



Universidad Autónoma de Ciudad Juárez

Instituto de Ciencias Biomédicas

Departamento de Ciencias Veterinarias

Maestría en Ciencia Animal

**Factores de riesgo asociados a la prevalencia de parásitos
gastrointestinales en animales de producción del Rancho
Universitario de la UACJ**

Tesis para obtener el grado de
Maestro en Ciencia Animal

Elkin Giovanni Quiroga Calderón

“Becado por el Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología”

Bajo la Dirección de la

Ph. D. Zarhelia Carlo Rojas

Y la Codirección de la

Ph. D. Ana Bertha Gatica Colima

Ciudad Juárez Chihuahua, mayo 2021

APROBACIÓN DE LA TESIS

Factores de riesgo asociados a la prevalencia de parásitos gastrointestinales en animales de producción del Rancho Universitario de la UACJ, reporte de investigación preparado por Elkin Giovanni Quiroga Calderón como requisito parcial para obtener el grado de

MAESTRO EN CIENCIA ANIMAL

ha sido aprobado y aceptado por:

Ph. D. Zarhelia Carlo Rojas
DIRECTORA DE TESIS

Ph. D. Ana Bertha Gatica Colima
CO-DIRECTORA DE TESIS

Ph. D. Cuauhcihuatl Vital García
ASESOR

Dr. Ramón Rivera Barreno
ASESOR

M.C. Pablo Iván Maya Carillo
ASESOR

DECLARACIÓN INSTITUCIONAL

FACTORES DE RIESGO ASOCIADOS A LA PREVALENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN ANIMALES DE PRODUCCIÓN DEL RANCHO UNIVERSITARIO DE LA UACJ

Se permite el uso académico de información contenida en esta tesis, siempre y cuando se otorgue el crédito correspondiente al autor. Para la reproducción parcial o total de este documento con fines académicos, se deberá contar con la autorización escrita de las autoridades que avalan esta tesis.

Dr. José María Carrera Chávez
COORDINADOR DE LA MAESTRÍA EN CIENCIA ANIMAL

Dr. Ramón Rivera Barreno
JEFE DEL DEPARTAMENTO DE CIENCIAS VETERINARIAS

C.D. Salvador David Nava Martínez
DIRECTOR DEL INSTITUTO DE CIENCIAS BIOMÉDICAS

DEDICATORIA

Dedicado con todo mi amor a:

Dios, mi esposa, mis hijas, padres, hermano y familiares, quienes me han formado para conquistar mis sueños.

Especialmente en memoria de mi abuelo materno Silvino Calderón Herrera, quien aún me sigue enseñando.

“Ningún éxito en la vida puede compensar el fracaso en el hogar”

David O. McKay

AGRADECIMIENTOS

Con la obtención de este logro académico quiero extender mi más sincero agradecimiento primeramente a Dios por ser mi fuente de fortaleza y refugio mis padres y familiares.

Agradezco especialmente a mi esposa e hijas porque son mi fuente de inspiración y además afrontaron con amor, valentía y sensatez el distanciamiento que tuve que realizar para lograr este título académico.

Gracias a mis padres y familiares agradezco por su amor y apoyo incondicional.

Expreso un reconocimiento especial a la Ph.D. Zarhelia Carlo Rojas por su orientación profesional y valioso apoyo, con sus constructivas recomendaciones fue posible la realización de esta tesis.

También agradezco a la Ph.D. Ana Gatica Colima por sus enseñanzas y motivación durante la maestría.

Gracias a los integrantes de mi comité de asesores de tesis: Ph.D. Cuauhcihuatl Vital García Dr. Ramón Rivera Barreno y Mtro. Pablo Iván Maya Carillo por sus enseñanzas y contribuciones.

Gracias a la Universidad Autónoma de Ciudad Juárez y al programa de Maestría en Ciencia Animal por acogerme y permitirme continuar con mi formación académica y brindarme la facilidad del acceso a sus instalaciones para el desarrollo de la tesis.

Gracias al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología CONACYT por la beca como apoyo financiero durante los años 2019-2021 de la maestría.

Gracias a todos mis compañeros de maestría, en especial a Juan Rolando Rueda Torres, July Natalia Guerra Murcia y Bianca Viviana Orozco Galindo por su amistad, apoyo y respeto.

Finalmente agradezco a mis amigos Juan Carlos Espinoza Martínez, Diego Eduardo Cano Reagan y Gilberto Salazar por su hospitalidad en Ciudad Juárez, Chihuahua, México, y por acogerme como un hermano.

¡Los quiero a todos!

RESUMEN

FACTORES DE RIESGO ASOCIADOS A LA PREVALENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN ANIMALES DE PRODUCCIÓN DEL RANCHO UNIVERSITARIO DE LA UACJ

Por:

Elkin Giovanni Quiroga Calderón

El Rancho Universitario de la Universidad Autónoma de Ciudad Juárez (RU-UACJ) se caracteriza por ser un recinto multidisciplinar en áreas agropecuarias, cuenta con animales de producción como bovinos, ovinos, caprinos, porcinos, équidos y aves de corral. En áreas donde se presenta la convivencia entre animales de producción, silvestres y domésticos puede influir al brote de agentes patógenos. Debido a que en el RU-UACJ estos animales confluyen en un mismo entorno, el objetivo de este estudio fue evaluar los factores de riesgos que están asociados a la prevalencia de parásitos gastrointestinales en los animales de producción. Se llevó a cabo el muestreo durante el verano y otoño del 2020 e invierno del 2020-2021. El método establecido para la evaluación de impacto de los factores de riesgos se realizó por medio de la Matriz de Leopold combinado con los Criterios Relevantes Integrados. Se identificaron un total de ocho géneros parasitarios en muestras de excremento, suelo y agua: *Trichostrongylus*, *Strongyloides*, *Haemonchus*, *Trichostrongylus*, *Strongyloides*, *Strongylo*, *Ciatostomidos*, *Ascaris*, *Toxocara*, y *Ancylostoma*. Los factores de riesgos a que estuvieron expuestos todos los animales de producción con un impacto severo fueron: ausencia de pediluvio, no desparasitación y animales nuevos sin cuarentena. En conclusión, se confirmó que la matriz de Leopold combinada con los Criterios Relevantes Integrados es capaz de detectar factores de riesgos y su impacto sobre la salud de los animales de producción.

Palabras clave: evaluación; impacto; mitigación; prácticas pecuarias; salud.

CONTENIDO

ÍNDICE DE CUADROS	IX
ÍNDICE DE FIGURAS	X
ABREVIATURAS.....	XI
GLOSARIO.....	XII
1.INTRODUCCIÓN	1
2. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
2.1. Factores de riesgos que pueden afectar la salud de los animales	3
2.1.1. Antropogénico.....	3
2.1.2. Ambiental.....	3
2.1.3. Agua	4
2.1.4. Suelo.....	5
2.1.5. Patógenos	5
2.1.6. rasgos propios del hospedador.....	6
2.2. Parásitos gastrointestinales que afectan a la salud de los animales de producción.....	7
2.2.1. Rumiantes.....	7
2.2.2. Porcinos.....	7
2.2.3. Equidos.....	8
2.2.4. Aves de corral	8
2.3. Análisis de riesgos	9
2.3.1. Identificación del riesgo.....	10
2.3.2. Evaluación del riesgo.....	11
2.3.3. Gestión del riesgo	11
2.3.4. Comunicación del riesgo	11
2.4. Métodos para el análisis del riesgo de enfermedad.....	12
3. HIPÓTESIS.....	14
4. OBJETIVO GENERAL	14
4.1. Objetivos específicos	14
5. MATERIALES Y MÉTODOS	15
5.1. Descripción del área de estudio	17
5.1.1. Ubicación geográfica	17
5.1.2. Descripción del área de estudio.....	17
5.2. Sondeo de fauna silvestre	18
5.3. Tamaño y selección de muestras de excremento	18

5.4. Recolección de muestras de excremento.....	19
5.5. Recolección de muestras de agua	20
5.6. Recolección de muestras de suelo	20
5.7. Identificación de huevos de parásitos.....	21
5.7.1. Análisis de muestras de excremento.....	21
5.7.1.1. Técnica de sedimentación.....	21
5.7.1.2 Técnica de flotación.....	21
5.7.1.3 Técnica de mcmaster	21
5.7.2. Análisis de muestras de suelo	22
5.7.3. Análisis de muestras de aguas	22
5.8. Estimación del porcentaje de prevalencia.....	24
5.9. Identificación de los factores de riesgos.....	24
5.9.1. Evaluación de bienestar animal	24
5.9.1.1. Principio de libertad de hambre.....	24
5.9.1.2. Principio de libertad de sed.....	25
5.9.1.3. principio de libertad de incomodidad	25
5.9.1.4. Principio de libertad de dolor y enfermedad	26
5.9.2. Lista de revisión.....	26
5.10. Evaluación de impacto.....	26
5.10.1. Calificación de impacto de los factores de riesgos	26
5.10.2. Cálculo de la magnitud e importancia.....	27
5.10.3. Determinación de la severidad de los factores de riesgos	27
5.11. Análisis estadístico.....	28
6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	29
6.1. Prevalencias de parásitos gastrointestinales en muestras de excremento y suelo	29
6.2. Cuantificación de huevos de parásitos en el agua.....	36
6.3. Determinación de los factores de riesgos	38
6.4. Cuantificación del potencial de impacto de cada factor de riesgo mediante la matriz de leopold combinada con criterios relevantes integrados.....	42
7. CONCLUSIONES	48
8. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	50
ANEXO 1	62
ANEXO 2.....	63
ANEXO 3.....	65
ANEXO 4.....	69

ANEXO 5.....	70
ANEXO 6.....	72
ANEXO 7.....	75
ANEXO 8.....	76

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Número de muestras de excremento	19
Cuadro 2. Prevalencia e intensidad parasitaria de los animales de producción del ru-uacj.....	30
Cuadro 3. Prevalencia parasitaria general de los animales de producción del ru-uacj.	31
Cuadro 4. Identificación y prevalencia de géneros de helmintos en muestras de suelo.	35
Cuadro 5. Identificación de huevos de helmintos en muestras de agua.	36
Cuadro 6. Factores de riesgos obtenidos de la evaluación de bienestar animal	38
Cuadro 7. Factores de riesgos considerados mediante lista de revisión	39
Cuadro 8. Evaluación de impacto de cada factor de riesgo asociado a infección parasitaria sobre los animales de producción.....	44
Cuadro 9. Jerarquización de los factores de riesgos.....	45
Cuadro 10. Asociación entre la entre las estaciones y la prevalencia parasitaria de cada grupo animal	46

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Etapas del proceso en un análisis de riesgo (oie, 2019).	10
Figura 2. Diagrama de flujo. protocolo para desarrollo de la metodología.....	16
Figura 3. Plano del rancho universitario de la uacj.	17
Figura 4. Porcentajes de los factores con impacto negativo	46
Figura 5. Porcentajes de riesgo por grupo animal.....	47
Figura 6. Actividades de campo. bovinos del ru-uacj (A), agua del canal de riego (B), instalación de cámaras trampas (C).....	62
Aigura 7 actividades de campo. encuesta a trabajadores (A), colecta de muestras (B) determinación de factores de riesgos (C).....	62
Figura 8. Análisis de laboratorio. observación en microscopio (A), muestras en centrifuga (B), muestras de suelo (C).....	62
Figura 9. Huevos de parásitos gastrointestinales, (A) <i>trichostrongylus</i> , (B) <i>strongyloides</i> , y (C) <i>hemonchus</i>	75
Figura 10. Huevos de parásitos gastrointestinales, (A) <i>strongylo</i> , (B) <i>ciatostomidos</i> , y (C) <i>ascaris</i>	75
Figura 11. Huevos de parásitos gastrointestinales, (A) <i>toxocara</i> , (B) <i>ancylostoma</i>	75
Figura 12. Nidales sucios (A), bebedero sucio (B), rotura de corral de gallinas (C).....	76
Figura 13. Animales muertos (caprinos) (A), animales muertos (gallinas) (B), interacción entre especies animales (C).....	76
Figura 14. Pastoreo mixto (A), identificación de fauna silvestre (<i>geococcyx californianus</i>) (B), identificación de fauna silvestre (<i>sylvilagus cunicularius</i>) (C).....	76

ABREVIATURAS

°C	Grados Celsius, también conocido como grado centígrado
grs	Gramos
h/5L	Huevos de helmintos en 5 litros de agua.
hpg	Huevos por gramo de heces
km	Kilómetro
ml	Mililitro
msnm	Metros sobre el nivel del mar
rpm	Revolución por minuto
µm	Micrómetro

GLOSARIO

Coproparasitoscópico	Examen que consiste en un estudio de laboratorio con el cual se hace un análisis de la materia fecal, con el objetivo de detectar la existencia de parásitos intestinales.
Criterios Relevantes Integrados	Método basado en un análisis multicriterio, partiendo de la idea de que un impacto ambiental se puede estimar a partir de la discusión y análisis de criterios con valoración ambiental, los cuales se seleccionan dependiendo de la naturaleza del proyecto.
Emaciación	Pérdida involuntaria de peso corporal, generalmente causado por una enfermedad o falta de alimentación.
Epigastralgia	Se relaciona con los síntomas de malestar gastrointestinal.
Escala de severidad	Indicador del grado de impacto determinado por la magnitud de una condición y de esta manera se establece un pronóstico del elemento afectado.
Helmintos	Vermes o gusanos parásitos de cuerpo largo que pueden vivir dentro o fuera de sus hospedadores.
Matriz Leopold	Método de evaluación de impacto ambiental, se representa en un cuadro de doble entrada de relación causa-efecto. Se utiliza para identificar el impacto inicial de un proyecto en un entorno natural.
Parásito	Organismo que vive a expensas de otro ser vivo en el interior o superficie, suele causar algún daño o enfermedad al hospedador.
Patógeno	Microorganismo que produce enfermedad o afecta a la biología de un hospedero.
Protozoo	Organismo parásito microscópico unicelular, también vive en ambientes húmedos.
Taxón	Agrupación de organismos emparentados, a quienes se les da un nombre bajo una clasificación taxonómica.
Zoonosis	Es una enfermedad infecciosa que ha pasado de un animal a humano.

1. INTRODUCCIÓN

Debido a que las zoonosis son enfermedades de transmisión entre animales y humanos a estas se les atribuye pérdidas económicas de más del 20% en la producción animal, también el 60% de los patógenos en humanos se considera que es de este origen (OIE 2013); en consecuencia, estas enfermedades provocan pérdidas importantes en la producción animal (Addis 2017).

El análisis de los factores de riesgos de una enfermedad, permite la identificación de un agente infeccioso y su posible impacto en la salud y entorno de un individuo (Jakob-Hoff *et al.*, 2016). Además, ayuda a tomar medidas de control para la reducción de estos factores y aumenta la bioseguridad (Otte *et al.*, 2007), por lo tanto, el análisis de riesgo permite evaluar la probabilidad de infección de una enfermedad (SADER y SENASICA 2020), de modo que, un factor de riesgo es considerado como la posibilidad de padecer un suceso de tipo perjudicial que afecta la salud de un individuo (OIE, 2019).

Un agente infeccioso puede ser un parásito gastrointestinal y este predispone a causar síntomas de malestar, pérdida de peso, diarrea, anemia y edema (Wimmer *et al.*, 2004), algunos de estos parásitos suelen ser zoonóticos, lo cual representa una problemática de salud pública (Squire *et al.*, 2013), así mismo la convivencia e interacción dentro de un mismo hábitat entre diversas especies animales e incluso la humana, puede contribuir al riesgo de transmisión parasitaria gastrointestinal (Obanda *et al.*, 2019).

En regiones con deficientes condiciones sanitarias y pobreza, se tiende a una mayor presentación de infecciones parasitarias (Stolk *et al.*, 2016), de modo que la exposición a agua, suelo y alimento contaminado con heces son los principales factores para que se genere una infección parasitaria (Keraita y Amoah, 2011). Otras variables que influyen son la raza, sexo, edad y estado inmunológico, debido a que son factores propios del hospedero (Regassa *et al.*, 2006), de los cuales la edad y estado inmunológico son los más influyentes (Charlier *et al.*, 2009).

Dentro de los parásitos gastrointestinales se encuentran los protozoos, difundidos en ambientes acuosos y suelo (Sahinduran 2012); estas infecciones protozoarias ocasionan problemas de salud animal y pérdidas económicas (Volpato *et al.*, 2017).

Otros parásitos que afectan a las distintas especies animales son los helmintos; estos son los más presentes. La mayoría dentro de este taxón infecta a una gran cantidad de especies animales domésticas y silvestres las cuales funcionan como hospederos. Una infección parasitaria entre estos animales puede

llegar a perjudicar de forma significativa los esfuerzos de conservación de fauna silvestre y a su vez afectar el desempeño productivo de los distintos tipos de ganado; sin embargo, los factores que favorecen a una transmisión parasitaria bidireccional han sido poco estudiados (Vanderwaal *et al.*, 2014).

Debido a que en el Rancho Universitario de la UACJ (RU-UACJ) los animales de producción y silvestres confluyen en un mismo entorno, se planteó el objetivo de evaluar los factores de riesgos que están asociados a la prevalencia de parásitos gastrointestinales en los animales de producción, con el propósito de fomentar un modelo de control para disminuir los potenciales factores de riesgos y uso de las buenas prácticas pecuarias dentro del RU-UACJ.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Factores de riesgos que pueden afectar la salud de los animales

2.1.1. Antropogénico

Existen diversos factores de riesgos que pueden ser identificados de forma común en la generación de varias enfermedades de especies domésticas y silvestres, el riesgo de exposición a patógenos que afecta a humanos, animales silvestres y de producción, ha sido asociado a causas antropogénicas multifactoriales (Aguirre 2009).

Las prácticas agrícolas intensivas, el incremento de la movilización de personas, animales y sus productos por el mundo, la invasión, fragmentación y contaminación de hábitats, la introducción de especies exóticas y el cambio climático, son consideradas como acciones generadas por el hombre que favorece al brote de enfermedades infecciosas entre las distintas especies animales (Cutler *et al.*, 2010).

2.1.2. Ambiental

La exposición de hábitats compartidos entre personas y ganado en zonas de vida silvestre, puede generar enfermedades infecciosas emergentes, transmisión cruzada y evolución de microorganismos patógenos (Cleaveland *et al.*, 2001), ocasionando consecuencias epidemiológicas significativas (Cole y Viney 2018).

En áreas donde se presenta la convivencia entre animales de vida silvestre, ganado y domésticos influye al brote de agentes patógenos, los cuales, logran adaptarse y desarrollarse al entorno causando enfermedades (Gortázar *et al.*, 2007).

Comúnmente productores y propietarios de animales comparten diversos recursos ambientales con sus ganados, animales domésticos y silvestres, lo que predispone a un alto riesgo de infección con parásitos zoonóticos gastrointestinales (Barnes *et al.*, 2017).

Diversas especies hospedadoras pueden llegar a compartir recursos en el mismo hábitat, especialmente agua y pasto, esta interacción puede influir en las tasas de contacto y transmisión de parásitos, debido a que las etapas infecciosas de los parásitos a menudo se dispersan fecalmente en el medio ambiente y dependen de las condiciones climáticas y ambientales para su propagación, persistencia y transmisión, (Duffy *et al.*, 2007).

Dentro de un mismo hábitat los hospedadores están expuestos a las mismas oportunidades de infección, el grupo potencial de parásitos que se establece es probablemente variable, y algunos son previsiblemente dominantes (Obanda 2019).

Ante la presencia de una enfermedad infecciosa en animales, es determinante conocer el comportamiento animal y sus interacciones con su entorno (Barasona *et al.*, 2014). Los factores ambientales incluyen condiciones agroecológicas, prácticas de cría de animales como el sistema de alojamiento, intervalos de desparasitación y manejo de pasturas (Ratanapob *et al.*, 2012).

2.1.3. Agua

Las malas prácticas del manejo en la calidad del agua hacen que se aumente el riesgo de propagación de microorganismos patógenos, los cuales contaminan el agua (Gallego *et al.*, 2012).

En una transmisión parasitaria por agua contaminada se encuentran diversas especies de protozoarios y helmintos, los cuales perjudican a cualquier individuo según su condición, estado inmunológico y edad, los síntomas característicos producidos por estas infecciones parasitarias son diarrea, dolor abdominal y en algunos casos fiebre (Jaramillo y Useche 2012). Los parásitos en el desarrollo de sus ciclos biológicos suelen aprovechar el agua como medio de incubación y de transporte de huevos, llegando a infectar y afectar la salud de las distintas especies animales y algunos pueden causar enfermedades zoonóticas (Milano *et al.*, 2007).

Un brote de enfermedades infecciosas gastrointestinales puede ser transmitida por vía fecal-oral, por esta razón es imprescindible mantener de forma permanente la calidad del agua, disponibilidad y revisión constante a los sistemas de eliminación de excrementos y reciclaje de aguas tratadas (OMS 2004).

Dentro de este marco cabe resaltar que las Normas Oficiales Mexicanas (NOM-003-ECOL-1997), (NOM-001-ECOL-1996) y la Norma Mexicana (NMX-AA-113-SCFI-1999) y la OMS (2004) señalan a los huevos de helmintos como bioindicadores de calidad del agua y su carga debe ser de cero en agua potable.

Con la vigencia de estas normas, en algunas zonas de México es evidente la escasa revisión analítica de los parámetros microbiológicos del agua, lo cual también influye en el alto índice de enfermedades gastrointestinales, tal es el caso en la zona de Nuevo Casas Grandes, Chihuahua, que antes del 2017

no se realizaban estos análisis microbiológicos al agua, en especial para detectar huevos de helmintos en el agua (Maya 2017).

2.1.4. Suelo

Los helmintos transmitidos por el suelo también causan infecciones gastrointestinales, el mecanismo de contagio es a través del contacto e ingesta involuntaria de huevos de parásitos o de larvas que se encuentran en el suelo (Ojha *et al.*, 2104).

En el suelo se ha reportado la presencia de protozoos como *Cryptosporidium* y *Giardia* mayormente a los destinados de uso agrícola, dado el inadecuado manejo de aguas residuales para riego de cultivos, y el permanente contacto con materia fecal contaminada con dicho protozoario, demostrándose así una ruta de transmisión horizontal para humanos y animales vertebrados (Peng *et al.*, 2008).

La geohelminthiasis constituyen un grupo de afecciones parasitarias vinculado a las condiciones ambientales que no se incluye en la lista de enfermedades de notificación obligatoria. Estas pueden ser consideradas de interés para estudios epidemiológicos y en consecuencia objeto de vigilancia (Acuña *et al.*, 2003).

2.1.5. Patógenos

La dinámica de los parásitos es importante para la salud humana y animal (Nunn y Altizer 2006), la presentación de agentes patógenos zoonóticos se estima que el 20% de la morbilidad y mortalidad de enfermedades en humanos en países subdesarrollados se adjudica a las zoonosis endémicas (Jones *et al.*, 2011).

Dentro de los factores que afectan la salud de los animales existen parásitos como los helmintos y las coccidias que llevan a cuadros severos al animal, cuyas manifestaciones más comunes son la diarrea, pérdida de peso, malestar general, anorexia, vómitos, fiebre, epigastralgia y signos de deshidratación (Morales *et al.*, 2006). El desarrollo de una infección parasitaria gastrointestinal está influenciado según la especie de parásito y la intensidad de su carga parasitaria (Tariq *et al.*, 2010). Los helmintos y protozoos son los principales parásitos causantes de trastornos gastrointestinales su prevalencia afecta la salud y desarrollo de los animales, (Rodríguez-Vivas *et al.*, 2001).

Entre las infecciones que afectan a los distintos tipos de ganado están las bacterianas, virales y parasitarias, de estas últimas a nivel gastrointestinal se encuentran *Eimeria*, *Cryptosporidium* y algunos nematodos (Souza *et al.*, 2012). Dentro de *Eimeria* existe otro grupo de parásitos

denominados *Coccidias*; estos son considerados de alta gravedad para la salud de los animales por provocar lesiones en el tracto intestinal (Jiménez 2005). La coccidiosis es una enfermedad de gran impacto a nivel de infección intestinal, la cual afecta a todo tipo de ganado, ocasionando a que sea de baja calidad para su consumo y de compra y venta (Juárez y Rajal 2013).

Uno de los agentes patógenos causantes de las infecciones por protozoos entre los animales es el *Cryptosporidium*, el cual está ampliamente distribuido e infecta una diversidad de vertebrados, incluidos reptiles, aves, peces, mamíferos y humanos (Fayer 2004). El criptosporidio infecta el tracto gastrointestinal y se transmite a través de la ingestión de ooquistes encontrados en alimentos o agua contaminados (Ryan *et al.*, 2014). Las infecciones subclínicas son comunes, el *Cryptosporidium* puede causar enteritis que conduce a diarrea acuosa severa y dolor abdominal (Kotloff *et al.*, 2013).

Los estudios epidemiológicos que incluyen el análisis de factores de riesgos para la infección entérica de protozoos en el ganado son importantes, ya que estos parásitos representan una amenaza para la productividad y la supervivencia de los animales (Tung *et al.*, 2012).

2.1.6. Rasgos propios del hospedador

Factores propios del hospedero como la respuesta inmune, la fisiología y el comportamiento, influyen en la diversidad de parásitos que eventualmente se establece en el animal (Duffy *et al.*, 2007).

Las enfermedades de tipo parasitario gastrointestinal afectan con mayor intensidad a los animales jóvenes, causando emaciación, retraso en el desarrollo y crecimiento de los animales (Silva *et al.*, 2012). Los animales se debilitan y son susceptibles a contraer enfermedades secundarias que incluso les ocasiona la muerte en casos extremos, debido a que la respuesta inmune es menor sobre la presencia del parásito, esto en consecuencia genera pérdidas económicas al ganadero y a la industria (Aguilar-Caballero *et al.*, 2009).

Una baja condición del hospedador junto con un entorno ambiental deplorable, favorece a la generación en infecciones parasitarias gastrointestinal (Ratanapob *et al.*, 2012).

2.2. Parásitos gastrointestinales que afectan a la salud de los animales de producción

2.2.1. Rumiantes

Las especies más comunes son *Eimeria bovis*, *Eimeria zuernii* y *Eimeria alabamensis* en el ganado vacuno, provocan síntomas como la anorexia, pérdida de peso y diarrea sanguinolenta con moco, en casos severos se ha presentado prolapso rectal (Jiménez 2005).

El *Cryptosporidium* afecta de forma considerable la salud y producción animal, especialmente en terneros jóvenes (Cho y Yoon 2014). Existen cuatro especies de *Cryptosporidium* que afectan al ganado vacuno: *C. andersoni*, *C. bovis*, *C. ryanae* y *C. parvum* (Fayer *et al.*, 2008).

Se ha reportado que la criptosporidiosis entre el año 2007 al 2011 es la principal causa de trastornos entéricos en vacunos de carne en el Reino Unido (APHA, 2014); *C. parvum* es la especie predominante en Escocia, infecta las glándulas digestivas del abomaso y causa diarrea en los animales (Wells *et al.*, 2015).

Haemonchus placei, *Ostertagia ostertagi* y *Trichostrongylus axei*, ocasionan trastornos en el abomaso de los rumiantes, generando gastritis severa, petequias y nódulos en la mucosa estomacal (Fox 2014).

2.2.2. Porcinos

Los helmintos gastrointestinales *Trichuris suis* se incrusta en el ciego de los cerdos causando su inflamación y a su vez genera anorexia y diarreas sanguinolentas, su infección es por ingesta de huevos de la larva (Laber *et al.*, 2002).

Gusanos como *Ascaris suum* provocan lesiones a nivel pulmonar, intestinal y hepático reduciendo ganancias de peso especialmente en animales jóvenes, la migración de las larvas a través del hígado causa manchas blancas llamadas "manchas de leche" (Zumbado *et al.*, 2009).

Oesophagostomum dentatum en cerdos pueden causar trastornos gastrointestinales, anorexia y emaciación, estos parásitos son característicos por su formación de nódulos subserosos en el intestino (Gelberg, 2017).

Las enfermedades por parásitos helmintos son consideradas como un factor de riesgo para la producción y rentabilidad en la crianza de cerdos, debido a las pérdidas de peso y traumas intestinales causados en los animales (Nwafor *et al.*, 2019).

2.2.3. Équidos

Los parásitos como *Trichostrongylus spp* son gusanos que producen trastorno estomacal ocasionando gastritis y úlceras, la forma de contagio se debe a que los équidos muchas veces pastan en potreros de forma simultánea con rumiantes. *Strongyloides spp* afecta especialmente a los potros y se hospeda en el intestino delgado ocasionando diarreas (Rivero-Pérez, 2018).

Megastoma draschia y *Habronema* están asociados a traumas gástricos causantes de abscesos estomacales. *Parascaris equorum* son helmintos que afectan especialmente a potros generando cólicos y obstrucción intestinal. Los *Strongylos* grandes son gusanos que en el intestino causan anemias, pérdida de peso, torsión del intestino y a veces diarreas, el sistema nervioso central también puede verse afectado por estos parásitos. los *Strongylos* pequeños llamados *Ciatostomidos* se albergan en el intestino grueso generando diarreas, baja condición corporal e inflamación de las membranas del intestino grueso (Klei, 2019).

2.2.4. Aves de corral

En la avicultura un parásito común es *Ascaridia galli*, las aves infectadas presentan signos de anorexia, anemia, emaciación, diarrea, plumas erizadas y alas caídas, en el intestino genera hemorragias en la mucosa, un alto grado de infección provoca la muerte del animal (Dahl *et al.*, 2002).

En aves de corral las Coccidias del género *Eimeria* afecta el intestino del ave causando anemia, enteritis y diarrea sanguinolenta, la infección es por vía oral fecal, los pollos jóvenes tienden a ser más susceptibles (Abebe y Gugsu, 2008).

El nematodo *Heterakis gallinarum* está presente principalmente en el ciego de los pollos, pavos, faisanes y codornices, puede causar inflamación cecal, las lombrices de tierra y escarabajos pueden servir como fuente de infección, ya que las lombrices pueden ingerir los huevos del gusano (Papini y Cacciuttolo, 2008).

El parásito *Raillietina cesticillus* se caracteriza por afectar el duodeno y yeyuno conteniendo heces verdosas o amarillentas con exudado mucoso, estos cestodos producen diarrea, caquexia y anemia (Salam *et al.*, 2010).

El protozoo *Histomonas meleagridis* genera lesiones necróticas en el hígado y el ciego, por lo general se observa heces de color amarillo, una característica principal en un ave infectada por este parásito

es la cianosis en la piel de la cabeza, la mayoría de las infecciones de este parásito son fatales en pavos (Wakenell, 2016).

2.3. Análisis de riesgos

El análisis de riesgo se caracteriza por englobar una adecuada identificación, evaluación y la probabilidad de la manifestación de un peligro OIE (2019). Un análisis de riesgo de una enfermedad es una herramienta que ayuda a determinar de forma cuantitativa o cualitativa el grado de impacto ocasionado por un factor de riesgo, de esta manera favorece la toma de decisiones de control al aclarar cualquier sospecha que se tenga respecto a los trastornos de salud de los animales y la aplicación de medidas preventivas y correctivas (Jakob-Hoff *et al.*, 2016).

Según el SADER y SENASICA (2020) un análisis de riesgo se debe realizar cuando:

- Existe una solicitud de importación de animales, productos o subproductos de animales o especies acuícolas, provenientes de un país con el que no se tiene intercambio comercial previo.
- Cuando se genera un cambio en la situación zoonositaria de un país con respecto a una enfermedad que perjudique a los animales o especies acuícolas.
- Cuando no se conoce la situación zoonositaria de un país, zona o región.
- Cuando existe una petición de registro de productos farmacéuticos o biológicos para enfermedades que no existen en el país o de cepas diferentes a las existentes.
- Para el reconocimiento de zonas o regiones libres de enfermedades dentro del país.

En el proceso de un análisis de riesgo comprende cuatro etapas (Figura 1), las cuales ayudan a clarificar un suceso desfavorable materializando el factor de riesgo, y a su vez facilita la comprensión e interpretación de los resultados. Las cuatro etapas del análisis del riesgo son la identificación del peligro, la evaluación del riesgo, la gestión y la comunicación (OIE, 2019).

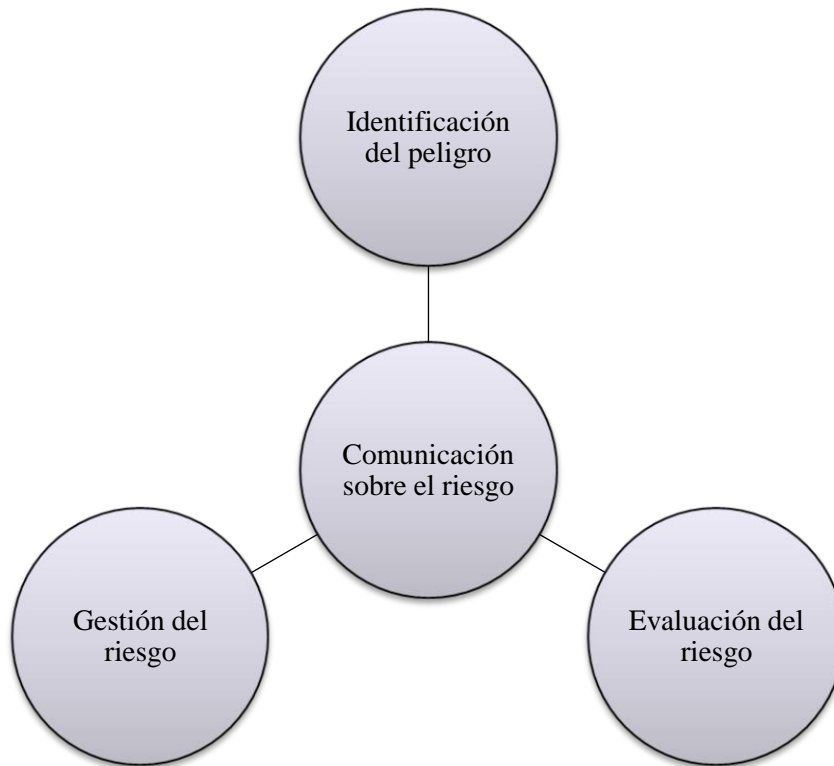


Figura 1. Etapas del proceso en un análisis de riesgo (OIE, 2019).

2.3.1. Identificación del riesgo

El objetivo de esta etapa es detectar todo factor que pueda afectar la salud de los animales, teniendo en cuenta las condiciones en las que se encuentran, de modo que se denomine el peligro sus causas y efectos con el fin de establecer prioridades. Al empezar el proceso de identificación del peligro es importante tener en cuenta tanto el problema en cuestión como el contexto medioambiental de los animales de interés (Jakob-Hoff *et al.*, 2016).

La identificación del peligro es una etapa de clasificación en la que se identifican dicotómicamente los agentes biológicos como riesgos potenciales o no (OIE, 2019).

En esta fase es importante basarse de información publicada como artículos de revistas científicas indexadas, boletines científicos, información de organismos internacionales, normativas o políticas de los países, memorias de congresos, entre otros (SADER y SENASICA, 2020).

2.3.2. Evaluación del riesgo

En este paso se busca dar una estimación al riesgo, la cual puede ser de tipo cualitativa o cuantitativa, lo que indica si el peligro en cuestión representa una amenaza a la salud de los animales (Kimman *et al.*, 2013).

El propósito de la evaluación del riesgo es determinar la probabilidad de que se introduzca un peligro en la zona de estudio, como también la probabilidad de que la población de interés resulte expuesta al factor de riesgo una vez este se establezca (Jakob-Hoff *et al.*, 2016).

Ante una enfermedad la evaluación del riesgo contribuye a adoptar medidas profilácticas, reduciendo la presentación de agentes patógenos (Díaz *et al.*, 2018).

Esta etapa debe estar sustentada en información científica disponible, incluyendo la opinión de expertos. Además, debe existir coherencia y transparencia, es decir se debe garantizar imparcialidad y objetividad en el método de evaluación del riesgo que se aplique (OIE, 2019).

2.3.3. Gestión del riesgo

En esta etapa los diferentes peligros identificados se pueden priorizar con base a la probabilidad y magnitud de sus consecuencias adversas, teniendo en cuenta el nivel de riesgo (Jakob-Hoff *et al.*, 2016).

La gestión del riesgo consiste en aplicar medidas correctivas para controlar los riesgos que han sido juzgados en la evaluación, el objetivo de esta etapa es que se establezca metodologías de vigilancia en mantener al mínimo la probabilidad de introducción de enfermedades por las partes interesadas; cabe resaltar que en esta etapa las medidas adoptadas deben ser supervisadas de forma continua, velando por su aplicación (OIE, 2019).

2.3.4. Comunicación del riesgo

La comunicación de los riesgos se debe mantener con las partes interesadas, de una manera simple, lógica y eficiente, comunicar los resultados es esencial para definir el peligro. En esta etapa se divulga la magnitud y el impacto de los peligros (Jakob-Hoff *et al.*, 2016).

En la comunicación se dan a conocer los resultados obtenidos a todos los grupos involucrados por medio de informes, esta información debe ser de carácter transparente, abierta e interactiva, en este paso es recomendable mantener la comunicación en cada etapa del proceso del análisis de riesgo,

manteniendo el contacto entre el personal de interés y los especialistas encargados del análisis del riesgo, lo cual ayuda a aumentar la posibilidad de aplicar las recomendaciones obtenidas (OIE, 2019).

2.4. Métodos para el análisis del riesgo de enfermedad

Las entidades relacionadas con la salud pública y animal como la OMS, FAO y la OIE han divulgado metodologías para realizar un análisis de riesgo de enfermedades ocasionadas por microorganismos patógenos, aunque todas estas técnicas tienen como base la identificación, evaluación, gestión y comunicación del riesgo (Travis *et al.*, 2016).

Según Lees *et al.*, (2016), algunos métodos como Hoja de trabajo del Análisis de Riesgo de una Enfermedad (ARE), árbol de situaciones, técnica de la comparación por parejas para la priorización de los peligros, modelos gráficos y Herramienta de Evaluación del Riesgo de Enfermedad (HERE), se utilizan en el análisis de riesgo de una enfermedad. El formato Hoja de trabajo del Análisis de Riesgo de una Enfermedad (ARE) está diseñado para profesionales expertos en enfermedades que afectan a los animales, consiste en una plantilla estructurada para la captura de datos y resultados del análisis de riesgo de una enfermedad, la cual promueve la comunicación con los grupos interesados y la toma de decisiones pertinentes. El árbol de situaciones consiste en una representación gráfica que proyecta las distintas vías de los eventos esperados que conducen a un resultado, este formato se puede emplear de forma cualitativa y cuantitativa durante cada etapa del análisis de riesgo, facilitando la comunicación de forma eficiente. La aplicación Técnica de la comparación por parejas para la priorización de los peligros permite ordenar según la prioridad de los efectos adversos en la salud de los animales, también es de gran ayuda para el personal encargado del análisis de riesgo cuando le es difícil establecer la prioridad de los factores de riesgos, generalmente este análisis es de tipo cualitativo. Los modelos gráficos también se le conoce como modelos epidemiológicos gráficos, diagramas causales o redes causales, estos se pueden utilizar para análisis cualitativos como cuantitativos. Una enfermedad puede ser causada por múltiples factores, y por medio de una red causal se puede visualizar las causas; para la aplicabilidad de este método es necesario conocer la epidemiología de la enfermedad con cada factor asociado con el hospedador, medio ambiente y el agente patógeno, para ello, se deberá realizar previamente una exhaustiva revisión bibliográfica de los peligros. El método Herramienta de Evaluación del Riesgo de Enfermedad (HERE) permite rápidamente determinar los factores de riesgos insignificantes de una enfermedad en una traslocación. Mediante un diagrama de flujo se responde a una serie de preguntas que determina la probabilidad de

que se presente la transmisión de una enfermedad debido a una traslocación de fauna silvestre, para ello el investigador debe tener en cuenta datos geográficos relacionado con el hábitat de la especie animal de interés.

3. HIPÓTESIS

La evaluación de impacto permite identificar el potencial de los factores de riesgo que están asociados a una prevalencia parasitaria gastrointestinal en animales de producción.

4. OBJETIVO GENERAL

Evaluar los factores de riesgo asociados a la prevalencia de parásitos gastrointestinales en los animales de producción del Rancho Universitario de la UACJ.

4.1. Objetivos específicos

Identificar el género de parásitos gastrointestinales y estimar la prevalencia parasitaria en las muestras de excrementos de los animales de producción, y suelo del Rancho Universitario de la UACJ.

Identificar el género de parásitos y cuantificar la cantidad de huevos de helmintos en las muestras de agua del Rancho Universitario de la UACJ.

Identificar y determinar los factores de riesgo mediante la evaluación de bienestar animal y lista de revisión.

Cuantificar el potencial de impacto de cada factor de riesgo identificado mediante la matriz de Leopold combinada con Criterios Relevantes Integrados.

5. MATERIALES Y MÉTODOS

El desarrollo de la tesis se realizó en un periodo de 14 meses, comprendidos entre marzo del 2020 a mayo del 2021, llevando a cabo las siguientes actividades: diagnóstico ambiental, instalación de cámara trampas, encuesta a trabajadores del rancho, recolección de muestras de excretas, agua y suelo y análisis de laboratorio (análisis de agua, suelo y coproparasitológico). Se realizó la identificación de los factores de riesgos basado en una evaluación de bienestar animal y una lista de revisión, evaluación del grado de impacto de cada factor de riesgo y reporte (comunicación) para informar a las partes interesadas los resultados de la evaluación de los factores de riesgos.

En el anexo 1 se detallan actividades realizadas durante el estudio y en la Figura 2 se describe el protocolo para el desarrollo de la metodología.

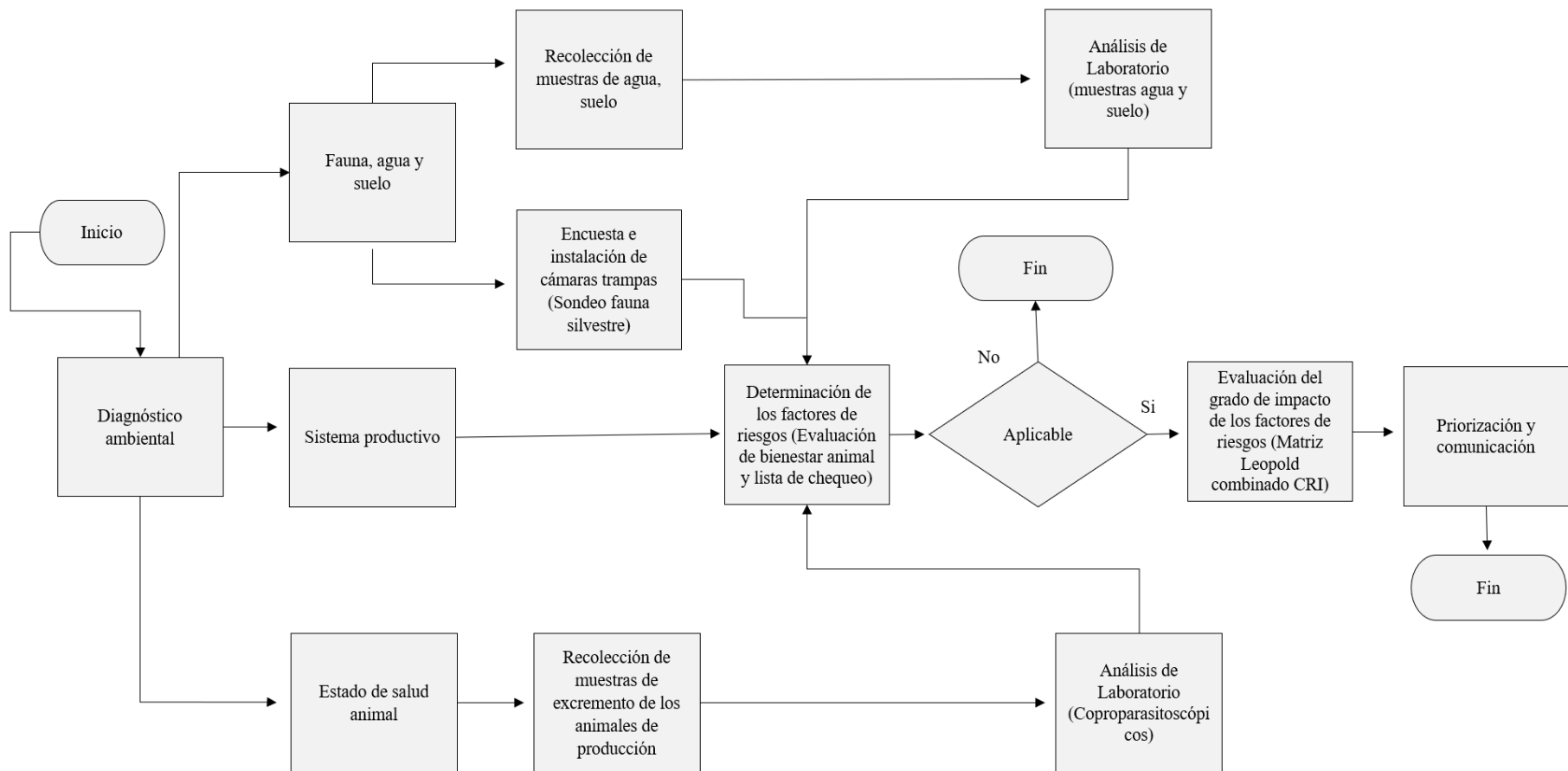


Figura 2. Diagrama de flujo. Protocolo para desarrollo de la metodología.

5.1. Descripción del área de estudio

5.1.1. Ubicación geográfica

El estudio se realizó en las instalaciones del RU-UACJ (figura 3), ubicado en el Valle de Juárez municipio Práxedis G. Guerrero, carretera Juárez-Porvenir Km 63 y 64. Las coordenadas geográficas de referencia son: 31° 21' 20" N y 105° 59' 59" W, altitud de 1090 msnm. El municipio de Práxedis G. Guerrero limita por todos sus costados con el municipio de Guadalupe, a excepción de su límite con el Rio Bravo que forma la frontera internacional con el Estado de Texas de los Estados Unidos (INEGI 2020).



Figura 3. Plano del Rancho Universitario de la UACJ.

5.1.2. Descripción del área de estudio

El Rancho RU-UACJ se caracteriza por ser un recinto multidisciplinar en áreas agropecuarias, cuenta con animales de producción como bovinos, ovinos, caprinos, porcinos, equinos y aves de corral, en este recinto las zonas agrícolas se riegan con agua proveniente del canal del río Bravo. Los estudiantes de la carrera de medicina veterinaria y zootecnia realizan prácticas de manejo zootécnico, como profilaxis, nutrición, reproducción e investigaciones en los diferentes sistemas de producción animal (UACJ 2016).

De acuerdo con INEGI (2020) el área se describe con un clima árido extremoso, con temperaturas de 43°C como máxima y mínima de -10°C; la temperatura media anual es de 16°C, la precipitación

pluvial media anual es de 275 milímetros, y con vientos dominantes del Suroeste. El municipio de Práxedes G. Guerrero se caracteriza por que el terreno es plano en la mayoría de su extensión, los suelos dominantes son de tipo regosol de textura gruesa y en pendientes quebradas o fuertemente disectadas de tipo litosoles y/o xerosoles, además de yermosoles, con inclusiones de solonetz en su fase lítica, el uso del suelo es principalmente agrícola y ganadero. La flora está constituida por plantas típicas del desierto como xerófilas, herbáceas, arbustos de diferentes tamaños entremezclados con algunas especies de agaves, yucas y cactáceas, leguminosas con zacates, chaparral espinoso entre otros. La fauna más característica consta de *Zenaida macroura* (huilota), *Sylvilagus audubonii* (conejo), lepórido perteneciente al género *Lepus* (liebre), *Lynx rufus* (gato montés), *Canis latrans* (coyote) y *Puma concolor* (puma).

5.2. Sondeo de fauna silvestre

Se realizó una encuesta (anexo 2) a cinco trabajadores del RU-UACJ para conocer la fauna silvestre que normalmente frecuenta el rancho.

Se instalaron cuatro cámaras trampas (Moultrie MFH-M80) distribuidas estratégicamente en las instalaciones del rancho para detectar y documentar la posible presencia de animales silvestres que concurre en el rancho durante el periodo de estudio.

5.3. Tamaño y selección de muestras de excremento

Se examinaron las especies animales de producción que se encontraban en el RU-UACJ evaluando: rumiantes (bovinos, ovinos, caprinos), porcinos, équidos (equinos y asno) y gallinas. En el cuadro 1 se observa el número de muestras de excremento por especie animal, determinadas por medio de la fórmula para población finita Aguilar-Barojas (2005).

$$n = (z^2 \cdot p \cdot q \cdot N) / (z^2 \cdot p \cdot q + d^2(N-1))$$

Donde:

n= tamaño de la muestra

z= nivel de confianza o valor de Z crítico

p= probabilidad esperada o proporción aproximada del fenómeno en estudio en la

población de referencia

q = probabilidad de fracaso o proporción de la población de referencia que no presenta el fenómeno en estudio

N = Tamaño de la población

d = nivel de precisión o error máximo admisible.

Cuadro 1. Número de muestras de excremento

Animales de producción	n/estación		
	Verano 2020	Otoño 2020	Invierno 2020-2021
Bovinos	12	10	15
Ovinos	15	12	14
Caprinos	13	12	14
Porcinos	6	6	6
Equinos	3	3	3
Asno	1	1	1
Gallinas	Muestra compuesta	Muestra compuesta	Muestra compuesta

Es de resaltar que a las muestras de excremento de los equinos, asno y gallinas no se les aplicó dicha fórmula ya que su población era de tres equinos y un asno; para el caso de las gallinas se realizó una muestra compuesta de excretas.

5.4. Recolección de muestras de excremento

Se recolectaron muestras de rumiantes (bovinos, ovinos, caprinos), porcinos, équidos (equinos y asno) y gallinas, en las estaciones de verano, otoño 2020 e invierno 2020-2021.

Las muestras de excremento se recolectaron durante tres días consecutivos en cada estación del año, las cuales, fueron tomadas directamente del recto de los animales, usando guantes minimizando

cualquier tipo de contaminación y depositándolas en su respectivo recipiente rotulado y refrigeradas en hielera 4°C (PANAFTOSA, 2017).

Para las gallinas se realizó una muestra compuesta de excretas recolectadas durante tres días consecutivos, las muestras se recolectaron del piso después de defecación espontánea (PANAFTOSA, 2017). Posteriormente se transportaron al Laboratorio de la División Multidisciplinaria de la UACJ en Nuevo Casas Grandes (LDMNCG).

Previo a su análisis, las muestras se mantuvieron en una nevera a 4°C para evitar cualquier alteración de los huevos de parásitos, posteriormente se aplicó las técnicas coproparasitoscópicas de Faust, sedimentación y McMaster (OPS, 2020).

5.5. Recolección de muestras de agua

Se realizó la colecta de muestras de agua durante las estaciones de otoño del 2020 e invierno 202-2021, estas se obtuvieron del canal de riego y otra de la llave de agua potable. La toma de muestras de agua se implementó acorde a la Norma Oficial Mexicana NOM-230-SSA1-2002 y Norma Mexicana NMX-AA-003-1980.

Se utilizó garrafones de plástico inerte de 6 litros, los cuales fueron previamente desinfectados con hipoclorito de sodio al 10 % y lavados con agua potable, posteriormente se enjuagó con agua destilada. Posteriormente las muestras se transportaron al LDMNCG.

5.6. Recolección de muestras de suelo

La recolecta de las muestras del suelo se realizó durante las estaciones de verano, otoño del 2020 e invierno 202-2021, acorde a lo establecido en la Norma Mexicana NMX- AA-132-SCFI-2016, utilizando bolsas de polietileno para el almacenamiento de las muestras, para ello se recolectó 500 gramos de suelo por muestra a una profundidad de 0 a 5 cm a partir de la superficie. Las muestras se obtuvieron de los corrales de los animales y sitio de pastoreo, las muestras se etiquetaron y se depositaron en una hielera para transportarlas al LDMNCG. La frecuencia del muestreo de suelo, consistió en examinar los mismos lugares en cada estación del año.

5.7. Identificación de huevos de parásitos

5.7.1. Análisis de muestras de excremento

5.7.1.1. Técnica de sedimentación

Para esta técnica se pesaron 2grs de heces en cada muestra y se colocaron en un vaso precipitado con 10 ml de agua destilada, después de ese procedimiento el material se filtró con tamiz a otro vaso precipitado. Luego se agregó 200 ml de agua y se esperó por un período de 20 minutos para la sedimentación. A continuación, se decantó el sobrenadante y se colectó con una pipeta una porción de la muestra sedimentada en el fondo del vaso y se colocaron 2 gotas en una lámina porta objeto, se cubre con una laminilla y se observó al microscopio (Figuroa-Castillo *et al.*, 2015).

5.7.1.2 Técnica de flotación

Se pesó 5 grs de materia fecal en cada muestra, luego se disolvió esta muestra en 30 ml de agua destilada y se homogeneizó hasta suspenderla perfectamente, después se filtró con tamiz, colocándola en un segundo recipiente y depositando la suspensión en el tubo de centrifuga, centrifugándolas a 1.4 rpm por 4 minutos en centrifuga Centra Cl 12 de Thermo Electron Corporation. Luego se decantó el sobrenadante y se resuspendió nuevamente con agua, seguidamente se repite el proceso hasta que el sobrenadante quede transparente, generalmente se requiere de 2 a 3 centrifugaciones. Una vez aclarado el sobrenadante se resuspendió con la solución saturada de Sulfato de Zinc centrifugando nuevamente a 1.4 rpm por 4 minutos, luego se dejó reposar la muestra por un lapso de 10 minutos, seguidamente se tomó un asa de alambre (previamente flameada), para tomar de la superficie del líquido tres gotas del material flotante y depositándolas separadas en un portaobjetos se procedió a hacer la observación directamente al microscopio, además sobre la muestra se depositó una gota de lugol. El material obtenido se revisó en su totalidad para detectar las estructuras parasitarias empleando el objetivo de 10x y 40x, la revisión de la muestra se hace en una secuencia de zig-zag hasta cubrir la totalidad de la muestra (Figuroa-Castillo *et al.*, 2015).

5.7.1.3 Técnica de McMaster

Para la debida cuantificación de huevos de parásitos se realizó por medio de la técnica McMaster, para ello, se pesó 2 gramos de muestras fecales en una balanza electrónica, posteriormente ésta muestra fecal fue macerada y tamizada con una malla fina en una solución salina en un volumen de 30 ml, y con una pipeta se extrajo el sobrenadante para ser depositado en una cámara de McMaster.

Luego se procedió a observar en el microscopio para su respectivo diagnóstico y determinar su respectiva carga parasitaria la cual se expresó como número de huevos por gramo de heces (hpg) (Figuroa-Castillo *et al.*, 2015).

5.7.2. Análisis de muestras de suelo

Para el análisis de suelo se pesaron 40 grs de muestra de suelo y se colocaron en un vaso de precipitado con 200 ml de agua dejándola reposar por 24 horas, después de ese procedimiento el material se filtró con tamiz a otro vaso de precipitado. Luego se decantó el sobrenadante y se resuspendió nuevamente con agua, repitiendo el proceso hasta que el sobrenadante quede transparente. Una vez aclarado el sobrenadante se resuspendió con la solución la técnica de flotación (Sheather con solución saturada de azúcar, densidad 1.3), centrifugando nuevamente a 1.4 rpm por 4 minutos en centrifuga Centra Cl 12 de Thermo Electron Corporation. Luego se dejó reposar la muestra por un lapso de 10 minutos, el material que flota se extrae con una pipeta depositando la muestra sobre un portaobjetos para hacer la observación directamente al microscopio (Polo 2006). El material obtenido se revisó en su totalidad para detectar las estructuras parasitarias empleando el objetivo de 10x y en caso de observar estructuras sugerentes se pasó a 40x para mejorar la observación.

5.7.3. Análisis de muestras de aguas

Para el análisis de las muestras de agua se siguió el protocolo establecido por Maya (2017), protocolo adaptado de la norma oficial mexicana NMX-AA-113-SCFI-2012 para la detección de huevos de helminto, a continuación, se describe el protocolo para el análisis del agua:

- Dejar sedimentar la muestra mínimo 5 horas a temperatura ambiente.
- Aspirar y desechar el sobrenadante sin agitar y conservar el sedimento.
- Filtrar el sedimento en el tamiz de 63µm de poro. Lavar el tamiz con 5 litros de agua potable, y recuperar el agua de lavado junto con el sedimento filtrado.
- Colocar el filtrado y el agua de enjuague en el garrafón de 6 litros donde originalmente se encontraba la muestra. Dejar reposar la muestra mínimo 5 horas o toda la noche a temperatura ambiente.

- Aspirar el sobrenadante y desecharlo, depositar el sedimento en los recipientes para la centrifuga. Enjuagar el garrafón con agua destilada, y colocar en los recipientes para centrifugación.
- Centrifugar a 2,400 rpm por 5 minutos. Decantar nuevamente el sobrenadante por vacío.
- Suspender la pastilla en 150 ml de la solución de sulfato de zinc. Homogenizar la pastilla por agitación de los tubos de forma manual.
- Una vez más, centrifugar a 2,400 rpm por 5 minutos, y recuperar el sobrenadante vertiéndolo en un recipiente de plástico de 1,500 ml y diluir cuando menos en 1,000 ml de agua destilada.
- Verter la suspensión resultante en tubos de centrifuga de 50 ml, se incluye el agua de enjuague del recipiente y centrifugar a 2,400 rpm durante 3 minutos; eliminar el sobrenadante de todos los tubos, adicionar más suspensión y resuspender el sedimento por agitación, enjuagar el recipiente de 1,500 ml con poca agua destilada (repetir este proceso hasta que se consuma por completo la suspensión).
- Centrifugar a 2,400 rpm por 3 minutos todos los tubos, eliminar el sobrenadante, integrar todos los sedimentos obtenidos (resuspender en poca agua destilada) en un solo tubo; repetir este proceso hasta obtener una sola muestra de 50 ml y centrifugar nuevamente a 2,700 rpm por 3 minutos.
- Decantar nuevamente el sobrenadante por vacío y resuspender la pastilla en 15 ml de la solución de alcohol-ácido y agregar 10 ml de éter (todo esto en la campana de extracción). Agitar suavemente y de vez en cuando destapar cuidadosamente los tubos para dejar escapar el gas que se desprende. Dejar reposar por lo menos 30 minutos o en refrigeración para realizar el análisis posteriormente.
- Centrifugar una última vez a 2,700 rpm durante 5 minutos. Aspirar al máximo el sobrenadante, dejar menos de 1 ml del mismo y evitar la pérdida de la pastilla; homogenizar la pastilla, y proceder a la cuantificación.

- Distribuir en la cámara Neubauer. Identificar visualmente una a una las estructuras morfológicas de los huevos de helmintos hallados y contabilizarlas.

5.8. Estimación del porcentaje de prevalencia

Una vez identificadas el número de muestras positivas, se determinó el porcentaje de prevalencia a cada grupo de animales, utilizando la siguiente fórmula según OPS y OMS (2018).

$$P = (n/N) \times 100$$

Dónde:

P = Prevalencia

n = Número de animales positivos

N = Total de animales.

5.9. Identificación de los factores de riesgos

Para la identificación y determinación de los factores de riesgos se realizó mediante la evaluación de bienestar animal basada en los principios de libertad de Welfare Quality (2009). También se utilizó una lista de revisión, partiendo de lo consultado en la literatura en cuanto a prácticas que pueden generar un cuadro de infección parasitario gastrointestinal.

5.9.1. Evaluación de bienestar animal

Para esta evaluación se tuvieron en cuenta los criterios que pueden estar asociados a una infección parasitaria gastrointestinal (anexo 3); se tomaron registros de las condiciones a las que son sometidas los animales y todos los posibles comportamientos que estos presentaran durante el periodo de estudio, con el propósito de identificar y determinar factores que se consideraban como riesgosos para una presentación de parasitismo, y a su vez estos factores que se consideraron riesgosos son los que se incluyeron en la evaluación de impacto para conocer su grado de severidad.

5.9.1.1. Principio de libertad de hambre

Para este principio se tuvo en cuenta el criterio de condición corporal en una escala valorativa de 1 a 5, clasificación que se muestra anexo 3, donde animales con condición corporal normal (3), animales

con condición corporal muy flacos (1) y animales con condición corporal muy gordos (5) (Welfare Quality 2009). Para evaluar la condición corporal se tuvo en cuenta: todos los semovientes debían estar de pie, posteriormente se observó al animal desde atrás y también mientras se está de pie junto al animal, se consideró cuán visibles eran los huesos de la columna vertebral y cadera, se inspeccionó visualmente y luego se palpó para evaluar la condición del animal de acuerdo con la clasificación.

5.9.1.2. Principio de libertad de sed

La sed no se evaluó directamente en los animales porque los signos de deshidratación solo se pueden detectar en casos extremos, más bien, limpieza de bebederos y calidad del agua se juzgaron en una escala valorativa de 1 a 5, (anexo 3), donde (1) corresponde a la peor situación (es decir, la situación por debajo del cual se considera que no puede haber más decrementos en el bienestar), (3) corresponde a una situación neutral (es decir, el nivel de bienestar no es malo pero no es bueno) y (5) corresponde a la mejor situación (Welfare Quality 2009).

De acuerdo con la metodología de Welfare Quality (2009), se tuvo en cuenta que el suministro de agua se consideraba higiénico si este se encontraba libre de heces y partículas de suciedad, de lo contrario si se llegase a encontrar algunos de estos elementos se consideraba como insuficiente, o también se juzgaba como inadecuado. Se considera un bebedero limpio cuando: bebederos y agua limpia en el momento de la inspección (5), bebedero parcialmente sucio: bebederos sucios, pero agua fresca y limpia en el momento de inspección (3) y Sucio: bebederos y agua sucios en el momento de la inspección (1).

Se analizó la calidad de la fuente de agua de los corrales, este análisis se basó en los reportes de laboratorio, sino se encontraba algún agente patógeno en el agua se consideraba como adecuada (5), y si de lo contrario se llegase a encontrar uno o más de un huevo de parásito se consideraba como inapropiada (1).

5.9.1.3. Principio de libertad de incomodidad

Se tuvo en cuenta los parámetros que se describen en el anexo 3, estiércol en el cuerpo, limpieza y comodidad alrededor de la zona de descanso, en una escala valorativa de 1 a 5, donde "1" Corresponde a la peor situación, '3' corresponde a una situación neutral y '5' corresponde a la mejor situación que se podría encontrar en el animal (Welfare Quality 2009).

5.9.1.4. Principio de libertad de dolor y enfermedad

Para este principio se tuvo en cuenta los siguientes criterios (anexo 3), cojeras, heridas en el cuerpo, condición de la piel e infecciones locales en una escala valorativa de 1 a 5, donde "1" corresponde a la peor, '3' corresponde a una situación neutral y '5' corresponde a la mejor situación que se podría encontrar un animal (Welfare Quality 2009).

5.9.2. Lista de revisión

También se utilizó una lista de revisión, partiendo de lo consultado en la literatura en cuanto a prácticas que pueden generar un cuadro de infección parasitario gastrointestinal (anexo 4): ausencia de pediluvio, no desparasitación, animales nuevos sin previa cuarentena, inadecuado manejo de animales muertos, accesibilidad con fauna silvestre y pastoreo mixto; estas se cotejaron en el Rancho Universitario de la UACJ para comprobar o descartar su aplicabilidad. Si se evidenciaba algunas de estas prácticas como inadecuada se consideraba como un factor de riesgo (UTEM 2018).

5.10. Evaluación de impacto

El método establecido para la evaluación de impacto de los factores de riesgos fué la Matriz de Leopold combinado con los Criterios Relevantes Integrados (CRI) planteada por Buroz (1994) (CELEC 2011). La matriz Leopold se caracteriza por ser una matriz de impactos de doble entrada siguiendo la lógica causa-efecto en la que se establecen por un lado los componentes susceptibles de ser afectados (columnas) y, por otro lado, la actividad identificada como potencial alterador de los componentes (filas). Una vez realizada la evaluación de impacto de los factores de riesgos se comunica por medio de un reporte a las partes interesadas del RU-UACJ (anexo 5).

5.10.1. Calificación de impacto de los factores de riesgos

Para la calificación de impacto de los factores de riesgo se siguió la metodología de CRI obteniendo el cálculo de la magnitud y el Valor del Índice Ambiental (VIA) también conocido como importancia de cada factor. Los criterios seleccionados para la evaluación son Intensidad, Extensión, Duración, Reversibilidad e Incidencia que se evalúan en cada interacción (Buroz 1994); esta metodología considera como indicadores de impactos los siguientes:

- Intensidad (I): se refiere a la fuerza, peso o rigor con que se manifiesta el proceso o impacto puesto en marcha.

- Extensión (E): influencia espacial o superficie afectada por la acción antrópica, es decir, medida del territorio o superficie donde ocurre la afectación.
- Duración (D): lapso o tiempo que dura la afectación.
- Reversibilidad (R): la posibilidad o dificultad para retornar a la situación actual.
- Incidencia (G): probabilidad de que el efecto ocurra.

En el anexo 6 se muestran los valores para cada criterio acorde a la metodología de CRI.

5.10.2. Cálculo de la magnitud e importancia

El valor de la magnitud (M) se obtiene de la sumatoria acumulada de los valores obtenidos de los criterios de intensidad (I), extensión (E) y duración (D), donde cada criterio se multiplica por el valor de peso asignado, siendo peso del criterio de intensidad (WI): 0.40, peso del criterio de extensión (WE): 0.40, y peso del criterio de duración (WD): 0.20

$$M = (I * WI) + (E * WE) + (D * WD)$$

El cálculo de la importancia se obtiene mediante la multiplicación de los valores de los criterios de reversibilidad, incidencia y magnitud; los mismos contienen valores exponenciales que son valores de peso, siendo peso del criterio de magnitud (WM): 0,61, peso del criterio de reversibilidad (WR): 0,22 y peso del criterio de incidencia (WG): 0.17.

$$VIA = (R^{Xr} \times G_i^{Xg} \times M_i^{Xm})$$

Cabe mencionar el valor de los pesos están establecidos conforme a la metodología Criterios Relevantes Integrados (CRI) planteada por Buroz (1994) (CELEC 2011).

5.10.3. Determinación de la severidad de los factores de riesgos

La severidad (S) de los impactos se define como el nivel de impacto ocasionado sobre el componente susceptible a ser afectado (animales de producción). Este valor se obtiene multiplicando la magnitud por la importancia antes calculada, permitiendo establecer las categorías de impacto de los factores de riesgos.

$$S = M \times VIA$$

La severidad (S) de cada impacto se establece de acuerdo a la siguiente escala:

- Leve: 0-5

- Moderado: 6-15
- Severo: 16-39
- Crítico: 40 – 100
- Representativo (Impacto Beneficioso o positivo): 0-100.

Este último se refiere a los impactos con carácter positivo que no producen pérdidas, al contrario, traen beneficios. El carácter del impacto puede ser perjudicial (-) o benéfico (+), es decir, si el factor se considera como un riesgo o por el contrario no representa un peligro, permitiendo así conocer la incidencia que ocasionan los factores sobre los animales de producción.

5.11. Análisis estadístico

Para evaluar la asociación entre las estaciones y la prevalencia parasitaria de cada grupo animal, se calculó por medio de la prueba de Chi cuadrado (χ^2) con un nivel de confianza del 95% y $P < 0.05$ para el valor de significancia, y cuando fue necesario se recurrió a la prueba exacta de Fisher.

Los datos de las variables independiente (estaciones de verano 2020, otoño 2020 e invierno 2020-2021) y de respuesta (animales parasitados/no parasitado), se analizaron utilizando el programa estadístico SAS versión 9.0 para Windows.

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1. Prevalencias de parásitos gastrointestinales en muestras de excremento y suelo

Se analizaron 150 muestras de excremento, identificando 6 géneros de parásitos gastrointestinales de la clase de helmintos nematodos (anexo 7), de las cuales 95 (66.33%) muestras fueron positivas a uno o dos géneros; donde 73 (48.66%) corresponden a un sólo género y 22 (14.66%) a dos géneros, 55 (36.66%) resultaron negativas. A continuación, en el cuadro 2, se detallan los géneros de parásitos gastrointestinales detectados durante las estaciones de verano (2020), otoño (2020) e invierno (2020-2021), con sus respectivos porcentajes de prevalencia e intensidad parasitaria pertenecientes a los animales de producción del RU-UACJ. En el cuadro 3, se describe la prevalencia parasitaria general.

Cuadro 2. Prevalencia e intensidad parasitaria de los animales de producción del RU-UACJ.

Grupo de animales/ género parasitario	Estación								
	Verano			Otoño			Invierno		
	Postivo/ negativo	Prevalencia	Intensidad parasitaria	Postivo/ negativo	Prevalencia	Intensidad parasitaria	Postivo/ Negativo	Prevalencia	Intensidad parasitaria
Bovinos									
<i>Trichostrongylus</i>	8/4	66%	400 hpg	6/4	60%	450 hpg	12/3	80%	850 hpg
<i>Strongyloides</i>	2/10	16%	300 hpg	2/8	20%	300 hpg	9/6	60%	650 hpg
Ovinos									
<i>Haemonchus</i>	6/9	40%	300 hpg	6/6	50%	300 hpg	9/5	64%	400 hpg
<i>Trichostrongylus</i>	0/15	0%	0 hpg	0/12	0%	0 hpg	8/6	57%	600 hpg
Caprinos									
<i>Trichostrongylus</i>	0/13	0%	0 hpg	5/7	41%	400 hpg	9/5	64%	450 hpg
Porcinos									
<i>Strongyloides</i>	4/2	66%	650 hpg	5/1	83%	650 hpg	5/1	83%	700 hpg
Equinos									
<i>Strongylo</i>	3/0	100%	750 hpg	3/0	100%	750 hpg	3/0	100%	900 hpg
<i>Ciatostomidos</i>	2/1	66%	600 hpg	2/1	66%	600 hpg	3/0	100%	850 hpg
Asno									
<i>Strongylo</i>	0/1	0%	0 hpg	1/0	100%	600 hpg	1/0	100%	500 hpg
Gallinas									
<i>Ascaris</i>	+	100%	550 hpg	+	100%	500 hpg	+	100%	600 hpg

(+): sólo se reportó como positivo; hpg: huevos por gramo de heces

Cuadro 3. Prevalencia parasitaria general de los animales de producción del RU-UACJ.

Grupo de animales/ género parasitario	Postivo/ Negativo	Prevalencia
Bovinos		
<i>Trichostrongylus</i>	26/11	70%
<i>Strongyloides</i>	13/24	35%
Ovinos		
<i>Haemonchus</i>	21/20	51%
<i>Trichostrongylus</i>	8/33	19%
Caprinos		
<i>Trichostrongylus</i>	14/25	35%
Porcinos		
<i>Strongyloides</i>	14/4	77%
Equinos		
<i>Strongylo</i>	9/0	100%
<i>Ciatostomidos</i>	7/2	66%
Asno		
<i>Strongylo</i>	2/1	66%
Gallinas		
<i>Ascaris</i>	+	100%

(+): sólo se reportó como positivo

En el contexto de la identificación y prevalencia de parásitos gastrointestinales, particularmente para el área de estudio de la presente investigación no existen publicaciones de estudios previos enfocados en animales de producción, sin embargo, en áreas cercanas se han realizado investigaciones, no sólo en animales de producción, sino también en coyotes, felinos silvestres en cautiverio, comunidades de personas agua y suelo.

Los helmintos obtenidos en el presente estudio como *Strongyloides* con una prevalencia general de 35% en bovinos y 77% en porcinos, también han sido identificados en coyotes por Petters (2020) en el Área Natural Protegida de Médanos de Samalayuca, Chihuahua, México, con una prevalencia de 16%. Este taxón parasitario infecta a una diversidad de vertebrados y es común en estas zonas la interacción entre animales de producción y fauna silvestre. Esto permite que se genere una interfaz, en el cual el parásito podría realizar un salto taxonómico de una especie a otra (OMS, 2016). Así pues, en áreas donde se presenta una cercanía entre distintas especies de animales, estarán expuestos a las mismas oportunidades de transmisión de patógenos (Obanda, 2019).

En este estudio la infección por *Strongyloides* también podría deberse a que la forma de transmisión es percutánea, esto puede ser explicado a razón de que los animales en el RU-UACJ permanecen la mayoría del tiempo confinados y la limpieza de los corrales es inconstante, además en las muestras de suelo se identificó presencia de *Strongyloides*; todo esto favorece a un mayor riesgo de infección en los animales.

En otras investigaciones cerca al área del presente estudio, Quezada *et al.* (2013) en Ciudad Juárez, Chihuahua, México, reportaron una prevalencia del 62% de *Coccidias* en becerras post destete de un establo lechero, estos parásitos difieren a los obtenidos del presente estudio ya que no se detectaron en las muestras de excremento, agua y suelo. Se ha reportado que este parásito es de distribución mundial (Cabrera 2017), generalmente afecta a este tipo de ganado bovino en sistemas intensivos, siendo los semovientes jóvenes los más susceptibles, debido a factores extrínsecos e intrínsecos del animal (Rivadeneira, 2012).

González (2012) documenta a *Toxocara* sp y *Toxascaris leonina*, en excremento de felinos silvestres en cautiverio en el Zoológico San Jorge ubicado al Este de Ciudad Juárez, en dirección al Valle de Juárez. La presencia de estos helmintos puede deberse a la ingestión de larvas infectantes presentes en el medio ambiente (Aranda *et al.*, 2013).

Por otro lado, Flores *et al.* (2010), en el Valle de Juárez, Chihuahua, México, en su estudio epidemiológico en personas, reportaron prevalencias de *Giardia lamblia* con un 67.18%, *Cryptosporidium parvum* 34.37% y *Cyclospora cayetanensis* con un 21.87%, estos parásitos difieren a los obtenidos del presente estudio debido a que los métodos utilizados no permitieron la identificación de estos géneros parasitarios.

Los resultados del presente estudio, junto con los de Petters (2020), Quezada *et al.* (2013), Flores *et al.* (2010) y González (2012), indican que los parásitos están circulando a lo largo del Valle de Juárez y sus inmediaciones; esto se puede considerar como un potencial de riesgo para todos los animales que habitan en el RU-UACJ y sus alrededores. La frecuencia de estos parásitos se puede deducir a razón de que los huevos en estadio infeccioso, pueden subsistir en el ambiente durante prolongados lapsos de tiempo (Rondón *et al.*, 2017). Los géneros parasitarios identificados en este estudio dependen de una serie de factores como clima, humedad, hospederos, agua y suelos contaminados de excretas entre otros, algunos de estos elementos se convierten en vehículo de transmisión y otros influyen en el desarrollo del ciclo biológico del parásito (Matute y Rivas 2012).

En cuanto a los géneros parasitarios de *Trichostrongylus* y *Strongyloides* en los rumiantes del RU-UACJ, se coincide con Pinilla *et al.* (2019), quienes también los identificaron, pero se difiere de las prevalencias obtenidas, las cuales fueron menores a las del presente estudio: *Trichostrongylus* 3.1% y *Strongyloides* 10.8% en ganado vacuno. Mientras que de los pequeños rumiantes se concuerda con Rahman *et al.*, (2017) en Tangail, Bangladesh, quienes reportaron parásitos de *Haemonchus* spp. 31.22%, *Trichostrongylus* spp. 2.35%. Así mismo, se coincide con Herrera *et al.*, (2013), en Antioquia Colombia, quienes informaron prevalencias de *Haemonchus contortus* 66.3% y *Trichostrongylus* spp. 34.7% en pequeños rumiantes, estos helmintos son cosmopolitas y afectan el abomaso e intestinos de los rumiantes (Quiroz, 2008). El reporte de estos parásitos en el presente estudio puede deberse a que los animales no disponen de una rotación de potreros, además la estadía constante de los semovientes en el corral durante el otoño e invierno y la inconstante limpieza de los corrales favorece al desarrollo del ciclo de vida parasitario, la transmisión de nematodos intestinales puede estar influenciada por prácticas de manejo, dado que el forraje, agua y sitio de alojamiento pueden presentar cargas de helmintos (Tariq *et al.*, 2010).

En los cerdos del presente estudio se encontraron huevos de *Strongyloides*, este hallazgo concuerda con Mendoza-Gómez *et al.* (2015), quienes en su estudio en una granja tecnificada en Cundinamarca, Colombia, detectaron *Strongyloides* 5.8%, aunque se difiere del porcentaje de prevalencia (77%) del presente estudio, la diferencia puede ser debido a que en el RU-UACJ los corrales de los cerdos están en cercanía con otras especies animales y algunas veces se ha observado aves dentro de los corrales, además a la entrada de la pira no se cuenta con un tapete sanitario para la desinfección del calzado de las personas que ingresan a los corrales. También Herrera *et al.* (2015), en Córdoba, Colombia, encontraron *Strongyloides* con un 50.6% de prevalencia, sin embargo, estos autores también reportan

Trichostrongylus 44.58% y *Oesophagostomum* 19.28%, debido a factores ambientales y sitio donde se encontraban los cerdos. La presentación de *Strongyloides* en los cerdos del RU-UACJ depende en gran medida del manejo que se brinde a los cerdos, teniendo en cuenta factores como la higiene de los corrales de alojamiento, ambientales y estado del hospedero (Frontera *et al.*, 2009).

Referente a los parásitos *Strongylo* grandes y pequeños (*Ciatostomidos*) en los équidos del RU-UACJ, se podría indicar que la presentación de estos nematodos, se debe a que los animales permanecen juntos, exponiéndolos a la misma oportunidad de infección, aunque también probablemente ingirieron forraje y agua contaminados de huevos con larvas en estadio infectivo (Irurzun 2014). Con estos resultados se coincide con Rivero-Pérez *et al.* (2018) en la obtención de *Strongylus* con 64% de prevalencia en burros, pero se difiere del hallazgo del género *Trichostrongylus* 91% en su estudio. También se coincide con los autores Chaparro-Gutiérrez *et al.* (2018) quienes reportan una prevalencia de *Strongylo* 88% en caballos, mientras que Francisco *et al.* (2009) identificaron huevos a nivel de familia Strongylidae 54%; siendo los géneros *Ciatostomidos* y *Strongylos* pertenecientes a esta familia. Los parásitos en los équidos del presente estudio son nematodos de mayor reporte a nivel mundial (Ochoa 2013), dado que estos helmintos son de los más comunes en equinos y asnos (Matthews y Burden, 2013).

En esta investigación se identificó el género *Ascaris* en gallinas, con una prevalencia del 100%, esto podría estar relacionado a que estas aves pueden fugarse de su corral manteniendo un contacto directo con el suelo de otra área, aunque también esta infección puede estar atribuida a la ausencia de un plan de control sanitario durante el periodo de estudio. Este resultado coincide con Guerrero y Vásquez (2018) quienes reportan que gallinas criadas en piso de tierra o que están en un mayor contacto con este tipo de suelo presentan un alto riesgo de infección de *Ascaris*. También Olmo *et al.*, (2015), demostraron que las gallinas mantenidas en piso de cemento presentan un menor contagio de parásitos intestinales, mientras que en piso de tierra son más propensas a una infección parasitaria por *Ascaris*. El piso del corral de las gallinas del RU-UACJ es en tierra; este factor es favorable al contagio, ya que las aves por instinto buscan ingerir lombrices, las cuales son huéspedes intermedios de *Ascaris*, además de picotear el suelo de modo que este puede estar contaminado con huevos en etapa de larva infectiva (Rodríguez 2004).

Se analizaron siete muestras de suelo durante cada estación para un total de 21 muestras, identificando 4 géneros de helmintos nematodos gastrointestinales. Se encontró que 19 (90.48%) muestras fueron

positivas a la presencia de huevos de parásitos, siendo positivas a un sólo género 5 (23.80%) y 14 (66.66%) fueron mixtas, mientras que dos (9.52%) muestras resultaron negativas.

En el cuadro 4 se observan los géneros de parásitos gastrointestinales hallados durante las estaciones de verano, otoño e invierno, con sus respectivos porcentajes de prevalencia.

Cuadro 4. Identificación y prevalencia de géneros de helmintos en muestras de suelo.

Género parasitario	Estación					
	Verano		Otoño		Invierno	
	Positivo/negativo	Prevalencia	Positivo/negativo	Prevalencia	Positivo/Negativo	Prevalencia
<i>Toxocara</i>	3/4	42%	5/2	71%	5/2	71%
<i>Ancylostoma</i>	2/5	28%	3/4	42%	4/3	57%
<i>Strongyloides</i>	2/5	28%	5/2	71%	6/1	85%
<i>Ascaris</i>	2/5	28%	4/3	57%	5/2	71%

Para la zona del Valle de Juárez se ha descrito en estudios previos acerca de la contaminación del suelo por agentes patógenos. Flores *et al.* (2010), en su estudio reportaron la presencia de protozoos *Cryptosporidium parvum* y *Giardia lamblia* en tres de los 14 suelos en el campo de diferentes localidades del Valle de Juárez, representando un 21%, detectaron de 22 a 74 ooquistes de *Cryptosporidium parvum* y de 7 a 33 de *Giardia lamblia*, probablemente atribuido a que la maquinaria con que trabajan el suelo los agricultores es un mecanismo de transmisión, debido a que estas herramientas transita por diferentes terrenos y canales de riego, también aluden que estos suelos son regados con aguas residuales, además mencionan que la presencia de estos protozoos en el suelo pueden ser de heces humanas y animales. El resultado de estos autores difiere en absoluto en cuanto a los géneros de parásitos identificados en las muestras del suelo del RU-UACJ, ya que en el presente estudio se detectaron los géneros de *Toxocara* 61.90%, *Ancylostoma* 42.85%, *Strongyloides* 61.90% y *Ascaris* 52.38%. El hallazgo de estos helmintos puede estar atribuido a que el suelo agrícola del RU-UACJ es regado con agua proveniente del canal principal que circula a lo largo del Valle de Juárez, este podría contener y arrastrar huevos de parásitos; esta razón coincide con Flores *et al.* (2010), Di Giovanni *et al.* (2006) y Garza *et al.* (2001). Según Di Giovanni *et al.* (2006) señalan que en el Valle de Juárez los suelos agrícolas son regados con aguas residuales obtenidas de las plantas tratadoras, estas por lo general sólo reciben tratamiento primario, por lo tanto, en estas aguas no se elimina en absoluto los microorganismos contenidos en la materia fecal lo que contaminan el suelo,

mientras que Garza *et al.* (2001), mencionan que una posible ruta de la contaminación de los suelos por parásitos en esta zona, es atribuido a que el canal de riego aparte de llevar aguas crudas, arrastra sólidos disueltos; estos lodos pueden estar cargados con metales pesados y microorganismos patógenos, en esta región los agricultores desazolvan a menudo el canal y depositan los lodos a las orillas, con el tiempo estos lodos se secan y se pulverizan integrándose a los campos agrícolas y corrales de los animales, debido a las fuertes corrientes de vientos, predisponiendo a personas y animales a enfermedades e infecciones gastrointestinales en el Valle de Juárez. Con los resultados obtenidos del presente estudio, se indica que el suelo de las instalaciones donde se lleva a cabo el manejo de los animales de producción, puede ser una fuente de infección para los animales que habitan en el RU-UACJ, ya que parte del suelo agrícola es regado por agua del canal principal del río Bravo y del efluente de los corrales porcícolas, lo que puede favorecer a un contagio parasitario. Otra razón a la presencia de los helmintos en el suelo del RU-UACJ, se puede atribuir a las heces de los animales de producción que quedan en el suelo, además de la presencia de animales silvestres y perros domésticos que normalmente frecuentan las instalaciones del RU-UACJ, los cuales defecan libremente.

6.2. Cuantificación de huevos de parásitos en el agua

Se identificaron dos géneros de huevos de helmintos (cuadro 5), las muestras del canal de riego fueron positivas con presencia de huevos de helminto, mientras que la de llave de agua potable fue negativo.

Cuadro 5. Identificación de huevos de helmintos en muestras de agua.

Lugar de muestreo/ género parasitario	Estación /número de huevos de helminto (h/5L)		
		Otoño 2020	Invierno 2020-2021
LLave de agua potable		0	0
	Helmintos	0	0
Total		0	0
Canal de riego			
	<i>Toxocara</i>	10	1
	<i>Ancylostoma</i>	1	0
Total		11	1

(h/5L): Huevos de helmintos en 5 litros de agua.

Con base en los huevos de parásitos de *Toxocara* y *Ancylostoma* obtenidos en las muestras de agua del RU-UACJ, se coincide con Maya (2017), quien, en una evaluación de riesgo con agua tratada, residual y de uso agrícola en Nuevo Casas Grandes, Chihuahua, reportó *Toxocara*. La detección de este género parasitario en ambos estudios puede deberse a que los huevos de helmintos se presentan mayor tiempo de viabilidad y que se encuentran con más frecuencia en agua (OMS, 2004). Sin embargo, en el presente estudio no se detectaron los géneros de *Ascaris*, *Hymenolepis*, *Dipylidium*, *Fasciola*, *Taenia* y *Necator*, documentados por Maya (2017). En cuanto a los helmintos detectados en el agua obtenida del canal de riego del río Bravo para irrigar el suelo agrícola del RU-UACJ, se podría indicar que la calidad de esta agua no es recomendable debido a que se detectaron 11 huevos de parásitos en esta agua, por ello se podría pensar que esta agua puede ser un vehículo de transmisión parasitaria para el suelo agrícola del RU-UACJ y por ende también para los animales que frecuentan algunas veces la zona de forrajes y otras veces se hidratan del canal de riego que transita dentro del RU-UACJ. En el Valle de Juárez se han realizado estudios en análisis del agua, así pues, Olivas *et al.* (2013), en su estudio reportaron la presencia de ooquistes de *Cryptosporidium* y *Giardia* en el agua, representando el 92.3% de 14 localidades estudiadas a lo largo del Valle de Juárez. También en la misma zona, Flores *et al.* (2010), reportaron la detección de estos mismos parásitos en agua doméstica, estos autores señalan que el 55% de las muestras fueron positivas a uno de los protozoos o a los dos. Con los géneros parasitarios reportados por Olivas *et al.* (2013), Flores *et al.* (2010), se difiere con los del presente estudio, ya que solo se detectaron huevos de helmintos. En otra investigación, Garza *et al.* (2001), en el Valle de Juárez, específicamente en Loma Blanca, Chihuahua, México, realizaron una evaluación de riesgo a la salud en la comunidad de Loma Blanca por exposición de aguas y suelos contaminados por parásitos gastrointestinales, señalando como resultado que la población se encontraba en un riesgo alto, a razón de que los pobladores de la zona utilizaban en la mayoría de sus actividades agua residual y de la acequia madre del canal del río Bravo, y los suelos de la zona eran regados con estas aguas, esta razón coincide con lo que se observó en el RU-UACJ, una parte del campo agrícola es regado con agua que proviene del canal principal del río Bravo y del efluente de los corrales porcícolas, esto podría favorecer a un contagio de microorganismos patógenos en los animales que concurren en esta área del RU-UACJ, dado que el análisis que se realizó al agua del canal del río Bravo, detectó la presencia de huevos de helmintos superando el límite máximo permisible.

6.3. Determinación de los factores de riesgos

En el cuadro 6 se observan los factores de riesgos extraídos de la evaluación de bienestar animal, mientras que en el cuadro 7 se muestran los obtenidos mediante la lista de revisión. Cabe mencionar que una vez se determinaba un factor de riesgo, este se establecía directamente en la evaluación de impacto para juzgarlo. En el anexo 8 se detallan factores de riesgos identificados durante el periodo de estudio.

Cuadro 6. Factores de riesgos obtenidos de la evaluación de bienestar animal

Criterio	Bovinos	Ovinos	Caprinos	Porcinos	Equinos	Asno	Gallinas
Condición corporal	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0
Limpieza de bebederos	1.0	1.0	1.0	5.0	1.0	1.0	1.0
Estiércol en el cuerpo	3.0	5.0	5.0	3.0	5.0	3.0	5.0
Limpieza zona de descanso	3.0	3.0	3.0	3.0	5.0	5.0	1.0
Cojeras	5.0	5.0	5.0	5.0	5.0	5.0	5.0
Heridas en el cuerpo	5.0	5.0	5.0	5.0	5.0	1.0	5.0
Infecciones locales	5.0	3.0	3.0	5.0	5.0	5.0	5.0

Criterios con valoración de 1 se diagnóstica como inadecuado, 3: neutral y 5: adecuado.

El factor “limpieza de bebederos” en los cerdos se encontró como adecuado, mientras que para los otros grupos de animales se consideró como un factor de riesgo. En la evaluación de impacto (cuadro 8) este factor se obtuvo como leve en los rumiantes, équidos y severo en las gallinas del RU-UACJ, esto es debido a que se encontró a las gallinas dentro del recipiente del bebedero, estas aves pisan el agua arrastrando partículas de suciedad, mientras que en los demás grupos de animales se encontraron bebederos adecuados pero sucios; lo cual puede favorecer el contagio parásitos gastrointestinales, esta razón concuerda con lo señalado por Morales (2018), quien, en su estudio con pollos de engorde, confirma que, al no brindar un adecuado mantenimiento de desinfección a los bebederos, aumenta la exposición de contagio de microorganismo patógenos y mortalidad de las aves. También se concuerda con Rueda (2020), quien encontró en su estudio que las aves que se abastecen de agua que contienen material particulado presentan síntomas de malestar y reducción de producción de huevo.

El factor “limpieza de zona de descanso” categorizado como severo en las gallinas del RU-UACJ (cuadro 8), se considera no higiénico, a razón de que los nidales se hallaron permanentemente con presencia de heces, lo que puede favorecer a una infección parasitaria, además de una contaminación en la cáscara del huevo. Este resultado no concuerda con Guinebretière *et al.* (2012), quienes demostraron que la limpieza de los nidales ayuda a reducir el contagio de enfermedades infecciosas y evita que se presente huevos sucios y la contaminación de la cáscara. También se discrepa con Castañeda-Benjumea (2009), este autor reporta que la limpieza general de los corrales ayuda a reducir el riesgo que se desarrollen y propaguen enfermedades en las gallinas y que esta actividad debe seguir formando parte de las buenas prácticas de manejo.

En cuanto al factor “animales heridos” se observó al asno con sangrado en la zona orbital, así como falta de limpieza de la misma, la severidad de este factor puede desencadenar una trasmisión de agentes infecciosos por el contacto de la herida abierta en la piel (pequeños cortes, arañazos) con suelo u otros animales, aunque se puede reducir el riesgo de infección, protegiendo la piel del contacto directo con el entorno. Con este hallazgo se concuerda con Reyes *et al.* (2004) quienes mencionan que una forma de contagio de un patógeno entre individuos puede ser a través del contacto de heridas de la piel. Acha y Szyfreses (2001) señalan que cuando un individuo presenta una herida esta se puede infectar por el contacto con elementos contaminados de algún agente infeccioso, ya que estos pueden introducirse en los tejidos blandos del cuerpo.

Cuadro 7. Factores de riesgos considerados mediante lista de revisión

Factores de riesgos	Bovinos	Ovinos	Caprinos	Porcinos	Equinos	Asno	Gallinas
Ausencia de pediluvio	✓	✓	✓	✓	✓	✓	✓
No desparasitación	✓	✓	✓	✓	✓	✓	✓
Animales nuevos sin cuarentena	✓	✓	✓	✓	✓	✓	✓
Animales muertos	x	x	✓	x	x	x	✓
Accesibilidad con fauna silvestre	✓	✓	✓	x	✓	✓	✓
Pastoreo mixto	✓	✓	✓	x	✓	✓	✓

(✓): hay de evidencia; (x): no se presenta factor de riesgo.

Con respecto a la lista de revisión, ausencia de pediluvio detectado en todos los grupos de animales de producción del RU-UACJ, se encontró que en este lugar se cuenta con un tapete sanitario, sin embargo, durante el periodo de estudio se evidenció la no funcionalidad de este elemento, además no existen zonas específicas para la sanitización, lo que probablemente puede influir en una transmisión parasitaria, ante este hallazgo no se concuerda con la OIE (2019), quien señala la importancia del uso del tapete sanitario como una medida de bioseguridad dentro de un establecimiento para minimizar el riesgo de propagación de agentes infecciosos. Así mismo, Calderón (2005), en su estudio demostró que, con la utilización de pediluvios en las puertas de ingreso de los corrales de los animales, así como de otras áreas dentro de una granja, ayuda a disminuir la transmisión de patógenos. En este mismo sentido, se demuestra la conveniencia de la utilidad de un pediluvio a la entrada de cada corral del RU-UACJ, lo que contribuye a minimizar una posible transmisión mecánica de un agente patógeno, debido al tránsito de personal entre y dentro de las áreas.

Respecto al factor no desparasitación, afectó a todos los grupos de animales, esto puede generar cuadros infecciosos de parasitismo, predisponiendo a los animales a reducir su peso corporal e incluso a contraer enfermedades secundarias. A pesar de que en el RU-UACJ cuenta con calendarios de control sanitario, durante la investigación se constató que no hubo desparasitación, debido a que durante el tiempo del estudio se presentó la pandemia de SARS-CoV-2, y los estudiantes de veterinaria de la UACJ no han asistido al RU-UACJ a realizar prácticas de apoyo concernientes a plan sanitario de los animales. También se presume que pocas veces se utiliza el diagnóstico coproparasitológico para definir las pautas de un programa de salud parasitario. Con base a este resultado no se concuerda con Guagala (2019), en su estudio resalta que en una explotación pecuaria se debe incorporar dentro de sus prácticas habituales un sistema de desparasitación, con el argumento de que esta práctica ayuda a reducir riesgos en la salud de los animales, pero teniendo en cuenta las condiciones climáticas de la granja, ya que el desarrollo de los parásitos depende en gran medida de estas condiciones y así poder establecer periodos adecuados de desparasitación. También no se concuerda con la SAGARPA y SENASICA (2016), a razón de que en el RU-UACJ se dejó de realizar la desparasitación de los animales, estas entidades recomiendan mantener de forma habitual un programa de control para endo y ecto parásitos, en función de la granja y análisis de laboratorio. Sobre los argumentos anteriores expuestos, se recomienda mantener un plan estratégico alternativo en caso

de que se presente alguna situación atípica, la cual impida el cumplimiento de las actividades de manejo de los animales en el RU-UACJ.

En cuanto a los animales nuevos que llegan al RU-UACJ aparentemente no presentan ninguna manifestación de malestar y se obvia la cuarentena como medida preventiva. Esta situación puede exponer a una infección parasitaria a los animales del RU-UACJ, ante este resultado se difiere con lo recomendado por la OIE (2019), quien señala que tanto las enfermedades como los parásitos se deben evitar y controlar a través de buenas prácticas de manejo animal; la cuarentena a los animales de nuevo ingreso con un proceso de adaptación, contribuye a la bioseguridad animal y pública. También no se concuerda con lo argumentado por Daniel *et al.* (2016), quienes demostraron en su estudio que animales de nuevo ingreso al rebaño deben ser sometidos a cuarentena, para descartar contagios de enfermedades infecciosas, reducir pérdidas económicas y muertes de los semovientes. Asimismo, dentro de este marco, la aplicación de cuarentena a animales nuevos en una granja ayuda a mitigar y prevenir futuros riesgos de infecciones por microorganismos patógenos, lo que favorece a la salubridad y sostenibilidad de la granja.

El factor “animales muertos” durante las estaciones de verano y otoño evidenció gallinas muertas encima del techo del corral y dentro del galpón, las cuales no se habían retirado. Se encontró una cabra que había abortado y sus crías aún no se habían retirado del corral. Ante la presentación de este factor se puede generar un contagio de patógenos. Este hallazgo no concuerda con lo que recomienda la OIE (2019), que para la eliminación de animales muertos (animales enteros o partes de ellos) deben atenderse de forma inmediata, teniendo en cuenta que se debe preparar con anticipación cualquier emergencia que se pueda presentar en la salud de los animales, manteniendo medidas de bioseguridad del hato y personal de trabajadores. Así mismo, Gekara y Leite-Browning (2012), mencionan que los productores de animales deben mantener prácticas de bioseguridad adecuadas en el manejo de animales muertos, ya que esto ayuda a evitar la introducción de organismos causantes de enfermedades que pueden afectar a otros animales.

La accesibilidad con fauna silvestre es constante en los animales de producción, debido a la particularidad de los corrales y zonas de pastoreo, las cuales están delimitadas, pero no son completamente restrictivos, y para el caso de las gallinas se debe a la rotura de su corral. En el periodo de estudio se constató por medio de cámaras trampas la presencia de conejos silvestres (*Sylvilagus audubonii*) y correcaminos (*Geococcyx californianus*); el coyote (*Canis latrans*) fue registrado por parte de los trabajadores. Este escenario probablemente puede suponer una transmisión parasitaria,

por lo tanto, se coincide Jakob-Hoff *et al.* (2016) quien mencionan que la interacción entre animales de granja y silvestres puede presentar un contagio directo de enfermedades cuando en estas interacciones no se tratan con medidas adecuadas, ya que algunos animales son huéspedes intermedios y otros suelen ser portadores directos de microorganismos infecciosos. También se concuerda con la OIE (2015), que menciona, que en lugares donde se presenta granjas que colindan o coinciden en parte con ambientes donde habitan animales silvestres, siempre este escenario dará lugar a un mayor contacto de agentes patógenos lo que favorece a la circulación y propagación de enfermedades.

El pastoreo mixto no afecta a los porcinos, esto se debe a que los animales constantemente permanecen confinados en sus instalaciones, lo que impide su salida de los corrales. En el caso de las gallinas el corral cuenta con una rotura lo cual permite la salida de las gallinas al exterior, mientras que para los rumiantes y équidos del RU-UACJ se permite el pastoreo mixto cuando hay disponibilidad de forraje, además estos animales disponen de un sólo potrero de pastoreo, esto podría presentar una transmisión parasitaria si no se tiene en cuenta los fundamentos básicos para evitar infecciones parasitarias, dado que el pastoreo mixto también se suele aplicar para un control parasitario. En este contexto Guzmán *et al.* (2010) mencionan en sus consideraciones, que en zonas donde se presenta el pastoreo conjunto de rumiantes, los animales jóvenes podrían representar un riesgo de contagio parasitario de *Haemonchus* y *Trichostrongylus* dado a la susceptibilidad de ambos huéspedes. Sin embargo, contradictoriamente Marley *et al.* (2006) demostró en su estudio que el manejo del pastoreo mixto permite reducir los niveles de contaminación parasitaria de las pasturas y que a su vez posibilitaba el control de nematodos, con el uso de bovinos para reducir la infección parasitaria de ovinos susceptibles. Ante lo anteriormente expuesto, es de gran importancia tener conocimiento en fundamentos epidemiológicos parasitario en el momento de manejar de forma conjunta el pastoreo mixto.

6.4. Cuantificación del potencial de impacto de cada factor de riesgo mediante la matriz de Leopold combinada con Criterios Relevantes Integrados

Los resultados obtenidos en la matriz permiten tener un conocimiento del impacto de cada factor sobre los animales de producción. En el cuadro 8, se observa el valor de los factores considerados como riesgosos.

Los factores con una puntuación de 16 a 39 requieren de la adecuación de prácticas correctivas específicas de control en forma inmediata; estos factores pueden llegar a perturbar de manera significativa la salud de los animales de producción. Los factores con valores de 0 a 5 no requiere de medidas correctivas específicas de control y tampoco inmediatez, pero si requieren que sean atendidos con medidas correctivas básicas.

Cuadro 8. Evaluación de impacto de cada factor de riesgo asociado a infección parasitaria sobre los animales de producción

ESPECIES AFECTADAS		ANIMALES DE PRODUCCIÓN						
		BOVINOS	OVINOS	CAPRINOS	PORCINOS	EQUINOS	ASNALES	GALLINAS
ACCIONES IMPACTANTES DENTRO DEL RANCHO								
FACTORES DE RIESGO	Limpieza de bebederos	4.0	2.8	2.8		4.0	4.0	16.0
	Ausencia de pediluvio	29.1	29.1	29.1	29.1	29.1	29.1	29.1
	Limpieza zona de descanso							21.5
	No desparasitación	29.1	29.1	29.1	29.1	29.1	29.1	29.1
	Animales nuevos sin cuarentena	30.7	30.7	30.7	30.7	30.7	30.7	30.7
	Animales heridos						16.0	
	Animales muertos			16.0				16.0
	Accesibilidad con fauna silvestre	24.4	24.4	24.4		24.4	24.4	24.4
	Pastoreo mixto	26.6	26.6	26.6		26.6	26.6	26.6

Escala de severidad: leve (0-5), moderado (6-15), severo (16-39), crítico (40-100)

A continuación, en el cuadro 9 se muestran los resultados de la valoración de los factores de riesgos, organizados de mayor a menor según el nivel de severidad sobre los animales de producción del RU-UACJ.

Cuadro 9. Jerarquización de los factores de riesgos.

Factor de riesgo	Animales afectados	Valoración	Severidad del factor de riesgo
Animales nuevos sin cuarentena	Todos los animales	30.7	Severo
Ausencia de pediluvio	Todos los animales	29.1	Severo
No desparasitación	Todos los animales	29.1	Severo
Pastoreo mixto	Rumiantes, équidos y gallinas	26.6	Severo
Accesibilidad con fauna silvestre	Rumiantes, équidos y gallinas	24.4	Severo
Limpieza zona de descanso	Gallinas	21.5	Severo
Limpieza de bebederos	Gallinas	16.0	Severo
Animales heridos	Asno	16.0	Severo
Animales muertos	Caprinos y gallinas	16.0	Severo
Limpieza de bebederos	Bovinos y équidos	4.0	Leve
Limpieza de bebederos	Ovinos y caprinos	2.8	Leve

Como se observa en el cuadro, el factor más significativo afectando a todos los animales es “animales nuevos sin cuarentena”, mientras que limpieza de bebederos en los pequeños rumiantes es el de menor impacto. Con base a los resultados obtenidos de la evaluación de los factores de riesgos, se comunicó a las partes interesadas del RU-UACJ.

La asociación entre las estaciones y la prevalencia parasitaria de bovinos, caprinos y porcinos, con la tabla de contingencia (Chi cuadrado), no presentó valores mayores de 5 en el 75% de las celdas, por lo tanto, se descartó esta prueba, y se recurrió a la prueba exacta de Fisher, mientras que para los ovinos si se aplicó Chi cuadrado (cuadro 10).

Cuadro 10. Asociación entre la estación y la prevalencia parasitaria de cada grupo animal

Grupo de animales	Estación/positivos prevalencia%				
	Verano	Otoño	Invierno	Prueba	Valor de P
Bovinos	9 (75%)	6 (60%)	14 (93%)	Fisher	0.1602 NS
Ovinos	6 (45%)	6 (43%)	12 (86%)	Chi cuadrado	0.0343 *
Caprinos	0 (0%)	5 (41%)	9 (64%)	Fisher	0.0010 *
Porcinos	4 (66%)	5 (83%)	5 (83%)	Fisher	1.0000 NS

*: estadísticamente significativo ($p < 0.05$); NS: No significativo ($p > 0.05$).

Tanto para ovinos ($p=0.0343$, Chi cuadrada) como para caprinos ($p=0.0010$, Fisher) se encontró una asociación entre la prevalencia y las temporadas, mientras que para bovinos ($p=0.1602$, Fisher) y porcinos (1.0000 Fisher) no se encontró asociación.

De la evaluación se obtuvo como resultado que la “ausencia de pediluvio”, la “no desparasitación” y los “animales nuevos sin cuarentena” son factores que afectan a todos los animales de producción del RU-UACJ, representando un riesgo de 100% para cada factor (figura 4), seguido de “accesibilidad con fauna silvestre”, “pastoreo mixto” y “limpieza de bebederos” con un 85.7% cada uno, sin afectar a los porcinos. El factor “animales muertos” con 28.6% perjudica a caprinos y gallinas, “animales heridos” 14.3% afecta al asno, y limpieza de zona de descanso 14.3% perturba sólo a las gallinas.

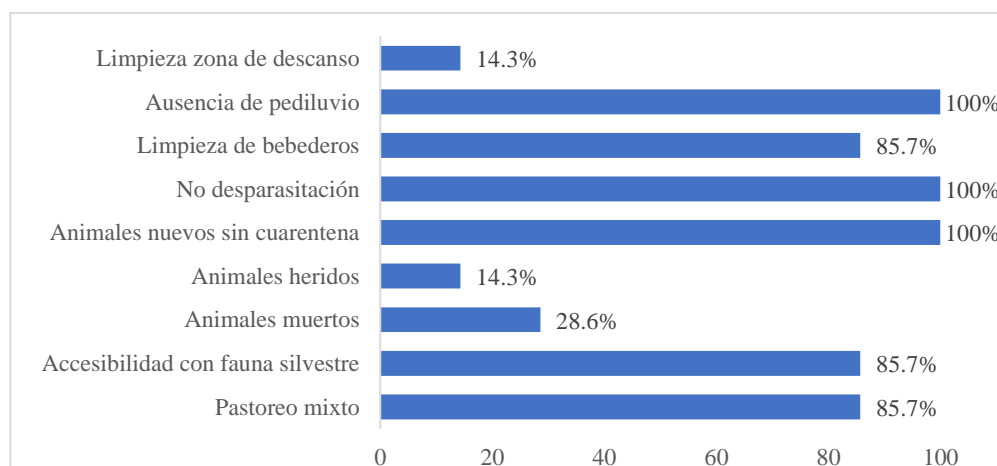


Figura 4. Porcentajes de los factores con impacto negativo

Las gallinas fueron las más impactadas negativamente con 8 (88.8%) factores de riesgos (figura 5), seguidamente los caprinos con 6 (66.6%) factores, al igual que asno, mientras que los bovinos, ovinos y equinos con 5 (55.5%) factores, y porcinos con 4 (44.4%) factores.

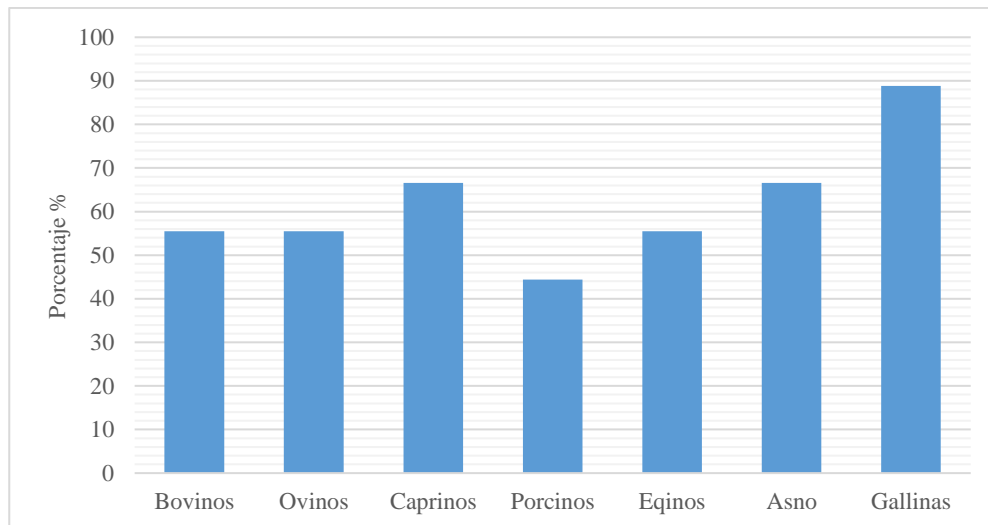


Figura 5. Porcentajes de riesgo por grupo animal.

En cuanto a la realización del análisis de los factores de riesgos asociados a la prevalencia parasitaria gastrointestinal en los animales de producción del RU-UACJ, se concuerda con las siguientes entidades y leyes, quienes recomiendan y establecen medidas de control sanitario animal. La OIE (2019), recomienda realizar análisis de riesgos con el propósito de mantener un control de puntos críticos en la sanidad animal. Así mismo, la Ley Federal de Sanidad Animal en México, establece medidas en materia de buenas prácticas pecuarias para reducir los riesgos zoonosarios en establecimientos de tipo pecuario. En este mismo sentido la Norma Oficial Mexicana NOM-046-ZOO-1995, especifica los criterios para la aplicación de la vigilancia epidemiológica de enfermedades que pongan en riesgo la salud animal. Del mismo modo, también la Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural (SAGARPA) junto con el Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria (SENASICA), (2016), han diseñado manuales para fomentar la implementación de las buenas prácticas en producciones pecuarias, para controlar las enfermedades que afectan a los animales. Dado a todo lo anterior, se indica que es necesario optimizar el empleo de las buenas prácticas pecuarias dentro del RU-UACJ, lo cual ayuda a reducir el impacto negativo de los factores de riesgos y mantener un control de enfermedades de los animales de producción.

7. CONCLUSIONES

Se determinaron seis géneros de parásitos en las muestras de excremento de los animales de producción del RU-UACJ: *Trichostrongylus*, *Strongyloides*, *Haemonchus*, *Strongylo*, *Ciatostomidos* y *Ascaris*.

Se detectó una prevalencia parasitaria general de *Trichostrongylus* 70% y *Strongyloides* 35% en bovinos; *Haemonchus* 51% y *Trichostrongylus* 19% para ovinos; *Trichostrongylus* 35% en caprinos, porcinos *Strongyloides* 77%, en equinos *Strongylo* 100% y *Ciatostomidos* 66%, asno *Strongylo* 66% y *Ascaris* 100% en gallinas.

En las muestras de suelo se detectaron las prevalencias de cuatro géneros parásitos *Toxocara*, 61.90%, *Ancylostoma* 42.85%, *Strongyloides* 61.90% y *Ascaris* 52.38%. El suelo de las instalaciones donde se lleva a cabo el manejo de los animales de producción, puede ser una fuente de infección para los animales que habitan en el Rancho Universitario.

Existe una importante presencia de huevos de helminto en el agua proveniente del canal principal (*Toxocara* con 10 y *Ancylostoma* con 1 en 5 litros de agua), con la que se riega parte de la zona de forrajes.

El factor “limpieza de bebederos” considerado como leve en los bovinos, ovinos, caprinos y équidos, no requieren de inmediatez y medidas correctivas específicas. Los factores considerados como severos son; “limpieza de zona de descanso” que perturbó sólo a las gallinas, la “ausencia de pediluvio”, la “no desparasitación” y contar con “animales nuevos sin cuarentena” son los que afectan a todos los animales de producción del RU-UACJ, “animales heridos” afecta al asno, “animales muertos” perjudica a caprinos y gallinas, la “accesibilidad con fauna silvestre” y el “pastoreo mixto” afecta a los rumiantes, équidos y gallinas, estos factores de riesgos requieren de medidas correctivas específicas y de forma inmediata.

El grupo animal más afectado fueron las gallinas con factores categorizados como severos, mientras que los porcinos fueron los menos afectados, aunque los factores identificados también son considerados como severos en el RU-UACJ.

Se confirmó que la matriz de Leopold combinada con los Criterios Relevantes Integrados es capaz de detectar factores de riesgos y su impacto sobre la salud de los animales de producción del RU-UACJ.

8. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abebe, E., y Gugsu, G. 2018. A Review on Poultry Coccidiosis. *Abyss. J. Sci. Technol.* vol. 3, No. 1 p. 1-12.
- Acha, P., Szyfres, B. 2001. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales Tercera edición. Vol. 1. Organización Panamericana de la Salud. Washington, D.C.
- Acuña, A., Calegari, L., Curto, S., Lindner, C., Rosa, R., Salvatella, R., Savio, S., Zanetta, E. 2003. Helminthiasis intestinales. Manejo de las Helminthiasis. Organización Panamericana de la Salud. 6 p.
- Addis, A. B. 2017. Causes of organ condemnation and economic loss of cattle in developing countries. Review. *Int J Eng Dev Res*, 5(1): 776-796.
- Aguilar-Barojas, S. 2005. Fórmulas para el cálculo de la muestra en investigaciones de salud. *Salud en Tabasco*. vol. 11, No. 1-2.
- Aguilar-Caballero, A. J., Torres-Acosta, J. F. J., Cámara-Sarmiento, R. 2009. Importancia del parasitismo gastrointestinal en ovinos y situación actual de la resistencia antihelmíntica en México. En: González GR, Berúmen AAC, comp. Avances en el control de la parasitosis gastrointestinal de ovinos en el trópico. Tabasco, México: Universidad Autónoma Chapingo. 2009:1–11.
- Aguirre, A. A. 2009. Cánidos salvajes como centinelas de la salud ecológica: una perspectiva de la medicina de la conservación. *Parasite Vector* 2: 1–8.
- APHA, SRUC. 2014. Veterinary investigation diagnosis analysis (VIDA) report (2014). Disponible en: <https://www.gov.uk/government/publications/veterinary-investigation-diagnosis-analysis-vida-report-2014>. Fecha de consulta 20 noviembre 2020.
- Aranda, C., Serrano, Martínez, E., Tantaleán, M., Quispe, M., Casas, G. 2013. Identificación y frecuencia de parásitos gastrointestinales en félidos silvestres en cautiverio en el Perú. *Rev Inv. Vet. Perú* vol.24(3): 360-368
- Barasona, J.A., Latham, M.C., Acevedo, P., Armenteros, J.A., Latham, A.D., Gortázar, C. 2014. Spatiotemporal interactions between wild boar and cattle: Implications for cross-species disease transmission. *Vet Res.* 45:1-122
- Barnes, A. N., Davaasuren, A., Baasandagva, U., Gray, G. C. 2017. A systematic review of zoonotic enteric parasitic diseases among nomadic and pastoral people. *PloS one.* 2017;12(11).
- Blazkowska J, Wojcik A, Kurnatowski P, Szwabe K. 2013. Biological interactions between soil saprotrophic fungi and *Ascaris suum* eggs. *Vet. Parasitol.* 196(3-4):401-8

- Buroz, E. 1994. Métodos de evaluación de impactos. Foro Latinoamericano de Ciencias Ambientales (FLACAM), La Plata, Uruguay, p.63.
- Cabrera, J. 2017. Prevalencia de coccidiosis (*Eimeria sp.*, *E. Isospora sp.*) en lechones menores de 35 días de edad en una granja porcina en la aldea agua caliente, San Antonio la Paz, el progreso, Guatemala 2016. Tesis de licenciatura. Universidad de San Carlos de Guatemala. Guatemala.
- Calderón, K., 2005. Comparación del efecto desinfectante de hidróxido de calcio vrs. una mezcla de ácidos orgánicos y surfactantes, aplicados en pediluvios de una granja avícola en el departamento de Guatemala. Tesis de Licenciatura. Universidad de San Carlos de Guatemala. Guatemala.
- Castañeda Benjumea, C. 2009. Evaluación del bienestar animal y comparación de los parámetros productivos en gallinas ponedoras de la línea Hy-Line Brown en tres modelos de producción: piso, jaula y pastoreo. Revista científica animal vol. 3: 9-22.
- CELEC EP (Corporación Eléctrica del Ecuador). 2011. Estudio de Impacto Ambiental Definitivo (EIAD) para la Construcción y Operación de la Subestación El Inga 500/230/138 kV. 2011.
- Chaparro-Gutiérrez, J. J., Ramírez-Vásquez, N. F., Piedrahita, D., Strauch, A., Sánchez, A., Tobón, J., Olivera-Angel, M., Ortiz-Ortega, D., Villar-Argaiz, D. 2018. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en equinos y factores de riesgo asociados en varias zonas de Antioquia, Colombia. Rev. CES Med. Zootec. Vol 13 (1): 7-16.
- Charlier J, Hoglund J, Samson-Himmelstgorna G, Dorny P. 2009. Gastrointestinal nematode infections in adult dairy cattle: impact on production, diagnosis and control. Vet Parasitol, 2009; 164(1): p.70-79
- Cho, Y.I., y Yoon, K.J. 2014. An overview of calf diarrhea—infectious etiology, diagnosis, and intervention. J Vet Sci. 15:1–17.
- Cleaveland, S., Laurenson, M., Taylor, L. 2001. Diseases of humans and their domestic mammals: pathogen characteristics, host range and the risk of emergence. Philosophical Transactions of the Royal Society of London B: Biological Sciences. 2001;356(1411):991–9. pmid:11516377
- Cole, R., Viney, M. 2018. The population genetics of parasitic nematodes of wild animals. Parasites & vectors. 2018;11(1):590.
- Cutler, S. J.; Fooks, A. R.; Poel, W., Van der, H.M. 2010. Public Health Threat of New, Reemerging, and Neglected Zoonoses in the Industrialized World. Emerg Infect Dis 16(1): 1–8.

- Dahl, C., Permin, A., Christensen, J. P., Muhairwa, M. A. P., Petersen, K. D., Poulsen, J. S. D., Jensen, A. L. 2002. The effect of concurrent infections with *Pasteurella multocida* and *Ascaridia galli* on free range chickens. *Vet. Microbiol.*, 86 (2002), pp. 313-324
- Daniel, S., Abeledo, M., Miranda, I., Lobo, E. 2016. Identification of the risk factors for mortality by contagious bovine pleuropneumonia in Namibe, Angola. *Rev Salud Anim.* vol.38, n.1, pp.1-8.
- Díaz, P., Varcasia, A., Pipia, A. P. 2018. Molecular characterization and risk factor analysis of *Cryptosporidium spp.* in calves from Italy. *Parasitol. Res.*, v.117, p.3081-3090.
- Di Giovanni, G. D., Betancourt, W. Q., Hernández, J., Assadian, N. W., Flores, J. P., y Jaramillo E. 2006. Investigation of potential zoonothropic transmission of cryptosporidiosis and giardiasis through agricultural use of reclaimed wastewater. *Int. J. Environ. Health Res.* 16: 405-418.
- Duffy, S., Burch, C.L., Turner, P.E. 2007. Evolution of host specificity drives reproductive isolation among RNA viruses. *Evolution.* 61(11):2614–22.
- Fayer, R. 2004. *Cryptosporidium*: a water-borne zoonotic parasite. *Vet. Parasitol.* 126 (2004), pp. 37-56
- Fayer, R., Santín, M., Trucha, J.M. 2008. *Cryptosporidium ryanae* n. sp. (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) in cattle (*Bos taurus*) *Vet Parasitol.* 2008; 156: 191–198.
- Flores, J. P. Ramírez, A., Olivas, E., Corral, B., Hurtado, R., Lizárraga, G., Salazar, A., Rodríguez, M., Agüero, L., Borrego, A., Gardea, J. 2010. Gastrointestinal diseases and causal effects in the Valle de Juárez, Chihuahua, México. Universidad Autónoma de Ciudad Juárez, (Colección Textos Universitarios, serie Investigación),128 p. Vol. 5.
- Fox, M. T. 2014. *Gastrointestinal Parasites of Cattle: Gastrointestinal Parasites of Ruminants: Merck Veterinary Manual.* Merck Veterinary
- Francisco, I., Arias, M., Cortiñas, F. J., Francisco, R., Mochales, E., Dacal, V., Suárez, J. L., Uriarte, J., Morrondo, P., Sánchez Andrade, R., Díez Baños, P., Paz Silva, A. 2009. Intrinsic factors influencing the infection by helminth parasites in horses under an oceanic climate area (NW Spain). *Journal of Parasitology Research.* vol. 2009:1-5.
- Figuroa-Castillo, J. A., Jasso Villazul, C., Liébano Hernández, E., Martínez Labat, P., Rodríguez Vivas, R. I., Zárate-Ramos, J. J. 2015. Técnicas para el diagnóstico de parásitos con importancia en salud pública y veterinaria. Cap. 3: Examen coproparasitológico. AMPAVE-CONASA. México, DF págs. 78-128.

- Frontera, E., Pérez, M., Alcaide, M., Reina, D. 2009. Patología parasitaria porcina: en imágenes. España: Ed. Servet; 2009.
- Gallego, J.L., González, G.M., Guillén, P.A., Suárez, U.B., Salazar, J.J., Hernández TM. 2012. Helmintos intestinales en agua de consumo, Aragua, Venezuela, 2011. MedULA 21. 2012; 87-92.
- Garza, V., Fernández, I., Flores, M. B., Hauad, L., Villarreal, L. 2001. Evaluación de riesgo a la salud en la comunidad de Loma Blanca (distrito de riego 009) Valle de Juárez (México), por exposición a aguas residuales no tratadas. RESPYN. Vol. 2, No 3.
- Gekara, O., Leite-Browning, M. 2012. Prácticas de Bioseguridad para los Ranchos y Granjas de los Pequeños Productores de Ganado Vacuno de Carne. Fazd Center. p. 1-4.
- Gelberg, H. B. 2017. Alimentary System and the Peritoneum, Omentum, Mesentery, and Peritoneal Cavity. Pathologic Basis of Veterinary Disease – Expert Consult, 6th Edition. Elsevier. p. 344-410.
- González, O. 2012. Prevalencia de parásitos en felinos silvestres en cautiverio. Tesis de licenciatura, Universidad Autónoma de Ciudad Juárez, Cd. Juárez, Chih., México.
- Gortázar, C., Ferroglio, E., Höfle, U., Frölich, K., Vicente, J. 2007. Diseases shared between wildlife and livestock: A European perspective. Eur J Wild Res. 53:241-56.
- Guagala, R. 2019. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos en producción de leche del cantón Urcuquí. Tesis de Licenciatura. Pontificia Universidad Católica del Ecuador. Ibarra, Ecuador.
- Guerrero, D., Vásquez, O. 2018. Prevalencia de ascaridiosis (*Ascaridia galli*) en aves ponedoras, granja avícola Hannón, municipio de Nindirí, departamento de Masaya, septiembre-noviembre 2018. Tesis de licenciatura. Universidad Nacional Agraria. Managua, Nicaragua.
- Guinebretière, M., A Huneau-Salaün, A., Huonnic, D., Michel, V. 2012. Cage hygiene, laying location, and egg quality: the effects on linings and litter provision in furnished cages for laying hens. Poultry Science No 91:808-816.
- Guzmán, M., Fiel, C., Steffan, P. 2010. la infección cruzada de *Haemonchus contortus* de ovinos a bovinos y el riesgo de transmisión de resistencia antihelmíntica. una revisión. Vet. Arg. vol. 27, No 272.
- Herrera, L., Ríos. L., Zapata, R. 2013. Frecuencia de la infección por nemátodos gastrointestinales en ovinos y caprinos de cinco municipios de Antioquia. Rev. MVZ Córdoba 18(3):3851-3860.

- Herrera, Y., Almanza, M., Ensuncho, C., Gómez, L., Galeano, M. 2015. Determinación coprológica de la parasitofauna en cerdos criollos (*Sus scrofa domestica*) en el departamento de Córdoba, Colombia. *Rev Colombiana Cienc Anim* 7(2):160-164.
- INEGI (Instituto Nacional de Estadística y Geografía) 2020. Disponible en: <https://www.inegi.org.mx/>
- Irurzun E. 2014. Identificación de *Estróngilos* en 3 explotaciones de equinos en pastoreo del Valle de Arakil. Tesis de licenciatura, Escuela Técnica Superior de Ingenieros Agrónomos, Universidad Pública de Navarra, Navarra, España.
- Jacobson, C., Al-Habsi, K., Ryan, U., Williams, A., Anderson, F., Yang, R., Abraham, S., Miller, D. 2018. Cryptosporidium infection is associated with reduced growth and diarrhoea in goats beyond weaning. *Vet. Parasitol.*, 260 (2018), pp. 30-37
- Jakob-Hoff, R. M., MacDiarmid, S. C., Lees, C., Miller, P. S., Travis D., Kock, R. 2016. Manual of Procedures for Wildlife Disease Risk Analysis. World Organisation for Animal Health, Paris, 172 pp.
- Jaramillo, D. J., Useche, V. C. 2012. Factores de riesgo asociados a parasitosis intestinal en adultos mayores del programa Granja Sevilla en el municipio de Tucancía, Cundiramanga. Tesis de licenciatura. Pontificia Universidad Javeriana. Facultad de Ciencias, Programa de Bacteriología Bogotá D.C. 2012.
- Jiménez, A. 2005. Coccidiosis Bovina. *CySB*. 17 p. 48-53.
- Jones, B., McKeever, D., Grace, D., Pfeiffer, D., Mutua, F., Njuki, J. 2011. Zoonoses (Project 1). Wildlife/domestic livestock interactions. Nairobi: International Livestock Research Institute; 2011. p. 128.
- Juarez, M. M., Rajal, V.B. 2013. Parasitosis intestinales en Argentina: Principales agentes causales encontrados en la población y/o en el ambiente; Asociación Argentina Microbiología; Revista Argentina de Microbiología; 43; 3; 9.
- Keraita, B., Amoah, P. 2011. Fecal exposure pathways in Accra: a literature review with specific focus on IWMI's work on wastewater irrigated agriculture. Report submitted to the Centre for Global Safe Water, Emory University, Atlanta, USA. Accra, Ghana: International Water Management Institute (IWMI). 43p.
- Kimman, T., Hoek, M., De Jong, M. C. M. 2013. Assessing and controlling health risks from animal husbandry *NJAS – Wageningen J. Life Sci.*, vol 66. p. 7-14.
- Klei, T. R. 2019. Digestive Disorders of Horses. *Gastrointestinal Parasites of Horses*. Merck Veterinary Manual. Merck Veterinary

- Kotloff, K.L., Nataro, P.P., Blackwelder, W.C., Nasrin, D., T.H. Farag, T.H., Panchalingam, S., Wu, Y., Sow, S.O., Sur, D., Breiman, R.F., Faruque, A.S., Zaidi, A.K., Saha, D., Alonso, P.L., Tamboura, B., Sanogo, D., Onwuchekwa, U., Manna, B., Ramamurthy, T., Kanungo, S., Ochieng, J.B., Omere, R., Oundo, J.O., Hossain, A., Das, S.K., Ahmed, S., Qureshi, S., Quadri, F., Adegbola, R.A., Antonio, M., Hossain, M.J., Akinsola, A., Mandomando, I., Nhampossa, T., Acacio, S., Biswas, K., O'Reilly, C.E., Mintz, E.D., Berkeley, L.Y., Muhsen, K., Sommerfelt, H., Robins-Browne, R.M., Levine, M.M. 2013. Burden and aetiology of diarrhoeal disease in infants and young children in developing countries (the Global Enteric Multicenter Study, GEMS): a prospective, case-control study. *Lancet*, 382 (2013), pp. 209-222
- Laber, K. E., Whary, M. T., Bingel, S. A., Goodrich, J. A., Smith, A. C., Swindle, M. 2002. *Biology and Diseases of Swine*. Laboratory Animal Medicine 2nd Edition. Elsevier. p. 615-673.
- Lees, C., Miller, P. S., Rideout, B., Dove, V., MacDiarmid, S. C., van Andel, M., Tompkins, D., McInnes, K., Jakob-Hoff, R. M., Skerratt, L., French, N., Siah, S. 2016. Herramientas para el análisis del riesgo de enfermedad en fauna silvestre. *Manual de Procedimientos para el Análisis del Riesgo de Enfermedad en Fauna Silvestre*. Organización Mundial de Sanidad Animal, París. p. 55-99.
- Marley, C., Fraser, M., Davies, D., Rees, M., Vale, J., Forbes, A. 2006. The effect of mixed or sequential grazing of cattle and sheep on the faecal egg counts and growth rates of weaned lambs when treated with anthelmintics. *Vet Parasitol*; 142: 134-41.
- Matthews, C., Burden, F. A. 2013. Common helminth infections of donkeys and their control in temperate regions. *Equine Veterinary Education* 25(9), 461-467.
- Matute, M., Rivas, W. 2012. Prevalencia de parásitos gastrointestinales según la época del año, en aves de patio jóvenes y adultas en el Sauce, León, Nicaragua. Tesis de licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua. León, Nicaragua.
- Maya, P. 2017. Detección de huevos de helmintos en agua tratada, residual y de uso agrícola y evaluación de riesgo por género en Nuevo Casas Grandes, Chihuahua. Tesis Maestría en Ciencias de la Salud Pública. Universidad Autónoma de Ciudad Juárez. Ciudad Juárez, México.
- Mendoza-Gómez, M. F., Pulido-Villamarín, A., Barbosa-Buitrago, A., Aranda-Silva, M. 2015. Presencia de parásitos gastrointestinales en cerdos y humanos de cuatro granjas porcícolas de Cundinamarca- Colombia. *Rev. MVZ Córdoba* 20(Supl):5014-5027.

- Milano, A.M., Oscherov, E.B., Legal, A.S., Espinoza, M.C. 2007. La vivienda urbana como ambiente de transmisión de algunas helmintiasis caninas de importancia zoonótica en el nordeste Argentino. *Boletín de malariología y salud ambiental*. 2007 diciembre; XLVII (2):199-204
- Morales G., Pino L., Sandoval E., Florio J., Jiménez D. 2006. Niveles de infestación parasitaria, condición corporal y valores de hematocrito en bovinos resistentes, resilientes y acumuladores de parásitos en un rebaño Criollo Río Limón. *Zootec. Tropic*. Vol. 24, n.3, p. 333–346.
- Morales, P. 2018. Comportamiento productivo en pollos de carne utilizando bebedero campana versus tipo tetina (niple). Trabajo Monográfico de Licenciatura. Universidad Nacional Agraria la Molina. Lima, Peru.
- Norma Mexicana NMX-AA-003-1980 Manejo y muestreo de aguas residuales. *Diario Oficial de la Federación*. 25 de marzo de 1980
- Norma Oficial Mexicana NOM-046-ZOO-1995, Sistema Nacional de Vigilancia Epizootiológica, *Diario Oficial de la Federación*. 29 de enero de 2001.
- Norma Oficial Mexicana NOM-001-ECOL-1996, límites máximos permisibles de contaminantes en las descargas de aguas residuales en aguas y bienes nacionales. *Diario Oficial de la Federación*. 24 de junio de 1996.
- Norma Oficial Mexicana NOM-003-ECOL-1997, límites máximos permisibles de contaminantes para las aguas residuales tratadas que se reúsen en servicios al público. *Diario Oficial de la Federación*. 14 de enero de 1998.
- Norma Oficial Mexicana NOM-230-SSA1-2002, Salud ambiental. Agua para uso y consumo humano, requisitos sanitarios que se deben cumplir en los sistemas de abastecimiento públicos y privados durante el manejo del agua. Procedimientos sanitarios para el muestreo de agua. *Diario Oficial de la Federación*. 1 de agosto de 2003.
- Norma Mexicana NMX-AA-113-SCFI-2012 Análisis de agua para determinación de huevos de helminto. *Diario Oficial de la Federación*. 9 de abril de 2013.
- Norma Mexicana NMX-AA-132-SCFI-2016. Muestreo de suelos para la identificación y la cuantificación de metales y metaloides, y manejo de la muestra. *Diario Oficial de la Federación*. 06 de marzo de 2017.
- Nunn, C. L., Altizer, S. 2006. *Infectious diseases in primates: behavior, ecology and evolution*: Oxford University Press; 2006.

- Nwafor, I. C., Roberts, H., Fourie, P. 2019. 'Prevalence of gastrointestinal helminths and parasites in smallholder pigs reared in the central Free State Province', *Onderstepoort Journal of Veterinary Research* 86(1), a1687.
- Obanda, V., Maingi, N., Muchemi, G., Ng'ang'a, C.J, Angelone S., Archie, E.A. 2019. Infection dynamics of gastrointestinal helminths in sympatric non-human primates, livestock and wild ruminants in Kenya. *PLoS ONE* 14(6).
- Ochoa E. P. 2013. Identificación de *Strongylus* spp. en equinos de las parroquias rurales del Cantón Cuenca. Tesis de licenciatura, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Escuela de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad de Cuenca, Ecuador
- Ojha SC, Jaide C, Jinawath N, Rotjanapan P, Baral P. 2014. Geohelminths: public health significance. *J Infect Dev Ctries.* 15;8(1):5-16.
- OIE (Organización Mundial de Sanidad Animal). 2019. Código Sanitario para los Animales Terrestres 2019. ed. 28.
- OIE (Organización Mundial de Sanidad Animal). 2015. Enfermedades de los animales silvestres. Hoja informativa. Versión en línea: goo.gl/UKYMU4.
- OIE (Organización Mundial de Sanidad Animal). 2013. El concepto "Una sola salud": enfoque de la OIE, *Boletín.* No 2013-1, 2013.
- Olivas, E., Flores, J., Di Giovanni, G., Corral, B., Osuna, P. 2013. Contaminación fecal en agua potable del Valle de Juárez. *Terra Latinoamericana* 31: 135-143
- Olmo, C., Tamayo, Y., Ayala, M., Saragoza, S. 2015. Influencia del tipo de piso (cemento vs tierra) en la incidencia de ascariasis en pollitas ponedoras comerciales *Revista Granma Ciencia.* Vol.20. Núm. 1.
- OMS (Organización Mundial de la Salud). 2004. Guía integrada de parasitología sanitaria. Datos de publicación. Amman – Jordan: Organización Mundial de la Salud, Centro Regional de la OMS para actividades de salud ambiental; 2004.
- OMS (Organización Mundial de la Salud). 2016. Emerging zoonose. [en línea] < http://www.who.int/zoonoses/emerging_zoonoses/
- OPS (Organización Panamericana de la Salud), OMS (Organización Mundial de la Salud). 2018. Indicadores de salud. Aspectos conceptuales y operativos. Washington, D.C.: OPS; 2018.
- OPS (Organización Panamericana de la Salud). 2020. Medios auxiliares para el diagnóstico de las parasitosis intestinales. Washington, D.C

- Otte J, Roland-Holst D, Pfeiffer D, Soares-Magalhaes R, Rushton J, Graham J, Silbergeld E. 2007. Industrial Livestock Production and Global Health Risks. FAO-PPLPI Research Report.
- PANAFTOSA (Centro Panamericano de Fiebre Aftosa), OPS (Organización Panamericana de la Salud) y OMS (Organización Mundial de la Salud). 2017. Manual veterinario de toma y envío de muestras: manual técnico. Disponible en: <https://iris.paho.org/bitstream/handle/10665.2/34527/01016970MT13spa.pdf?sequence=1&isAllowed=y>. Fecha de consulta 18 mayo 2020.
- Papini, R., Cacciuttolo, E. 2008. Observations on the occurrence of *Heterakis gallinarum* in laying hens kept on soil. *Ital.J. Anim.Sci.* vol. 7, 487-493
- Peng. X, Murphy, T., Holden, N. 2008. Evaluation of the effect of temperature on the die-off rate for *Cryptosporidium parvum* Oocysts in water, soils, and feces. *Applied and environmental microbiology* 74 (23): 7101-7107.
- Petters, J. 2020. Prevalencias y cargas parasitarias en heces de *Canis latrans*, del APFF Médanos de Samalayuca. Tesis de maestría, Universidad Autónoma de Ciudad Juárez, Cd. Juárez, Chih., México.
- Pinilla León J. C., Delgado N. U., Florez A. A. 2019 Prevalence of gastrointestinal parasites in cattle and sheep in three municipalities in the Colombian Northeastern Mountain. *Veterinary World*, 12(1): 48-54.
- Polo, L. 2006. Determinación de la contaminación de los suelos de los parques públicos de la localidad de Suba, Bogotá D.C. con nematodos gastrointestinales de importancia zoonótica. Tesis Maestría en Ciencias de la Salud Pública. Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, Colombia.
- Quezada, A., Ramos, I., Valenzuela, C. F., Rivas, R. R., Martínez, R., Trillo, V. 2013. Prevalencia de coccidia en becerras holstein en la etapa de desarrollo. *CULCyT*, 2013 No. 49.
- Quiroz, H. 2008. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. Primera edición. Limusa Noriega Editores. México, D.F. pp. 130-135.
- Rahman M. A., Labony, S. S., Dey, A. R., Alam, M. Z. 2017. An epidemiological investigation of gastrointestinal parasites of small ruminants in Tangail, Bangladesh. *J Bangladesh Agric Univ.* 15 (2); 255–259.
- Ratanapob, N., Arunvipas, P., Kasemsuwan, S., Phimpraphai, W., Panneum, S. 2012. Prevalence and risk factors for intestinal parasite infection in goats raised in Nakhon Pathom province, Thailand. *Trop. Anim. Health Prod.* 44(4):741–745

- Regassa F, Sori T, Dhuguma R, Kiros Y. 2006. Epidemiology of Gastrointestinal Parasites of Ruminants in Western Oromia, Ethiopia. *Intern J Appl Res Vet Med.* 2006; 4.
- Reyes, R. H., Navarro, R. P., Sánchez, P. M. (2004). Infecciones por parásitos en trabajadores de la salud: transmisión y control. *Revista del Instituto Nacional de Higiene Rafael Rangel*, 35(1), 32-45.
- Rivadeneira, M. 2012. Diarrea en terneros por Coccidias. Monografía de grado. Universidad de Cuenca. Cuenca, Ecuador.
- Rivero-Pérez, N., Zaragoza-Bastida, A., Vega-Sánchez, V., Olave-Leyva, I., Vega-Ángeles, J., y Peña-Jiménez, F. 2018. Identificación de los principales parásitos gastrointestinales en burros del Valle de Tulancingo. *Abanico veterinario* vol. 8(1), 47-5.
- Rodríguez, M. (2004). Evaluación del efecto del efecto desparasitante natural, contra nematodos de aves de traspatio, comparado con un desparasitante comercial, en la aldea el paraíso, municipio de Palencia, Guatemala. Tesis de Licenciatura, USAC, Guatemala.
- Rodríguez-Vivas, R. I., Cob-Galera, L. A., Domínguez-Alpizar, J. L. 2001. Frecuencia de parásitos gastrointestinales en animales hogares diagnosticados en Yucatán, México. *Rev Biomed.* Vol.12 p.19-25
- Rondón, S., Ortiz, M., León, C., Galvis, N., Link, A., y González, C. 2017. Seasonality, richness and prevalence of intestinal parasites of three neotropical primates (*Alouatta seniculus*, *Ateles hybridus* and *Cebus versicolor*) in a fragmented forest in Colombia. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife* vol 6(3): 202–208.
- Rueda, F. 2020. Rediseño de bebedero de agua para aves de corral con un sistema de filtro que reduzca el material particulado y sólidos en suspensión que contrae el agua en el ambiente externo de la zona rural del municipio de Palermo – Huila. Informe Final de Licenciatura. Universidad Cooperativa de Colombia. Neiva, Colombia.
- Ryan, U., Fayer, R., Xiao L. 2014. Cryptosporidium species in humans and animals: current understanding and research needs *Parasitology*, 141 (13) (2014), pp. 1667-1685
- SADER (Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural) y SENASICA (Servicio Nacional de Sanidad Inocuidad y Calidad Agroalimentaria). 2020. Procedimiento para el desarrollo de Análisis de Riesgo en Salud Animal y Sanidad Acuícola y Pesquera
- SAGARPA (Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural) y SENASICA (Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria). 2016. Manual de Buenas Prácticas Pecuarias

- en la Producción de Granjas Porcícolas 2 edición. 2016. Disponible en: https://acsaa.com.mx/wpcontent/uploads/2019/06/Manual_de_Buenas_Prcticas.pdf
- Sahinduran, S. (2012). Protozoan Diseases in Farm Ruminants, A Bird's-Eye View of Veterinary Medicine, Dr. Carlos C. Perez-Marin (Ed.), ISBN: 978-953-51-0031-7, InTech
- Salam, S. T., Mir, M. S. Khan, A. R. 2010. The prevalence and pathology of the prevalence and pathology of *Railletina cestocillus* aillietina cestocillus in indigenous in indigenous. *Vet. arhiv* 80 (2), 323-328
- Santa-Sepúlveda, A., Pardo, M. E. 2014. Hallazgo de cestodos de la familia *hymenolepididae* en el ratón algodónero del sur (*Sigmodon hirsutus*) en Huila, Colombia. *Rev. Med. Vet. Zoot.* 61(I),11-16
- Silva J., Passos C., Azevedo B., Henrique A. 2012. Risk factors relating to helminth infections in cows during the peripartum. *Rev. Bras. Parasitol. Vet.*; 21, 92–96
- Souza M., Neto M., Silva R., Batista A., Pezzi M. 2012. Gastrointestinal parasites of sheep, municipality of Lajes, Rio Grande do Norte, Brazil. *Rev. Bras. Parasitol. Vet.* Vol.21, n.1, pp.71–73
- Squire S.A., Amafu-Dey H., Beyuo J. 2013. Epidemiology of gastrointestinal parasites of cattle from selected locations in Southern Ghana. *Livestock Research for Rural Development*, vol. 25 (7).
- Stolk, W.A., Kulik, M.C., le Rutte, E.A., Jacobson, J., Richardus, J.H., de Vlas S.J. 2016. Between-country inequalities in the neglected tropical disease burden in 1990 and 2010, with projections for 2020 *PLoS Negl. Trop. Dis.*, 10 (5).
- Tariq, K., Chishti, M., Ahmad, F. 2010. Gastro-intestinal nematode infections in goats relative to season, host sex and age from the Kashmir valley, India. *J. Helminthol.* 84(01):93–97
- Travis, D., MacDiarmid, S.C., Kock, R. 2016. *Manual of Procedures for Wildlife Disease Risk Analysis*. World Organisation for Animal Health, Paris. Published in association with the International Union for Conservation of Nature and the Species Survival Commission, pp.17.
- Tung, K.C., Huang, C.C., Pan, C.H., Yang, C.H., Lai, C.H. 2012. Prevalence of gastrointestinal parasites in yellow cattle between Taiwan and its Offshore Islands *Thai J. Vet. Med.*, 42 (2). pp. 219-224
- UACJ (Universidad Autónoma de Ciudad Juárez), “Cuarto informe de actividades 2015-2016,” 2016.

- UTEM (Universidad Tecnológica Metropolitana). 2018. Uso de listas de cotejo como instrumento de observación. puerto de Manzanillo, México. Disponible en: https://vrac.utem.cl/wp-content/uploads/2018/10/manua.Lista_Cotejo-1.pdf
- Volpato, A., Tonin, A., Machado, G., Stefani, L. M., Campigotto, G., Glombowsky, P., Miotto Galli, G., Favero, J., Schafer da Silva, A. (2017). Protozoos gastrointestinales en terneros lecheros: identificación de factores de riesgo para la infección. *Revista MVZ Córdoba*, 22(2), 5910-5924.
- Vanderwaal, K., Omondi, GP., Obanda, V. 2014. Mixed-host aggregations and helminth parasite sharing in an East African wildlife-livestock system. *vetpar*.7(15).
- Wakenell, P. 2016. Management and medicine of backyard poultry. *Current Therapy en Avian Medicine and Surgery*. Elsevier. ISBN 978-1-4557-4671-2. p.551.
- Welfare Quality. 2009. Welfare Quality assessment protocol for pigs (sows and piglets, growing and finishing pigs). Welfare Quality Consortium, Lelystad, Netherlands
- Wells, B., Shaw, H., Hotchkiss, E., Gilray, J., Ayton, R., Green, J., Katzer, F., Wells, A., Innes E. 2015. Prevalence, species identification and genotyping *Cryptosporidium* from livestock and deer in a catchment in the Cairngorms with a history of a contaminated public water supply. *Parasit Vectors*. 2015; 8: 66.
- Wimmer, B., Craig, B. H., Pilkington, J. G., Pemberton, J. M. 2004. Non-invasive assessment of parasitic nematode species diversity in wild Soay sheep using molecular markers. *Int J Parasitol*. 34:625–31.
- Zumbado, L., De Oliveira J. B., Chacón, F., Hernández J., Quirós L., y J. Murillo, J. 2009. Identificación de parásitos gastrointestinales en granjas porcinas y pérdidas económicas por decomiso de hígados parasitados por *Ascaris suum* en mataderos de Costa Rica. *Cienc. Vet*. 27 (1): 7-21

ANEXO 1

Actividades realizadas durante el estudio



Figura 6. Actividades de campo. *Bovinos del RU-UACJ* (A), Agua del canal de riego (B), Instalación de cámaras trampa (C)



Figura 7 Actividades de campo. Encuesta a trabajadores (A), colecta de muestras (B) determinación de factores de riesgos (C)

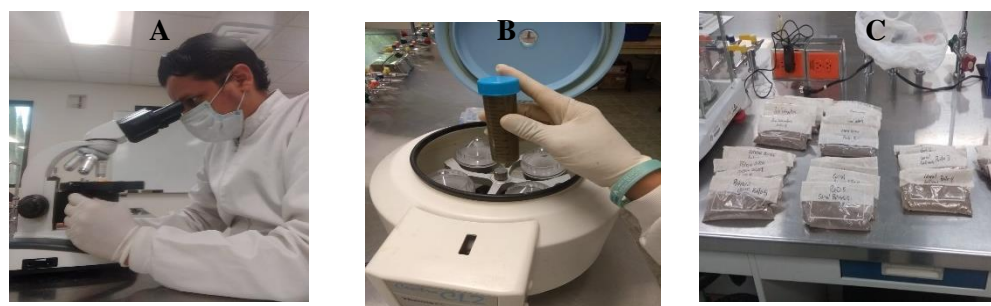


Figura 8. Análisis de laboratorio. Observación en microscopio (A), muestras en centrifuga (B), muestras de suelo (C)

ANEXO 2

Encuesta a trabajadores del RU-UACJ

Universidad Autónoma de Ciudad Juárez

Programa de Maestría en Ciencia Animal

Tesis: Factores de riesgo asociados a la prevalencia de parásitos gastrointestinales en el Rancho Universitario de la UACJ

Encuesta sobre fauna silvestre en el Rancho Universitario de la UACJ

Encuesta aplicada a los operarios del Rancho Universitario de la UACJ

Objetivo: Identificar las especies animales silvestres que concurren en el Rancho Universitario de la UACJ.

Nombre: _____ Fecha: _____

Localidad: _____

Qué actividad realiza en el Rancho Universitario de la UACJ: _____

1. ¿Qué aves silvestres ha observado que frecuentan el Rancho Universitario de la UACJ?

2. ¿Qué animales silvestres con pelo ha observado que frecuentan el Rancho Universitario de la UACJ?

3. ¿Qué reptiles ha observado que frecuentan el Rancho Universitario de la UACJ?

1. ¿Con que frecuencia se puede observar los animales que mencionó anteriormente?

2. ¿En qué temporada o meses del año encuentra mayor abundancia de estos animales?

3. ¿Cuándo observa a algunos de estos animales que has mencionado, que actividad realizan estos animales dentro del Rancho Universitario de la UACJ?

4. ¿Qué otros animales silvestres conoces o sabe que hay en la zona pero que no frecuentan el Rancho Universitario de la UACJ?

5. ¿Qué especie animal considera como plaga en el Rancho Universitario de la UACJ, y en que época del año?, ¿qué problemas generan?

¡Muchas gracias por su atención y colaboración!

ANEXO 3

Identificación de factores de riesgos mediante los criterios de una evaluación de bienestar animal.

Principio/criterio	Valoración	Observaciones
Criterio: Ausencia de hambre prolongada		
Medida: Condición corporal		
animales con condición corporal 0 (normal)		
animales con condición corporal 1 (muy flacas)		
animales con condición corporal 2 (muy gordas)		
Criterio: Ausencia de sed prolongada		
Medida: Calidad del Agua		
Agua apta para consumo: Ausencia de patógenos (5)		
Agua apta para consumo: permisibilidad de un huevo de parásito (3)		
Agua no apta para consumo: presencia de más de un huevo de parásito patógenos (1)		
Medida: Limpieza del punto de agua		
Bebedero limpio: bebederos y agua limpia en el momento de la inspección (5)		

Bebedero parcialmente sucio: bebedores sucios, pero agua fresca y limpia en el momento de inspección (3)		
Sucio: bebederos y agua sucios en el momento de la inspección (1)		
Criterio: Libertad de incomodidad		
Medida: Estiércol en el cuerpo		
La superficie del cuerpo del animal no está sucia (5)		
Hasta el 10% de la superficie del cuerpo del animal está sucio (3)		
Más del 10% de la superficie del cuerpo del animal está sucio (1)		
Medida: Limpieza zona de descanso		
La superficie y alrededor de la zona no está sucia (5)		
La superficie de la zona está limpia, pero alrededor está sucia (3)		
La superficie de la zona está sucia y alrededor está sucio (1)		
Criterio: libertad de dolor y enfermedad.		
Medida: Cojeras		
Marcha normal, no hay ningún tipo de dificultad al caminar. (5)		

Marcha normal, o el animal tiene dificultades para caminar, pero todavía está usando todas sus piernas, la zancada puede acortarse y / o puede haber un alarde de la parte caudal del cuerpo al caminar (3)		
El animal está cojo; pone un mínimo de peso en la extremidad afectada (marcha asimétrica) (1)		
Medida: Heridas en el cuerpo		
No hay lesiones visibles en la piel, ausencia absoluta de rasguños (5)		
Cualquier región del cuerpo con 1 a 10 rasguños visibles (3)		
Cualquier región del cuerpo con lesiones y rasguños visibles más de 10, o al menos una región del cuerpo que tenga lesiones (1)		
Medida: Condición de la piel		
No hay evidencia de inflamación o decoloración de la piel (5)		
Parte, pero menos del 5% de la piel inflamada, decolorada o manchada (3)		
Más del 5% de la piel está inflamada, decolorada o manchada (1)		
Medida: Rupturas y hernias		

No hay evidencia de rupturas y hernias (5)		
Pequeña ruptura o hernia (3)		
Ruptura o hernia grande con una lesión sangrante que puede llegar a afectar la locomoción del animal (1)		
Medida: Infecciones locales		
Sin hinchazón y ausencia de abscesos visibles (5)		
Sin abscesos visibles, pero con una ligera hinchazón (3)		
Más de 1 absceso pequeño, o cualquier absceso que esté abierto y exudando pus, o un absceso grande sin abrir (1)		

ANEXO 4

Lista de revisión.

Factor de riesgo	Si	No	Observación
Ausencia de pediluvio			
No desparasitación			
Animales nuevos sin cuarentena			
Inadecuado manejo de animales muertos			
Accesibilidad con fauna silvestre			
Pastoreo mixto			

ANEXO 5

Reporte de los factores de riesgos asociados a la prevalencia parasitaria gastrointestinal en los animales de producción del Rancho Universitario de la UACJ

Reporte de los factores de riesgos asociados a la prevalencia parasitaria gastrointestinal en los animales de producción del Rancho Universitario de la UACJ

28 mayo 2021

Se realizó una evaluación de impacto de los factores de riesgo asociados a la prevalencia parasitaria gastrointestinal del verano del 2020 a invierno del 2020-2021, reportando los siguientes resultados.

Factor de riesgo	Animales afectados	Valoración	Severidad del factor de riesgo
Animales nuevos sin cuarentena	Rumiantes, porcinos, équidos y gallinas	30.7	Severo
Ausencia de pediluvio	Rumiantes, porcinos, équidos y gallinas	29.1	Severo
No desparasitación	Rumiantes, porcinos, équidos y gallinas	29.1	Severo
Pastoreo mixto	Rumiantes, équidos y gallinas	26.6	Severo
Accesibilidad con fauna silvestre	Rumiantes, équidos y gallinas	24.4	Severo
Limpieza zona de descanso	Gallinas	21.5	Severo
Limpieza de bebederos	Gallinas	16.0	Severo
Animales heridos	Asno	16.0	Severo
Animales muertos	Caprinos y gallinas	16.0	Severo
Limpieza de bebederos	Bovinos y équidos	4.0	Leve
Limpieza de bebederos	Ovinos y caprinos	2.8	Leve

Escala de severidad: leve (0-5), moderado (6-15), severo (16-39), crítico (40-100)

En base a los análisis de laboratorio, se identificaron los géneros de parásitos *Trichostrongylus*, *Strongyloides*, *Haemonchus*, *Strongylo*, *Ciatostomidos*, y *Ascaris* en las muestras de excremento de los animales de producción. En las muestras del suelo se identificaron *Toxocara*, *Ancylostoma*, *Strongyloides*, y *Ascaris*. En las muestras de agua *Toxocara* y *Ancylostoma*.



Muestras	Método
Excremento	Sedimentación, flotación (Faust) y McMaster
Suelo	Sloss
Agua	NMX-AA-113-SCFI-1999

Reportó



Zotec. Elkin Giovanni Quiroga Calderón

ANEXO 6

Valores de cada criterio para evaluación de impacto de cada factor.

Parámetro	Criterio	Escala	Valor
Intensidad (I)	Se refiere al grado con el que un impacto altera a un determinado elemento, por tanto, está en relación con la fragilidad y sensibilidad de dicho elemento; puede ser alto, medio o bajo. El valor numérico de la intensidad varía dependiendo del grado del cambio sufrido.	Alto	7-9
		Mediano	4-6
		Bajo	1-3
Extensión (E)	Determina el área geográfica será afectada por un impacto en relación con el entorno (porcentaje de área impactada respecto al entorno en que se manifiesta el	Regional	10
		Local	5
		Puntual	2

	efecto), pudiendo esta ser puntual, local, regional.			
Duración (D)	Se refiere al tiempo que supuestamente permanecería el efecto, desde su aparición, y a partir del cual el elemento afectado retornaría a las condiciones iniciales, previo a la acción de medios naturales o mediante la introducción de medidas correctoras. La duración es independiente de la reversibilidad.	(>10años)	Largo	10
		(5-10 años)	Mediano	5
		(0-5 años)	Corto	2
Reversibilidad (R)	Es la posibilidad de reconstrucción del elemento afectado, es decir, la posibilidad de retornar a las condiciones iniciales previas a la	Irreversible	Baja o irrecuperable	10
			El impacto puede ser recuperable a muy largo plazo (>30 años) y a elevados costos	9
		Parcialmente reversible	Media (Impacto reversible a largo y mediano plazo)	5

	intervención humana, una vez que aquella deja de actuar.	Reversible	Alta (Impacto reversible de forma inmediata o a corto plazo)	2
Incidencia (G)	Es la posibilidad real o potencial de que una determinada actividad produzca un impacto sobre un elemento. Se considera como Alto cuando existe la certeza de que un impacto se “produzca” y sea “real”; Medio es la condición intermedia de duda de que se produzca o no un impacto y, Bajo si no existe la certeza de que un impacto se produzca.	Alto		10
		Medio		5
		Bajo		2

ANEXO 7

Géneros de parásitos



Figura 9. Huevos de parásitos gastrointestinales, (A) *Trichostrongylus*, (B) *Strongyloides*, y (C) *Hemonchus*

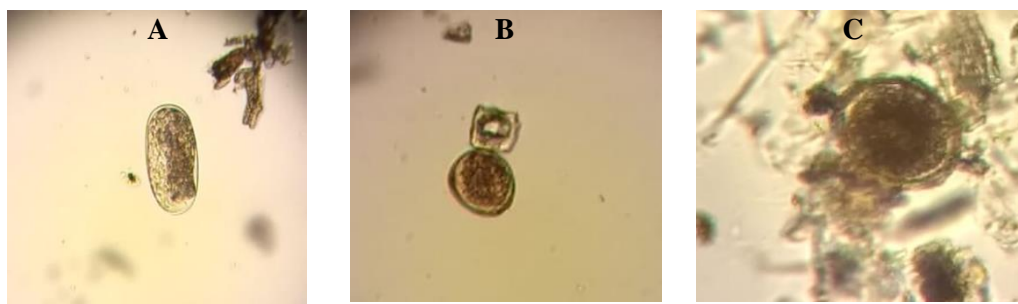


Figura 10. Huevos de parásitos gastrointestinales, (A) *Strongylo*, (B) *Ciatostomidos*, y (C) *Ascaris*

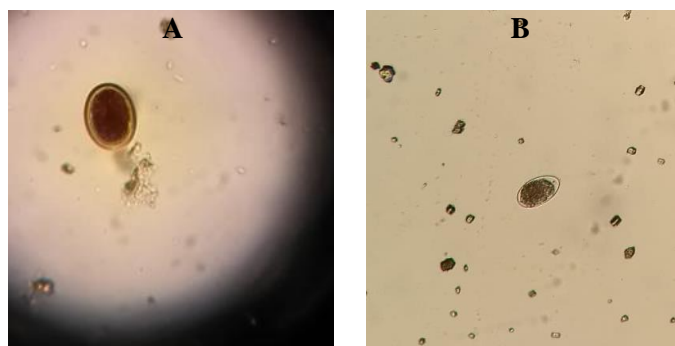


Figura 11. Huevos de parásitos gastrointestinales, (A) *Toxocara*, (B) *Ancylostoma*

ANEXO 8

Factores de riesgos



Figura 12. Nidales sucios (A), bebedero sucio (B), rotura de corral de gallinas (C)

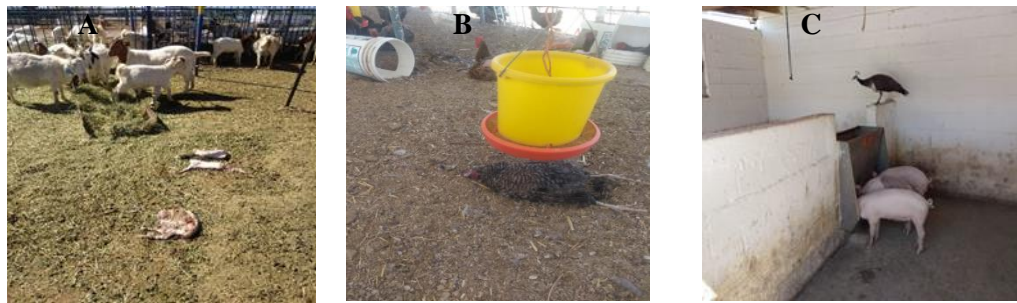


Figura 13. Animales muertos (caprinos) (A), animales muertos (gallinas) (B), interacción entre especies animales (C)



Figura 14. Pastoreo mixto (A), identificación de fauna silvestre (*Geococcyx californianus*) (B), identificación de fauna silvestre (*Sylvilagus cunicularius*) (C)