

## INTRODUCCIÓN

El conocimiento de las enfermedades parasitarias siempre han sido importante y nos compromete a investigar parásitos que afectan y comprometen la salud del ave, teniendo la presencia de una enfermedad silenciosa que ataca a las aves ponedoras disminuyendo la calidad del ave y la merma de producción de huevos, es por eso que nos compromete como médicos veterinarios a estudiar y comprobar enfermedades aviares; que anteriormente no se han tomado en cuenta, como por ejemplo la piroplasmosis que es un hemoparasito causado por un protozoo conocido con el nombre de *Aegyptianella pullorum*; el cual parasita los glóbulos rojos de las aves; afectando el cuadro hemático del ave, provocando fiebre, congestión de la cresta y barbilla, diarrea verdosa, trastornos nerviosos, anemia e ictericia, exicosis y emaciación; dándonos como consecuencia grave el trastorno del cuadro leucocitario que es proseguido por la destrucción del glóbulo rojo parasitado.

Este hemoparasito no se había investigado en nuestro país, ni en las aves comerciales productoras de huevo para el plato; solamente en países como España, Asia, y otras partes del viejo mundo se hicieron estudios en aves silvestres y de corral. Debido posiblemente a la presencia del *argas persicus* o garrapata blanda y a la proliferación del *aedes aegypti* o mosquito, el cual es el vector que transmite el dengue, son los causante de la transmisión de la piroplasmosis aviar (*Aegyptianella pullorum*).

El hemoparasito se encuentra en la mayorías de las aves incluyendo las domestica de traspatio. Que es una productora de proteína de origen animal como es el huevo y la carne; es por ello nuestro gran interés en la investigación sobre la presencia de este hemoparasito, para obtener una referencia y evidencia en nuestro país; el cual observaremos el comportamiento que adopta en las aves de postura señalando la existencia de este hemoparasito y brindando un nuevo conocimiento al sector profesional, para mejorar las técnicas clínicas y de laboratorio, implementando frotis

sanguíneos, micro-hematocrito e histopatología en los cortes de los glóbulos rojos para confirmar este hemoparasito.

Es de mucha importancia la presencia de *Aegyptianella*; debido a que se diferenciaría de otras patologías similares y de cuadros sintomáticos que presenta este hemoparasito.

## 2. REVISIÓN DE LITERATURA

El investigador descubrió por primera vez un agente infeccioso en las inclusiones intraeritrocitarias inducidas en muestras de sangre de aves domésticas en Egipto y lo nombró *Aegyptianella Pullorum*. Este hemoparasito es transmitido por la garrapata *Argas persicus* (Soulby, E.J.L. 1987).

Otros investigadores indican haber observado una especie similar en avestruces que habían estado en contacto con pollos y pensaron que era innecesario asignar un nuevo género para este microorganismo, y le mantuvieron en el género *Babesia* (UPTC. 2009).

Mencionan que la *Aegyptianella pullorum* ha sido localizada en los eritrocitos de aves de corral, pavo, pato y ganso en los Balcanes, África del Sur, Indonesia y otros países tropicales y subtropicales, a la vez señala que se ha encontrado una especie similar en las aves de corral en los Estados Unidos. (William J. and A. Kocan. 2001).

Describen a la Piroplasmosis de las aves, y la consideraron protozoos de la familia babesiidae, aunque actualmente se considera formas semejantes a la rickettsia (Carter T.J.T. & Hunter D. 2008).

Es un protozoario del Género *Babesia*; se describen principalmente dos especies de interés en aves las cuales son: *Aegyptianella Pullorum*, Carpano, 1928 (Aves de Corral). *Aegyptianella Moshkovskii*, Schurenkova 1938 (Aves de Corral) (Ajenjo, C. 1978).

Describe la *Aegyptianella pullorum* como otra *Babesia* en que sus formas eritrocíticas se dividen para producir más de ochos merozoítos, pueden formarse de cuatro a dieciséis de ellos. La cromatina en su interior se encuentra en forma de gránulos alrededor de la circunferencia del merozoítos (Lapage, G. 1984).

En Italia se realizó un estudio en avestruces, en el cual se utilizaron métodos de diagnóstico a través de ADN para identificar la especie: *A. pullorum* o *A. moshkovskii*; a la vez se realizaron frotis sanguíneos para observar el hemoparasito. Para este estudio se utilizaron 25 avestruces a los que se les tomaron muestras de sangre, confeccionando frotis sanguíneos y con resultados positivo a la confirmación por ADN (Tarello, W. 2003).

En España se hizo un estudio sobre la *Aegyptianella pullorum* en halcones Kuwait, donde se observó la presencia de la *Aegyptianella* en estas aves por medio de la técnica de coloración de Giemsa (Tarello, W. and Riccieri, N. / 2004).

En el año de 1993, se observó el parásito en el Laboratorio Regional de Patología Animal de la Zona Oriental de San Miguel, habiendo elaborado un frotis sanguíneo, procedente de un ave de traspatio, sin la certeza de lo que se observaba; y era compatible con un hemoparásito que presuntamente se manifestaba como una *Babesia* (Referencia verbal por el Dr. Carlos Alberto Morales 1990-2001).

Según estudios que se han realizado en otros países o regiones, se considera que esta enfermedad es de incidencia relativamente alta, tal es el caso de Colombia (2001); en este país se ha determinado que uno de cada diez halcones han sido infestados por este hemoparásito en el glóbulo rojo (Wall, R. 2001).

En Italia se realizó un estudio (2003) en avestruces, en el cual se utilizaron métodos de diagnóstico a través de ADN para identificar la especie: *A. pullorum* o *A. moshkovskii*; a la vez se realizaron frotis sanguíneos para observar el hemoparásito. Para este estudio se utilizaron 25 avestruces a los que se les tomaron muestras de sangre, confeccionando frotis sanguíneos y con resultados positivos a la confirmación por ADN (Zander, DV. 2003)

En España se hizo un estudio sobre la *Aegyptianella pullorum* en halcones Kuwait (2004), donde se observó la presencia de la *Aegyptianella* en estas aves por medio de la técnica de coloración de Giemsa (Tarello W. 2004).

La Universidad Nacional de la Plata, Buenos Aires, Argentina; está realizando estudios acerca de la enfermedad de la *Aegyptianella* en aves silvestres, en el cual han encontrado la enfermedad en dichas aves (Zander, DV. 2003).

## **2.1 AEGYPTIANELLA PULLORUM**

### **2.1.1 ¿Qué es la Aegyptianellosis?**

Es un piroplasma aviar, el cual parasita los glóbulos rojos, casi siempre se encuentran en el interior de los hematíes o leucocitos de la sangre dentro de los cuales pueden observarse y además ofrecen la características de ser ovoformos o piriformes, careciendo de pigmentación (Agenjo Cicilia 1978).

Su nombre se debe a que el agente causal de la misma es el protozooario *Aegyptianella pullorum*, descubierto en Egipto por Carpano en 1928; ha sido diagnosticada en muchos países del Mediterráneo, Italia, Grecia, Argelia, Siria, España (Agenjo Cicilia 1978).

El tamaño aproximado es de una micra, solo se puede observar con ayuda de un microscopio utilizando el lente de inmersión (100x), su forma es redonda o piriforme y carece como se dijo anteriormente de pigmentación, coloreándose por diferentes métodos de tinción (Giemsa) (Coffin, DL. 1981).

La transmisión la efectúa la garrapata *Argas persicus*. No hay transmisión transestádica ni transovárica en la garrapata y las fases de desarrollo han sido resumidas por Gothe y Kreier (1977) (Soulby 1987); en El Salvador se cree que el vector involucrado es el *Aedes aegypti*. Los síntomas característicos de la enfermedad son la fiebre elevada, congestión de la cresta y barbilla, diarrea verdosa y trastornos nerviosos. Las lesiones más notable en la forma aguda son: congestión de los órganos, hipertrofia del hígado, bazo, hemorragias en vísceras y serosas. En el cuadro crónico se destaca la ictericia y anemia. El Diagnostico se efectúa examinando la sangre. En ella se aprecia el hemoparasito en los glóbulos rojos (Agenjo Cicilia 1978).

### **2.1.3 Morfología.**

Los trofozoítos o corpúsculos iniciales aparecen en los hematíes, son pequeños (de 0.5 a 1.0 um), redondeados a ovales, y están constituidos por un granulo de cromatina rodeado por un estrecho anillo de citoplasma. Pueden aparecer cuerpos esféricos de hasta 4 um, que contienen hasta 26 diminutos gránulos. Los estudios al microscopio electrónico muestran que los parásitos están rodeados por una doble membrana que lo engloba; los microorganismos aparecen en una vacuola y

están separados del citoplasma del eritrocito por una membrana limitante. Una detallada descripción puede hallarse en Gothe y Kreier (1977) (Soulby 1987)

#### **2.1.4 Ciclo Biológico.**

El vector que es una garrapata adulta se alimenta e inyecta el agente en el ave y precisa al menos 25 días para que el microorganismo sea infectante para otra (Soulby 1987); de igual forma el *Aedes Aegypti* lo hace de forma directa (Agenjo Cicilia 1978). El agente en el ave, inicia el ciclo biológico intracelular; que consiste en la formación de corpúsculos iniciales en el glóbulo rojo, formándose y desarrollándose cuerpos marginales que han sido estudiados en detalle por Gothe (1971), quien señaló su presencia en hematíes y en otras células del plasma de aves infestadas (Soulby 1987).

#### **2.1.5 Patogenia.**

La enfermedad se puede presentar de forma sub-aguda, aguda o crónica. Las aves autóctonas raramente padecen la enfermedad en su forma aguda, pero las razas recientemente introducidas pueden morir a los pocos días de enfermar. El periodo de incubación es de 12 a 15 días, tras los cuales aparecen fiebre, diarrea, anorexia e ictericia. En la necropsia se observa anemia, aumento de tamaño del bazo y degeneración renal (Soulby 1987). El proceso clínico con frecuencia se complica con la Espiroquetosis Aviar (Por Borrelia), Monocitosis Aviar y Newcastle (Agenjo Cicilia 1978).

#### **2.1.6 Tratamiento.**

Pueden emplearse tetraciclinas o ditiosemicarbazona en dosis por vía parenteral, de 25 a 50 mg/kg de peso (Sumano Gutierrez, H. 2006); oxitetraciclina o clortetraciclina es eficaz en alimento de 200-800ppm por ración; Intramuscular a razón de 4.4 a 11mg/kg de peso por día, repetir cada 12 horas y con un máximo de 5 – 7 días de tratamiento (Sumano. Ocampo 1997).

#### **2.1.7 Control.**

Control de vectores por medio de fumigación (piretroides, cipermetrina) y desinfección de las galeras; lo cual se recomienda hacerlo en cada entrada y salida de la parvada. Se puede implementar la desinfección por medio de productos químicos, tratando que no sean

perjudiciales para la vida de la gallina, como: peroximono sulfato de potasio; diacetato de clorhexidina y otros más. También se menciona la aplicación de cal en la galera para darle una mayor desinfección (Lapage, G. 1984).

### **2.1.8 Taxonomía de *Aegyptianella* spp.**

Phylum: Protozoa

Clase: Sporozoa

Orden: Haemosporidia

Familia: Babesiidae.

Sub-orden 1: Piroplasmidea

Género: *Aegyptianella*

Especie: *Pullorum* (Lapage, G. 1984)

### 3. MATERIALES Y METODOS

#### 3.1 Descripción del Estudio.

La presente investigación se realizó del 15 de Junio al 15 de Noviembre del 2009. Se utilizaron 3 granjas de aves ponedoras ubicadas en dos municipios del departamento de La Paz, y se tomó el criterio de evaluar las unidades experimentales ya que son granjas de piso semi-tecnificadas de la línea Hy-line Brown de edades de 36 semanas, 42 semanas y 70 semanas de postura. Se menciona que para la primera granja tiene una población de 3200 aves, la segunda 2000 aves y la tercera con 1600 aves de postura y donde las posibilidades de contacto con aves de traspatio y otras explotaciones avícolas son potencialmente elevadas. Las unidades experimentales fueron 105 aves ponedoras que corresponde a 105 muestras para frotis sanguíneo y 105 muestras para micro-hematocrito. Las granjas seleccionadas (A, B y C) se encuentran ubicadas en los siguientes municipios:

**A: San Juan Nonualco:** Cantón Tierra Colorada.

**B: San Juan Nonualco:** Cantón Los Zacatillo.

**C: San Luis Talpa:** Estación Experimental y de Prácticas.

La primera situada a 270 metros sobre el nivel de mar, tiene un promedio de precipitación media anual de 2095 milímetros, con lluvias distribuidas entre mayo y octubre y con máximas en julio. En la zona se presentan extensas áreas con terrenos de buena capacidad de producción. Los promedios mensuales de temperatura varían de 21.3 a 24.5°C y de 31 a 35.5°C, indicados para los meses de diciembre y abril respectivamente. Cuenta con buena infraestructura de comunicación de carreteras y está localizada a corta distancia de San Juan Nonualco.

La segunda situada a 170 metros sobre el nivel de mar, tiene un promedio de precipitación media anual de 1895 milímetros, con lluvias distribuidas entre mayo y octubre y con máximas en julio. En la zona se presentan extensas áreas con terrenos de buena capacidad de producción. Los promedios mensuales de temperatura varían de 22.3 a 25.5°C y de 32 a 36.5°C indicados para los meses de diciembre y abril respectivamente. Cuenta con buena



infraestructura de comunicación de carreteras y está localizada a corta distancia de San Juan Nonualco.

La tercera situada a 55 metros sobre el nivel de mar, tiene un promedio de precipitación media anual de 1695 milímetros, con lluvias distribuidas entre mayo y octubre y con máximas en julio En la zona se presentan extensas áreas con terrenos de buena capacidad de producción. Los promedios mensuales de temperatura varían de 24.3 a 27.5°C y de 33 a 37.5°C indicados para los meses de diciembre y abril respectivamente. Cuenta con buena infraestructura de comunicación de carreteras y está localizada a corta distancia de San Luis Talpa.

### **3.2 Metodología de Campo:**

#### **3.2.1 Determinación del tamaño muestra.**

Se inicio con la realización de un censo, basado en una encuesta, para determinar la población de gallinas en las granjas avícolas en estudio. Se encuestaron 3 propietarios entre los que se estimo la población de 6800 aves. Estas fueron clasificadas según la función zootécnica.

#### **Propietarios y animales de acuerdo al lugar que pertenecen:**

<i>Ubicación</i>	<i>Nº de Propietarios</i>	<i>Nº de Animales</i>
Cantón Tierra Colorada	1	3200
Cantón Los Zacatillos	1	2000
Estación Experimental	1	1,600
<b>TOTAL</b>	<b>3</b>	<b>6800</b>

### Clasificación de aves según su función zootécnica.

Ubicación	Finalidad		Total
	No Ponedoras	Ponedoras	
Cantón Tierra Colorada	0	3,200	3,200
Cantón Los Zacatillos	0	2,000	2,000
Estación Experimental	0	1,600	1,600
Total	0	6,800	6,800

De los 6,800 aves identificadas se tomara la muestra de ponedoras entre las edades de 18 a 72 semanas de edad; resultando así la cantidad de 6,800 gallinas ponedoras.

Para calcular el tamaño de muestra se recurrió a la siguiente fórmula:

$$N = \frac{P \times Q}{E^2}$$

Tomando las estimaciones siguientes: N= muestra; P= 50% de posibilidad que esté presente; Q= 50% de posibilidad de fracaso; E= 5% del error. El total de muestras a recolectar fue de 100 muestras.

#### 3.2.2 Materiales para la toma y manejo de las muestras.

Jeringas 3 ml.

Agujas N°21G X1”.

Tubos de anticoagulante (Vacuum tube).

Cajas para transporte los Vacuum tube.

Hielera para transporte de la muestra ya refrigerada.

Gel congelante para mantener en refrigeración las muestras.

Alcohol

Algodón

### **3.2.3 Metodología de toma y manejo de la muestra:**

Procedimiento de la toma de muestra:

Se despluma el ala para identificar claramente el sitio de punción que será en la vena alar; inicialmente se aplica asepsia al punto de punción. Se sujeta muy bien el ave para tomar la muestra de sangre, con una aguja de 21 X 1", se punciona la vena alar y se extrae de 1 – 1.5 cc de sangre. Inmediatamente se deposita en el Vacuum tube con EDTA K3. Luego se homogeniza lentamente la sangre; se debe tener cuidado con la muestra la cual debe ir debidamente identificada y transportada en hielera para luego trasladarlo al laboratorio para su respectivo análisis (Coffin, DL. / 1981).

### **3.3 Metodología de laboratorio**

Al recolectar las 105 muestras se procederá de la siguiente forma:

#### **3.3.1 Preparación del frotis de sangre:**

*Para extender la preparación*

Homogenizar la muestra y colocar una gota de tamaño medio a unos dos centímetros del extremo derecho de la lámina, equidistando de los bordes largos de la misma. Sosténgase dicha lámina por su extremo izquierdo mediante el pulgar y el índice de la mano izquierda, presionando hacia abajo. Tómese con la mano derecha otra lámina, para con ella extender la sangre, sosteniéndola por su extremidad derecha y colocándola sobre la otra a modo de formar un ángulo agudo entre ambas. Deslícese la lámina encargada de extender hasta que entre en contacto con la gota de sangre. Deténgase en este punto dejando que la sangre difunda por di-

cho ángulo, por capilaridad. Antes de que la gota alcance los bordes de la lámina horizontal desplácese la lámina extensora hacia la izquierda en un movimiento rápido y sostenido. Los frotis deben ser delgados y uniformes. Su espesor está determinado por: 1) el tamaño de la gota y 2) el ángulo de la lámina extensora. Un ángulo agudo produce una extensión delgada. Cuando se ha verificado dicha extensión, es conveniente acelerar el secado mediante un poco de calor o una corriente de aire. El secado y fijado rápido de la película evita el arrugamiento y fragmentación de los eritrocitos. Identifíquese la preparación por la numeración o por el nombre del cliente. Teñir inmediatamente con colorante Giemsa, lavado y dejarlo secar al medio ambiente y luego observarla en el microscopio con el lente de inmersión (Emberth, H C. 1986) (Ver resultado Estadístico).

### 3.3.2 Método del Micro-Hematocrito

Los capilares se llenan en sus tres cuartas partes a 1cm del borde capilar, colocándole en posición horizontal para facilitar el llenado. Se seca la sangre que queda por fuera del tubo. Se sella el extremo libre. Se desenrosca el centro del perno enroscado en la cabeza de la centrifuga de alta velocidad y se quita la placa que lo cubre. Se ponen los tubos en la cabeza de las ranuras que tienen los extremos abiertos hacia el centro y los extremos sellados más cerca del margen de la cabeza, para evitar que los tubos se rompan mientras se están centrifugando. Es necesario tener bien identificado los tubos ya que son muy pequeños para poder marcarlos; se anota el número de la ranura de los tubos respectivos. Se remplaza la cubierta de seguridad y se centrifuga a 14,000 rpm por 2 minutos. Se retiran los capilares y se lee el porcentaje de la VPC (Volumen de Paquete Celular), usando cualquier de las diferentes lecturas para tubo de micro-hematocrito. En este estudio para efectuar los cálculos utilizamos la fórmula del hematocrito que es la siguiente:

$$\text{Hematocrito (\%)} = \frac{\text{L2}}{\text{L1}} \times 100$$

L1

Nota: El cual L1 representa el total de cantidad de suero sanguíneo mas el volumen del paquete celular en el capilar. Y el L2 representa el volumen del paquete celular de sangre. El resultado se expresara en porcentaje (Coffin, DL. / 1981). (Ver resultado Estadístico).

### **3.3.2.1 Equipo, Reactivo y Material:**

Alcohol Metílico

Caja de laminilla y Porta-objeto

Set de solución colorante de Giemsa. (100 ml.)

Solución buffer de Azul Metileno (100 ml.)

1 Frasco de tubos capilares sin anticoagulante.

Guantes de látex.

Regla graduada.

Micro-centrifuga para el micro-hematocrito.

Un galón de agua destilada.

Microscopio óptico.

### **3.4 Método Histopatológico:**

Las muestras de sangre con las que se elaboraron los frotis sanguíneos y en los que se observó la presencia del agente etiológico intracelular, se les corrió simultáneamente la prueba de micro-hematocrito tomando el criterio de que dichas muestras que estuvieran por debajo de los valores de referencia se seleccionaron para realizarles la prueba confirmativa de histopatología utilizando para ello el laboratorio de patología, “ASTARTE” cuyo patólogo es el Dr. Salvador López Hernández, el cual hará las técnicas histopatológicas del tejido sanguíneo en muestras de aves, incluyendo la preparación de los tejidos para su estudio microscópico, sometiendo una parte del tejido para examinarse desarrollando una serie de procesos, como se describen a continuación:

#### **Fijación de Tejidos**

El fijador utilizado con mayor frecuencia es el formaldehído o Alcohol Metílico. Deberá tomarse en consideración que el volumen de fijador corresponda al tamaño de la muestra.

### **Deshidratación del Tejido**

Se aplica una serie gradual de soluciones acuosas de menor a mayor de agente deshidratante, por ejemplo, Alcohol Etílico. Iniciando con alcohol al 50 %, luego con una solución de 60%, 70%, 80%, 90%, 96% y alcanzando de manera paulatina el alcohol al 100 % para eliminar el agua.

### **Aclaramiento o Diafanización**

La sustancia comúnmente utilizada es el Xileno o Xilol. De la misma manera se coloca la muestra de tejido en un recipiente de Xilol. Se llama aclaramiento ya que el tejido se torna transparente o claro en el xileno, esto se debe a que cambia su índice de refracción.

### **Inclusión o Impregnación**

Obtener cortes suficientemente finos para ser observados al microscopio, los tejidos tienen que ser incluidos y envueltos por una sustancia de consistencia firme. Las sustancias usadas para este fin es la parafina.

### **Sección o Corte**

Se cortar en secciones lo suficientemente delgadas como para permitir el paso de la luz. Para estos cortes se utiliza un aparato llamado micrótomo.

### **Montaje y Tinción**

Los cortes se colocan sobre portaobjetos a los que se les ha agregado una pequeña cantidad de albúmina, la cual actúa como adhesivo.

La parafina se elimina en un solvente orgánico, de nuevo se incluyen en Xilol, y la muestra se rehidrata haciéndola pasar por una serie de graduaciones decrecientes de alcohol etílico hasta llegar a una solución 100% de agua.

Ya rehidratado se tiñe el tejido. Los colorantes más utilizados son la hematoxilina y la eosina. Una vez teñido, se deshidrata de nuevo, de tal manera que pueda fijarse de modo permanente el cubreobjetos con un medio adecuado para el montaje (por ejemplo una gota de bálsamo de Canadá o similar) (Emberth, HC. 1986).

Observación microscópica, resultados obtenidos de la Prueba Histopatológica ver en los Anexos A4-A5 en el cual nos brinda el resultado el Patólogo Salvador López Hernández.

### 3.5 Metodología Estadística:

Al iniciar el siguiente trabajo se determino el tamaño de la muestra a estudio, la que se realizó de la siguiente manera: primero se determino el tamaño de la muestra que equivale a 6800 aves; distribuidas de la siguiente forma: 3200 aves en granja A, 2000 aves en granja B y granja de la Estación experimental y de prácticas (C) con 1600 aves de postura.

No se conoce si la enfermedad se encuentra presente en las aves, es por ello que estadísticamente le daremos un 50% de posibilidad de encontrarla; de igual forma nuestra posibilidad de fracaso en un porcentaje similar.

Una vez recolectado los datos generales se inicia el cálculo estadístico de la muestra. Que debe de poseer ciertas características importantes como las siguientes:

Aleatoria, confiable o representativa, fácilmente manejable, que reduzca tiempo, esfuerzo y dinero.

Al elaborar el diseño estadístico global relacionado con las muestras de la población avícola que se tiene actualmente. Conocemos la población general a evaluar que es de 6800 Aves, vamos a obtener la muestra representativa de nuestra investigación mediante la siguiente fórmula:

$$N = \frac{P \times Q}{E^2}$$

N= Población o tamaño de la muestra.

P= No se conoce la probabilidad de la enfermedad presente. (50% de Posibilidad)

Q= Probabilidad de fracaso. (50% de Posibilidad)

E= Porcentaje de error. (5% de Error)

$$N = \frac{(0.5) \times (0.5)}{(0.05)^2} =$$

$$N = \frac{0.25}{0.0025} = 100.$$

**N= 100 Muestras de sangre de gallinas ponedoras a recolectar.**

Obteniendo la muestra para el análisis de las variables; se va a utilizar una tabla de frecuencia y gráficos, observaremos la relación de las aves muestreadas con los factores considerados en las granjas en estudio; además aplicaremos la relación entre el método de frotis sanguíneo con las granjas en estudios y el método de micro hematocrito con relación a las granjas; para demostrar la presencia de este hemoparasito.

Se realizará la prueba de *Chi-Cuadrado*; utilizado como un instrumento para relacionar las variables y observar la relación entre ellas; donde la prueba tiene como finalidad proporcionar la información para tomar decisiones entre las variables observadas y las teóricas (Gidalberto B. 1995).

Las variables evaluadas serán por medio de tablas de contingencia comparando las granjas establecidas relacionadas a los resultados de las pruebas de frotis sanguíneo y micro hematocrito.

Para analizar las variables y determinar la relación de estas, se estableció un error del 5% (0.05), que fue comparado de acuerdo al nivel de significancia para cada variable relacionada; interpretando con una aceptación de la hipótesis si este valor se encuentra por debajo del error establecido y rechazando la hipótesis si la significancia es mayor al error establecido.

El valor observado de la Prueba de Chi-Cuadrado ( $X^2$ ), viene dado por la siguiente fórmula:

$$X^2 = \sum \frac{(O_i - E_i)^2}{E_i}$$

Dónde:

$O_i$  = Frecuencia observada del Hemoparasito encontrado en las pruebas de laboratorios.



$E_i$  = Frecuencia esperada en la hipótesis nula  $H_0$ .

La aplicación de esta fórmula requiere lo siguiente:

Encontrar la diferencia entre cada frecuencia observada y la correspondiente frecuencia esperada.

Elevar al cuadrado estas diferencias.

Dividir cada diferencia elevada al cuadrado, entre la correspondiente frecuencia esperada.

Sumar los cocientes resultantes (Gidalberto B. 1995).

## 4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 4.1 Resultados para frotis y micro-hematocrito.

En el presente estudio se evaluaron 105 aves ponedoras, de diferentes edades, de misma razas y de diferentes lugares, y fueron sometidos a la prueba de Chi-Cuadrado el cual se tomaron las variables de frotis sanguíneo y micro-hematocrito y los resultados fueron:

Estadísticamente, se establece una relación entre las granjas y la presencia de la *Aegyptianella pullorum* en frotis sanguíneo; observándose la mayor presencia en la granja "C", con 35 muestras de frotis sanguíneo infectado. Estos resultados se ajustan a lo manifestado por Cesar Agenjo Cicilia; quien señala que la mayor infección de la *Aegyptianella pullorum* se presenta en la zona costera y en edades mayores de posturas; probablemente producto de una mayor presencia de la garrapata (*Argas persicus*) y del mosquito (*Aedes Aegypti*) en la zona de estudio (Ver Cuadro 1 y Figura 1).

Datos recolectados para la variable: presencia o ausencia de la *Aegyptianella pullorum*

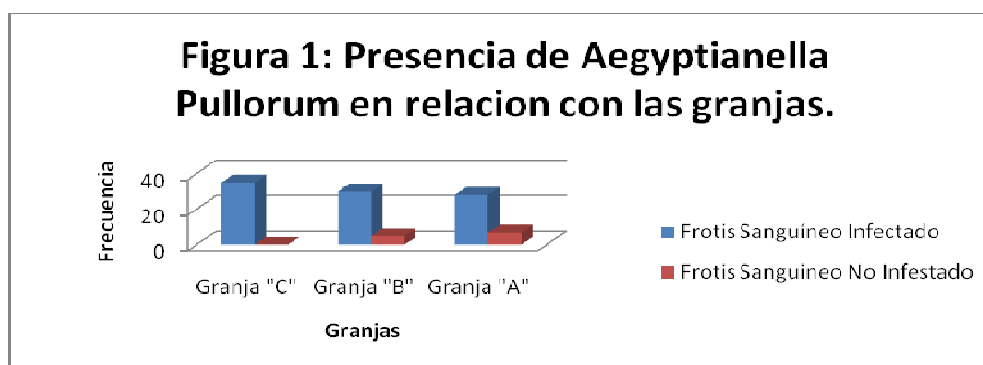
Cuadro 1. El Salvador 2009. Resultados de la Pruebas de Chi-Cuadrado; aplicado a la variable de presencia o ausencia de *Aegyptianella pullorum*, a través del frotis sanguíneo en gallinas ponedoras, en tres granjas; ubicadas en el municipio de San Juan Nonualco y San Luis Talpa.

Granjas	Granja "C"	Granja "B"	Granja "A"	Total
Frotis Sanguíneo.				
Frotis sanguíneo infectado	35 (31) (100%)	30 (31) (85.71%)	28 (31) (80%)	93 (88.57%)
Frotis sanguíneo no infectado	0 (4) (0%)	5 (4) (14.29%)	7 (4) (20%)	12 (11.43%)
Total	35	35	35	105

$X^2_{\text{Calc.}}=7.3387$

$X^2_{\text{Tab.}}= 5.99$

Nota: Los valores de 31 y 4 son valores esperados de Chi-cuadrado para este diseño.



Estadísticamente, se da una relación entre la altura sobre el nivel del mar y la presencia de *Aegyptianella pullorum* en los frotis sanguíneos; observándose la mayor presencia en altura de 55 MSNM correspondiente a la granja "C". Estos resultados se ajustan a lo manifestado por Cesar Agenjo Cicilia, Richard Wail y David Shearer, Geoffrey Lapage; quienes señalan que la mayor infección de la *Aegyptianella pullorum* se presenta en la zona costera. Producto de una mayor presencia de los vectores mencionados anteriormente (Ver Cuadro 2 y Figura 2).

Variable 2: Relación de Frotis sanguíneo en estudios con los metros sobre el nivel del mar (MSNM).

Cuadro 2. El Salvador 2009. Resultados de la pruebas de Chi-Cuadrado; aplicado a la variable de relación de granjas en estudios con los metros sobre el nivel del mar con la presencia o

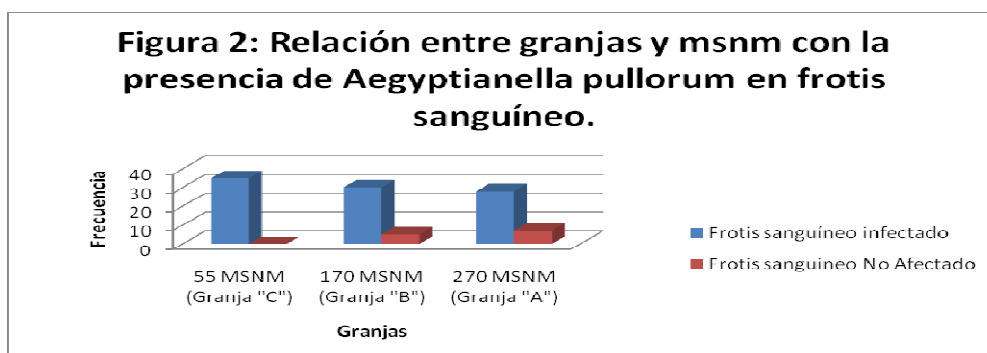
ausencia de *Aegyptianella pullorum*, en frotis sanguíneo en gallinas ponedoras; ubicadas en el municipio de San Juan Nonualco y San Luis Talpa.

Granjas	55 MSNM (Granja "C")	170 MSNM (Granja "B")	270 MSNM (Granja "A")	Total
Frotis Sanguíneo				
Frotis Sanguíneo infectado	35 (31) (100%)	30 (31) (85.71%)	28 (31) (80%)	93 (88.57%)
Frotis Sanguíneo no infectado	0 (4) (0%)	5 (4) (14.28%)	7 (4) (20%)	12 (11.43%)
Totales	35	35	35	105

$X^2_{\text{Calc.}} = 7.3387$

$X^2_{\text{Tab.}} = 5.99$

Nota: Los valores de 31 y 4 son valores esperados de Chi-cuadrado para este diseño.

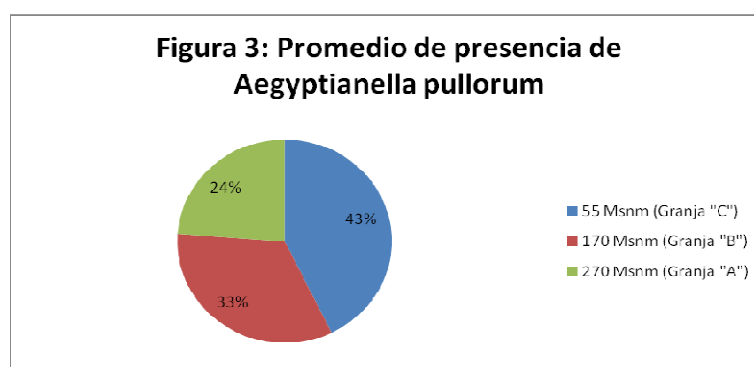


Estadísticamente, se da una relación entre la altura del nivel del mar y la presencia de la *Aegyptianella pullorum* en frotis sanguíneo; observándose la mayor presencia en las alturas de 55 MSNM en la granja "C", que nos resulto un 43%. Estos resultados se ajustan a lo manifestado por Cesar Agenjo Cicilia, Richard Wail y David Shearer, Geoffrey Lapage; quienes señalan que la mayor infección de la *Aegyptianella pullorum* se presenta en la zona costera. Producto a que hay más presencia del mosquito (*Aedes Aegypti*) en la zona y posiblemente también a la presencia de la garrapata (*Argas persicus*) (Ver Cuadro 3 y Figura 3).

Se realizó un ajuste para ver donde están los valores máximos y mínimos de la presencia de la *Aegyptianella pullorum* según en los metros sobre el nivel del mar. Lo cual nos resulto lo siguiente:

Cuadro 3. El Salvador 2009. Resultados de la Pruebas de Chi-Cuadrado; aplicado a la variable de Relación de granjas en estudios con los Metros Sobre el Nivel del Mar con la presencia o ausencia de *Aegyptianella pullorum*, en gallinas ponedoras; ubicadas en el municipio de San Juan Nonualco y San Luis Talpa.

MSNM \ Promedio	55 MSNM (Granja "C")	170 MSNM (Granja "B")	270 MSNM (Granja "A")
Valores	39.82	31	22.18



Estadísticamente, se da una relación entre las Edades de las Aves y la presencia de la *Aegyptianella pullorum* en frotis sanguíneo observándose la mayor presencia en las edades de 70 semanas de la Granja "C". Estos resultados se ajustan a lo manifestado por Cesar Agenjo Cicilia, Richard Wail y David Shearer, Geoffrey Lapage; quienes señalan que la mayor infección de la *Aegyptianella pullorum* se presenta en las mayores edades de posturas. Probablemente no se ha hecho un control de sanidad y es por ello que se debe la presencia del hemoparasito según la edad del ave de postura (Ver Cuadro 4 y Figura 4).

Relación entre las Diferentes Edades de Gallinas Ponedoras y la presencia de la *Aegyptianella pullorum* en frotis sanguíneo en estudio.

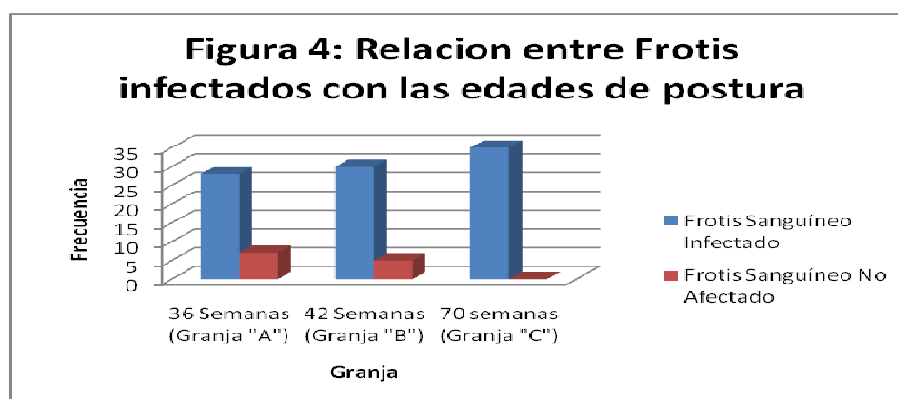
Cuadro 4. El Salvador 2009. Resultados de la Pruebas de Chi-Cuadrado; aplicado a la variable de Relación entre las diferentes Edades de las Gallinas de Posturas, con Presencia o Ausencia de *Aegyptianella pullorum* en frotis sanguíneo.

Edades	36 Semanas (Granja "A")	42 Semanas (Granja "B")	70 Semanas (Granja "C")	Totales
Frotis Sanguíneo				
Frotis sanguíneo Infectado	28 (31) (80%)	30 (31) (85.71%)	35 (31) (100%)	93 (88.57%)
Frotis sanguíneo No Infectado	7 (4) (20%)	5 (4) (14.28%)	0 (4) (0%)	12 (11.43%)
Totales	35	35	35	105

$X^2_{\text{Calc.}} = 7.3387$

$X^2_{\text{Tab.}} = 5.99$

Nota: Los valores de 31 y 4 son valores esperados de Chi-cuadrado para este diseño.



Estadísticamente; observamos que existe relación entre los valores de micro-hematocrito y la Presencia de la *Aegyptianella pullorum*; observándose la mayor presencia de los valores anormales del micro-hematocrito en la granja "C". Estos resultados se ajustan a lo manifestado por Emberth H. Coles y David L. Coffin; quienes señalan que los valores normales de un micro-hematocrito son mayores del 30%. Debido a que el resultado fue menor al promedio se dice de que tuvo la relación anemia debido a la presencia del mosquito (*Aedes Aegypti*) en la zona y posiblemente también a la presencia de la garrapata blanda (*Argas persicus*) (Ver Cuadro 5 y Figura 5).

Relación entre Valores de micro-hematocrito y Presencia de *Aegyptianella* en las Granjas.

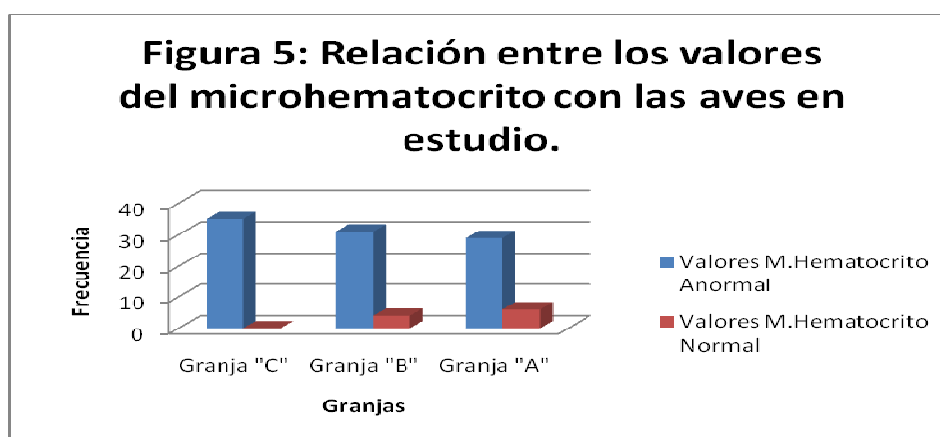
Cuadro 5. El Salvador 2009. Resultados de las pruebas de Chi-Cuadrado; aplicado a la variable de relación entre los valores del micro hematocrito y las granjas evaluadas, con presencia o ausencia de *Aegyptianella pullorum*.

Granjas	Granja "C"	Granja "B"	Granja "A"	Totales
Valores del M. Hematocrito				
Valores anormal	35 (31.67) (100%)	31 (31.67) (88.57%)	29 (31.67) (82.85%)	95 (90.47%)
Valores normal	0 (3.33) (0%)	4 (3.33) (11.43%)	6 (3.33) (17.14%)	10 (9.52%)
Totales	35	35	35	105

$X^2$  Calc.= 6.1894

$X^2$  Tab.= 5.99

Nota: Los Valores de 31.67 y 3.33 son valores esperados de Chi-cuadrado para este diseño.



Estadísticamente, se observa relación entre los valores anormales del micro hematocrito y las alturas de los metros sobre el nivel del mar, con la presencia de la *Aegyptianella pullorum*; observándose la mayor presencia de los valores anormales del micro hematocrito en la granja "C". Estos resultados se ajustan a lo manifestado por Emberth H. Coles y David L. Coffin; quienes señalan que los valores normales de un micro hematocrito son mayores del 30%. Debido a que el resultado fue menor al promedio; se dice de que tuvo la relación los valores anormales del micro-hematocrito debido a la presencia del mosquito (*Aedes Aegypti*) en la

zona y posiblemente también a la presencia de la garrapata blanda (*Argas persicus*) (Ver Cuadro 6 y Figura 6).

Relación entre los valores del micro hematocrito y los MSNM.

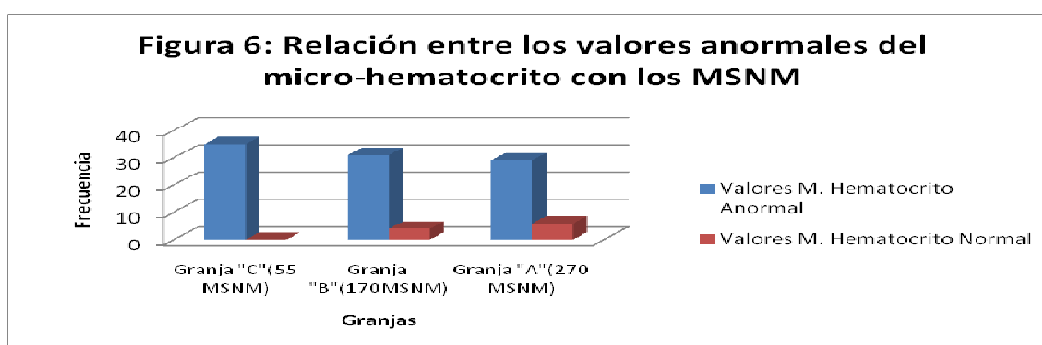
Cuadro 6. El Salvador 2009. Resultados de la Pruebas de Chi-Cuadrado; aplicado a la variable de Relación entre los valores del micro hematocrito y las granjas evaluadas, con presencia o ausencia de *Aegyptianella pullorum*.

MSNM Valores del M.Hematocrito.	Granja C ( 55MSNM)	Granja B ( 170 MSNM)	Granja A (270 MSNM)	Totales
Valores Anormales	35 (31.67) (100%)	31 (31.67) (88.57%)	29 (31.67) (82.85%)	95 (90.47%)
Valores normales	0 (3.33) (0%)	4 (3.33) (11.43%)	6 (3.33) (17.14%)	10 (9.52%)
Totales	35	35	35	105

$X^2$  Calc.= 6.1894

$X^2$  Tab.= 5.99

Nota: Los valores de 31.67 y 3.33 son valores esperados de Chi-cuadrado para este diseño.



Estadísticamente; existe relación entre la altura del nivel del mar y los valores anormales del micro hematocrito con presencia de la *Aegyptianella pullorum*, con un nivel de significancia del 5%; observándose la mayor cantidad de muestras anormales del micro-hematocrito en las alturas de 55 MSNM en la granja de la Estación Experimental que nos resulto un 41%. Estos resultados no se ajustan a lo manifestado por Emberth H. Coles y David L. Coffin; quienes

señalan que los valores normales de un micro hematocrito son mayores del 30%. Debido a que el resultado fue menor al promedio; se dice de que tuvo la relación anemia debido a la presencia del mosquito (*Aedes Aegypti*) en la zona y posiblemente también a la presencia de la garrapata blanda (*Argas persicus*) (Ver Cuadro 7 y Figura 7).

Se realizo un ajuste para ver donde están los valores máximos y mínimos de los valores anormales del M. Hematocrito según en los metros sobre el nivel del mar. Lo cual nos resulto lo siguiente:

Cuadro 7. El Salvador 2009. Resultados de la pruebas de Chi-Cuadrado; aplicado a los valores máximos y mínimos de los valores anormales del m. hematocrito según en los metros sobre el nivel del mar (MSNM).

MSNM	55 MSNM (Granja "C")	170 MSNM (Granja "B")	270 MSNM (Granja "A")
Valores anormal de M. Hematocrito.			
Valores	39.13	31.66	23.89

**Figura 7: Porcentaje de Micro-hematocrito esperados; para encontrar valores anormales de micro hematocrito normal.**



Estadísticamente; existe relación entre las edades de las aves ponedoras y los valores anormales de micro hematocrito, con presencia de la *Aegyptianella pullorum*; observándose que el mayor numero de muestras de micro-hematocrito la obtuvo las edades de 70 semanas de la granja "C"; tiene relación con el grado de anemia las aves infectadas con *Aegyptianella pullorum*. Estos resultados no se ajustan a lo manifestado por Emberth H. Coles y David L. Coffin; quienes señalan que los valores normales de un micro-hematocrito son mayores del 30%. Debido a que el resultado fue menor al promedio; se dice de que tuvo una relación de



anemia debido a la presencia del Mosquito (*Aedes Aegypti*) en la zona y posiblemente también a la presencia de la garrapata blanda (*Argas persicus*). (Ver Cuadro 8 y Figura 8)

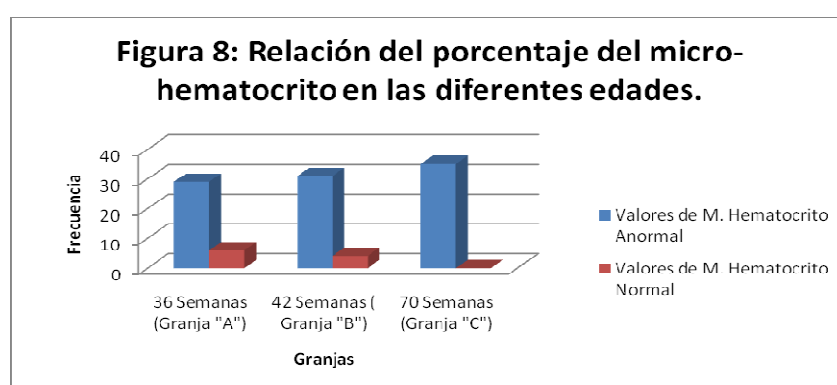
Relación entre los valores anormales del micro-hematocrito con las edades de las aves de posturas.

Cuadro 8. El Salvador 2009. Resultados de la Pruebas de Chi-Cuadrado; aplicado a la variable relación del porcentaje de micro-hematocrito con las edades de las aves de postura con la presencia o ausencia de la *Aegyptianella pullorum*.

Edades Porcentaje de M. Hematocrito	36 Semanas (Granja "A")	42 Semanas (Granja "B")	70 Semanas (Granja "C")	Totales
Valores anormal del M. Hematocrito	29 (31.67) (82.85%)	31 (31.67) (88.57)	35 (31.67) (100%)	95 (90.47%)
Valores normal del M. Hematocrito	6 (3.33) (17.14%)	4 (3.33) (11.43)	0 (3.33) (0%)	10 (9.52%)
Total	35	35	35	105

$X^2$  Calc.= 6.1894     $X^2$  Tab.= 5.99

Nota: Los Valores de 31.67 y 3.33 son valores esperados de Chi-cuadrado para este diseño.



Estadísticamente; existe relación entre todas las variables en estudios con respecto a la presencia de *Aegyptianella pullorum*; observándose que el mayor valor lo obtiene siempre Chi-Calculado que Chi-Tabla, por eso digo que la presencia de *Aegyptianella pullorum* tuvo

relación con los métodos que se hicieron. Estos resultados se ajustan a lo manifestado por Emberth H. Coles y David L. Coffin, Cesar Agenjo Cicilia, Richard Wail y David Shearer, Geoffrey Lapage; quienes señalaron que métodos eran más apropiados para la realización de esta investigación. Debido a que el resultado que me dio en estas pruebas estadísticas y de laboratorio; menciono de que si hay presencia de la *Aegyptianella pullorum* en estas granjas muestreadas, y a la vez menciono de que si estaba involucrado la presencia del mosquito (*Aedes Aegypti*) en la zona y posiblemente también la presencia de la garrapata blanda (*Argas persicus*); menciono de que si está presente la enfermedad parasitaria en la zona que se desarrollo la investigación. Todos los resultados anteriores de una manera se explican tomando encuesta las condiciones ambientales que se desarrollan las aves, manejo, bioseguridad, control sanitario, de todo tipo de vista refleja un deterioro de todo estos factores en el desarrollo, producción y salud animal de las aves ponedoras en estudios.(Ver Cuadro 9)

Cuadro 9. El Salvador 2009. Resultados de la pruebas de Chi-Cuadrado; para los resultados siguiente en la investigación de la presencia o ausencia de la *Aegyptianella pullorum*.

<b><i>Relación Para los Análisis de Frotis Sanguíneo</i></b>	<b><i>X<sup>2</sup>Calc.</i></b>	<b><i>X<sup>2</sup>Tab 5%</i></b>
Presencia de <i>Aegyptianella pullorum</i> con granjas evaluadas	7.3387	5.99
Relación entre granjas y MSNM	7.3387	5.99
Relación entre aves infectadas con edades de las aves de postura	7.3387	5.99
<b><i>Relación para los análisis de micro-hematocrito.</i></b>	<b><i>X<sup>2</sup>Calc.</i></b>	<b><i>X<sup>2</sup>Tab 5%</i></b>
Relación entre micro-hematocrito con aves evaluadas	6.1894	5.99
Relación entre micro-hematocrito con metros sobre el nivel del mar.	6.1894	5.99
Relación entre micro-hematocrito con edades de las aves de postura.	6.1894	5.99

## 5. CONCLUSIONES

Se encontró la presencia de la *Aegyptianella Pullorum* en las granjas muestreadas de los municipios de San Juan Nonualco (A y B) y San Luis Talpa (C). Por medio de los métodos de frotis sanguíneo, micro-hematocrito e histopatología.

Al comparar los valores de referencia del hematocrito con los obtenidos en las aves de estudio, hubo relación con la presencia de la *Aegyptianella pullorum*.

Se puede concluir también que si hubo susceptibilidad de la infestación de la *Aegyptianella pullorum*; con relación a la edad de las gallinas ponedoras, con alturas de 55 MSNM y con un medio ambiente similar.

El frotis fue una herramienta importante para el diagnóstico junto con el método de histopatología como pruebas confirmativas.

Incluir dentro del aspecto clínico esta patología para fines de diagnóstico.

Adicionar emergentemente a la bioseguridad de las granjas el control sistemático de vectores.

## 6.- RECOMENDACIONES

Que los avicultores consideren la presencia de esta enfermedad en el momento de aplicar sus planes profilácticos.

Ampliar este estudio para el manejo de gallinas en granjas industriales.

Al realizar un reciclaje de aves de postura, incluir el monitoreo de esta enfermedad.

Desarrollar y tomar medidas de control de vectores por medio de fumigación de productos registrados en el mercado para tener un control de la garrapata, zancudos y otros vectores hematófagos que pueden perjudicar al ave de postura.

Utilizar fármacos sistémicos que contrarreste este hemoparasito y hacer monitoreo continuo en las granjas avícolas.

Profundizar en el estudio para el conocimiento de la enfermedad, aplicar el muestreo, el diagnóstico y el tratamiento oportuno.

## 7.- BIBLIOGRAFÍA

1. Ajenjo, C. 1978. ENCICLOPEDIA DE AVICULTURA. Ed. Española, Barcelona, España, p. 675-676.
2. Baez Arellano, J. 1994. PATOLOGIA DE LAS AVES. Ed. Trillas, S.A de C.V, D.F, México, p. 82-84.
3. Carter T. Atkinson, NJT, & Hunter, DB. 2008. PARASITIC DISEASES. Ed. Blackwell U.S. 1 a. Edition, p. 279-286.
4. Carter T. Atkinson, NJT. & Hunter, DB. 2008. PARASITIC DISEASES OF WILD BIRDS. Ed. Blackwell U.S. 1 a. Edition, p. 2076-2089.
5. Coffin, DL. 1981. LABORATORIO CLINICO EN MEDICINA VETERINARIA. Ed. Prensa Medica Mexicana, S.A. D.F, México, p. 124-199.
6. Coles, HH. 1986. DIAGNÓSTICO Y PATOLOGÍA EN VETERINARIA. Ed.Mc Graw Hill. 4 a. Edición. D.F, México, p.285-305.
7. Gidalberto, B. 1993. CÓMO HACER UNA TESIS DE GRADUACIÓN CON TÉCNICAS ESTADÍSTICAS. 2 a. Edición. Editorial UCA. San Salvador, El Salvador, p. 221-229.
8. Hardman, J; Limbird, L; Gilman, A. Goodman & Gilman. 2003. LAS BASES FARMACOLOGICAS DE LA TERAPEUTICA. VOL. I. Ed. McGraw Hill. 10° Edición. D.F. México, p. 2070-2074.
9. Lapage, G. 1984. PARASITOLOGÍA VETERINARIA. 9 a. Impresión / Ed. Continental S.A de C.V / D.F, México, p. 675-676.
10. Molina, C. LA INDUSTRIA AVÍCOLA SALVADOREÑA (en línea). Rev. El Cafta en la Industria Avícola en El Salvador no. 20120. Consultado el 15 mar. 2009. Disponible en <http://www.wattpoultry.com/IndustriaAvicola/Article.aspx?id=7542>
11. Océano, C. 1981. MANUAL DE MERK DE VETERINARIA. Océano Grupo Editorial. 2 a. Edición. Barcelona, España, p. 2032.
12. Océano, C. 1988. MANUAL DE MERK DE VETERINARIA. Océano Grupo Editorial. 3 a. Edición. Barcelona, España, p. 2015.
13. Océano, C. 1993. MANUAL DE MERK DE VETERINARIA. Océano Grupo Editorial. 4 a. Edición. Barcelona, España / Pág. 2016-2017
14. Océano, C. 2000. MANUAL DE MERK DE VETERINARIA. Océano Grupo Editorial. 5 a. Edición. Barcelona, España, p. 2016-2017.
15. Referencia por Morales, CA. 1990-2001. Médico Veterinario en la práctica clínica aviar y funcionario del Ministerio de Agricultura y Ganadería (MAG).

16. SIFES / 2009 / Climatología de El Salvador (en línea) / Datos Climatológicos / Consultado el 15 mar. 2009 / Disponible en [Http://www.elsalvadorforestal.com/cadena\\_productiva/index.php?display=9](Http://www.elsalvadorforestal.com/cadena_productiva/index.php?display=9).
17. Soulby, E.J.L. 1987. PARASITOLOGÍA Y ENFERMEDADES PARASITARIAS EN ANIMALES DOMÉSTICOS. 7 Ed. Nueva Editorial Inter-Americana. D.F, México, p. 769.
18. Sumano Gutiérrez, H.L. 2006. FARMACOLOGÍA CLÍNICA EN AVES. 2 Ed. Alharma. D. F, México, p. 687.
19. Sumano Ocampo, L. 1997. FARMACOLOGÍA VETERINARIA. 2 Ed. Mc Graw Hill. Inter-Americano. D.F, México, p. 153
20. Tarello, W. 2003. AEGYPTIANELLA PULLORUM (en línea). Aegyptianellosis in Falcons from Kuwait. Consultado el 16 ene. 2009. Disponible en [http://revmedvet.com/2006/RMV157\\_266\\_269.pdf](http://revmedvet.com/2006/RMV157_266_269.pdf)
21. Tarello, W. and Riccieri, N. 2004. AEGYPTIANELLA *PULLORUM* (en línea) / Aegyptianella-like inclusion bodies in two birds of prey from central Italy. Consultado el 16 de ene. 2009. Disponible en [http://revmedvet.com/2003/RMV154\\_715\\_717.pdf](http://revmedvet.com/2003/RMV154_715_717.pdf)
22. UPTC. 2009. PATOLOGÍA AVIAR (en línea). Enfermedades Parasitarias de las Aves no. 001. Consultado el 10 feb. 2009. Disponible en <http://patologiaaviaruptc.blogspot.com/2006/11/enfermedades-parasitarias-de-las-aves.html>
23. Wall, R. & Shearer, D. 2001. VETERINARY ECTOPARASITES. Second Edition. Printed on acid-free paper in the United State of America, p. 78 – 80.
24. William M. Samuel, M. Pybus, J. and Kocan, AA. 2001. PARASITIC DISEASES OF WILD MAMMALS. Second Edition Printed on acid-free paper in the United States of America, p. 1035 – 1045.
25. William M. Samuel, M. Pybus, J. and Kocan, AA. 2004. VETERINARY PARASITOLOGY. Fourth Edition Printed on acid-free paper in the United States of America, p.1035 – 1045.
26. Zander DV. Bermudez AJ. & Mallinson ET. 2003. MANUAL CLINICO EN ENFERMEDADES AVIARES/ Ed. Mexicana, D. F. México, p. 2022 – 2042.

## 8. ANEXOS

### A-1: Fotografías en la recolección de muestras en la parte de campo.

Granja "C":



Granja "B":







Granja "A":





**A-2: Fotografía en el Laboratorio.**



**A-3: Fotografías de *Aegyptianella Pullorum* en frotis sanguíneo.**

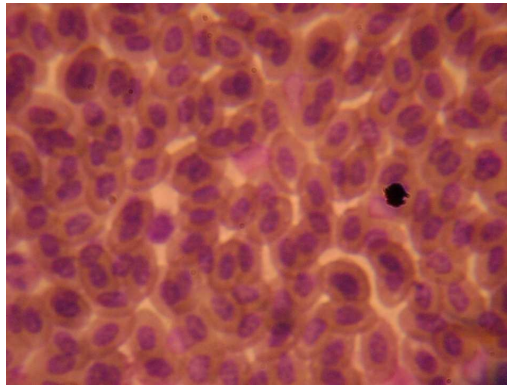


Foto: el cual se observa la presencia de *Aegyptianella* en el glóbulo rojo

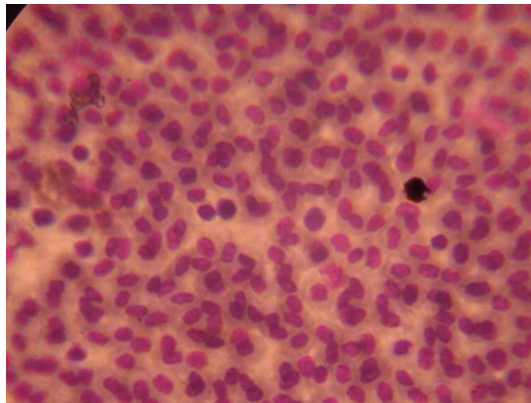


Foto: se observa poca infección de la *Aegyptianella*.

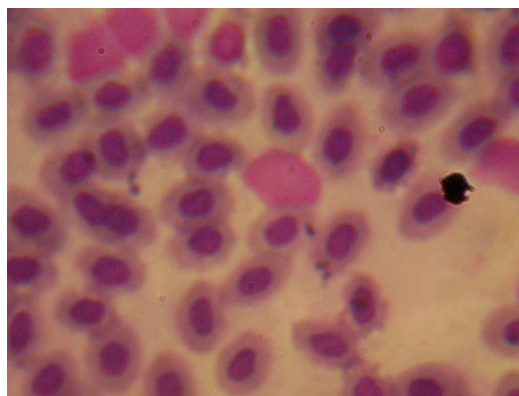


Foto: con presencia de *Aegyptianella* con figura parecida a *Babesia bigemina*.

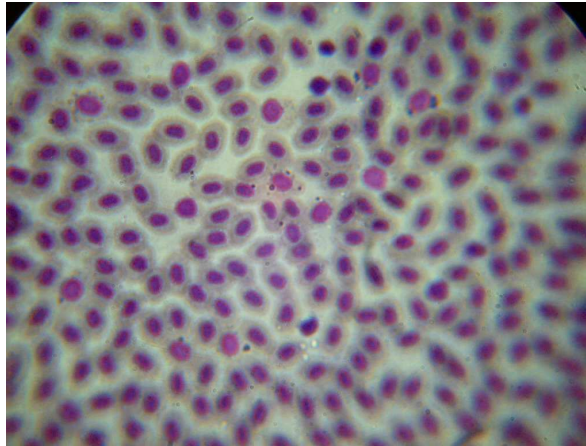



Foto: presencia de infestación de aegyptianella pullorum.

#### A-4: Resultados e Informes de la Aegyptianella Pullorum en cortes histopatológicos.


**ASTARTE LABORATORIO DE PATOLOGIA**  
 23 Calle Poniente No. 1249 Colonia Layco, San Salvador  
 Telefax: 2226-9229 E-mail: astarte@esalvador.com

Informe: B0911-027	Doctor(a): José Santos N. Realegeño.
Paciente: Gallina Ponedora. (Granja A)	
Sexo: Femenino.	Edad del paciente: 36 Semanas
Diagnostico: Infección por Aegyptianella.	
Recibido: 04-Nov-09.	Entregado: 05-Nov-09.

**Informe Histopatológico:**

**Macro: sangre de gallina (dos tubos etiquetados No. 8 y 16)**

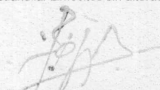
*Micro:* Frotis de sangre periférica ( 6 laminas ). Tinción con Giemsa

Globul s rojos nucleados algunos de ellos con presencia citoplasmatica perinuclear de trofozoitos consistentes con Aegyptianella. Linfocitos sin alteracion


**Diagnostico:** INFECCION POR AEGYPTIANELLA

**Informe Preliminar:** NO

**Fin del Informe**

  
**DR. SALVADOR LÓPEZ HERNANDEZ**  
 MEDICO PATOLOGO

Miércoles, 11 de Noviembre de 2009
Página 1 de 1

 **ASTARTE LABORATORIO DE PATOLOGIA**  
23 Calle Poniente No. 1249 Colonia Layco, San Salvador  
Telefax: 2226-9229 E-mail: astarte@elsalvador.com

<b>Informe:</b> B0911-166	<b>Doctor(a):</b> José Santos N. Realegeño.
<b>Paciente:</b> Gallina Ponedora. (Granja B)	
<b>Sexo:</b> Femenino.	<b>Edad del paciente:</b> 42 Semanas
<b>Diagnostico:</b> Infección por Aegyptianella.	
<b>Recibido:</b> 04-Nov-09.	<b>Entregado:</b> 05-Nov-09.

**Informe Histopatológico:**

**Macro:** sangre de gallina (dos tubos etiquetados No. 1 y 4)

**Micro:** Frotis de sangre periférica ( 6 laminas ). Tincion con Giemsa


Globulic's rojos nucleados algunos de ellos con presencia citoplasmatica perinuclear de trofozoitos consistentes con Aegyptianella. Linfocitos sin alteracion

**Diagnostico:** INFECCION POR AEGYPTIANELLA

**Informe Preliminar:** NO

**Fin del Informe** *[Firma]*  
DR. SALVADOR LOPEZ HERNANDEZ  
MEDICO PATOLOGO

Miércoles, 11 de Noviembre de 2009 Página 1 de 1

 **ASTARTE LABORATORIO DE PATOLOGIA**  
23 Calle Poniente No. 1249 Colonia Layco, San Salvador  
Telefax: 2226-9229 E-mail: astarte@elsalvador.com

<b>Informe:</b> B0911-166	<b>Doctor(a):</b> José Santos N. Realegeño.
<b>Paciente:</b> Gallina Ponedora. (Granja C)	
<b>Sexo:</b> Femenino.	<b>Edad del paciente:</b> 70 Semanas
<b>Diagnostico:</b> Infección por Aegyptianella.	
<b>Recibido:</b> 11-Nov-09.	<b>Entregado:</b> 15-Nov-09.

**Informe Histopatológico:**

**Macro:** sangre de gallina (dos tubos etiquetados No. 3 y 14)

**Micro:** Frotis de sangre periférica ( 6 laminas ) Tincion con Giemsa

Globulos rojos nucleados, algunos de ellos con presencia citoplasmatica perinuclear de trofozoitos consistentes con Aegyptianella. Linfocitos y plaquetas sin alteracion.

**Diagnostico:** INFECCION POR AEGYPTIANELLA

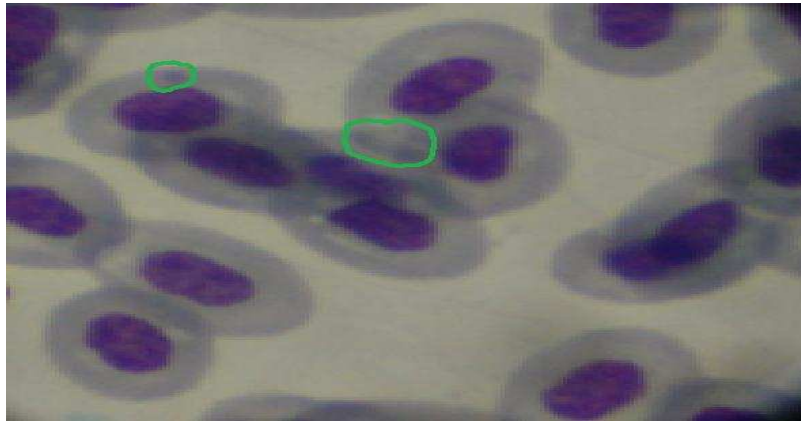
**Informe Preliminar:** NO

**Fin del Informe** *[Firma]*  
DR. SALVADOR LOPEZ HERNANDEZ  
MEDICO PATOLOGO

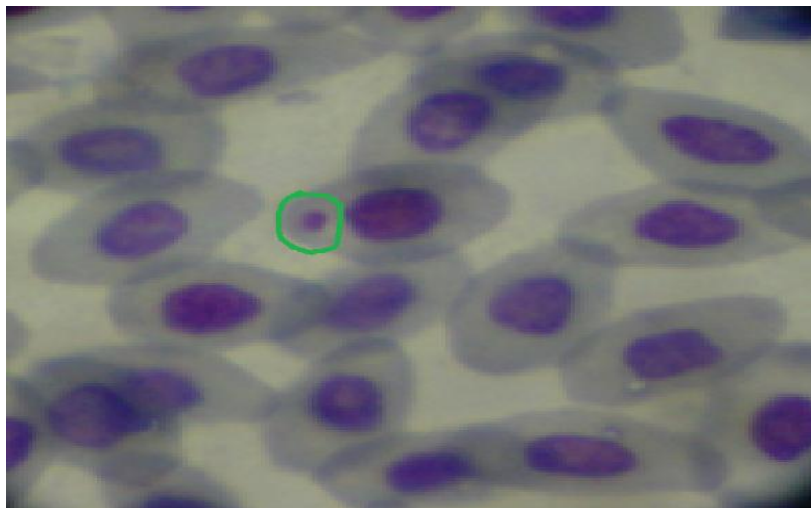
lunes, 16 de noviembre de 2009 Página 1 de 1



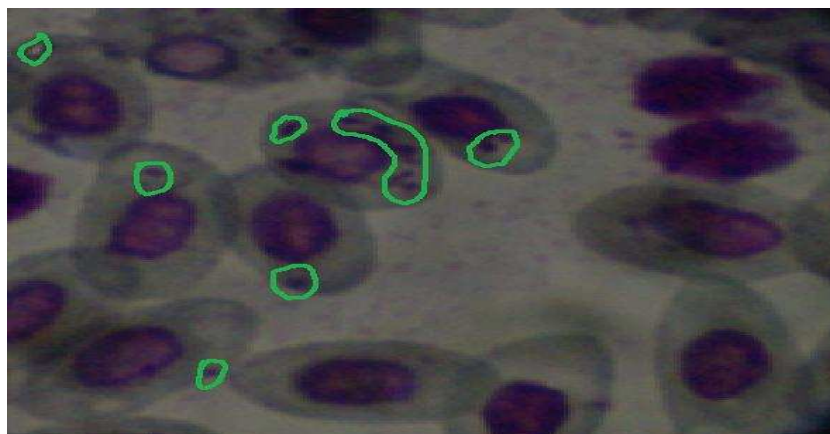
**A-5: Fotografía de la Parte de Histopatología.**



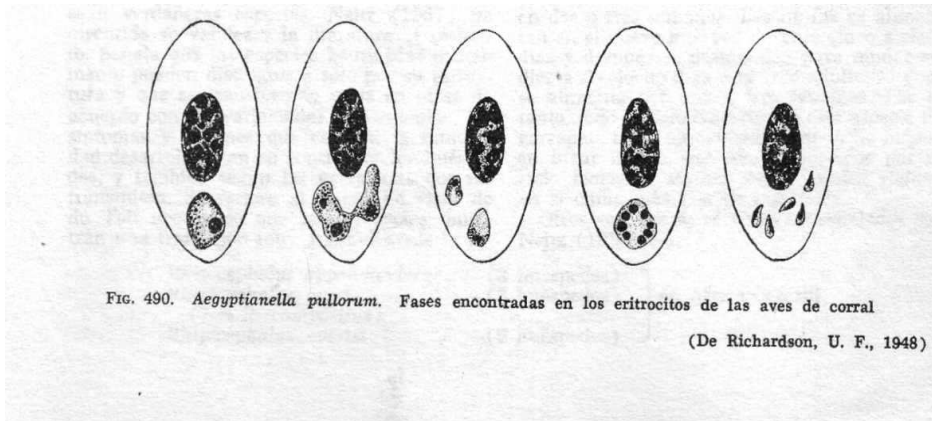
Fotografía de glóbulo rojo infectado con *Aegyptianella*.



Fotografía de glóbulo rojo infectado con *Aegyptianella pullorum*.



### A-6: Anexos de Imágenes de Aegyptianella



(GEOFFREY LAPAGE, 1984; Parasitología Veterinaria, Novena Impresión. Compañía Editorial Continental S.A de C.V México.)

### A 6.1. Imagen de cuadro Promedio Normales de Elementos Celulares de la Sangre en Animales.

TABLA III. PROMEDIOS NORMALES DE ELEMENTOS CELULARES DE LA SANGRE EN ANIMALES DOMESTICOS								
Especies	Eritrocitos	Hemoglobina	Hematocrito	H.G.M	V.G.M	C.H.G.M.	Plaquetas	Reticulocitos
Caballo de tiro	6.5 - 9.4	9.0-14	30-44	15.2-18.6	43 -52	33.5 *		0
Caballo de raza	8.0 -13	11 -17	35-58	13.3*	37.0-49.0	30 -34		0
Ganado vacuno	5.4 - 9.0	8.0-14.5	30-40	14.4-18.6	49.5-60.7	32 -34	0.3 -0.8	0
Oveja	8.5 -13.5	9 -14.5	33-46	9.0-13	33.5-43.0	33 -35	0.25 -0.75	0
Cabra	12.5 -22	9 -14	28-40	5.0- 7.4	18 -23	32 -35		0
Cerdo	5.0 - 9.0	9.0-16.8	32-47	16.6-22.0	50 -66.5	31 -34		0-2
Perro	6.4 - 8.0	12 -17.8	40-55	19.0-23	64 -72	29.4-32.6	0.2 -0.6	0-1.4
Gato	6.2 -10	8 -13.8	34-46	13 -17	51 -63	32 -34	0.15 -0.25	0-2.5
Mono	4.8 - 6.2	11 -14	36-44	23 -27	73 -91	30 -34		
Visón	5.7 - 9.3	13.5-17.5	41-57	18.8-24	62.5-82	28.5-32.5	0.194-0.380	
Conejo	4.5 - 7.0	10.4-15.6	33-44	19.4-22.6	60 -68	31.3-34.7	0.54 *	1-2
Rata	5.0 -10.0	15.6 *	50 *	18 -22	57 -65	31.7-35.3	0.2 -0.8	2-5
Cobayo	4.5 - 6.8	11 -15	40-50	25 *	83 *	34 *	0.2 -0.8	1-4
Ratón	8.0 -11.0	12 -16	35-48	17 *	49 *	35 *	0.16 -0.62	
Búfalo	5.4 - 7.4	11.7 *						
+ Pollo	2.8 - 4.5	8 -13	35.8 *	37 *	127 *	29 *	0.2 -0.4	
Rana	0.36-0.65	7.8 *	29.3 *	179 *	670 *	27 *		

Los eritrocitos están consignados en millones, la hemoglobina en gramos por 100 c.c., el hematocrito en por ciento, la hemoglobina globular media en micromicrogramos, el volumen globular medio en micras cúbicas, la concentración de hemoglobina globular media en por ciento, las plaquetas en millones y los reticulocitos en por ciento.  
\* Sólo se dispone de los valores promedio.

DAVID L. COFFIN, V.M.D, 1981. Laboratorio Clínico en Medicina Veterinaria. Edición Científica, La Prensa Medica Mexicana, S.A, México, D.F.

### A.6.2 Imagen de Cifras Promedio de Leucocitos en Animales Domésticos.

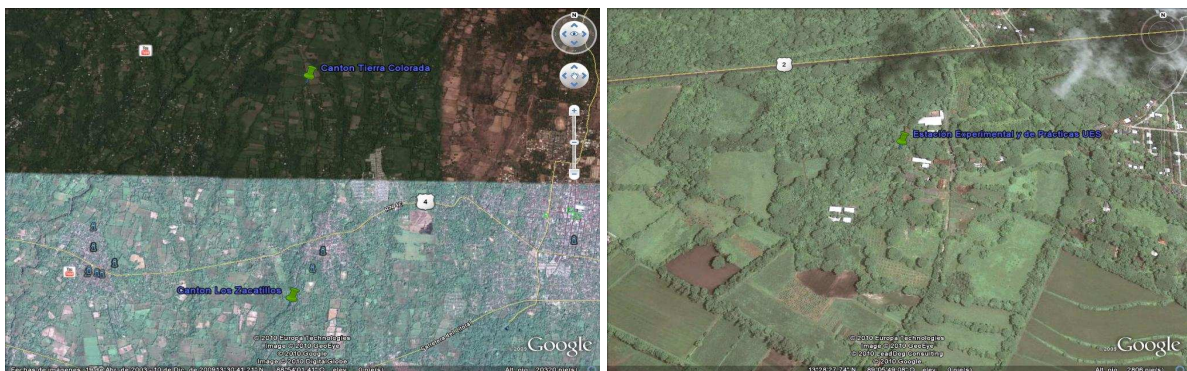
**TABLA. IV. CIFRAS PROMEDIO DE LEUCOCITOS EN ANIMALES DOMESTICOS**

Especies	Leucocitos totales	Neutrófilos	Eosinófilos	Basófilos	Linfocitos	Monocitos
Caballo de tiro	5 -11	56 (50-65)	4 (1-5)	0.5 (0-1)	30 (20-40)	8 (2-12)
Caballo de raza	8 -15	45-60	1-5	0.5*	46 (35-60)	6 (1-8)
Ganado vacuno	4,5-13	30 (15-55)	8 (1-15)	0.5 (0-1)	52 (40-70)	9 (3-15)
Oveja	4 -12	40 (20-50)	6 (0-15)	0.2 (0-2)	52 (40-70)	4 (1-12)
Cabra	5 -13	36*	3.5*	0	58*	2*
Cerdo	8,6-20	39 (30-50)	4.5 (1-10)	1 (0-4)	52 (40-60)	3 (1-10)
Perro	6 -20 (11.8)	69 (60-75)	5 (2-10)	0.5 (0-2)	20 (10-30)	6 (2-12)
Gato	8 -35	57 (30-75)	5 (2-10)	0.1 (0-0.5)	32 (20-40)	6 (1-15) †
Mono	8 -25	42 (20-50)	4 (1-5)	0.3 (1-5)	53 (44-74)	1.5 (1-12)
Visón	3 -12	55 (40-70)	3.3 (0-8)	0.1 (0-1)	38 (20-50)	1 (0-3)
Conejo	4 -13	43 (30-50)	2.0 (0.5-5)	4 (2-8)	42 (30-50)	9 (2-16)
Rata	8 -15	20 (8-40)	2 (0-4)	1 (0-2)	60 (50-80)	5 (2-7)
Cobayo	6 -20	42 (30-50)	5 (2-15)	0.5 (0-2)	45 (35-55)	8 (1-20)
Ratón	7 -14	26 (8-40)	2 (1-5)	0.5 (0-1)	60 (55-80)	7 (1-15)
Búfalo	8.2*	45*	4*	0.5*	46*	4*
Pollo	20 -40	31 (20-40)	6 (2-10)	2.5 (1-4)	78 (55-96)	1 (0-3)
Rana	14 -38	7*	27*	7*	59*	—

Los leucocitos totales se expresan en millares, las restantes cifras en por ciento  
 \* Sólo se dispone de los valores promedio  
 † Ver página 186 para las diferencias existentes en los gatitos.

DAVID L. COFFIN, V.M.D, 1981. Laboratorio Clínico en Medicina Veterinaria. Edición Científica, La Prensa Medica Mexicana, S.A, México, D.F.

### A7: Imágenes Satelital del los Lugares Muestreados.



## 9. GLOSARIO

- **Aedes aegypti:** es un mosquito culícido que puede ser portador del virus del dengue así como portador directo de otras enfermedades.
- **Aegyptianella pullorum:** Es un piroplasma aviar, el cual parasita los glóbulos rojos, casi siempre se encuentran en el interior de los hematíes o leucocitos de la sangre.
- **Anemia:** es una enfermedad hemática que es debida a una alteración de la composición sanguínea y determinada por una disminución de la masa eritrocitaria que condiciona una concentración baja de hemoglobina.
- **Argas persicus:** es una garrapata pequeña de cuerpo blando que se encuentra principalmente en pollos y otras aves domésticas.
- **Cipermetrinas:** es un insecticida, no sistémico, no volátil que actúa por contacto e ingestión. Ofrece un control efectivo de insectos y baja toxicidad para los mamíferos.
- **Clorhexidina:** es una sustancia antiséptica. Pertenece al grupo de las bisguanidas y se utiliza ampliamente en veterinaria.
- **Emaciación:** manifestación clínica de delgadez excesiva, normalmente causada por enfermedad o falta de nutrición.
- **Exicosis:** Disminución de la masa de sangre circulante debida a distintas causas.
- **Frotis Sanguíneo:** es un examen de sangre que brinda información acerca del número y forma de las células sanguíneas.



- **Hipertrofia del Bazo:** es el agrandamiento del bazo más allá del tamaño normal debido a patologías parasitarias, bacterianas, virales u otras.
- **Hipertrofia del Hígado:** es el agrandamiento del hígado más allá del tamaño normal debido a patologías parasitarias, bacterianas, virales u otras.
- **Histopatología:** estudio de las células y el tejido enfermos bajo un microscopio.
- **Ictericia:** consiste en el color amarillento de la piel, las membranas mucosas y la esclerótica del ojo que se produce debido a una alta concentración en sangre de una sustancia denominada bilirrubina, un subproducto de los glóbulos rojos viejos.
- **Merozoítos:** espora formada de un esquizonto en la reproducción asexual de los protozoos.
- **Microhematocrito:** es la técnica que nos permite evaluar el hematocrito sanguíneo de la especie, para determinar el tipo de anemia que tiene el paciente, debido a diferentes patologías ya sea parasitarias, virales, bacterianas u otras.
- **Piretroides:** son moléculas con actividad insecticida que se aplican a cosechas, plantas de jardines, animales domésticos y también directamente a seres humanos.
- **Protozoarios:** son organismos microscópicos, unicelulares eucarióticos; heterótrofos, fagótrofos, depredadores odetrítvoros, a veces mixótrofos (parcialmente autótrofos)
- **Rickettsia:** son pequeñas bacterias del orden de las proteobacterias. La mayoría de las especies descritas sólo pueden vivir en endosimbiosis con otras células.