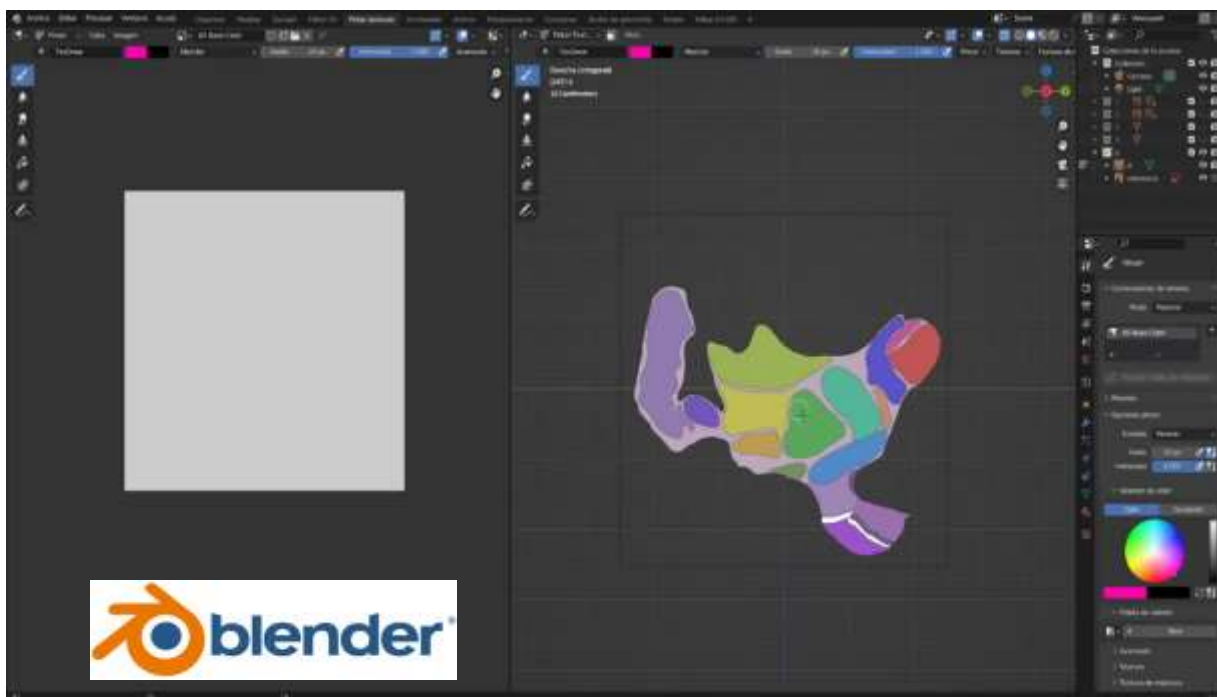


Figura 25. Construcción del modelo 3D con el software Blender.

Adicionalmente, las imágenes digitalizadas se usaron para medir el área con el *software* ImageJ, para ello, se incluye en la imagen un objeto de dimensiones conocidas (lámina micrométrica de calibración). Luego, midiendo cuántos píxeles ocupa este elemento en la imagen, se puede determinar cuánto mide un píxel. Para micrómetros, se establece que 1 DIV. equivale a 0.01 mm (**Fig. 26**). Los datos morfométricos obtenidos fueron posteriormente analizados estadísticamente utilizando el paquete estadístico R (R Core Team, 2021) (**Fig. 27**).

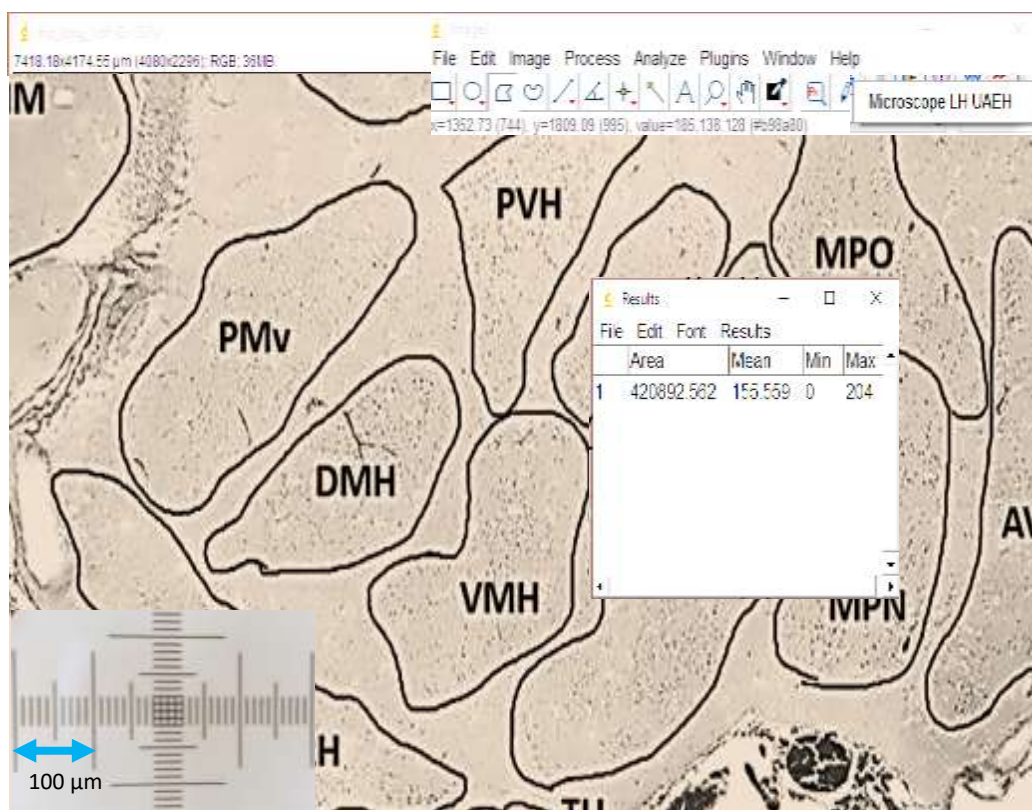


Figura 26. Software ImageJ, medición de área de núcleos hipotalámicos.

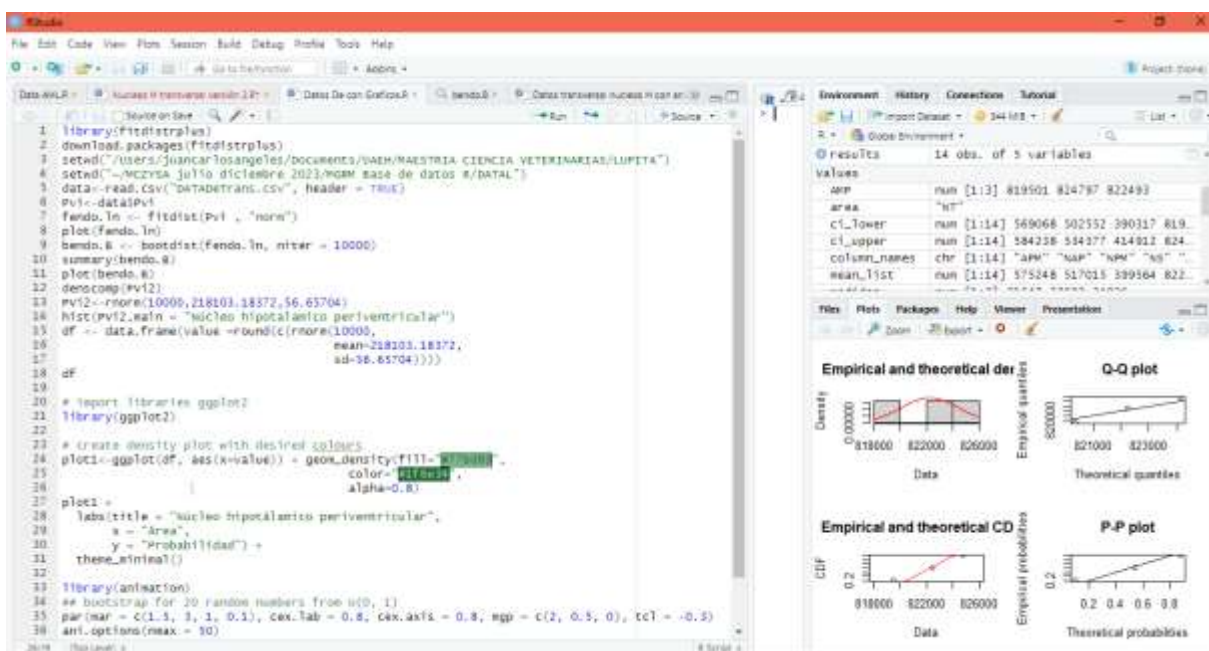


Figura 27. Software RStudio, análisis de datos de núcleos hipotalámicos de núcleos hipotalámicos

6.12. Análisis estadístico

Las mediciones morfométricas del hipotálamo y la hipófisis fueron analizadas mediante la técnica de bootstrap con el objetivo de maximizar la información estadística obtenida a partir de los datos disponibles y reducir la incertidumbre asociada a las estimaciones de parámetros descriptivos.

El método de bootstrap consiste en generar un gran número de remuestreos aleatorios con reemplazo a partir del conjunto original de observaciones. Cada remuestreo tiene el mismo tamaño que la muestra inicial, pero debido al reemplazo, algunos datos pueden repetirse mientras que otros pueden quedar excluidos en cada iteración. Este procedimiento permite construir distribuciones empíricas de probabilidad para cada variable analizada, sin necesidad de asumir a priori que los datos cumplen estrictamente con supuestos paramétricos como la normalidad.

En este estudio, para cada variable se realizaron múltiples iteraciones de remuestreo, lo que permitió obtener un conjunto de medias y desviaciones estándar simuladas. A partir de dichas distribuciones se calcularon estimaciones robustas de la media, la desviación estándar y los intervalos de confianza al 95%, lo que proporcionó una aproximación más precisa de los parámetros poblacionales.

El análisis se efectuó en el entorno estadístico R (R Core Team, 2021), empleando el paquete `fitdistrplus`, que facilita tanto el ajuste de distribuciones teóricas como la evaluación de bondad de ajuste frente a las distribuciones empíricas generadas mediante bootstrap. De esta manera, se garantizó que los parámetros morfométricos reportados reflejaran adecuadamente la variabilidad biológica de las estructuras analizadas, disminuyendo la influencia de posibles sesgos derivados de la variabilidad muestral.

Tabla 2. Variables para el análisis estadístico

Tipo de variables (Y)	Unidad	Tipo de variables (Y)	Unidad
MPO: Área preóptica medial	μm^2	STN: Núcleo subtalámico	μm^2
AVPV: Núcleo anteroventral periventricular	μm^2	SO: Núcleo supraóptico	μm^2
SCH: Núcleo supraquiasmático	μm^2	LM: Núcleo mamilar lateral	μm^2
AHN: Núcleo anterior del hipotalámico	μm^2	LPO: Área preóptica lateral	μm^2
PVH: Núcleo paraventricular del hipotálamo	μm^2	ZI: Zona incierta	μm^2
ARH: Núcleo arciforme	μm^2	RCH: Área retroquiasmática	μm^2
VMH: Núcleo ventromedial	μm^2	PMd: Núcleo premamilar dorsal	μm^2
DMH: Núcleo dorsomedial	μm^2	PMv: Núcleo premamilar ventral	μm^2
PMV: Núcleo ventral premamilar	μm^2	MPN: Núcleo preóptico medial	μm^2
MM: Núcleo mamilar medial	μm^2	PVI: Núcleo hipotalámico periventricular	μm^2
SUM: Núcleo supramamilar	μm^2	ME: Eminencia media	μm^2
PVP: Núcleo hipotalámico periventricular	μm^2	TMv: Núcleo tuberomamilar ventral	μm^2
PH: Núcleo posterior	μm^2	PS: Núcleo paraestrial	μm^2
TU: Núcleo tuberal	μm^2	MEPO: Núcleo preóptico medio	μm^2
LHA: Área hipotalámica lateral	μm^2	ADP: Núcleo preóptico anterodorsal	μm^2
PSTN: Núcleo parasubtalámico	μm^2		μm^2

7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

7.1. Histología

A partir de las observaciones y la digitalización de los preparados histológicos del encéfalo de *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata* -cortes seriados transversales y longitudinales-, fue posible identificar y describir morfológicamente el hipotálamo y la hipófisis. Asimismo, se llevó a cabo una comparación entre estas estructuras en ambas especies, evidenciando una diferencia notable en el tamaño del hipotálamo y la hipófisis.

7.1.2. Hipotálamo

En una vista panorámica del encéfalo se aprecian claramente las estructuras correspondientes al hipotálamo y la hipófisis (**Fig. 28**). El hipotálamo forma parte del diencefalo y se localiza en la base del cerebro, en posición ventral al tálamo. Se extiende desde el quiasma óptico, en sentido rostral, hasta el cuerpo mamilar, caudalmente (**Fig. 29**). Esta estructura contiene grupos de neuronas organizadas en núcleos grises, responsables de diversas funciones neuroendocrinas y autonómicas (Cunningham, 2017; Banks, 1996).

La observación histológica comparada del hipotálamo de *Diphylla ecaudata* y *Desmodus rotundus* evidencia una diferencia relevante en su tamaño entre ambas especies. Sin embargo, dentro de los individuos de una misma especie, no se observan variaciones notables en esta estructura (**Fig. 29**).

Asimismo, el mapeo de los núcleos hipotalámicos reveló diferencias en su distribución y tamaño entre *Diphylla ecaudata* y *Desmodus rotundus*, lo que sugiere variaciones morfofuncionales propias de cada especie. Estos hallazgos contribuyen a una mejor

comprensión de la organización neuroanatómica de los murciélagos hematófagos y sus posibles implicaciones funcionales.

También se observó que el tercer ventrículo presenta un tamaño notablemente mayor en *Diphylla ecaudata* en comparación con *Desmodus rotundus*, lo que sugiere diferencias morfofuncionales entre ambas especies (**Fig. 29**).

7.1.3. Hipófisis

En ambas especies la hipófisis presenta una forma ovalada; presenta dos partes, la adenohipófisis y la neurohipófisis, misma que se une al hipotálamo mediante el infundíbulo. La hipófisis se sitúa en la fosa hipofisiaria del hueso basiesfenoides, que forma parte de la silla turca. En el tallo hipofisiario se observan conexiones nerviosas y vasculares (**Fig. 30**).

Histológicamente, en ambas especies, la hipófisis se compone de dos partes diferenciadas: la adenohipófisis, que incluye la parte tuberal, intermedia y distal, y la neurohipófisis, que comprende la eminencia media, el tallo infundibular y el proceso infundibular. En la adenohipófisis, se observan endocrinocitos cromófilos y cromófobos, organizados en una disposición cordonada y rodeados de capilares sanguíneos, lo que facilita el transporte y la regulación de hormonas. Por otro lado, la neurohipófisis está conformada por pituicitos y fibras nerviosas amielínicas, que desempeñan un papel esencial en la regulación neuroendocrina (**Figs. 31 y 32**).

Comparativamente, la hipófisis en ambos murciélagos presenta una forma alargada, aunque con diferencias en la configuración de sus bordes. En *Desmodus rotundus*, los bordes laterales son más afilados, mientras que los bordes rostral y caudal exhiben una forma redondeada. Por el contrario, en *Diphylla ecaudata*, los bordes laterales presentan una conformación más redondeada, mientras que los bordes rostral y caudal son afilados (**Fig. 30**).

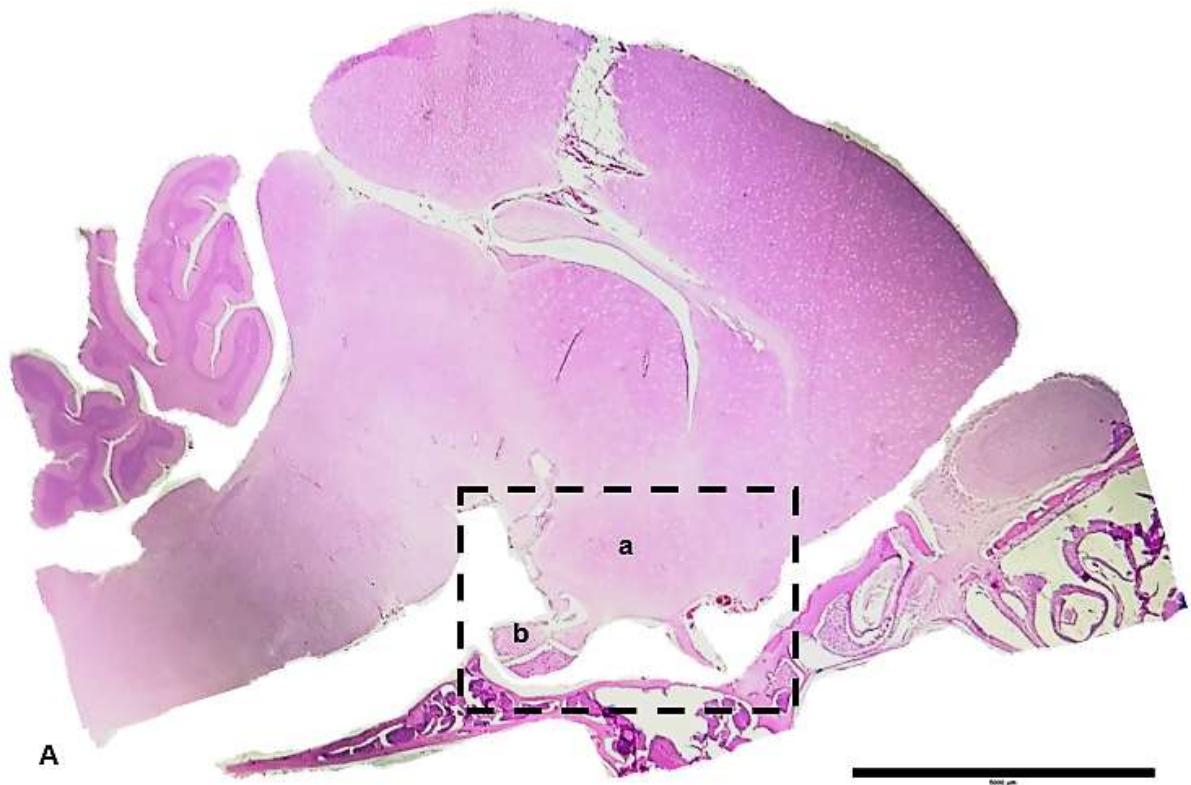


Figura 28. Vista panorámica del encéfalo, el área delimitada por la línea punteada corresponde a el hipotálamo y la hipófisis. **A.** *D. rotundus*. Corte longitudinal. Hembra. (a) hipotálamo e (b) hipófisis. Hematoxilina y Eosina. Barra= 500 μ m.

Se presenta una vista comparativa del hipotálamo y la hipófisis (**Fig. 29**) en *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata*, con cortes longitudinales al mismo nivel en una hembra y un macho, respectivamente. Se pueden identificar diversas estructuras anatómicas importantes, como el tercer ventrículo, mostrando una diferencia en cuanto al tamaño, el hipotálamo y la eminencia media, las cuales forman parte del sistema neuroendocrino de estos murciélagos. También se observa la arteria hipofisiaria inferior, la fosa interpeduncular, la cavidad hipofisiaria del hueso basiesfenoides que aloja la hipófisis y el tallo infundibular, que conecta el hipotálamo con la hipófisis para la transmisión de señales neuroendocrinas. Finalmente, se observa también el quiasma óptico.

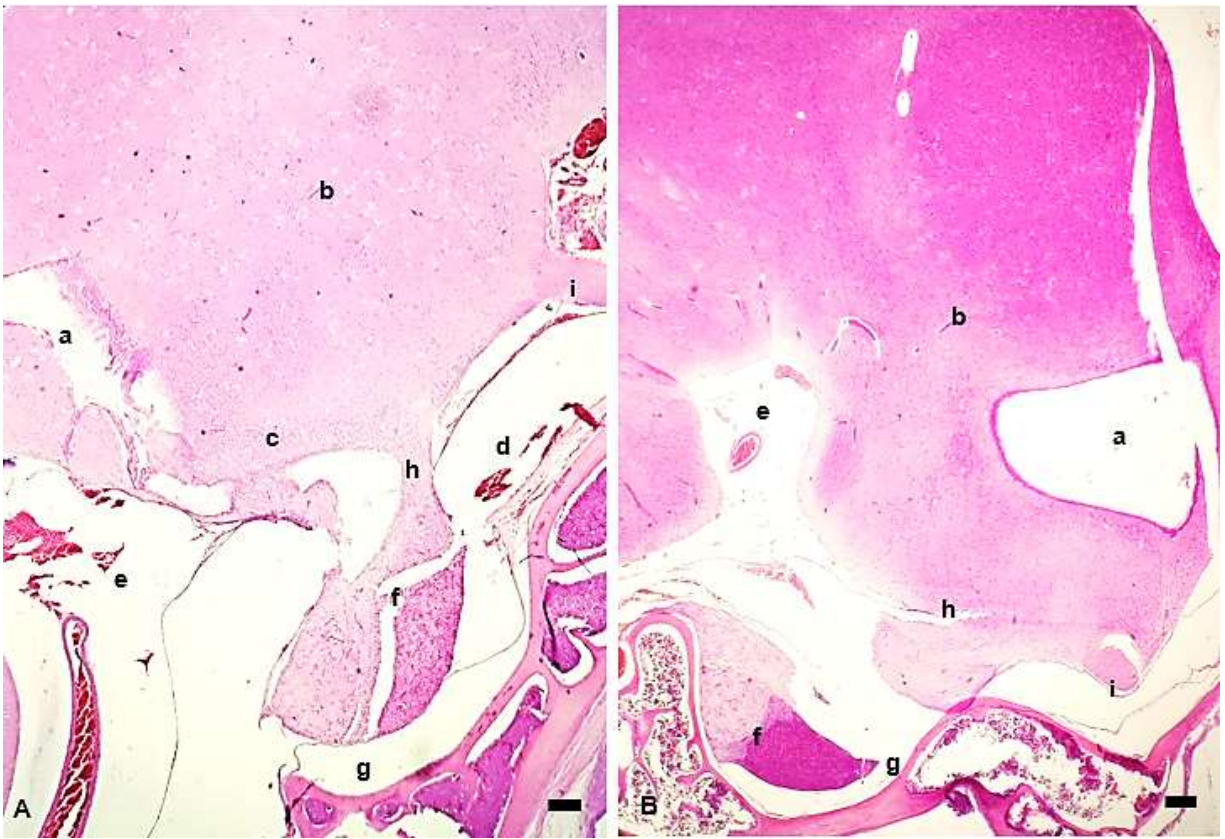


Figura 29. Hipotálamo e hipófisis. **A.** *D. rotundus*. Corte longitudinal. Hembra. **B.** *D. ecaudata*. Longitudinal. Macho. (a) 3er Ventriculo, (b) hipotálamo, (c) Eminencia media, (d) Arteria hipofisiaria inferior, (e) Fosa interpeduncular, (f) Hipófisis, (g) Fosa hipofisiaria, (h) Tallo infundibular. (i) quiasma óptico. A y B Hematoxilina y Eosina. 40X. Barra = 200 μ m.

Se presenta la histología comparada de la hipófisis en *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata* (**Fig. 30**), en cortes longitudinales y transversales. En *Desmodus rotundus* se observa la disposición de la hipófisis en corte longitudinal y transversal en hembra, mientras que en *Diphylla ecaudata* se presentan cortes transversales y longitudinales en macho. Dentro de la estructura de la hipófisis se identifica la neurohipófisis, la adenohipófisis -partes intermedia, distal y tuberal-. Finalmente, se observa la cápsula y el tallo infundibular.

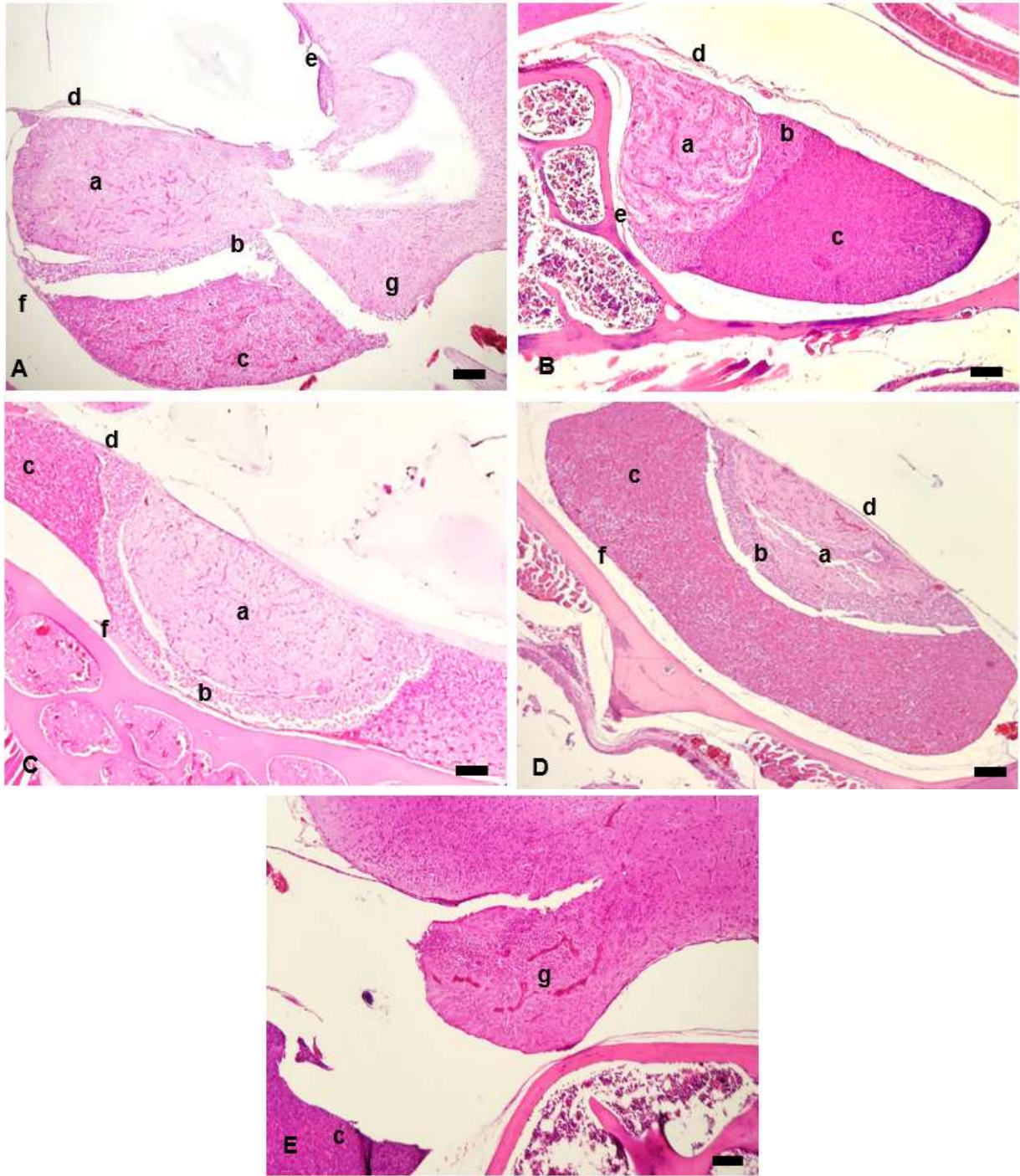


Figura 30. Hipófisis. *D. rotundus* (A y C) y *D. ecaudata* (B, D y E). **A.** Corte longitudinal. Hembra. **B.** Corte transversal. Macho. **C.** Corte transversal. Hembra. **D.** Corte transversal. Macho. **E.** Corte longitudinal. Macho. (a) Neurohipófisis, (b) Adenohipófisis parte intermedia, (c) Adenohipófisis distal, (d) Adenohipófisis distal, (e) Adenohipófisis tuberal, (f) Cápsula, (g) Tallo infundibular. A, B, C, D y E, Hematoxilina y Eosina. 100X. Barra = 100 μ m.

Se presenta la histología comparada de *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata* (**Fig. 31**), en cortes longitudinales de hembras. Se observa el tallo hipofisiario, el plexo primario, los vasos portales largos y el epitelio endodimario.

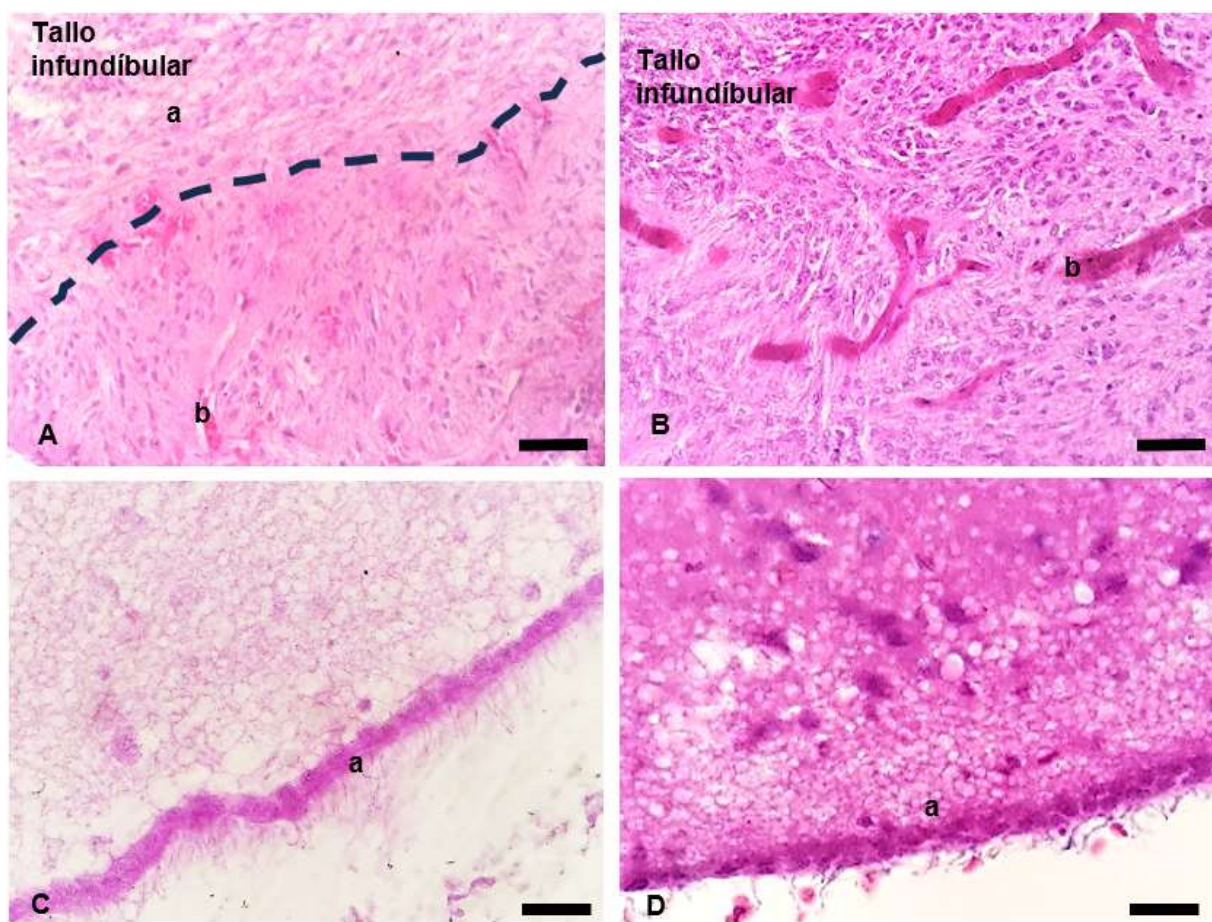


Figura 31. *D. rotundus* (A y C) y *D. ecaudata* (B y D) corte longitudinal. Hembra. **A y B.** Tallo hipofisiario. (a) Plexo primario, (b) Vasos portales largos. **C y D.** (a) Epitelio endodimario. A, B, C y D, Hematoxilina y Eosina. A y B 400X. Barra= 20 μ m. B y C, 1000X. Barra= 10 μ m.

Se presenta la histología comparada de la hipófisis en *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata* (**Fig. 32**), en cortes longitudinales en hembra. Dentro de la estructura de la hipófisis se identifica el plexo infundibular, secundario y los vasos portales cortos, la neurohipófisis, la adenohipófisis -partes intermedia, distal. Además, es posible identificar los endocrinocitos acidófilos y basófilos. Finalmente, se observa una cápsula que delimita y confiere soporte estructural a la glándula hipófisis.

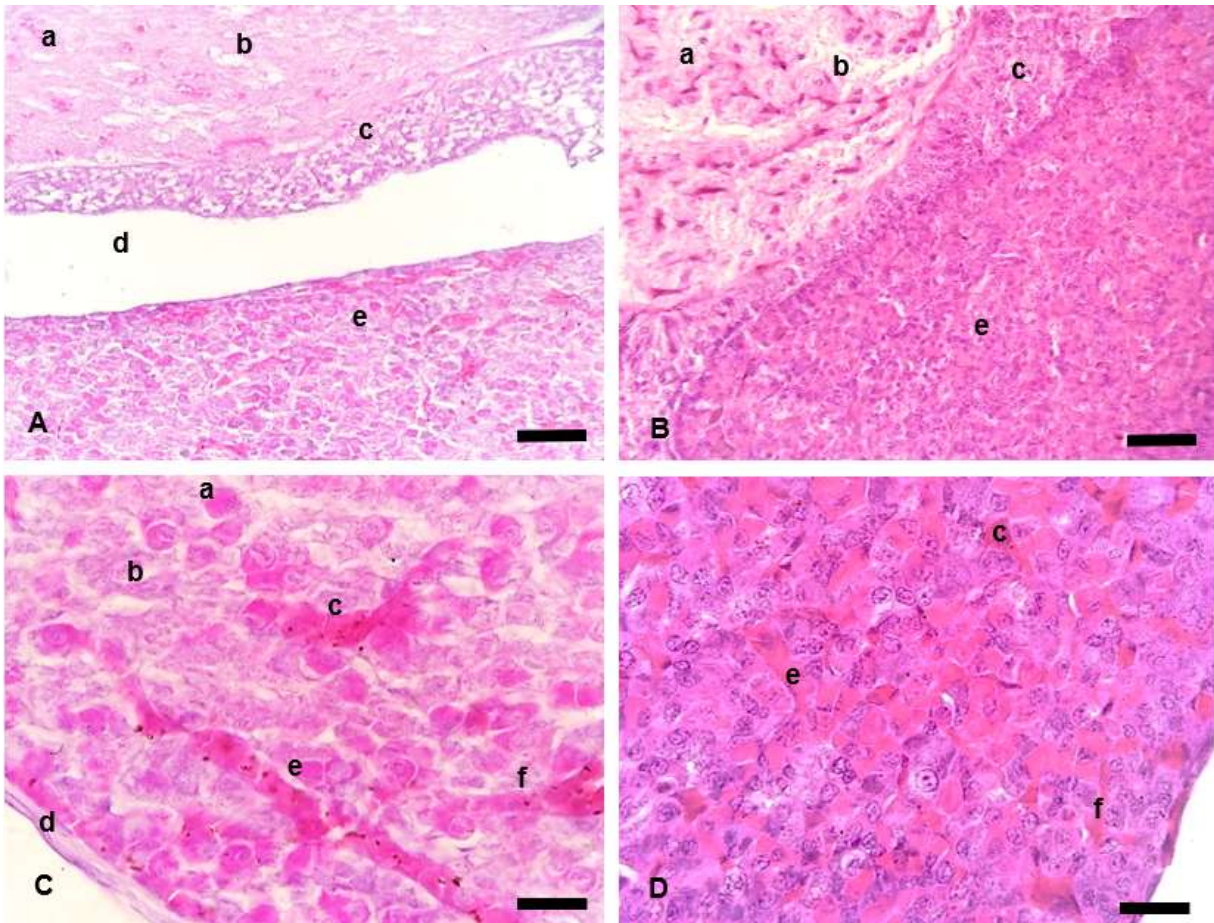


Figura 32. Hipófisis de *D. rotundus* (A y C) y *D. ecaudata* (B y D) en corte longitudinal. Hembra. **A y B.** Hipófisis. (a) Plexo infundibular, (b) Neurohipófisis, (c) Adenohipófisis intermedia, (d) Cavityad hipofisiaria, (e) Adenohipófisis distal. **C y D.** Adenohipófisis parte distal. (a) endocrinocitos acidófilos, (b) endocrinocitos basófilos, (c) Plexo secundario, (d) Cápsula, (e) Vasos portales cortos y (f) Capilares sanguíneos. A, B, C y D, Hematoxilina y Eosina. A y B 400X. Barra = 20 μ m. B y C, 1000X. Barra = 10 μ m.

En los cortes histológicos del hipotálamo (**Fig. 33**) de *Desmodus rotundus*, las muestras fueron teñidas con el método de Azul Luxol, lo que permitió una visualización detallada de las fibras mielinizadas y las neuronas hipotalámicas. Se presenta una vista panorámica y acercamientos del encéfalo, así como un corte transversal y longitudinal del hipotálamo, en los que se identifican el núcleo hipotalámico anterior,

neuronas hipotalámicas y fibras nerviosas mielínicas, proporcionando una visualización precisa de la estructura celular y tisular de esta región del encéfalo.

Se presenta un corte longitudinal del hipotálamo y la hipófisis de *Desmodus rotundus*, hembra (**Fig. 34**), teñido con el método de impregnación argéntica de Holmes, que permite observar algunos elementos histológicos de forma más detallada, por ejemplo, algunos núcleos grises hipotalámicos como el núcleo lateral y el núcleo supraóptico.

Se muestra la histología del hipotálamo y la hipófisis de *Diphylla ecaudata* (**Fig. 35**), en cortes longitudinales de machos y hembras. Se presenta una vista panorámica y acercamientos del hipotálamo y la hipófisis, donde se identifican el tercer ventrículo, el hipotálamo, la eminencia media, la fosa interpeduncular, la hipófisis, la fosa hipofisiaria del hueso basiesfenoides, el tallo infundibular, entre otros importantes elementos histológicos que permiten realizar la observación comparativa entre ambos sexos. Estas muestras fueron teñidas con el método de azul luxol resistente y el método de impregnación argéntica de Holmes.

Se muestra la histología del hipotálamo en corte transversal de *Diphylla ecaudata*, hembra (**Fig. 36**), proporcionando una referencia clara de su ubicación dentro del encéfalo presentando componentes estructurales importantes de esta estructura. Estas muestras también fueron teñidas con el método de azul luxol resistente y el método de impregnación argéntica de Holmes.

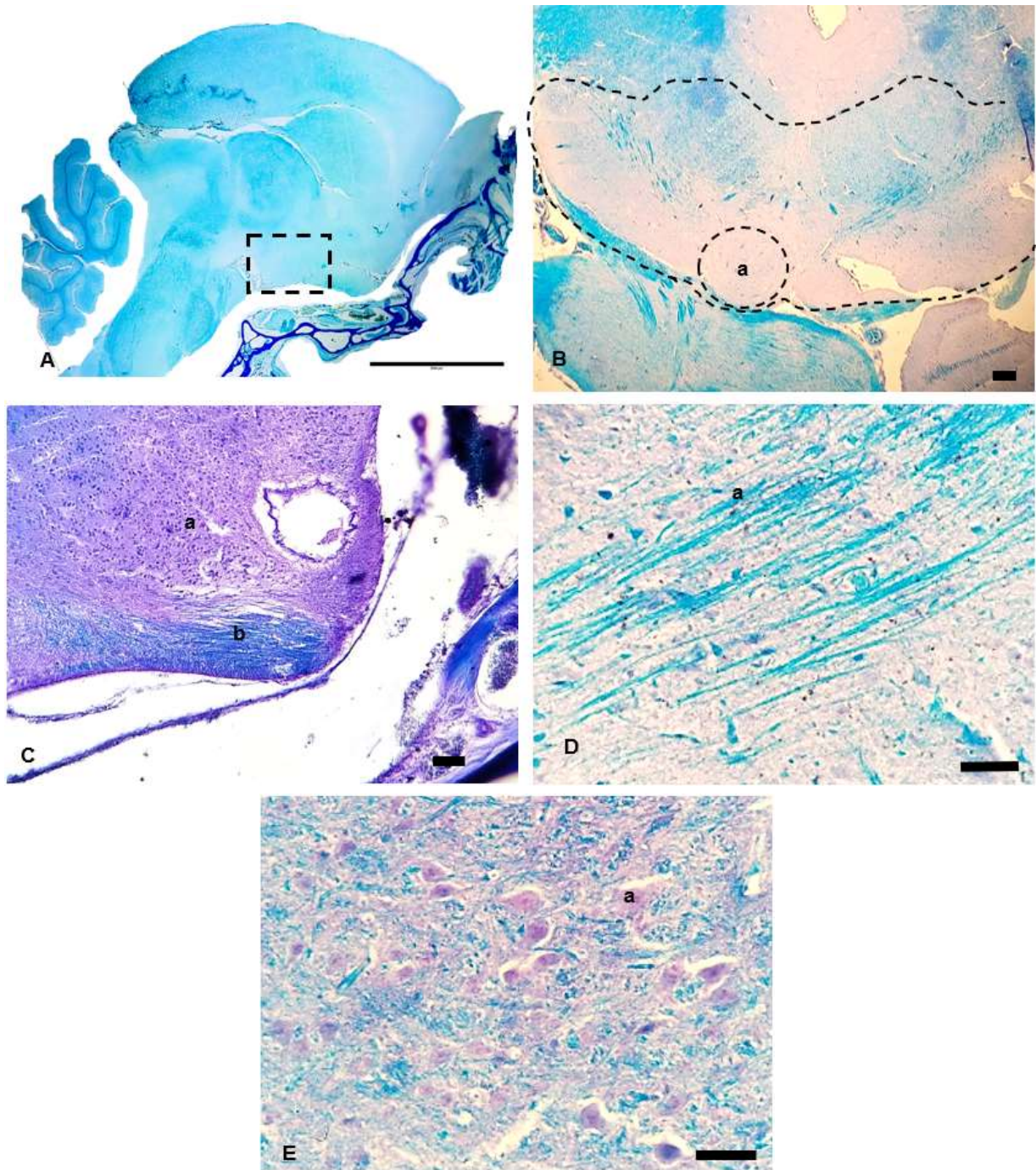


Figura 33. Hipotálamo de *D. rotundus*. Hembra. **A.** Vista panorámica del encéfalo, el área delimitada por la línea punteada corresponde al hipotálamo, corte longitudinal. En un aumento mayor se observa la figura **B.** Hipotálamo, área punteada. Corte transversal. (a) Núcleo anterior hipotalámico. **C.** Hipotálamo. Corte longitudinal. (a) Neuronas hipotalámicas y (b) Fibras nerviosas mielinizadas. **D.** Hipotálamo. Longitudinal. (a) Fibras nerviosas mielinizadas. **E.** Hipotálamo. Corte transversal. (a) Neuronas hipotalámicas y (b) Fibras nerviosas mielinizadas. A, B, C y D, Método de Azul Luxol. A, Barra = 500 μ m. B, 40X. Barra = 100 μ m. C, 100X. Barra = 100 μ m. D, 400X. Barra = 200 μ m. E. 1000X. Barra = 100 μ m.

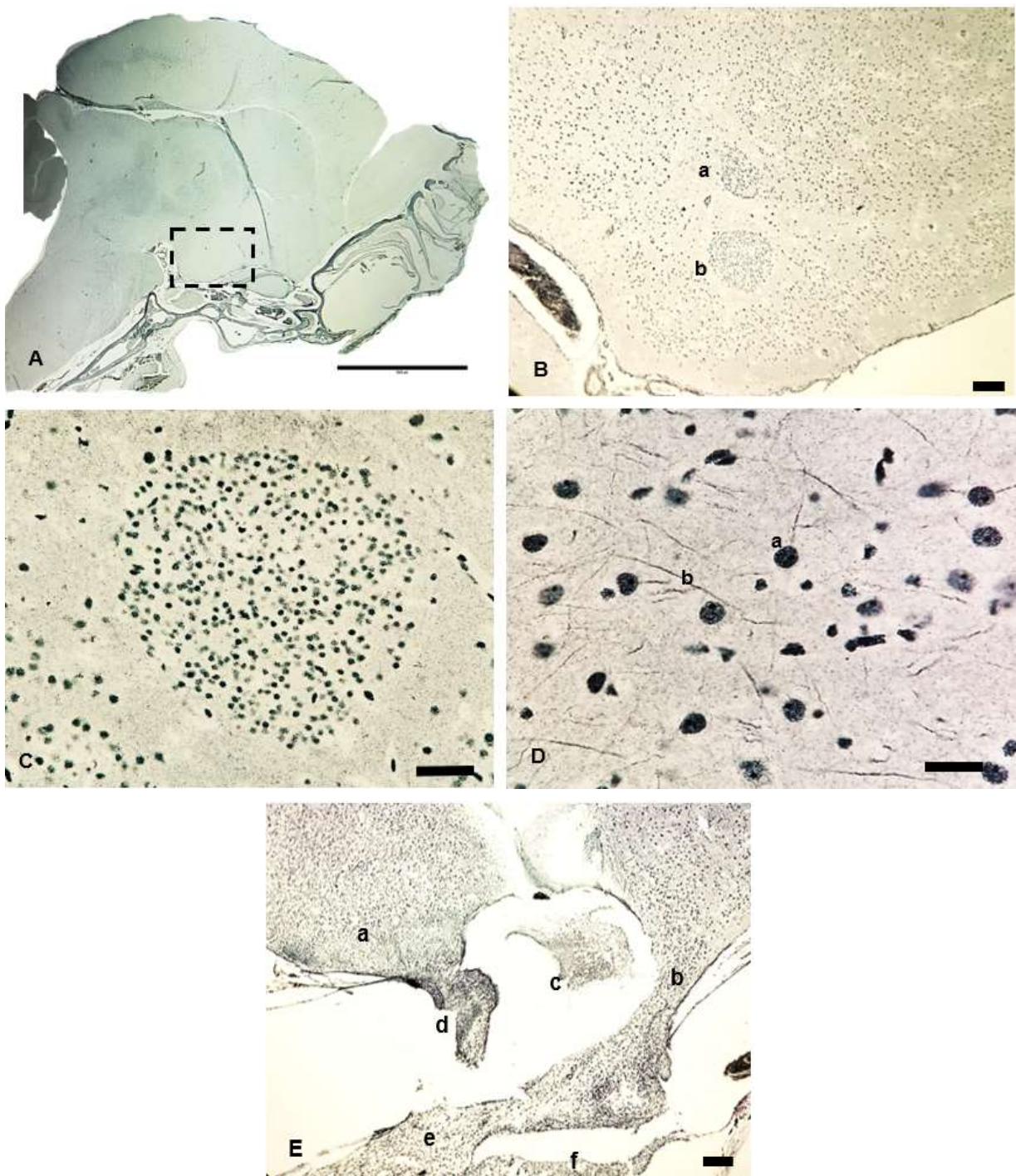


Figura 34. Hipotálamo e hipófisis en corte longitudinal de *D. rotundus*. Hembra. **A.** Vista panorámica del encéfalo, el área delimitada por la línea punteada corresponde al hipotálamo. En un aumento mayor se observa la figura **B.** Hipotálamo, (a) Núcleo hipotalámico lateral, (b) Núcleo supraóptico. **C.** Hipotálamo. (b) Núcleo supraóptico. **D.** Hipotálamo, (a) Neuronas y (b) Fibras nerviosas. **E.** Tallo. (a) Eminencia media, (b) Tallo infundibular, (c) 3er ventrículo, (d) Adenohipofisis tuberal, (e) Neurohipofisis y (f) Adenohipófisis distal. A, B, C, D y E, Impregnación argéntica Método de Holmes. A, Barra= 500 μ m. B y E, 100X. Barra=100 μ m. C, 400X. Barra=20 μ m. D, 1000X. Barra=10 μ m.

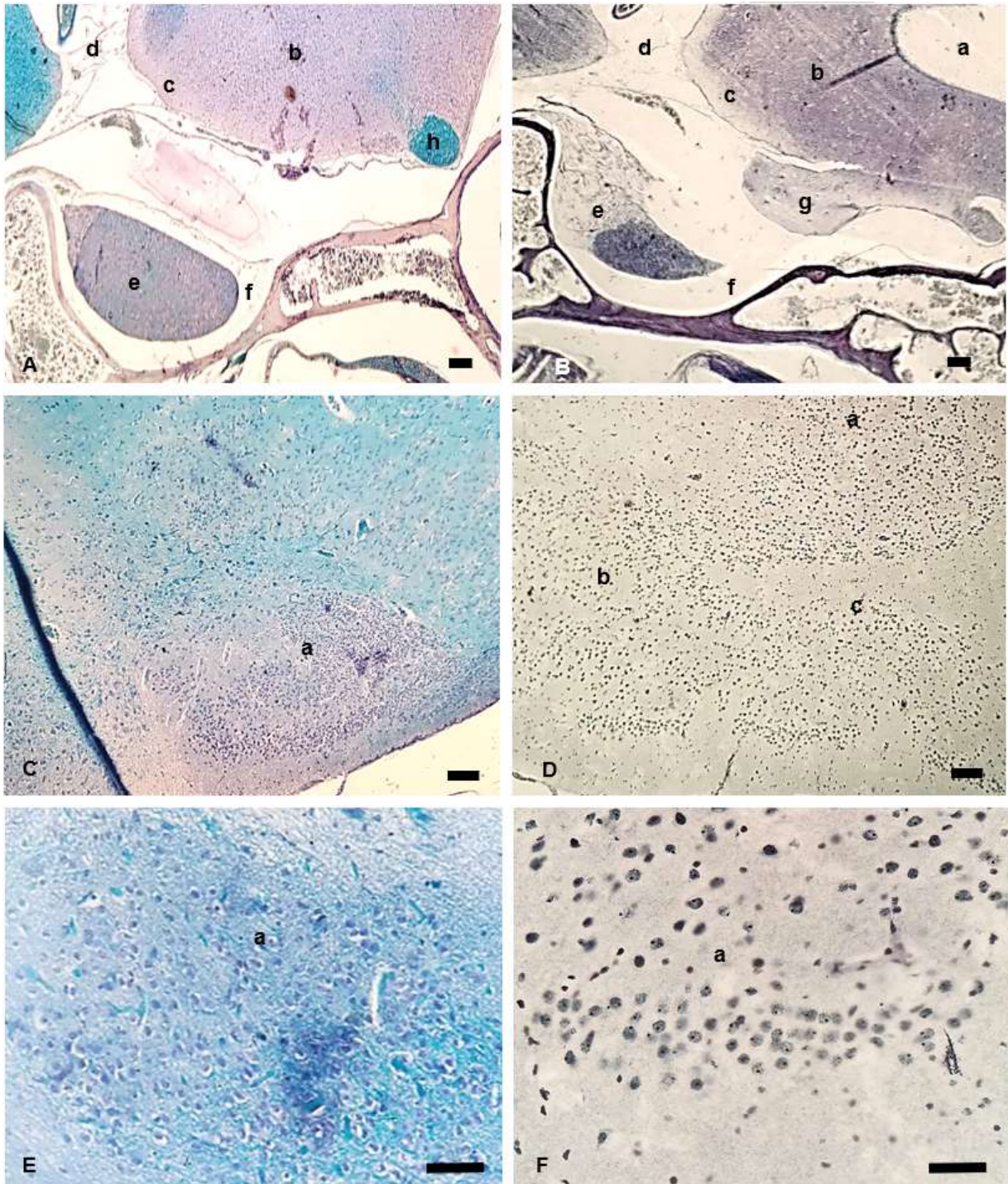


Figura 35. Hipotálamo e hipófisis en corte longitudinal de *D. ecaudata*. **A.** Vista panorámica del hipotálamo y la hipófisis. Macho. **B.** Vista panorámica hipotálamo y la hipófisis. Hembra. (a) 3er Ventrículo, (b) hipotálamo, (c) Eminencia media, (d) Fosa interpeduncular, (e) Hipófisis, (f) Fosa hipofisiaria y (g) Tallo infundibular. **C.** Hipotálamo. Macho. (a) Área retroquiasmática. **D.** Hembra. (a) Núcleo anterior del hipotálamo, (b) Núcleo arciforme y (c) Núcleo supraquiasmático. **E.** Hipotálamo. (a) Núcleo mamilar medial. **F.** Hipotálamo. Hembra. (a) Núcleo arciforme. A, C y E, azul luxol resistente. B, D y F, método de impregnación argéntica de Holmes. A y B, 40X. Barra= 200 μ m. C y D, 100X, barra = 100 μ m. E y F, 400X, barra = 20 μ m.

Mediante los preparados histológicos del encéfalo de *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata*, se identificaron y describieron morfológicamente el hipotálamo y la hipófisis. Previamente sólo se había descrito el hipotálamo de forma parcial en el murciélago *Desmodus rotundus* por Bhatnagar (2008) que menciona también que la hipófisis de los murciélagos es más alargada y mide aproximadamente 925 µm por 480 µm (Bhatnagar, 1988). En el presente estudio se determinó que el hipotálamo de *Desmodus rotundus* presenta una longitud aproximada de 3425 µm por 684 µm, mientras que la hipófisis mide aproximadamente 925 µm por 480 µm, valor que coincide con las dimensiones descritas por Bhatnagar (1988). En *Diphylla ecaudata*, el hipotálamo alcanza una longitud de aproximadamente 2217 µm por 531 µm, y la hipófisis presenta una medida aproximada de 990 µm por 216 µm. La comparación morfométrica de ambas estructuras entre las dos especies de murciélagos analizadas reveló una notoria diferencia en el tamaño del hipotálamo y la hipófisis, siendo considerablemente mayor en *Desmodus rotundus*.

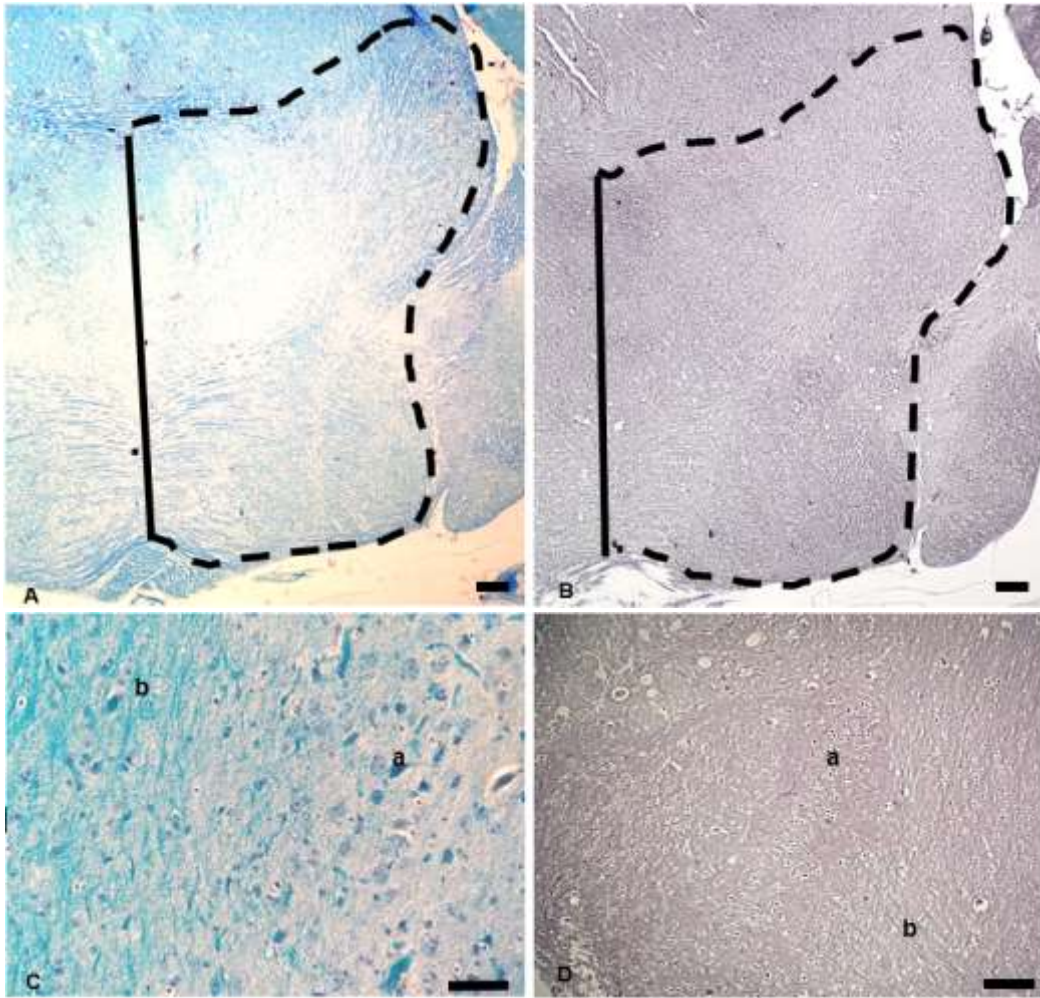


Figura 36. Hipotálamo corte transversal de *D. ecaudata*. Hembra. **A y B.** El área delimitada por la línea punteada corresponde al hipotálamo. **C y D** (a) Fibras nerviosas y (b) Neuronas hipotalámicas. A y C, azul luxol resistente. B y D, método de impregnación argéntica de Holmes. A y B, 100X, barra = 100 μ m. C y D, 400X, barra = 20 μ m.

7.2. Modelado 3D del hipotálamo y la hipófisis

La reconstrucción tridimensional del hipotálamo y la hipófisis en *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata* fue realizada a partir de imágenes obtenidas de cortes histológicos semiseriados en *software* Sketchbook, posteriormente se empleó el *software* Blender como herramienta de modelación. De los 150 cortes analizados, se seleccionaron 12 en los que se logró identificar con claridad las estructuras neuroendocrinas de interés.

Los modelos tridimensionales generados a partir de cortes histológicos seriados de *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata* permitieron representar con precisión los núcleos grises del hipotálamo, delimitando su ubicación dentro del encéfalo, así como identificar las regiones que conforman la hipófisis, así mismo, se muestran distintas vistas del modelo, incluyendo proyecciones sagitales y transversales para permitir apreciar la disposición espacial de los núcleos hipotalámicos en relación con la hipófisis y el tercer ventrículo (**Figs. 37 a 40**). Para optimizar la interpretación morfológica e histológica de los núcleos analizados, se incorporaron códigos cromáticos específicos y señalética estructural que asignan un color distintivo a cada núcleo y estructura representada, indicando con precisión sus nombres, límites y orientación (**Fig. 41**); esta estrategia visual permitió una diferenciación clara entre las estructuras del hipotálamo y la hipófisis, facilitando la identificación rápida de estructuras en los cortes histológicos, reforzando la interpretación morfológica mediante contrastes definidos y contribuyó a un análisis comparativo más eficiente.

En *Desmodus rotundus*, se identificaron núcleos preópticos, supraquiasmáticos, paraventriculares, periventriculares, mamilares, premamilares, dorsomediales, posteriores, tuberomamilares, laterales y la zona incierta. También se observaron componentes endocrinos como la eminencia media, el infundíbulo y la hipófisis, subdividida en adenohipófisis y neurohipófisis.

En *Diphylla ecaudata*, los cortes coronales permitieron identificar núcleos preópticos, supraquiasmáticos, paraventriculares, arciformes, ventromediales, dorsomediales, mamilares, premamilares, tuberales, laterales, perifornicales y reticulares. También se observó la eminencia media, el infundíbulo y la hipófisis, subdividida en adenohipófisis y neurohipófisis.

En conjunto, los resultados obtenidos a partir de ambas especies y sus respectivos modelos tridimensionales aportan evidencia sobre la organización anatómica y funcional del hipotálamo y la hipófisis en murciélagos hematófagos.

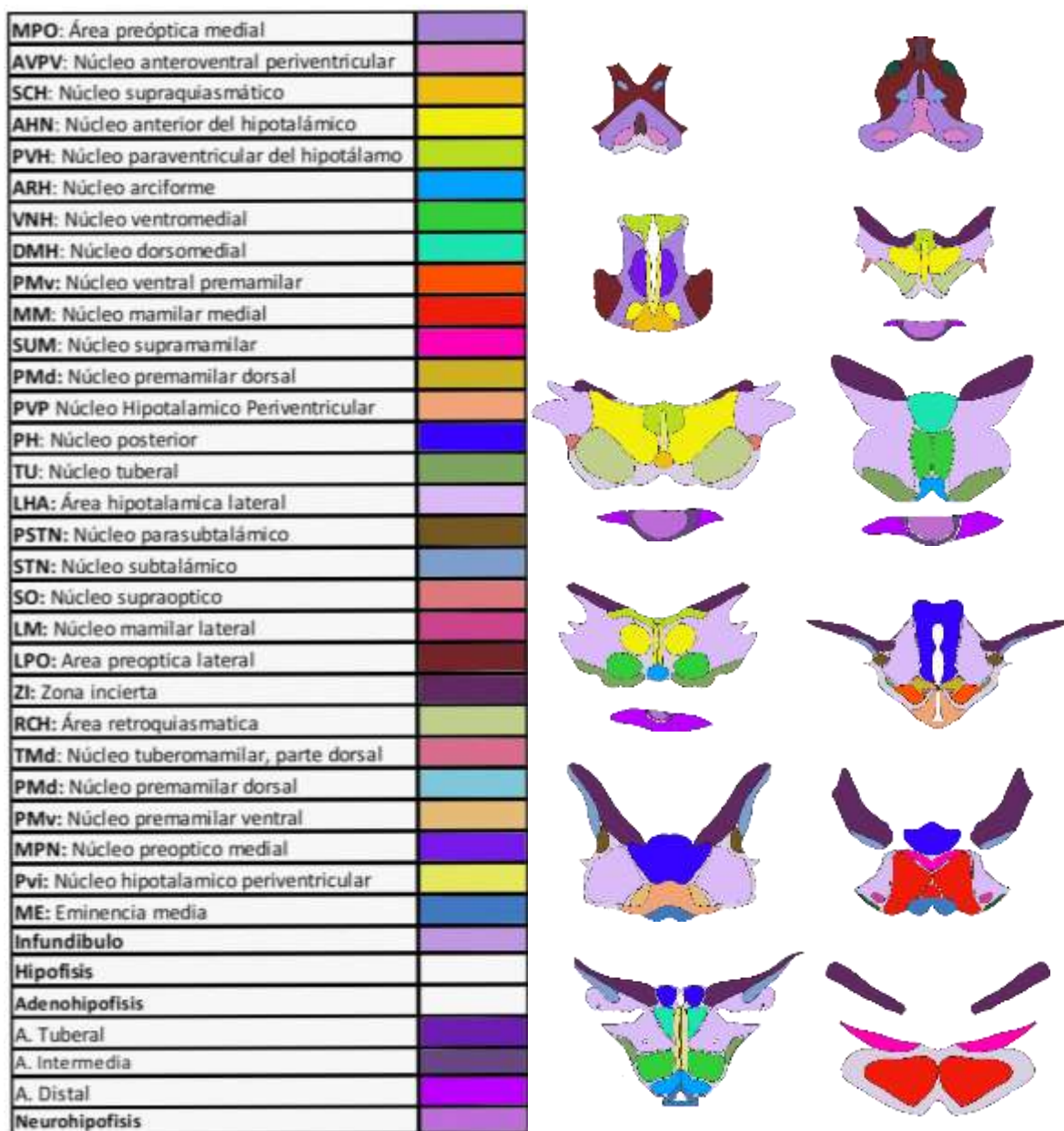


Figura 37. *D. rotundus*. Mapeo del hipotálamo y la hipófisis. Corte transversal. Imágenes digitales creadas en Sketchbook.

MPO: Área preóptica medial	
AVPV: Núcleo anteroventral periventricular	
SCH: Núcleo supraquiasmático	
AHN: Núcleo anterior del hipotálamico	
PVH: Núcleo paraventricular del hipotálamo	
ARRH: Núcleo arciforme	
VNH: Núcleo ventromedial	
DMH: Núcleo dorsomedial	
PMv: Núcleo ventral premamilar	
MM: Núcleo mamilar medial	
SUM: Núcleo supramamilar	
PMd: Núcleo premamilar dorsal	
PVP Núcleo Hipotalámico Periventricular	
PH: Núcleo posterior	
TU: Núcleo tuberal	
LHA: Área hipotalámica lateral	
PSTN: Núcleo parasubtalámico	
STN: Núcleo subtalámico	
SO: Núcleo supraóptico	
LM: Núcleo mamilar lateral	
LPO: Área preóptica lateral	
ZI: Zona incierta	
RCH: Área retroquiasmática	
TMd: Núcleo tuberomamilar, parte dorsal	
PMd: Núcleo premamilar dorsal	
PMv: Núcleo premamilar ventral	
MPN: Núcleo preóptico medial	
Pvi: Núcleo hipotalámico periventricular	
ME: Eminencia media	
Infundíbulo	
Hipofisis	
Adenohipofisis	
A. Tuberal	
A. Intermedia	
A. Distal	
Neurohipofisis	

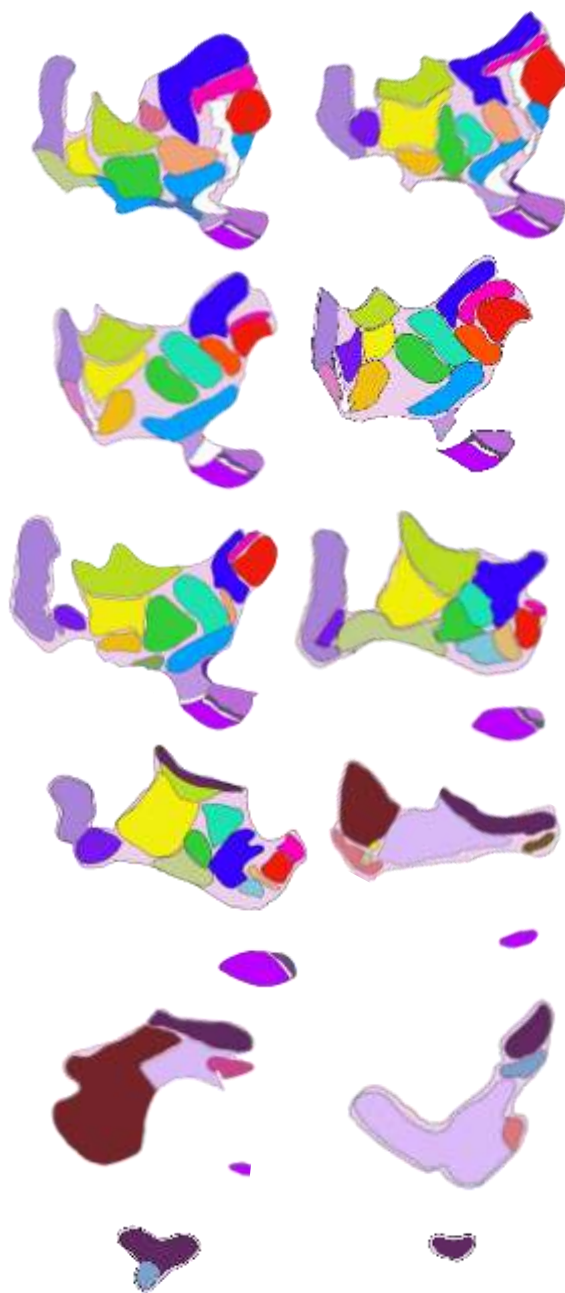


Figura 38. *D. rotundus*. Mapeo del hipotálamo y la hipófisis. Corte longitudinal. Imágenes digitales creadas en Sketchbook.

Núcleo	Identificación
MPO: Área preóptica medial	
AVPV: Núcleo anteroventral periventricular	
SCH: Núcleo supraquiasmático	
AHN: Núcleo anterior del hipotálamo	
PVH: Núcleo paraventricular del hipotálamo	
ARH: Núcleo arciforme	
VMH: Núcleo ventromedial	
DMH: Núcleo dorsomedial	
PMv: Núcleo ventral premamilar	
MM: Núcleo mamilar medial	
SUM: Núcleo supramamilar	
PVP: Núcleo Hipotalámico Periventricular	
PH: Núcleo posterior	
TU: Núcleo tuberal	
LHA: Área hipotalámica lateral	
PSTN: Núcleo parasubtalámico	
STN: Núcleo subtalámico	
SO: Núcleo supraoptico	
LM: Núcleo mamilar lateral	
LPO: Área preoptica lateral	
ZI: Zona incierta	
RCH: Área retroquiasmática	
PMd: Núcleo premamilar dorsal	
PMv: Núcleo premamilar ventral	
MPN: Núcleo preoptico medial	
Pvi: Núcleo hipotalámico periventricular	
ME: Eminencia media	
TMv: Núcleo tuberomamilar ventral	
PS: Núcleo para estríal	
MEPO: Núcleo preoptico medio	
ADP: Núcleo preoptico anterodorsal	
AT: Adenohipofisis tuberal	
AI: Adenohipofisis intermedia	
AD: Adenohipofisis distal	
N: Neurohipofisis	

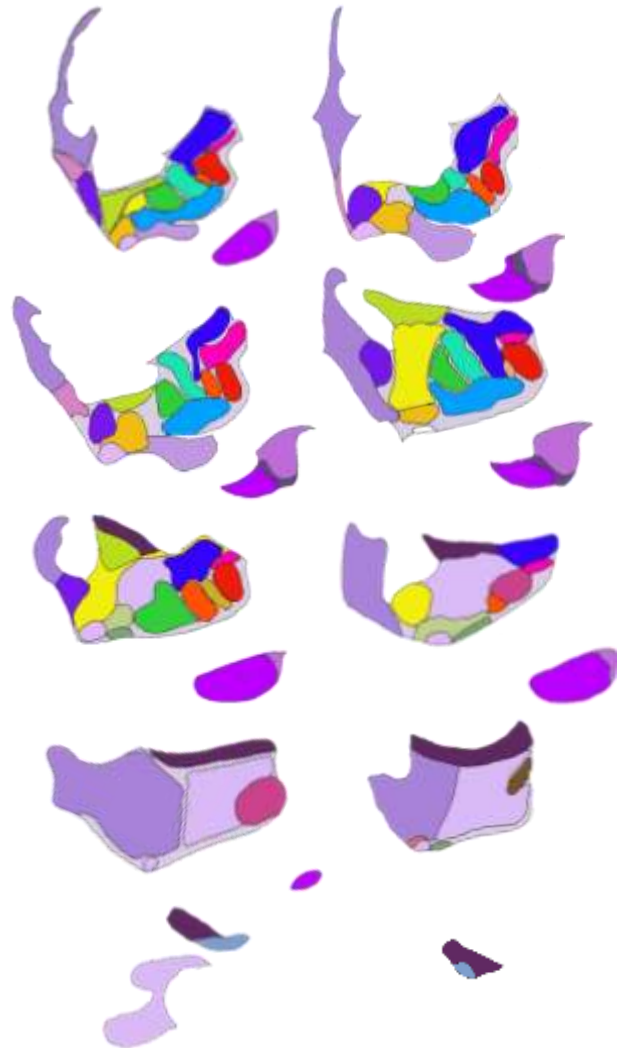


Figura 39. *D. ecaudata*. Mapeo del hipotálamo y la hipófisis. Corte longitudinal. Imágenes digitales creadas en Sketchbook.

Núcleo	Identificación
MPO: Área preóptica medial	
AVPV: Núcleo anteroventral periventricular	
SCH: Núcleo supraquiasmático	
AHN: Núcleo anterior del hipotálamo	
PVH: Núcleo paraventricular del hipotálamo	
ARH: Núcleo arciforme	
VMH: Núcleo ventromedial	
DMH: Núcleo dorsomedial	
PMv: Núcleo ventral premamilar	
MM: Núcleo mamilar medial	
SUM: Núcleo supramamilar	
PVP: Núcleo Hipotalámico Periventricular	
PH: Núcleo posterior	
TU: Núcleo tuberal	
LHA: Área hipotalámica lateral	
PSTN: Núcleo parasubtalámico	
STN: Núcleo subtalámico	
SO: Núcleo supraóptico	
LM: Núcleo mamilar lateral	
LPO: Área preóptica lateral	
ZI: Zona incierta	
RCH: Área retroquiasmática	
PMd: Núcleo premamilar dorsal	
PMv: Núcleo premamilar ventral	
MPN: Núcleo preóptico medial	
Pvi: Núcleo hipotalámico periventricular	
ME: Eminencia media	
TMv: Núcleo tuberomamilar ventral	
PS: Núcleo para estrial	
MEPO: Núcleo preóptico medio	
ADP: Núcleo preóptico anterodorsal	
AT: Adenohipofisis tuberal	
AI: Adenohipofisis intermedia	
AD: Adenohipofisis distal	
N: Neurohipofisis	

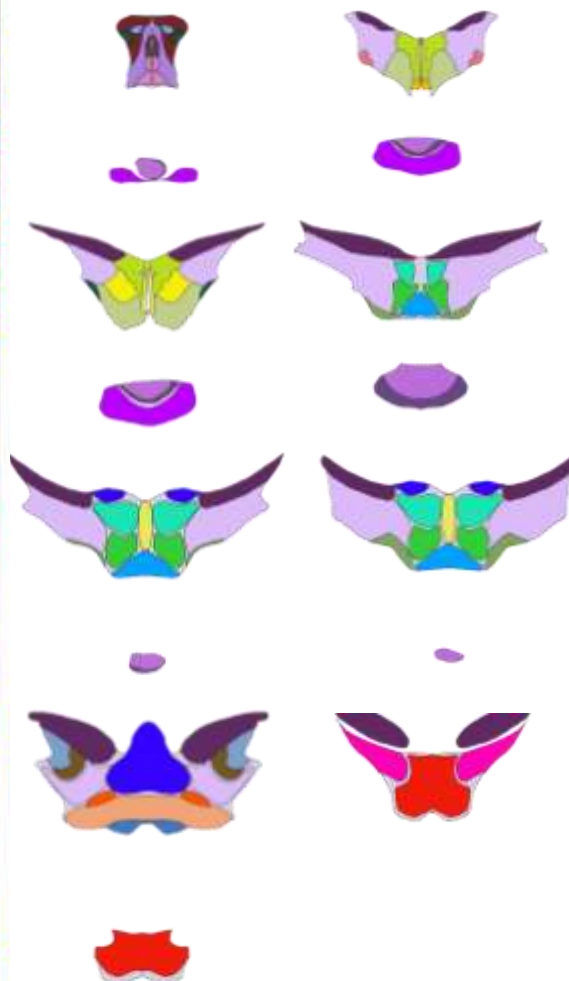


Figura 40. *D. ecaudata*. Mapeo del hipotálamo y la hipófisis. Corte transversal. Imágenes digitales creadas en Sketchbook.

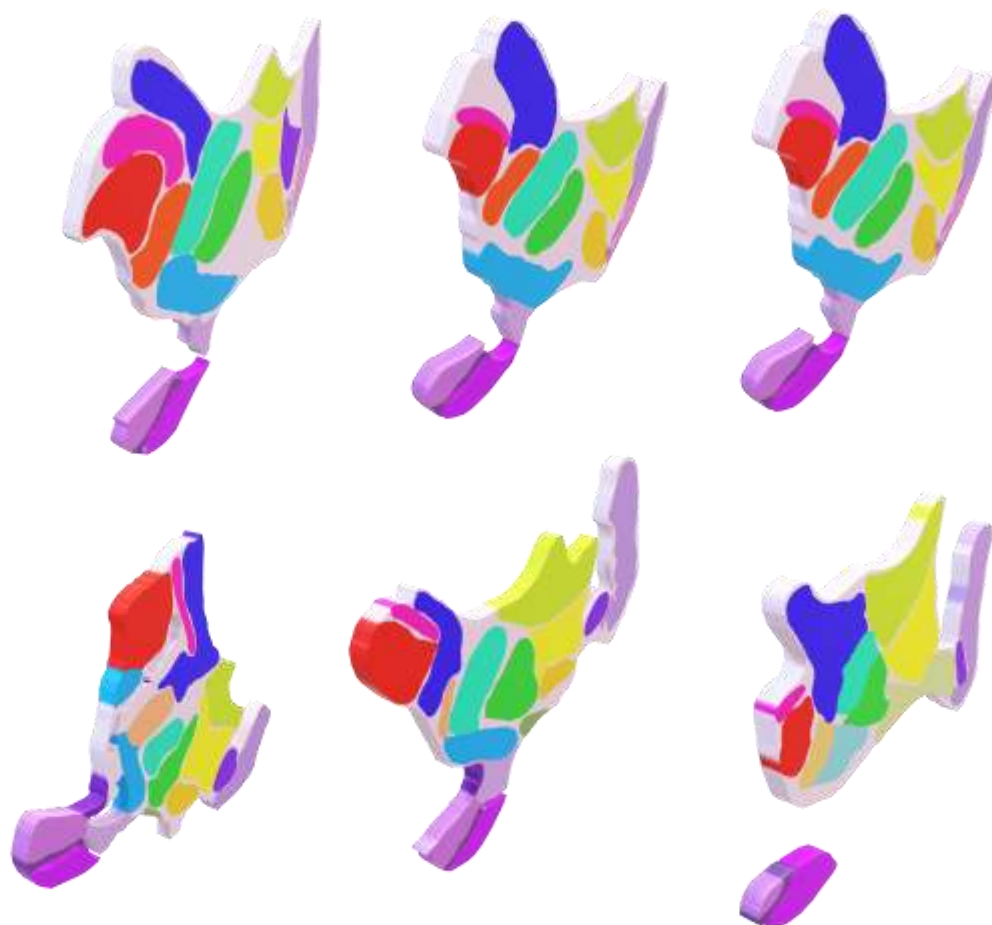


Figura 41. *D. rotundus*. Mapeo del hipotálamo y la hipófisis. Corte longitudinal. Imágenes digitales creadas en Blender.

La organización secuencial de los modelos tridimensionales en hileras permitió construir una visualización integral de los cortes transversal y longitudinal de ambas especies, consolidando una representación estructurada y comparativa del hipotálamo y la hipófisis, favoreciendo la identificación de variaciones morfológicas entre especies (**Figs. 42 a 45**). Esta estrategia de visualización no solo mejora el análisis morfofuncional del hipotálamo y la hipófisis en murciélagos hematófagos, sino que también posiciona al modelo tridimensional como una herramienta innovadora en el ámbito de las ciencias biológicas, con aplicaciones potenciales en docencia, investigación y divulgación científica, al ofrecer una representación clara, interactiva y segmentada de estructuras neuroendocrinas de difícil acceso mediante técnicas convencionales.

En particular, la posibilidad de mapear la distribución de núcleos hipotalámicos de manera comparable a lo descrito en modelos de ratones (Allen, 2011) valida la estrategia metodológica empleada y respalda su aplicabilidad en estudios morfofuncionales entre especies. El Atlas Cerebral del Ratón de Allen (Allen, 2011), conformado por cortes coronales y sagitales distribuidos de manera regular y etiquetados con alta precisión, se ha consolidado como un referente en la identificación de estructuras cerebrales, entre ellas los núcleos hipotalámicos y la hipófisis.

Complementariamente, los hallazgos de *Bhatnagar (2008)* sobre la organización neuroanatómica del hipotálamo en quirópteros aportan una base morfológica esencial para validar la segmentación realizada en este estudio. Bhatnagar describe núcleos hipotalámicos bien definidos en *Desmodus rotundus*, incluyendo el núcleo arcuato, el paraventricular, el dorsomedial y el mamilar, con funciones endocrinas y autonómicas comparables a las observadas en roedores. La reconstrucción tridimensional aquí presentada permite visualizar estos núcleos en su contexto espacial, confirmando su ubicación relativa y sus relaciones anatómicas con la hipófisis y el tercer ventrículo, tal como se ha descrito en estudios clásicos de neuroanatomía comparada.

La correspondencia entre los núcleos identificados en el modelo tridimensional de los murciélagos *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata* con aquellos reportados por Bhatnagar y en el atlas de Allen refuerza el valor de esta técnica para estudios comparativos, al permitir la exploración de patrones de organización funcional tanto conservados como diferenciados entre especies. Asimismo, el uso de una paleta cromática y señalética morfológica en el modelo digital facilita la identificación de estructuras específicas, replicando el enfoque estructural y visual del atlas de Allen, pero adaptado a una especie no convencional.

La elección del software Blender como plataforma de modelación tridimensional se fundamenta en su carácter de código abierto, su robustez técnica y su amplia adopción en la comunidad científica. A diferencia de soluciones licenciadas como software Maya, Blender ofrece acceso libre a funciones avanzadas de modelado, animación y renderizado, sin restricciones presupuestales ni académicas (Blender Foundation, 2023; Autodesk, 2023). Además, su capacidad para manejar estructuras anatómicas con precisión milimétrica y su interfaz altamente personalizable (Kent & Carr, 2020) lo convierten en una herramienta idónea para la visualización científica interdisciplinaria.

Finalmente, el enfoque metodológico desarrollado en esta investigación es replicable y adaptable al estudio de otras especies y sistemas orgánicos, lo que abre nuevas posibilidades para la exploración morfológica mediante tecnologías digitales. Esta integración no solo amplía el alcance de la investigación, sino que también contribuye a democratizar el acceso a herramientas de alto nivel en entornos académicos, fortaleciendo la formación profesional en ciencias biológicas (Rosset, Spadola, & Ratib, 2004).

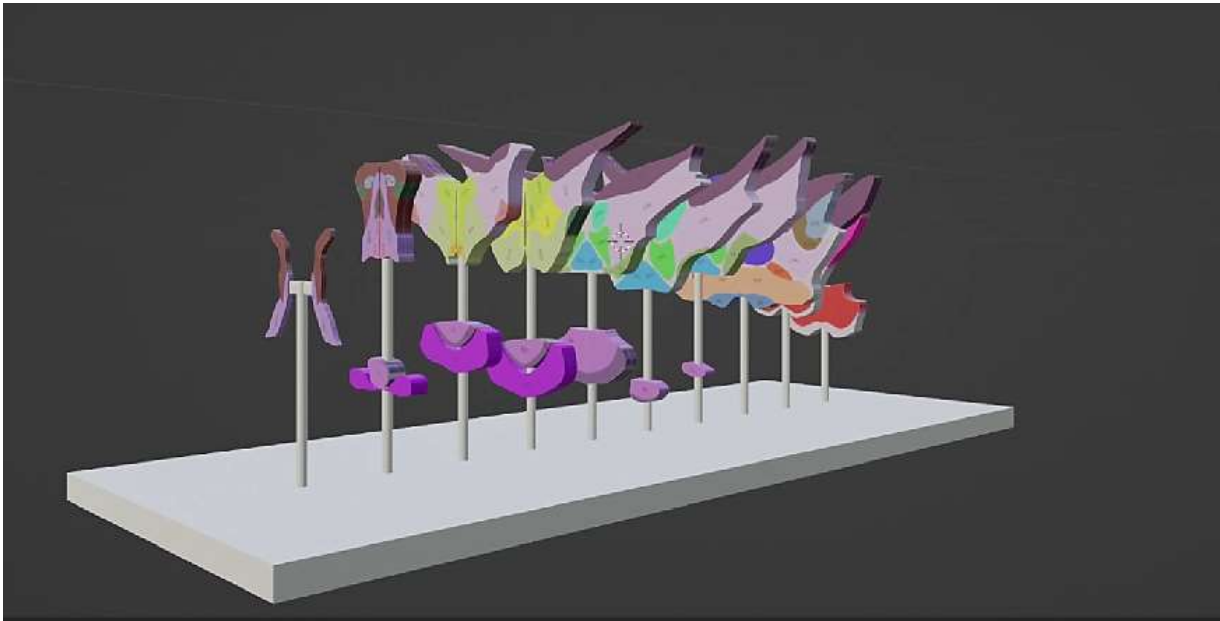


Figura 42. *D. rotundus*. Mapeo del hipotálamo y la hipófisis. Corte transversal. Imágenes digitales creadas en Blender.

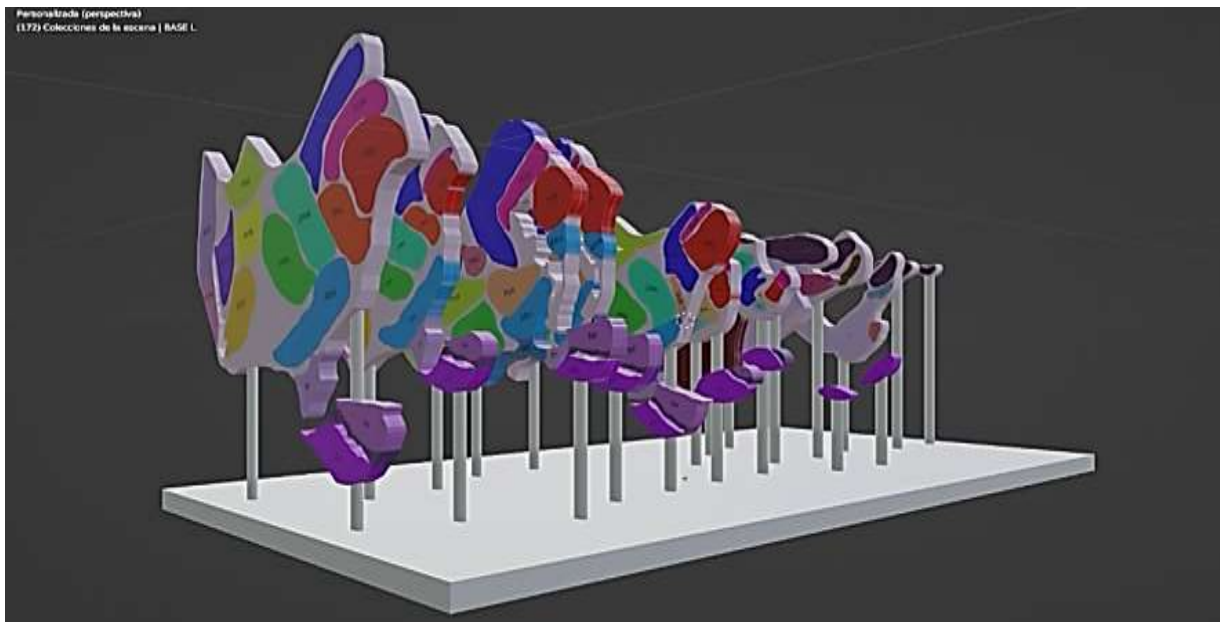


Figura 43. *D. rotundus*. Mapeo del hipotálamo y la hipófisis. Corte longitudinal. Imágenes digitales creadas en Blender.

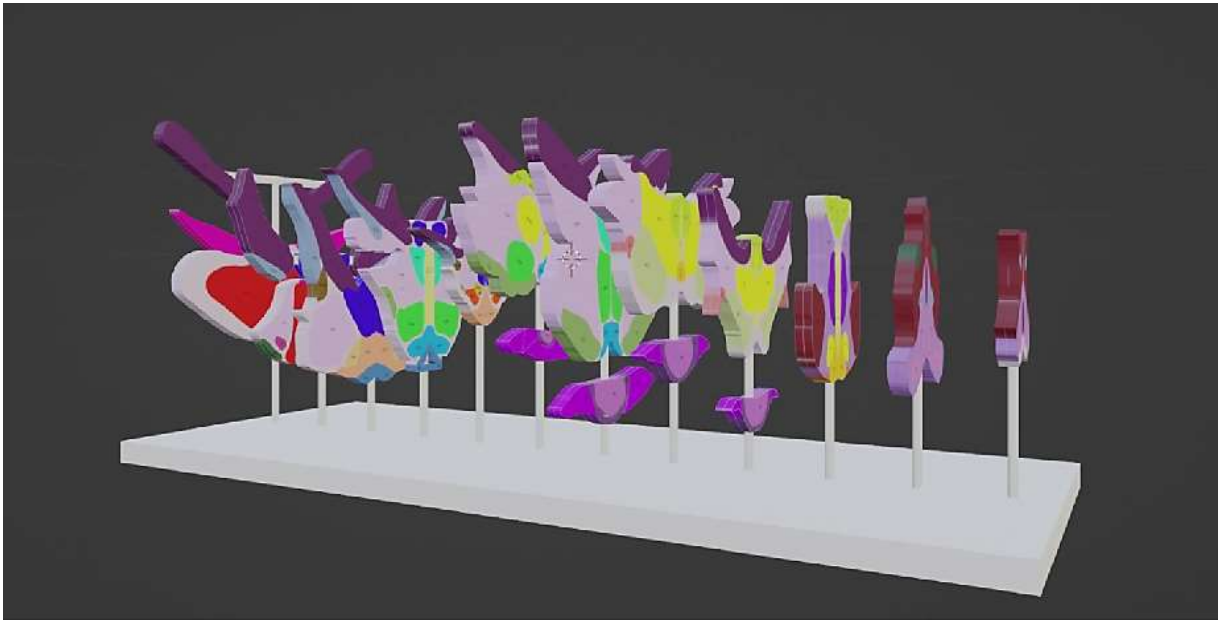


Figura 44. *D. ecaudata*. Mapeo del hipotálamo y la hipófisis. Corte transversal. Imágenes digitales creadas en Blender.

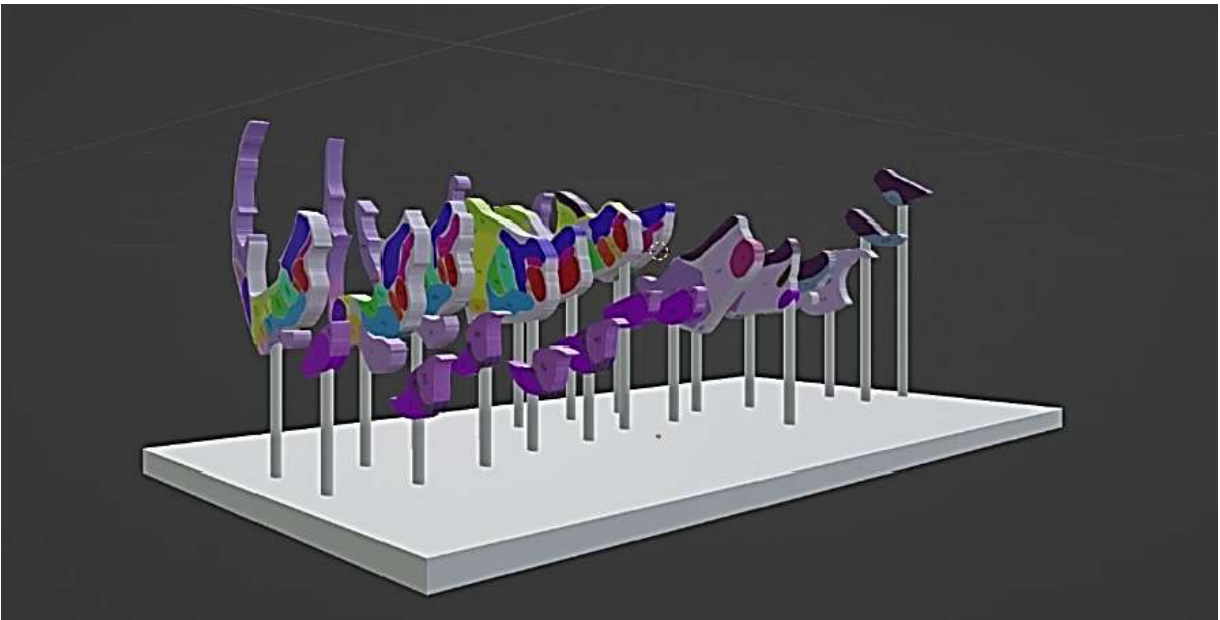


Figura 45. *D. ecaudata*. Mapeo del hipotálamo y la hipófisis. Corte longitudinal. Imágenes digitales creadas en Blender.

7.3. Análisis estadístico

El presente análisis, basado en la técnica de Bootstrap, permitió evaluar de manera numérica las diferencias morfométricas entre machos y hembras de *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata*. La principal ventaja de esta metodología radica en su capacidad para generar múltiples pruebas simuladas a partir de un único conjunto de datos, lo que fortalece la robustez del análisis y evita los supuestos estrictos de normalidad.

La selección aleatoria de muestras se realizó con un nivel de confianza del 95%, garantizando un margen de error reducido en la estimación de diferencias. La prueba de hipótesis aplicada permitió determinar si existen variaciones significativas en la morfometría del hipotálamo entre sexos y especies, proporcionando información fundamental para la interpretación de patrones estructurales y funcionales.

El análisis estadístico mostró un coeficiente de variación muy bajo, lo que evidencia que estas estructuras son altamente similares entre los sujetos de estudio de la misma especie, independientemente de factores como peso, sexo o edad. Esto justifica la variabilidad natural dentro de la especie.

Al examinar las estructuras en un corte medial, se observó que no todas estaban presentes de manera uniforme, obteniendo los valores correspondientes a las características descriptivas. Estos incluyen media, desviación estándar y coeficiente de variación, los cuales proporcionan una visión detallada de la distribución morfométrica (**Tablas 3, 4, 5 y 6**).

Complementando estos datos cuantitativos, las gráficas de barras evidencian diferencias morfométricas significativas entre *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata* en núcleos hipotalámicos específicos. *Desmodus rotundus* mostró mayores áreas en núcleos asociados a integración neuroendocrina, mientras que *Diphylla ecaudata* destacó en núcleos vinculados a la modulación alimentaria y sensorial. Estas

variaciones reflejan patrones de especialización funcional relacionados con las estrategias ecológicas y comportamentales de cada especie hematófaga (**Figs. 46 y 47**).

Un hallazgo relevante es que el coeficiente de variación reducido indica una alta conservación de estas estructuras dentro de la especie. Sin embargo, no fue posible realizar una comparación estadística directa entre algunas estructuras, ya que no se encuentran situadas topográficamente en el mismo nivel. No obstante, se pudo determinar el volumen de los cortes obtenidos, permitiendo la comparación estadística a partir de dicha medida volumétrica.

Asimismo, la desviación estándar representa menos del 1% de la media, lo que demuestra que la variabilidad entre los sujetos de estudio es mínima. Además, el área de cada núcleo hipotalámico mostró una alta similitud entre individuos, confirmando que el error aleatorio y sistemático dentro de la misma especie es muy bajo.

Este análisis estadístico proporciona una evaluación precisa de las diferencias morfométricas en los núcleos hipotalámicos entre especies y sexos. Los resultados obtenidos contribuirán significativamente a la caracterización anatómica del hipotálamo, facilitando estudios futuros sobre su funcionalidad y relación con procesos neuroendocrinos.

Tabla 3. Núcleos del hipotálamo de *D. rotundus* en corte transversal (μm^2)

Núcleos		Estimador	CV
NPH	Media	13810.6527	2.3746727
	DS	327.9578	
AHL	Media	34707.3464	0.43451406
	DS	150.8083	
NS	Media	11460.8959	0.90453487
	DS	103.6678	
NP	Media	12424.9492	2.60885091
	DS	324.1484	
NAH	Media	8107.25465	0.32565623
	DS	26.40178	
NV	Media	7351.53671	0.61693047
	DS	45.35387	
NHP	Media	2876.98909	1.65276226
	DS	47.54979	
ZS	Media	1245.41198	2.47483327
	DS	30.82187	
ZI	Media	4037.34469	1.00142676
	DS	40.43105	
NA	Media	868.385874	0.94221846
	DS	8.182092	

Valores estimados mediante el procedimiento de *bootstrap* para las áreas de cada uno de los núcleos grises del hipotálamo. Se presentan la media, la desviación estándar (DS) y el coeficiente de variación (CV). NPH: Núcleo paraventricular del hipotálamo, AHL: Área hipotalámica lateral, NS: Núcleo supraquiasmático, NP: Núcleo perifornical, NAH: Núcleo anterior del hipotálamo, NV: Núcleo ventromedial, NHP: Núcleo hipotalámico periventricular, ZS: Zona subparaventricular, ZI: Zona incierta y NA: Núcleo arciforme.

Tabla 4. Núcleos del hipotálamo de *D. rotundus* en corte longitudinal (μm^2)

Núcleos		Estimador	CV
AMP	Media	575218.917	0.77536063
	DS	4460.021	
NAP	Media	516950.138	1.73967978
	DS	8993.277	
NPM	Media	399554.126	1.84861888
	DS	7386.233	
NS	Media	822264.235	0.17836943
	DS	1466.668	
NAH	Media	284831.535	2.08156481
	DS	5928.953	
NPH	Media	394804.709	1.92735492
	DS	7609.288	
NA	Media	511354.531	1.52838931
	DS	7815.488	
NV	Media	405297.23	3.6748191
	DS	14893.94	
ND	Media	405371.6	3.65006083
	DS	14796.31	
NVP	Media	522595.705	0.87758509
	DS	4586.222	
NMM	Media	654698.214	0.53908548
	DS	3529.383	
NSM	Media	356138.46	3.19405548
	DS	11375.26	
NPH	Media	665774.8	39.366855
	DS	262094.6	
NT	Media	33377.0191	2.83180681
	DS	945.1727	

Valores estimados mediante el procedimiento de *bootstrap* para las áreas de cada uno de los núcleos grises del hipotálamo. Se presentan la media, la desviación estándar (DS) y el coeficiente de variación (CV). NPH: Núcleo paraventricular del hipotálamo, AHL: Área hipotalámica lateral, NS: Núcleo supraquiasmático, NP: Núcleo perifornical, NAH: Núcleo anterior del hipotálamo, NV: Núcleo ventromedial, NHP: Núcleo hipotalámico periventricular, ZS: Zona subparaventricular, ZI: Zona incierta, NA: Núcleo arciforme, APM: Área preóptica medial, NAP: Núcleo anteroventral periventricular, NPM: Núcleo preóptico medial, ND: Núcleo dorsomedial, NVP: Núcleo ventral premamilar, NMM: Núcleo mamilar medial, NSM: Núcleo supramamilar, NPH: Núcleo posterior y NT: Núcleo tuberal.

Tabla 5. Núcleos del hipotálamo de *D. ecaudata* en corte transversal (μm^2)

Núcleos		Media	CV
LHA	Media	1074213.4	2.2379175
	DS	24040.01	
VMH	Media	306758.14	0.3217981
	DS	987.142	
ZSv	Media	420135.78	0.1091153
	DS	458.4325	
ZI	Media	443117.91	0.0446515
	DS	197.8589	
ARH	Media	401977.79	0.0170257
	DS	68.43956	
PH	Media	121330.47	0.0529661
	DS	64.26404	
TU	Media	38020.46	0.0381716
	DS	14.51302	
Pvi	Media	218103.18	0.0259772
	DS	56.65704	

Valores estimados mediante el procedimiento de *bootstrap* para las áreas de cada uno de los núcleos grises del hipotálamo. Se presentan la media, la desviación estándar (DS) y el coeficiente de variación (CV). LHA: Área hipotalámica lateral, VMH: Núcleo ventromedial, ZSv: Zona subparaventricular, ZI: Zona incierta, ARH: Núcleo arciforme, PH: Núcleo posterior, TU: Núcleo tuberal y Pvi: Núcleo hipotalámico periventricular.

Tabla 6. Núcleos del hipotálamo de *D. ecaudata* en corte longitudinal (μm^2)

Núcleos		Media	CV
MPO	Media	413653.31	0.1234323
	DS	510.5818	
AVPV	Media	47814.636	0.4882377
	DS	233.4491	
NS	Media	163558.95	0.3154189
	DS	515.8958	
AHN	Media	45221.84	0.6091504
	DS	275.469	
ARH	Media	110990.5	0.6570325
	DS	729.2437	
VMH	Media	110990.5	0.0065703
	DS	7.292437	
DMH	Media	58600.696	0.3970852
	DS	232.6947	
PMv	Media	92972.54	0.2790109
	DS	259.4035	
MM	Media	92769.046	0.1760638
	DS	163.3327	
SUM	Media	101852.19	0.1570195
	DS	159.9278	
PH	Media	300777.59	0.039509
	DS	118.8341	
MPN	Media	169029.5	0.0162024
	DS	27.38691	

Valores estimados mediante el procedimiento de *bootstrap* para las áreas de cada uno de los núcleos grises del hipotálamo. Se presentan la media, la desviación estándar (DS) y el coeficiente de variación (CV). MPO: Área preóptica medial, AVPV: Núcleo anteroventral periventricular, NS: Núcleo supraquiasmático, AHN: Núcleo anterior del hipotálamo, ARH: Núcleo arciforme, VMH: Núcleo ventromedial, DMH: Núcleo dorsomedial, PMv: Núcleo ventral premamilar, MM: Núcleo mamilar medial, SUM: Núcleo supramamilar, PH: Núcleo posterior, MPN: Núcleo preóptico medial, LHA: Área hipotalámica lateral, VMH: Núcleo ventromedial, ZSv: Zona subparaventricular, ZI: Zona incierta, ARH: Núcleo arciforme, PH: Núcleo posterior, TU: Núcleo tuberal y Pvi: Núcleo hipotalámico periventricular.

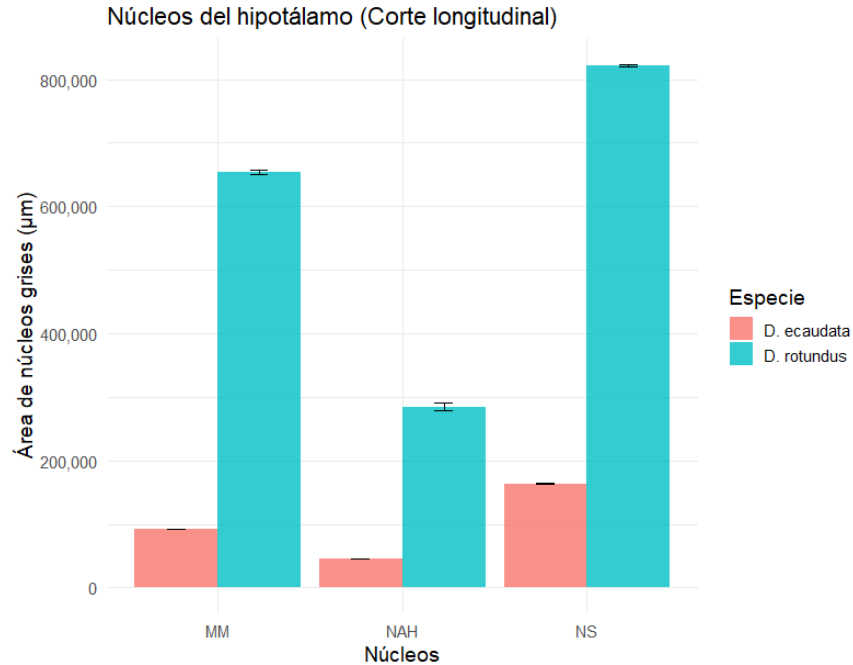


Figura 46. Núcleos hipotalámicos (Corte longitudinal). La gráfica muestra diferencias significativas en el área de los núcleos MM: mamilar medial, NAH: anterior del hipotálamo y NS: núcleo supraquiasmático, entre *Diphylla ecaudata* (rojo) y *Desmodus rotundus* (turquesa). *D. rotundus* presenta valores superiores en todos los núcleos analizados, destacando especialmente en el núcleo supraquiasmático. Las barras representan la media y la desviación estándar.

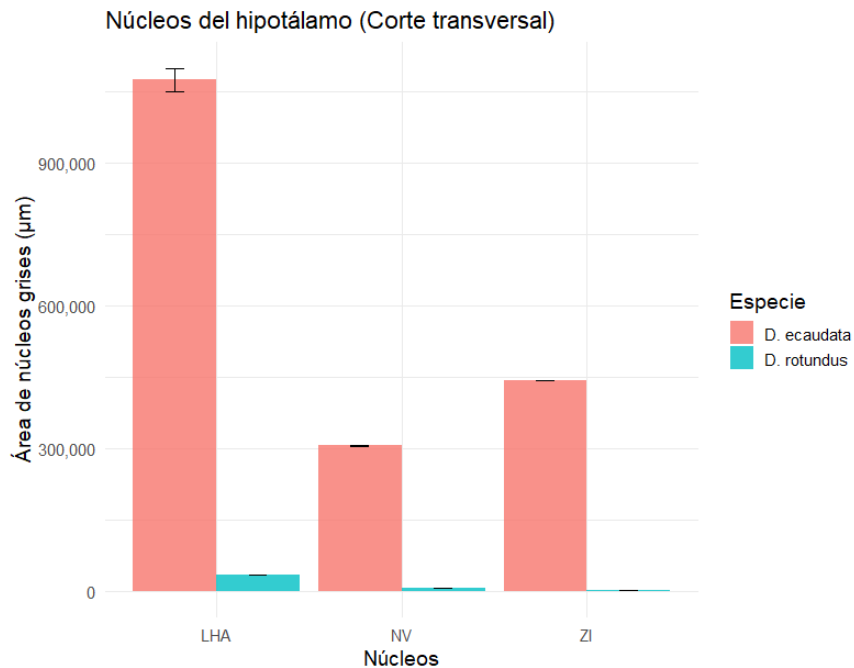


Figura 47. Núcleos hipotalámicos (Corte transversal). La gráfica compara el área de los núcleos LHA: Área hipotalámica lateral, NV: ventromedial y ZI: Zona incierta, entre *Diphylla ecaudata* (rojo) y *Desmodus rotundus* (turquesa), evidenciando que *D. ecaudata* presenta mayores áreas en todos los núcleos analizados. Las barras representan la media y la desviación estándar.

El análisis morfométrico evidenció diferencias en la organización interna del hipotálamo entre *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata*, especialmente en sus núcleos hipotalámicos. Se observaron variaciones en la forma y proporción del tercer ventrículo, así como en la morfología de la hipófisis, destacando una configuración más compacta en *Desmodus rotundus* frente a una estructura más elongada en *Diphylla ecaudata*. Estas variaciones estructurales sugieren una especialización funcional entre especies, posiblemente vinculada a diferencias en la regulación neuroendocrina, el comportamiento alimentario y adaptaciones ecológicas específicas.

Estos hallazgos refuerzan la importancia de los estudios morfológicos sustentados por análisis cuantitativos para comprender la funcionalidad del hipotálamo y la hipófisis en contextos evolutivos. Los hallazgos de este estudio evidencian una alta estabilidad morfométrica entre la misma especie del hipotálamo, independiente de variables como sexo, peso o edad, lo que respalda su conservación anatómica funcional. Aunque existen diferencias entre especies.

La implementación del método Bootstrap representa un avance metodológico significativo, al mejorar la confiabilidad del análisis sin depender de supuestos de normalidad. Esta integración entre morfología y estadística establece una base cuantitativa sólida y un modelo replicable para futuras investigaciones sobre evolución, adaptación ecológica y funcionalidad cerebral en vertebrados.

No obstante, el número reducido de observaciones limitó la aplicación de pruebas estadísticas como el ANOVA, decisión metodológica adecuada dada la muestra disponible. Esta restricción se reconoce como una limitación del estudio, proponiéndose el uso de gráficas comparativas para visualizar las diferencias morfológicas entre especies. A futuro, se plantea ampliar el tamaño muestral e incorporar análisis estadísticos robustos, con el fin de establecer patrones evolutivos más precisos y fortalecer la comprensión de las adaptaciones neuroanatómicas en especies hematófagas.

8. CONCLUSIONES

Se identificaron los núcleos hipotalámicos y las estructuras que constituyen a la hipófisis en los murciélagos hematófagos *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata*.

El análisis histológico y morfométrico del hipotálamo y la hipófisis en *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata* permitió establecer diferencias estructurales significativas entre ambas especies de murciélagos hematófagos. A través de cortes seriados transversales y longitudinales, Se establecieron diferencias morfológicas y morfométricas en cuanto al tamaño de los núcleos hipotalámicos entre ambas especies.

Las diferencias morfométricas observadas entre *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata* en las estructuras hipotalámicas e hipofisarias sugieren una especialización funcional vinculada a sus respectivos requerimientos fisiológicos. El mayor tamaño del hipotálamo en *Desmodus rotundus*, junto con la morfología alargada y definida de su hipófisis, podría reflejar una mayor demanda en la regulación neuroendocrina, posiblemente asociada a su comportamiento alimenticio, metabolismo o patrones sociales.

La reconstrucción tridimensional del hipotálamo y la hipófisis en *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata* permitió una representación comparativa detallada de sus estructuras neuroendocrinas. Esta metodología facilitó la localización espacial de núcleos hipotalámicos y componentes hipofisarios, revelando diferencias morfológicas relevantes entre estas especies. Los modelos generados constituyen una aportación significativa al estudio neuroanatómico de murciélagos hematófagos y promueven el uso de herramientas digitales replicables en especies no convencionales, fortaleciendo la integración entre tecnología, morfología y formación científica interdisciplinaria.

El análisis estadístico mediante Bootstrap permitió evaluar con alta precisión las diferencias morfométricas del hipotálamo y la hipófisis entre *Desmodus rotundus* y

Diphylla ecaudata, así como entre sexos. Esta técnica no paramétrica, aplicada con un 95% de confianza, fortaleció la robustez del estudio al evitar supuestos de normalidad y minimizar el margen de error. Los resultados evidenciaron una notable estabilidad morfométrica intraespecífica, con coeficientes de variación bajos y desviaciones estándar inferiores al 1% de la media, lo que sugiere una conservación anatómica funcional independiente de variables como sexo, peso o edad.

La comparación entre cortes permitió superar las limitaciones topográficas en ciertas estructuras, y las gráficas de barras complementaron visualmente los datos cuantitativos, evidenciando patrones de especialización funcional entre especies. *Desmodus rotundus* presentó mayores áreas en núcleos asociados a integración neuroendocrina, mientras que *Diphylla ecaudata* destacó en núcleos vinculados a la modulación alimentaria y sensorial, lo que refleja adaptaciones neuroanatómicas relacionadas con sus estrategias ecológicas y comportamentales.

Este estudio ofrece una caracterización morfofuncional detallada del hipotálamo y la hipófisis en *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata*, evidenciando diferencias estructurales que sugieren adaptaciones específicas en la regulación endocrina y el comportamiento. La combinación de técnicas histológicas, morfométricas, tridimensionales y estadísticas robustas permitió una evaluación precisa de las variaciones inter e intraespecíficas, estableciendo un modelo metodológico replicable. Los hallazgos amplían el conocimiento sobre la neuroanatomía de murciélagos hematófagos y fortalecen el vínculo entre tecnología y morfología, con implicaciones relevantes en el estudio de procesos evolutivos, ecológicos y de salud pública.

9. REFERENCIAS

1. Aguilar-Gamboa, F. R., & Suclupe-Campos, D. O. (2024). Murciélagos como vectores de enfermedades virales e impacto en la salud humana. *Archivo Médico Camagüey*, 28, e9710. <https://revistaamc.sld.cu/index.php/amc/article/view/9710>
2. Aguilar Setién, A., & Aréchiga, C. (2011, abril-junio). Los murciélagos: ¿héroes o villanos? *Ciencia, Revista de la Academia Mexicana de Ciencias*, 62(2), 73–83.
3. Aguilar-López, M. R. M. V. S. F. (2012). Registros nuevos de murciélagos para el estado de Hidalgo, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 83, 1249–1251. <https://doi.org/10.7550/rmb.28879>
4. Allen, B. (2011). *Allen Brain Atlas: Mouse Brain Reference Atlas*. Allen Institute for Brain Science. <https://mouse.brain-map.org/static/atlas>
5. Ángeles, J., Ortega, O., Portillo, B., Montaldo, H., & Ronquillo, M. (2014). Aplicación del modelo Wood para analizar las curvas de lactancia de la ganadería ovina lechera ecológica. *Ciencia de la Producción Animal*, 54, 1609–1614.
6. Arias Ortiz, C. (2018). Revela estudio de la UNAM adaptación de murciélagos para alimentarse sólo de sangre. *Boletín UNAM-DGCS-197*. https://www.dgcs.unam.mx/boletin/bdboletin/2018_197.html
7. Autodesk. (2023). *Maya: 3D animation, modeling, simulation, and rendering software*. <https://www.autodesk.com/products/maya/overview>
8. Banks, W. (1996). *Histología veterinaria aplicada* (2ª ed.). Editorial El Manual Moderno.
9. Barton, H. D., Gregory, A. J., Davis, R., Hanlon, C. A., & Wisely, S. M. (2010). Contrasting landscape epidemiology of two sympatric rabies virus strains. *Molecular Ecology*, 19(13), 2725–2738. <https://doi.org/10.1111/j.1365-294X.2010.04668.x>
10. Bhatnagar, K. P. (2008). The brain of the common vampire bat, *Desmodus rotundus murinus* (Wagner, 1840): A cytoarchitectural atlas. *Brazilian Journal of Biology*, 68(3), 583–599. <https://doi.org/10.1590/s1519-69842008000300017>
11. Bergner, L., Mollentze, N., Orton, R., Tello, C., Broos, A., Biek, R., & Streicker, D. (2021). Characterizing and evaluating the zoonotic potential of novel viruses discovered in vampire bats. *Viruses*, 13(2), 252. <https://doi.org/10.3390/v13020252>
12. Blender Foundation. (2023). *Blender 3D software*. <https://www.blender.org>

-
13. Corrêa, S. K., Iamamoto, K., Asano, K. M., Mori, E., Estevez, G. A. I., Achkar, S. M., & Oliveira, F. W. (2014). Murciélagos hematófagos como reservorios de la rabia. *Revista Peruana de Medicina Experimental y Salud Pública*, 31(2), 302–309. http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1726-46342014000200018
14. Corrêa, K., Fernandes, R., Iamamoto, K., Mori, E., Miyuki, E., Achkar, S., Estevez, A., Yoshitaka, J., & Oliveira, W. (2015). *Diphylla ecaudata* and *Diaemus youngi*, biology and behavior. *Acta Zoológica Mexicana*, 31(3). https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0065-17372015000300009
15. Cunningham, J. (2017). *Fisiología veterinaria*. Interamericana, Elsevier.
16. Geoffroy, E. (1810). *Desmodus rotundus*. En Secretaría de GBIF. (2022). *Taxonomía de la columna vertebral de GBIF* [Conjunto de datos de lista de verificación]. <https://doi.org/10.15468/39omei> (Accedido el 13 de marzo de 2023, a través de GBIF.org)
17. Secretaría de GBIF. (2022). *Diphylla ecaudata* Spix, (1823). *Taxonomía de la columna vertebral de GBIF* [Conjunto de datos de lista de verificación]. <https://doi.org/10.15468/39omei> (Accedido el 13 de marzo de 2023, a través de GBIF.org)
18. Elizalde-Arellano, C., López-Vidal, J.C., Arroyo-Cabrales, J., Medellín, R.A. and Laundré, J.W. (2007) Food Sharing Behavior in the Hairy-Legged Vampire Bat *Diphylla ecaudata*. *Acta Chiropterologica*, 9, 314-319. [https://doi.org/10.3161/1733-5329\(2007\)9\[314:FSBITH\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.3161/1733-5329(2007)9[314:FSBITH]2.0.CO;2)
19. Gardner, A. L. (2007). *Mammals of South America, Volume 1: Marsupials, xenarthrans, shrews, and bats*. University of Chicago Press.
20. Geneser, F. (2005). Sistema endocrino. *Histología* (3ª ed.). Médica Panamericana.
21. Greco, D. (2014). El sistema endocrino. *Fisiología veterinaria*. Elsevier.
22. Hajdarovic, K., Doudou, Y., & Webb, A. (2022). Understanding the aging hypothalamus, one cell at a time. *Trends in Neurosciences*, 45(12), 942–954. <https://doi.org/10.1016/j.tins.2022.10.004>
23. Jiménez, R. J. (2006). *Prevención de la rabia paralítica bovina y control de la población de vampiros (Desmodus rotundus)*. Bayer.
24. Juárez Castillo, L. G., & Rojas Martínez, A. E. (2012). *Dinámica poblacional del murciélago vampiro Desmodus rotundus (Chiroptera: Phyllostomidae) en la Reserva*

-
- de la Biosfera Barranca de Metztitlán, Hidalgo, México. [Fuente editorial o repositorio faltante]
25. Kent, J. T., & Carr, J. (2020). Open-source tools for scientific visualization: Blender as a platform for anatomical modeling. *Journal of Visualized Experiments*, (159), e61234. <https://doi.org/10.3791/61234>
 26. Kunz, T. H., Braun de Torrez, E., Bauer, D., Lobova, T., & Fleming, T. H. (2011). Ecosystem services provided by bats. *Annals of the New York Academy of Sciences*, 1223(1), 1–38. <https://doi.org/10.1111/j.1749-6632.2011.06004.x>
 27. Lollar, A. (2023). Hibernation, release and euthanasia. En A. Lollar, *The rehabilitation and captive care of insectivorous bats* (pp. 188–194). Bat World Sanctuary Publication.
 28. López Castillo, D. L. (2012). *Diagnóstico de la problemática social y económica asociada al murciélago vampiro (Desmodus rotundus) en ranchos ganaderos de las zonas centro y oriente del estado de Yucatán, México* [Tesis de maestría, Instituto de Ecología A.C.]. Repositorio Institucional INECOL. https://inecol.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1005/46/1/6718_2012-10348.pdf
 29. Loza-Rubio, E., Aguilar-Setién, A., Bahloul, C., Brochier, B., Pastoret, P. P., & Tordo, N. (1999). Discrimination between epidemiological cycles of rabies in Mexico. *Archives of Medical Research*, 30(2), 144–149. [https://doi.org/10.1016/S0188-0128\(98\)00019-0](https://doi.org/10.1016/S0188-0128(98)00019-0)
 30. Magaña-Cota, G. E., Charre-Medellín, J. F., Hernández, R., Iglesias, J., Chávez-Galván, B., Bolaños, R., Cecaíra-Ricoy, R., Sánchez-Cordero, V., & Botello, F. (2010). Primeros registros del murciélago vampiro de patas peludas (*Diphylla ecaudata*) para el estado de Guanajuato, México. *Therya*. <https://doi.org/10.12933/therya-10-21>
 31. Medcalf, R. L. (2011). Desmoteplase: Discovery, insights and opportunities for ischaemic stroke. *British Journal of Pharmacology*, 163(4), 720–732. <https://doi.org/10.1111/j.1476-5381.2011.01514.x>
 32. Medellín, R., Arita, H., & Sánchez, O. (2007). *Identificación de los murciélagos de México* (2ª ed.). Instituto de Ecología, UNAM. https://www.academia.edu/49382236/Libro_Zoología_Identificación_de_los_Murciélagos_de_México_Clave_de_Campo_Medellín_Arita_Sánchez_2_Edición
 33. Mejenes-López, S. H. B. T. (2010). Los mamíferos en el estado de Hidalgo, México. *Therya*. <https://doi.org/10.12933/therya-10-19>
 34. Neuweiler, G. (2000). *The biology of bats*. Oxford University Press.

-
35. NOM-033-SAG/ZOO-2014. (2014). *Métodos para dar muerte a los animales domésticos y silvestres*. Diario Oficial de la Federación. https://www.dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5405210&fecha=26/08/2015
36. NOM-062-ZOO-1999. (2001). *Especificaciones técnicas para la producción, cuidado y uso de los animales de laboratorio*. Diario Oficial de la Federación. https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/203498/NOM-062-ZOO-1999_220801.pdf
37. Olave Leyva, J. I. (2024). *Eco-epidemiología molecular y distribución del virus de la rabia asociado a poblaciones de murciélago vampiro (Desmodus rotundus) en las principales zonas de riesgo del estado de Tamaulipas* [Tesis doctoral, Instituto de Ecología Aplicada].
38. Organización Panamericana de la Salud. (2019, 11 de noviembre). México está libre de rabia humana transmitida por perros. *Organización Panamericana de la Salud*. https://www3.paho.org/hq/index.php?option=com_content&view=article&id=15585:mexico-is-free-from-human-rabies-transmitted-by-dogs&Itemid=1926&lang=es#gsc.tab=0
39. Organización Panamericana de la Salud. (2023). *Rabia*. <https://www.paho.org/es/temas/rabia>
40. O'Shea, T. J., Cryan, P. M., Cunningham, A. A., Fooks, A. R., Hayman, D. T., Luis, A. D., Peel, A. J., Plowright, R. K., & Wood, J. L. (2014). Bat flight and zoonotic viruses. *Emerging Infectious Diseases*, 20(5), 741–745. <https://doi.org/10.3201/eid2005.130539>
41. Prophet, E., Mills, B., Arrington, J., & Sobin, L. (1995). *Métodos histotecnológicos*. Registro de Patología de los Estados Unidos de América e Instituto de Patología de las Fuerzas Armadas de los Estados Unidos de América (AFIP).
42. Ramírez-Muñoz, M. G., Palacios-Martínez, M. G., González-González, A. A., García-Reyna, P. B., Olave-Leyva, J. I., & Ocampo-López, J. (2013). Histología descriptiva de un neurorreceptor labial en el murciélago hematófago *Diphylla ecaudata*. Ponencia presentada en el XXXVI Congreso Nacional de Histología, Morelos, México, 16–18 de octubre de 2013.
43. R Core Team (2021). R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. URL <https://www.R-project.org/>.
44. Rodríguez-San P. A., Allendes, J. L., Carrasco-Lagos, P., & Moreno, R. A. (2014). *Murciélagos de la Región Metropolitana de Santiago, Chile*. Seremi del Medio Ambiente Región Metropolitana de Santiago, Universidad Santo Tomás y Programa para la

-
- Conservación de los Murciélagos de Chile (PCMCh). https://mma.gob.cl/wp-content/uploads/2017/08/Libro-Murcielagos-de-la-RMS_2014-web.pdf
45. Romero-Almaráz, M. L., & Aguilar-Setién, A. (2006). *Murciélagos benéficos y vampiros: Características, importancia, rabia, control y conservación*. AGT.
46. Rosset, A., Spadola, L., & Ratib, O. (2004). OsiriX: An open-source software for navigating in multidimensional DICOM images. *Journal of Digital Imaging*, 17(3), 205–216. <https://doi.org/10.1007/s10278-004-1014-6>
47. SAGARPA. (2011). *NOM-067-ZOO-2007: Campaña nacional para la prevención y control de la rabia en bovinos y especies ganaderas*. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación.
48. Siles, L., Muñoz, A., & Aguirre, L. F. (2003). Nuevos reportes del vampiro de patas peludas *Diphylla ecaudata* (Chiroptera: Desmodontinae) para los departamentos de Cochabamba y Santa Cruz. *Ecología en Bolivia*, 38(2), 141–145.
49. Tresguerres, J. A. (2005). *Fisiología humana* (3ª ed.). McGraw-Hill Interamericana.
50. Villa-Ramírez, B. (1976). Biología de los murciélagos hematófagos. *Ciencia Veterinaria*, 1(1), 25–32. <http://www.fmvz.unam.mx/fmvz/cienciavet/revistas/CVvol1/CV1v1c04.pdf>
51. Young, B. H. (2000). The endocrine glands. En *Wheater's functional histology* (pp. 310–329). Harcourt Publishers Limited.
52. Zárate-Martínez, D. S.-W. (2012). Importancia ecológica de los murciélagos. *Contactos*, 85, 19–27.
53. Zepeda Mendoza, M. L., Xiong, Z., Escalera-Zamudio, M., Runge, A. K., Thézé, J., Streicker, D., Frank, H. K., Loza-Rubio, E., Liu, S., Ryder, O. A., Samaniego Castruita, J. A., Katzourakis, A., Pacheco, G., Taboada, B., Löber, U., Pybus, O. G., Li, Y., Rojas-Anaya, E., Bohmann, K., Carmona Báez, A., Arias, C. F., Liu, S., Greenwood, A. D., Bertelsen, M. F., White, N. E., Bunce, M., Zhang, G., Sicheritz-Pontén, T., & Gilbert, M. P. T. (2018). Hologenomic adaptations underlying the evolution of sanguivory in the common vampire bat. *Nature Ecology & Evolution*, 2(4), 659–668. <https://doi.org/10.1038/s41559-018-0476-8>

10. ANEXOS

10.1. Dictamen de evaluación emitido por el CICUAL.

El presente proyecto fue aprobado por el Comité Institucional para el Cuidado y Uso de Animales de Laboratorio UAEH (CICUAL) con el folio CICUAL-VI/017/2023. Las disposiciones legales aplicables para este proyecto son las referidas en la NOM-033-SAG/ZOO-2014: Métodos para dar muerte a los animales domésticos y silvestres.



COMITÉ INSTITUCIONAL PARA EL CUIDADO Y USO DE ANIMALES DE LABORATORIO DICTÁMEN DE EVALUACIÓN

INSTITUTO: Área Académica de Medicina Veterinaria y Zootecnia del Instituto de Ciencias Agropecuarias.		FOLIO: CICUAL-VI/017/2023	
PROYECTO: Estudio morfológico comparativo del eje hipotálamo-hipofisiario y construcción de un modelo 3-D de los murciélagos hematófagos <i>Desmodus rotundus</i> y <i>Diphylla ecaudata</i> .		RESPONSABLE DEL PROYECTO: Dr. Juan Ocampo López E mail: jocampo@uach.edu.mx Teléfono: 7751059576	
INVESTIGADORES QUE PARTICIPAN EN EL PROYECTO: Dr. Juan Ocampo López, Dr. Armando Zepeda Bastida, Dr. Rodrigo Salomón Hernández Aco, Dr. Juan Carlos Ángeles Hernández, Dra. Samantha Jardon Xicotencatl, Mtro. José Ignacio Olave Leyva. ALUMNOS O PASANTES QUE PARTICIPAN EN EL PROYECTO: María Guadalupe Ramírez Muñoz			
ASPECTOS A EVALUAR	ACEPTABLE	NO ACEPTABLE	SUGERENCIAS
JUSTIFICACIÓN DEL USO DE ANIMALES DE LABORATORIO	X		
BIENESTAR Y ESTRÉS ANIMAL	X		
PROCEDIMIENTOS Y CUIDADOS APLICADOS EN EL ANIMAL	X		
ASPECTOS ÉTICOS DEL PROTOCOLO	X		
PUNTO FINAL Y EUTANASIA	X		
OBSERVACIONES GENERALES			
FECHA DE REVISIÓN	NEGADO		FECHA DE APROBACIÓN
04/12/2023	APROBADO	x	15/12/2023
Fecha de inicio: 01 de enero 2024 Fecha de término: 31 diciembre 2024			
CARACTERÍSTICAS DE LOS ANIMALES QUE UTILIZARÁN: 6 hembras y 6 machos / murciélago vampiro <i>Desmodus rotundus</i> , 6 hembras y 6 machos murciélago de patas peludas <i>Diphylla ecaudata</i> . / 20 – 40 gr / adultos			

INVESTIGADOR PRINCIPAL	PRESIDENTE CICUAL  Carlos Alberto Gómez Aldapa	DIRECTOR BIOTERIO  Héctor Hernández Domínguez
------------------------	---	--

10.2. Preparación de soluciones

Descalcificación

Solución matriz de ácido clorhídrico al 8%

Ácido clorhídrico concentrado 80.0 ml

Agua destilada 920.0 ml

Solución matriz de ácido fórmico al 8%

Ácido fórmico 80.0 ml

Agua destilada 920.0 ml

Solución diaria de ácido clorhídrico–ácido fórmico

Combinar partes iguales de la solución matriz de ácido clorhídrico al 8% y ácido fórmico al 8%.

Método Hematoxilina-Eosina

Solución de alcohol ácido al 1%

Ácido clorhídrico 1.0 ml

Etanol al 70% 99.0 ml

Agua amoniacal

Hidróxido de amonio al 28% 2.0–4.0 ml

Agua destilada 800.0–1000.0 ml

Solución de hematoxilina de Harris

Hematoxilina 5.0 g

Etanol al 100% 50.0 ml

Alumbre de potasio o amonio 100.0 g

Agua destilada 1000.0 ml

Óxido rojo de mercurio 2.5 g

Solución matriz de eosina

Eosina Y, hidrosoluble 1.0 g

Agua destilada 100.0 ml

Solución matriz de floxina

Floxina B 1.0 g

Agua destilada 100.0 ml

Solución diaria de eosina-floxina (Total 1000 ml)

Solución matriz de eosina 100.0 ml

Solución matriz de floxina 10.0 ml

Etanol al 95% 780.0 ml

Ácido acético, glacial 4.0 ml

Método Holmes para Células y Fibras Nerviosas

Soluciones de nitrato de plata

Al 1%: 1.0 g Agua destilada 100.0 ml

Al 20%: 20.0 g Agua destilada 100.0 ml

Solución de cloruro de oro al 0.2%

Solución matriz de cloruro de oro al 1% 20.0 ml

Agua destilada 80.0 ml

Solución de piridina al 10%

Piridina 10.0 ml

Agua destilada 90.0 ml

Soluciones de ácido oxálico

Ácido oxálico 2.0 g
Agua destilada 100.0 ml

Solución de tiosulfato de sodio al 5%

Tiosulfato de sodio 5.0 g
Agua destilada 100.0 ml

Solución estabilizadora de ácido bórico

Ácido bórico 12.4 g
Agua destilada 1000.0 ml

Solución estabilizadora de bórax

Tetraborato de sodio (Bórax) 19.0 g
Agua destilada 1000.0 ml

Solución impregnante

Solución estabilizadora de ácido bórico 55.0 ml
Solución estabilizadora de bórax 45.0 ml
Agua destilada 394.0 ml
Nitrato de plata al 1% 1.0 ml
Piridina al 10% 5.0 ml

Solución reductora

Hidroquinona 1.0 g
Cristales de sulfuro de sodio 10.0 g
Agua destilada 100.0 ml

Método Klüver-Barrera para mielina y células nerviosas

Solución de azul luxol-resistente al 0.1%

Azul Luxol-resistente (MBS) 0.1 g

Etanol al 95% 100.0 ml
Ácido acético al 10% 0.5 ml por cada 100 ml de solución
Estabilidad: Se conserva estable por meses

Solución “Echt” de violeta de cresilo al 0.1%

Violeta de cresilo “echt” 0.1 g
Agua destilada 100.0 ml
Ácido acético glacial al 10% 15 gotas antes de usar
Observación: Filtrar antes de la aplicación

Solución de carbonato de litio al 0.05%

Carbonato de litio 0.05 g
Agua destilada 100.0 ml

10.3. Productos científicos

1. Publicación de artículo científico: Ramírez-Muñoz, M., Jardon-Xicotencatl, S., Olave-Leyva, J., Zepeda-Bastida, A. y Ocampo-López, J. (2024) Histología descriptiva y comparada del sistema urinario de los murciélagos hematófagos *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata*. *Revista Abierta de Medicina Veterinaria*, **14**, 180-191. doi: [10.4236/ojvm.2024.147013](https://doi.org/10.4236/ojvm.2024.147013) .
2. Como participante del II Concurso de Fotografía Morfológica con la fotografía CORTEZA CEREBRAL DE MURCIÉLAGO HEMATÓFAGO, en la categoría HISTOLOGÍA, durante el XXX Congreso Nacional de Anatomía 2024. Boca del Río, Veracruz.
3. Como participante del II Concurso de Fotografía Morfológica con la fotografía NÚCLEO GENICULADO LATERAL DE MURCIÉLAGO HEMATÓFAGO, en la categoría HISTOLOGÍA, durante el XXX Congreso Nacional de Anatomía 2024. Boca del Río, Veracruz.

-
4. Participación en los Trabajos Libres con el Título: ESTUDIO MORFOLÓGICO COMPARATIVO DEL EJE HIPOTÁLAMO-HIPOFISIARIO Y CONSTRUCCIÓN DE UN MODELO 3-D DE LOS MURCIÉLAGOS HEMATÓFAGOS *Desmodus rotundus* y *Diphylla ecaudata* durante el XLII Congreso Mexicano de Histología, en la ciudad de Mérida, Yucatán 2024.
 5. Participación en el CONCURSO DE FOTOGRAFÍA Y DIBUJO realizado durante el XLII Congreso Mexicano y XI Congreso Iberoamericano de Histología.
 - a. "MÉDULA OBLONGA DE MURCIÉLAGO HEMATÓFAGO"
 - b. "CEREBELO DE MURCIÉLAGO HEMATOFAGO"
 6. Contribución en la orientación y supervisión académica de estudiantes de licenciatura, en trabajos presentados en el XLII Congreso Mexicano de Histología, 2024:
 - a. Castro-Rivera Alicia, Ocampo-López Juan, Zepeda- Bastida Armando y Ramírez-Muñoz M. Guadalupe. Por haber presentado el mejor cartel. Categoría HISTOLOGÍA DE VERTEBRADOS. Con el trabajo titulado: Estudio histológico descriptivo del sistema urogenital del macho de la garceta ganadera *Bubulcus ibis ibis*.
 - b. Gómez, Violeta; Ramírez-Muñoz, M. Guadalupe; Hernández-Aco, Rodrigo S.; Hernández-Guzmán, J. Luis y Ocampo-López, Juan, por su contribución en la presentación de Trabajos Libres con el título "Estudio histológico descriptivo del epitelio neuro-olfatorio del murciélago vampiro (*Desmodus rotundus*)".
 - c. Pérez-Chávez, Andrea; Ocampo-López, Juan, Olvera-Ramírez, Esmeralda; Sosa-Gutiérrez, Carolina G.; Hernández-Aco, Rodrigo S. y Ramírez-Muñoz M. Guadalupe. Por su participación en los Trabajos Libres con el Título: ESTUDIO HISTOLÓGICO DESCRIPTIVO Y TOPOGRÁFICO DEL SISTEMA NERVIOSO CENTRAL DE LA GARZA GANADERA (*Bubulcus ibis*).