

# UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA



DETERMINACION DE LA CONCENTRACION DE AMILASA,  
LIPASA Y GLUCOSA SERICA EN CODORNIZ JAPONESA  
(coturnix, coturnix japonica)

TESIS PROFESIONAL

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE  
MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

P R E S E N T A

SALVADOR GALVEZ GARRIDO

Asesor: Q.F.B. Carmen Yolanda Partida Ortiz

GUADALAJARA, JALISCO - 1986.

A mi jurado:

M.V.Z. Enrique López Pazaron  
M.V.Z. Eleno Ayala Guzmán  
M.V.Z. Jorge Saldaña Silva  
M.V.Z. Rafael Escalante Martínez  
M.V.Z. Mario A. Ramírez Herrera

A mis familiares y amigos:

Que siempre han sabido  
compartir conmigo los  
triunfos y los momentos  
difíciles.

Con cariño para:

Susana Lievano de Garrido  
Guadalupe Garrido de Gálvez  
Rosalba Gálvez Garrido

Que con su amor y comprensión  
me han dado la fuerza para  
que yo llegue a las metas que  
me he forjado.

A mi asesor:

Q.F.B. Carmen Y. Partida Ortiz

A quien he aprendido a estimar y admirar,  
por el apoyo y la confianza  
que siempre me dió  
para la realización  
del trabajo.

A Cristina D'yanira

Porque su alma de niña  
es un estímulo para que  
yo siga luchando en la  
vida.

A tí:

Que eres lo más bello  
que yo he amado,  
por tú presencia y  
recuerdo.

A los señores:

Alfredo Soto Alcalá  
Quinicio Padilla Guzmán

Que nos facilitaron su granja  
para la realización  
del presente  
trabajo.

A todas las personas  
que de alguna manera  
intervinieron.

## CONTENIDO

	<u>Página</u>
Prólogo.....	2
Introducción.....	4
Planteamiento del Problema.....	15
Hipótesis.....	16
Objetivos.....	17
Material y Métodos.....	18
Resultados.....	28
Discusión.....	40
Conclusiones.....	43
Resumen.....	44
Bibliografía.....	46

P R O L O G O

El presente trabajo, se establece como parte de un proyecto de investigación, destinado a estudiar el perfil metabólico de la codorniz japonesa (coturnix, coturnix japonica), el cual es realizado en el Laboratorio de Bioquímica de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad de Guadalajara.

Este proyecto consta de una serie de estudios interrelacionados, como son:

- B. Determinación de calcio y fósforo plasmáticos.
- C. Determinación de proteínas séricas.
- D. Determinación de citología hemática.
- E. Determinación de urea, nitrógeno ureico y nitrógeno residual en suero.
- F. Determinación de fosfatasa alcalina y transaminasas sanguíneas.
- G. Determinación de colesterol y bilirrubina.
- H. Cuantificación de Inmunoglobulinas.
- I. Cuantificación de microelementos séricos.
- J. Otros.

**REPORTE DE ANOMALIAS**

**CUCBA**

**A LA TESIS:**

**LCUCBA01572**

**Autor:**

**Galvez Garrido Salvador**

**Tipo de Anomalia:**

**Errores de Origen: Folios Faltantes No. 3 - 42 y 45**



## I N T R O D U C C I O N

Hoy existe en el mundo un promedio de 4 mil millones de habitantes y, por eso, la humanidad tiene que afrontar dos graves problemas que son: 1) La explosión demográfica y 2) La malnutrición. Se estima que para el año 2,000 pueda duplicarse esta cifra.

Para resolver estos problemas, es preciso emprender medidas de control poblacional y la búsqueda de técnicas nuevas para incrementar la producción de alimentos. La solución de este último problema corresponde a los Médicos Veterinarios y Zootecnistas y Científicos, quienes ya están encontrando nuevos métodos y nuevas variantes para incrementar las cosechas de grano, hortalizas y fruta, entre otros, como de carne, leche, queso, mantequilla, huevo, Etc. (13).

En nuestro país la principal fuente de obtención de proteína de origen animal es la ganadería de bovinos así como sus subproductos, seguida de la cría de cerdos, engorda de pollo y huevo de gallina y, la caprinocultura (15).

Para incrementar la obtención de proteínas de origen animal se deben buscar nuevas alternativas dentro de las especies pecuarias, y una de éstas es la Coturnicultura, que es la cría y explotación de la codorniz, que en los últimos años se le ha dado una mayor atención, proporcionándonos tanto carne como huevo de un alto valor nutritivo.

Desafortunadamente, son pocas las fuentes de información con que se cuenta en nuestro medio sobre la explotación de la codorniz japonesa, por lo tanto juega un papel muy im-

portante el Médico Veterinario Zootecnista para seguir investigando en las áreas de zootecnia, medicina preventiva, mercadeo, medio social y tendencias económicas en la cría de esta especie y seguir fomentando su desarrollo (2).

Las denominadas vulgarmente codornices, son aves pequeñas de la sub-clase Carinados o Neormitos. orden de las Galliformes o Gallináceas; familia Faisánidos o Perdícidas; género Coturnix que agrupa aproximadamente a 20 variedades, originarias de Europa y Asia(5).

La codorniz japonesa (coturnix, coturnix japonica) fué domesticada por primera vez en Japón; para después ser introducida a los Estados Unidos de América en 1955, y en años recientes en Alemania e Inglaterra; así como en países latinoamericanos, tales como la Argentina, Brasil y México (15,5).

La codorniz puede vivir cautiva, su carne es muy apreciada; es criada a una temperatura de 18º a 21º C el período de incubación es de 16 a 18 días, presentando su primera ovulación a los 42 días después del nacimiento y obteniendo su madurez completa a los 50 días de edad. Su reproducción es a base de incubación, pues por el cautiverio perdió la noción natural de enculecarse (15, 5, 17, 4).

Es muy recomendable su explotación ya que su manejo es muy sencillo y económica su alimentación.

Las razas más difundidas de codornices son la Japonesa, Inglesa, Tuxedd y Manchuri Golden. Sus características de rendimiento, manejo y alimentación, son casi idénticas y solo cambia, color, tamaño, pluma, Etc. (5).

Las codornices empiezan su ciclo de postura de la 5a. a la 6a. semana de edad, teniendo una producción media de 300 a 350 huevos/año, con una conversión alimenticia de 2 siendo de las más altas en comparación con otras especies domésticas. La codorniz alcanza su pico de postura entre la semana 15 a 30 de edad, teniendo una vida media de 2 a 3 años en producción bajo condiciones adecuadas (5, 17, 4).

La engorda de la codorniz se logra entre la 6a. y 8a. semana de edad, alcanzando un peso de 95 a 120 g. con un consumo diario aproximado de 20 a 25 g. de alimento (17, 4).

Requerimientos nutritivos de la Codorniz Japonesa  
(en porcentaje o cantidad por Kg de alimento)

Nutrimiento	En comienzo y crecimiento	En producción
Energía metabolizable (Kcal/Kg)	3,000	2,800
Proteína (%)	24	24
Lisina (%)	1.4	1.1
Metionina + cistina (%)	0.75	0.8
Glicina + serina (%)	1.7	0.9
Vitamina A (UI)	5,000	5,000
Vitamina D (ICU)	480	1,200
Rivoflavina (mg)	4	4
Acido pantoténico (mg)	10	15
Niacina (mg)	40	20
Colina (mg)	2,000	1,500
Acido linoléico (%)	1	1
Calcio (%)	0.8	2.5
Cloro (%)	0.15	0.15
Fósforo (%)	0.65	0.8
Sodio (%)	0.15	0.15
Yodo (mg)	0.30	0.30
Magnesio (mg)	150	500
Manganeso (mg)	90	70
Cinc (mg)	25	50

Cuadro N<sup>o</sup>. 1

(9)

El color de la carne de codorniz es variable: desde muy claro, casi como la de pollo, a oscuro, como la de la liebre, según el tipo de animal. El músculo o sea la carne propiamente dicha, posee escasa infiltración grasa y está constituida por proteína de alto valor biológico.

El huevo de codorniz contiene un menor índice de colesterol que el huevo de gallina; siendo su composición proteica de 15.6% (2.6% mayor que el de gallina), contando además con 73.9% de agua, 11.0% en grasas, 1.2% en minerales, así como una gran cantidad de vitamina A, D, C, E, H y complejo B. Se puede decir que un huevo equivale en calorías, proteínas y vitaminas a 100 g. de leche (5, 4, 9, 12).

En el terreno científico, el huevo de la codorniz podría reemplazar en muchos casos al de gallina, por ejemplo en la utilización de embriones para vacunas, pruebas biológicas, Etc. (5).

Ventajas que presenta la cría de la codorniz japonesa.

- 1) Ocupan espacio reducido.
- 2) Consumen poco alimento por lo que su conversión es alta.
- 3) Llega a la madurez sexual en 50 días.
- 4) Produce gran cantidad de huevos (más de 300/año).
- 5) Posee un elevado nivel metabólico.

- 6) Diferenciación sexual pronunciada.
- 7) Se adapta a diferentes condiciones ambientales.
- 8) Utilización en carne, huevo y posible aprovechamiento de plumas, excremento y camas.

Para comprender mejor el perfil metabólico de la codorniz japonesa y así poder interpretar sus variantes en procesos patológicos, debemos conocer el papel que juegan dos de las principales enzimas séricas relacionadas con el funcionamiento pancreático.

Las enzimas se producen intracelularmente en todas las células vivientes y son liberadas al plasma y los líquidos corporales, donde se miden sus actividades por sus capacidades para acelerar las reacciones químicas particulares que catalizan (16).

El páncreas en la codorniz se localiza entre las dos ramas del asa duodenal, adherido a la pared intestinal, fácilmente removible y de consistencia friable. La glándula tiene 3 lóbulos, uno dorsal, uno ventral y un tercero más pequeño, que se extiende hacia el bazo, llamado el lóbulo esplénico (5).

El páncreas de las aves, como el de los mamíferos, posee funciones exocrinas y endocrinas. Su actividad exocrina consiste en la producción de las enzimas tripsina, lipasa y amilasa, las cuales se originan dentro de las granulaciones de zimógeno localizadas en el citoplasma de los elementos celulares que forman los acini pancreáticos.

Comparación de algunas características de la  
Codorniz Japonesa hembra con la Gallina

Característica	Codorniz	Gallina
Densidad de población	5	1
Espacio ocupado en la incubadora	2 a 3 huevos	1 huevo
Duración de la incubación	16 a 18 días	21 días
Temperatura de la incubación	37.5° C	41° C
Edad a la madurez sexual	50 días	150-180 días
Vida útil	2 años	2 años
Primer huevo	6 semanas	22 semanas
Peso del huevo	10.5 g	50 g
Producción	80%	75 %
Postura por animal	300-350 huevos	273 huevos
Conversión	2	2.7 a 2.9

Cuadro Nº. 2

(5, 17, 21).

La síntesis de las enzimas tiene lugar en los ribosomas de las células pancreáticas, partiendo de aminoácidos simples, los cuales penetran en las células esencialmente después de un estímulo de naturaleza diferente (humoral o nervioso). Estas enzimas de naturaleza proteica están en un estado inactivo, es decir son sintetizadas en forma de proenzimas, siendo activadas sucesivamente cuando llegan a la mucosa intestinal.

Langendorff (1879) demostró, que el jugo pancreático es esencial para la vida, porque cuando se ligaban los conductos pancreáticos, el ave, privada de enzimas, moría de 6 a 12 días.

El páncreas también posee una función endocrina, originando dos hormonas: el glucagón, que se origina de las células alfa de los islotes de Langerhans y la insulina que se produce en las células beta. Estas hormonas regulan la concentración de glucosa en la sangre, ya que cuando ésta se encuentra en niveles inferiores al normal, se libera glucagón que conduce a la gluconeogénesis y glucogenólisis, elevando con ello la concentración de glucosa y de igual manera si los niveles ascienden es segregada la insulina que tiene el poder de disminuir la glucosa sanguínea (11).

La lipasa (también llamada esteapsina) se produce en el páncreas, por lo que es liberado a la mucosa intestinal, siendo estas dos sus fuentes principales de obtención. Es activada por la bilis a un pH de 8 y su acción es la de hidrolizar las grasas en ácidos grasos, resultando al final en un monoglicérido y dos ácidos grasos libres; el ácido graso puede ser cambiado por medio de una enzima (isomerasa) para a su vez ser liberado por la lipasa. En



este último caso, los productos finales serán una molécula de glicerol y un tercer ácido graso libre (1, 10).

La amilasa sérica (también llamada amilopsina y diastasa pancreática) es una enzima que desdobla los almidones contenidos en el quimo (1).

En los animales normalmente se observan en la sangre pequeñas cantidades de amilasa provenientes del páncreas y de las glándulas salivales.

La inflamación del páncreas puede desarrollar cantidades anormales de esta enzima. Así como se ha observado que la pancreatectomía en el pollo realizada por Laphovsky (1964) provoca pérdida de peso y el animal muere entre las 6 semanas y los 4 meses, atribuible a una digestión defectuosa como resultado de la pérdida del jugo pancreático (21,14).

La actividad de la amilasa fue detectada en el plasma de aves por Squibb Braham, Guzman y Scrimshaw (1955) y por Mc. Geachin, Gleason y Adams (1958). Aparecieron ciertas diferencias en los niveles de aves jóvenes con respecto a gallinas adultas, sin reportarse dichas variantes en la literatura (21).

Concentración normal de la lipasa y amilasa  
en suero de algunos animales domésticos

Especie	Amilasa (U.I./100 ml)	Lipasa (U.I./100 ml)
Canino	318 - 1,050	0 - 1.0
Felino	150 - 1,000	-----
Gallina Leghorn	380.4	2.45
Pollo de engorda	310.3	-----

Cuadro N<sup>o</sup>. 3

(8, 18a, 19b).

Se sabe poco sobre la eliminación de las enzimas del organismo, pero se ha descubierto que la amilasa se filtra fácilmente en los riñones por su peso molecular relativamente bajo (16).

La amilasa al desdoblar los almidones, libera oligosacáridos de 6 a 7 glucosas y posteriormente en moléculas de maltosa la cual a su vez es hidrolizada por la maltasa (enzima) en glucosa (16, 1, 10, 14).

En 1901 fue presentado y confirmado por Bell (1957), que el azúcar presente en los tejidos de las aves está en forma de D-glucosa y que sus niveles generalmente son altos. Sturkie (1954) encontró que la glucosa sanguínea de los pájaros presentaba variaciones considerables, relativas a la edad del animal y a su estado fisiológico. Por ejemplo encontró que la glucosa sanguínea de pollitos era inferior que la de hembras adultas (Sturkie 1955), pero no había diferencias en cuanto al sexo (Tappen and Kare 1956, Bell 1957). Erlenbach (1938) reportó los valores de glucosa sanguínea en 41 especies de aves, concluyendo que las aves acuáticas tienen un nivel inferior que las terrestres (21).

Valores comparativos de glucosa sanguínea  
en varias especie de ave  
(mg/100 ml de sangre)

Especie	Niveles	Referencia
Gallina Leghorn en postura	240	Hoffman (1937) Dukes & Swanson (1981)
Codorniz japonesa hembra	293.8	Shibata & Watanabe (1981)
Pollo de engorda	110 - 225	J.G. Ross (1978)
Pavo	175 - 210	Dukes (1947)
Pato	117 - 198	Weintraud (1894)
Pichón	190 - 255	Riddle (1937)
Cuadro N <sup>o</sup> . 4		(21, 3, 20, 7)

El nivel de la glucosa sanguínea se mantiene dentro de un relativo límite fisiológico estrecho. Una serie de factores controlan los niveles incluyendo la gluconeogénesis y glicogenólisis hepáticas, la excreción y resorción renal; movilización de la glucosa por tejidos; efecto de procesos hormonales sobre el metabolismo hístico y la absorción intestinal de la glucosa (14).

Los niveles de glucosa sanguínea también son influenciados por ciertas hormonas, como la insulina, corticoides, glucagón y la hormona del crecimiento (21, 6).

## PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

En base a la recopilación analizada y como consecuencia de la poca información con que se cuenta actualmente acerca de los componentes sanguíneos de la codorniz japonesa (*coturnix, coturnix japonica*) se realiza el presente trabajo de investigación, cuya finalidad es la de cuantificar los niveles promedio de lipasa y amilasa sérica, así como los de glucosa, en hembras de 15 a 30 semanas de edad, con el propósito de establecer parámetros séricos que nos auxilien en la interpretación de algunas alteraciones en el equilibrio orgánico de la codorniz.

## HIPOTESIS

Dentro de la literatura consultada no se reportan las concentraciones normales de lipasa y amilasa sérica en la codorniz japonesa (*coturnix, coturnix japonica*) por lo que se piensa que estos valores son similares a los de gallina. Así como que también existen diferencias poco significativas en los niveles de glucosa sérica en estas dos especies.

## OBJETIVOS

## Objetivo general:

Cuantificar los niveles de lipasa, amilasa y glucosa sérica en la codorniz japonesa adulta.

## Objetivos particulares:

1. Determinar la concentración-promedio de lipasa y amilasa pancreática en suero de codorniz japonesa de 15 a 30 semanas de edad, tiempo en que obtienen su máximo porcentaje de postura.
2. Determinar la concentración-promedio de glucosa en suero de codorniz japonesa de la misma edad.

## MATERIAL Y METODOS

## Equipo de Laboratorio:

- a) Material de vidrio usual en Laboratorio de Análisis Clínicos.
- b) Espectrofotómetro.
- c) Centrífuga para tubos de ensayo.

## Reactivos para la determinación de lipasa:

- A. Aceite de oliva solución al 1%.
  - B. Líquido diluyente amortiguador pH 9.36 a 25°C.
- \* Los reactivos fueron obtenidos en Laboratorios SIGMA de México, S.A.

## Reactivos para la determinación de amilasa:

- A. Yodo n/100.
  - B. Sustrato de almidón pH 7.0
- \* Los reactivos fueron obtenidos en Laboratorios SIGMA de México, S.A.

Reactivos para la determinación de glucosa:

- A. Solución de ácido tricloroacético (300 m ml/1).
  - B. Reactivo de coloración (solución de ó-toluidina 800 m mol/1 en ácido acético).
  - C. Solución patrón de glucosa (100 mg/100 ml ó 5.55 m mol/1).
- \* Los reactivos fueron obtenidos en Diagnóstica MERCK, según fórmula de E. Merck, Darmstadt, R.F. de Alemania.

Material Biológico:

Se utilizaron 100 codornices hembras, que fluctuaban entre 15 a 30 semanas de edad, estando en su máxima curva de producción (80 - 85%).

Las aves muestreadas se encuentran bajo las siguientes condiciones de manejo:

El alojamiento, son jaulas metálicas con una capacidad para 10 a 12 animales y colocadas en batería. La caseta está cerrada, la ventilación es controlada por medio de cortinas, así como las horas luz, que eran de 16 por 8 de oscuridad.

El tipo de alimento es comercial, reforzado para iniciación de pollitas, que se da a libre acceso, con 21.5% de proteína más la adición de carbonato de calcio granulado, en una proporción de 50 g/Kg de alimento, aportando un 30%



de calcio en la ración.

El análisis del alimento responde a los siguientes resultados:

Humedad max.	12.0%	Grasa min.	3.0%
Proteína min.	21.5%	E.L.N. min.	50.0%
Fibra max.	5.5%	Cenizas max.	8.0%

El agua de bebida es potable.

Las codornices muestreadas se dejaron sin alimento y sólo con agua por 12 horas antes de la punción y toma de la muestra.

Las aves en estudio no recibieron ningún tipo de inmunización, ni medicación en el agua o alimento y tenían un peso promedio aproximado de 110 g en etapa de producción.

A cada ave se le realizó una punción intracardiaca con una aguja calibre 20, de 32 mm de longitud, obteniéndose 4 ml de sangre y enseguida era sacrificado el animal por dislocación cervical.

La sangre obtenida era depositada en tubos de ensayo con capacidad de 10 ml para promover su coagulación (25 minutos), posteriormente se centrifuga a 1,500 rpm durante 10 minutos, para obtener una mayor cantidad de suero. Con el suero recolectado se hicieron las determinaciones para lipasa, amilasa y glucosa sérica.

## TECNICA DE SANGRADO.

1. El ave es sujeta sobre una mesa en posición decúbito dorsal, sosteniéndola firmemente de sus extremidades podálicas y con las alas extendidas.
2. Se localiza el hueco formado a nivel del quinto espacio intercostal, eliminando las plumas del área lo mejor posible.
3. Desinfectar la región con una torunda impregnada de alcohol.
4. Colocar el pulgar izquierdo en el hueco localizado e insertar la aguja inmediatamente por debajo del pulgar, hasta  $3/4$  partes de su longitud y en forma perpendicular a la línea que sigue el esternón.
5. Hacer tracción del émbolo hasta que tengamos un flujo constante de sangre. Si no entra sangre, sacar o avanzar lentamente la aguja según el caso.
6. Extraer la cantidad deseada de sangre mediante tracción lenta del émbolo y así evitar la lisis de los eritrocitos.
7. Retirar la aguja mediante un movimiento firme y rápido. Separar la aguja de la jeringa y depositar la sangre en un tubo de centrifuga dirigiendo el flujo hacia las paredes del tubo, para evitar la hemólisis.
8. Se debe esperar que la sangre se coagule en los tubos, para después separar el coágulo con un palillo

de madera de las paredes del tubo.

9. Separar el suero por centrifugación y colocarlo en tubos de ensayo.

## TECNICA PARA DETERMINAR LIPASA

## Fundamento.

La solución sustrato, turbia, se prepara goteando la emulsión de aceite de oliva en el diluyente, con agitación constante. El método se basa en la disminución de la turbidez de una emulsión muy diluída de aceite de oliva que se mide fotométricamente. La pérdida de la turbidez es proporcional a la concentración de lipasa en el suero.

## Procedimiento.

- 1) Diluir 0.1 ml de suero con 0.4 ml del líquido diluyente amortiguador.
- 2) Poner 2 ml del sustrato en un tubo de ensaye. Colocar en un baño de agua a 38°C durante 5 minutos.
- 3) Sacar el tubo del baño de agua y agregar 0.1 ml de suero diluído. Mezclar bien por inversión. Leer la densidad óptica inmediatamente en un aparato ajustado a 0 de Densidad Óptica (100% de Transmisión) con el diluyente amortiguador.
- 4) Volver a poner el tubo en el baño de agua a 38°C durante 20 minutos exactamente.
- 5) Sacar el tubo del baño y leer inmediatamente la densidad óptica.

Cálculos.

$$\frac{\text{Lectura Inicial} - \text{Segunda Lectura del Problema}}{\text{Lectura Inicial}} \times 25 = \text{UL.}$$

U L= Unidades de Lipasa por 100 ml.

## TECNICA PARA DETERMINAR AMILASA

## Fundamento.

El sustrato de almidón se incuba con el suero problema y el color azul verdoso que se produce al añadirle el yodo se mide colorimétricamente y se compara con el blanco. La disminución de color es proporcional a la actividad de la amilasa.

## Procedimiento.

- 1) En dos matraces volumétricos de 25 ml marcados "Problema" y "Blanco" pipetear en cada uno 2.5 ml de sustrato de almidón.
- 2) Incubar el matraz marcado "Problema" en un baño de agua a 37°C por 5 minutos. No es necesario incubar al "Blanco".
- 3) Pipetear exactamente 0.05 ml de suero en el fondo del matraz marcado "Problema", mezclar bien y regresarlo a baño de agua por 7 1/2 minutos exactamente.
- 4) Inmediatamente después agregar 2.5 ml de Reactivo de Yodo a los matraces marcados "Problema" y "Blanco". Diluir las soluciones en los dos matraces a 25 ml con agua destilada. Mezclar bien por inversión y agitando.
- 5) Inmediatamente medir la densidad óptica del "Problema" y del "Blanco" a 660 nm ó con filtro rojo. Ajustar.

tar el aparato a 100% de transmitancia con agua destilada.

Cálculos.

$$\frac{\text{Densidad Optica del Blanco} - \text{Densidad Optica del Problema.}}{\text{Densidad Optica del Blanco}}$$

X 800= Unidades deAmilasa por 100 ml.

## TECNICA PARA DETERMINAR GLUCOSA

## Fundamento.

La glucosa forma con o-toluidina una solución de ácido acético bajo calor una sustancia de color verde que puede determinarse fotométricamente.

## Procedimiento.

	Problema	Patrón	Blanco
Suero	0.02 ml	-----	-----
Solución patrón	-----	0.02 ml	-----
Reactivo de coloración	0.02 ml	0.02 ml	0.02 ml

Mezclar, dejar durante 8 minutos en baño de agua hirviendo y pasar inmediatamente a agua fría. Después de enfriar, medir las extenciones de los problemas y del patrón, en lo posible de forma seguida, contra el blanco entre 575 y 650 nm.

## Cálculos.

$$\text{Concentración de glucosa} = \frac{\text{Epr} \times 100}{\text{Ep}} = \text{mg}/100 \text{ ml}$$

Epr = Extinción del problema.

Ep = Extinción del patrón.



## RESULTADOS

Al concluir el presente estudio se puede observar que los valores individuales no resultaron muy homogéneos en las tres pruebas, siendo mayor la diferencia en la amilasa, en menor grado en la glucosa y con una mayor uniformidad en los valores de lipasa (Tabla N<sup>o</sup>. 1).

En lo que respecta a LIPASA obtuvimos un promedio de 3.0 U.I./100 ml con límites establecidos estadísticamente de 0.73 - 5.27 U.I./100 ml y el 82% del total de las muestras dentro de ellos (Tabla N<sup>o</sup>. 2).

En lo referente a AMILASA se obtuvo un promedio de 396.44 U.I./100 ml con límites de 264.15 - 528.72 U.I./100 ml y 63% de las muestras dentro de estos límites (Tabla N<sup>o</sup>. 2).

En cuanto a la GLUCOSA se encontró un promedio de 271.51 mg/100 ml con límites de 198.23 - 344.78 mg/100 ml y 74% de los valores individuales dentro de los límites. (Tabla N<sup>o</sup>. 3).

Nº. de Muestra	Lipasa UI/100 ml	Amilasa UI/100 ml	Glucosa mg/100 ml
1	1.3	492.5	207.2
2	2.0	658.0	306.6
3	15.0	556.8	356.0
4	11.7	398.0	383.2
5	5.2	481.7	290.5
6	3.2	584.7	384.3
7	10.9	504.0	242.4
8	9.5	340.1	309.9
9	2.6	558.0	355.2
10	0.4	367.0	552.6
11	1.4	429.4	311.0
12	0.9	630.9	442.5
13	3.6	205.5	166.2
14	3.9	232.0	234.1
15	4.4	179.0	258.6
16	2.0	384.5	210.0
17	2.8	481.8	200.5
18	2.0	205.5	285.9
19	2.6	532.6	301.2
20	5.1	384.5	182.0
21	8.0	457.5	208.4
22	4.5	261.6	237.0
23	2.7	434.3	399.8
24	2.4	381.0	289.4
25	4.9	381.0	243.9
26	3.9	464.8	214.4
27	3.0	521.0	348.6
28	7.3	406.3	238.8
29	1.3	261.3	280.0
30	5.5	464.8	219.2
31	1.6	464.8	444.9
32	1.5	261.6	275.8
33	0.6	371.5	221.2
34	1.5	649.6	303.3
35	2.1	344.2	134.5
36	2.5	632.4	225.6
37	0.0	464.8	230.1
38	1.0	322.5	211.8
39	1.0	406.3	331.3
40	5.9	464.8	342.9
41	1.8	438.4	173.7
42	1.9	589.0	246.8
43	0.8	345.2	227.6
44	3.1	498.6	159.6
45	1.6	589.0	264.1

Nº. de Muestra	Lipasa UI/100 ml	Amilasa UI/100 ml	Glucosa mg/100 ml
46	0.4	528.8	229.5
47	2.1	468.5	200.0
48	1.7	406.3	277.0
49	2.6	576.5	267.4
50	3.4	576.5	193.2
51	2.3	464.8	184.0
52	2.1	322.5	272.2
53	3.8	513.0	246.6
54	2.8	576.5	237.3
55	3.7	492.7	238.7
56	1.2	282.0	252.3
57	2.9	244.0	245.2
58	4.3	318.4	434.1
59	2.4	519.6	291.8
60	1.9	301.0	276.7
61	3.4	244.0	247.0
62	2.1	226.5	206.2
63	2.3	537.0	322.4
64	2.8	301.0	300.7
65	1.0	269.0	252.5
66	1.1	330.1	203.3
67	1.6	389.5	197.4
68	2.7	646.3	214.1
69	0.6	569.4	228.9
70	0.2	471.6	240.3
71	4.2	249.8	200.3
72	5.2	471.6	244.3
73	4.8	151.7	297.5
74	5.3	267.6	263.3
75	1.5	430.3	216.8
76	5.2	300.7	265.4
77	1.0	475.9	274.6
78	1.6	349.0	235.3
79	1.1	300.7	303.0
80	4.4	135.2	353.6
81	1.4	429.0	226.7
82	2.2	648.3	286.6
83	2.7	234.5	162.4
84	5.7	155.5	272.0
85	0.0	307.7	251.3
86	3.1	529.3	247.7
87	2.2	104.8	263.9
88	3.2	269.0	293.7
89	3.6	330.1	289.4
90	3.1	269.0	269.5

Nº. de Muestra	Lipasa UI/100 ml	Amilasa UI/100 ml	Glucosa mg/100 ml
91	3.0	490.8	390.3
92	3.3	490.8	260.1
93	3.5	104.8	397.0
94	1.5	351.1	449.5
95	2.6	125.8	309.3
96	0.8	450.7	412.1
97	3.4	269.0	377.1
98	0.0	396.6	221.2
99	2.2	116.6	197.5
100	0.0	389.5	207.9

Tabla Nº. 1.

Concentración de lipasa y amilasa sérica  
en codorniz japonesa (U.I./100 ml).

Concepto	$\bar{X}$	s	l n	Es	m-ln
Lipasa	3.0	2.27	0.75-5.27	0.23	82
Amilasa	396.44	132.29	264.15-528.72	13.23	63

Tabla Nº. 2.

Concentración de glucosa sérica en  
codorniz japonesa (mg/100 ml).

Concepto	$\bar{X}$	s	l n	Es	m-ln
Glucosa	271.51	73.28	198.23-344.78	7.33	74

Tabla Nº. 3

$\bar{X}$  = Promedio.

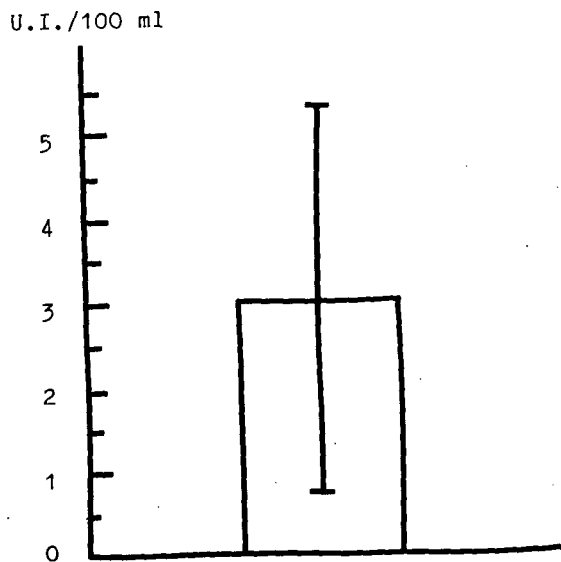
s = Desviación Estándar.

l n = Límites de normalidad.

Es = Error estándar.

m-ln = Muestras dentro de los límites de normalidad.

VALOR PROMEDIO DE LIPASA SERICA EN  
CODORNIZ JAPONESA



GRAFICA Nº. 1

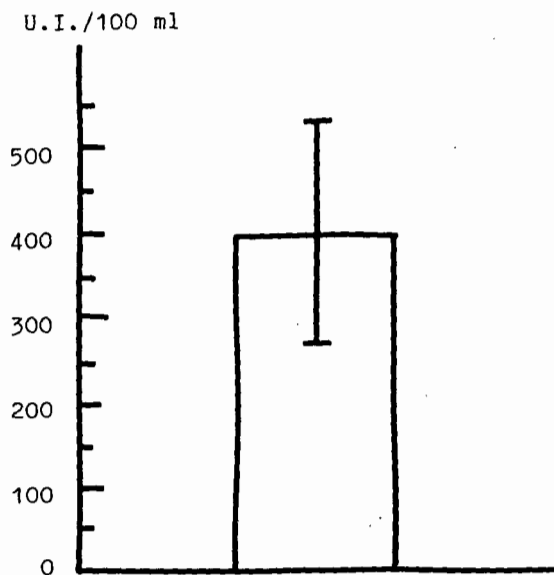


Límites de normalidad



Lipasa

VALOR PROMEDIO DE AMILASA SERICA EN  
CODORNIZ JAPONESA

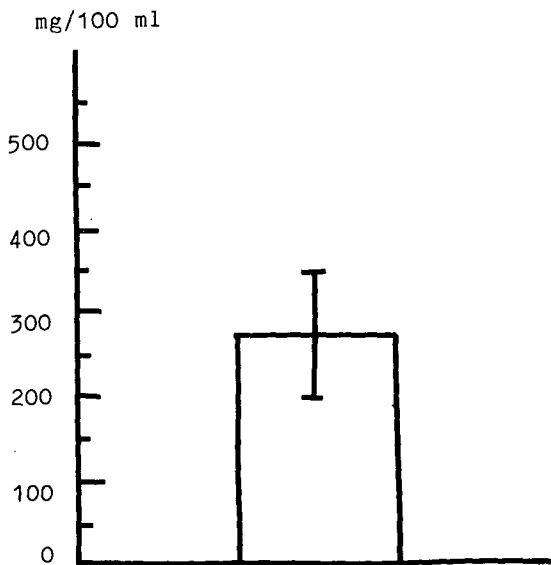


GRAFICA Nº. 2

I límites de normalidad

Amilasa

VALOR PROMEDIO DE GLUCOSA SERICA EN  
CODORNIZ JAPONESA



GRAFICA Nº. 3



límites de normalidad



Glucosa

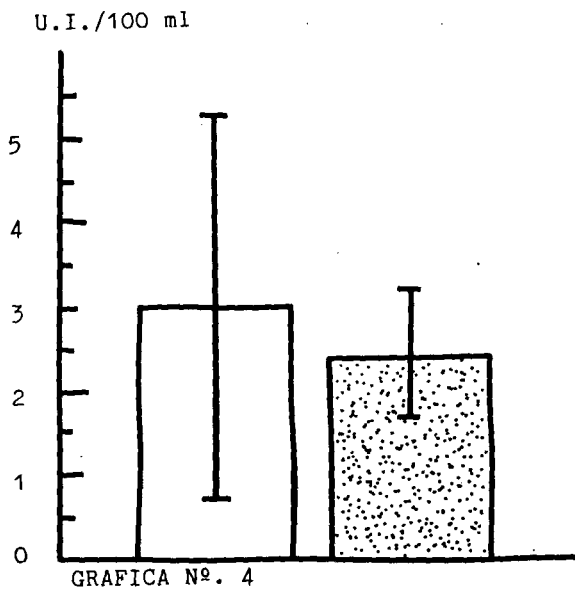


Tabla comparativa de los promedios  
normales de lipasa, amilasa y glucosa  
sérica en codorniz y gallina.

Concepto	Codorniz	Gallina
Lipasa (U.I./100 ml)	3.0	2.5
Amilasa (U.I./100 ml)	396.4	380.4
Glucosa (mg/100 ml)	271.5	240.0

Tabla Nº. 4

VALORES COMPARATIVOS DE LIPASA EN SUERO  
DE CODORNIZ Y GALLINA



límites de normalidad

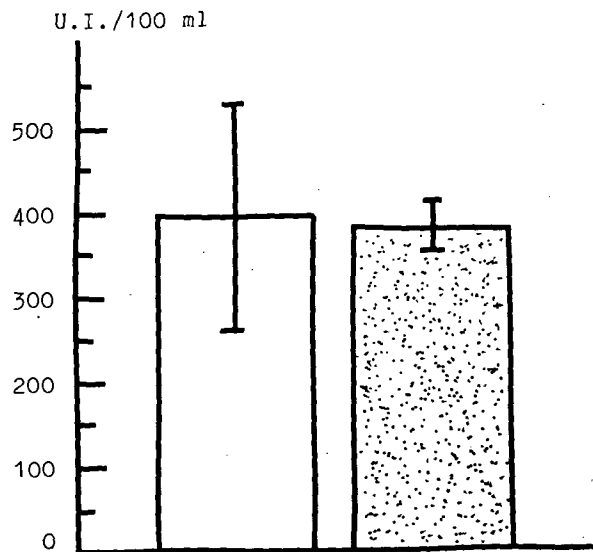


Codorniz



Gallina

VALORES COMPARATIVOS DE AMILASA EN SUERO  
DE CODORNIZ Y GALLINA



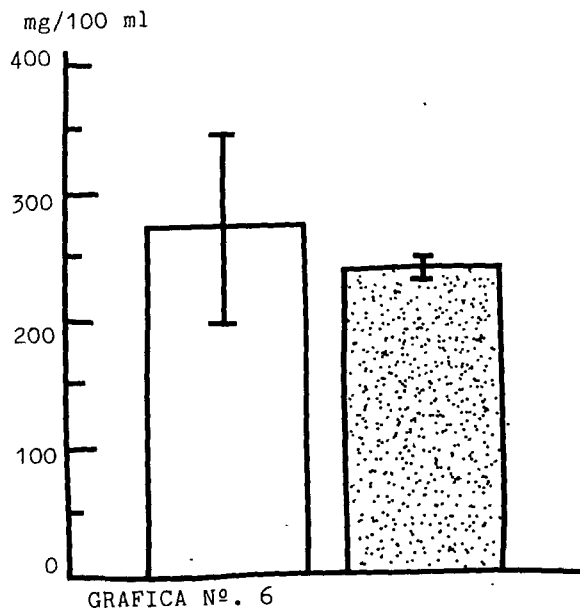
GRAFICA Nº. 5

I límites de normalidad

□ Codorniz

▒ Gallina

VALORES COMPARATIVOS DE GLUCOSA EN SUERO  
DE CODORNIZ Y GALLINA



I límites de normalidad

Codorniz

Gallina

## DISCUSION

El objetivo general como los particulares se han cumplido satisfactoriamente puesto que hemos obtenido valores promedio de lipasa, amilasa y glucosa sérica en codorniz japonesa (gráfica N<sup>o</sup>. 1, 2 y 3).

Los resultados de lipasa en codorniz no muestran mucha diferencia con lo reportado por Lepkowsky (1964) en gallinas Leghorn en postura de 2.45 U.I./100 ml puesto que en el trabajo obtuvimos un promedio de 3.0 U.I./100 ml (gráfica N<sup>o</sup>. 4).

En cuanto a la amilasa, tampoco se observan diferencias altas entre gallinas, reportado por Rodeheaven (1984) con un promedio de 380.4 U.I./100 ml con lo obtenido por nosotros de 396.4 U.I./100 ml (gráfica N<sup>o</sup>. 5).

Con respecto a la glucosa los resultados difieren de los obtenidos por Shibata & Watanabe, quienes en 1981 proporcionaron el dato para codornices hembra de 293.8 mg/100 ml de glucosa sérica, obteniendo un promedio nosotros de 271.5 mg/100 ml; que no obstante y comparado con lo reportado en gallinas por Hoffman (1937) y Duker (1981) de 240 mg/100 ml, tampoco encontramos diferencias estadísticamente significativas.

Por todo esto se confirma nuestra hipótesis, donde observamos que la diferencia de los valores obtenidos de codornices y los reportados en gallina no son significativos.

El que no exista diferencia en la concentración de lipasa, amilasa y glucosa en codorniz y gallina se debe a que el muestreo se hizo al azar, ha sido probado por medio de la

prueba de t'Student para comparar una media aritmética muestral (codorniz) con una media aritmética poblacional (gallina) y se ha encontrado que esta probabilidad es 0.01 para todos los conceptos estudiados.

CONCLUSIONES

- 1) Los valores promedio de lipasa en suero de codorniz son de 0.73 - 5.27 U.I./100 ml.
- 2) Los valores promedio de amilasa en suero de codorniz son de 264.15 - 528.72 U.I./100 ml.
- 3) Los valores promedio de glucosa en suero de codorniz son de 198.23 - 344.78 mg/100 ml.
- 4) Se acepta la hipótesis. Estadísticamente no existe diferencias significativas en la concentración de lipasa, amilasa y glucosa sérica de codorniz y gallina.

## RESUMEN

Con objeto de conocer los valores promedio de lipasa, amilasa y glucosa sérica, se analizaron 100 muestras de sangre provenientes de codornices hembra (*Coturnix coturnix japonica*), cuya edad fluctuaba entre 15 a 30 semanas, encontrándose en plena producción.

A cada ave se le efectuó una punción intracardiaca para obtener una muestra de sangre, la cual fue colocada en tubos de ensayo y mediante centrifugación era separado el suero, con éste se efectuaron pruebas colorimétricas y de este modo obtener los valores promedio de lipasa, amilasa y glucosa.

Las muestras se analizaron por técnicas espectrofotométricas.

Se obtuvieron valores individuales, los cuales se estudiaron estadísticamente con el objeto de alcanzar valores promedio y establecer la semejanza de éstos con los reportados en gallina Leghorn.

Se encontraron diferencias en los valores de codorniz con respecto a los de gallina, pero estas diferencias no fueron significativas en forma estadística ( $P > 0.01$ ).



B I B L I O G R A F I A

1. A. Shimada.: Fundamentos de Nutrición Animal Comparativa, 1a. Ed. Instituto Nacional de Investigaciones Pecuarias, México, 64-80 (1983).
2. Aguilar, V. Alfredo y Colaboradores.: Administración Agropecuaria, 3a. Ed. Limusa, México, 78-97 (1982).
3. Beljan, R.J., Madley, I. Thomas and Hellewell, B. A. Determination of selected avian blood plasma chemistry values using the technicor auto-analyzer, Bioastronautics Laboratory School of Medicine. University of California, Davis 1970.
4. Bissoni, Eduardo.: Cría de la Codorniz, 1a. Ed. Albatros, Argentina 1975.
5. Cercos, P. Augusto.: La Codorniz Japonesa sus características, cría y explotación, 1a. Ed. Secretaría de Estado de Agricultura y Ganadería de la Nación, Buenos Aires, Argentina, 29-63 (1978).
6. Didier, R., Romesy, C. and Demigne, C.: Changes in glucose and lipid metabolism in starved or estarved-refed Japanese Quial (coturnix, coturnix japonica) in relation to fine structure of liver cells, Comparative Biochemistry and Physiology., 74 (4): 839-848 (1983).

7. Dukes and Swenson.: Fisiología de los Animales Domésticos, 4a. Ed. Aguilar, México 1981.
8. Duncan, J. Robert and Prasse, W. Keith.: Veterinary Laboratory Medicine, 1st. ed. University Press, Iowa, U.S.A. 188-189 (1977).
9. El Manual Merck de Veterinaria. Merck and Co., Inc., 2a. ed. Rahway, N.J. U.S.A. 1139-1151 (1981).
10. Frendson, R.D.: Anatomía y Fisiología de los Animales Domésticos, 2a. ed. Interamericana, México, 268 (1982).
11. Gran Enciclopedia Médica SARPE, 1a. Ed. S.A. de Revistas, Periódicos y Ediciones, Barcelona, España, 1039 (1979).
12. Hoffman, G.: Anatomía y Fisiología de las Aves Domésticas, 1a. Ed. Acribia, Zaragoza, España 145-160 (1969).
13. Jellela, Daniel.: Universidad de Chapingo, 1982.
14. Kirk, W. Robert and Bistner, I.S.: Urgencias en Veterinaria, 2a. Ed. Salvat, Barcelona, España 410-419 (1980).

15. Lucotte, G.: LaCodorniz, 1a. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, España, 1976.
16. Maxime, M. Benjamín.: Manual de Patología Clínica en Veterinaria, 1a. Ed. Limusa, México, 269-303 (1984).
17. Pérez y Pérez.: Coturnicultura, 2a. Ed. Científico-Médica, Barcelona, España, 17-29 (1974).
- 18a. Rodeheaver, D.P. and Wyatt, R.D.: Evaluation of analytical techniques for quantification of Poultry alfa-amylase. Poultry Sci., 63: 1855-1860 (1984).
- 19b. Rodeheaver, D.P. and Wyatt, R.D.: Effect of decreased feed intake on serum and pancreatic alfa-amylase of broiler chickens. Avian Diseases., 28 (3): 662-668 (1984).
20. Shibata, T. and Watanabe, S.: Change of blood sugar level with growth in Japanese Quail and its components. Japanese J. of Zootechnical Sci., 52 (12): 869-873 (1981).
21. Sturkie, D. Paul.: Avian Physiology, 2nd. Ed. Cornell University Press, Ithaca, New York, 32-69 (1965).