

UNIVERSIDAD CATÓLICA DE SANTA MARÍA

FACULTAD DE CIENCIAS E INGENIERÍAS BIOLÓGICAS Y QUÍMICAS

ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA



**“DESCRIPCIÓN HISTOLÓGICA DE OVARIOS Y TESTÍCULOS DE
CUYES (*Cavia porcellus*) A LOS DOS MESES DE EDAD,
SUPLEMENTADOS CON NUCLEÓTIDOS.
SAN CAMILO – AREQUIPA, 2014”**

**“HISTOLOGICAL DESCRIPTION OF OVARIES AND TESTICLES OF
GUINEA PIGS (*Cavia porcellus*) AT TWO MONTHS OF AGE,
SUPPLEMENTED WITH NUCLEOTIDES.
SAN CAMILO – AREQUIPA, 2014”**

Tesis presentada por la Bachiller:
TATIANA MARÍA PINO MELGAR

Para optar el título profesional de:
MEDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA

AREQUIPA – PERÚ

2015

DEDICATORIAS



*Con mucho cariño a mis padres,
por su gran esfuerzo, enseñanza
continua, inmenso amor y apoyo
incondicional.*

AGRADECIMIENTOS

A Dios y a la Virgen María, por cuidarme y guiar mi camino.

A mi familia por su apoyo incondicional.

A la Universidad Católica de Santa María y a la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria y Zootecnia.

A mi asesor Dr. Fernando Fernández Fernández, por la orientación, apoyo y guía en el desarrollo de mi tesis.

A mis jurados Dr. Adolfo Hernández Tori, Dr. Alexander Obando Sánchez y Dr. Walter Málaga Delgado por su tiempo y guía en este trabajo.

A la Granja Pecuaria MISTICUY S.R.L, por brindarme sus instalaciones y apoyo en el desarrollo del proyecto.

Al Ing. José Luis Lezcano por su tiempo y apoyo brindado en el análisis estadístico de esta investigación.

A Ian Nyström, por su ayuda durante el proceso de la tesis.

Al Dr. Jaime Fernán- Zegarra Romero, por su tiempo y ayuda constante.

Al Dr. Henry Mercado Tejada, por la preparación y lectura de las muestras.

ÍNDICE DE CONTENIDOS

RESUMEN

SUMMARY

Página

I. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1 ENUNCIADO DEL PROBLEMA.....	1
1.2 DESCRIPCIÓN DEL PROBLEMA	1
1.3 JUSTIFICACIÓN.....	2
1.3.1 Aspecto general.....	2
1.3.2 Aspecto tecnológico y económico.....	3
1.3.3 Aspecto social.....	3
1.3.4 Aspecto económico	3
1.3.5 Importancia del trabajo.....	3
1.4 OBJETIVOS.....	4
1.4.1 Objetivo general.....	4
1.4.2 Objetivos específicos.....	4
1.5 HIPÓTESIS.....	5
II. MARCO TEÓRICO CONCEPTUAL	6
2.1 ANÁLISIS BIBLIOGRÁFICO	6
2.1.1 Generalidades sobre el cuy.....	6
2.1.2 Clasificación.....	9

2.1.2.1 Según conformación	9
2.1.2.2 Según el pelaje	9
2.1.2.3 Por razas	10
2.1.3 Características morfológicas	12
2.1.4 Constantes fisiológicas normales.....	13
2.1.5 Anatomía y fisiología digestiva.....	14
2.1.6 Necesidades nutritivas	16
2.1.7 Levaduras (<i>Saccharomyces cerevisiae</i>)	26
2.1.7.1 Extracto de levadura	28
2.1.7.2 Paredes celulares de levadura.....	36
2.1.8 Reproducción.....	37
2.1.8.1 Cuy macho.....	37
2.1.8.2 Cuy hembra	61
2.1.9 Métodos histológicos	89
2.1.9.1 Técnicas de inclusión en parafina.....	89
2.1.9.2 Principios de tinción	95
2.2 ANTECEDENTES DE LA INVESTIGACIÓN	97
III. MATERIALES Y MÉTODOS	106
3.1 MATERIALES	106
3.1.1 Localización del trabajo	106
A) Localización espacial	106
B) Localización temporal	106

3.1.2 Material biológico	106
3.1.3 Insumo experimental.	107
3.1.4 Material de laboratorio	107
3.1.5 Material de campo	108
3.1.6 Equipo y maquinaria	109
3.1.7 otros materiales	109
3.2 MÉTODOS	110
3.2.1 Muestreo	110
A) Universo	110
B) Tamaño de muestra	110
C) Procedimiento de muestreo	110
3.2.2 Formación de unidades experimentales de estudio	110
3.2.3 Tratamientos	111
3.2.4 Métodos de evaluación	112
3.2.5 Variables de respuesta	116
A) Variables independientes	116
B) Variables dependientes	116
3.3 EVALUACIÓN ESTADÍSTICA	117
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	118
4.1 CUADROS Y GRÁFICOS DE RESULTADOS	118

V. CONCLUSIONES	141
VI. RECOMENDACIONES.....	144
VII. BIBLIOGRAFÍA	145
VIII. ANEXOS	150
IX. FOTOS.....	155



RESUMEN

El experimento se realizó en la Irrigación San Camilo del distrito de La Joya - Provincia y Departamento de Arequipa, entre los meses septiembre a noviembre del 2014. El objetivo fue realizar la descripción histológica de ovarios y testículos de cuyes en crecimiento, suplementados con nucleótidos. Se emplearon gazapos híbridos recién destetados, 12 hembras y 12 machos. Se determinó específicamente el tamaño testicular, número de túbulos seminíferos y presencia de espermatozoides; tamaño de ovarios y número de folículos primordiales, primarios, secundarios, de Graaf, cuerpos lúteos y cuerpos albicans. Los tratamientos evaluados, fueron raciones sin nucleótidos (T0 – testigo) y con 3% de nucleótidos (T1), durante 45 días de crecimiento. Para la evaluación estadística, se empleó el diseño completamente al azar para dos tratamientos, con 6 repeticiones y la prueba de comparación de medias de Tukey ($p < 0.05$). El promedio de largo de los testículos en cuyes, a nivel macroscópico fue de: 1.63 y 1.75 cm para el T0, testículo izquierdo y derecho, respectivamente; 1.75 y 1.73 cm para el T1, testículo izquierdo y derecho, respectivamente. A nivel microscópico, el largo de los testículos fue de: 1.35 y 1.60 cm para el T0, testículo izquierdo y derecho, respectivamente; 1.57 y 1.58 cm para el T1, testículo izquierdo y derecho respectivamente. El promedio de ancho de los testículos a nivel macroscópico, fue de: 1.25 y 1.30 cm para el T0, testículo izquierdo y derecho, respectivamente; 1.35 y 1.33 cm para el T1, testículo izquierdo y derecho respectivamente. A nivel microscópico, el ancho de los testículos fue de: 0.97 y 0.97 cm para el T0, testículo izquierdo y derecho, respectivamente; 0.88 y 0.90 cm para el T1, testículo izquierdo y derecho respectivamente. El promedio de túbulos seminíferos, contados en un campo de 1,500 μm , con un objetivo de 10x fue de: 43 y 39 túbulos seminíferos para el T0, testículo izquierdo y derecho, respectivamente; 40 y 40 túbulos seminíferos para el T1, testículo izquierdo y derecho respectivamente. El promedio de espermatozoides en la luz de un tubo seminífero fue de: 13 y 10 espermatozoides para el T0, testículo izquierdo y derecho, respectivamente; 44 y 42 espermatozoides para el T1, testículo izquierdo y derecho respectivamente. Las diferencias encontradas, fueron significativas al análisis

estadístico; los promedios del T1 fueron estadísticamente superiores a los promedios del T0. El promedio de largo de los ovarios, a nivel microscópico fue de: 2,158.33 y 3,650.00 μm para el T0, ovario izquierdo y derecho, respectivamente; 3,333.33 y 3,266.67 μm para el T1 ovario izquierdo y derecho respectivamente. Se encontró diferencia significativa entre los resultados, el promedio del largo del ovario izquierdo del tratamiento 0, es inferior y estadísticamente diferente a todos los demás. El promedio de ancho de los ovarios, a nivel microscópico fue de: 1,650.00 y 2,150.00 μm para el T0, ovario izquierdo y derecho, respectivamente; 1,816.67 y 2,250.00 μm para el T1, ovario izquierdo y derecho respectivamente. El promedio de la cantidad de estructuras ováricas, en un corte longitudinal del ovario izquierdo, para el T0 fue de: 23, 3, 4, 1, 1 y 1; para el T1 fue de: 32, 1, 2, 1, 2 y 2, para folículo primordial, primario, secundario, De Graaf, cuerpo lúteo y cuerpo albicans, respectivamente. El promedio de la cantidad de estructuras ováricas, en un corte longitudinal del ovario derecho para el T0 fue de: 63, 5, 3, 3, 1 y 1; para el T1 fue de: 61, 2, 3, 1, 2 y 1, para folículo primordial, primario, secundario, De Graaf, cuerpo lúteo y cuerpo albicans, respectivamente.

SUMMARY

The experiment was conducted in Irrigación San Camilo La Joya district – Province and Department of Arequipa, between the months of september and november 2014. The Objective was to perform a histological description of ovaries and testicles of guinea pigs in growth supplemented with nucleotides. Hybrid and recently weaned guinea pigs were used; 12 females and 12 males. Specific testicular size, number of seminiferous tubules and presence of spermatozoa were determined as well as the ovarian size, and number of ovarian structures. The evaluated indicators were rations without nucleotides (T0 – witness) and rations with nucleotides 3% (T1), during 45 days of growth. For the statistic evaluation a complete random design was used for two indicators and six repetitions, as well as the comparison test of Tukey ($p < 0.05$). The average length of testicles at a macroscopic level was: 1.63 and 1.75 cm for T0; 1.75 and 1.73 cm for T1, left and right testicle, severally. At a microscopic level was: 1.35 and 1.60 cm for T0; 1.57 and 1.58 cm for T1, left and right testicle, severally. The average width of testicles at a macroscopic level was: 1.25 and 1.30 cm for T0; 1.35 and 1.33 cm for T1, left and right testicle, severally. At a microscopic level was: 0.97 and 0.97 cm for T0; 0.88 and 0.90 cm for T1, left and right testicle, severally. The average counted number of seminiferous tubules in a 1,500 μm size field using a microscopic 10x view was: 43 and 39 seminiferous tubules for T0; 40 and 40 seminiferous tubules for T1, left and right testicles, severally. The average amount of sperm at the lumen of the seminiferous tubules was: 13 and 10 for T0; 44 and 42 for T1, left and right testicle, severally. According to the statistical analysis there were significant differences. The averages of indicator T1 were statistically superior to the averages of indicator T0. The average length of ovaries at a microscopic level was: 2,158.33 and 3,650.00 μm for T0; 3,333.33 and 3,266.67 μm for T1, left and right ovary, severally. Significant difference was found between the results, the left ovary of indicator T0, is statistically different to all the others. The average width of ovaries at a microscopic level was: 1,650.00 and 2,150.00 μm for T0; 1,816.67 and 2,250.00 μm for T1, left and right ovary, severally. The average ovarian structures on a longitudinal cut of the left ovary

of indicator T0 was: 23, 3, 4, 1, 1 and 1; indicator T1 was: 32, 1, 2, 1, 2 and 2 for primordial, primary, secondary, De Graaf follicle, corpus luteum and corpus albicans, respectively. The average ovarian structures on a longitudinal cut of the right ovary of indicator T0 was: 63, 5, 3, 3, 1 y 1; indicator T1 was: 61, 2, 3, 1, 2 y 1 2 for primary, primary, secondary, Graaf follicle, corpus luteum and albicans body respectively



I. INTRODUCCIÓN

1.1 Enunciado del problema

“Descripción histológica de ovarios y testículos de cuyes (*Cavia porcellus*) a los dos meses de edad, suplementados con nucleótidos. San Camilo - Arequipa, 2014”.

1.2 Descripción del problema

La crianza de cuyes se da fundamentalmente en algunos países sudamericanos, siendo el Perú el principal productor en el mundo.

La alimentación juega un rol muy importante en toda explotación pecuaria. La expresión genética de los cuyes, depende entre otros factores, de la nutrición que reciban. El adecuado suministro de nutrientes, adaptado a los requerimientos del animal, según la etapa en la que se encuentren, conlleva a una eficiencia productiva, que asegura la rentabilidad de una explotación.

Específicamente en el manejo reproductivo, la alimentación recibida y el peso corporal, se relacionan estrechamente con el inicio de la pubertad. La alimentación es determinante, para la expresión de la prolificidad de una hembra y el desempeño reproductivo de los machos.

En hembras la eficiencia es medida por su fertilidad, prolificidad, intervalo entre partos, además de su precocidad y alta supervivencia de lactantes. En machos la eficiencia está influenciada por la compleja interacción de factores que incluyen la cantidad y calidad seminal, deseo sexual o libido, habilidad de monta y rango social que

ocupa entre sus pares. La expresión de estas características por el plantel de cuyes, aseguran el éxito de la crianza.

Con el uso de aditivos en la alimentación, se busca incrementar el desempeño de los cuyes en sus diferentes etapas.

Los nucleótidos estimulan la formación de nuevas células indispensables para el crecimiento, desarrollo y mantenimiento de cualquier especie animal; también aseguran la salud e integridad intestinal, lo cual se verá reflejado en una mayor absorción de nutrientes, mejor conversión alimenticia y mayor ganancia de peso en menor tiempo.

Al suplementar la alimentación de cuyes con nucleótidos provenientes de extractos de levaduras (*Saccharomyces cerevisiae*), se esperaba que alcanzaran un mayor desarrollo gonadal, incrementando la eficiencia de los machos reproductores y la prolificidad en las hembras, comparados con los animales que no los recibieron.

1.3 Justificación

1.3.1 Aspecto general

El contenido intracelular de la levadura es una fuente rica en nucleótidos, Inositol, ácido glutámico, vitaminas, aminoácidos y péptidos, de alto valor biológico. Los nucleótidos son moléculas esenciales para la creación de ácidos nucleicos, que luego son utilizados por células nuevas de todo tipo.

Mediante este trabajo de investigación, se buscó aprovechar los beneficios de los nucleótidos, sobre el desarrollo gonadal tanto en hembras como en machos.

Se pudo determinar las variaciones de las estructuras histológicas en gónadas, al ser comparadas con un testigo.

1.3.2 Aspecto tecnológico y económico

El uso de levaduras como aditivo en la alimentación, ha permitido aprovechar sus beneficios en distintos aspectos de la crianza animal.

El contenido intracelular de levaduras, al incrementar las cualidades reproductivas en cuyes, generará efecto positivo sobre la rentabilidad de la explotación, dándole al productor mayores ingresos.

1.3.3 Aspecto social

Cada vez se incrementa la crianza de cuyes en nuestro país y específicamente en Arequipa.

El extracto de levaduras, puede ser una opción, a ser utilizada por los productores, que deseen incrementar las cualidades reproductivas en su plantel.

1.3.4 Importancia del trabajo

La determinación estructural a nivel histológico de las gónadas masculinas y femeninas en cuyes (*Cavia porcellus*), suplementados con nucleótidos por vía oral, permitió establecer datos específicos sobre la función de los nucleótidos y su efecto sobre el desarrollo gonadal. Se obtuvieron datos, sobre el tamaño testicular, la producción de espermatozoides; tamaño de los ovarios, número de folículos ováricos, cuerpos lúteos y cuerpos albicans.

1.4 Objetivos

1.4.1 Objetivo general

- Describir a nivel histológico ovarios y testículos en cuyes (*Cavia porcellus*), que recibieron alimentación suplementada con nucleótidos, comparándola con gónadas de animales que recibieron alimentación sin nucleótidos.

1.4.2 Objetivos específicos

- Diferenciar a nivel histológico testículos en cuyes (*Cavia porcellus*):
 1. Determinar el tamaño testicular izquierdo y derecho en cuyes (*Cavia porcellus*), comparando dos variaciones de alimentación.
 2. Determinar el número de túbulos seminíferos en cuyes (*Cavia porcellus*).
 3. Determinar la presencia de espermatozoides en túbulos seminíferos en cuyes (*Cavia porcellus*), comparando dos variaciones de alimentación.
- Diferenciar a nivel histológico ovarios en cuyes (*Cavia porcellus*):
 1. Determinar el tamaño del ovario izquierdo y derecho en cuyes (*Cavia porcellus*), comparando dos variaciones de alimentación.

2. Determinar el número de folículos ováricos, cuerpos lúteos y cuerpos albicans en cuyes (*Cavia porcellus*), comparando dos variaciones de alimentación.

1.5 Hipótesis

Dado que los nucleótidos, por sus diversas propiedades nutritivas, dan mejores resultados en la performance en monogástricos, se esperaba que en cuyes (*Cavia porcellus*), promuevan el desarrollo gonadal en hembras y machos.



II. MARCO TEÓRICO CONCEPTUAL

2.1 Análisis bibliográfico.

2.1.1 Generalidades sobre el cuy

El cuy doméstico, cuyo nombre científico es *Cavia porcellus*, es un mamífero roedor, originario de los Andes de América del Sur hace 2500 a 5000 años (Crónicas de Pulgar Vidal, Guamán Poma de Ayala, Julio C. Tello, Padre Bernabé Cobo, Inca Garcilazo de la Vega, citados por Chauca, L. 1997).

El cuy es una especie vivípara, mamífera, monogástrica y herbívora, que se caracteriza por sus orejas cortas y redondas y por no presentar cola. Son animales que bordean el kilo de peso y poseen distintos tipos de pelaje, los cuales varían de color, largo y textura de acuerdo con la especie. (INIA. 2014).

Por su capacidad de adaptación a diversas condiciones climáticas, los cuyes pueden encontrarse desde la costa o el llano hasta alturas de 4,500 metros sobre el nivel del mar y en zonas tanto frías como cálidas.

Las ventajas de la crianza de cuyes, incluyen su calidad de especie herbívora, su ciclo reproductivo corto, la facilidad de adaptación a diferentes ecosistemas y su alimentación versátil, que utiliza insumos no competitivos con la alimentación de otros monogástricos.

(Chauca, L. 1997; Chauca, L. 2014)

A. Características importantes

- De hábitos nocturnos

- Muy nerviosos
 - Promedio de vida : 6 años
 - Vida productiva : 18 meses
 - Destete temprano
 - Nacen con los ojos abiertos
 - Nacen cubiertos de pelo
 - Caminan inmediatamente
 - Hembras de ovulación múltiple
 - Lactancia corta
 - Monogástricos
 - Coprófagos
 - Rústicos
 - Carcasa de 67 % de peso vivo
 - Precocidad y prolificidad
 - Fertilidad del 90%
 - 64 cromosomas
 - Cuerpo de 20 – 25 cm
- (Moreno, A.E. 1989; Chauca, L. 1997)

B. Taxonomía

Cabrera (1954), clasifica el cuy en la siguiente forma:

Reino : Animal

Subreino : Metazoario

Super rama : Cordados

Rama : vertebrados

Subrama : tetrápodos

Clase : Mamífero

Subclase : Therios

Infra- clase : Eutherios

Orden : Roedores

Suborden : Simplicidentados

Familia : Caviidae

Género : Cavia

Especie : Cavia porcellus o Cavia cobayo

En la escala zoológica, Orr (1966), citado por Moreno, A. 1989, ubica al cuy:

Phylum : Vertebrata

Subphylum : Gnathostomata

Clase : mammalia

Subclase : Theria

Infra-clase : Eutheria

Orden : Rodentia

Suborden : Hystricomorpha

Familia : Caviidae

Género : Cavia

Especies : Cavia aparea aparea, Erxleben
Cavia aparea azarae, Lichtenstein
Cavia cutleri, King
Cavia porcellus, Linnacus
Cavia cobayo

2.1.2 Clasificación

2.1.2.1 Según la conformación

✚ **Tipo A.-** Cuyes mejorados, tienen conformación enmarcada dentro de un paralelepípedo, clásico en las razas productores de carne. La tendencia es producir animales que tengan una buena longitud, profundidad y ancho. Esto expresa el mayor grado de desarrollo muscular, fijado en una buena base ósea. Son de temperamento tranquilo. Responden eficientemente a un buen manejo y tienen buena conversión alimenticia.

✚ **Tipo B.-** Cuyes de forma angulosa, cuyo cuerpo tiene poca profundidad y desarrollo muscular escaso. La cabeza es triangular y alargada. Tiene mayor variabilidad en el tamaño de la oreja. Es muy nervioso, lo que hace dificultoso su manejo.

2.1.2.2 Según el pelaje

✚ **Tipo 1.-** Es de pelo corto, lacio y pegado al cuerpo, es el más difundido y caracteriza al cuy peruano productor de carne. Puede o no tener remolino en la frente. Se encuentra de colores simples claros, oscuros o combinados. Es el que tiene el mejor comportamiento como productor de carne.

✚ **Tipo 2.-** Es de pelo corto, lacio pero forma rosetas o remolinos a lo largo del cuerpo, es menos precoz. Está presente en poblaciones de cuyes criollos, existen de diversos colores. No es una población dominante, por lo general en cruzamiento con otros tipos se pierde fácilmente. Tiene buen comportamiento como productor de carne.

✚ **Tipo 3.-** Es de pelo largo y lacio, presenta dos subtipos que corresponden al tipo 1 y 2 con pelo largo, así tenemos los cuyes del subtipo 3-1 presentan el pelo largo, lacio y pegado al cuerpo, pudiendo presentar un remolino en la frente. El subtipo 3 – 2 comprende a aquellos animales que presentan el pelo largo, lacio y en rosetas. Esta poco difundido pero bastante solicitado, por la belleza que muestra. No es buen productor de carne, pero es muy utilizado como mascota.

✚ **Tipo 4.-** es de pelo ensortijado, característica que presenta sobre todo al nacimiento, ya que se va perdiendo a medida que el animal se desarrolla, tornándose en erizado. Este cambio es más prematuro cuando la humedad relativa es más alta. Su forma de cabeza y cuerpo es redondeado, de tamaño medio. Tiene una buena implantación muscular y con grasa de infiltración, el sabor de su carne destaca a este tipo. La variabilidad de sus parámetros productivos y reproductivos le da un potencial como productor de carne. (Obando, A. 2010; Chauca, L. 1997).

2.1.2.3 Por razas

En los países andinos se encuentra dos genotipos de cuyes: el criollo y el mejorado.

El criollo: Denominado también nativo, es un animal pequeño muy rústico debido a su aclimatación al medio, poco exigente en cuanto a la calidad de su alimento. Se desarrolla bien en condiciones adversas de clima y alimentación. Su rendimiento productivo es bajo y es poco precoz.

El mejorado: Es el cuy criollo sometido a un proceso de mejoramiento genético. Es precoz por efecto de la selección. En

los países andinos es conocido como peruano.

En 1970, en la estación experimental agropecuaria La Molina del INIA, se inició un programa de selección con miras de mejorar el cuy criollo en todo el país. Los animales se seleccionaron: por su precocidad y prolificidad, y se crearon las líneas Perú, Andina e Inti de cuyes mejorados.

❖ **Raza Perú**

Raza pesada, con desarrollo muscular marcado, ha sido seleccionada por su peso vivo y precocidad; puede alcanzar su peso de comercialización entre las 8 y 9 semanas; presenta una conversión alimenticia de 3,03 con alimentación óptima; su prolificidad promedio es de 2,61 crías por parto. Son de pelaje tipo 1, de color alazán (rojo) puro o combinado con blanco. Considerado como Raza (INIEA, pleg. N° 14,2004), provienen de ecotipos muestreados en la sierra norte del Perú. Puede ser empleada como mejorador de ecotipos locales y en cruces terminales para ganar precocidad. La raza es originaria de Cajamarca. Se adapta a los ecosistemas de costa y sierra, hasta los 3500 msnm.

❖ **Raza Andina**

Seleccionada por su prolificidad (3,9 crías por parto); obtiene un mayor número de crías por unidad de tiempo, como consecuencia del aprovechamiento de su mayor frecuencia de presentación de celo post parto (84%) en comparación con otras líneas. Son mayormente de color blanco. Esta raza se obtuvo a través de una selección de una población “cerrada” de cuyes procedentes de ecotipos de la Sierra Norte. Se adapta a los ecosistemas de costa, sierra y selva alta, desde el nivel del mar hasta los 3,500 msnm. Presenta problemas reproductivos en climas con 28 °C o más.

❖ Línea Inti

Seleccionada por su precocidad corregida por el número de crías nacidas, es la que mejor se adapta a nivel de productores, logrando los más altos índices de sobrevivencia. Alcanza en promedio un peso de 800gr a las diez semanas de edad, con una prolificidad de 3,2 crías por parto. Predomina en el pelaje el color bayo (amarillo) entero o combinado con el blanco.

(Ministerio de agricultura y riego, 2014)

❖ Líneas Sintéticos

Híbridos comerciales. Es un cruce interracial de las líneas Andina, Perú e Inti. Los cuyes son eficientes en conversión de alimento y altamente reproductivos.

(Agencia agraria de Noticias, 2014)

2.1.3 Características Morfológicas

Cuerpo: Es alargado y cubierto de pelos desde el nacimiento. Los machos desarrollan más que las hembras. Por su forma de caminar y ubicación de los testículos, no se puede diferenciar el sexo sin coger y observar los genitales. Los machos adultos hacen morillo.

Cabeza: Relativamente grande en relación a su volumen corporal, de forma cónica y de longitud variable de acuerdo al tipo de animal. Las orejas por lo general son caídas, aunque existen animales que tienen las orejas paradas porque son más pequeñas, casi desnudas pero bastante irrigadas. Los ojos son redondos vivaces de color negro o rojo, con tonalidades de claro a oscuro. El hocico es cónico, con fosas nasales y ollares pequeños, el labio superior es partido, mientras que el inferior es entero, sus incisivos alargados con curvatura

hacia adentro, crecen continuamente, no tienen caninos y sus molares son amplios. El maxilar inferior tiene las apófisis que se prolongan hacia atrás hasta la altura del axis.

Presentan la siguiente formula dentaria:

$$I (1/1), C (0/0), PM (1/1), M (3/3) = \text{Total } 20$$

Cuello: Grueso, musculoso y está conformada por 7 vértebras cervicales, de las cuales el atlas y el axis están bien desarrollados.

Tronco: de forma cilíndrica y está conformada por 13 vertebras dorsales que sujetan un par de costillas articulándose con el esternón, las 3 últimas son flotantes.

Abdomen: tienen como base anatómica a 7 vértebras lumbares, es de gran volumen y capacidad.

Extremidades: en general cortas, siendo los miembros anteriores más cortos que los posteriores. Ambos terminan en dedos, provistos de uñas cortas en los anteriores y gruesas en las posteriores. El número de dedos varía desde 3 para los miembros posteriores y 4 para los miembros anteriores. Siempre el número de dedos en las manos es igual o mayor que en las patas. Las cañas de los posteriores lo usan para pararse, razón por la cual se presentan callosos y fuertes. (Zaldivar, A. 1976; Hidalgo, V. 1995, citado por Chauca, L. 1997)

2.1.4 Constantes fisiológicas normales

- Temperatura rectal : 38 – 39 °C
- Frecuencia Respiratoria : 82 a 92 respiraciones/minuto
- Ritmo Cardíaco : 230 a 280 pulsaciones/minuto

(Obando, A. 2010)

2.1.5 Anatomía y fisiología digestiva

El cuy, es una especie herbívora monogástrica y está clasificado según su anatomía gastrointestinal, como fermentador post-gástrico, debido a los microorganismos, en su mayoría bacterias gram-positivas, que posee a nivel del ciego.

El ciego de los cuyes es un órgano grande y muy desarrollado, mide entre 15 y 20 cm y constituye cerca del 15% del peso total del animal. (Gómez y Vergara, 1958, citado por Chauca, L. 1997). El ciego es de paredes finas, está compuesto por numerosos sacos laterales, creados por gruesas bandas de musculo liso. De una vez puede contener un 65% del contenido del aparato digestivo.

Tabla 1. Capacidad fermentativa en porcentaje del total del tracto digestivo

Especie	retículo-rumen	ciego	colon y recto	Total
Vacuno	64	5	5 – 8	75
Ovino	71	8	4	83
Caballo	-	15	54	69
Cerdo	-	15	54	69
Cuy	-	46	20	66
Conejo	-	43	8	51
Gato	-	-	16	16

Fuente: Gómez y Vergara, 1993, citado por Chauca, L. 1997

El movimiento de la ingesta a través del estomago e intestino delgado es rápido, no demora más de dos horas en llegar la mayor parte de la ingesta al ciego (Reid, 1948, citado por Chauca, L. 1997). El pasaje por el ciego es más lento, pudiendo permanecer en el parcialmente por 48 horas. (Chauca, L. 1997)

La digestión de carbohidratos, se da gracias a enzimas hidrolíticas, el proceso empieza en la cavidad bucal por (amilasa salival), que

continúa su trabajo a nivel estomacal, la hidrólisis restante se da fundamentalmente en el duodeno y yeyuno, por la amilasa pancreática.

La digestión de proteínas se da a través de proteasas digestivas, el proceso empieza en el estomago por la acción de la pepsina y se continua en el intestino (duodeno, yeyuno), por enzimas pancreáticas.

Los correspondientes productos de digestión, son absorbidos mayoritariamente en el intestino delgado.

La digestión y absorción de grasas de la dieta (ácidos grasos de cadena larga), es un proceso más complicado y se da enteramente a nivel del intestino delgado, gracias a la acción de ácidos biliares y enzimas pancreáticas.

Los compuestos no digestibles de la dieta (fibra dietética), junto con algunos restos de procedencia endógena (células epiteliales de descamación, mucus, etc), son los potenciales sustratos de las bacterias intestinales capaces de producir la fermentación cecal. Su mayor o menor actividad depende de la composición de la ración. Conjunto de microorganismos cecales, constituye el mayor potencial metabólico del organismo. La mayoría de bacterias sacarolíticas metabolizan hidratos de carbono, originando como principales productos finales ácidos grasos de cadena corta (AGCC), gases e incremento de la masa bacteriana por los fenómenos proliferativos obvios.

Los ácidos grasos de cadena corta (AGCC), son ácidos grasos volátiles (AGV), destacando el acético, el propiónico y el butírico, que constituyen el 90-95 % del total; estos son absorbidos con facilidad en el ciego e intestino grueso, teniendo diferentes

destinos metabólicos y efectos fisiológicos; en cualquier caso, todos ellos pueden oxidarse vía glucolítica, contribuyendo así a la provisión energética celular.

(Mataix, J. 2009)

Además de la producción de AGV, los microorganismos del ciego, realizan la síntesis de proteína microbial y vitaminas del complejo B. Estos productos pueden contribuir a cubrir los requerimientos nutricionales del cuy, por su reutilización a través de la cecotrófia, proceso por el cual, el cuy ingiere los cecotrofos, que es la excreta acuosa rica en nitrógeno. (Chauca, L. 2014; Obando, A. 2010).

2.1.6 Necesidades nutritivas

La nutrición juega un rol muy importante en toda explotación pecuaria, el adecuado suministro de nutrientes conlleva a una mejor producción.

El conocimiento de los requerimientos nutritivos de los cuyes, nos permitirá elaborar raciones balanceadas que logren satisfacer las necesidades de mantenimiento, crecimiento y producción.

(Chauca, L. 1997)

El dotar a los animales de una alimentación insuficiente en calidad y cantidad, trae como consecuencia una serie de trastornos: falta de crecimiento, retraso en el desarrollo y fecundación, muerte embrionaria, abortos, nacimiento de crías débiles y pequeñas con alta mortalidad.

La alimentación consiste, en hacer una selección y combinación adecuada de los diferentes nutrientes que tienen los alimentos,

con el fin de obtener una eficiencia productiva desde el punto de vista económico y nutricional. (Sánchez, C. 2010).

Los requerimientos dependen de la edad, estado fisiológico, genotipo y medio ambiente donde se desarrollen la crianza. (Chauca, L. 1997).

Por su sistema digestivo, el régimen alimenticio que reciben los cuyes es a base de forraje más un suplemento.

Tabla 2. Requerimientos Nutricionales en Cuyes

Nutrientes	Crecimiento	Reproducción
ED (Kcal/kg)	2700	2650
Proteína (%)	17	17
Fibra (%)	12	14
Grasa (%)	3.0	3.0
Calcio (%)	0.90	0.90
Fósforo (%)	0.50	0.70
Metionina + cistina (%)	0.70	0.70
Lisina (%)	0.80	0.78
Treonina (%)	0.60	0.56
Vitamina C (mg/ Kg)	500	500

Fuente: Obando, A. 2010

▣ Proteína

Se encuentran en gran cantidad en cualquier tipo de organismo, representando aproximadamente la mitad del peso seco de la célula.

El suministro de proteína es necesario, como fuente de aminoácidos, especialmente los esenciales, que no pueden ser sintetizados en el organismo. La absorción se da a nivel de aminoácidos, dipéptidos y tripéptidos. Existen 20 aminoácidos que entran a formar parte de las proteínas, estas tienen gran multiplicidad de funciones: a) Catalíticas (enzimas), b) reguladoras (hormonas, neurotransmisores), c) De transporte (albúmina, hemoglobina, apoproteínas), d) Estructurales (colágeno, queratina, elastina), e) Defensivas (inmunoglobulinas, fibrinógeno), f) Reserva (ferritina, mioglobina), g) Energética (todas las proteínas).

Si los cuyes reciben poca cantidad de proteínas se observará casos de bajo peso al nacimiento, reducido crecimiento, baja producción de leche, baja fertilidad e ineficiente utilización de los alimentos.

Los cuyes más pequeños necesitan más proteína que los más grandes. Las madres que producen leche necesitan más proteína que las que sólo gestan.

El suministro de proteína se hace con el uso de alimentos proteicos de origen animal, vegetal y con el empleo de aminoácidos sintéticos. Se ha encontrado que las combinaciones de fuentes proteicas de origen animal y vegetal dan mejores resultados.

La proteína la encontramos en mayor cantidad en las

leguminosas como la alfalfa, el trébol, vicia y en menor cantidad en las gramíneas como la hoja de maíz, raygrass, avena y cebada. Para la elaboración de los balanceados se puede utilizar como fuente proteica, la harina de alfalfa y soya. Es necesario no solo considerar el porcentaje de proteína, sino la calidad de proteína.

La baja calidad de un forraje, fuerza al animal a un mayor consumo de concentrado, para satisfacer sus requerimientos. El aporte de MS de la alfalfa es 1.636 kg y el del concentrado 1.131 kg.

El NRC (1978) recomienda niveles de 18 a 20 por ciento de proteína total. El cuy en su etapa de crecimiento requiere 7.2 gr de proteína/día, aportada por el forraje y el concentrado.

* NRC: National Research Council (Consejo Nacional de Investigación de los Estados Unidos).

⚡ Energía

Es esencial para cubrir requerimientos de mantenimiento de la temperatura corporal y para realizar actividad reproductiva. Los cuyes responden eficientemente al suministro de alta energía, si la ración es de alta energía se mejora las ganancias de peso y la eficiencia de utilización de alimentos.

Los carbohidratos, lípidos y proteínas proveen de energía al animal. Los más disponibles son los carbohidratos fibrosos y no fibrosos, contenido en los alimentos de origen vegetal. Los carbohidratos abundan en las plantas, especialmente en los granos. Las grasas se encuentran también en los granos (el de la soya es el más rico), asimismo encontramos grasas en los alimentos de origen animal. Las principales fuentes de energía

lo constituyen los cereales, la melaza, los aceites y las grasas. Los cuyes obtienen también energía de los ácidos grasos de cadena corta, producidos por fermentación bacteriana.

Los pastos no tienen toda la energía que necesita el animal, por lo que si se los utiliza como único alimento, se demora mucho tiempo en alcanzar el peso de comercialización.

Existe aparente relación inversa entre contenido energético de los alimentos y su consumo. A mayor nivel energético de la ración, la conversión alimenticia y la velocidad de crecimiento mejoran (Zaldivar y Vargas, 1969; Obando, A. 2010).

El consumo de exceso de energía no causa mayor problema, excepto una deposición exagerada de grasa, que en algunos casos puede perjudicar el desempeño reproductivo.

La carencia de grasa produce retardo en el crecimiento, además de dermatitis, úlceras en la piel, pobre crecimiento del pelo, así como caída del mismo.

¶ Fibra

Se conoce como fibra dietética, a la parte de los alimentos de procedencia vegetal que no es digerida ni absorbida en el intestino delgado, llegando al ciego donde es sustrato para la microflora fermentativa. Está constituida por todos los compuestos resistentes a la digestión enzimática, tales como polisacáridos no amiláceos, lignina y proteína resistente, algunos compuestos fenólicos y otros compuestos asociados. (Mataix, J. 2009)

Tiene importancia en la composición de las raciones no solo por la capacidad que tiene los cuyes de digerirla, sino que su inclusión es necesaria para favorecer la digestibilidad de otros

nutrientes, ya que retarda el pasaje del contenido alimenticio a través de tracto digestivo. La fibra garantiza un adecuado crecimiento, conversión alimenticia y estado sanitario del animal, aporta energía luego de formarse los ácidos grasos y permite el desarrollo de microorganismos que habitan en el ciego.

El aporte de fibra está dado básicamente por el consumo de los forrajes, que son fuente alimenticia esencial para los cuyes. Los porcentajes de fibra de concentrados utilizados para la alimentación de cuyes van de 5 al 18 por ciento.

En las raciones balanceadas para cuyes deben contener un porcentaje de fibra no menor de 18 por ciento. El suministro de fibra fundamentalmente lo dan los forrajes en las raciones mixtas, siendo las necesidades de alrededor al 12%.

Los coeficientes de digestibilidad de la fibra de los forrajes son: chala de maíz, 48.7 % para la hoja y 63.1% para el tallo, la alfalfa 46.8 %, parte aérea del camote 58.5%, y la grama china 57.7 %, insumos como el afrechillo 60.0 % y el maíz en grano 59.0 %.

Los cuyes de menor edad necesitan menos fibra y mayor energía para asegurar un rápido crecimiento. En la etapa de acabado es recomendable disminuir la energía y aumentar la fibra para mejorar el rendimiento de carcasa y disminuir el depósito de grasa de cobertura.

Los niveles excesivos de fibra determinan menor disponibilidad de energía y por tanto la eficiencia productiva disminuye.
(Chauca, L. 1997; Obando, A. 2010).

▣ Grasa

Los lípidos alimentarios están constituidos por muchos compuestos químicos diferentes que comparten su insolubilidad en agua y solubilidad en disolventes orgánicos. Desde el punto de vista alimentario, los componentes lipídicos cualitativa y cuantitativamente más importantes y característicos son los triglicéridos. Estos compuestos son ésteres del glicerol con ácidos grasos que tienen gran contenido energético; proporcionan alrededor de 9kcal/g (38 kJ), frente a las 4kcal/g (17 kJ) que originan los hidratos de carbono y las proteínas. (Mataix, J. 2009)

El cuy tiene un requerimiento bien definido de grasa o ácidos grasos no saturados. Su carencia produce un retardo en el crecimiento del pelo, así como caída del mismo. Esta sintomatología se corrige agregando grasa que contenga ácidos grasos insaturados o ácido linoleico (poliinsaturado), en una cantidad de 4gr/kg de ración. El aceite de maíz a un nivel de 3 % permite un buen crecimiento sin dermatitis.

En caso de deficiencias prolongadas se observaron poco desarrollo de los testículos, bazo, hígado, suprarrenales y corazón. Se afirma que un nivel de 3 % es suficiente, para lograr un buen crecimiento y para prevenir la dermatitis (Wagner y Manning, 1976, citado por Chauca, L. 1997).

▣ Agua

El agua es el nutriente más importante en la alimentación. El animal la obtiene de tres fuentes: el agua de bebida que se le proporciona a discreción al animal, el agua contenida como humedad en los alimentos y el agua metabólica que se produce

del metabolismo por oxidación de los nutrientes orgánicos que contienen hidrogeno.

Las necesidades de agua de bebida, están relacionadas con las condiciones ambientales y al tipo de alimentación que reciben, el suministro será mayor a medida que se restringen los forrajes succulentos (ricos en agua). El cuy no tiene capacidad para vivir sin agua.

Los porcentajes de mortalidad se incrementan significativamente cuando los animales no reciben un suministro de agua. Las hembras preñadas y en lactancia son las primeras afectadas, seguidas por los lactantes y los animales de recría.

El suministro de agua produce mayor fertilidad, mayor numero de crías nacidas, menor mortalidad durante la lactancia, mayor peso de las crías al nacimiento y al destete, mayor peso de las madres al parto y un menor decremento de peso al destete. Esta mejor respuesta la lograron las hembras con un mayor consumo de alimento balanceado, estimulado por el consumo de agua *ad libitum*. (Chauca, L. 1997)

Los requerimientos son de 105 ml por kilo de peso vivo. (Obando, A. 2010)

⚡ Minerales

El cuy como herbívoro está acostumbrado a una alta ingestión de minerales, siendo los más importantes el calcio, fosforo, sodio, potasio, magnesio y cloro.

El calcio y fosforo constituyen elementos esenciales en la formación de los huesos.

En el caso de Sodio y Cloro, la inclusión de 0.5% de sal común en la ración, satisfacen los requerimientos. Los microminerales son de vital importancia, se adicionan en forma de concentrados minerales (premezclas) en la ración, con un margen de seguridad para evitar posibles deficiencias. (Chauca, L. 2014; Obando, A. 2010)

⚡ Vitaminas

Las vitaminas son indispensables, su carencia ocasiona alteraciones estructurales en los tejidos.

La fermentación en el ciego, por bacterias benéficas, hace un aporte importante de vitaminas hidrosolubles como las del complejo B, sin embargo en producciones intensivas, se recomienda su adición.

Las vitaminas liposolubles (Vit. A, D y E), se pueden producir con deficiencia en animales mal alimentados, con problemas de coccidiosis o por alteraciones de la fermentación en el ciego.

- **Vit. A**

Las necesidades de esta vitamina son normalmente satisfechas por la ingestión de caroteno, constituyente de los tejidos verdes.

Déficit: Crecimiento lento, pérdida de peso, afecta a epitelios y mucosas.

- **Vit. D**

Los cuyes jóvenes parecen no requerir suplementación de esta vitamina, si la relación calcio/fosforo en la dieta es satisfactoria.

Déficit: Retarde el crecimiento y produce raquitismo.

- **Vit. E**

Dietas carentes de esta vitamina, ocasionan una extrema degeneración de los músculos voluntarios, con presencia de distrofia muscular. La reproducción también es adversamente afectada.

- **Vit. K**

Se considera que un aporte de 50 mg/kg en el alimento, es adecuado para la reproducción.

Déficit: Hemorragia en placenta, abortos y crías muertas al nacer.

- **Vit. C**

Los cuyes no sintetizan vitamina C, lo que puede ser contrarrestado si reciben 100 gr o más de forrajes verdes. Si el suministro de forrajes es bajo o seco, es necesario suplementar con vitamina C en la ración. (Obando, A. 2010).

Déficit: En la recria produce retardo en el crecimiento, en reproductoras baja la fertilidad y crías con bajo peso.

Síntomas de avitaminosis C:

- Encías inflamadas, sangrantes y en casos severos ulceradas.
- Aflojamiento de los dientes.
- Debilidad de los huesos.
- Mala cicatrización de heridas.
- Inflamaciones articulares, con dificultad para caminar.
- En estados avanzados: pérdida del apetito, postración, disminución de la temperatura corporal y en algunos casos diarrea.
- Los efectos de deficiencia de esta vitamina, están relacionados a la síntesis de colágeno.

- En el caso de las hemorragias características en piel, tejidos subcutáneos, musculo, intestino, son resultado del tejido conectivo defectuoso y además de la alteración de un mecanismo de la coagulación.

(Chauca, L. 2014)

2.1.7 Levaduras (*Saccharomyces cerevisiae*)

En biología, el termino Fungi (hongos), designa a un grupo de organismos eucariotas entre los que se encuentran los mohos, las levaduras y las setas. Los hongos poseen paredes celulares compuestas por quitina, a diferencia de las plantas, que contienen celulosa. (<http://es.wikipedia.org/wiki/Fungi>).

Dentro de las especies de hongos unicelulares clasificados genéricamente como levaduras, encontramos al *Saccharomyces cerevisiae* (levadura de cerveza). (Leveau, J. 2000).

En la actualidad, se considera que la levadura de *S.cerevisiae* es uno de los microorganismos eucariotas más estudiados y estrechamente ligados al progreso de la humanidad, mediante su utilización intensa en el área biotecnológica. Por otro lado algunas levaduras del genero *Saccharomyces* muestran buena capacidad para neutralizar toxinas de *Clostridium*, característica que ha sido aprovechada en terapéutica humana.

La levadura es una fuente de distintos nutrientes. Es el producto natural con el contenido más alto en ácidos ribonucleicos, estos compuestos tienen una gran influencia en la actividad del sistema inmunológico de los animales y en el desarrollo de la flora beneficiosa del rumen y del intestino de los animales monogástricos; la levadura es rica en proteínas y péptidos, que

además de tener un perfil de aminoácidos de muy alto valor biológico, también ejercen unos “efectos parahormonales” que mejoran la actividad del sistema inmunológico. También presenta el contenido más alto de vitaminas del grupo B, además es reconocido por sus características organolépticas, mejorando la palatabilidad de los piensos.

(http://www.abnspain.com/images/stories/La_levadura_de_cerveza_Saccharomyces_cerevisiae_en_alimentacion_animal_v1.6.pdf)

Gracias a sus significativas propiedades nutricionales y farmacéuticas, la levadura de *Saccharomyces cerevisiae*, ha sido aprobada como un microorganismo seguro para su empleo en alimentación tanto humana como animal; para los últimos consumidores, se encuentran disponibles como levaduras activas (probióticos), levaduras inactivas o levaduras inactivas enriquecidas (con micro minerales).

Otro tipo de productos derivados de las células de levaduras (*S.cerevisiae*), son los conocidos como extractos o autolisados de levadura y las paredes celulares de levaduras; productos obtenidos a partir de la autólisis de la célula completa de levadura.

Cuando la cantidad de levaduras es la adecuada dentro de los fermentadores, se realiza un proceso térmico que provocara la autólisis de levadura. A partir de aquí, se lleva a cabo un proceso de centrifugación del producto autorizado, que provocara la separación de la pared celular y del contenido intracelular (extracto de levadura). Posteriormente los productos separados son concentrados y secados cuidadosamente para conservar sus características nutricionales. (Morales, R. 2007)

Figura 1. Esquema de la producción industrial de Levaduras y fracciones



Fuente: (Morales, R. 2007, Adaptado de DAN-LFA, 2005)

2.1.7.1 Extracto de levadura

El contenido intracelular de la levadura es una fuente muy rica en nucleótidos, ácido glutámico, vitaminas hidrosolubles del complejo B, inositol, aminoácidos y péptidos.

(<http://biotech.com.uy>. 2011; <http://www.alltech.com>. 2011)

2.1.7.1.1 Nucleótidos

Los nucleótidos son las unidades básicas (de bajo peso molecular) de los ácidos nucleicos, el ácido desoxirribonucleico (ADN) y el ácido ribonucleico (ARN), los que intervienen en la regulación de la actividad celular a través de la síntesis de proteínas.

Cada nucleótido tiene tres componentes característicos:

- ❖ **Base nitrogenada:** son moléculas heterocíclicas, cuyos anillos están estructurados por carbono y nitrógeno. Derivan de dos tipos de compuestos conocidos como purina y pirimidina. La adenina (A) y la guanina (G) son bases púricas comunes a ambos tipos de ácidos nucleicos, en tanto que la citocina (C) también está presente en ambos tipos de ácidos nucleicos; la timina (T) exclusiva del DNA y el uracilo (U) exclusivo del ARN son bases pirimidínicas.
- ❖ **Pentosa:** son monosacáridos de cinco carbonos. Ribosa en el ARN y desoxirribosa en el ADN. Cada base nitrogenada se une covalentemente (enlace O-glucosídico) a la pentosa, para formar un nucleósido (adenosina, guanosina, timidina, citidina y uridina).
- ❖ **El fosfato:** se esterifica al carbono 5' de la pentosa y permanece como un radical que puede interactuar con otros grupos fosfatos, dando origen a nucleótidos monofosfatados, difosfatados y trifosfatados, pero también puede unirse a otro nucleótido para dar origen a las cadenas de ácidos nucleicos, a través del enlace 3'-5'-fosfodiéster.

La unión entre dos bases nitrogenadas en la doble hélice del ADN, se da por puentes de hidrógeno. (Mataix, J. 2009; Beas, C. 2009; Hernández, M. 1999)

A. Digestión y Absorción

Durante la manipulación de los alimentos, los ácidos nucleicos se hidrolizan parcialmente a nucleótidos, especialmente el ARN. El ADN se encuentra formando parte de nucleoproteínas cromosómicas, de las que son liberados por las enzimas proteolíticas gástricas, pancreáticas e intestinales, que hidrolizan la fracción proteica.

La digestión de los ácidos nucleicos comienza en el lumen intestinal, por la acción de dos enzimas pancreáticas, ribonucleasa y desoxirribonucleasa, que los transforman en oligonucleótidos. La digestión continúa por acción de otras enzimas pancreáticas e intestinales. Las fosfodiesterasas de ambos orígenes hidrolizan las uniones entre los componentes de los oligonucleótidos, originando mononucleótidos. Estos sufren la acción de nucleotidasas pancreáticas (enzimas que hidrolizan específicamente los esteres fosfóricos en los nucleótidos), así como de la fosfatasa alcalina del borde en cepillo de la mucosa intestinal y de las fosfatasas pancreáticas, que hidrolizan cualquier éster fosfórico. De esta forma, los nucleótidos pasan a nucleósidos. Por último, las bases púricas y pirimidínicas son liberadas por la acción de nucleosidasas y nucleósido fosforilasas pancreáticas.

La absorción se realiza a nivel de bases y nucleósidos y se trata de un proceso de transporte activo. Las bases y nucleósidos acceden al hígado por vía portal, aunque algunas bases pueden ser degradadas por las células de la mucosa. (Mataix, J. 2009).

B. Metabolismo

La síntesis completa de los nucleótidos (síntesis *de novo*), se realiza fundamentalmente en el hígado, a partir de aminoácidos. Las bases púricas y pirimidinas formadas, en parte son exportadas a otro tejido con altos requerimientos debido a su rápido recambio celular. El resto de los tejidos fabrican preferentemente, sus nucleótidos a partir de las bases o los nucleósidos procedentes de la alimentación o de la síntesis hepática (vía de “recuperación”)

La biosíntesis *de novo* de nucleótidos purínicos, se forman a partir de fosforribosil pirofosfato (PRPP), glutamina, aspartato, glicina, bicarbonato y formiato (formil tetrahidrofolato). Los nucleótidos pirimidínicos, se sintetizan a partir de bicarbonato, glutamina, aspartato y fosforribosil pirofosfato (PRPP).

Sin embargo los mamíferos no pueden realizar la síntesis *de novo* de nucleótidos, en aquellos tejidos que tienen un rápido recambio celular. En estos casos, la síntesis se lleva a cabo por reutilización de bases y nucleósidos liberados del catabolismo de ácidos nucleicos de tejidos o de alimentos, a través de la vía de recuperación.

La degradación de los nucleótidos pirimidínicos, no produce compuestos insolubles, es decir no plantea ningún problema al organismo. En cambio la degradación de los nucleótidos de purina, origina ácido úrico muy poco soluble, que puede causar alteraciones; por ello la vía metabólica de recuperación, sirve también para “recuperar”, en su mayor parte las bases originadas en el catabolismo de los nucleótidos, impidiendo que se transformen en ácido úrico.

Estudios recientes han demostrado que la ausencia de nucleótidos en la dieta, activa la síntesis *de novo* de purinas y pirimidinas, mientras que la ingesta de una dieta que contiene nucleótidos, inhibe la síntesis *de novo* y activa la vía de la recuperación a través del aumento de la expresión génica de la hipoxantina guanina fosforribosil transferrasa (HGPRT), enzima clave de dicha vía. (Mataix, J. 2009)

C. Funciones nutricionales de los nucleótidos de la dieta

Los nucleótidos se han considerado tradicionalmente como compuestos no esenciales, capaces de ser sintetizados sin ningún problema a partir de los aminoácidos correspondientes.

Estudios recientes sugieren que los nucleótidos se comportan como nutrientes semiesenciales. Es posible que, en determinadas situaciones, la síntesis *de novo* no baste para satisfacer las exigencias de nucleótidos y ácidos nucleicos, que son muy grandes en los tejidos con gran proliferación celular.

❖ Absorción de hierro

Experimentos han demostrado que el IMP (ácido inosínico) aumenta la absorción intestinal de hierro cuando se administra oralmente.

❖ Microflora intestinal

Las bifidobacterias ejercen una función fisiológica positiva, debido a que su actividad biológica provoca una disminución del pH intestinal, lo que limita el

crecimiento de otras poblaciones bacterianas, algunas potencialmente patógenas.

Se ha demostrado que los nucleótidos de la dieta aumentan, tanto in vitro como in vivo, el crecimiento de las bifidobacterias intestinales.

❖ **Metabolismo lipídico**

Hallazgos sugieren que los nucleótidos de la dieta podrían tener un papel en la síntesis de lipoproteínas a nivel hepático o intestinal.

❖ **Inmunidad**

Los nucleótidos de la dieta inducen una mayor respuesta linfoproliferativa frente a mitógenos en las células T, que son necesarias para mantener la hipersensibilidad cutánea retardada, la respuesta inmune mediada por linfocitos T y la actividad fagocítica normal. Además, el porcentaje de mortalidad de animales de experimentación en respuesta a infecciones microbianas, es significativamente mayor en los animales alimentados con una dieta exenta de nucleótidos. En ratones una dieta suplementada con mezcla de nucleótidos o nucleósidos, asegura una adecuada respuesta humoral a antígenos dependientes de células B.

❖ **Crecimiento tisular**

Estudios sugieren que la suplementación exógena de purinas y pirimidinas estimula la proliferación celular y favorece la recuperación después de una agresión tisular.

Durante un estado de rápido crecimiento, la

disponibilidad de bases púricas procedente del pool endógeno podría limitar el desarrollo intestinal, especialmente durante un periodo de alta demanda, como infecciones o recuperación de una lesión intestinal.

La ingesta de una dieta deficiente en nucleótidos por animales al destete, se traduce en una disminución de la concentración de ATP intestinal, así como de una disminución de ARN total y una desagregación de los ribosomas, ocasionando una menor síntesis fraccional de proteínas.

El intestino incorpora proporcionalmente mayores cantidades de nucleótidos que otros tejidos, los animales alimentados con una dieta adicionada de nucleótidos, presenta un mayor contenido proteico y de DNA, así como mayor altura de vellosidades y mayor actividad maltasa. (Hernandez, M. 1999)

2.1.7.1.2 Acido glutámico

Llamado también glutamato. Es un aminoácido que utiliza el organismo para la síntesis de proteínas. Esta dentro del grupo de aminoácidos no esenciales. El glutamato es el neurotransmisor excitador (estimulante), más común en el sistema nervioso central. Juega un rol importante en la correcta metabolización de los carbohidratos, remueve el amoniaco de los músculos. Durante la remoción del amoniaco, en combinación con este y vitamina B6, se transforma en glutamina.

Es uno de los aminoácidos más activos metabólicamente. El

ácido glutámico es uno de los aminoácidos más abundantes del organismo y un comodín para el intercambio de energía entre los tejidos. Las células de la mucosa intestinal son voraces consumidoras de este aminoácido al igual que lo requieren como fuente de energía las células del sistema inmunitario. Finalmente, el ácido glutámico es un precursor para la síntesis de un metabolito con alto potencial antioxidante como es la producción del glutatión. (Lora, A. 2008)

2.1.7.1.3 Inositol

El inositol es un alcohol cíclico, ciclohexanohexol, un compuesto orgánico, que puede ser producido por el organismo, a partir de la glucosa. Es considerado un miembro de las vitaminas B, también llamado vitamina B8.

De entre los nueve isómeros del inositol, solo el mioinositol tiene importancia en el metabolismo de animales y plantas, en estas últimas se encuentra como ácido fítico y en los tejidos animales, como constituyente de los fosfolípidos en las membranas celulares.

El mioinositol, es considerado un nutriente esencial.

- ❖ Es necesario para el buen estado de las células nerviosas, musculares y cerebrales. Interviene en la transmisión de los impulsos nerviosos, la regulación del crecimiento nervioso, es mediada por el inositol 1, 4, 5-trifosfato (IP3).
- ❖ Mioinositol interviene en el metabolismo de los lípidos y reduce el colesterol, ya que junto con la colina (también relacionado con vitamina B), es responsable de la creación

de neurotransmisores y de impedir que los lípidos se depositen en el hígado (efecto lipotrópico) y favorecer su transporte y penetración en las células.

❖ Es necesario también para la buena capacidad reproductiva, se cree que el inositol favorece la creación de espermatozoides.

❖ La suplementación de inositol, es también importante en condiciones de disturbio de la microflora intestinal y de estrés.

(Hernandez, M. 1999; <http://es.wikipedia.org/wiki/Inositol>.2015)

2.1.7.2 Paredes celulares de levadura

La pared celular de la levadura está constituida por polisacáridos y glicoproteínas, en forma de una red tridimensional. Se ha estimado que el porcentaje de polisacáridos que puede contener la pared celular de la levadura puede ser de alrededor de un 85 a un 90% y de un 10 a un 15% de proteína. A escala estructural, la pared celular de la levadura está constituida por 3 grupos de polisacáridos: polímeros de manosa o manano-proteínas, hasta un 50% de la MS de la PCL; polímeros de glucosa o β - glucanos (1,3/1,6), hasta un 55% de la MS de PCL, y en menor proporción polímeros de N-acetil-glucosamina o quitina en un 6% de la MS de PCL.

Las PCL son fuentes ricas de polisacáridos naturales del tipo β - glucanos y manano-oligosacaridos (MOS). Investigadores en el área de carbohidratos o polisacáridos (Glicómica), sugieren que este tipo de moléculas cumplen funciones vitales en los procesos de comunicación a escala intestinal y del sistema inmunitario.

Algunas de las ventajas de la utilización de productos basados en polisacáridos de PCL, son su gran capacidad para soportar las altas temperaturas que pueden ocurrir en los procesos de paletizado del alimento de monogástricos, además de una gran capacidad para resistir las condiciones químicas y físicas impuestas durante su trayectoria por el tracto digestivo del animal.

Respecto a los mecanismos de acción de las levaduras y de PCL de *S. cerevisiae*, reportado en animales monogástricos, sus efectos podrían agruparse en tres distintos niveles: 1) exclusión de patógenos y micotroquinas, 2) estimulación del desarrollo de la mucosa digestiva y 3) estimulación de sistema inmune.

(Morales, R. 2007)

2.1.8 Reproducción

En casi todos los organismos animales, la reproducción ocurre durante o después del periodo de crecimiento, de tal manera que los órganos sexuales reproductivos hayan alcanzado su completo desarrollo. (Chauca, L. 2014)

2.1.8.1 Cuy Macho

A. Pubertad o madurez sexual

Desde un punto de vista práctico, un animal macho o hembra ha alcanzado la pubertad, cuando es capaz de liberar gametos y de manifestar secuencias completas de comportamiento sexual. La pubertad es básicamente, el resultado de un ajuste gradual entre la actividad

gonadotrópica creciente y la capacidad de las gónadas de asumir simultáneamente la esteroidogénesis y la gametogénesis. (Hafez, E. y Hafez, B. 2002)

En la pubertad o madurez sexual, se dan procesos de cambios físicos, en el cual el cuerpo del animal se transforma para llevar a cabo la reproducción sexual; las gónadas o testículos, empiezan a producir los espermatozoides junto con las hormonas sexuales masculinas (testosterona). (Chauca, L. 2014)

Tanto en machos como en hembras, el peso corporal está estrechamente relacionado a la pubertad.

Los primeros espermatozoides móviles en el epidídimo, se hallaron entre los días 50 y 55 de edad y a los 84 días o mas se encuentran espermatozoides en la totalidad de los machos. El cuy alcanza 600 gramos aproximadamente, cuando recién comienza a producir espermatozoides. (Chauca, L. 2014).

Los machos seleccionados como reproductores para empadRARlos, deben ser de mayor edad, tamaño y peso que las hembras. La edad apropiada está entre las 12 y 14 semanas de edad. A los 3 – 3.5 meses de edad, un macho puede emplearse eficientemente en la reproducción. El peso del macho debe estar entre 900 gr y 1 Kg de peso. (Chauca, L. 2014)

El incremento del peso testicular se inicia a partir de los 16 días, teniendo un rápido aumento del peso de la masa testicular entre los días 40 y 80 de edad. La biometría testicular de los cuyes machos de la raza Perú, evidencian una correlación positiva entre el peso corporal y el peso testicular conforme aumenta la edad de los cuyes. (Lopez,

2010, citado por Chauca, L. 2014)

El volumen del eyaculado va a estar relacionado a la función endocrina del testículo, existiendo gran variación entre animales y edades. Un investigador llamado Freud (1962) señaló volúmenes promedio de 0.05, 0.33, 0.32 y 0.58 ml para animales de 5, 10, 15 y 20 semanas de edad respectivamente. El eyaculado del cobayo va a estar constituido por ácido ascórbico, ácido cítrico, fructuosa y fosfato inorgánico, provenientes de las glándulas vesiculares respectivamente. La concentración espermática en los eyaculados del cobayo varían según la edad, habiéndose comprobado en animales de 11 semanas, que la concentración va a incrementar a 9.76×10^6 espermatozoides por mm^3 en cobayos adultos. (Villena, I. 2005)

El espermatozoide del cuy salvaje, es similar morfológicamente al del doméstico. La conformación de la cabeza del espermatozoide es típica, presenta un gran tamaño de la parte acrosómica con la parte nuclear redonda, cabeza achatada de lado a lado, la inserción del cuello a la cabeza es central y en forma de cáliz, la cola es muy larga. Las dimensiones del largo de la cabeza, ancho, espesor y largo de cola fueron: 12.0, 10.76, 1.0 y 106.20 micras. (Arroyo, O. 1986)

Considerando al cuy como un animal muy precoz en cuanto a sus manifestaciones sexuales, se hace muy difícil la crianza de machos en colonias, por las peleas que ocurren, produciéndose heridas que posteriormente se infectan. Es conveniente separar sexos a la edad de 15 a 21 días, o sea en el momento del destete.

B. Aparato reproductor – Anatomía y Fisiología

El sistema reproductor masculino consta de: los testículos, (rodeados de túnica vaginal y cubiertas testiculares), los epidídimos, los conductos deferentes, las glándulas accesorias, la uretra y el pene rodeado por el prepucio. (Dellmann, D. 1994).

⌘ Testículos

Se encuentran ubicados dentro del abdomen, a los lados de la vejiga urinaria, son de forma ovoide, miden aproximadamente 22mm de largo y 18 mm de ancho, con un peso que varía entre 2.5 y 3 gramos, pudiendo llegar hasta 4 gramos. (Hidalgo, 1995).

Los testículos se encuentran normalmente en las bolsas testiculares (bolsa de piel especializada), debajo del nivel del ano, pero son susceptibles de volver a la pequeña pelvis, puesto que en estos animales el canal peritoneo no se cierra. (Fernán - Zegarra, J. 2010; Martín, R. 2004)

Durante la fase de excitación que precede el coito, los testículos descienden por los canales inguinales al fondo de un saco ciego, formado por tejido subcutáneo y piel de la región inguinal.

Los conejos tienen los testículos dentro de la cavidad abdominal y estos descienden en los periodos de actividad sexual. Durante el periodo de reposo sexual el escroto no se aprecia y el musculo Cremáster, que está muy desarrollado, se invagina junto con las otras estructuras testiculares a través del canal inguinal. (Martín, R. 2004)

En los testículos, los espermatozoides son producidos como secreción exocrina y las hormonas como secreción endocrina.

❖ **Vascularización de los testículos**

La arteria testicular tiene una porción abdominal recta, pero pasa a formar espirales tras alcanzar el cordón espermático. Las arterias epididimales y pequeños vasos nutritivos son ramas de la porción en espiral. Cuando la arteria alcanza el testículo corre paralela al epidídimo y está inmersa en la túnica albugínea. La arteria testicular se divide en el polo testicular caudal, para formar la irrigación arterial de la capa vascular de la túnica albugínea.

En el interior del septula testis, arterias centrípetas se dirigen hacia el mediastinum testis, donde forman espirales muy retorcidas y circunvolucionadas. Pequeñas arteriolas centrifugas, salen desde estas circunvoluciones para abastecer al parénquima testicular. La mayoría de las venas testiculares desembocan en venas superficiales situadas en la túnica albugínea, que convergen en la base del cordón espermático para formar el plexo pampiniforme, que rodea completamente la sinuosa arteria testicular.

Se cree que esta topografía vascular del cordón espermático de los mamíferos, permite la transferencia venosa-arterial de hormonas esteroideas y enfría la sangre arterial que entra a los testículos, ya que para una correcta espermatogénesis, se necesitan elevados niveles de andrógenos testiculares y baja temperatura testicular. (Dellmann, D. 1994).

✚ Conductos eferentes

Entre 8 y 25 conductos eferentes conectan la red testicular con la cabeza del epidídimo, formando una estructura aplanada en uno de los polos testiculares. Las células ciliadas de la zona apical, ayudan a mover los espermatozoides hacia el conducto del epidídimo. La región media de cada conducto eferente tiene notable actividad secretora. (Hafez, E. y Hafez, B. 2002).

✚ Epidídimo

En mamíferos es un órgano sexual accesorio y dinámico, que depende de andrógenos testiculares, para mantener el estado de diferenciación de su epitelio. Es un largo y enrollado conducto. Tiene tres segmentos; cabeza, cuerpo y cola. En los dos primeros segmentos se da la maduración de los espermatozoides y estos se almacenan en la cola. Las funciones del epidídimo son de maduración, almacenamiento y transporte de los espermatozoides.

Al pasar los espermatozoides por el epidídimo, adquieren motilidad y sus receptores de superficie se activan. La cabeza del epidídimo nace en el hilio del testículo y se proyecta caudalmente formando el cuerpo, que se adhiere al cuerpo dorsal del testículo para luego formar la cola del epidídimo, que tiene la forma de un cono truncado de donde sale el conducto deferente.

Diariamente salen de los testículos grandes volúmenes de líquido, la mayor parte es absorbida en la cabeza del epidídimo, los espermatozoides al entrar a la cola del epidídimo, presentan la mayor capacidad fecundante. El 75 % de espermatozoides se encuentran en la cola del

epidídimo.

✚ Conductos deferentes

Estos conductos son de forma tubular un poco más gruesos en sus porciones terminales, desembocan en la uretra por encima de la vejiga urinaria y debajo de la desembocadura de las vesículas seminales. Se encuentran los espermatozoides maduros, que han salido del epidídimo.

✚ Glándulas Accesorias

El eyaculado consiste en espermatozoides y plasma seminal, que está compuesto por secreciones del epidídimo y de las glándulas accesorias del macho. (Dellmann, D. 1994).

Las glándulas accesorias, vierten sus secreciones en la uretra. (Hafez, E y Hafez, B. 2002)

Estas glándulas sintetizan secreciones serosas y mucosas, que nutren y activan a los espermatozoides, asimismo limpian la uretra antes de la eyaculación. Las secreciones también transportan a los espermatozoides dentro del conducto femenino y tapan la vagina para asegurar a la fertilización. (Banks, W. 1996).

Las glándulas accesorias del aparato genital del cobayo, están compuestas por unas glándulas vesiculares muy voluminosas en forma de cordones gruesos que terminan en punta afilada. Se sitúan en la cara ventral de la uretra y presentan un pliegue con una gran vascularización que se sitúa entre ambas glándulas. La próstata está formada por

dos lóbulos pequeños, situados en la cara ventral de la uretra y dos lóbulos prostáticos de mayor tamaño en la cara dorsal. Existen dos glándulas denominadas coagulantes, que aparecen en la mayoría de los roedores, cuyo papel es el de desprender una sustancia que tampona la vagina de la hembra después de la copula y dos pequeñas glándulas bulbouretrales. (Martin, R. 2004)

✚ Pene

Tiene un promedio de 4 cm de largo desde su raíz y 5 mm de ancho, presenta un oспенis corto y situado en su parte anterior. Los cuerpos cavernosos del pene están constituidos por tejido colágeno fuertemente vascularizados de consistencia esponjosa. El glande tiene forma de cono truncado por debajo de este existen una saculación en cuyo interior se encuentran dos prolongaciones a manera de garfios o colmillos de consistencia dura, cartilaginoso, queratinizado, que se proyecta hacia adelante con sus extremos curvados suavemente hacia arriba, estas estructuras posiblemente contribuyen al orgasmo en la hembra. (Arroyo, O. 1986; Fernán- Zegarra, J. 2010; Marquéz, N. 2007)

C. Aparato reproductor – Histología

✚ Testículos

❖ Envolturas testiculares de la mas externa a la interna.

• Capa visceral de la Túnica Vaginal: (Peritoneo)

La capa visceral de la túnica vaginal (túnica serosa), cubre a los testículos y los epidídimos, consta de

mesotelio y una capa de tejido conjuntivo, que se fusiona con la túnica albugínea. Cuando el testículo es extraído del escroto, la capa parietal de la túnica vaginal, permanece adherida al escroto. (Dellmann, D. 1994).

- **Túnica Albugínea:**

Capsula de color blanco, casi inextensible, solida de tejido colágeno denso e irregular. Presenta una capa fibrosa, formada predominantemente por fibras colágenas, pocas fibras elásticas y fibroblastos y una capa vascular, que está presente en la mayoría de especies, formada por ramificaciones serpenteantes de la arteria testicular y una red de venas anastomosantes.

- **Septula testis y mediastinum testis**

La túnica albugínea se continúa con trabéculas de tejido colágeno laxo (tabiques testiculares), que convergen hacia el mediastino testicular.

Los tabiques testiculares, son finas bandas que rodean grandes vasos intratesticulares. Además dividen el parénquima testicular en un número variable de lobulillos testiculares, conteniendo cada uno de ellos túbulos seminíferos contorneados, 30 en los roedores. (Fernán - Zegarra, J. 2010).

Los túbulos de los lóbulos (túbulos contorneados y rectos), están rodeados por tejido colágeno laxo con muchas fibras reticulares. (Banks, W. 1996)

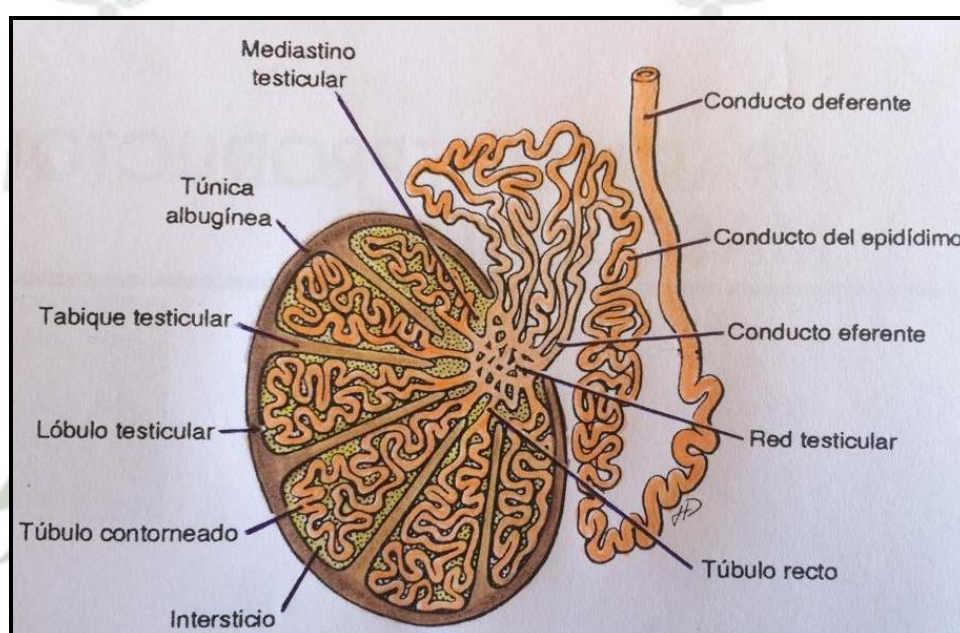
Los septula testis, se continúan con el mediastinum testis, área de tejido colágeno laxo que contiene los

conductos de la rete testis y grandes vasos sanguíneos y linfáticos.

El mediastino testicular, se encuentra en casi todas las especies, en el polo anterior del testículo.

(Dellmann, D. 1994; Banks, W. 1996)

Figura 2. Testículo y estructuras relacionadas



Fuente: Banks, W. 1996

❖ **Células intersticiales endocrinas (Cel. de Leydig)**

Los espacios intertubulares (parénquima testicular), contienen tejido colágeno laxo irregular, vasos sanguíneos y linfáticos, fibrocitos, cel. mononucleares libres y células intersticiales endocrinas (Cel.de Leydig).

Las dos generaciones de células intersticiales, fetales y puberales, se desarrollan a partir de precursores mesenquimatosos. (Dellmann, D. 1994).

Las células de Leydig, son polimórficas grandes,

reconocidas por su pequeño y esférico núcleo, también presentan retículo endoplásmico liso. Su citoplasma acidófilo, contiene muchas gotas de lípidos y gránulos, pero estas se pierden durante el proceso de rutina, como resultado, las células se observan espumosas. (Banks, W. 1996; Bacha, W and Bacha, L. 2012).

Las células de Leydig aparecen dispuestas en cordones o racimos, no existiendo una estrecha relación de cada célula con un capilar.

Son las encargadas de producir andrógenos testiculares (hormonas esteroideas): testosterona. Las hormonas esteroideas naturales son sintetizadas a partir del colesterol.

En sus membranas se encuentran, la mayoría de los enzimas necesarios para la síntesis de esteroideas. Las mitocondrias presentes, poseen crestas tubulares y están implicadas en el primer paso para la producción hormonal esteroidea. (Dellmann, D. 1994)

Las células de Leydig, son estimuladas por la hormona luteinizante (LH), para originar y liberar la testosterona. La hormona folículo estimulante (FSH), y la testosterona, unidas serán entonces las responsables de que las células de Sertoli, estimulen la producción de espermatozoides.

Principales funciones de la testosterona:

- Promover el comportamiento sexual normal.
- Estimular el crecimiento y mantenimiento de la función de las glándulas accesorias masculinas y de los

caracteres sexuales secundarios.

- Control de la espermatogénesis (junto con FSH).
- Acción de retroalimentación negativa sobre la hipófisis y el hipotálamo.
- Efectos anabólicos generales.
- Mantenimiento prenatal del conducto de Wolff y su diferenciación en conducto deferente y epidídimo.

(Dellman, D. 1994).

❖ **Túbulos seminíferos contorneados**

Son las porciones exocrinas de la glándula, ya que producen espermatozoides.

En la mayoría de mamíferos, son lazos tortuosos con dos extremos. Están revestidos por un epitelio estratificado de células espermatogénicas y células de Sertoli, que está rodeado por una lámina propia y están conectados por ambos extremos a túbulos testiculares rectos, mediante un segmento terminal especializado.

Histológicamente, tiene 3 componentes: lamina propia, células somáticas (sostén, soporte, sustentaculares o de Sertoli) y células espermatogénicas.

(Dellmann, D. 1994; Bacha, W and Bacha, L. 2012).

• **Lamina Propia**

La lámina propia rodea al túbulo seminífero. Su capa más profunda es una lámina basal que posee frecuentemente proyecciones en forma de maza, hacia los repliegues basales de las células de Sertoli y espermatogonias.

La lámina basal está conectada a las células peritubulares (que tienen morfología plana), por algo de colágeno y fibras elásticas que, dependiendo de la especie, forman un estrato de una a cinco capas, dos capas en el conejo.

Al nacer las células peritubulares parecen células mesenquimales y gradualmente se diferencian en células contráctiles. Las células peritubulares (mioides) son responsables de las contracciones tubulares, participando en el transporte del contenido tubular y en la espermiación.

La capa más externa de la lámina propia tubular consta de fibrocitos y fibras colágenas.

Hay células mononucleares libres (linfocitos, monocitos) que invaden la lámina propia, pero nunca el epitelio tubular. (Dellmann, D. 1994)

- **Células de Sertoli**

Se encuentran en menor cantidad que las células espermatoogénicas. Las células de sostén adultas son células elongadas y de perfil irregular. Su ancha base descansa en la lámina basal y el citoplasma restante se extiende, hacia el lumen tubular. Estas células están uniformemente distribuidas. Los procesos citoplasmáticos laterales y apicales de las células de sostén llenan todos los espacios entre células espermatoogénicas adyacentes.

El núcleo, que es pálido oval o piriforme, se localiza generalmente en la ancha porción basal de la célula y frecuentemente está muy arrugado, se puede

observar un gran prominente nucléolo. La porción basal y la región del tronco central de las células de sostén contienen mitocondrias, complejo de Golgi poco evidente, abundante REL, poco RER, ribosomas libres, microtúbulos, filamentos de actina y vimentina, lisosomas secundarios e inclusiones lipídicas. Muy pocas organelas se encuentran en los procesos laterales y apicales de las células de Sertoli.

El tamaño de la célula, su área de superficie y el volumen porcentual de las organelas, cambian de acuerdo con los eventos espermatogénicos (ciclo de las células de sostén). Las células de Sertoli forman hemidesmosomas con la lámina basal. Uniones temporales con células germinales, juegan un papel en el desplazamiento vertical y liberación (espermiación) de las células germinales.

Las células de sostén adyacentes están unidas por uniones densas asociadas a microfilamentos y cisternas situadas por debajo de la superficie del RE.

Estas uniones separan un compartimento basal de uno apical (adluminal tubular) y constituyen una barrera de difusión.

- Comp. Basal: se da renovación de las células progenitoras espermatogénicas y la multiplicación de las espermatogonias, el fluido tislular intertubular tiene un relativo acceso libre.
- Comp. Apical (Adluminal): La barrera hematotesticular previene selectivamente la

entrada de sustancias al compartimento adluminal, donde tiene lugar en un microambiente controlado, los procesos vitales de meiosis y espermiogénesis.

Los espermatoцитos jóvenes, deben pasar a través de esas uniones intercelulares sin interrumpir la función fisiológica de la barrera hematotesticular.

Las células de Sertoli, tienen funciones nutritivas, de sostén y de soporte para las células espermatoгénicas. Fagocitan células espermatoгénicas en regresión y despegan cuerpos residuales de las espermátidas. Liberan los espermatozoides en la luz del túbulo seminífero (espermiación), modulan la acción de la FSH y la testosterona en las células germinales, participan en la sincronización de los eventos espermatoгénicos, producen una proteína fijadora de andrógenos y secretan constituyentes del fluido intratubular como la transferrina. La inhibina es reabsorbida de la luz de los conductos eferentes en los segmentos iniciales del epidídimo, alcanzando así la corriente sanguínea y ejerciendo una retroalimentación negativa en la secreción hipofisaria de la FSH. Señales paracrinas de las células de sostén modulan la actividad de las células endocrinas intersticiales cercanas.

Los tumores de las células de Sertoli, pueden producir grandes cantidades de estrógenos, lo que conduce a la feminización del organismo. (Dellmann, D. 1994)

- **Células Espermatogénicas**

Varias células espermatogénicas, que representan diferentes fases en el desarrollo y diferenciación del espermatozoide, se localizan entre y por encima de las células de sostén.

La secuencia de eventos, en el desarrollo del espermatozoide desde la espermatogonia es llamada espermatogénesis y se divide en tres fases:

1. Espermatocitogénesis.- Proceso de maduración de espermatogonia ($2n$) a espermatocito ($2n$).
2. Meiosis.- División de los espermatocitos, que da lugar a las espermátidas con un número reducido (haploide - n).
3. Espermiogénesis.- proceso de transformación de las espermátidas a espermatozoide.

(Dellmann, D. 1994)

- **Espermatogonia:** Es la célula espermatogénica mas inmadura, son células pequeñas y redondas. Su núcleo redondo y oscuro, descansa en la membrana basal.
- **Espermatocito primario:** Resulta luego de la división mitótica de la espermatogonia. Es una célula grande, cuyo núcleo normalmente muestra diferentes tipos de cromatina.
- **Espermatocito secundario:** El espermatocito primario sufre la primera división meiotica, dando origen a esta célula. No son observados con frecuencia, ya que rápidamente sufren la segunda división meiotica, formando células haploides, las

espermátidas.

- **Espermátida temprana:** Son células redondas con núcleo pálido, que se generan en grupos, hacia el lumen de los túbulos seminíferos.
- **Espermátida tardía:** Pueden presentar una pequeña ovalada hasta alargada cabeza oscura y una larga y pálida cola, que se proyecta hacia el lumen.
- **Espermatozoide:** Células que son liberadas a la luz del túbulo seminífero.

Varias etapas del desarrollo de células espermátogénicas, se dan en el epitelio de los túbulos seminíferos. El número total de diferentes estadios de desarrollo, varía según la especie, por ejemplo, se conoce que las ratas presentan 14 diferentes etapas, los ratones tienen 12 y los cerdos 8.

Los diferentes estadios de células, en cada etapa, se pueden observar al examinar un corte histológico de testículo. (Bacha, W and Bacha, L. 2012).

○ **Barrera Hematotesticular**

Los túbulos seminíferos no son penetrados por vasos sanguíneos ni linfáticos. Además las células germinales en desarrollo dentro de ellos, están protegidas contra cambios químicos en la sangre, por una barrera de permeabilidad especializada.

Presenta dos componentes principales:

- Capa Mioide: La membrana basal o túnica propia que rodea los túbulos seminíferos, contiene una capa de células mioides contráctiles.
- Uniones entre células de Sertoli: Se piensa que es la principal barrera de permeabilidad entre la sangre y los testículos. Estas uniones, situadas cerca de la base celular, contienen múltiples zonas de adhesión (uniones estrechas), donde las membranas opuestas se fusionan. Las uniones dividen los túbulos seminíferos en dos compartimientos distintos, como se menciona anteriormente.

Al compartimiento basal, tiene libre acceso los componentes que antes han penetrado la capa miode.

La segunda barrera, compuesta por las uniones oclusivas entre células de Sertoli, presenta un amplio intervalo de permeabilidad, desde la compleja exclusión de algunas sustancias, hasta la transferencia casi libre de otras.

La barrera hematotesticular también tiene función en el mantenimiento de concentraciones de sustancias específicas, como de proteína fijadora de andrógenos (ABP), inhibina e inhibidores enzimáticos, dentro de los compartimientos lumbinales de los túbulos.

(Hafez, E y Hafez, B. 2002)

Figura 3. Célula de Sertoli y Células Espermatogénicas

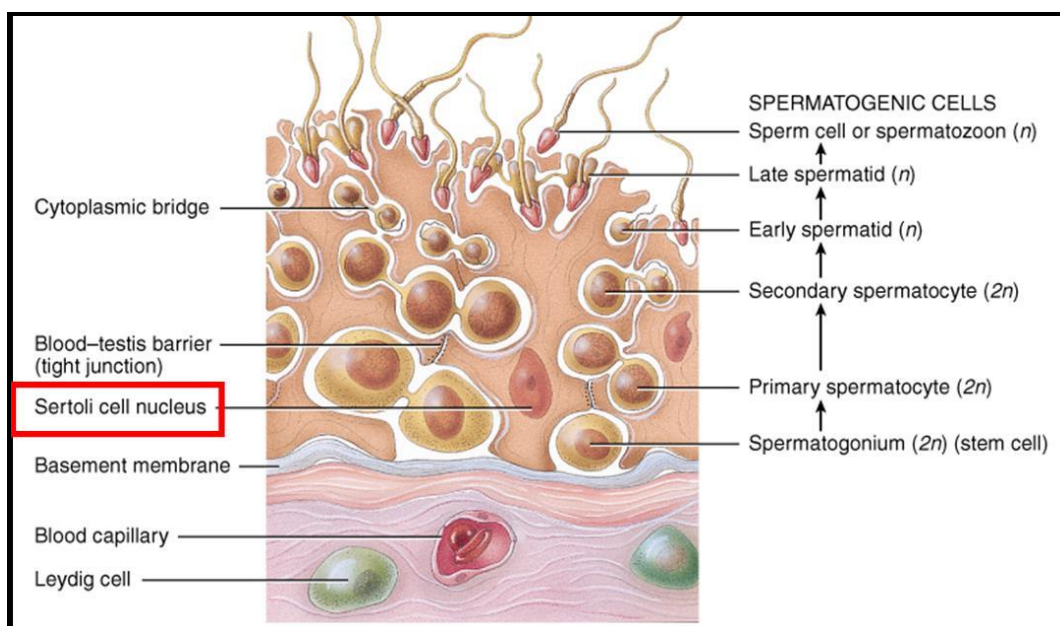
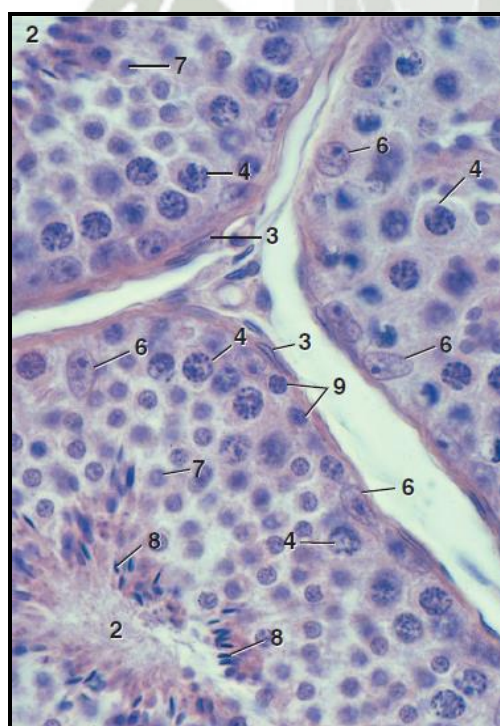


Figura 4. Túbulos seminíferos contorneados

Porción de tres túbulos seminíferos adyacentes



2. Lumen
3. Núcleo de célula Miode
4. Espermatocito primario
6. Núcleo de célula de Sertoli
7. Espermátida temprana
8. Espermátida tardía
9. Espermatogonia

Fuente: Bacha, W and Bacha, L. 2012

❖ **Túbulos testiculares rectos**

En todos los mamíferos domésticos, la mayoría de los túbulos seminíferos contorneados finalizan en la vecindad de la rete testis, a través de los cortos túbulos seminíferos rectos.

En el segmento terminal de los túbulos seminíferos contorneados, el número de células espermatogénicas disminuye y las células de Sertoli aumentan. Este segmento terminal, está revestido por células sustentaculares modificadas (zona de transición), que ocluyen el lumen tubular y proyectan sus ápices a la porción inicial de los túbulos seminíferos rectos, que tienen forma de copa.

Todos los espermatozoides tienen que pasar, en su camino hacia los túbulos seminíferos rectos, a través de los estrechos espacios que existen entre las células sustentaculares modificadas adyacentes. El segmento terminal, puede además funcionar como una válvula, que prevenga el reflujo del fluido de la rete testis al interior de los túbulos seminíferos.

Los túbulos seminíferos rectos, están revestidos por un epitelio que puede variar entre escamoso simple, cubico cilíndrico. (Bacha, W and Bacha, L. 2012).

Este epitelio contiene numerosos macrófagos y linfocitos y es capaz de fagocitar espermatozoides. (Dellmann, D. 1994).

Figura 5. Túbulos seminíferos contorneados

Porción de cuatro túbulos seminíferos adyacentes y corte de un túbulo seminífero recto.



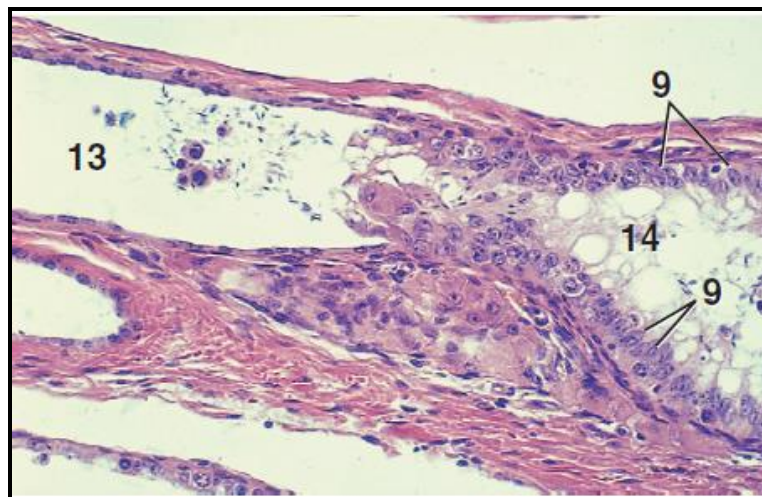
- 2. Célula Intersticial
(Cel. de Leydig)
- 4. Célula Mioide, núcleo
- 5. Espermatocono primario
- 8. Célula de Sertoli, núcleo
- 10. Espermátida temprana
- 11. Espermátida tardía
- 12. Espermatocono
- 13. Túbulo seminífero recto

Fuente: Bacha, W and Bacha, L. 2012

Figura 6. Zona de transición y túbulo seminífero recto

La zona de transición, une un túbulo contorneado, con uno recto.

Las células de Sertoli delimitan esta zona y se protruyen hacia el lumen del túbulo recto.



9. Células de Sertoli

13. Túbulo seminífero recto

14. Zona de transición

Fuente: Bacha, W and Bacha, L. 2012

❖ Red Testicular

La rete testis, está formada por canales anastomosados irregularmente y rodeados por el tejido colágeno laxo del mediastino testicular. Estos se continúan con los conductos eferentes.

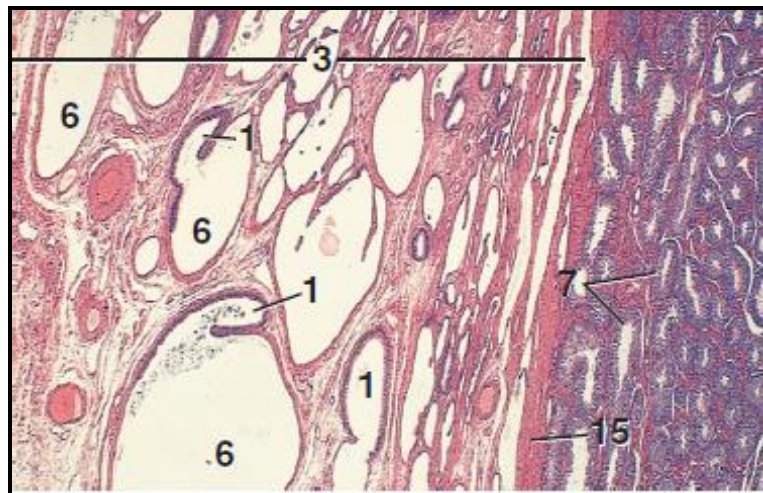
Esta revestido por un epitelio escamoso simple o cilíndrico, con fibras elásticas y células contráctiles, por debajo de dicho epitelio.

La mayoría del fluido testicular, que se reabsorbe en la cabeza del epidídimo, se produce en la red testicular.

(Dellmann, D. 1994)

Figura 7. Red Testicular

Canales anastomosados de la red testicular, se disponen entre el tejido conectivo laxo del mediastino testicular. También se observan conductos eferentes.



- 1. Conducto eferente
- 3. Mediastino testicular
- 6. Red testicular, canales
- 7. Túbulos seminíferos

Fuente: Bacha, W and Bacha, L. 2012

❖ Conductos Eferentes

Conductos que conectan la red testicular, con el conducto epididimario. Los conductos están agrupados en pequeños lobullos (con vasos), con límites claros de tejido conjuntivo.

El epitelio de los conductos eferentes es simple cilíndrico o pseudoestratificado cilíndrico ciliado y consiste en células ciliadas y no ciliadas. Las células ciliadas, con núcleos alineados en la zona apical, ayudan a mover los espermatozoides hacia el conducto del epidídimo, mientras que las células no ciliadas, con núcleos alineados en la zona basal, poseen microvellosidades.

La mayoría de las células no ciliadas están involucradas en procesos de reabsorción, mientras que otras podrían

tener actividad secretora.

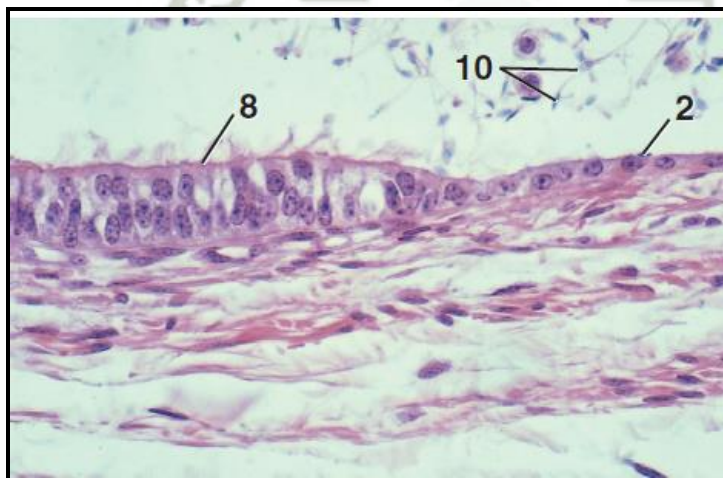
El epitelio ductal está rodeado por un número variable (3 a 6) de capas de miofibroblastos laxamente dispuestas y de tejido conectivo.

Los conductos eferentes y las porciones iniciales del conducto del epidídimo constituyen la cabeza del epidídimo.

(Dellmann, D. 1994)

Figura 8. Unión de Red Testicular y Conducto Eferente

La red testicular esta revestida por epitelio simple cilíndrico y el conducto eferente por epitelio pseudoestratificado cilíndrico ciliado.



- 2. Epitelio cubico, red testicular
- 8. Epitelio pseudoestratificado, conducto eferente
- 10. Espermatozoides

Fuente: Bacha, W and Bacha, L. 2012

2.1.8.2 Cuy Hembra

El manejo eficiente de las reproductoras, permite mejorar la fertilidad, prolificidad y sobrevivencia de las crías. Para ello es necesario conocer el comportamiento de los animales antes y durante su etapa reproductiva. (Chauca, L. 1997).

Cuando las hembras reciben una buena alimentación, desarrollan todo su potencial productivo. Se incrementa la fertilidad, fecundidad, prolificidad, la sobrevivencia de crías y el peso de las mismas al nacimiento. (Cueva, A. 2008)

A. Pubertad o madurez sexual

El primer celo en el cuy hembra, bajo condiciones normales de manejo, puede presentarse entre los 55 y 70 días, dependiendo de la base genética y alimentación recibida. El peso corporal es un parámetro más constante que la edad. (Chauca, L. 1997).

La edad de inicio de la vida reproductiva de los cuyes hembras está entre las 8 y 10 semanas de edad. (Zaldivar, 1986, citado por Chauca, L. 2014). A esta edad, las hembras tienen a quedar preñadas en el primer celo inmediatamente después del empadre. Se considera que una hembra esta lista para el primer servicio, cuando ha alcanzado un peso de 700 – 800 gramos.

El peso de la madre al iniciar el empadre, es el factor más importante, lo cual influye sobre: el peso de la madre al parto y al destete; el tamaño de la camada y el peso de las crías al nacimiento y al destete.

Empadrar hembras de mayor edad no es rentable por el costo de su mantenimiento y por la disminución de su

fertilidad.

La edad recomendada varía entre las 10 semanas en la costa y 13 semanas en la sierra. (Guevara, 1989, citado por Chauca, L. 1997).

B. Aparato Reproductor - Anatomía

Los ovarios, oviductos, útero, vagina y vulva, son los componentes principales, del sistema reproductivo en mamíferos hembras.

Estos órganos contribuyen de manera directa a la función primaria de la reproducción. Entre las diversas funciones están la producción de óvulos, el transporte de los gametos masculinos y femeninos para la fertilización, el mantenimiento y la nutrición del organismo en desarrollo, el parto en el momento apropiado y la secreción de hormonas.

Así mismo, la actividad cíclica es parte integral de los órganos reproductores femeninos; los cambios son más pronunciados y afectan más los órganos de las hembras que los de los machos. (Banks, W. 1996).

El útero tiene forma de Y, formada por dos cuernos uterinos largos y rectos y un pequeño cuerpo. En el interior de este y en contacto con la vagina, existe una membrana que se cierra durante la gestación.

Para nuestro estudio, nos centraremos únicamente en los ovarios.

✚ Ovarios

Los ovarios son órganos pares homólogos a los testículos. El ovario es una combinación de glándula exocrina y endocrina, es decir, produce tanto ovocitos (secreción – exocrina), como hormonas ováricas, principalmente estrógenos y progesterona (secreción – endocrina). (Dellman, D. 1994)

Se ubican a nivel de la 4ta vértebra lumbar. Son dos órganos, de forma ovalada alargada, de color blanco nacarado, presentan bolsa ovárica.

Los ovarios varían de tamaño y miden aproximadamente 1.5 a 2 cm, puede haber variación entre el derecho e izquierdo.

El borde por donde ingresa los vasos se llama hilio, se insertan en el pliegue peritoneal o mesovario, fija al ovario con el ligamento ancho del cuerno uterino. (Fernán – Zegarra, J. 2010).

La estructura del ovario normal, varía enormemente con la especie, la edad y la fase del ciclo sexual.

El ovario de una hembra sexualmente madura, tiene una superficie irregular, con surcos, grietas, depresiones que son cicatrices del estallido de folículos maduros.

❖ Funciones del Ovario

Además de producir ovocitos, el ovario tiene importantes funciones endocrinas. El ovario secreta las hormonas sexuales femeninas, fundamentalmente estrógenos y

progesterona.

Los estrógenos, se producen principalmente durante el Estro por las células de la granulosa, que convierten los andrógenos secretados por las células de la teca interna en estrógenos. La progesterona es producida principalmente por las células luteínicas grandes durante el Metaestro, Diestro y gestación y también por la placenta.

Los estrógenos inducen el crecimiento y desarrollo del aparato reproductor femenino y el comportamiento durante el celo. La progesterona estimula el desarrollo de las glándulas uterinas, induciéndolas a la secreción y transforma el endometrio en receptivo para la implantación del cigoto; también impide la maduración folicular y el Estro y promueve el comportamiento adecuado para la gestación. Los estrógenos y la progesterona, estimulan conjuntamente el desarrollo de la glándula mamaria.

El crecimiento y maduración de los folículos ováricos y de su secreción estrogénica, están controlados por las gonadotropinas pituitarias, FSH y LH. La secreción ovárica de estrógenos, a su vez, dispara la liberación de un pico ovulatorio de LH, normalmente en el día del Estro, induciendo así a los procesos que llevan a la ovulación. El nivel máximo de FSH, ocurre el día antes del Estro; el nivel máximo de LH, como el de los estrógenos, ocurre en el día del Estro. La LH de la pituitaria (hipófisis), también inicia la formación del cuerpo lúteo al interaccionar con receptores de las células de la pared folicular rota, iniciando la luteinización y la secreción de progesterona.

La regresión del cuerpo lúteo, puede seguir a la desaparición de la LH o puede estar causada por un factor luteolítico uterino. El principal factor luteolítico es $\text{PGF}_{2\alpha}$. Si hay gestación, el cuerpo lúteo persiste, por diferentes periodos de tiempo e las diferentes especies, como el cuerpo lúteo de gestación. El cuerpo lúteo de gestación, esta mantenido por hormonas luteotrópicas de la pituitaria, así como de la placenta. En los últimos estadios de la gestación de la mayoría de las especies, el cuerpo lúteo no es importante, porque la placenta segrega la progesterona requerida para el adecuado mantenimiento de la gestación.

Las hormonas esteroideas ováricas y placentales, a su vez, ejercen una influencia sobre la secreción de gonadotropinas pituitarias, mediante un efecto de retroalimentación (feedback) en el hipotálamo, regulando principalmente la liberación de la hormona hipotalámica liberadora de las gonadotropinas (GnRH). Otras estructuras diencefálicas, tales como la glándula pineal, también actúan sobre las funciones gonadotrópicas. (Dellmann, D. 1994)

C. Aparato Reproductor - Histología

■ Ovarios

El ovario está cubierto por un epitelio de superficie simple escamoso o cúbico, conocido como epitelio germinativo. Durante el desarrollo ovárico temprano y la ovogénesis, el epitelio es cúbico, con la edad cambia a revestimiento escamoso. (Banks, W. 1996; Bacha, W and Bacha, L. 2012).

La túnica albugínea (falsa albugínea), es una gruesa capa (capsula) de tejido colágeno denso, situada inmediatamente por debajo del epitelio de superficie e interrumpida por el crecimiento de los folículos ováricos y los cuerpos lúteos, siendo apenas visible durante los incrementos de actividad ovárica. (Dellman, D. 1994; Bacha, W and Bacha, L. 2012).

En el feto, el epitelio germinativo contiene gonocitos y ovocitos primitivos, los folículos primarios están por lo general debajo de la falsa albugínea. Los ovarios en los animales jóvenes, constan de una capa sencilla de células cúbicas o cilíndricas bajas, que en los animales viejos son discontinuas con depresiones cicatrizantes. (Fernán, J. 2010).

El Ovario al corte presenta dos zonas:

Corteza.- Es una ancha zona periférica que contiene los folículos en diferentes etapas de desarrollo, muchos cuerpos lúteos y elementos del estroma.

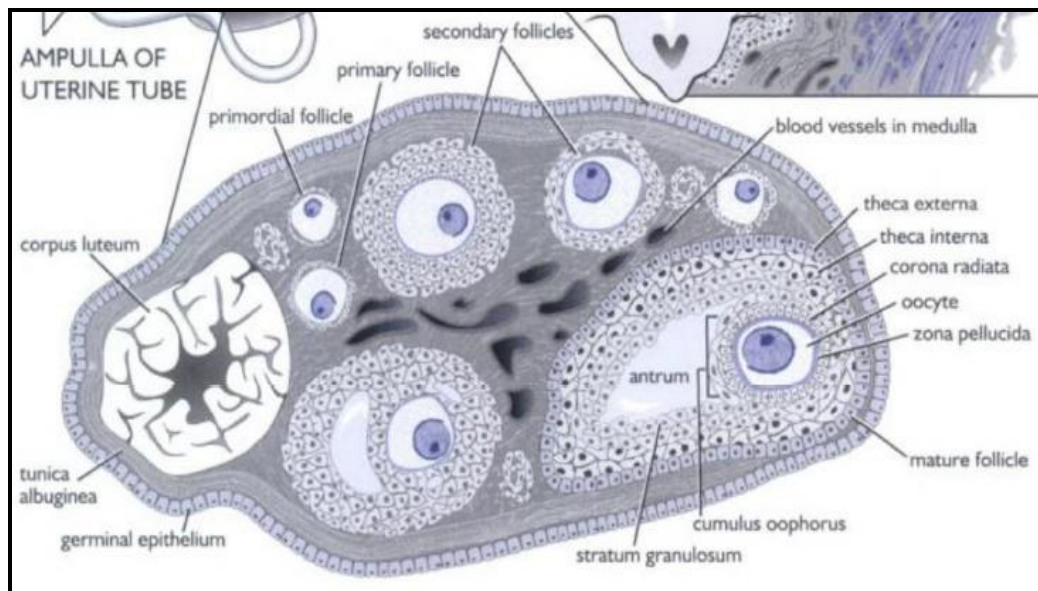
Entre los diferentes folículos, se aprecia el estroma cortical, que está compuesto por un tejido colágeno laxo y densa acumulación de fibroblastos. Estos pueden hallarse paralelos a la superficie o dispuestos en distribución ordenada alrededor de los folículos o vasos. (Banks, W. 1996; Bacha, W and Bacha, L. 2012)

En el ovario de los roedores, perra y gata, el estroma cortical contiene cordones de células endocrinas intersticiales y poliédricas. (Dellmann, D. 1994)

Médula.- Es el área interior en la que están contenidos los nervios, un gran número de vasos sanguíneos gruesos y tortuosos y los vasos linfáticos. Consta de tejido colágeno

laxo y hebras de tejido muscular liso, que se continúan con las del mesovario. (Dellmann, D. 1994).

Figura 9. Ovario y estructuras ováricas



Fuente: Eurell, J. 2004

❖ Oogénesis u ovogénesis

Este proceso es la formación y desarrollo del óvulo. La diferenciación de la célula se presenta en dos etapas similares al desarrollo del gameto masculino: etapa de mitosis y etapa de meiosis. Durante la mitosis o multiplicación, los oogonios proliferan a partir de células germinales primordiales, las cuales han migrado hacia las crestas germinales desde el ectodermo del saco vitelino. Se dividen y dan origen a varias generaciones de células idénticas. En algunas especies, los oogonios se diferencian y multiplican dentro del feto en desarrollo antes del parto, en otras especies se diferencian en el periodo posnatal inmediato.

Los oogonios entran en la profase de la primera división meiotica y se vuelven oocitos primarios antes o poco tiempo después del nacimiento en muchas especies. Los oocitos primarios se detienen en la profase antes de llegar a la madurez sexual; su desarrollo posterior esta sincronizado con respecto al desarrollo y maduración de los folículos.

La primera división meiótica (o de reducción), con la consecuente conversión de un oocito primario a un oocito secundario, se presenta justo antes de la ovulación en casi todas las especies y se acompaña de la formación y expulsión del primer cuerpo polar.

En casi todas las especies, la división meiotica secundaria (o de ecuación), se efectúa cuando un espermatozoide penetra la zona pelúcida y activa al oocito secundario, en este momento, se desprende el segundo cuerpo polar. (Banks, W. 1996)

❖ **Folículos Ováricos**

Son estructuras redondeadas u ovales de diversos tamaños, constituidos por un ovocito rodeado por una o más capas de células epiteliales, llamadas células foliculares.

El crecimiento y la maduración folicular se presentan bajo la influencia de gonadotropinas.

De acuerdo al grado de desarrollo se designan con los nombres siguientes:

- **Folículos Primordiales** (Unilaminares, preantrales y en reposo, quiescentes).

Son las más numerosas y los únicos que se encuentran en el ovario prepuberal.

En el momento del nacimiento puede haber, en el ovario de las diferentes especies, de varios cientos de miles a un millón de ovocitos potenciales. La mayoría de ellos regresionan antes o después del nacimiento y solamente unos cientos son ovulados durante un periodo de vida normal.

A medida que el ovocito primario se forma, las células que lo rodean forman una monocapa de células planas foliculares.

Los folículos primordiales, se componen de un ovocito primario, rodeado por un epitelio simple escamoso de células foliculares. Los folículos primordiales están rodeados de una lámina basal.

Se encuentran fundamentalmente justo debajo de la túnica albugínea, en la corteza externa.

A consecuencia, de la constante estimulación hormonal, algunos folículos primordiales inician su desarrollo. (Dellmann, D. 1994; Bacha, W and Bacha, L. 2012)

- **Folículos Primarios** (Unilaminares, preantrales y en crecimiento).

Se componen de un ovocito primario rodeado por un epitelio de células foliculares, que puede ser de cuboidal simple a simple cilíndrico.

La proliferación de las células foliculares, da como resultado la formación de un folículo multilaminar (primario tardío).

- **Folículos Secundarios** (multilaminares, preantrales y en crecimiento).

Se componen de un ovocito primario rodeado por un epitelio estratificado de células foliculares poliédricas, denominado células de la granulosa. La estratificación multilaminar de las células de la granulosa, se origina en las células foliculares proliferantes del folículo primario.

Los folículos secundarios se caracterizan por el desarrollo de la zona pelúcida, una capa glicoproteica de 3 a 5 mm de grosor, traslúcida y acidofílica, que se sitúa alrededor de la membrana plasmática del ovocito. La zona pelúcida se forma mediante secreciones de las células de la granulosa más cercanas que rodean al ovocito y en parte por el propio ovocito. Hay una penetración parcial de microvellosidades del ovocito en esta zona, mientras que extensiones de las células de la granulosa que rodean al ovocito se introducen en la zona pelúcida asociándose íntimamente con dichas microvellosidades.

A medida que el desarrollo del folículo continua, se forman pequeñas fisuras llenas de líquido entre las células de la granulosa, gradualmente crecen, formando un antro folicular. Posteriormente el antro del folículo secundario, tendrá forma de C. Alrededor

de las células de la granulosa, se forma una capa multilaminar vascularizada de células en forma de huso, provenientes del estroma ovárico, las células de la teca.

- **Folículos De Graaf** (Multialminares, antrales y en crecimiento), también llamados folículos vesiculares o terciarios.

Se componen de un ovocito primario (o en la mayoría de las especies, de un ovocito secundario inmediatamente antes de la ovulación), rodeado de un epitelio estratificado de células de la granulosa, denominado cúmulo ovígero (cumulus oophorus).

El antro folicular, que caracteriza a los folículos terciarios, se forma cuando las fisuras, llenas de líquido de las células de la granulosa de los folículos secundarios, se funden para formar una gran cavidad única (antro folicular), que contiene el líquido folicular. El ovocito primario de los folículos terciarios mide, dependiendo de las especies, de 150 a 300 μm de diámetro. Posee un núcleo central y esférico con una red de cromatina poco densa y un nucléolo prominente. En el citoplasma se pueden observar gránulos lipídicos y pigmentos lipocrómicos.

A medida que el antro aumenta mediante la acumulación del líquido folicular, el ovocito es desplazado excéntricamente, normalmente a la parte del folículo más cercana al centro del ovario.

El ovocito se sitúa entonces en una acumulación de

células de la granulosa, el cumulo ovígero. En los grandes folículos terciarios, las células de la granulosa que rodean íntimamente al ovocito pasan a ser cilíndricas y se disponen radialmente, constituyendo la corona radiada, que está separada del ovocito, por la zona pelúcida. Se cree que las células de la corona radiada tiene un papel de suministro de nutrientes para el ovocito. Estas células persisten, hasta el momento anterior a la fertilización, en otras especies.

En los folículos terciarios, las células de la granulosa forman el revestimiento parietal folicular, el estrato granuloso, que descansa en una lámina basal. La mayoría de estas células de la granulosa parietal son poliédricas, pero las de la capa basal pueden ser cilíndricas.

El estrato granuloso, está rodeado por la teca, que en los folículos terciarios se diferencia en dos capas, la teca interna, que es vascular y la teca externa, de tejido conectivo, que es de soporte. Las células de la teca interna tienen forma de huso y están localizadas en una delicada red de fibras. Una gran red de capilares sanguíneos y linfáticos está presente en la teca interna, pero no penetran en el estrato granuloso. En los folículos maduros, algunas de las células en forma de huso de la teca interna aumentan de tamaño y se convierten en células epitelioides poliédricas.

La teca externa consiste en una fina capa de tejido conjuntivo laxo con fibroblastos dispuestos

concéntricamente alrededor de la teca interna. Los vasos sanguíneos de la teca externa, proveen de capilares a la teca interna.

Al final de la fase de folículo terciario, fase inmediatamente anterior a la ovulación, los folículos son llamados folículos maduros. (Dellmann, D. 1994; Bacha, W and Bacha, L. 2012).

Figura 10a. Ovario

En la corteza se aprecian, folículos en diferentes etapas de desarrollo y un cuerpo lúteo.
Se observa parte de la médula vascularizada.

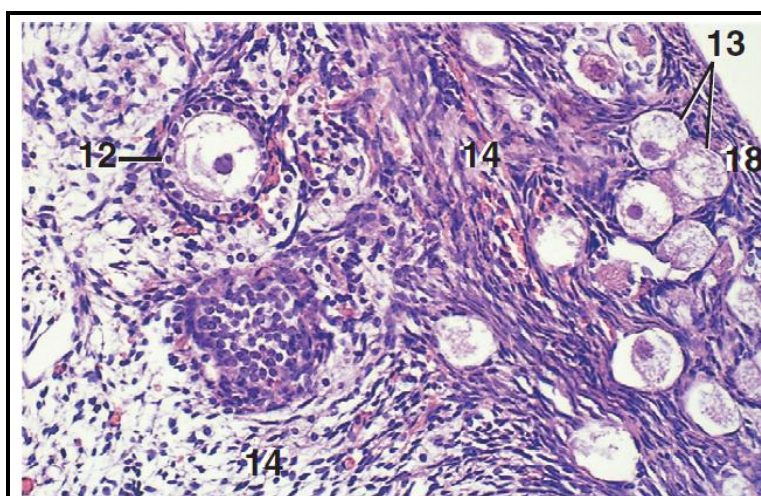


- 3. Cuerpo lúteo.
- 4. Corteza
- 7. Folículos en desarrollo
- 8. Médula

Fuente: Bacha, W and Bacha, L. 2012

Figura 10b. Ovario

Folículos primordiales en la región distal de la corteza.

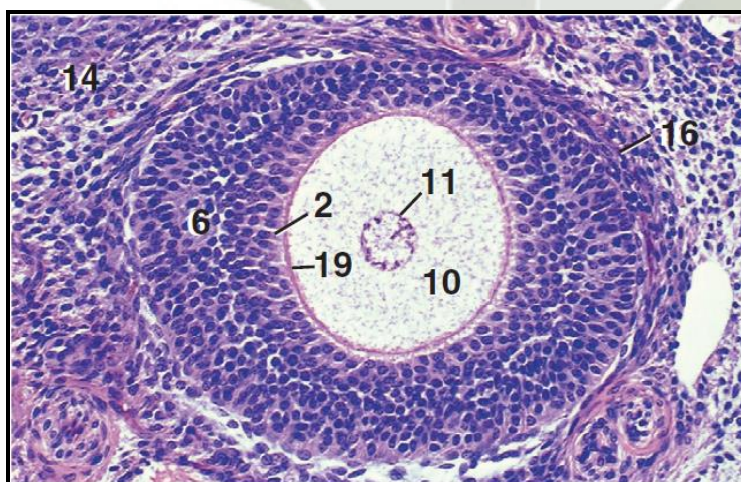


- 12. Folículo primario
- 13. Folículos primordiales
- 14. Estroma
- 18. Túnica Albugínea

Fuente: Bacha, W and Bacha, L. 2012

Figura 10c. Ovario

Folículo primario multilaminar



- 2. Corona radiada
- 6. Células de la granulosa
- 10. Ovocito, citoplasma
- 11. Ovocito, núcleo
- 14. Estroma
- 16. Teca
- 19. Zona pelúcida

Fuente: Bacha, W and Bacha, L. 2012

Figura 10d. Ovario

Folículo terciario inmaduro

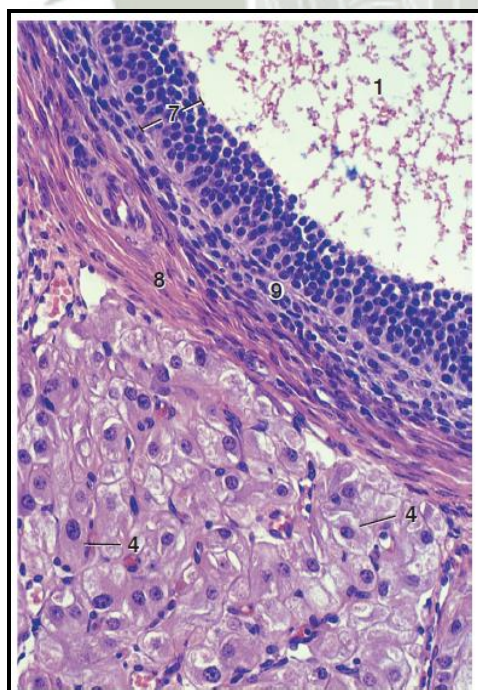


- 1. Antro folicular
- 5. Cumulus oophorus
- 9. Membrana granulosa
- 10. Ovocito, citoplasma
- 11. Ovocito, núcleo
- 15. Teca externa
- 17. Teca interna

Fuente: Bacha, W and Bacha, L. 2012

Figura 10e. Ovario

Porción de pared de un folículo terciario y parte de un adyacente cuerpo lúteo.



- 1. Antro folicular
- 4. Células luteínicas granulosas (grandes)
- 7. Membrana granulosa
- 8. Teca externa
- 9. Teca interna

Fuente: Bacha, W and Bacha, L. 2012

❖ **Influencia hormonal**

Tanto las células de la teca y de la granulosa de los folículos secundarios terminales, como los folículos terciarios iniciales, responden a hormonas gonadotrópicas.

Las células de la granulosa expresan receptores para la FSH (hormona folículo estimulante) y las de la teca expresan receptores para la LH (hormona luteinizante). En los folículos terciarios maduros, las células de la granulosa son inducidas por la FSH a expresar receptores para la LH.

En los folículos terciarios, la LH interacciona con los receptores de las células de la teca interna, para estimular la producción de andrógenos y pequeñas cantidades de estradiol. Los andrógenos son secretados a los capilares o atraviesan la lámina basal, para alcanzar la capa de células de la granulosa.

Los receptores de las células de la granulosa interaccionan con la FSH para activar el sistema del enzima aromatasa, que convierte los andrógenos tecales (testosterona, androstendiona), en estrógenos (17β – estradiol, estrona) que son secretados en el fluido folicular y los capilares. La alta concentración local de estrógenos mantiene un ambiente favorable para la maduración folicular.

Inmediatamente antes de la ovulación, la elevación ovulatoria de la LH, interacciona con los receptores de LH de las células de la granulosa, para desencadenar la serie de eventos que llevarán a la ovulación. Además la

elevación de la LH, parece inhibir la actividad aromatasa de las células de la granulosa y así disminuir la secreción de estrógenos.

En el folículo preovulatorio maduro, la LH está implicada también en la inducción de la maduración del ovocito, es decir, la finalización de la primera división meiotica.

Otras sustancias fisiológicamente activas, se acumulan en el fluido del folículo maduro preovulatorio, como la inhibina, una proteína de gran tamaño que suprime selectivamente la secreción pituitaria de FSH. (Dellmann, D. 1994)

❖ **Ovulación**

La ovulación es la rotura de un folículo y la liberación de un oocito. Cuando el folículo se encuentra desarrollado al máximo, sobresale de la superficie del ovario. Las redes de vasos sanguíneos y linfáticos que rodean el folículo, dan lugar a un aumento en la tasa de secreción del líquido folicular. El acumulo creciente de liquido folicular, hace que el folículo se tumefacte. Se producen pequeñas hemorragias en la pared folicular, ésta se adelgaza y se hace transparente en el lugar de la ruptura folicular, el estigma.

Los cambios en la pared del folículo que preceden a su ruptura, están causados por la liberación de colagenasas. La LH estimula la producción de prostaglandinas (PG) $F_{2\alpha}$ y E_2 . Se cree que la $PGF_{2\alpha}$, libera colagenasas de las células foliculares, causando la digestión de la pared folicular y su distensión en el

estigma. Todos estos procesos, degradan el tejido conjuntivo de la pared folicular y la sustancia basal del cúmulo ovígero y el ovocito es liberado. El ovocito, normalmente rodeado por la corona radiada, pasa a la cavidad peritoneal, desde donde es recogido por el infundíbulo del tubo uterino. En la mayoría de las especies, las células de la corona radiada, se dispersan en el tubo uterino en presencia de los espermatozoides. Probablemente el ovocito se mantiene fecundable menos de un día y si no es fecundado, degenera y se reabsorbe.

En algunas especies, un ovario ovula con mayor frecuencia que el otro. (Dellmann, D. 1994; Banks, W. 1996)

❖ **Atresia folicular**

Como consecuencia de que únicamente un pequeño porcentaje de los ovocitos potenciales son liberados por el ovario en cada ovulación, la mayoría de los folículos experimentan regresión en algún momento de su desarrollo. Esta regresión recibe el nombre de atresia o degeneración y son mucho más los folículos que se hacen atrésicos, que los que llegan a la madurez.

Durante la etapa folicular primordial, la disolución del ovulo y las células de la granulosa no originan tejido de cicatrización, simplemente se desintegra el folículo. Es frecuente hallar folículo polioocítico que están destinados a ser atrésicos. (Banks, W. 1996).

Las modificaciones atrésicas de los folículos terciarios, pueden dar lugar a la formación de dos tipos de folículos

morfológicamente diferentes: obliterativo y quístico.

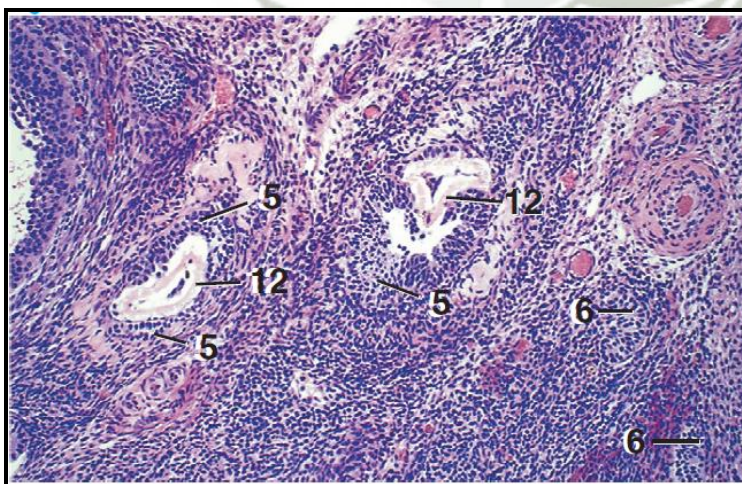
En la atresia obliterativa, la granulosa y las tecas se repliegan, se hipertrofian y se extienden hacia adentro, para ocupar el antro.

En la atresia quística, pueden atrofiarse la granulosa y las tecas o únicamente la granulosa y las tecas se luteinizan, fibrosan o hialinizan alrededor del antro. Las células de la teca interna, que poseen receptores para la LH, pueden continuar sintetizando andrógenos después de la regresión de las células de la granulosa, que son las que convierten los andrógenos en estrógenos.

Manifestaciones destacadas de la atresia de las células de la pared folicular, son la picnosis y la cromatolisis nuclear. (Dellmann, D. 1994)

Figura 10f. Ovario

Folículos atrésicos, cada uno con una zona pelúcida hinchada.



5. Células tecales hipertrofiadas

12. Zona pelúcida

Fuente: Bacha, W and Bacha, L. 2012

❖ **Cuerpo Lúteo**

En la ovulación, el folículo se rompe, se colapsa y se retrae cuando la presión del líquido folicular se reduce.

El plegamiento de la pared folicular es muy notable y el folículo roto se denomina cuerpo hemorrágico, ya que la sangre puede llenar el antro.

Inmediatamente antes de la ovulación, algunas células del estrato granuloso exhiben signos de picnosis. Después de la ovulación, el estrato pasa a ser vascularizado por vasos sanguíneos de la teca interna. Ramilletes de capilares de la teca dan lugar a lazos que se extienden hacia el interior para formar una gran red luteal.

Las células de la granulosa aumentan de tamaño después de la ovulación, se luteinizan y contribuyen a formar la población de células luteínicas grandes del cuerpo lúteo. Después de la ovulación, el doblamiento de la pared folicular finaliza con la incorporación de algunas partes de la teca en el cuerpo lúteo. Las células de la teca, contribuyen inicialmente a la formación de la población de células luteínicas pequeñas del cuerpo lúteo.

La formación del cuerpo lúteo, está bajo control primario de la hormona luteinizante (LH). La luteinización es el proceso por el cual, las células de la granulosa y tecales se transforman en células luteínicas, e incluye la hipertrofia y la hiperplasia de ambos tipos celulares. Un pigmento amarillo, la luteína, aparece en las células luteínicas.

El aumento de tamaño del cuerpo lúteo, tras el periodo de actividad mitótica, se debe principalmente a la hipertrofia de las células luteínicas grandes. Las células luteínicas pequeñas, forman una parte menor del tejido luteínico y ocupan principalmente zonas trabeculares y periféricas del cuerpo lúteo. Sin embargo, los dos tipos celulares pueden mezclarse en el cuerpo lúteo y entonces son difíciles de distinguir.

Las células luteínicas grandes son poligonales, con un gran núcleo esférico y vesicular y con grandes inclusiones metabólicas lipídicas. Durante el metaestro y el diestro estas células contienen organelas características de células sintetizadoras de esteroides, tales como mitocondrias con crestas tubulares.

Las células luteínicas pequeñas, tienen más lípidos pero menos organelas del tipo de las sintetizadoras de esteroides.

Las células luteínicas producen progesterona durante el final del metaestro y la mayor parte del diestro, siendo esta secreción muy notable en la última fase del diestro, poco antes de empezar la regresión del cuerpo lúteo. Las células luteínicas también producen estrógenos y relaxina.

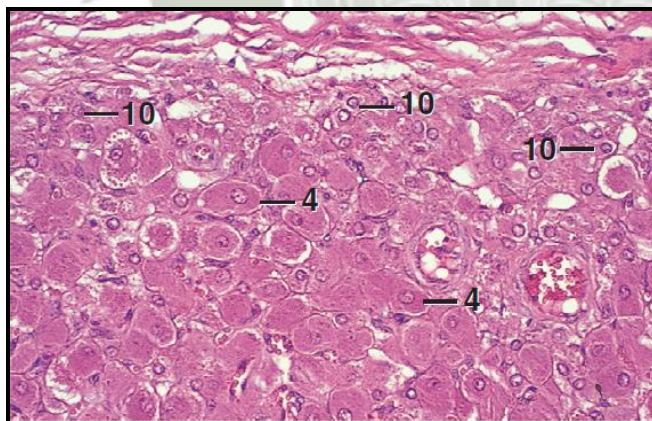
En las células del cuerpo lúteo en desarrollo y maduro, los lípidos son principalmente fosfolípidos con trazas de triglicéridos, colesterol y sus ésteres. Durante la regresión, se acumula colesterol en las células luteínicas, lo que hace suponer que se produce una disminución en la utilización del colesterol, para la

síntesis de hormonas esteroideas.

El primer signo de regresión luteínica se produce al final del diestro y se caracteriza por la condensación del pigmento luteínico, que aparece rojizo, seguido de fibrosis. Los tejidos conjuntivos vasculares del cuerpo lúteo se hacen evidentes durante la regresión, con las paredes de las arterias luteales transformadas por hipertrofia celular y esclerosis, la cicatriz de tejido conjuntivo que persiste después de la regresión luteal se denomina cuerpo albicante o corpus albicans. (Dellmann, D. 1994)

Figura 10g. Cuerpo lúteo, Ovario

Región periférica de un cuerpo lúteo, se muestran las células luteínicas tecales (pequeñas) y las células luteínicas granulosas (grandes)

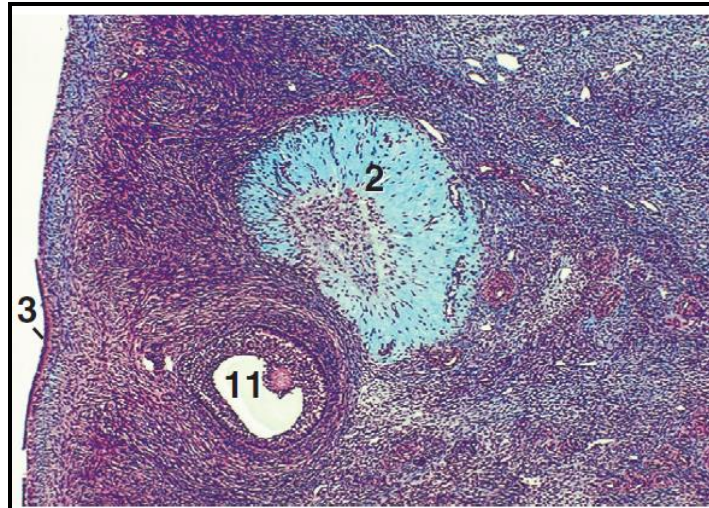


- 4.** Células luteínicas granulosas (grandes)
- 10.** Células luteínicas tecales (pequeñas)

Fuente: Bacha, W and Bacha, L. 2012

Figura 10h. Cuerpo Albicans, Ovario

La cicatriz del cuerpo albicans, se observa de color azul-verde brillante en esta preparación.



- 2. Cuerpo Albicans
- 3. Epitelio germinal
- 11. Folículo terciario temprano

Fuente: Bacha, W and Bacha, L. 2012

❖ Vasos y nervios

Las arterias penetran en el ovario por el hilio. En la medula forman plexos y emiten ramas para las tecas foliculares, cuerpo lúteo y tejido estromal. Alrededor de los folículos más grandes, las ramas forman una corona capilar. En el ovario existen anastomosis arteriovenosas.

Durante la regresión cíclica del cuerpo lúteo y los folículos, se produce una hipertrofia celular y esclerosis en las paredes de las arterias que irrigan estas estructuras. El retorno venoso es similar a la vascularización arterial. Los capilares linfáticos acompañan a los vasos sanguíneos en las tecas foliculares y en el cuerpo lúteo.

Los nervios que inervan el ovario son, por lo general,

amielínicos. Son de naturaleza vasomotora, pero incluyen algunas fibras sensitivas. Los nervios siguen el trayecto de los vasos sanguíneos y terminan en las paredes de los vasos y alrededor de los folículos, en el cuerpo lúteo y en la túnica albugínea. Derivan principalmente del sistema simpático a través de los plexos aórticos y renales, aunque también ha sido descrita una innervación vagal del ovario. (Dellmann, D. 1994)

D. Características del Ciclo Estrual

El ciclo estrual, se presenta durante todo el año, ya que es una especie poliestrica, de ovulación espontánea no estacional.

El ciclo estrual corresponde al intervalo de tiempo entre la aparición de un celo y el siguiente. Su duración es muy variable y oscila entre los 13 y 20 días, registrándose mayores frecuencias entre 14 y 17 días. Esta variación ocurre por su diferenciación en cuanto al linaje y dentro de una misma línea, entre los individuos que la conforman.

El celo, es la fase más importante, las hembras muestran receptibilidad sexual, aceptando la cópula. La duración o persistencia del celo en esta especie varía entre las 7 y 9 horas. En hembras de segundo parto o más, se han realizado observaciones de aceptación del macho por periodos mayores.

La longitud del ciclo estrual es de 16.4 días, con un promedio de ovulación de 3.14 óvulos por ciclo. La membrana vaginal está presente en la superficie de los genitales de la hembra y solo está ausente durante el celo.

La raza Andina presento una producción promedio de 3.6 y la raza Perú 2.8 cuerpos lúteos en el ciclo estrual. (Aranibar, 2009, citado por Chauca, L. 2014)

Con fines de investigación sobre la fisiología sexual del cuy, se ha utilizado la técnica de “frotis vaginal” para determinar los estadios de sus ciclo estrual. Se debe utilizar hembras, en la que esté ausente la membrana que cierra la vagina.

Al respecto en la Universidad Nacional Agraria La Molina, se realizó un estudio sobre la caracterización del ciclo estrual en cobayos hembras vírgenes (Vigil, 1971), en el cual se llegó a las siguientes conclusiones:

1. Los frotis vaginales presentan elementos bien definidos, los cuales permiten una diferenciación marcada de cada estadio del periodo estrual. Los estadios son los siguientes:

Tabla 3. Estadios del Periodo Estrual

Estadios	Características	Observaciones
I.	Preparación del celo. Producción de células nucleadas en la mucosa	Puede presentarse el celo. Proestro
II.	Momento de receptividad a macho. Presencia de células cornificadas en la mucosa vaginal	Se observan manifestaciones sexuales externas. Estro. Ocurre la ovulación.

III.	Rechaza al macho. Células cornificadas en pequeña cantidad, presencia de células epiteliales y leucocitos.	Ausencia de celo. Metaestro
IV.	Rechazo al macho. Predominancia de leucocitos.	Ausencia de celo. Diestro

2. El promedio de longitud del ciclo estrual, fue de 16.40 días.
El rango de variación del ciclo estrual fue de 13 a 24 días.

3. La amplitud y apertura vaginal, tuvo una variación de 3 a 7 días, siendo el promedio de 4.10 días.

4. Los promedios de duración para la fase del Proestro fue de 13.88 horas; para el estro 8.29 horas; para el metaestro 20.41 horas y, para el diestro 14.74 días.

5. El promedio de ovulación fue de 3.14 por ciclo. El ciclo estrual fue dividido en 4 estadios bien marcados.

- **Primer estadio (Proestro):** El frotis contenía gran cantidad de células epiteliales escamosas, siendo estas redondas u ovaladas, observándose en algunos ensanchamientos laterales, dándoles el aspecto de células en punta, con núcleos grandes y picnóticos. En este estadio se apreció abundante cantidad de fluido vaginal (mucus).

- **Segundo estadio (Estro):** El frotis contenía células epiteliales escamosas cornificadas, apreciándose que eran grandes, planas y poliédricas, que se arrugan y vuelven irregulares a medida que el Estro va progresando. Los núcleos eran muy tenues y en algunas casi imperceptibles, mientras que en otras no existía.

Durante este estadio no se apreció la existencia de mucus, pero la pared vaginal se mantenía húmeda.

- **Tercer estadio (Metaestro):** En frotis se observó leucocitos, entre las células cornificadas, además se observó células epiteliales nucleadas pero en menor cantidad que las cornificadas. Las células epiteliales nucleadas se les observo grandes y con núcleos bien picnóticos, los leucocitos bien definidos. En esta fase, al igual que en el estro no se apreció la existencia de líquido vaginal, pero si residuos caseosos.
- **Cuarto estadio (Diestro):** aumento enorme de leucocitos (polimorfonucleados) y pocas células epiteliales nucleadas en relación al gran número de leucocitos, que tenían forma bien definida. No existían células cornificadas. En este estadio no se apreció mucus, pero si, considerable cantidad de material caseoso algo liquefactado.

(Moreno, A.E. 1989; Arroyo. O, 1986)

Intervalo entre ovulaciones

Se registraron 134 ciclos estructurales consecutivos de 20 hembras vírgenes examinas diariamente, se determinó el intervalo entre ovulaciones mediante observación de las aperturas vaginales. Se notó que existió un rango de variación de 13 a 24 días. El promedio de las longitudes de los ciclos fue de 16.40 días.

⚙ Duración de cada fase del ciclo estrual

- Proestro: 13.88 horas
- Estro: 8.29 horas
- Metaestro: 20.41 horas
- Diestro: 14.74 días

⚙ Número de óvulos desprendidos

A la detección del celo y a las 48 horas de haber sido cubiertas las hembras por el macho, se sacrificaron con la finalidad de hacer observaciones macro y microscópicas de los ovarios y realizar el conteo de los óvulos a través del número de cuerpos lúteos jóvenes.

Tabla 4. Numero de óvulos desprendidos

No. Animal	Cuerpo Lúteos		Folículo de Graaf	
	Ovario derecho	Ovario Izquierdo	Ovario Derecho	Ovario Izquierdo
2	2	-	2	-
4	1	-	4	-
5	2	2	-	-
7	2	3	-	-
10	-	-	3	3
12	-	-	2	3
14	2	1	-	-
15	2	-	-	-
16	-	-	5	-
17	3	2	-	-

(Moreno A.E, 1989)

✚ Ovulación y Fecundación

La ovulación ocurre aproximadamente a las 10 horas de iniciado el celo. El número de óvulos viables varía entre 1 y 5, siendo la mayor frecuencia de 2 a 3 óvulos fecundados viables. De acuerdo a estudios sobre la motilidad de los espermatozoides en el tracto genital femenino, se ha determinado que es de treinta horas, pero el periodo crítico de fertilización es restringido a 15 horas aproximadamente. (Moreno A.E, 1989)

2.1.9 Métodos Histológicos

2.1.9.1 Técnicas de inclusión en parafina

La técnica de inclusión en parafina, para preparar muestras es sencilla y confiable. Aunque modifica células y tejidos, las muestras procesadas brindan confianza y precisión y permiten inferir datos respecto de la situación in vivo. Esta técnica constituye el método de más uso para la preparación de especímenes para cursos de histología, diagnóstico histopatológico e investigación morfológica con microscopio de luz.

A) Obtención

Obtener muestras es un paso fundamental. Una vez que se identifica la muestra deseada, debe obtenerse de modo atraumático. La mayoría de los tejidos vivos son entidades frágiles cuya morfología puede cambiar si se manipulan en exceso y mediante técnicas inadecuadas de obtención.

Muchas células y tejidos degeneran cuando se separan de su ambiente ideal. Los tejidos deben extraerse con rapidez y destreza; sobre todo, han de colocarse de inmediato en un

buen fijador para inactivar las enzimas autolíticas.

B) Fijación

La fijación química se usa en especímenes histológicos, con el fin principal de detener la autólisis *postmortem*. Los fijadores inactivan, por desnaturalización de proteínas, las enzimas autolíticas que causan los cambios *postmortem*.

Los fijadores que se utilizan con más frecuencia son formaldehído, glutaraldehído, paraformaldehído, alcohol etílico, ácido acético, ácido pícrico, dicromato de potasio, cloruro de mercurio, ácido crómico y ácido ósmico. Cada uno tiene propiedades específicas que a su vez les confieren ventajas y desventajas.

Algunos agentes químicos son fijadores coagulantes. Inducen cambios celulares semejantes a los que se producen cuando se aplica calor a un huevo, originan cambios estructurales profundos. La conformación molecular se altera con este tipo de fijadores (P. ej. metanol y etanol).

Otros fijadores se describen como fijadores aditivos, en los que la fijación ocurre por reacción química con los componentes bioquímicos de las células. No inducen cambios morfológicos tan marcados como los característicos de los fijadores coagulantes. Los aldehídos (formaldehído, paraformaldehído y glutaraldehído), son fijadores aditivos útiles para estudios histológicos.

El fijador más común es la solución al 10% de formalina neutralizada con soluciones amortiguadoras. Consiste en 10 volúmenes de formalina comercial (formaldehído en agua al

40%) y 90 volúmenes de agua amortiguada con fosfato.

La acción de casi todos los fijadores es múltiple:

- 1) Previene la autólisis *postmortem* por inactivación de enzimas hidrolíticas.
- 2) Facilitan la obtención de cortes mediante endurecimiento de los tejidos.
- 3) Intensifican la tensión al actuar como mordentes.
- 4) Reducen el arrastre de agua de muchos de los componentes, durante el proceso posterior.
- 5) Estabilizan los componentes para que se acerquen a su condición in vivo.
- 6) Protegen al histólogo mediante sus propiedades antisépticas.

La inmersión de la muestra en fijador debe realizarse tan pronto como sea posible, una vez que se ha obtenido del organismo. A partir del recortado del cubo de tejido en el fijador, debe obtenerse una muestra de pocos milímetros de espesor. De esta manera se permite la penetración (y fijación) de la totalidad de la muestra. El índice ideal es de 30:1 de volúmenes de fijador por volumen de tejido.

El tiempo real requerido para la fijación completa varía según las propiedades de difusión y la concentración del fijador y de acuerdo con la densidad del tejido. Por lo general, bastan 24 horas para la fijación con formaldehído.

C) Deshidratación

Después de lavar de manera escrupulosa la muestra, para eliminar todo rastro de formalina, se deshidrata, como preparación previa a la inclusión.

Diversas sustancias químicas se usan como parte del procedimiento de deshidratación. Cuando se infiltra en la muestra parafina o una sustancia similar con objetivo de obtener cortes, debe eliminarse el agua. Normalmente el agua constituye 75% de casi todos los tejidos.

Se usan muchos deshidratantes (etanol, butanol, dioxano, isopropanol), pero el etanol es el más utilizado.

Las muestras de tejido se sumergen en concentraciones crecientes de etanol, hasta que se obtiene la deshidratación total en alcohol absoluto. Esto se hace porque, si se coloca el tejido en una solución al 100% de alcohol inmediatamente, el agua saldría muy rápido del tejido y se deformaría.

D) Aclarado o diafanización

Luego del proceso de deshidratación, las muestras se procesan con un aclarante, porque los deshidratantes y agentes para inclusión (parafina líquida), no son miscibles el uno con el otro. El aclarante sustituye al deshidratante.

La sustancia comúnmente utilizada para el aclarado, es el Xileno o Xilol. De la misma manera, se coloca la muestra de tejido en un recipiente de Xilol, que solo es soluble en alcohol al 100%. Se llama aclaramiento, ya que el tejido se torna transparente en el Xilol, esto se debe a que cambia su índice de refracción.

También se puede utilizar Tolueno, Benzol o Cloroformo como medios de aclaramiento.

E) Inclusión

La inclusión se logra, al infiltrar la parafina líquida o cualquier medio de inclusión en estado líquido al tejido.

Las muestras aclaradas, se procesan pasándolas por soluciones de parafina a diferentes concentraciones. Los reactivos para inclusión se mantienen a las temperaturas de su fusión (50° a 68° C) durante todo el proceso de infiltración. No obstante, el calor requerido puede inducir ciertos cambios morfológicos en los tejidos. Se colocan las muestras con parafina en una estufa, por periodo de 30 minutos a 6 horas. Debido al calor, el Xilol o el Benzol se evaporan y los espacios anteriormente ocupados por ellos, son ocupados por la parafina. Posteriormente se coloca la pieza y un poco de parafina fundida en un molde de papel o metal de forma rectangular y se deja solidificar a temperatura ambiente, formándose un bloque sólido de parafina con el tejido incluido. A este bloque se le denomina taco.

En el comercio se obtienen mezclas de parafina purificada y polímeros de plástico, que constituyen eficaces materiales para inclusión.

F) Obtención de cortes

Una vez que la parafina se ha endurecido y ya que se han retirado los moldes, los cubos se recortan para exponer una cara del tejido incluido. Los cubos se montan en el micrótom y se hacen cortes muy finos (secciones) sobre la superficie, con cuchillas de acero. Estas secciones así obtenidas, tienen a formar cintas – el último borde de la sección precedente, se adhiere al primer borde de la que sigue – lo que facilita la recolección de secciones de la muestra. Debido a cierta compresión generada por el

proceso de corte, las cintas pueden hacerse flotar en agua tibia, estirarse después y recogerse con portaobjetos.

El micrótopo rotatorio, permite obtener secciones hasta de 1 micrómetro (μm) de espesor. La mayoría de las muestras requeridas para examen histológico, se cortan con un espesor de entre 5 y 7 (μm) y se monta sobre portaobjetos.

G) Montaje

Parte de las cintas se fijan en los portaobjetos y estos se colocan sobre una platina caliente para reducir los artefactos por compresión.

Es necesaria una solución de montaje (a base de albumina, glicerina), que funciona como adhesivo.

Se coloca la lámina portaobjetos sobre la platina, se añaden unas gotas de la solución de montaje y se coloca la muestra enzima. Se elimina el exceso y se deja secar sobre la platina.

Las láminas se guardan en una estufa a 38 °C, para dejar evaporar la solución de montaje y terminar de adherir, como mínimo 48 horas. Las láminas pueden permanecer en la estufa el tiempo que sea necesario antes de ser teñidas.

H) Tinción

Las secciones de materiales incluidos en parafina, montados sobre portaobjetos de vidrio, simplifican el resto de la operación de teñido y montaje. Muchos colorantes tisulares, son solubles en agua o alcohol; la parafina debe eliminarse, con solvente orgánico como tolueno o Xilol, antes de teñir.

Luego se rehidratan las secciones, con una serie decreciente

de alcohol y se tiñen. Se deshidratan de nuevo los cortes con Etanol, se aclaran con Xilol y se cubren con un medio de montaje miscible en el medio aclarante.

Al aplicar un cubreobjetos, se obtiene una preparación permanente y esta lista para su observación.

(Banks, W. 1996)

2.1.9.2 Principios de tinción

✚ Características generales

En casi todos los exámenes de secciones histológicas, se utiliza el campo claro del microscopio. Las células y los componentes tisulares son similares, desde el punto de vista óptico y su estudio se dificulta, si no se resaltan sus cualidades ópticas mediante tinción. Algunas tinciones son específicas para ciertas células o componentes extracelulares o ambos; otras no lo son. Hematoxilina (H) y eosina (E), son tinciones generales que a menudo se usan juntas.

Las tinciones son útiles y la información que se obtiene con ellas se magnifica, si se comprenden bien los principios de teñido.

✚ Colorantes básicos y ácidos

Muchos de los colorantes usados en histología, son sales solubles en agua, que se califican como colorantes ácidos o básicos. Si el colorante que proporciona color, se encuentra entre los radicales ácidos, se dice que el colorante es ácido. Si en cambio está entre los básicos, se considera que es un colorante básico.

La tinción ácida o básica depende de las cargas aniónicas o

catiónicas de las proteínas celulares. La carga neta de estos colorantes proviene del número total y de la naturaleza de sus radicales ionizables, así como del pH del entorno.

Los componentes celulares básicos reaccionan con los colorantes ácidos, mediante un proceso de neutralización, lo que origina formación de una sal coloreada y agua. Los componentes celulares y tisulares ácidos, reaccionan de manera similar con colorantes básicos. Los componentes celulares y tisulares básicos son acidófilos, es decir reaccionan con tintes ácidos. Por otra parte, los componentes ácidos son basófilos, esto es, reaccionan con tintes básicos.

❖ **Hematoxilina y Eosina**

El mecanismo de tinción de H y E ocurre por neutralización. El colorante básico, la hematoxilina, se aplica primero. Confiere un color azul a púrpura a componentes ácidos de las células, como la cromatina y algunos productos de secreción.

La eosina, el colorante ácido, se aplica en seguida; confiere color rosa pálido a rojo a componentes básicos de la célula, como el citoplasma y muchos productos extracelulares. (Banks, W. 1996)

2.2. Antecedentes de investigación.

Existe poca información acerca del uso de nucleótidos y su efecto en el desarrollo de gónadas masculinas y femeninas en cuyes (*Cavia porcellus*).

✦ Estudio histológico en gónadas de *Ctenomys mendocinus* en la localidad de Cacheuta (Mendoza, Argentina). (SAREM. 1998)

Mariana Dacar¹, Susana Monge¹, Silvia Brengio² y Virgilio Roig¹

¹ Unidad de Ecología y Zoología Animal. Instituto Argentino de Investigaciones de las Zonas Áridas (IADIZA) CONICET. ² Instituto de Histología y Embriología (IHEM), CONICET, UNC

Introducción

El género *Ctenomys* (tucu-tucu, tunduque), son roedores herbívoros con hábitos subterráneos. Comprende alrededor de cincuenta y seis especies (Reig et al., 1990) y está ampliamente distribuido en la mitad meridional de América del Sur.

El objetivo de este trabajo es estudiar la estacionalidad en el ciclo de actividad y reposo sexual de *C. mendocinus*, a partir de análisis histológicos de testículos y ovarios.

Materiales y métodos

Se colectaron 34 machos y 41 hembras en la localidad de Cacheuta, ubicada a 1237 m de altura s.n.m, a 40 km al oeste de la ciudad de Mendoza. Luego de realizar la captura, las gónadas fueron extraídas y colocadas inmediatamente en Bouin (ácido acético 5 cm³, ácido pícrico 75 cm³, formol al 40 % 20 cm³) o en formol al 10%. Los testículos y ovarios se procesaron

utilizando la técnica habitual de deshidratación e inclusión en parafina. Se realizaron cortes de 5 μm con un micrótomo de deslizamiento y luego fueron coloreados con Hematoxilina - eosina. El montaje se realizó en bálsamo de Canadá y se seleccionaron dos cortes de cada gónada por animal. Las observaciones se realizaron en microscopio óptico a 100 y 400 x de aumento.

Resultados

Estados gonadales en machos

Desde principios de invierno se observaron túbulos con la línea basal de células espermátogonias y de Sertoli bien conservada, aumentando el número de capas del epitelio seminífero, ya que se trata de un epitelio con membrana basal pero sin línea apical determinada, porque esta se modifica según el grado de maduración de ese tubo seminífero en especial, dando en primavera a un gran aumento de la actividad testicular, con línea germinal completa, desarrollo de espermátocitos I,II y espermátides y muchos espermatozoides en la luz del túbulo, situación que se prolonga durante el verano. La inactividad testicular comienza a fines del verano, observándose tubos seminíferos con línea basal desarrollada y presencia de células de Sertoli con ausencia de espermátides y espermatozoides en la luz. Durante todo el otoño se manifestó poca actividad, con ausencia de espermatozoides en la luz de los túbulos seminíferos.

Estado gonadal en hembras

A comienzos de invierno algunos ovarios presentaron folículos primarios y secundarios en desarrollo, indicando el inicio de actividad gonadal. Otros presentaron cuerpos lúteos muy vascularizados, activos, con células teca y granulosa luteínicas

de gran tamaño que indican el estado de preñez. Dado que las muestras analizadas corresponden al mes de agosto, se puede inferir que el apareamiento ocurriría en julio. Durante primavera y el verano, continúa la actividad gonadal, observándose cuerpos lúteos de preñez, con ovarios muy vascularizados y desarrollo de folículos en todos los estadios de crecimiento. A fines del verano se observa diferentes clases de estadios de maduración folicular. Algunos ovarios terminan su ciclo con presencia de folículos atrésicos y cuerpos albicans, lo cual hace suponer que corresponden a hembras adultas. Otros en cambio se mantenían activos con folículos en primer y segundo estadio, con una o dos líneas de ovogonias bajo la albugínea, sin desarrollo de cuerpos lúteos, ni presencia de albicans, indicando en este caso que se trataría de hembras juveniles.

En otoño se observó una regresión gonadal marcada, sin desarrollo de folículos primarios en crecimiento y con presencia de folículos atrésicos. El estroma se presentaba cargado de gotas lipídicas y con poca vascularización. Otras hembras presentaron cuerpos lúteos, sin signos de gravidez y cuerpos albicans, además de la presencia de folículos primordiales, primarios y secundarios.

El estado gonadal de los animales fue clasificado considerando las estaciones del año en que fueron capturados y las características gonadales. En los machos (Tabla 1), se diferenciaron cuatro tipos de estadios durante el ciclo sexual, determinando solamente si se trata de testículos activos o en reposo, lo que no permitió inferir sobre la edad relativa de los mismos. En cambio en las hembras (Tabla 5) se pudo deducir una edad relativa basándose en el estudio de los diferentes estadios foliculares o ciclos ováricos. Además se estimó una frecuencia en las gradaciones de acuerdo al tipo de

características histológicas en ovario, haciendo referencia a la estación de captura y al número de individuos (Tabla 6).

Tabla 5. Características y actividad gonadal por estaciones en machos de *Ctenomys mendocimus*

Características gonadales	Estación	Tipos	Nº. de individuos observados
Pocos espermatozoides en la luz de túbulos seminíferos. Comienza regresión gonadal.	Verano	I	7
Involución gonadal. Una línea germinal. Sin espermatozoides en la luz.	Otoño	II	6
Túbulos y línea germinal en desarrollo. Aumento de capas de epitelio seminífero.	Invierno	III	10
Línea germinal completa. Muchos espermatozoides en la luz de los túbulos	Primavera	IV	11
Total			34

SAREM. 1998

Tabla 6. Características gonadales y edad estimada en hembras de *Ctenomys mendocinus*.

Características	Tipo	Edad estimada
Capa gruesa de folículos primordiales, primarios y algunos secundarios.	I	Prepúber
Folículos primordiales, primarios y secundarios. Algunos cuerpos albicans.	II	Púber
Escasos folículos primordiales, primarios y secundarios. Abundantes cuerpos albicans	III	Adulta
Con folículos primordiales, primarios y secundarios. Cuerpos lúteos vascularizados indicando preñez	IV	Adulta
Folículos primordiales, primarios y secundarios. Cuerpo lúteo no vascularizado	V	Adulta

SAREM. 1998

✦ “Utilización de NuPro (nucleótidos, proteínas e inositol), en dietas para cuyes en la etapa de crecimiento – engorde y gestación- lactancia” Riobamba – ecuador- 2011

Autor: Sonia Leonela Ocaña Nogales

En la unidad productiva de especies menores, ESPOCH, se evaluó el efecto de diferentes niveles de NuPro (1, 2 y 3%) en el balanceado comercial, frente a un tratamiento control (sin NuPro), empleándose 80 cuyes destetados de ambos sexos en crecimiento-engorde y 20 hembras en gestación-lactancia, distribuidas bajo un diseño completamente al Azar, los resultados fueron sometidos a análisis de la varianza y separación de medias mediante la prueba de Tukey.

Determinándose que en crecimiento-engorde los novales de NuPro no alteraron estadísticamente el comportamiento productivo, pero numéricamente con el 3% de NuPro, se obtuvieron respuestas superiores, con pesos finales de 0.859 kg, ganancia de peso de 0.520kg, conversión alimenticia de 7.06, costo/kg de ganancia de peso de 2.76 dólares, peso y rendimiento a la canal de 0.619 kg y 71.79%, respectivamente.

En gestación – lactancia, las hembras que recibieron el nivel 3 %, presentaron numéricamente mejores pesos al final del empadre (0.928 kg) y postparto (0.863 kg), mayores tamaños de camada al nacimiento y al destete (2.80 y 2.40 crías/camada, en su orden), mientras los pesos más altos de camada y crías al destete se observaron con el 1% (0.608 kg/camada y 0.293 kg/cría).

Las mayores rentabilidades se consiguieron con el empleo del 3 % con beneficios/costos de 1.14 y 1.12, en crecimiento-engorde

y gestación-lactancia, respectivamente, por lo que se recomienda emplear balanceado con 3% de NuPro, además se alcanza mayor rentabilidad económica.

(<http://dspace.esPOCH.edu.ec/bitstream/123456789/1553/1/17T01067.pdf.2011>)

III “Efecto de la adición de *Saccharomyces cerevisiae* en raciones con y sin pelletización sobre el desempeño productivo de cuyes (*Cavia porcellus*) en crecimiento, Arequipa 2009” (Tejada, J. 2009)

Los consumos diarios para los machos fueron 57.11, 53.51, 54.50 y 55.46 gr. para los tratamientos: Sin *S. cerevisiae*, sin pelletización (T1); Con *S. cerevisiae*, sin pelletización (T2); Sin *S. cerevisiae*, pelletizado (T3) y Con *S. cerevisiae*, pelletizado (T4) respectivamente. Mientras que el consumo diario promedio para las hembras fue 51.75, 50.72, 50.07 y 50.22 gr. para los tratamientos Sin *S. cerevisiae*, sin pelletización (T1); Con *S. cerevisiae*, sin pelletización (T2); Sin *S. cerevisiae*, pelletizado (T3) y Con *S. cerevisiae*, pelletizado (T4) respectivamente. No encontrándose diferencia significativa entre los distintos tratamientos tanto en machos como en hembras.

A partir de un peso inicial promedio de 361 gr., los machos lograron pesos finales de 846.58, 846.41 y 900.50 gr. para los tratamientos T1, T2 y T3; no difiriendo estas estadísticamente y el tratamiento T4, obteniendo un peso final de 972.25 gr. siendo esta superior estadísticamente a los tratamientos anteriores. Para el caso de las hembras se obtuvieron pesos finales de 715.33, 724.91, 776.83 y 797.66 gr. para los tratamientos T1, T2, T3 y T4 respectivamente, no encontrándose en las hembras diferencias significativas entre los distintos tratamientos.

Las ganancias diarias promedio logradas para los machos fueron de 13.44, 13.20, 14.88 y 16.91 gr. para los tratamientos T1, T2, T3 y T4 respectivamente; siendo este ultimo estadísticamente superior al resto de los tratamientos y para la hembras 10.57, 10.99, 12.41 y 12.96 gr. para los tratamientos T1, T2, T3 y T4 respectivamente; no encontrándose en las hembras diferencias significativas entre los distintos tratamientos.

Las conversiones alimenticias promedio logradas por los machos fueron de 4.32, 4.13, 3.73 y 3.87 para los tratamientos T1, T2, T3 y T4 respectivamente y para las hembras de 5.02, 4.70, 4.10 y 4.03 para los tratamientos T1, T2, T3 y T4 respectivamente. No encontrándose diferencias significativas entre los distintos tratamientos tanto en machos como en hembras.

II “Efecto del uso de nucleótidos sobre la ganancia de peso y estructura intestinal de cuyes (*Cavia porcellus*) en crecimiento. Arequipa 2014” (Álvarez, F y Zegarra, Z. 2014).

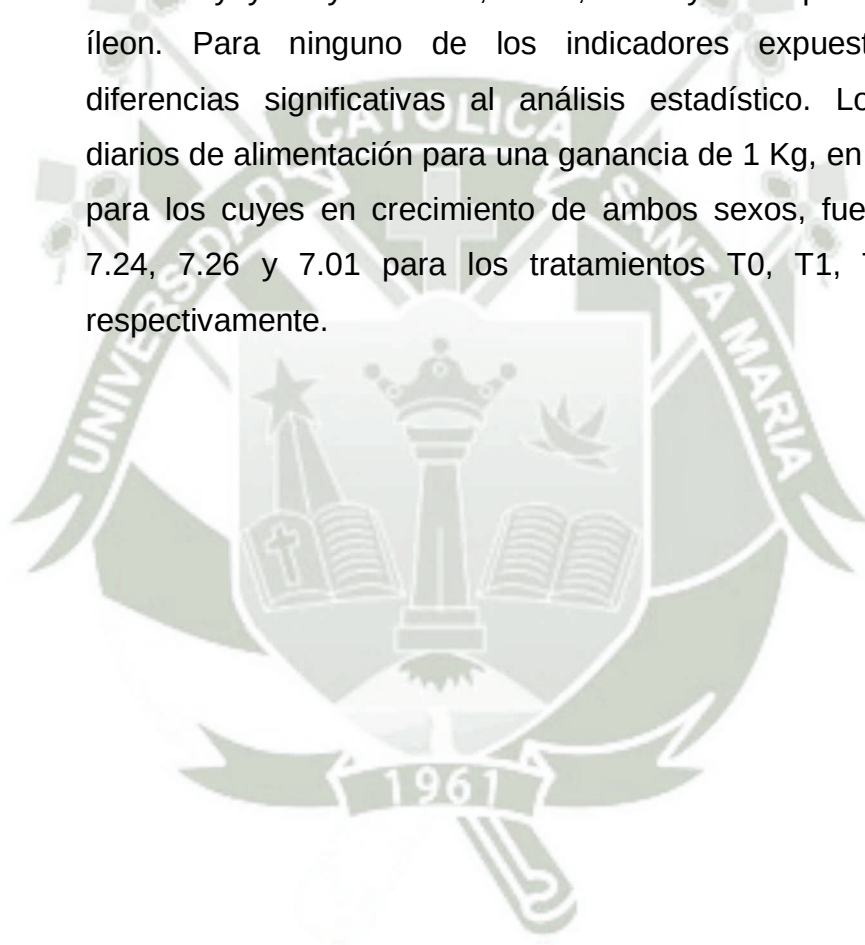
El objetivo fue evaluar el efecto del uso de nucleótidos sobre el comportamiento productivo y estructura intestinal de cuyes en crecimiento. Se utilizaron gazapos híbridos recién destetados, 40 hembras con un peso promedio de 327.87 ± 13.57 gr. y 40 machos, con un peso promedio de 324.15 ± 15.23 gr.

Fueron evaluados los niveles vía oral de 0, 1, 2 y 3 % de nucleótidos para los tratamientos T0, T1, T2 y T3, respectivamente, durante 45 días de crecimiento.

El consumo promedio de materia seca para cuyes en

crecimiento de ambos sexos fue de 41.7, 40.3, 40.7 y 41.0 gr. diarios para los tratamientos T0, T1, T2 y T3, respectivamente. La ganancia diaria promedio de peso vivo para cuyes en crecimiento de ambos sexos fue de 10.2, 9.9, 9.8 y 10.6 gr. diarios para los tratamientos T0, T1, T2 y T3, respectivamente.

El tamaño promedio de las vellosidades intestinales en cuyes en crecimiento de ambos sexos fue de 641.5, 728.8, 602.5 y 572.9 μm a nivel del duodeno, de 548.8, 591.7, 513.8 y 582.1 μm a nivel del yeyuno y de 605.8, 489.6, 602.1 y 509.6 μm a nivel del íleon. Para ninguno de los indicadores expuestos hubo diferencias significativas al análisis estadístico. Los costos diarios de alimentación para una ganancia de 1 Kg, en promedio para los cuyes en crecimiento de ambos sexos, fue de 6.59, 7.24, 7.26 y 7.01 para los tratamientos T0, T1, T2 y T3, respectivamente.



III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Materiales

3.1.1 Localización del trabajo

A) Localización espacial

El trabajo de investigación, se realizó en las instalaciones de la Granja Pecuaria “Misticuy”, localizada en la Irrigación “San Camilo”, perteneciente al distrito la Joya, provincia de Arequipa, departamento de Arequipa. Esta se encuentra a una altitud de 1,617 msnm. La media anual de temperatura máxima y mínima es 26.5°C y 9.8°C, respectivamente, con una precipitación media de 3.1 mm y una humedad promedio de 45% (SENAMHI, 2014).

B) Localización temporal

El presente trabajo de investigación se realizó entre los meses de Septiembre a Noviembre 2014.

3.1.2 Material biológico

- 12 cuyes machos híbridos: 6 suplementados con nucleótidos y 6 solo con alimentación mixta.
- 12 Cuyes hembras híbridos: 6 suplementadas con nucleótidos y 6 solo con alimentación mixta.
- Pastura de alfalfa , alimento balanceado.

3.1.3 Insumo experimental

Extracto de levadura (*Saccharomyces cerevisiae*)

Composición:

- Nucleótidos, Inositol y ácido glutámico.
- Aminoácidos y péptidos de alto valor biológico.

3.1.4 Material de laboratorio

✦ Inclusión en parafina

- Deshidratantes y aclarante
- Solución de parafina
- Micrótomos
- Láminas portaobjetos

✦ Tinción

Batería utilizada para tinción Hematoxilina – Eosina:

- Solución aclarante de parafina (Xilol)
- Alcoholes en concentración decreciente (rehidratar la muestra)
- Agua
- Colorante: Hematoxilina y Eosina
- Alcohol ácido

- Alcoholes en orden creciente (deshidratar la muestra)
- Albumina para montaje
- Lámina cubreobjetos

✦ Observación de muestras

- Microscopio de luz

3.1.5 Material de campo

✦ Desarrollo de proyecto

- Pozas en suelo para crianza
- Comederos
- Bebederos
- Desinfectante
- Pediluvios

✦ Obtención de muestras

- 1 litro de formaldehído en solución min. 37% (químicamente puro)
- 1 galón de solución buffer fosfato
- Guantes de látex
- Mandil
- Equipo de disección básico

- Frascos de 35 y 100 ml estériles. Previamente rotulados
- Hilo rojo
- Barbijos
- Papel toalla
- Bandejas
- Fichas para el registro de los animales muestreado

3.1.6 Equipo y maquinaria

- Balanza digital
- Cámara digital
- 01 quipo laptop
- Calculadora
- Memoria USB

3.1.7 Otros materiales

- Computadora con software Word y Excel
- Bolsas de plástico desechables
- Materiales de escritorio

3.2 Métodos

3.2.1 Muestreo

A) Universo

El universo estuvo constituido por 24 gazapos híbridos destetados; entre las razas Perú, Inti y Andino.

B) Tamaño de la muestra

Se trabajo con 12 machos y 12 hembras destetadas.

C) Procedimiento de muestreo

Se realizó la identificación de los animales destetados (15 días de edad). Se formaron grupos homogéneos según el sexo y peso del animal, el peso promedio fue de: 330.2 gr para los machos y 327.0 gr para las hembras. Los animales fueron designados aleatoriamente a cada tratamiento. Cada tratamiento estuvo constituido por 6 hembras y 6 machos destetados.

3.2.2 Formación de unidades experimentales de estudio

Literaturas sobre el producto, recomiendan dosis máxima de 3%. (<http://alltech.com>). Según antecedentes de investigación en cuyes, se encontraron mejores resultados con una adición de 3% de nucleótidos, en el balanceado. (Ocaña, S. 2011; Álvarez, F y Zegarra, Z. 2014)

Tabla 7. Unidades experimentales de estudio

Tratamientos Sexo	T0 (Testigo)	T1 (3% de nucleótidos)
	6	6
Machos	6	6
Hembras	6	6

3.2.3 Tratamientos

Los tratamientos fueron constituidos según la alimentación recibida, sin nucleótidos y con nucleótidos.

Tabla 8a. Composición porcentual de los tratamientos

Insumos	T0	T1
Maíz molido	60.78	58.92
Harina integral de soya	19.93	19.33
torta Soya 43.5 % PC	11.95	11.60
Afrecho de trigo	5.98	5.80
Paredes celulares	0.16	0.15
Enzimas	0.05	0.05
Cloruro de colina 60 %	0.20	0.20
DI-Metionina	0.25	0.25
Premezcla de aminoácidos y vitaminas	0.10	0.10
Secuestrante de micotoxina	0.10	0.10
Fosfato monodivale	0.20	0.20
Sal común	0.30	0.30
Nucleótidos	0.00	3.00
Total	100	100
Costo/kg	1.77	2.152

Fuente: Álvarez, F y Zegarra, Z. 2014

Tabla 8b. Valor nutritivo de los tratamientos

Valor Nutritivo	T0	T1
Materia seca (%)	89.3	89.43
Energía Digestible (Kcal/kg)	3,806	3,801
Proteína total (%)	21	21.67
Fibra cruda (%)	4.56	4.43
Grasa total (%)	7.02	6.81
Cenizas (%)	3.62	3.67
Calcio (%)	0.143	0.14
Cobre (mg/kg)	9.5	9.33
Hierro (mg/kg)	95.00	93.5
Fósforo (%)	0.51	0.535
Zinc (mg/kg)	23.00	25.23
Arginina (%)	1.42	1.462
Metionina y Cisteína (%)	0.93	0.949
Leucina (%)	1.74	1.78
Lisina (%)	1.1	1.17
Treonina (%)	0.82	0.86

Fuente: Álvarez, F y Zegarra, Z. 2014

3.2.4 Métodos de evaluación

A. Metodología de la experimentación

■ Metodología para la recolección de muestras

Los animales de cada posa, fueron sacrificados a los 60 días de edad (Ver anexo 8.3 en página 152 – pesos al beneficio), para obtener las muestras en investigación: ovarios y testículos. El procedimiento fue el siguiente:

- Se realizó el pesado de los animales, peso vivo.
- Se realizó el sacrificio del animal y la extracción de pelos.
- Poner al animal en decúbito - dorsal. Con el bisturí, realizar

la incisión primaria, una incisión por la línea media, desde la sínfisis púbica hasta la sínfisis mandibular. Tener cuidado de no penetrar la cavidad abdominal.

- Se realiza la incisión secundaria; se separa el músculo esternotiroideo de la tráquea, iniciando el corte en la parte media del cuello, siguiendo el corte hacia la parte craneal de la laringe y posteriormente hasta la entrada del tórax.
- Incidir las articulaciones costocondrales para exponer la cavidad torácica, continuar el corte a través de los músculos abdominales hasta la región inguinal.
- La incisión secundaria, nos permite revisar en su lugar todas las vísceras y detectar alguna patología.
- Se separa el bazo del omento, posteriormente se extrae el esófago, estómago, bazo, todo el paquete intestinal hasta el recto. Dejando libre el aparato genital.
- Seguidamente se realiza la extracción del aparato genital:
 - Hembras.- Se separan en dirección caudal, los ovarios, oviductos y útero, cortando la grasa abdominal y ligamentos que los unen a la cavidad, para así retirarlos juntos, cortando el cuerpo del útero a la entrada del canal pélvico.
 - Machos.- Extraer todo el paquete testicular.
- Se colocó inmediatamente las gónadas en los frascos estériles, previamente rotulados y con la sustancia fijadora, para inactivar las enzimas autolíticas.
- En el caso de las hembras, se amarro un hilo rojo, al cuerno uterino derecho. Posteriormente se realizó, la separación únicamente del ovario.

- En el caso de los machos, se colocó cada paquete testicular, derecho e izquierdo, en un frasco individual de 35 ml. Posteriormente se realizó la separación únicamente del testículo en sí.
- Los ovarios y testículos se fijaron por 48 horas, en formol bufferado al 10 %, como sustancia fijadora.

Metodología para la Técnica Histológica

La elaboración de las láminas histológicas, como su lectura, se llevaron a cabo en laboratorios “Ham”

- Fijación de la muestra, con Formaldehído y solución Buffer fosfato.
- Lavado de la muestra y deshidratación con concentraciones crecientes de Etanol.
- Aclarado de la muestra con Xilol.
- Inclusión de la muestra en parafina líquida y formación de taco.
- Corte de taco con micrótopo y formación de secciones. Se realizó un corte sagital, por cada muestra.
- Montaje en plancha caliente y dejar secar.
- Eliminación de restos de parafina, con Xilol. Rehidratación de secciones con serie creciente de alcohol.
- Proceso de tinción H-E.
- Deshidratación con Etanol y aclarado con Xilol.

- Cubrir sección teñida con medio de montaje y cubreobjetos.

B. Recopilación de la información

En el campo

- Recolección de las muestras.
- Observaciones anotadas.

En el laboratorio

- Obtención de las láminas para su observación.
- Lectura y diagnóstico de las láminas.

En la biblioteca

- Libros relacionados al tema.
- Revistas científicas especializadas.
- Tesis relacionadas al tema.

En otro ambiente generadores de información científica

- Páginas de internet relacionados con el tema.
- Intercambio de información con profesionales especializados o con conocimientos del tema.

3.2.5 Variables de respuesta

A. Variables independientes

- ✚ Dos tratamientos:
 - T0 (Testigo): Alimentación mixta, sin nucleótidos.
 - T1: Alimentación mixta y suplementados con nucleótidos.

B. Variables dependientes

- ✚ Diferenciación microscópica de testículos.
- ✚ Tamaño testicular izquierdo y derecho (medidas macroscópicas y microscópicas).
- ✚ Número de túbulos seminíferos.
- ✚ Presencia de espermatozoides en luz del túbulo seminífero.
- ✚ Diferenciación microscópica de ovarios.
- ✚ Tamaño de ovario izquierdo y derecho.
- ✚ Número de folículos ováricos, cuerpos lúteos y albicans.

3.3 Evaluación Estadística

3.3.1 Diseño Experimental

Se realizó un análisis de varianza, bajo un Diseño Completamente al Azar (DCA), para dos tratamientos. Se utilizaron grupos homogéneos.

$$Y_{ij} = \mu + \tau_i + \varepsilon_{ij}$$

Donde:

Y_{ij} = Valor del parámetro en determinación

μ = Efecto de la media general

τ_i = Efecto del tratamiento

ε_{ij} = Efecto del error experimental

3.3.2 Unidades Experimentales

Las unidades experimentales las conforman cada uno de los cuyes, que se utilizaron en el trabajo de investigación.

3.3.3 Análisis Estadístico

Para las pruebas estadísticas, se utilizó el Análisis de Varianza con un factor (ANOVA) y la prueba de comparación de medidas de Tukey, con un nivel de significancia de $p < 0.05$.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Análisis

Cuadro N° 1: Tamaño testicular izquierdo y derecho, considerando solo el largo, con dos tratamientos experimentales. Medidas macroscópicas.

Tamaño Testicular (cm) : Largo				
Repeticiones	T 0		T 1	
	Izquierdo	Derecho	Izquierdo	Derecho
1	1.6	1.6	1.7	1.6
2	1.6	1.8	1.8	1.9
3	1.8	1.7	1.8	1.7
4	1.6	1.9	1.7	1.7
5	1.6	1.8	1.7	1.7
6	1.6	1.7	1.8	1.8
Promedio	1.63	1.75	1.75	1.73

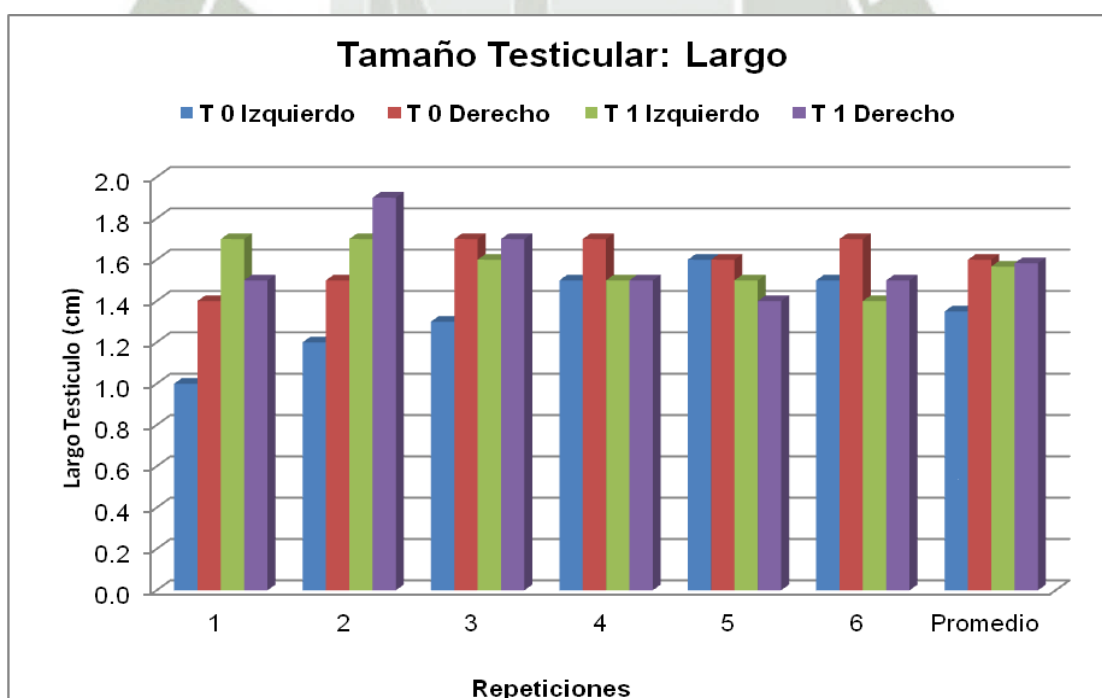
En el cuadro número 1, observamos las medidas del tamaño testicular izquierdo y derecho, a nivel macroscópico; considerando solo largo, con dos tratamientos experimentales.

Los promedios varían ligeramente, el menor fue de 1.63 cm en el testículo izquierdo del T0, que se diferencia por 0.10 cm del testículo derecho del T1, que tuvo un largo promedio de 1.73 cm. El promedio mayor fue de 1.75 cm de largo, alcanzado por el testículo derecho del T0 y testículo izquierdo del T1.

Cuadro N° 2: Tamaño testicular izquierdo y derecho, considerando solo el largo, con dos tratamientos experimentales. Medidas microscópicas.

Tamaño Testicular (cm) : Largo				
Repeticiones	T 0		T 1	
	Izquierdo	Derecho	Izquierdo	Derecho
1	1.0	1.4	1.7	1.5
2	1.2	1.5	1.7	1.9
3	1.3	1.7	1.6	1.7
4	1.5	1.7	1.5	1.5
5	1.6	1.6	1.5	1.4
6	1.5	1.7	1.4	1.5
Σ	8.1	9.6	9.4	9.5
Promedio	1.35	1.60	1.57	1.58

Gráfico N° 1: Tamaño testicular izquierdo y derecho, considerando solo el largo, con dos tratamientos experimentales. Medidas microscópicas.



En el cuadro número 2. Observamos las medidas a nivel microscópico.

Se encontró que el promedio menor fue de 1.35 cm, para el testículo izquierdo del tratamiento 0. Los promedios del T1, fueron de 1.57 y 1.58 cm de largo para el testículo izquierdo y derecho, respectivamente. El testículo derecho del T0 tuvo 1.60 cm de largo.

Podemos notar, que las medidas microscópicas son menores a las macroscópicas, probablemente por la técnica histológica empleada. Banks, W (1996), menciona que el calor requerido para la técnica histológica, además del proceso de deshidratación e hidratación, puede inducir ciertos cambios morfológicos en los tejidos.

En la gráfica número 1, de igual manera observamos, que las variaciones en cuanto al largo del testículo es muy pequeña entre tratamientos y derecho e izquierdo. Pero el que presento promedio de menor longitud, fue en el testículo izquierdo del tratamiento 0.

Al realizar el análisis de varianza, no se encontró diferencia estadística en el largo de los testículos, entre tratamientos.

$$F_t = 2.87 \quad F_c = 2.759 \quad N.S$$

Hidalgo. (1995), cita que los testículos en cuyes miden aproximadamente 22mm de largo, es decir 2.2 cm, este dato es superior al obtenido en nuestro trabajo de investigación.

Fernán- Zegarra, J. (2010), menciona que en cobayos, conejos y ratas, los testículos son susceptibles de volver a la pelvis, ya que el canal peritoneo – vaginal (conducto inguinal) no se cierra. Información que corroboramos, al realizar el proceso de obtención de muestras, se encontró los testículos en la cavidad abdominal.

Cuadro N° 3: Tamaño testicular izquierdo y derecho, considerando solo el ancho, con dos tratamientos experimentales. Medidas macroscópicas.

Tamaño Testicular (cm) : Ancho				
Repeticiones	T 0		T 1	
	Izquierdo	Derecho	Izquierdo	Derecho
1	1.2	1.2	1.3	1.3
2	1.3	1.3	1.4	1.4
3	1.3	1.3	1.4	1.3
4	1.3	1.5	1.2	1.3
5	1.2	1.2	1.4	1.4
6	1.2	1.3	1.4	1.3
Promedio	1.25	1.30	1.35	1.33

En el cuadro número 3, observamos las medidas del tamaño testicular izquierdo y derecho, a nivel macroscópico; considerando solo ancho, con dos tratamientos experimentales.

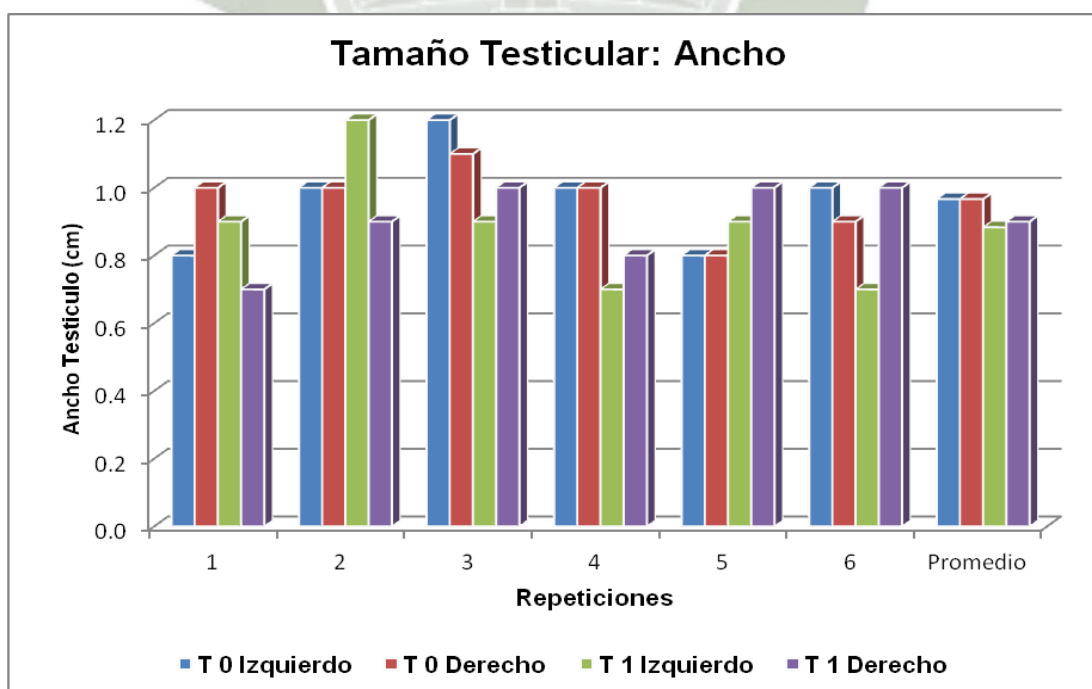
Como en el caso del largo de los testículos, para el ancho de los testículos, las medidas varían ligeramente entre tratamientos y entre derecho e izquierdo. El promedio menor fue de 1.25 cm para el testículo izquierdo del T0, seguido del testículo derecho del T0 con 1.30 cm. Los promedios para el T1 fueron de 1.33 cm para el testículo derecho y 1.35 para el testículo izquierdo. La diferencia entre el promedio menor y el mayor, es de 0.10 cm.

Martín, R. (2004), indica, que los testículos en cuyes son algo redondeados, en conejos son alargados por sus polos y en hamsters son de forma ovalada y de gran tamaño en comparación con el pequeño cuerpo del animal.

Cuadro N° 4: Tamaño testicular izquierdo y derecho, considerando solo el ancho, con dos tratamientos experimentales. Medidas microscópicas.

Tamaño Testicular (cm) : Ancho				
Repeticiones	T 0		T 1	
	Izquierdo	Derecho	Izquierdo	Derecho
1	0.8	1.0	0.9	0.7
2	1.0	1.0	1.2	0.9
3	1.2	1.1	0.9	1.0
4	1.0	1.0	0.7	0.8
5	0.8	0.8	0.9	1.0
6	1.0	0.9	0.7	1.0
Σ	5.8	5.8	5.3	5.4
Promedio	0.97	0.97	0.88	0.90

Gráfico N° 2: Tamaño testicular izquierdo y derecho, considerando solo el ancho, con dos tratamientos experimentales. Medidas microscópicas



En el cuadro número 4, observamos las medidas a nivel microscópico.

Siendo el promedio menor de 0.88 cm para el testículo izquierdo, seguido del testículo derecho con 0.90 cm, ambos del T1. En el T0, tanto para el testículo izquierdo como para el derecho, el promedio fue de 0.97 cm de ancho.

Las variaciones entre medidas macroscópicas y microscópicas, fueron causadas por el procedimiento de las técnicas histológicas.

En el gráfico número 2, podemos observar que los resultados varían muy poco. El menor promedio para ancho de testículos, lo tiene el testículo izquierdo del tratamiento 1.

Al realizar el análisis de varianza, no se encontraron diferencias estadísticas en el ancho de los testículos entre tratamientos.

$$F_t = 2.87 \quad F_c = 0.562 \quad N.S$$

Hidalgo. (1995), cita que los testículos en cuyes miden aproximadamente 18mm de ancho, es decir 1.8 cm, dato que supera al que obtuvimos nosotros en la experimentación.

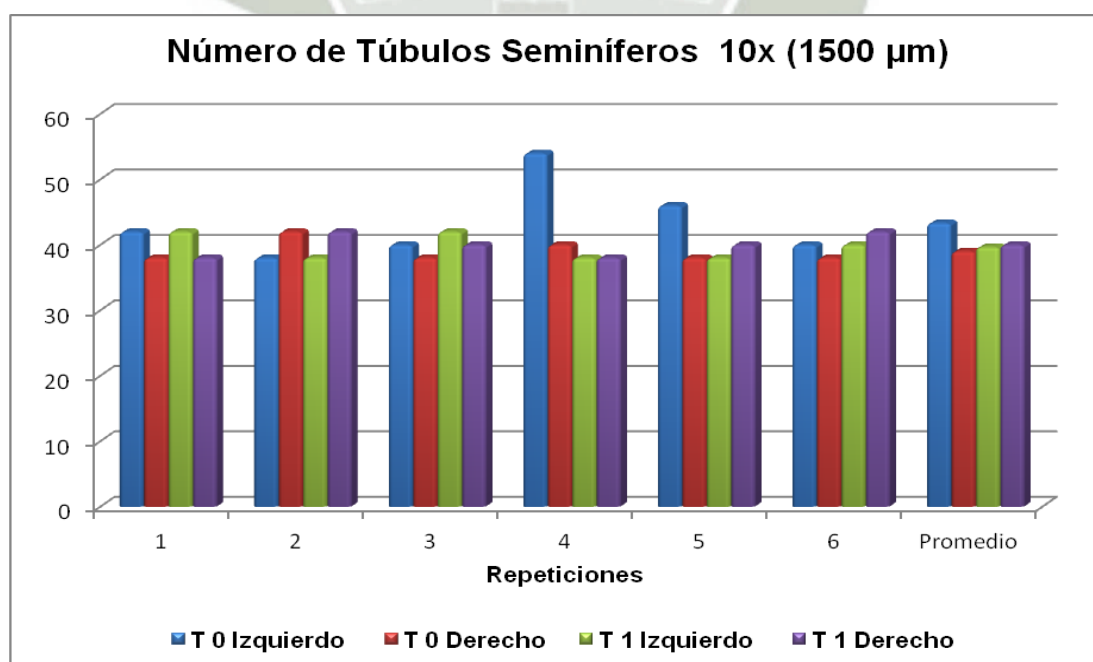
Hafez, E y Hafez, B. (2000), menciona que durante el periodo pospuberal, el desarrollo del conducto reproductivo continua, alcanzando su completa madures sexual meses después de la edad puberal. Esto explica el menor tamaño de los testículos muestreados.

López, V. (2010), cita que la biometría testicular en cuyes, evidencia una correlación positiva entre el peso corporal y el peso testicular, conforma aumenta la edad de los cuyes.

Cuadro N° 5: Número de túbulos seminíferos, en testículo izquierdo y derecho, con dos tratamientos experimentales. Objetivo de 10x, en un campo de 1500 μm .

Número de Túbulos Seminíferos 10X (1500 μm)				
Repeticiones	T 0		T 1	
	Izquierdo	Derecho	Izquierdo	Derecho
1	42	38	42	38
2	38	42	38	42
3	40	38	42	40
4	54	40	38	38
5	46	38	38	40
6	40	38	40	42
Σ	260	234	238	240
Promedio	43	39	40	40

Gráfico N° 3: Número de túbulos seminíferos en testículo izquierdo y derecho, con dos tratamientos experimentales. Objetivo de 10x, en un campo de 1,500 μm .



En el cuadro número 5, vemos la cantidad de túbulos seminíferos, observados con un objetivo de 10x en un campo de 1,500 μm .

El promedio de túbulos seminíferos contados en un campo, varía muy poco entre testículo izquierdo y derecho. La cantidad mayor encontrada fue de 43 en el testículo izquierdo y la menor fue de 39 en el testículo derecho, ambos en el T0. Para el T1, tanto en el testículo izquierdo como derecho, el promedio fue de 40 túbulos seminíferos.

En la gráfica número 3, podemos observar, que a pesar de algunos picos en cuanto al número de túbulos seminíferos, los promedios se mantienen parecidos, siendo relativamente mayor el del testículo izquierdo del tratamiento 0.

Al realizar el análisis de varianza, no se encontró diferencia estadística en el número de túbulos seminíferos entre tratamientos.

$F_t = 2.87$ $F_c = 2.02$ N.S

Fernán – Zegarra, J. (2010), indica que cada lobulillo testicular, contiene 30 túbulos seminíferos en los roedores. Nuestros datos son diferentes, ya que un mismo tubo seminífero, por su recorrido tortuoso, puede ser seccionado varias veces en un corte histológico.

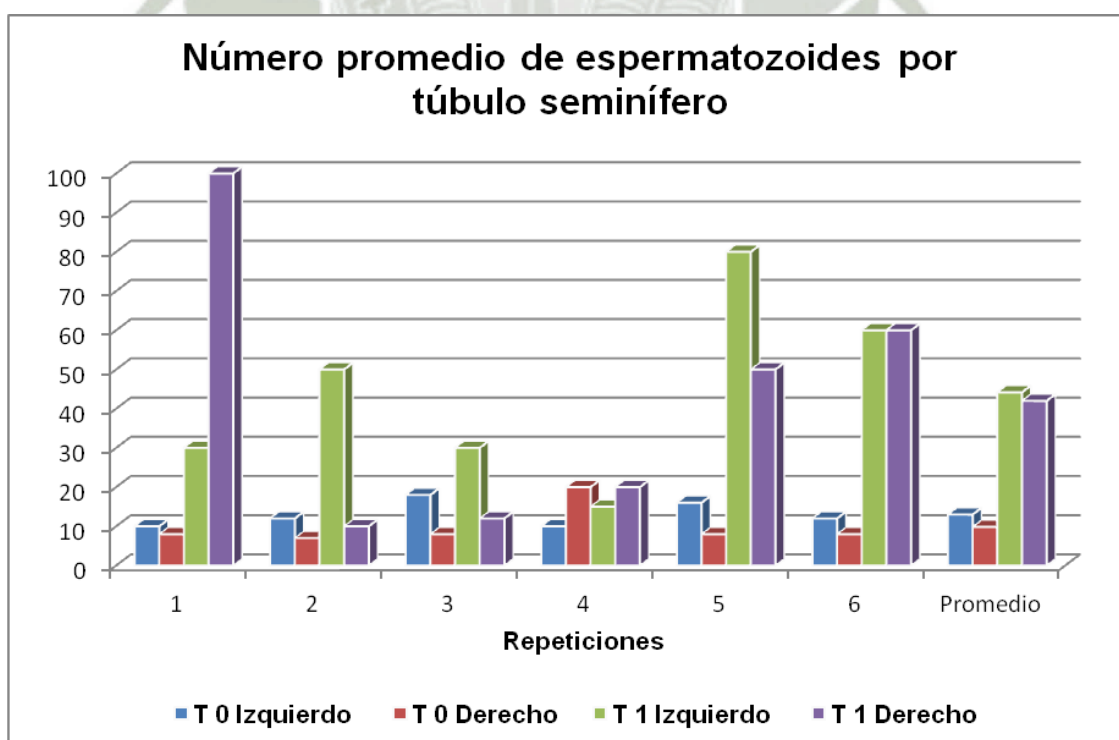
En base a los datos obtenidos, podemos citar que el promedio de túbulos seminíferos encontrados en un corte sagital del testículo, en un campo de 1,500 μm , con o sin suplementación de nucleótidos fue de 41.

Cuadro N° 6: Número promedio de espermatozoides por túbulo seminífero, en testículo izquierdo y derecho, con dos tratamientos experimentales.

Número promedio de espermatozoides por túbulo seminífero				
Repeticiones	T 0		T 1	
	Izquierdo	Derecho	Izquierdo	Derecho
1	10	8	30	100
2	12	7	50	10
3	18	8	30	12
4	10	20	15	20
5	16	8	80	50
6	12	8	60	60
Σ	78	59	265	252
Promedio	13 ^{bc}	10 ^c	44 ^a	42 ^{ab}

Letras iguales denotan diferencia no significativa ($p \leq 0.05$)

Gráfico N° 4: Número promedio de espermatozoides por túbulo seminífero, en testículo izquierdo y derecho, con dos tratamientos experimentales.



En el cuadro número 6, observamos el número promedio de espermatozoides por túbulo seminífero, en testículo izquierdo y derecho, con dos tratamientos experimentales.

Es evidente una gran diferencia entre ambos tratamientos. En el tratamiento 0, los promedios fueron de 10 y 13 espermatozoides por túbulo seminífero, en el testículo derecho e izquierdo, respectivamente. Los promedios para el T1 son elevados, 42 y 44 espermatozoides por túbulo seminífero, en el testículo derecho e izquierdo, respectivamente.

En el gráfico número 4, se observa que los promedios en el tratamiento 1, tanto para testículo izquierdo como derecho, en su mayoría, se encuentran superiores a los promedios del tratamiento 0. Lo podemos corroborar si nos fijamos en el promedio, donde la diferencia se hace evidente.

Al realizar el análisis de varianza, se encontraron diferencias estadísticas en el número de espermatozoides, entre tratamientos.

$$F_t = 2.87 \quad F_c = 4.41 *$$

Según la prueba de significancia de Tukey; en el tratamiento 1, el número promedio de espermatozoides por túbulo seminífero, encontrados en el testículo izquierdo y derecho son estadísticamente iguales, pero superiores al promedio de espermatozoides por túbulo seminífero, en el testículo izquierdo y derecho del tratamiento 0.

Chauca, L. (2014), menciona que en la pubertad, los testículos, empiezan a producir espermatozoides junto con las hormonas sexuales masculinas (testosterona). Podemos asegurar que los cuyes muestreados, obviamente alcanzaron la pubertad.

Chauca, L. (2014), indica que la cantidad y calidad seminal, son parámetros muy importantes para la eficiencia reproductiva en

machos; entre otros factores, están en relación a la buena alimentación.

López, V. (2010), identifica como pubertad tardía (8 semanas edad), cuando se aprecia una línea espermatogénica completa, incremento significativo de espermátides, presencia de espermatozoides e indicios de libido.

Sarem. (1998), encontró en gónadas de *Ctenomys mendocinus*, en época reproductiva, gran aumento de la actividad testicular, con línea germinal completa, desarrollo de espermatoцитos I, II y espermátides y muchos espermatozoides en la luz del túbulo. En inactividad testicular, tubos seminíferos con línea basal desarrollada y presencia de células de Sertoli con ausencia de espermátides y espermatozoides en la luz. La actividad testicular, la apreciamos con los resultados obtenidos, al encontrarse espermatozoides en luz del túbulo seminífero.

Villena, I. (2005), menciona que la concentración espermática en los eyaculados del cobayo varían según la edad, habiéndose comprobado en animales de 11 semanas, que la concentración va a incrementar a 9.76×10^6 espermatozoides por mm^3 en cobayos adultos.

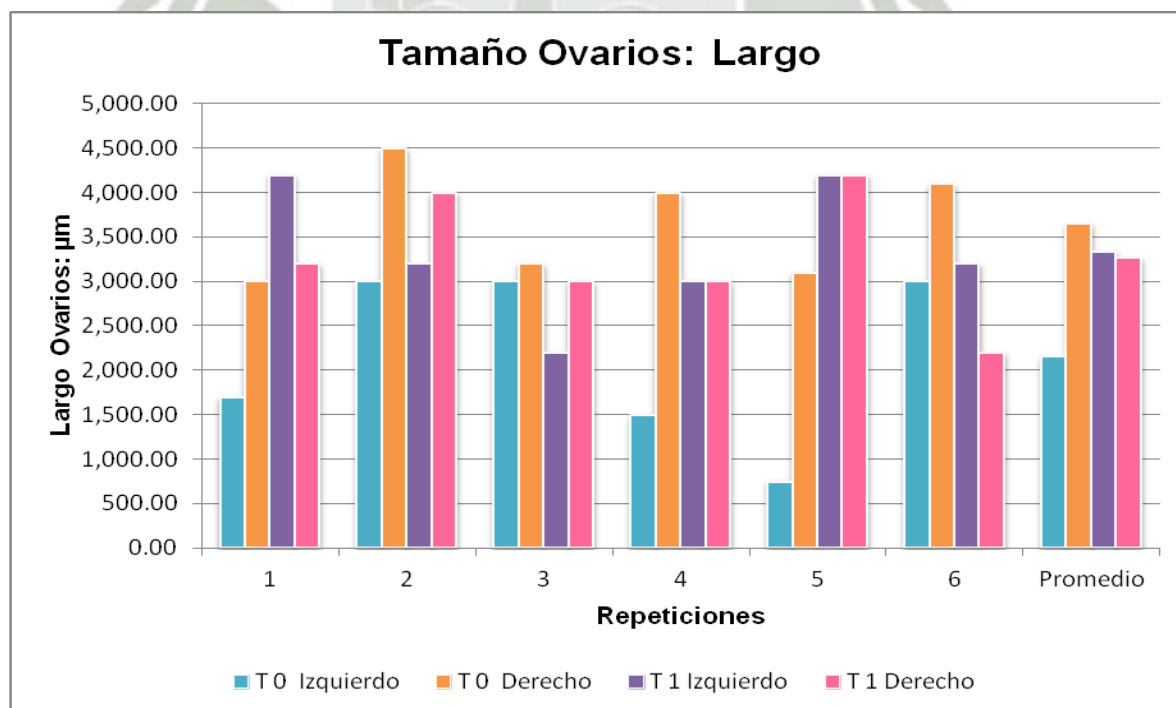
Caro, W. (1987), cita que en la actividad testicular en conejos, influyen la luz y la buena alimentación, especialmente referente a vitaminas A y E. A los tres meses de carencia de vitamina E, los espermatozoides carecen de motilidad. El calor es un factor negativo: sobre 27°C la producción de espermatozoides es muy baja y sobre 30°C es prácticamente nula.

Cuadro N° 7: Tamaño de los ovarios izquierdo y derecho, considerando solo el largo, con dos tratamientos experimentales. Vista microscópica

Tamaño Ovario (µm) : Largo				
Repeticiones	T 0		T 1	
	Izquierdo	Derecho	Izquierdo	Derecho
1	1,700.00	3,000.00	4,200.00	3,200.00
2	3,000.00	4,500.00	3,200.00	4,000.00
3	3,000.00	3,200.00	2,200.00	3,000.00
4	1,500.00	4,000.00	3,000.00	3,000.00
5	750.00	3,100.00	4,200.00	4,200.00
6	3,000.00	4,100.00	3,200.00	2,200.00
Σ	12,950.00	21,900.00	20,000.00	19,600.00
Promedio	2,158.33 ^b	3,650.00 ^a	3,333.33 ^a	3,266.67 ^{ab}

Letras iguales denotan diferencia no significativa ($p \leq 0.05$)

Gráfico N° 5: Tamaño de los ovarios izquierdo y derecho, considerando solo el largo, con dos tratamientos experimentales. Vista microscópica



En el cuadro número 7 observamos las medidas en μm del tamaño de los ovarios izquierdo y derecho, considerando solo el largo, con dos tratamientos experimentales.

Se observa que el largo de los ovarios, a vista microscópica como macroscópica, varía entre animales. (Ver IX. Fotos).

El menor promedio fue para el ovario izquierdo del T0 con 2,158.33 μm de largo. Los promedios en el T1 fueron de: 3,266.67 y 3,333.33 μm de largo para el ovario derecho e izquierdo, respectivamente. El promedio mayor fue de 3,650.00 μm para el ovario derecho del T0.

El menor promedio para el ovario izquierdo del T0, se debe a una medida de 750.00 μm de un ovario.

En el gráfico número 5, podemos observar que los datos varían notablemente entre individuos. Siendo el ovario izquierdo del tratamiento 0, el que presento menor promedio.

Al realizar el análisis de varianza, se encontró diferencia estadística significativa en el largo de los ovarios. $F_t = 2.87$ $F_c = 4.12 *$

En la prueba de significancia de Tukey, se obtuvieron los siguientes resultados: el promedio del largo del ovario derecho del tratamiento 0; el promedio del ovario izquierdo y derecho de tratamiento 1, son estadísticamente iguales y superiores al promedio del largo del ovario izquierdo del tratamiento 0. El largo del ovario izquierdo del tratamiento 0, es inferior a todos los demás.

Nuestro trabajo de investigación, se centró en verificar, si la suplementación con nucleótidos tiene efecto sobre el tamaño gonadal en hembras; en este caso, podemos decir que el uso de nucleótidos vía oral en hembras, no tiene efecto sobre el tamaño de los ovarios.

Fernán-Zegarra, J. (2010), menciona que los ovarios miden aproximadamente 2 cm de largo en cuyes adultos.

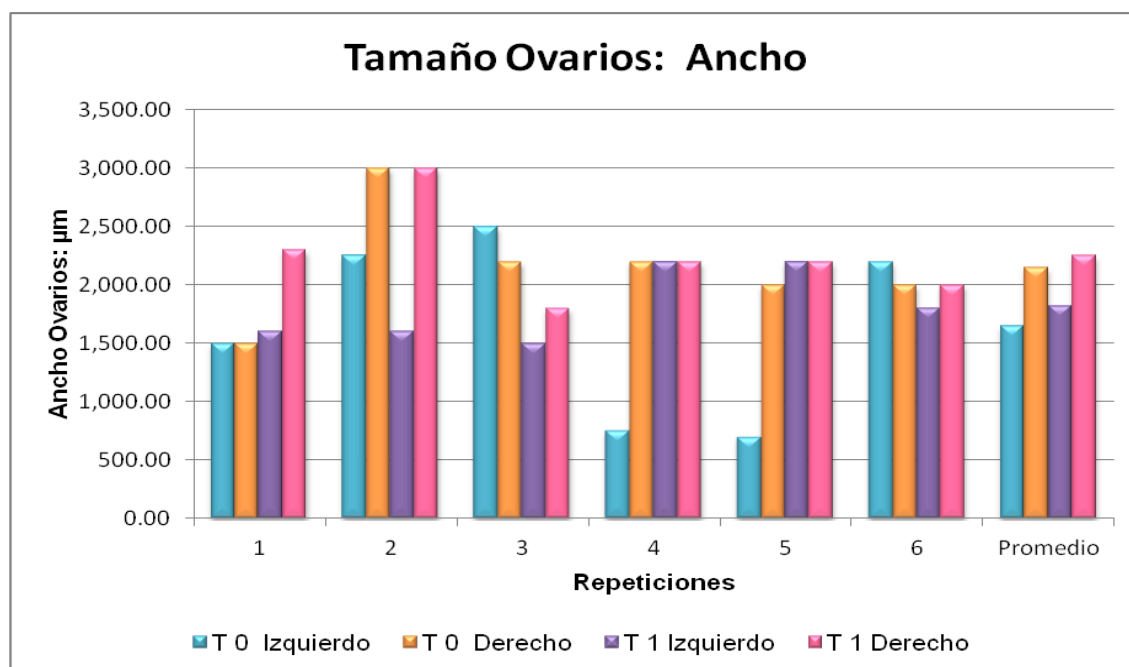
Mantilla, J. (2012), indica que los ovarios en cobayas, son pequeños, de 7 mm de largo en animales adultos, dato que se acerca más a nuestros resultados, pero es igual superior a nuestro promedio mayor de 3,650.00 μm (3.6 mm) de largo del ovario derecho del tratamiento 0. Nuestros datos son menores, ya que nuestras muestras fueron obtenidas de animales de dos meses de edad, como se menciona anteriormente, los órganos continúan su desarrollo aun después de haber alcanzado la madurez sexual.

Martín, R. (2004), cita que los ovarios en cobayas, son redondeados y están rodeados de gran cantidad de grasa. Pudimos constatar dicha información, al realizar la obtención de la muestra.

Cuadro N° 8: Tamaño de los ovarios izquierdo y derecho, considerando solo el ancho, con dos tratamientos experimentales. Vista microscópica

Tamaño Ovario (μm) : Ancho				
Repeticiones	T 0		T 1	
	Izquierdo	Derecho	Izquierdo	Derecho
1	1,500.00	1,500.00	1,600.00	2,300.00
2	2,250.00	3,000.00	1,600.00	3,000.00
3	2,500.00	2,200.00	1,500.00	1,800.00
4	750.00	2,200.00	2,200.00	2,200.00
5	700.00	2,000.00	2,200.00	2,200.00
6	2,200.00	2,000.00	1,800.00	2,000.00
Σ	9,900.00	12,900.00	10,900.00	13,500.00
Promedio	1,650.00	2,150.00	1,816.67	2,250.00

Gráfico N° 6: Tamaño de los ovarios izquierdo y derecho, considerando solo el ancho, con dos tratamientos experimentales. Vista microscópica



En el cuadro número 8 observamos las medidas en µm del tamaño de los ovarios izquierdo y derecho, considerando solo el ancho, con dos tratamientos experimentales.

El promedio menor lo encontramos nuevamente en el ovario izquierdo del T0, con 1,650.00 µm de ancho, seguido del ovario izquierdo del T1 con 1,816.67 µm. El ovario derecho del T0 tiene 2,150.00 µm de ancho y el ovario derecho del T1 presenta el mayor promedio con 2,250.00.

Podemos acotar que los ovarios derechos en ambos tratamientos, son ligeramente más anchos que los ovarios izquierdos.

Al realizar el análisis de varianza, no se encontraron diferencias estadísticas en el ancho de los ovarios entre tratamientos. $F_t = 2.87$
 $F_c = 1.68$ N.S

Fernán- Zegarra, J. (2010), menciona que los ovarios miden aproximadamente 1.5 cm de ancho.

Mantilla, J. (2012), indica que los ovarios miden 4 mm de ancho, al compararlo con nuestro promedio más alto de 2,250.00 μm (2.25 mm) para el ovario derecho del tratamiento 1, nuestros resultados son menores.

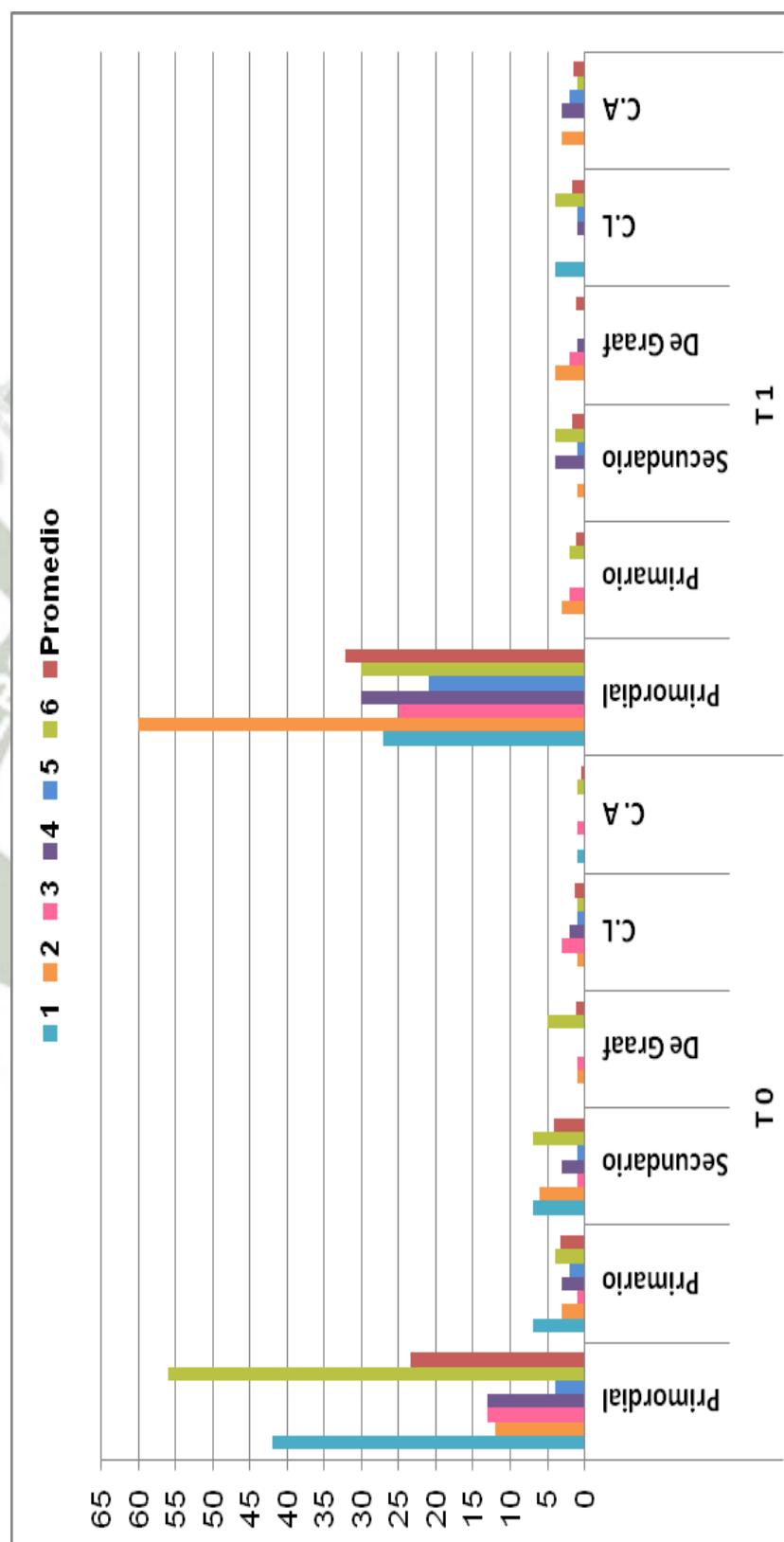
Como se mencionó para el caso del tamaño testicular, las estructuras reproductivas, alcanzas su desarrollo completo, meses después de pubertad.

Tal como se observara en las fotos de ovarios, estos órganos no presentaron forma ni tamaño estándar, siendo algunos muy pequeños, alargados, otros casi redondos y algunos presentaron un color oscuro, a diferencia del color blanco nacarado característico de los ovarios.

Cuadro N° 9: Número de folículos ováricos, cuerpos lúteos y cuerpos albicans, considerando solo el ovario izquierdo, con dos tratamientos experimentales.

Número de Folículos, C.L y C.A - Ovario Izquierdo												
Repeticiones	T 0						T 1					
	Primordial	Primario	Secundario	De Graaf	C.L	C. A	Primordial	Primario	Secundario	De Graaf	C.L	C.A
1	42	7	7	0	0	1	27	0	0	0	4	0
2	12	3	6	1	1	0	60	3	1	4	0	3
3	13	1	1	1	3	1	25	2	0	2	0	0
4	13	3	3	0	2	0	30	0	4	1	1	3
5	4	2	1	0	1	0	21	0	1	0	1	2
6	56	4	7	5	1	1	30	2	4	0	4	1
Promedio	23	3	4	1	1	1	32	1	2	1	2	2

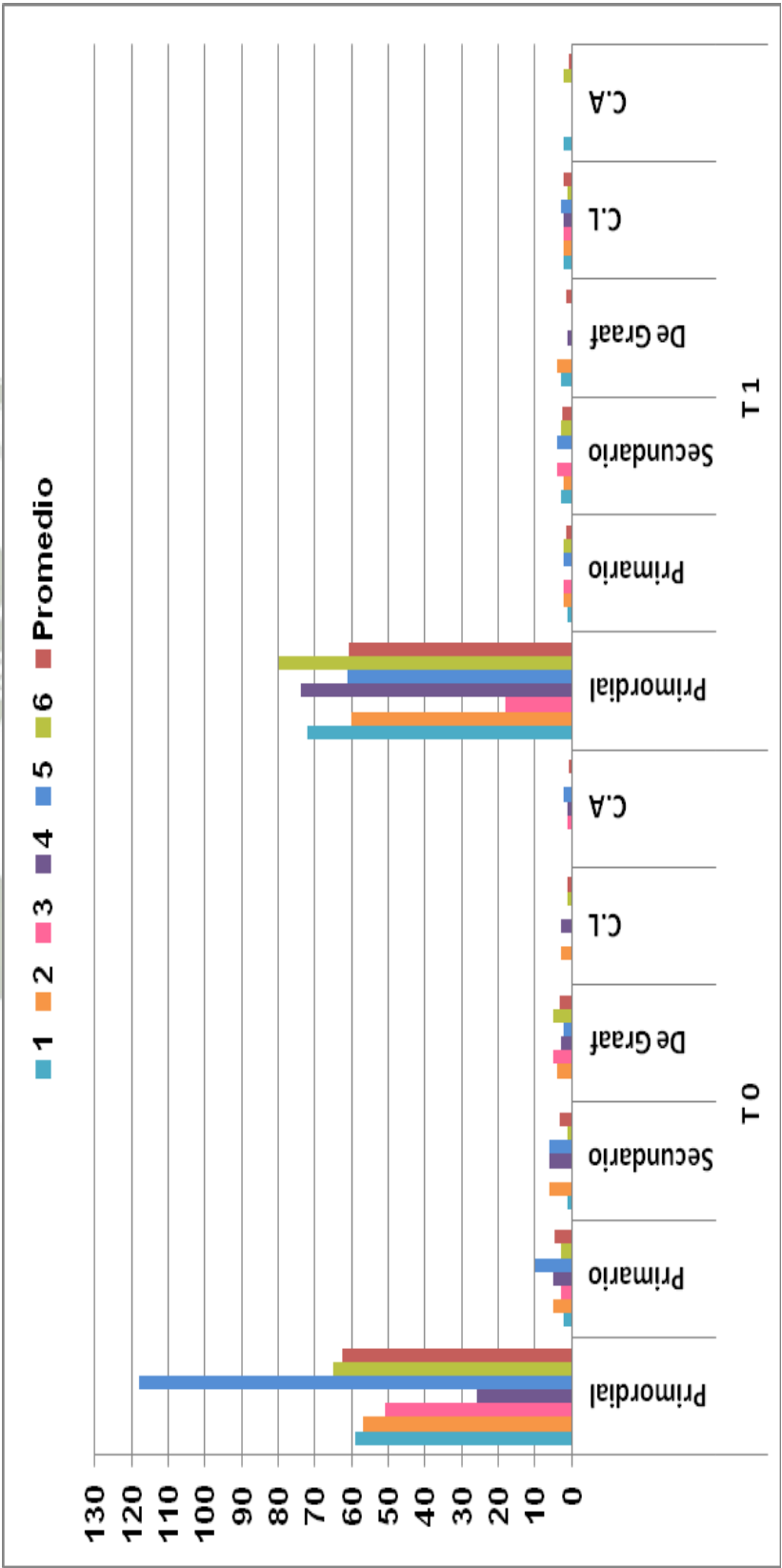
Grafico N° 7: Número de folículos ováricos, cuerpos lúteos y cuerpos albicans, considerando solo el ovario izquierdo, con dos tratamientos experimentales.



Cuadro N° 10: Número de folículos ováricos, cuerpos lúteos y cuerpos albicans, considerando solo el ovario derecho, con dos tratamientos experimentales.

Número de Folículos, C.L y C.A - Ovario Derecho												
Repeticiones	T 0						T 1					
	Primordial	Primario	Secundario	De Graaf	C.L	C.A	Primordial	Primario	Secundario	De Graaf	C.L	C.A
1	59	2	1	0	0	0	72	1	3	3	2	2
2	57	5	6	4	3	0	60	2	2	4	2	0
3	51	3	0	5	0	1	18	2	4	0	2	0
4	26	5	6	3	3	1	74	0	0	1	2	0
5	118	10	6	2	0	2	61	2	4	0	3	0
6	65	3	1	5	1	0	80	2	3	0	1	2
Promedio	63	5	3	3	1	1	61	2	3	1	2	1

Grafico N° 8: Número de folículos ováricos, cuerpos lúteos y cuerpos albicans, considerando solo el ovario derecho, con dos tratamientos experimentales.



En el cuadro número 9, observamos el número de folículos ováricos, cuerpos lúteos y cuerpos albicans, considerando solo el ovario izquierdo, con dos tratamientos experimentales.

Para el tratamiento 0, con 0% de nucleótidos en la ración, se encontró en promedio en el ovario izquierdo: 23 folículos primordiales, 3 folículos primarios, 4 folículos secundarios, un folículo de De Graaf, un cuerpo lúteo y un cuerpo albicans.

Para el tratamiento 1, con 3% de nucleótidos en la dieta, en promedio se encontró en el ovario izquierdo: 32 folículos primordiales, 1 folículo primario, 2 folículos secundarios, 1 folículo de De Graaf, 2 cuerpos lúteos y 2 cuerpos albicans.

En el gráfico número 7, podemos observar la gran cantidad de folículos primordiales, en comparación con las otras estructuras ováricas. Los folículos primordiales son los más numerosos y los únicos que se encuentran en el ovario prepuberal.

No hay diferencias resaltantes en el promedio de folículos De Graaf entre ambos tratamientos, ambos presentan una cantidad reducida de dichas estructuras. En promedio en el T1 encontramos más cuerpos lúteos, con lo que podríamos deducir la cantidad de folículos que llegaron a la ovulación en un ciclo. El dato sobre cuerpos albicans, nos asegura que la hembra, ya tuvo ovulación en ciclos anteriores.

En el cuadro número 10 y gráfico número 8 observamos el número de folículos ováricos, cuerpos lúteos y cuerpos albicans, considerando solo el ovario derecho, con dos tratamientos experimentales.

Para el tratamiento 0, en promedio se encontró en el ovario derecho: 63 folículos primordiales, 5 folículos primarios, 3 folículos secundarios, 3 folículos De Graaf, un cuerpo lúteo y 1 cuerpo

albicans.

Para el tratamiento 1, en promedio se encontró en el ovario derecho: 61 folículos primordiales, 2 folículos primarios, 3 folículos secundarios, 1 folículo De Graaf, 2 cuerpos lúteos y 1 cuerpo albicans.

Vemos que hay mayor cantidad de folículos primordiales, en los ovarios derechos en ambos tratamientos.

Se considera, que una hembra es sexualmente madura, cuando presenta su primer celo. Podemos afirmar, que todos los ovarios que presentan cuerpo lúteo, llevaron a cabo un ciclo ovulatorio completo. El cuerpo albicans también es una señal, que se produjo la ovulación. En la mayoría de los casos, que no se encontró cuerpo lúteo, se encontró cuerpo albicans, lo que asegura que las hembras llegaron a la pubertad.

Hay dos casos específicos, en un ovario izquierdo del tratamiento 1, donde no se encontró cuerpo lúteo y tampoco cuerpo albicans. Pero presentó 2 folículos De Graaf, lo que indica que estaba cerca de la ovulación. El otro caso se dio en un ovario derecho del tratamiento 0, donde no se encontró folículo de Graaf, cuerpo lúteo, ni cuerpo albicans. Este sería el único ovario, que no ovuló, ni se encontraba cerca a la ovulación.

En cuanto al número de folículos de Graaf, no hay diferencia entre tratamientos.

Observamos que el promedio de cuerpos lúteos es de 2 y 1 para el T1 y T0 respectivamente. Podemos decir, que el tratamiento 1 tuvo mayor promedio de óvulos desprendidos.

Chauca, L. (2014), menciona que el promedio de ovulación por ciclo, es de 3.14 óvulos. Nuestros promedios son menores, muy probable por la corta edad de las hembras, de las que se obtuvieron las muestras.

Chauca, L. (2014), indica que la edad de la madre permite incrementar el tamaño de camada.

Aranibar, E. (2009), cita que la prolificidad de las razas, está determinado por la producción promedio de cuerpos lúteos en ciclo estral de hembras púberes. Determina que la producción promedio de cuerpos lúteos de la raza Andina fue 3.6 y en la raza Perú 2.8 en el ciclo estral. No se encontró diferencias estadísticas en la producción de cuerpos lúteos entre los ovarios derechos e izquierdos.

Sarem. (1998), encontró en roedores *Ctenomys mendocinus*, ovarios activos con folículos en primer y segundo estadio, con una o dos líneas de ovogonias bajo la albugínea, sin desarrollo de cuerpos lúteos, ni presencia de albicans, indicando en este caso que se trataría de hembras juveniles. También encontró folículos primordiales, primarios y secundarios y algunos cuerpos albicans en ovarios de algunas hembras, a las que clasifíco como púber.

Moreno, A. (1989), realizó el conteo de los óvulos a través del número de cuerpos lúteos jóvenes, en cobayas a las 48 horas de haber sido servidas, encontrando cuerpos lúteos y folículos De Graaf, en el mismo ovario, dando a conocer que solo ciertos folículos maduros ovularon, los otros seguirán un proceso de atresia. Encontró como máximo 3 cuerpos lúteos jóvenes, tanto en ovario izquierdo como derecho.

Alba, J. (1964), menciona que en especies de múltiples ovulaciones, el nivel de hormona FSH, se puede elevar ligeramente, haciendo subir el nivel nutritivo del animal, de modo que aumenten de peso durante el periodo anterior a la monta, ocasionando un mayor número de óvulos desprendidos.

V. CONCLUSIONES

1. El promedio de largo de los testículos en cuyes, a nivel macroscópico fue de: 1.63 y 1.75 cm para el T0 testículo izquierdo y derecho, respectivamente; 1.75 y 1.73 cm para T1 testículo izquierdo y derecho, respectivamente. A nivel microscópico fue de: 1.35 y 1.60 cm para el T0 testículo izquierdo y derecho, respectivamente; 1.57 y 1.58 cm para el T1 testículo izquierdo y derecho, respectivamente. Correspondientes a raciones con 0 y 3 % de nucleótidos. No se encontraron diferencias estadísticas.
2. El promedio de ancho de los testículos en cuyes, a nivel macroscópico, fue de: 1.25 y 1.30 cm para el T0 testículo izquierdo y derecho, respectivamente; 1.35 y 1.33 cm para el T1 testículo izquierdo y derecho, respectivamente. A nivel microscópico fue de: 0.97 y 0.97 cm para el T0 testículo izquierdo y derecho, respectivamente; 0.88 y 0.90 cm para el T1 testículo izquierdo y derecho, respectivamente. No se encontraron diferencias estadísticas.

La adición de nucleótidos a la dieta en cuyes machos, no tiene efecto sobre el tamaño testicular en general.
3. El promedio de túbulos seminíferos, contados en un campo de 1,500 μm , con un objetivo de 10x fue de: 43 y 39 para el T0 testículo izquierdo y derecho, respectivamente; 40 y 40 túbulos seminíferos, para el T1 testículo izquierdo y derecho, respectivamente. No se encontraron diferencias estadísticas. El promedio de túbulos seminíferos encontrados en un corte sagital de testículo en un campo de 1,500 μm , con o sin suplementación de nucleótidos fue de 41.

4. El promedio de espermatozoides en la luz de un túbulo seminífero fue de: 13 y 10 para el T0 testículo izquierdo y derecho, respectivamente; 44 y 42 espermatozoides, para el T1 testículo izquierdo, derecho respectivamente. El tratamiento 1 supera notablemente al tratamiento 0. Las diferencias encontradas fueron significativas al análisis estadístico. Los promedios del T1 fueron estadísticamente superiores a los promedios del T0.

5. La adición de nucleótidos en la dieta, aumenta la producción de espermatozoides en los túbulos seminíferos, tanto en el testículo izquierdo como en el derecho.

6. El promedio de largo de los ovarios, a nivel microscópico fue de: 2,158.33 y 3,650.00 μm para el T0 ovario izquierdo y derecho, respectivamente; 3,333.33 y 3,266.67 μm , para el T1 ovario izquierdo y derecho, respectivamente. Correspondientes a raciones con 0 y 3 % de nucleótidos. Se encontraron diferencias significativas entre los resultados. Siendo el promedio del largo del ovario izquierdo del tratamiento 0, inferior y estadísticamente diferente a todos los demás.

7. El promedio de ancho de los ovarios, a nivel microscópico fue de: 1,650.00 y 2,150.00 μm para el T0 ovario izquierdo y derecho, respectivamente; 1,816.67 y 2,250.00 μm para el T1 ovario izquierdo y derecho, respectivamente. No se encontraron diferencias estadísticas. El uso de nucleótidos vía oral en hembras, no tiene efecto sobre el tamaño de los ovarios.

8. El promedio de la cantidad de estructuras ováricas, en un corte sagital del ovario izquierdo, para el T0 fue de: 23, 3, 4, 1, 1 y 1; para el T1 fue de: 32, 1, 2, 1, 2 y 2, para folículo primordial, primario, secundario, De Graaf, cuerpo lúteo y cuerpo albicans, respectivamente.
9. El promedio de la cantidad de estructuras ováricas, en un corte sagital del ovario derecho para el T0 fue de: 63, 5, 3, 3, 1 y 1; para el T1 fue de: 61, 2, 3, 1, 2 y 1, para folículo primordial, primario, secundario, De Graaf, cuerpo lúteo y cuerpo albicans, respectivamente.



VI. RECOMENDACIONES

En base a los resultados obtenidos en el presente trabajo de investigación, se recomienda lo siguiente:

1. Utilizar nucleótidos al 3%, en animales machos seleccionados para futuros reproductores, desde el inicio de su crianza hasta el empadre.
2. Trabajar con diferentes concentraciones de nucleótidos, en raciones para hembras.
3. Realizar un estudio del porcentaje de fertilidad con el uso de nucleótidos al 3%.
4. Evaluar la calidad seminal en cuyes, con la inclusión de nucleótidos al 3% en la ración.

VII. BIBLIOGRAFÍA

1. **Agencia agraria de Noticias, 2014.** Revisado el 14 de octubre del 2014. Ubicado en <http://agraria.pe/noticias/inia-lanzara-linea-interracial-de-cuyes-en-noviembre>.
2. **Álvarez, F y Zegarra, Z. 2014.** “Efecto del uso de nucleótidos sobre la ganancia de peso y estructura intestinal de cuyes (*Cavia porcellus*) en crecimiento. Arequipa 2014”. Tesis de Universidad Católica de Santa María. Arequipa- Perú.
3. **Aranibar, P. 2009.** Cuantificación de folículos maduros viables en cuyes (*Cavia porcellus*) de razas Andina y Perú. Tesis UPCH Lima - Perú
4. **Arroyo, O. 1986.** “Avances de investigación sobre cuyes en el Perú”. Boletín Técnico N°7, Proyecto Pisa/ INIPA/CIID/ACDI. La Molina
5. **Bacha, W and Bacha, L. 2012.** Color Atlas of Veterinary Histology. Third edition. Wiley- Blackwell publication. UK
6. **Banks, W. 1996.** Histología Veterinaria Aplicada. 2da Edición. Editorial El Manual Moderno S.A. México D.F
7. **Beas, C. et al. 2009.** Biología Molecular. McGraw Hill. Mexico
8. **Cabrera, A. 1954.** “Los roedores Argentinos de la Familia Caviidae”. Universidad de Buenos Aires. Facultad de Agronomía y Veterinaria. Escuela de Veterinaria Publicación No. 6
9. **Caro, W. 1987.** Producción Cunicola Angora. Editorial Andrés bello. Chile
10. **Cueva, A. 2008.** Zootecnia enciclopedia. Editores importadores A.F.A. Lima – Peru

11. **Chauca, L. 1997.** Producción de cuyes (*Cavia porcellus*). Instituto nacional de investigación agraria. La Molina, Perú. Organización de las naciones unidas para la agricultura y alimentación.
12. **Chauca, L. 2014.** Manual producción de cuyes. Instituto nacional de investigación agraria. La Molina, Perú.
13. **De Alba, J. 1964.** Reproducción y genética animal. Instituto interamericano de ciencias agrícolas de la O.E.A. Turrialba, Costa Rica.
14. **Dellmann, D. 1994.** Histología Veterinaria. Segunda Edición. Editorial Acribia, S.A. Zaragoza (España)
15. **Eurell, J. 2004.** Veterinary Histology. Tetan NewMedia. USA
16. **Fernán, J. 2010.** Histología Normal Veterinaria. Perú
17. **Hafez, E. y Hafez, B. 2002.** Reproducción e inseminación artificial en animales. Séptima Edición
18. **Hernández, M. et al. 1999.** Tratado de nutrición. Díaz de Santos ediciones. España
19. **Hidalgo, V. y Montes, T. 1995.** Crianza de cuyes. Universidad Nacional Agraria la Molina. Lima- Perú
20. **(INIA) 2014.** Instituto Nacional de Innovación Agraria. Revisado el 10 de Julio del 2014. Ubicado en <http://www.inia.gob.pe/>
21. **La levadura *Saccharomyces cerevisiae* en alimentación animal:** Revisado el 5 de enero del 2015. Ubicado en http://www.abnspain.com/images/stories/La_levadura_de_cerveza_Saccharomyces_cerevisiae_en_alimentacion_animal_v1.6.pdf

- 22. Leveau, J.-Y. 2000.** Microbiología industrial. Los microorganismos de interés industrial. España. Acribia.
- 23. López, V. 2010.** Indicadores de inicio de la pubertad en el cuy macho (*Cavia porcellus*) raza Perú. Tesis UPCH, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
- 24. Lora, A. 2008.** Efecto de una fuente de nucleótidos e inositol (NuPro) sobre parámetros productivos en dietas para alimentación de pollos broiler. Tesis de grado. Facultad de Ingeniería en Ciencias Agropecuarias y Ambientales. Universidad Tecnológica del Norte. Ibarra, Ecuador.
- 25. Los nucleótidos. Alimentos balanceados:** Revisado el 21 de Agosto del 2014. Ubicado en <http://www.midiathecavipec.com>
- 26. Mantilla, J. 2012.** Diferenciación reproductiva, productiva y molecular de cuyes nativos de la región Cajamarca. Tesis de postgrado. Universidad Nacional de Cajamarca.
- 27. Marquéz, N. 2007.** Estudio anatómico del glándula del cuy (*Cavia porcellus*) de la raza Perú. Tesis UPCH. Lima – Perú.
- 28. Martín, R. 2004.** Atlas de Anatomía de Animales exóticos. Barcelona: Masson
- 29. Mataix, J. 2009.** Tratado de alimentación. Ed. Océano. España.
- 30. Ministerio de agricultura y riego 2014.** Revisado el 22 de octubre del 2014. Ubicado en <http://www.minag.gob.pe/portal/sector-agrario/pecuaria/situacion-de-las-actividades-de-crianza-y-produccion/cuyes?start=6>

31. **Morales, R. 2007.** Las paredes celulares de levadura de *Saccharomyces cerevisiae*: un aditivo natural capaz de mejorar la productividad y salud del pollo de engorde. Programa de doctorado de Producción animal del departamento de Ciencia y de los Alimentos. Universidad Autónoma de Barcelona. Barcelona – España.
32. **Moreno, A.E. 1989.** Producción de cuyes. Universidad Nacional Agraria. La Molina. Perú
33. **Nelson, D. 2000.** Lehninger Principios de Bioquímica. Tercera Edición. España: Omega.
34. **NuPro. 2011.** Revisado el 20 de Agosto del 2014. Ubicado en <http://biotech.com.uy>
35. **NuPro. 2011.** Revisado el 20 de Agosto del 2014. Ubicado en <http://alltech.com>
36. **Obando, A. 2010.** Producción ecológica de cuyes. Biblioteca de la Universidad Católica de Santa María. Arequipa- Perú.
37. **Ocaña, S. 2011.** “Utilización de NuPro (nucleótidos, proteínas e inositol), en dietas para cuyes en la etapa de crecimiento - engorde y gestación – lactancia”, Tesis Escuela Superior Politécnica de Chimbotazo. Riobamba – Ecuador. Revisada el 18 de Agosto del 2014. Ubicada en (<http://dspace.esPOCH.edu.ec/bitstream/123456789/1553/1/17T01067.pdf.2011>)
38. **Pulgar Vidal, J. 1952.** “El curi, cuy, sucuy, jaca o conejillo de Indias en Colombia”- Colombia, Ministerio de Agricultura. Publicación No. 1
39. **Rodríguez, J. 2003** Producción de cuyes. Instituto nacional de investigación agraria. La molina. Perú.

- 40. Sarem, 1998.** Estudios histológicos en gónadas de *Ctenomys mendocinus* en la localidad de Cacheuta (Mendoza, argentina).
Revisado el 14 de julio del 2014. Ubicado en internet
- 41. SENAMHI, 2014.** Servicio Nacional de Meteorología e hidrología del Perú. Revisado el 16 de Julio del 2014. Ubicado en <http://www.senamhi.gob.pe/?p=0210>
- 42. Tejada, J. 2009.** Efecto de adición de *Saccharomyces cerevisiae*, en raciones con y sin pelletización, sobre el desempeño productivo de cuyes (*Cavia porcellus*) en crecimiento. Tesis de Universidad Católica de Santa María. Arequipa- Perú.
- 43. Vigil, V. 1971.** Caracterización del ciclo estrual en cobayos hembras vírgenes (*Cavia cobayo*, *Cavia porcellus*), Tesis Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima – Perú.
- 44. Villena, I.E. 2005.** Evaluación del Efecto del Formaldehido, usado como agente químico de castración, en la performance de cuyes de engorde. Tesis Universidad Católica de Santa María. Arequipa – Perú.
- 45. Wikipèdia.2015** Revisado el 8 de marzo del 2015. Ubicado en <http://es.wikipedia.org/wiki/Inositol>
- 46. Zaldivar, A.M y Vargas, N. 1969.** Estudio de tres niveles de azúcar, como fuente de energía más un concentrado comercial en cobayos. EELM, Lima, Perú.

VIII. ANEXOS

8. 1 Cuadro resumen de resultados

PROMEDIO GENERAL TESTÍCULOS					
Tratamientos	Tamaño cm		Nº Tb. Sem 10x (1500 µm)	Nº Espermatozoides	
	Largo	Ancho			
T0	1.5	1.0	41	11	
T1	1.6	0.9	40	43	

PROMEDIO GENERAL OVARIOS									
Tratamientos	Tamaño µm		Nº Folículos				Nº		
	Largo	Ancho	Primordial	Primario	Secundario	De Graaf	C. Amarillo	C. Albicans	
T0	2,904.17	1,900.00	43	4	4	2	1	1	
T1	3,300.00	2,033.33	47	1	2	1	2	1	

8. 2 Pesos al destete (15 días), cuyes machos y hembras T0 (testigo) y T1 (3 % de nucleótidos)

Peso al destete (gr)				
Repeticiones	T 0		T 1	
	Machos	Hembras	Machos	Hembras
1	352	303	307	347
2	341	350	350	329
3	340	315	328	310
4	329	328	347	323
5	310	329	322	346
6	306	340	305	336
Promedio	329.67	328.00	330.80	327.00

8. 3 Pesos al beneficio, cuyes machos y hembras T0 (testigo) y T1 (3 % de nucleótidos), a los dos meses.

Peso al beneficio (gr)				
Repeticiones	T 0		T 1	
	Machos	Hembras	Machos	Hembras
1	928	750	789	783
2	827	698	863	805
3	900	780	786	776
4	767	742	936	781
5	803	757	970	767
6	798	825	840	754
Promedio	837.17	758.67	864.00	777.67

8.4 Certificados

Ham

LABORATORIOS

ANATOMÍA PATOLÓGICA

LABORATORIO CLÍNICO

CONSTANCIA

El que suscribe Dr. Henry Mercado Tejada, anatomopatologo y patólogo clínico, Doctor en Medicina, deja constancia que en el laboratorio de su Jefatura se realizó la Técnica Histológica y el Diagnóstico, para la tesis titulada “DESCRIPCIÓN CUANTITATIVA HISTOLÓGICA DE FOLÍCULOS Y TÚBULOS SEMINÍFEROS, EN OVARIOS Y TESTÍCULOS DE CUYES (*Cavia porcellus*) AL BENEFICIO, SUPLEMENTADOS CON NUCLEÓTIDOS. SAN CAMILO-AREQUIPA 2014” cuyo autor es el Bachiller en Medicina Veterinaria de la UCSM Tatiana María Pino Melgar.

Se extiende la presente constancia a solicitud del interesado para los fines convenientes.

Arequipa, 19 de Marzo del 2015



Henry Mercado Tejada
Doctor en Medicina
ANATOMO PATÓLOGO - PATÓLOGO CLÍNICO
CoMoP. 12701 R.N.E. 7577

Henry Mercado Tejada. Doctor en Medicina. Especialista en anatomía Patológica y Laboratorio clínico henrymercadotejada@yahoo.es San Juan de Dios 107 Tf. 0544282223

Ham

LABORATORIOS

ANATOMÍA PATOLÓGICA LABORATORIO CLÍNICO

“DESCRIPCIÓN CUANTITATIVA HISTOLÓGICA DE FOLICULOS Y TUBULOS SEMINIFEROS, EN OVARIOS Y TESTICULOS DE CUYES (*Cavia porcellus*) AL BENEFICIO, SUPLEMENTADOS CON NUCLEOTIDOS. SAN CAMILO – AREQUIPA, 2014”

CONCLUSIONES

Cuadro 1.

No se observan diferencias significativas entre los ovarios que no recibieron nucleótidos (T0) y los que recibieron nucleótidos (T1).

Cuadro 2.

Se observan diferencias significativas en la producción de número de espermatozoides entre los que no recibieron nucleótidos (T0): 11 y los que recibieron nucleótidos (T1): 43.

Arequipa, 19 de Marzo del 2015.



Henry Mercado Tejada
Doctor en Medicina
ANATOMO PATOLOGO - PATOLOGO CLINICO
C.M.P. 12701 R.N.E. 7577

Henry Mercado Tejada. Doctor en Medicina. Especialista en anatomía Patológica y Laboratorio clínico henrymercadotejada@yahoo.es San Juan de Dios 107 Tl. 054428223



IX. FOTOS

- Instalaciones del proyecto – San Camilo



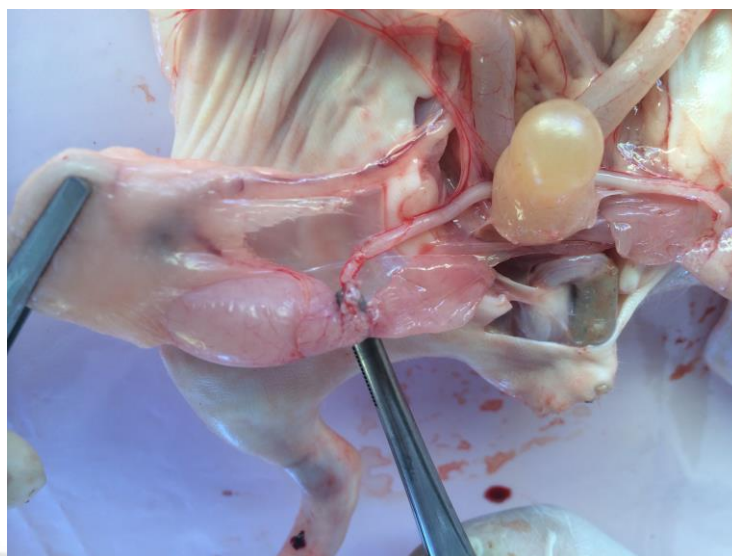
- Materiales e instrumentos utilizados en proceso de recolección de muestras



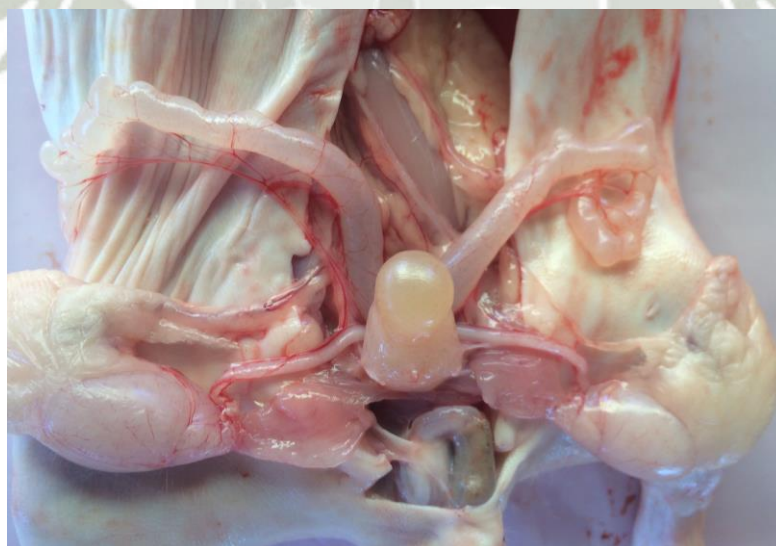
- Procedimiento de recolección de muestras



- **Testículo y conductos extra testiculares en cavidad abdominal**



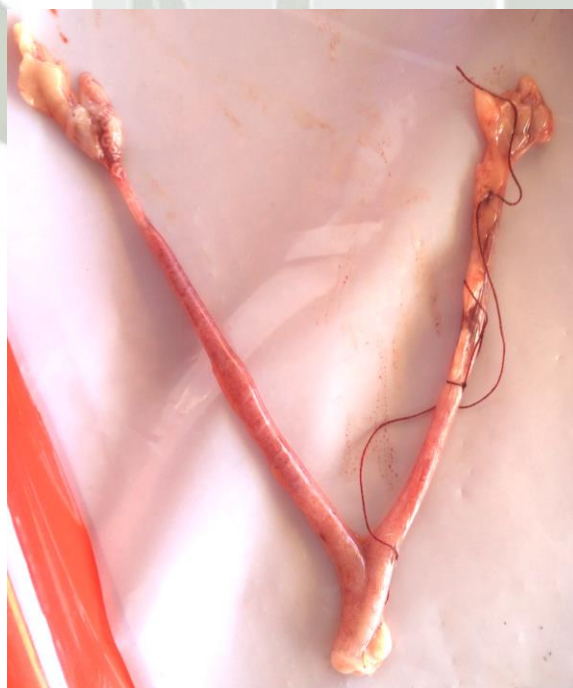
- **Vesícula Seminal, vejiga urinaria y testículos**



- El útero en cobayas es bicorne



- Hilo rojo en cuerno uterino derecho. Ovarios rodeados por gran cantidad de grasa



- Tratamiento 0 (T0) – ovarios izquierdos



- Tratamiento 0 (T0) - ovarios derechos



- Tratamiento 1 (T1) – ovarios izquierdos



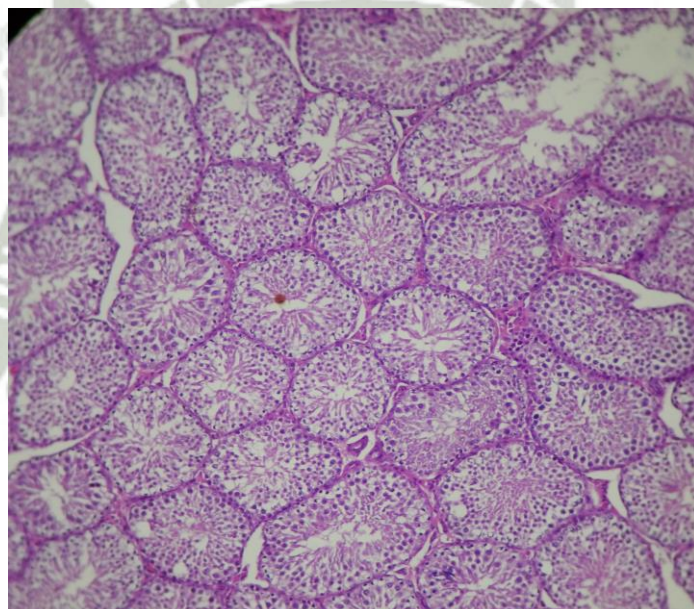
- Tratamiento 1 (T1) – ovarios derechos



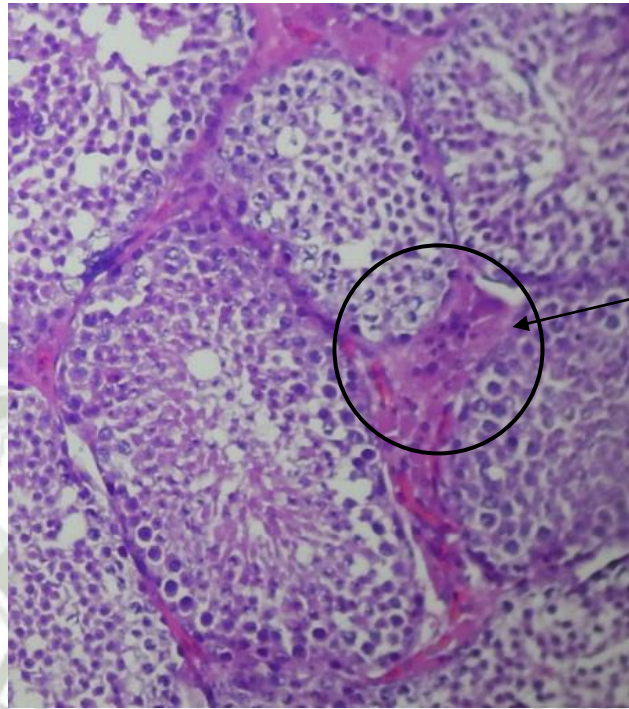
- Tratamiento 0 (T0) testículo derecho



- Túbulos seminíferos



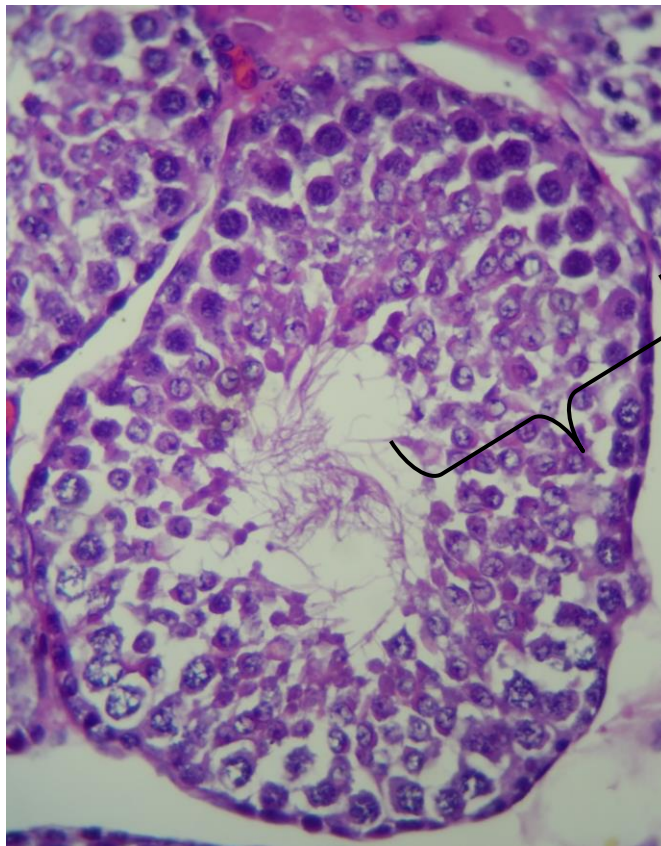
- Células intersticiales o de Leydig



Las células de Leydig, se encuentran en los espacios intertubulares (parénquima testicular),

Las células de Leydig, son polimórficas grandes, reconocidas por su pequeño y esférico núcleo.

- **Túbulo seminífero - Tratamiento 1**

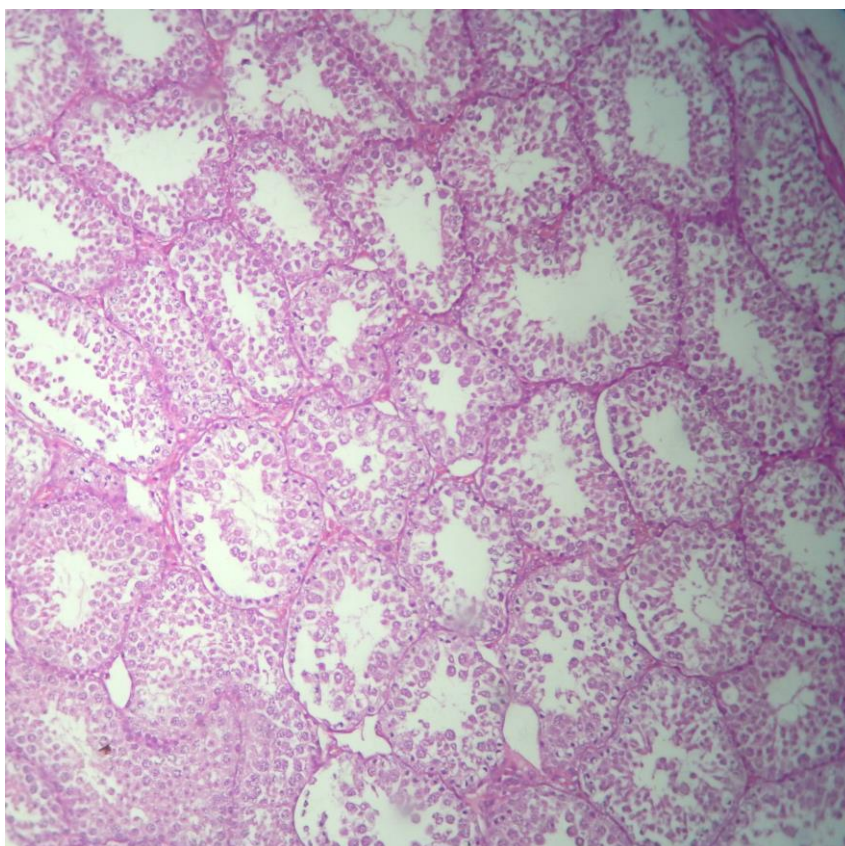


Células
espermatogénicas,
en diferentes
etapas de
desarrollo.

El núcleo, de las células de Leydig, es pálido y oval, se localiza generalmente en la ancha porción basal de la célula, cerca de la membrana basal, se puede observar un gran prominente nucléolo. En esta lámina no es posible observarlo.

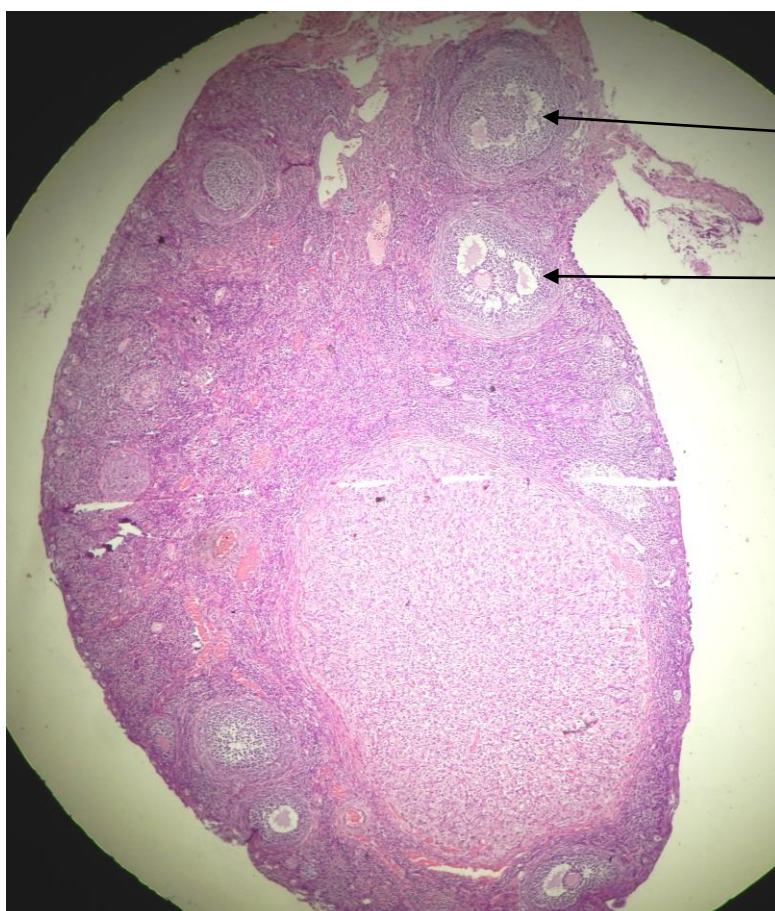
Se observa la gran cantidad de espermatozoides en la luz del túbulo seminífero.

- **Túbulos seminíferos -Tratamiento 0**



Túbulos seminíferos de testículo sin adición de nucleótidos (T0), se puede observar, la poca cantidad de espermatozoides en la luz de los túbulos seminíferos.

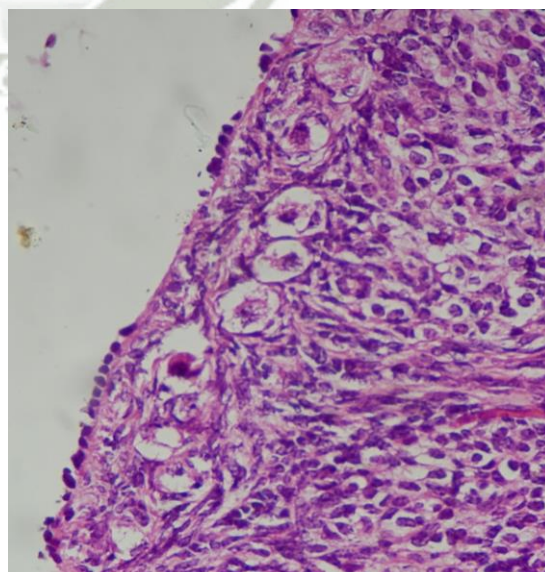
- Ovario

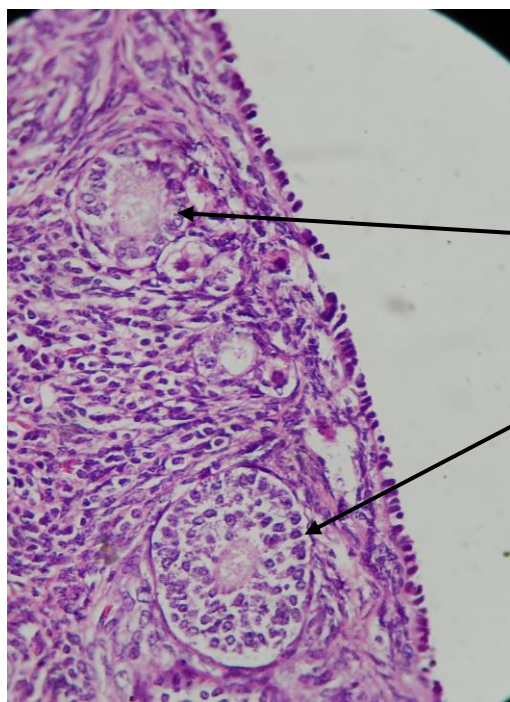


2 folículos secundarios, se observan las vacuolas de call-Exner, entre las células de la granulosa.

- Ovario

Se observa en la corteza ovárica, varios folículos primordiales

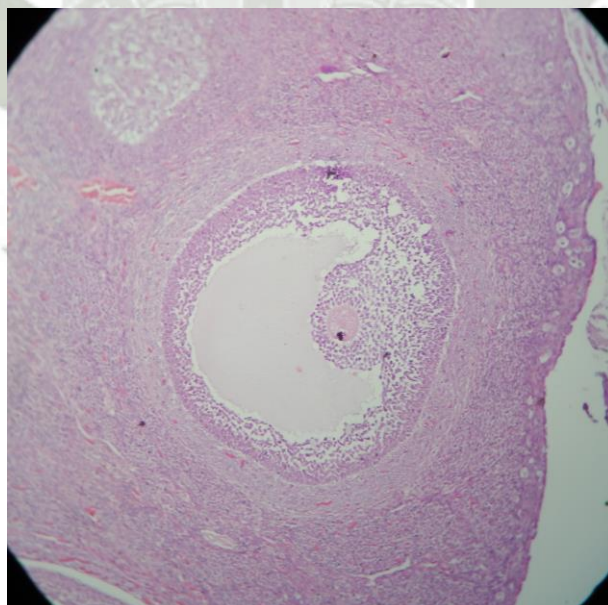




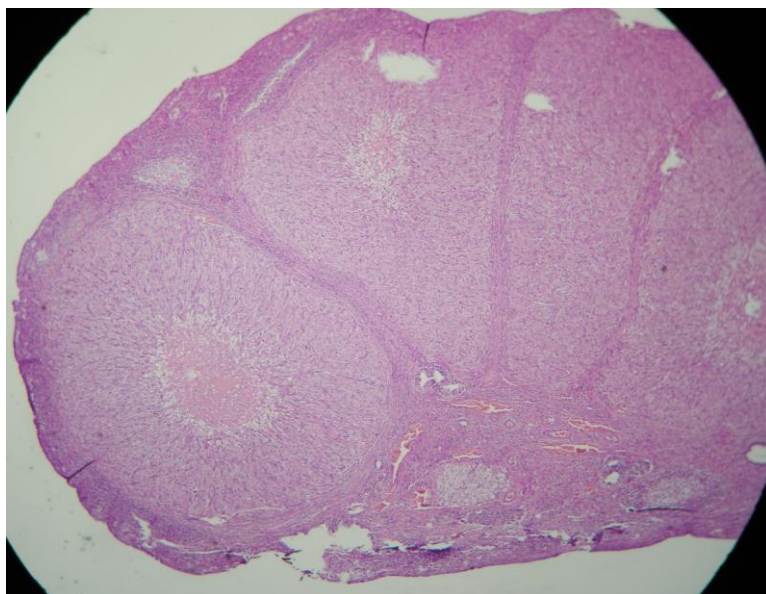
Folículo primario
unilaminar.

Folículo primario
multilaminar

- Folículo De Graaf



- Ovario izquierdo – Tratamiento 1



Presencia de
cuatro cuerpos
lúteos.

