

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

RESOLUCIÓN DE UN CASO DE ENTEROLITIASIS EN UN TAPIR
MALAYO (*TAPIRUS INDICUS*), MEDIANTE ENTEROTOMÍA.

INFORME FINAL DEL TRABAJO PROFESIONAL EN EL EXTRANJERO
QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

MÉDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA

PRESENTA:

MARÍA ROSARIO MONDRAGÓN BAYÓN

TUTOR ASESOR:

M.V.Z. ALBERTO PARÁS GARCÍA



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central




UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso


DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL


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


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


DEDICATORIA


 A Dios, por darme la oportunidad de formar parte de su creación.


 A mi mami, Mili Bayón, por enseñarme a caminar de la mano de Dios, y demostrarme que las cosas hechas con entrega, siempre salen mejor. Gracias por ser ahora, el mejor ángel que me guía desde el cielo.


 A mi papi, Humberto Mondragón, por darme el ejemplo de un Médico Veterinario, entregado a la profesión, y por ser quien me ha ayudado a caminar siempre hacia delante.


 A mis hermanas Mili y Pili, ustedes han sido mis mejores maestras, el cuidado, empeño y cariño que han puesto en su práctica, han sido los mejores ejemplos para mi.


 A Roci, mi hermanita, por estar ahí siempre que te necesité; tu ternura y amor, me ayudaron a ver con mejores ojos mis momentos difíciles.


 A Alfonso y Luis, por ser parte muy importante de mi familia, por ser el armazón detrás de mis hermanas y por brindarme su apoyo.


 A Pao, Pili, Iker e Iñaki, porque son quienes me han enseñado a reír y ver que la vida es muy simple.


 A Yovis, gracias por dejarme ser parte de tu vida y por hacer la mía mejor, sin tus palabras, tu ayuda y tu tiempo, todo sería muy distinto a lo que es hoy.


 A Roberto Aguilar, por ser mi amigo, mi maestro y uno de mis mejores ejemplos. Gracias por compartir tu experiencia y tu cariño conmigo.


 A Santiago Aja y Everardo Montfort, porque más que profesores, han sido unos amigos incondicionales, que me han ayudado siempre que lo he necesitado, gracias por enseñarme a ver la Medicina como un Privilegio que muchos tienen, pero pocos valoran.


 Al Dr. Aníbal Jiménez Rojas, por su ayuda incondicional para realizar este trabajo, además de su inmensa paciencia para enseñarme el arte de ser Médico.

 A mis amigos, Oli, Juan Manuel, Mafer, Érika, Elena, Fernanda, Omar, Santiago, Gerardo, Alma, Lucía, Alan, Cristián, y muchos que faltan por mencionar, que me enseñaron que con una sonrisa se aprende mejor.

 A Eva Restis, Doug Armstrong y Tom Curro, Médicos del Zoológico Henry Doorly, por facilitar y estimular mi aprendizaje en esos 3 meses de estancia.

 A Alberto Parás, asesor de este trabajo, por su tiempo, apoyo, conocimiento y ayuda puesta para realizar este reporte.

 A los doctores Fernando Gual Sill, Eduardo Téllez Reyes Retana y a la doctora Valeria Aguilar Sánchez, por su valiosa cooperación como sinodales de este trabajo.

 Especial agradecimiento a los Drs Mike Black y Joel Schrader cirujanos de este caso clínico.

ÍNDICE:

 I INTRODUCCIÓN	1
 II OBJETIVO GENERAL	5
 III CONTENIDO	6
 IV CASO CLÍNICO	17

RESOLUCIÓN DE UN CASO DE ENTEROLITIASIS EN UN TAPIR MALAYO (*TAPIRUS INDICUS*), MEDIANTE ENTEROTOMÍA.

1. FAMILIA TAPIRIDAE	
1.1 FICHA BIOLÓGICA	17
1.2 ESTADO DE CONSERVACIÓN	18
1.3 LOCALIZACIÓN GEOGRÁFICA	18
1.4 HÁBITAT	19
1.5 HÁBITOS DE MIGRACIÓN	19
1.6 HÁBITOS ALIMENTICIOS	20
1.7 PATOLOGÍAS DIGESTIVAS	21
1.8 ANATOMÍA EXTERNA E INTERNA	21
2. ENTEROLITIASIS	
2.1 DEFINICIÓN	23
2.2 SIGNOS	23
2.3 DIAGNÓSTICOS DIFERENCIALES	23
2.4 ETIOLOGÍA	24
2.5 DESCRIPCIÓN DE UN ENTEROLITO	24
2.6 LOCALIZACIÓN ANATÓMICA DE LOS ENTEROLITOS	24
2.7 INCIDENCIA EN OTRAS ESPECIES	26
2.8 ANÁLISIS DE LOS COMPONENTES DE UN ENTEROLITO	26
3. CASO CLÍNICO	
3.1 FICHA TÉCNICA	28
3.2 ANTECEDENTES. DÍA 1. ENERO 3, 2006	28
3.3 DÍA 2. ENERO 4, 2006	28
3.4 DÍA 3. ENERO 5, 2006	32

3.4.1	HISTORIA	32
3.4.2	INMOVILIZACIÓN	32
3.4.3	PREPARACIÓN	35
3.4.4	DESARROLLO DE LA CIRUGÍA	38
3.4.5	SUTURAS	44
3.4.6	POST OPERATORIO	50
3.5	DÍA 4. ENERO 6, 2006	51
3.6	DÍA 5. ENERO 7, 2006	52
3.7	DÍA 6. ENERO 8, 2006	52
3.8	DÍA 18. ENERO 20, 2006	53
4.	RESULTADOS	57
4.1.	DESCRIPCIÓN DE LOS ENTEROLITOS ENCONTRADOS	57
4.2.	ANÁLISIS DE LOS ENTEROLITOS	58
5.	DISCUSIÓN	59
6.	CONCLUSIÓN	64
7.	REFERENCIAS	65
8.	ANEXOS	
1.	CUADROS	70
	CUADRO 1	70
	CUADRO 2	71
	CUADRO 3	72
	CUADRO 3.1	73
	CUADRO 4	74
2.	GLOSARIO	75

I. INTRODUCCIÓN:

Si buscamos la definición de Zoológico en el diccionario, encontraríamos alguna como: Jardín o parque en dónde se mantienen cautivos animales salvajes para ser exhibidos; o, colección de animales vivos usualmente para exhibición pública de los mismos. ¹

El primer zoológico de la historia, fue establecido en el año 1500 a.C. en Egipto, por la reina Hatshepsut; ² así también, se tienen registros de zoológicos en China y Mesopotamia, aunque su estructura era la de una colección particular de animales exóticos pertenecientes a un solo dueño y que solo eran visitados por un selecto grupo de individuos. ³

En la Edad Media, las colecciones de animales estaban en manos de los Señores Feudales y Monarcas, ya que esto indicaba un estatus de poder; una de las más importantes fue la Menagerie de Chantilly, en Francia. ³

En el siglo XVI, cuando llevaban embarcaciones a los nuevos territorios recién descubiertos, se introdujeron animales exóticos, destinados a colecciones particulares. ³

En América, el primer zoológico y jardín botánico, fue creado por el Rey Nezahualcóyotl, y después se conoció La Casa de las Fieras, creada por Moctezuma en el año 1520. ³

Hacia finales del siglo XVI, en la India bajo el gobierno de Akbar, se establecieron los zoológicos abiertos al público, en el que los animales estaban bajo cuidados especiales de personal capacitado. ³

Fue hasta finales del siglo XVIII, que se establecieron los zoológicos modernos en Europa, ² los que actualmente consideramos parques en los que

los animales tienen cierta libertad de movimiento y condiciones más cercanas a las que lo rodean en vida libre, siendo La Casa Imperial de las Fieras, en Viena, Austria, el primero en abrir sus puertas al público en el año 1765. Después siguieron apareciendo los demás por todo el territorio europeo: Zoo–Jardín botánico de París, París, 1793; Parque Zoológico de Regent’s Park, Londres, 1828; Parque Whipshade, 1931. ³

Mientras tanto, el zoológico más antiguo de los Estados Unidos fue inaugurado en el Central de Nueva York en 1864. A éste le siguieron los de Chicago, Filadelfia, Washington y el Zoológico del Bronx, fundado por la Sociedad Zoológica de Nueva York (hoy Sociedad para la Conservación de la Vida Salvaje), que abrió sus puertas en 1899 y actualmente cuenta con una de las mayores colecciones de animales del mundo. ³

A éstos le siguieron el Zoológico de Central Park, Nueva York, 1864; el Parque de la conservación de la vida Salvaje Internacional, el zoológico del Bronx Nueva York, 1899; el Zoológico de San Diego, California y el Zoológico de Chapultepec, México DF, 1924. ³

En los primeros zoológicos modernos, los animales vivían en jaulas de concreto con fuertes barrotes. A principios del siglo XX la situación cambió gracias a Carl Hägenbock, un visionario propulsor de hábitats naturales para la ubicación de animales, introduciendo un concepto que cambiaría el diseño de las exhibiciones. ³

En 1907 fue inaugurado el primer zoológico sin barrotes, el Parque Stellingen de Hamburgo, Alemania, los cuales fueron sustituidos por fosos y zanjas no visibles para los visitantes, pero si suficientemente limitantes para los animales, lo que facilitaba su contención, pero no limitaba tanto su espacio vital, como lo era el caso de una jaula. ³

Un zoológico moderno tiene 4 objetivos fundamentales: *recreación, educación, investigación y conservación* de especies silvestres, para ello debe desarrollar y apoyar actividades en diversas áreas: Conservación de poblaciones silvestres, Educación y capacitación, Colaboración, Ciencia e Investigación, Manejo de poblaciones, Comunicación, Sustentabilidad y Bioética y bienestar, todo ello para lograr la Conservación Integrada. ⁴

El Zoológico Henry Doorly de Omaha, Nebraska, comparte dichos objetivos y los pone en práctica a diario. Dentro de sus instalaciones, cuenta con una colección de: 184 especies de mamíferos con 2025 ejemplares, 276 especies de aves con 1626 ejemplares, 176 especies de reptiles con 598 ejemplares, 42 especies de anfibios con 487 ejemplares, 181 especies de peces con 7600 ejemplares y 103 especies de invertebrados con 5000 ejemplares. ⁵

Dentro de esta colección, se tienen en exhibición 44 especies calificadas como “en peligro” dentro de la CITES (Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres), así como 7 especies “amenazadas”. ⁵

El Centro de Conservación e Investigación del Zoológico (CCR), enfoca sus funciones a una amplia variedad de proyectos de investigación en diversas áreas, incluyendo: fisiología de la reproducción, genética molecular, horticultura, **medicina veterinaria** y nutrición; llevándose a cabo programas de entrenamiento y enseñanza con estudiantes y profesionistas en más de 27 países alrededor del mundo. ⁵

El zoológico cuenta con un capacitado personal, que trabaja a diario para promover la salud y el bienestar animal, logrando así la satisfacción de sus visitantes.

II. OBJETIVO GENERAL:

El programa de estancia en el área médico-veterinaria, en el zoológico Henry Doorly de Omaha, Nebraska EUA, es complementario para la formación académica del estudiante de Medicina Veterinaria interesado en el trabajo con Fauna silvestre.

El objetivo del mismo, es dar al estudiante una oportunidad para:

- 1) Observar la práctica médica veterinaria zoológica aplicando conocimientos académicos para adquirir experiencia práctica en la clínica de animales de zoológico.
- 2) Relacionar al estudiante con proyectos de investigación en animales de zoológico.
- 3) Exponer al estudiante a las generalidades acerca de manejos y metodología del trabajo en zoológicos.

III. CONTENIDO:

Durante los tres meses que duró la estancia en Nebraska, se realizaron actividades de trabajo tanto en el hospital del Zoológico, cómo en el del Parque Safari localizado a 36km de distancia del mismo.

El horario de trabajo era de las 8:00am a las 5:00pm, durante el cual, se realizaban manejos que habían sido estratégicamente planeados y previamente calendarizados.

Los martes se llevaba a cabo la reunión de planeación de actividades de la semana, en ella participaban Médicos Veterinarios y estudiantes, Curadores, algunos Supervisores y los Técnicos del Hospital, en ella quedaba establecido el paciente o pacientes a tratar, procedimiento, hora y lugar para realizarlo.

Después de la junta se pasaba una minuta a los encargados y supervisores de las diferentes áreas del zoológico, de modo que todas las personas involucradas en dichos procedimientos o manejos, estuviesen enteradas y pudiesen disponer de manera oportuna de equipo tanto humano como físico para el día del manejo; del mismo modo, dietar o separar a los animales que serían examinados de así ser requerido.

Si los manejos se llevaban a cabo en las instalaciones del hospital, los animales eran transportados de manera segura al mismo, por ende era de primordial importancia verificar la calidad de las jaulas, transportadoras, vehículos de transporte etc.

Antes de llevar a cabo una inmovilización física, se realizaba una evaluación general que incluía las siguientes preguntas:

1. ¿Podía llevarse a cabo el manejo únicamente mediante la inmovilización física del animal?
2. ¿El manejo causará algún daño considerable al animal? De ser así, ¿debería considerarse el utilizar un fármaco anestésico?
3. ¿Podía llevarse a cabo el procedimiento de inmovilización sin comprometer la seguridad del animal o de las personas involucradas?
4. ¿Estarían disponibles las instalaciones, equipos y personal adecuados?
5. ¿Se disponía de gente preparada para realizar la inmovilización?

Ya que cada manejo era independiente y específico del animal a tratar, una vez respondidas esas primeras preguntas, se generaban otras más:

1. ¿Cuáles eran las armas defensivas del animal y cómo debían protegerse los encargados?
2. ¿Cuál era el espacio del que disponía el animal y cómo podía influir éste para facilitar o dificultar su captura?
3. ¿Qué sucesos inesperados pudiesen llegar a ocurrir?

Una vez respondidas las preguntas y dudas que surgen durante el proceso de planeación el responsable o responsables, en este caso el Médico Veterinario y el manejador del animal, procedían a dialogar con todo el personal presente, para cerciorarse de los roles de todos y cada uno durante el manejo o inmovilización del o los animales a tratar, asignando a cada quien una responsabilidad a llevar a cabo durante el manejo.

Otra cosa que de manera rutinaria se realizaba, era revisar que todos los radios de comunicación interna de las personas involucradas funcionaran de manera adecuada, y que, si no todos, la mayoría supiese las técnicas de primeros auxilios y el número de emergencia en caso de ser necesario,

sobretudo durante los manejos que involucraban animales venenosos o considerados de alto riesgo.

Diariamente se hacía seguimiento de los casos pendientes visitando los diferentes encierros o albergues del zoológico para conversar con los encargados, evaluando así la evolución de cada paciente en tratamiento.

De éste modo se sabía a qué pacientes se podía dar de alta y a los que se tenían que agendar para una segunda revisión, o bien, para una primera revisión.

Después de las rondas por los albergues, se iniciaban las actividades diarias calendarizadas previamente, dichos manejos iban de los sencillos, es decir los que no requerían de inmovilización ni física ni química como vacunaciones y algunos tratamientos; hasta aquellos en los que se contenía y/o inmovilizaba y/o transportaba a los animales fuera de su albergue: exámenes físicos generales, estudios de gabinete, toma de muestras sanguíneas, cirugías y algunos procedimientos más complejos.

Durante el invierno se realizaron la mayoría de los exámenes físicos a las tropas de primates; dichos procedimientos, iniciaban con la contención física de los animales, después se hacía la inmovilización química y cuando el estado del paciente era el adecuado para ser movilizado o transportado sin poner en riesgo la integridad del mismo y la del personal, se sujetaba por el encargado y se posicionaba en la mesa de exploración.

El estado de salud del animal se evaluaba por varios métodos: observación directa previa al manejo (dinámica), observación y palpación una vez anestesiado (estática), y por resultados arrojados por las pruebas de laboratorio de las muestras tomadas durante la contención. Figura 1



Figura 1. Toma de muestra sanguínea de vena safena en un mono araña (*Ateles geoffroyi*).

Durante estos manejos, se realizaba la prueba de Tuberculina aplicando de manera estándar 0.1ml de PPD humano (Derivado Proteico Puro) en el párpado superior izquierdo, teniendo así un mejor campo de visión para la revisión de la reacción, a diferencia de los sitios anatómicos elegidos para otras especies. Figura 2



Figura 2. Administración de PPD humano en el párpado izquierdo en un mono ardilla (*Saimiri sciureus*) para prueba de tuberculina

El equipo de trabajo generalmente constaba de Médicos Veterinarios, estudiantes de Medicina Veterinaria, Técnicos Veterinarios, estudiantes de Técnico Veterinario y Manejadores de los animales, pudiendo variar el número de cada uno de ellos.

El trabajo de cada miembro del equipo debía estar bien definido y organizado para evitar cualquier contratiempo, siendo así, que el desarrollo de los manejos, la mayoría de las veces, resultó en lo planeado.

Los manejadores, eran responsables en todo momento de vigilar el estado de conciencia del animal. Una vez inmobilizado sujetaba de manera firme y cuidadosa la cabeza del paciente para poder percibir cualquier movimiento o reacción a algún estímulo realizado por el técnico o los médicos, de parecerle incómoda dicha reacción lo informaba al Médico para que éste tomara la decisión de readministrar fármacos anestésicos y continuar el procedimiento o bien, fármacos antagonistas para suspender el manejo de inmediato. Figura 3



Figura 3. Manejador sujetando la cabeza de un wallabi rayado (*Lagostrophus fasciatus*) durante la preparación quirúrgica realizada por la Técnica Veterinaria.

El Técnico Veterinario era el responsable de monitorear los signos vitales del paciente durante todo el procedimiento, desde la llegada al albergue u hospital, hasta la recuperación total o parcial de los efectos de los anestésicos, revisando cada determinado tiempo: temperatura, frecuencia respiratoria, frecuencia cardiaca, tiempo de llenado capilar y pulso, informando cualquier anomalía de manera inmediata al Médico Veterinario para que éste tomara una decisión al respecto. Figura 4



Figura 4. Inmovilización de tigre indochino (*Panthera tigris corbetti*) la Técnica Veterinaria realiza monitoreo del pulso femoral.

Una vez que se tenía plena seguridad del buen estado del animal, pasando los momentos críticos tras la aplicación de los anestésicos, el Técnico aplicaba las vacunas, antibióticos y otros medicamentos necesarios, obteniendo además, las muestras sanguíneas de así ser requeridas. Figura 5



Figura 5. Examen físico general practicado a un leopardo (*Neofelis nebulosa*). Técnica Veterinaria lleva registro escrito de todo el procedimiento, Estudiante de Técnico aplica inyección.

El Médico Veterinario, procedía a realizar el examen físico general que consistía en la palpación completa del animal, revisando pelo/plumas, piel, uñas/garras/pezuñas/cascos, cojinetes, ojos, nariz/narinas, hocico/pico/boca, mucosas (oral, vaginal, prepucial y cloacal), sonidos torácicos (corazón y pulmones) y sonidos abdominales, además de revisar los linfonodos palpables (submandibular, preescapular, axilar, inguinal y poplíteo). Figura 6



Figuras 6. Examen físico general en mono azul (*Cercopithecus mitis*) realizado por estudiante de Médico Veterinario, la estudiante de Técnico Veterinario lleva registro escrito del procedimiento.

Una vez terminado el examen, el trabajo de los médicos, era atender el problema por el que se había inmovilizado el animal, cojeras, heridas, ruptura de piezas dentales, masas anormales de nueva aparición, toma de radiografías para monitoreo de procedimientos anteriores, recorte de cascos, descorne o desastado, sondeos, etc. Figura 7



Figura 7. Médico veterinario realizando la endodoncia de un colmillo superior izquierdo de un león africano (*Panthera leo*)

Otra labor importante desempeñada por el cuerpo médico, en especial por los estudiantes de Medicina Veterinaria que realizaban estancias o rotaciones en el hospital, era realizar las necropsias de los animales que morían tanto en el Zoológico, como en el Parque Safari.

Al realizar las necropsias, se hacía un informe completo y detallado de los hallazgos, llevando un orden por órganos y/o sistemas. De manera rutinaria, se tomaban muestras de la mayoría de órganos y tejidos, haciendo hincapié en aquellos que mostraban alguna alteración macroscópica, que pudiese indicar la causa de la muerte o bien, de la enfermedad por la que se había decidido la eutanasia como solución al padecimiento de algunos animales.

Cada una de estas muestras era acompañada por un breve reporte y se enviaban a distintos laboratorios, para su estudio.

Las necropsias eran realizadas en la sala destinada para dicho propósito, en ella se contaba con dos mesas de trabajo, un riel con grúa para el transporte de animales de grandes dimensiones, un congelador y un refrigerador para la conservación de los especímenes y las muestras obtenidas; así como herramientas y materiales necesarios para el desarrollo de todo el trabajo.

Cada animal, debía ser pesado, identificado mediante la lectura del microchip o de un anillo, en caso de ser ave, y de carecer de alguno de los dos, mediante el número asignado en la hoja de registro dada por los manejadores al momento de depositar el cadáver en el refrigerador.

A cada necropsia se le asignaba un número consecutivo y era registrada en una base de datos para información interna del zoológico. Figuras 8A, 8B



Figura 8A. Sala de necropsias del zoológico Henry Doorly. (Vista posterior)



Figura 8B. Sala de necropsias del Zoológico Henry Doorly de Omaha. (Vista frontal)

2. ENTEROLITIASIS:

2.1 *Definición.*

La palabra enterolito proviene de las raíces griegas **entero** que significa intestinal y **lito** que significa piedra. ¹³

Enterolito se define como la acumulación de minerales en capas concéntricas alrededor de algún nido central, pudiendo recibir otros nombres como: fitobezoares (aunque estos están compuestos de materia vegetal), concreciones o cálculos. ^{14,15,16,17,18}

Se ha observado que algunos enterolitos pueden permanecer en el lumen intestinal sin ser asociados a signos de enfermedad a menos que causen una obstrucción, la que generalmente ocurre cuando tratan de pasar del colon transversal al descendente, ¹⁹ provocando entonces cólico abdominal y sus consecuentes signos; gran número de enterolitos de tamaño pequeño logran ser arrojados sin dificultad. ¹⁵

2.2 *Signos.*

Se sabe que la mayoría de los caballos que presentan este problema, muestran signos asociados a una obstrucción parcial o total del intestino, ¹³ encontrándose con cuadros que van desde un dolor agudo a uno intermitente, generalmente caracterizados por anorexia, depresión, reducción en la producción de materia fecal, pérdida de peso, dolor abdominal etc. ¹⁸

2.3 *Diagnósticos diferenciales.*

Existen algunas enfermedades o condiciones que han sido asociadas a la presencia de signos de cólico, entre ellas destacan: Impactaciones de intestino delgado, ciego o colon causadas por arena, material vegetal, fecalitos, cálculos, enterolitos y cuerpos extraños. ¹⁹ Anexo, Cuadro 2

2.4 *Etiología.*

Aunque no se ha encontrado una causa determinante, se ha encontrado asociación a ciertos factores que pudiesen contribuir a su presentación: Altas concentraciones séricas de fósforo, ²⁰ pH intestinal alcalino provocado por la dieta, dietas altas en magnesio, nitrógeno y calcio y por último, la presencia de cuerpos extraños que puedan funcionar como nidos para la deposición de minerales. ^{13,18}

Estos cuerpos extraños, llegan a tomar hasta dos años para su formación, y el grosor de sus anillos vistos en un corte transversal pudiese indicar el grado de crecimiento que tiene. ²¹

2.5 Descripción de un enterolito.

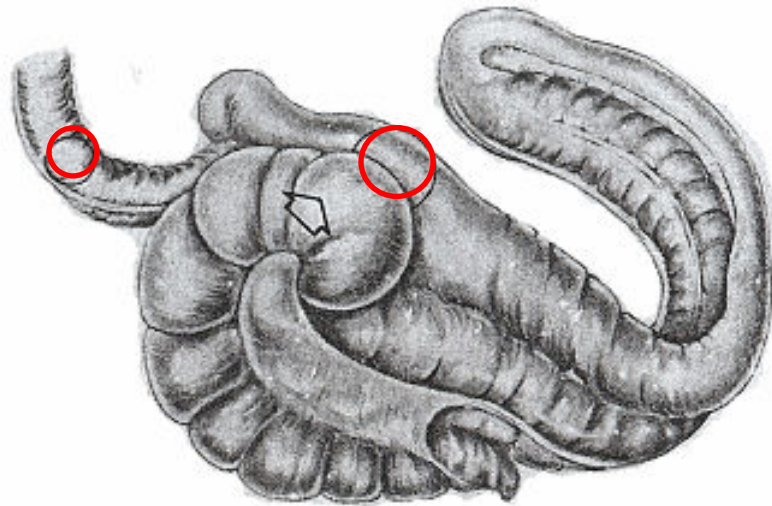
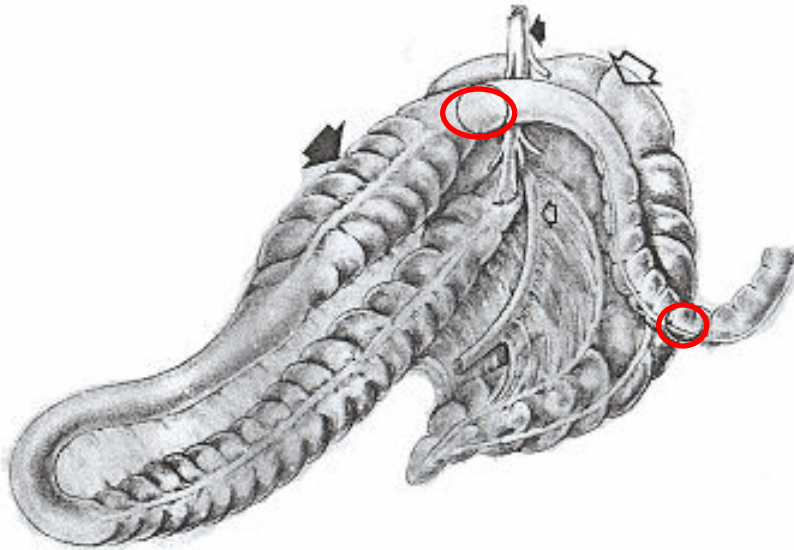
La mayoría de los enterolitos que han sido recuperados, ya sea durante una cirugía abdominal o bien durante la necropsia, han presentado dos formas básicas: esférica o tetraédrica. ^{22,23}

Un enterolito hallado como una sola entidad en el lumen intestinal, tiene mayor probabilidad de tener forma esférica, mientras que aquellos que son hallados en grupo tienden a ser de forma tetraédrica, pero cabe reafirmar que no todos los enterolitos esféricos se hallan solos, ni todos los enterolitos encontrados solos son esféricos. ²¹

Normalmente los enterolitos son encontrados en equinos domésticos, principalmente en la raza árabe, ²⁴ es por ello que la alta predisposición en esta raza, pudiese llegar a asociarse a algún factor genético.

2.6 Localización anatómica de los enterolitos.

Por lo general, los enterolitos, se alojan en el colon dorsal derecho, colon descendente y colon transversal. ²⁵ Figuras 12A, 12B



Figuras 12A y 12B Localización de enterolitos en colon. (Los círculos rojos, indican las zonas anatómicas dónde normalmente se localizan los enterolitos). Modificado de Howard, 2004.²⁵

Cuando los enterolitos, causan impactación en el colon transverso, se les encuentra de manera más común cerca de la flexura pélvica, si el área afectada es fácilmente exteriorizable, una simple enterotomía basta para la remoción de las piedras, procurando facilitar la remoción manual de las mismas (vía rectal).²⁶

El diagnóstico definitivo de una impactación causada por enterolitos, es extremadamente difícil, y se ha llegado a la conclusión de que el único método de hacerlo, además de tratarlo, es la cirugía, es decir, la laparotomía exploratoria.²⁷ De no retirarse de manera pronta, una vez diagnosticado y/o identificado el enterolito, puede causar ruptura intestinal y tener repercusiones fatales.¹⁹

2.7 *Incidencia en otras especies.*

Se han presentado casos de enterolitiasis en diversas especies de perisodáctilos además del caballo doméstico, como cebras de Grant (*Equus burchelli bohmi*), caballos salvajes (*Equus kiang holdereri*, *Equus przewalskii*, *Equus hemionus onager*, *Equus africanus somaliensis*) y tapires (*Tapirus indicus* y *Tapirus terrestris*).²⁵ En las especies de équidos silvestres, la composición de las piedras es de estruvita, misma que en los caballos domésticos.²⁵

La mayoría de los hallazgos han sido accidentales durante la limpieza de los albergues o durante la necropsia como causa de cólicos fatales.¹⁸ Los enterolitos encontrados en tapires y que han sido analizados, fueron piedras halladas en el suelo del albergue, las cuales fueron defecadas por los animales sin ninguna dificultad.¹⁸

2.8 *Análisis de los componentes de un enterolito.*

La determinación de los componentes minerales de dichas piedras, fue comparada con estándares normales conocidos y establecidos en el ICDD (Mineral powder Diffraction File Data Book Sets, 1993) haciéndose una determinación específica de los contenidos de Mg y Fe mediante la espectrometría de absorción atómica.²⁸

Mediante la difracción de rayos X, se determinó que los enterolitos de tapires estaban compuestos en mayor cantidad por vivianita y newberyita, en una proporción de 2-3 a 1, respectivamente, encontrándoseles nidos de variada naturaleza.²⁸

En algunos enterolitos de equinos que han sido analizados, se encontró una composición de cristales de estruvita (magnesio, amonio y fosfato), con nidos metálicos,¹⁹ aunque, en métodos como la difracción de rayos X, se han encontrado algunos formados por mezclas de estruvita $(\text{NH}_4)\text{MgPO}_4 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ y vivianita $\text{Fe}_3(\text{PO}_4)_2 \cdot 8\text{H}_2\text{O}$.²³

3. CASO CLÍNICO:

3.1 *Ficha técnica.*

Nombre: Knobbie

Nombre común: Tapir Malayo

Nombre científico: *Tapirus indicus*

Sexo: Hembra

Edad: 16a 2m

Fecha y lugar de Nacimiento: 21/10/89 Cincinatti Zoo.

ID: 5815 / 4008044619 (Número de identificación interno del zoológico de Omaha desde 1990)

Peso aproximado: 400lb / 200kg

3.2 *Antecedentes. Día 1 – Enero 3, 2006*

Se encontró al animal, a primera hora de la mañana, postrada en posición decúbito lateral sin intención de ponerse en pie. No presentó oposición alguna a la aproximación del personal, facilitando así la palpación abdominal, manteniendo dicha posición solo por unos minutos más.

Después de alentarla y presionarla un poco, se logró que entrara en la casa de noche, en donde se decidió inmovilizarlo utilizando Detomidina 20mg (0.1mg/kg **Dormosedan**® Pfizer 10mg/mL) + Butorfanol 50mg (0.25mg/kg **Torbugesic**® 10mg/mL) IM, mediante el uso de telecisto.

Al examen físico, los únicos cambios relevantes en la palpación rectal encontrados fueron: el recto dilatado por presencia de gas y algunas asas intestinales con contenido de consistencia sólida suave. En la abdomenocentesis no se obtuvo líquido alguno, y el estudio ultrasonográfico realizado, no mostró ninguna alteración aparente.

Como tratamiento inicial, bajo un diagnóstico presuntivo de impactación de colon, se le realizó un enema con agua tibia.

Le fueron administrados Penicilina G 40mL (60,000UI/kg **Flocillin**® Bristol Laboratories 300,000UI/mL) IM, Vitamina E y Selenio 10mL (0.05mL/kg **BoSe**® Schering 1mg Se-68UI Vit.E/100mL) IM y Ketoprofeno 440mg (2.2mg/kg **Ketoprofen Injection**® Fort Dodge 100mg/mL) IM, la anestesia fue revertida con Naltrexona 100mg (0.5mg/kg **Trexonil**® Wildlife Pharmaceuticals 50mg/mL) y Yohimbina 20mg (0.1mg/kg **Yobine**® Lloyd 2mg/mL) IM, sin ninguna complicación.

En los resultados de la química sanguínea realizada ese día, se encontraron algunas alteraciones en comparación con los parámetros normales ISIS que resultaron irrelevantes para encaminarnos a un diagnóstico más preciso. Anexo, Cuadro 3

Se consultó a un especialista en equinos, el Dr. Mike Black, dueño y responsable médico de la clínica de equinos de Omaha, Nebraska (*Equine Veterinary Clinic (402) 493-3393 9906 N 132nd St Omaha, NE*) quien después de evaluar los signos descritos por los médicos del zoológico que hasta ese momento había presentado el animal, sugiere como diagnósticos diferenciales: Ulcera gástrica, impactación y desplazamiento de colon.

Aunque debido al estudio detallado del signo ya mencionado y basado en su experiencia laboral con equinos, se decidió a tratarlo como una impactación intestinal.

El tratamiento sugerido por el Dr. Black fue administrar $\frac{3}{4}$ de galón de aceite mineral PO esperando éste fuera eliminado entre 12 y 16 horas posteriores a su administración, de lo contrario corroboraría dicho diagnóstico, además se sugirió administrar electrolitos vía sonda orogástrica.

Se decidió volver a inmovilizar al animal, utilizando Detomidina 20mg (0.1mg/kg **Dormosedan**® Pfizer 10mg/mL) + Butorfanol 50mg (0.25mg/kg **Torbugesic**® 10mg/mL) + Ketamina 400mg (2mg/kg **Ketaset**® Fort Dodge 100mg/mL) IM mediante el uso de un dardo Telinject (**Telinject**® USA, Inc) y un rifle de compresión de CO₂.

Este intento fracasó debido a la presencia en el sistema del animal, de los antagonistas aplicados esa misma mañana para revertir los efectos de los fármacos anestésicos.

Se realizó entonces la contención física del animal, lo que permitió solamente administrar alrededor de ¼ de galón de aceite mineral, vía sonda oro-esofágica. Se le administraron Naltrexona 100mg (0.5mg/kg **Trexonil**® Wildlife Pharmaceuticals 50mg/mL) y Yohimbina 20mg (0.1mg/kg **Yobine**® Lloyd 2mg/mL) IM como antagonistas.

3.3 Día 2 – Enero 4, 2006

El tapir se encontró en las mismas condiciones del día anterior por lo que se volvió a consultar al Dr. Black quien en esa ocasión asistió a la evaluación del animal.

Se inmovilizó con Detomidina 20mg (0.1mg/kg **Dormosedan**® Pfizer 10mg/mL) + Butorfanol 40mg (0.2mg/kg **Torbugesic**® 10mg/mL) + Ketamina 200mg (1mg/kg **Ketaset**® Fort Dodge 100mg/mL) IM. Administrándosele también Penicilina G. 40mL (60,000UI/kg **Flocillin**® Bristol Laboratories 300,000UI/mL) IM mediante el uso de un dardo Telinject (**Telinject**® USA, Inc) y un rifle de compresión de CO₂

Se le practicó la palpación rectal, en la cual, no se encontró ninguna alteración alarmante; los sonidos abdominales sugerían impactación por arena. De manera transabdominal, se practicó un estudio ultrasonográfico (**SonoSite® MicroMaxx™** con transductor de 5-2MHz con un alcance de 22cm de profundidad), sin éxito diagnóstico.

No se aplicaron los antagonistas, para facilitar así el sondeo que se llevaría a cabo mas tarde.

Ese mismo día se inmovilizó de nuevo con Detomidina 20mg (0.1mg/kg **Dormosedan®** Pfizer 10mg/mL) + Butorfanol 40mg (0.2mg/kg **Torbugesic®** 10mg/mL) + Ketamina 200mg (1mg/kg **Ketaset®** Fort Dodge 100mg/mL) IM mediante el uso de un dardo Telinject (**Telinject® USA, Inc**) y un rifle de compresión de CO₂.

Le fueron administrados vía sonda orogástrica ½ galón de una solución de DSS (**Diocynate®** Butler) en Aceite mineral y ½ galón una solución de Psyllium (**Equi-Phar®** Vedco) en agua. Se intentó canalizar al animal y administrarle fluidos IV, pero no se pudo encontrar una vena accesible.

Se tomó una muestra sanguínea, y los resultados no mostraron nada alarmante o indicativo para tomar decisiones diferentes a las ya planeadas. Anexo,

Cuadros 3 y 3.1

3.4 Día 3 – Enero 5, 2006.

3.4.1 *Historia.*

No ha orinado, defecado ni ingerido líquidos. Se tomó la decisión de realizar una laparotomía exploratoria, para ello es transportada al Hospital de Equinos de Omaha, Clínica del Dr. Black, (*Equine Veterinary Clinic (402) 493-3393 9906 N 132nd St Omaha, NE*) en dónde a primera hora ya es esperada por los doctores Schrader y Black para llevar a cabo la cirugía. Figura 13



Figura 13. Llegada y desembarque en la Clínica de Equinos de Omaha

3.4.2 *Inmovilización.*

Ya en el hospital de equinos, Figura 14 se inmovilizó con Detomidina 20mg (0.1mg/kg **Dormosedan**® Pfizer 10mg/mL) + Butorfanol 50mg (0.25mg/kg **Torbugesic**® 10mg/mL) + Ketamina 200mg (1mg/kg **Ketaset**® Fort Dodge 100mg/mL) IM mediante el uso de telecisto.



Figura 14. Tapir en sala de recuperación, previo a la inmovilización química para la evaluación física del animal y el inicio de la preparación quirúrgica.

Se colocó un catéter en yugular izquierda, realizando una venodisección debido a que el grosor de la piel dificultaba una colocación transdérmica Figuras 15A, 15B.

Se hizo una segunda aplicación de Ketamina 200mg (1mg/kg **Ketaset**® Fort Dodge 100mg/mL) IM, durante el proceso de colocación del mismo, ya que esto tomó mas tiempo de lo que se había planeado.



Figura 15A. Incisión en piel para colocación de vía central (catéter en vena yugular izquierda)



Figura 15B. Fijación de catéter en vena yugular izquierda.

Una vez canalizada, se mantuvo la anestesia con Guaifenesin 50'000mg (250mg/kg **Guaifenesin injection**® Phoenix Pharmaceutical 50mg/mL) + Xilazina 600mg (3mg/kg **Genérico** 100mg/mL) + Ketamina 1000mg (5mg/kg **Ketaset**® Fort Dodge 100mg/mL), utilizando un total de 5 litros de Lactato de Sodio para su administración IV.

3.4.3 *Preparación.*

Posicionada en decúbito dorsal sobre un colchón neumático para evitar lesiones por presión, fue intubada con una sonda endotraqueal de 18mm. Después se le colocó un tubo esofágico. *Figura 16* En ese hospital no utilizaban anestesia inhalada, por ende al tapir no se le conectó a uno o a una fuente de oxígeno alterna.



Figura 16A. Colocación de sonda gástrica para monitoreo en caso de regurgitación o reflujo.

Los técnicos que asistieron durante la cirugía, mantuvieron en todo momento la atención en las constantes fisiológicas del animal, revisando constantemente la frecuencia cardiaca, respiratoria y el pulso sublingual, además de verificar que la sonda esofágica no tuviese ningún tipo de contenido, ya que esto indicaría la presencia de reflujo o regurgitación del animal. Figura 17



Figura 17. Monitoreo de pulso sublingual.

Después se rasuró la zona de la incisión, desde el xifoides hasta la zona perivulvar, y de costado a costado, abarcando un área aproximada de 40 x 65cm. Se hicieron 4 lavados con jabón quirúrgico y se embrocó con solución yodada. Figuras 18A, 18B



Figuras 18A y 18B Preparación quirúrgica pre-operatoria del Tapir, rasurado y embrocado.

Una vez que los Médicos se encontraban listos para iniciar la cirugía, se hicieron las últimas preparaciones del paciente, colocándosele bolsas plásticas en los cuatro miembros para evitar la contaminación del área estéril, además de un campo hendido que sería después cubierto con otros cuatro colocados por los cirujanos ya de manera estéril, pudiendo con ello iniciar el procedimiento.

3.4.4 *Desarrollo de la cirugía.*

El abordaje se realizó por línea media, con una incisión aproximadamente de 35cm, atravesando tres estratos anatómicos: piel, tejido subcutáneo y pared abdominal hasta llegar a los órganos de la cavidad abdominal y tener acceso a las asas intestinales.

Una vez dentro de la cavidad abdominal se observó que la motilidad intestinal estaba disminuida, y a la exploración de las asas se detectaron 3 masas que hasta ese momento aún eran considerados cuerpos extraños, firmes, de superficie lisa, desplazables y de tamaños variados. Figuras 19A, 19B, 19C



Figura 19A. Localización del 2do y 3er enterolito, irrigación de cavidad abdominal con suspensión con gentamicina.



Figuras: 19B y 19C. Exploración abdominal y localización del 1er cuerpo extraño (enterolito)

El primero, estaba localizado en el recto, cerca del ano y considerándolo adecuado y mas sencillo, se hizo la extracción manual vía rectal, encontrándose con un objeto compatible con un enterolito Figuras 20A, 20B



Figuras 20A y 20B. Obtención del primer cuerpo extraño vía rectal, el objeto era compatible con un enterolito.

Las otras dos masas (enterolitos), estaban localizados en colon dorsal derecho y debido a su posición se optó por la enterotomía para realizar su extracción.

Se practicó la enterotomía, y una vez incidida la pared intestinal de procedió a vaciar el contenido intestinal para poder recuperar dichos cuerpos extraños. Figuras 21A, 21B, 21C, 21D



Figura 21A. Incisión hecha en intestino para iniciar el vaciado del contenido intestinal.



Figura 21B. Enterotomía para extirpar 2do y 3er enterolito, inicio de vaciado del contenido intestinal.



Figura 21C. Extracción del contenido intestinal para facilitar la obtención de los enterolitos.



Figuras 21D.Finalización del vaciado de contenido intestinal.

Durante la cirugía, los intestinos fueron constantemente hidratados con una solución salina mezclada con Gentamicina (6.6mg/kg **Gentamax**® Phoenix Scientific 100mg/mL). Figura 22



Figura 22. Irrigación con solución salina y gentamicina de asas intestinales durante la cirugía.

3.4.5 *Suturas.*

Se suturaron 4 planos anatómicos:

1.- Enterotomía de intestino grueso a nivel de la flexura pélvica: en ésta se utilizó un patrón de colchonero horizontal continuo, con Monofilamento 2-0 de Poligalactina 910 (**Vicryl® Ethicon, Inc.**) Figuras 23A, 23B



Figuras 23A y 23B. Sutura de intestino, mediante un patrón de colchonero horizontal continuo.

Una vez finalizada la enterotomía, la motilidad intestinal se vio asombrosamente recuperada.

2.- Pared abdominal: Patrón simple continuo, con Monofilamento 2-0 de Poligalactina 910 (**Vicryl® Ethicon, Inc.**) Figuras 24A, 24B



Figura 24A. Sutura de pared abdominal con un patrón simple continuo.



Figuras 24B. Sutura de pared abdominal

3.- Tejido subcutáneo: Patrón simple continuo, con Monofilamento 2-0 de Poligalactina 910 (**Vicryl® Ethicon, Inc.**) Figuras 25A, 25B



Figuras 25A. Sutura de tejido subcutáneo en la que se utilizó un patrón simple continuo.



Figuras 25B. Sutura de tejido subcutáneo

4.- Piel: Grapas de acero inoxidable. Figuras 26A, 26B



Figuras 26A. Sutura de piel, utilizando grapas de acero inoxidable.



Figuras 26B. Sutura de piel, utilizando grapas de acero inoxidable. Vista final.

Se le administró Enrofloxacin 2000mg (20mg/kg **Baytril**® Bayer 100mg/mL) IM por ser un antibiótico de amplio espectro que puede ser utilizado en muchas especies con buenos resultados; esto para prevenir cualquier riesgo de proliferación bacteriana postquirúrgica.

También se le aplicó Meglumina de Flunixin 220mg (1.1mg/kg **Banamine**® Schering-Plough 50mg/mL) IM, como antipirético, antiinflamatorio y analgésico, ayudando con ello la pronta recuperación de la paciente, trasladándose después a recuperación, en donde después de esperar los primeros signos de alerta del animal.

Se le aplicó Naltrexona 100mg (0.5mg/kg **Trexonil**® Wildlife Pharmaceuticals 50mg/mL) y Yohimbina 20mg (0.1mg/kg **Yobine**® Lloyd 2mg/mL) IM para agilizar y suavizar el proceso de recuperación. El animal se levantó una y media hora después de finalizado el goteo de anestésicos.

3.4.6 *Post operatorio.*

Se colocó de nueva cuenta en la caja de transporte para ser llevada de vuelta al zoológico, en donde le fue acondicionada una de los albergues del hospital para mantenerla en observación. Figura 27

Ya colocada en reposo en el hospital, se le administraron fluidos nuevamente, planeando un total de 10 litros durante las siguientes 12 horas, o hasta que orinase nuevamente. Le fueron prescritos Enrofloxacin 2000mg 20mg/kg **Baytril**® Bayer 100mg/mL) y Ketoprofeno 660mg (3.3mg/kg **Ketoprofen injection**® Fort Dogge 100mg/mL) IV.



Figura 27. Tapir en albergue de hospital del Zoológico de Omaha después de la cirugía.

3.5 Día 4 – Enero 6, 2006.

El tapir se encontró alerta, más tranquilo e investigando su entorno. A la primera revisión de la mañana se encontró que la venoclisis se había torcido durante el transcurso de la noche impidiendo el paso constante de los fluidos que debían ser administrados durante ese periodo.

Se contuvo físicamente al animal para recolocar una nueva venoclisis reestableciéndose el paso de fluidos durante la mañana.

Se le ofreció alimento peletizado para ganado **Purina® Dairy Chow**, el cual fue bien aceptado e ingerido por el animal, ingiriendo además un poco de agua. Se recomendó, que la administración de este alimento se hiciera en poca cantidad (menos de 400gm en cada ocasión) varias veces al día (mas de 5 al día).

Se continúa la administración de Enrofloxacin 2000mg (20mg/kg **Baytril**,[®] Bayer 100mg/mL) y Ketoprofeno 660mg (3.3mg/kg **Ketoprofen Injection**[®] Fort Dodge 100mg/mL) IV y se inició con Penicilina G 15,000,000 UI (75,000UI/kg **Flocillin**[®] Bristol Laboratories 300,000UI/mL), IV.

Después de que el animal orinó por primera vez desde el día uno y una vez recibidos 20 litros de fluidos IV, se decidió retirar la vía central de la yugular.

3.6 *Día 5 – Enero 7, 2006.*

Se encontró al tapir más alerta y activo. No había defecado aún, por lo que se decidió iniciar la alimentación del animal con alfalfa, grano paletizado, vegetales y frutas, en pequeñas raciones que fueron bien aceptadas por ella.

3.7 *Día 6 – Enero 8, 2006.*

El animal se halló en muy buen estado, ingirió agua y orinó de manera regular. Había ingerido toda la ración de alimento dada: heno de alfalfa, vegetales, grano paletizado y fruta.

Debido a que aún no había defecado y a que estos animales suelen hacerlo de manera habitual dentro del agua, se realizó la estimulación mediante agua tibia en región perianal, logrando así que arrojase un poco de heces blandas. *Figura 28*



Figura 28. Estimulación con agua tibia para lograr que el animal defecase.

3.8 Día 18 – Enero 20, 2006.

Se inmovilizó al animal con Detomidina 20mg (0.1mg/kg **Dormosedan®** Pfizer 10mg/mL) + Butorfanol 50mg (0.25mg/kg **Torbugesic®** 10mg/mL) + Ketamina 200mg (1mg/kg **Ketaset®** Fort Dodge 100mg/mL) IM mediante el uso de un dardo Telinject (**Telinject® USA, Inc**) y un rifle de compresión de CO₂ para retirar las grapas de la incisión abdominal. Figura 29



Figura 29. Inmovilización para retiro de grapas y revisión de cicatriz. Dardo telinect dentro de círculo amarillo.

Al revisar el área de la incisión quirúrgica, se encontró una cicatrización adecuada, el cierre fue correcto, algunas zonas se encontraron ligeramente irritadas, sin que esto representara alguna complicación. Figuras 30A, 30B



Figura 30A. Retiro de las grapas de la incisión abdominal. Algunas zonas se encontraron ligeramente irritadas.



Figura 30B. Apariencia de la cicatriz abdominal después del retiro de grapas

Se tomó una muestra sanguínea para monitoreo Figuras 31A, 31B, se administró Penicilina G 40mL (60,000UI/kg **Flocillin**® Bristol Laboratories 300,000UI/mL) IM y se procedió a aplicar los antagonistas Naltrexona 100mg (0.5mg/kg **Trexonil**® Wildlife Pharmaceuticals 50mg/mL) y Yohimbina 20mg (0.1mg/kg **Yobine**® Lloyd 2mg/mL) IM para revertir los efectos de los anestésicos.



Figura 31A. Toma de muestra sanguínea de vena cefálica.



Figuras 31B. Obtención de muestra sanguínea para monitoreo

De la muestra sanguínea tomada para monitoreo, no se obtuvieron resultados que indicaran algo significativo para cambiar el manejo del animal. Así que se decide darle de alta. Anexo, Cuadros 3 y 3.1

4. RESULTADOS.

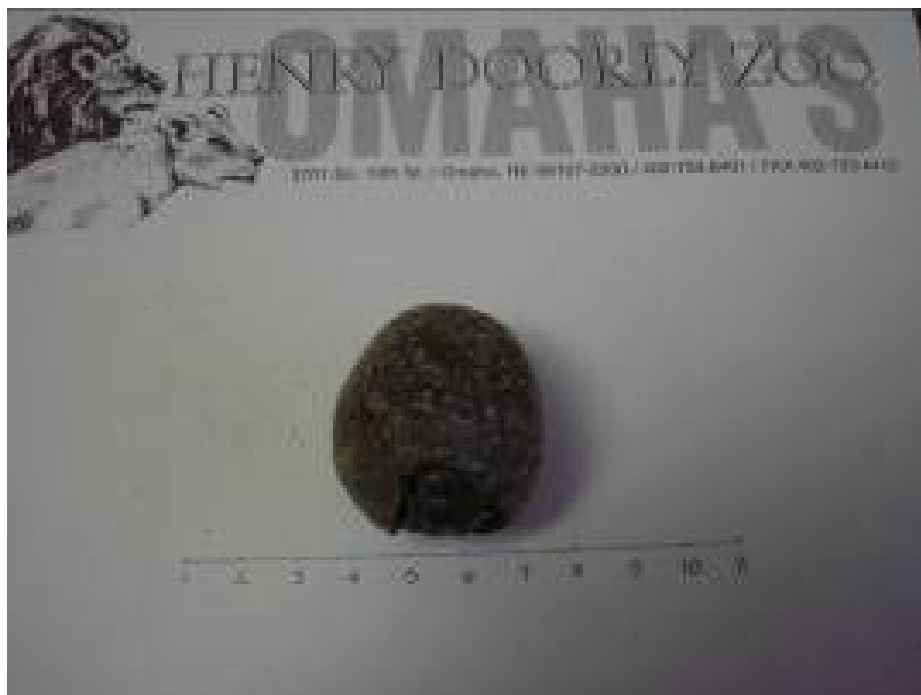
4.1. Descripción de los enterolitos encontrados.

Los enterolitos encontrados en el lumen intestinal del tapir, eran de forma esférica, de superficie lisa y fueron hallados como entidades solas, lo que apoya la teoría descrita por Colgan en 1997 ²¹ en la que menciona que hay mayor probabilidad de que los enterolitos encontrados solos o aislados en el lumen intestinal sean de forma esférica.

Sus medidas eran diferentes: 1) 4 x 5 x 4cm, 2) 4 x 4.6 x 3.5cm y 3) 2.2 x 2.4 x 2cm. Los tres, tenían una apariencia cristaloides y uno de ellos a la caída se fragmentó, perdiendo una parte de las últimas capas o anillos. Figuras 32A, 32B



Figuras 32A. Enterolitos 2, 1 y 3. En la imagen se puede apreciar el tamaño de las 3 piezas.



Figuras 32B. Enterolito 2. Nótese la falta de varias capas en un extremo de esta pieza.

4.2. *Análisis de los enterolitos.*

El análisis de los enterolitos, fue realizado en el laboratorio Midwest de Omaha, Nebraska, [**Midwest Laboratories, Inc.** 13611 B St. Omaha, NE 68144. (402) 334 7770] por medio del proceso de espectrometría de masas mediante plasma acoplado inductivamente, (ICAP).

Este tipo de procedimiento permite el análisis multielemental secuencial, facilitando el analizar elementos presentes en la muestra en mayor y menor proporción.

Por este método, se determinó que los enterolitos encontrados en el lumen intestinal de este Tapir Malayo, estaban compuestos en su mayor proporción por Fósforo y Magnesio, mismos que forman los cristales de Newberyita $MgHPO_4 \cdot 3H_2O$, que son los encontrados en el análisis de los enterolitos que han sido recuperados en tapires.²⁸ Anexo, Cuadro 4.

5. DISCUSIÓN:

La obstrucción intestinal causada por enterolitos en tapires en cautiverio es poco común, ya que en la mayoría de los casos que han sido reportados dichas formaciones minerales logran pasar por el intestino y ser defecados sin causar ninguna alteración, siendo ésta la forma más común de hallazgo en albergues.

Sin embargo el mayor porcentaje de casos en los que es diagnosticado este problema, se hace por la presencia de signos asociados, y en su mayoría son casos que por desgracia el pronóstico es desfavorable.

En muchas ocasiones el diagnóstico se realiza hasta que se presentan episodios de cólico fatal, infartos intestinales o rupturas, que hacen muy difícil o incluso imposible su recuperación.

Aún cuando se lleve a cabo una intervención quirúrgica las probabilidades de un pronóstico favorable son escasas, ya que la intervención probablemente ya no se puede realizar en la mejor condición física del animal o bien, los tejidos involucrados se encuentran en muy mal estado, por tanto es difícil detectar este padecimiento en un momento oportuno para su tratamiento como fue el de este animal en particular.

Si bien, en caballos y en cebras aún no se ha determinado la una causa específica para la formación de enterolitos, sí se conocen algunos de los factores que la predisponen.

Entre las causas más conocidas y comunes, sobresalen los excesivos niveles de magnesio, nitrógeno, calcio y fósforo en la dieta,^{18,20} lo que provoca un pH intestinal alcalino, y por último la presencia de cuerpos extraños dentro del lumen intestinal.

Es por ello se debe poner un específico cuidado en la planeación y elaboración de dietas y en el diseño de las instalaciones que los albergarán, para evitar la ingestión de objetos extraños y de alimentos altos en ciertos minerales que facilitan la formación de dichos cuerpos.

Además de la presencia de ciertos signos que nos indiquen hacia donde guiar nuestros diagnósticos diferenciales, el uso de rayos X y de ultrasonografía, se recomienda para hacer un diagnóstico acertado y oportuno, beneficiando de este modo el pronóstico del paciente.

El tapir al ser un animal de mucho peso (180-450kg) y grandes dimensiones, dificulta cualquiera de esas dos prácticas, por lo tanto la solución de elección, es la laparotomía exploratoria.

La decisión de llevar a cualquier animal a quirófano, debe basarse en un diagnóstico presuntivo y en una previa valoración minuciosa del caso en cuestión, lo que involucra un detallado análisis de los signos que este ha presentado y cómo han cambiado éstos en el transcurso de la enfermedad.

Según Freeman,²⁹ la enterotomía está indicada cuando existe una o varias de las siguientes condiciones: el dolor se vuelve incontrolable, la impactación u obstrucción no parece resolverse, el estatus cardiovascular se deteriora, o el nivel de proteínas y leucocitos del líquido peritoneal se incrementa.²⁹

Una vez que las opciones de tratamientos alternativos han sido descartadas, es hora de intervenir al paciente en cuestión.

Cuando se opta por la cirugía como el tratamiento a un padecimiento, se debe contar con todo aquello necesario para poder desempeñar de manera adecuada este procedimiento, es decir, tener un quirófano o acondicionar el

entorno para poder trabajar. ya que en algunas ocasiones las cirugías tienen que hacerse en el campo y de emergencia, por ende el quirófano no es una de las facilidades accesibles en ese momento.

Se debe tener el equipo tanto físico como humano de manera precisa y suficiente y además tener conocimiento de las técnicas mas adecuadas para llevarla a cabo.

Muchas veces el uso de clínicas u hospitales especializados en una especie en particular resulta de mucha ayuda, porque se cuenta con todo lo necesario en un mismo lugar.

En situaciones en las que las características anatómicas de la especie a tratar difieren de las que tiene el animal que se trata comúnmente en dicho lugar, puede ser un tanto riesgoso, como en este caso, en el cual no se contaba con una máquina de anestesia inhalada o con un suministro constante de oxígeno porque normalmente no la utilizan en su práctica diaria con equinos.

En la clínica de caballos del Dr. Black prefieren el uso de cocteles administrados por vía intravenosa como el que usaron con el tapir: Guaifenesin 50'000mg (250mg/kg **Guaifenesin injection**® Phoenix Pharmaceutical 50mg/mL) + Xilazina 600mg (3mg/kg **Genérico** 100mg/mL) + Ketamina 1000mg (5mg/kg **Ketaset**® Fort Dodge 100mg/mL) IV.

Esta combinación provee, durante la anestesia, de efectos deseables como analgesia, inconciencia y relajación muscular, y los pacientes tienden a recuperarse de manera predecible y ciertamente favorable una vez suspendido el goteo que administra los fármacos.³⁰

El mantenimiento de anestesia con fármacos inyectables por tiempos mayores a una hora, no es muy recomendado por el posible efecto de

acumulación de los químicos utilizados, debido a que esta acumulación daría resultado un tiempo de recuperación prolongado,³⁰ haciendo que el animal permanezca en cierta posición comprometedora para su bienestar.

En éste caso, otro factor de riesgo agregado es la característica anatómica peculiar y particular de esta especie, (tejido fibroso entre los pulmones y la pared torácica),¹⁰ lo que le hace mas susceptible a complicaciones respiratorias por permanencia en dicha posición, además de la carestía de un aparato de anestesia inhalada y/o una fuente de oxígeno alterna para elevar la concentración del mismo y evitar riesgos innecesarios.

La elección de la línea media como sitio de abordaje para la cirugía, fue la mejor elección, ya que por el tamaño del animal, se facilita la exposición de las asas intestinales y la rápida localización de las zonas afectadas.¹⁹

La palpación realizada en cavidad es de suma importancia para la determinación del número, tamaño y localización los cuerpos extraños, para así decidir si era posible desplazarlas hasta el recto y hacer la extracción por esa vía o bien, si se podían acercar todas a un mismo punto para hacer ahí la incisión de la enterotomía.

El estado de Nebraska tiene una baja incidencia de casos de enterolitiasis en equinos domésticos, y la presentación en animales de zoológico, solo ha sido incidental, cuando al aseo de los albergues se han encontrado algunas piedras como lo reportó Murphy en 1997.²⁸

En el zoológico de Cincinnati, lugar de procedencia de la hembra de este caso, no existen registros de casos de enterolitiasis ni en tapires ni en équidos de la colección.

Por ende, no se encontró relación entre la presentación de un problema obstructivo por enterolitiasis y algún determinante genético del animal como en el caso de los caballos de raza árabe en la que se habla de una incidencia racial a diferencia de los escasos episodios en otras razas.

Tampoco se encontró relación entre la incidencia y los hábitos alimenticios, ya que el macho que compartía albergue y exhibidor con ella el cual tenía la misma dieta, nunca ha tenido dificultad alguna en el paso de los enterolitos por el intestino además de carecer de relación genética con ella.

Los minerales que se encontraron en mayor cantidad en el estudio de ICAP realizado a los enterolitos, son los mismos que forman los cristales de newberyita, que son los reportados por Murphy en el año de 1997,²⁸ los cuales fueron encontradas en los albergues de tapires en algunos zoológicos de los Estados Unidos, entre ellos el Henry Doorly, por ende quizá exista una característica fisiológica en los tapires para precipitar dichos cristales en especial, o alguna relación entre el suelo o agua del exhibidor del zoológico, pero esto aún se desconoce.

6. CONCLUSIÓN:

Se puede concluir que la presentación de obstrucciones intestinales por enterolitos es escasa cuando se habla de tapires.

Sin embargo la formación y presencia de los mismos dentro del lumen intestinal de esta especie es común, siendo arrojados de manera periódica al defecar sin causarles algún problema, no así en otros ungulados como cebras y caballos salvajes, en los que se han reportado incidentes de obstrucciones y otros padecimientos relacionados, los cuales son por lo general la causa de la muerte de los mismos.

La laparotomía exploratoria resultó ser un método eficaz y preciso para diagnosticar la causa de la obstrucción que padecía este animal y a su vez tratarla, ya que el uso de otras herramientas de diagnóstico como la ultrasonografía y la palpación rectal resultaron ser inadecuados para el animal con el que se estaba trabajando.

Todos esos factores contribuyeron a tomar la decisión de intervenirla quirúrgicamente, siendo así como se solucionó en un momento preciso y oportuno dicho padecimiento para su pronta y esperada recuperación.

7. REFERENCIAS:

1. The Merriam-Webster Dictionary. Springfield, Massachusetts, USA. 1997.
2. González BC. Historia de los zoológicos. Cápsula 209. del 22 de Julio de 2006 [Consultado en 2006 Septiembre]. Disponible en: URL: <http://www.radiocentro.com.mx>
3. Cagliani. MA. Historia de los Zoológicos. Facultad de Filosofía y Letras de la Universidad de Buenos Aires. Argentina. Página del Conocimiento y el Saber. 1998 Enero. [Consultado en 2006 Septiembre]. Disponible en: URL: <http://www.saber.golwen.com.ar/hzoo.htm>
4. La Estrategia Mundial de Conservación en Zoológicos y Acuarios. DGZCM. Memorias 2001-2006. [consultado 2007 Marzo 11] Disponible en: URL: <http://www.sma.df.gob.mx/sma/download/archivos/zoologicos/05.pdf>
5. Datos actualizados del Boletín informativo digital del Zoológico Henry Doorly de Omaha, Nebraska. Octubre 15, 2004. [Consultado en 2006, Enero]. Disponible en: URL: <http://www.omahazoo.com>
6. Jansen DL. Tapiridae. In: Fowler ME, Miller RE, editors. Zoo and Wild Animal Medicine: Current Therapy 4. Philadelphia: WB Saunders, 1999:569-577.
7. Nash S. Tapirs of the World. Tapir Specialist Group. [Consultado en 2006, Marzo 2]. Disponible en: URL: <http://tapirs.org/tapirs/index.html>

8. Khan M, Khan M. Tapirs: Status and Action Plan of the Malayan Tapir. In: Status Survey and Conservation Action Plan. 1997 [cited 2006 March 14] Available from: URL: <http://www.tapirback.com>
9. Jansen DL, Rideout BA, Edwards ME. Medical Management of Captive Tapirs (*Tapirus sp.*) Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians; 1996 Nov 3-8; Puerto Vallarta (Jalisco) México. 1996:1–11.
10. Massicot P. Animal Info-Malayan Tapir. In: International Union for Conservation of Nature and Natural Resources. March 3, 2006. [cited 2006 March 14] Available from: URL: <http://www.animalinfo.org>
11. Marqués H. Nutrición y Evaluación dietética en Zoos. conZOOlting, Wildlife management s. l. [consultado 2006 Dic 28] Disponible en: URL: <http://www.conzoolting.com>
12. University of Bristol, Department of Anatomy. An overview of the structures constituting the equine gastrointestinal tract. 2003 August 21. [cited 2007 March 2]. Available from: URL: <http://137.222.110.150/calnet/vetab7/page2.htm>
13. Murray RC, Green EM, Constantinescu GM. Equine Enterolithiasis. The Compendium. 1992;14:1104-1112.
14. Bray RE. Enteroliths: Feeding and Management Recommendations. J. Equine Vet. Sci. 1995;15:474-478
15. Blue MG. Enteroliths in horses – a retrospective study of 30 cases. Equine Vet. J. 1979;11:76-84

16. Peloso JG, Coatney RW, Caron JP, Steficek BA. Obstructive enterolith in an 11-month-old miniature horse. *J Am Vet Med Assoc.* 1992;201:1745-1746.
17. Hassel DM, Langer DL, Snyder JR, Drake CM, Goodell ML, Wyle A. Evaluation of enterolithiasis in equids: 900 cases (1973–1996). *J Am Vet Med Assoc.* 1999;214:233-237.
18. Martínez ALS. Enterolitiasis en cebras y otros équidos no domésticos en cautividad. (tesis de licenciatura). Bucaramanga, Colombia: Univ Cooperativa de Colombia. 2004.
19. Wheat JD. Causes of colic and types requiring surgical intervention. *Jl S. Afr. vet. Ass.* 1975;46:95-98.
20. Hassel DM, Rakestraw PC, Garner IA, Spier SJ, Snyder JR. Dietary Risk Factors and Colonic pH and Mineral Concentrations in Horses with Enterolithiasis. *J Vet Intern Med.* 2004;18:346–349.
21. Colgan SA, Wright JD, Gaven P. Multiple colonic enteroliths in an Arabian gelding with chronic intermittent colic. *Aust Vet J.* 1997;75:100–101
22. Blue MG, Wittkopp RW. Clinical and Structural Features of Equine Enteroliths. *J Am Vet Med Assoc.* 1981;179:79–82.
23. Hassel DM, Schiffman PS, Snyder JR. Petrographic and geochemic evaluation of equine enteroliths. *Am J Vet Res.* 2001;62:350–358.
24. Lloyd K, Hintz HF, Wheat JD, Schlyver HF: Enteroliths in horses. *Cornell Vet.* 1987;77:172-186.

25. Howard LL, Allen JL, Zuba JR, Richardson G. Management of enterolithiasis in a Somali wild ass (*Equus africanus somalicus*) at the San Diego Wild Animal Park. Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians. 2004 Aug 28. San Diego (California) USA. 2004:116–120.
26. Boles C. Surgical techniques in equine colic. Jl S. Afr. vet. Ass. 1975;46:115–119.
27. Singh GR, Gupta OP, Celly CS. Enterolith in a horse: A case report. Indian vet. J. 1990;67:660-662.
28. Murphy MR, Masters JM, Moore DM, Glass HD, Hughes RE, Crissey SD. Tapir (*Tapirus*) Enteroliths. Zoo Biology. 1997;16:427–433.
29. Freeman DE. Tecnicue chirurgiche nella costipazione del cieco, del grosso e del piccolo colon. Memorias del 9° Congresso Nazionale Multisala SIVE; 2003 Feb 1-2; Pisa Italia. 2003.
30. Mama KR. Anesthetic Management of the Horse: Intravenous Anesthesia. In: Steffey EP. Editor. Recent Advances in Anesthetic Management of Large Domestic Animals. Ithaca NY. International Veterinary Information Service. 2000 Oct 31. [cited 2006 April 12]. Available from: URL: <http://www.ivis.org>
31. Plumb DC. Veterinary Drug Handbook. 5th ed. USA: Blackwell Publishing, 2005.
32. Diccionario de la Lengua Española. WordReference.com. [consultado 2007 Marzo 15]. Available from: URL: <http://www.wordreference.com>

33. Dipterocarp. Wikipedia®. The free encyclopedia. Wikipedia Foundation, Inc. [cited 2007 Marzo 10]. Available from: URL: <http://en.wikipedia.org>

8. ANEXOS.

1. CUADROS:

Cuadro 1.

ESPECIES DE PLANTAS PREFERIDAS POR EL TAPIR MALAYO EN EL ESTUDIO REALIZADO EN 1976, EN LA REGIÓN DE TAMAN NAGARA. (WILLIAMS Y PETRIDES, 1980). ⁸	
Nombre Científico	Nombre Local
<i>Lasianthus maingayi</i>	Kentul tampoi
<i>Lasianthus griffithi</i>	Tenboh
<i>Urophyllum glabrum</i>	Cabal
<i>Urophyllum sp.</i>	Narum
<i>Psychotria</i>	Pecang
<i>Prismatomeris malayana</i>	Banran
Rubiaceae	Pengemang
Rubiaceae	Camakob
<i>Macaranga denticulate</i>	Mahang hijau
<i>Macaranga hypoleuca</i>	Mahang puteh
<i>Macaranga curtisii var. glabra</i>	Mahang hijau
<i>Aporosa praineana</i>	Tembasa
<i>Aporosa stellifera</i>	Metkot
<i>Aporosa symplocoides</i>	Metkot
<i>Baccaurea parviflora</i>	Kemai
<i>Baccaurea pyriformis</i>	Jentek
<i>Homalomena deltoidea</i>	Kemoiyang hijau
<i>Amorphophalus sp.</i>	Sampah
<i>Memecylon oligoneuron</i>	Klandis
<i>Symplocos crassipes</i>	Nirat
<i>Symplocos sp.</i>	Tenboh
<i>Gomphandra quadrifida var. ovalifolia</i>	Ubat kerah
<i>Ficus semicordata</i>	Gaboit
<i>Garcinia nigrolineata</i>	Asam kera
<i>Saurauia leprosa</i>	Pahung
<i>Curculigo latifolia</i>	Cateng
<i>Helicia attenuate</i>	Jering tupai
Cerca del 75% del forraje consumido existente, también fue buscado por los elefantes. (Oliver pers. Comm)	

Cuadro 2.

CONDICIONES DE ENFERMEDAD QUE PREDISPONEN AL DESARROLLO DE SIGNOS DE CÓLICO¹⁹.

<p>I. ESTÓMAGO</p> <ul style="list-style-type: none"> A. Ruptura <ul style="list-style-type: none"> 1. Primaria 2. Secundaria B. Impactación C. Dilatación D. Carcinoma E. Obstrucción pilórica 	<p>II. INTESTINO DELGADO</p> <ul style="list-style-type: none"> A. Intususcepción B. Vólvulo C. Lipoma Pedunculado D. Adhesiones <ul style="list-style-type: none"> 1. Primaria 2. Secundaria E. Hernias <ul style="list-style-type: none"> 1. Mesentérica 2. Diafragmática 3. Umbilical 4. Inguinal
<p>III. CIEGO</p> <ul style="list-style-type: none"> A. Torsión B. Impactación C. Ruptura <ul style="list-style-type: none"> 1. Primaria 2. Secundaria D. Timpanismo 	<p>IV. COLON TRANSVERSO</p> <ul style="list-style-type: none"> A. Torsión B. Impactación C. Ruptura <ul style="list-style-type: none"> 1. Timpanismo 2. Enterolitos D. Timpanismo
<p>V. COLON DESCENDENTE</p> <ul style="list-style-type: none"> A. Impactación <ul style="list-style-type: none"> 1. Fecalitos 2. Cálculos 3. Cuerpos extraños B. Torsión 	

Cuadro 3.

RESULTADOS DE LAS QUÍMICAS SANGUÍNEAS REALIZADAS A LAS MUESTRAS OBTENIDAS LOS DÍAS 1, 2 Y 18.

	Valores día 1	Valores día 2	Valores día 18	Valores de referencia ISIS	Unidades
Glucosa	206	229	68	71 – 121	mg/dL
Urea	8	25	11	6 – 12	mg/dL
Creatinina	1.6	3.5	1.5	1.2 – 1.8	mg/dL
Calcio	8.7	10.3	8.1	9.4 – 12.2	mg/dL
Sodio	132	128	134	131 – 137	mEq/L
Potasio	3.4	3.9	3.8	3.2 – 4.2	mEq/L
Cloro	86	81	94	91 – 97	mEq/L
Proteína total	5.9	5.8	6.5	6.1 – 7.5	g/dL
Albúmina	2.1	1.9	2.2	2.6 – 3.6	g/dL
AST	155	184	304	94 – 160	IU/L
ALT	15	23	22	3 – 13	IU/L
Bilirrubina total	1.2	0.6	0.4	0.2 – 1.0	mg/dL
Fosfatasa alcalina	20	20	20	9 – 31	IU/L
LDH	1076	1120	NA	227 – 1421	IU/L
Dióxido de carbono	35	35	28	24.2 – 29.4	mMol/L
GGT	31	31	NA	6 – 28	IU/L
Osmolaridad	269	269	266	265 - 273	mOsmol/L
Colesterol	NA	134	NA	122 - 184	mg/dL
Triglicéridos	NA	56	NA	13 – 49	mg/dL

Las cifras en **rojo** indican elevación y las cifras en **azul**, disminución, ambos en referencia a los rangos que maneja la base de datos ISIS como parámetros normales según edad y sexo del animal. (www.isis.org)

Cuadro 3.1.

RESULTADOS DE LOS HEMOGRAMAS REALIZADOS A LAS MUESTRAS SANGUÍNEAS OBTENIDAS LOS DÍAS 2 Y 18 (LA MUESTRA DEL DÍA 1 SE HEMOLIZÓ).

	Valores día 1	Valores día 2	Valores día 18	Valores de referencia ISIS	Unidades
Leucocitos	NA	8.0	16.9	5.8 – 10.6	*10 ³ /UL
Eritrocitos	NA	4.96	3.44	4.3 – 5.9	*10 ⁶ /UL
Hemoglobina	NA	13.8	9.5	11 – 14.6	g/dL
Hematocrito	NA	37.3	26.1	33.7 – 43.9	%
MCV	NA	75.2	75.9	70.5 – 81.5	fL
MCHC	NA	37.0	36.4	31 – 36	g/dL
Neutrófilos	NA	6.3	61	3.46 – 7.14	%
Bandas	NA	2.0	3.2	-0.15 – 1.10	%
Linfocitos	NA	1.0	2.2	1.32 – 3.17	%
Monolitos	NA	0.0	0.8	0.08 – 0.40	%
Eosinófilos	NA	0.0	0.3	0.05 – 0.44	%
Basófilos	NA	0.0	0.0	- 0.03 – 0.19	%
Plaquetas	NA	52.0	414	164 – 328	*10 ³ /UL

Las cifras en **rojo** indican elevación y las cifras en **azul**, disminución, ambos en referencia a los rangos que maneja la base de datos ISIS como parámetros normales según edad y sexo del animal. (www.isis.org)

Cuadro 4.

RESULTADO DEL ANÁLISIS DE LOS ENTEROLITOS ENCONTRADOS EN EL LUMEN INTESTINAL DEL TAPIR MALAYO DE ESTE CASO, MEDIANTE LA TÉCNICA DE ICAP.

Identificación de la Muestra	Análisis	Niveles detectados	Unidades	Limite de detección	Método
Enterolito de tapir	Aluminio	95.00	Ppm	5.00	ICAP
	Arsénico	nd	Ppm	10.00	ICAP
	Azufre	513.00	Ppm	50.00	ICAP
	Bario	60.00	Ppm	0.50	ICAP
	Boro	nd	Ppm	5.00	ICAP
	Cadmio	nd	Ppm	0.50	ICAP
	Calcio	9,708.00	Ppm	1.00	ICAP
	Cromo	nd	Ppm	1.00	ICAP
	Cobalto	nd	Ppm	1.00	ICAP
	Cobre	25.70	Ppm	1.00	ICAP
	Fósforo	167,460.00	Ppm	10.00	ICAP
	Hierro	3,721.00	Ppm	5.00	ICAP
	Magnesio	136,136.00	Ppm	1.00	ICAP
	Manganeso	4,533.00	Ppm	1.00	ICAP
	Molibdeno	nd	Ppm	1.00	ICAP
	Níquel	nd	Ppm	1.00	ICAP
	Plata	nd	Ppm	1.00	ICAP
	Plomo	nd	Ppm	5.00	ICAP
	Potasio	769.00	Ppm	10.00	ICAP
	Selenio	nd	Ppm	10.00	ICAP
	Sodio	345.00	Ppm	1.00	ICAP
	Zinc	200.00	Ppm	1.00	ICAP

Los elementos en **negritas**, son aquellos que se encontraron en mayor proporción en la muestra analizada.

2.-GLOSARIO:

- *Butorfanol*: (Tartrato de Butorfanol). Agonista/Antagonista opioide parcial utilizado en gran variedad de animales, con efectos analgésicos, de premedicación, antitusivos y/o antieméticos.³¹

- *Cálculos*: Concreción sólida que se forma en el interior de algún tejido o conducto.³²

- *Concreción*: Acumulación de partículas en una masa compacta, formada por depósito o desecación.³²

- *Detomidina*: (Hidrocloruro de Detomidina). Agonista Alfa-2 adrenérgico, con propiedades analgésicas y sedantes, utilizado principalmente en equinos.³¹

- *Dipterocarp*: Derivado del griego *dipteros* + *karpos*. Son árboles fuertes, altos, dominantes del trópico del sudeste de Asia, los cuales tienen 2 semillas semi-voladoras, esto es, que tienen la facilidad de viajar grandes distancias en el aire, debido a la presencia de 2 pequeñas membranas que facilitan esta actividad. Son fuerte importante para la obtención de aceites aromáticos y resinas.³³

- *DSS*: Docusato de sodio. Agente que reduce la tensión superficial permitiendo el paso de agua y grasa hacia el interior de la ingesta y de las heces ya formadas, para así ablandar la materia fecal.³¹

- *Enrofloxacin*: Agente antibiótico de uso veterinario perteneciente a la familia de las Fluoroquinolonas, efectivo contra una amplia variedad de agentes patógenos, considerándose por ello, de amplio espectro.³¹

- Fitobezoar: Concreción gástrica formada por fibras vegetales.
- Guaiifenesin: Gliceril guaiacolato. Relajante muscular con propiedades analgésicas y sedativas.³¹
- ISIS: Siglas en inglés del Sistema Internacional de Información de Especies.
- Ketamina: (Hidrocloruro de Ketamina). Anestésico disociativo general que inhibe los receptores NMDA, por lo que pudiese llegar a ser útil en el control del dolor.³¹
- Meglumina de Flunixin: Antiinflamatorio no esterooidal de uso veterinario, utilizado en una gran variedad de especies. Es un inhibidor de la ciclooxigenasa; y como otros AINES posee propiedades analgésicas, antiinflamatorias y antipiréticas.³¹
- Naltrexona: (Hidrocloruro de Naltrexona). Antagonista de los receptores opioides. Evita que tanto agonistas opioides endógenos (endorfinas), como agonistas opioides administrados de manera exógena, ocupen los receptores.³¹
- Psyllium: Agente que al expandirse en presencia de líquidos, da forma y consistencia a las heces, se cree que aumenta la peristalsis intestinal y disminuye el tiempo de tránsito intestinal.³¹
- Yohimbina: (Hidrocloruro de Yohimbina). Antagonista alfa-2 adrenérgico utilizado para revertir los efectos de la Xilazina.³¹