

UNIVERSIDAD TÉCNICA DE AMBATO



CENTRO DE POSGRADOS

MAESTRÍA EN MEDICINA VETERINARIA MENCIÓN EN CLÍNICA Y CIRUGIA DE PEQUEÑAS ESPECIES

Tema: Evaluación del efecto de isoxazolina (fluralaner) sobre el control de ectoparásitos y la salud dermatológica en coatis cautiverio.

Trabajo de Titulación, previo a la obtención del Título de Cuarto Nivel de Magister en Medicina Veterinaria con mención en Clínica y Cirugía de Pequeñas Especies

Modalidad del Trabajo de Titulación: Proyecto de Titulación con Componente de Investigación Aplicada

Autora: Mvz. Luana Eleonora Carvajal Villacres

Directora: Mvz. Blanca Jeaneth Villavicencio Villavicencio, Mg.

Ambato- Ecuador

2023- 2025

A la Unidad Académica de Titulación del Centro de Posgrados

El Tribunal receptor del Trabajo de Titulación, presidido por: *Ing. Rita Cumandá Santana Mayorga*, delegado por el Ingeniero Edison Marcelo Coba Molina PhD., e integrado por los señores: *Dr. Roberto Ismael Almeida Secaira, Mg* y la *Dra. Jaine Labrada Ching, Mg.*, designados por la Unidad Académica de Titulación del Centro de Posgrados de la Universidad Técnica de Ambato, para receptor el Trabajo de Titulación con el tema: “Evaluación del efecto de isoxazolina (fluralaner) sobre el control de ectoparásitos y la salud dermatológica en coaties cautiverio” elaborado y presentado por la señorita *Mvz. Luana Eleonora Carvajal Villacres*, para optar por el Título de cuarto nivel de Magíster en Medicina Veterinaria con mención en Clínica y Cirugía de Pequeñas Especies; una vez escuchada la defensa oral del Trabajo de Titulación, el Tribunal aprueba y remite el trabajo para uso y custodia en las bibliotecas de la Universidad Técnica de Ambato.

Ing. Rita Cumandá Santana Mayorga, Mg.

Presidente (delegado) y Miembro del Tribunal

Dr. Roberto Ismael Almeida Secaira, Mg

Miembro del Tribunal

Dra. Jaine Labrada Ching, Mg

Miembro del Tribunal

AUTORÍA DEL TRABAJO DE TITULACIÓN

La responsabilidad de las opiniones, comentarios y críticas emitidas en el Trabajo de Titulación presentado con el tema: “EVALUACIÓN DEL EFECTO DE ISOXAZOLINA (FLURALANER) SOBRE EL CONTROL DE ECTOPARÁSITOS Y LA SALUD DERMATOLÓGICA EN COATÍES CAUTIVERIO”, le corresponde exclusivamente a: Médica veterinaria Zootecnista, Luana Eleonora Carvajal Villacres, Autor bajo la Dirección de Médica veterinaria Zootecnista Blanca Jeaneth Villavicencio Villavicencio, Magister en Ciencias Veterinarias, Directora del Trabajo de Titulación; y el patrimonio intelectual a la Universidad Técnica de Ambato.



**Luana Eleonora
Carvajal Villacres**



Mvz. Luana Eleonora Carvajal Villacres

c.c.: 1500856529

AUTORA



Firmado electrónicamente por:
**BLANCA JEANETH
VILLAVICENCIO
VILLAVICENCIO**

Validar únicamente con FirmaEC

Mvz, Blanca Jeaneth Villavicencio Villavicencio, Mg.

c.c.: 0502366552

DIRECTORA

DERECHOS DE AUTOR

Autorizo a la Universidad Técnica de Ambato, para que el Trabajo de Titulación, sirva como un documento disponible para su lectura, consulta y procesos de investigación, según las normas de la Institución.

Cedo los Derechos de mi trabajo, con fines de difusión pública, además apruebo la reproducción de este, dentro de las regulaciones de la Universidad.



Mvz, Luana Eleonora Carvajal Villacres
c.c.: 1500856529

ÍNDICE GENERAL DE CONTENIDOS

Contenido	
CENTRO DE POSGRADOS	i
A la Unidad Académica de Titulación del Centro de Posgrados	i
AUTORÍA DEL TRABAJO DE TITULACIÓN	ii
DERECHOS DE AUTOR.....	iii
ÍNDICE GENERAL DE CONTENIDOS.....	iv
<i>INDICE DE TABLAS</i>	vi
<i>INDICE DE FIGURAS</i>	vii
DEDICATORIA	viii
AGRADECIMIENTO	ix
RESUMEN EJECUTIVO	x
ABSTRACT	xi
CAPÍTULO I.....	1
EL PROBLEMA DE INVESTIGACIÓN.....	1
1.1 Introducción	1
1.2. Justificación.....	2
1.3 Objetivos.....	2
1.3.1 Objetivo general:.....	2
1.3.2 Objetivos específicos:	2
CAPITULO II.....	3
MARCO TEORICO.....	3
2.1 Antecedentes Investigativos.....	3
2.2 Fundamentación científica	7
2.2.1 Pruebas de primera intención.....	9
CAPITULO III	16

MARCO METODOLÓGICO	16
3.1 Tipo de investigación.....	16
3.2 Población o muestra.....	16
3.2.1 Características de las zonas de investigación	16
3.3 Pregunta científica.....	18
3.5 Recolección de información.....	18
3.6 Procesamiento de la información	25
3.6.1 Materiales	26
3.6.2 Factores en estudio.....	28
CAPÍTULO IV	30
RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	30
CAPITULO V	36
CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	36
5.1 Conclusiones	36
5.2 Recomendaciones.....	37
5.3 Bibliografía	38
5.4 Anexos	44

INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Taxonomía de los Coatíes.....	3
Tabla 2. Criterios de valoración de seguimiento post-tratamiento.	29
Tabla 3. Síntesis de resultados de pruebas dermatológicas de primera intención y análisis hematológico por individuo.....	31
Tabla 4. Evaluación del progreso posterior a la toma del Fluralaner (Bravecto).....	35
Tabla 5. Coatí #1: Hemograma y Química Sanguínea.	46
Tabla 6. Coatí 2: Hemograma y Química Sanguínea.	47
Tabla 7. Coatí 3: Hemograma y Química Sanguínea.	48
Tabla 8. Coatí 4: Hemograma y Química Sanguínea.	49
Tabla 9. Coatí 5: Hemograma y Química Sanguínea.	50
Tabla 10. Coatí 6: Hemograma y Química Sanguínea.	51
Tabla 11. Coatí 7: Hemograma y Química Sanguínea.	52
Tabla 12. Coatí 8: Hemograma y Química Sanguínea.	53
Tabla 13. Coatí 9: Hemograma y Química Sanguínea.	54
Tabla 14. Coatí 10: Hemograma y Química Sanguínea.....	55
Tabla 15. Pruebas dermatológicas Coatí #1	56
Tabla 16. Pruebas dermatológicas Coatí #2	56
Tabla 17. Pruebas dermatológicas Coatí #3	57
Tabla 18. Pruebas dermatológicas Coatí #4	57
Tabla 19. Pruebas dermatológicas Coatí #5	59
Tabla 20. Pruebas dermatológicas Coatí #6	59
Tabla 21. Pruebas dermatológicas Coatí #7	59
Tabla 22. Pruebas dermatológicas Coatí #8	60
Tabla 23. Pruebas dermatológicas Coatí #9	61
Tabla 24. Pruebas dermatológicas Coatí #10	62
Tabla 25. Constantes Fisiológicas y Examen Físico.....	63

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Coatí adulto	4
Figura 2. Grupo de Coaties	4
Figura 3. Distribución de Coaties en Ecuador.....	5
Figura 4. Estado de conservación del Coatí	6
Figura 5. Cría de Coatí.....	7
Figura 6. Ácaro Sarcoptes scabiei.....	11
Figura 7. Presencia de Demódex	11
Figura 8. Ácaro Lynxacarus y Cheyletiella.....	11
Figura 9. Tricograma con puntas de pelo y tricograma con puntas de pelos rotas.....	13
Figura 10. Bulbos pilosos en anagén y bulbos pilosos en telogén	14
Figura 11. Cilindros Foliculares	14
Figura 12. Afectación por dermatofitos, la flecha azul indica médula. Flecha roja corteza y flecha morada la cutícula.....	14
Figura 13. Tricograma con tinción de azul de lactofenol	14
Figura 14. Zoológico “El Arca”	17
Figura 15. Zoológico Yanacocha (Google Maps, 2025).....	17
Figura 16. Procedimiento de inmovilización de individuos.....	19
Figura 17. Toma de la temperatura. Toma de la presión arterial, frecuencia cardíaca y respiratoria. Examen físico: Revisión de ojos, dientes, nariz.....	20
Figura 18. Toma de muestra sanguínea de la vena coccígea.....	21
Figura 19.. Materiales para realizar las pruebas dermatológicas de primera intención..	22
Figura 20. Revisión macroscópica del lecho ungueal y orejas (arriba), zonas alopécicas en la base de la cola y en la cola (abajo).	23
Figura 21. Pruebas dermatológicas de primera intención: Tricografía, raspado cutáneo, lámpara de Wood y citología ótica (de derecha a izquierda).	24
Figura 22. Caja porta placas para transporte de muestras dermatológicas.	25
Figura 23. Control coatí #5, estado del pelaje. Control 0, control 15 días, control 45 días, control 75 días y coatí en jaula (de izquierda a derecha).	34

DEDICATORIA

A Dios, quien me guío en este
viaje académico y me brindo
fortaleza para lograrlo

A mi Familia, este logro
académico es un reflejo de su
incansable esfuerzo que han
invertido en mí. Cada decisión
que tomaron en mi nombre son el
cimiento de mi éxito.

A mi querida mascota Pipa, quien
es la motivación para continuar
adquiriendo más conocimiento.

AGRADECIMIENTO

A toda mi familia por su apoyo y
gratitud.

A los docentes del posgrado,
quienes con mucho esmero me
guiaron en el transcurso de la
maestría.

A los Zoológicos Yanacocha y el
“El Arca”, por su apertura y
motivación para llevar a cabo el
estudio

Al Laboratorio Clínico Familab,
por abrirme las puertas y
brindarme su colaboración.

RESUMEN EJECUTIVO

Esta investigación tuvo como objetivo determinar el uso de Fluralaner Bravecto® en el control de ectoparásitos en coatíes *Nasua nasua* de la familia *Procyonidae* en cautiverio. Se trabajó con 10 individuos de dos centros de rescate: “El Arca” (Archidona) y “Yanacocha” (Tena). Luego de la captura de los individuos, se realizaron pruebas dermatológicas de primera instancia y química sanguínea. El 70 % de los animales presentó alteraciones clínicas, mientras que el 100% mostró alteraciones hematológicas compatibles con parasitosis. Posteriormente, se administró fluralaner, para luego realizar tres pruebas de control a los 15, 45 y 75 días postratamiento.

Desde el primer control se evidenció la reducción de ectoparásitos, mientras que, en el segundo, se observó una disminución de las infecciones cutáneas por bacterias y hongos, así como una mejora progresiva del pelaje. Durante el último control, los coatíes presentaron un pelaje brillante, denso y saludable, con una recuperación integral tanto de la piel como del manto. Además, se registró un incremento de peso en los individuos tratados, atribuible a una menor carga parasitaria y al consecuente aprovechamiento de los nutrientes proporcionados en la dieta. Concluyendo de esta manera que la aplicación de fluralaner Bravecto® demostró ser una alternativa eficaz, segura y de larga duración para el manejo sanitario de los coatíes en cautiverio, contribuyendo a los programas de conservación, rehabilitación, bienestar y manejo en cautiverio.

Palabras clave: BRAVECTO, CAUTIVERIO, COATÍ, DERMATOLOGÍA, ECTOPARÁSITOS, FLURALANER, ISOXAZOLINAS, LEISHMANIA, MAMÍFERO, ZOOLÓGICO.

ABSTRACT

This study aimed to determine the use of Fluralaner Bravecto® in controlling ectoparasites in captive coatis (*Nasua nasua*) of the Procyonidae family. Ten individuals were studied from two rescue centers: "El Arca" (Archidona) and "Yanacocha" (Puyo). After the animals were captured, initial dermatological and blood chemistry tests were performed. Seventy percent of the animals presented clinical changes, while 100% showed hematological changes consistent with parasitosis. Fluralaner was subsequently administered, followed by three follow-up tests at 15-, 45-, and 75-days post-treatment. From the first follow-up, a reduction in ectoparasites was evident, while the second showed a decrease in bacterial and fungal skin infections, as well as a progressive improvement in the coat. During the final follow-up, the coatis presented shiny, dense, and healthy coats, with complete recovery of both the skin and the coat. Furthermore, weight gain was recorded in the treated individuals, attributable to a lower parasite load and the resulting utilization of nutrients provided in the diet. Thus, the application of fluralaner Bravecto® proved to be an effective, safe, and long-lasting alternative for the health management of coatis in captivity, contributing to conservation, rehabilitation, welfare, and captive management programs.

Keywords: CAPTIVITY, COATI, DERMATOLOGY, ECTOPARASITES, FLURALANER.

CAPÍTULO I

EL PROBLEMA DE INVESTIGACIÓN

1.1 Introducción

El Bravecto® fluralaner es una isoxazolina que proporciona una potente actividad acaricida e insecticida (Williams *et al.*, 2015). Estudios recientes llevan a observar que su uso en mamíferos tales como: *Ursus arctos arctos*, *Oryctolagus cuniculu*, *Phascolactus cinereus* *Mesocricetus auratus*, *Vicugna pacos*, *Peromyscus leucopus*, fue eficaz para tratar una variedad de ectoparásitos en un corto período de tiempo y cuando había pocas posibilidades de reinfección; como pulgas en gatos y perros domésticos y otras especies que viven en entornos cautivos especializados (por ejemplo, parques zoológicos) (Jiang & Viejo, 2025).

Los *Nasua nasua*, conocidos comúnmente como coatíes o cuchuchos, son uno de los grupos taxonómicos de mamíferos más requeridos en el tráfico ilegal de la fauna silvestre, incrementado notoriamente en los últimos años la frecuencia de decomisos y consultas a la clínica veterinaria, para luego ser trasladados a centros de rescate y rehabilitación de fauna exótica; esto ha permitido comprender, estudiar e investigar características biológicas, etológicas y fisiológicas favoreciendo de esta manera a una óptima atención veterinaria a los animales que se localicen en cautiverio o en la vida silvestre (Vallejo, 2018).

Este estudio se enfoca en investigar la efectividad del uso del Fluralaner Bravecto® en las patologías presentes en piel en coaties en cautiverio de dos zoológicos de la Amazonía ecuatoriana, el uno localizado a las afueras de la ciudad de Archidona y el otro de la ciudad del Puyo. Para este trabajo se empleó el método descriptivo observacional longitudinal. En total se trabajó con 10 especímenes de diferentes rangos etarios, pesos y tamaños. Al inicio del trabajo se realizó una ficha de cada individuo como línea de base para validar el tratamiento con Bravecto® fluralaner. Una vez aplicado el tratamiento, se realizaron pruebas dermatológicas de primera intención a los 15, 45 y 75 días. Con estos datos se ha logrado probar la eficacia del Bravecto® fluralaner en mamíferos tipo coaties, logrando mejorar su calidad de vida.

1.2. Justificación

La rehabilitación y la conservación que se maneja en los programas de fauna silvestre requieren de estrategias con manejos sanitarios que garanticen el bienestar de los animales en cautiverio y favorezcan su posterior reinserción en el medio ambiente. En los coaties (*Nasua nasua*), las infestaciones por ectoparásitos, bacterias y hongos dérmicos complican la salud integral. El uso de isoxazolinas (fluralaner) representa una alternativa innovadora en el control de ectoparásitos en esta especie, ofreciendo una prolongada acción y de efectos inmediatos, disminuyendo de manera significativa las infecciones cutáneas y mejorando el estado general de los individuos. La evaluación de su eficacia en condiciones de cautiverio a permitido usarla como una herramienta eficiente, segura y fácil de aplicar; respaldando las prácticas de conservación y bienestar animal de esta especie en el Ecuador.

1.3 Objetivos

1.3.1 Objetivo general:

- Evaluar el efecto de isoxazolina (fluralaner) sobre el control de ectoparásitos y la salud dermatológica en coaties cautiverio.

1.3.2 Objetivos específicos:

- Evaluar la eficacia del uso de isoxazolina (fluralaner) sobre el control de ectoparásitos en coaties.
- Determinar el estado dermatológico de los coaties mediante la revisión semiológica y pruebas de primera intención.
- Evaluar el posible efecto de interacción de la isoxazolina versus la dosis aplicada con respecto al peso del animal.
- Valorar los efectos del uso de la isoxazolina sobre la salud dermatológica y la posible presentación de dermatopatías.

CAPITULO II MARCO TEORICO

2.1 Antecedentes Investigativos

Los coatíes (*Nasua nasua*) son mamíferos carnívoros silvestres que habitan en las selvas sudamericanas y centroamericanas. Pertenecientes a la familia de *Procyonidae* como se muestra en la Tabla 1. Por lo que es importante destacar su taxonomía: (Brito *et al.*, 2022).

Reino: Animalia

Philum:	<i>Chordata</i>
Clase:	<i>Mammalia</i>
Orden:	<i>Carnivora</i>
Familia:	<i>Procyonidae</i>
Género:	<i>Nasua</i>
Especie:	<i>Nasua nasua</i>

Tabla 1. Taxonomía de los Coatíes

Fuente: Internet (<https://bioweb.bio/faunaweb/mammaliaweb/FichaEspecie/Nasua%20narica>)

Es un mamífero estrechamente relacionado con el mapache boreal pero que se distingue por un hocico largo y unas garras similares a las de un oso. La piel es de color marrón suave o negra con el vientre más claro; los anillos blancos en la cola son comunes (Figura 1). Su cabeza es estrecha con una nariz delgada, orejas pequeñas, patas negras y una cola larga que no puede agarrar objetos; se usa para mantener el equilibrio mientras se balancea y como complemento de señales (Brito *et al.*, 2022; Vallejo, 2018).



Figura 1. Coatí adulto

Fuente: Internet (<https://bioweb.bio/faunaweb/mammaliaweb/FichaEspecie/Nasua%20narica>)

Físicamente, los adultos suelen tener entre 41 y 67 cm de longitud (desde la cabeza hasta la base de la cola), con 30 a 60 cm adicionales de longitud total. Miden 30 cm a la altura de los hombros aproximadamente y pesan entre 3 y 8 kg. Los machos logran duplicar el tamaño de las hembras y exhibir caninos grandes y afilados (Figura 2). Sus fuertes extremidades favorecen sus habilidades de excavación y escalada, lo que contribuye en su reputación de inteligencia (Brito *et al.*, 2022; Vallejo, 2018).



Figura 2. Grupo de Coaties

Fuente: Internet (<https://bioweb.bio/faunaweb/mammaliaweb/FichaEspecie/Nasua%20narica>)

Su modo de caminar es plantígrado y pueden caminar con los pies; son capaces de descender de los árboles boca abajo porque sus articulaciones son flexibles. Les gusta dormir o descansar en lugares altos y nichos. Los coaties no llevan una vida tranquila como los suricatos, que siempre tienen un centinela de guardia. Cuando

el vigía emite un ruido parecido al ladrido de un perro, corren hacia el arbusto o trepan a un árbol; aunque algunos optan por investigar más a fondo dando marcha atrás. La curiosidad los impulsa hacia asentamientos humanos donde se dedican a robos, exhibiendo así un espíritu aventurero (Brito *et al.*, 2022; Vallejo, 2018).

El hábitat de esta especie se circunscribe a selvas tropicales y subtropicales pertenecientes a Sudamérica (Ecuador, Uruguay, Colombia, Venezuela, Perú, Bolivia, Argentina, Guayanas y Brasil) y en menor cantidad en Centroamérica (México). En Ecuador se lo puede encontrar en provincias como: Sucumbíos, Napo, Orellana, Pastaza, Morona Santiago, Zamora Chinchipe y El Oro (figura 3) (Brito *et al.*, 2022).

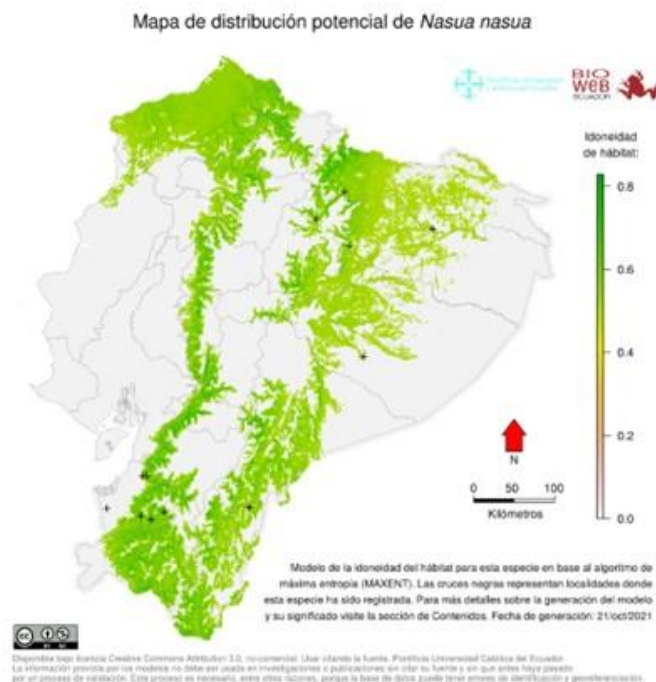


Figura 3. Distribución de Coatíes en Ecuador
Fuente: Internet (<https://bioweb.bio/faunaweb/mammaliaweb/FichaEspecie/Nasua%20narica>)

Debido al tráfico ilícito de especies exóticas, esta especie se encuentra en riesgo de extinción, a pesar de que tiene un estatus clasificado como de "Preocupación

Menor", de acuerdo con la literatura publicada (Salcedo-Rivera et al. 2018). (figura 4)



Figura 4. Estado de conservación del Coatí

Fuente: Internet (<https://bioweb.bio/faunaweb/mammaliaweb/FichaEspecie/Nasua%20narica>)

En cautiverio son reconocidos por ser sociables y vivir en grupos, sin embargo, al interactuar con los humanos, su comportamiento se modifica y tienden a perder hábitos que desarrollaban en su hábitat natural (supervivencia, búsqueda de alimento, construcción de nichos, adaptabilidad y capacidad para desenvolverse); cuando crecen en cautiverio es muy difícil pensar en reintroducirllos, debido a la adaptación por lo que no podrían persistir. En confinamiento o cautiverio es fundamental anteponer las necesidades y de esta manera asegurar su bienestar, ya que pueden ser susceptibles en sus primeros meses de vida (Brito *et al.*, 2022). (figura 5)

Estos ejemplares son considerados como omnívoros ya que se alimentan de frutas e invertebrados como insectos, arañas, cangrejos y caracoles, y pueden incluir en su dieta huevos y pequeños invertebrados (Brito *et al.*, 2022; Phillips, 2021). Es común visualizar pequeñas excavaciones hechas con el hocico en el suelo mientras buscan insectos y otros pequeños animales; asimismo, se ayudan de sus garras para excavar o abrir cortezas de troncos caídos. Es posible escuchar vocalizaciones, como chillidos suaves y voz de alerta a modo de ladridos agudos y chasquidos mientras están forrajeando. Sus principales depredadores incluyen al jaguar, puma,

ocelote y el yaguarundi; las últimas tres especies están presentes en la región (Phillips, 2021).

El coatí tiene una esperanza de vida de 15 años en estado salvaje y de 17 a 20 años en cautiverio. Su período de gestación dura alrededor de 74 días y dan a luz camadas de normalmente de 2 a 7 crías (Brito *et al.*, 2022).



Figura 5. Cría de Coatí

Fuente: Internet (<https://bioweb.bio/faunaweb/mammaliaweb/FichaEspecie/Nasua%20narica>)

2.2 Fundamentación científica

Las pruebas dermatológicas de primera intención son la base fundamental en la clínica diaria de los pacientes con afecciones cutáneas, permiten determinar el estado de salud que presenta el paciente al realizar el respectivo estudio. Cuando se exteriorizan casos clínicos de fauna silvestre, existen algunas restricciones al ejecutar los estudios, ya que existe una baja cantidad de investigaciones sobre los mamíferos pequeños (Hoffman *et al.*, 2019). Además, se destacan los elevados costos de dichas investigaciones al igual que la cantidad de ejemplares que participan en los estudios. El análisis dermatológico se cataloga como un estudio cualitativo y cuantitativo que proporciona ayuda y seguridad al determinar los distintos padecimientos de nuestros pacientes (Bensignor, 2010).

Al realizar el examen dermatológico es elemental acompañarlo con el examen físico general en cada paciente ya que algunas enfermedades presentes en piel podrían reflejar una enfermedad interna, una vez realizado esto debe llevarse a

cabo de manera sistémica, el reconocimiento de las lesiones visibles para realizar una inspección meticulosa en el área del dorso del cuerpo del animal; debe realizarse desde la parte del tren posterior a contra pelo, así como los aspectos laterales y la cabeza con el paciente de pie, rápidamente evaluamos la región ventral, las axilas, inglés, zonas interdigitales y las almohadillas. No se debe olvidar la evaluación de las membranas mucosas y los oídos (Choconta, 2021).

Todas las lesiones presentes deben ser palpadas e inspeccionadas, el grosor, la textura, la temperatura y evaluar el purito. Al abordar pacientes con enfermedades dermatológicas en consulta, se requiere de una anamnesis completa (edad de aparición, raza por predisposiciones, sexo si es entero o castrado, hábitat, convivencia con otras mascotas y la dieta) para correlacionar y encontrar un diagnóstico (Dávila & Matos, 2018). Es importante que el médico veterinario explique y brinde la información necesaria sobre los aspectos de salud y la aplicación de pruebas diagnósticas de primera intención.

La salud y el bienestar animal se aseguran con la monitorización del paciente; sin embargo, hay que destacar la realización de los exámenes complementarios como: hemograma, química sanguínea, ecografía, rayos X, coproparasitario, entre otros; junto a las pruebas dermatológicas de primera intención, brindarán una información completa del paciente (Verde *et al.*, 2012). Facilitando la interpretación y el diagnóstico, lo que contribuye a generar un tratamiento oportuno y adecuado en el animal. Se debe conocer la etapa fisiológica por la que está cursando el mamífero, hábitat en cautiverio o vida silvestre, para poder generar parámetros de referencia certeros y llegar a determinar la patología que padece el animal (Choconta, 2021).

Es preciso estar al tanto de los indicadores de salud de los coatíes decomisados, que se pretendan conservar en cautiverio o puedan ser liberados a su hábitat natural, con la finalidad de contrarrestar enfermedades infecciosas y de esta manera evitar los riesgos ecológicos (Bensignor, 2010).

La adquisición de pequeños mamíferos como mascotas cada vez es más alarmante, lo que ha conllevado a generar intereses científicos, llevando a desarrollar avances en medicina de fauna silvestre, especialmente el enfoque en la dermatología (Grajales-Suaza *et al.*, 2023). La mayoría de estas investigaciones se realizan en otros países, lo que no necesariamente concuerda con la situación ecuatoriana, y, por ende, se debería generar una base de datos propia y realizar un comparativo con los ya existentes (Siqueira *et al.*, 2019).

Es así como la literatura científica permite conocer que el fluralaner forma parte de la farmacología que beneficia a la salud dermatológica de los pacientes, aportando prevención y tratamiento para ectoparásitos, proporcionando una actividad antiparasitaria prolongada después de una única administración (Rodríguez-Vivas *et al.*, 2020). Según estudios realizados en animales en cautiverio, esta acción se podría prolongar hasta el doble de tiempo descrito en animales de compañía (Rodríguez-Vivas *et al.*, 2020).

2.2.1 Pruebas de primera intención

Se catalogan como pruebas dermatológicas de primera instancia que nos permiten determinar un diagnóstico con rapidez. Entre las que destacan: los raspados cutáneos, tricografía, citologías y lámpara de Wood, mientras que en las pruebas de segunda intención encontramos a los cultivos- antibiogramas, histopatologías, pruebas de alérgenos, hematología, mediciones hormonales e imagenología (Siqueira *et al.* 2019).

2.2.1.1 Raspado Cutáneo

Esta técnica consiste en realizar un raspado de la piel con dirección al crecimiento del pelo. Los pacientes que presenten alteraciones dermatológicas se sospecharán de ácaros en presencia de costras, pústulas, comedones y alopecia inflamatoria.

Materiales

- Guantes
- Aceite Mineral
- Pinza hemostática
- Porta objetos
- Cubre objetos
- Microscopio

Técnica

Existen dos formas de realizar el raspado superficial y profundo

- Raspado superficial: utilizado frecuentemente en sospecha de ácaros *Sarcoptes scabiei* y *Notoedres cati*, ya que se encuentran en el estrato córneo. Se aplica una gota de aceite mineral en el portaobjetos; el material obtenido se cubre con un portaobjetos y se evalúa en el microscopio.
- Raspado profundo: utilizado con mayor frecuencia cuando se sospecha del acaro *Demodex*, el cual se halla en el folículo piloso, para obtener la muestra se realiza presión en la piel al efectuar el raspado empujamos el acaro hacia afuera. Se coloca una pequeña cantidad de aceite mineral en la punta del bisturí (#15), para sostener el material recogido; el raspado debe continuar hasta que se produzca un puntillado hemorrágico. El material obtenido se coloca sobre el portaobjetos y se ubica el cubreobjetos sobre la muestra. Se evalúa al microscopio usando el objetivo de magnificación. Cabe destacar que razas como el Sharpei y perros con lesiones fibróticas crónicas requieren de una biopsia de piel para identificar los ácaros.

Análisis

Verificar la presencia de ácaros como: *Sarcoptes spp.*, *Cheyletiella spp.*, *Notoedres cati*, *Otodectes cynotis*, *Demodex canis*, *Demodex cati*. El hallazgo de cualquiera de estos es diagnóstico.

Imágenes

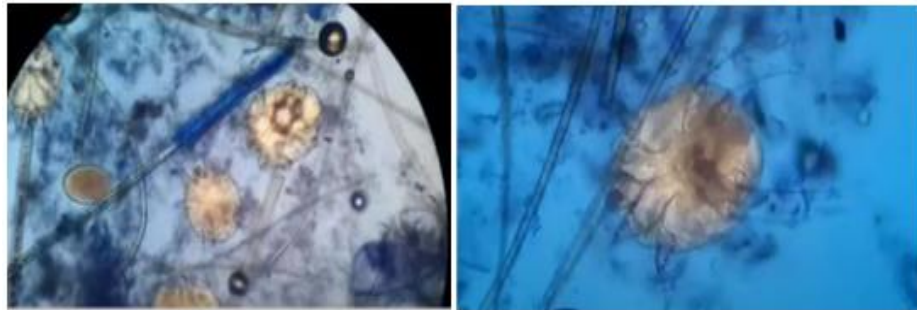


Figura 6. Ácaro Sarcoptes scabiei
Fuente: Van Wick y Hashemen el 2019

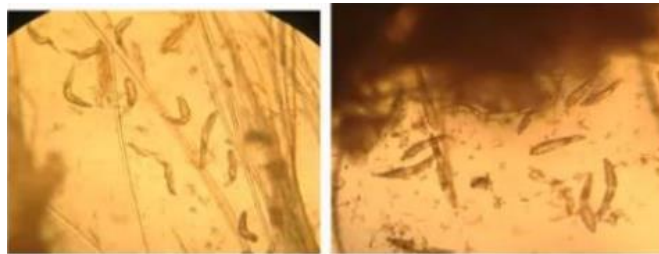


Figura 7. Presencia de Demódex
Fuente: Van Wick y Hashemen el 2019



Figura 8. Ácaro Lynxacarus y Cheyletiella
Fuente: Van Wick y Hashemen en el 2019.

2.2.1.2 Tricografía

Este es un examen directo que permite la evaluación de la morfología del pelo, permitiendo el análisis de su estructura capilar como de su fase de crecimiento. Revelando información sobre la raíz y el tallo. Pacientes con alopecia se sospecha de alopecia autoinducida, dermatofitos o demódex (Van Wick y Hashem 2019).

Materiales

- Guantes
- Aceite Mineral
- Pinza hemostática
- Porta objetos
- Cubre objetos
- Microscopio

Técnica

Se debe arrancar un número pequeño de pelos, los mismos que pueden ser tomados de un área parcial o de una zona alopecica, usando una pinza hemostática en la dirección del crecimiento capilar. Colocar una gota de aceite mineral en el portaobjetos, tratando de ubicar los pelos de forma paralela y separándolos para poder evaluar sus raíces y puntas adecuadamente, y cubrir los pelos con un cubreobjetos (Van Wick y Hashem 2019).

Análisis

Evaluación capas circulares

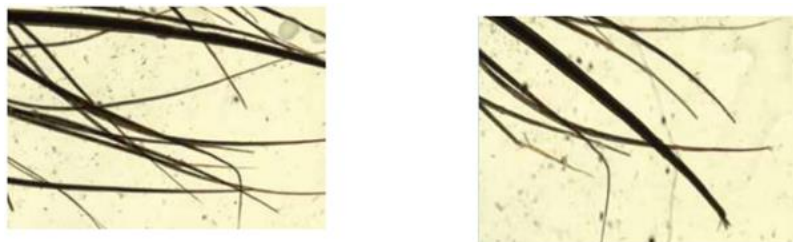
- Médula: (formada por células de queratina) se observará un pelo bien definido o puede presentar la médula recta, entrecortada o pelos sin médula sin ser patológico.
- Corteza: contiene el pigmento de melanina, el cual define el color del pelo, se evidencia en pelos blancos, difícil en pelos negros, ya que la corteza se confunde con la melanina, por lo que se observará un solo pelo negro.
- Cutícula: definida como un borde, es de vital importancia no evidenciar ningún abultamiento; si esto sucede, se puede sospechar de alopecia del color diluido (Van Wick y Hashem 2019).

Al ser evaluado los extremos:

- Los normales terminan en punta fina.
- Los tallos de pelo rotos indican autotraumatismo.

- Puntas de pelo estrechas en forma de cuña indican una afectación del folículo (desórdenes endocrinos o inflamación del folículo piloso).
- Fase de crecimiento (Anagénica): se evidencia que las raíces son redondeadas, curvas a menudo con superficie lisa y pigmentada.
- Fase de reposo (Telogénica): se evidencia que las raíces terminan en punta de lanza y carecen de pigmentación; es posible encontrar en la base del pelo una superficie rugosa o como borde de cepillo.
- Si se evidencia gran cantidad de pelos en fase de crecimiento (anagénica), se debe disminuir la sospecha de una endocrinopatía. En razas que requieren corte de pelo pueden presentar un ciclo piloso dominado por anagén.
- La presencia de bulbo en anagén indica un crecimiento activo de pelo.
- La acumulación de material queratosebáceo (cilindros foliculares) alrededor del tallo indica un trastorno por queratinización folicular que puede sugerir adenitis sebácea.
- Presencia de pelos rotos deformados con macromelanosomas (Grupos de melanina) indica displasia folicular relacionada con el color (Van Wick y Hashem 2019).

Imágenes



*Figura 9. Tricograma con puntas de pelo y tricograma con puntas de pelos rotas
Fuente: Van Wick y Hashemen el 2019*

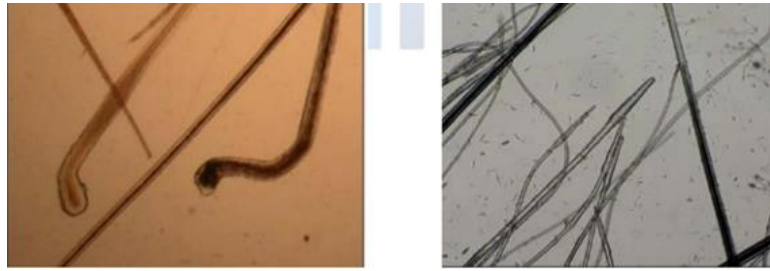


Figura 10. Bulbos pilosos en anagén y bulbos pilosos en telogén
Fuente: Van Wick y Hashemen el 2019



Figura 11. Cilindros Foliculares
Fuente: Van Wick y Hashemen el 2019

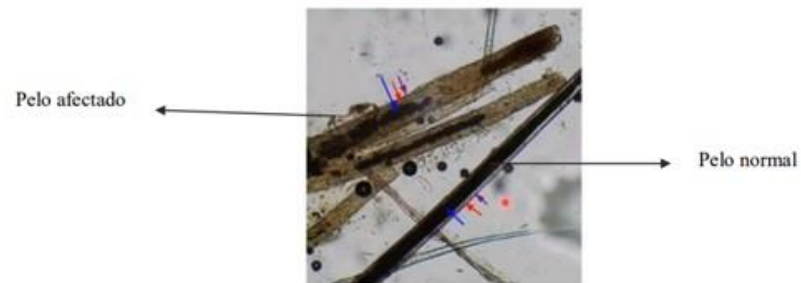


Figura 12. Afectación por dermatofitos, la flecha azul indica médula. Flecha roja corteza y flecha morada la cutícula.
Fuente: Van Wick y Hashemen el 2019



Figura 13. Tricograma con tinción de azul de lactofenol
Fuente: Van Wick y Hashemen el 2019

2.2.1.3 Lámpara de Wood

Expone una luz ultravioleta, que permite la fluorescencia de algunas cepas de *Microsporum canis* con un color verde manzana típico, utilizando una luz potente, con el objetivo de obtener una buena y constante calidad de onda lumínica; además, se debe esperar como mínimo 5 minutos para que la luz se estabilice y los dermatofitos emitan fluorescencia (Hernández, 2018). El examen con lámpara de Wood es positivo en la mayoría de los casos de infección por *M. canis*. Los pelos fluorescentes son más frecuentes en infecciones no tratadas; inesperadamente, los pelos pueden ser más difíciles de encontrar en animales que hayan sido tratados (Rodríguez, 2021).

2.2.1.4 Citología

Es usada para identificar neoplasias, células acatólicas (pénfigo), infecciones por bacterias y hongos; las muestras pueden ser tomadas por impronta, hisopados o por punción. En el examen citológico, las muestras son generalmente de lesiones exudativas; debe tomarse de lesiones desarrolladas antes de que se hayan producido cambios secundarios (pústulas intactas, bordes de úlceras, partes internas de las costras) (Sala *et al.* 2024).

CAPITULO III MARCO METODOLÓGICO

3.1 Tipo de investigación

El trabajo se desarrolló con base en una investigación cualitativa, no experimental, para lo que se empleó el método descriptivo observacional longitudinal. Se buscó establecer la relación causal a lo largo del tiempo (Veiga de Cabo et al., 2008) del uso de Bravecto® fluralaner.

3.2 Población o muestra

Se trabajó con 10 individuos que se encuentran en conservación *ex situ*. Cinco en las infraestructuras del Zoológico “Arca”, ubicado en la provincia de Napo, en la ciudad de Archidona, y cinco en el Zoológico “Yanacocha”, ubicado en la provincia de Pastaza, ciudad del Puyo.

3.2.1 Características de las zonas de investigación

El zoológico “Arca” se encuentra ubicado a 0°51'10.7"S 77°47'28.4"W Archidona, con una elevación de 749 msnm (Google Maps 2025). Los coaties se encuentran en un ambiente que se mantiene a una temperatura promedio de 26°C en las áreas de exhibición y entre 28 a 30°C en el área de cuarentena con una humedad entre 20% y 30%. La temperatura anual media es de 26,5 °C y las precipitaciones promedio de 4773 mm (figura 14).



Figura 14. Zoológico "El Arca"
Fuente: Google Maps, (sf)

Por otra parte, el zoológico de "Yanacocha" se encuentra ubicado en G2Q6+QW Puyo, vía Tena km 3, Puyo. El clima es ecuatorial (subtipo del clima tropical), con temperaturas que varían entre 18 y 24 °C a lo largo de todo el año, con lluvias que superan los 2000 mm anuales. Debido a su altitud de 950 m.s.n.m. (INAMHI 2025) (Figura. 15)



Figura 15. Zoológico Yanacocha (Google Maps, 2025).
Fuente: Google Maps, (sf)

3.3 Pregunta científica

¿La determinación del uso de Bravecto® (Fluralaner) permitirá el control de ectoparásitos en coaties (*Nasua nasua*) de la familia *Procyonidae* en cautiverio?

3.5 Recolección de información

Esta investigación partió de pruebas clínicas dermatológicas realizadas a (*Nasua nasua*) en condiciones de cautiverio, con sus respectivos análisis de laboratorio y su respuesta al fluralaner (Bravecto®).

3.5.1 Selección de la muestra

- a) La población de estudio corresponde a la totalidad de coaties en cautiverio dentro de los centros de rescate El Arca y Yanacocha. Cada uno contaba con 5 individuos durante el trabajo de campo.
- b) El primer paso fue la valoración clínica de los individuos. Por el comportamiento de estos mamíferos, la valoración se hizo a distancia en un lapso de una semana en cada centro de rescate.

3.5.2 Inmovilización e identificación del animal

- a) Para obtener resultados fiables se coordinó con los encargados del centro para que los animales permanezcan en ayuno 12 horas.
- b) Para su captura se utilizaron dardos disparados desde una cerbatana al cuerpo de los coaties, que contenían una dosis de 0,005 mg/kg de dexmedetomidina + 8 mg de ketamina. El anestésico se absorbió vía intramuscular, siguiendo los protocolos establecidos en Yupanqui et al. (2012).
- c) Inmediatamente se recogió al animal del piso; se lo colocó en posición decúbito lateral. Con una mano se sostuvo la cabeza mientras que la otra se posicionó por debajo del abdomen para colocarlo dentro del kennel.

- d) Una vez el ejemplar dentro del kennel transportador, se lo trasladó hacia la zona de la sala de manejo ubicada en el mismo zoológico.
- e) Se retiró al animal del kennel y se procedió a pesarlo, una vez terminada esta acción se lo ubicó en la mesa de examinación y se tomaron sus constantes fisiológicas: temperatura, presión arterial, respiraciones por minuto y frecuencia cardíaca para llenar su ficha clínica (Rovirosa-Hernández *et al.*, 2012).
- f) Cada individuo fue identificado por medio de la colocación de un microchip (sobre la zona escapular) y se realizó la comprobación del mismo mediante el uso de un lector de microchips (Ramos *et al.*, 2023).



Figura 16. Procedimiento de inmovilización de individuos

Nota: Superior izquierda, coatí en el centro de rescate Yanacocha; centro, dardos con anestésicos; izquierda, pesaje de individuos. Inferior izquierda, posicionando al animal en la mesa de examinación; derecha, colocación de chip.

Fuente: Trabajo de campo

- g) Durante el lapso de sedación del individuo se procedió a tomar las constantes fisiológicas: temperatura, presión arterial, frecuencia cardíaca y respiratoria. Además, se revisó la dentición, los ojos, la nariz y la condición corporal (figura 17).



Figura 17. Toma de la temperatura. Toma de la presión arterial, frecuencia cardíaca y respiratoria.
Examen físico: Revisión de ojos, dientes, nariz
Fuente: Trabajo de campo

3.5.3 Toma de muestras sanguíneas, rotulación y transporte

- a) Para la obtención de las muestras sanguíneas, se utilizó una jeringa de 3 ml con aguja calibre 23 para extraer sangre de la vena ya sea coccígea o safena (Figura 18). Se obtuvieron 2 ml de sangre del animal; los mismos que fueron ubicados: 1 ml en un tupo tapa lila con EDTA y 1 ml en un tupo tapa roja con aditivo (Yupanqui *et al.* 2012, y Roviroso *et al.* 2012).
- b) Cada muestra sanguínea fue identificada con la codificación del microchip de cada individuo.
- c) Luego de 10 minutos de reposo a temperatura ambiente, se colocaron las muestras en un cooler con temperatura controlada que fluctuó entre 2 y 4°C, para su conservación y posterior análisis.



Figura 18. Toma de muestra sanguínea de la vena coccígea.

Fuente: Trabajo de campo

- d) Los parámetros analizados en los exámenes hematológicos fueron estándares:
- Hemograma: Hematocrito (Hto), hematíes (GR), hemoglobina (HE), VCM, CHCM, HCM, Plaquetas (P), leucocitos (Lc), neutrófilos segmentados (Neu), linfocitos (Lin), Monocitos (Mon), eosinófilos (Eo) y basófilos (Ba).
 - Química sanguínea: Urea (U), Creatinina (Crea), Albúmina (ALB), ALT, AST y Proteínas totales (PT).

3.5.4 Pruebas dermatológicas de primera intención

Inmediatamente, se realizó el examen dermatológico de primera intención, con materiales específicos para cada una de ellas (figura 19):



Figura 19.. Materiales para realizar las pruebas dermatológicas de primera intención.

Fuente: Trabajo de campo.

- a. Observación macroscópica: Inspección visual minuciosa del pelaje, piel y anexos cutáneos. En el pelaje se buscó la presencia de ectoparásitos y alteraciones de brillo o textura; en la piel se registraron lesiones y heridas visibles; en las orejas se evaluó la acumulación de cerumen y posibles lesiones; en la cola se identificaron zonas alopécicas; en el lecho ungueal se examinó la presencia de *Malassezia spp.*; y en los pulpejos se verificó la existencia de lesiones o cambios morfológicos (figura 20).



*Figura 20. Revisión macroscópica del lecho ungueal y orejas (arriba), zonas alopécicas en la base de la cola y en la cola (abajo).
Fuente: Trabajo de campo.*

- b. Tricografía: en zonas alopécicas o con lesiones, con la ayuda de una pinza hemostática se obtuvieron muestras de pelo, que fueron colocadas sobre un portaobjetos con aceite mineral, para luego ser observadas en el microscopio (Choconta, 2021). (figura 21).
- c. Raspado cutáneo: se realizó presión sobre la piel para extraer ácaros hacia afuera. Se colocó una pequeña cantidad de aceite mineral en la punta del bisturí -#15- para sostener el material recogido; el raspado fue continuo hasta producir un puntillado. El material obtenido fue colocado sobre el portaobjetos con su respectivo cubreobjetos para su posterior evaluación al microscopio (Bond *et al.*, 2020) (figura 21).
- d. Lámpara de Wood: se mantuvo la lámpara a una distancia aproximada de 5 cm del pelaje del animal, examinando de manera sistemática la cabeza, cuello, tronco y miembros torácicos y pélvicos. Se registró la presencia o ausencia de fluorescencia en los pelos, con el fin de

identificar posibles infecciones fúngicas, particularmente por *Microsporum spp.* (Latacunga Cuchiye & Campos, 2022, Betancourt *et al.*, 2009) (figura 21).

- e. Citología: ótica se utilizó hisopos, los mismos que se introdujeron dentro del oído, la muestra obtenida se ubicó en un portaobjetos mediante un barrido, posterior a esto se procedió a teñir con *diff quick*; se lavó la placa esperamos se seque y observamos en el microscopio (Lobo Alonso *et al.*, 1993; Valdivia & Chambergo 2009; Bond *et al.* 2020) (figura 21).



Figura 21. Pruebas dermatológicas de primera intención: Tricografía, raspado cutáneo, lámpara de Wood y citología ótica (de derecha a izquierda).
Fuente: Trabajo de campo.

3.5.5 Transporte de las muestras dermatológicas

- a) Se colocó las muestras las muestras dermatológicas en una caja porta placas, y éstas, dentro de un contenedor para transportarlas a al laboratorio clínico Familab y continuar con respectivo análisis (figura 22).



*Figura 22. Caja porta placas para transporte de muestras dermatológicas.
Fuente: Trabajo de campo.*

3.5.6 Dosificación y administración de fluralaner

Con el peso del animal se calculó la dosis, conforme a las indicaciones de Carpenter y Marion (2023).

- a. A los individuos menores de 4,5 kg se administró 112,5 mg de fluralaner.
- b. A los individuos de entre 4.6 kg hasta 10 kg se administró 250 mg. de fluralaner.

Se administró el medicamento cuando cada individuo estaba en fase de recuperación anestésica, con signos de conciencia, movilidad espontánea y normalización de parámetros fisiológicos (reflejo deglutorio).

3.6 Procesamiento de la información

Los datos recolectados mediante pruebas dermatológicas permitieron describir cualitativamente las características de las lesiones, presencia de ectoparásitos, alteraciones en el pelaje, zonas alopecicas y otras manifestaciones clínicas. Estos hallazgos se clasificaron según localización anatómica y tipo de alteración (lesiones primarias o secundarias) en fichas:

- Análisis microscópico: Las muestras obtenidas mediante tricografía y raspado cutáneo fueron analizadas al microscopio para identificar estructuras fúngicas (*Microsporum spp.*), levaduras (*Malassezia spp.*), bacterias (cocos y bacilos) y ectoparásitos.
- Examen con lámpara de Wood: La información se consignó en términos binarios (fluorescencia presente/ausente), especificando la localización corporal y el número de pelos fluorescentes observados.

Se realizaron tres controles: los primero 15 días posteriores a la toma del fluralaner, luego a los 45 y por último a los 75 días, lo que contribuyó a contar con datos para realizar el análisis longitudinal, para comparar la evolución clínica individual y grupal para determinar las tendencias de disminución de ectoparásitos, reducción de colonización bacteriana, o mejoría en la calidad del pelaje (aparición de brillo desde el tercer control).

3.6.1 Materiales

De campo

- Cinta métrica
- Balanza Gramera
- Toalla para sujeción
- Cuaderno
- Esfero

Toma de Muestra

- Guantes de látex
- Filipino
- Mascarilla
- Algodón
- Alcohol (97%)

- Agua Oxigenada
- Jeringas (3cc)
- Aguja (calibre 23 x 1 pulgada)
- Tubos tapa Lila con EDTA
- Tubos tapa Roja con aditivo
- Portaobjetos
- Cubreobjetos
- Bisturí #15
- Lámpara de Wood
- Aceite mineral
- Pinza hemostática
- Tensiómetro
- Termómetro
- Bravecto >4,5 – 10kg
- Bravecto 2- 4,5kg
- Gasas
- Hisopos
- Microchips
- Lector de Microchips
- Caja porta placas

De laboratorio

- Agitador orbital (LABOID LRP 71)
- Microscopio
- Tinción Diff Quick

3.6.2 Factores en estudio

El progreso de los animales se midió en cuatro categorías principales, que reflejan la mejora clínica y clínico-dermatológica tras el tratamiento con fluralaner. Estas categorías incluyeron la disminución hasta la ausencia de ectoparásitos, como ácaros y pulgas, dado que la erradicación de estos parásitos es fundamental para controlar la infestación y evitar reinfestaciones (Winter *et al.*, 2024). Además, se evaluó la reducción o eliminación de infecciones secundarias por hongos y bacterias, frecuentes en afecciones dermatológicas debido a la ruptura de la barrera cutánea y la inflamación. También se consideró la resolución o mejora de lesiones cutáneas, tales como inflamación, alopecia y costras, que reflejan la restauración de la integridad de la piel. Finalmente, se monitoreó la mejoría del pelaje, que es un indicador visible y funcional de recuperación dermatológica, evidenciando la normalización del crecimiento del pelo y la salud del folículo piloso (Williams, et al, 2015; Jiang & Viejo 2025).

Esta evaluación integral permite un seguimiento detallado y multifactorial del estado dermatológico de los coatíes, estableciendo un marco claro para medir la eficacia del fármaco y la evolución clínica, asegurando que las mejoras observadas se reflejen tanto en la desaparición de parásitos como en la recuperación del tejido cutáneo y del pelaje sano.

El progreso de los animales se midió en cuatro categorías principales, que reflejan la mejora clínica y clínico-dermatológica tras el tratamiento con fluralaner. En estas categorías incluyeron la disminución hasta la ausencia de ectoparásitos, como: pulgas y ácaros, dado que la erradicación de estos parásitos es primordial para controlar la infestación y evitar reinfestaciones (Winter *et al.*, 2024). Además, se evaluó la reducción o eliminación de infecciones secundarias por bacterias y hongos, habituales en afecciones dermatológicas debido al rompimiento de la barrera cutánea y la inflamación. También se consideró la resolución o mejora de lesiones cutáneas, tales como inflamación, alopecia y costras, que reflejan la restauración de la integridad de la piel.

Finalmente, se monitoreó la mejoría del pelaje, que es un indicador visible y funcional de recuperación dermatológica, evidenciando la normalización del crecimiento del pelo y la salud del folículo (Williams, et al, 2015; Jiang & Viejo 2025).

Criterio	1 - Muy Bajo	2 – Bajo	3 - Bueno	4 - Excelente
Disminución de ectoparásitos	Sin reducción o aumento de parásitos	Ligera reducción de parásitos	Reducción notable de parásitos	Ausencia total de parásitos
Control de infecciones (hongos y bacterias)	Persisten infecciones activas	Disminución parcial de infecciones	Infecciones casi controladas	Total, eliminación de infecciones
Mejoría en lesiones cutáneas	Lesiones presentes y agravadas	Lesiones con leve mejoría	Notable reducción de lesiones	Lesiones ausentes o cicatrizadas
Mejoría del pelaje	Pelaje opaco, ralo o caído	Pelaje con leve recuperación	Pelaje visiblemente recuperado	Pelaje brillante, denso y sano

*Tabla 2. Criterios de valoración de seguimiento post-tratamiento.
Fuente: Elaboración propia*

CAPÍTULO IV RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En el desarrollo de este estudio se incluyó animales valorados clínicamente a distancia; por el lapso de una semana en cada centro de rescate debido a su comportamiento agresivo. Los individuos presentaron a la observación prurito intenso y heridas dérmicas. Antes de comenzar con la revisión de los coatis fue necesario sedarlos con dardos lanzados por una cerbatana (dexmedetomidina 0,005mg + ketamina 8mg, vía IM) así como menciona Yupanqui *et al. en el 2012*. Después, se traslada al animal a la sala de manejo del mismo centro.

En el examen semiológico muestran una condición corporal y peso adecuado; temperatura, frecuencia cardíaca y respiratoria y presión arterial dentro de los rangos normales. El examen físico se llevó a cabo desde la cabeza hasta la punta de la cola encontrando las siguientes alteraciones: pelo hirsuto, lesiones/ heridas en piel, tronco, miembros torácicos y pelvianos, dientes desgastados, cerumen abundante en orejas y pulgas a la observación. Se procedió a tomar las muestras sanguíneas en cada coati así como menciona Roviroso *et al. en el 2012.*, para la elaboración de la biometría hemática y la química sanguínea (urea, creatinina, proteínas totales, albúmina, ALT y AST). A continuación, se ejecutó las pruebas dermatológicas de primera intención en donde se obtuvieron los siguientes resultados.

No	Centro	Peso	Edad	Sexo	Est	Físico				Hematología		Observaciones
						RC	LW	CO	TR	HG	QS	
1	Yan	5	2	M	1	0	0	0	1	Eo (e)	ALT - AST (e)	Pulga
2	Yan	5,5	2	M	1	0	0	Mh / C / Bb	0	Lc - Eo (e)	U- ALB- AST €	Miscelos de hongos, conidios + bacterias bacilares (CO)
3	Yan	5,4	8	H	0	0	0	Ma, Bb	0	GR- HE- Hto (b) / MC	U - AST (e)	<i>Mycoplasma</i> - frotis sanguieno-

4	Yan	5,19	2	M	0	0	0	Ma	1	Lc- Eo (e)	ALT - AST (e)	B -citología de piel en herida-
5	Yan	5,12	2	M	0	0	1	0	1	Eo	ALT - AST (e)	<i>Microsporum</i> <i>spp</i> (LW y Tricografía)
6	Arca	5,4	2	H	0	0	0	0	0	Hto - HE (b) / Eo (e)	ALT - AST (e)	
7	Arca	5,6	2	M	0	0	1	Mc	1	Lc - Eo (e)	U- ALT- AST (e)	<i>Microsporum</i> <i>spp</i>
8	Arca	3	2	M	1	1	1	Ac	0	Eo (e)	U- ALT- AST (e)	<i>Microsporum</i> <i>spp</i> RC + Acaro (Co)
9	Arca	3,5	2	H	0	0	0	0	0	Eo (e)	U (b)	
10	Arca	3,3	5	H	0	0	0	0	0	Hto- HE (b) / Eo (e)	U- ALT- AST (e)	

Tabla 3. Síntesis de resultados de pruebas dermatológicas de primera intención y análisis hematológico por individuo.

Nota: Est=esterilizado, RC=raspado cutáneo, LW=Lampara de Wood, CO=citología ótica, TR=tricografía, HG=hemograma, QS=química sanguínea. 0=ausencia, 1=Presencia. Mh micelios de hongos, C=conidios, Bb=bacterias bacilares, Ma=malassezia, Mc=Microsporum, Ac=acaro. Eo=eosinófilo, Lc=leucocitos, GR= hematíes, HE=hemoglobina, Hto=hematocrito. U=urea, ALB=albúmina. (e)=elevado, (b)=bajo.

Fuente: Elaboración propia

Como se puede observar en la tabla 3, el 60% de la muestra corresponde a machos jóvenes de dos años, dos hembras jóvenes, en el mismo rango etario, una de cinco años y otra de 8 años.

En el hemograma todas reportan eosinofilia, dos coatis con hematocritos y hemoglobina disminuidos. Estos tres parámetros son indicadores de afectación por endo y ecto parásitos, acompañados de anemia y deshidratación, así como menciona Rivorosa *et al.*, en el (2012) en su investigación. Destaca un caso, el individuo 3, que por los valores de hemoglobina y hematocrito se le realizó un frotis sanguíneo, encontrando *Mycoplasma spp.*, estableciéndose adicionalmente el tratamiento con doxiciclina a dosis de 10 mg vía oral c/24h por un lapso de 30 días.

Los valores de química sanguínea fueron heterogéneos, siendo los indicadores más representativos de posibles alteraciones urea, ALT y AST elevados, coincidiendo con los casos que presentan evidencias de alteración dermatológica (Ver anexo 2).

Es importante mencionar que ALT y AST elevados al doble podrían relacionarse con necrosis hepática o muscular, drogas hepatotóxicas, excitabilidad o estrés confirmado de acuerdo con Yupanqui C. *et al.* (2012).

En las pruebas dermatológicas de primera intención, el 30 % de los individuos, en su totalidad hembras, no presentaron patologías evidentes; sin embargo, como ya se ha establecido según Choconta en el (2021) las pruebas dermatológicas constan de la observación macroscópica, raspado cutáneo, tricografía, lámpara de Wood y citología (piel u ótica).

A la observación directa penas el 10% de la muestra de estudio presentó pulgas (*Ctenocephalides felis*); sin embargo, de acuerdo con Hoffman *et al.* (2019), este tipo de ectoparásitos se propaga con facilidad. Como Siqueira *et al.* (2019) mencionan, las lesiones/heridas en piel ubicadas en la cara interior del muslo y zonas interdigitales de los miembros torácicos y pelvianos se encuentran invadidas por microorganismos oportunistas (bacterias y hongos), dentro de las orejas de algunos coaties se encontró una gran cantidad de cera y lesiones superficiales mientras que en la cola se localizó zonas alopécicas y por último al inspeccionar el lecho ungueal se encontró *Malazzesia spp.* y lesiones en algunos pulpejos generados por autotraumatismo debido al prurito intenso y traumatismos generados entre los individuos del mismo lugar como también indica Sala *et al.*, en el (2024) en su estudio.

En el raspado cutáneo se evidencio a penas el 10% de individuos con *Microsporum spp.*, catalogado como un microorganismo oportunista capaz de afectar a los individuos inmunosuprimidos así como mencionan Betancourt *et al.*, 2009 en su estudio (Ver anexo 3).

El 40% de la muestra dio positivo a la presencia de lesiones evidentes durante la tricografía: tallos de pelo roto por autotraumatismo, puntas en forma de cuña que hacen referencia a la afectación del folículo por desórdenes endocrinos o inflamación del folículo piloso, los bulbos pilosos en fase anagénica o de crecimiento con raíces redondeadas, curvas a menudo con superficies lisa y pigmentadas mientras que en la fase telogénica o de reposo las raíces terminan en punta de lanza carecen de color con base rugosa o forma de cepillo, pelos destruidos y dermatofitos *Microsporum spp* se pudo apreciar en las muestras analizadas similar a los estudios de Bensignor en el (2010) y Esquivel & Bojorge en el (2017) donde señalan la importancia de conocer la fase por la que atraviesa el pelo para poder orientar al diagnóstico.

El 30% de la muestra total empleando el método de la lámpara de Wood fue positivo para *Microsporum spp.*; además, se debe señalar que uno de los casos también dio positivo en el raspado cutáneo junto con ácaros en la citología ótica y el otro caso solo presentó este dermatofito en la citología ótica. Este hongo, es catalogado como un microorganismo oportunista o huésped natural hallado en pacientes inmunosuprimidos coincidiendo con los estudios de Latacunga Cuchiye & Campos en el (2022) y Betancourt *et al.*, en el (2009).

El 50% de la población dio positivo a hongos en la citología ótica, de estos apenas el 20% no evidenciaron alteraciones combinadas con los otros métodos de análisis, vale la pena destacar el hallazgo de *Malassezia spp*, células epiteliales y bacterias y ácaros (bacilos y cocos) y ácaros *Neotrombicula autumnalis* los mismos que pueden ocasionar patologías como otitis internas, medias o externas, la enfermedad de Lyme y dermatofitosis, así como señalan en sus respectivos estudios. Se realizó citología de piel en una herida presente en un individuo (coatí #3) por medio de impronta, encontrando amastigotes de *Leishmania spp.*, recordando que estos pequeños mamíferos son reservorios y participan en el ciclo de transmisión de la enfermedad a través de la picadura de mosquitos del género *Phlebotomus* y *Lutzomyia* como señala Roque & Jansen en el (2014) en su estudio enfocado en los reservorios silvestres en América (Tabla 3).

La evaluación del progreso de los coaties luego de la aplicación de la isoxazolina (Fluralaner) sobre el control de ectoparásitos permitió observar la eficacia al 100% del tratamiento desde el primer control así como menciona Sala *et al.* en el (2024) y un 60% a nivel dermatológico, con base en los rangos identificados (ver metodología Tabla 2). En la primera prueba de control (15 días post toma del fluralaner), el 100% de los individuos, excepto el 30% de los casos sin patologías dérmicas evidentes, pasaron de 0 a 3, y se observó una disminución de al menos el 60% de hongos y bacterias y el 100% de ectoparásitos, lo que se reflejó incluso en su peso (Tabla 4) así como alude Rodríguez *et al.*, en el (2020) en su estudio.

Para el segundo control (45 días post toma del fluralaner), los ejemplares de coatí se mantuvieron en la escala 3, con la disminución del 100% de ectoparásitos, bacterias y hongos y una mejoría dérmica de las lesiones/ cicatrizaciones al igual que del pelaje, manteniéndose la constante en el tercer control (75 días post toma del fluralaner), en donde se puede observar incluso el crecimiento del pelaje con características: brillante, denso y sano en su totalidad así como mencionan Esquivel & Bojorge en el (2017) y Müller *et al.*, en el (2020) en sus estudios respectivamente



Figura 23. Control coatí #5, estado del pelaje. Control 0, control 15 días, control 45 días, control 75 días y coatí en jaula (de izquierda a derecha).

Además de las evidentes transformaciones dermatológicas, se reportó un incremento en el peso de todos los individuos desde el primer control, así como indica Salas *et al.*, en el (2024) en su investigación. En el tercer control se evidenció una ganancia de peso que

fluctuó en un rango entre 0,08 kg y 0,23 kg, con excepción del individuo 7, que alcanzó una ganancia de peso de 1,22 kg (Tabla 4).

No. Coati	Inicio	Dosis	C1		C2		C3		C3-Pi
	Pi (kg)	(mg)	Escala	Peso (kg)	Escala	Peso (kg)	Escala	Peso (kg)	
1	5	250	3	5,1	4	5,15	4	5,23	0,23
2	5,5	250	3	5,65	4	5,65	4	5,7	0,2
3	5,4	250	3	5,45	4	5,45	4	5,5	0,1
4	5,19	250	3	5,3	4	5,3	4	5,33	0,14
5	5,12	250	3	5,18	4	5,18	4	5,2	0,08
6	5,4	250	3	5,45	4	4,45	4	5,5	0,1
7	5,6	250	3	5,64	4	5,66	4	6,82	1,22
8	3	112,5	3	3,05	4	3,05	4	3,1	0,1
9	3,5	112,5	3	3,5	4	3,55	4	3,59	0,09
10	3,2	112,5	3	3,25	4	3,25	4	3,31	0,11

Tabla 4. Evaluación del progreso posterior a la toma del Fluralaner (Bravecto)

Nota: Pi = peso inicial. Escala empleada de la tabla 1.

Fuente: elaboración propia

En el transcurso de la ejecución del proyecto se pudo evaluar la eficacia y seguridad de las dosis utilizadas en el estudio, así como menciona y recomienda Carpenter y Marion en el (2023) desatacando las ventajas del uso de la isoxazolina en la salud dermatológica de los coatis en cautiverio sin presentar hasta la actualidad alguna patología asociada a la toma posterior del fluralaner.

CAPITULO V

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1 Conclusiones

- Se evaluó la eficacia del uso de isoxazolina (fluralaner) sobre el control de ectoparásitos en coatíes. La eficacia del fluralaner marca Bravecto® en coatíes para el control de ectoparásitos fue visible de forma inmediata. A partir del día 15 fue evidente la notable reducción de estos huéspedes, ausentes totalmente en el control 2-45 días, una situación similar, a nivel temporal, ocurrió con las infecciones por bacterias y hongos, lesiones cutáneas y pelaje. Para el día 75, los coaties presentaron un pelaje brillante, denso y sano.
- Se determinó el estado dermatológico de los coatíes mediante la revisión semiológica y pruebas de primera intención. A la observación macroscópica se evidencio pulgas (*Ctenocephalides felis*), heridas y lesiones en cabeza, cuerpo, miembros torácicos y pelvianos. Se realizó el raspado cutáneo obteniendo *Microsporum spp.* microorganismo oportunista capaz de afectar a los individuos inmunosuprimidos. En la tricografía se encontró tallos de pelo roto por auto traumatismo, puntas en forma de cuña que hacen referencia a la afectación del folículo por desórdenes endocrinos o inflamación del folículo piloso, los bulbos pilosos en fase anagénica o de crecimiento con raíces redondeadas, curvas a menudo con superficies lisa y pigmentadas mientras que en la fase telogénica o de reposo las raíces terminan en punta de lanza carecen de color con base rugosa o forma de cepillo, pelos destruidos y dermatofitos *Microsporum spp.* Al emplear el método de la lámpara de Wood un 30% fue positivo para *Microsporum spp.* Mientras, que el 50% de la población en la citología ótica se encontró de *Malassezia spp.*, células epiteliales y bacterias y ácaros (bacilos y cocos) y el ácaro *Neotrombicula autumnalis*. Además, se realizó citología de piel en una herida presente en un individuo (coati #3) por medio de impronta, encontrando amastigotes de *Leishmania spp.*

- Se evaluó el posible efecto de interacción de la isoxazolina versus la dosis aplicada con respecto al peso del animal. Además de las evidentes transformaciones dermatológicas, se reportó un incremento en el peso de todos los individuos desde el primer control. En el tercer control se evidenció una ganancia de peso que fluctuó en un rango entre 0,08 kg y 0,23 kg, con excepción del individuo 7, que alcanzó una ganancia de peso de 1,22 kg (Tabla 4).
- Se valoró los efectos del uso de la isoxazolina sobre la salud dermatológica y la posible presentación de dermatopatías. En el transcurso de la ejecución del proyecto se pudo evaluar la eficacia y seguridad de las dosis utilizadas en el estudio, así como menciona y recomienda Carpenter y Marion en el (2023) desatacando las ventajas del uso de la isoxazolina en la salud dermatológica de los coaties en cautiverio sin presentar hasta la actualidad alguna patología asociada a la toma posterior del fluralaner.

5.2 Recomendaciones

- Se podría prolongar el tiempo de revisión o estudio en estos animales, ya que se menciona que la duración del fluralaner se puede extender hasta 6 meses con una sola toma del producto en animales de fauna silvestre.
- Proponer a los centros de rescate asesoramientos sobre nutrición, cuidados veterinarios, enriquecimiento ambiental en las jaulas y prácticas que aseguren la salud y el bienestar de los animales del zoológico.
- Evitar la entrada y la tenencia cercana de animales de compañía, ya que permiten la propagación e infestación de ectoparásitos.
- Controlar plagas (roedores, insectos, aves no deseadas y mamíferos salvajes) ya que pueden transmitir enfermedades a los animales del centro, así como a los humanos.

5.3 Bibliografía

Belhadj Dalil. 2021. Analyse pharmacocinetique du fluralaner dans le cadre d'une etude pilote sur le traitement antiparasitaire de 9 especes de carnivores sauvages en parc zoologique. l'Université Claude Bernard Lyon 1:3-138.

Bensignor, E. 2010. Dermatologia de los Nac (Nuevos Animales de Compañía). SERVET DIS. Madrid, s.e.

Betancourt, O; Salas, V; Otarola, A; Zaror, L; Salas, E; Neumann, J. 2009. Microsporum canis en gatos dermatológicamente sanos en Temuco, Chile. Revista Iberoamericana de Micologia 26(3):206-210. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.riam.2009.03.002>.

Bond, R; Morris, DO; Guillot, J; Bensignor, EJ; Robson, D; Mason, K V.; Kano, R; Hill, PB. 2020. Biology, diagnosis and treatment of Malassezia dermatitis in dogs and cats: Clinical Consensus Guidelines of the World Association for Veterinary Dermatology. Veterinary Dermatology 31(1):75. DOI: <https://doi.org/10.1111/vde.12834>.

Bond, R; Morris, DO; Guillot, J; Bensignor, EJ; Robson, D; Mason, K V.; Kano, R; Hill, PB. 2020. Biology, diagnosis and treatment of Malassezia dermatitis in dogs and cats Clinical Consensus Guidelines of the World Association for Veterinary Dermatology. Veterinary Dermatology 31(1):28-74. DOI: <https://doi.org/10.1111/vde.12809>.

Brito, J., Camacho, M. A., Romero, V. Vallejo, AF. 2022. <https://bioweb.bio/faunaweb/mammaliaweb/FichaEspecie/Nasua%20nasua>, acceso sábado, 17 de agosto de 2024. (en línea). Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador. Disponible en [https://bioweb.bio/faunaweb/mammaliaweb/FichaEspecie/Nasua nasua](https://bioweb.bio/faunaweb/mammaliaweb/FichaEspecie/Nasua%20nasua), acceso sábado, 17 de agosto de 2024.

Carpenter, JW; Marion, CJ. 2023. Exotic Animal Formulary FIFT H EDIT ION. ZARAGOZA, s.e.

Choconta, M. 2021. Manual de pruebas dermatológicas del laboratorio de Salud Animal, de a Universidad Cooperativa de Colombia sede Ibagué- Espinal. :1-64.

Dávila Flores, KJ; Matos Suclupe, AR. 2018. Tricología Para La Identificación De Especies De Mamíferos Silvestres Y Razas Domésticas En Los Distritos De La Región Lambayeque. :82.

Esquivel Sandino, A; Bojorge Rosales, S. 2017. Dermatopatías asociadas a ácaros de la sarna y micosis superficial en tigrillos Margay (*Leopardus weidii*) en el Zoológico Nacional de Nicaragua (en línea). :35. Disponible en <https://repositorio.una.edu.ni/3605/1/tnl73e77.pdf>.

Franco-G, M; Hoyos-M, L; Ramírez, G; Correa, A. 2009. Hallazgos Hematológicos Y Química Sanguínea En Amazona Amazonica Y Amazona Ochrocephala Cautivas De La Reserva Forestal Torre Cuatro. Boletín Científico. Centro de Museos. Museo de Historia Natural 13(2):63-77.

Grajales-Suaza, E; Agudelo, FA; Gómez-Castaño, GS; Grajales, JA; Grajales-Suaza, A; González-Arenas, J V.; Grajales-Correa, BL; Cepeda-Duque, JC. 2023. Afecciones cutáneas en *Potos flavus* (Schreber, 1774) y *Nasua nasua* (Linnaeus, 1766) (Mammalia: carnívora: Procyonidae) silvestres en Risaralda, Colombia. Mammalogy Notes 8(2):280. DOI: <https://doi.org/10.47603/mano.v8n2.280>.

Google maps. sf. Recuperado el 1 de septiembre de 2025.[google.com/maps](https://www.google.com/maps)

Hernández, AMC. 2018. Identificación de agentes micóticos en animales silvestres en Costa Rica: estudio preliminar. Medicina Veterinaria :1-17.

Hoffman, BU; Baba, Y; Griffith, TN; Mosharov, E V.; Woo, SH; Roybal, DD; Karsenty, G; Patapoutian, A; Sulzer, D; Lumpkin, EA; Rodríguez, L. 2019. Revista de la Asociación Colombiana de Dermatología Veterinaria. Rev ACDV 1(1):1401-1413.e6.

Jiang, Y & Viejo, J. 2025. Revisión sistemática del fluralaner como tratamiento para infecciones ectoparasitarias en mamíferos. PubMed Central. DOI: <https://doi.org/PeerJ>

13: e18882 <https://doi.org/10.7717/peerj.18882>.

Latacunga Cuchipe, NM; Campos Murillo, N del C. 2022. Comparación de lámpara de Wood y dermatophyte test médium para diagnosticar *Microsporum canis*. *Anatomía Digital* 5(3.3):36-45. DOI: <https://doi.org/10.33262/anatomiadigital.v5i3.3.2328>.

Lobo Alonso, JM; Molinari de Quinto, M; Piqueras Rodriguez-Novás, M; Scott, LA. 1993. Ectoparasitosis por ácaro de la cosecha. *Clínica Veterinaria de Pequeños Animales* 13(1):13-16.

Mamani, Yae. 2022. Identificación de neoplasias en mamíferos silvestres en el bioparque municipal vesty pakos, la paz bolivia: estudio retrospectivo en el periodo 2018-2020. (en línea). *Journal of Economic Perspectives* 2(1):1-4. Disponible en [http://www.ifpri.org/themes/gssp/gssp.htm%0Ahttp://files/171/Cardon - 2008 - Coaching d'équipe.pdf%0Ahttp://journal.um-surabaya.ac.id/index.php/JKM/article/view/2203%0Ahttp://mpoc.org.my/malaysian-palm-oil-industry/%0Ahttps://doi.org/10.1080/23322039.2017](http://www.ifpri.org/themes/gssp/gssp.htm%0Ahttp://files/171/Cardon-2008-Coaching-d%27%20%20equipe.pdf%0Ahttp://journal.um-surabaya.ac.id/index.php/JKM/article/view/2203%0Ahttp://mpoc.org.my/malaysian-palm-oil-industry/%0Ahttps://doi.org/10.1080/23322039.2017).

MSD. 2025. Fluralaner, ¿Cuándo?, ¿Cómo? y ¿Por Qué? Elegirlo. MSD Salud Animal.

Mueller, RS; Rosenkrantz, W; Bensignor, E; Karaś-Tęcza, J; Paterson, T; Shipstone, MA. 2020. Diagnosis and treatment of demodicosis in dogs and cats: Clinical consensus guidelines of the World Association for Veterinary Dermatology. *Veterinary Dermatology* 31(1):5-27. DOI: <https://doi.org/10.1111/vde.12806>.

Ramos, C; Valarezo, D; Palacios, D; Barrionuevo, A. 2023. Aplicación de Chips de Identificación por Vía Subcutánea e Interfacial en Psitácidos en cautiverio en el Eco Zoológico Tarqui. *Tesla Revista Científica* 3(2):e288. DOI: <https://doi.org/10.55204/trc.v3i2.e288>.

Rodriguez-Vivas, RI; Bolio-González, ME; Rosado-Aguilar, JA; Guitérrez-Ruíz, E; Torres-Acosta, F; Ortega-Pacheco, A; Gutiérrez-Blanco, E; Aguilar-Caballero, A. 2020. Uso de isoxazolinas: alternativa para control de pulgas, ácaros y garrapatas en perros y gatos. *Bioagrociencias* 12(2):1-8. DOI: <https://doi.org/10.56369/bac.3086>.

Rodríguez Beltrán, L. 2021. Dermofitosis ¿Realidad clínica otendencia en caninos y felinos? (en línea). Clindervet: Revista clínica de dermatología veterinaria (26):14-21. Disponible en www.dechra.es.

Roque, ALR; Jansen, AM. 2014. Wild and synanthropic reservoirs of Leishmania species in the Americas (en línea). International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife 3(3):251-262. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2014.08.004>.

Rovirosa-Hernández, M de J; García-Orduña, F; Morales-Mávil, JE; Hernández-Salazar, LT; Hermida-Lagunes, J; Lagunes-Merino, O; Fuentes-Anaya, T. 2012. Hematological and Blood Chemistry values in a semi-free population of white-nosed coatis (*Nasua narica*) in La Venta Tabasco, Mexico. Acta Zoológica Mexicana (N.S.) 28(2):391-400. DOI: <https://doi.org/10.21829/azm.2012.282841>.

Ruíz-Rodríguez, J. 2013. Aproximación al análisis de bioquímica sanguínea y uroanálisis en animales silvestres y especies no convencionales. Fauna Silv. Exót. Conv. (C):58-67.

Sáenz, EV. 2016. Universidad Nacional Facultad de Ciencias de la Salud Escuela de Medicina Veterinaria Pasantía en clínica de especies de compañía con énfasis en dermatología en la clínica veterinaria VETEPAC. Modalidad: Pasantía Trabajo Final de Graduación para optar p.

Sala, G; Gazzonis, AL; Pravettoni, D; Cafiso, A; Grilli, G; Ferrulli, V; Boccardo, A; Di Cesare, F; Pavesi, LF; Zanzani, S. 2024. Effective treatment of sarcoptic mange in an alpaca (*Vicugna pacos*) using fluralaner: a case report. Veterinary Research Communications 48(3):1837-1843. DOI: <https://doi.org/10.1007/s11259-024-10316-0>.

Salcedo-Rivera, GA; Fuentes-Mario, JA; Tovar-Márquez, J; Montes-Benítez, LF; Rojano, C; Arias-Bernal, L; González-Maya, JF. 2018. Registro inusual de *Potos flavus* (Schreber, 1774) (Mammalia: Carnivora: Procyonidae) con dermatitis severa en Montes de María, Sucre, Colombia. Mammalogy Notes 5(1):18-21. DOI: <https://doi.org/10.47603/manovol5n1.18-21>.

Siqueira, AJB; Machado, GF; Costa, J do C; Branco, L de F; Montessor, M; Nonato, S

de O; Silva, EADA. 2019. Alopecia en un oso de anteojos (*Tremarctos ornatus*) del bioparque Ukumarí de Pereira, Colombia: Reporte de caso. *Journal of Chemical Information and Modeling* 53(9):1689-1699.

Valdivia, C; Chambergo, M. 2009. Original Breve *Trombicula Autumnalis* (Isangos) En Un Jardín De Niños De. 26(1):58-60.

Vallejo, AF. 2018. *Nasua nasua*. Mamíferos del Ecuador (January). DOI: <https://doi.org/10.13140/RG.2.1.3402.6002>.

Veiga De Cabo, DE; La, EDE; Díez, F; Verdejo, MZ; Nacional, E; Medicina, D. s. f. Conceptos y criterios para el diseño. LIV:81-88.

Verde, M; Pardo, M; Villanueva, L; Navarro, L; Magallón, P. 2012. Caso clínico de dermatología (en línea). *Journal of Veterinary Internal Medicine* 26(4):863-874. Disponible en <https://www.clinvetpeqanim.com/index.php?pag=articulo&art=34>.

Villalba, R., Barros, C., Gallo, A., Blasco, M., & Molineros, E. 2020. Primera descripción de la sarna sarcóptica en un coatí silvestre (*Nasua narica*) en Ecuador. *Revista Brasileira de Parasitología Veterinaria*.

Van Wick, M; Hashem, B. 2019. Treatment of sarcoptic mange in an american black bear (*Ursus americanus*) with a single oral dose of fluralaner. *Journal of Wildlife Diseases* 55(1):250-253. DOI: <https://doi.org/10.7589/2017-12-310>.

Williams, H., Zoller, H., Roepke, R., Zschiesche, E., Heckerroth, AR. 2015. Fluralaner activity against life stages of ticks using *Rhipicephalus sanguineus* and *Ornithodoros moubata* IN in vitro contact and feeding assays. *Parasites & Vectors* 8(1):90.

Winter Alexandra, Abuelo Angel, Allen Dana, Brutlag Ahna, K. Carter Kris, Constable Peter, Dart Andrew, Davies Peter, Davis Jennifer, Quesenberry Katherine E., Ramírez Alejandro, Reeves Philip, Sharma Jagdev, SD. 2024. *Merk Veterinary Manual*. s.l., s.e. 3552 p.

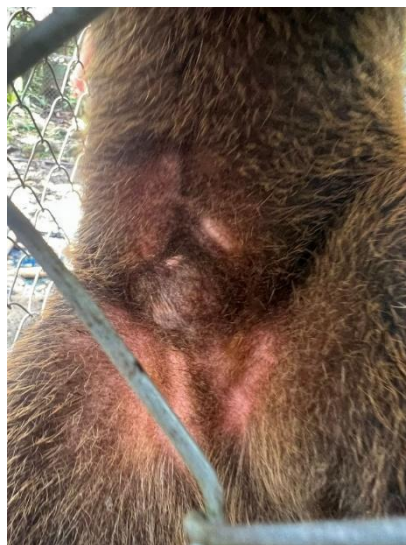
Yupanqui C., C; Li E., O; Silva S., W; Alvarado S., A. 2012. Perfil bioquímico sanguíneo hepático en coatíes (*Nasua Nasua*) criados en cautiverio. Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú 19(1):75-78. DOI: <https://doi.org/10.15381/rivep.v19i1.1265>.

5.4 Anexos

Anexo 1. Fotografías de coaties y el progreso de la piel y pelo durante el tiempo de investigación.



Hábitat de los coaties.



Día 15 post toma del fluralaner aumento de sustancia aceitosa en el pelo.



Día 45 post toma de fluralaner



Día 75 post toma de fluralaner

Anexo 2. Exámenes de Laboratorio de los individuos estudiados

Tabla 5. Coatí #1: Hemograma y Química Sanguínea.

COATÍ #1/ N° CHIP: 981098106882607/Macho			
HEMOGRAMA			
Analitos	Resultado	Unidad	Referencia
Hematocrito	39.6	%	37 – 55
Hematies	8.20	10 ¹² /L	5.5 – 8.5
Hemoglobina	13.2	g/dL	12 - 18
VCM	48	fL	60 -77
CHCM	33.3	g/dL	32 – 36
HCM	16.1	pg	19.5 – 24.5
Plaquetas	649	10 ⁹ /L	200 - 600
Leucocitos	8.78	10 ⁹ /L	6 - 12
Neutrófilos Segmentados	3.96	10 ⁹ /L	3 - 11
Linfocitos	3.73	10 ⁹ /L	1 – 4.8
Monocitos	0.16	10 ⁹ /L	0.1 – 1.4
Eosinófilos	0.92	10 ⁹ /L	0 – 0.9
Basófilos	0.01	10 ⁹ /L	< 0.1
QUÍMICA SÉRICA			
Urea	25.20	mg/dL	7 – 26.89
Creatinina	1.03	mg/dL	0.5 – 1.8
Albúmina	3.18	g/dL	2.2 – 3.9
ALT	146.05	U/L	10 -125
AST	212.91	U/L	13 - 115
Proteínas Totales	5.92	g/dL	5.2 – 8.2

Tabla 6. Coatí 2: Hemograma y Química Sanguínea.

COATÍ #2/ N° CHIP: 981098106882759/ Macho			
HEMOGRAMA			
Analitos	Resultado	Unidad	Referencia
Hematocrito	39.6	%	37 – 55
Hematies	7.0	10 ¹² /L	5.5 – 8.5
Hemoglobina	13.0	g/dL	12 - 18
VCM	57	fL	60 -77
CHCM	32.8	g/dL	32 – 36
HCM	18.6	pg	19.5 – 24.5
Plaquetas	375	10 ⁹ /L	200 - 600
Leucocitos	13.38	10 ⁹ /L	6 - 12
Neutrófilos Segmentados	7.96	10 ⁹ /L	3 - 11
Linfocitos	2.33	10 ⁹ /L	1 – 4.8
Monocitos	0.15	10 ⁹ /L	0.1 – 1.4
Eosinófilos	2.94	10 ⁹ /L	0 – 0.9
Basófilos	0.0	10 ⁹ /L	< 0.1
QUÍMICA SÉRICA			
Urea	41.24	mg/dL	7 – 26.89
Creatinina	0.71	mg/dL	0.5 – 1.8
Albúmina	3.96	g/dL	2.2 – 3.9
ALT	109.81	U/L	10 -125
AST	287.41	U/L	13 - 115
Proteínas Totales	7.09	g/dL	5.2 – 8.2

Tabla 7. Coatí 3: Hemograma y Química Sanguínea.

COATÍ #3/ N° CHIP: 981098106882917/ Hembra			
HEMOGRAMA			
Analitos	Resultado	Unidad	Referencia
Hematocrito	28.6	%	37 – 55
Hematies	5.01	10 ¹² /L	5.5 – 8.5
Hemoglobina	9.5	g/dL	12 - 18
VCM	57	fL	60 -77
CHCM	33.2	g/dL	32 – 36
HCM	19.0	pg	19.5 – 24.5
Plaquetas	560	10 ⁹ /L	200 - 600
Leucocitos	6.51	10 ⁹ /L	6 - 12
Neutrófilos Segmentados	3.91	10 ⁹ /L	3 - 11
Linfocitos	2.0	10 ⁹ /L	1 – 4.8
Monocitos	0.11	10 ⁹ /L	0.1 – 1.4
Eosinófilos	0.48	10 ⁹ /L	0 – 0.9
Basófilos	0.01	10 ⁹ /L	< 0.1
QUÍMICA SÉRICA			
Urea	32.88	mg/dL	7 – 26.89
Creatinina	1.08	mg/dL	0.5 – 1.8
Albúmina	3.54	g/dL	2.2 – 3.9
ALT	108.85	U/L	10 -125
AST	223.65	U/L	13 - 115
Proteínas Totales	6.96	g/dL	5.2 – 8.2
FROTIS SANGUÍNEO			
Hemoparásitos (Método Directo)	<i>Mycoplasma spp.</i> (+)		Positivo

Tabla 8. Coatí 4: Hemograma y Química Sanguínea.

COATÍ #4/ N° CHIP: 981098106882793/ Macho			
HEMOGRAMA			
Analitos	Resultado	Unidad	Referencia
Hematocrito	39.6	%	37 – 55
Hematies	8.96	10 ¹² /L	5.5 – 8.5
Hemoglobina	13.2	g/dL	12 - 18
VCM	44	fL	60 -77
CHCM	33.3	g/dL	32 – 36
HCM	14.7	pg	19.5 – 24.5
Plaquetas	834	10 ⁹ /L	200 - 600
Leucocitos	14.15	10 ⁹ /L	6 - 12
Neutrófilos Segmentados	8.14	10 ⁹ /L	3 - 11
Linfocitos	2.99	10 ⁹ /L	1 – 4.8
Monocitos	0.20	10 ⁹ /L	0.1 – 1.4
Eosinófilos	2.83	10 ⁹ /L	0 – 0.9
Basófilos	0.0	10 ⁹ /L	< 0.1
QUÍMICA SÉRICA			
Urea	18.80	mg/dL	7 – 26.89
Creatinina	1.13	mg/dL	0.5 – 1.8
Albúmina	3.54	g/dL	2.2 – 3.9
ALT	167.35	U/L	10 -125
AST	237.56	U/L	13 - 115
Proteínas Totales	6.42	g/dL	5.2 – 8.2

Tabla 9. Coatí 5: Hemograma y Química Sanguínea.

COATÍ #5/ N° CHIP: 981098106882928/ Macho			
HEMOGRAMA			
Analitos	Resultado	Unidad	Referencia
Hematocrito	39.2	%	37 – 55
Hematies	8.74	10 ¹² /L	5.5 – 8.5
Hemoglobina	13.1	g/dL	12 - 18
VCM	45.0	fL	60 -77
CHCM	33.4	g/dL	32 – 36
HCM	15.0	pg	19.5 – 24.5
Plaquetas	445	10 ⁹ /L	200 - 600
Leucocitos	11.66	10 ⁹ /L	6 - 12
Neutrófilos Segmentados	6.37	10 ⁹ /L	3 - 11
Linfocitos	3.47	10 ⁹ /L	1 – 4.8
Monocitos	0.73	10 ⁹ /L	0.1 – 1.4
Eosinófilos	1.07	10 ⁹ /L	0 – 0.9
Basófilos	0.01	10 ⁹ /L	< 0.1
QUÍMICA SÉRICA			
Urea	26.29	mg/dL	7 – 26.89
Creatinina	0.98	mg/dL	0.5 – 1.8
Albúmina	3.62	g/dL	2.2 – 3.9
ALT	177.80	U/L	10 -125
AST	357.33	U/L	13 - 115
Proteínas Totales	6.34	g/dL	5.2 – 8.2

Tabla 10. Coatí 6: Hemograma y Química Sanguínea.

COATÍ #6/ N° CHIP: 981098106882585/ Macho			
HEMOGRAMA			
Analitos	Resultado	Unidad	Referencia
Hematocrito	28.8	%	37 – 55
Hematies	6.55	10 ¹² /L	5.5 – 8.5
Hemoglobina	9.6	g/dL	12 - 18
VCM	44	fL	60 -77
CHCM	37.2	g/dL	32 – 36
HCM	14.7	pg	19.5 – 24.5
Plaquetas	862	10 ⁹ /L	200 - 600
Leucocitos	10.66	10 ⁹ /L	6 - 12
Neutrófilos Segmentados	5.78	10 ⁹ /L	3 - 11
Linfocitos	3.49	10 ⁹ /L	1 – 4.8
Monocitos	0.19	10 ⁹ /L	0.1 – 1.4
Eosinófilos	1.17	10 ⁹ /L	0 – 0.9
Basófilos	0.03	10 ⁹ /L	< 0.1
QUÍMICA SÉRICA			
Urea	25.12	mg/dL	7 – 26.89
Creatinina	0.99	mg/dL	0.5 – 1.8
Albúmina	2.96	g/dL	2.2 – 3.9
ALT	559.99	U/L	10 -125
AST	390.73	U/L	13 - 115
Proteínas Totales	7.43	g/dL	5.2 – 8.2

Tabla 11. Coatí 7: Hemograma y Química Sanguínea.

COATÍ #7/ N° CHIP: 981098106882431/ Macho			
HEMOGRAMA			
Analitos	Resultado	Unidad	Referencia
Hematocrito	44.0	%	37 – 55
Hematies	7.86	10 ¹² /L	5.5 – 8.5
Hemoglobina	14.7	g/dL	12 - 18
VCM	56	fL	60 -77
CHCM	33.4	g/dL	32 – 36
HCM	18.7	pg	19.5 – 24.5
Plaquetas	727	10 ⁹ /L	200 - 600
Leucocitos	14.66	10 ⁹ /L	6 - 12
Neutrófilos Segmentados	10.76	10 ⁹ /L	3 - 11
Linfocitos	2.54	10 ⁹ /L	1 – 4.8
Monocitos	0.23	10 ⁹ /L	0.1 – 1.4
Eosinófilos	1.11	10 ⁹ /L	0 – 0.9
Basófilos	0.01	10 ⁹ /L	< 0.1
QUÍMICA SÉRICA			
Urea	33.97	mg/dL	7 – 26.89
Creatinina	1.23	mg/dL	0.5 – 1.8
Albúmina	4.61	g/dL	2.2 – 3.9
ALT	260.12	U/L	10 -125
AST	490.19	U/L	13 - 115
Proteínas Totales	7.11	g/dL	5.2 – 8.2

Tabla 12. Coatí 8: Hemograma y Química Sanguínea.

COATÍ #8/ N° CHIP: 981098106882863/ Hembra			
HEMOGRAMA			
Analitos	Resultado	Unidad	Referencia
Hematocrito	42.0	%	37 – 55
Hematies	8.52	10 ¹² /L	5.5 – 8.5
Hemoglobina	14.0	g/dL	12 - 18
VCM	49.0	fL	60 -77
CHCM	33.3	g/dL	32 – 36
HCM	18.1	pg	19.5 – 24.5
Plaquetas	649	10 ⁹ /L	200 - 600
Leucocitos	11.83	10 ⁹ /L	6 - 12
Neutrófilos Segmentados	4.91	10 ⁹ /L	3 - 11
Linfocitos	2.22	10 ⁹ /L	1 – 4.8
Monocitos	0.18	10 ⁹ /L	0.1 – 1.4
Eosinófilos	4.51	10 ⁹ /L	0 – 0.9
Basófilos	0.01	10 ⁹ /L	< 0.1
QUÍMICA SÉRICA			
Urea	48.42	mg/dL	7 – 26.89
Creatinina	1.12	mg/dL	0.5 – 1.8
Albúmina	3.07	g/dL	2.2 – 3.9
ALT	153.80	U/L	10 -125
AST	244.28	U/L	13 - 115
Proteínas Totales	7.52	g/dL	5.2 – 8.2

Tabla 13. Coatí 9: Hemograma y Química Sanguínea.

COATÍ #9/ N° CHIP: 981098106882518/ Macho			
HEMOGRAMA			
Analitos	Resultado	Unidad	Referencia
Hematocrito	37.6	%	37 – 55
Hematies	7.47	10 ¹² /L	5.5 – 8.5
Hemoglobina	12.4	g/dL	12 - 18
VCM	50.0	fL	60 -77
CHCM	32.7	g/dL	32 – 36
HCM	16.4	pg	19.5 – 24.5
Plaquetas	832	10 ⁹ /L	200 - 600
Leucocitos	8.35	10 ⁹ /L	6 - 12
Neutrófilos Segmentados	3.82	10 ⁹ /L	3 - 11
Linfocitos	3.35	10 ⁹ /L	1 – 4.8
Monocitos	0.14	10 ⁹ /L	0.1 – 1.4
Eosinófilos	1.02	10 ⁹ /L	0 – 0.9
Basófilos	0.02	10 ⁹ /L	< 0.1
QUÍMICA SÉRICA			
Urea	3.59	mg/dL	7 – 26.89
Creatinina	1.58	mg/dL	0.5 – 1.8
Albúmina	3.38	g/dL	2.2 – 3.9
ALT	54.07	U/L	10 -125
AST	160.72	U/L	13 - 115
Proteínas Totales	7.10	g/dL	5.2 – 8.2

Tabla 14. Coatí 10: Hemograma y Química Sanguínea.

COATÍ #10/ N° CHIP: 981098106882542/ Hembra			
HEMOGRAMA			
Analitos	Resultado	Unidad	Referencia
Hematocrito	35.0	%	37 – 55
Hematies	7.46	10 ¹² /L	5.5 – 8.5
Hemoglobina	11.5	g/dL	12 - 18
VCM	47.0	fL	60 -77
CHCM	32.9	g/dL	32 – 36
HCM	15.4	pg	19.5 – 24.5
Plaquetas	674	10 ⁹ /L	200 - 600
Leucocitos	10.24	10 ⁹ /L	2 - 12
Neutrófilos Segmentados	4.30	10 ⁹ /L	3 - 11
Linfocitos	2.58	10 ⁹ /L	1 – 4.8
Monocitos	0.12	10 ⁹ /L	0.1 – 1.4
Eosinófilos	3.23	10 ⁹ /L	0 – 0.9
Basófilos	0.01	10 ⁹ /L	< 0.1
QUÍMICA SÉRICA			
Urea	38.03	mg/dL	7 – 26.89
Creatinina	1.19	mg/dL	0.5 – 1.8
Albúmina	2.62	g/dL	2.2 – 3.9
ALT	154.13	U/L	10 -125
AST	223.73	U/L	13 - 115
Proteínas Totales	6.41	g/dL	5.2 – 8.2

Anexo 3. Fichas de las pruebas dermatológicas iniciales de los coaties.

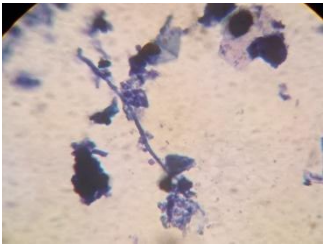
Tabla 15. Pruebas dermatológicas Coatí #1

Animal/ N° Microchip: Cuchucho 1/ #981098106882607 Sexo: Macho	
PRUEBAS DERMATOLÓGICAS DE PRIMERA INTENCIÓN	GRÁFICO
Raspado cutáneo Lámpara de Wood Citología Ótica Tricografía	Normal Normal Normal  - Pulga (<i>Ctenocephalides felis</i>)

Fuente: Trabajo propio

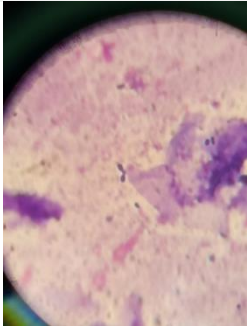
Tabla 16. Pruebas dermatológicas Coatí #2

Animal/ N° Microchip: Cuchucho 2/ #981098106882759 Sexo: Macho	
PRUEBAS DERMATOLÓGICAS DE PRIMERA INTENCIÓN	GRÁFICO
Raspado cutáneo Lámpara de Wood Tricografía	Normal Normal  - Bulbos pilosos en telogén ++

<i>Citología Ótica</i>	 - Micelios de hongos ++ - Conidios ++ - Bacterias bacilares ++
------------------------	---

Fuente: Trabajo propio

Tabla 17. Pruebas dermatológicas Coatí #3

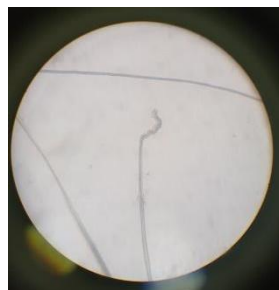
<i>Animal/ N° Microchip: Cuchucho 3/ #981098106882917</i> <i>Sexo: Hembra</i>	
PRUEBAS DERMATOLÓGICAS DE PRIMERA INTENCIÓN	GRÁFICO
<i>Raspado cutáneo</i>	Normal
<i>Lámpara de Wood</i>	Normal
<i>Tricografía</i>	Normal
<i>Citología Ótica</i>	 - <i>Malassezia</i> +++ - Bacterias bacilares ++

Fuente: Trabajo propio

Tabla 18. Pruebas dermatológicas Coatí #4

<i>Aniamal/N° Microchip: Cuchucho 4/ #981098106882793</i> <i>Sexo: Macho</i>	
PRUEBAS DERMATOLÓGICAS DE PRIMERA INTENCIÓN	GRÁFICO
<i>Raspado cutáneo</i>	Normal
<i>Lámpara de Wood</i>	Normal

Tricografía



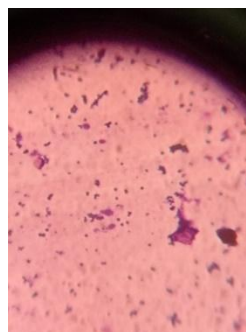
- Bulbos pilosos en anagén ++

Citología Piel



- Amastigotes de *Leishmania* +

Citología Ótica



- *Malassezia* ++

Fuente: Trabajo propio

Tabla 19. Pruebas dermatológicas Coatí #5

Animal/ N° Microchip: Cuchucho 5/ #981098106882928 Sexo: Macho	
PRUEBAS DERMATOLÓGICAS DE PRIMERA INTENCIÓN	GRÁFICO
Raspado cutáneo Lámpara de Wood Citología Ótica Tricografía	Normal Positivo Normal  - Dermatófitos <i>Microsporum</i> spp. ++

Fuente: Trabajo propia

Tabla 20. Pruebas dermatológicas Coatí #6

Animal/ N° Microchip: Cuchucho 6/ #981098106882585 Sexo: Macho	
PRUEBAS DERMATOLÓGICAS DE PRIMERA INTENCIÓN	GRÁFICO
Raspado cutáneo Lámpara de Wood Citología Ótica Tricografía	Normal Normal Normal Normal

Fuente: Trabajo propio

Tabla 21. Pruebas dermatológicas Coatí #7

Animal/ N° Microchip: Cuchucho 7/ #981098106882431 Sexo: Macho	
PRUEBAS DERMATOLÓGICAS DE PRIMERA INTENCIÓN	GRÁFICO

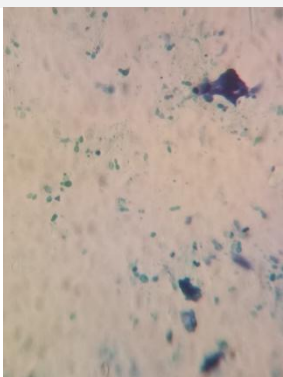
<i>Raspado cutáneo</i> <i>Lámpara de Wood</i> <i>Tricografía</i>	Normal Positivo
<i>Citología Ótica</i>	 - Dermatófitos <i>Microsporum spp.</i> ++  - <i>Microsporum</i> ++ - Células epiteliales +

Tabla 22. Pruebas dermatológicas Coatí #8

Lámpara de Wood Tricografía	Positivo
	 - Pelos destruidos ++ - Bulbos pilosos en anagén ++
Citología Ótica	 - Ácaro (<i>Neotrombicula autumnalis</i>)

Fuente: Trabajo propio

Tabla 23. Pruebas dermatológicas Coatí #9

Animal/ N° Microchip: Cuchucho 9/ #981098106882518	
Sexo: Macho	
PRUEBAS DERMATOLÓGICAS DE PRIMERA INTENCIÓN	GRÁFICO
Raspado cutáneo	Normal
Lámpara de Wood	Normal
Tricografía	Normal
Citología Ótica	Normal

Fuente: Trabajo propio

Tabla 24. Pruebas dermatológicas Coatí #10

Animal/ N° Microchip: Cuchucho 10/ #981098106882542	
Sexo: Macho	
PRUEBAS DERMATOLÓGICAS DE PRIMERA INTENCIÓN	GRÁFICO
Raspado cutáneo	Normal
Lámpara de Wood	Normal
Tricografía	Normal
Citología Ótica	Normal

Fuente: Trabajo propio

Anexo 4. Ficha de constantes fisiológicas de los individuos

Tabla 25. Constantes Fisiológicas y Examen Físico

Fuente: Trabajo propio

ANIMAL	CONDICIÓN CORPORAL	PESO (Kg)	FRECUENCIA CARDÍACA (Lpm)	PRESIÓN ARTERIAL	FRECUENCIA RESPIRATORIA (Rpm)	TEMPERATURA (°C)
COATÍ 1	3/5	5,0	103	168/146	35	38,5
COATÍ 2	3/5	5,5	110	173/152	37	38,3
COATÍ 3	3/5	5,4	106	159/150	38	38,1
COATÍ 4	3/5	5,19	102	178/182	36	38,6
COATÍ 5	3/5	5,12	104	141/174	36	36,7
COATÍ 6	3/5	5,4	106	166/149	35	38,9
COATÍ 7	3/5	5,6	102	168/152	33	38,4
COATÍ 8	2,5/5	3,0	105	161/154	32	38,5
COATÍ 9	3/5	3,5	107	168/155	35	38,1
COATÍ 10	2,5/5	3,2	94	156/149	39	38,9