

35



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO**

**FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
DIVISIÓN DE ESTUDIOS PROFESIONALES**

**EFFECTO DE VARIOS AGENTES SOBRE
LA PIGMENTACIÓN CUTÁNEA EN
POLLOS DE ENGORDA**

T E S I S
QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:
MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA
P R E S E N T A :
MIREYA JUÁREZ RAMÍREZ



ASESORES
MVZ. EDPV. MC. VÍCTOR MANUEL PETRONE GARCÍA
MVZ. MC. XOCHITL HERNÁNDEZ VELASCO
MVZ. PhD. FERNANDO CONSTANTINO CASAS

**TESIS CON
FALLA DE ORIGEN**

MEXICO, D.F., 2002



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

PAGINACIÓN

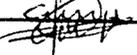
DISCONTINUA

Autorizo a la Dirección General de Bibliotecas de la UNAM a difundir en formato electrónico e impreso el contenido de mi trabajo recepcional.

NOMBRE: Mirza Ramírez

Mirza

FECHA: 30/08/02

FIRMA: 

ESTA TRABAJO
DE LA UNAM

RECIBO
UNAM

TÍTULO

**EFFECTO DE VARIOS AGENTES SOBRE LA PIGMENTACIÓN
CUTÁNEA EN POLLOS DE ENGORDA**

DEDICATORIA

A mis padres Esperanza y Antonio

A mi hermana Miriam

A mi abuelo Bardomiano

En memoria a ti mi querida Regina.

Las personas que mas amo.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Nacional Autónoma de México y a la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, por darme la oportunidad de ser parte de esta casa de estudios de la cual me siento muy orgullosa.

A mis asesores MVZ. EDPV. MC. Víctor Manuel Petrone García, MVZ. MC. Xochitl Hernández Velasco y MVZ. PhD. Fernando Constantino Casas por su apoyo, tiempo y conocimientos pero sobre todo por la oportunidad que me brindaron para la realización de este trabajo.

A los miembros de mi jurado MVZ. María de la Luz Charles Noriega, MVZ. Ernesto Ávila González, MVZ. Enrique Aburto Fernández, MVZ. Víctor Manuel Petrone García y MVZ. Gabriela Gómez Verduzco por sus votos de confianza los cuales fueron importantes para el comienzo de una nueva etapa en mi vida académica.

Al MVZ. EDPV. MC. Víctor Manuel Petrone por su amistad y apoyo incondicional.

A los MVZ. MC. Xochitl Hernández, MVZ. MC. Ricardo Arturo García Morales por su apoyo, confianza, así como por la donación del material biológico usado en este trabajo y sobre todo por su amistad.

Al MVZ. MC. Benjamín Fuente por el tiempo dedicado a la elaboración de las dietas utilizadas en este trabajo y por sus palabras de aliento.

Al MVZ. Gabriela Gómez y MVZ. Rubén Merino por sus palabras de aliento y confianza.

Al MVZ. Ulises Reveló por su apoyo incondicional pero sobre todo por su amistad.

A la PMVZ Ma. Guadalupe Aceves por su valiosa colaboración y amistad.

A las PMVZ. Adriana Méndez y Lucía Rangel por su apoyo, amistad y palabras de aliento.

A los todos los académicos del Departamento de Aves por su confianza y apoyo.

A todos mis buenos amigos del Departamento de Aves: Teresa Olivares, Inkar Castellanos, Guillermo Gaona, Esmeralda Chaperó, Ivonne Palomino, Juan Carlos Bahena, Bernardo Parra, Ruth Tejeda, Libia Gutiérrez, Alvaro Acevedo, Armando Esparza, Sandra Gúris, Daniel Ortega, Christian Carlin, Mireya Ortiz, Mónica Andrade, Marcelo Peña, Elizabeth Abrego, José González por que sin su valiosa participación no habría sido posible este trabajo.

A mis nuevos amigos del Departamento de Patología: Erika, Gerardo, Zitlali, Felix, Miriam, Mario, Francisco, Isabel, Gisela, Lupita, Carmelita y Don Luis por estar al pendiente de la evolución de este trabajo y por sus palabras de aliento.

A todas la personas que de forma directa o indirecta contribuyeron a la elaboración de este trabajo y cuya labor agradezco infinitamente.

GRACIAS

CONTENIDO

	<u>Página</u>
TÍTULO	i
DEDICATORIA	ii
AGRADECIMIENTOS	iii
LISTA DE CONTENIDO	v
LISTA DE CUADROS	vi
LISTA DE FIGURAS	vii
LISTA DE ABREVIATURAS	x
RESUMEN	1
INTRODUCCIÓN	3
OBJETIVOS	13
MATERIAL Y MÉTODOS	14
RESULTADOS	27
DISCUSIÓN	43
CONCLUSIONES	54
REFERENCIAS	56
ANEXO 1. CUADROS	62
ANEXO 2. FIGURAS	64

LISTA DE CUADROS

	<u>Página</u>
Cuadro 1. Experimento 1. Diseño de tratamientos.	62
Cuadro 2. Experimento 1 y 2. Evaluación de lesiones histológicas.	62
Cuadro 3. Experimento 2. Diseño de tratamientos.	63
Cuadro 4. Experimento 1. Promedio \pm desviación estándar de los gramos por decilitro de hemoglobina en el contenido intestinal de pollos de engorda inoculados con <i>E. maxima</i>	63
Cuadro 5. Experimento 1. Cantidad de pollos que presentaron lesiones en yeyuno sobre el total muestras, entre paréntesis la moda de la calificación según el método de Johnson y Reid, en pollos de engorda inoculados con <i>Eimeria maxima</i>	63

LISTA DE FIGURAS

	<u>Página</u>
Figura 1. Ciclo biológico <i>Eimeria</i> sp	64
Figura 2. Experimento 1. Promedio \pm desviación estándar de los microgramos de xantofilas por mililitro de plasma en pollos de engorda que consumieron xantofilas y fueron inoculados con <i>Eimeria maxima</i>	65
Figura 3. Experimento 1. Promedio \pm desviación estándar de los microgramos de xantofilas por gramo de contenido intestinal en pollos de engorda que consumieron xantofilas y fueron inoculados con <i>Eimeria maxima</i>	66
Figura 4. Experimento 1. Promedio \pm desviación estándar de los microgramos de xantofilas por gramo de mucosa intestinal de yeyuno antes del divertículo vitelínico en pollos de engorda que consumieron xantofilas y fueron inoculados con <i>Eimeria maxima</i>	67
Figura 5. Experimento 1. Promedio \pm desviación estándar de los microgramos de xantofilas por gramo de mucosa intestinal después del divertículo de Meckel en pollos de engorda inoculados con <i>Eimeria maxima</i>	68
Figura 6. Experimento 1. Promedio \pm desviación estándar de los valores de B (amarillamiento) obtenidos con el colorímetro de reflectancia Minolta CR-300® en piel de pollos de engorda vivos que consumieron alimento finalizador con 80 ppm de xantofilas e inoculados con <i>Eimeria maxima</i>	69
Figura 7. Experimento 1. Promedio \pm desviación estándar de los valores de B (amarillamiento) obtenidos con el colorímetro de reflectancia Minolta CR-300® en piel de pollos de engorda 24 horas posrefrigeración (4°C) que consumieron alimento finalizador con 80 ppm de xantofilas e inoculados con <i>Eimeria maxima</i>	70
Figura 8. Experimento 1. Promedio \pm desviación estándar de los pesos (g) de pollos de engorda inoculados con <i>E. maxima</i>	71
Figura 9. Experimento 1. Promedio \pm desviación estándar del porcentaje de mucosa intestinal con infiltrado inflamatorio en de pollos de engorda inoculados con <i>E. maxima</i>	72

Figura 10. Experimento 1. Promedio \pm desviación estándar del porcentaje de mucosa intestinal con edema en las vellosidades de pollos de engorda inoculados con <i>E. maxima</i>	73
Figura 11. Experimento 1. Promedio \pm desviación estándar del porcentaje de mucosa intestinal con fusión de vellosidades de pollos de engorda inoculados con <i>E. maxima</i>	74
Figura 12. Experimento 1. Promedio \pm desviación estándar del porcentaje de mucosa intestinal con hiperplasia del epitelio intestinal de pollos de engorda inoculados con <i>E. maxima</i>	75
Figura 13. Experimento 1. Promedio \pm desviación estándar del porcentaje de mucosa intestinal con hiperplasia de células caliciformes de pollos de engorda inoculados con <i>E. maxima</i>	76
Figura 14. Experimento 1. Promedio \pm desviación estándar del porcentaje de mucosa intestinal con necrosis del epitelio de pollos de engorda inoculados con <i>E. maxima</i>	77
Figura 15. Experimento 1. Cantidad de coccidias en la mucosa intestinal de pollos de engorda inoculados con <i>E. maxima</i>	78
Figura 16. Experimento 2. Promedio \pm desviación estándar de los microgramos de xantofilas por mililitro de plasma en pollos de engorda tratados con ocratoxina A, amprolio y urea.	79
Figura 17. Experimento 2. Promedio \pm desviación estándar de los microgramos de xantofilas por gramo de contenido intestinal en pollos de engorda tratados con ocratoxina A, amprolio y urea.	80
Figura 18. Experimento 2. Promedio \pm desviación estándar de los microgramos de xantofilas por gramo de mucosa intestinal antes del divertículo de Meckel en pollos de engorda tratados con ocratoxina A, amprolio y urea.	81
Figura 19. Experimento 2. Promedio \pm desviación estándar de los microgramos de xantofilas por gramo de mucosa intestinal después del divertículo de Meckel en pollos de engorda tratados con ocratoxina A, amprolio y urea.	82
Figura 20. Experimento 2. Promedio \pm desviación estándar de los valores de B (amarillamiento) obtenidos con el colorímetro de reflectancia Minolta CR-300® en piel de pollos de engorda vivos que consumieron alimento finalizador con 80 ppm de xantofilas tratados con ocratoxina A, amprolio y urea.	83

Figura 21. Experimento 2. Promedio \pm desviación estándar de los valores de B (amarillamiento) obtenidos con el colorímetro de reflectancia Minolta CR-300® en piel de pollos de engorda 24 horas posrefrigeración (4°C) que consumieron alimento finalizador con 80 ppm de xantofilas tratados con ocratoxina A, amprolio y urea.	84
Figura 22. Experimento 2. Promedio \pm desviación estándar de los porcentajes de humedad en heces de pollos de engorda tratados con ocratoxina A, amprolio y urea.	85
Figura 23. Experimento 2. Promedio \pm desviación estándar del porcentaje de mucosa intestinal con infiltrado inflamatorio de pollos de engorda tratados con ocratoxina A, amprolio y urea.	86
Figura 24. Experimento 2. Promedio \pm desviación estándar del porcentaje de mucosa intestinal con edema en las vellosidades de pollos de engorda tratados con ocratoxina A, amprolio y urea.	87
Figura 25. Experimento 2. Promedio \pm desviación estándar del porcentaje de mucosa intestinal con fusión de vellosidades de pollos de engorda tratados con ocratoxina A, amprolio y urea.	88
Figura 26. Experimento 2. Promedio \pm desviación estándar del porcentaje de mucosa intestinal con hiperplasia del epitelio de pollos de engorda tratados con ocratoxina A, amprolio y urea.	89
Figura 27. Experimento 2. Promedio \pm desviación estándar del porcentaje de mucosa intestinal con hiperplasia de células calciformes de pollos de engorda tratados con ocratoxina A, amprolio y urea.	90

LISTA DE ABREVIATURAS

DPA: Aves	Departamento de Producción Animal: Aves
µg	Microgramos
cbp	Cuanto baste para
cm	Centímetros
dl	Decilitro
DO	Densidad óptica
EDTA	Etilendiaminotetracetato de sodio al 2%
FMVZ	Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia
g	Gramos
HE	Hemotoxilina y Eosina
ml	Mililitro
nm	Nanómetros
OA	Ocratoxina A
°C	Grados centígrados
PBS	Solución amortiguada de fosfatos
pH	Potencial de hidrogeniones
ppm	Partes por millón
rmp	Revoluciones por minuto
SSS	Solución salina saturada
UNAM	Universidad Nacional Autónoma de México

RESUMEN

JUÁREZ RAMÍREZ, MIREYA. Efecto de varios agentes sobre la pigmentación cutánea en pollos de engorda. (bajo la dirección de MVZ. EDPV. MC. Víctor Manuel Petrone García, MVZ. MC. Xochitl Hernández Velasco y MVZ. PhD. Fernando Constantino Casas)

La pigmentación cutánea en pollos de engorda en la zona centro de la República mexicana, da un valor extra a este producto en el mercado. Sin embargo, la pigmentación cutánea en pollos de engorda puede ser alterada por diversos agentes, principalmente por aquellos que causen daño a nivel del aparato gastrointestinal, lo cual repercutirá tanto en la absorción de nutrientes como de xantofilas. El objetivo de este trabajo fue evaluar el efecto que tienen sobre la pigmentación la infección con *Eimeria maxima*, así como el tratamiento con amprolio, ocratoxina A y urea, por lo que se diseñaron 2 experimentos. Además se evaluaron los cambios en la morfología intestinal a través de la evaluación de lesiones de tipo inflamatorio, crónico y regenerativo. Los resultados mostraron que la absorción de xantofilas en infecciones por *Eimeria maxima* disminuye considerablemente durante el desarrollo de la fase de esquizogonia y gametogonia en la mucosa intestinal. En el caso del amprolio se observó un efecto de recuperación en la concentración de xantofilas plasmáticas, asociado a la disminución de la humedad en el contenido intestinal 20 días posteriores al inicio del tratamiento. En el caso de la urea a pesar de la diuresis observada en las aves se observó un mecanismo de compensación por parte de la mucosa intestinal expresado con hiperplasia de células caliciformes lo que ayudo a que el contenido

intestinal no fuera tan acuoso y transito intestinal disminuyera para que de esta forma se pudieran absorber las xantofilas. En el caso de la aves tratadas con OA la pigmentación cutánea se vio severamente afectada en este caso la diuresis de estas aves jugo un papel importante en la absorción de xantofilas; sin embargo, existe un efecto sinérgico entre la diuresis y el efecto que tiene la OA en la producción de proteínas transportadoras.

INTRODUCCIÓN

En la industria avícola, específicamente para los productores de carne de pollo, la calidad de su producto la valoran a través de la conformación, tamaño y coloración, de acuerdo a las exigencias del consumidor del centro de la república mexicana. En investigaciones realizadas sobre las preferencias de los consumidores, se ha confirmado la relación entre lo que se percibe como calidad y la intensidad de la pigmentación amarilla de la piel de los pollos de engorda.¹ Por ejemplo: el consumidor tiene una asociación entre un color fresco, natural y agradable con la salud; sin embargo, un producto pálido generalmente lo asocian con enfermedad. Es cierto que existen diferencias entre regiones geográficas, pero en general los consumidores pagan un precio especial por el color amarillo, el cual asocian con aves criadas bajo condiciones naturales. En la zona centro de México, los costos de pigmentación van de \$17 a \$45/ Ton de alimento dependiendo del estrato de pigmentación que se requiera.² Por lo que es importante considerar todos aquellos factores que pueden mejorar o alterar la pigmentación cutánea de los pollos de engorda.

La pigmentación es un mecanismo biológico en el cual, el pigmento presente en la dieta es absorbido en el intestino, transportado por la sangre y depositado en la piel. El principal sitio de absorción es el intestino delgado, sobre todo la parte distal del yeyuno.³

Lograr una pigmentación adecuada en el pollo de engorda depende de varios factores entre los que se pueden citar:

La cantidad y tipo de carotenoides suministrados en la dieta: La eficiencia de

depósito de los pigmentos sintéticos como el apoéster en los tejidos, es mayor que la de los pigmentos naturales extraídos de *Tagetes erecta*.⁴

La capacidad de digestión, absorción y metabolismo de los carotenoides: Se menciona que la adición creciente de grasa a partir de un 2% en la dieta hasta un máximo de 6%, mejora la absorción de xantofilas, lo cual va relacionado con la generación y absorción de micelas que permiten el transporte de lípidos. Este proceso se verá favorecido por la presencia de monoglicéridos y ácidos grasos insaturados de cadena larga.⁵

La capacidad específica de deposición de carotenoides a la estructura de los tejidos: El metabolismo de las xantofilas en la grasa corporal es muy rápido, por lo que se observará en un plazo corto. En la epidermis la tasa metabólica es más lenta; sin embargo, debido al proceso de descamación podemos observar el cambio de coloración casi tan rápido como en la grasa.^{6,7}

Genética de la parvada: Se han realizado evaluaciones de 11 líneas genéticas de pollo de engorda alimentados con la misma fórmula pigmentante, el nivel de color en la piel fue evaluado mediante un abanico colorimétrico, 3 líneas fueron las que presentaron mejor pigmentación y la razón a la que atribuyeron este efecto fue a que cada línea muestra diferente tasa de deposición de grasa.⁸

Instalaciones y manejo: Aves que se encuentran en instalaciones deficientes y estrés continuo mostraran baja en el consumo de alimento, lo que repercute directamente en el consumo de xantofilas y por lo tanto con la pigmentación cutánea.⁴

Planta procesadora: Es un factor a tomar en cuenta ya que durante el escaldado a temperatura de 60°C, se produce la separación de la epidermis y arrastrado del

pigmento, lo que provoca que el pollo pierda coloración, genéricamente esto se conoce como "pollo tallado".⁴

Estado de salud: Dentro de los factores que pueden alterar la pigmentación, se encuentran las patologías que afectan el aparato digestivo, que provocan mala absorción, además de repercutir en la ganancia diaria de peso, conversión alimenticia y algo muy importante, sobre los costos de producción. La interacción de diversos procesos como: coccidiosis, micotoxicosis, reovirus y estrés; pueden provocar que los efectos sobre la utilización de nutrientes y xantofilas sean mayores, afectando así los parámetros productivos y la pigmentación.^{2,4,9,10}

A continuación se describen algunos procesos que pueden intervenir en la pigmentación cutánea en pollos de engorda.

Coccidiosis

Es una enfermedad de importancia mundial en la industria avícola, a pesar de los adelantos en quimioterapia, manejo, nutrición y genética. Las pérdidas económicas a nivel mundial durante el 2001 por coccidiosis se estimaron en \$800 millones de dólares anuales, el gasto en medicación preventiva sobrepasa los 90 millones de dólares en E.U.A. y más de 300 millones de dólares en todo el mundo.

11,12

Los protozoarios del género *Eimeria* dado su ciclo biológico se multiplican en la mucosa intestinal (Figura 1), ocasionando daño tisular el cual repercute sobre la absorción de nutrientes y aumenta la susceptibilidad a otros agentes patógenos como el *Clostridium* sp.

Dentro de las especies del genero *Eimeria*, se han asociado a *Eimeria acervulina* y a *Eimeria maxima* como causantes de mala pigmentación y absorción de nutrientes, lo que tiene un efecto depresor en la ganancia diaria de peso y la conversión alimenticia.

En el caso de *Eimeria maxima* se le considera una especie relativamente no patógena y se ha concluido en algunos estudios que el efecto depresor se presenta si hay otras especies de *Eimeria* involucradas.

Otros trabajos experimentales mencionan que cuando se inoculan aves jóvenes con 500, 000 ooquistes de *Eimeria maxima* esta es capaz de producir el 35% de mortalidad.

Reid *et al.*¹³ informaron que con 50,000 a 100, 000 ooquistes de *Eimeria maxima* puede observarse mortalidad de algunas aves. Scholtyssek¹³ observó que las máximas alteraciones fisiológicas en pollos de engorda inoculados con *Eimeria maxima* aparentemente ocurren durante la fase de esquizogonia, ya que ocurre una invasión masiva a las células epiteliales por los merozoitos. Lo que ocasiona un efecto depresor en la ganancia diaria de peso, la conversión alimenticia y la absorción de carotenoides.

Stephens *et al.*¹³ informaron que con 50, 000 ooquistes las aves presentaron retardo en la ganancia de peso, decremento en la absorbancia en el plasma de las aves inoculadas a los 6 y 14 días posinoculación.

Allen¹⁴, ha mencionado que la absorción de nutrientes y pigmento en infecciones por *Eimeria maxima* estará reducida debida al daño directo provocado por el parásito; así como por el cambio de la morfología de la mucosa, ya que se produce una hiperplasia general, disminución del largo y número de las

microvellosidades, aumento en la diferenciación celular con incremento en el número de células caliciformes.

Estas investigaciones, brindan un panorama muy amplio del como *Eimeria maxima* puede provocar efectos detrimentales sobre la pigmentación. Estos efectos varían desde el número de ooquistes con los que el ave se infecte, la susceptibilidad de cada ave, el daño directo provocado por este protozoario hasta los cambios en la morfología intestinal durante y después de la infección.

Long *et al.*¹⁵ asociaron la coloración naranja del moco presente en el intestino medio a las hemorragias provocadas por *Eimeria maxima* en la mucosa intestinal. Sin embargo, no citan en su escrito cómo demostraron la presencia de sangre en el moco presente en el intestino medio de las aves infectadas con *Eimeria maxima*. Por lo que la coloración naranja del moco presente en el intestino medio de las aves infectadas con *Eimeria maxima*; se puede deber a la presencia de xantofilas y no a la presencia de sangre.

Para diferenciar entre pigmento hemático (hemoglobina) y xantofilas se cuentan con técnicas para extracción de estos pigmentos en las que se hace uso de la espectrofotometría. Lo que permite aceptar o rechazar ese supuesto de que la coloración naranja es debido a la presencia de sangre en el contenido intestinal durante la infección por este protozoario.

Anticoccidianos

El amprolio es un anticoccidiano que fue introducido desde 1961, y se ha usado de manera extensa en todo el mundo como uno de los coccidiostatos más seguros, ya que al emplearlo no manifiesta efectos adversos.¹⁶

A pesar de que el amprolio tiene ya tiempo en el mercado; no se cuentan con informes en donde se valore su efecto sobre la pigmentación cutánea y la morfología intestinal en pollos de engorda.

Se ha observado que el uso de anticoccidiano como nicarbazina y la combinación de nicarbazina-narasina, tienen un efecto benéfico sobre la concentración de carotenoides en el plasma. Los efectos de los anticoccidiano sobre la pigmentación pueden ser interpretados con base en su función y propiedades, los cuales tienen un efecto sobre el pH intestinal lo que contribuye en el control de infecciones por coccidias y en la absorción de los carotenoides.¹⁷

Ocratoxicosis

La inversión más fuerte en la industria avícola para producción de proteína de origen animal es en alimentación. Las pérdidas más severas se presentan a causa de la contaminación de granos y otros insumos utilizados en la industria avícola, ya sea por micotoxinas, aminos biogénicos o residuos de fertilizantes y herbicidas. Las micotoxinas en la industria avícola son de gran importancia ya que causan severas pérdidas en la producción, aumentando la conversión alimenticia, disminuyendo la ganancia de peso, provocando inmunodepresión y mala pigmentación lo que se traduce en pérdidas económicas para el productor. Además de ello tienen importancia en salud pública ya que los residuos de estas en los productos de origen animal causan severos daños en el hombre al consumirlos.

Las micotoxinas son metabolitos de los hongos que son tóxicos para los animales

y el hombre, su importancia depende de la especie de hongo, el sustrato, el ambiente para su crecimiento y la cantidad obtenible por su huésped, se pueden encontrar en gran cantidad de alimentos y su efecto varía con el tipo, dosis de toxina y periodo de exposición. Una de las micotoxinas importantes en la industria avícola es la ocratoxina A conocida por su efecto nefrotóxico.^{18,19,20}

La ocratoxicosis es una enfermedad causada por la ingestión de alimento contaminado con ocratoxina A, producida por hongos como *Aspergillus ochraceus*, *Penicillium viridicatum* y otros. La signología en las aves varía dependiendo de la dosis y el tiempo de exposición, con diuresis, disminución en la ganancia diaria de peso y aumento en la conversión alimenticia.^{21,22} Los órganos principalmente afectados son riñón e hígado, los cuales se pueden observar aumentados de tamaño, pálidos y friables; en el tracto digestivo se han descrito hemorragias proventriculares, erosiones en el ventrículo, enteritis catarral y adelgazamiento de la pared intestinal.²¹ Microscópicamente en el riñón se observa necrosis del epitelio de los túbulos proximales y engrosamiento de la membrana basal del glomérulo, en hígado degeneración grasa y necrosis, en intestino se observa reducción del contenido de colágena de la pared intestinal.²³

Además de los efectos sobre algunos parámetros productivos como lo son la conversión alimenticia, ganancia diaria de peso e inmunodepresión. La ocratoxina A también se ha asociado en diversos trabajos a la disminución en la concentración de carotenoides en el plasma, debido a una reducción en la absorción y transporte de pigmentos, lo que origina pollos sin pigmento cutáneo (Síndrome del ave pálida).^{18,19,20,24}

El síndrome del ave pálida asociado a la intoxicación con ocratoxina A es complejo

y los mecanismos de acción son variados. 1) El efecto de reducción en la dieta de la concentración de carotenoides a causa del cambio de densidad del contenido intestinal por incremento en las secreciones intestinales, 2) Depresión en la habilidad de la mucosa intestinal para absorber los carotenoides del contenido intestinal, 3) Disminución en la habilidad para transportar carotenoides al suero, 4) La acumulación de carotenoides en hígado se ve alterada sobre todo en la forma de diéster, 5) La deposición cutánea de carotenoides se ve afectada posiblemente por que los pasos enzimáticos que controlan la acetilación de los carotenoides se ve afectada.^{24,25}

Fuentes de Nitrógeno no proteico

El uso de la urea como fuente de nitrógeno no proteico, se ha realizado a nivel experimental en dietas para pollos de engorda, deficientes de aminoácidos no esenciales o en dietas donde la metionina y la glicina son reemplazadas por hidroxianálogos y se ha observado que la urea ha tenido un efecto benéfico en los pollos de engorda.²⁶ Aunque la urea en pollos de engorda es atóxica y no se cuentan con informes en donde se mencione su efecto sobre la pigmentación en el pollo de engorda y la morfología intestinal. La urea en la dieta es absorbida y excretada en la orina, produciendo diuresis osmótica, la cual puede alterar la densidad del contenido intestinal, por efecto de los movimientos antiperistálticos que existen de la cloaca hacia los ciegos y la parte distal del intestino delgado, lo cual podría tener algún efecto sobre la absorción de xantofilas dado que es ahí donde se absorben en buena proporción.²⁶

Cambios en la morfología intestinal

Se han realizado diversos trabajos donde se valora el efecto sobre la pigmentación cutánea en pollos de engorda tratados con *Eimeria maxima* y ocratoxina A; sin embargo, en ninguno se han evaluado los cambios histológicos en la mucosa intestinal. Los cambios que se pueden evaluar son: inflamatorios, hiperplásicos, crónicos y regenerativos. En el caso de *Eimeria acervulina* se han realizado estudios en pollos de engorda inoculados con 250,000 ooquistes esporulados en donde se han descrito cambios compensatorios en la parte media del intestino delgado por el daño provocado por este protozooario en el duodeno. Los cambios predominantes son de tipo hiperplásico en donde aumenta el número de criptas intestinales y se observa un aumento en la celularidad de la lámina propia.²⁷

Metodologías para valorar la pigmentación en pollos de engorda.

Debido a la importancia de la pigmentación en la industria avícola, se cuentan con diversas metodologías para su evaluación como lo son: los abanicos colorimétricos, espectrofotometría para la determinación de carotenoides en suero, plasma, etc. y colorimetría de reflectancia para la determinación de pigmento en piel.^{2,28}

El uso de espectrofotometría y colorimetría de reflectancia tienen las siguientes ventajas: eliminan el factor fatiga del evaluador, evita variación entre distintos

evaluadores, poseen patrones de referencia, se expresan en forma numérica. Sin embargo, la desventaja más importante en el empleo de estas metodologías sería el costo relativamente alto del equipo.²⁸

La colorimetría de reflectancia mide de manera objetiva el color de la piel del pollo. Para la colorimetría de reflectancia se hace uso del colorímetro Minolta CR300. El cual puede medir hasta 20 colores diferentes; sin embargo, en el caso de las mediciones para la piel del pollo de engorda, se usan 3 variables, la luminosidad (L), el color rojo (a) y el color amarillo (b).

La luminosidad es una escala que califica la presencia o no de luz, abarcando desde el negro absoluto, con un valor de 0, hasta la iluminación total, con valor de 100. En el caso de la piel del pollo de engorda, el rango aceptable para esta variable es entre 64 y 72. con respecto a el color rojo, se necesita un mínimo de 2 y para el amarillo un mínimo de 41.^{4,28}

Con estos antecedentes se planteó la realización del presente estudio a fin de evaluar el efecto de *Eimeria maxima*, amprolio, ocratoxina A y urea sobre la pigmentación cutánea en pollos de engorda.

OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL

- Evaluar la absorción de xantofilas, la pigmentación cutánea y la morfología intestinal en pollos de engorda inoculados con *Eimeria maxima*, amprolio, ocratoxina A y urea, alimentados con dietas con 80 ppm de xantofilas.

OBJETIVOS ESPECIFICOS

- Determinar la cantidad de xantofilas presentes en plasma, piel, contenido y mucosa intestinal en pollos de engorda inoculados con *Eimeria maxima*, amprolio, ocratoxina A y urea, alimentados con dietas con 80 ppm de xantofilas.
- Determinar la cantidad de hemoglobina presente en el contenido intestinal en pollos de engorda inoculados con *Eimeria maxima* a través del método de cianometahemoglobina.
- Evaluar las lesiones macroscópicas en el intestino medio de pollos de engorda inoculados con *Eimeria maxima* mediante el método de Johnson y Reid.³⁵
- Instrumentar una metodología para la cuantificación de la severidad de las lesiones histológicas intestinales que evalué las lesiones inflamatorias, crónicas y regenerativas asociadas a la inoculación en pollos de engorda con *Eimeria maxima*, amprolio, ocratoxina A y urea, alimentados con dietas con 80 ppm de xantofilas.

MATERIAL Y MÉTODOS

EXPERIMENTO 1

INSTALACIONES

Este experimento se llevó a cabo en jaulas dispuestas en batería con calefacción eléctrica en las unidades de aislamiento del Departamento de Producción Animal: Aves (DPA: Aves), de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia (FMVZ), Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM), México D.F.

ANIMALES PARA EXPERIMENTACIÓN

Se utilizaron pollos de engorda mixtos procedentes de una incubadora comercial los cuales fueron criados hasta los 35 días de edad con alimento iniciador sin pigmento y medicación. Durante la etapa de crianza las aves tuvieron alimento y agua a libre acceso.

PIGMENTO ALIMENTARIO

El pigmento amarillo que se utilizó fueron xantofilas de flor de cempasúchil 80 ppm (PIVEG S.A. de C.V), las cuales se incluyeron en el alimento basado en una dieta sorgo-pasta de soya, dicho alimento fue consumido después de los 35 días de edad.

INÓCULOS

Cepa vacunal de *Eimeria maxima*: con un título de 1×10^5 de ooquistes esporulados/ml donada por la Dra. Xochitl Hernández Velasco (FMVZ-UNAM,

México D.F.) Esta cepa fue obtenida, esporulada y almacenada como lo describen Long *et al.*²⁹

Solución amortiguada de Fosfatos (PBS): preparada con fosfato monobásico de potasio 3.25 g, fosfato dibásico de sodio 10.8 g, cloruro de sodio 170 g y agua destilada cbp 1000 ml.

DISEÑO EXPERIMENTAL

Las aves se dividieron de manera aleatoria simple en 4 grupos con 2 replicas de 30 pollos cada una. Los grupos A y B fueron inoculados con 1 ml de PBS, los grupos C y D fueron inoculados con 1 ml de *Eimeria maxima* por vía oral con sonda esofágica. El alimento suministrado no incluyó xantofilas, en los grupos A y C y al alimento de los grupos B y D se le incluyó 80 ppm de xantofilas. (Cuadro 1)

Desafío. La inoculación de las aves se llevó a cabo a los 37 días de edad, los inóculos fueron administrados por vía oral con sonda esofágica, el volumen de inóculo empleado fue de 1 ml, para todos los grupos. Los grupos A y B fueron inoculados con PBS y los grupos C y D con él inóculo de *Eimeria maxima* con un título de 1×10^5 de ooquistes esporulados/ml.

Eutanasia. La primer toma se realizó 3 días antes del desafío, para esta toma se tomaron 5 aves por grupo, para los siguientes 4 muestreos se tomaron 10 aves por grupo, realizándose cada 5 días después de la inoculación. La eutanasia se realizó mediante dislocación de vértebras cervicales y posterior desangrado.³⁰

TOMA DE MUESTRAS

Determinación de xantofilas.

Plasma. Se colectaron 2 ml de sangre por medio de punción de la vena yugular de 10 aves, con etilendiaminotetracetato (EDTA) al 2% en una proporción de 1:10. Las muestras fueron centrifugadas a 1500 rpm durante 15 minutos para la obtención del plasma. El plasma fue colocado en lugar oscuro y refrigerado a 4°C.

Contenido intestinal. Se tomaron 2 g del contenido presente en intestino medio de 10 aves, los cuales se congelaron a -10°C.

Intestino. Se tomaron 2 secciones de intestino de 3 cm cada una de 10 aves, para la primera sección se tomó como referencia el divertículo de Meckel, se dejaron 5 cm antes de llegar a esta referencia anatómica y se cortaron los 3 cm requeridos, para la segunda sección se dejaron 5 cm posteriores al divertículo de Meckel y se cortaron los 3 cm siguientes. Las dos secciones se abrieron longitudinalmente y se enjuagaron con agua corriente, estas muestras fueron congeladas a -10°C.

Piel. Con el colorímetro de reflectancia Minolta CR-300® (Minolta, Co. Osaka, Japón) se determinó el valor "b" de la piel de 10 aves vivas, al final de la necropsia

de 10 aves de cada grupo los cadáveres fueron conservados 24 horas en refrigeración a 4°C, después de este periodo se determinó el valor "b" de la piel de las aves muertas y refrigeradas. Esta medición se realizó en la zona apterilica costal izquierda.

Determinación de hemoglobina.

Se colectaron 2 g del contenido presente en intestino medio de 10 aves, estas muestras fueron conservadas en un lugar oscuro y congeladas a -10°C.

Determinación de pesos semanales de las aves

Se realizó el pesaje semanal de las aves el mismo día de la medición de pigmento cutáneo, para esto se utilizó una bascula manual.

Histopatología.

Se colectaron 2 cm de intestino correspondientes al segmento después del divertículo de Meckel, inmediatamente después de que se colectó la muestra para determinación de xantofilas de 10 aves. Las muestras fueron fijadas en formalina al 10% amortiguada (pH 7.4) y procesadas por las técnicas convencionales de inclusión en parafina y tinción de rutina de Hematoxilina y Eosina.^{31,32}

Parasitología

Se tomaron 2 g de heces directamente de cloaca de 10 aves, las cuales fueron conservadas en dicromato de potasio al 2.5% la relación heces:dicromato de potasio utilizada fue 1:5.

EVALUACIÓN DE LAS MUESTRAS

Determinación de xantofilas.

La cantidad de xantofilas presentes en plasma, contenido intestinal e intestino se evaluó con el espectrofotómetro Milton Roy Spectronic 20D® a una longitud de onda de 478nm según la técnica descrita por Allen.¹⁴ Los resultados obtenidos fueron absorbancia luminosa del pigmento contenido en cada muestra. Para los cálculos de concentración, se calculó la curva de regresión lineal utilizando los valores de absorbancia de estándares de concentración conocida de xantofilas. Los resultados fueron expresados como µg de xantofilas/g (mucosa intestinal, contenido intestinal) o ml (plasma) de muestra.

La determinación de la pigmentación cutánea se llevo a cabo en la zona apterilica costal izquierda de 10 aves con colorímetro de reflectancia Minolta CR-300® (Minolta, Co. Osaka, Japón), según la técnica de Janky³³. Para obtener el valor "b" (intensidad de color amarillo). Los valores numéricos que corresponden a la intensidad del color amarillo, tienen un intervalo comprendido desde -60 hasta +60. El valor negativo indica indirectamente el color azul y el valor positivo el color amarillo.^{4,28}

Determinación de hemoglobina.

El método se basa en la conversión del hierro de hemoglobina a través del ferricianuro del estado ferroso al férrico para formar metahemoglobina en una

solución alcalina. La metahemoglobina se combina con el cianuro de potasio para producir pigmento estable de cianometahemoglobina. La metodología utilizada es una técnica modificada de cianometahemoglobina descrita por Benjamín³⁴, en la cual se realizó una dilución 1:251 del contenido intestinal y la solución de Drabkin, la cual se dejó reposar por 10 minutos y se centrifugó a 1500 rpm por 15 minutos, a partir del sobrenadante de cada muestra se procedió a realizar la lectura de la densidad óptica (DO) en el espectrofotómetro Milton Roy Spectronic 20D® a una longitud de onda de 540 nm. Los resultados obtenidos fueron absorbancia luminosa del pigmento contenido en la muestra. Para los cálculos de concentración, se calculó la curva de regresión lineal utilizando los valores de absorbancia de estándares de concentración conocida de hemoglobina. Los resultados fueron expresados en g/dl de muestra, se considero como nivel mínimo de detección 3 g/dl, arriba de esto las muestras fueron consideradas como positivas.

Evaluación macroscópica.

Se evaluaron las lesiones macroscópicas asociadas a la infección con *Eimeria maxima* mediante el método de Johnson y Reid³⁵ El cual es un sistema de calificaciones de lesiones que van de 0 a 4+ tomando en cuenta los siguientes aspectos:

Grado 0: cuando no hay cambios significativos

Grado 1+: Las lesiones se localizan en intestino medio, teniendo aspecto de hemorragias puntiformes pequeñas y rosadas, esparcidas, la pared del intestino

aparentemente es normal y el contenido intestinal puede contener moco anaranjado.

Grado 2+: La pared del intestino medio esta engrosada, hay presencia de moco anaranjado en el contenido. En este grado el color anaranjado ha sido asociado a la presencia de hemorragias petequiales.

Grado 3+: El intestino medio posterior ya se encuentra afectado, la pared intestinal esta áspera, engrosada, se observa abundante moco de color rojo.

Grado 4+: Las aves afectadas en este grado mueren, el intestino medio esta adelgazado, presenta color rojo y olor desagradable.

En los grados 3+ y 4+ el color rojo fue asociado a la presencia de sangre digerida en el intestino medio de las aves afectadas

Histopatología.

La evaluación histológica se realizó por medio de un microscopio fotónico con objetivo seco débil (10x), para la determinación del porcentaje de lesiones entéricas asociadas a la inoculación con *Eimeria maxima*, así como para el conteo de coccidias en la mucosa intestinal (Cuadro 2)

Parasitología

A partir de la dilución 1:5 que se tenía de las heces y el dicromato de potasio al 2.5%, se realizó una dilución 1:15 tomando 1ml de la dilución 1:5 (heces:dicromato) y agregando 14 ml de solución salina saturada (SSS). Las muestras se homogenizaron, con un gotero se colectó la muestra para llenar la cámara de Mc Master y se dejaron reposar 3-5 minutos. Posteriormente se realizó

el conteo de ooquistes presentes en las dos celdas de la cámara. Para la determinación final de ooquistes por gramo de materia fecal, se sumó el total de ooquistes encontrados en la cámara y el resultado se multiplicó por el factor de dilución de las dos diluciones realizadas.³⁶

EXPERIMENTO 2

INSTALACIONES

Este experimento se llevó a cabo en jaulas dispuestas en batería con calefacción eléctrica en las unidades de aislamiento del Departamento de Producción Animal: Aves (DPA: Aves), de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia (FMVZ), Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM), México D.F.

ANIMALES PARA EXPERIMENTACIÓN

Se utilizaron pollos de engorda mixtos procedentes de una incubadora comercial los cuales fueron criados hasta los 27 días de edad con alimento iniciador sin pigmento y medicación. Durante la etapa de crianza las aves tuvieron alimento y agua a libre acceso.

PIGMENTO ALIMENTARIO

El pigmento amarillo que se utilizó fueron 80 ppm de xantofilas de flor de cempasúchil (PIVEG S.A. de C.V), las cuales se incluyeron en el alimento basado en una dieta sorgo-pasta de soya, dicho alimento fue consumido después de los 27 días de edad.

INÓCULOS

Alimento con 1.5 ppm de ocratoxina A. La ocratoxina A fue donada por el MVZ. MC. Arturo Ricardo García Morales (FMVZ-UNAM, México D.F.) la cual fue obtenida a partir de una cepa de *Aspergillus ochraceus* cultivada en el laboratorio de Micología de la FMVZ-UNAM. El procedimiento utilizado para la producción de esta toxina se basó en la técnica descrita por Trenk *et.al* y Madhyastha *et.al*.^{37,38}

Agua de bebida medicada con amprolio (Coccisol Shering-Ploug S.A. de C.V México) a una dosis de 1.2 g por litro.

Alimento con 5% de urea

DISEÑO EXPERIMENTAL

Las aves se dividieron en forma aleatoria simple en 4 grupos con 3 réplicas de 25 pollos cada uno. Los 4 grupos consumieron alimento basado en una dieta sorgo-soya el cual incluyo 80 ppm de xantofilas. El grupo 1 fue el testigo negativo, el grupo 2 fue tratado con ocratoxina A, el grupo 3 será tratado con amprolio y el grupo 4 con urea. (Cuadro 3)

Desafío. Las aves iniciaron los tratamientos al día 28 de edad.

Eutanasia. La primer toma se realizó a los 28 días de edad, para todos los muestreos se tomaron 5 aves por grupo, realizándose cada 10 días después de la inoculación. La eutanasia se realizó mediante dislocación de vértebras cervicales y posterior desangrado.³⁰

TOMA DE MUESTRAS

Determinación de xantofilas.

Plasma. Se colectaron 2 ml de sangre por medio de punción de la vena yugular, con etilendiaminotetracetato (EDTA) al 2% en una proporción de 1:10. Las muestras fueron centrifugadas a 1500 rpm durante 15 minutos para la obtención del plasma. El plasma fue colocado en lugar obscuro y refrigerado a 4°C.

Intestino. Se tomaron 2 secciones de intestino de 3 cm cada una, para la primera sección se tomó como referencia el divertículo de Meckel, se dejaron 5 cm antes de llegar a esta referencia anatómica y se cortaron los 3 cm requeridos, para la segunda sección se dejaron 5 cm posteriores al divertículo de Meckel y se cortaron los 3 cm siguientes. Las dos secciones se abrieron longitudinalmente y se enjuagaron con agua corriente, estas muestras fueron congeladas a -10°C.

Contenido intestinal. Se tomaron 2 g del contenido presente en intestino medio, los cuales se congelaron a -10°C.

Piel. Con el colorímetro de reflectancia Minolta CR-300® (Minolta, Co. Osaka, Japón) se determino el valor "b" de la piel de 10 aves vivas, al final de la necropsia de las 10 aves de cada grupo los cadáveres fueron conservados 24 horas en

refrigeración a 4°C, después de este periodo se determinó el valor "b" de la piel de las aves muertas y refrigeradas. Esta medición se realizó en la zona apterilica costal izquierda.

Determinación de humedad en contenido intestinal

Se colectó el contenido intestinal presente en el intestino medio de 10 aves por tratamiento, el cual fue pesado y colocado en un horno por 24 horas a 110°C para eliminar la humedad, posteriormente fue pesado para obtener el peso en seco y poder determinar el porcentaje de humedad.³⁹

Histopatología.

Se colectaron 2 cm de intestino correspondientes al segmento después del divertículo de Meckel enseguida de que se colectó la muestra para determinación de xantofilas. Las muestras fueron fijadas en formalina al 10% amortiguada (pH 7.4) y procesadas por las técnicas convencionales de inclusión en parafina y tinción de rutina de Hematoxilina y Eosina.^{31,32}

EVALUACIÓN DE LAS MUESTRAS

Determinación de xantofilas.

La cantidad de xantofilas presentes en plasma, contenido intestinal e intestino se evaluó con el espectrofotómetro Milton Roy Spectronic 20D® a una longitud de onda de 478nm según la técnica descrita por Allen¹⁴. Los resultados obtenidos fueron absorbancia luminosa del pigmento contenido en cada muestra. Para los

cálculos de concentración, se calculó la curva de regresión lineal utilizando los valores de absorbancia de estándares de concentración conocida de xantofilas. Los resultados fueron expresados como µg de xantofilas/g (mucosa intestinal, contenido intestinal) o ml (plasma) de muestra.

La determinación de la pigmentación cutánea se llevo a cabo en la zona apterilica costal izquierda de 10 aves con colorímetro de reflectancia Minolta CR-300® (Minolta, Co. Osaka, Japón), según la técnica de Janky.³³ Los valores numéricos que corresponden a la intensidad del color amarillo, tienen un intervalo comprendido desde -60 hasta +60. El valor negativo indica indirectamente el color azul y el valor positivo el color amarillo.^{4,28}

Evaluación macroscópica.

Se realizó una evaluación descriptiva de las lesiones macroscópicas gastroentéricas asociadas a cada uno de los tratamientos como aspecto de la mucosa y, del contenido intestinal.

Histopatología.

La evaluación histológica se realizó por medio de un microscopio fotónico con objetivo seco débil (10x), para la determinación del porcentaje de lesiones entéricas asociadas a la inoculación con ocratoxina A, amprolio y urea (Cuadro 2)

ANÁLISIS ESTADÍSTICO EXPERIMENTOS 1 Y 2

A los resultados de xantofilas plasmáticas, contenido intestinal e intestino, al igual que a los resultados de hemoglobina en contenido intestinal se les aplicó un análisis de varianza y las diferencias entre las medias fueron evaluadas mediante la prueba de Tukey. Para la comparación de las lesiones histológicas evaluadas y ver las diferencias existentes entre cada grupo se utilizó la prueba de U de Mann-Whitney. Se fijó el nivel de significancia en $p < 0.05$.

RESULTADOS

EXPERIMENTO 1

Determinación de xantofilas

Plasmas

Día 0. No hubo diferencia ($p > 0.05$) estadística entre los grupos no inoculados e inoculados (Figura 2)

3 días posinoculación. El grupo no tratado, así como, el grupo inoculado con *E. maxima* no mostraron diferencia ($p > 0.05$) entre ellos en la cantidad de xantofilas plasmáticas. Sin embargo, ambos grupos mostraron menor cantidad ($p < 0.05$) de pigmento que el resto de los grupos. Mientras que los grupos tratados con xantofilas y xantofilas + *E. maxima* no tuvieron diferencia ($p > 0.05$) en la cantidad de xantofilas entre ellos (Figura 2)

8 días posinoculación. Todos los grupos mostraron diferencia ($p < 0.05$) en la cantidad de xantofilas plasmáticas entre ellos. Siendo el orden de los grupos de menor a mayor cantidad de xantofilas el siguiente inoculados con *E. maxima*, no tratado, tratados con xantofilas + *E. maxima* y xantofilas (Figura 2)

13 días posinoculación. El grupo no tratado, así como, el grupo inoculado con *E. maxima* no mostraron diferencia ($p > 0.05$) entre ellos en la cantidad de xantofilas

plasmáticas. Sin embargo, ambos grupos mostraron menor cantidad ($p < 0.05$) de pigmento que el resto de los grupos. Mientras que el grupo tratado con xantofilas mostró mayor cantidad ($p < 0.05$) de xantofilas que el resto de los grupos (Figura 2)

18 días posinoculación. El grupo no tratado, así como, el grupo inoculado con *E. maxima* no mostraron diferencia ($p > 0.05$) entre ellos en la cantidad de xantofilas plasmáticas. Sin embargo, ambos grupos mostraron menor cantidad ($p < 0.05$) de pigmento que el resto de los grupos. Mientras que los grupos tratados con xantofilas y xantofilas + *E. maxima* no tuvieron diferencia ($p > 0.05$) en la cantidad de xantofilas entre ellos (Figura 2)

Contenido intestinal

Día 0. El grupo no tratado mostró diferencia ($p < 0.05$) en la cantidad de xantofilas del contenido intestinal con respecto al grupo tratado con xantofilas (Figura 3)

3, 13 y 18 días posinoculación. El grupo no tratado, así como, el grupo inoculado con *E. maxima* no mostraron diferencia ($p > 0.05$) entre ellos en la cantidad de xantofilas en contenido intestinal. Sin embargo, mostraron menor cantidad ($p < 0.05$) de xantofilas que el resto de los grupos. Mientras que los grupos tratados con xantofilas y xantofilas + *E. maxima* no tuvieron diferencia ($p > 0.05$) entre ellos (Figura 3)

Mucosa del yeyuno antes del divertículo de Meckel

Día 0. No hubo diferencia ($p > 0.05$) estadística entre los grupos no inoculados e inoculados (Figura 4)

3 y 18 días posinoculación. El grupo no tratado, así como, el grupo inoculado con *E. maxima* no mostraron diferencia ($p > 0.05$) entre ellos en la cantidad de xantofilas en la mucosa intestinal del yeyuno antes del divertículo de Meckel. Sin embargo, ambos grupos mostraron menor cantidad ($p < 0.05$) de pigmento que el resto de los grupos. Mientras que los grupos tratados con xantofilas y xantofilas + *E. maxima* no tuvieron diferencia ($p > 0.05$) en la cantidad de xantofilas entre ellos (Figura 4)

8 y 13 días posinoculación. El grupo no tratado, así como, el grupo inoculado con *E. maxima* no mostraron diferencia ($p > 0.05$) entre ellos en la cantidad de xantofilas en la mucosa intestinal del yeyuno antes del divertículo de Meckel. Sin embargo, ambos grupos mostraron menor cantidad ($p < 0.05$) de pigmento que el resto de los grupos. Mientras que el grupo tratado con xantofilas mostró mayor cantidad ($p < 0.05$) de xantofilas que el resto de los grupos (Figura 4)

Mucosa intestinal de yeyuno después del divertículo de Meckel

Día 0. El grupo no tratado mostró diferencia ($p < 0.05$) en la cantidad de xantofilas en la mucosa intestinal después del divertículo de Meckel con respecto al grupo tratado con xantofilas (Figura 5)

3, 13 y 18 días posinoculación. El grupo no tratado, así como, el grupo inoculado con *E. maxima* no mostraron diferencia ($p>0.05$) entre ellos en la cantidad de xantofilas en la mucosa intestinal del yeyuno después del divertículo de Meckel. Sin embargo, ambos grupos mostraron menor cantidad ($p<0.05$) de pigmento que el resto de los grupos. Mientras que los grupos tratados con xantofilas y xantofilas + *E. maxima* no tuvieron diferencia ($p>0.05$) en la cantidad de xantofilas entre ellos (Figura 5)

8 días posinoculación. El grupo no tratado, así como, el grupo inoculado con *E. maxima* no mostraron diferencia ($p>0.05$) entre ellos en la cantidad de xantofilas en la mucosa intestinal del yeyuno después del divertículo de Meckel. Sin embargo, ambos grupos mostraron menor cantidad ($p<0.05$) de pigmento que el resto de los grupos. Mientras que el grupo tratado con xantofilas mostró mayor cantidad ($p<0.05$) de xantofilas que el resto de los grupos (Figura 5)

Piel.

In vivo.

Día 0. El grupo no tratado mostró diferencia ($p<0.05$) en la cantidad de amarillamiento cutáneo con respecto al grupo tratado con xantofilas (Figura 6)

7 y 14 días posinoculación. El grupo no tratado, así como, el grupo inoculado con *E. maxima* no mostraron diferencia ($p>0.05$) entre ellos en la cantidad de amarillamiento cutáneo. Sin embargo, ambos grupos mostraron menor cantidad ($p<0.05$) de pigmento que el resto de los grupos. Mientras que el grupo tratado

con xantofilas mostró mayor cantidad ($p < 0.05$) de xantofilas que el resto de los grupos (Figura 6)

21 días posinoculación. Todos los grupos mostraron diferencia ($p < 0.05$) en la cantidad de amarillamiento cutáneo entre ellos. Siendo el orden de los grupos de mayor a menor cantidad de amarillamiento el siguiente tratados con xantofilas, xantofilas + *E. maxima*, no tratado e inoculado con *E. maxima* (Figura 6)

24 horas posrefrigeración (4°C)

Día 0. El grupo no tratado mostró diferencia ($p < 0.05$) en la cantidad de amarillamiento cutáneo con respecto al grupo tratado con xantofilas (Figura 7)

7 y 14 días posinoculación. El grupo no tratado, así como, el grupo inoculado con *E. maxima* no mostraron diferencia ($p > 0.05$) entre ellos en la cantidad de amarillamiento cutáneo. Sin embargo, ambos grupos mostraron menor cantidad ($p < 0.05$) de pigmento que el resto de los grupos. Mientras que el grupo tratado con xantofilas mostró mayor cantidad ($p < 0.05$) de xantofilas que el resto de los grupos (Figura 7)

21 días posinoculación. Todos los grupos mostraron diferencia ($p < 0.05$) en la cantidad de amarillamiento cutáneo entre ellos. Siendo el orden de los grupos de mayor a menor cantidad de amarillamiento el siguiente tratados con xantofilas, xantofilas + *E. maxima*, no tratado e inoculado con *E. maxima* (Figura 7)

Determinación de hemoglobina en contenido intestinal.

La detección de hemoglobina para todos los grupos y todas las tomas quedó por debajo del límite de detección de la técnica empleada. Además de no haber diferencia estadística significativa entre ninguno de los grupos ($p > 0.05$) (Cuadro 4)

Evaluación macroscópica de las lesiones en yeyuno.

Día 0. Los pollos no mostraron lesiones antes de la inoculación con *E. maxima*. (Cuadro 5)

3 y 8 días posinoculación. Los pollos del grupo tratado y no tratado con xantofilas no mostraron lesiones en la mucosa de yeyuno, en contraste ($P < 0.05$) en los tratados con *E. maxima* y xantofilas + *E. maxima*. Estos dos últimos grupos mostraron en todos los pollos lesiones en la mucosa. (Cuadro 5)

13 y 18 días posinoculación. Todos los pollos de todos los grupos no mostraron lesiones en la mucosa de yeyuno. ($P > 0.05$) (Cuadro 5)

Pesos

Día 0. Los pollos de todos los grupos no mostraron diferencia ($P > 0.05$) en los pesos corporales. (Figura 8)

7 y 14 días posinoculación. Los pollos no inoculados con *E. maxima* tuvieron pesos mayores ($P < 0.05$) que los grupos inoculados con *E. maxima* (Figura 8)

Histopatología.

Infiltrado inflamatorio en la mucosa

Día 0. No se apreció diferencia significativa ($p > 0.05$) en el infiltrado inflamatorio de la mucosa intestinal en ninguno de los grupos. (Figura 9)

3, 8, 13 y 18 días posinoculación. El grupo no tratado y el grupo tratado con xantofilas tuvieron menor porcentaje ($p < 0.05$) de infiltrado inflamatorio en mucosa intestinal que el resto de los grupos (Figura 9)

Edema

Días 0, 3 y 8. Los pollos de todos los grupos no mostraron diferencia ($p > 0.05$) en el porcentaje de edema en las vellosidades de la mucosa intestinal. (Figura 10)

13 y 18 días posinoculación. El grupo no tratado y el grupo tratado con xantofilas tuvieron menor porcentaje ($p < 0.05$) de edema en las vellosidades de la mucosa intestinal que el resto de los grupos (Figura 10)

Fusión de vellosidades

Días 0 y 3. Los pollos de todos los grupos no mostraron diferencia ($p > 0.05$) en el porcentaje de fusión de vellosidades de la mucosa intestinal. (Figura 11)

8, 13 y 18 días posinoculación. El grupo no tratado y el grupo tratado con xantofilas tuvieron menor porcentaje ($p < 0.05$) de fusión de vellosidades de la mucosa intestinal que el resto de los grupos (Figura 11)

Hiperplasia del epitelio.

Días 0, 3 y 8. Los pollos de todos los grupos no mostraron diferencia ($p > 0.05$) en el porcentaje de hiperplasia del epitelio de la mucosa intestinal. (Figura 12)

13 y 18 días posinoculación. El grupo no tratado y el grupo tratado con xantofilas tuvieron menor porcentaje ($p < 0.05$) de hiperplasia del epitelio de la mucosa intestinal que el resto de los grupos (Figura 12)

Hiperplasia de células calciformes.

Días 0 y 3. Los pollos de todos los grupos no mostraron diferencia ($p > 0.05$) en el porcentaje de hiperplasia de células calciformes de la mucosa intestinal. (Figura 13)

8, 13 y 18 días posinoculación. El grupo no tratado y el grupo tratado con xantofilas tuvieron menor porcentaje ($p < 0.05$) de hiperplasia de células calciformes de la mucosa intestinal que el resto de los grupos (Figura 13)

Necrosis del epitelio.

Día 0, 13 y 18. Los pollos de todos los grupos no mostraron diferencia ($p>0.05$) en el porcentaje de necrosis del epitelio de la mucosa intestinal. (Figura 14)

3 y 8 días posinoculación. El grupo no tratado y el grupo tratado con xantofilas tuvieron menor porcentaje ($p<0.05$) de necrosis del epitelio de la mucosa intestinal que el resto de los grupos (Figura 14)

Cantidad de coccidias en la mucosa intestinal.

Día 0, 3, 13 y 18. Los pollos de todos los grupos no presentaron coccidias en la mucosa intestinal. (Figura 15)

8 días posinoculación. El grupo no tratado y el tratado con xantofilas no presentaron coccidias en la mucosa intestinal, en contraste ($p<0.05$) con los grupos tratados con *E. maxima* y xantofilas + *E. maxima*. Estos dos últimos grupos no presentaron diferencia ($p>0.05$) en la cantidad de coccidias. (Figura 15)

También se evaluó el número de criptas intestinales dilatadas, cuyo resultado fue de 0 para todos los grupos durante todo el periodo que duro la prueba. Además del porcentaje de atrofia de vellosidades y presencia de hemorragias en la mucosa asignando a estas dos ultimas lesiones 0% de calificación en todos los grupos durante todo el periodo que duró la prueba.

Parasitología

Día 0. En las heces de las aves muestreadas no se detectó la presencia de ooquistes en heces.

3 días posinoculación. En las aves no inoculadas no se detectó la presencia de ooquistes en heces; sin embargo, en las aves inoculadas se detectaron en promedio 4725 ooquistes de *Eimeria maxima* por gramo de heces.

8 días posinoculación. En las aves no inoculadas no se detectó la presencia de ooquistes en heces, sin embargo en las aves inoculadas se detectaron en promedio 37413 ooquistes de *Eimeria maxima* por gramo de heces.

13 y 18 días posinoculación. Tanto en las aves no inoculadas como en las inoculadas las muestras de heces fueron negativas.

EXPERIMENTO 2

Determinación de xantofilas.

Plasma.

10 días posteriores al inicio del tratamiento. El grupo no tratado mostró mayor ($p < 0.05$) cantidad de xantofilas en plasma que el resto de los grupos. Mientras que el grupo tratado con OA exhibió menor ($p < 0.05$) cantidad que el resto de los

grupos. Los grupos de amprolio y urea no mostraron diferencia ($p>0.05$) entre ellos.(Figura 16)

20 días posteriores al inicio del tratamiento. Los grupos no tratado y tratado con amprolio mostraron mayor cantidad ($p<0.05$) que el resto de los grupos. Mientras que el grupo tratado con OA mostró menor ($p<0.05$) que el grupo tratado con urea.(Figura 16)

Contenido intestinal.

10 días posteriores al inicio del tratamiento. El grupo no tratado y el grupo tratado con OA no tuvieron diferente cantidad ($p>0.05$) de xantofilas en contenido intestinal entre ellos. Sin embargo, tuvieron menor cantidad ($p<0.05$) de xantofilas que el resto de los grupos. Los grupos tratados con amprolio y urea no mostraron diferencia ($p>0.05$) entre ellos (Figura 17).

20 días posteriores al inicio del tratamiento. El grupo no tratado tuvo menor cantidad ($p<0.05$) de xantofilas en contenido intestinal que el resto de los grupos. Los grupos tratados con OA, amprolio y urea no mostraron diferencia ($p>0.05$) entre ellos. (Figura 17)

Mucosa intestinal de yeyuno antes del divertículo de Meckel.

10 días posteriores al inicio del tratamiento. El grupo tratado con OA tuvo menor cantidad ($p<0.05$) de xantofilas en mucosa intestinal antes del divertículo de

Meckel que el resto de los grupos. El grupo no tratado y los grupos tratados con amprolio y urea no mostraron diferencia ($p>0.05$) entre ellos. (Figura 18)

20 días posteriores al inicio del tratamiento. El grupo tratado con OA tuvo menor cantidad ($p<0.05$) de xantofilas en mucosa intestinal antes del divertículo de Meckel que el resto de los grupos. Mientras que el grupo tratado con amprolio presentó mayor cantidad ($p<0.05$) que el resto de los grupos. Los grupos no tratado y tratado con urea no mostraron diferencia ($p>0.05$) entre ellos. (Figura 18)

Mucosa intestinal de yeyuno después del divertículo de Meckel.

10 días posteriores al inicio del tratamiento. El grupo tratado con OA tuvo menor cantidad ($p<0.05$) de xantofilas en mucosa intestinal antes del divertículo de Meckel que el resto de los grupos, mientras que el grupo tratado con amprolio tuvo menor cantidad ($p<0.05$) que el grupo no tratado y el tratado con urea. Los grupos no tratado y el tratado con urea no mostraron ($p>0.05$) diferencia entre ellos.(Figura 19)

20 días posteriores al inicio del tratamiento. El grupo tratado con OA tuvo menor cantidad ($p<0.05$) de xantofilas en mucosa intestinal antes del divertículo de Meckel que el resto de los grupos. Mientras que el grupo tratado con urea presentó menor cantidad ($p<0.05$) que el grupo no tratado; sin embargo, no mostró diferencia ($p>0.05$) con el grupo tratado con amprolio. El grupo no tratado y el grupo tratado con amprolio no mostraron diferencia ($p>0.05$) entre ellos. (Figura 19)

Piel.

In vivo.

10 y 20 días posteriores al inicio del tratamiento. El grupo tratado con OA tuvo menor cantidad ($p < 0.05$) de amarillamiento en piel que el resto de los grupos. El grupo no tratado y los grupos tratados con amprolio y urea no mostraron diferencia ($p > 0.05$) entre ellos. (Figura 20)

24 horas posrefrigeración (4°C)

10 y 20 días posteriores al inicio del tratamiento. El grupo tratado con OA tuvo menor cantidad ($p < 0.05$) de amarillamiento en piel que el resto de los grupos. El grupo no tratado y los grupos tratados con amprolio y urea no mostraron diferencia ($p > 0.05$) entre ellos. (Figura 21)

Determinación de humedad en contenido intestinal.

10 días posteriores al inicio del tratamiento. El grupo no tratado no mostró diferencia ($p > 0.05$) en el porcentaje de humedad en el contenido intestinal que el grupo tratado con amprolio; sin embargo, mostró menor ($p < 0.05$) humedad que el resto de los grupos. El grupo tratado con amprolio no mostró ($p > 0.05$) diferencia con el grupo tratado con OA; sin embargo, tuvo menor cantidad ($p < 0.05$) que el grupo tratado con urea. El grupo tratado con urea tuvo mayor cantidad ($p < 0.05$) que el resto de los grupos (Figura 22)

20 días posteriores al inicio del tratamiento. El grupo no tratado y el tratado con amprolio no mostraron diferencia ($p>0.05$) en el porcentaje de humedad en el contenido intestinal entre ellos; sin embargo ambos grupos tuvieron menor cantidad ($p<0.05$) que el resto de los grupos. Los grupos tratados con OA y urea no mostraron diferencia ($p>0.05$) entre ellos. (Figura 22)

Evaluación macroscópica.

Día 0. No se observó ningún cambio patológico aparente en el intestino de los cuatro grupos.

10 y 20 días posteriores al inicio del tratamiento. En el grupo no tratado y las aves tratadas con amprolio no se observaron cambios patológicos aparentes. En las aves tratadas con OA y urea se observó un cambio en la densidad del contenido intestinal caracterizándose por ser más acuoso en el 100% de los intestinos evaluados. En el caso de las aves tratadas con OA la mucosa intestinal se encontraba severamente pálida en el 100% de los intestinos de las aves de este grupo.

Histopatología.

Infiltrado inflamatorio en la mucosa

10 días posteriores al inicio del tratamiento. Los pollos de todos los grupos no mostraron diferencia ($p>0.05$) en el porcentaje de infiltrado inflamatorio en mucosa intestinal. (Figura 23)

20 días posteriores al inicio del tratamiento. Los pollos del grupo no tratado no mostraron infiltrado inflamatorio en contraste ($p < 0.05$) con el resto de los grupos. El grupo tratado con amprolio mostró menor porcentaje ($p < 0.05$) de infiltrado que los grupos tratados con OA y urea. Los grupos tratados con OA y urea no mostraron diferencia ($p > 0.05$) entre ellos. (Figura 23)

Edema

10 días posteriores al inicio del tratamiento. El grupo no tratado y los grupos tratados con OA y urea no mostraron diferencia ($p > 0.05$) en el porcentaje de edema en las vellosidades de la mucosa intestinal. Sin embargo, tuvieron menor porcentaje ($p < 0.05$) que el grupo tratado con amprolio. (Figura 24)

20 días posteriores al inicio del tratamiento. Los pollos de todos los grupos no mostraron diferencia ($p > 0.05$) en el porcentaje de mucosa intestinal con edema en las vellosidades (Figura 24)

Fusión de vellosidades

10 días posteriores al inicio del tratamiento. Los grupos no tratado, los tratados con OA y amprolio no mostraron diferencia ($p > 0.05$) en el porcentaje de mucosa intestinal con fusión de vellosidades. Sin embargo, el grupo no tratado presenta menor porcentaje ($p < 0.05$) que el grupo tratado con urea. Mientras que los grupos tratados con OA , amprolio y urea no mostraron ($P > 0.05$) diferencia en el porcentaje entre ellos.(Figura 25)

20 días posteriores al inicio del tratamiento. El grupo no tratado y el grupo tratado con amprolio no tuvieron diferencia ($p>0.05$) en el porcentaje de mucosa intestinal con fusión de vellosidades. Sin embargo, mostraron menor cantidad ($p<0.05$) que el resto de los grupos. Los grupos tratados con OA y urea no mostraron diferencia ($p>0.05$) entre ellos (Figura 25)

Hiperplasia del epitelio

10 días posteriores al inicio del tratamiento. El grupo no tratado y el grupo tratado con OA no presentaron diferencia ($p>0.05$) en el porcentaje de mucosa intestinal con hiperplasia del epitelio. Sin embargo, el grupo no tratado tuvo menor porcentaje ($p<0.05$) que los grupos tratados con amprolio y urea. Mientras que el grupo tratado con OA no mostró diferencia ($p>0.05$) con el grupo tratado con amprolio; sin embargo, tuvo menor porcentaje ($p<0.05$) que el grupo tratado con urea. Los grupos tratados con amprolio y urea no mostraron ($p>0.05$) diferencia entre ellos. (Figura 26)

20 días posteriores al inicio del tratamiento. El grupo no tratado y el tratado con OA no presentaron diferencia ($p>0.05$) en el porcentaje de mucosa intestinal con hiperplasia del epitelio. Sin embargo, presentaron menor cantidad ($p<0.05$) que el resto de los grupos. Los grupos tratados con amprolio y urea no tuvieron diferencia ($p>0.05$) entre ellos (Figura 26)

Hiperplasia de células caliciformes

10 días posteriores al inicio del tratamiento. Todos los grupos mostraron diferencia ($p < 0.05$) en el porcentaje de mucosa intestinal con hiperplasia de células caliciformes. Siendo de menor a mayor el porcentaje en el grupo no tratado, grupos tratados con OA, amprolio y urea. (Figura 27)

20 días posteriores al inicio del tratamiento. El grupo no tratado y el grupo tratado con amprolio no tuvieron diferencia ($p > 0.05$) en el porcentaje de mucosa intestinal con hiperplasia de células caliciformes. Sin embargo, mostraron menor cantidad ($p < 0.05$) que el resto de los grupos. Los grupos tratados con OA y urea no mostraron diferencia ($p > 0.05$) entre ellos (Figura 27)

También se evaluó el número de criptas intestinales dilatadas, cuyo resultado fue de 0 para todos los grupos durante todo el periodo que duro la prueba. Además del porcentaje de atrofia de vellosidades asignando 0% de calificación en todos los grupos durante todo el periodo que duró la prueba.

DISCUSIÓN

EXPERIMENTO 1

Xantofilas plasmáticas

La disminución de xantofilas plasmáticas a los 8 días posinoculación en los grupos inoculados con *E. maxima* y xantofilas + *E. maxima*, así como, a los 13 días posinoculación en el grupo tratado con xantofilas + *E. maxima*, se puede deber a que a los 8 días posinoculación, se están llevando a cabo las fases de esquizogonia y gametogonia en la mucosa intestinal. Por lo que la absorción de xantofilas en la mucosa intestinal se ve reducida por el daño directo a la mucosa intestinal del protozooario, además de verse influenciada por la cantidad de ooquistes inoculados, la edad del ave y su susceptibilidad. Lo que coincide con lo descrito en otros estudios en donde se han inoculado aves con 50,000 y 6, 700 ooquistes esporulados observándose reducción significativa en la absorbancia de los plasmas desde los 6 hasta los 12 días posteriores a la inoculación.^{13,40}

Xantofilas en el contenido intestinal

La cantidad de xantofilas en contenido intestinal entre los grupos tratados con xantofilas y xantofilas + *E. maxima* no presentó diferencia estadística significativa. Sin embargo, el grupo tratado con *E. maxima* presentó mayor cantidad de xantofilas en el día 8 posinoculación, que el grupo no tratado, esto se puede deber a que el pigmento contenido en el alimento de manera natural no se absorbió y permaneció en el contenido intestinal. La falta de absorción de pigmento puede estar asociado a un incremento en la cantidad de células caliciformes en la mucosa intestinal cuya producción de moco atrapa las xantofilas impidiendo su

absorción.¹⁴ Además al aumentar la cantidad de células calciformes disminuye el número de células epiteliales, lo que disminuye la capacidad de absorción intestinal.

Xantofilas en la mucosa de yeyuno

La disminución de xantofilas en la mucosa intestinal del yeyuno antes del divertículo de Meckel, a los 8 y 13 días posinoculación y a los 8 días posinoculación después del divertículo de Meckel, se asocia al daño directo del protozoario en la mucosa intestinal a los 8 días posinoculación en el grupo tratado con xantofilas + *E. maxima*, ya que coincide con el día en que se observó mas daño a nivel de la mucosa intestinal, mayor número de coccidias en el epitelio y mayor porcentaje de necrosis epitelial. Lo que coincide con lo descrito por Scholtzysek¹³ el cual menciona que las mayores alteraciones a nivel fisiológico en pollos de engorda inoculados con *E. maxima* ocurren durante la fase de esporogonia, ya que probablemente ocurre una rápida penetración de gametocitos en las células epiteliales.

Pigmentación cutánea

Aunque la pigmentación cutánea fue mayor en las aves muertas y con 24 horas de refrigeración a 4°C el comportamiento entre los grupos fue similar tanto en los pollos vivos y los muertos refrigerados. El grupo tratado con xantofilas + *E. maxima* se vio afectado desde los 7 hasta los 21 días posinoculación. Este efecto se debió a la disminución en la cantidad de xantofilas plasmáticas y por lo tanto disminuyó la deposición de estas en la piel. Esto coincide con lo descrito en diversos estudios donde se ha evaluado el efecto de *E. maxima* en la

pigmentación cutánea observándose efectos detrimentales en la pigmentación en aves inoculadas con 5, 000, 9,000, 10, 000 y 50,000 ooquistes observándose efectos negativos en la pigmentación a partir de los 12 días posinoculación.^{13,41,42}

Cantidad de hemoglobina en el contenido intestinal

Durante mucho tiempo la presencia de moco naranja en aves infectadas con *E. maxima* se ha asociado a la presencia de sangre la cual tiñe de color amarillo anaranjado el moco presente en el intestino medio de las aves infectadas con *E. máxima*^{9,15,35} En el presente estudio se observó la presencia de moco amarillo anaranjado en el contenido intestinal del grupo tratado con xantofilas y *E. maxima*. Sin embargo, al realizar la determinación de hemoglobina en el contenido intestinal, todos los grupos y tomas no mostraron diferencias significativas y estuvieron por debajo del límite de detección establecido. Lo cual indica, que el contenido intestinal en el caso de los grupos tratados con *E. maxima* y xantofilas + *E. maxima* no presentaron hemorragias y por lo tanto el color amarillo anaranjado del contenido intestinal en el grupo tratado con xantofilas y *E. maxima* se puede deber a la presencia de xantofilas y no a la presencia de hemoglobina.

Lesiones macroscópicas entéricas asociadas a la inoculación con E. maxima

Los grupos tratados con *E. maxima* y xantofilas + *E. maxima* presentaron lesiones 1+ y 3+ a los 3 y 8 días posinoculación respectivamente. En el grupo tratado con xantofilas + *E. maxima* se observó la presencia de abundante cantidad de moco amarillo anaranjado esta coloración se asocia a la presencia de xantofilas que quedan atrapadas en ese moco. Lo que se confirma al observar la cantidad de xantofilas plasmáticas y la pigmentación cutánea de este grupo comparado con el tratado solo con xantofilas, el cual tiene mayor cantidad de xantofilas plasmáticas

y mejor pigmentación cutánea que el grupo tratado con xantofilas + *E. maxima*. En el grupo tratado con *E. maxima* presento abundante cantidad de moco a los 8 días posinoculación, lo que hizo posible que las xantofilas presentes de forma natural en el alimento quedaran atrapadas en el contenido intestinal y al determinar la cantidad de xantofilas en plasma, las xantofilas estuvieron disminuidas y en contenido intestinal aumentadas.

Pesos corporales

A partir de los 7 días posinoculación los grupos tratados con *E. maxima* y xantofilas + *E. maxima* presentaron pesos corporales significativamente menores con respecto al resto de los grupos. La diferencia entre los pesos se debe al daño directo de *E. maxima* en la mucosa del yeyuno, lo que impide la absorción de nutrientes. En otros estudios se ha mencionado que es cierto que *E. maxima* tiene un efecto importante sobre la pigmentación; sin embargo, el efecto sobre la ganancia de peso dependerá de la dosis de ooquistes que se utilice. Por ejemplo, Bletner y col.⁴¹ observaron que con 5,000 ooquistes inoculados no se presentaron diferencia estadística entre el grupo tratado y el no tratado; sin embargo, con 9,000 y 10, 000 ooquistes si se observó diferencia. Voeten y col.⁴³ observaron que además de la cantidad de ooquistes inoculados otros factores a considerar son: la virulencia de la cepa, la edad y la susceptibilidad de cada ave.

Histopatología

Los grupos tratados con *E. maxima* y xantofilas + *E. maxima* presentaron mayor porcentaje de necrosis, infiltrado inflamatorio y edema a partir de los 3 días posinoculación. Esto como respuesta inflamatoria aguda y primaria del sistema

inmune a la invasión por coccidias. La respuesta es más severa a los 8 días posinoculación, lo que coincide con la cantidad de coccidias en la mucosa intestinal y la cantidad de oquistes en heces. La fusión de vellosidades, la hiperplasia del epitelio y la hiperplasia de células caliciformes se incrementa a los 8 días posinoculación en los grupos tratados con *E. maxima* y xantofilas + *E. maxima*, estos cambios se pueden considerar crónicos en la infección con coccidias. La hiperplasia del epitelio en casos de infecciones por *E. maxima* ha sido descrita como un mecanismo de compensación durante la fase de recuperación.^{9,29}

En el presente trabajo no se observó la presencia de hemoglobina, hemorragias o congestión a nivel histológico en ninguno de los tratamientos evaluados por lo que con estos hallazgos se concluye que aves inoculadas con 100,000 oquistes esporulados de *Eimeria maxima* la presencia de moco naranja en el contenido intestinal no se asocia a la presencia de sangre en el ámbito histológico.

EXPERIMENTO 2

Xantofilas plasmáticas

La reducción en la cantidad de xantofilas plasmáticas en los grupos tratados con OA y urea a los 10 y 20 días postratamiento y a los 10 días en el caso del grupo tratado con amprolio puede estar asociado a un incremento en la cantidad de liquido presente en el contenido intestinal debido a la diuresis provocada por estos agentes. Al presentarse diuresis, la orina fluye de la cloaca al intestino delgado, debido a los movimientos peristálticos retrógrados lo que diluye la cantidad de xantofilas presentes en el contenido e incrementa el tránsito intestinal. Por lo que las xantofilas no se absorben en la misma cantidad.^{24,25}

En el caso del grupo tratado con amprolio a los 20 días posteriores al inicio del tratamiento la cantidad de xantofilas en plasma se recupera y no presenta diferencia con el grupo no tratado en la cantidad de xantofilas plasmáticas. Esto se pudiera asociar a un proceso de adaptación por parte de las aves, lo que produjo disminución de la diuresis. Además, el grupo tratado con amprolio tiene menor infiltrado inflamatorio, lo que permite mayor absorción de pigmento. La disminución en el infiltrado inflamatorio se puede deber a un efecto antibiótico por parte del amprolio. Aunado a la hiperplasia del epitelio lo que proporciona una mayor superficie de absorción.

La baja cantidad de xantofilas en plasma en el grupo tratado con OA puede estar relacionada con el efecto de disminuir la síntesis proteica que tiene la OA. Esta disminución puede afectar la síntesis proteica de Apo-I, la cual es una apolipoproteína encargada de transportar el pigmento dentro del enterocito y en el plasma. Esto aunado a que la OA produjo menor hiperplasia del epitelio que el tratamiento con amprolio y urea, lo que se refleja en menor producción de moco que capture el pigmento. Este efecto se observa con el contenido a los 10 días.

Xantofilas en el contenido intestinal

A los 10 y 20 días postratamiento en los grupos tratados con amprolio y urea la cantidad de xantofilas en el contenido intestinal fue significativamente mayor con respecto al grupo no tratado. Este efecto puede asociarse a la diuresis inducida por estos agentes. En el caso de la OA a los 10 días postratamiento la cantidad de xantofilas en el contenido intestinal no presenta diferencia estadística significativa con respecto al grupo no tratado. Sin embargo, a los 20 días postratamiento la cantidad de xantofilas en contenido intestinal es significativamente mayor con

respecto al grupo no tratado, este efecto puede asociarse a la diuresis provocada por la micotoxina.

Xantofilas en la mucosa intestinal del yeyuno

El grupo tratado con OA presentó menor cantidad de xantofilas en la mucosa intestinal del yeyuno antes y después del divertículo de Meckel con respecto al resto de los grupos, efecto que no se observa en los grupos tratados con amprolio y urea. Por lo que puede pensarse que además de que existe una dilución de xantofilas en el contenido intestinal, existen otros mecanismos por los que en caso de intoxicaciones con OA se puede ver disminuida la cantidad de xantofilas tanto plasmáticas como en mucosa intestinal. Otros estudios con OA han sugerido que la disminución en la absorción de xantofilas puede estar asociada a una deficiencia de proteínas transportadoras, las cuales participan en el transporte de xantofilas de la luz intestinal al plasma.²⁴

En el caso del grupo tratado con amprolio a los 20 días posteriores al inicio del tratamiento la cantidad de xantofilas en la mucosa intestinal es mayor con respecto al resto de los grupos. Por lo que el amprolio puede tener efecto positivo en la absorción de xantofilas plasmáticas. Este efecto puede ser el mismo descrito ya con anterioridad.

Pigmentación cutánea

En los grupos tratados con amprolio y urea no se observó diferencia estadística significativa con respecto al grupo no tratado, tanto en las mediciones in vivo como 24 horas posrefrigeración; sin embargo, en el grupo tratado con OA la pigmentación cutánea se vio afectada severamente. En casos de intoxicación con OA la producción de proteínas puede inhibirse o ser defectuosa por lo que su

función se ve alterada. El transporte de xantofilas de la luz intestinal hacia la sangre y de ahí a los tejidos es a través de lipoproteínas de alta densidad, una de las mas importantes y abundantes es la apolipoproteína Apo-I la cual se produce en los enterocitos y que en casos de ocratoxicosis puede verse afectada y por lo tanto el transporte de xantofilas de la luz intestinal hacia la sangre y los tejidos se ve alterada. Debido a este proceso se observa una alta cantidad de xantofilas en el contenido intestinal y una baja o nula cantidad de xantofilas en plasma, lo que indica que las xantofilas del alimento tuvieron escasa absorción y por lo tanto las aves tuvieron nula pigmentación cutánea.

Determinación de humedad en contenido intestinal

A los 10 días posinoculación se logró replicar un cuadro de diuresis en todos los grupos siendo el grupo tratado con urea el mas afectado. A los 20 días posteriores al tratamiento solo los grupos tratados con OA y urea mostraron un alto porcentaje de humedad en el contenido intestinal. En cuanto al grupo tratado con urea, se observa un efecto de dilución en el contenido intestinal dado el reflujo de orina de la cloaca hacia los ciegos y la parte distal del intestino delgado.²⁶ Esto se refleja en la cantidad de xantofilas plasmáticas absorbidas; sin embargo, esta disminución en la cantidad de xantofilas plasmáticas no es lo suficientemente significativa para tener un efecto detrimental en la pigmentación cutánea final. A diferencia del grupo tratado con OA que también mostró un alto porcentaje de humedad en contenido intestinal y si tuvo efecto sobre la pigmentación cutánea final.

Lesiones macroscópicas entéricas asociadas al tratamiento con OA, amprolio y urea

Los grupos tratados con OA y urea presentaron el contenido intestinal mas acuoso que el resto de los grupos esto debido al cuadro de diuresis que presentaron estas aves. La mucosa intestinal del grupo tratado con OA se encontró blanca a diferencia del resto de los grupos lo cual indica la baja o nula absorción de xantofilas. Esto se puede deber a la disminución en la producción de moco. Esta disminución puede ser el resultado de la disminución en la síntesis proteica y de mucoproteínas, provocada por la OA.

Histopatología

Las lesiones observadas a nivel histológico en el caso de tratamiento con OA, amprolio y urea no han sido descritas en ningún trabajo. En el caso de los grupos tratados con OA y urea a los 10 días posteriores al inicio del tratamiento mostraron mayor porcentaje de infiltrado inflamatorio en la mucosa intestinal, en el porcentaje de edema el grupos mas afectado fue el tratado con amprolio; sin embargo, este efecto solo se observa a los 10 días posteriores al inicio del tratamiento. La fusión de vellosidades se observo en un alto porcentaje en los grupos tratados con OA y urea 20 días posteriores al inicio del tratamiento. El grupo tratado con amprolio mostró mayor porcentaje de hiperplasia del epitelio a los 20 días postratamiento, este efecto en la mucosa intestinal repercute directamente con la cantidad de xantofilas plasmáticas a los 20 días postratamiento en donde se observa que la cantidad de xantofilas en plasma se recupera y no presenta diferencia con el grupo no tratado en la cantidad de xantofilas plasmáticas. Además el grupo tratado con amprolio tiene menor infiltrado inflamatorio, lo que permite mayor absorción de

pigmento. En cuanto al grupo tratado con urea se observa hiperplasia de células caliciformes desde los 10 días postratamiento las cuales son productoras de moco, el cual contribuye con el proceso de difusión pasiva para la absorción de xantofilas, además de actuar como mecanismo compensatorio ante la diuresis que están padeciendo estas aves.

CONCLUSIONES

EXPERIMENTO 1

Se confirmó que la infección por *Eimeria maxima* pueden tener efecto detrimental sobre la pigmentación y la absorción de nutrientes, lo que repercute en el valor de las aves y su comercialización. Además se probó que la coloración amarillo anaranjada del moco presente en el contenido intestinal en infecciones por *Eimeria maxima* no se debe a la presencia de sangre, si no a la presencia de xantofilas. Lo que fue probado a través de la detección de hemoglobina utilizando un método de espectrofotometría, aunado a la evaluación histológica de secciones de intestino de pollos de engorda tratados con *Eimeria maxima* y xantofilas + *Eimeria maxima*. Los cambios histológicos más importantes fueron la necrosis del epitelio a los 8 días posinoculación, día en donde la cantidad de xantofilas a nivel plasmático disminuye considerablemente en los grupos tratados con *Eimeria maxima*. Además no se observó la presencia de hemorragias ni congestión, lo cual tiene una alta relación con el hecho de no haber encontrado hemoglobina en el contenido intestinal de las aves tratadas con *Eimeria maxima*.

EXPERIMENTO 2

Se corroboró el efecto de la diuresis sobre el contenido intestinal, la cual provoca un efecto de dilución en este. La dilución del contenido intestinal produce disminución en la concentración de xantofilas en el contenido intestinal y por lo

tanto disminución en la absorción y concentración de xantofilas plasmáticas. En el grupo tratado con urea, la diuresis provocó disminución en la cantidad de xantofilas plasmáticas; sin embargo, la pigmentación cutánea no se vio afectada. En el caso del grupo tratado con amprolio mostró recuperación en la cantidad de xantofilas plasmáticas 20 días posteriores al tratamiento lo cual puede ser asociado al efecto antibiótico sobre la mucosa intestinal provocando disminución en el porcentaje de infiltrado inflamatorio y un incremento en el porcentaje de hiperplasia del epitelio de la mucosa intestinal, aunado a la menor humedad del contenido intestinal lo cual repercutió en una mejor absorción de xantofilas. En el caso del grupo tratado con OA fue evidente la escasa absorción de xantofilas, lo cual si lo comparamos con el grupo tratado con urea, el cual a pesar de la diuresis que presentó continuo con la absorción de xantofilas. Además la dilución del contenido intestinal en casos de diuresis en pollos de engorda, la disminución en las proteínas transportadoras de xantofilas tienen efecto detrimental sinérgico en los pollos intoxicados con OA.

REFERENCIAS

1. Shane SM. El uso de los pigmentantes en alimentos para aves. Tecnología avipecuaria, 1990;72:6-7
2. Piracés SF. Cortés C.R. Factores que afectan la pigmentación del pollo de carne. X Ciclo de conferencias Internacionales sobre avicultura. AMENA. 1991;103-127
3. Littlefield LH. Bletner JK. Shirley HV. Goff OE. Locating the site of absorption of xanthophylls in the chicken by surgical technique. Pou Sci 1972;51 1721-1725
4. Fernández S. Pigmentación en avicultura. Diplomado en Producción Avícola. Depto. de Aves. Fac. de Med. Vet. y Zoot. U.N.A.M. México D.F. del 28 de Febrero al 4 de Marzo: 2000; 99-120
5. Tyczkowski JK. Hamilton PB. Absorption, transport and deposition in chickens of lutein diester, a carotenoid extracted from Marigold (*Tagetes erecta*). Pou Sci 1986;65 1526-1531
6. Vicente SJL. Aspectos básicos sobre la pigmentación en la industria avícola. Diplomado en Producción Avícola. Depto. de Aves. Fac. de Med. Vet. y Zoot. U.N.A.M. México D.F. del 28 de Febrero al 4 de Marzo: 2000; 94-98
7. Herrick GM. Repletion and depletion of pigmentantion in broiler skin and shanks. Pou Sci 1977;50 1467-1475

8. Harms RH. Evidence of differences in pigmentation among strains and crosses of broilers. *Pou Sci* 1977;56 86-90
9. López CC. Repercusiones de las coccidias y endoparásitos en la absorción de nutrientes y el metabolismo de las aves. Noveno curso de actualización AVI-MEX. Patologías digestivas y metabólicas de las aves. México D.F. 25 de Julio: 1997; 64-89
10. Goodwin MA. Patofisiología del aparato digestivo de las aves: Una revisión. Curso de enfermedades digestivas de las aves. ANECA. México D.F. 9 de octubre: 1998; 23-36
11. Bedrník P. Experiencia en el control de la coccidiosis aviar en América. XXVI Convención anual de la ANECA. Acapulco, Guerrero. México. Del 25 al 28 de abril: 2001; 17-20
12. McDougal RL and Reid MW. *Coccidiosis in Diseases of Poultry*. Edited by Calnek BW, Barnes HJ, Reid MW and Yorder HW: 9th ed. Iowa State University Press. Ames Iowa, 1991.
13. Stephens JF. Kowalski LM. Borts W. Some physiological effects of coccidiosis caused by *Eimeria maxima* in young chickens. *J. Parasit* 1967 :53 176-179
14. Allen CP. Physiological Responses of Chicken Gut Tissue to Coccidial Infection: Comparative Effects *Eimeria acervulina* and *Eimeria mitis* on Mucosal Mass, Carotenoid, and Brush Border Enzyme Activity. *Pou Sci* 1987;66:1306-1315

15. Long PL. Millard BJ. Joyner LP. Norton CC. A guide to laboratory techniques used in the study and diagnosis of avian coccidiosis. *Fol. Vet. Lat.* 1976 ;4 201-217
16. Sumano LHS. Ocampo CL. *Farmacología Veterinaria*. Ed. McGraw-Hill Interamericana: 2ª.ed. México D.F. 1997:304-305p
17. Bafundo KW. Effect of Nicarbazin and Narasin-Nicarbazin Combinations on Broiler Pigmentation. *Pou Sci* 1989;68: 374-379
18. Huff WE. Doerr CJ. Wabeck GW. Chaloupka GW. May JD. Merkle JW. The individual and combined effects of aflatoxin and ochratoxin A on various processing parameters of broiler chickens *Pou Sci* 1984;63: 2153-2161
19. Huff WE. Kubena LF. y Harvey RB. Progression of Ochrotoxicosis in Broiler Chickens *Pou Sci* 1988;67: 1139-1146
20. Huff WE. Ruff MD. *Eimeria acervulina* and *Eimeria tenella* Infections in Ochratoxin A Compromised Broiler Chickens. *Pou Sci* 1982; 61: 685-692
21. Burns RB. Dwivedi P. The natural occurrence of ochratoxin A and its effects on poultry. A review Part I. Epidemiology and toxicity. *World Poul Sci J* 1986 :42 ;32-47
22. Burns RB. Dwivedi P. The natural occurrence of ochratoxin A and its effects on poultry. A review Part I. Pathology and immunology. *World Poul Sci J* 1986 :42 ;48-55
23. Giralt PJ. Javierre JJA. Piñol CJM. Ramallo AT. El problema de la contaminación fúngica en la industria de los piensos. Ed. Lucta, S.A: 2ª.ed. Barcelona. España, 1989:36-37p

24. Schaeffer JL. Tyczkowski JK. Hamilton PB. Alterations in Carotenoid metabolism during ochratoxicosis in young broiler chickens. *Pou Sci* 1987;66:318-324
25. García MAR. Petrone GVM. Juárez RM. Tejeda GVR. Ávila GE. Hallazgos macroscópicos e histológicos gastrointestinales en pollos con mala pigmentación intoxicados con ocratoxina A. X Aniversario de la Sociedad Mexicana de Patólogos Veterinarios, A. C. Puerto Vallarta, Jalisco. México. Del 14 al 17 de junio: 2001; 36-37
26. Son J. Karasawa Y. Comparative effect of Ligation of Ceca on Nitrogen Utilization and Nitrogen Excretion in Chickens Fed a Low Protein Diet or a Low Protein Diet plus Urea. *Anim. Sci. Technol (Jpn)* 1996;67(2): 171-174
27. Fernando MA. McCraw. Mucosal Morphology and cellular renewal in the intestine of chickens following a single infection of *Eimeria acervulina*. *J. Parasit* 1973 :59:493-501
28. Tirado AF. Pigmentos y pigmentación. X Ciclo de conferencias internacionales sobre avicultura. AMENA. 1991;181-197
29. Long PL. Joyner LP. Millard BJ. Norton CC. A guide to laboratory techniques used in the study and diagnosis of avian coccidiosis. *Fol Vet Lat* Vol. VI July- September 1976;3:200-217
30. Andrews EJ. Bennett BT. Clark JD. Houpt KA. Pascoe PJ. Robinson GW. Boyce JR. Report of the AVMA Panel on Euthanasia: American Veterinary Medical Association. *JAVMA* 1993;202: 229-249.

31. Hall J. Inclusión de Tejidos. En Prophet EB, Mills B, Arrington JB, Sobin LH, editores. Métodos histotecnológicos. Washington: Instituto de Patología de las fuerzas armadas de los Estados Unidos de América, 1995: 55-60.
32. Allen TC. Hematoxilina y Eosina. En Prophet EB, Mills B, Arrington JB, Sobin LH, editores. Métodos histotecnológicos. Washington: Instituto de Patología de las fuerzas armadas de los Estados Unidos de América, 1995: 55-60.
33. Janky DM. The use of the Minolta Reflectance Chromameter II TM. For pigmentation evaluation of broiler shanks. Pou Sci 1986;65 491-496.
34. Benjamine MM. Manual de Patología clínica en veterinaria. Noriega Editores. México D.F. 76-77, 1984
35. Johnson J. Reid WM. Anticoccidial drugs: Lesion scoring techniques in battery and floorpen experiments with chickens. Experiment Parasitol 1970;28: 30-36
36. Doxey D.L.: Patología clínica y procedimientos de diagnóstico en medicina veterinaria. Manual Moderno. México D.F. 1987
37. Trenk LH. Butz ME. and Chu FS. Production of Ochratoxins in different cereal products by *Aspergillus ochraceus*. Applied Microbiology 1971;21 1032-1035
38. Madhyastha SM. Marquart RR. Frohlich AA. Platford G and Abramson D. Effects of different cereal and oilseed substrates on the growth and production of toxins by *Aspergillus alutaceus* and *Penicillium verrucosum*. Journal of agricultural food and chemistry 1990;38 1506-1510

39. Flores MJA. Bromatologia animal. Ed. Limusa: 2^a.ed. México D.F. 1980:37p
40. Conway DP. Sasai K. Gaafar SM. Smothers CD. Effects of different levels of oocyst inocula of *Eimeria acervulina*, *E. tenella* and *E. maxima* on plasma constituents, packed cell volume, lesion scores, and performance in chickens. Avian Dis 1993;37 118-123
41. Bletner JK. Mitchell RP. Tugwell RL. The effect of *Eimeria maxima* on broiler pigmentation. Pou Sci 1966;45 689-694
42. Ogbuokiri UDE. Edgar SA. Effect of mild infections with six species of *Eimeria* on skin pigmentation of broiler chickens. Pou Sci 1986;65 1816-1818
43. Voeten AC. Braunius WW. Orthel FW. Van Rijen MAJ. Influence of coccidiosis on growth rate and feed conversion in broilers after experimental infections with *Eimeria acervulina* and *Eimeria maxima*. Vet Quart, 1977;10 256-264

ANEXO I CUADROS

Cuadro 1. Experimento 1. Diseño de tratamientos.

GRUPO	TRATAMIENTO	
A. No tratado	1 ml de PBS	Alimento sin xantofilas
B. Xantofilas	1 ml de PBS	Alimento con 80 ppm de xantofilas
C. <i>E. maxima</i>	1 ml de inoculo de <i>Eimeria maxima</i> (Título 10 ⁵ ooquistes esporulados y viables)	Alimento sin xantofilas
D. Xantofilas+ <i>E. maxima</i>	1 ml de inoculo de <i>Eimeria maxima</i> (Título 10 ⁵ ooquistes esporulados y viables)	Alimento con 80 ppm de xantofilas

Cuadro 2. Experimento 1 y 2. Evaluación de lesiones histológicas.

LESIÓN	FORMA DE EVALUACIÓN
Infiltrado inflamatorio en la mucosa intestinal	Porcentaje de tejido afectado
Edema en las vellosidades de la mucosa intestinal	Porcentaje de tejido afectado
Fusión de vellosidades de la mucosa intestinal	Porcentaje de tejido afectado
Hiperplasia del epitelio de la mucosa intestinal	Porcentaje de tejido afectado
Hiperplasia de células caliciformes de la mucosa intestinal	Porcentaje de tejido afectado
Necrosis del epitelio de la mucosa intestinal	Porcentaje de tejido afectado
Criptas de la mucosa intestinal dilatadas	Número de criptas dilatadas
Atrofia de las vellosidades de la mucosa intestinal	Porcentaje de tejido afectado
Hemorragias en la mucosa intestinal	Porcentaje de tejido afectado
Coccidias en la mucosa intestinal	Número de coccidias en la mucosa

Cuadro 3. Experimento 2. Diseño de tratamientos.

GRUPO	TRATAMIENTO
1. No tratado	Alimento base sorgo-soya y 80 ppm de xantofilas
2. Ocratoxina	Alimento base sorgo-soya, 80 ppm de xantofilas y 1.5 ppm de ocratoxina A
3. Amprolio	Alimento base sorgo-soya, 80 ppm de xantofilas y agua de bebida medicada con amprolio 1.2 g por litro
4. Urea	Alimento base sorgo-soya, 80 ppm de xantofilas y 5% de urea

Cuadro 4. Experimento 1. Promedio \pm desviación estándar de los gramos por decilitro de hemoglobina en el contenido intestinal de pollos de engorda inoculados con *E. maxima*

GRUPO	DÍAS POSINOCULACIÓN				
	0	3	8	13	18
A. No tratado	2.15 \pm 1.5	1.87 \pm 0.65	2.48 \pm 0.79	1.36 \pm 0.41	2.58 \pm 0.98
B. Xantofilas	2.61 \pm 1.1	2.02 \pm 0.97	2.84 \pm 0.81	1.59 \pm 0.70	2.40 \pm 0.64
C. <i>E. maxima</i>		2.12 \pm 0.66	2.89 \pm 1.73	1.96 \pm 0.34	1.50 \pm 0.53
D. Xantofilas+ <i>E. maxima</i>		1.75 \pm 0.53	2.43 \pm 0.82	2.92 \pm 0.94	1.76 \pm 0.57

No se encontró diferencia significativa ($P > 0.05$).

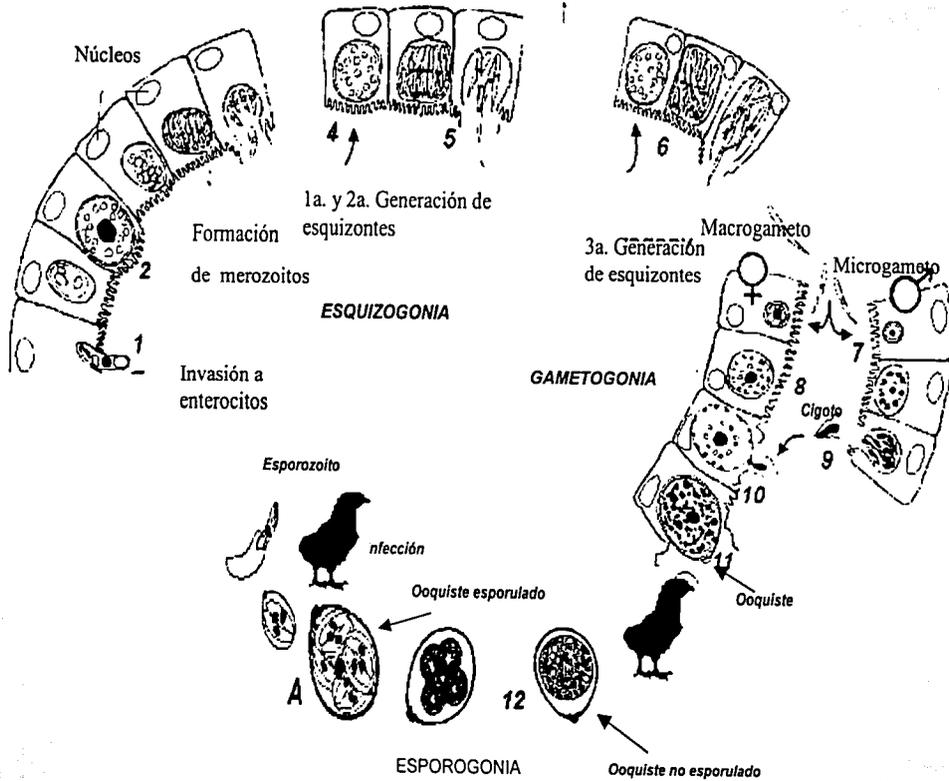
Cuadro 5. Experimento 1. Cantidad de pollos que presentaron lesiones en yeyuno sobre el total muestras, entre paréntesis la moda de la calificación según el método de Johnson y Reid, en pollos de engorda inoculados con *Eimeria maxima*

GRUPO	DÍAS POSINOCULACIÓN				
	0	3	8	13	18
A. No tratado	0/5 (0)	0/10 ^a (0)	0/10 ^a (0)	0/10 ^a (0)	0/10 ^a (0)
B. Xantofilas		0/10 ^a (0)	0/10 ^a (0)	0/10 ^a (0)	0/10 ^a (0)
C. <i>E. maxima</i>		10/10 ^b (1+)	10/10 ^b (3+)	0/10 ^a (0)	0/10 ^a (0)
D. Xantofilas+ <i>E. maxima</i>		10/10 ^b (1+)	10/10 ^b (3+)	0/10 ^a (0)	0/10 ^a (0)

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna ($P < 0.05$)

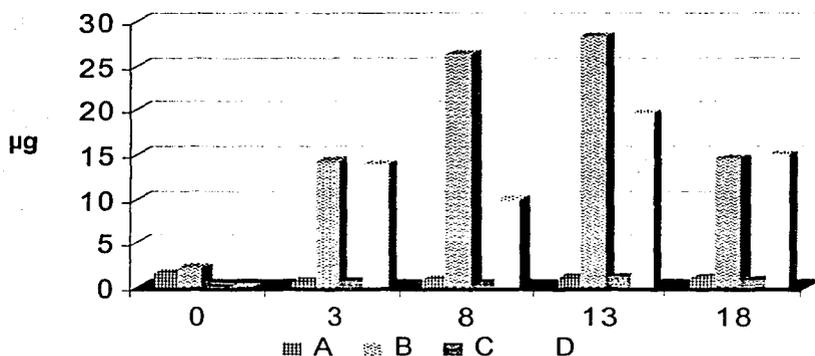
Figura 1. Ciclo biológico *Eimeria* sp

64



ANEXO II FIGURAS

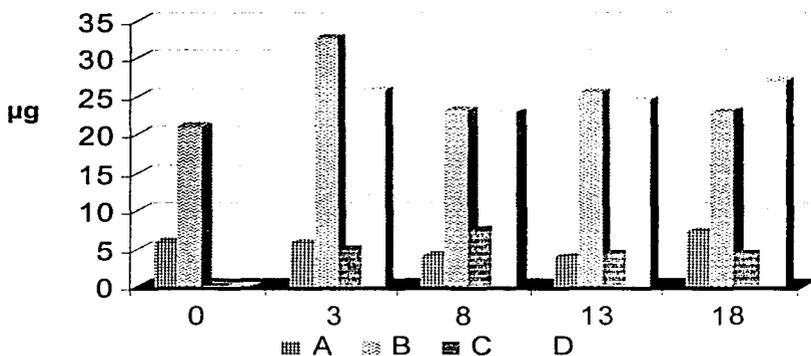
Figura 2. Experimento 1. Promedio \pm desviación estándar de los microgramos de xantofilas por mililitro de plasma en pollos de engorda que consumieron xantofilas y fueron inoculados con *Eimeria maxima*



GRUPO	DÍAS POSINOCULACIÓN				
	0	3	8	13	18
A. No tratado	1.55 \pm 0.41 ^a	0.54 \pm 0.17 ^a	0.84 \pm 0.13 ^a	1.04 \pm 0.32 ^a	1.12 \pm 0.33 ^a
B. Xantofilas	2.16 \pm 0.65 ^a	14.26 \pm 3.09 ^b	26.17 \pm 13.62 ^b	28.24 \pm 11.54 ^b	14.59 \pm 1.70 ^b
C. E. maxima	0.62 \pm 0.18 ^a	0.27 \pm 0.23 ^c	1.15 \pm 0.19 ^a	0.89 \pm 0.34 ^a	
D. Xantofilas+ E. maxima		13.92 \pm 2.70 ^b	9.83 \pm 4.99 ^d	19.67 \pm 8.90 ^c	14.99 \pm 3.81 ^b

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna ($P < 0.05$)

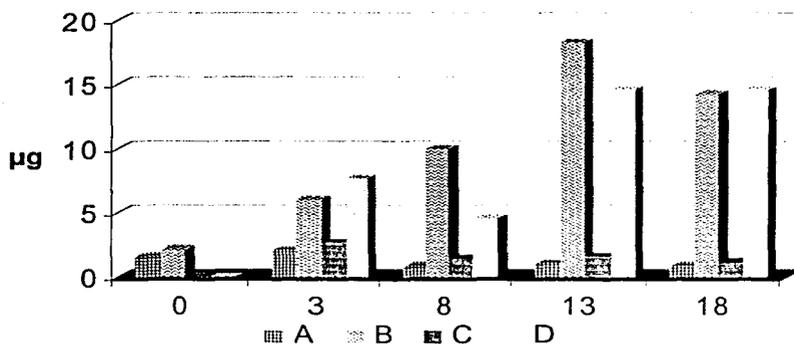
Figura 3. Experimento 1. Promedio \pm desviación estándar de los microgramos de xantofilas por gramo de contenido intestinal en pollos de engorda que consumieron xantofilas y fueron inoculados con *Eimeria maxima*



GRUPO	DÍAS POSINOCULACIÓN				
	0	3	8	13	18
A. No tratado	5.80 \pm 2.06 ^a	5.76 \pm 1.89 ^a	4.01 \pm 1.14 ^a	3.85 \pm 0.97 ^a	7.20 \pm 2.87 ^a
B. Xantofilas	20.99 \pm 7.63 ^b	32.72 \pm 17.26 ^b	23.13 \pm 2.04 ^c	25.54 \pm 4.35 ^b	22.87 \pm 4.24 ^b
C. <i>E. maxima</i>	4.82 \pm 1.10 ^a	4.82 \pm 1.10 ^a	7.31 \pm 3.53 ^b	4.36 \pm 2.00 ^a	4.32 \pm 0.73 ^a
D. Xantofilas+ <i>E. maxima</i>	25.76 \pm 4.88 ^b	22.96 \pm 6.61 ^c	24.52 \pm 4.83 ^b	26.85 \pm 9.89 ^b	26.85 \pm 9.89 ^b

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna (P<0.05)

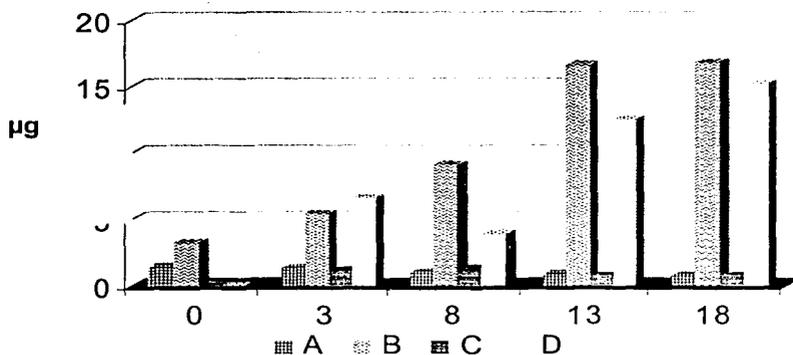
Figura 4. Experimento 1. Promedio \pm desviación estándar de los microgramos de xantofilas por gramo de mucosa intestinal de yeyuno antes del divertículo vitelínico en pollos de engorda que consumieron xantofilas y fueron inoculados con *Eimeria maxima*



GRUPO	DIAS POSINOCULACIÓN				
	0	3	8	13	18
A. No tratado	1.56 \pm 0.63 ^a	2.03 \pm 0.80 ^a	0.84 \pm 0.42 ^a	1.05 \pm 0.22 ^a	0.85 \pm 0.25 ^a
B. Xantofilas	2.15 \pm 1.71 ^a	6.02 \pm 3.43 ^b	10.01 \pm 5.17 ^b	18.18 \pm 2.19 ^b	14.27 \pm 6.51 ^b
C. <i>E. maxima</i>		2.69 \pm 3.49 ^a	1.53 \pm 0.61 ^c	1.63 \pm 0.45 ^a	1.10 \pm 0.24 ^a
D. Xantofilas+ <i>E. maxima</i>		7.63 \pm 4.95 ^b	4.61 \pm 3.57 ^d	14.60 \pm 5.14 ^c	14.57 \pm 4.57 ^b

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna (P<0.05)

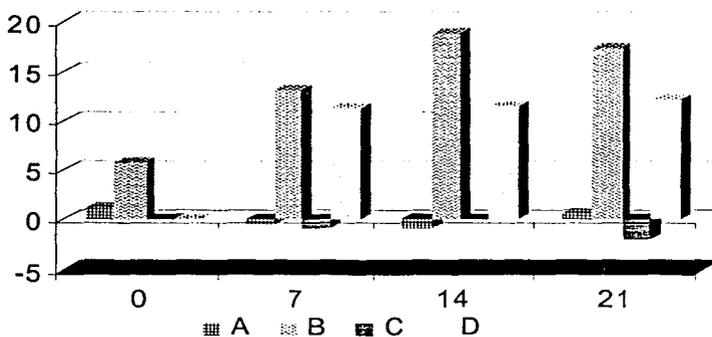
Figura 5. Experimento 1. Promedio \pm desviación estándar de los microgramos de xantofilas por gramo de mucosa intestinal después del divertículo de Meckel en pollos de engorda inoculados con *Eimeria maxima*



GRUPO	DIAS POSINOCULACIÓN				
	0	3	8	13	18
A. No tratado	1.39 \pm 0.39 ^a	1.38 \pm 0.53 ^a	1.09 \pm 0.46 ^a	0.82 \pm 0.20 ^a	0.79 \pm 0.20 ^a
B. Xantofilas	3.20 \pm 1.37 ^b	5.43 \pm 1.58 ^b	9.09 \pm 2.80 ^b	16.52 \pm 5.48 ^b	16.72 \pm 6.75 ^b
C. <i>E. maxima</i>		1.21 \pm 0.53 ^a	1.25 \pm 0.59 ^a	0.74 \pm 0.17 ^a	0.74 \pm 0.30 ^a
D. Xantofilas+ <i>E. maxima</i>		6.63 \pm 2.22 ^b	3.92 \pm 2.10 ^c	12.52 \pm 6.41 ^b	15.17 \pm 3.23 ^b

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna (P<0.05)

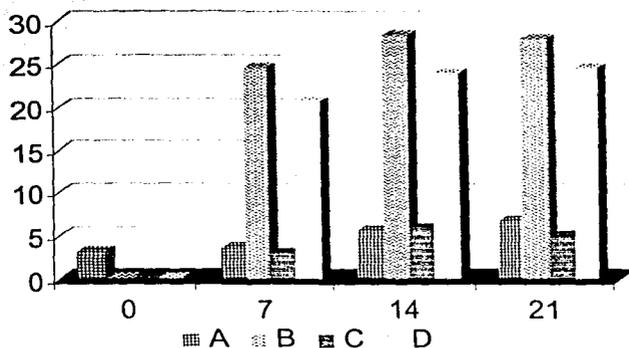
Figura 6. Experimento 1. Promedio \pm desviación estándar de los valores de B (amarillamiento) obtenidos con el colorímetro de reflectancia Minolta CR-300® en piel de pollos de engorda vivos que consumieron alimento finalizador con 80 ppm de xantofilas e inoculados con *Eimeria maxima*



GRUPO	DIAS POSINOCULACIÓN			
	0	7	14	21
A. No tratado	1.10 ± 1.43 ^a	-0.565 ± 1.22 ^a	-0.815 ± 1.767 ^a	0.546 ± 1.39 ^a
B. Xantofilas	5.7 ± 2.37 ^b	13.059 ± 2.78 ^b	18.808 ± 2.86 ^b	17.322 ± 3.32 ^b
C. <i>E. maxima</i>		-0.896 ± 1.43 ^a	0.076 ± 2.44 ^a	-1.98 ± 2.61 ^c
D. Xantofilas + <i>E. maxima</i>		11.204 ± 1.96 ^c	11.447 ± 3.461 ^c	12.14 ± 1.98 ^d

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna ($P < 0.05$)

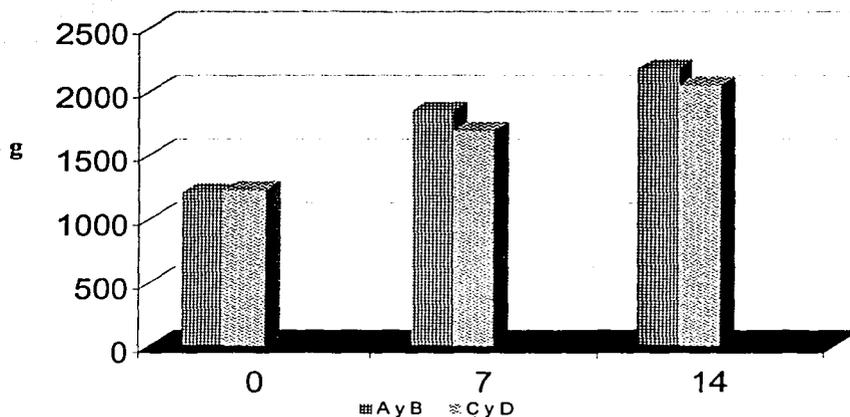
Figura 7. Experimento 1. Promedio \pm desviación estándar de los valores de B (amarillamiento) obtenidos con el colorímetro de reflectancia Minolta CR-300® en piel de pollos de engorda 24 horas posrefrigeración (4°C) que consumieron alimento finalizador con 80 ppm de xantofilas e inoculados con *Eimeria maxima*



GRUPO	DIAS POSINOCULACIÓN			
	0	7	14	21
A. No tratado	3.25±2.51	3.52±2.18 ^a	5.51±1.79 ^a	6.71±1.79 ^a
B. Xantofilas	24.57±3.14 ^b	28.45±2.22 ^b	27.91±3.41 ^b	24.68±3.89 ^d
C. <i>E. maxima</i>	2.99±2.74 ^a	5.83±2.22 ^a	4.96±2.19 ^c	20.74±1.88 ^c
D. Xantofilas+ <i>E. maxima</i>	20.74±1.88 ^c	24.05±3.49 ^c	24.68±3.89 ^d	27.91±3.41 ^b

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna (P<0.05)

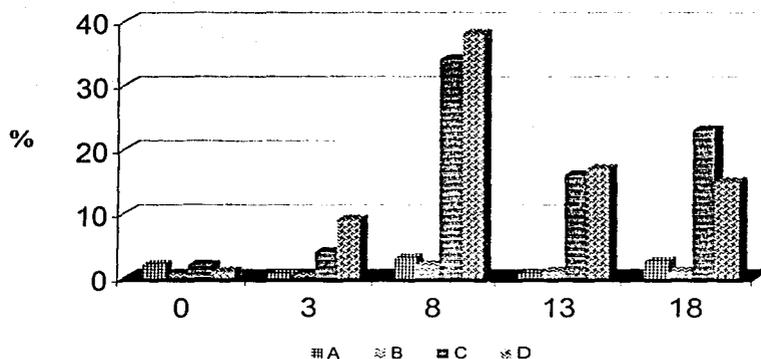
Figura 8. Experimento 1.. Promedio \pm desviación estándar de los pesos (g) de pollos de engorda inoculados con *E. maxima*



GRUPO	DÍAS POSINOCULACIÓN		
	0	7	14
A y B. No Inoculados con <i>E. maxima</i>	1204 \pm 131.95 ^a	1844.5 \pm 197.16 ^a	2180.25 \pm 138.54 ^a
C y D. Inoculados con <i>E. maxima</i>	1222 \pm 92.19 ^a	1688 \pm 98.22 ^b	2046.5 \pm 207.97 ^b

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna ($P < 0.05$)

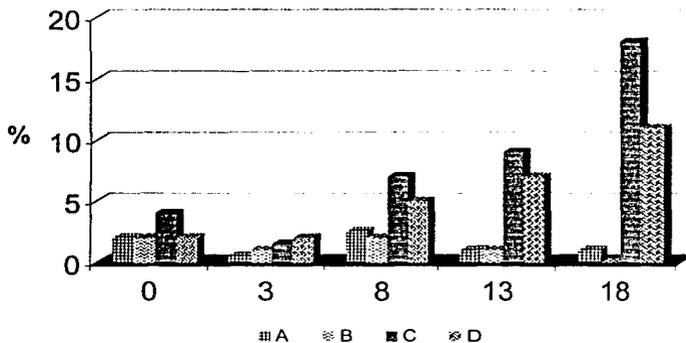
Figura 9. Experimento 1. Promedio \pm desviación estándar del porcentaje de mucosa intestinal con infiltrado inflamatorio en de pollos de engorda inoculados con *E. maxima*



GRUPO	DÍAS POSINOCULACIÓN				
	0	3	8	13	18
A. No tratado	2 \pm 2.73 ^a	0.5 \pm 1.58 ^a	3 \pm 4.21 ^a	0.5 \pm 1.58 ^a	2.5 \pm 2.635 ^a
B. Xantofilas	0 \pm 0.00 ^a	0 \pm 0.00 ^a	2 \pm 3.49 ^a	1 \pm 2.10 ^a	1 \pm 2.108 ^a
C. <i>E. maxima</i>	2 \pm 2.73 ^a	4 \pm 3.16 ^b	34.5 \pm 10.91 ^b	16 \pm 8.43 ^b	23 \pm 16.532 ^b
D. Xantofilas+ <i>E. maxima</i>	1 \pm 2.23 ^a	9 \pm 9.06 ^b	38 \pm 20.16 ^b	17 \pm 8.23 ^b	15 \pm 8.498 ^b

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna ($P < 0.05$)

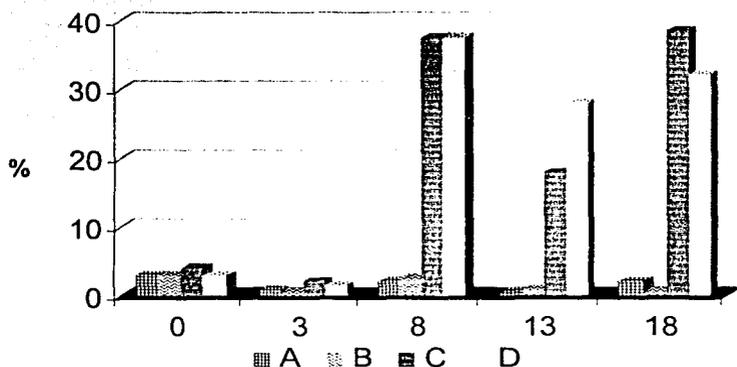
Figura 10. Experimento 1. Promedio \pm desviación estándar del porcentaje de mucosa intestinal con edema en las vellosidades de pollos de engorda inoculados con *E. maxima*



GRUPO	DÍAS POSINOCULACIÓN				
	0	3	8	13	18
A. No tratado	2 \pm 2.73 ^a	0.5 \pm 1.58 ^a	2.5 \pm 2.63 ^a	1 \pm 2.10 ^a	1 \pm 2.10 ^a
B. Xantofilas	2 \pm 2.73 ^a	1 \pm 2.10 ^a	2 \pm 2.58 ^a	1 \pm 2.10 ^a	0 \pm 0.00 ^a
C. <i>E. maxima</i>	4 \pm 2.23 ^a	1.5 \pm 2.41 ^a	7 \pm 9.48 ^a	9 \pm 7.37 ^b	18 \pm 13.16 ^b
D. Xantofilas+ <i>E. maxima</i>	2 \pm 2.23 ^a	2 \pm 2.58 ^a	5 \pm 10.80 ^a	7 \pm 6.74 ^b	11 \pm 9.94 ^b

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna (P<0.05)

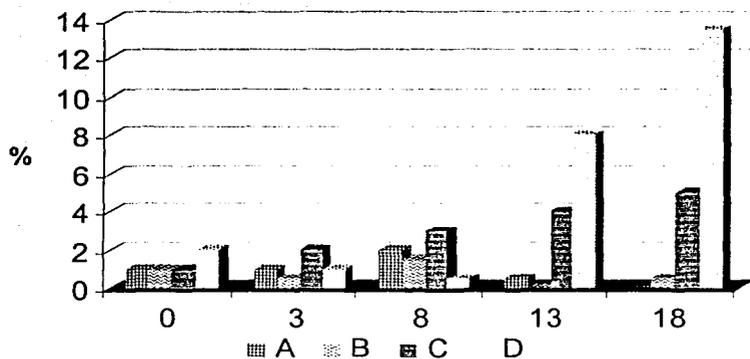
Figura 11. Experimento 1. Promedio \pm desviación estándar del porcentaje de mucosa intestinal con fusión de vellosidades de pollos de engorda inoculados con *E. maxima*



GRUPO	DÍAS POSINOCULACIÓN				
	0	3	8	13	18
A. No tratado	3 \pm 2.73 ^a	1.0 \pm 2.10 ^a	2.0 \pm 2.58 ^a	0.5 \pm 1.58 ^a	2 \pm 2.581 ^a
B. Xantofilas	3 \pm 2.73 ^a	0.5 \pm 1.58 ^a	2.5 \pm 2.63 ^a	1.0 \pm 2.10 ^a	0.5 \pm 1.581 ^a
C. <i>E. maxima</i>	4 \pm 2.23 ^a	2.0 \pm 2.58 ^a	37.5 \pm 21.88 ^b	18.0 \pm 13.7 ^b	38.5 \pm 21.737 ^b
D. Xantofilas+ <i>E. maxima</i>	3 \pm 2.73 ^a	1.5 \pm 2.41 ^a	37.5 \pm 18.14 ^b	28.0 \pm 13.7 ^b	32 \pm 17.826 ^b

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna (P<0.05)

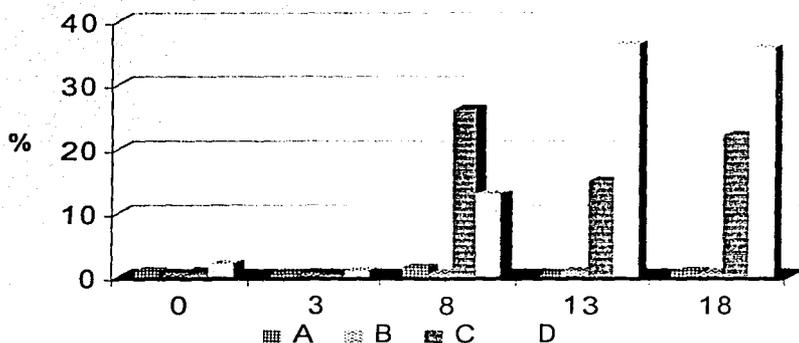
Figura 12. Experimento 1. Promedio \pm desviación estándar del porcentaje de mucosa intestinal con hiperplasia del epitelio intestinal de pollos de engorda inoculados con *E. maxima*



GRUPO	DÍAS POSINOCULACIÓN				
	0	3	8	13	18
A. No tratado	1.0 \pm 2.23 ^a	1.0 \pm 2.10 ^a	2.0 \pm 2.58 ^a	0.5 \pm 1.58 ^a	0.0 \pm 0.00 ^a
B. Xantofilas	1.0 \pm 2.23 ^a	0.5 \pm 1.58 ^a	1.5 \pm 2.41 ^a	0.0 \pm 0.00 ^a	0.5 \pm 1.58 ^a
C. <i>E. maxima</i>	1.0 \pm 2.23 ^a	2.0 \pm 2.58 ^a	3.0 \pm 6.74 ^a	4.0 \pm 5.16 ^b	5.0 \pm 5.27 ^b
D. Xantofilas+ <i>E. maxima</i>	2.0 \pm 2.73 ^a	1.0 \pm 2.10 ^a	0.5 \pm 1.58 ^a	8.0 \pm 11.35 ^b	13.5 \pm 15.99 ^b

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna (P<0.05)

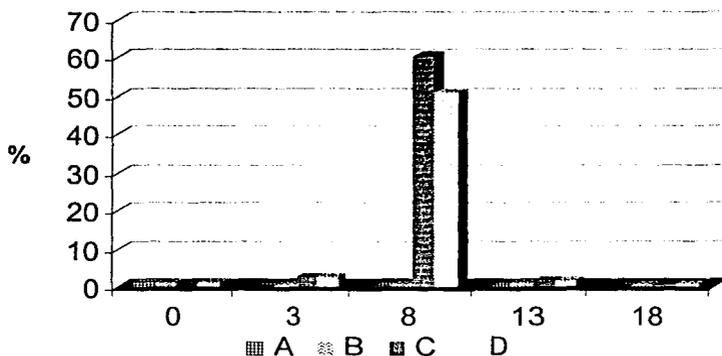
Figura 13. Experimento 1. Promedio \pm desviación estándar del porcentaje de mucosa intestinal con hiperplasia de células calciformes de pollos de engorda inoculados con *E. maxima*



GRUPO	DÍAS POSINOCULACIÓN				
	0	3	8	13	18
A. No tratado	1.0 \pm 2.23 ^a	0.5 \pm 1.58 ^a	1.5 \pm 2.41 ^a	0.5 \pm 1.58 ^a	1.0 \pm 2.10 ^a
B. Xantofilas	0.0 \pm 0.00 ^a	0.0 \pm 0.00 ^a	0.5 \pm 1.58 ^a	1.0 \pm 2.10 ^a	0.5 \pm 1.58 ^a
C. <i>E. maxima</i>	1.0 \pm 2.23 ^a	0.5 \pm 1.58 ^a	26 \pm 17.91 ^b	15.0 \pm 10.32 ^b	22.0 \pm 10.32 ^b
D. Xantofilas+ <i>E. maxima</i>	2.0 \pm 2.73 ^a	1.0 \pm 2.10 ^a	13 \pm 19.46 ^b	36.2 \pm 14.49 ^b	35.5 \pm 13.00 ^b

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna ($P < 0.05$)

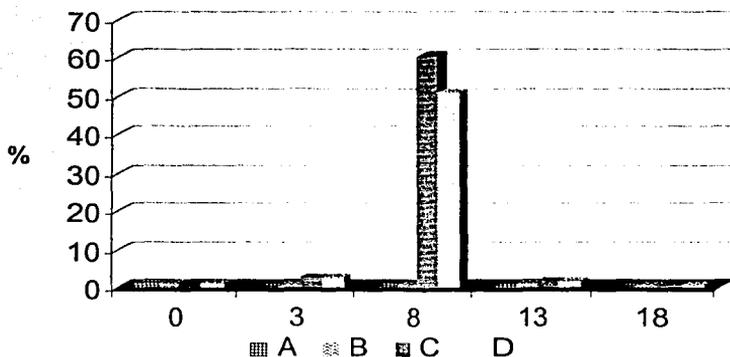
Figura 14. Experimento 1. Promedio \pm desviación estándar del porcentaje de mucosa intestinal con necrosis del epitelio de pollos de engorda inoculados con *E. maxima*



GRUPO	DÍAS POSINOCULACIÓN				
	0	3	8	13	18
A. No tratado	1 \pm 2.23 ^a	0.0 \pm 0.00 ^a	0.0 \pm 0.00 ^a	0.5 \pm 1.58 ^a	0.0 \pm 0.00 ^a
B. Xantofilas	1 \pm 2.23 ^a	0.5 \pm 1.58 ^a	0.5 \pm 1.58 ^a	1.0 \pm 2.10 ^a	0.5 \pm 1.58 ^a
C. <i>E. maxima</i>	0 \pm 0.00 ^a	2.5 \pm 2.63 ^b	60.5 \pm 30.13 ^b	1.5 \pm 2.41 ^a	0.5 \pm 1.58 ^a
D. Xantofilas+ <i>E. maxima</i>	1 \pm 2.23 ^a	2.5 \pm 2.63 ^b	50.8 \pm 30.81 ^b	1.5 \pm 3.37 ^a	0.5 \pm 1.58 ^a

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna ($P < 0.05$)

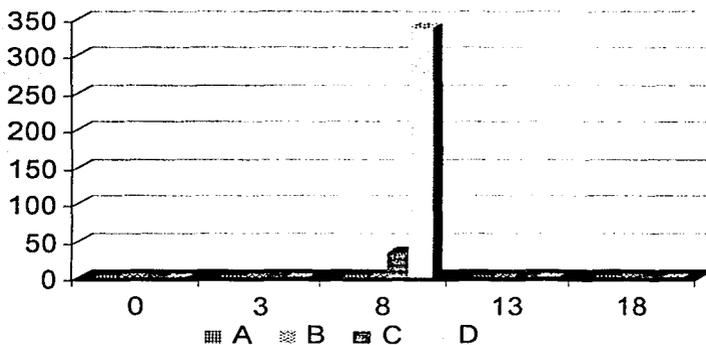
Figura 14. Experimento 1. Promedio \pm desviación estándar del porcentaje de mucosa intestinal con necrosis del epitelio de pollos de engorda inoculados con *E. maxima*



GRUPO	DÍAS POSINOCULACIÓN				
	0	3	8	13	18
A. No tratado	1 \pm 2.23 ^a	0.0 \pm 0.00 ^a	0.0 \pm 0.00 ^a	0.5 \pm 1.58 ^a	0.0 \pm 0.00 ^a
B. Xantofilas	1 \pm 2.23 ^a	0.5 \pm 1.58 ^a	0.5 \pm 1.58 ^a	1.0 \pm 2.10 ^a	0.5 \pm 1.58 ^a
C. <i>E. maxima</i>	0 \pm 0.00 ^a	2.5 \pm 2.63 ^b	60.5 \pm 30.13 ^b	1.5 \pm 2.41 ^a	0.5 \pm 1.58 ^a
D. Xantofilas + <i>E. maxima</i>	1 \pm 2.23 ^a	2.5 \pm 2.63 ^b	50.8 \pm 30.81 ^b	1.5 \pm 3.37 ^a	0.5 \pm 1.58 ^a

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna ($P < 0.05$)

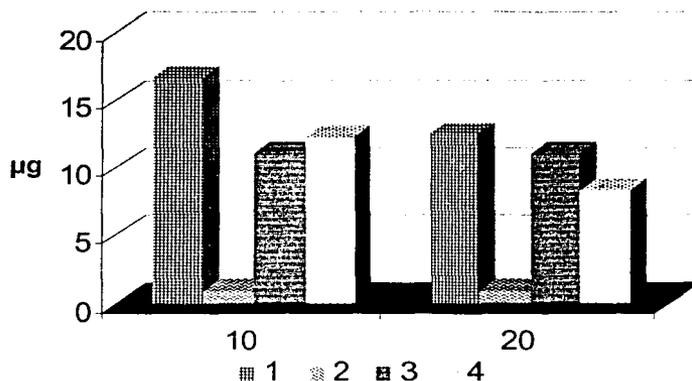
Figura 15. Experimento 1. Cantidad de coccidias en la mucosa intestinal de pollos de engorda inoculados con *E. maxima*



GRUPO	DÍAS POSINOCULACIÓN				
	0	3	8	13	18
A. No tratado	0±0 ^a	0±0 ^a	0±0 ^a	0±0 ^a	0±0 ^a
B. Xantofilas	0±0 ^a	0±0 ^a	0±0 ^a	0±0 ^a	0±0 ^a
C. <i>E. maxima</i>	0±0 ^a	0±0 ^a	35±61.83 ^b	0±0 ^a	0±0 ^a
D. Xantofilas+ <i>E. maxima</i>	0±0 ^a	0±0 ^a	338±552.77 ^b	0±0 ^a	0±0 ^a

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna (P<0.05)

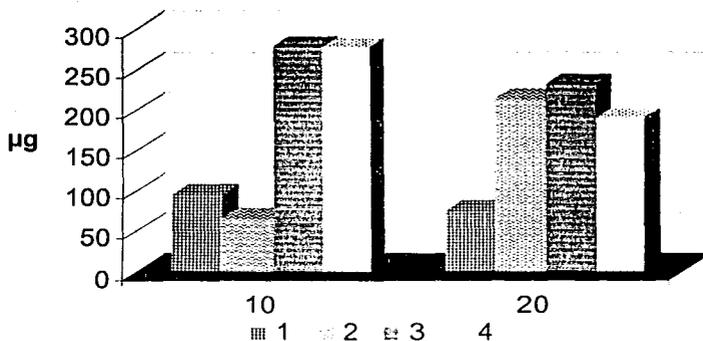
Figura 16. Experimento 2. Promedio \pm desviación estándar de los microgramos de xantofilas por mililitro de plasma en pollos de engorda tratados con ocratoxina A, amprolio y urea.



GRUPO	DIAS POSTERIORES AL INICIO DEL TRATAMIENTO	
	10	20
1. No tratado	16.6 \pm 1.527 ^a	12.5 \pm 1.85 ^a
2. Ocratoxina	0.972 \pm 0.231 ^b	0.925 \pm 0.462 ^b
3. Amprolio	11.1 \pm 0.787 ^c	11.1 \pm 0.925 ^a
4. Urea	12.3 \pm 1.157 ^c	8.3 \pm 1.38 ^c

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna (P<0.05)

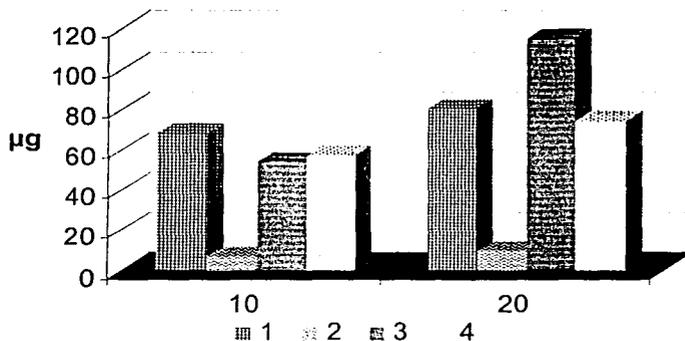
Figura 17. Experimento 2. Promedio \pm desviación estándar de los microgramos de xantofilas por gramo de contenido intestinal en pollos de engorda tratados con ocratoxina A, amprolio y urea.



GRUPO	10	20
	DÍAS POSTERIORES AL INICIO DEL TRATAMIENTO	
1. No tratado	96.43±44.9 ^a	75.88 ±12.5 ^a
2. Ocratoxina	67.17±15.2 ^a	213.00 ±46.26 ^b
3. Amprolio	279.18 ±20.7 ^b	231.94 ±46.26 ^b
4. Urea	277.40 ±15 ^b	189.44 ±70.36 ^b

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna ($P < 0.05$)

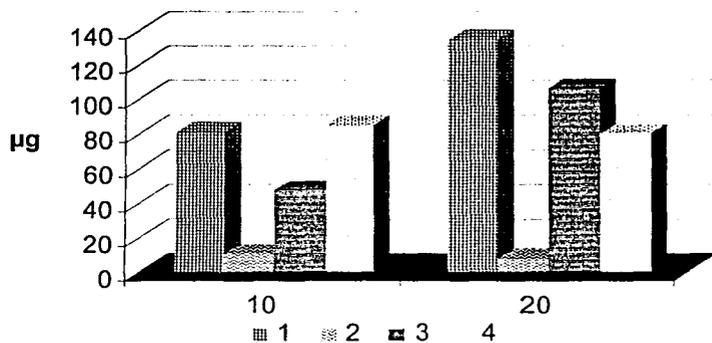
Figura 18. Experimento 2. Promedio \pm desviación estándar de los microgramos de xantofilas por gramo de mucosa intestinal antes del divertículo de Meckel en pollos de engorda tratados con ocratoxina A, amprolio y urea.



GRUPO	DÍAS POSTERIORES AL INICIO DEL TRATAMIENTO	
	10	20
1. No tratado	67.9 ± 26.8 ^a	80.37 ± 13.04 ^a
2. Ocratoxina	7 ± 1.7 ^b	9.74 ± 2.5 ^b
3. Amprolio	54.2 ± 11.8 ^a	114.957 ± 15.6 ^c
4. Urea	57.41 ± 20.6 ^a	74.290 ± 12.8 ^a

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna (P<0.05)

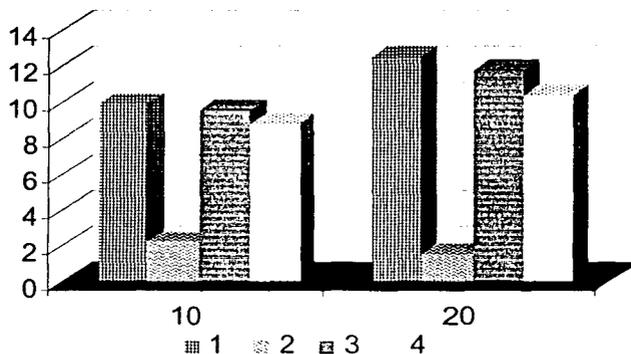
Figura 19. Experimento 2. Promedio \pm desviación estándar de los microgramos de xantofilas por gramo de mucosa intestinal después del divertículo de Meckel en pollos de engorda tratados con ocratoxina A, amprolio y urea.



GRUPO	DIAS POSTERIORES AL INICIO DEL TRATAMIENTO	
	10	20
1. No tratado	80.56 \pm 24.70 ^a	134.34 \pm 32.00 ^a
2. Ocratoxina	10.53 \pm 2.10 ^b	7.47 \pm 2.00 ^b
3. Amprolio	47.30 \pm 8.30 ^c	106.00 \pm 25.16 ^{a,c}
4. Urea	84.80 \pm 26.50 ^a	80.185 \pm 20.02 ^c

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna (P<0.05)

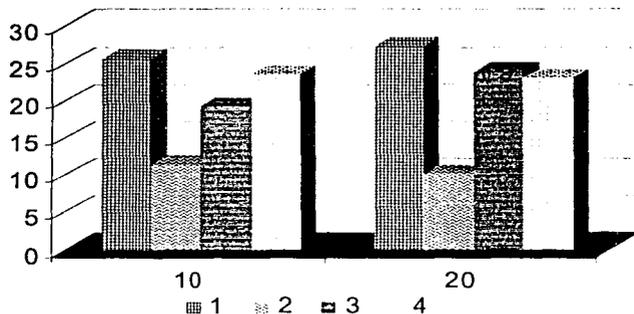
Figura 20. Experimento 2. Promedio \pm desviación estándar de los valores de B (amarillamiento) obtenidos con el colorímetro de reflectancia Minolta CR-300® en piel de pollos de engorda vivos que consumieron alimento finalizador con 80 ppm de xantofilas tratados con ocratoxina A, amprolio y urea.



GRUPO	DÍAS POSTERIORES AL INICIO DEL TRATAMIENTO	
	10	20
1. No tratado	9.89 \pm 0.88 ^a	12.45 \pm 1.53 ^a
2. Ocratoxina	2.21 \pm 0.33 ^b	1.54 \pm 0.27 ^b
3. Amprolio	9.5 \pm 0.65 ^a	11.72 \pm 0.96 ^a
4. Urea	8.79 \pm 0.79 ^a	10.36 \pm 0.75 ^a

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna (P<0.05)

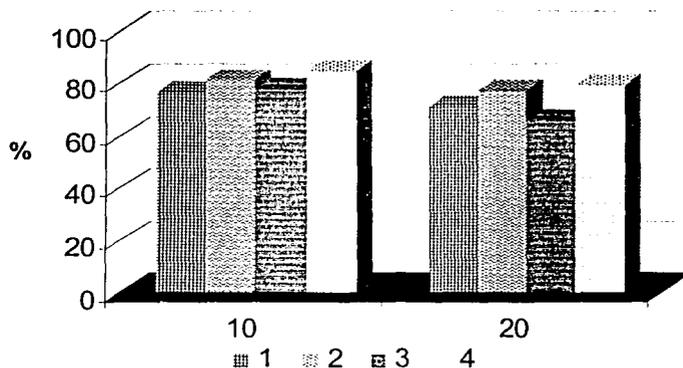
Figura 21. Experimento 2. Promedio \pm desviación estándar de los valores de B (amarillamiento) obtenidos con el colorímetro de reflectancia Minolta CR-300® en piel de pollos de engorda 24 horas posrefrigeración (4°C) que consumieron alimento finalizador con 80 ppm de xantofilas tratados con ocratoxina A, amprolio y urea.



GRUPO	DÍAS POSTERIORES AL INICIO DEL TRATAMIENTO	
	10	20
1. No tratado	25.64±5.5 ^a	27.24±8.97 ^a
2. Ocratoxina	11.32±5.3 ^b	10.13±4.21 ^b
3. Amprolio	19.158±6.031 ^a	23.76±4.32 ^a
4. Urea	23.492±4.5 ^a	23.04±4.02 ^a

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna (P<0.05)

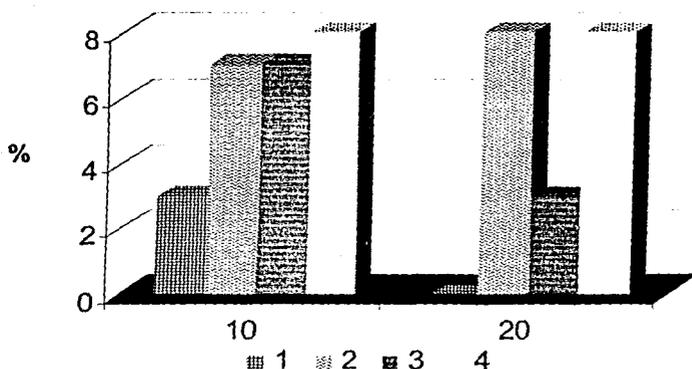
Figura 22. Experimento 2. Promedio \pm desviación estándar de los porcentajes de humedad en contenido intestinal de pollos de engorda tratados con ocratoxina A, amprolio y urea.



GRUPO	DÍAS POSTERIORES AL INICIO DEL TRATAMIENTO	
	10	20
1. No tratado	76.23 \pm 1.83 ^a	71.25 \pm 2.22 ^a
2. Ocratoxina	81.18 \pm 1.82 ^b	77.03 \pm 1.75 ^b
3. Amprolio	78.07 \pm 0.94 ^{a, b}	65.64 \pm 2.35 ^a
4. Urea	84.57 \pm 0.86 ^c	79.58 \pm 2.25 ^b

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna (P<0.05)

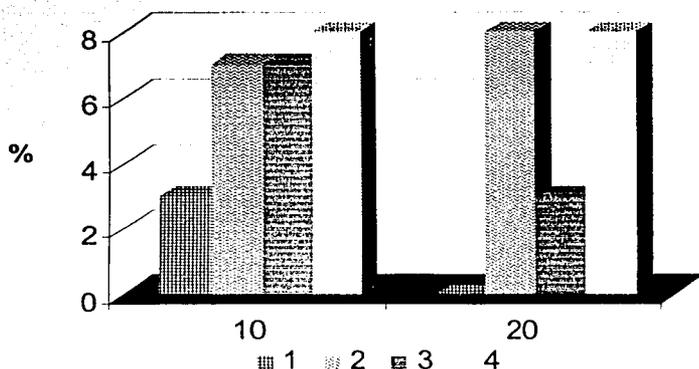
Figura 23. Experimento 2. Promedio \pm desviación estándar del porcentaje de mucosa intestinal con infiltrado inflamatorio de pollos de engorda tratados con ocratoxina A, amprolio y urea.



GRUPO	DÍAS POSTERIORES AL INICIO DEL TRATAMIENTO	
	10	20
1. No tratado	3 \pm 2.73 ^a	0 \pm 0.00 ^a
2. Ocratoxina	7 \pm 4.47 ^a	8 \pm 2.73 ^c
3. Amprolio	7 \pm 4.47 ^a	3 \pm 2.73 ^b
4. Urea	8 \pm 6.70 ^a	8 \pm 4.47 ^c

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna (P<0.05)

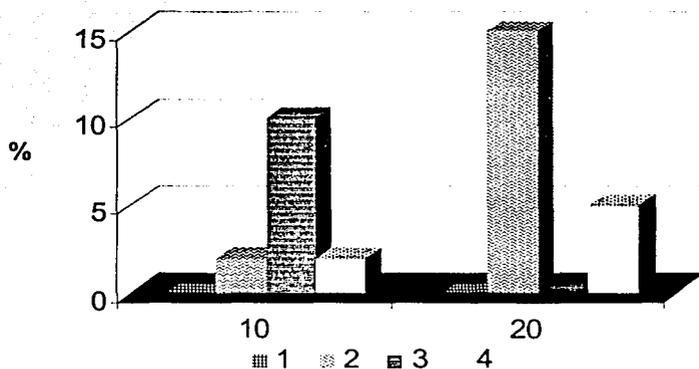
Figura 23. Experimento 2. Promedio \pm desviación estándar del porcentaje de mucosa intestinal con infiltrado inflamatorio de pollos de engorda tratados con ocratoxina A, amprolio y urea.



GRUPO	DÍAS POSTERIORES AL INICIO DEL TRATAMIENTO	
	10	20
1. No tratado	3 \pm 2.73 ^a	0 \pm 0.00 ^a
2. Ocratoxina	7 \pm 4.47 ^a	8 \pm 2.73 ^c
3. Amprolio	7 \pm 4.47 ^a	3 \pm 2.73 ^b
4. Urea	8 \pm 6.70 ^a	8 \pm 4.47 ^c

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna ($P < 0.05$)

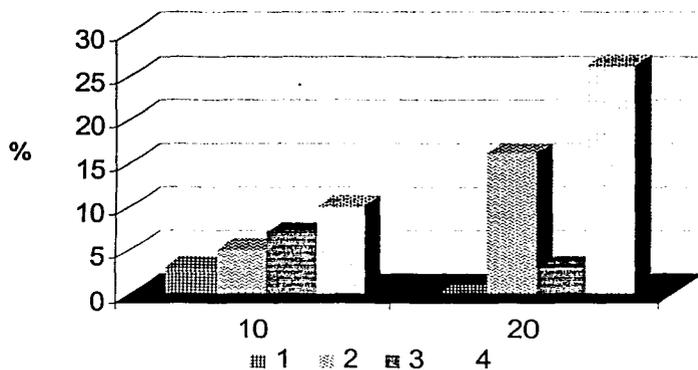
Figura 24. Experimento 2. Promedio \pm desviación estándar del porcentaje de mucosa intestinal con edema en las vellosidades de pollos de engorda tratados con ocratoxina A, amprolio y urea.



GRUPO	DÍAS POSTERIORES AL INICIO DEL TRATAMIENTO	
	10	20
1. No tratado	0±0 ^a	0±0 ^a
2. Ocratoxina	2±2.738 ^a	15±20.615 ^a
3. Amprolio	10±6.123 ^b	0±0 ^a
4. Urea	2±2.738 ^a	5±3.535 ^a

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna (P<0.05)

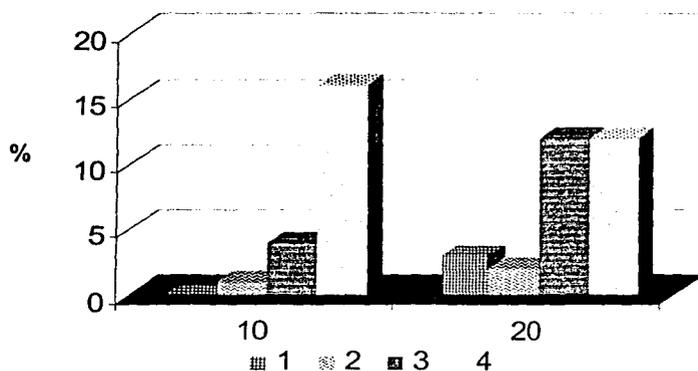
Figura 25. Experimento 2. Promedio \pm desviación estándar del porcentaje de mucosa intestinal con fusión de vellosidades de pollos de engorda tratados con ocratoxina A, amprolio y urea.



GRUPO	DÍAS POSTERIORES AL INICIO DEL TRATAMIENTO	
	10	20
1. No tratado	3±2.738 ^a	0±0 ^a
2. Ocratoxina	5±5 ^{a,b}	16±11.937 ^b
3. Amprolio	7±4.472 ^{a,b}	3±4.472 ^a
4. Urea	10±6.12 ^b	26±8.949 ^b

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna ($P < 0.05$)

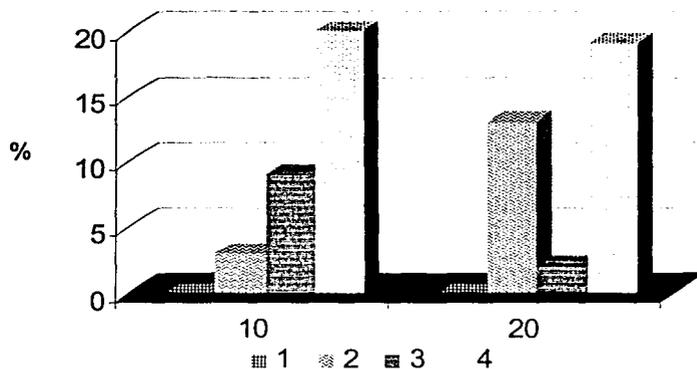
Figura 26. Experimento 2. Promedio \pm desviación estándar del porcentaje de mucosa intestinal con hiperplasia del epitelio de pollos de engorda tratados con ocratoxina A, amprolio y urea.



GRUPO	DÍAS POSTERIORES AL INICIO DEL TRATAMIENTO	
	10	20
1. No tratado	0 \pm 0 ^a	3 \pm 4.472 ^a
2. Ocratoxina	1 \pm 2.236 ^{a,b}	2 \pm 4.472 ^a
3. Amprolio	4 \pm 4.183 ^{b,c}	12 \pm 16.807 ^b
4. Urea	16 \pm 14.747 ^c	12 \pm 16.807 ^b

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna ($P < 0.05$)

Figura 27. Experimento 2. Promedio \pm desviación estándar del porcentaje de mucosa intestinal con hiperplasia de células caliciformes de pollos de engorda tratados con ocratoxina A, amprolio y urea.



GRUPO	DÍAS POSTERIORES AL INICIO DEL TRATAMIENTO	
	10	20
1. No tratado	0 \pm 0 ^a	0 \pm 0 ^a
2. Ocratoxina	3 \pm 2.738 ^b	13 \pm 16.431 ^b
3. Amprolio	9 \pm 6.519 ^c	2 \pm 4.472 ^a
4. Urea	20 \pm 9.354 ^d	19 \pm 17.102 ^b

Diferentes literales indican diferencia significativa dentro de una columna (P<0.05)

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN