

Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo
Instituto de Ciencias Agropecuarias
Área Académica de Medicina Veterinaria y Zootecnia

**ESTUDIO HISTOLÓGICO DESCRIPTIVO DEL SISTEMA
UROGENITAL DEL MACHO DE LA GARCETA GANADERA**
Bubulcus ibis ibis

TESIS

**Que para obtener el título de
LICENCIADA EN MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

**PRESENTA:
ALICIA CASTRO RIVERA**

**DIRECCIÓN: Dr. Juan Ocampo López
CO-DIRECCIÓN: MVZ María Guadalupe Ramírez Muñoz**

2025



Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo
Instituto de Ciencias Agropecuarias
Institute of Agricultural Sciences
Área Académica de Medicina Veterinaria y Zootecnia
Academic Area of Veterinary Medicine and Zootechnics

Tulancingo de Bravo, Hidalgo., a 3 de julio de 2025

Asunto: Autorización de impresión

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

Por este conducto y con fundamento en el Título Cuarto, Capítulo I, Artículo 40 del Reglamento de Titulación, le comunico que el jurado que le fue asignado a la pasante de la Licenciatura en Medicina Veterinaria y Zootecnia, **Alicia Castro Rivera**, quien presenta el trabajo de Tesis denominado **"Estudio histológico descriptivo del sistema urogenital del macho de la garceta ganadera *Bubulcus ibis ibis*"**, que después de revisarlo en reunión de sinodales, ha decidido autorizar la impresión de este, hechas las correcciones que fueron acordadas.

A continuación, se anotan las firmas de conformidad de los miembros del jurado:

PRESIDENTE	Dr. Juan Ocampo López
SECRETARIO	Dr. Armando Zepeda Bastida
VOCAL 1	Dr. Rodrigo Salomón Hernández Aco
SUPLENTE 1	MVZ María Guadalupe Ramírez Muñoz

Sin otro particular por el momento, me despido de usted.

Atentamente
"Amor, Orden y Progreso"

Dra. Maricela Ayala Martínez
Coordinadora de la Licenciatura en
Medicina Veterinaria y Zootecnia

Avenida Universidad #133, Col. San Miguel Huatengo,
Santiago Tulantepec de Lugo Guerrero, Hidalgo,
México. C.P. 43775.

Teléfono: 7717172000 ext 42100
medicinaveterinaria@uah.edu.mx

"Amor, Orden y Progreso"



2025



uah.edu.mx

DEDICATORIA

Dedicada con profundo respeto y gratitud al Dr. Juan Ocampo López y a la M.V.Z. María Guadalupe Ramírez Muñoz, por su guía académica y rigor científico a lo largo de este proceso formativo, por sus conocimientos, su calidez, su paciencia, y su compromiso con mi desarrollo profesional.

Gracias a ambos por ser pilares fundamentales en la culminación de este proyecto. Su dedicación, vocación y calidad humana han dejado una huella imborrable en mi formación.

AGRADECIMIENTOS

A mi familia, por su apoyo incondicional, por la comprensión y por celebrar cada pequeño durante este proceso académico. A mi pareja, por su acompañamiento constante, su paciencia y por convertirse en un apoyo esencial en los momentos de mayor exigencia. Al Laboratorio de Histología, por facilitar los recursos, el espacio y el apoyo técnico indispensables para el desarrollo de esta investigación, así como a todo su personal, cuya disposición y profesionalismo contribuyeron de manera significativa a la culminación de este trabajo.

ÍNDICE

Resumen	1
Abstract.....	2
Introducción.....	3
Apareamiento	4
Migración.....	6
Hábitat.....	7
Alimentación.....	8
Importancia epidemiológica.....	9
Sistema urinario	10
Introducción.....	10
Riñones	11
Cápsula renal	13
Lóbulos renales	13
Nefronas.....	14
Corpúsculo renal	16
Túbulo contorneado proximal.....	18
Segmento intermedio o de conexión	19
Asa renal	19
Túbulo distal.....	20
Túbulos colectores	22
Circulación sanguínea del riñón	23
Uréteres	25
Producción de orina	26
Sistema reproductor del macho	28
Testículos	29
Epidídimo	30
Ducto deferente.....	31

Circulación sanguínea de los testículos	31
Justificación	32
Hipótesis	34
Objetivos	35
Objetivo general.....	35
Objetivos específicos	35
Materiales y métodos	36
Obtención de muestras biológicas	36
Procesamiento por el método de inclusión en parafina	36
Inclusión y corte	38
Tinción y montaje	39
Captura de imágenes digitales.....	44
Resultados	45
Discusión	55
Conclusión	57
Referencias	58

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Procesamiento en el <i>Histokinette</i>	37
Cuadro 2. Solución Hematoxilina - Eosina de Harris (Prophet & Mills, 1995)	40
Cuadro 3. Solución matriz de Eosina (Prophet & Mills, 1995)	41
Cuadro 4. Solución matriz de Floxina (Prophet & Mills, 1995)	41
Cuadro 5. Solución diaria de Eosina-Floxina (Prophet & Mills, 1995)	41
Cuadro 6. Tren de tinción de H-E (Prophet & Mills, 1995)	42

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Garceta ganadera <i>Bubulcus ibis ibis</i> (Andrea Pérez-Chávez, 2024).....	2
Figura 2. <i>Bubulcus ibis ibis</i> , en época de apareamiento (Capurro, V.P, 2020)	5
Figura 3. Distribución de <i>Bubulcus ibis ibis</i> . Mapa modificado de (BirdLife International, 2016).	6
Figura 4. Posible ruta utilizada por <i>Bubulcus ibis ibis</i> desde Europa y África hacia América (Capurro, V.P, 2020)	7
Figura 5. Contenido semi digerido de la dieta diaria de <i>Bubulcus ibis ibis</i> (Vega. V, 2022)	8
Figura 6. Esquema de la división renal del sistema urinario en las aves (macho) (Horst <i>et al.</i> , 2016)	12
Figura 7. Dibujo esquemático del sector de un lobulillo renal (González. N.V, Barbeito. G, 2014)	14
Figura 8. Dibujo esquemático de la secreción y reabsorción de la nefrona (Serrano, 2023).	15
Figura 9. Dibujo esquemático del corpúsculo renal (Serrano, 2023)	17
Figura 10. Dibujo esquemático y fotografías del túbulo proximal recto (C) y contorneado (B), (Pombal, 2025.)	19
Figura 11. Dibujo esquemático y fotografías del túbulo distal recto (E) y contorneado (F) (Pombal, 2025.)	21
Figura 12. Dibujo esquemático y fotografías del túbulo colector (G) (Pombal, 2025)	23
Figura 13. Uréter de pollo, con tinción H-E a 4X (González y Barbeito, 2014)	26
Figura 14. Esquema del sistema reproductor del ave macho (Ricaurte, 2006)	29
Figura 15. Procesador automatizado de tejidos marca Microm, mod. STP-120...	36
Figura 16. Microtomo de rotación manual Leica, mod. 2125 RT	38
Figura 17. Baño de flotación Premiere, mod. XH-1001	38
Figura 18. Platina térmica Thermo Scientific Thermolyne HPA2240MQ	39
Figura 19. Campana de extracción LABCONCO 64132.....	43

Figura 20. Microscopio compuesto campo claro, marca Olympus, mod. BX41	44
Figura 21. Riñón, <i>Bubulcus ibis ibis</i> , con tinción H-E a 40X	45
Figura 22. Corteza renal, <i>Bubulcus ibis ibis</i> , con tinción H-E a 40X	46
Figura 23. Corpúsculo renal, <i>Bubulcus ibis ibis</i> , con tinción H-E a 400X.....	47
Figura 24. Laberinto cortical, <i>Bubulcus ibis ibis</i> , con tinción H-E a 400X	47
Figura 25. Medula renal, <i>Bubulcus ibis ibis</i> , con tinción H-E. A a 40X. B a 100X.	48
Figura 26. Uréter, <i>Bubulcus ibis ibis</i> , con tinción H-E. A a 100X. B a 400X	49
Figura 27. Uréter, <i>Bubulcus ibis ibis</i> , con tinción H-E a 400X	49
Figura 28. Testículo, <i>Bubulcus ibis ibis</i> , con tinción H-E a 100X	50
Figura 29. Testículo panorámico, <i>Bubulcus ibis ibis</i> , con tinción H-E a 40X	51
Figura 30. Testículo, <i>Bubulcus ibis ibis</i> , con tinción H-E a 40X.	51
Figura 31. Epidídimo, <i>Bubulcus ibis ibis</i> , con tinción H-E a 100X.....	52
Figura 32. Ducto deferente, <i>Bubulcus ibis ibis</i> , con tinción H-E. A a 400x. B a 1000X.....	53
Figura 33. Cloaca, <i>Bubulcus ibis ibis</i> , con tinción H-E. A a 40x. B a 400X. Imagen C a 400x.	53

RESUMEN

Bubulcus ibis ibis es la especie de garza más prolífica y ubicua a escala mundial. Es de pequeño tamaño con un plumaje blanco con la nuca color ocre. Las muestras biológicas fueron obtenidas del cadáver de un ejemplar macho encontrado de manera incidental en la Ciudad Universitaria de la UAEH, que aloja una colonia de garzas ganaderas, con sito en Tulancingo, Hgo.

El macho adulto de *Bubulcus ibis ibis* presenta un par de riñones que se continúan a través de uréteres presentando epitelio y capa muscular que desembocan en la cloaca; el sistema reproductor está compuesto por dos testículos, cada uno de los cuales presenta una cápsula de tejido conectivo denso, la túnica serosa externa, la capa media siendo la más gruesa, la túnica albugínea, y la túnica vascular interna, poco diferenciada, en la cual se encontró melanina, la cual le da un color negro característico a los testículos, con túbulos seminíferos revestidos por un epitelio estratificado que interconectan con una *rete testis*, la cual va hacia los ductos eferentes que conectan con los respectivos epidídimos. Estos se continúan con los ductos deferentes desembocando en la cloaca. El sistema urogenital de la garceta ganadera o garceta bueyera (*Bubulcus ibis ibis*) es semejante al mencionado en la literatura sobre otro grupo de aves, como el grupo de las gallináceas, sin en cambio, se observaron los rayos medulares bien delimitados por una delgada capa de tejido conectivo y un ganglio nervioso acompañando el epidídimo de manera bilateral. El objetivo del presente trabajo fue describir las características histológicas del sistema urogenital del macho de la garceta ganadera. Los resultados encontrados mostraron características morfológicas distintivas como la alta proporción de nefronas corticales, la presencia de numerosos corpúsculos renales de pequeño tamaño adaptado a su fisiología uricotélica, y testículos de alta actividad espermatogénica adaptados a la producción de grandes volúmenes de espermatozoides. Aquí, también se destaca la importancia epidemiológica de esta especie como vector de enfermedades zoonóticas, enfatizando su papel en la salud pública y veterinaria. En conclusión, podemos decir que se refleja claramente las adaptaciones morfológicas evolutivas con respecto a sus hábitos lo que con otras descripciones nos ayudara a diseñar estrategias de control sanitario y de conservación.

Palabras Clave: Sistema urogenital, Macho, Garza ganadera *Bubulcus ibis ibis*, Testículos, Ductos deferentes, Cloaca, Riñón, Uréteres.

ABSTRACT

Bubulcus ibis ibis is the most prolific and ubiquitous species of heron worldwide. It is small in size with white plumage and an ochre-colored nape. The biological samples were obtained from the carcass of a male specimen found incidentally at the UAEH University City, which is home to a colony of cattle egrets, located in Tulancingo, Hidalgo.

The adult male *Bubulcus ibis ibis* has a pair of kidneys that continue through the ureters, presenting epithelium and a muscular layer that flow into the cloaca. The reproductive system consists of two testicles, each of which has a dense connective tissue capsule, the outer serous tunic, the middle layer being the thickest, the tunica albuginea, and the inner vascular tunic, which is poorly differentiated and in which melanin was found, giving the testicles their characteristic black color, with seminiferous tubules lined by a stratified epithelium that interconnect with a rete testis, which leads to the efferent ducts that connect to the respective epididymides. These continue with the vas deferens, which empty into the cloaca. The urogenital system of the cattle egret (*Bubulcus ibis ibis*) is similar to that described in the literature on other groups of birds, such as the Galliformes, but in contrast, the medullary rays were well defined by a thin layer of connective tissue and a nerve ganglion accompanying the epididymis bilaterally. The objective of this study was to describe the histological characteristics of the urogenital system of the male cattle egret. The results showed distinctive morphological characteristics such as a high proportion of cortical nephrons, the presence of numerous small renal corpuscles adapted to their uricotelic physiology, and testicles with high spermatogenic activity adapted to the production of large volumes of sperm. Here, the epidemiological importance of this species as a vector of zoonotic diseases is also highlighted, emphasizing its role in public and veterinary health. In conclusion, we can say that the evolutionary morphological adaptations with respect to their habits are clearly reflected, which, together with other descriptions, will help us to design health control and conservation strategies.

Keywords: Urogenital system, Male, Cattle egret *Bubulcus ibis ibis*, Testicles, Vas deferens, Cloaca, Kidney, Ureters.

INTRODUCCIÓN

La garceta ganadera o garceta bueyera occidental (**Fig. 1**) es del orden ciconiiformes; familia Ardeidae; género *Bubulcus*, especie *bubulcus ibis ibis*, nativa de Asia, África y Europa con una amplia distribución, presentándose de manera nativa en las Sabanas y Humedales, presentándose como una especie exótica se encuentra en campos agrícolas y potreros (Gómez, Oliveras y Medellín, 2005). A fines del siglo XIX se propago hacia el sur de África, reproduciéndose por primera vez en la Provincia del Cabo en 1908 (Martínez-Vilatra y Motis, 1992). En 1877 se avistó en América en el fin de Guayana y Surinam, volando a través del Océano Atlántico (Krebs, Riven, Deborah y Hunte, 1994). La especie arribo en 1941 a América del Norte por primera vez, se piensa que se asentó en Florida en 1953 y proliferó de forma desmedida. Se registró por primera vez su la reproducción en Cuba en 1957, así como en Costa Rica en 1958 y en México en 1963, aunque probablemente se estableció antes (iNaturalist, s/f).



Figura 1. Garceta ganadera *Bubulcus ibis ibis*, colonia ubicada en la Ciudad Universitaria de la UAEH, Tulancingo, Hgo. (Andrea Pérez-Chávez, 2024).

Esta posee un plumaje blanco elegante y algunas plumas en la nuca de color ocre, tiene un peso de 270-512 gramos, con una postura encorvada (iNaturalist, s/f); siendo de pequeña a mediana con el pico robusto, patas largas y ojos de un color bermellón; pasando la época de cría el pico se torna de color amarillo y las patas varían entre rojizo y amarillento, posee una longitud de 45-52 cm con una envergadura de 82-95 cm (SEO/BirdLife, 2024).

La garceta ganadera posee un gran rango de dispersión, siendo reportados 355.000.000 km² correspondientes al área de distribución residente y reproductora, se calcula que la población asciende a 4.000.000-9.850.000 individuos y la tendencia de la población parece estar aumentando, aunque algunas poblaciones pueden ser estables, disminuir o tener tendencias desconocidas tomando en cuenta esto a la hora de la evaluación, la garceta ganadera no está cerca de los umbrales de vulnerable bajo el criterio de tendencia de la población. Por estas razones la especie es evaluada como preocupación menor en la Lista Roja de Especies Amenazadas de la UICN en 2016 (BirdLife International, 2016).

Apareamiento

Es una de las especies más abundantes teniendo una población global estimada de 4 a 9,85 millones de especímenes (Fujioka 1985). Al llegar la época reproductiva se resaltan las plumas color ocre beige o canela en la corona y espalda, así como los ojos y pico se tornan a un color anaranjado y las patas se vuelven color amarillo-naranja (**Fig. 2**), esta ave no presenta dimorfismo sexual (Gómez *et al.*, 2005).



Figura 2. Garceta ganadera *Bubulcus ibis ibis*, en época de apareamiento con una posición erguida en el humedal Pantanos de Villa, Lima (Capurro, V.P, 2020).

Es un ave de hábitos diurnos y no está considerada bajo ninguna categoría de riesgo (Gómez, H, 2005), esta ave alcanza la madurez sexual al cumplir un año de vida (Capurro, V.P, 2020), forma colonias numerosas en la época reproductiva, la construcción del nido se encuentra a cargo de la hembra, ubicándolo ya sea en árboles o arbustos lejos del agua, de entre 1 a 10 metros de altura, el macho se encarga de aportar los materiales como tallos y ramas, los cuales son tapizados con hierbas; puede alcanzar los 45 cm de diámetro (Menéndez, 2022).

Se menciona que se pueden reproducir todo el año en los trópicos con diferentes picos regionales dependiendo de los recursos a su alcance (Crosby, G, 1972); por otro lado, se ha reportado que la mayoría de las puestas es realizada entre mayo y junio, con 4 o 5 huevos de diferentes tonalidades desde blanco, verde o azulados y con un extremo punteado (Menéndez, 2022). Ambos procreadores se encargan de la incubación por 22 a 26 días y también son los encargados de su alimentación; los polluelos se independizan a los 30 días después de la eclosión (Gómez, H, 2005).

Migración

Las garcetas del norte de Asia y América son completamente migratorias (**Fig. 3**), el esfuerzo de anidación de la especie está relacionado con los patrones de lluvia, lo que lleva a una variación anual en la reproductividad y número de crías (Gómez, H. 2005). La migración de la garza bueyera desde África y el sur de Europa hasta la costa norte de América del Sur, constituye uno de los movimientos migratorios más importantes realizados por las aves en su conquista de nuevos ambientes, en el afán de ampliar su área de distribución (**Fig. 4**). Desde el primer registro en la Guyana, la garza se ha diseminado aleatoriamente, abarcando todos los países en América y el Caribe, e islas aledañas (Capurro. V. P, 2020).

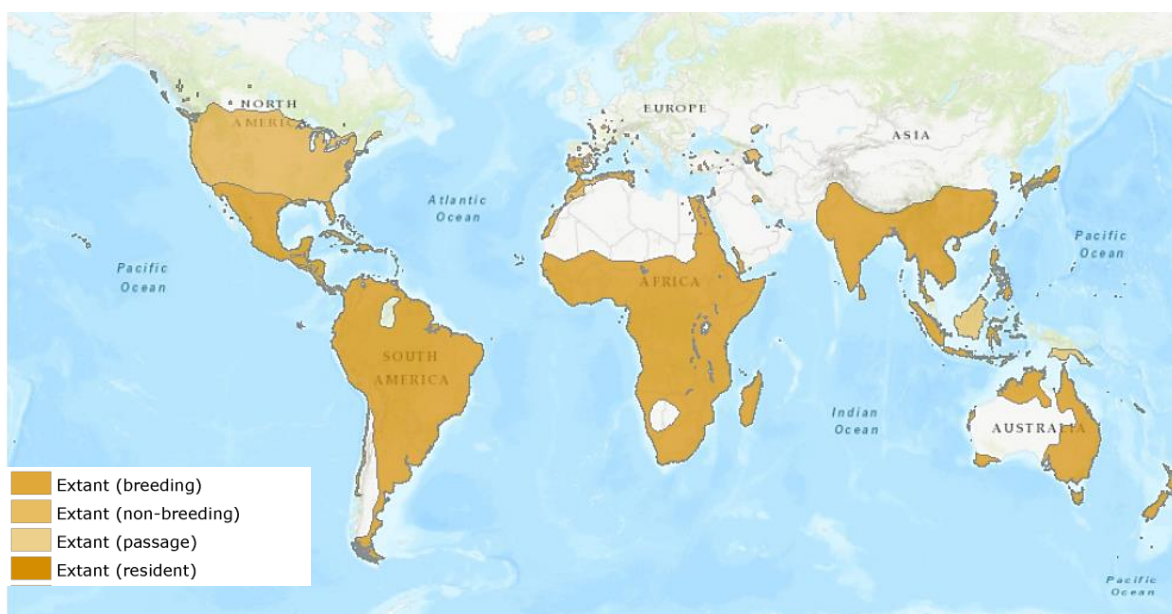


Figura 3. Distribución de *Bubulcus ibis ibis*. El área de distribución original se encuentra en África principalmente, en las regiones del norte de América y Sudamérica, es donde la especie ha sido introducida exitosamente y en algunas de sus regiones se considera como exótica. El área de Australia y sur de Asia es donde se encuentran otras subespecies de *Bubulcus ibis*. (Mapa modificado de BirdLife International, 2016).

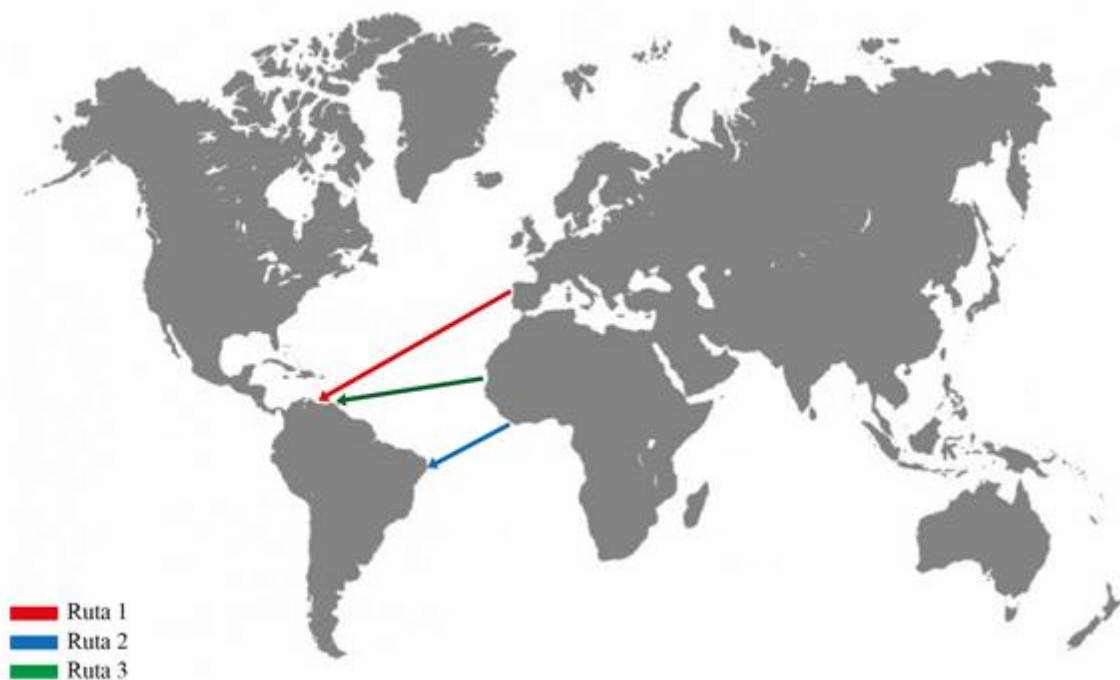


Figura 4. Posible ruta utilizada por *Bubulcus ibis ibis* desde Europa y África hacia América (Capurro, V.P, 2020).

Diversos elementos como su tamaño, su habilidad para recorrer grandes distancias en vuelo, su dieta omnívora, con una escasa selectividad al capturar presas y poseer un comportamiento muy generalista con otras especies, así como su destacada habilidad adaptativa a nuevos ambientes, originados como consecuencia del incremento de la deforestación y el establecimiento de pastizales para ganado a gran escala, han contribuido a favor de la expansión de su área de distribución (Capurro. V. P, 2020).

Hábitat

Duermen y anidan colonialmente en grupos de varios miles de ejemplares, aceptan otros tipos de garzas sin conflictos territoriales, anidando en arbustos o árboles de entre 1 a 10 metros de altura (Gómez. H, 2005). En su región nativa se encuentra en sabanas y humedales, de modo que tiene preferencia por los terrenos abiertos y, como especie exótica, se encuentra en campos usados para la agricultura, campos recién arados o que estén en el proceso de quema agrícola como medida de control de malezas, potreros (es un ave que suele acompañar al ganado) cerca de los humedales (Menéndez, 2022).

Alimentación

Presenta vuelos dispersivos de largas distancias según sea la disponibilidad de alimento en donde se encuentren en cohesión con las lluvias estacionales (CONABIO, 2024), a diferencia de otras garcetas esta se suele alimentar en campos secos acompañando a animales de pastoreo, por lo general se trata de ganado vacuno o equinos en América del Norte, en otros continentes suele acompañar elefantes, camellos, cebras y venados (Kaufmn.K, s/f), tiene una dieta variable, gran parte de su dieta esa conformada por varios tipos de ortóptera, coleóptera, díptera, arácnidos, pequeños mamíferos, grillo de campo, al igual que diversos tipos de grillos (Vega. V, 2022).

Los insectos de orden coleóptera incluyen especies como el escarabajo negro, el gorgojo del agave, la chinche de junio (*Phyllophaga* spp.) tanto en larvas, pupas y adultos conformando el 51.8% de la dieta. Otros insectos encontrados en muestras de alimento fueron moscas y abejas, así como arañas, aunque con menor frecuencia. Otros componentes fueron elementos vegetales 26.6% y restos de animales 13.9% (**Fig. 5**) (Vega. V, 2022).



Figura 5. Contenido semi digerido de la dieta diaria de *Bubulcus ibis ibis*: (5) sapo de manchas rojas/sapo pinto, (6) araña, (7) grillo de campo de otoño, (8) saltamontes comestibles, (9) grillo mediterráneo, (11) polilla (oruga), (13) larva y pupa (14) escarabajo de tierra, (15) abeja común (Vega, 2022).

Obtiene su alimento dependiendo la región y la disponibilidad local como: libélulas, diversos invertebrados como anfibios, culebras, micromamíferos, cigarras en época de cría (Kushln, 1976), también se comen a las garrapatas que comúnmente parasitan al ganado que acompañan (iNaturalist s/f); en otros textos también se reporta que suelen comer vertebrados como sapos y crías de otras aves (Gómez, 2005). Su alimentación tiene una notable capacidad adaptativa, variando según su región, el tipo de hábitat, las condiciones clima y el grado de contaminación ambiental, ya que en algunas garcetas fueron encontrados fragmentos de plásticos en su contenido digestivo (Vega, 2022).

Numerosos estudios indican que la dieta cambia con la estación, la hora, la biodisponibilidad y abundancia de presas, así como el hecho de que *Bubulcus ibis* tiene una gran capacidad para utilizar hábitats invadidos por el hombre, alimentándose de carroña de ser necesario (Rahmat *et al.*, 2017).

Importancia epidemiológica

Bubulcus ibis muestra características anatómicas que les permite una alta movilidad y adaptación en diversos hábitats (Rezk *et al.*, 2016), por ello es considerada un importante vector tanto de patógenos como de parásitos, ya que se desplaza por grandes extensiones y áreas agrícolas y ganaderas, puede transportar garrapatas, pulgas y otros parásitos, así como diseminar enfermedades infecciosas como la tuberculosis bovina, fiebre aftosa o la brucelosis bovina (Robert *et al.*, 2021); desde el punto de vista fisiológico, se ha señalado que el sistema gastrointestinal y excretor de la garceta ganadera muestra adaptaciones morfológicas e histológicas que favorecen una eficiente eliminación de desechos metabólicos (Rezk *et al.*, 2016), sus heces transportan una gran cantidad de bacterias como *E. coli*, *Citrobacter spp.*, *Proteus vulgaris* y otras enterobacteriáceas; también fueron identificadas *Pseudomonas aeruginosa* y *Salmonella spp* (Robert *et al.*, 2021), pueden transportar bacterias resistentes a antibióticos y metales pesados (Elsohaby *et al.*, 2021)

Esta especie, como otras aves acuáticas migratorias, desempeña un papel fundamental en la diseminación de cepas del virus de la influenza del sudeste asiático hacia África y Europa y, junto con el transporte masivo de aves domésticas (avicultura industrial), no puede descartarse como factor de diseminación de nuevas cepas del virus. Según la OMS, entre 2003 y diciembre de 2014 se contabilizaron 676 casos de infección humana por la cepa H5N1 en un total de 16 países, con una letalidad del 59% (Contreras, 2016).

Diferentes tipos del virus de la influenza A ocasionan brotes severos de enfermedades con sintología respiratorias en diferentes hospedadores como los seres humanos, equinos, mamíferos marinos y porcinos, las aves, tanto silvestres como domésticas, representan el objetivo principal en las investigaciones epidemiológicas. Las aves acuáticas en particular constituyen el origen más probable de todas las cepas del virus de la influenza A (Contreras, 2016).

Las excretas de la garceta ganadera que contiene agentes infecciosos antes mencionados, no solo tienen implicaciones ambientales, sino también sanitarias. Asimismo, lo proyecta el artículo *The Cattle Egret Bubulcus ibis as a near-global indicator of terrestrial pollution* de Melesse (2023), "la garceta ganadera puede funcionar como un indicadores biológico del entorno que evidencia la presencia de contaminantes a través de su sistema excretor". Por lo cual el sistema urinario es un área de interés para comprender su fisiología de eliminación, el rol que implica en la epidemiología de enfermedades zoonóticas y su implicación en la salud pública.

Sistema urinario

Introducción

La función primaria del sistema urogenital es mantener un balance de agua y minerales para mantener un equilibrio homeostático osmótico en el cuerpo, así

como la filtración y eliminación de desechos metabólicos y fármacos, también es un gran factor en la regulación de la presión arterial y el flujo de algunas hormonas (González y Barbeito, 2014); tenemos que tomar en cuenta que las aves son animales uricotélicos, es decir, que excretan los compuestos tóxicos nitrogenados (principalmente amoníaco) derivados del metabolismo proteico, en forma de ácido úrico en la orina (Gil, 2008). Las grandes diferencias que existen tanto a nivel anatómico como fisiológico entre el sistema urinario de aves y mamíferos sugieren que puede presentarse una gran diferencia en la eliminación de fármacos entre estas dos clases de animales (Rodríguez *et al.*, 2017).

El sistema urogenital de las aves se constituye a su vez de dos subsistemas: el sistema urinario, conformado por un par de riñones con sus respectivos uréteres, los cuales desembocan en la cloaca, en la región del urodeo, y el sistema reproductor que, en el caso del macho, está constituido por un par de testículos con sus correspondientes epidídimos y ductos deferentes que desembocan en la cloaca, en la región del urodeo (González y Barbeito, 2014).

Riñones

Los riñones se ubican simétricamente en las fosas ventrales de los huesos sinsacro e ilion y son lobulados, sin embargo, estos lóbulos no están claramente delimitados, sino que tienen dimensiones y forma variables según el ejemplar e independiente, a diferencia de los mamíferos. En la garceta ganadera el órgano no posee una delimitación específica entre la corteza y la médula renal, estos ocupan un mayor volumen que los mamíferos, haciendo una marcada comparación en el peso del riñón entre los diferentes tamaños del ave, a diferencia de la observada entre los mamíferos (Rodríguez *et al.*, 2017). Poseen una tonalidad rojiza bastante oscura, con una forma más alargada; su peso varía entre 1 a 2% del peso corporal en general; En aves de diferentes especies y que presentan un menor tamaño corporal poseen riñones proporcionalmente más grandes. Se documenta que las aves paseriformes poseen el máximo tamaño relativo encontrado (González y Barbeito, 2014).

La delimitación entre la región craneal y la región medial está marcada por el surco que alberga el trayecto de la arteria ilíaca externa. La demarcación entre las divisiones media y caudal corresponde al surco generado por el pasaje de la arteria isquiática externa. En la mayoría de las especies de aves, las tres divisiones están conectadas entre sí por puentes del parénquima y se distinguen macroscópicamente como (Horst *et al.*, 2016) (**Fig. 6**).

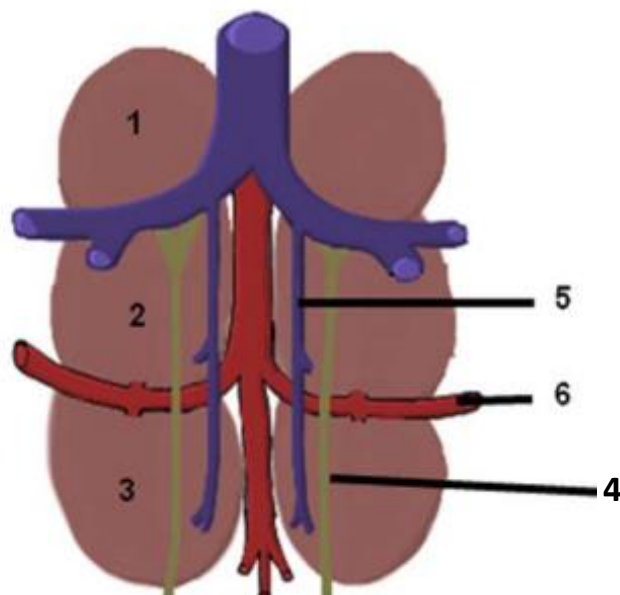


Figura 6. Dibujo esquemático de las divisiones renales en las aves (macho). Se representan los riñones y sus tres divisiones, división renal craneal, (1) división renal media (2) y división renal caudal (3), los uréteres (4), vena renal (5) y arteria isquiática externa (6). (Horst *et al.*, 2016)

Al igual que en los mamíferos, las glándulas adrenales se encuentran mediales al polo craneal de los riñones, teniendo un tamaño relativamente grande en las aves; a diferencia de la mayoría de sus homólogos de mamíferos, las aves macho tienen testículos internos (Horst *et al.*, 2016).

La corteza del riñón presenta una estructura cilíndrica, mientras que la médula renal se distribuye en conos alargados que se interdigitan con la corteza. En el riñón aviar típico la corteza constituye una amplia zona y corresponde a un 70-85% del volumen del órgano en tanto que la médula comprende a un 5-15% del volumen; y el porcentaje sobrante nos indica el volumen que ocupan los vasos sanguíneos. Se ha reportado que en las aves acuáticas poseen una zona medular más pequeña a

diferencia de las aves que se encuentran en un ambiente árido, debido a su capacidad adaptativa y evolutiva (González y Barbeito, 2014).

Cápsula renal

La cápsula renal rodea a los riñones y diversas porciones de tejido conectivo localizadas en el interior de estos órganos. Esta cápsula renal es una delgada capa de tejido conectivo denso irregular con abundantes fibras colágenas y menor cantidad de fibras reticulares y elásticas. El tejido conectivo propio de la cápsula renal penetra la superficie del órgano y define los límites de los lobulillos renales, extendiéndose hasta rodear los conos medulares, donde adquiere un mayor grosor; Este tejido conectivo intersticial incluye fibroblastocitos, nefronas y gran cantidad de fibras reticulares que rodean a los capilares (González y Barbeito, 2014).

Lóbulos renales

Los lóbulos renales están formados por una pirámide medular (Bowman, s. f.), se definen como una porción de médula que drena en ramas secundarias del uréter, además de la región de la corteza que se drena por el tejido medular (Horst *et al.*, 2016).

Cada lobulillo renal está compuesto por tejido cortical que incluye corpúsculos renales, túbulos contorneados proximales y distales; así como el tejido medular, donde se encuentran las asas de Henle, los túbulos colectores y los vasos rectos. Estos lobulillos están delimitados lateralmente por escaso tejido conectivo en el que se ubican los tubos colectores perilobulillares junto a los cuales transcurren, en dirección paralela, las venas interlobulillares. En el interior del lobulillo se sitúan las venas centrolobulillares flanqueada a ambos lados por las arterias intralobulillares, ubicadas aproximadamente a mitad de camino entre esta vena y las venas interlobulillares (**Fig.7**) (González y Barbeito, 2014).

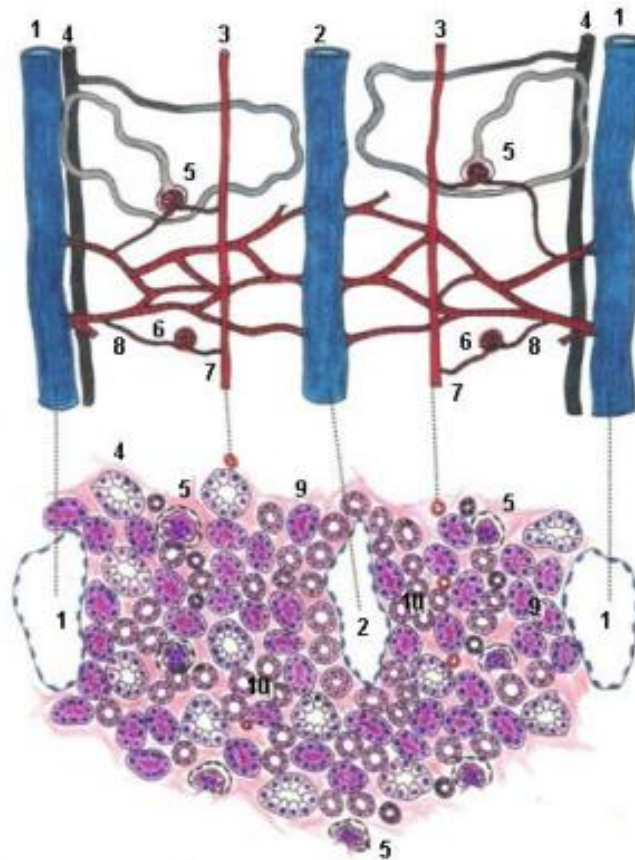


Figura 7. Dibujo esquemático del sector de un lobulillo renal que muestra las relaciones entre sus componentes vasculares, las partes de las nefronas y los tubos colectores. Vena interlobulillar (1), vena centrolobulillar (2), arteria intralobulillar (3), tubo colector perilobulillar (4), corpúsculo renal (5) glomérulo renal (6) arteriola aferente (7) arteriola eferente (8) túbulo proximal (9), túbulo distal (10) (González y Barbeito, 2014).

Nefronas

Las nefronas son unidades funcionales del riñón, están encargadas de purificar y filtrar la sangre, así como reabsorber las sustancias necesarias (Manager, 2022). La nefrona posee una estructura anatómica especializada para excretar orina a partir de la sangre mediante cuatro procesos fundamentales: filtración, reabsorción, secreción y excreción. La reabsorción y la secreción se llevan a cabo dentro del sistema tubular renal, y son responsables de regular qué sustancias se retienen en el organismo y cuáles se eliminan. Durante la reabsorción, el agua y las moléculas filtradas inicialmente desde la sangre son devueltas a los capilares que rodean la nefrona. En cambio, la secreción implica el paso de agua y otras moléculas desde los capilares peritubulares hacia el filtrado urinario (Fig. 8). Como paso final los

residuos resultantes llamado orina se elimina del riñón a través de los uréteres (Serrano, 2023).

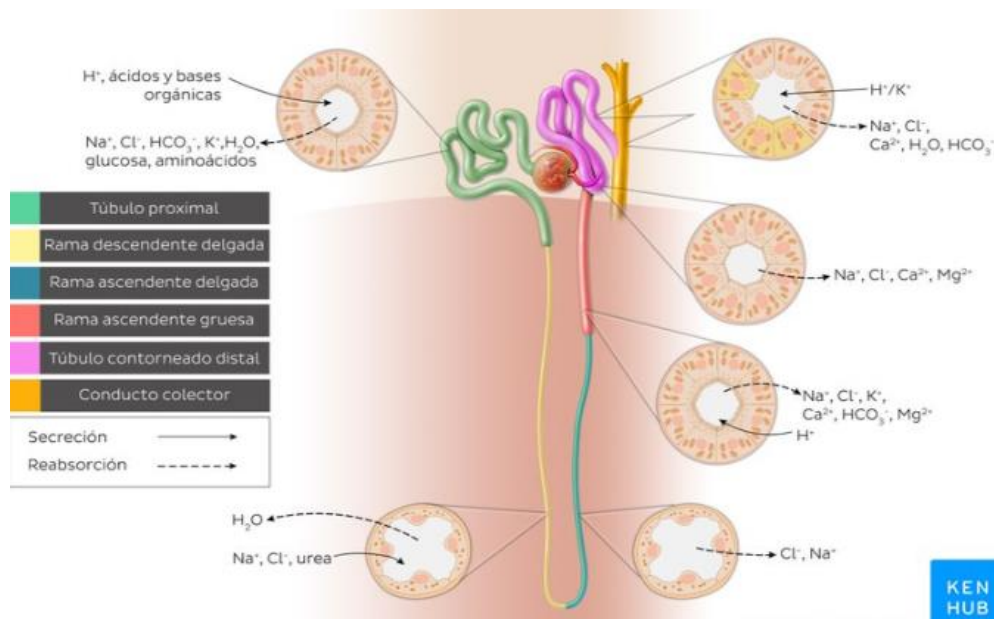


Figura 8. Dibujo esquemático de la secreción y reabsorción de la nefrona (Serrano, 2023).

En las aves, las nefronas presentan una morfología variada, lo que permite identificar dos tipos principales: aquellas que carecen de asa renal y las que sí la poseen. Estas han sido tradicionalmente clasificadas como nefronas corticales o reptilianas, y nefronas yuxtamedulares o mamalianas. En ciertas especies también se han identificado nefronas con características intermedias, denominadas nefronas de transición (González y Barbeito, 2014).

Las nefronas corticales también llamadas reptilianas se encuentran más cerca de la corteza renal que de la medula renal (Bowman, s. f.), existen en mayor número hasta en un 90% y poseen corpúsculos renales más pequeños, así como su asa de Henle más corta o prácticamente ausente (Horst *et al.*, 2016).

Las nefronas yuxtamedulares, también conocidas como mamalianas, se identifican por tener corpúsculos renales más grandes en comparación con las corticales, así como por contar con un asa renal bien desarrollada que se extiende profundamente dentro de las pirámides medulares (Horst *et al.*, 2016). Se ha reportado que cuando

las aves viven en un ambiente árido, presentan más nefronas medulares capaces de concentrar la orina (Rodríguez *et al.*, 2017).

Corpúsculos renales

Los corpúsculos renales son las estructuras responsables del proceso de filtración dentro de la nefrona. Están compuestos principalmente por el glomérulo y la cápsula glomerular, también conocida como cápsula de Bowman. El glomérulo está formado por una red de capilares originados a partir de las ramas de la arteria renal, específicamente las arteriolas aferente y eferente (Serrano, 2023).

En términos de disposición, los corpúsculos renales se encuentran en forma de "U" abierta hacia la superficie del riñón, rodeando la vena centrolobulillar. En las aves, estos corpúsculos son generalmente de menor tamaño que los observados en los mamíferos, su tamaño está relacionado con la falta de divisiones que presenta la arteriola aferente ya que solo posee dos ramificaciones primarias en las nefronas corticales o reptilianas. Entre la arteria intralobulillar y la vena centrolobulillar se encuentra un gran número de túbulos distales, a diferencia de los túbulos proximales los cuales suelen ubicarse entre la arteria intralobulillar y la periferia del lobulillo renal (**Fig. 9**) (González y Barbeito, 2014).

El inicio del proceso de formación de orina tiene lugar en el corpúsculo renal donde la sangre proveniente de la circulación sistémica atraviesa la red de capilares del glomérulo, donde es filtrada para generar la orina primaria o ultrafiltrado. Este proceso ocurre gracias a una barrera de filtración especializada, que permite el paso selectivo de agua y solutos desde la sangre a través de los capilares glomerulares. El ultrafiltrado glomerular es recolectado en el espacio glomerular y pasa hacia los túbulos renales (Serrano, 2023). En la zona cortical profunda y, por consiguiente, cerca de los conos medulares, se encuentran corpúsculos renales de mayor tamaño. Al igual que en los mamíferos, los corpúsculos renales de las aves están constituidos por un ovillo de capilares denominado glomérulo renal, rodeado por la

cápsula glomerular, constituida por una capa u hoja parietal y una capa u hoja visceral (González y Barbeito, 2014).

La capa visceral de la cápsula glomerular en encuentra contra las asas capilares, mientras que la capa parietal constituye el límite externo del corpúsculo renal. En el llamado polo vascular del corpúsculo renal, ocurre la unión de la capa visceral con la capa parietal, la cual consta de una sola capa de células epiteliales aplanadas. En cambio, las células de la capa visceral, conocidos como podocitos, poseen procesos de ramificación (primario, secundario y terciario) y forman parte de la barrera responsable de ultrafiltración glomerular, junto con las células endoteliales del capilar glomerular y su membrana basal (Horst et al., 2016). En estas células se ha identificado mediante inmunohistoquímica la presencia de acuaporina-1, una proteína encargada de transportar el agua a través de los compartimientos celulares (González y Barbeito, 2014).

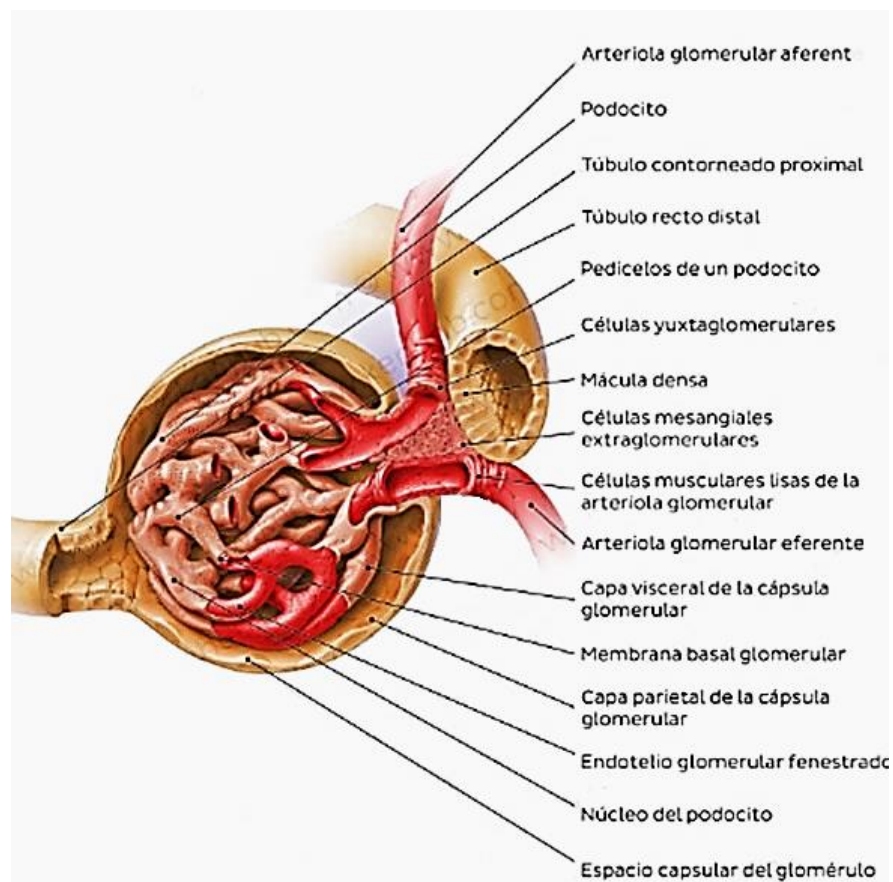


Figura 9. Dibujo esquemático del corpúsculo renal (Serrano, 2023).

Túbulos contorneados proximales

El túbulo contorneado proximal es la estructura de cada nefrona que recibe el filtrado proveniente del glomérulo; se trata del segmento más extenso dentro de la nefrona (Pombal, 2025.), ocupando aproximadamente la mitad de la longitud total de las nefronas reptilianas o corticales. La parte inicial del túbulo, más delgada, se continua con el respectivo túbulo recto descendente, más grueso. Un epitelio cuboide alto o columnar bajo forma la pared del túbulo contorneado proximal. Las células presentan núcleos esféricos u ovales con cromatina dispersa y se ubican en la mitad basal de la célula (**Fig. 10**) (González y Barbeito, 2014).

Las células epiteliales de los túbulos proximales tienen microvellosidades apicales. En algunos grupos de aves, como los colibríes, se encontró que las microvellosidades poseen una mayor longitud en las especies que viven en climas áridos y desérticos, lo que les ayuda a una mayor reabsorción de agua y, en consecuencia, una concentración de la orina más eficiente (González y Barbeito, 2014). La membrana basal de las células epiteliales cuboides en el túbulo contorneado proximal también está ausente en las aves, tal como se describe en los mamíferos (Horst *et al.*, 2016).

La microscopia electrónica permite observar invaginaciones localizadas entre las microvellosidades en la membrana apical de las células del túbulo contorneado proximal. En la región basal existen abundantes mitocondrias alargadas que originan la alta acidófila y la imagen estriada que pueden observarse con el microscopio óptico en esta región, especializaciones que se asocian con el transporte activo de iones. También son abundantes los peroxisomas. En algunas especies como la codorniz japonesa (*Coturnix coturnix japonica*) y el gallo de Guinea (*Numida meleagris*) se encontraron algunas inclusiones lipídicas (González y Barbeito, 2014).

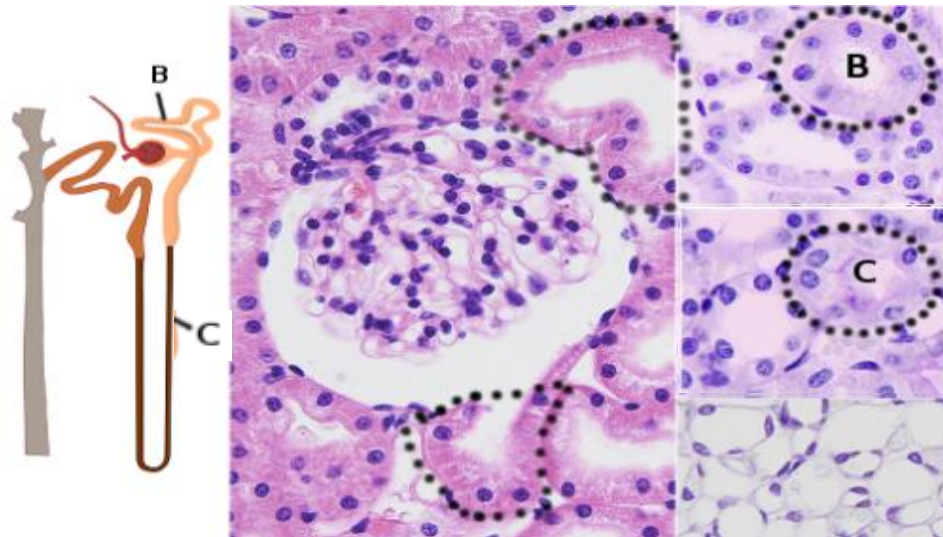


Figura 10. Dibujo esquemático y fotografías del túbulo contorneado proximal (B) y del túbulo recto descendente (C) (Pombal, 2025).

Segmento intermedio o de conexión

Este segmento se encuentra solo en las nefronas reptilianas. Es un segmento de corta longitud y es el encargado de conectar al túbulo proximal con el túbulo distal, se encuentra revestido por células epiteliales bajas, siendo el equivalente al túbulo intermedio ciliado observado en el riñón de los reptiles (González y Barbeito, 2014).

Asa renal

El asa renal se encuentra en las nefronas mamalianas y se localiza en los conos medulares, se encuentra formada por un segmento descendente y un segmento ascendente. El segmento descendente está compuesto por células planas altamente interdigitadas con pocas mitocondrias (González y Barbeito, 2014).

En la zona anterior a la curva del asa, la pared del segmento descendente se hace más alta. Esta región engrosada tiene una longitud variable. El segmento ascendente del asa de Henle en todas las aves es grueso; las células que forman su pared muestran extensos plegamientos de la membrana basolateral que rodean numerosas mitocondrias (González y Barbeito, 2014).

Ambas ramas del asa renal actúan de manera paralela junto con los capilares de las arteriolas rectas, regulando la concentración de sales (sodio, cloro, potasio) y el agua del filtrado. Específicamente, la rama descendente presenta una alta permeabilidad al agua y baja permeabilidad a los solutos, mientras que la rama ascendente tiene el comportamiento opuesto. Algunos autores utilizan el término "asa renal" como sinónimo de "asa de la nefrona", mientras que otros incluyen el túbulo recto proximal y el túbulo distal en este término (Serrano, 2023).

Una característica distintiva del asa renal en las aves es la ausencia de un segmento delgado en la rama ascendente, con respecto a las nefronas de los mamíferos. En los mamíferos la estructura del asa depende en cierto grado del lugar en que se produce el giro entre el segmento descendente y ascendente. Las nefronas corticales de los mamíferos tienen asas cortas, con un segmento descendente delgado y células más altas que pueden formar la zona del giro. Las nefronas yuxtamedulares de los mamíferos tienen asas de renales largas y su zona del giro está recubierta por células epiteliales planas. Como se describió en el párrafo anterior, en las nefronas mamalianas de las aves el epitelio adquiere mayor altura antes de la zona de giro por lo que el segmento ascendente es grueso (González y Barbeito, 2014).

Túbulo distal

El túbulo distal continúa con los ductos colectores (Pombal, 2025), presenta un recorrido más corto que el túbulo proximal. Posee una porción recta inicial con células cúbicas bajas, de núcleo redondeado, caracterizadas por sus repliegues basales en los que se localizan grandes mitocondrias alargadas. En las nefronas reptilianas el túbulo distal se inicia en la mácula densa; en las nefronas mamalianas ese es el sitio en el que pasa a ser contorneado. Las células del túbulo distal muestran numerosos repliegues basales que se hacen menos abundantes en los túbulos cercanos a la vena centrolobulillar (**Fig. 11**) (González y Barbeito, 2014).

Entre estos repliegues se ubican mitocondrias alargadas que otorgan acidófila a esta región. El extremo apical se observa como una proyección clara carente de organelas. La estructura de los túbulos distales, al acercarse a los tubos colectores intralobulillares muestra cambios graduales, por ejemplo, la aparición de células intercaladas u oscuras dispersas y ocasionales células secretoras de mucinógeno (González y Barbeito, 2014).

El complejo yuxtaglomerular está presente únicamente en las nefronas mamalianas, el complejo, al igual que en los mamíferos, está compuesto por la mácula densa, las células yuxtaglomerulares y el mesangio extraglomerular. La mácula densa posee una estructura intermedia respecto del resto del túbulo distal y la misma estructura de los mamíferos: sus células son más bajas que en los mamíferos y el complejo golgiano no es basal como en ellos. Sin embargo, la extrema delgadez de la lámina basal se mantiene en ambos grupos. Existen células yuxtaglomerulares productoras de renina similares a las de los mamíferos, situadas en la pared de las arteriolas aferentes. En algunas aves como los patos y las gallinas el mesangio también es un productor muy importante de esta sustancia. El mesangio extraglomerular se considera un componente común a todas las nefronas del riñón de las aves. En general los componentes del complejo yuxtaglomerular son difíciles de reconocer en los animales muy jóvenes (González y Barbeito, 2014).

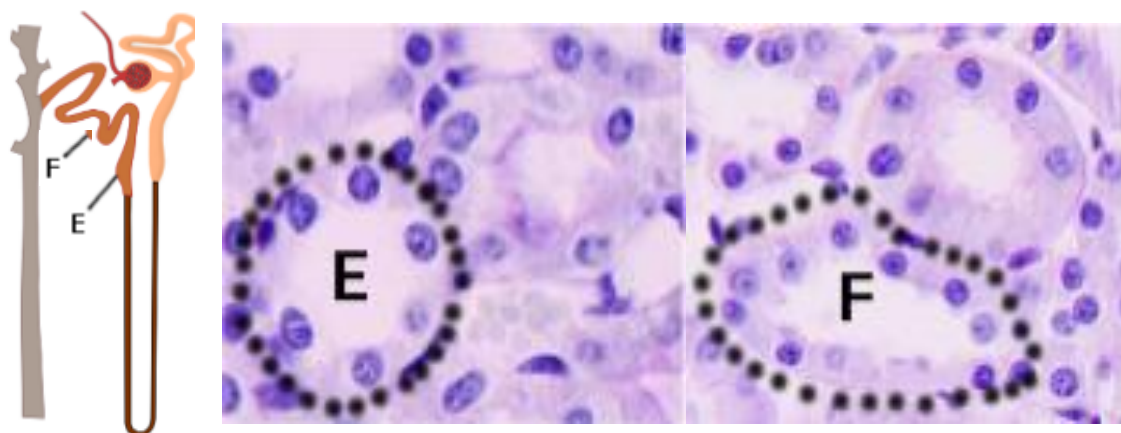


Figura 11. Dibujo esquemático y fotografías del túbulo distal recto (E) y contorneado (F) (Pombal, 2025).

Túbulos colectores

Los túbulos colectores empiezan a la altura del laberinto cortical y continúan hacia la médula donde se unen con los conductos colectores, los conductos colectores se dividen en corticales y medulares. Los medulares continúan su trayecto hacia el vértice de la pirámide, donde confluyen en conductos colectores más grandes; conductos papilares (de Bellini), donde se abren a un cáliz menor (Galliano, 2010).

Los túbulos colectores se encuentran revestidos por un epitelio cuboide alto. Se han encontrado dos tipos celulares en los túbulos colectores corticales: las células principales o claras y las células intercaladas u oscuras. Ambas presentan un núcleo central y un citoplasma con moderada cantidad de ribosomas libres y retículo endoplasmático. Las células principales poseen en su citoplasma apical con gran cantidad de gránulos con mucinógeno y, ocasionalmente, algunas microvellosidades. Estas células tienen como función reabsorber sodio; además, el mucus que producen impide que los cristales de ácido úrico precipiten y bloqueen la luz del túbulo (González y Barbeito, 2014).

Las células intercaladas son más bajas que las principales, poseen abundantes mitocondrias y pliegues basales, aunque las mitocondrias no se introducen en el espacio entre estos pliegues. Sus microvellosidades son muy bajas y en algunas especies no han sido observadas. Estas células intercambian iones con el medio, especialmente protones y potasio. En el inicio del túbulo colector, en el interior del lobulillo, ambos tipos celulares se encuentran en proporciones similares; hacia la periferia del lobulillo las células intercaladas comienzan a disminuir y cuando los túbulos alcanzan los conos medulares solo se encuentran células principales (González y Barbeito, 2014).

Los túbulos colectores se fusionan entre sí y forman un único túbulo colector en el cono medular. A su vez, varios de estos túbulos colectores grandes se fusionan para formar una rama primaria del uréter. La disminución del número de túbulos colectores va acompañada de un aumento de su diámetro, lo que permite el transporte de esferas de ácido úrico que se hacen cada vez más grandes. El epitelio

de los túbulos colectores inicialmente es cuboide alto y cambia a columnar y luego a pseudoestratificado en las cercanías de la rama primaria del uréter. Las células muestran en su citoplasma abundantes vesículas que contienen mucinógeno (**Fig. 12**) (González y Barbeito, 2014).

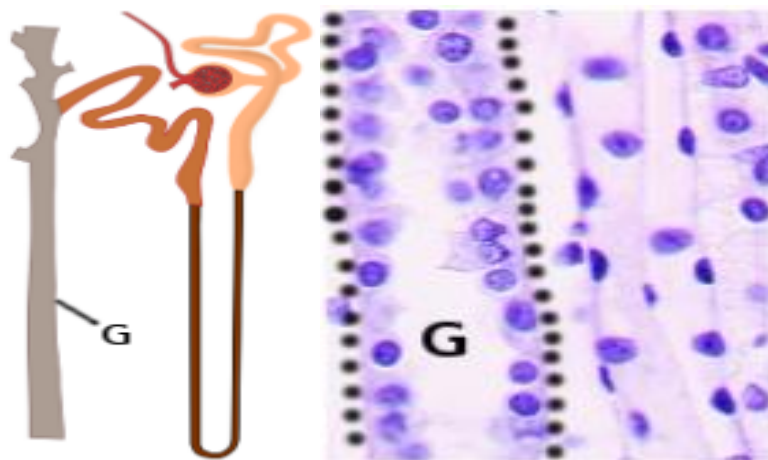


Figura 12. Dibujo esquemático y fotografías del túbulo colector (G) (Pombal, 2025).

Circulación sanguínea del riñón

La circulación renal en las aves tiene características diferentes a la de los mamíferos. Una gran diferencia es que, las aves poseen un sistema aferente doble formado por las arterias renales y el sistema porta venoso renal (González y Barbeito, 2014); el suministro arterial a los riñones comienza en la divisiones craneal, media y caudal del riñón, que reciben irrigación de sus respectivas arterias que surgen de la aorta abdominal. La división caudal tiene una rama de la aorta que se bifurca en la superficie del riñón, lo que da lugar a dos arterias que ingresan al parénquima de esta división más grande, las que luego se ramifican dentro de la sustancia de los riñones para finalmente formar las arterias intralobulillares. Las arterias intralobulillares se encuentran en el lobulillo aproximadamente a medio camino entre las venas interlobulillares e intralobulillares (Orosz, 2020), el flujo de sangre de la vena porta renal hacia el riñón es regulado por válvulas situadas en las

venas ilíacas comunes. Su forma varía entre las especies de aves desde finos repliegues membranosos de la túnica interna de la pared de la vena hasta un embudo de pared gruesa (González y Barbeito, 2014).

Cada válvula posee células epitelioides, tejido conectivo, fibras musculares lisas y abundantes fibras nerviosas simpáticas y parasimpáticas. Las válvulas responden a diversos estímulos, como la acetilcolina y la histamina generan su cierre y la adrenalina produce su apertura. Cuando una válvula está cerrada, dos tercios de la sangre que recibe el riñón proviene del sistema portal; si se encuentra abierta, la sangre portal no llega al riñón y se descarga en la vena cava inferior. Cada válvula puede funcionar de manera independiente (González y Barbeito, 2014).

Se encuentran dos arterias intralobulillares por cada lobulillo, dispuestas simétricamente entre la vena centrolobulillar y las venas interlobulillares. Las arterias intralobulillares originan las arteriolas aferentes de los glomérulos renales. Las arteriolas eferentes de los glomérulos corticales forman un plexo de capilares peritubulares y las derivadas de los glomérulos yuxtamedulares originan vasos rectos que descienden a los conos medulares y luego realizan un giro hacia la corteza formando un asa. Los capilares sanguíneos poseen un aspecto sinusoidal en la región cortical pero no en la región medular. Las vénulas rectas son las encargadas de drenar la sangre que se encuentra en la zona que rodea las asas renales hacia las venas intralobulillares las cuales drenan hacia las ramas renales eferentes; dependiendo de la división del riñón, la sangre fluye luego hacia las venas renales de su división apropiada. En la división craneal del riñón, existen varios vasos renales craneales que drenan hacia la vena ilíaca común después de la válvula porta renal o directamente hacia la vena cava abdominal. La vena renal caudal drena las divisiones media y caudal de los riñones. La sangre de las venas intralobulillares drena hacia las venas o ramas renales eferentes antes de drenar hacia la vena renal caudal. La vena renal caudal, al igual que la vena renal craneal, desemboca en la vena ilíaca común después de la válvula porta renal (Orosz, 2020).

Uréteres

En la mayoría de las especies, el uréter emerge de la superficie ventral del riñón en la región de la división renal media, sin embargo, el uréter de las aves se forma de la unión de aproximadamente 17 ramas primarias, cada uno drena 5-6 ramas secundarias (Horst *et al.*, 2016) y emerge en la división craneal de cada riñón y se desplazan en surcos por la superficie renal ventral. Son dos conductos musculares, de unos 2 mm de diámetro en la gallina, que desembocan en el urodeo en dos papilas pequeñas y simétricas. Tanto los uréteres como las ramas primarias están constituidos por las túnicas mucosa, muscular y adventicia (**Fig.13**) (González y Barbeito, 2014).

El uréter aviar, como el de los mamíferos, está revestido por un epitelio de transición. En el uréter extrarrenal, la lámina propia subyacente al epitelio aumenta de espesor. Esto, junto con una red bien desarrollada de filamentos en el citoplasma de las células epiteliales apicales, sirve para proteger las estructuras más profundas de los efectos de la orina hipertónica. El tejido conectivo laxo de la lámina propia está soportado por haces de fibras elásticas y puede contener infiltrados de células linforreticulares (Horst *et al.*, 2016).

La túnica muscular consiste en dos capas de fibras musculares lisas: una capa interna de disposición longitudinal y una capa externa de orientación circular. En ocasiones ambas capas son difíciles de discernir. Cerca de la desembocadura del uréter en la cloaca, se observa una tercera capa de fibras musculares lisas, de disposición longitudinal y externa a las anteriores capas. La túnica adventicia es delgada y está formada por tejido conectivo laxo (González y Barbeito, 2014).



Figura 13. Uréter de pollo, con tinción H-E a 4x. Se observan el epitelio pseudoestratificado (1) y la lámina propia (2) que forman pliegues de la túnica mucosa, por fuera de la cual se encuentran la túnica muscular (3) y la túnica adventicia (4) (González y Barbeito, 2014).

Producción de orina

Las aves excretan una orina semi-sólida, excretando productos de desechos nitrogenados como el ácido úrico y uratos insolubles, su producción inicia con la filtración del plasma en el corpúsculo renal. La tasa de filtración puede ser modificada por las hormonas. El ultrafiltrado se modifica por reabsorción y secreción en las porciones tubulares de las nefronas para producir la orina. Junto con los mamíferos, las aves son el único grupo de vertebrados que conserva el agua corporal mediante la producción de orina osmóticamente más concentrada que el plasma. Sin embargo, la capacidad de concentrar orina en las aves es limitada en comparación con la misma capacidad de los mamíferos. Cuando las aves se encuentran en un ambiente con escasez de agua, las aves pueden producir orina que es 2 a 2.5 veces más concentrada que el plasma, en tanto que algunos mamíferos son capaces de producir orina entre 20 a 25 veces más concentrada que el plasma (González y Barbeito, 2014).

Recordemos que las nefronas mamalianas poseen asas renales capaces de producir orina hiperosmótica respecto del plasma y que son las nefronas que se

encuentran en menor proporción. El segmento ascendente del asa es prácticamente impermeable al agua y transporta de forma activa NaCl hacia el intersticio renal lo que diluye la orina y produce la concentración del líquido intersticial. El NaCl absorbido promueve la absorción osmótica de agua desde el segmento descendente del asa y los tubos colectores. La configuración a contracorriente de los tubos renales y los vasos sanguíneos medulares aumenta el efecto de concentración en función de la profundidad en la médula y genera un gradiente de osmolaridad creciente desde el límite corticomedular hacia el extremo del cono medular (González y Barbeito, 2014).

El reducido tamaño de la médula renal aviar determina que la concentración medular sea menor que en los mamíferos; en algunos grupos de aves la necesidad de concentrar la orina ha sido resuelta por adaptaciones particulares (Gil, 2008). Una de ellas es el desarrollo de asas renales más largas que penetran profundamente en el cono medular y una médula de mayor tamaño como se observa en algunas aves de ambientes áridos, como la codorniz del desierto. Adicionalmente, cuando estas aves sufren estrés osmótico, las arteriolas aferentes de las nefronas reptilianas se contraen permitiendo que la sangre sea filtrada principalmente en las nefronas mamalianas con asas renales. En las aves se suman dos procesos adicionales: la modificación en el catabolismo de las proteínas y la reabsorción de agua en la porción terminal del tubo digestivo. Las aves, a diferencia de los mamíferos que producen urea, forman ácido úrico como producto final del metabolismo proteico. El ácido úrico se incorpora a la orina por filtrado glomerular y, en mayor proporción, por secreción tubular. La solubilidad del ácido úrico en agua es baja y resulta superada durante la reabsorción de agua en los túbulos proximales por lo que precipita en el líquido tubular. Los uratos precipitados se combinan con proteínas y forman concreciones, denominadas esferas de uratos que contienen uratos, principalmente de sodio y potasio, seroalbúmina y trazas de iones cloruro, fosfato y sulfuro. De esta manera, con la formación de las esferas de uratos, la osmolaridad de la orina disminuye al tiempo que se produce un incremento neto del agua libre de solutos. La orina relativamente diluida que llega a la cloaca es

transportada por peristalsis retrógrada al recto y, en algunas aves, a los ciegos intestinales (González y Barbeito, 2014).

La composición de la orina en el intestino caudal sufre modificaciones: el agua es absorbida por las paredes del órgano y una fracción importante de la proteína asociada a las esferas de uratos es degradada por las bacterias residentes y luego reabsorbida, posiblemente como péptidos y aminoácidos. El transporte de agua de la orina en su trayecto por el intestino caudal es realizado por proteínas de membrana homólogas a las acuaporinas-1 de los mamíferos (González y Barbeito, 2014).

Sistema reproductor del macho

Los testículos de las aves son intraabdominales, se sitúan en las inmediaciones del polo craneal de los riñones (**Fig.14**). En especies sin dimorfismo sexual como es el caso de la garceta ganadera *Bubulcus ibis ibis* es necesario recurrir a la endoscopia para discernir el sexo. El epidídimo es corto y se localiza fijado al borde dorso medial del testículo y los conductos deferentes desembocan también en el urodeo. La temperatura óptima para la producción de espermatozoides se consigue gracias a la refrigeración que se produce por el contacto con los sacos aéreos abdominales durante la inspiración forzada. No existen glándulas genitales accesorias y el órgano copulador es una papila peneana, aunque en determinadas especies palmípedas llega a alcanzar los 8 cm de longitud (Gil, 2008).

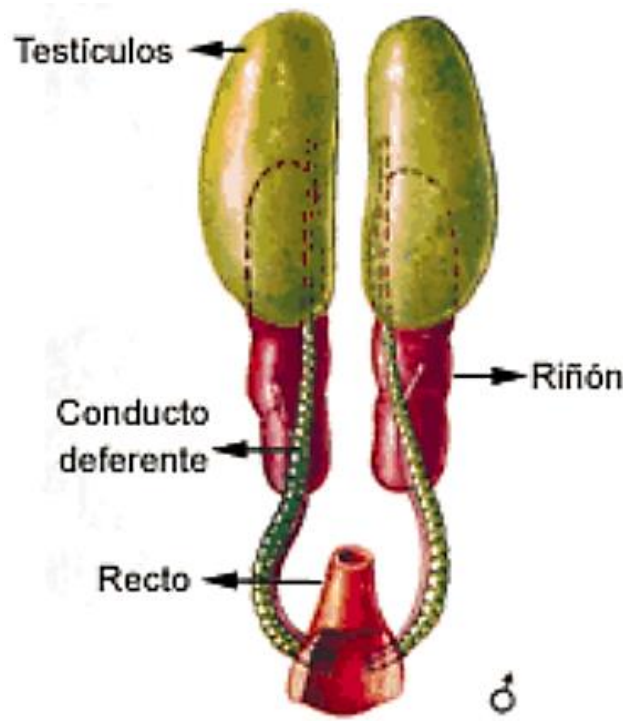


Figura 14. Esquema del sistema reproductor del ave macho (Ricaurte, 2006).

Testículos

Los testículos son ovales y aplanados poseen un estroma testicular formado por una cápsula conectiva, más delgada que la homóloga de los mamíferos, poseen tres túnicas: serosa, albugínea y vascular. La túnica serosa está revestida por un mesotelio plano con algunas células cuboideas y una delgada capa de tejido conectivo. La túnica albugínea posee fibras colágenas más gruesas, pero menos abundantes que las de los mamíferos. Se observan además fibroblastocitos, fibras elásticas, numerosas fibras musculares lisas, arterias y venas. La túnica vascular tiene tejido conectivo laxo con gran cantidad de vasos sanguíneos y nervios. Desde la cápsula parten trabéculas muy delgadas de tejido conectivo que se continúan con el escaso tejido conectivo intersticial, sin dividir completamente al órgano. La contracción de la musculatura de la cápsula y de los túbulos seminíferos facilitaría el transporte del fluido testicular. Las aves producen mayor cantidad de fluido seminal y de espermatozoides que los mamíferos, lo que explicaría la necesidad de un mayor poder contráctil para su transporte. El parénquima testicular está

constituido por los túbulos seminíferos, las células intersticiales y las vías de conducción del fluido testicular (González y Barbeito, 2014).

Los túbulos seminíferos son estructuras enrolladas, tapizadas por un epitelio estratificado muy característico. Este epitelio se apoya en una lámina basal rodeada por una lámina de fibrillas delgadas de colágeno que falta en algunas especies. Por fuera, se encuentran varias capas de miofibroblastocitos elongados y contráctiles, separados entre sí por material amorfo, el epitelio seminífero está constituido por epiteliosustentaculares y células espermatogénicas. Los epiteliosustentaculares son piramidales y ocupan toda la altura del epitelio (González y Barbeito, 2014).

A partir de los túbulos seminíferos contorneados, los espermatozoides pasan a los componentes eferentes del sistema tubular testicular, los túbulos rectos se abren en una serie de canales anastomóticos de diámetro variable, la *rete testis*. En las aves, la *rete testis* se encuentra en la cara medial del testículo y se divide en componentes intratesticulares y extracapsulares (Horst *et al.*, 2016).

Epidídimos

Cada testículo presenta un epidídimo adosado contra su superficie dorsomedial, que se extiende a lo largo de aproximadamente dos tercios de la frontera testicular. Cada epidídimo alcanza una longitud de solamente 3-4 mm en gallos sexualmente activos. A diferencia del epidídimo en el mamífero, que consiste en una cabeza, el cuerpo y la cola, el epidídimo de aves no se divide en segmentos. El ducto del epidídimo está revestido por epitelio columnar pseudoestratificado con microvellosidades largas rodeado por tejido conectivo laxo que, en algunas especies de aves, está fuertemente reforzado con células musculares lisas. A lo largo de su longitud, el ducto del epidídimo aumenta gradualmente de grosor. En el polo caudal del epidídimo se abre en el ducto deferente (Horst *et al.*, 2016).

Ductos deferentes

Los ductos deferentes entran en el epidídimo a lo largo de toda su longitud. Esto difiere de la disposición en los mamíferos, en el que los ductos deferentes de los testículos típicamente abren solamente en la cabeza del epidídimo. El epitelio de los ductos eferentes es simple columnar. (Horst *et al.*, 2016).

Circulación sanguínea de los testículos

La circulación sanguines de los testículos proviene de las arterias testiculares, las cuales vienen de la aorta abdominal, poseen una corta longitud y se ramifican para suministrar oxígeno y nutrientes de manera eficiente, la sangre venosa de los testículos es drenada por las venas testiculares, que desembocan en la vena cava caudal o en la vena renal (Gil, 2008).

Alrededor de los testículos se encuentra una red vascular que ayuda a regular la temperatura testicular, al igual que sus sacos aéreos, este sistema permite cierto intercambio de calor entre la sangre arterial y venosa, evitando un sobrecalentamiento de los testículos (Gil, 2008).

JUSTIFICACIÓN

Bubulcus ibis ibis, conocida como garceta bueyera, tiene una convivencia estrecha con el ganado, actúa como portador sano de múltiples agentes zoonóticos. Se ha documentado su capacidad para transportar ectoparásitos como garrapatas y pulgas, además de propagar enfermedades como fiebre aftosa, brucelosis, tuberculosis bovina, anaplasmosis y fiebre de las Montañas Rocosas, se ha identificado la presencia de endoparásitos en sus heces, lo que sugiere su posible papel en la transmisión de parásitos gastrointestinales (Robert *et al.*, 2021).

Otro aspecto preocupante es que sus heces transportan una gran cantidad de bacterias como *E. coli*, *Citrobacter spp.*, *Proteus vulgaris* y otras enterobacteriáceas; también fueron identificadas *Pseudomonas aeruginosa* y *Salmonella spp.*, y como bien se sabe habitan cerca de humedales, lagos o ríos y contaminan estos con sus excretas ocasionando un mayor riesgo de enfermedades tanto en humanos como en animales (Robert *et al.*, 2021); es un factor en la diseminación de enfermedades zoonóticas emergentes, como la propagación de cepas del virus de la influenza A desde el sudeste asiático hacia África y Europa con un alto potencial patógeno (Contreras, 2016) .

Debemos tomar en cuenta la rápida mutación de estos virus a formas altamente patógenas, el nivel de riesgo para la sanidad animal y la salud pública puede ser alto. Desde el año 2003, se reportó un brote de Influenza Aviar en aves producido por el subtipo H5N1 de alta patogenicidad con afectaciones humanas, ante estos brotes, es fundamental la colaboración entre los sectores de Sanidad Animal y Salud Pública que permita implementar las medidas de control necesarias (Arteaga *et al.*, 2006).

Así mismo se debe contemplar al Botulismo causada por la toxina *Clostridium botulinum*, la garceta ganadera es una de las aves acuáticas que disemina esta enfermedad zoonótica, porque representa uno de los grupos con menor control y

seguimiento de la enfermedad, lo que favorece los brotes constantes y notables de botulismo aviar. Ha causado estragos en las aves acuáticas y migratorias, causando la muerte anual de miles, e incluso millones, de aves, incluidas especies en peligro de extinción, lo que ha provocado daños significativos a la biodiversidad mundial (Gutiérrez *et al.*, 2024).

Dado su papel en la transmisión de enfermedades y su estrecha relación con ecosistemas agrícolas y urbanos, es imprescindible indagar la morfología y fisiología de la garceta ganadera *Bubulcus ibis ibis* para poder generar estrategias de control y prevención que nos permita reducir la propagación de enfermedades que afecten tanto al ganado como a los seres humanos.

HIPÓTESIS

La morfología del sistema urogenital de la garceta ganadera (*Bubulcus ibis ibis*) refleja la adaptación evolutiva de esta especie a su entorno, dentro del nicho ecológico que ocupa en la naturaleza.

OBJETIVOS

Objetivo general

Realizar la descripción histológica del sistema urogenital del macho de la garceta ganadera *Bubulcus ibis ibis*.

Objetivos específicos

- Colectar los órganos correspondientes al sistema urogenital de la garceta ganadera *Bubulcus ibis ibis*, para procesarlos por el método de inclusión en parafina (Profet 1995)
- Obtener preparados histológicos permanentes de las muestras biológicas obtenidas, para analizarlos en el microscopio y realizar la descripción correspondiente.
- Obtener mediante microfotografía digital la captura de imágenes a partir de la observación de los preparados histológicos para documentar los resultados obtenidos.

MATERIALES Y MÉTODOS

Obtención de muestras biológicas

Las muestras biológicas de los diferentes órganos y estructuras del sistema urogenital fueron obtenidas a partir del hallazgo incidental del cadáver de un ejemplar de garceta ganadera *Bubulcus ibis ibis* macho, adulto, en las instalaciones de la Ciudad Universitaria de la UAEH, que alberga una colonia estacional de estas aves, en el municipio de Tulancingo de Bravo, Hgo., donde se realizará el presente estudio.

Se extirparon los riñones, testículos, uréteres, ductos deferentes y la desembocadura cloacal, que fueron fijados durante 24 horas en una solución acuosa de formaldehído al 3.7%, *bufferada* con fosfatos (Prophet *et al.*, 1995) con la intención de detener el proceso autolítico y dar cierta dureza al tejido (Montalvo-Arenas, 2010).

Procesamiento por el método de inclusión en parafina

Se realizaron cortes en pequeñas porciones de cada órgano o estructura (dependiendo del tamaño) y se colocaron en *histocassettes* (Prophet *et al.*, 1995) que fueron acomodados en un procesador automatizado de tejidos (*histokinette*) marca Microm, mod. STP-120 (**Fig. 15**).



Figura 15. Procesador automatizado de tejidos marca Microm, mod. STP-120.

El proceso de las muestras consta de 4 pasos (Montalvo, 2009):

1. Lavado
2. Deshidratado
3. Aclarado
4. Infiltración

Los cuales se describen en el Cuadro 1:

Cuadro 1. Procesamiento en el *Histokinette*

Recipiente	Proceso	Horas	Reactivo
1	Lavado Se sumergen los <i>histocassettes</i> en agua destilada para eliminar el exceso de formol.	1	Agua destilada
2	Deshidratado Extracción de agua de forma gradual para su deshidratación y conservación de los tejidos.	1	Etanol 60%
3		1	Etanol 70%
4		1	Etanol 80%
5		1	Etanol 95%
6		2	Etanol 95 %
7		1	Etanol 100%
8		2	Etanol 100%
9	Aclarado	1	Xileno
10	Es coloca únicamente xileno para sustituir el etanol se realiza ya que esta sustancia posee un alto índice de refracción y al interactuar con los tejidos se vuelven transparentes.	2	Xileno
11	Infiltración El xileno se evapora y se suple por parafina para obtener la consistencia adecuada para realizar los cortes histológicos.	1	Parafina grado histológico
12		2	Parafina grado histológico

Inclusión y corte

Para la inclusión se utiliza parafina grado histológico, la cual tiene la propiedad de incorporarse e infiltrarse al interior de las células y tejidos, siendo soluble en solventes orgánicos, generando un bloque homogéneo en dureza, dando firmeza al tejido y permitiendo realizar cortes prolijos y delgados (Prophet *et al.*, 1995).

Para ello se ocuparon moldes de aluminio, a los cuales se les colocó una delgada capa de glicerina para prevenir que los bloques de parafina se adhieran a este, vertimos la parafina caliente (60°C) dentro del molde y con ayuda de un estilete y pinzas de disección sin dientes, se colocó el tejido al fondo del bloque, al empezar a solidificarse se etiquetó y se dejó enfriar a temperatura ambiente alrededor de 2 horas, para posteriormente pasar a congelación, esperando alrededor de 24 horas para su óptima solidificación.

De cada bloque se obtuvieron cortes con un microtomo de rotación manual Leica, mod. 2125 RT (**Fig. 16**), el cual tiene una manivela circular llamada volante, el mecanismo que sujeta al bloque de parafina se desplaza frente al filo de la navaja, de arriba hacia abajo y viceversa en un movimiento vertical (Montalvo, 2010), se realizaron cortes a 4-6 μm de grosor, obteniendo 6 cortes de cada órgano y tejido, se extendieron con alcohol: agua 50-50 en un portaobjetos y fueron colocados en un baño de flotación Premiere, mod. XH-1001 (**Fig. 17**) el cual contiene agua destilada y grenetina a una temperatura de 45° a 50°C para extender el tejido y fijar el corte al portaobjetos; después de recolectar los cortes en los portaobjetos se colocaron en una platina térmica Thermo Scientific Thermolyne HPA2240MQ (**Fig. 18**) para reforzar la unión del corte al portaobjetos (Prophet *et al.*, 1995)



Figura 16. Microtomo de rotación manual Leica, mod. 2125 RT (*Microtomo Rotatorio Manual, Marca Leica Microsystems, LEC-RM2125RTS, s. f.*)



Figura 17. Baño de flotación Premiere, mod. XH-1001 (*BAÑO DE FLOTACIÓN PARA TEJIDOS | Viresa, s. f.*)



Figura 18. Platina térmica Thermo Scientific Thermolyne HPA2240MQ (*Thermo Scientific Thermolyne HPA2240MQ Aluminum Hot Plate, 24" X 12", Di ANDALAN LABSTORE | Tokopedia,s.f*)

Tinción y montaje

Los cortes histológicos obtenidos de esta forma fueron teñidos con el método de Hematoxilina-Eosina (Prophet *et al.*, 1995). Es una tinción de dos etapas, primero se realiza la tinción nuclear con el colorante básico Hematoxilina y la segunda, una tinción citoplasmática con Eosina.

La hematoxilina en acoplamiento con sales de aluminio, hierro o cromo, crean un colorante activo, la hemateína, dada por oxidación de la hematoxilina. Este se usa para identificar los núcleos de azul/negro y aportando detalle de los mismos. Por este motivo, se suele usar con un colorante citoplasmático, por lo regular la eosina, proporcionando tonos entre el rosa, y el rojo a las estructuras y matrices celulares de carácter catiónico a las que la hematoxilina no tiñe o da apenas un ligero toque de color. Gracias a esta tinción obtenemos un gran contraste en los cortes histológicos para facilitar su apreciación (Sampias & Rolls, s. f.).

En este trabajo la eosina fue adicionada con el colorante Floxina, el cual da un tono rosa más intenso al tejido muscular, en comparación con el tejido conectivo (Prophet *et al.*, 1995)

A continuación, se describe la preparación de los colorantes y posteriormente el método de tinción:

Preparación de colorantes Hematoxilina – Eosina de Harris

Presentamos las soluciones que se ocuparan para el proceso de tinción; el método de tinción de Harris se considera regresivo ya que la hematoxilina tiñe todas las estructuras y continúa con una decoloración controlada y un “azulado” hasta llegar a una tinción nuclear óptima, para su preparación se requiere de un frasco de 2000ml se disolverá el alumbre en el agua destilada con ayuda de calor y un agitador magnético; en otro frasco se disuelve la hematoxilina en el etanol, a temperatura ambiente. Remover el alumbre y el agua destilada de la fuente de calor, lentamente se combinan las dos soluciones. Devolvemos las soluciones ya combinadas de la fuente de calor, haciendo hervir la mezcla tan rápido como sea posible, aproximadamente 1 minuto o menos. Remueva del calor y añade lentamente el óxido rojo de mercurio. Devuelva la solución a la fuente de calor hasta que tome un tono púrpura oscuro, remuévala del calor, y enfriar en un recipiente con agua fría hasta que baje la temperatura. La solución se encuentra lista. (Prophet & Mills, 1995).

Cuadro 2. Solución Hematoxilina - Eosina de Harris (Prophet et al., 1995)

Alcohol acido 1%	
Agua amoniacal	
Solución saturada de carbonato de litio	
Solución de Hematoxilina de Harria	
Reactivo	Cantidad
Hematoxilina	5.0 g
Etanol 100%	50.0 mL
Alumbre de potasio o amonio	100.0 g
Agua destilada	1000.0 mL
Oxido rojo de mercurio	2.5 g

La siguiente solución que ocupamos es de eosina-floxina la cual da un mayor grado de contraste de rosado a rojo brillante. El citoplasma se tiñe de rosado y el colágeno

y el musculo se tiñen de rojo brillante, en los siguientes cuadros encontramos la composición de la solución Eosina-Floxina.

Cuadro 3. Solución matriz de Eosina (Prophet *et al.*, 1995)

Reactivo	Cantidad
Eosina Y, hidrosoluble	1.0 g
Agua destilada	100.0 mL

Cuadro 4. Solución matriz de Floxina (Prophet *et al.*, 1995)

Reactivo	Cantidad
Floxina B	1.0 g
Agua destilada	100.0 mL

Cuadro 5. Solución diaria de Eosina-Floxina (Prophet *et al.*, 1995)

Combinar en un cilindro de 100ml	
Reactivo	Cantidad
Solución matiz de eosina	100.0 mL
Solución matriz de floxina	10.0 mL
Etanol al 95%	780.0 mL
Ácido acético, glacial	4.0 mL
La solución puede usarse por aprox. 1 semana	

Procedimiento de tinción

Ya con los cortes fijados en el portaobjetos se colocaron en canastillas de cristal para realizar la tinción que consta de los siguientes pasos (Prophet *et al.*, 1995):

Cuadro 6. Tren de tinción de H-E (Prophet *et al.*, 1995).

Núm.	Etapas	Reactivo	Tiempo
1	Desparafinado	Xileno	2 minutos
2	Desparafinado	Xileno	2 minutos
3	Hidratado	Alcohol etílico 100%	2 minutos
4	Hidratado	Alcohol etílico 100%	2 minutos
5	Hidratado	Alcohol etílico 95%	2 minutos
6	Hidratado	Alcohol etílico 95%	2 minutos
7	Hidratado	Alcohol etílico 80%	2 minutos
8	Hidratado	Alcohol etílico 70%	2 minutos
9	Lavado	Agua destilada	2 minutos
10	Teñido	Hematoxilina de Harris	10 minutos
11	Lavado	Agua corriente	3 minutos
12	Retiro de excedente	Viraje en alcohol ácido	1-2 virajes
13	Lavado	Agua corriente	2 minutos
14	Lavado	H ₂ O amoniacal	2 minutos
15	Lavado	Agua corriente	10 minutos
16	Lavado	Alcohol 70%	2 minutos
17	Teñido	Eosina	5 minutos
18	Deshidratado	Alcohol etílico 70%	2 minutos
19	Deshidratado	Alcohol etílico 80%	2 minutos
20	Deshidratado	Alcohol etílico 95%	2 minutos
21	Deshidratado	Alcohol etílico 95%	2 minutos
22	Deshidratado	Alcohol etílico 100%	2 minutos

23	Deshidratado	Alcohol etílico 100%	2 minutos
24	Aclararado	Xileno	2 minutos
25	Aclararado	Xileno	2 minutos

Resultados esperados:

- Núcleos azules.
- Citoplasma de rosado a rojizo.

El montaje de las preparaciones histológicas una vez teñidas se llevó a cabo en una campana de extracción LABCONCO 64132 (**Fig. 19**): se realizó la limpieza del portaobjetos y el corte teñido fue cubierto con una gota de resina sintética y un cubreobjetos, cuidando dispersar todas las burbujas de aire; se dejó secar por 24 horas (Prophet *et al.*, 1995).



Figura 19. Campana de extracción LABCONCO 64132.

Captura de imágenes digitales

Los preparados histológicos resultantes se observaron y analizaron en un microscopio compuesto de campo claro, marca Olympus, mod. BX41 (**Fig. 20**), para posteriormente obtener las imágenes en formato TIFF de los órganos y estructuras con una cámara digital EvolutionPro (MediaCybernetics) y el *software* ImagePro Express ver. 6.0 (Media Cybernetics).



Figura 20. Microscopio compuesto de campo claro, marca Olympus, mod. BX41.

RESULTADOS

Riñón

El riñón se encuentra recubierto por una cápsula compuesta por tejido conectivo colágeno que nos proporciona soporte y protección al riñón, el cual se divide para su estudio anatómico en corteza y médula renal, pero a diferencia de los mamíferos los riñones de *Bubulcus. ibis ibis* no presenta una delimitación si no que se unifican ya que la medula renal se presenta de forma dispersa (**Fig. 21**).

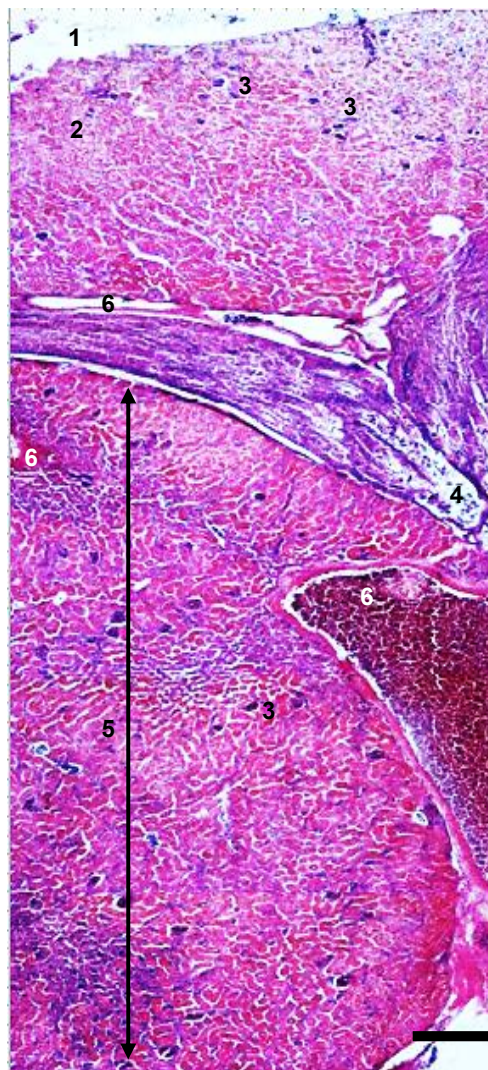


Figura 21. Riñón. Cápsula renal (1), corteza renal (2), con presencia de corpúsculos renales (3), rayo medular (4), laberinto cortical renal (5) y vasos sanguíneos (6). H-E a 40x. Barra = 200 μ m.

Al observar la corteza renal apreciamos que el tejido conectivo colágeno de la cápsula se va introduciendo en el órgano en una delgada capa que delimita los lobulillos renales, en el centro de cada lobulillo encontramos una vena centrolobulillar rodeada de las venas perilobulillares, acompañadas de una arteria intralobulillar ubicada a un costado; apreciamos el laberinto cortical renal donde se observan algunos corpúsculos renales (**Fig. 22**).

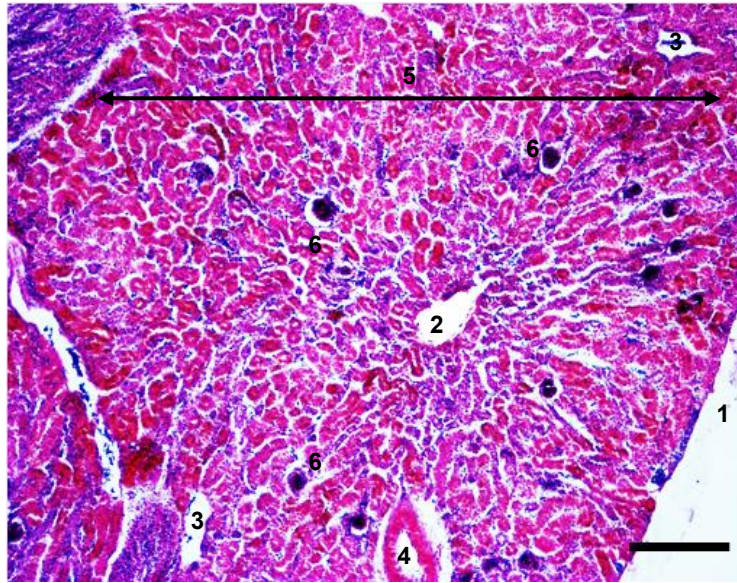


Figura 22. Corteza renal (flecha), cápsula renal (1), una vena centrolobulillar (2) varias venas perilobulillares (3), una rama de la arteria interlobulillar (4), el laberinto cortical renal (5) corpúsculos renales (6). H-E. 40X. Barra = 200 μ m.

Corpúsculos renales

En la zona de la corteza renal alcanzamos a apreciar varios corpúsculos renales que, si observamos con mayor detenimiento, son de menor tamaño que en los mamíferos; se encontraron recubiertos por la cápsula glomerular seguido del espacio glomerular que recibe el ultrafiltrado de plasma, dentro de esta apreciamos la capa visceral de la cápsula glomerular de manera muy difusa sin dejar enfocar los podocitos de forma clara.

También se identifica el polo urinario, que permite la salida del filtrado glomerular hacia el túbulo contorneado proximal, del lado opuesto apreciamos el polo vascular.

Asimismo, observamos la mácula densa, que indica el comienzo del túbulo contorneado distal que a su vez se localiza a un costado del corpúsculo renal (**Fig. 23**).

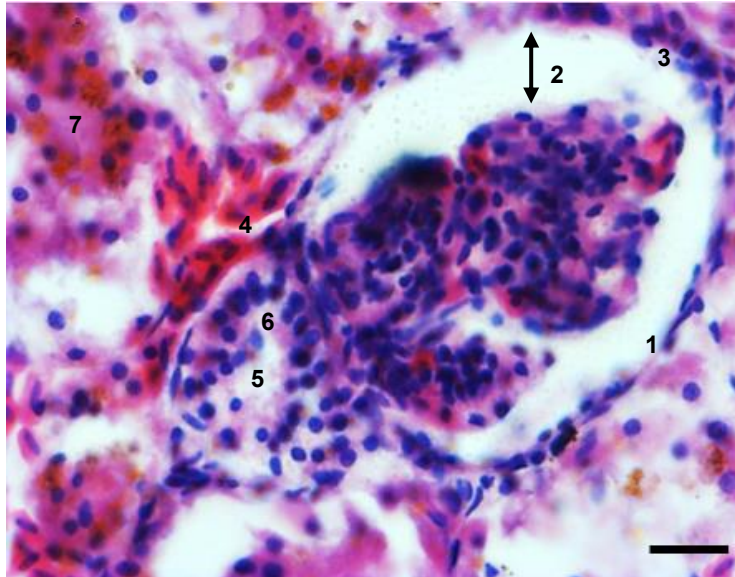


Figura 23. Corpúsculo renal. Cápsula glomerular (1), espacio glomerular (2), polo urinario (3), polo vascular (4). Túbulo contorneado distal (5), la macula densa (6) túbulo contorneado proximal (7). H-E. 400X. Barra = 20 μ m.

En el laberinto cortical renal se observan los túbulos contorneados proximales, encargados de la reabsorción de agua, sodio, glucosa y aminoácidos, así como de la excreción de desechos metabólicos, así como túbulos colectores, encargados del equilibrio de agua, electrolitos y transportar la orina hacia los calices renales (**Fig. 24**).

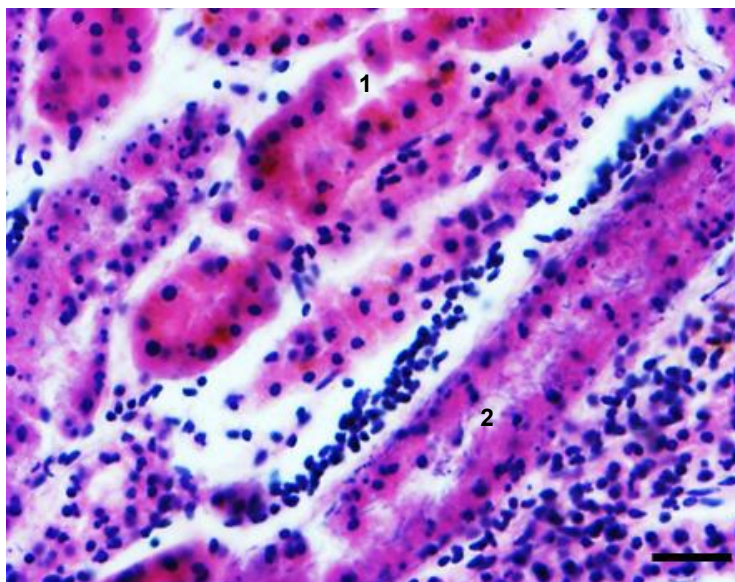


Figura 24. Laberinto cortical. Zona proximal medular. Se aprecia los túbulos contorneados proximales (1) y los túbulos colectores (2). H-E. 400X. Barra = 20 μ m.

Médula renal

En la porción medular del riñón en un corte longitudinal se pueden observar los rayos medulares longitudinales, integrándose en el laberinto cortical acompañados de algunos corpúsculos renales, en un corte transversal de la misma región vemos el rayo medular muy bien delimitado por una delgada cápsula de tejido conectivo que no observamos en las aves domésticas (**Fig. 25**).

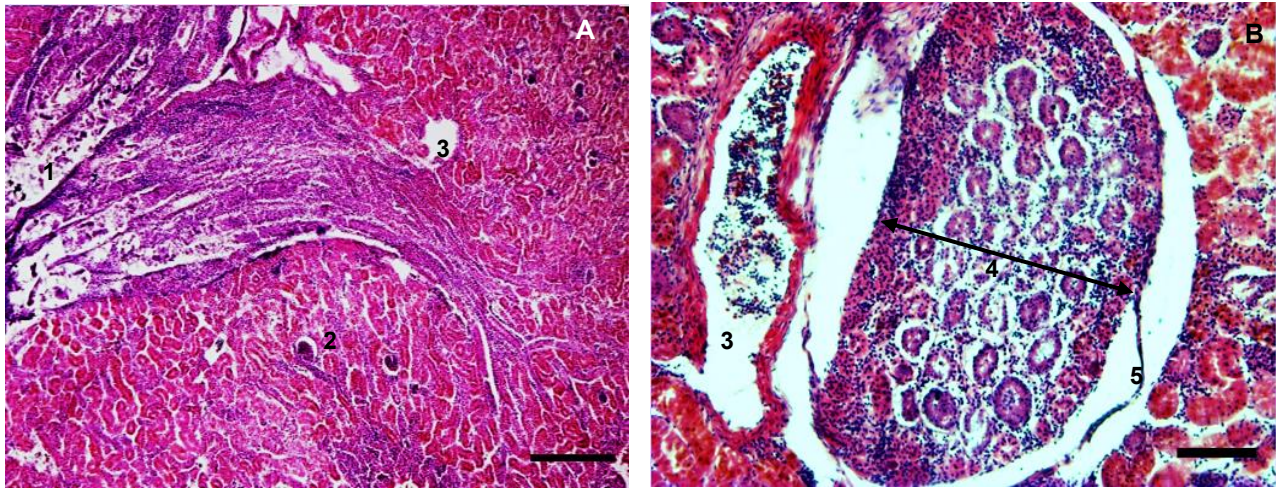


Figura 25. Médula renal. Zona medular. **A**, rayos medulares longitudinales (1), corpúsculos renales (2), algunos vasos sanguíneos (3). H-E. 40X. Barra = 20 μ m. **B**, rayo medular transversal (4) delimitado por una delgada cápsula de tejido conectivo (5). H-E. 100x. Barra = 100 μ m.

Uréter

Encontramos los uréteres que surgen en la región medial del riñón, se encargan de transportar la orina del riñón y desembocar en el urodeo que se encuentra en la región medial de la cloaca; tiene una forma tubular, apreciamos en su centro la luz, seguido de la túnica mucosa rodeada por un epitelio de transición y su lámina propia, seguido de la túnica muscular, compuesta por fibras lisas con orientación longitudinal, y finalmente observamos la túnica adventicia (**Fig. 26**).

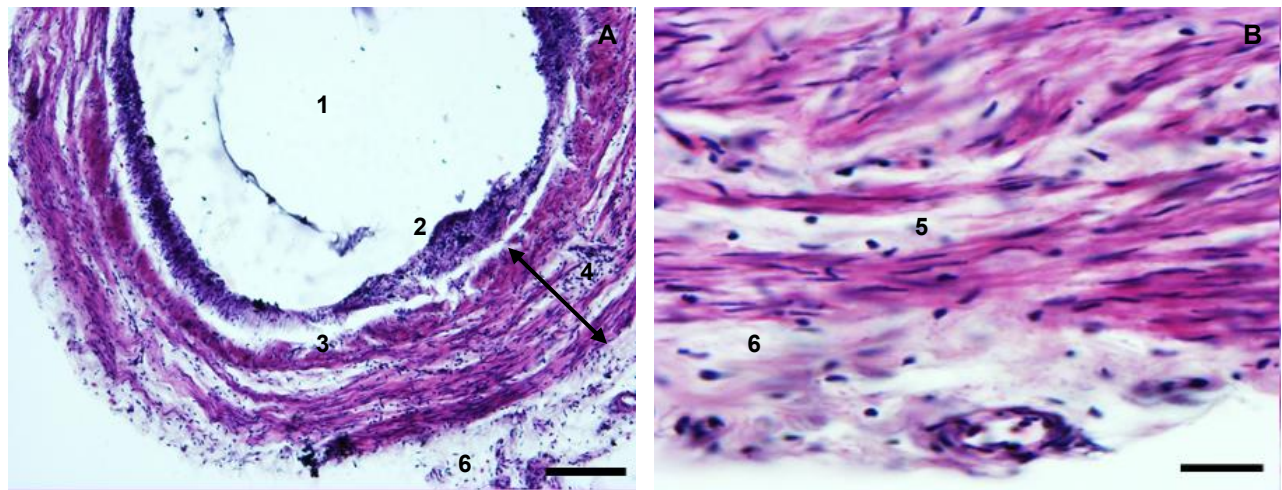


Figura 26. Uréter. A. Panorámica del uréter. B. Detalle de la túnica muscular. Lumen (1), epitelio de transición (2) y su lamina propia (3), seguido de la túnica muscular (4), con fibras lisas con orientación longitudinal (5) y la túnica adventicia (6). A. H-E. 100X. Barra = 100 μ m. B. H-E. 400X. Barra = 200 μ m.

En la mucosa del uréter se observa un epitelio de transición acompañado de tejido conectivo laxo en la lámina propia. Además, es posible distinguir una pequeña porción de fibras musculares lisas pertenecientes a la túnica muscular (**Fig. 27**).

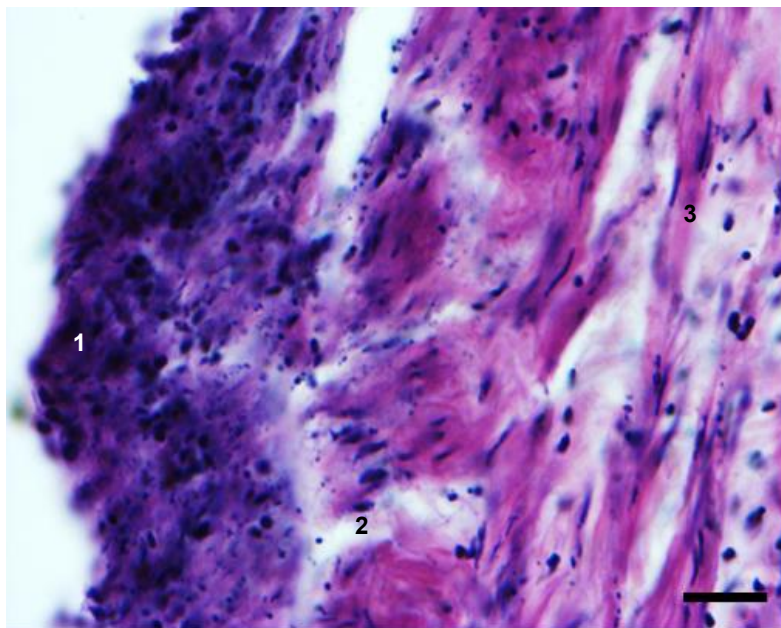


Figura 27. Uréter. Epitelio de transición (1), tejido conectivo laxo de la lámina propia (2), Túnica muscular (3). H-E. 400X. Barra = 20 μ m.

Testículo y epidídimo

El testículo se localiza contiguo a la parte craneal y ventral de los riñones, el estroma testicular está formado por una túnica albugínea con fibras colágenas, que se presenta en una porción más delgada que en los mamíferos; en el parénquima testicular se aprecian los túbulos seminíferos, los cuales se ven agrupados y separados entre sí por delgadas capas de tejido conectivo intersticial, junto con algunos vasos sanguíneos que se internan entre estos túbulos (**Fig. 28**).

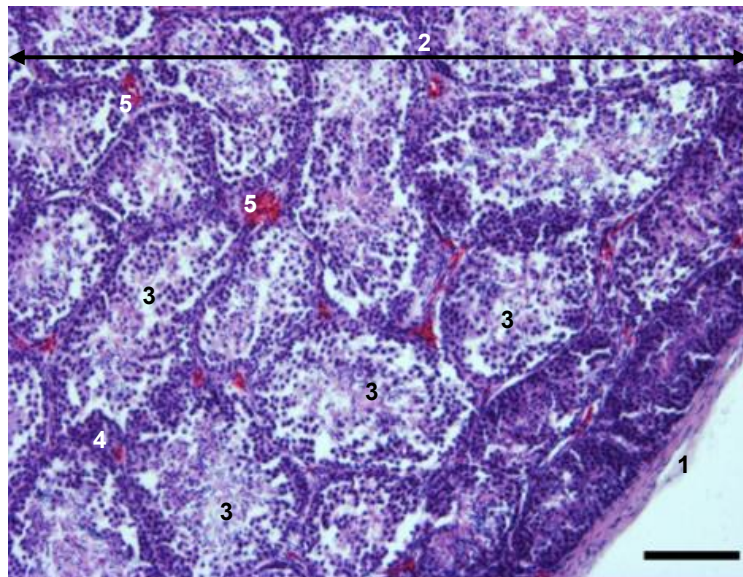


Figura 28. Testículo. Túnica albugínea (1), parénquima testicular (2), túbulos seminíferos (3) y tejido intersticial (4), vasos sanguíneos (5). H-E. 100X. Barra = 100 μ m.

En una proyección panorámica se aprecia de mejor forma las estructuras y su posición, el ganglio nervioso de forma distal seguido del epidídimo en posición medial y el testículo proximal con una gran capa de tejido conectivo (**Fig. 29**).

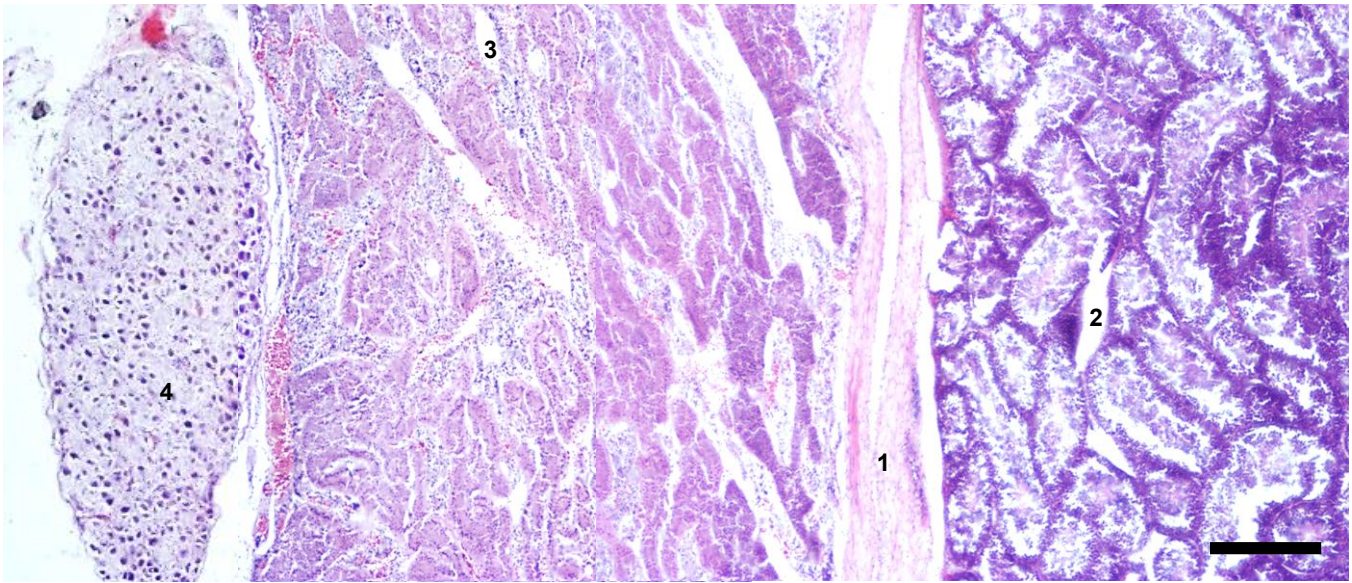


Figura 29. Testículo. cápsula de tejido conectivo (1), testículo (2), cuerpo del epidídimo (3) y un ganglio nervioso (4). H-E. 40X. Barra = 200 μ m.

En un corte longitudinal del testículo observamos la cápsula de tejido conectivo, una gran cantidad de los túbulos seminíferos con un epitelio estratificado, de igual manera presenta trabéculas de tejido conectivo y algunos vasos sanguíneos. Observamos a su costado un ganglio nervioso con sus cuerpos neuronales rodeado de tejido nervioso cubierto por el periganglio a su costado (**Fig. 30**).

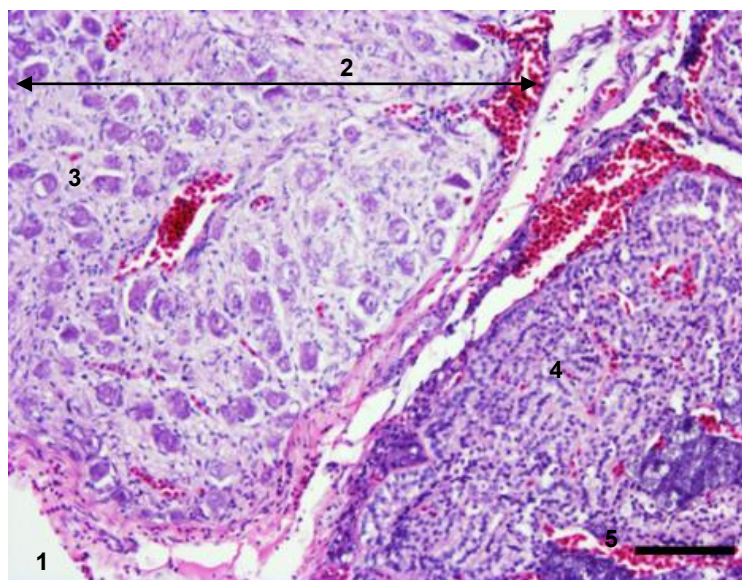


Figura 30. Testículo. cápsula de tejido conectivo (1), ganglio nervioso (2), con cuerpos neuronales, rodeado por el periganglio (3), túbulos seminíferos con su epitelio espermatogénico (4), trabéculas de tejido conectivo (5). H-E. 40X. Barra = 200 μ m.

La cola del epidídimo está compuesto por tres capas principales, un epitelio pseudoestratificado columnar, una capa de tejido conectivo y una muy delgada capa muscular (**Fig. 31**).

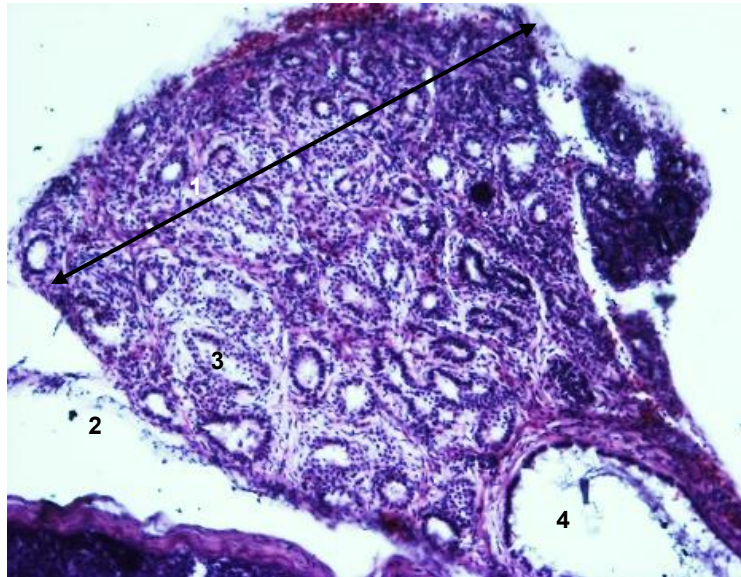


Figura 31. Epidídimo. Ductos epididimarios (1) rodeado por una delgada capa de tejido conectivo (2), conformado por conductos revestidos por un epitelio pseudoestratificado columnar (3). Se observa una porción del ducto deferente (4). H-E. 100X. Barra = 100 μ m.

Ducto deferente

El ducto deferente se origina a partir de la cola del epidídimo y se desplaza al lado del uréter. En la luz del ducto deferente observamos espermatozoides; está conformado por una túnica mucosa con un epitelio pseudoestratificado columnar con microvellosidades largas, debajo del cual se observa una delgada lámina propia, seguida de la túnica muscular formada por músculo liso y una túnica adventicia compuesta de una delgada capa de tejido conectivo (**Fig. 32**).

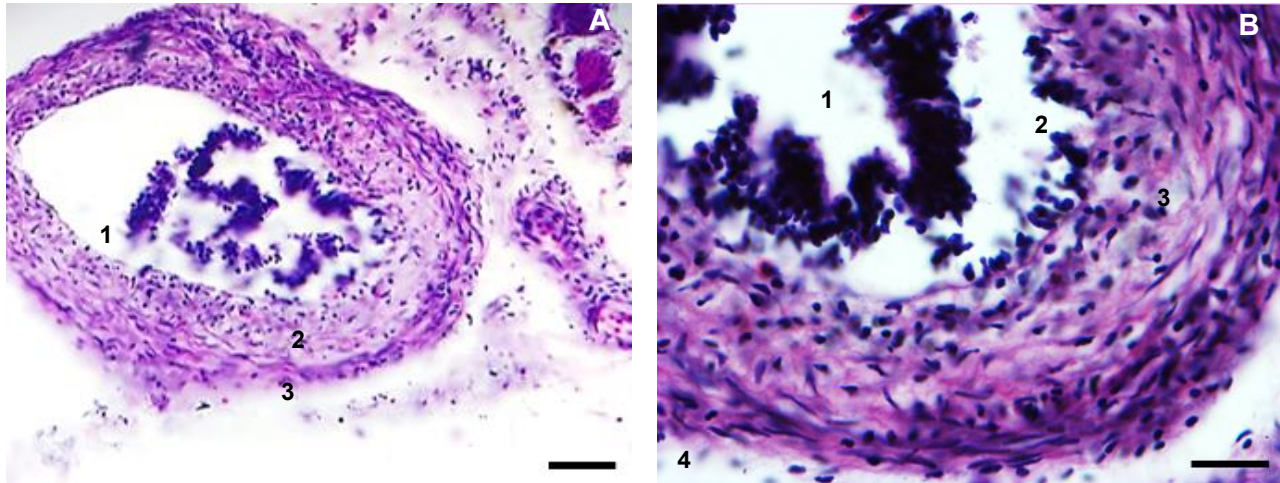
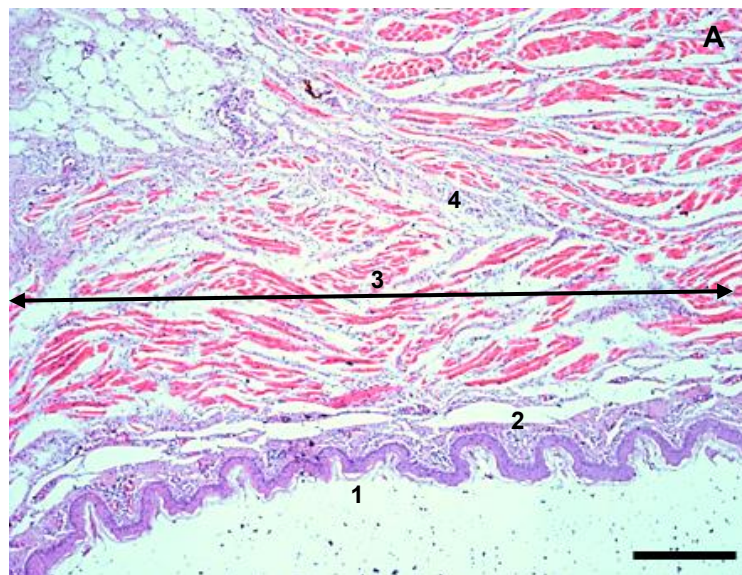


Figura 32. Ducto deferente. A. Túnica mucosa (1), túnica muscular (2), túnica adventicia (3). H-E. 400X. Barra = 20 μ m. **B.** Espermatozoides en la luz del conducto deferente (1), epitelio con células basales y columnares (2), túnica muscular (3) y túnica adventicia (4). H-E. 1000X. Barra = 10 μ m.

Desembocadura Cloacal

En la imagen de la desembocadura cloacal se observa el epitelio estratificado escamoso, junto con la lámina propia y la túnica submucosa. Además, se distinguen fibras musculares organizadas en haces individuales, rodeadas por fibras de tejido conectivo (**Fig. 33**).



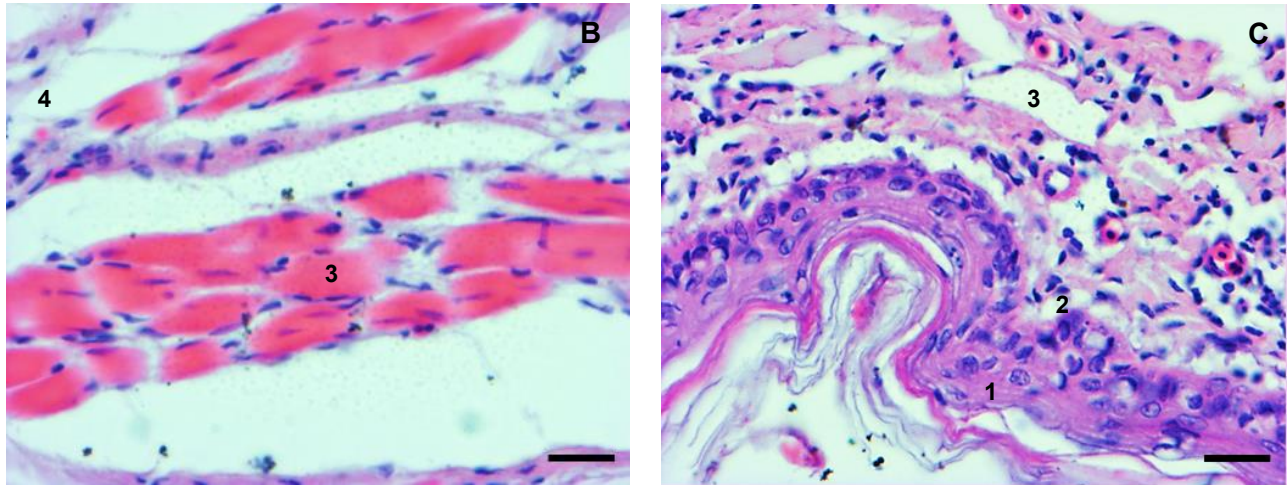


Figura 33. Cloaca. **A.** Vista panorámica. Epitelio estratificado escamoso (1), la lámina propia y tela submucosa (2), fibras musculares distribuidas en haces individuales (3) rodeadas por fibras de tejido conectivo (4). H-E. 40X. Barra = 200 μ m. **B.** Detalle de la túnica muscular. H-E. 400X. Barra = 20 μ m. **C.** Detalle de la túnica mucosa 400x Barra = 20 μ m.

DISCUSIÓN

En este estudio se demuestra que los hallazgos previos descritos para otras aves del orden Ciconiiformes (De la Cruz, 2025), son semejantes a los encontrados en *Bubulcus ibis ibis*, con variables de acuerdo con el entorno al que se adaptan. Los riñones, al igual que en otras aves, presentan tres divisiones (craneal, media y caudal), carecen de una delimitación clara entre corteza y médula y poseen corpúsculos renales pequeños con túbulos desarrollados, lo cual es característico de especies uricotélicas (Gil, 2008), lo que les permite la excreción eficiente de ácido úrico y sus sales, como principal producto de desechos nitrogenados, permitiendo conservar el agua, lo que los diferencia de los mamíferos, que excretan urea a través de riñones con asas renales largas y con una médula renal mucho más desarrollada para producir orina altamente concentrada (González y Barbeito, 2014).

En el caso de la garza ganadera se observaron los rayos medulares bien delimitados por una delgada capa de tejido conectivo, una mayor delimitación podría representar un refuerzo estructural para facilitar la concentración urinaria y proporcionar protección en caso de estrés osmótico, siendo esta una respuesta adaptativa funcional (Goldstein & Braun, 1989).

En aves acuáticas la concentración urinaria se basa más en procesos como la secreción tubular activa de ácido úrico (con una mayor reabsorción de agua en el intestino), que en la configuración contracorriente típica de las nefronas mamalianas. Mientras que en aves la orina puede ser hasta 2 - 2.5 veces más concentrada que el plasma, en mamíferos como los roedores del desierto puede ser hasta 25 veces más concentrada (González y Barbeito, 2014), subrayando la diferencia funcional del sistema urinario.

Si comparamos con aves de ambientes áridos, como la codorniz del desierto, estas poseen asas renales más largas y médulas más desarrolladas para enfrentar el estrés osmótico (González y Barbeito, 2014), a diferencia de aves como *Bubulcus. ibis ibis*, que generalmente habita zonas agrícolas húmedas, donde la presión ambiental para maximizar la retención de agua es menor.

El sistema reproductor del macho de la garza ganadera posee los testículos en posición intraabdominal, próximos al polo craneal renal y en la literatura se describe también la ausencia de glándulas accesorias (Horst et al., 2016) lo cual fue corroborado en el presente trabajo. Sin embargo, los testículos presentan una estructura histológica con túbulos seminíferos de alta actividad espermatogénica, indispensable para sostener poblaciones numerosas y con amplia distribución geográfica (González y Barbeito, 2014). Este rasgo es común en aves sin dimorfismo sexual marcado, donde la refrigeración testicular depende de los sacos aéreos, no de estructuras externas como en mamíferos (Gil, 2008). Por otra parte, se encontraron ganglios nerviosos prominentes a un costado del epidídimo con la función de controlar la contracción del conducto deferente y participar en el reflejo eyaculatorio (King & McLelland, 1984), este hallazgo puede ser una característica normal de innervación simpática, solo que no ha sido descrita con detalle previamente por falta de estudios, o bien una adaptación funcional que sugiere un mayor control sobre la función reproductora, posiblemente vinculado a un comportamiento reproductivo estacional, como es típico en aves coloniales como la garceta ganadera (Romero et al., 2002).

El caso de *Bubulcus ibis ibis* como ave migratoria que se ha expandido desde África hacia América en apenas poco más de un siglo (Capurro et al., 2020), lo convierte en un ejemplar biológico de estudio que nos permite conocer sus procesos de colonización y adaptación para descubrir elementos que podrían correlacionarse con variaciones anatómicas aún no exploradas comparativamente.

Al ser una especie migratoria, la garza ganadera ha sido identificada como un vector importante de patógenos zoonóticos, incluyendo bacterias como *Salmonella* spp., virus como la influenza aviar (H5N1) y ectoparásitos transportados como garrapatas, lo que la convierte es un reservorio natural de enfermedades infecciosas, que incrementa la necesidad de comprender no solo su ecología, sino también su fisiología y morfología, ya que influyen en su interacción con el medio ambiente y con especies domésticas y el ser humano, tomando en cuenta que podría ser sujeta a un mayor control de su población y migración (Arteaga et al., 2006, Contreras, 2016; Robert et al., 2021).

CONCLUSIONES

El estudio histológico del sistema urogenital del macho de *Bubulcus ibis ibis* brinda una descripción de las estructuras renales y reproductivas, siendo muy similar al descrito en otras aves, incluyendo las aves domésticas del grupo de las gallináceas, pero refleja con claridad las adaptaciones evolutivas relativas a sus hábitos de vida como ave acuática; que los rayos medulares se encuentren bien delimitados, presencia de corpúsculos renales pequeños y numerosos constituyen adaptaciones claves para una eficiente excreción de ácido úrico. Asimismo, los testículos con presencia de melanina, la organización epididimaria bilateral resalta su elevada capacidad reproductiva, ayudando con su migración y patrones de apareamiento.

Esta información, junto con otras descripciones morfológicas de sus demás sistemas orgánicos, es muy importante para diseñar estrategias de control sanitario y conservación, ya que actúa como vector y reservorio potencial de agentes zoonóticos, comprender la histología del sistema urogenital contribuye a dilucidar las vías de eliminación de agentes infecciosos a través de la orina. La presencia de bacterias como *Salmonella spp.*, *E. coli* y *Pseudomonas aeruginosa* en sus excretas, así como los brotes de botulismo e influenza aviar, puede ser considerada en los programas de vigilancia epidemiológica en línea con el enfoque Una Salud, que conjuga la importancia del trabajo en conjunto para la promoción de la salud animal, humana y ambiental.

REFERENCIAS

1. Acha, P.N. y Szyfres, B. (1977). Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. Publicación científica. 354. Organización Mundial de la Salud. Washington, D.C.
2. Arteaga A., Izquierdo M., Sierra M.J. y Amela C. (2006). Medidas de vigilancia y contención de la influenza aviar en aves. Implicaciones para la salud pública. Rev. Esp. Salud Publica vol.80 no.6 Madrid. ISSN 2173-9110.
3. BAÑO DE FLOTACIÓN PARA TEJIDOS | Viresa. (s. f.). <https://viresa.com.mx/ba%C3%91o-de-flotaci%C3%93n-para-tejidos-cna--xh--1001>
4. BirdLife International (2016, 1 octubre). BirdLife International *IUCN Red List of Threatened Species: Bubulcus ibis*. IUCN Red List Of Threatened Species. <https://www.iucnredlist.org/es/species/22697109/155477521>
5. Bowman, C. (s. f.). HISTOLOGÍA DEL APARATO URINARIO <https://slideplayer.es/slide/11808622/>
6. *Bubulcus ibis* (s.f.). Garcita Bueyera - Cattle Egret | SIB, Parques Nacionales, Argentina. (s. f.). Sistema de Información de Biodiversidad. <https://sib.gob.ar/especies/bubulcus-ibis#:~:text=H%C3%81BITAT%3A%20normalmente%20en%20mallines%20y,1275%20msnm%20en%20el%20PNLB>).
7. Capurro, V. P., Carhuaz, E. O., Ccoa, D. C., & Flores, J. A. (2020). A 143 años de la migración de la garza bueyera *Bubulcus ibis* (Linnaeus, 1758) desde África hacia los Andes. *Revista de Investigaciones Altoandinas - Journal Of High Andean Research*, 22(4), 352-361. <https://doi.org/10.18271/ria.2020.199>
8. CONABIO. (2024). Garza Ganadera (*Bubulcus ibis*). EncicloVida. <https://enciclovida.mx/especies/36450>
9. Contreras, A. Gómez Martín, A. Paterna, J. Tatay Dualde, M. Prats van der Ham, J.C. Corrales, C. de la Fe & A. Sánchez. (2016). Papel epidemiológico de las aves en la

- transmisión y mantenimiento de zoonosis. Revista científica y técnica, Vol. 35.
<https://www.woah.org/app/uploads/2021/03/02112016-00082-es-contreras.pdf>
10. Crosby, G. (1972). "Dispersión de la garcilla bueyera en el hemisferio occidental" (PDF) Journal of Field Ornithology. 43 (3): 205–212. doi : 10.2307/4511880 . JSTOR 4511880.
 11. De la Paz Ducommun, M., Quiroga, M. A., Beltzer, A. H., & Schnack, J. A. (2009). Diet of Cattle Egrets (*Bubulcus ibis ibis*) in the Flood Valley of the Paraná River, Northern Argentina. *Avian Biology Research*, 1(4), 145-151. <https://doi.org/10.3184/175815508x402419>
 12. Denis, D., Curbelo, E. A., & Ferrer-Sánchez, Y. (2019). Modelación del efecto de la reproducción colonial de *Bubulcus ibis* (Aves: Ardeidae) en el flujo de biomasa y energía de los manglares costeros. *Revista de Biología Tropical*, 67(4). <https://doi.org/10.15517/rbt.v67i4.34822>
 13. E. B., Mills, B., Arrington, J. B. & Sobin, L. H. (1995). Métodos Histotecnológicos. En Instituto de Patología de las Fuerzas Armadas de los Estados Unidos de América (AFIP). Clara S. Heffess, M.D.
 14. Elsohaby, I., Samy, A., Elmoslemany, A., Alorabi, M., Alkafafy, M., Aldoweriej, A., Al-Marri, T., Elbehiry, A., & Fayez, M. (2021). Migratory Wild Birds as a Potential Disseminator of Antimicrobial-Resistant Bacteria around Al-Asfar Lake, Eastern Saudi Arabia. *Antibiotics*, 10(3), 260. <https://doi.org/10.3390/antibiotics10030260>.
 15. Fujioka, M. (1985). Sibling competition and siblicide in asynchronously-hatching broods of the cattle egret *Bubulcus ibis*. *Animal Behaviour*, 33(4), 1228-1242.
 16. Galliano, S. (2010). Guía de trabajo práctico Sistema urinario: túbulos renales. En *Instituto Universitario CEMIC*. Recuperado 5 de febrero de 2025, de <https://www.cemic.edu.ar/descargas/repositorio/2guia%207%20tubulos%20renales.pdf>
 17. Garcilla bueyera - SEO/BirdLife. (2024, 27 mayo). SEO/BirdLife. <https://seo.org/ave/garcillabueyera/>
 18. Garza Ganadera (*Bubulcus ibis*). (s. f.). iNaturalist Mexico. <https://mexico.inaturalist.org/taxa/5017-Bubulcus-ibis>

19. Gil, F. (2008). ANATOMÍA ESPECÍFICA DE AVES: ASPECTOS FUNCIONALES y CLÍNICOS. *Anatvet*. <https://www.um.es/anatvet-interactivo/interactividad/aaves/anatomia%20de%20las%20aves.pdf>
20. Gómez de Silva, H., A. Oliveras de Ita y R. A. Medellín. (2005). *Bubulcus ibis ibis*. Vertebrados superiores exóticos en México: diversidad, distribución y efectos potenciales. Instituto de Ecología, Universidad Nacional Autónoma de México. Bases de datos SNIB-CONABIO. Proyecto U020. México. <http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/exoticas/fichaexoticas/Bubulcusibisibis00.pdf>
21. González N.V y Barbeito G. C. (2014). *Histología de las aves*, Cátedra de Histología y Embriología. Editorial de la Universidad de La Plata, 47 N°. 380,. E-book ISBN 978-950-34-1088-2. La Plata, Argentina.
22. Gupta, N. (2022). Histomorphology of Testes in Cattle Egret (*Bubulcus ibis*). <https://agris.fao.org/search/en/records/647480a72d3f560f80b16ac8>
23. Gutiérrez-Arnal, J., & Marín, C. (2024). The Latent Threat in Wild Birds: *Clostridium botulinum*. *Veterinary Sciences*, 11(1), 36. <https://doi.org/10.3390/vetsci11010036>
24. Horst E., König R. y Korbel Hans-Georg L. (2016). *Anatomía Aviar*, Libro de texto y atlas en color. ISBN 978-1-910455-60-9. Alemania.
25. Kaufman. K, *Garza Ganadera*. (s. f.). Audubon. <https://www.audubon.org/es/guia-de-aves/ave/garza-ganadera#:~:text=A%20diferencia%20de%20otras%20garzas,salgan%20huyendo%20de%20los%20reba%C3%B1os>.
26. Krebs, Elizabeth A.; Riven-Ramsey, Deborah; Hunte, W. (1994). "La colonización de Barbados por garcetas bueyeras (*Bubulcus ibis*) 1956 - 1990". *Aves acuáticas coloniales* . 17 (1). Waterbird Society: 86–90. doi : 10.2307/1521386 . JSTOR 1521386.
27. Kushlan, JA (1976). Comportamiento alimentario de las garzas norteamericanas. *The Auk* , 93 (1), 86-94.

28. Kushlan, J. A., & Hancock, J. A. (2005). *Hérons: bird families of the world*. Oxford University Press.
29. Manager. (2022, 14 noviembre). Nefronas - Alcer Turia. *Alcer Turia*. <https://alcerturia.org/nefronas/>
30. Martínez-Vilalta, A.; Motis, A. (1992). "Familia Ardeidae (garzas)". En del Hoyo, J.; Elliot, A.; Sargatal, J. (eds.). *Manual de las aves del mundo Vuelo. 1: Avestruz a patos*. Edicione
31. Melesse, H. (2023). *Assessment of Avian Species as Bioindicators in Agroecosystems*. Uppsala University. <https://www.diva-portal.org/smash/get/diva2:1840099/FULLTEXT01.pdf>
32. Menéndez. V. J. (2022). *Bubulcus ibis (Linnaeus, 1758)*. Naturaleza y Turismo. https://www.asturnatura.com/especie/bubulcus-ibis#google_vignette
33. *Microtomo rotatorio manual, marca Leica Microsystems, LEC-RM2125RTS*. (s. f.). Catálogo Médico. <https://www.catalogomedico.mx/criostato-10802.html?srsId=AfmBOooMyCbQByX9NvsSAd21o0m85T5Fj5bt7mBCXm8X4FQ7on4VI5qG>
34. Montalvo Arenas, C. E. (2010). *TÉCNICA HISTOLÓGICA*. factemed unam. https://bct.facmed.unam.mx/wp-content/uploads/2018/08/3_tecnica_histologica.pdf.
35. Myr. (2023, 14 diciembre). *Procesador de tejidos de tipo carrusel compacto* | Myr. Myr | Especialidades Médicas Myr, S.L. <https://myr.com.es/index.php/productos/procesador-de-tejidos-stp-120>
36. Orosz, S. (2020). El sistema renal aviar: desde la forma y la función hasta las perspectivas clínicas. Vin. <https://www.vin.com/apputil/content/defaultadv1.aspx?pId=25844&catId=150703&id=9768900>

37. Pombal, M. M. P. M. M. Á. (2025). *Órganos animales. Sistema excretor. Nefrona. Atlas de Histología Vegetal y Animal*. <https://mmegias.webs.uvigo.es/2-organos-a/imagenes-grandes/excretor-nefrona.php#n>
38. Prophet, E. B. y Mills, B. (1995). *Métodos Histotecnológicos*. E.U.A.: Instituto de Patología de las Fuerzas Armadas de los Estados Unidos de América (AFIP).
39. Rahmat, Rafay, Tutabi. (2017) Habitat Ecology and Breeding Performance of cattle egret (*Bubulcus ibis*) in Faisalabad, Pakistan. . *Researchgate*, 49(1), 1863-1870. https://www.researchgate.net/profile/Sohail-Akhtar-9/publication/319939751_Habitat_Ecology_and_Breeding_Performance_of_Cattle_Egret_Bubulcus_ibis_in_Faisalabad_Pakistan/links/5a83f39745851504fb3aedbc/Habitat-Ecology-and-Breeding-Performance-of-Cattle-Egret-Bubulcus-ibis-in-Faisalabad-Pakistan.pdf
40. Rezk, H. M., et al. (2016). Macro and microscopic characteristics of the *gastrointestinal* tract of the cattle egret (*Bubulcus ibis*). *Journal of Advanced Veterinary Research*, 6(4), 161–167
41. Robert, K. K., Clarisse, N. N., Chadrack, K., Babby, E., Michel, N., Marie, L. J., & Cyprien, M. L. (2021). Bacterial Pathogens in Cattle Egret (*Bubulcus ibis*) and Pied Crow (*Corvus albus*) in Kinshasa, Democratic Republic of the Congo. *OALib*, 08(04), 1-10. <https://doi.org/10.4236/oalib.1107353>
42. Rodríguez, C Waxman. S y junio de lucas. J (2017). Particularidades anatómicas, fisiológicas y etológicas con repercusión terapéutica, en medicina aviar (I): órganos de los sentidos, aparato respiratorio y urinario. *Botplusweb.Farmaceuticos*, 1(1), botplusweb. https://botplusweb.farmaceuticos.com/documentos/2017/2/13/106598_000.pdf
43. Sampias, C., & Rolls, G. (s. f.). Descripción general de la tinción con H&E: Una guía de mejores prácticas. <https://www.leicabiosystems.com/es/knowledge-pathway/he-staining-overview-a-guide-to-best-practices/>
44. Serrano, C. (2023, 1 noviembre). Riñón (histología). Kenhub. <https://www.kenhub.com/es/library/anatomia-es/rinon-histologia>
45. Story Map Journal. (s. f.). https://dj.senasica.gob.mx/AtlasSanitario/storymaps/ia_focos.html

46. Sudaryanto, F., Hardini, J., & Suana, I. W. (2022). Bubulcus ibis (cattle egret) conservation with wig-awig (customary law) in Bali, Indonesia. <https://agris.fao.org/search/en/records/65e004c84c5aef494fe79ae1>
47. Thermo Scientific Thermolyne HPA2240MQ Aluminum Hot Plate, 24" x 12", di ANDALAN LABSTORE | Tokopedia. (s. f.). Tokopedia. <https://www.tokopedia.com/andalanlabstore/thermo-scientific-thermolyne-hpa2240mq-aluminum-hot-plate-24-x-12>
48. TINCION HEMATOXILINA-EOSINA. (todavía no publicado) (s.f.). PanReac AppliChem, 1(2), JMBJUL17. https://www.itwreagents.com/download_file/ce_ivd_instructions/CEIVD17/es/CEIVD17_es.pdf
49. Vega, V. (2022, 26 mayo). Elementos que componen la dieta de la garza ganadera (Bubulcus Ibis) en Hidalgo, México. Sielo. <https://www.scielo.org.mx/pdf/huitzil/v23n1/1870-7459-huitzil-23-01-e632.pdf>