



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO**  
**FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

---

Análisis morfofuncional comparativo de algunas  
características del ojo de delfín (*Tursiops truncatus*) y  
de bovino (*Bos taurus*).

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE  
MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

PRESENTA:

SILVIA RAMÍREZ CASTILLO

ASESORES:

Dr. JORGE HERNÁNDEZ ESPINOSA

Dr. MARIO PÉREZ MARTÍNEZ





Universidad Nacional  
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

**Biblioteca Central**



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

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

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

## Agradecimientos

Agradezco a mis tutores de la FMVZ de la UNAM, especialmente al Dr. Jorge Hernández Espinosa, Jefe del Departamento de Morfología y al Dr. Mario Pérez Martínez, profesor Titular "C" TC por el gran apoyo académico y por el gran apoyo de amistad que me otorgaron día con día.

Agradezco especialmente al Dr. Raúl Torres Salcedo, Director de Medicina Veterinaria e Investigación Científica del Instituto Vía Delphi y a la MVZ. María Concepción López Romahn y colaboradores por las facilidades y la donación del material biológico para la elaboración del presente trabajo.

También agradezco al Dr. José Antonio Bermúdez Manger, y al Técnico Profesional Franco Ivan Castro Tecorral del Departamento de Patología del Instituto de Oftalmología Fundación Conde de Valenciana de la Ciudad de México por colaborar en el procesamiento del material biológico.

## Dedicatoria

A mis padres, Silvia María Castillo Avendaño y Manuel Ramírez Morales por su apoyo incondicional y el cariño que siempre me han otorgado.

A mis hermanos Manuel Ramírez Castillo y Francisco Ramírez Castillo por su cariño y comprensión.

A mi compañero de vida Abel Adrián Villagómez Avilés, por la paciencia, cariño, comprensión y el gran apoyo que siempre me ofreciste.

A mis amigos con los que compartí y seguiré compartiendo gratos momentos, gracias Eloísa Corro Moreno y Ruy Baruch V. Bucio.

# ÍNDICE

|   |    |
|---|----|
| Resumen.....                                | 1  |
| Introducción                                |    |
| Generalidades.....                          | 2  |
| Anatomía y fisiología del globo ocular..... | 6  |
| Patologías frecuentes.....                  | 23 |
| Hipótesis y Objetivos.....                  | 26 |
| Material y método.....                      | 28 |
| Resultados                                  |    |
| Análisis macroscópico.....                  | 36 |
| Análisis microscópico.....                  | 43 |
| Discusión.....                              | 71 |
| Conclusiones.....                           | 82 |
| Anexo 1.....                                | 84 |
| Anexo 2.....                                | 85 |
| Referencias.....                            | 86 |

.

## RESUMEN

Los globos oculares presentan diferencias anatomo-fisiológicas entre especies, las cuales están relacionadas a los mecanismos de adaptación con su medio ambiente (Miller, 1999). El objetivo del presente trabajo fue identificar y comparar las características macroscópicas y microscópicas del ojo de delfín (*Tursiops truncatus*) y del bovino (*Bos taurus*), mediante el análisis morfométrico de sus estructuras. Se encontró que existen diferencias anatómicas en el globo ocular del bovino y del delfín en cuanto a su tamaño y forma; así como a nivel microscópico. Dichas diferencias fueron estadísticamente significativas mediante la prueba de Wilcoxon. Los resultados obtenidos en el presente trabajo aportan información básica que será de apoyo para futuras investigaciones sobre la morfología de las diferentes estructuras del globo ocular del delfín y del bovino. El conocimiento de sus particularidades morfológicas permitirá abordar de mejor manera los problemas clínicos que se presentan en ambas especies.

## INTRODUCCIÓN

### Generalidades

Los globos oculares son órganos fotosensibles que permiten la detección de la forma de los objetos, el color, intensidad de luz y movimiento, gracias a los centros corticales que integran la información visual (Kandel, *et al.*, 2000). Además presentan diferencias anatómo-fisiológicas entre las especies animales, relacionadas a los mecanismos de adaptación con su medio ambiente (Miller, 1999). Las diferencias morfofisiológicas se pueden observar en el tamaño, forma y grosor de los ojos, al igual que en estructuras como la córnea, la esclerótica, el iris, la pupila; los cuerpos ciliares, los procesos ciliares, el *Tapetum lúcidum*, la retina y el nervio óptico. Además se han encontrado diferencias en las densidades celulares por cada región anatómica ocular (Mass & Supin, 2007) (Ninomiya & Yoshida, 2007) (Miller, 1999) (Miller, *et al.*, 2013).

El globo ocular está alojado en la órbita o cavidad orbitaria. Las cavidades orbitarias son estructuras pares que se localizan en el cráneo, situadas simétricamente a cada lado de la línea media; por debajo de la cavidad craneal y por encima del seno maxilar. Las órbitas están separadas de las fosas nasales por la pared del etmoides (Koning & Liebich, 2013).

La profundidad de la órbita contribuye a la protección, apariencia y a la extensión del campo visual del ojo (Gelatt, *et al.*, 2015). El tamaño, forma y posición de la órbita es importante dada la relación que tiene con respecto a

los movimientos del ojo y con respecto a la extensión y profundidad del campo visual (Tista, 2009). Por ejemplo en los carnívoros como el gato y el perro, el campo visual es rostralateral, con una visión de 10 y 20 grados de sus líneas medias y poseen una mayor visión binocular. En comparación la órbita de los caballos y rumiantes presentan una posición lateral, siendo de 40 y 50 grados, por lo que tienen una visión de tipo monocular, esto les permite una visión panorámica, que es útil en la detección de algún depredador (Gelatt, *et al.*, 2015). Los delfines también presentan una visión monocular dado la posición lateral de los ojos, con una superposición del campo visual de 20 a 30 grados (Fulton, 2009), en estudios con delfines del Golfo de Taranto en Italia, en vida libre, se ha descrito que muestran una laterización en el comportamiento visual, descubriendo que observan objetos nuevos con el ojo derecho, lo cual indica una dominancia hemisférica del lado izquierdo, y observan objetos conocidos con el ojo izquierdo, lo anterior se puede entender gracias a la decusación completa del nervio óptico (Siniscalchi, *et al.*, 2012).

La órbita se puede dividir en cerrada en el caso de los animales como el caballo, oveja y cabra, o en una órbita abierta (incompleta) en el caso de muchos carnívoros para permitir una mayor apertura de las mandíbulas (Gelatt, *et al.*, 2015). Para el caso del delfín se puede observar una órbita profunda y de tipo incompleta (Leatherwood & Reeves, 1990).

La conformación del globo ocular de los animales domésticos es de forma semi esférica, ya que muestra una pequeña compresión anteroposterior en



el caso de los caballos y bovinos (Gázquez & Blanco, 2004) (Dyce, *et al.*, 2007), también en delfines se ha reportado un aplanamiento más evidente de la región antero-posterior (Miller, *et al.*, 2013). En la figura 1 se muestran algunos ejemplos de la morfología de los globos oculares tanto de especies domésticas y silvestres.

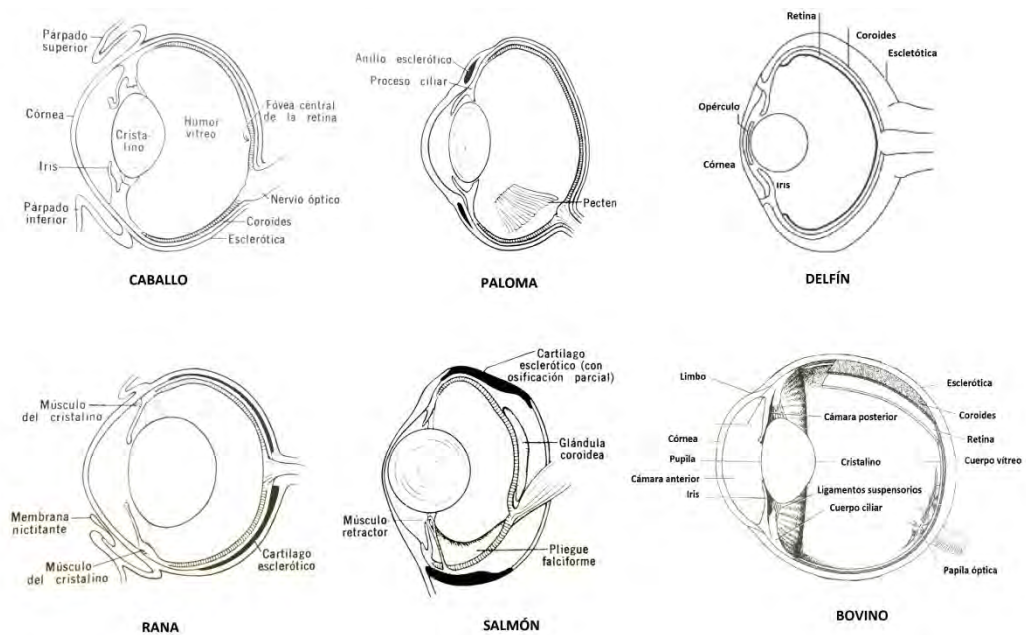


Figura 1. Algunas formas del globo ocular en diferentes especies (Sherwood & Parsons, 1981) (Banks, 1996) (Mass & Supin, 2007).

El globo ocular se puede dividir anatómicamente en tres ejes, anteroposterior, horizontal o transversal y vertical, y dos planos principales, ecuatorial y meridional (figura 2).

- Plano ecuatorial: divide en polo anterior y polo posterior, todos los planos que son paralelos hacia anterior o posterior se llaman frontal, coronal, radial o transverso.
- Plano meridional: los planos que corren de forma paralela son sagitales y dividen en medial y lateral al ojo, además los planos pueden ser horizontales u oblicuos.
- Eje óptico: es una línea imaginaria que cruza el polo anterior y llega al polo posterior (de "A" a "P") (Gelatt, *et al.*, 2015).

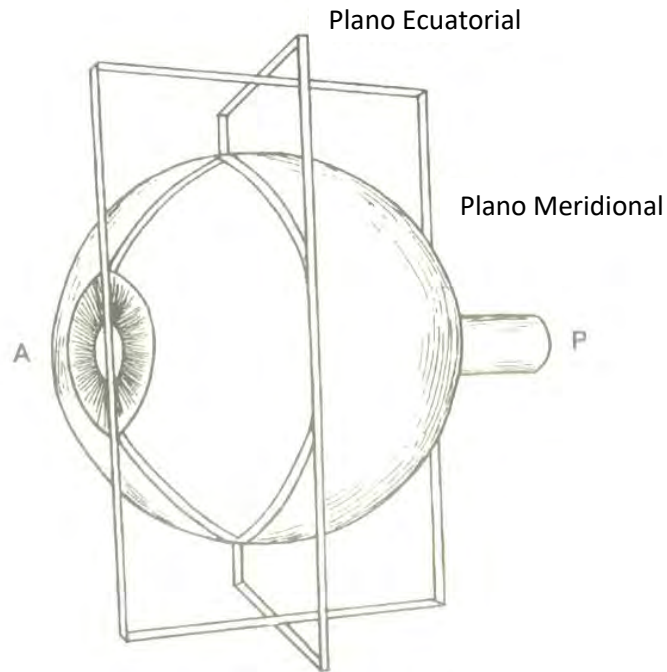


Figura 2. Planos en los que se divide el globo ocular (Gelatt, *et al.*, 2015).

## Anatomía y fisiología del globo ocular

El globo está constituido por tres túnicas (figura 3), además de contar con algunas estructuras que permiten la refracción de la luz. Las túnicas o capas del ojo son, túnica fibrosa externa, túnica vascular media, y túnica nerviosa interna (Junqueira & Carneiro, 2006) (Dyce, *et al.*, 2007) (Bacha & Bacha, 2008) (Gázquez & Blanco, 2004) (Gelatt, *et al.*, 2015).

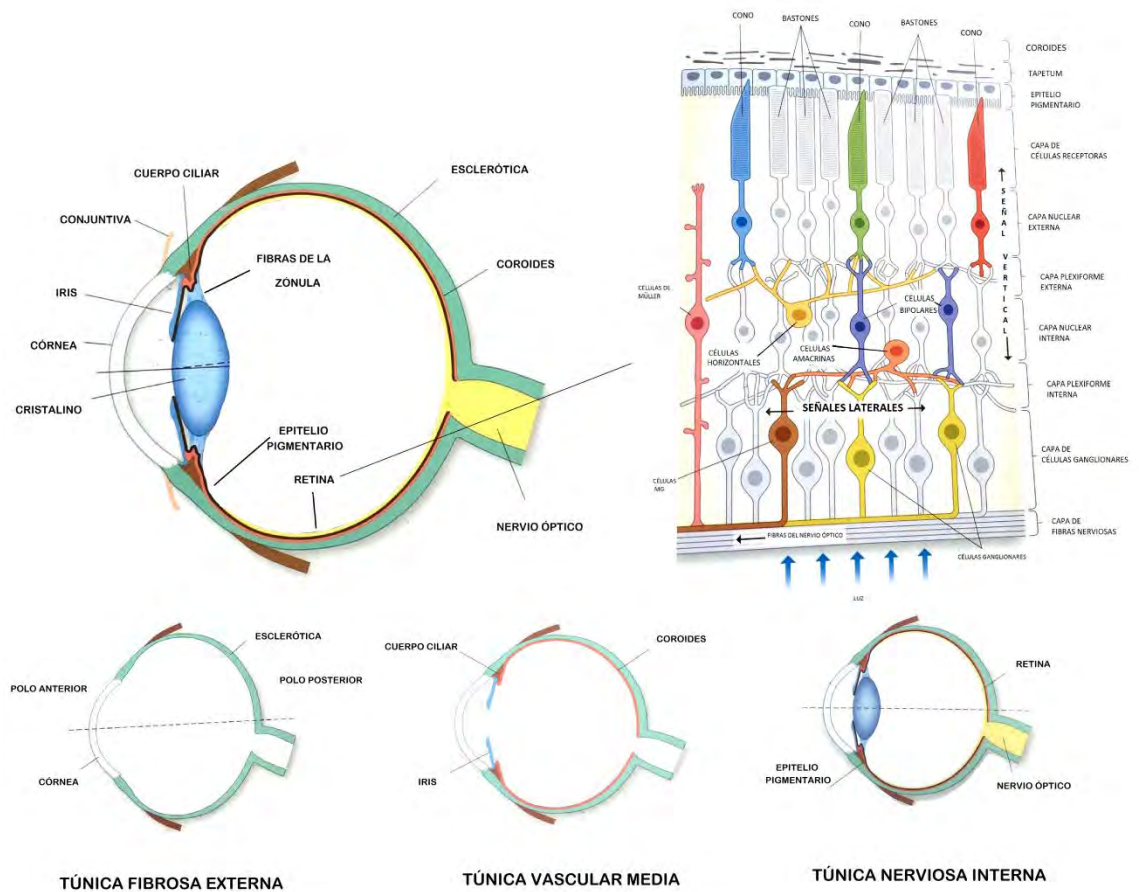


Figura 3. Representación esquemática de las diferentes regiones del globo ocular (Samuelson, 2007).

La **túnica fibrosa externa** tiene como función el mantenimiento de la forma y de la protección. La conforman la esclerótica y la córnea, las cuales se unen en el limbo corneal.

**a) La esclerótica o esclera:** es una membrana de tejido conjuntivo denso, constituido por fibras de colágeno y fibras elásticas. Entre la esclerótica y la coroides se encuentra la lámina subaracnoidea, constituida de tejido conjuntivo laxo, la cual contiene melanocitos, fibroblastos y fibras elásticas. (Junqueira & Carneiro, 2006) Generalmente la esclera es de color blanco, aunque algunas especies pueden contener células pigmentadas otorgándole un color grisáceo (Dyce, *et al.*, 2007) (Bacha & Bacha, 2008). En el polo posterior, en la región en donde se encuentra el nervio óptico hay una zona tisular perforada llamada área cribosa, además la esclera está rodeada por el tejido episcleral llamado vaina facial del ojo o cápsula de Tenon, el cual es tejido conectivo laxo con vasos sanguíneos (Gázquez & Blanco, 2004). En algunas especies como los reptiles y aves pueden mostrar cartílago hialino o hueso en el polo posterior del globo ocular (Sherwood & Parsons, 1981) (Perez, 2001).

**b) Córnea:** Corresponde a un sexto de la extensión de la túnica fibrosa externa, es transparente y avascular, permitiendo la entrada de la luz al globo ocular. En todos los vertebrados existe una unión entre la piel y la córnea formando la conjuntiva (Sherwood &

Parsons, 1981) (Gázquez & Blanco, 2004). La córnea presenta cinco capas que pueden estar o no presentes en la diferentes especies, epitelio anterior de la córnea, membrana limitante anterior (membrana de Bowman), sustancia propia corneal (estroma), lámina limitante posterior (membrana de Descemet) y epitelio posterior corneal (endotelio) (Eurell & Frappier, 2006) (Samuelson, 2007) (Nomenclature, 2012) (Gelatt, *et al.*, 2015).

El **epitelio anterior corneal** es de tipo estratificado con cinco u ocho capas de células, se pueden encontrar terminaciones nerviosas libres y las células superficiales muestran microvellosidades, además presenta colágeno de tipo IV, VI y VII (Gelatt, *et al.*, 2015). El epitelio anterior tienen un grosor uniforme de alrededor de 25 a 40  $\mu\text{m}$  en los carnívoros y de dos a cuatro veces más grueso en los ungulados (Samuelson, 2007) (Gelatt, *et al.*, 2015). Se ha descrito que en aproximadamente entre siete a diez días todas las células corneales se renuevan, por lo que se le considera un epitelio con una alta capacidad de reparación, siempre y cuando la membrana basal se encuentre intacta (Maggs, *et al.*, 1999).

La **membrana limitante anterior (membrana de Bowman)** esta constituida por fibras de colágeno cruzadas en diferentes direcciones de tipo I, III, V y VI. Esta membrana se ha descrito en diferentes especies como primates humanos, primates no humanos,

algunos herbívoros, pinnípedos y cetáceos (Gázquez & Blanco, 2004) (Junqueira & Carneiro, 2006) (Nomenclature, 2012) (Miller, *et al.*, 2013). La membrana puede variar con respecto al grosor, siendo desde 7  $\mu\text{m}$  en los primates humanos y hasta de 34  $\mu\text{m}$  en especies como los delfines, en especial el *Tursiops truncatus* (Miller, *et al.*, 2013).

La **sustancia propia (estroma)** es una capa de fibras de colágeno de tipo I, III, V, VI y XII orientadas paralelamente y pueden unirse de una capa a otra permitiendo la adherencia, entre las diversas capas hay fibroblastos (Nomenclature, 2012) (Gelatt, *et al.* 2015).

La **membrana limitante posterior (Membrana de Descemet)** mide aproximadamente de 5-10  $\mu\text{m}$  de grosor formada por colágeno en una red tridimensional de tipo I, III, IV, V, VI y VIII. **El epitelio posterior corneal (endotelio)** es un epitelio de revestimiento simple plano (Eurell & Frappier, 2006) (Nomenclature, 2012) (Miller, *et al.*, 2013) (Gelatt, *et al.* 2015).

**c) Limbo:** Es la zona de transición de la córnea a la esclerótica. La cual es fibrosa y opaca. Esta zona está altamente vascularizada. En esta zona existe un canal de contorno irregular llamado canal de Schlemm, por donde el humor acuoso es drenado hacia el sistema venoso. Es importante para la nutrición de la córnea además del

humor acuoso producido en los procesos ciliares (Junqueira & Carneiro, 2006) (Bacha & Bacha, 2008).

La estructura corneal muestra modificaciones dependiendo de las características conductuales, por ejemplo los animales nocturnos la córnea representa el 35 % de la superficie del globo, en comparación con los animales domésticos, quienes muestran entre el 17 al 30 %. Además el espesor es variable siendo de entre 0.56 a 1 mm en los animales domésticos (Banks, 1996).

La **Túnica vascular media (también llamada uvea)** esta dividida en tres regiones (figura 3):

**a) Coroides:** Se encuentra altamente vascularizada, hay vasos sanguíneos, tejido conjuntivo laxo, células, fibras de colágeno, fibras elásticas y células de melanina dando una tonalidad oscura. La coroides nutre a la retina (Junqueira & Carneiro, 2006). Se subdivide en cinco láminas, capa supracoroidea, sustancia propia, *Tapetum lucidum*, capa coroidocapilar y complejo basal (Banks, 1996).

El *Tapetum lucidum* puede ser de tipo celular o fibroso y tiene como función reflejar la luz hacia los receptores de la retina. El tamaño color y distribución varía dependiendo de la especie (Banks, 1996) (Ollivier, *et al.*, 2004). El tipo fibroso lo presentan los mamíferos

ungulados con reflectantes de color azul y verde, para el caso del bovino el tapetum va a cubrir el fondo superior del globo ocular. En delfines el tapetum cubre todo el fondo del ojo y es de color verde amarillo, se esperaba que los delfines tuvieran un tapetum celuloso como los carnívoros pero es de tipo fibroso, igual que los ungulados. Las dos órdenes más cercanas a los Delfines son los carnívoros y los ungulados dado que los análisis de proteínas estructurales indican que el 11 % de las proteínas de los cetáceos son idénticos a las proteínas de artiodáctilos y el 2 % corresponde a los carnívoros (Dawson, *et al.*, 1987) (Young, *et al.*, 1988), (Ollivier, *et al.*, 2004).

**b) Cuerpo ciliar:** Es una dilatación de la coroides a la altura del cristalino. La constituye la coroides y la retina (figuras 4 y 54563). En un corte transversal se pueden observar tres caras del cuerpo ciliar, una dirigida hacia el humor vítreo, otra hacia la esclerótica y la última frente al cristalino. A su vez se muestran pequeñas dilataciones llamadas procesos ciliares. El cuerpo ciliar está compuesto principalmente por tejido conjuntivo, fibras elásticas, células pigmentarias, capilares fenestrados y en el interior músculo liso inserto en la esclerótica. El músculo liso presente tiene como función la distensión de la coroides como la contracción y relajación del cristalino es útil en el enfoque de objetos (Eurell & Frappier, 2006) (Dyce, *et al.*, 2007).



Las dos caras del cuerpo ciliar, una mira hacia el cuerpo vítreo y la otra al cristalino y la cámara posterior, están recubiertas por una prolongación de la retina, la cual esta formada por dos capas celulares una que se une al cuerpo ciliar (células columnares ricas en melanina, corresponde a la proyección anterior de la capa pigmentaria de la retina) y otra a la primera capa (procede de la capa sensitiva de la retina y esta formada por un epitelio simple columnar) (Banks, 1996) (Eurell & Frappier, 2006) (Dyce, *et al.*, 2007).

Los procesos ciliares la conforman dos capas de células, una capa externa sin pigmento (epitelio ciliar) y la capa interna pigmentada. El epitelio ciliar es el encargado de la producción del humor acuoso el cual fluye hacia la cámara posterior del ojo en dirección al cristalino y el iris llegando a la cámara anterior hasta la zona del limbo en donde se drena en las pequeñas venas del conducto de Schlemm (Banks, 1996) (Eurell & Frappier, 2006) (Junqueira & Carniero, 2006) (Dyce, *et al.*, 2007).

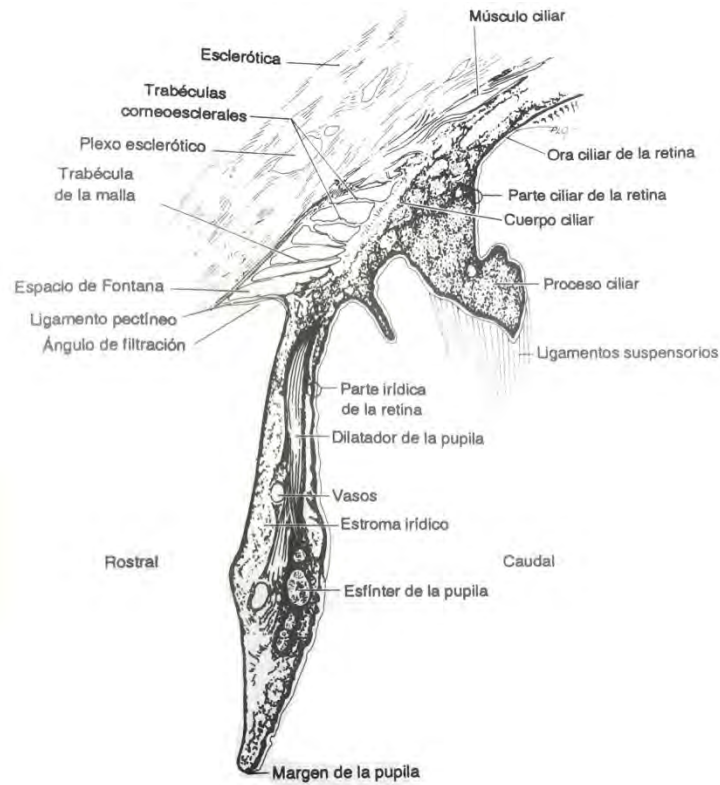


Figura 4. Úvea anterior (Iris y cuerpo ciliar) del ojo de canino (Banks, 1996).

En muchas especies de mamíferos acuáticos se pueden encontrar corpúsculos sensoriales encapsulados y por sus siglas en inglés (ESC) en la úvea anterior, principalmente se pueden localizar en la región del pars plicata, en los delfines (*Tursiops truncatus*) se pueden encontrar racimos de ESC y de forma individual en el pars plana, pars plicata, esclerótica interna y en ocasiones en el iris. Éstos corpúsculos podrían funcionar como receptores de la presión ocular (Miller, *et al.*, 2013).

**c) Iris:** Es la tercera parte más pequeña de la túnica vascular y esta suspendida entre la córnea y el cristalino. El iris es un anillo aplanado de tejido que esta adherido en su periferia a la esclerótica

por el ligamento pectinado y el cuerpo ciliar; la apertura que queda en el centro es la pupila por la cual entra la luz del exterior. El tamaño de la pupila y la cantidad de luz que entra estas regulados por los músculos lisos del esfínter de la pupila y dilatador de la pupila que se encuentran en el iris. El esfínter esta cerca del borde pupilar y las fibras del músculo dilatador se ordena radialmente y con su contracción se amplía la pupila. Se pueden observar algunos gránulos irídicos localizados en los bordes superiores o inferiores de la pupila, contienen ovillos de vasos capilares, y podría ayudar a atenuar la cantidad de luz que penetra, esto se ha descrito en rumiantes y equinos (Pérez, *et al.*, 2006) (Bacha & Bacha, 2008) (Gelatt, *et al.*, 2015).

El iris divide el espacio entre el cristalino y la córnea en dos cámaras (anterior y posterior) y se comunican a través de la pupila, ambas contienen humor acuoso. El iris consta de tres capas (figura 4):

1. Lámina epitelial anterior que continúa a través del ángulo iridocorneal y se une al epitelio posterior de la córnea. Es de forma irregular y está cubierta por epitelio pavimentoso simple el cual corresponde a la continuación de la córnea. Se observa un tejido conjuntivo laxo poco vascularizado, pocas fibras, muchos fibroblastos y células pigmentarias con melanina.

2. Capa media de estroma de tejido conectivo que contiene dos capas de músculo liso. Las fibras musculares lisas provenientes del músculo ciliar, se dirigen en forma radial hacia los bordes de la pupila, antes de alcanzar la pupila se bifurcan formando una Y de astas alargadas (músculo dilatador de la pupila), a su vez las ramas de la bifurcación se entrelazan formando un anillo muscular llamado esfínter de la pupila.

3. Capa posterior de epitelio pigmentado, es la prolongación hacia delante de la capa pigmentaria de la retina y se conoce como porción irídica de la retina y esta relacionada con el músculo dilatador de la pupila. En la cara posterior el epitelio es el mismo que recubre el cuerpo ciliar y los procesos ciliares.

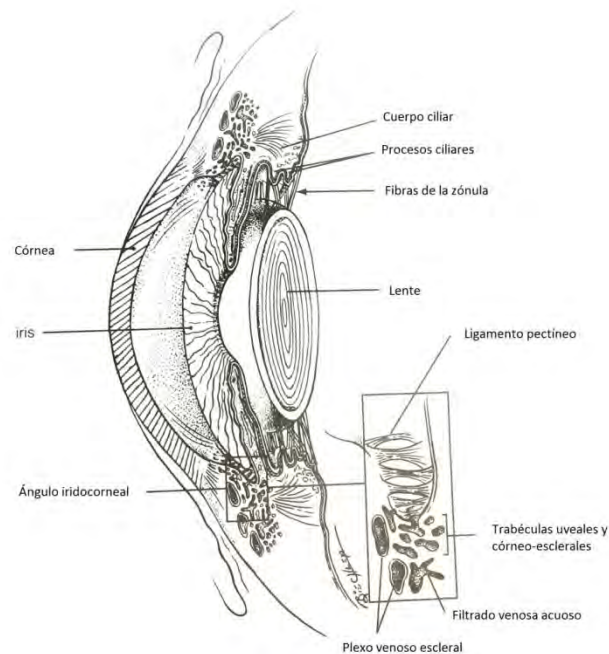


Figura 5. Esquema de la porción anterior del ojo. Ilustración de la ruta del drenado del humor acuoso de la cámara anterior (Eurell & Frappier, 2006).

El color del iris depende del número de células pigmentadas presentes en el estroma conjuntivo y del tipo de pigmento, si los pigmentos de melanina están muy juntos el color sería marrón, con menos células el color es más claro y amarillento y con un mínimo de células pigmentarias se observa de color azul (Banks, 1996) (Eurell & Frappier, 2006) (Junqueira & Carneiro, 2006) (Dyce, *et al.*, 2007).

En la **túnica nerviosa interna** se encuentran células receptoras a la luz y se le llama retina (figura 3). La retina es una prolongación del cerebro el cual esta conectada con el nervio óptico, la forma es de una copa que tapiza la coroides y termina en el borde pupilar. Solo los dos tercios posteriores son alcanzados por la luz que entran por la pupila (pars óptica retinae) esta zona es relativamente más gruesa y el tercio restante de la retina es “ciego” (pars ceca retinae) es una capa delgada pigmentada que continúa al cuerpo ciliar y la porción posterior del iris (Banks, 1996) (Eurell & Frappier, 2006) (Junqueira & Carneiro, 2006) (Dyce, *et al.*, 2007). La retina está dividida en:

**a.- Células pigmentadas:** Son células cúbicas con un núcleo en posición basal, y una gran cantidad de mitocondrias (gran actividad de transporte iónico), esta capa está unida a la esclerótica en la porción basal de las células y en la porción apical donde tienen

microvellosidades se unen a las células receptoras. La capa pigmentaria se adhiere fuertemente a la coroides y una unión débil a la capa fotosensible (interna). Las células pigmentarias sintetizan melanina que se acumula en forma de gránulos principalmente en las extensiones citoplasmáticas y tienen como función absorber la luz que estimula a los fotorreceptores (Banks, 1996) (Eurell & Frappier, 2006) (Junqueira & Carneiro, 2006) (Dyce, *et al.*, 2007).

**b.- Células receptoras o fotosensibles:** Por su conformación se les llama conos y bastones, los conos son los responsables de la visión a color y los bastones de la visión nocturna o en blanco y negro. Estas realizan sinapsis con la siguiente capa de células bipolares. Los conos y bastones tienen dos polos y cuya única dendrita es fotosensible, la dendrita adopta una conformación de cono o bastón (Banks, 1996) (Eurell & Frappier, 2006) (Junqueira & Carneiro, 2006) (Dyce, *et al.*, 2007).

La fóvea es una pequeña región situada en el eje óptico de la retina, donde la visión tiene mayor nitidez. Se observa como una depresión plana, por una disminución del grosor a causa de que las células bipolares y ganglionares están separadas hacia la periferia, quedando su centro constituido únicamente por conos. Esto quiere decir que la luz toca directamente las células fotorreceptoras (Banks, 1996) (Eurell & Frappier, 2006) (Junqueira & Carneiro,

2006) (Dyce, *et al.*, 2007). En contraste con los mamíferos marinos que no la presentan (Mass & Supin, 2007).

**c.- Capa de células neuronales bipolares:** Son neuronas que realizan sinapsis con las células fotosensibles (se le llama capa plexiforme externa) y por otro lado con las células ganglionares (capa plexiforme interna). La morfología celular es variable y se pueden dividir en dos grupos: células bipolares difusas (realizan sinapsis con 2 a 6 fotorreceptores) y células bipolares monosinápticas (contacto con una célula de los conos y hace sinapsis con una única célula ganglionar) (Banks, 1996) (Eurell & Frappier, 2006) (Junqueira & Carneiro, 2006) (Dyce, *et al.*, 2007).

**d.- Capa de células ganglionares multipolares:** Células que establecen contacto en su extremo externo con las neuronas bipolares y en la porción interna sus axones convergen para formar el nervio óptico, en esta región no hay receptores por lo que se llama punto ciego o papila del nervio óptico (Banks, 1996) (Eurell & Frappier, 2006) (Junqueira & Carneiro, 2006) (Dyce, *et al.*, 2007).

En el delfín la cantidad de células ganglionares varía, en la periferia hay menor densidad, siendo escasas (centenas por milímetro cuadrado), la región que rodea a la fovea centenas de miles de células por milímetro cuadrado. Por ello la visión periférica es poco nítida. Entonces la cantidad de células ganglionares es menor en la

periferia, en comparación con el centro, además de que no se ha encontrado que los delfines presenten fóvea. Sin embargo ya se ha descrito por Miller, *et al.*, (2013) que existen dos zonas con alta densidad ganglionar, localizadas en la región nasal y temporal a 16mm del disco óptico, siendo la de mayor densidad la región temporal con un aproximado de 700-800 células/mm<sup>2</sup>. Éstas dos zonas de alta densidad están relacionadas con la forma de la pupila cuando esta contraída, ya que en estudios de *Tursiops truncatus* se ha descrito la formación de una doble rendija (gracias a un opérculo pupilar) cuando la intensidad de la luz es grande, y la ubicación de la “doble pupila” coincide con las dos zonas de alta densidad ganglionar en la retina (Mass & Supin, 2007) (Rivamonte, 2009). En los delfines, en especial *Tursiops truncatus* las células ganglionares que se han descrito son de hasta 150 µm de diámetro, éstas características de tamaño sólo se han descrito en los mamíferos marinos (Leatherwood & Reeves, 1990).

## **Medios de refracción del globo ocular**

**a.- Cristalino:** Es una estructura “sólida” biconvexa con un polo anterior y posterior. Se divide en tres partes:

**1.- Fibras del cristalino:** Son fibras finas y largas (8 mm de longitud por 10 µm de grosor), el citoplasma tiene pocos organelos



por lo que se tiñe poco. Las fibras tienen una orientación paralela con respecto a la superficie del cristalino a su vez la parte periférica es más blando en comparación con el centro el cual es firme.

**2.- Cápsula del cristalino:** Son fibras elásticas constituidas por colágeno de tipo IV y glucoproteínas. La cápsula se fija a las fibras del cuerpo ciliar en los polos del cristalino por fibras zonulares.

**3.- Epitelio subcapsular:** Son células epiteliales cuboides en la región anterior del cristalino (Banks, 1996) (Eurell & Frappier, 2006) (Junqueira & Carneiro, 2006) (Dyce, *et al.*, 2007).

Los delfines presentan un cristalino de forma esférica, la cual se menciona que es una aberración. Los delfines tienen buena visión (emotropía) dentro del agua, pero dada su deficiencia para deformar el cristalino de forma eficiente fuera del agua, tiene una visión deficiente (miopía aérea) (Rivamonte, 1976), aunque ya se sabe que los delfines tienen buena visión aérea y submarina, aunque no existan mecanismos obvios en la potencia de refracción de la córnea en el aire y en el agua (Rivamonte, 2009), de hecho la forma esférica del cristalino en el delfín se asemeja más a lo descrito por Land & Nilsson, (2012) quienes hacen referencia a que los peces teleósteos y elasmobranquios tienen un cristalino redondo y el enfoque se realiza por el desplazamiento de la lente, en contraste con los mamíferos, aves y reptiles cuyo cristalino es biconvexo y deformable.

Los cambios en la forma del lente se dan por la participación del músculo ciliar, el cual está poco desarrollado en delfines e inexistente en las ballenas, por lo que el desplazamiento de la lente se da por los cambios de presión intraocular y por la contracción del músculo retractor dentro de la órbita. Por lo tanto el poder de refracción no es tan crucial para las cetáceos en comparación en los mamíferos terrestres (Mass & Supin, 2007).

En el delfín se ha descrito que hay diferentes índices de refracción, por ejemplo es mayor en la periferia en comparación con el centro, por lo que se dice que el lente es de tipo divergente, la forma de la córnea corrige la excesiva refracción que hay por el agua, esto ayuda a corregir cerca de la emetropía. La córnea es casi aplanada y junto con la lente (cristalino) es más esférica en comparación con un mamífero terrestre, el cual es similar a la de los peces (Fulton, 2009).

**b.- Cuerpo Vítreo:** Se localiza en la cavidad del ojo por detrás del cristalino. Tiene una conformación de gel compuesto por agua (99%), pocas fibras de colágeno, y glucosaminoglicanos (Banks, 1996) (Eurell & Frappier, 2006) (Junqueira & Carneiro, 2006) (Dyce, *et al.*, 2007).

## **Estructuras accesorias y anexas del ojo:**

**1.- Conjuntiva:** Es la mucosa (epitelio prismático estratificado) que recubre parte de la esclerótica y la superficie interna del párpado.

**2.- Párpados:** Son pliegues de piel que protegen el globo ocular. Es piel de tejido estratificado pavimentoso, músculo estriado formando el músculo orbicular del ojo y glándulas sebáceas.

**3.- Glándulas lagrimales:** Se localizan en el borde externo de la órbita y son glándulas túbulo alveolares de tipo serosas. Las glándulas producen secreción salina con la misma concentración de cloruro de sodio que la sangre, pobre en proteínas, con enzimas (lisozima) la cual digiere la cápsula de algunas bacterias. La secreción lagrimal continua se dirige a las carúnculas lagrimales y en esta región interna de los ojos penetra en los conductos lagrimales revestidos por epitelio estratificado pavimentoso que desemboca en el meato nasal inferior (Junqueira & Carneiro, 2006) (Dyce, *et al.*, 2007).

**4.- Músculos extraoculares.** En la mayoría de los animales domésticos presentan siete músculos, cuatro rectos (dorsal, ventral, medial y lateral), dos oblicuos y el retractor del ojo (Dyce, *et al.*, 2007).

## Patologías frecuentes

Entre las patologías de mayor frecuencia y de forma general que se han reportado en los ojos de los animales están la melanosis congénita benigna en la esclerótica, los tumores esclerales, la episcleritis, la pérdida de la transparencia en la córnea, la queratitis, las úlceras corneales, la uveítis, el glaucoma, las cataratas, la luxación, la ruptura y distrofia del cristalino y el desprendimiento de retina e hipoplasia del nervio óptico (Tista, 2009).

En particular, se han reportado también otras patologías en los ojos de los bovinos como son las úlceras corneales ocasionadas por traumatismos, la uveítis y las queratoconjuntivitis generadas por infecciones sistémicas bacterianas o virales; como la fiebre catarral maligna, la tuberculosis, la septicemia por onfalitis en terneros, la queratoconjuntivitis infecciosa bovina (Blowey & Weaver, 2003) (Hernández & López, 2015).

Además en la literatura, existen reportes sobre neoplasias oculares localizadas en la membrana nictitante, en la conjuntiva palpebral, en el tercer párpado, en el limbo y la córnea (Mohammad, et al., 2007).

Los cetáceos tanto en su hábitat natural y bajo cuidados humanos puede desarrollar una variedad de lesiones oculares, aunque se compensa con la ecolocalización. Por lo general la córnea de los delfines presenta varias anormalidades, en estudios de delfín nariz de botella del Atlántico (*Tursiops truncatus*), delfín nariz de botella del Pacífico (*Tursiops truncatus gilli*), delfín nariz de botella del Indopacífico (*Steno bredanensis*), delfín jorobado del

indopacífico (*Steno bredanensis*) delfín indopacífico humpback (*Sousa chinensis*) y el delfín rouhooth (*Steno bredanensis*). Se examinaron al menos una vez, de los cuales las lesiones comunes fueron: queratopatía medial, queratopatía horizontal, queratopatías bilateral, queratopatías axiales, cataratas, lesiones traumáticas comunes en párpados y córnea y animales ciegos (Colitz, *et al.*, 2016).

Los animales bajo el cuidado humano suelen vivir más tiempo que sus equivalentes salvajes por lo que los cuidados deberán estar enfocados a enfermedades relacionadas por infecciones dada la calidad del agua, traumatismos y factores relacionados con la edad. En animales salvajes se han descrito lesiones en córnea aunque no se sabe la incidencia (Colitz, *et al.*, 2016). Además debemos tener características morfométricas confiables para la realización de un diagnóstico adecuado, principalmente con la ayuda de técnicas como la ultrasonografía, la cual es la principal herramienta para el diagnóstico de enfermedades oculares en mamíferos marinos (Cartee, *et al.*, 1995) (Dierauf & Gulland, 2001).

En medicina veterinaria es de interés conocer y analizar la morfo-fisiología comparada del ojo de los animales, ya que una de las características del perfil de egreso que se busca en el estudiante de esta carrera profesional es tener una formación sólida en conocimientos sobre la morfología y la fisiología animal (FMVZ UNAM, 2006), aunado a la *NOM-135-SEMARNAT-2004*, que establece que; los Médicos Veterinarios, dedicados de manera específica a la clínica de mamíferos acuáticos deberán contar con

conocimientos suficientes en el comportamiento de cada especie, así como en las medidas morfométricas, en la condición de la piel, de los ojos, de la boca, del respiráculo, del sistema cardiovascular y del aparato genitourinario (Ugaz, 2009) (SEMARNAT, 2004).

## HIPÓTESIS

- **Hipótesis Nula (NO):** No existen diferencias significativas entre las características macro y microscópicas de la morfología funcional del ojo de delfín y el bovino.
- **Hipótesis Alternativa (NA):** Existen diferencias significativas en las características macro y microscópicas en la morfología funcional del ojo de delfín y el bovino.

## OBJETIVO GENERAL

Identificar y comparar las características macroscópicas y microscópicas del ojo de delfín (*Tursiops truncatus*) y de bovino (*Bos taurus*).

## OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Determinar y comparar la morfometría del globo ocular, en los diámetros: horizontal, meridional, oblicuo y ecuatorial.
- Determinar y comparar las dimensiones del nervio óptico en el polo posterior del globo ocular; de la pupila, cristalino, cámara anterior y cavidad del humor vítreo.

- Determinar y comparar el grosor de las diferentes capas de la córnea del lado izquierdo y derecho: epitelio anterior, membrana de Bowman, estroma, membrana de Descemet y endotelio.
- Determinar y comparar el grosor del iris, esclerótica, coroides, *Tapetum lúcidum*, y retina.



## MATERIAL Y MÉTODO

### Obtención de material biológico

#### Globos oculares de delfín

Se obtuvieron mediante petición de donación, dos globos oculares de delfín (*Tursiops truncatus*) a través del Convenio de Cooperación vigente entre la FMVZ de la UNAM y el Instituto Vía Delphi para la Investigación de Mamíferos Acuáticos A.C. El Instituto *Vía Delphi* localizado en el Km 240 de la carretera Chetumal Puerto Juárez, en el interior del Parque Xcaret, Playa del Carmen, Quintana Roo, México.

#### Globos oculares de bovino

Mediante petición de donación, se obtuvieron siete globos oculares de bovino (*Bos taurus*) del rastro frigorífico “Los Arcos, S.A. de C.V.” del Municipio La Magdalena, los Reyes la Paz, localizado en el Km 23.5 en la carretera México -Texcoco S/N C.P. 56400.

#### Fijación del material biológico

El material biológico se fijó por inmersión en una solución de formaldehído al 10 % amortiguada con fosfatos a un pH de 7.2 (Verdín, *et al.*, 2013)

(Mary, 2002), siguiendo el protocolo de bioseguridad establecido por el Comité Interno para el Manejo de Residuos Peligrosos (CIMARPE) de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia (FMVZ) de la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM).

### Mediciones y descripción macroscópica ocular

Se pesó cada globo ocular, antes y después de separar la mayor cantidad de tejido conectivo y muscular que rodea al ojo (Figura 6 y Anexo 1).



Figura 6. **A.** Pesaje del globo ocular de bovino antes de ser disecado y **B.** Pesaje después de retirar el tejido conectivo y muscular.

Posteriormente se midieron las estructuras del ojo con un calibrador Vernier (Figura 7 y Anexo 1). Para medir el cristalino, córnea y cavidades se realizaron cortes sagitales y horizontales.

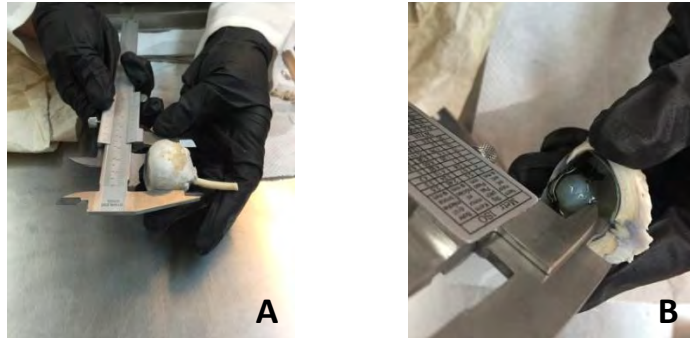


Figura 7. **A.** Medición del diámetro horizontal del ojo de bovino. **B.** Medición de la cavidad del humor vítreo del ojo de delfín.

## Procesamiento histológico

Los tejidos fueron procesados mediante la técnica de inclusión en parafina (Mary, 2002). Para este fin se utilizó un procesador automático de tejidos (Auto technician Model 2A<sup>®</sup>) del laboratorio de patología del Instituto de Oftalmología Fundación Conde de Valenciana de la Ciudad de México. A partir de bloques de parafina se realizaron cortes de 5  $\mu\text{m}$  de grosor con un micrótopo (MicroM HM325<sup>®</sup>) que se tiñeron con las técnicas de hematoxilina y eosina, tricrómica de Masson y ácido peryódico de Schiff (PAS) (Prophet, *et al.*, 1995) (Mary, 2002) (Bancroft & Gamble, 2013) (Figura 8).

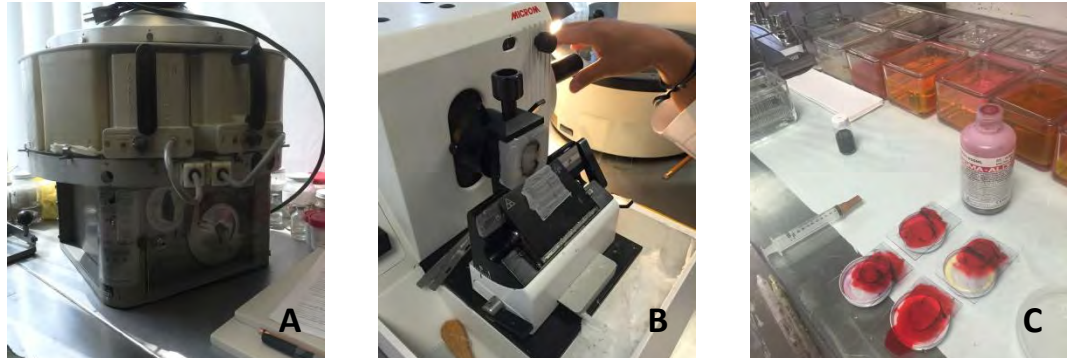


Figura 8. Etapas del procesamiento histológico. **A.** Procesador de tejidos automático. **B.** Corte del tejido en el micrótopo. **C.** Tinción de las rebanadas de tejido.

Se obtuvieron 22 cortes histológicos de bovino (16 en el plano sagital y seis en el plano horizontal), y siete de delfín en el plano horizontal. El globo ocular con corte sagital no se tomó en cuenta para el presente trabajo ya que presentó contenido purulento al momento de realizar su disección.

### Análisis histométrico

Las mediciones se realizaron con un microscopio fotónico (Motic BA310<sup>®</sup>) conectado a una cámara fotográfica para microscopía digital (Moticam 2300<sup>®</sup>) y un software, que permitió realizar el análisis computarizado de las imágenes (Motic Images Plus<sup>®</sup>, Versión 2.0).

Con el fin de poder realizar los conteos y mediciones en los dos segmentos, en cada preparación histológica se trazó una línea imaginaria para dividir en dos porciones simétricas al tejido y se realizaron cinco mediciones en cada estructura (Figura 9).

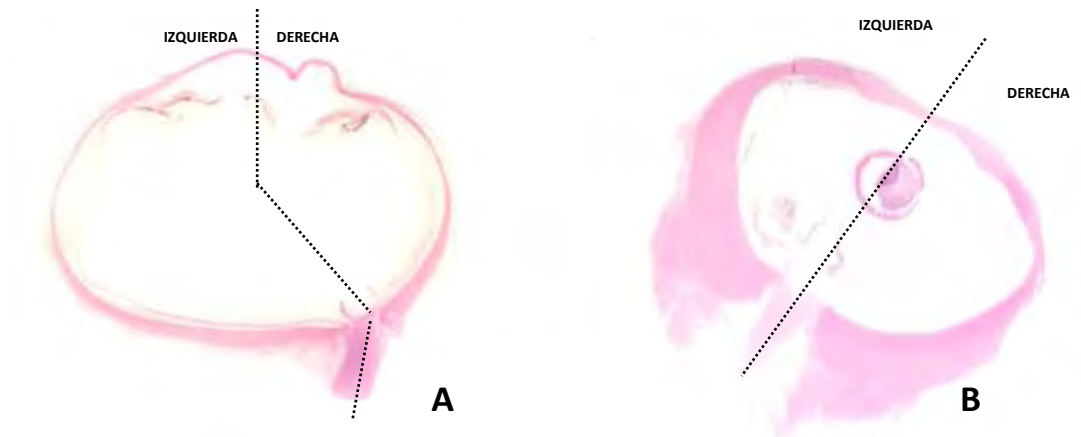


Figura 9. Preparación histológica de ojo de bovino (A) y de delfín (B) en donde se muestra la línea imaginaria que divide el tejido en dos partes.

## Córnea

En las diferentes capas histológicas de la córnea (epitelio anterior, membrana de Bowman, estroma, membrana de Descemet y endotelio) se realizaron mediciones (izquierda y derecha) de la porción central y de las porciones laterales adyacente a la zona del limbo (Figura 10).

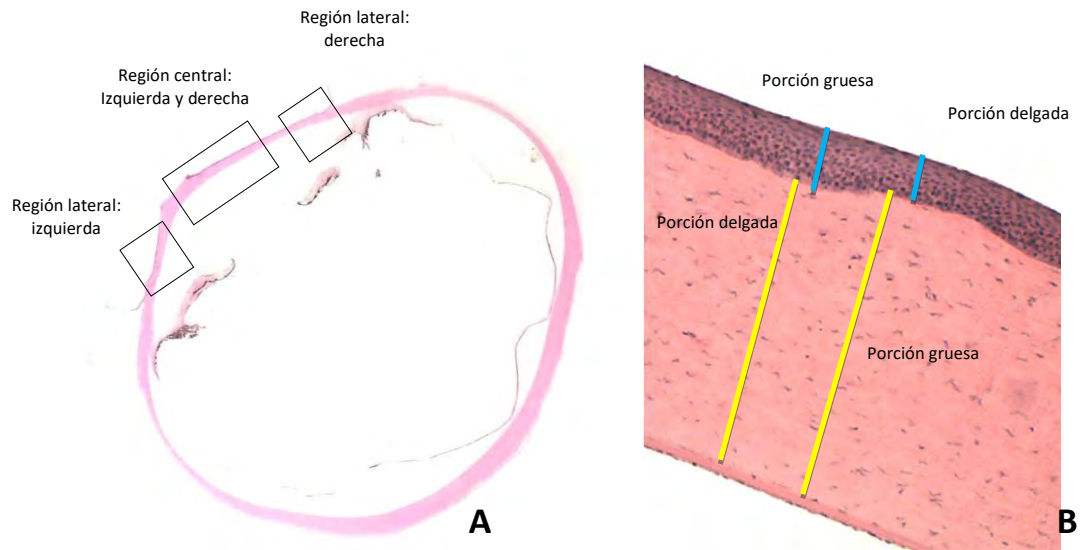


Figura 10. **A.** Preparación histológica de ojo bovino que ejemplifica las zonas en donde se tomaron las medidas de la córnea. **B.** Histometría del epitelio anterior y estroma (porción gruesa y delgada) en los ojos de bovino.

## Esclerótica

Se realizaron mediciones de la esclera anterior adyacente a la zona del limbo y en la región posterior adyacente al nervio óptico, así mismo en los cortes histológicos que carecían del nervio óptico se trazó una línea imaginaria para dividir el órgano en dos segmentos; izquierdo y derecho (Figura 11).

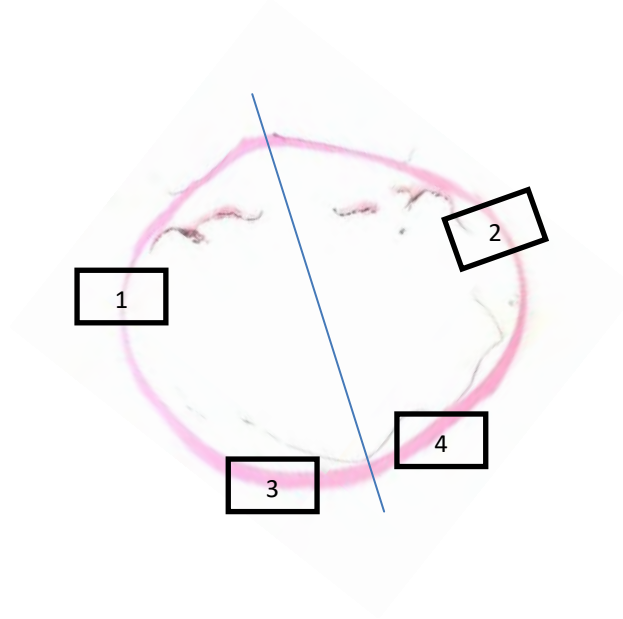


Figura 11. Zonas seleccionadas para realizar las mediciones de la esclerótica cercana al polo anterior y al polo posterior (lado derecho e izquierdo). **1.** Porción anterior del lado izquierdo adyacente al limbo, **2.** Porción anterior del lado derecho adyacente al limbo, **3.** Porción posterior del lado izquierdo y **4.** Porción posterior del lado derecho.

## Iris

Se dividió el iris en dos (bovino) o tres (delfín) porciones anatómicas (proximal, medial y distal). En cada porción se midió el grosor del estroma y de la capa de células pigmentarias.

## Coroides y *Tapetum lúcidum*

Se realizaron mediciones en la porción anterior y posterior, tanto izquierda como derecha en cada preparación histológica en las mismas zonas en donde se midió la esclerótica (Figura 11).

## Retina y nervio óptico

Se midió el grosor de cada capa histológica de la retina: células receptoras (conos y bastones), nuclear externa, plexiforme externa, nuclear interna, plexiforme interna, células ganglionares y fibras nerviosas. Así mismo se realizaron 20 mediciones del diámetro de las células ganglionares. En el nervio óptico sólo se midió su grosor.

## Análisis estadístico

El análisis estadístico de los valores se realizó mediante la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis para más de dos muestras independientes y la prueba de Wilcoxon para dos muestras relacionadas (Badi, *et al.* 2012). El análisis se realizó mediante el empleo del software SSPS<sup>®</sup> (Statistical Package for the Social Sciences) con un nivel de significancia del 0.05.



## RESULTADOS

### Análisis macroscópico

En los globos oculares fijados con formalina al 10 % amortiguada se observó que los de bovino presentaron un mayor tamaño y una apariencia globosa con respecto a los de delfín, en los que se observó un “achataamiento” en el eje antero posterior (Figura 12).

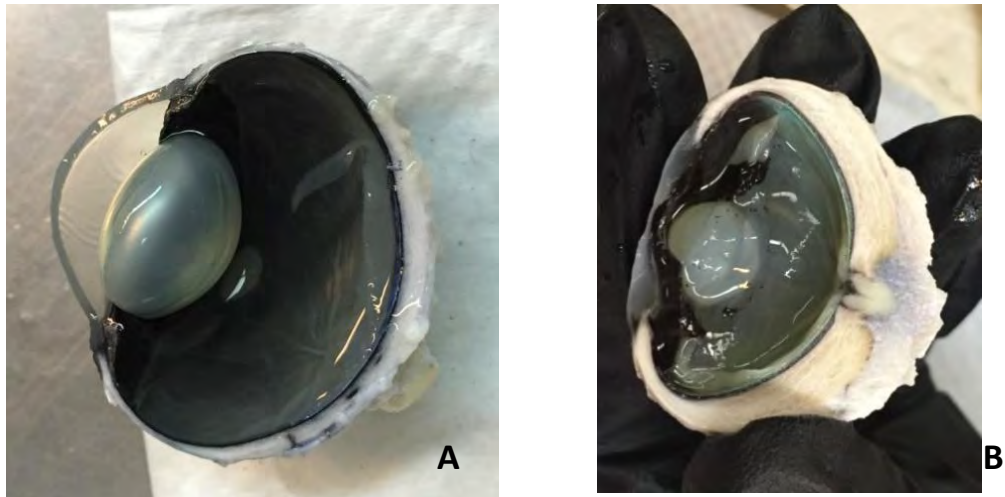


Figura 12. **A.** Corte sagital de un ojo de bovino post-fijación. **B.** Ojo de delfín en un corte horizontal post-fijación.

El peso de los globos oculares de ambas especies previamente a la separación del tejido conjuntivo y muscular presentaron una diferencia de 16.48 gr, y de 6.07 gr posterior a la disección (Figura 13).

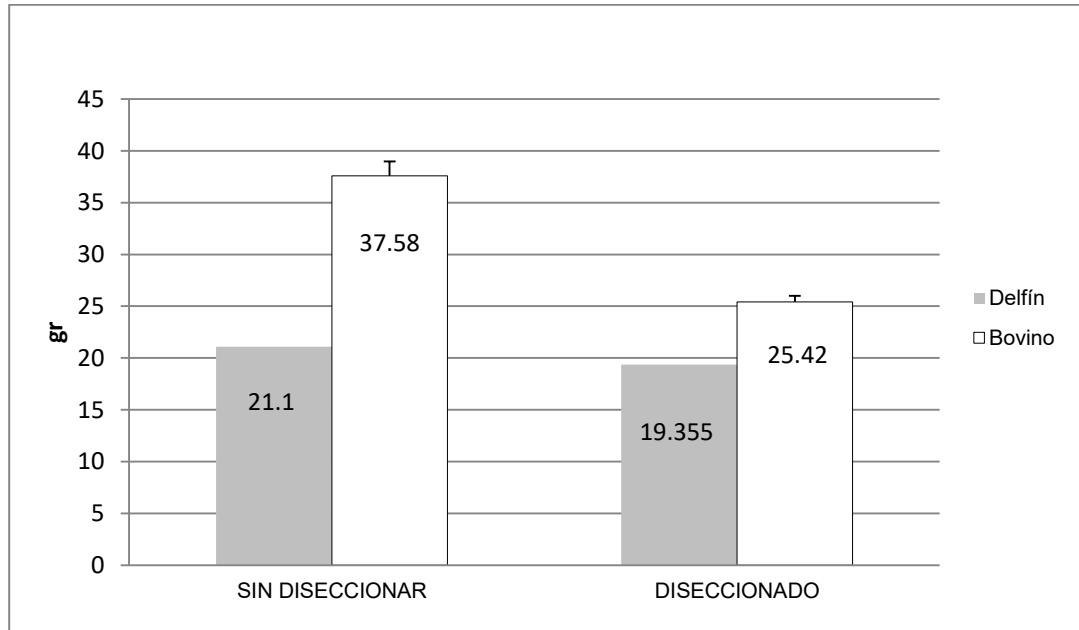


Figura 13. Comparación del peso promedio del globo ocular de delfín y bovino antes y después del disecado.

Al comparar las mediciones del ojo en el diámetro horizontal, antero-posterior, oblicua, y vertical, fueron mayores en el bovino con respecto al delfín. Esto mismo se observó para el diámetro del nervio óptico (Figura 14).

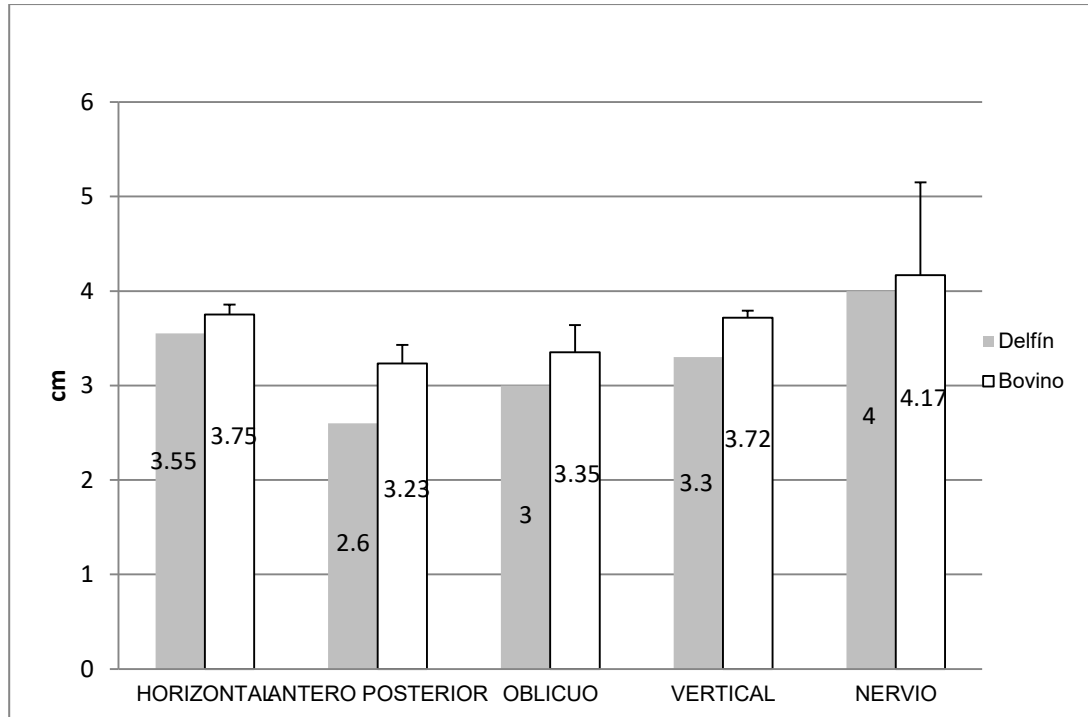


Figura 14. Valores promedio comparativos de las mediciones de diferentes zonas anatómicas del globo ocular en el delfín y el bovino.

En la córnea se encontraron diferencias en el ancho horizontal y vertical, así como en el grosor. El grosor de la córnea a nivel macroscópico del bovino es constante a lo largo de todo el tejido en comparación con la córnea del delfín, quien mostró mayor grosor en las zonas laterales o cercanas a la esclera. (Figuras 15 y 16).



Figura 15. Aspecto de la córnea de bovino (A) y de delfín (B).

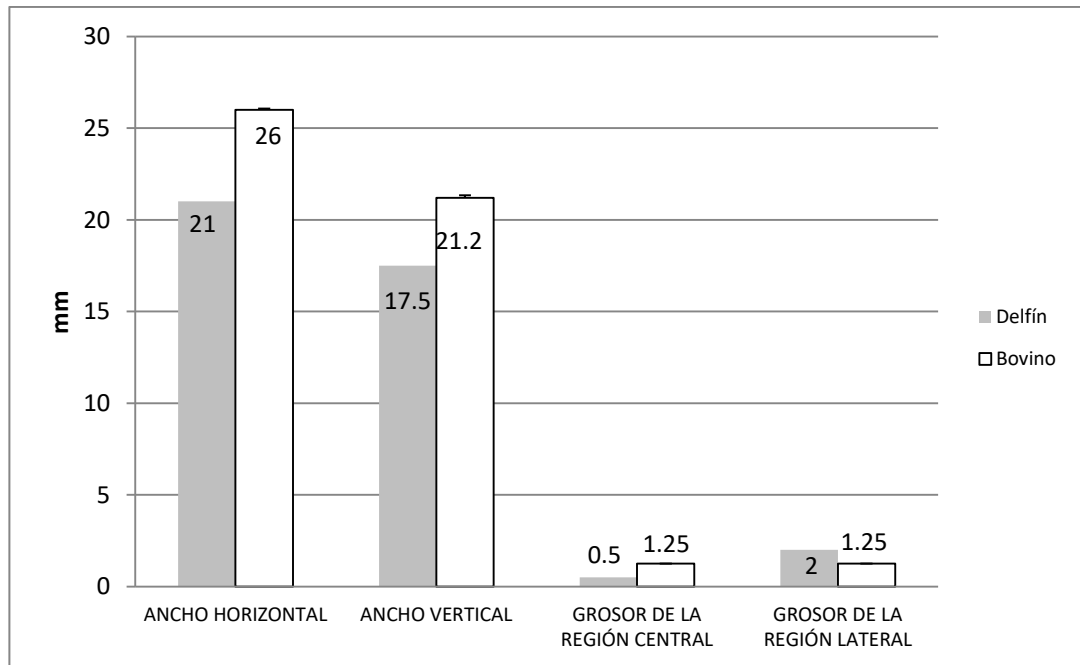


Figura 16: Medición de algunas estructuras del globo ocular de delfín y bovino.

La pupila de bovino presentó una longitud mayor en el eje horizontal con respecto al vertical, este mismo patrón se observó en el delfín (Figuras 17 y 18).

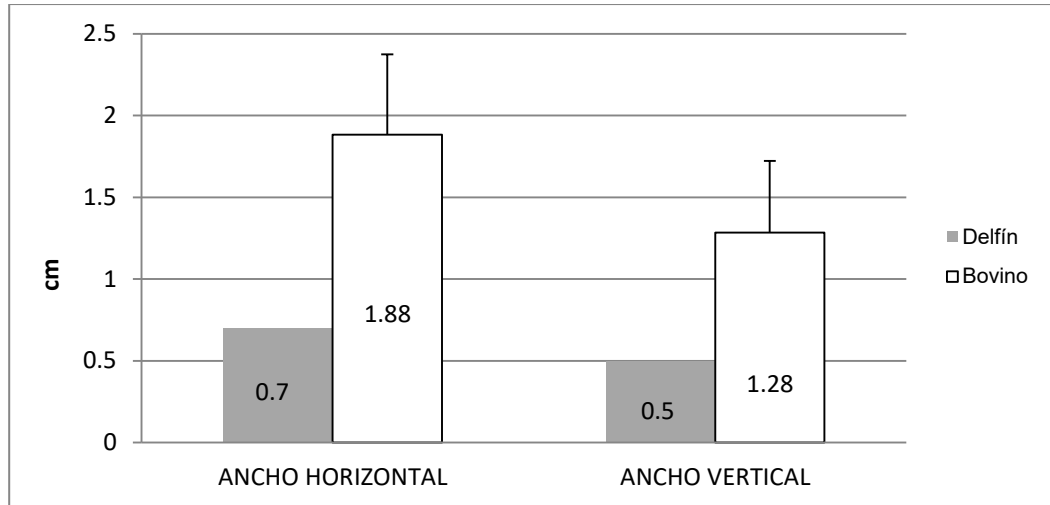


Figura 17. Valores promedio comparativos de la medición de la longitud de la pupila de bovino y delfín.

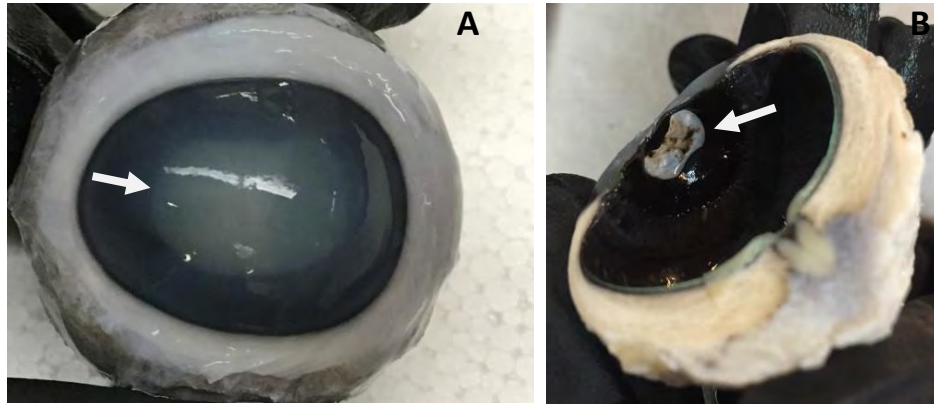


Figura 18. **A.** Pupila de bovino. **B.** Pupila de delfín en forma de “U”.

El cristalino de bovino tuvo mayor diámetro y ancho en comparación con el delfín, cabe destacar que en el delfín tiene una conformación esférica (Figuras 19 y 20).

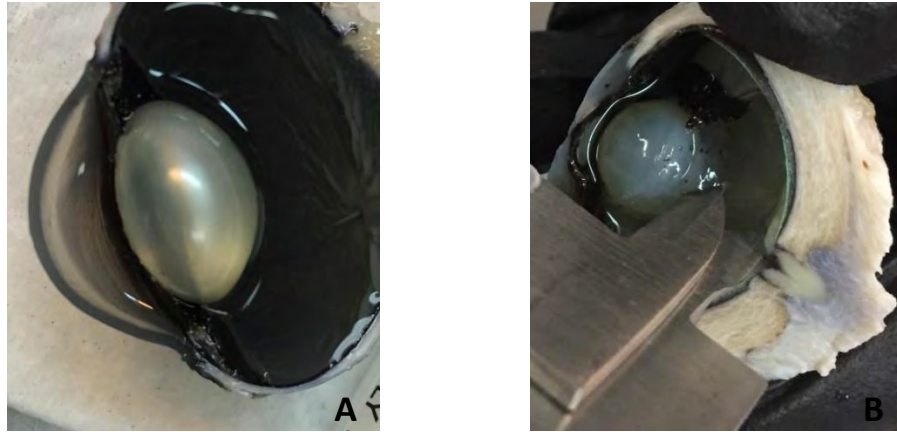


Figura 19. Aspecto del cristalino de bovino (A) y de delfín (B).

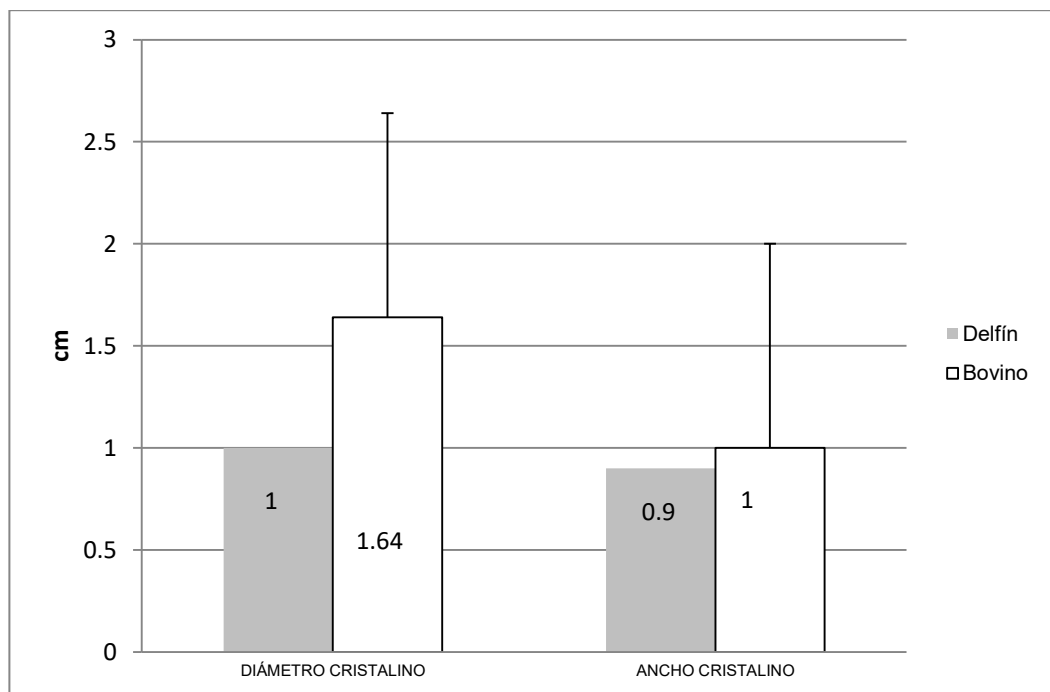


Figura 20. Promedio del tamaño del cristalino de delfín y bovino.

La cavidad del humor vítreo del ojo de bovino fue 0.39 cm más grande que la cavidad del delfín (Figura 21).

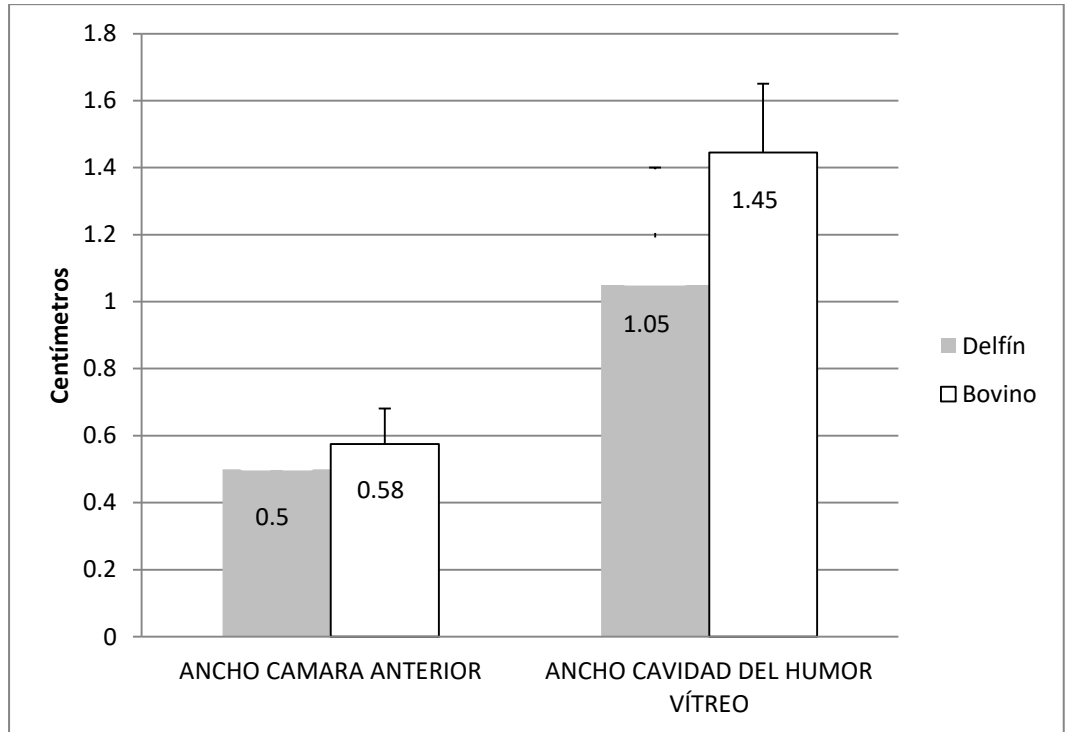


Figura 21. Valores promedio comparativos de las cavidades del globo ocular en el delfín y el bovino.

## Análisis microscópico

### Córnea

#### Epitelio anterior

El epitelio anterior de la región central de la córnea en el bovino presentó diferencias significativas entre la porción gruesa y delgada del lado izquierdo, ( $P \leq 0.05$ ) y lado derecho ( $P \leq 0.05$ ). También existen diferencias entre la porción gruesa del epitelio anterior de la región central de la córnea del lado izquierdo en comparación con la porción gruesa de la región lateral izquierdo ( $P \leq 0.05$ ). También hay diferencias en la región derecha en la porción gruesa en la parte central y lateral ( $P \leq 0.05$ ). En la porción delgada del epitelio anterior hay diferencias significativas entre la región central y lateral tanto del lado izquierdo ( $P \leq 0.05$ ) como del lado derecho ( $P \leq 0.05$ ) (Anexo 2).

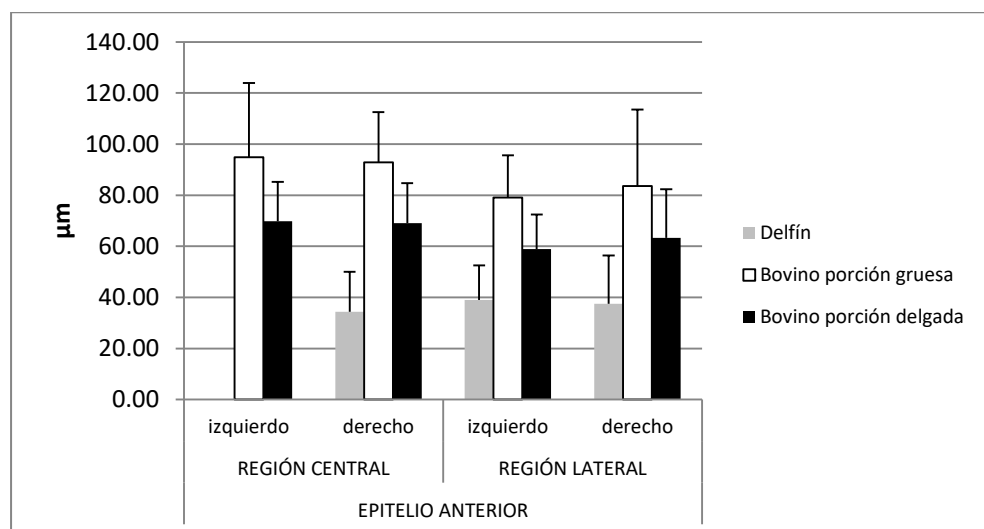


Figura 22. Valores promedio de la medición de la región central y lateral del epitelio anterior de la córnea para cada especie.



El epitelio anterior del bovino es un tejido epitelial estratificado simple plano, observándose las tres capas del epitelio, células epiteliales, células aladas y células escamosas superficiales. En la porción gruesa hay entre 3-5 capas de células epiteliales, 4-5 capas de células aladas y de 3-4 capas de células planas. En el epitelio anterior de delfín no se encontró íntegro por lo que da una apariencia de tipo pseudoestratificado. También se puede observar la presencia de la membrana de Bowman la cual corresponde a fibras de colágeno muy delgadas y el tamaño varía en grosor a lo largo de toda la córnea o puede estar ausente en pequeñas porciones, ésta membrana puede llegar a medir 50  $\mu\text{m}$ . En la cápsula de Bowman de la córnea en su región central y lateral no se encontraron diferencias significativas para las dos especies (Figuras 23 y 24).

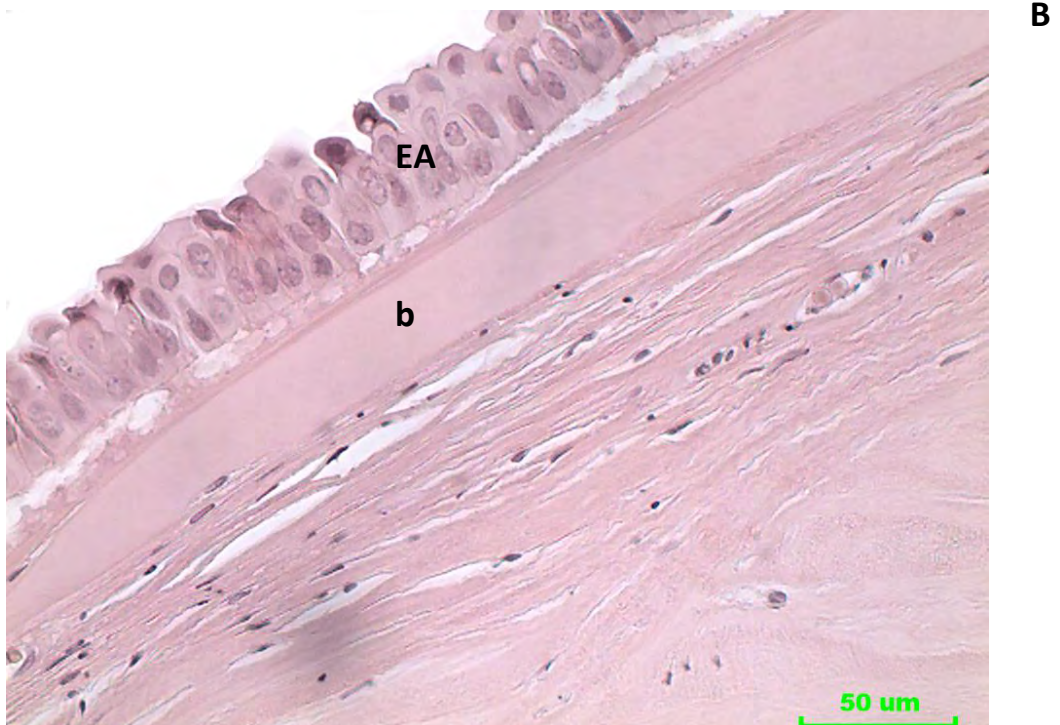
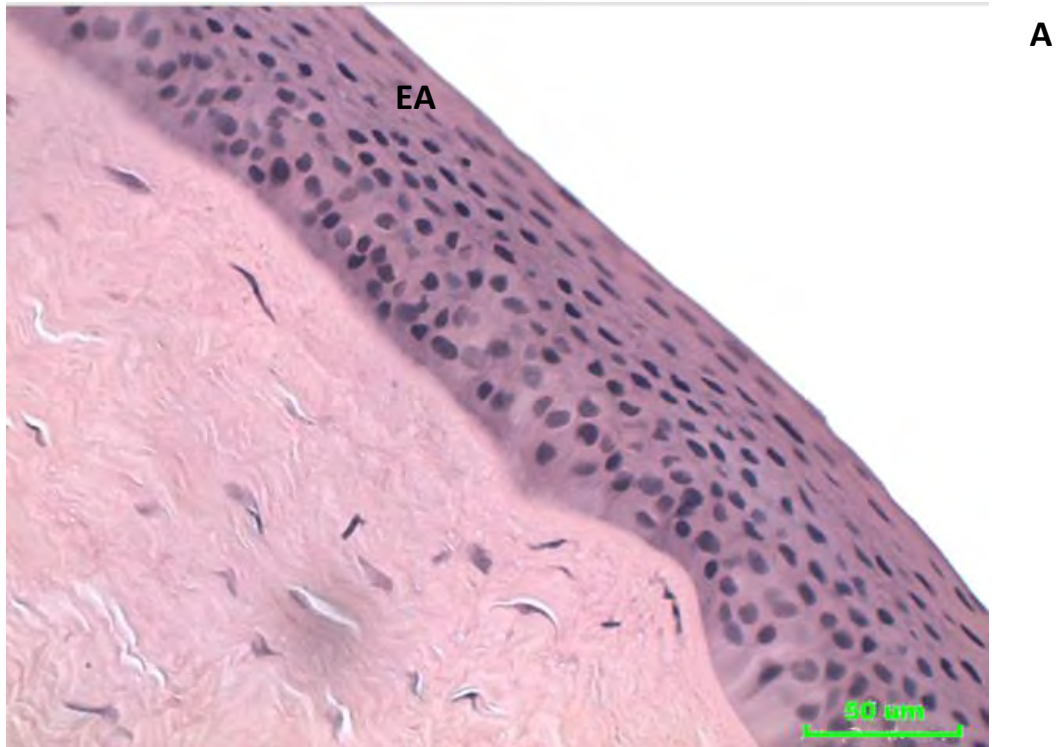


Figura 23. Fotomicrografía del epitelio anterior (**EA**) de bovino (**A**) y del epitelio anterior y membrana de Bowman (**b**) de delfín (**B**). Hematoxilina y eosina 400x.

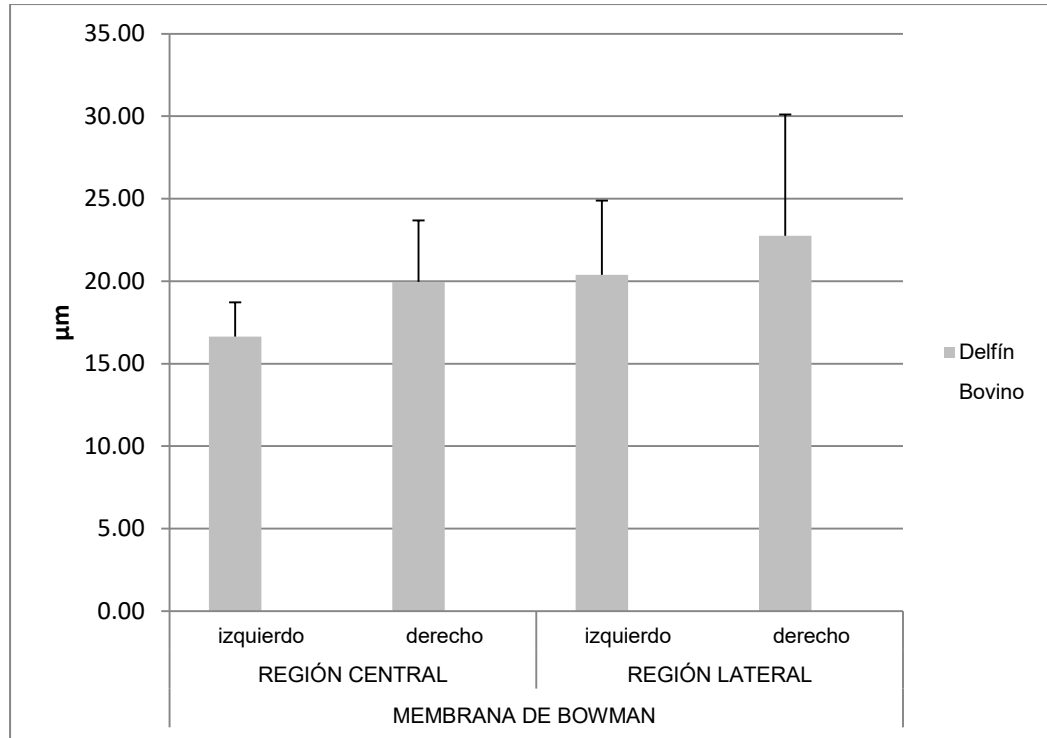


Figura 24. Promedio del grosor de la membrana de Bowman de la córnea de delfín.

En el estroma de delfín se encontraron diferencias significativas en la región lateral entre el lado izquierdo y derecho, siendo 3.45 µm más gruesa la parte izquierda que la derecha ( $P \leq 0.05$ ).

El estroma del bovino presentó diferencias significativas, se encontró que el estroma grueso de la córnea central del lado izquierdo es 40.91 µm más grueso que la porción delgada del estroma del lado derecho ( $P \leq 0.05$ ). También hay diferencias entre la porción delgada del estroma y la porción gruesa del estroma de la córnea central del lado izquierdo ( $P \leq 0.05$ ) y también hay diferencias del lado derecho ( $P \leq 0.05$ ). En la región lateral de la córnea se ven diferencias significativas tanto en la porción delgada del

estroma y la porción gruesa del estroma del lado izquierdo ( $P \leq 0.05$ ) y del lado derecho ( $P \leq 0.05$ ) (Anexo 2).

El estroma de delfín es 1264  $\mu\text{m}$  más grande que el estroma de bovino (porción gruesa o delgada), aunque no hay diferencias significativas (Figura 25).

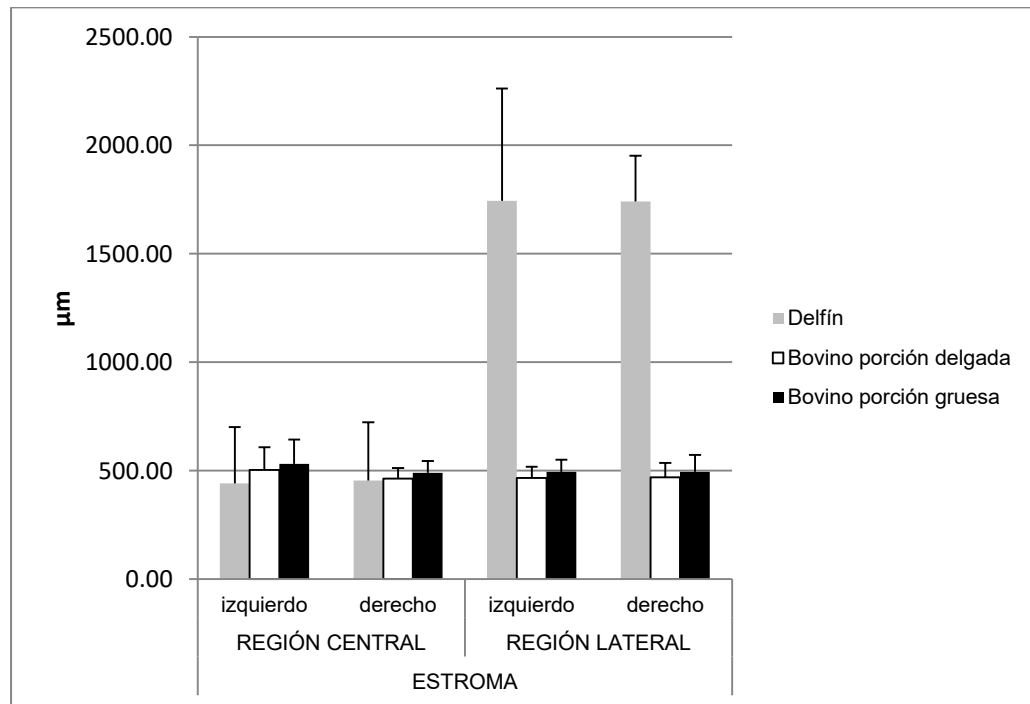


Figura 25. Promedio del grosor de las diferentes zonas de la región central y lateral del estroma en el delfín y bovino.

El estroma del bovino muestra las fibras de colágeno que van en dirección paralela y mayor cantidad (en comparación con el estroma de delfín) de figuras celulares correspondientes a los queratocitos. En el estroma de delfín, se observaron las fibras dispersas y menor cantidad de queratocitos en comparación con el estroma de bovino (Figura 26).

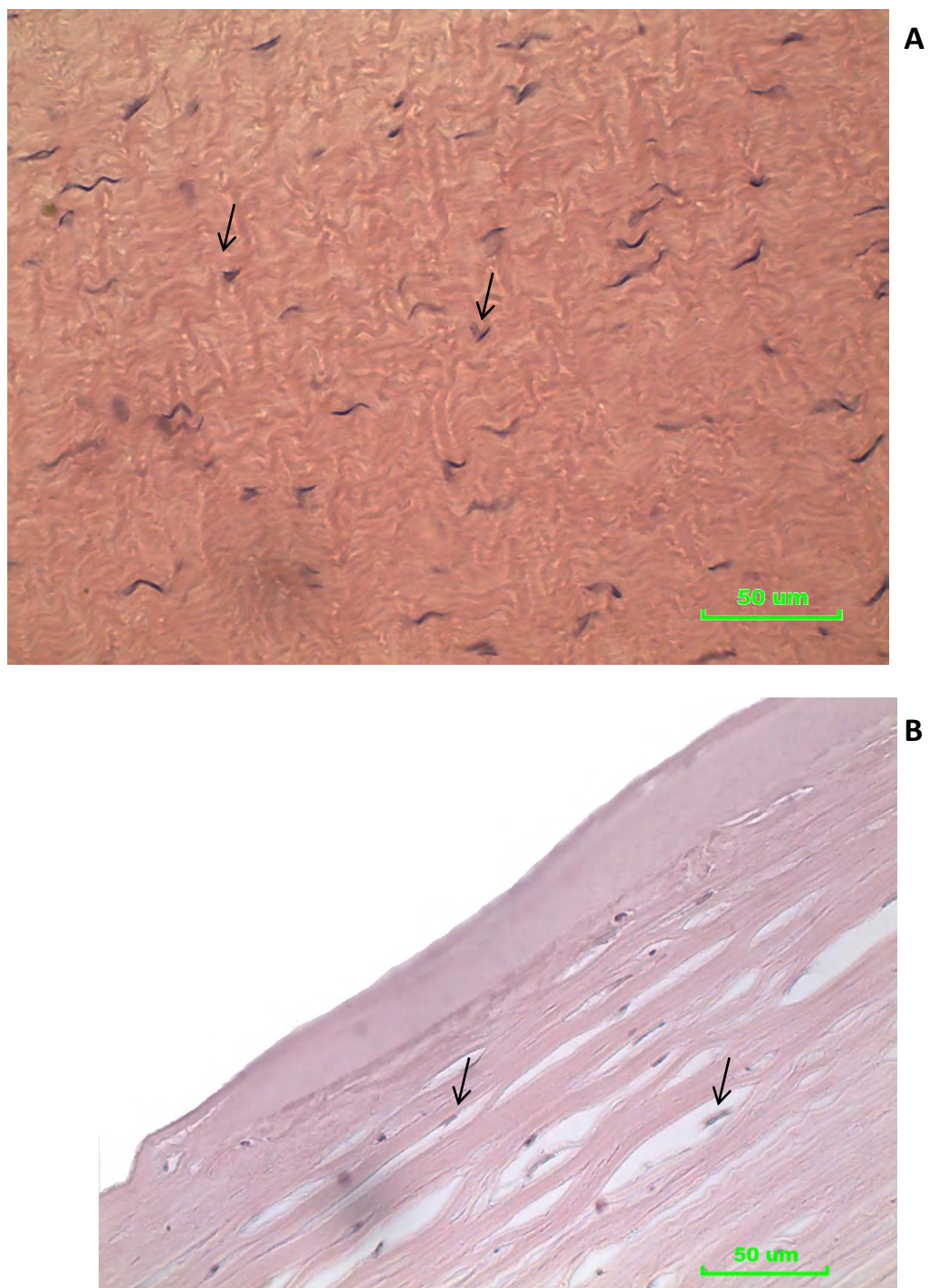


Figura 26. Fotomicrografía del estroma de bovino (A) y estroma y membrana de Bowman de delfín (B). Queratocitos (flechas). Hematoxilina y eosina 400x.

La membrana de Descemet/endotelio es 7.59  $\mu\text{m}$  más gruesa en la región central del bovino que en la córnea de delfín y 12.33  $\mu\text{m}$  más gruesa en la región lateral del bovino en comparación con el delfín, pero no fueron estadísticamente significativas (Figura 27).

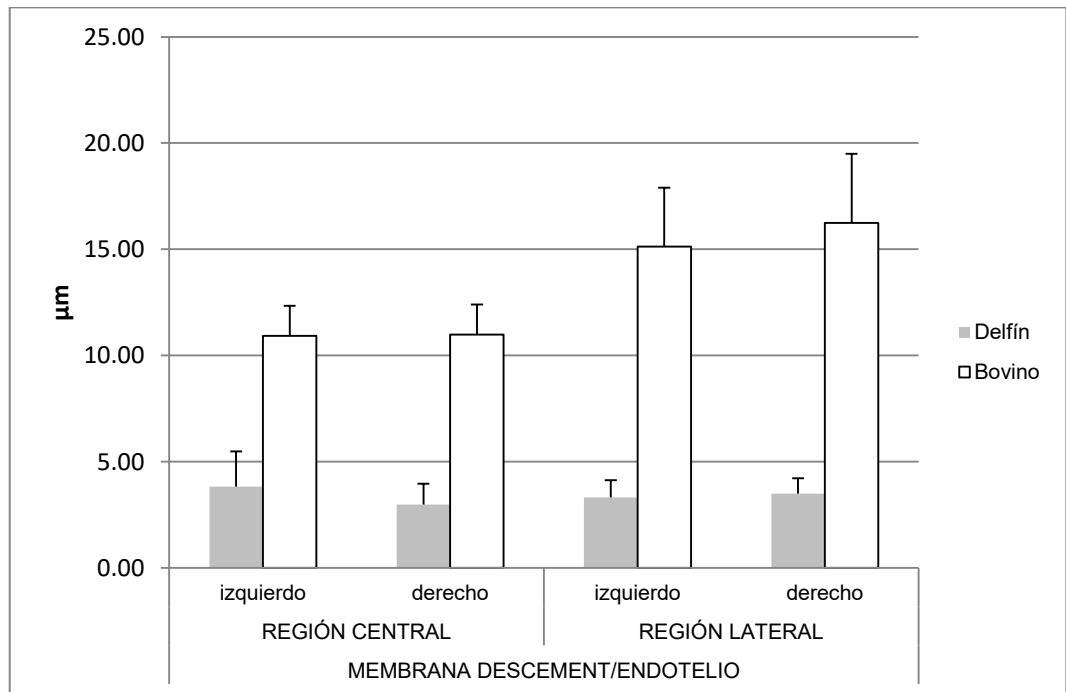


Figura 27. Valores promedio de la medición de las estructuras de la región central y lateral de la membrana de Descemet y endotelio de la córnea en el delfín y bovino.

Sí se encontraron diferencias significativas en la membrana de Descemet de delfín, siendo la membrana de Descemet de la región central es más gruesa del lado izquierdo en un 0.86  $\mu\text{m}$  en comparación con el lado derecho ( $P \leq 0.05$ ). También se encontraron diferencias significativas en la

región lateral siendo  $0.17 \mu\text{m}$  más grueso el lado derecho que el izquierdo ( $P \leq 0.05$ ).

De igual forma en el Bovino se observaron diferencias significativas en la región lateral izquierda de la membrana de Descemet (es  $1.1 \mu\text{m}$  más gruesa) en comparación con la región lateral derecha ( $P \leq 0.05$ ). También hay diferencias entre la región lateral y central izquierdas, siendo  $4.22 \mu\text{m}$  más gruesa en la región lateral ( $P \leq 0.05$ ) y en la región lateral derecha es más gruesa la región lateral en comparación con la central en  $5.25 \mu\text{m}$  ( $P \leq 0.05$ ) (Figuras 27 y 28).

En la zona del limbo del bovino y en el delfín se encuentran vasos sanguíneos, células pigmentarias y las fibras de colágeno es la esclerótica son con una distribución irregular (Figura 29).

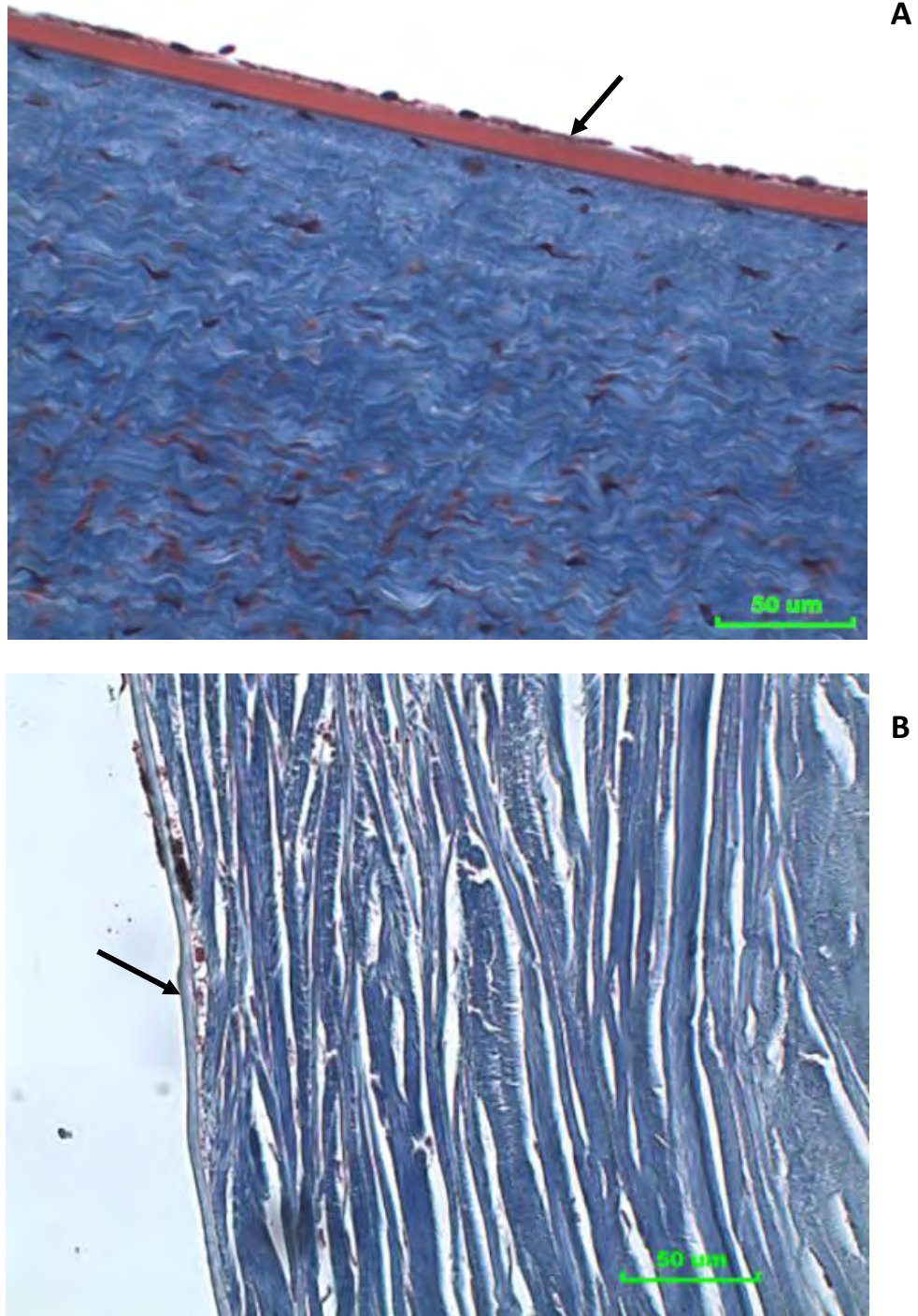


Figura 28. Fotomicrografía de la membrana de Descemet y endotelio (**flecha**) de bovino (**A**) y de delfín (**B**). Tricrómica de Masson 400x.



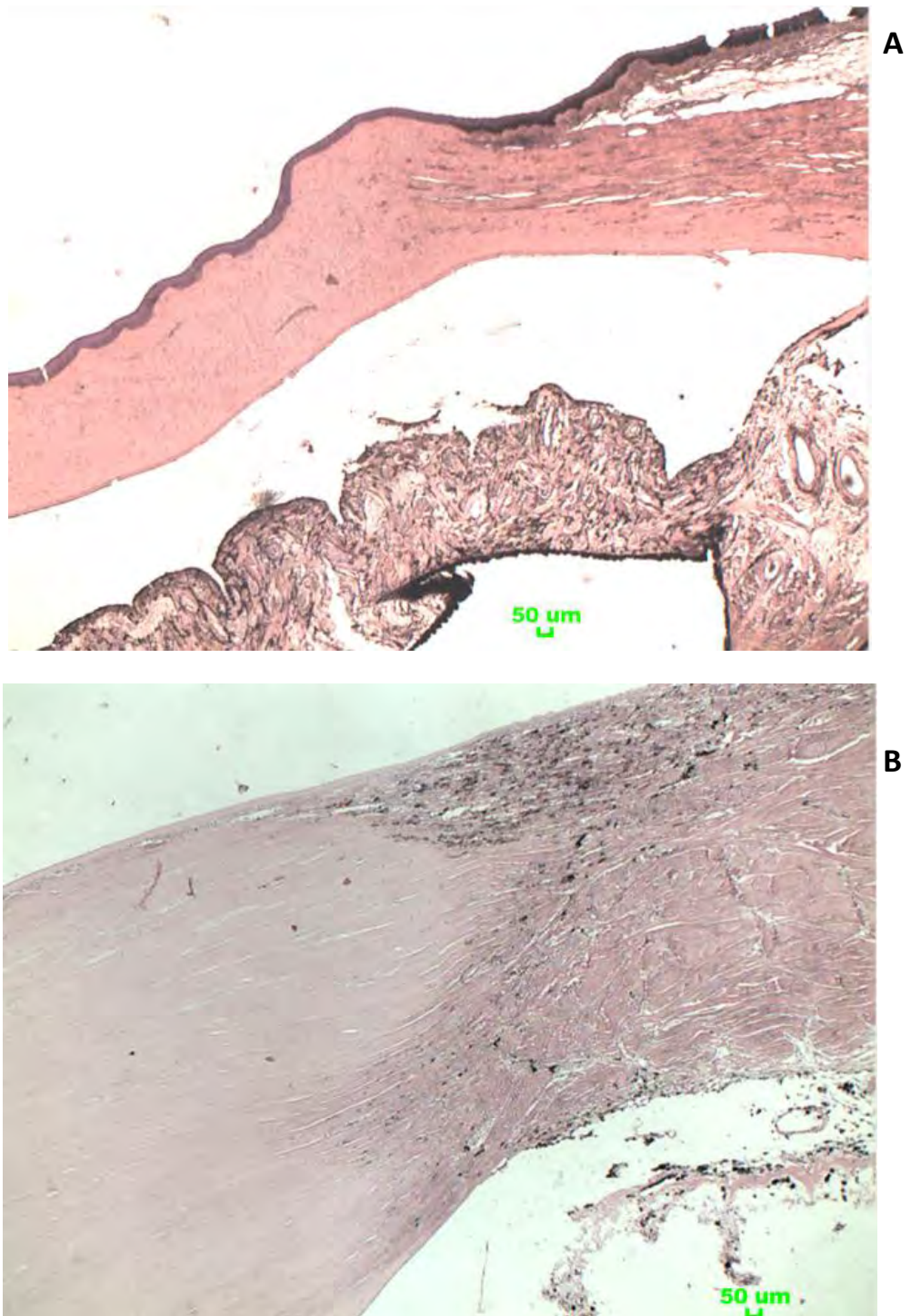


Figura 29. Fotomicrografía de la zona del limbo en el bovino (A) y del delfín (B). Hematoxilina y eosina 40x.

## Esclerótica

En el globo ocular del bovino se encontraron diferencias significativas entre la porción anterior y posterior, la porción izquierda posterior es 826.29  $\mu\text{m}$  ( $P \leq 0.05$ ) más gruesa que la porción izquierda anterior y la porción derecha posterior es 760.38  $\mu\text{m}$  ( $P \leq 0.05$ ) más gruesa que la porción derecha anterior.

En el globo ocular del delfín también se encontraron diferencias significativas, en donde la porción posterior de la esclera es más gruesa que la anterior, tanto del lado derecho (diferencia de 2709.58  $\mu\text{m}$  ( $P \leq 0.05$ )) como del lado izquierdo (diferencia de 3223.45  $\mu\text{m}$  ( $P \leq 0.05$ )). También se encontraron diferencias en la esclera posterior tanto izquierda y derecha (diferencia de 439.94  $\mu\text{m}$  ( $P \leq 0.05$ )) (Figura 30).

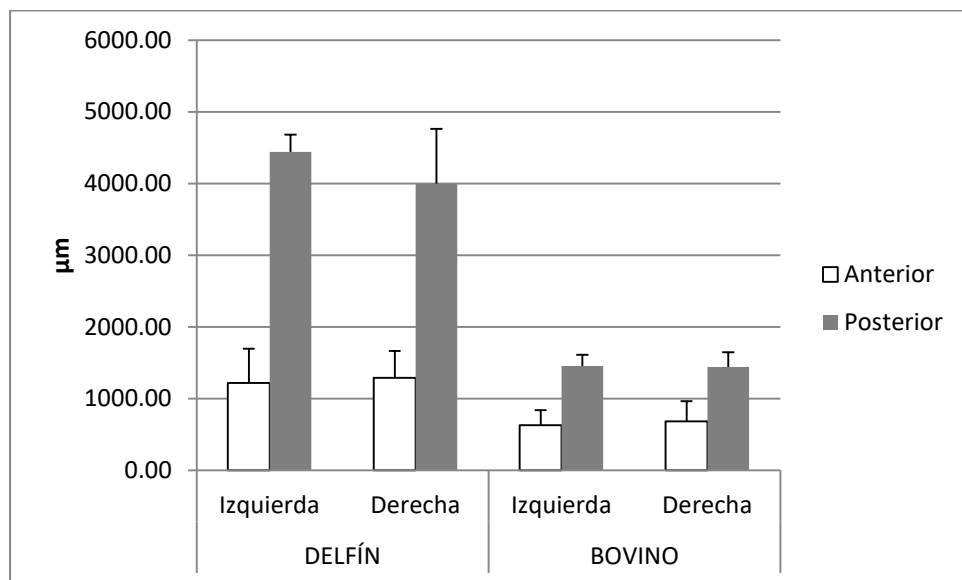


Figura 30: Promedios del grosor de la esclerótica en su porción anterior y posterior en el delfín y bovino.

En la esclerótica de bovino y de delfín se observa el tejido conectivo denso irregular, en particular en la esclerótica de bovino se pueden apreciar células pigmentarias, en la esclerótica de ambas especies podemos visualizar algunos núcleos correspondientes a los fibroblastos, aunque en el delfín hay menor cantidad (Figura 31).

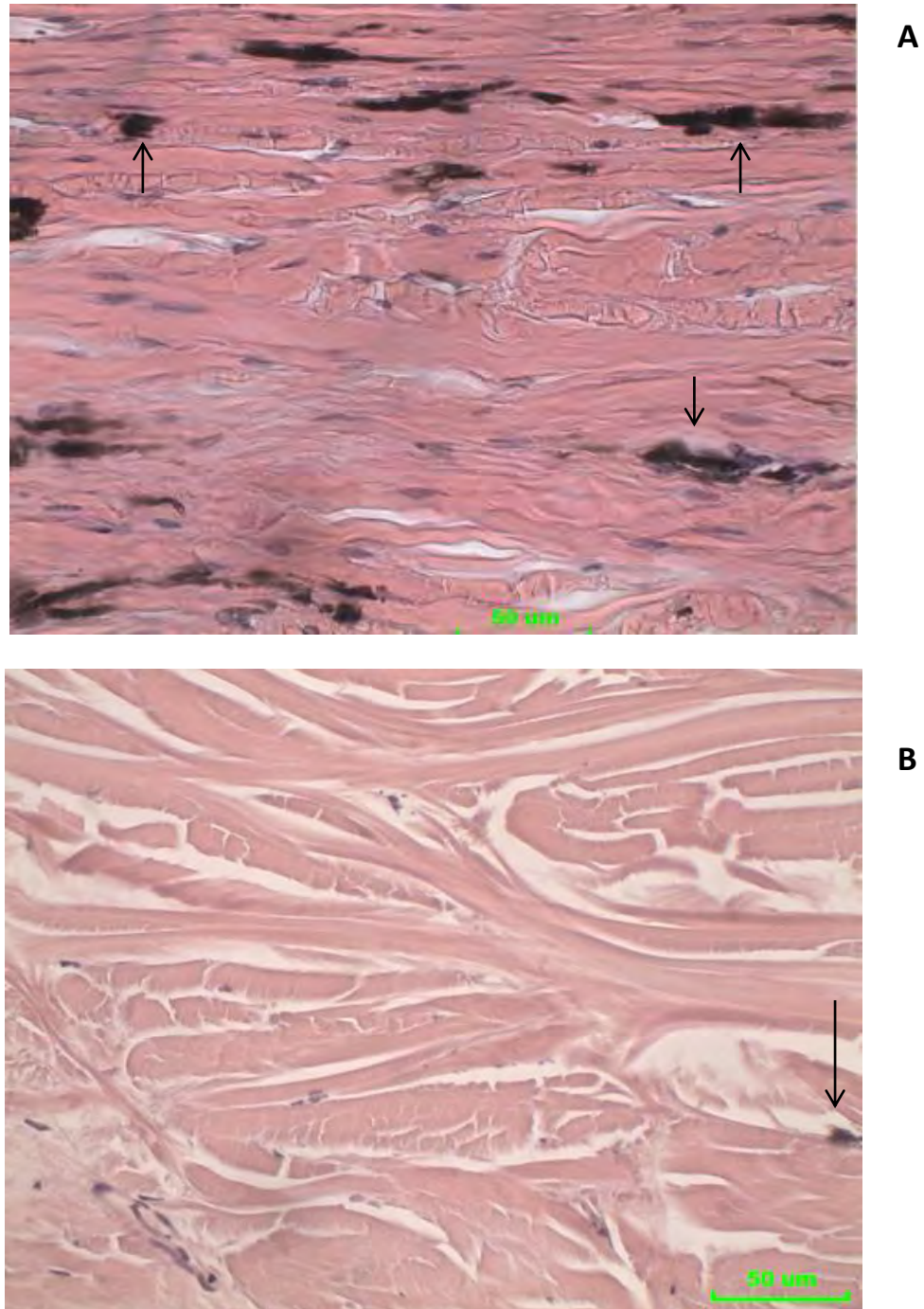


Figura 31. Fotomicrografía de la esclerótica del bovino (**A**), obsérvese las células pigmentarias (flechas) y los fibroblastos. Y la esclerótica de delfín (**B**). Hematoxilina y eosina 40x.

## Coroides y *Tapetum lúcidum*

La coroides de bovino, en su región anterior derecha es 9.7  $\mu\text{m}$  más gruesa que la coroides anterior izquierda ( $P \leq 0.05$ ); también se encontró que la coroides posterior tanto izquierda (26.1  $\mu\text{m}$  más gruesa, ( $P \leq 0.05$ )) como derecha (20.13  $\mu\text{m}$  más gruesa, ( $P \leq 0.05$ )) son más gruesas que la coroides correspondiente a su mismo lado.

El *Tapetum lúcidum* es más grueso del lado derecho en comparación con el lado izquierdo en la región posterior y la región anterior. La región anterior derecha es 9.61  $\mu\text{m}$  más gruesa que la izquierda ( $P \leq 0.05$ ) y la región posterior derecha es 2.71  $\mu\text{m}$  más gruesa que la izquierda ( $P \leq 0.05$ ) (Figura 32).

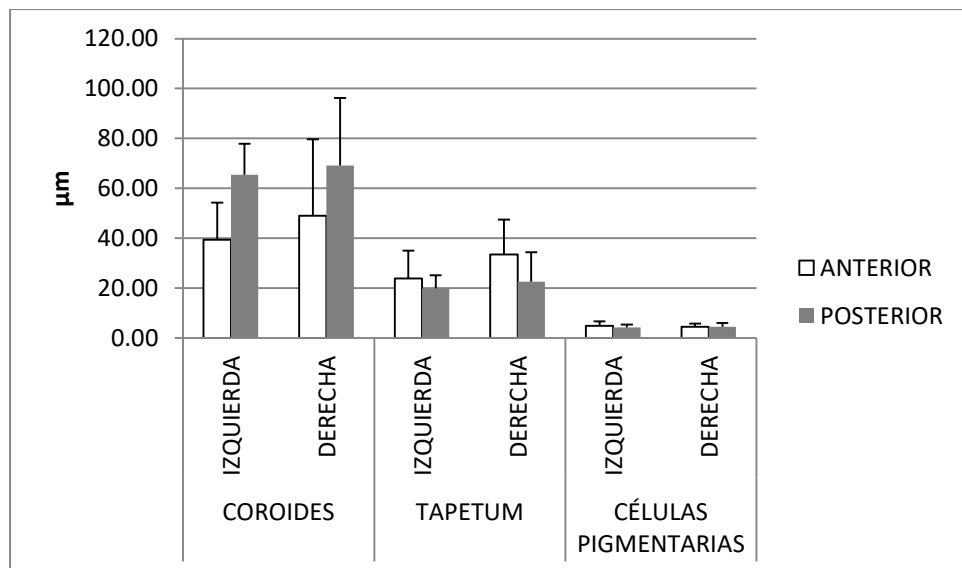


Figura 32. Promedio del grosor de la coroides, *Tapetum lúcidum* y capa de células pigmentarias del bovino en su región anterior y posterior.

En la coroides de delfín, la región anterior del lado izquierdo es más gruesa en un 14.87  $\mu\text{m}$  que la coroides anterior del lado derecho ( $P \leq 0.05$ ). Además la coroides posterior del lado derecho es más gruesa en 55.02  $\mu\text{m}$ , que la coroides anterior del mismo lado ( $P \leq 0.05$ ). El *Tapetum lúcidum* posterior derecho es 13.8  $\mu\text{m}$  más grueso que el *Tapetum lúcidum* anterior derecho ( $P \leq 0.05$ ) (Figura 33).

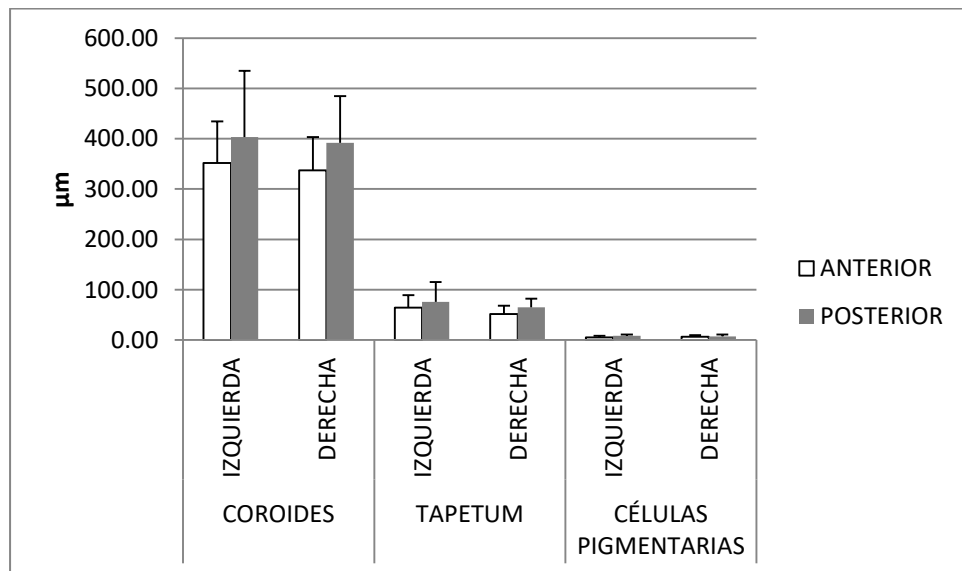


Figura 33. Promedio del grosor de la coroides, *Tapetum lúcidum* y capa de células pigmentarias del delfín.

El *Tapetum lúcidum* es de tipo fibroso para las dos especies, y las células pigmentarias son más evidentes en la preparación histológica de bovino. Por debajo del *Tapetum lúcidum* se encuentra la coroides, en el bovino los

vasos sanguíneos que se observan son de gran tamaño en comparación con la preparación histológica del delfín (Figura 34).

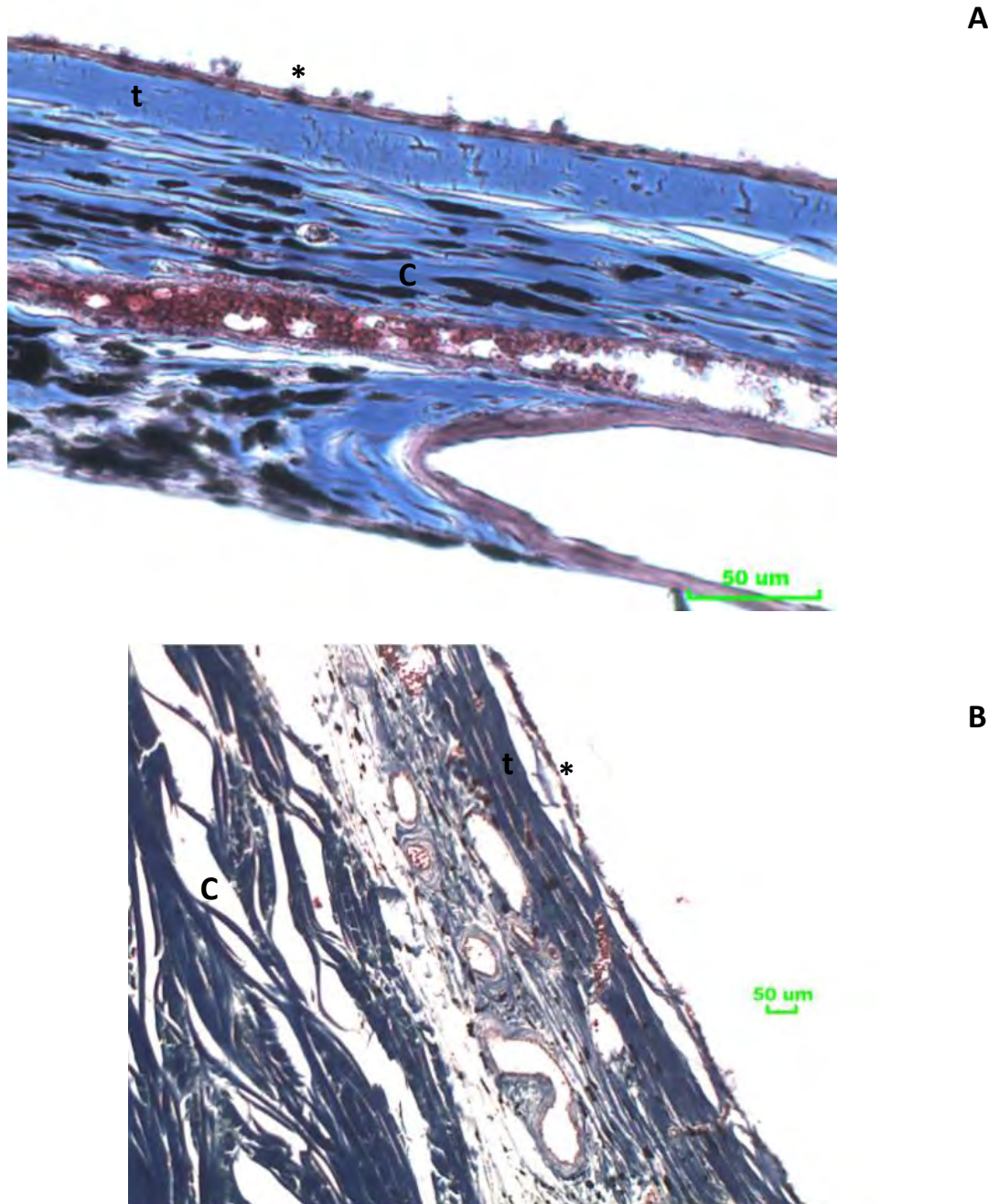


Figura 34. Fotomicrografía de la coroides (c), *Tapetum lúcidum* (t) y capa de células pigmentarias (\*). **A.** Preparación histológica de bovino teñido con tricrómica de Masson 400x. **B.** Preparación histológica de delfín teñido con tricrómica de Masson 100x.

## Retina y nervio óptico

Los promedios de los grosores de las diferentes capas de la retina y el promedio de las células ganglionares entre el delfín y el bovino no se encontraron diferencias significativas (Figura 35).

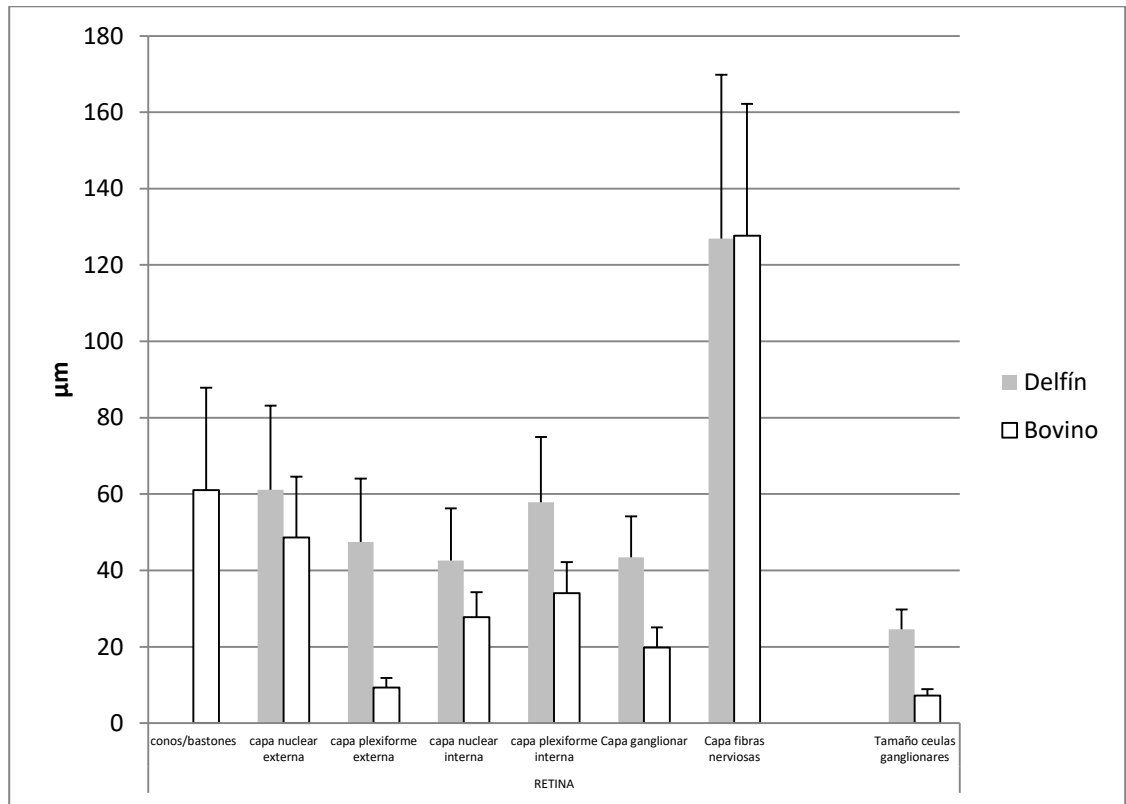


Figura 35: Promedio del grosor de las diferentes capas de la retina: Capa de conos y bastones, capa nuclear externa, capa plexiforme externa, capa nuclear interna, capa plexiforme interna, capa de células ganglionares, fibras nerviosas y tamaño de las células ganglionares en el delfín y bovino.

En las diferentes capas de la retina para cada una de las especies se puede observar el gran tamaño de las células ganglionares en el corte de delfín,



encontrando un tamaño de hasta 45  $\mu\text{m}$  de diámetro. También se puede observar mayor cantidad de células en la preparación de bovino en comparación con el delfín, el cual pudiera estar asociado a fallas durante la fijación (Figura 36).

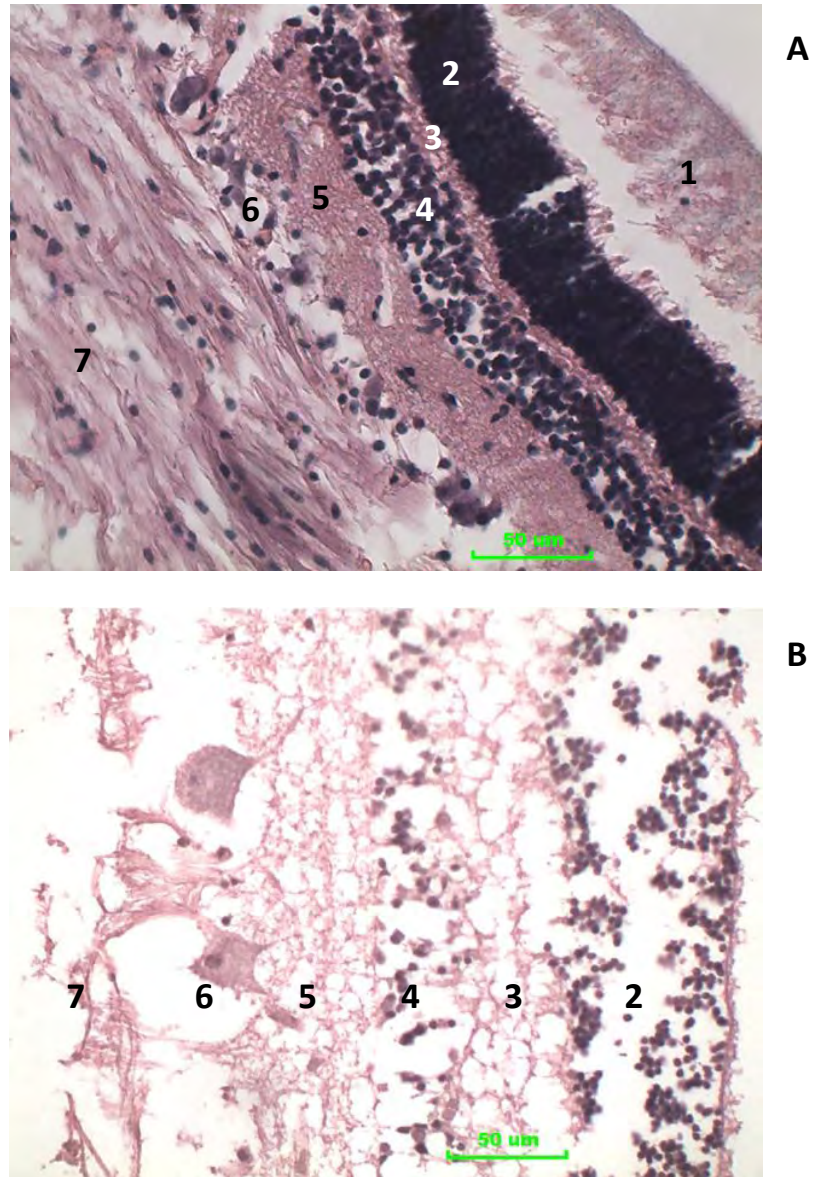


Figura 36. Fotomicrografía de retina de bovino (A) y retina de delfín (B). Se observan las capas y el tamaño de las células ganglionares de delfín. Capa de conos y bastones (1), capa nuclear externa (2), capa plexiforme externa (3), capa nuclear interna (4), capa plexiforme interna (5), capa de células ganglionares (6) y fibras nerviosas (7).

El nervio óptico del delfín y del bovino tienen medidas similares. En el corte transversal del nervio óptico de bovino y de delfín se puede observar el endoneuro, perineuro y epineuro, además de algunos núcleos de las células productoras de mielina (células de Schwann) (Figura 37 y 38).

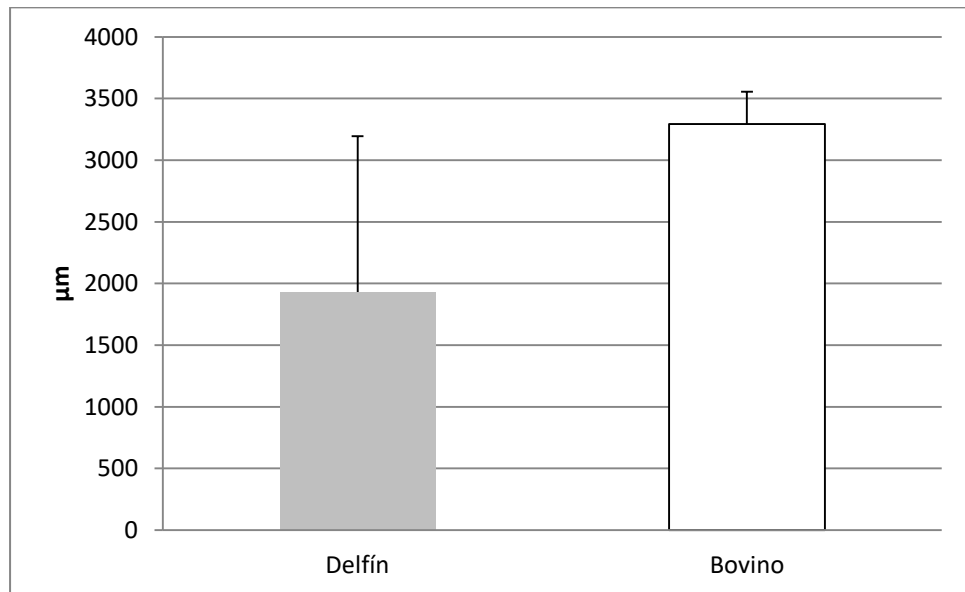


Figura 37. Promedios del grosor del nervio óptico en el delfín y el bovino.

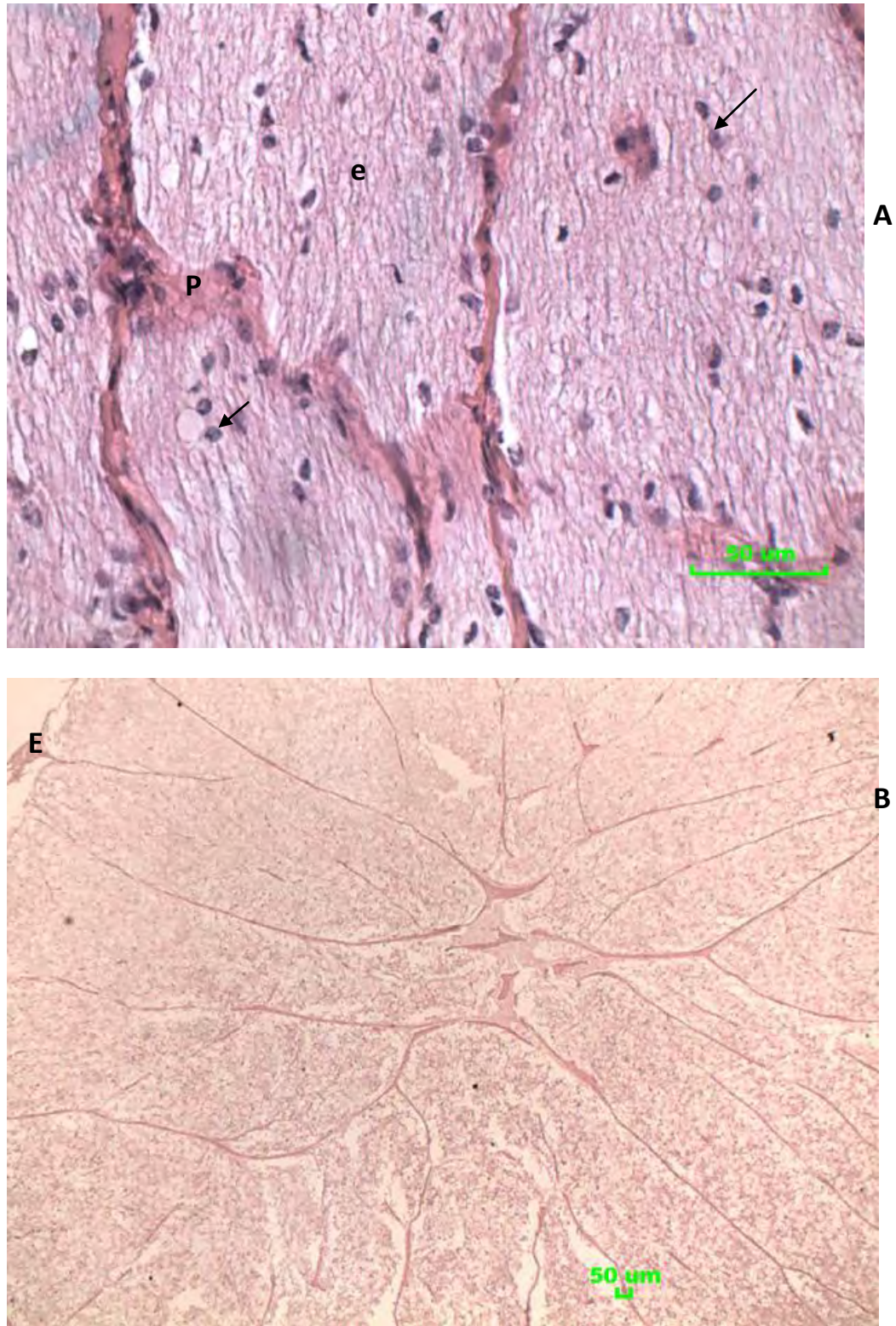


Figura 38. Fotomicrografía del nervio óptico de bovino (A) y nervio óptico de delfín (B). Se observa el epineuro (E), perineuro (P), y endoneuro (e). También se observan las células de Schwann (flechas).

## Iris

En la siguiente gráfica se muestran los promedios de las diferentes medidas del iris entre las dos especies (Figura 39)

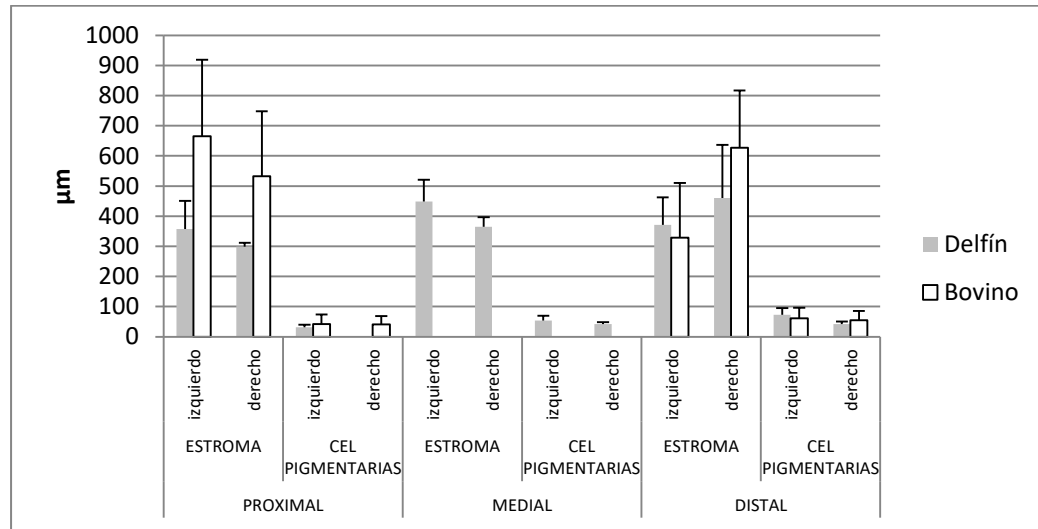


Figura 39. Promedios de las diferentes estructuras del iris (estroma y capa de células pigmentarias) en cada una de las porciones histológicas (proximal, medial y distal).

En la siguiente figura se muestra una reconstrucción del Iris de bovino y de delfín en un corte horizontal. Se puede observar que el iris de delfín es más largo y delgado a lo largo de toda la estructura, en comparación con el iris de bovino que presenta diferentes grosores, siendo más grueso en la porción proximal y más delgado en la porción distal (Figura 40).

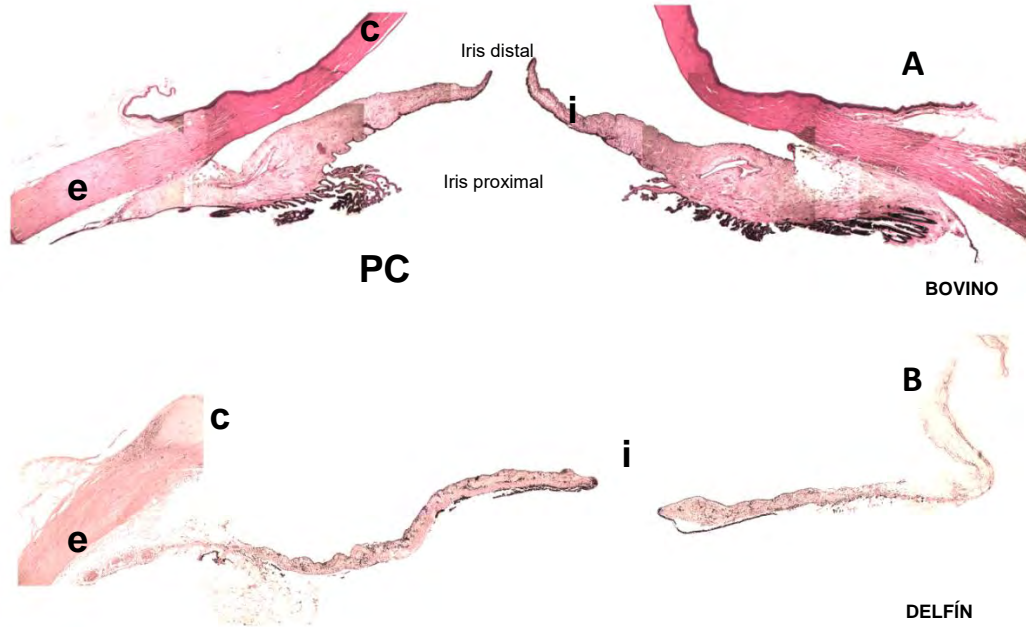


Figura 40. **A.** Iris de bovino (tinción de PAS 40X). **B.** Iris de delfín Tinción con hematoxilina y eosina 40x). Iris (i), procesos ciliares (pc), esclerótica (e) y córnea (c).

El iris de bovino presentó diferencias significativas, hay diferencias en el estroma de la región proximal del iris, siendo 131.66  $\mu\text{m}$  más grueso el estroma del lado izquierdo que del lado derecho ( $P \leq 0.05$ ). También hay diferencias entre el grosor de la región proximal y distal del lado izquierdo, siendo más gruesa la parte proximal en un 336.51  $\mu\text{m}$  que la distal ( $P \leq 0.05$ ), y del lado derecho es más gruesa la parte distal en 94.42  $\mu\text{m}$  en comparación con la parte proximal ( $P \leq 0.05$ ).

Diferencias en la parte proximal y distal de las células pigmentarias, tanto del lado izquierdo como derecho. Del lado izquierdo las células pigmentarias son más gruesas en la porción distal en un  $19.26 \mu\text{m}$  ( $P \leq 0.05$ ) y del lado derecho, también es más gruesa la capa de la región distal en  $13.23 \mu\text{m}$  ( $P \leq 0.05$ ) (Figura 41).

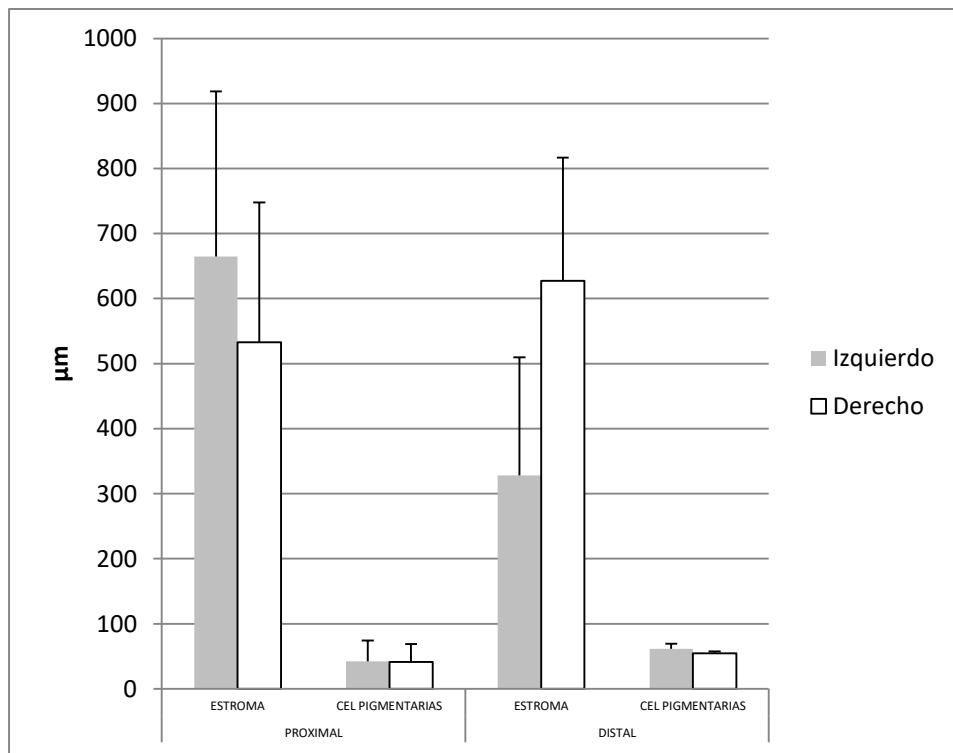


Figura 41. Promedios del grosor del estroma y capa de células pigmentarias del iris para el bovino.

En la siguiente figura se muestra el iris de bovino reconstruido y teñido con tricrómica de Masson en un corte sagital, además podemos observar el ángulo de filtración y los procesos ciliares (Figura 42).

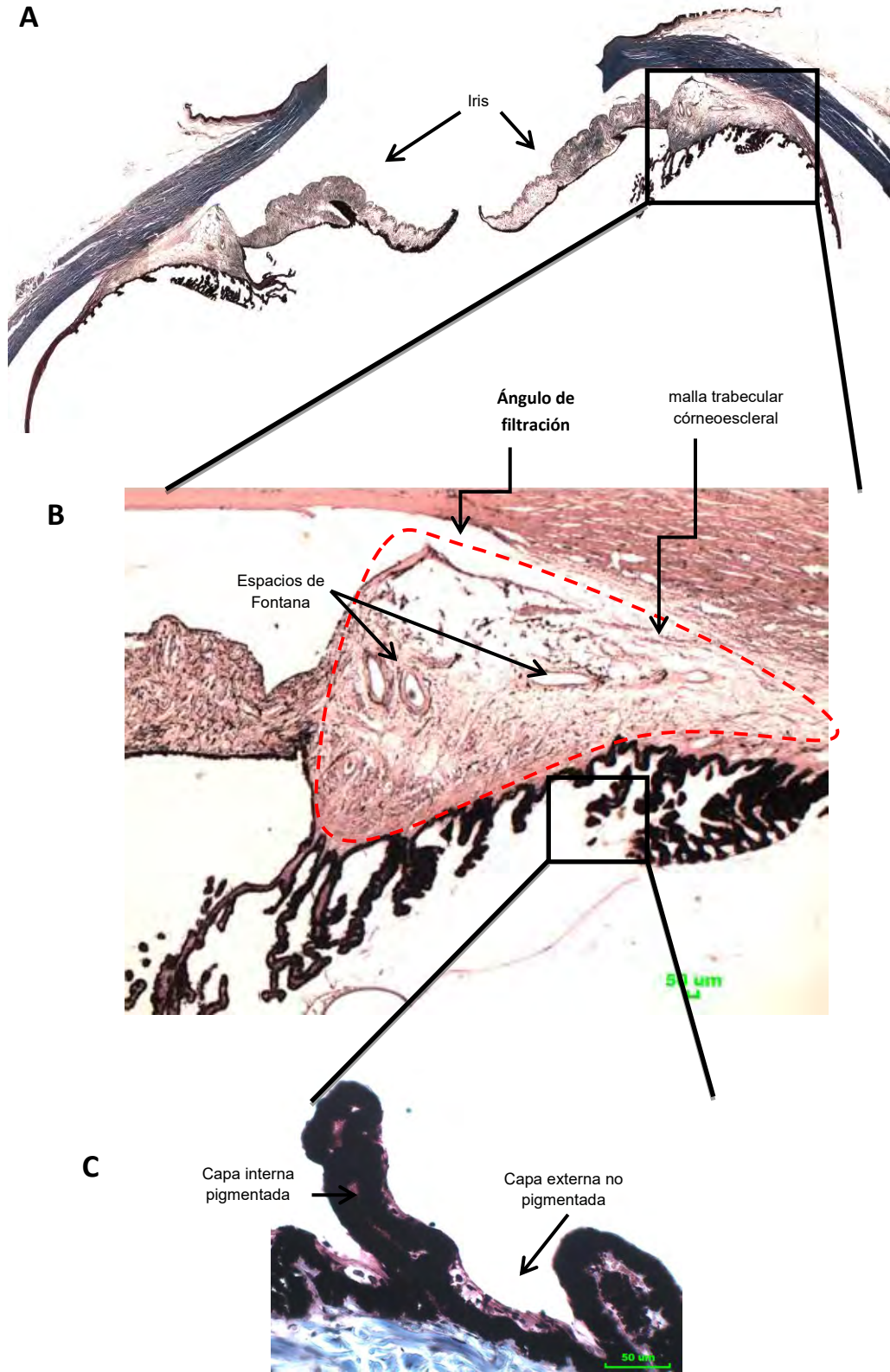


Figura 42. **A.** Iris. **B.** Ángulo de filtración **C.** Procesos ciliares del bovino.

El iris de delfín mostró diferencias en el estroma del iris del lado izquierdo, siendo más gruesa la porción medial, después la distal y finalmente la porción proximal fue la más delgada de las tres. Se encontraron diferencias significativas entre la porción proximal y la medial ( $P \leq 0.05$ ), a su vez entre la porción distal y medial ( $P \leq 0.05$ ). En el estroma del iris del lado derecho también hay diferencias significativas entre la porción proximal y la medial ( $P \leq 0.05$ ), a su vez entre la porción medial y distal ( $P \leq 0.05$ ), siendo más gruesa la porción distal, luego la media y finalmente la proximal. También hay diferencias significativas en cada porción (proximal, medial y distal) entre el lado izquierdo como el derecho. Siendo más grueso el lado izquierdo en la porción proximal ( $P \leq 0.05$ ) y medial ( $P \leq 0.05$ ) y más grueso del lado derecho en la porción distal ( $P \leq 0.05$ ). Hay diferencias significativas entre el lado izquierdo y derecho en la porción distal, siendo más grueso del lado izquierdo ( $P \leq 0.05$ ), y en la región medial también es más grueso del lado izquierdo ( $P \leq 0.05$ ) (Figuras 43 y 44).

Se encontraron diferencias en el grosor de la capa de células pigmentarias del iris del lado izquierdo, la porción proximal es más delgada que la distal ( $P \leq 0.05$ ), y también la región medial es más delgada que la distal ( $P \leq 0.05$ ) (Figuras 43 y 44).



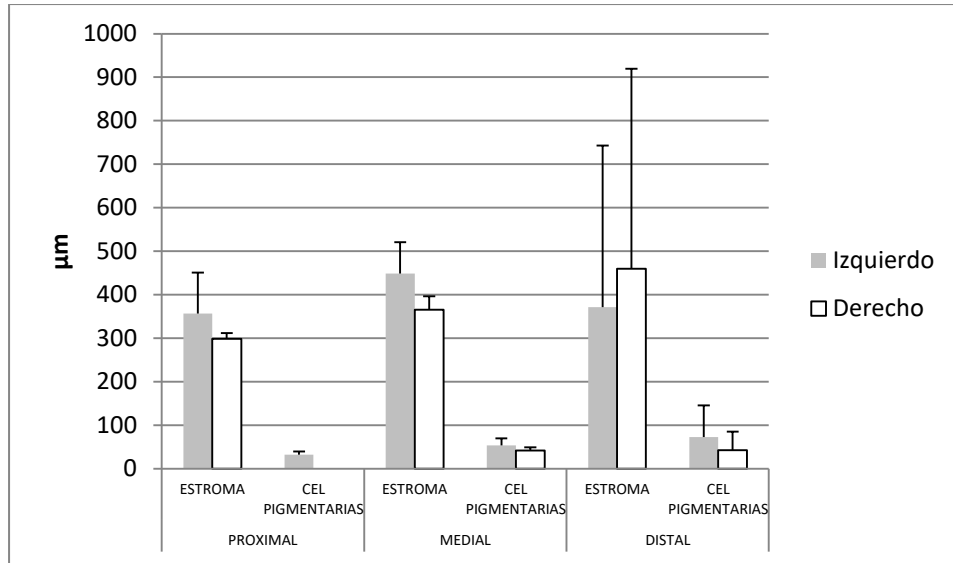


Figura 43. Promedio del grosor del estroma y capa de células pigmentarias en el delfín.

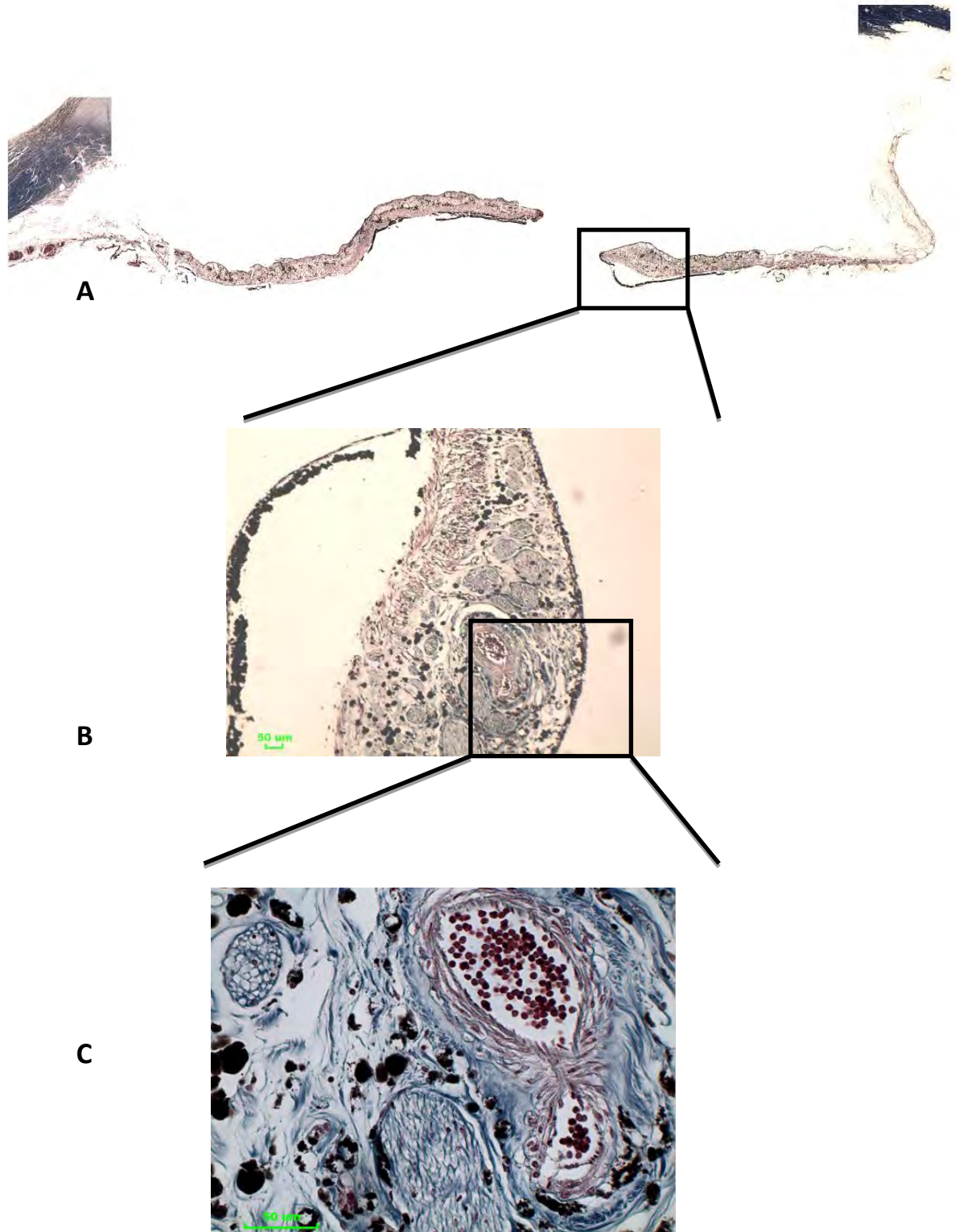


Figura 44. **A.** Reconstrucción del Iris (40x). **B.** Estroma de la porción distal del iris derecho (100x). **C.** Estroma del iris (400x) del delfín.

## Cristalino

Para este tejido no se lograron realizar muchas mediciones ya que el tejido no se logró cortar de forma íntegra. El cristalino de bovino y de delfín muestran la cápsula, el cual es un recubrimiento a-celular homogéneo hialino y por debajo encontramos un epitelio sub-capsular correspondiente a una sola capa de células epiteliales de conformación cúbica. También se pueden observar las fibras del cristalino.

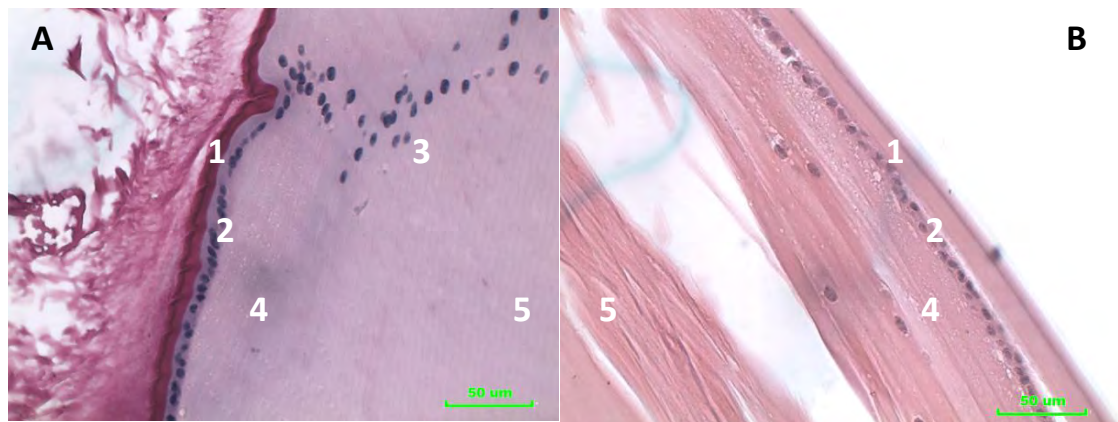


Figura 45. Fotomicrografía del cristalino de bovino (**A**), se observa la región del ecuador, teñido con PAS 400x. Y cristalino de delfín (**B**) teñido con hematoxilina y eosina 400x. Las partes del cristalino que se pueden observar son: **1**: cápsula del cristalino, **2**: epitelio del cristalino, **3**: zónula germinal, **4**: fibras nuevas del cristalino y **5**: fibras viejas del cristalino.

## DISCUSIÓN

### Morfología del globo ocular

Se encontraron diferencias macroscópicas y microscópicas al comparar la morfología del globo ocular del delfín y del bovino, dichas diferencias anatómicas funcionales son resultado de procesos evolutivos y de desarrollo para cada una de las especies. Es importante destacar que estas características son producto del proceso de adaptación de las especies al medio ambiente (Gelatt, *et al.* 2015).

Se encontraron diferencias macroscópicas en cuanto a la forma y tamaño de los ojos, y se puede clasificar en tres planos: anteroposterior, horizontal y vertical. Caso especial se observa en los ungulados, en los que presentan una diferencia mayor hacia el eje horizontal y un ligero aplanamiento en el eje antero-posterior (Gelatt, *et al.* 2015).

Los datos que se obtuvieron en el bovino en el presente trabajo coincide con lo reportado por Gelatt, *et al.* (2015), en las medidas del eje antero-posterior, con una diferencia mínima de 0.3 cm.

La medición en el eje antero posterior en el ojo de delfín coincidió con los descritos por Miller, Samuelson, & Dubielzig (2013), quienes describieron la presencia de una morfología aplanada en su eje antero-posterior y con un promedio de 2.7 cm. lo cual es similar a lo obtenido en el presente trabajo (2.6 cm). También los resultados obtenidos en el trabajo coinciden con una

diferencia mínima de 0.1 cm. en la medida del eje horizontal y vertical con los datos descritos por otros autores (Mass & Supin, 2007) (Miller, *et al.*, 2013).

### Morfología de la córnea

Macroscópicamente la córnea del bovino y del delfín fueron más anchos en su eje horizontal que el vertical, ésta característica se ha clasificado como una córnea elíptica, que es más marcada en los animales ungulados, como los rumiantes (Pérez, *et al.*, 2006), (Gelatt, *et al.* 2015). En los delfines también se ha descrito una diferencia mínima entre el eje horizontal y vertical de 0.3 mm (Miller, *et al.*, 2013).

El grosor de la córnea en el bovino presentó una medida constante tanto en la porción medial como lateral en comparación con la del delfín, quien mostró una diferencia de 1.5 mm siendo más delgada la porción medial. Este patrón es similar con lo descrito por Gelatt, *et al.*, (2015) quienes mencionan que hay diferencias en el grosor en las distintas zonas de la córnea entre la región central y lateral de la córnea en animales *post-mortem*. En otros animales como los perros y gatos también se han descrito diferencias utilizando la técnica de ultrasonido en animales vivos y también se han encontrado diferencias entre la región central y lateral, siendo más delgada la zona central. Las diferencias en el grosor según Maggs, *et al.* (2009) pueden variar con base en la edad, raza, especie y sexo.

Histológicamente el epitelio anterior y el estroma mostraron diferencias en el bovino, se observaron variaciones en el grosor, que fueron estadísticamente significativas. En la literatura consultada no se encontraron referencias sobre las diferencias en el grosor de forma normal, sin embargo Pérez *et al.*, (2006) mencionan que las variaciones en el epitelio anterior de la córnea en pequeños rumiantes pueden estar asociadas a una queratitis crónica, aunado a una hiperpigmentación del estroma y neovascularización, pero ello no se puede asociar completamente a los resultados encontrados en el presente trabajo ya que únicamente se encontraron variaciones en el epitelio anterior. En otros estudios se ha determinado el grosor del epitelio anterior en carnívoros y ungulados. Gelatt, *et al.*, (2015) describieron que el epitelio anterior de los carnívoros domésticos es de aproximadamente 25-40  $\mu\text{m}$ . de grosor y el de los ungulados puede ser de dos a cuatro veces mayor. Esto coincide con las mediciones obtenidas en el presente trabajo, en el que se encontró un rango de entre 61 a 81  $\mu\text{m}$  del epitelio anterior del bovino. En el caso del epitelio anterior de delfín, ya que no fue posible obtener cortes de éste tejido.

En el bovino se encontraron diferencias significativas en el grosor del estroma, en la zona central y lateral. En contraste el estroma del ojo de delfín, fue más grueso en la región lateral del lado izquierdo comparado con el lado derecho.

Es de destacar que el tejido estromal fue más abundante en el bovino en comparación con el del delfín debido a la población de queratocitos, ya que éstas células son las encargadas de sintetizar las fibras de colágeno y sustancia fundamental Maggs *et al.* (2009). En éste sentido Martin (2005) ha descrito que los queratocitos (fibroblastos) participan en la estabilidad celular y juegan un papel importante en la cicatrización de la córnea provocando una opacidad corneal y desorganización del estroma al finalizar el proceso de reparación.

La membrana de Bowman se observó únicamente en las muestras de la córnea del delfín. La presencia de la membrana de Bowman se ha descrito en primates humanos, primates no humanos, algunos herbívoros, pinnípedos y cetáceos, y se propone que ésta membrana tiene la función del mantenimiento de la forma, dando rigidez a la región anterior de la córnea (Miller, *et al.*, 2013) (Gelatt, *et al.*, 2015). Miller, *et al.*, (2013) informaron que en el delfín (*Tursiops truncatus*) el grosor de la membrana de Bowman tiene un promedio de 34  $\mu\text{m}$ ; en el presente trabajo se observó una mayor grosor, pudiendo llegar a ser de hasta 50  $\mu\text{m}$ .

Por otra parte Gelatt, *et al.*, (2015) observaron, que algunas especies de buceo profundo carecen de la membrana de Bowman, sin embargo, dicha estructura ha sido descrita por otros autores en ballenas y orcas (Miller, *et al.*, 2013).

Gelatt, *et al.*, (2015) describieron, que los bovinos pueden presentar una estructura similar a la membrana de Bowman cabe mencionar que en el presente trabajo no se observó esta estructura.

Por debajo de la membrana de Bowman en el delfín se encontraron algunos vasos sanguíneos lo cual puede sugerir un proceso activo de reparación (Gelatt, *et al.*, 2015) ya que es una característica de la córnea es la ausencia de vasos sanguíneos (Maggs, *et al.*, 2009), aunque en el delfín de Río (*Platanista gangetiva*) los capilares sanguíneos están presentes en todo el estroma corneal y se considera un hallazgo normal (Dral & Beumer, 1974). En el caso de lo encontrado en las laminillas de delfín la presencia de vasos sanguíneos por debajo de la membrana de Bowman podría estar relacionada a una úlcera corneal y a la opacidad que se observó en el globo ocular a la inspección macroscópica.

De manera conjunta el grosor de la membrana de Descemet y endotelio fue mayor en el bovino en comparación con el delfín, lo cual podría estar relacionado con la edad del animal, debido a que se ha propuesto que el grosor aumenta con la edad (Maggs, *et al.*, 2009).

### Morfología del cristalino

La morfología biconvexa del cristalino que se describió en el bovino coincide con los hallazgos de Gelatt, *et al.*, (2015). Así también la morfología esférica del cristalino en el delfín, se ha descrito por Rivamonte



(1976). Éste lente (cristalino) de forma esférica en comparación con un mamífero terrestre, es similar a la de los peces (Fulton, 2009) (Land & Nilsson, 2012).

Microscópicamente para las dos especies se observó que el cristalino tiene células epiteliales encerradas por una cápsula homogénea, las células de la cara anterior por debajo de la cápsula hay una capa de células cuboideas, hacia el ecuador las células son largas y prismáticas las cuales presentan fibras meridionales a medida que se desarrollan nuevas fibras en la zona germinal, éstas características concuerdan con lo que ha descrito Bacha & Bacha (2008).

### Morfología del iris

La morfología del iris del delfín es alargada y delgada en comparación con el iris de bovino, quien presenta diferentes grosores, según Maggs, *et al.*, (1999) al igual que Bacha & Bacha (2008) describen una morfología similar en rumiantes y caballos, además mencionan que estas especies presentan unas masas negras que cuelgan del borde superior o inferior de la pupila llamados cuerpos negros, éstos cuerpos negros contribuyen a controlar mejor la cantidad de luz que penetra al globo ocular. En el delfín también existe una estructura que limita la entrada de luz y se llama, opérculo pupilar (Mass & Supin, 2007). Estos cuerpos negros y el opérculo no se encontraron en las muestras que se analizaron para el presente trabajo. La

forma alargada del iris concuerda con la morfología de otro cetáceo como la beluga (*Delphinapterus leucas*) (Miller, *et al.*, 2013). Se ha descrito que el iris de cetáceos presenta una alta vascularización en el cuerpo ciliar, además el iris tiene una robusta musculatura la cual permite una mayor constricción; generando dos pequeñas hendiduras por donde penetra la luz, pero la musculatura del cuerpo ciliar es vestigial (Miller, *et al.*, 2013).

### Morfología de la esclerótica

La esclerótica en cada especie mostró diferencias significativas en el grosor. Siendo más delgada en su región anterior en comparación con la región posterior la cual es más gruesa, estas diferencias son más evidentes en los globos oculares de delfín en comparación con el bovino. Miller, *et al.*, (2013) describieron que la medida promedio de la esclera es de 5.43 mm en el delfín (*Tursiops truncatus*), y en general el promedio de la esclera para los animales de la familia delphinidae (por ejemplo *Delphinus capensis*, y *Delphinus delphis*) es de 4.86 mm lo cual se acerca a lo encontrado en el presente trabajo, ya que se obtuvo un promedio de 4.44 mm de grosor de la esclerótica posterior.

La esclerótica de bovino mostró células pigmentarias en contraste con la esclerótica de delfín, la cual casi no presentaba células pigmentarias. Ésta pigmentación puede presentarse en diferentes grados y el espesor puede

variar en todas las especies, pero es más delgada en la zona del ecuador (Gelatt, *et al.*, 2015).

## Morfología de la coroides

La coroides en el bovino es más gruesa en la zona posterior, aunque en la zona anterior derecha es más gruesa que la izquierda. También en el delfín, se observó mayor grosor de la porción posterior y la coroides anterior del lado izquierdo es más gruesa que la derecha. En general estos resultados tuvieron muchas variaciones ya que durante el procesamiento el tejido se “dispersó”. Para ambas especies el grosor de la coroides es mayor en la zona posterior, concordante con el grosor descrito en la esclerótica. Aunque no se encontraron referencias particulares en donde se describa el porqué de la asimetría en el grosor, sí se ha descrito que la irrigación del globo ocular es de suma importancia dado el problema de regulación por la alta pérdida de calor por vivir en un medio acuático en el caso del delfín. En trabajos realizados en delfines (*Tursiops truncatus*) y ballenas (*Peponocephala electra*) tanto en animales en cautiverio como en animales varados, los cetáceos tienen un patrón único de plexos vasculares que son diferentes a los mamíferos terrestres, también se sugiere que los plexos en la órbita podrían ser reservorios de oxígeno durante las inmersiones, además la red oftálmica podría desempeñar un papel importante en la amortiguación de la presión en la circulación ocular (Ninomiya & Yoshida,

2007). Además se ha descrito que no existen zonas avasculares en la retina de los cetáceos, como en el caso de los mamíferos terrestres en donde se asocia una zona avascular con la fovea (Fulton, 2009).

### Morfología del *Tapetum lúcidum*

En el bovino el *Tapetum lúcidum* es más grueso del lado derecho en comparación con el lado izquierdo tanto en la región posterior y la región anterior. En el caso del delfín es más gruesa la coroides anterior del lado izquierdo en comparación con la coroides anterior del lado derecho. Además la coroides posterior del lado derecho es más gruesa en comparación con la coroides anterior del lado derecho. Además el *Tapetum lúcidum* que presentan ambas especies es de tipo fibroso. Lo último coincide con lo descrito por Young, *et al.*, (1988) quienes mencionan que el *Tapetum lúcidum* es una modificación de la coroides y está presente en especies que viven en lugares con poca luz, tanto terrestres como acuáticos y cuya actividad es nocturna.

### Morfología de la retina

En la retina, la característica más evidentes fue el tamaño de las células ganglionares de los delfines que en promedio fue de 24  $\mu\text{m}$ , estas células se localizaron en la capa ganglionar o abarcan hasta la capa plexiforme

interna, en comparación con el bovino que midieron 7  $\mu\text{m}$ . Éstas células ganglionares de gran tamaño son característica exclusiva de los cetáceos, ya que no se han descrito en los mamíferos terrestres. La descripción de éstas células se realizó utilizando microscopía electrónica de contraste y tinciones de Golgi, las células ganglionares en la retina del delfín (*Tursiops truncatus*) tienen un cuerpo celular de alrededor de los 75  $\mu\text{m}$  y un núcleo frecuentemente mayor a los 20  $\mu\text{m}$ . Estas células bipolares pueden estar en la capa de células ganglionares o abarcar la capa plexiforme interna (Dawson, *et al.*, 1982), estos datos no se lograron corroborar con el presente trabajo ya que se obtuvo escasa cantidad de retina en buen estado, además de que únicamente se realizaron tinciones de rutina, pero sí se logró encontrar células de hasta 45  $\mu\text{m}$  cuyo tamaño fue menor al encontrado por Dawson, *et al.*, (1982).

Las células ganglionares de gran tamaño en el delfín pueden estar relacionadas con el procesamiento de la información visual de forma rápida dado el medio ambiente en donde se desenvuelven, así lo describe Fulton (2009), al mencionar que el delfín habita en un rango amplio de luminosidad por las inmersiones en el océano hasta la luz solar directa durante los periodos de respiración. Las células ganglionares de tamaño grande según un tipo de clasificación, son células de procesamiento rápido, las cuales se localizan en menor cantidad y se encuentran en la periferia en la mayoría de las especies (Welsch & Deller, 2014), en estudios morfológicos y fisiológicos de la retina en gatos, se ha descrito otra

clasificación con respecto a la asociación, las células ganglionares Y, fásicas o transitorias presentan una sumación espacial no lineal, la velocidad de transmisión es muy rápida, los estímulos más eficaces son grandes imágenes en movimiento, cambios rápidos de imagen, o cambios instantáneos de la intensidad luminosa, intervienen en el análisis inicial de la imagen y percepción del movimiento (Urtubia, 1996). En el caso de los delfines la unidad funcional de las células ganglionares se comportaría como las células ganglionares "Y" (Dawson, *et al.*, 1982).

Las células ganglionares en el bovino corresponderían a las del tipo pequeño, ya que la medida promedio de las células gigantes en mamíferos terrestres es de entre 15 a 35  $\mu\text{m}$ . (Mass & Supin, 2007).

## CONCLUSIONES

Se encontró que existen diferencias anatómicas en el globo ocular del bovino y del delfín en cuanto a su tamaño y forma. Estas diferencias también se encontraron a nivel microscópico en algunas estructuras histológicas como el grosor del epitelio anterior que de manera particular fue irregular en el bovino con respecto al número de capas y presentar un grosor mayor en las zonas laterales en comparación con la zona central de la córnea para ambas especies.

Asimismo, es de resaltar la presencia de la membrana de Bowman y de células ganglionares de gran tamaño en la retina en el delfín, lo que no se observó en el bovino, además la existencia de diferencias en el grosor de la esclerótica, coroides y *Tapetum lúcidum* que fue mayor en la porción posterior del globo ocular.

Cabe mencionar que hubo diferencias significativas intraespecie lo que no ocurrió al comparar los datos obtenidos para ambas especies, por lo que se aceptó la hipótesis nula.

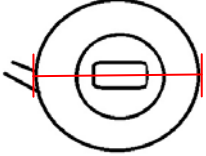
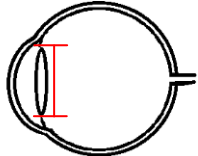
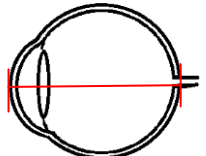
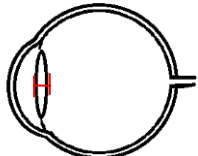
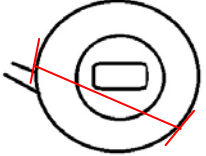
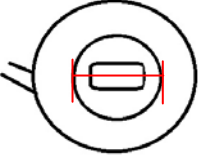
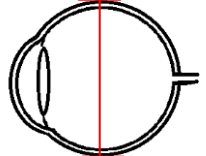
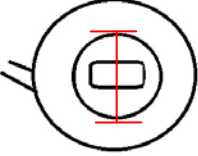
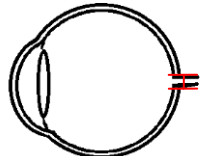
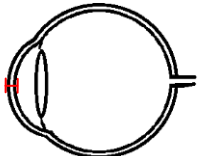
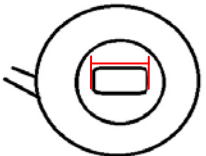
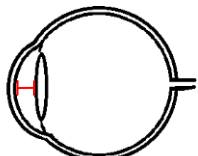
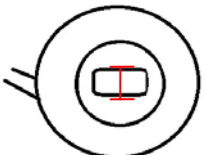
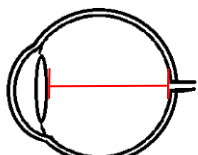
Los resultados obtenidos en el presente trabajo aportan información básica que será de apoyo para futuras investigaciones sobre la morfología de las diferentes estructuras del globo ocular del delfín y del bovino. El conocimiento de sus particularidades morfológicas permitirá abordar de mejor manera los problemas clínicos que se presentan en ambas especies

como resultado en gran manera, del sistema de manejo que se les proporciona. Es importante reconocer la necesidad de complementar este estudio con un mayor número de muestras con el propósito de obtener más información (estadísticamente significativa) para cada especie.



## ANEXO 1

Guía de las mediciones realizadas en los globos oculares.

|   |                               |  |                                     |
|---|-------------------------------|--|-------------------------------------|
|    | Diámetro Horizontal           |    | Diámetro del cristalino             |
|    | Antero-Posterior              |    | Ancho del cristalino                |
|    | Oblicuo                       |    | Ancho horizontal de la córnea       |
|  | Diámetro vertical             |  | Ancho vertical de la córnea         |
|  | Diámetro del nervio           |  | Grosor de la córnea                 |
|  | Ancho horizontal de la pupila |  | Ancho de la cámara anterior         |
|  | Ancho vertical de la pupila   |  | Ancho de la cámara del humor vítreo |

## ANEXO 2

Cuadro 1 y 2. Resultados del epitelio anterior y estroma de bovino. En asterisco se muestran las diferencias significativas ( $P \leq 0.05$ ).

CUADRO 1

|                           |                 |     | EPITELIO ANTERIOR CENTRAL |     |                 |     |
|---------------------------|-----------------|-----|---------------------------|-----|-----------------|-----|
|                           |                 |     | PORCIÓN GRUESA            |     | PORCIÓN DELGADA |     |
|                           |                 |     | IZQ                       | DER | IZQ             | DER |
| EPITELIO ANTERIOR CENTRAL | PORCIÓN GRUESA  | IZQ |                           |     |                 |     |
|                           |                 | DER |                           |     |                 |     |
|                           | PORCIÓN DELGADA | IZQ | *                         |     |                 |     |
|                           |                 | DER |                           | *   |                 |     |
| EPITELIO ANTERIOR LATERAL | PORCIÓN GRUESA  | IZQ | *                         |     |                 |     |
|                           |                 | DER |                           | *   |                 |     |
|                           | PORCIÓN DELGADA | IZQ |                           |     | *               |     |
|                           |                 | DER |                           |     | *               |     |

CUADRO 2

|                        |                 |     | ESTROMA REGIÓN CENTRAL |     |                 |     | ESTROMA REGIÓN LATERAL |     |                 |     |
|------------------------|-----------------|-----|------------------------|-----|-----------------|-----|------------------------|-----|-----------------|-----|
|                        |                 |     | PORCIÓN GRUESA         |     | PORCIÓN DELGADA |     | PORCIÓN GRUESA         |     | PORCIÓN DELGADA |     |
|                        |                 |     | IZQ                    | DER | IZQ             | DER | IZQ                    | DER | IZQ             | DER |
| ESTROMA REGIÓN CENTRAL | PORCIÓN GRUESA  | IZQ |                        |     | *               |     |                        |     |                 |     |
|                        |                 | DER | *                      |     | *               |     |                        |     |                 |     |
|                        | PORCIÓN DELGADA | IZQ |                        |     |                 |     |                        |     |                 |     |
|                        |                 | DER |                        |     |                 |     |                        |     |                 |     |
| ESTROMA REGIÓN LATERAL | PORCIÓN GRUESA  | IZQ |                        |     |                 |     |                        |     |                 |     |
|                        |                 | DER |                        |     |                 |     |                        |     |                 |     |
|                        | PORCIÓN DELGADA | IZQ |                        |     |                 |     | *                      |     |                 |     |
|                        |                 | DER |                        |     |                 |     | *                      |     |                 |     |

## REFERENCIAS

1. Bacha, W., & Bacha, L. (2008). *Atlas color de Histología Veterinaria*. Intermedica.
2. Badi, M., Guillen, L., Araiza, E., Cerna, J., Valenzuela, J., & Landeros, U. (1 de Abril de 2012). *Métodos no paramétricos de uso común*. Recuperado el 1 de Septiembre de 2015, de [http://www.spentamexico.org/v7-n1/7\(1\)132-155.pdf](http://www.spentamexico.org/v7-n1/7(1)132-155.pdf)
3. Bancroft, J., & Gamble, M. (2013). *Theory and Practice of Histological Techniques*. Estados Unidos: Churchill Livingstone.
4. Banks, W. (1996). *Histología veterinaria aplicada*. México: Manual Moderno.
5. Blowey, R., & Weaver, D. (2003). *Color Atlas of Diseases and Disorders of Castle* (Segunda ed.). China: Mosby.
6. Cartee, R., Brosemer, K., & Ridgway, S. (1995). The eye of the bottlenose dolphin (*tursiops truncatus*) evaluated by B mode ultrasonography. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 26 (3), 414-421.
7. Colitz, C., Walsh, M., & McCulloch, S. (2016). Characterization of anterior segment ophthalmologic lesions identified in free-ranging dolphins and those under human care. *Zoo and Wildlife Medicine*, 1(47), 56-75.
8. Dawson, W., Hawthorne, M., Jenkins, R., & Goldston, R. (1982). Giant neural systems in the inner retina and optic nerve of small whales. *The Journal of Comparative Neurology*(205), 1-7.
9. Dawson, W., Schroeder, P., & Dawson, F. (1987). The ocular fundus of two cetaceans. *Marine Mammal Science*, 3(1), 1-13.
10. Dierauf, L., & Gulland, F. (2001). *CRC Handbook of Marine mammal medicine*. USA: CRC Press.
11. Dral, A., & Beumer, L. (1974). The anatomy of the eye of the ganges river dolphin *Platanista gangetica*. *Biodiversity Heritage Library*(39), 143-167.

12. Dyce, K., Sack, W., & C.J.G., W. (2007). Órganos de los sentidos (Estesiología). En K. Dyce, W. Sack, & W. C.J.G., *Anatomía Veterinaria* (págs. 355-370). México: Manual Moderno.
13. Eurell, J. A., & Frappier, B. (2006). *Textbook of Veterinary Histology* (Sexta ed.). USA: Blackwell Publishing.
14. Fulton, J. (12 de Diciembre de 2009). *The visual system of dolphin*. Recuperado el 4 de Septiembre de 2016, de [http://neuronresearch.net/dolphin/pdf/Dolphin\\_vision.pdf](http://neuronresearch.net/dolphin/pdf/Dolphin_vision.pdf)
15. FMVZ UNAM. (2006). *FMVZ UNAM*. Recuperado el 14 de Agosto de 2015, de [www.fmvz.unam.mx/principal/archivos/Perfil.pdf](http://www.fmvz.unam.mx/principal/archivos/Perfil.pdf)
16. Gázquez, O. A., & Blanco, R. A. (2004). *Tratado de Histología Veterinaria*. España: Masson.
17. Gelatt, K., Gilger, B., & Kern, T. (2015). *Veterinary ophthalmology* (Quinta ed., Vol. I). USA: Wiley-Blackwell.
18. Hernández, Á., & López, M. (s.f.). *Oftalmología bovina*. Recuperado el 1 de Septiembre de 2015, de [http://axonveterinaria.net/web\\_axoncomunicacion/criaysalud/24/cys\\_24\\_38-43.pdf](http://axonveterinaria.net/web_axoncomunicacion/criaysalud/24/cys_24_38-43.pdf)
19. Junqueira, L., & Carneiro, J. (2006). *Histología básica texto y atlas*. España: Elsevier Masson.
20. Kandel, E., Schwartz, J., & Jessell, T. (2000). *Principios de Neurociencias*. España: McGraw-hill.
21. koning, H., & Liebich, H. (2013). *Anatomía de los animales doméstico Tomo 2, Órganos, sistema circulatorio y sistema nervioso*. México: Médica Panamericana.
22. Land, M., & Nilsson, D.-E. (2012). *Animal eyes* (Segunda ed.). USA: Oxford Animal Biology Series.
23. Leatherwood, S., & Reeves, R. (1990). *The bottlenose dolphin*. USA: Academic Press, Inc.
24. Maggs, D., Miller, P., & Ofri, R. (1999). *Fundamentos de oftalmología veterinaria*. España: Elsevier.

25. Martin, C. (2005). *Ophthalmic disease in veterinary medicine*. España: Manson publishing the veterinary press.
26. Mary, G. (2002). Concepts in the Routine preparation of the eye specimens. *Histologic technical bulletin for histotechnology Vol 35, Número 2*, 34-36.
27. Mass, A., & Supin, A. (2007). Adaptive features of aquatic mammals'eye. *The anatomical record 290.*, 701-715.
28. Miller, P. (1999). *Estructura y Función del ojo*. España: Elsevier.
29. Miller, S., Samuelson, D., & Dubielzig, R. (2013). Anatomic features of the cetacean globe. *Veterinary Ophthalmology 16 Supplement 1*, 52-63.
30. Mohammad, J., Paviz, H., & Javad, A. (2007). Aclinical and histopathological study of ocular neoplasms in dairy cattle. *Veterinarski archiv 77 (5)*, 409-426.
31. Ninomiya, H., & Yoshida, E. (2007). Functional anatomy of the ocular circulatory system: vascular corrosion casts of the cetacean eye. *Veterinary Ophthalmology 10 (4)*, 231-238.
32. NOM-135-SEMARNAT-2004, *Para la regulación de la captura para investigación, transporte, exhibición, manejo y manutención de mamíferos marinos en cautiverio*. (s.f.).
33. Nomenclature, I. C. (2012). *Nómina anatómica veterinaria* (Quinta ed.). Estados Unidos: Columbia.
34. Ollivier, F., Samuelson, D., Brooks, D., Lewis, P., Kallberg, M., & Komáromy, A. (2004). Comparative morphology of the tapetum lucidum (among selected species). *Veterinary Ophthalmology, 7(1)*, 11-22.
35. Perez, D. (2001). *Anatomía clínica del globo ocular y sus anexos en mamíferos domésticos y algunos de la fauna. Estudio recapitulativo*. México: Tesis de licenciatura, UNAM, FMVZ.
36. Pérez, M., Ramos, J. J., Ferrer, L. M., Ascano, F., Ibañez, J., Iturbe, F., & Cristóbal, J. Á. (2006). *Exploración y patología ocular en pequeños rumiantes*. España: Servet.

37. Prophet, E., Mills, B., Arrington, J., & Sobin, L. (1995). *Métodos Histotecnológicos*. USA: Registro de Patología de los Estados Unidos de América (ARP).
38. Rivamonte, L. (1976). Eye model to account for comparable aerial and underwater acuities of the bottlenose dolphin. *Netherlands Journal of Sea Research*, 10(4), 491-498.
39. Rivamonte, L. (2009). Bottlenose Dolphin (*Tursiops truncatus*) double-slit pupil asymmetries enhance vision. *Aquatic Mammals*, 35(2), 269-280.
40. Samuelson, D. (2007). *Textbook of Veterinary histology*. China: Saunders Elsevier.
41. Sherwood, A., & Parsons, T. (1981). *Anatomía comparada* (Quinta ed.). México: Interamericana.
42. Siniscalchi, M., Dimatteo, S., Pepe, A. M., Sasso, R., & Quaranta, A. (2012). Visual lateralization in wild striped dolphins (*Stenella coeruleoalba*) in response to stimuli with different degrees of familiarity. *Plos one*, 7, 1-6.
43. SEMARNAT. (2004). *NOM-135-SEMARNAT-2004, Para la regulación de la captura para investigación, transporte, exhibición, manejo y manutención de mamíferos marinos en cautiverio*. SEMARNAT.
44. Tista, C. (2009). *Oftalmología en animales*. México: Trillas.
45. Ugaz, C. (2009). *Evaluación del comportamiento y bienestar de delfines *Tursiops truncatus* en delfinarios de México*. México: Tesis de doctorado en ciencias de la producción y de la salud animal, UNAM.
46. Urtubia, C. (1996). *Neurobiología de la visión*. Barcelona: Edicions UPC.
47. Verdín, S., Moreno, L., Rojo, N., García, A., Omaña, M., Meneses, A., & Nieto, Ó. (2013). *Histología e Inmunohistoquímica manual de métodos*. México: FES Iztacala, UNAM.
48. Welsch, U., & Deller, T. (2014). *Sobotta Histología*. España: Editorial Medica Panamericana.
49. Young, N., Hope, M., Dawson, W., & Jenkins, R. (1988). The tapetum fibrosum in the eyes of two small whales. *Marine Mammal Science*, 4(4), 281-290.