

Métodos de captura e inmovilización química del tapir centroamericano (*Tapirus bairdii*) en el sureste de México

Methods of capture and chemical restraint of Baird's tapir (Tapirus bairdii) in the Southeast of Mexico

IVÁN LIRA-TORRES^{1*}, JONATHAN PÉREZ-FLORES²,
MIGUEL BRIONES-SALAS³ Y ROGELIO CARRERA-TREVIÑO¹

¹ Laboratorio de Fauna Silvestre, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Autónoma de Nuevo León
Francisco Villa s/n Col. Ex-Hacienda "El Canadé", Escobedo, Nuevo León. C.P.66050

² Ecoparque Aluxes, Carretera Palenque-Ruinas km 2.6, Palenque, Chiapas, México, C.P. 29960; johnspf77@yahoo.com.mx

³ Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional, Unidad Oaxaca (CIIDIR-OAX.), IPN.

Hornos 1003, Santa Cruz Xoxocotlán, Oaxaca, Oax. México.

*Autor para correspondencia: Correo-e: ilira_12@hotmail.com

RECIBIDO EL 4 DE MARZO DE 2013 / ACEPTADO EL 6 DE JUNIO DE 2013

RESUMEN

El tapir centroamericano *Tapirus bairdii*, especie en peligro de extinción, es un indicador de cambios en los ecosistemas. Actualmente, los estudios biológicos, ecológicos y de medicina de la conservación, en todo su rango de distribución, considera la posibilidad de capturar ejemplares para conocer el comportamiento de esta especie, su interacción y papel en el ecosistema y los efectos ocasionados por la conversión del hábitat debido a las actividades antropogénicas. No obstante, debido a su comportamiento crepuscular y su baja densidad poblacional, existe un vacío de información sobre cuáles son los mejores métodos de captura, manejo y contención para esta especie en México. En este ensayo se resumen las principales técnicas para la captura de tapires centroamericanos en el medio silvestre en el sureste de México, los protocolos de inmovilización más recomendados, el manejo adecuado de los equipos a utilizar, muestras biológicas y medios de conservación, así como las pruebas que se deben solicitar y las principales enfermedades a diagnosticar.

Palabras clave: Captura, contención, manejo, tapir centroamericano.

INTRODUCCIÓN

La captura, manejo e inmovilización de mamíferos silvestres es una herramienta esencial para los investigadores de campo. Se utiliza para la translocación de especies dentro de los programas de conservación y es indispensable en estudios etológicos, ecológicos y de medicina de la conservación (Gual, 1995; Kreeger, 1997; Suzán, Galindo y Ceballos, 2000). Las muestras biológicas obtenidas durante este tipo de manejos, por ejemplo sangre, suero, cultivos microbiológicos, ecto y endo parásitos, nos permiten conocer el papel que desempeñan las enfermedades dentro de la dinámica de las poblaciones, para generar medidas preventivas que disminuyan el riesgo de su transmisión entre las especies silvestres, domésticas e inclusive al ser humano (zoonosis) (Suzán et al., 2000; Hernández-Diver, Quse, May, Thosy, Vanstreels, Blanco y Lira, 2007).

ABSTRACT

Baird's tapir (*Tapirus bairdii*), an endangered species, is an indicator of changes in ecosystems. Nowadays, biological, ecological and conservation medicine studies, throughout its distribution range, consider the possibility of capturing animals in order to understand the behavior of the species, its ecological interaction, its role in the ecosystem and the effects of habitat conversion caused by human activities. However, due to the tapir's crepuscular behavior and its low population density, there is a gap of information as to the best capture, handling and restraint methods for this species. This work summarizes the main capture techniques of Baird's tapir in the wild in the Southeast of Mexico, the recommended anesthetic protocols, appropriate handling of equipment, biological samples and conservation media, as well as tests required and diseases to diagnose.

Keywords: Baird's tapir, capture, restraint, handling.

El aspecto más importante en la captura de animales es la selección del protocolo de contención química. Estos protocolos se han modificado constantemente con la finalidad de disminuir los efectos adversos de las drogas utilizadas. La mayoría de los anestésicos que se usan actualmente deben ser probados con anticipación en animales en cautiverio, ya que esto dará la pauta para saber qué tan seguros y eficientes pueden ser en animales silvestres (West, Heard y Caulkett, 2007). Algunas de las características deseadas en los protocolos de contención química que se implementan en mamíferos de vida libre son una rápida inducción, mínima alteración de las constantes fisiológicas, un corto tiempo de recuperación, la existencia de un antagonista, margen de seguridad, la disponibilidad y el bajo costo de los anestésicos, entre otros factores (Kreeger, Armeno y Raath, 2002; West et al., 2007).

Los mamíferos grandes como el tapir centroamericano (*Tapirus bairdii*), son sensibles a

las perturbaciones de su hábitat, por lo que la disminución y desaparición de sus poblaciones sirven como un indicador de los cambios en los ecosistemas (March y Naranjo, 2005; Castellanos et al., 2008; Naranjo, 2009). Aunado a esto, las enfermedades infectocontagiosas tienen efectos devastadores en su conservación, como han demostrado las disminuciones recientes en poblaciones de mamíferos silvestres grandes (Suzán et al., 2000). Esto sucede ya que al aumentar las poblaciones de animales domésticos (bovinos, equinos, porcinos, ovinos, cánidos y félidos), como resultado del crecimiento poblacional del hombre, existe un mayor riesgo de que patógenos se diseminen hacia poblaciones menos abundantes, como la de los tapires. En ocasiones, las enfermedades que afectan a los tapires no han sido identificadas hasta la fecha (Lira, 1999; Güiris, Samayoa, Cruz y Lira, 2001; Lira, Cruz, Güiris, Osorio y Quintero, 2001).

En la actualidad, y debido al comportamiento crepuscular, bajas densidades poblacionales y pocas capturas realizadas con esta especie, se conoce poco sobre la biología y ecología del tapir y menos aún sobre el estado de salud que guardan sus poblaciones en el medio silvestre (March y Naranjo, 2005; Naranjo, 2009). La escasa información que se encuentra disponible está en referencias y reportes científicos esporádicos (Paras-García, Foerster, Hernández-Divers y Leandro, 1996; Lira et al., 2001; Cruz, Lira, Güiris, Osorio y Quintero, 2006; Güiris et al., 2001; Hernández-Divers et al., 2007). Por lo tanto, la presente contribución resume las experiencias prácticas en campo de los autores en la captura de tapires centroamericanos *Tapirus bairdii*, en el sureste de México; cinco capturas de ejemplares en la región de los Chimalapas, Oaxaca y cuatro en la región de Calakmul, Campeche, además de los protocolos de inmovilización química más recomendados en la literatura, el manejo adecuado de los equipos a utilizar, las muestras biológicas y medios de conservación requeridos, así como las pruebas que se deben solicitar y las principales enfermedades a diagnosticar.

Métodos de captura

Las técnicas de captura deberán ser planeadas cuidadosamente para minimizar el estrés y los

riesgos de lesiones en los tapires. Es necesario también, cuidar el bienestar tanto del animal como del personal involucrado. Además, se deberán adecuar los procedimientos dependiendo del motivo de la captura (por ejemplo, recolección de muestras biológicas, marcado, toma de medidas morfométricas, colocación de radio-transmisores, transporte, translocación). La elección del método de captura debe considerar las condiciones ambientales; no se recomienda hacer capturas en temporada de lluvias por la accesibilidad a las zonas de estudio y la dispersión de los animales (Hernández-Divers et al., 2007; Lira y Woolrich, 2008).

Para capturar y restringir químicamente a los tapires, es absolutamente importante que el personal involucrado cuente con entrenamiento y preparación adecuada. El equipo de trabajo debe estar conformado por un médico veterinario con experiencia en el manejo de la especie, biólogos de campo y personal de apoyo. La experiencia de los cazadores locales y pobladores es indispensable durante la planeación (Hernández-Divers, Bailey, Aguilar, Loria y Foerster, 1998; Tobler, Gimenes, Ormeño y Sánchez, 2006).

Por otro lado, es importante considerar que el estrés de captura y los traumas son riesgos intrínsecos en el manejo de animales en vida libre; sin embargo, una captura bien planificada y la selección de un protocolo de contención química seguro, pueden reducir significativamente estos riesgos (West et al., 2007).

Plataformas aéreas

En algunos casos es posible capturar tapires disparando dardos con anestésicos desde una plataforma aérea construida cerca del lugar donde se colocó previamente algún cebo. El cebo puede ser cualquier fruta de la zona, o sal, dependiendo del caso, y deberá colocarse a unos 10 metros de la plataforma de disparo (Hernández-Divers et al., 1998; Hernández-Divers y Foerster, 2001). Este método requiere de largos períodos de espera nocturnos y diurnos, previos a la captura. El éxito del método está influenciado por el período de actividad de la especie. Los tapires generalmente están más activos en la noche, por lo que la

estimación del disparo y del peso corporal es más difícil. Aunque pueden usarse luces accesorias para reemplazar la luz natural, hay que tratar de no alumbrar la cabeza del animal, en casos cuando la luna ilumina perfectamente, no es necesario el uso de luces; pero la luz roja puede ser de gran utilidad, ya que evita que el animal se espante. Por otro lado, es necesario disminuir los olores, ya que se ha observado que los tapires se detienen a veces al percibirlos unos 30 m antes de llegar a donde están los disparadores y al detectarlos, huyen. Durante el período de la captura, un animal que escapa es propenso a sufrir traumas debido a los efectos de inducción del anestésico, excitación y convulsiones, y puede desplazarse a algún lugar donde no se pueda encontrar. Alternativamente para este método, puede usarse un dardo transmisor. Las ventajas de este método, en general, es que requiere de pocos asistentes de campo y poca viabilidad logística (Hernández-Divers et al., 1998; Hernández-Divers y Foerster, 2001).

En la experiencia de los autores, este es un método con baja eficacia en las áreas de distribución actual en el sureste de México, ya que los tapires asocian a la gente con un depredador potencial; a diferencia de otros autores —Hernández-Divers et al. y Foerster et al.—, en Costa Rica, donde los tapires están acostumbrados a la presencia constante de turistas en las áreas naturales, y hasta son atraídos a sitios específicos para su observación y fotografía. Por otro lado, el cebo en muchas ocasiones no es lo suficientemente llamativo para que entren a la zona de captura, además de que cualquier olor debe reducirse al máximo y en muchas ocasiones puede ser peligroso para el personal.

Trampa de pozo

Una trampa de pozo consiste en un agujero en la tierra de aproximadamente 2.20 m de profundidad, 1.50 m de ancho y 2.40 m de largo, el cual debe estar cubierto por láminas de asbesto, arena y hojarasca. Trampas de 2.0 m de profundidad se utilizaron para capturar tapires de tierras bajas (*Tapirus terrestris*) por Medici y Mangini (1998), pero no fueron muy adecuadas para la captura de *Tapirus bairdii*

en la Reserva de la Biosfera Montes Azules, Selva Lacandona, en Chiapas (Lira-Torres, observación personal), ya que permiten el escape del ejemplar y pueden provocar accidentes con el personal técnico. Es importante enfatizar que las trampas deberán cavarse en caminos frecuentados por tapires. Esta técnica es muy controversial debido a que se pueden capturar otros animales e incluso ganado doméstico; así mismo, los riesgos de fracturas en tapires son altos, se puede capturar más de un individuo y hay problemas para manipular al tapir dentro del pozo. Por otra parte, los disturbios del hábitat y condiciones geológicas deberán ser tomados en consideración.

Algunas de las ventajas que pueden ser precisadas son que las trampas son imperceptibles y que después de que el animal fue capturado, hay tiempo suficiente para manipularlo, ya que los animales usualmente se mantienen tranquilos. Con este método es más fácil estimar el peso corporal y disparar los dardos anestésicos con más precisión, ya sea con pistola o cerbatana. La imposibilidad de escape después del primer disparo permite elaborar un protocolo seguro, con la administración correcta de preanestésicos y con la posibilidad de mantener al tapir hasta la recuperación completa (Medici y Mangini, 2001). El procedimiento para liberar a un tapir capturado en una trampa de pozo implica que una de las paredes de la trampa pueda tumbarse para formar una rampa, para que el animal pueda caminar hacia afuera tan pronto se recupere de la contención química (Medici, Velastin y Mangini, 2004).

Trampas de caja

Las trampas de caja consisten en cajas de metal o madera con dos puertas ubicadas en lugares opuestos. Cuando el tapir ingresa a la caja abierta, se tira un disparador y las puertas caen simultáneamente manteniendo al animal adentro. Generalmente, este tipo de trampas son colocadas en los caminos naturales del tapir, colocándoles un cebo dentro de la caja para atraer a los animales (Medici y Mangini, 1998). La principal ventaja de esta técnica es que el animal está suficientemente cerca para manejarlo, o inyectarle los anestésicos. Las tram-

pas de caja previenen que el animal se escape, sin embargo, si la caja es muy pequeña podría causar problemas al momento de la liberación. Otra desventaja es que los tapires pueden rechazar entrar a la caja, incluso cuando ambas puertas se mantienen abiertas (Medici y Mangini, 2001; Medici et al., 2004).

Corral de captura

Los corrales deberán estar preferentemente contruidos con pilares de madera de más de 10 cm de ancho. Las paredes, como en el caso de las trampas de pozo, deberán tener al menos 2.20 m de alto para evitar escapes. Las dimensiones laterales del corral pueden ser de 3.5 x 2.00 m, lo que previene la captura de más de un individuo. Se coloca un disparador automático ubicado en el fondo del corral para cerrar la puerta. Para esta técnica de captura es necesario usar cebo. Los tapires capturados pueden ser fácilmente dardeados a través del uso de una pistola de dardos, o, incluso, de cerbatanas (Medici y Mangini, 1998; Medici y Mangini, 2001; Medici et al., 2004).

Perros de caza

El uso de perros de caza, debidamente entrenados por los habitantes rurales de las áreas cercanas a las zonas de distribución del tapir, es una alternativa para la captura de esta especie en terrenos rocosos y accidentados. Este

método consiste en llevar a un grupo de perros a sitios donde haya rastros frescos de tapires (huellas y excretas) y soltarlos, inmediatamente los perros iniciaran la búsqueda de ejemplares y una vez detectados los perseguirán hasta arrinconarlos, los tapires se refugiarán en esquinas o se introducirán en pozas de agua para esconderse y defenderse. Una vez ahí, es posible disparar el dardo anestésico a través del uso de una pistola de CO₂ o una cerbatana. Este método es seguro, pero eventualmente los perros podrían causar lesiones superficiales en la piel durante la captura del animal, y eventualmente éstos podrían también ser heridos. El estrés en este método de captura deber ser cuidadosamente considerado, y el método puede ser usado sólo cuando otras alternativas no han sido posibles de realizar (Mangini, Lizcano y Cavalier, 2001; Lizcano, Cavalier y Mangini, 2001; Bernal, Orjuela-Acosta, Rodríguez y Lizcano, 2008; Figura 1). Este método resultó muy efectivo en la captura de cinco ejemplares por Lira-Torres en la región de los Chimalapas, Oaxaca (Lira y Woolrich, 2008).

Trampas de lazo o snares

El uso de trampas tipo snare o de lazo, como también se les conoce, muy frecuentemente utilizadas para la captura de grandes felinos, como jaguares (*Panthera onca*) y pumas (*Puma*



Figura 1. Perros de caza utilizados para la captura de tapir centroamericano (*Tapirus bairdii*).

concolor), ha resultado ser un método bastante eficiente en la captura de tapires en Belice (Martínez y Figueroa, comunicación personal). Estas trampas consisten en colocar un lazo de alambre escondido en el piso, el cual sujeta la pata o mano del animal y le imposibilita moverse y desplazarse. Estas trampas se colocan a lo largo de los senderos donde se han visto huellas de los animales, pero hay que considerar que todo el equipo debe ser de un material resistente que pueda contener a un animal de 300 kg (Martínez y Figueroa, comunicación personal). Es importante siempre vigilar las trampas; de preferencia cada dos horas, para evitar largos períodos de estrés. Con esta técnica el médico veterinario tiene la oportunidad de estimar el peso del ejemplar, escoger el equipo de inmovilización remota (telecisto o rifle) y elegir el protocolo anestésico de su conveniencia. Hay que considerar la administración de algún antiinflamatorio para evitar que se edematie la región anatómica que fue lazada.

Finalmente, es necesario considerar que existe un sinnúmero de modelos para la captura y trapeo de grandes mamíferos, como el tapir, cuyo éxito depende de las condiciones geográficas así como de sus respectivos hábitats en particular. Por ello, es necesario escuchar, adaptar y aplicar las técnicas de caza de la comunidad local donde habitan los tapires, ya que dichas técnicas toman en cuenta, generalmente, el tipo

de hábitat en el que se caza, así como el comportamiento específico del animal. Si aplicamos los conocimientos locales y escuchamos la experiencia de las comunidades que conviven a diario con estas especies en el campo, el éxito de la captura estará asegurado (Figura 2).

Equipo de captura

Dardos y rifles de CO₂

Los agentes anestésicos sólo deben ser administrados usando dispositivos de inyección remota, de los cuales existe una gran variedad en el mercado. Para las capturas se recomienda el uso de equipos de la marca Dan-InjectMR, ya que a diferencia de otras marcas comerciales, la pistola está hecha de metal y soporta caídas sin romperse, a diferencia de TelinjectInc. Es importante que el médico veterinario que asista la captura esté capacitado con el equipo que se decida utilizar, ya que dispararle a un animal siempre viene asociado con cierto grado de riesgo. Para realizar una inmovilización, la clase de dardo y la selección de la aguja son importantes; dardos que son muy pesados y agujas demasiado largas y/o gruesas pueden causar lesiones graves al momento del impacto. También puede causarse mucho daño si la carga, ya sea de CO₂ o aire comprimido del dardo, rifle o pistola es demasiado alta (Kreeger y Arnemo, 2007; Lira y Woolrich, 2008; Pérez-Flores, 2013). Debe tomarse en cuen-



Figura 2. Manejo del tapir centroamericano (*Tapirus bairdii*) durante la inmovilización.

ta que si se utiliza el equipo inapropiadamente, pueden ocasionarse accidentes serios al animal o al equipo de trabajo (Kreeger y Arnemo, 2007). Para las capturas se recomienda el uso de agujas con collar de 1.5 x 30 mm (calibre 18 x 1 ¼ pulgada). El disparo se hará de la forma más segura si se trata de apuntar a la zona proximal de los cuartos traseros; otro sitio seguro es la tabla del cuello, ya que es una de las zonas más musculosas (Pérez-Flores, 2013).

Contención química

Varios protocolos de anestesia para tapires cautivos han sido recopilados por Barongi (1993), Trim, Lamberski, Kissel y Quandt (1998), Janssen, Rideout y Edwards (1999), Janssen (2003), Kreeger et al. (2002), Mangini (2001), Pollock y Ramsay (2003), Tobler, Gimenes, Ormeño y Sánchez (2006), West et al. (2007). Sin embargo, algunos de los protocolos usados en animales cautivos pueden no ser útiles para los tapires silvestres. Actualmente, varios proyectos en campo utilizan protocolos de anestesia con tapires, los cuales, aunque no han sido publicados en la literatura científica disponible, han sido exhaustivamente probados en tapires en vida libre en diferentes áreas. Parte de la información aquí presentada fue recopilada por Hernández-Divers et al. (2007) del Manual Veterinario de Campo para Tapires del Comité Veterinario del Grupo de Especialista en Tapires (UICN/SSC), y de la experiencia de los autores con el fin de proveer una variedad de alternativas.

Protocolos recomendados

La persona encargada de administrar los agentes tranquilizantes para tapires o cualquier otra especie de fauna silvestre, tiene que estar familiarizada con el cálculo del volumen a inyectar (mg/ml), basado en la dosis recomendada (mg/kg) para la especie en cuestión. Y con las medidas de precaución, en el caso del manejo de narcóticos.

*Tapir centroamericano (*Tapirus bairdii*)*

Peso: 200 a 250 kg. No obstante, hay evidencia en campo de ejemplares que pueden llegar hasta los 300 kg.

a) 0.2 mg/kg Butorfanol / 0.4 mg/kg Xilazina; antagonizado con 0.2 mg/kg de Naltrexona más

0.125 mg/kg de Yohimbina o 3 mg/kg de Tolazolina (Hernández-Divers y Foerster, 2001).

b) 4.8 ml/ totales de Butorfanol 1%, 1.01 ml/ totales de Xylazina 10% en el mismo dardo. Adicionalmente 1.87 ml/ totales de Ketamina, administrado vía intravenosa para prolongar el período anestésico; antagonizado 5.14 ml/ totales de Naltrexona 5%, 6 ml/ totales de Tolazolina 10% vía endovenosa en la misma jeringa luego de la última administración de Ketamina (Hernández-Divers, Bailey, Aguilar, Loria y Foerster, 2005; Foerster, Bailey, Aguilar, Loria y Foerster, 2000).

c) 1.86-2 mg totales Hidrocloruro de Etorfina / 5.90-8 mg totales de Maleato de Acepromacina (Large animal immobilon site c/vet limited); antagonizado con 5.88 mg totales Hidrocloruro de Diprenorfina (Large animal revivon c/vet limited) (Lira y Woolrich, 2008; Parás y Foerster, 1996; Kreeger et al. 2002).

d) 0.15 mg/kg Butorfanol / 0.3 mg/kg Medetomidina / 0.025 - 0.04 mg/kg Atropina; antagonizado con 0.06 mg/kg Atipamezola / 0.6 mg/kg de Naltrexona (Velastrin, Mangini y Medici, 2004).

e) 2.8 mg/kg Telazol o Zoletil / 1.4 mg/kg de Ketamina (Kreeger et al. 2002).

f) 1mg/100kg A3080 / 1 mg/kg de Xilacina / 0.5 mg/kg de Ketamina; antagonizado con Naltrexona 10 mg por cada mg de A3080 y Yohimbina 0.125 mg/kg (Pérez-Flores, 2013).

Manejo

Inmediatamente después de que el animal ha sido inyectado con el dardo se deben monitorizar las constantes fisiológicas, frecuencia respiratoria, frecuencia cardíaca, saturación de oxígeno, concentración de CO₂ y la temperatura para asegurar que las constantes están dentro de los parámetros normales. Durante el manejo, una persona debe estar dedicada al monitoreo de dichas constantes durante toda la inmovilización (Hernández-Divers et al., 2007; Lira y Woolrich, 2008; Pérez-Flores, 2013). (Figura 3).

En cuanto al dardo con el tranquilizante, éste debe ser extraído del animal por el médico responsable solamente, evitando tocar la aguja, y debe colocarse en un sitio seguro. Se recomienda llevar un contenedor especial para guardarlo donde nadie pueda pincharse.



Figura 3. Monitoreo de constantes fisiológicas en el tapir centroamericano (*Tapirus bairdii*).

Cuando se utilizan narcóticos, se debe identificar la zona donde pegó el dardo utilizando algún colorante que haga resaltar dicha área, para que nadie la toque. De esa forma se evita tener contacto con la droga, los residuos de la misma y con la sangre. Las personas que tocarán al animal deberán utilizar guantes de látex para evitar la transmisión de enfermedades infectocontagiosas entre el investigador y entre los animales que se inmovilicen (Hernández-Divers et al., 2007; Lira y Woolrich, 2008; Pérez-Flores, 2013).

Durante el manejo el animal debe estar en una posición en la que pueda respirar fácilmente; preferiblemente en decúbito lateral. La cabeza y el cuello deben colocarse en una posición que permita que el aire pase a través de la boca y la tráquea. La boca debe mantenerse en una posición inferior a la del cuello, de forma que si hay salivación, ésta corra fuera de la boca y no hacia la tráquea. En caso de tener a la mano una sonda endotraqueal (16-20 mm), sería una excelente opción para evitar que el animal broncoaspire. Una vez que el animal esté anestesiado y puesto en la posición adecuada, se debe aplicar un lubricante oftálmico en ambos ojos para prevenir que éstos se sequen por la ausencia del reflejo palpebral. También se debe colocar una toalla, de material no abrasivo, sobre los ojos para protegerlos del sol y del polvo. Tapando los ojos también se minimiza

cualquier estímulo visual que pueda ser contraproducente durante una anestesia (Hernández-Divers et al., 2007; Lira y Woolrich, 2008; Pérez-Flores, 2013; Figura 3). Se debe hacer antes una evaluación clínica de los ojos, ya que los tapires sufren de opacidad corneal, una patología que aún no se sabe cuál es el factor que lo ocasiona.

Monitoreo de constantes fisiológicas

Durante todas las inmovilizaciones se deben registrar las constantes fisiológicas (por ejemplo, respiración, pulso, temperatura, tiempo de llenado capilar, frecuencia cardíaca, saturación de oxígeno, medición de CO₂). Si estos valores llegaran a estar fuera de los parámetros normales podría haber una emergencia y la persona responsable debe estar preparado para una respuesta adecuada (Hernández-Divers et al., 2007; Lira y Woolrich, 2008; Pérez-Flores, 2013).

Los parámetros fisiológicos normales de temperatura, frecuencia cardíaca y frecuencia respiratoria en un tapir centroamericano son:

- Temperatura (T) 37-38 °C
- Frecuencia respiratoria (FR) 18-25 respiraciones/minuto
- Frecuencia cardíaca (FC) 80-90 latidos/minuto
- Saturación de Oxígeno de 90%

La frecuencia cardíaca y respiratoria debe ser tomada cada 10 minutos y la temperatura

cada 15 minutos. Para monitorizar la temperatura se debe usar un termómetro rectal digital. Para monitorizar la respiración se debe observar la expansión del tórax o la región cervical ventral. Para monitorizar la frecuencia cardíaca se debe auscultar el corazón con un estetoscopio y contar los latidos por minuto. Finalmente, se recomienda usar un oxímetro de pulso para registrar la saturación de oxígeno del animal. Toda esta información debe recopilarse en una hoja de anestesia (Hernández-Divers et al., 2007; Lira y Woolrich, 2008; Pérez-Flores, 2013). (Figura 3).

La evaluación clínica del tapir comienza después de la primera observación del animal, ya sea dentro de una trampa o durante su captura. Puede observarse la condición corporal, piel y pelaje, locomoción, peso corporal, evaluación de campos pulmonares y palpación abdominal. En los casos en los que aparentemente presente algún problema médico, debe reevaluarse el protocolo de anestesia a ser usado, elegir la droga apropiada, o, incluso, decidir no continuar con la contención química (Pérez-Flores, 2013).

La piel de los tapires silvestres puede presentar cicatrices y abscesos debido a las agresiones entre individuos o por depredadores. Estas cicatrices pueden ser usadas para la identificación de individuos. El grado de desgaste de los dientes puede proveer una estimación del rango de edad del animal: cría, juvenil o adulto. La integridad de los miembros anteriores y posteriores debe ser evaluada. La presencia de fracturas consolidadas o actuales deberá registrarse, así como la erosión de las pezuñas y lesiones en las almohadillas plantares (Pérez-Flores, 2013). La evaluación clínica de hembras deberá incluir la inspección de flujos vaginales, lesiones en la vulva y la evaluación de las glándulas mamarias. Para los machos, la exposición del pene es observada durante la contención química, especialmente cuando son empleados los Alfa-2 Agonistas, además de monitorizar que estén presentes los dos testículos.

Normalmente los tapires centroamericanos están infectados por ectoparásitos, entre las especies más comúnmente reportadas en el sureste de México están: *Dermacentor halli*,

Dermacentor latus, *Amblyomma cajannense*, *Amblyomma coelebs*, *Amblyomma ovale*, *Anocentor nitens*, *Ixodes bicornis*, *Ripicephalus sanguineus* y *Otobius megnini* (Lira, 1999; Lira et al., 2001; Cruz et al., 2006; Pérez-Flores et al.; datos no publicados). Estos ectoparásitos tienden a concentrarse en el abdomen, orejas, glándulas mamarias, vulva, pene y patas delanteras. Los ectoparásitos se recolectarán manualmente, con cuidado para no dañar estructuras externas que son indispensables para su identificación, y deberán colocarse en tubos o recipientes con alcohol al 70% para su conservación (Lira, 1999; Lira et al., 2001; Cruz et al., 2006).

Colección, manejo y conservación de muestras biológicas

Todas las muestras biológicas deben etiquetarse con los datos de identificación del animal, fecha, hora y lugar de colección y, si es posible, las coordenadas geográficas. Se deben tomar muestras de sangre con EDTA y sin anticoagulante de la vena safena para la realización de hemogramas y químicas sanguíneas, así como para la realización de pruebas serológicas contra enfermedades comunes que afectan a la especie: rinotraqueitis infecciosa bovina, fiebre aftosa, herpesvirus equino, influenza equina, encefalitis equina venezolana, enfermedad viral bovina (BVD), enfermedad de Aujeszky, anemia infecciosa equina, virus del Oeste del Nilo, *Brucella sp.*, *Salmonella sp.*, *Mycobacterium bovis*, *M. tuberculosis*, *M. avium*, *M. paratuberculosis*, *Leptospira sp.*, entre otras (Hernández-Divers et al., 2007). (Figura 4).

Las muestras de excremento para coproparasitoscópicos deben colectarse directamente del recto y deberán ser depositadas en un recipiente con formol al 5% para la identificación de parásitos gastrointestinales o endoparásitos. Entre las especies más comúnmente reportadas en el sureste de México están: *Agriostomum sp.*, *Lacandoria sp.*, *Neomurshidia sp.*, *Trichostrongylus sp.*, *Strongylus sp.*, *Brachylum sp.*, *Eimeria sp.*, *Balantidium coli*, *Trypanosoma sp.* y *Babesia sp.* (Lira, 1999; Lira et al., 2001; Cruz et al., 2006).



Figura 4. Colecta de sangre para realización de estudios de biometría hemática y química sanguínea en el tapir centroamericano (*Tapirus bairdii*).

Para la realización de cultivos bacteriológicos es necesario el uso de hisopos estériles y medios de cultivos nutritivos o de transporte adecuados. El muestreo varía dependiendo del tipo de microorganismo que se busca aislar. Para bacterias es necesario usar hisopos con medios de cultivo, mientras que para hongos el medio de cultivo no es necesario. Se deben recolectar muestras de conjuntiva, cavidad auricular, cavidad oral, nasal, anal, prepucio y vagina y colocarlas en medios de transporte tales como Stuart, caldo de Trypticase y soya, caldo nutritivo o de Tioglycolato. Las muestras deben ser refrigeradas y procesadas en un lapso no mayor a 48 h (Hernández-Divers et al., 2007).

Medicina preventiva

Una vez concluido todo el manejo y antes de administrar el antagonista del anestésico empleado, se debe administrar, vía intramuscular, Vitamina E y Selenio (Mu-SeMR), un antiinflamatorio, antipirético y analgésico no esteroide de larga acción; Flunixin Meglumina (FinadyneMR) y un antibiótico de amplio espectro, utilizando las dosis recomendadas para equinos. Todo esto con la finalidad de prevenir y evitar el Síndrome de miopatía por captura, mismo que se presenta con frecuencia en tapires capturados o transportados (Plumb, 1999; Figura 5).

Problemas médicos durante el manejo: Es importante tener en cuenta que la persona encargada de la inmovilización del tapir es

la única responsable de la salud del animal durante el procedimiento de inmovilización. Aunque muchos agentes anestésicos son relativamente seguros, las emergencias o problemas médicos durante el manejo son comunes aun en las mejores circunstancias de captura.

Algunos problemas que podrían presentarse durante el manejo son:

- Depresión respiratoria. Produce una hipoxia del tejido causada por una oxigenación inadecuada de la hemoglobina en la sangre. Probablemente sea la causa más común de emergencia en inmovilizaciones (Kreeger, 1997; Kreeger et al., 2002).
- Paro cardíaco. Usualmente ocurre después del paro respiratorio. Se define como la pérdida de la función cardíaca efectiva, disminuyendo o parando la circulación de sangre. Esta es la emergencia anestésica más seria que puede ocurrir durante una inmovilización (Kreeger, 1997; Kreeger et al., 2002).
- Hipertermia. Se define como un aumento de la temperatura en donde la demanda de oxígeno es mayor que el suministro, debido a un aumento en el metabolismo (Kreeger, 1997; Kreeger et al., 2002).
- Hipotermia. Se define como una disminución de la temperatura corporal debido a una baja en el metabolismo (Kreeger, 1997; Kreeger et al., 2002).
- Shock. Se define como una perfusión sanguínea inefectiva de los tejidos que produce hipoxia celular. Existen tres clasificaciones de shock: hipovolémico, cardiogénico y neuro-



Figura 5. Aplicación de un programa de medicina preventiva durante la inmovilización.



Figura 6. Seguimiento del ejemplar después de la inmovilización química.

génico. Cualquiera de los tres puede ocurrir en una inmovilización, pero más típicamente tiende a ocurrir el cardiogénico o neurogénico (Kreeger, 1997; Kreeger et al., 2002).

- **Miopatía por captura.** Se define como una alteración metabólica compleja que causa un desbalance electrolítico ácido-básico hipera-gudo. Este desbalance produce necrosis del músculo cardíaco y de los músculos estriados; sucede comúnmente en herbívoros (Kreeger, 1997; Kreeger et al., 2002).

Seguimiento del animal

Finalmente, es recomendable y si lo permite el ejemplar, seguirlo por lo menos 12 horas

después de la captura para observar posibles problemas médicos después del manejo realizado, así como estar al pendiente de la locomoción recuperada al 100%, que no se golpee con ramas o troncos y que esté alerta al medio ambiente (Figura 6).

AGRADECIMIENTOS

Muchos colegas investigadores, residentes de comunidades rurales y organizaciones de conservación, nacionales e internacionales, han colaborado en diferentes formas: financiamiento, apoyo técnico, donación y recopilación de la información presentada en este documento. ILT

agradece el apoyo constante de la Congregación de La Fortaleza, municipio de Santa María Chimalapa, Oaxaca, así como de los pobladores del municipio de Uxpanapa, Veracruz. Así mismo, ILT agradece al programa Bosques Mexicanos: Selva Zoque, del Fondo Mundial para la Naturaleza (WWF); a la Fundación Carlos Slim e Idea Wild por el financiamiento otorgado y equipo de campo donado para la realización del presente estudio en la región de los Chimalapas, Oaxaca. JPF agradece a El Colegio de la Frontera Sur, University of Sherbrooke, Zoológico Africam Safari, Zoológico Payo Obispo y al personal directivo de la Reserva de la Biosfera Calakmul por las facilidades prestadas para la realización de su trabajo de investigación en Campeche. Así mismo, JPF agradece a sus tutores, técnicos y equipo de captura el apoyo brindado durante estas experiencias: Sophie Calmé, Rafael Reyna, Mauro Sanvicente, Nicolás Arias, Natalia Carrillo, Antonio Jasso y Marcos Briseño. MB-S agradece a la Secretaría de Investigación y Posgrado (SIP: 20110547), EDI y COFAA, del Instituto Politécnico Nacional, por el apoyo económico. De igual forma, al SNI por el reconocimiento.

REFERENCIAS

- Barongi, R.A. (1993). Husbandry and conservation of tapirs. *International Zoo Yearbook*. 32:7-15.
- Bernal, L.A., Orjuela-Acosta, D., Rodríguez, A. & Lizcano, D.J. (2008). Chemical restraint, hematology and blood parasites of free ranging Mountain Tapirs in the Central Andes of Colombia. *Proceedings of the Fourth International Tapir Symposium Xcaret, Quintana Roo, Mexico*. Available at: <http://www.tapirs.org>
- Castellanos, A., Foerster, C., Lizcano, D.J., Naranjo, E., Cruz-Aldan, E., Lira-Torres, I., Samudio, R., Matola, S., Schipper, J. & Gonzalez-Maya, J. (2008). *Tapirus bairdii*. In IUCN 2012. IUCN Red List of Threatened Species. Version 2012.2. <www.iucnredlist.org>.
- Cruz, A. Lira, I. Guiris, M. Osorio, D. & Quintero, T. (2006). Parásitos del Tapir Centroamericano (*Tapirus bairdii*) en Chiapas, México. *Rev. Biol. Trop. / Int. J. Trop. Biol.* Vol. 54 (2): 445-450.
- Foerster, S.H., Bailey, J.E., Aguilar, R., Loria, D.L. & Foerster, C.R. (2000). Butorphanol/xylazine/ketamine immobilization of free-ranging Baird's tapirs in Costa Rica. *Journal of Wildlife Disease*. 36:335-341.
- Gual, S.F. (1995). Contención Química de Mamíferos Silvestres (Protocolos de Inmovilización). Dirección de Educación Continua, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, UNAM.
- Güiris, A.M., Samayoa, O.Y., Cruz, A.E. & Lira, I. (2001). Identification of Aerobic Bacteria from Internal Organs of *Tapirus bairdii* from Miguel Alvarez del Toro Regional Zoo, Chiapas, Mexico. In: *First International Tapir Symposium, San Jose, Costa Rica, Book of Abstracts*. IUCN SSC Tapir Specialist Group.
- Hernández-Divers, S., J., Bailey, R., Aguilar, D., Loria & Foerster, C. (1998). Cardiopulmonary effects and utility of a butorphanol/xylazine/ketamine anesthetic protocol for immobilization of free-ranging Baird's tapir (*Tapirus bairdii*) in Costa Rica. In *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians Conference*, pp. 41-48.
- Hernández-Divers, S. & Foerster, C. (2001). Capture and Immobilization of Free-Living Baird's Tapirs (*Tapirus bairdii*) for an Ecological Study in Corcovado National Park, Costa Rica. *Zoological Restraint and Anesthesia*, D. Heard (Ed.) - International Veterinary Information Service (www.ivis.org), Ithaca, New York, USA.
- Hernández-Divers, S.; Bailey, J.A.; Aguilar, R.; Loria, D.L. & Foerster, C.R. (2005). Health Evaluation of a Radiocollared Population of Free-Ranging Baird's Tapirs (*Tapirus bairdii*) in Costa Rica. In: *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 36(2): 176-187.
- Hernández-Divers, S., Quse, V., de Thoisy, B., Blanco, M. & Lira, I., (2007). Tapir field veterinary manual. IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG) Veterinary Committee. Available at: <http://www.tapirs.org>
- Janssen, D.L., B.A. Rideout & Edwards, M.S. (1999). Tapir Medicine. In Fowler, M. E., and R. E.
- Miller (Ed). *Zoo and Wild Animal Medicine, Current Therapy* 4, pp. 562-568. W.B. Saunders Co., Philadelphia, Pennsylvania.
- Janssen, D.L. (2003). Tapiridae. In: Fowler ME, Miller RE, eds. *Zoo and Wild Animal Medicine: Current Therapy*, 5th ed. Philadelphia: W.B. Saunders, pp. 569-577.
- Lira, T.I. (1999). Identificación de Endoparásitos en *Tapirus bairdii* de la Reserva de la Biosfera La Sepultura y el Zoológico Regional Miguel Álvarez del Toro, Chiapas, México. Tesis de Licenciatura, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, UNAM. México, D.F.
- Lira, T.I., Cruz, A.E., Güiris, A.M., Osorio, D.S. & Quintero, T.M. (2001). Identification of Ecto and Endoparasites in Central American Tapir in Chiapas, Mexico. In: *First International Tapir Symposium, San Jose, Costa Rica, Book of Abstracts*. IUCN SSC Tapir Specialist Group.
- Lira, T.I. & Woolrich, D. (2008). Capture, Handling and Monitoring of Wild Tapirs in the Zoque Rainforest, Oaxaca, Mexico. In: *Four International Tapir Symposium, Cancun, Mexico, Book of Abstracts*. IUCN SSC Tapir Specialist Group.
- Lizcano, D.; Cavalier, J. & Mangini, P.R. (2001). Use of GPS Collars to Study Mountain Tapirs (*Tapirus pinchaque*) in the Central Andes of Colombia. In: *First International Tapir Symposium, San Jose, Costa Rica, Book of Abstracts*. IUCN SSC Tapir Specialist Group. V. 1, p. 9-9.
- Kreeger, T.J. (1997). *Handbook of Wildlife Chemical Immobilization*. Published by International Wildlife Veterinary Services Inc., USA. 1997.
- Kreeger, T, Armeno, J. & Raath, J. (2002). *Handbook of Wildlife Chemical Immobilization (International Edition)*. Wildlife Pharmaceuticals, Inc., Fort Collins, Colorado, USA.
- Kreeger, T.J & Arnemo, J.M. (2007). *Handbook of Wildlife Chemical Immobilization*, ed. 3, Wheatland, WY.
- Mangini, P.R.; Lizcano, D. & Cavalier, J. (2001). Chemical Restraint of Two Wild *Tapirus pinchaque* in the Central Andes of Colombia. In: *First International Tapir Symposium, San Jose, Costa Rica, Book of Abstracts*. IUCN/SSC Tapir Specialist Group. V. 1, pp. 17-18.
- March, I.J. & Naranjo, E.J. (2005). Tapir (*Tapirus bairdii*). In Ceballos, G., & Oliva, G. (Ed.). *Los Mamíferos Silvestres de México*, pp. 496-497. Fondo de Cultura Económica. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO). Ciudad de México, México.
- Medici, E.P. & Mangini, P.R. (1998). Avaliação da Utilização de Trincheiras para Captura de *Tapirus terrestris* em Vida Livre. In: *Book of Abstracts of the XXI Annual Conference of the Brazilian Association of Zoos*. Salvador, Bahia, Brazil.

- Medici, E.P. & Mangini, P.R. (2001). Evaluation of Different Methodologies used to Capture Wild Lowland Tapirs (*Tapirus terrestris*) at the Pontal do Paranapanema Region, São Paulo State, Brazil. In: Book of Abstracts of the First International Tapir Symposium. IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG), American Zoo and Aquarium Association (AZA) Tapir Taxon Advisory Group (TAG), and Tapir Preservation Fund (TPF). San Jose, Costa Rica.
- Medici, E.P., Velastin, G.O. & Mangini, P.R. (2004). Avaliação da Utilização da Metodologia de Trincheiras para a Captura de *Tapirus terrestris* em Vida Livre. In: Book of Abstracts of the XXIII Annual Conference of the Brazilian Association of Zoos. Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brazil.
- Naranjo, E.J. (2009). Ecology and Conservation of Baird's tapir in Mexico. *Journal Tropical Conservation Science*. 2, 140-158.
- Paras-Garcia, A., Foerster, C., Hernández-Divers, S. & Leandro, D. (1996). Immobilization of Free Ranging Baird's Tapir (*Tapirus bairdii*). *Proceedings American Association of Zoo Veterinarians (AAZV)*.
- Pérez-Flores, J. (2013). Immobilization of Baird's Tapir (*Tapirus bairdii*) Using Thiafentanil Oxalate (A-3080) in Combination with Xylazine and Ketamine. *Tapir Conservation. Newsletter of the IUCN/SSC Tapir Specialist Group*. Vol. (22): 15-19.
- Plumb, D. (1999). *Veterinary Drug Handbook* (Third Edition). Iowa State University Press/Ames.
- Pollock, C. & Ramsay, E. (2003). Serial immobilization of a Brazilian Tapir (*Tapirus terrestris*) with oral detomidine and oral carfentanil. *J Zoo Wildlife Med*. 34:408-410.
- Suzan, G., Galindo, F. & Ceballos, G. (2000). La importancia del estudio de enfermedades en la conservación de la fauna silvestre. *Vet. Mex*. 31 (3) 223-230.
- Tobler, M., Gimenes, V.M., Ormeño, C.A.C. & Sanchez, C. (2006). Capture and immobilization of *Tapirus terrestris* in Madre de Dios, Peru. *Proceedings of the Third International Tapir Symposium*, Buenos Aires, Argentina. Available at: <http://www.tapirs.org>
- Trim, C.M., Lamberski, N., Kissel, D.I. & Quandt, J.E. (1998). Anesthesia in a Baird's tapir (*Tapirus bairdii*). *Journal of Zoo and Wildlife Med*. 29:195-198.
- Velastin, G.O., Mangini, P.R. & Medici, E.P. (2004). Utilização de Associação de Tartarato de Butorfanol e Cloridrato de Medetomidina na Contenção de *Tapirus terrestris* em Vida Livre-Relato de Dois Casos. In: Book of Abstracts of the XXIII Annual Conference of the Brazilian Association of Zoos. Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brazil.
- West, G., Heard, D., & Caulkett, N. (2007). *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia*. Blackwell Publishing. Iowa USA.