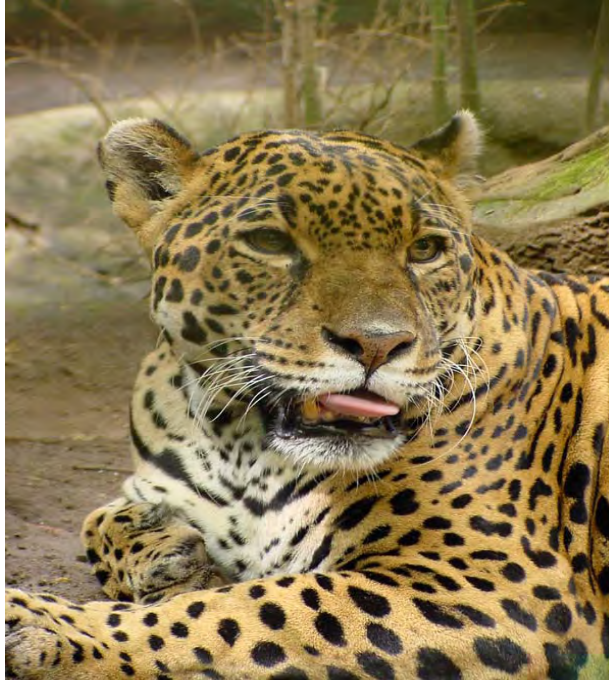


Taller
El papel de los Zoológicos de Mesoamérica y el
Caribe en la Conservación de los jaguares
(*Panthera onca*)

INFORME FINAL



27 de noviembre - 01 de diciembre, 2000
Parque Zoológico y Jardín Botánico Nacional Simón Bolívar
San José, Costa Rica



Conservation Breeding Specialist Group

Species Survival Commission
IUCN -- The World Conservation Union

The CBSG Conservation Council

These generous contributors make the work of CBSG possible

Providers \$50,000 and above

Chicago Zoological Society
-Chairman Sponsor
SeaWorld, Inc.

Benefactors \$20,000 and above

Minnesota Zoological Garden
-Office Sponsor
Omaha's Henry Doorly Zoo
Toronto Zoo

Conservators \$15,000 and above

Columbus Zoo and Aquarium -The
WILDS
Disney's Animal Kingdom
Saint Louis Zoo
Wildlife Conservation Society - NYZS
World Association of Zoos and
Aquariums (WAZA)
Zoological Society of London

Guardians \$7,000 and above

Australian Regional Association of
Zoological Parks and Aquariums
(ARAZPA)
Cleveland Zoological Society
Nan Schaffer
San Diego Zoo
White Oak Conservation Center

Protectors \$1,000 and above

African Safari Wildlife Park
Albuquerque Biological Park
Alice D. Andrews
Allwetterzoo Münster
American Zoo and Aquarium
Association (AZA)
Anne Baker
Apenheul Zoo
Audubon Zoological Gardens
Bristol Zoo Gardens
British and Irish Association of Zoos and
Aquariums (BIAZA)
Calgary Zoological Society
Chester Zoo
Cincinnati Zoo
Colchester Zoo
Copenhagen Zoo
Dickerson Park Zoo
Durrell Wildlife Conservation Trust
El Paso Zoo
Everland Zoo
Fort Wayne Zoological Society
Gladys Porter Zoo
Great Plains Zoo
Hong Kong Zoological and Botanical
Gardens

Japanese Association of Zoological
Gardens and Aquariums (JAZA)
Laurie Bingaman Lackey
Loro Parque
Los Angeles Zoo
Marwell Zoological Park
Milwaukee County Zoological Society
North Carolina Zoological Park
Ocean Park
Paignton Zoo
Parco Natura Viva - Italy
Perth Zoo
Philadelphia Zoo
Phoenix Zoo
Pittsburgh Zoo
Prudence P. Perry
Robert Lacy
Rotterdam Zoo
Royal Zoological Society - Antwerp
Royal Zoological Society - Scotland
Royal Zoological Society - South
Australia
Saitama Children's Zoo
San Antonio Zoo
San Francisco Zoo
Sedgwick County Zoo
Taipei Zoo
The Living Desert
Thrigby Hall Wildlife Gardens
Tiergarten Schönbrunn – Zoo Vienna
Toledo Zoological Society
Twycross Zoo
Utah's Hogle Zoo
Wassenaar Wildlife Breeding Centre
Wilhelma Zoo
Woodland Park Zoo
Zoo Frankfurt
Zoologischer Garten Köln
Zoologischer Garten Zurich

Stewards \$500 and above

Aalborg Zoo
Banham Zoo and Sanctuary
BioSolutions Division of SAIC
Cotswold Wildlife Park
Fairchild Tropical Botanic Garden
Fort Worth Zoo
FOTA Wildlife Park
Granby Zoo
Knoxville Zoological Gardens
Knuthenborg Safari Park
Lincoln Park Zoo
Little Rock Zoo
Naturzoo Rheine
Odense Zoo
Oregon Zoo
Ouwehands Dierenpark
Palm Beach Zoo at Dreher Park
Riverbanks Zoological Park

Rosamond Gifford Zoo
Swedish Association of Zoos
Wellington Zoo
Welsh Mountain Zoo
Wildlife World Zoo, Inc.
Zoo La Palmyre
Zoo Madrid
Zoologischer Garten Rostock

Curators \$250 and above

Alice Springs Desert Park
Arizona - Sonora Desert Museum
Bramble Park Zoo
Edward and Marie Plotka
Emporia Zoo
Friends of the Topeka Zoo
Lee Richardson Zoo
Montgomery Zoo
Racine Zoological Society
Svenska Djurparksföreningen
Tokyo Zoological Park Society

Sponsors \$100 and above

African Safari – France
Alex Rübel
Bighorn Institute
Brandywine Zoo
Central Zoo Authority - India
Chahinkapa Zoo
Folsom's Children's Zoo
International Center for Birds of Prey
Lisbon Zoo
Nigel Hewston
Poznan Zoo
Steven J. Olson
Rolling Hills Zoo
Steinhart Aquarium
Tautphaus Park Zoo

Supporters \$50 and above

Alameda Park Zoo
Darmstadt Zoo
Miller Park Zoo
Oglebay's Good Children's Zoo
Peter Riger
Safari Parc de Peaugres - France
Stiftung Natur-und Artenschutz in den
Tropen
Touro Parc – France

Thank you!

31 December 2005

CBSG, SSC y UICN, promueven talleres y otros foros para el análisis y consideración de problemas relativos a la conservación, y considera que los informes de estas reuniones son de gran utilidad cuando son distribuidos extensamente.

Las opiniones y recomendaciones expresadas en este informe reflejan los asuntos discutidos y las ideas expresadas por los participantes del taller y no necesariamente refleja la opinión o la posición de CBSG, SSC o UICN".

Una contribución del Grupo de Especialistas en Conservación y Reproducción SSC/UICN.

Fotografía de portada y hojas de sección: *Panthera onca*. Cortesía de Martín Villalta.

Matamoros Y.; Arguedas, R.; Miller, P.; Seal, U. (Editores). 2005. Taller: El papel de los Zoológicos de Mesoamérica y el Caribe en la Conservación de los jaguares (*Panthera onca*). Informe Final. 27 de noviembre – 01 de diciembre, 2000. Parque Zoológico y Jardín Botánico Nacional Simón Bolívar, San José, Costa Rica.

Grupo de Especialistas en Conservación y Reproducción SSC/UICN, Apple Valley, MN.

Additional copies can be ordered through the UICN/SSC Conservation Breeding Specialist Group, 12101 Johnny Cake Ridge Road, Apple Valley, MN 55124. E-mail: office@cbsg.org Website: www.cbsg.org.

Copyright© CBSG 2005.

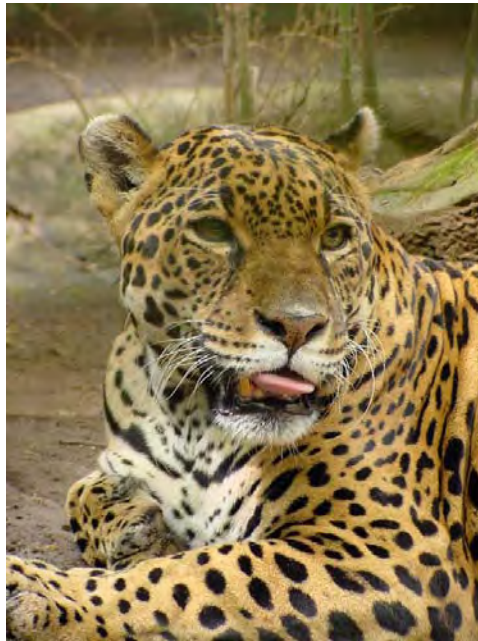
CONTENIDOS

Sección I	Resumen Ejecutivo y Recomendaciones
Sección II	Agenda Desarrollada
Sección III	Metodología
Sección IV	Prioridades y metas personales de los participantes
Sección V	Hojas de Datos del Taxón y Mapas de Distribución por país
Sección VI	Integrantes de los Grupos de Trabajo
Sección VII	Grupo I. Metodologías de encuestas y monitoreo
Sección VIII	Grupo II. Manejo de las poblaciones en cautiverio
Sección IX	Grupo III. Manejo individual en cautiverio
Sección X	Grupo IV. Historia Natural
Sección XI	Grupo V. Unidades de Conservación
Sección XII	Recomendaciones por país
Sección XIII	Metodología para analizar la viabilidad de las poblaciones de jaguares en Mesoamérica
Sección XIV	Lista de participantes
Sección XV	Información facilitada por los participantes

Taller

El papel de los Zoológicos de Mesoamérica y el
Caribe en la Conservación de jaguares
(*Panthera onca*)

INFORME FINAL



27 de noviembre – 01 de diciembre, 2000
Parque Zoológico y Jardín Botánico Nacional Simón Bolívar
San José, Costa Rica

SECCIÓN I

Resumen Ejecutivo y Recomendaciones

RESUMEN EJECUTIVO

El jaguar (*Panthera onca*) es el felino más grande que habita en la Región de Mesoamérica. Encontramos poblaciones de esta especie en todos los países excepto en El Salvador, en donde esta extinto. Este habitante del bosque tropical, se encuentra amenazado por un aumento en la extensión de los campos agrícolas, la competencia interespecífica con el ganado, la fragmentación del bosque, la cacería, el envenenamiento, la disminución de las presas, fuegos y la guerra. Como una de las amenazas se reporta también el tráfico internacional, por lo que se encuentra en el Apéndice I de CITES.

Según la Lista Roja de la UICN es considerado Vulnerable, excepto en El Salvador, en donde se encuentra Extinto.

Con el fin de analizar la problemática de los jaguares en la Región Mesoamericana, y definir el papel de los Zoológicos en la conservación de esta especie, se reunieron en el Zoológico Nacional Simón Bolívar, en San José, Costa Rica, 45 personas especialistas en jaguares e interesados en su conservación, provenientes de nueve países, los que representaban 27 instituciones diferentes. Este evento se realizó del 27 de noviembre al 01 de diciembre del año 2000.

El evento fue organizado por la Asociación Mesoamericana y del Caribe de Zoológicos y Acuarios (AMACZOOA), la Fundación Pro Zoológicos (FUNDAZOO), la Universidad Nacional (UNA) con la colaboración del Grupo de Especialistas en Conservación y Reproducción (CBSG) de la Comisión de Supervivencia de Especies de la UICN. El mismo fue financiado por el Zoológico de Chester, Inglaterra.

Después de una conferencia presentada por Kathy Conforti y Scott Silver de la Sociedad para la Conservación de la Vida Silvestre (WCS) titulada "Los jaguares en el nuevo milenio", el Dr. Ulises Seal, Presidente de CBSG, presentó la metodología de trabajo a seguir e inmediatamente los participantes iniciaron el trabajo en grupos.

Durante los primeros tres días, los participantes establecieron sus prioridades y metas personales a alcanzar durante el taller, con la información que traían

llenaron las Hojas de Datos del Taxón de la especie por país, ubicaron en mapas la distribución de la especie, y se organizaron en grupos para discutir los siguientes aspectos: Metodologías de encuestas y monitoreo, Manejo de poblaciones en cautiverio, Trabajo individual en cautiverio, Historia natural y Unidades de conservación por país. Cada grupo estableció los problemas que tenía la especie y propuso una estrategia con objetivos y acciones para solucionarlos.

El Dr. Phil Miller dio una charla sobre el “Manejo de pequeñas poblaciones” y explicó el análisis que hizo sobre las poblaciones de jaguares silvestres y en cautiverio en la región, y Vera Violeta Montero del MINAE dio una explicación sobre el Corredor Biológico Mesoamericano.

Posteriormente, los participantes se agruparon según el país de procedencia, con el fin de analizar la problemática de la especie por país, y establecer una estrategia en la que se proponen acciones para solucionarla.

RECOMENDACIONES

Recomendaciones por temas

METODOLOGÍAS DE ENCUESTAS Y MONITOREO

- 1) Mantener el contacto y el intercambio de información de los investigadores del taxón a través del Internet.
- 2) Formular una metodología adecuada y flexible para el estudio de los felinos silvestres.
- 3) Asegurar la realización y participación de los “presentes” en los talleres de San Salvador.
- 4) Creación y actualización de un centro de documentación informática.

MANEJO DE POBLACIONES EN CAUTIVERIO

1. Las instituciones miembro de AMACZOOA deberán actualizar 2 veces al año los datos para que el Cuidador del pedigrí pueda proporcionar datos actuales.

2. AMACZOOA brinde apoyo y colabore en la obtención de fondos para los talleres de capacitación que se deriven de este.
3. Cumplir con las actividades propuestas en el tiempo establecido.
4. Que exista comunicación constante y fluida entre los participantes de este taller tomando en cuenta a las personas que se hayan designado como corresponsales.
5. Que la Junta Directiva de AMACZOOA elabore un directorio de entes financiadores para cumplir con las actividades.
6. Crear un convenio o instrumento similar entre AMACZOOA y el BIODOC que permita que los miembros tengan fácil acceso a la base de datos y se pueda obtener literatura. AMACZOOA servirá como canalizador entre el BIODOC y los miembros asociados.

MANEJO INDIVIDUAL EN CAUTIVERIO

1. Desarrollar a nivel local y regional el programa de Educación Ambiental.
2. Desarrollar el programa de medicina preventiva y nutrición dentro de cada institución.
3. Llevar a cabo el desarrollo e implementación para el diseño de albergues, formación de personal y enriquecimiento.
4. Elaborar las bases de un plan reproductivo de acuerdo a los objetivos de la institución.
5. Comprometer a las instituciones del área a mantener una red de información actualizada con los acontecimientos más relevantes de la especie.

HISTORIA NATURAL

1. Crear un componente de capacitación constituido por un representante por país.
2. Unificar criterios que definan las características de una población viable en la región.
3. Fortalecer el programa de Studbook para determinar las características de la población regional en cautiverio.

4. Establecer un programa de extensión y educación ambiental que divulgue el rol del jaguar en el ecosistema y los programas de conservación y protección.
5. Desarrollar un programa detallado de censos/encuestas, diseñado explícitamente para proveer información en demografía poblacional básica (tasas de sobrevivencia y reproducción, densidad poblacional, etc.). Se requiere una revisión comprensiva de la literatura apropiada para determinar el mejor enfoque total. Estudios recientes de otros mamíferos grandes sugieren que el rastreo por colocación de collares para rastreo con radio debe no ser menor a 10-15 animales por no menos de tres años para obtener información adecuada de la dinámica poblacional.
6. Para poder mejorar el estado genético futuro de la población en cautiverio a lo largo de Mesoamérica, los zoológicos regionales deben considerar desarrollar un Plan Coordinado Mesoamericano de Manejo en Cautiverio para Jaguares. Para que tal programa se realice, el Pedigrí regional debe incluir la información disponible bien detallada, y los Cuidadores del pedigrí deben estar bien entrenados en las últimas técnicas de análisis demográficos y genéticos de datos del Pedigrí.

UNIDADES DE CONSERVACIÓN

1. Búsqueda de los recursos necesarios para llevar a cabo las actividades planteadas en este taller.
2. Investigación: estado del hábitat, ecología de la población, distribución y otros
3. Integración de las comunidades de las zonas aledañas y dentro de las áreas protegidas a la conservación del jaguar.
3. Consolidación del Corredor Biológico Mesoamericano.
4. Desarrollar la legislación regional de protección y conservación del jaguar.
5. Divulgación de los programas de conservación del jaguar.

RECOMENDACIONES POR PAIS

MÉXICO

- Uso de sistemas de información geográfica y verificación en el campo y evaluación del hábitat potencial del jaguar
- Solicitar a los profesionales en el área el asesoramiento en los programas de conservación y manejo sustentable de la especie y su hábitat.
- Solicitud de apoyo de Organizaciones Gubernamentales competentes para llevar a cabo una protección efectiva de áreas protegidas y no protegidas donde ocurra la especie.
- Elaboración de un protocolo estandarizado sobre registros.
- Recopilar la información existente a nivel de instituciones miembros de AMACZOOA y de otras asociaciones a nivel internacional, para formular un protocolo estandarizado sobre los puntos básicos que debe cubrir la cuarentena para la región mesoamericana. Dicho documento será distribuido a los miembros de AMACZOOA para su corrección y posterior formulación de un documento final.
- Medicina preventiva, investigar el papel que juegan las enfermedades en las poblaciones cautivas y el riesgo potencial que pueden tener estas patologías para la conservación del taxón en vida libre.
- Desarrollar un protocolo estandarizado básico de medicina preventiva con el fin de identificar la presencia e incidencia de las enfermedades infecciosas, parasitarias y nutricionales que afectan a las diferentes poblaciones, el cual pueda ser implementado en las instituciones de Mesoamérica el cual incluirá:
 - Nutrición
 - Desparasitación
 - Vacunación
 - Evaluación clínica anual
 - Exámenes de laboratorio

Banco de suero
Control de plagas

- Elaboración de un protocolo básico estandarizado de necropsias el cual pueda ser utilizado tanto en cautiverio como en vida libre para la región mesoamericana, en donde se especifique la toma, conservación y envío de muestras con el fin de conformar bancos de información ecológica y clínica para el jaguar.
- Elaborar un programa de educación ambiental y estrategias de difusión dirigido a las comunidades rurales.
- Elaborar las bases de un plan reproductivo (contemplando el programa de la UICN) de acuerdo a los objetivos de la institución, investigar las técnicas reproductivas así como establecer los métodos adecuados de contracepción. Realizar estudios sobre las técnicas no invasivas para diagnóstico de gestación (heces-progesterona). Elaborar una tabla de registros para incluir los datos obtenidos durante el examen neonatal.

GUATEMALA

MÉTODOS Y TÉCNICAS DE MONITOREO

- Realizar validaciones de los instrumentos de investigación social. Tomar en cuenta la colección del BIODOC para realizar la recopilación de literatura.

MANEJO DE POBLACIONES EN CAUTIVERIO

- Actualización periódica del Pedigri.
- Que AMACZOOA apoye la obtención de fondos para talleres.
- Cumplir actividades propuestas en el tiempo establecido.
- Comunicación constante y fluida entre ejecutores del programa.

EL SALVADOR

- Integrar grupos interdisciplinarios en la evaluación de los distintos factores de las áreas naturales.
- Promover el Ecoturismo regulado como medida alternativa para las actividades de sobrevivencia de las poblaciones que habitan dentro de las áreas naturales
- Proporcionar a las diferentes instituciones involucradas y a las autoridades del Parque Zoológico Nacional, una copia del Plan de Manejo Regional a fin de obtener el apoyo necesario en la toma de responsabilidades en el proceso.
- Establecer mecanismos de evaluación de los procesos a medida que estos se desarrollen a fin de detectar a tiempo las deficiencias y facilitar la búsqueda de soluciones de las mismas.

HONDURAS

- Constituir un banco de información nacional con toda la información recopilada y la suministrada durante el desarrollo de el Plan de Manejo, fortalecido con las experiencias obtenidas de otros países de la región, obtenidos a través de un programa de apoyo horizontal interinstitucional mesoamericano.
- Tomar modelos de Legislación existentes en otras áreas de la región, y modificarlos de acuerdo a las necesidades propias de Honduras.
- Fomentar la Investigación en el campo sobre el jaguar a través de incentivos como: temas de tesis, con apoyo de equipo básico y asesoramiento profesional
- Implementar en el Jardín Zoológico El Picacho de Tegucigalpa, una colección piloto de jaguares, para iniciar las primeras investigaciones *ex situ* en el país, y establecer un modelo de cautiverio que cumpla con

todos los protocolos, de forma que sirva para el establecimiento de nuevas poblaciones cautivas legalizadas en Honduras.

- Integrar a las poblaciones en los trabajos de conservación *in-situ* mediante capacitaciones de métodos alternativos para el aprovechamiento sostenible en especial del recurso fauna, haciendo énfasis en el jaguar como regulador de los ecosistemas en apoyo a programas de ecoturismo.

NICARAGUA

- Recopilar toda la información existente acerca de todas las especies en el país, a través de la compilación bibliográfica y consulta con expertos.
- Realización de un taller a nivel nacional sobre métodos y experiencias regionales de investigación, dirigido a investigadores con interés en el tema.

PARA POBLACIONES EN CAUTIVERIO

- Completar e intercambiar información con los diferentes Zoológicos de la Región Mesoamericana.
- Legalizar o registrar colecciones del Zoológico Nacional.
- Elaborar Plan de Colección del Zoológico Nacional.
- En el Plan Nutricional podemos colaborar en recopilar información al respecto.
- Poner en práctica el perfil de personal requerido para trabajar con la especie en cautiverio.
- Elaborar Plan de Emergencias.

- Comprometer a las instituciones del área a mantener una red de información sobre los acontecimientos más importantes del Zoológico Nacional.
- Obtener huella genética de cada espécimen (siempre y cuando contemos con el apoyo de la tecnología y envío de muestras de las personas involucradas en esta acción).
- Marcar e identificar a cada individuo de la colección (solicitando apoyo a entidades involucradas, pues no se cuenta con la herramienta para poder llevar a cabo esta acción, aunque sabemos que es de suma necesidad hacerlo).

COSTA RICA

- Realizar reuniones cada seis meses para evaluar los avances de las acciones propuestas.
- Elaborar un plan de capacitación dirigido a los grupos relacionados con la conservación de la especie.
- Establecer un centro de documentación e información sobre el jaguar en el Zoológico Nacional Simón Bolívar, que coordine con otros centros de documentación e investigadores.
- Divulgar resultados e intenciones del Taller a través del Departamento de Prensa del MINAE y FUNDAZOO en los diferentes medios de comunicación a nivel nacional.
- Buscar patrocinadores que contribuyan al desarrollo de las acciones propuestas

PANAMA

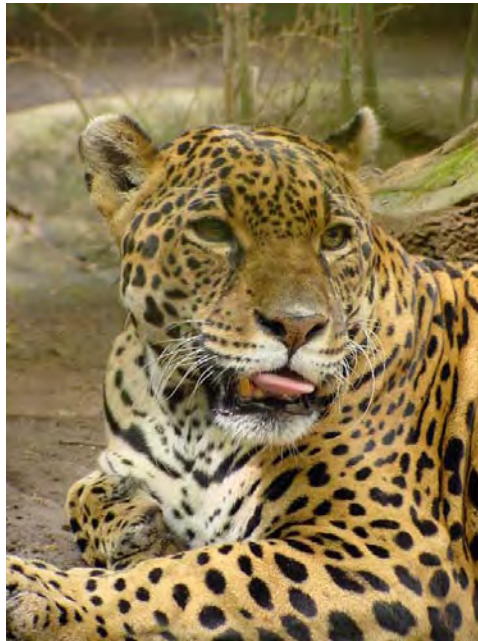
- Es necesario realizar investigaciones de campo sobre la ecología, biología y conservación del jaguar y los otros felinos en Panamá.

- Recomendamos hacer estudios de radiotelemetría para obtener datos de comportamiento, hábitat, ámbitos hogareños, hábitat alimenticios, etc, para poder realizar un mejor plan de manejo para jaguares y otros felinos.
- Recomendamos hacer investigaciones paralelas para determinar densidad de especies presa.

Taller

El papel de los Zoológicos de Mesoamérica y el
Caribe en la Conservación de jaguares
(*Panthera onca*)

INFORME FINAL



27 de noviembre – 01 de diciembre, 2000
Parque Zoológico y Jardín Botánico Nacional Simón Bolívar
San José, Costa Rica

SECCIÓN II
Agenda desarrollada

AGENDA DESARROLLADA

27 noviembre

8:30 - 9:00 a.m.	Registro de participantes
9:00 - 9:30 a.m.	Inauguración
9:30 - 10:00 a.m.	Refrigerio
10:00 - 12:00 m.d.	Conferencia: Los Jaguares en el Nuevo Milenio Kathy Conforti y Scott Silver - WCS
12:00 - 12:30 m.d.	Presentación de participantes
12:30 - 1:00 p.m.	Metodología de trabajo Ulises Seal - CBSG
1:00 - 2:00 p.m.	1. Definición de Metas Personales para participar en el Taller
	2. Propuesta para la conservación en el país
2:00 - 5:00 p.m.	Establecer los problemas de los Grupos de Trabajo

28 noviembre

8:00 - 10:00 a.m.	Exposición de problemas encontrados por los Grupos de Trabajo
10:00 - 12:00 m.d	Trabajo en grupos. Hoja de Datos del Taxón. Mapas de distribución por país
12:00 - 1:00 p.m.	Almuerzo
1:00 p.m.-3:00 p.m.	Plenaria. Hoja de Datos del Taxón. Mapas de distribución
2:00 - 5:00 p.m.	Trabajo en grupos. Priorizar problemas. Metas priorizadas

29 noviembre

8:00 - 9:30 a.m.	Trabajo en Grupos
9:30 - 10:30 m.d.	Plenaria. Metas
11:00 - 12:30 p.m.	Conferencia: Manejo de pequeñas poblaciones Phil Miller
12:30 - 1:30 p.m.	Almuerzo
1:30 - 2:00 p.m.	Conferencia: Corredor Biológico Mesoamericano Vera Violeta Montero
2:00 p.m. - 5:00 p.m.	Trabajo en Grupos-Actividades

30 noviembre

8:00 - 9:00 a.m.	Trabajo en grupo
9:00 - 1:00 p.m.	Plenaria. Acciones
1:00 - 2:00 p.m.	Almuerzo
2:00 - 5:00 p.m.	Trabajo en grupos

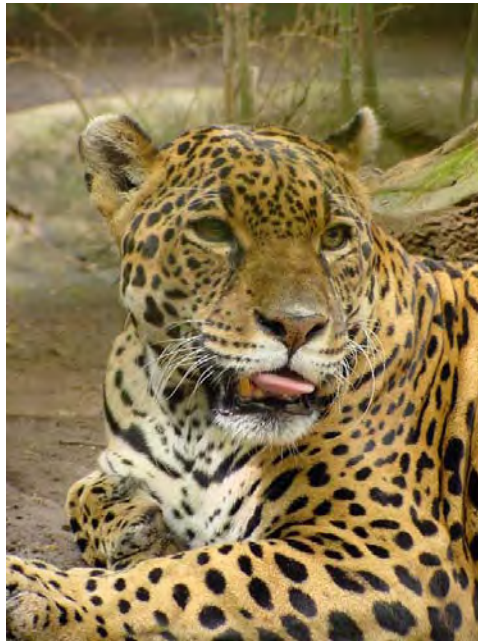
1 Diciembre

8:00 - 9:00 a.m.	Plenaria
9:00 - 12:00 m.d.	Trabajo en grupos
12:00 m.d.	Clausura Almuerzo

Taller

El papel de los Zoológicos de Mesoamérica y el
Caribe en la Conservación de jaguares
(*Panthera onca*)

INFORME FINAL



27 de noviembre – 01 de diciembre, 2000
Parque Zoológico y Jardín Botánico Nacional Simón Bolívar
San José, Costa Rica

SECCIÓN III
Metodología

METODOLOGÍA DE TRABAJO

Definición de:

- 1) Metas personales para participar en el Taller de Jaguares.
- 2) Propuesta para la conservación del jaguar en cada país.

Grupo de trabajo:

- 1) Definir grupos de trabajo
- 2) Establecer los problemas de los grupos de trabajo
- 3) Priorizar problemas
- 4) Establecer las metas y priorizarlas
- 5) Establecer los objetivos
- 6) Establecer las acciones para los objetivos
 - a) Varias acciones para cada objetivo
 - b) Características para cada acción
 - Específica
 - Medible
 - Realizable
 - Relevante
 - Tiempo
 - c) Información con cada acción
 - ¿Quién es Responsable?
 - ¿Cuáles recursos se necesitan?
 - ¿Cuál en el cronograma – fechas a alcanzar?
 - ¿Cuánto tiempo personal se necesita?
 - ¿Cómo se pueden medir los resultados?
 - ¿Quiénes necesitan colaborar?

Hoja de datos del Taxón:

- 1) Trabajo en las Hojas de Datos del Taxón por país
- 2) Mapas de distribución

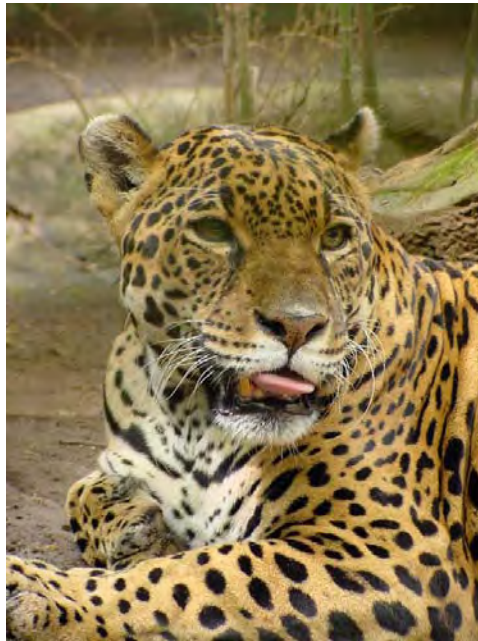
Grupos de trabajo por país: En base a los objetivos propuestos en el taller:

- 1) Establecer acciones
- 2) Definir responsables y fechas límite
- 3) Establecer recomendaciones

Taller

El papel de los Zoológicos de Mesoamérica y el
Caribe en la Conservación de jaguares
(*Panthera onca*)

INFORME FINAL



27 de noviembre – 01 de diciembre, 2000
Parque Zoológico y Jardín Botánico Nacional Simón Bolívar
San José, Costa Rica

SECCIÓN IV

Prioridades y metas personales de los participantes

PRIORIDADES PERSONALES DE LOS PARTICIPANTES

- Conectividad entre ASP Corredores Biológicos. Pago de tierras en las ASP'S. Incentivos en áreas de corredores biológicos.
- Conservación y aplicación del hábitat.
- Consolidación de corredores biológicos y áreas protegidas con la participación activa de las comunidades rurales en forma paralela con estudios ecológicos.
- Hacer estudios poblacionales y de distribución empezando en las áreas protegidas.
- Educación a la población a todo nivel. Hacer programas de monitoreo en el territorio. Realizar programas de conservación y reproducción de los jaguares, en este momento no sabemos con exactitud cuánto tenemos y dónde.
- Capacitar a los administradores (Ministerios) en programas en conservación y manejo del jaguar.
- Mantener las áreas de conservación y establecer corredores biológicos entre ellas para mantener salud genética.
- Manejo conjunto integral de la fauna y la flora en los planes de manejo. Mejorar la educación ambiental y el comportamiento de las especies naturales.
- Parar la destrucción de su hábitat.
- La principal prioridad para la conservación del jaguar en Costa Rica es la conservación y protección total de las áreas silvestres o hábitat en que la especie reside, además del establecimiento de corredores que conecten estas áreas para garantizar el intercambio genético de las subpoblaciones.
- En vista de que ya está extinto en El Salvador, la implementación de un manejo adecuado de las poblaciones cautivas.
- Hacer estudios de campo, ya que no existe información sobre la condición actual de los jaguares en Guatemala y con esa información crear programas de conservación.
- Lograr una protección efectiva de los hábitat naturales.

- Conservación de su hábitat, evitar su cacería, recursos económicos para implementar programas de investigación.
- Prestar atención individual a los animales problemáticos.
- Nuestra prioridad es saber más sobre la ecología de la especie, para entonces implementar rápidamente planes de conservación, educación ambiental y tratar de mantener estables las poblaciones de jaguares que tienen límites con ganaderos.
- Estado de las poblaciones de jaguares.
- Resolver los problemas socio-económicos en las comunidades rurales.
- Conservar su hábitat natural.
- Estudios de campo a largo plazo.
- Conservación de su hábitat mediante concientización de la población y legislación.
- Colaboración, concientización/educación. Protección de hábitat, problemas socioeconómicos, apoyo a investigación.
- Determinar las áreas que deberán ser protegidas y estudiadas para la conservación del jaguar (poblaciones viables). Desarrollo de programas educativos/difusión para la poblaciones urbanas y rurales.
- Establecer una política nacional dirigida hacia la conservación de los jaguares (basado en los mejores datos existentes).
- Realizar estatus poblacional. Establecer reservas. Realizar censo en zoológicos para entender su problemática.
- Conservación de la especie, alimentación, educación al público, estudio hábitat y población.
- Legislar sobre la protección efectiva de la especie.
- Conservar absolutamente los espacios naturales que aún abrigan la especie e incentivar la investigación.

- Coordinar recursos regionales de la mejor forma y dirigirlos para beneficiar la conservación del jaguar en países rango.
- Trabajar para obtener fondos de “Autos Jaguar”.
- Como aumentar el conocimiento y entendimiento de los jaguares en Inglaterra.
- Crear conciencia en Europa Occidental acerca de la conservación del jaguar por medio de apoyo a la conservación del jaguar en países rango.
- Suministrar recursos y experiencia (la solicitada) para asistir el trabajo en la conservación del jaguar para más hábitats del jaguar. Proporcionar soluciones para prevenir poblaciones de jaguares en cautiverio.

METAS PERSONALES DE LOS PARTICIPANTES

- Definir el papel que puede desempeñar el Zoológico de Guadalajara y mi departamento en programas de conservación como un genetista y hacerlo extensivo a otros zoológicos mexicanos.
- Dar a conocer lo que está haciendo el Zoológico de Guadalajara en lo que se refiere al jaguar y a otros felinos centroamericanos.
- Conocer metodologías de investigación para jaguares silvestres.
- Aprender sobre la conservación, reproducción y manejo de las especies y la forma más fácil de llevarlas a cabo, según nuestras condiciones territoriales, dentro de su hábitat y aprender un poco más de sus costumbres para ponerlas en práctica con los cachorros que tenemos.
- Oír las preocupaciones y entender las soluciones, para sumar acciones.
- Conocer acerca de los trabajos y experiencias con respecto a la especie, compartiendo mis propias experiencias con los demás.
- Aprender más sobre la ecología del jaguar y técnicas / metodologías para estudiar jaguares en el campo.
- Apoyar iniciativas de conservación de jaguares.
- Tener una mejor visión de cuáles son las principales causas que amenazan al jaguar en las Américas y qué se está haciendo para mitigarlas.
- Conservación de especie – reproducción – cautiverio con fines de reintroducción o liberación en áreas de parques o reservas privadas.
- Estudio del comportamiento animal en el hábitat(s) que los rodea.
- Contribuir a la conservación del jaguar.
- Estudios epidemiológicos del jaguar en vida libre / cautiverio. Amenazas potenciales de salud para las poblaciones silvestres.

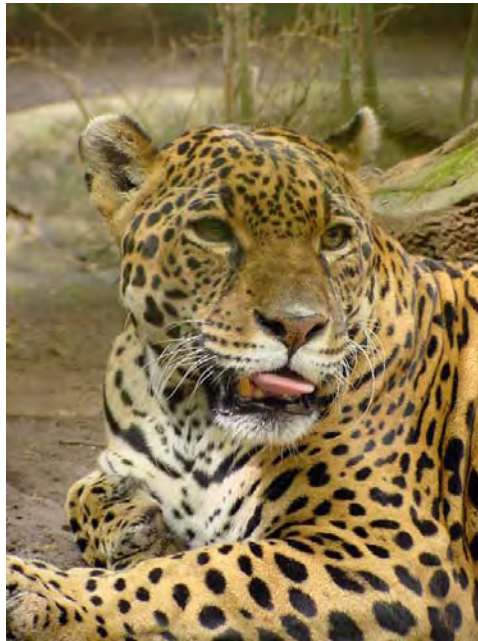
- Conocer los esfuerzos a nivel regional para la conservación del hábitat para el jaguar.
- Integrar la población en cautiverio del Zoológico de mi país en un plan de manejo genético adecuado entre Zoológicos de la región.
- Intercambio de información, contactos, posibles fuentes financieras.
- Mi interés es conocer qué se está haciendo a nivel regional sobre la conservación de jaguares, cómo podríamos integrarnos como país.
- Intercambio de información.
- Que los jaguares que se tienen en cautiverio ayuden de alguna forma al reestablecimiento de poblaciones silvestres.
- Conocer otras personas y organizaciones que trabajen con jaguares para intercambiar experiencias y coordinar esfuerzos.
- Intercambio y discusión de experiencias, conocimientos y líneas de investigación prioritarias para la conservación del jaguar.
- Obtener información, participar en la conservación de esta especie, proyectar la importancia de la protección de esta especie hacia las comunidades.
- Unificar criterios cambiando impresiones.
- Identificar huellas, conocer individuos, espacios o hábitat donde viven, especie bandera en planificación de sitios TNC – The Nature Conservancy.
- Tratar de establecer mejores planes de manejo (e ideas) para esta especie, que está siendo diezmada a lo largo de su ámbito de acción.
- Obtener conocimientos sobre la reproducción y comportamiento en su hábitat natural.
- Intercambio de experiencias con participantes del taller.

- Identificación con la especie, reforzado por mi trabajo.
- Ayudar a salvar a los jaguares.
- Interés personal en la especie y aprender más sobre su conservación y manejo tanto en cautiverio como vida libre.
- Profundizar en el conocimiento de la especie, de los esfuerzos y experiencias en otros países.
- Establecer vías implementadas para que los zoológicos puedan apoyar la conservación de los jaguares en la naturaleza.
- Reunirse con otros participantes del taller, averiguar en qué están trabajando, compartir con ellos información sobre nuestro Programa y averiguar cómo podemos ayudarnos entre nosotros para reunir nuestras metas en la conservación del jaguar.
- Aprender más de las necesidades y percepciones de los participantes del taller acerca de la conservación del jaguar. Recopilar mediciones de registros de capturas.
- Cómo las organizaciones de conservación / zoológicos pueden apoyar las prioridades de conservación para reestablecer poblacionales de jaguares en vida silvestre.

Taller

El papel de los Zoológicos de Mesoamérica y el
Caribe en la Conservación de jaguares
(*Panthera onca*)

INFORME FINAL



27 de noviembre – 01 de diciembre, 2000

Parque Zoológico y Jardín Botánico Nacional Simón Bolívar
San José, Costa Rica

SECCIÓN V

Hojas de Datos del taxón y Mapas de Distribución por país

Hoja de datos del taxón

Jaguar Workshop, Mesoamérica 2000

27/11/2000

Panthera onca - México

Page 1

Jaguar

1. Nombre Científico *Panthera onca* - México

Linneaus

1A. Sinónimo Nombre Científica / Sinónimo

Autoridad / Fecha

1B. Nomenclatura Científico

Familia: Felidae

Orden: Carnivora

Clase: Mammalia

1D. Nivel taxonómico

Especie

País

Primaria

Mexico

2. Distribución del Taxón

2A Hábito o forma de vida
(solamente en plantas)

2B. Hábitat del taxón

Bosque tropical, zonas costeras, bosque de pino, encino, manglar

2C. Especificidad del hábitat

Del nivel del mar a los 2000 m. La mayor población por debajo de los 1000m

2D. Distribución histórica

La mayor parte del país excepto en las zonas desérticas

2E. Distribución actual

Nayarit, Jalisco, Sinaloa, Oaxaca, Chiapas, Quintana Roo, Sonora, Yucatán, Campeche, Tabasco, Veracruz, Tamaulipas, Nuevo León, Michoacán, Queretaro, San Luis Potosí

2F. Distribución regional

De 7500 a aproximadamente 15000 Km²

2G. Regiones donde ha migrado

Intercambio entre población México, Guatemala y México (Chiapas, Campeche, Quintana Roo y Guatemala y Belice). Belice - México - USA (Nuevo México, Arizona y Sonora).

3. Extensión de presencia

(La extensión de presencia esta definida como el área contenida dentro de los límites continuos o imaginarios más cortos que pueden dibujarse e incluir todos los sitios conocidos, inferidos o proyectados en los que un taxón se halle presente).

Área de ocupación: (por categoría > 20,000 km²

Área de ocupación: (estimado)

Comentarios

4. Área de ocupación aproximada del taxón dentro y alrededor (área de estudio/avistamiento)

(El área de ocupación está definida como el área dentro de su "extensión de presencia" que es ocupada por un taxón, excluyendo los casos de actividades asociadas a deambular)

Área de ocupación > 2001 km²

Área de ocupación

Comentarios

5. Número de poblaciones o subpoblaciones en que se encuentra el taxón: 4 subpoblaciones

po
bla
cio
ne
s

¿Existe una disminución continua en subpoblaciones y localidades?

¿Hay fluctuaciones extremas en subpoblaciones/localidades

¿Porcentaje de la población en la subpoblación más grande?

Subpoblación más grande	Población:	Individuos
	Área:	Km2

Comentarios

6. Estado del hábitat

¿Fragmentado o contínuo? Fragmentadas

6A. ¿Hay cambios en el hábitat en que se encuentra el taxón? (Sí)

Si sí, describa: Disminuye el área

6B. Si el área disminuye: ¿cuál es la disminución del hábitat?

aproximadamente en (%)	51% - 80%	Años pasados	100
------------------------	-----------	--------------	-----

Comentarios

6C. Si es estable o desconocida: ¿predice Ud. una declinación en el hábitat?

aproximadamente en (%)	51% - 80%	Años futuros	20
------------------------	-----------	--------------	----

6D. La causa más importante del cambio es área es Pérdida de hábitat, fragmentación del hábitat

6E. ¿Hay cambios en la calidad del hábitat? (Sí)

Si sí, describa: Disminución en la calidad

Comentarios sobre la calidad

6F. ¿La causa más importante del cambio? Interferencia humana

Comentarios

Comentarios Todas las marcadas anteriormente

11. Calidad de datos

Los datos anteriores estimados están basados en

- | | | |
|--|---|--|
| <input checked="" type="checkbox"/> Censos o monitoreos | <input checked="" type="checkbox"/> Estudios de campo | <input type="checkbox"/> Avistamientos informales |
| <input checked="" type="checkbox"/> Información indirecta (comercio) | <input type="checkbox"/> Museos / registros | <input checked="" type="checkbox"/> Literatura |
| | | <input type="checkbox"/> Rumores/creencias populares |

Comentarios

12. Estudios de campo recientes (en los últimos 10 años)

Nombre investigador, localidad, fechas, tópic

Núñez et.al.	Costa de Jalisco	1994	Ecología general
Marcelo Aranda	CALAKMUL	1989-1991	Dieta y densidad
Octavio Rosas	Nuevo León	1993-1994	Morfometría
Gerardo Ceballos	CALAKMUL	1996-2000	Ecología
López González	Sonora	1997-2000	Distribución
Cruz et.al	Chiapas	1998-2000	Ecología

13. La Lista Roja

<u>Previamente asignada</u>	<u>Categoría (Lista Roja)</u>	<u>Criterios</u>	<u>Versión/fechas</u>
A	Global		
	Nacional		

- B. Cites: Apéndice I
- C. Legislación-Vida Silvestre NOM 059
- D. Libro Rojo Nacional NOM 059
- E. Libro Rojo Internacional ESA
- F. Otra legislación US&FWS (en peligro)
- G. Presencia en áreas protegidas Sian Kaan, Calakmul, Montes Azules, Chamela El Ocote Encrucijada, La Sepultura, y Triunfo
- H. Plan de recuperación/protección Estrategia Semanap, especies prioritarias

<u>Asignada (este taller)</u>	<u>Categoría (Lista Roja)</u>	<u>Criterios</u>	<u>Versión/fechas</u>
	Global		
	Nacional		

Justificación del cambio
Comentarios (Lista Roja)

14. Investigaciones de apoyo recomendadas para el taxón?

- Encuestas/ Censo
- Invest. genéticas
- Invest. taxonómicas
- Estudios/historia natural
- Invest. factores limitantes
- Invest. epidemiológicas
- Estudios sobre comercio

(Sí) *Especificar*

Otros (especificar aquí) Posibles corredores biológicos entre poblaciones y hábitat

14A. Se recomienda una Asesoría de Población y Hábitat (PHVA): (Sí)

Comentario

15. Recomendaciones de manejo para el taxón

especificar

- Manejo del hábitat
- Manejo de poblaciones silvestres
- Monitoreo
- Translocación
- Uso sostenible
- Concientización del público
- Banco genético
- factor limitante
- Reproducción en cautiverio/cultivo
- Trabajo con comunidades locales

Comentario (otros)

Medidas de conservación

En el lugar

Necesario

16. Si se recomienda la reproducción en cautiverio/cultivo, es para

- Recuperación de especies Introducción benigna Preservación del genoma vivo
 Educación Investigación Uso sostenible
 Reintroducción Manejo en cautiverio/cultivos

Comentario

17. Existen grupos en cautiverio en la actualidad (Sí)

17A. Nombre de los lugares: Zoológicos y criaderos, más de 60 colecciones de fauna de estos 60 el 30% tiene jaguares

17B. Número en cautiverio	Machos	Hembras	Sin sexar	Total	Desconocido
	62	67	7	135	<input type="checkbox"/>

17C. Existe un programa coordinado de manejo en cautiverio para la especie (Sí)

Especificar países / instituciones: México, pendiente (en prensa)

17D. Se recomienda un programa de manejo de especies? (Sí)

Especificar países / instituciones: México, pendiente

18. Nivel de manejo en cautiverio recomendado

NIVEL DE MANEJO EN CAUTIVERIO RECOMENDADO: No se recomienda un programa de cautiverio / cultivo

19. Métodos para propagar el taxón en cautiverio

EXISTEN LAS TÉCNICAS ESTABLECIDAS PARA LA PROPAGACIÓN DEL TAXÓN: Algunos métodos conocidos para el taxón o taxones similares

20. **Otros Comentarios:** No hay una técnica conocida para el taxón, propagación, nos referimos a la reintroducción o translocación

Part Four

22a. Participantes en el grupo de trabajo:

22b Especialistas que aportaron información al taller

22c Asesores para la categorización de estado

22d Revisores



Panthera onca
México

Hoja de datos del taxón

Jaguar Workshop, Mesoamérica 2000

27/11/2000

Panthera onca - Belize

Page 1

Jaguar

1. Nombre Científico *Panthera onca - Belize*

Linneaus

1A. Sinónimo Nombre Científica / Sinónimo

Autoridad / Fecha

1B. Nomenclatura Científico

Familia: Felidae
Orden: Carnivora
Clase: Mammalia

1D. Nivel taxonómico

Especie

País	Primaria
Belize	<input type="checkbox"/>

2. Distribución del Taxón

2A Hábito o forma de vida
(solamente en plantas)

2B. Hábitat del taxón

2C. Especificidad del hábitat Bosques (Seco, húmedo, pino), sabanas

2D. Distribución histórica Depredadores primarios

2E. Distribución actual Todo el país

2F. Distribución regional

2G Regiones donde ha migrado

3. Extensión de presencia

(La extensión de presencia esta definida como el área contenida dentro de los límites continuos o imaginarios más cortos que pueden dibujarse e incluir todos los sitios conocidos, inferidos o proyectados en los que un taxón se halle presente).

Área de ocupación: (por categoría)

Área de ocupación: (estimado)

Comentarios Todo el país fuera de las áreas urbanas

4. Área de ocupación aproximada del taxón dentro y alrededor (área de estudio/avistamiento)

(El área de ocupación está definida como el área dentro de su "extensión de presencia" que es ocupada por un taxón, excluyendo los casos de actividades asociadas a deambular)

Área de ocupación

Área de ocupación

Comentarios Todo el país fuera de las áreas urbanas

5. Número de poblaciones o subpoblaciones en que se encuentra el taxón: NA subpoblaciones

¿Existe una disminución continua en subpoblaciones y localidades?

¿Hay fluctuaciones extremas en subpoblaciones/localidades

¿Porcentaje de la población en la subpoblación más grande?

Subpoblación más grande	Población:	Individuos
	Área:	Km2

Comentarios

6. Estado del hábitat

¿Fragmentado o continuo?

6A. ¿Hay cambios en el hábitat en que se encuentra el taxón? (Sí)

Si sí, describa:

6B. Si el área disminuye: ¿cuál es la disminución del hábitat?

aproximadamente en (%)

Años pasados

Comentarios

6C. Si es estable o desconocida: ¿predice Ud. una declinación en el hábitat?

aproximadamente en (%)

Años futuros

6D. La causa más importante del cambio es área es **Agricultura en reemplazo de bosques de tierras bajas, tala, construcción de represas**

6E. ¿Hay cambios en la calidad del hábitat? (Sí)

Si sí, describa:

Comentarios sobre la calidad

6F. ¿La causa más importante del cambio? **Más personas, menos presas, menos madera, más cacería**

Comentarios

Comentarios

11. Calidad de datos

Los datos anteriores estimados están basados en

Censos o monitoreos Estudios de campo

Información indirecta (comercio) Museos / registros

Avistamientos informales

Literatura

Rumores/creencias populares

Comentarios

12. Estudios de campo recientes (en los últimos 10 años)

Nombre investigador, localidad, fechas, tópico

Rabinowitz CBWS 1983 Ranging behavior

Miller+Miller Gallon Jug 1999 Survey

Silver et al CBWS 2000 Survey

13. La Lista Roja

Previamente asignada Categoría (Lista Roja) Criterios Versión/fechas

A Global
National

B. Cites: Apéndice I C. Legislación-Vida Silvestre Protegida
D. Libro Rojo Nacional E. Libro Rojo Internacional
F. Otra legislación
G. Presencia en áreas protegidas Si
H. Plan de recuperación/protección

Asignada (este taller) Categoría (Lista Roja) Criterios Versión/fechas

Global
National

Justificación del cambio
Comentarios (Lista Roja)

14. Investigaciones de apoyo recomendadas para el taxón?

(Si) *Especificar*

- Encuestas/Censo Invest. genéticas Estudios/historia natural Invest. epidemiológicas
 Invest. taxonómicas Invest. factores limitantes Estudios sobre comercio

Otros (especificar aquí)

14A. Se recomienda una Asesoría de Población y Hábitat (PHVA): (Si)

Comentario

15. Recomendaciones de manejo para el taxón

especificar

- Manejo del hábitat Manejo de poblaciones silvestres Monitoreo Translocación
 Uso sostenible Concientización del público Banco genético
 factor limitante Reproducción en cautiverio/cultivo Trabajo con comunidades locales

Comentario (otros)

Medidas de conservación

En el lugar

Necesario

16. Si se recomienda la reproducción en cautiverio/cultivo, es para

- Recuperación de especies Introducción benigna Preservación del genoma vivo
 Educación Investigación Uso sostenible
 Reintroducción Manejo en cautiverio/cultivos

Comentario

17. Existen grupos en cautiverio en la actualidad

(Si)

17A. Nombre de los lugares: Ver Studbook

17B. Número en cautiverio	Machos	Hembras	Sin sexar	Total	Desconocido
	0	0	0	0	<input type="checkbox"/>

17C. Existe un programa coordinado de manejo en cautiverio para la especie (Sí)

Especificar países / instituciones:

17D. Se recomienda un programa de manejo de especies? (Sí)

Especificar países / instituciones:

18. Nivel de manejo en cautiverio recomendado

NIVEL DE MANEJO EN CAUTIVERIO RECOMENDADO: Programa existente intensificado o aumentado

19. Métodos para propagar el taxón en cautiverio

EXISTEN LAS TÉCNICAS ESTABLECIDAS PARA LA PROPAGACIÓN DEL TAXON: Métodos conocidos

20. Otros Comentarios:

Part Four

22a. Participantes en el grupo de trabajo:

22b Especialistas que aportaron información al taller

22c Asesores para la categorización de estado

22d Revisores



Panthera onca
Belize

Hoja de datos del taxón

Jaguar Workshop, Mesoamérica 2000

27/11/2000

Panthera onca -Guatemala

Page 1

Jaguar

1. Nombre Científico *Panthera onca -Guatemala*

Linneaus

1A. Sinónimo Nombre Científica / Sinónimo

Autoridad / Fecha

1B. Nomenclatura Científico

Familia: Felidae
Orden: Carnivora
Clase: Mammalia

1D. Nivel taxonómico

Especie

<u>País</u>	<u>Primaria</u>
Guatemala	<input type="checkbox"/>

2. Distribución del Taxón

2A Hábito o forma de vida
(solamente en plantas)

2B. Hábitat del taxón Selvas tropicales, manglar

2C. Especificidad del hábitat 0-2000 mtrs, boscoso, manglar, áreas abiertas (potreros arbolados), bosques secundarios, consumiendopresas, reg. med y grandes Mam 86%, Aves 10%, reptiles 4%

2D. Distribución histórica Mapa

2E. Distribución actual Mapa

2F. Distribución regional Calcularia

2G Regiones donde ha migrado No migratoria

3. Extensión de presencia

(La extensión de presencia esta definida como el área contenida dentro de los límites continuos o imaginarios más cortos que pueden dibujarse e incluir todos los sitios conocidos, inferidos o proyectados en los que un taxón se halle presente).

Área de ocupación: (por categoría > 20,000 km²)

Área de ocupación: (estimado)

Comentarios

4. Área de ocupación aproximada del taxón dentro y alrededor (área de estudio/avistamiento)

(El área de ocupación está definida como el área dentro de su "extensión de presencia" que es ocupada por un taxón, excluyendo los casos de actividades asociadas a deambular)

Área de ocupación > 20,000 sq km

Área de ocupación

Comentarios

5. Número de poblaciones o subpoblaciones en que se encuentra el taxón:

10 subpoblaciones
(mí
ni
mo

esti
ma
do)

¿Existe una disminución continua en subpoblaciones y localidades?

¿Hay fluctuaciones extremas en subpoblaciones/localidades

¿Porcentaje de la población en la subpoblación más grande?

Subpoblación más grande Población: Individuos
Área: Km2

Comentarios

6. Estado del hábitat

¿Fragmentado o contínuo?

6A. ¿Hay cambios en el hábitat en que se encuentra el taxón? (Sí)

Si sí, describa: Disminuye el área

6B. Si el área disminuye: ¿cuál es la disminución del hábitat?

aproximadamente en (%) < 20% Años pasados 20

Comentarios

6C. Si es estable o desconocida: ¿predice Ud. una declinación en el hábitat?

aproximadamente en (%) Años futuros

6D. La causa más importante del cambio es área es Cambio de uso de la tierra

6E. ¿Hay cambios en la calidad del hábitat? (Sí)

Si sí, describa: Disminución en la calidad

Comentarios sobre la calidad

6F. ¿La causa más importante del cambio? fragmentación

Comentarios

Comentarios Trampas,contaminación

11. Calidad de datos

Los datos anteriores estimados están basados en

Censos o monitoreos Estudios de campo

Información indirecta (comercio) Museos / registros

Avistamientos informales

Literatura

Rumores/creencias populares

Comentarios Conocimiento popular

12. Estudios de campo recientes (en los últimos 10 años)

Nombre investigador, localidad, fechas, tópic

13. La Lista Roja

Previamente asignada	Categoría (Lista Roja)	Criterios	Versión/fechas
A	Global National		
B. Cites:	Apéndice I	C. Legislación-Vida Silvestre	Decreto 4-89, modif 18-89 y 110-96
D. Libro Rojo Nacional	Sí	E. Libro Rojo Internacional	Sí
F. Otra legislación			
G. Presencia en áreas protegidas	Ver listado adjunto		
H. Plan de recuperación/protección	No		
Asignada (este taller)	Categoría (Lista Roja)	Criterios	Versión/fechas
	Global National		

Justificación del cambio

Comentarios (Lista Roja)

14. Investigaciones de apoyo recomendadas para el taxón?

(Sí) *Especificar*

- Encuestas/ Censo
 Invest. genéticas
 Invest. taxonómicas
 Estudios/historia natural
 Invest. factores limitantes
 Invest. epidemiológicas
 Estudios sobre comercio

Otros (especificar aquí) Desplazamiento en metapoblaciones, ecología

14A. Se recomienda una Asesoría de Población y Hábitat (PHVA): (Sí)

Comentario

15. Recomendaciones de manejo para el taxón

especificar

- Manejo del hábitat
 Manejo de poblaciones silvestres
 Monitoreo
 Translocación
 Uso sostenible
 Concientización del público
 Banco genético
 factor limitante
 Reproducción en cautiverio/cultivo
 Trabajo con comunidades locales

Comentario (otros) Educación pública

Medidas de conservación

En el lugar

Necesario

16. Si se recomienda la reproducción en cautiverio/cultivo, es para

- Recuperación de especies
 Introducción benigna
 Preservación del genoma vivo
 Educación
 Investigación
 Uso sostenible
 Reintroducción
 Manejo en cautiverio/cultivos

Comentario

17. Existen grupos en cautiverio en la actualidad (Sí)

17A. Nombre de los lugares: La Aurora, Petencito, La Jungla, Autosafari, Chapín

17B. Número en cautiverio	Machos	Hembras	Sin sexar	Total	Desconocido
	10	13	5	28	<input type="checkbox"/>

17C. Existe un programa coordinado de manejo en cautiverio para la especie (Sí)*Especificar países / instituciones:*17D. Se recomienda un programa de manejo de especies? (Sí)*Especificar países / instituciones:***18. Nivel de manejo en cautiverio recomendado**

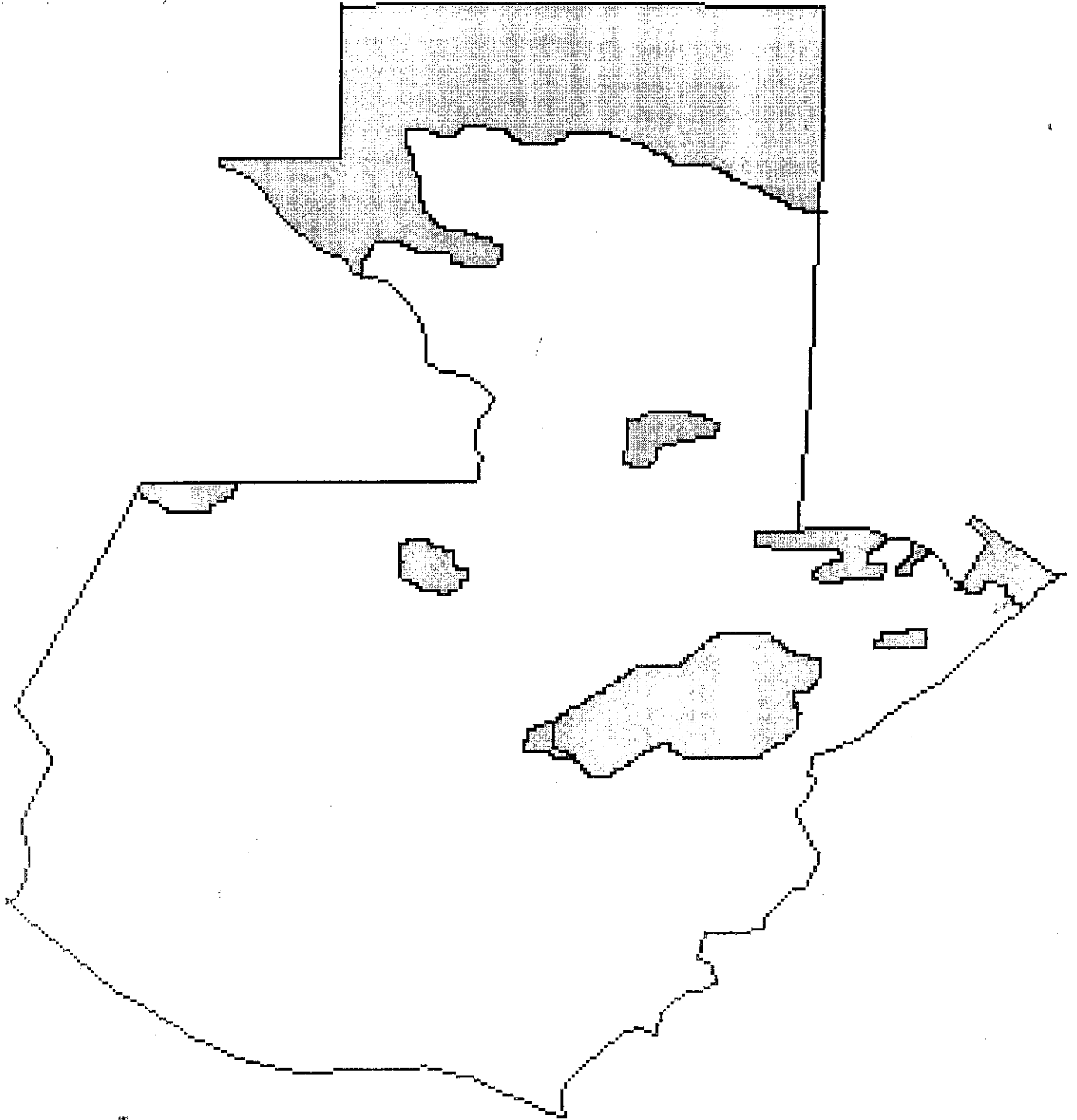
NIVEL DE MANEJO EN CAUTIVERIO RECOMENDADO: Iniciar un programa en los próximos 3 años

19. Métodos para propagar el taxón en cautiverio

EXISTEN LAS TÉCNICAS ESTABLECIDAS PARA LA PROPAGACIÓN DEL TAXON: Algunos métodos conocidos para el taxón o taxones similares

20. Otros Comentarios: Recomendación pendiente de un taller PHVA
 Iniciar un programa en cautiverio en 3 años
 19- Información no disponible para compiladores

Part Four**22a. Participantes en el grupo de trabajo:****22b Especialistas que aportaron información al taller****22c Asesores para la categorización de estado****22d Revisores**



Panthera onca
Guatemala

Hoja de datos del taxón

Jaguar Workshop, Mesoamérica 2000

27/11/2000

Panthera onca - El Salvador

Page 1

Jaguar

1. Nombre Científico *Panthera onca - El Salvador*

Linneaus

1A. Sinónimo Nombre Científica / Sinónimo

Autoridad / Fecha

1B. Nomenclatura Científico

Familia: Felidae
Orden: Carnivora
Clase: Mammalia

1D. Nivel taxonómico

Especie

País	Primaria
El Salva	<input type="checkbox"/>
El Salva	<input type="checkbox"/>

2. Distribución del Taxón

2A Hábito o forma de vida
(solamente en plantas)

2B. Hábitat del taxón Bosque tropical húmedo

2C. Especificidad del hábitat 0-2000 mtrs. s.n.m. En zonas boscosas, depredador de mamíferos a veces reptiles

2D. Distribución histórica Reportado en 1924 en el Parque Walter Thilo Deininger, Bosque El Imposible y Bosque Montecristo

2E. Distribución actual Extinto

2F. Distribución regional Extinto, El Salvador, México a Argentina hasta los 2000 m.s.n.m.

2G Regiones donde ha migrado No aplica

3. Extensión de presencia

(La extensión de presencia está definida como el área contenida dentro de los límites continuos o imaginarios más cortos que pueden dibujarse e incluir todos los sitios conocidos, inferidos o proyectados en los que un taxón se halle presente).

Área de ocupación: (por categoría < 100 km²)

Área de ocupación: (estimado)

Comentarios

4. Área de ocupación aproximada del taxón dentro y alrededor (área de estudio/avistamiento)

(El área de ocupación está definida como el área dentro de su "extensión de presencia" que es ocupada por un taxón, excluyendo los casos de actividades asociadas a deambular)

Área de ocupación < 100 km²

Área de ocupación

Comentarios

5. Número de poblaciones o subpoblaciones en que se encuentra el taxón: 0 subpoblaciones

¿Existe una disminución continua en subpoblaciones y localidades?

¿Hay fluctuaciones extremas en subpoblaciones/localidades

¿Porcentaje de la población en la subpoblación más grande?

Subpoblación más grande Población: Individuos

Área: Km2

Comentarios

6. Estado del hábitat

¿Fragmentado o continuo?

6A. ¿Hay cambios en el hábitat en que se encuentra el taxón? (Sí)

Si sí, describa:

6B. Si el área disminuye: ¿cuál es la disminución del hábitat?

aproximadamente en (%)

Años pasados

Comentarios

6C. Si es estable o desconocida: ¿predice Ud. una declinación en el hábitat?

aproximadamente en (%)

Años futuros

6D. La causa más importante del cambio es área es

6E. ¿Hay cambios en la calidad del hábitat? (Sí)

Si sí, describa:

Comentarios sobre la calidad

6F. ¿La causa más importante del cambio?

Comentarios

Comentarios

11. Calidad de datos

Los datos anteriores estimados están basados en

Censos o monitoreos Estudios de campo

Información indirecta (comercio) Museos / registros

Avistamientos informales

Literatura

Rumores/creencias populares

Comentarios

12. Estudios de campo recientes (en los últimos 10 años)

Nombre investigador, localidad, fechas, tópic

13. La Lista Roja

<u>Previamente asignada</u>	<u>Categoría (Lista Roja)</u>	<u>Criterios</u>	<u>Versión/fechas</u>
A	Global		
	National		
B. Cites:	Extinto	C. Legislación-Vida Silvestre	Extinto
D. Libro Rojo Nacional	Extinto	E. Libro Rojo Internacional	Extinto
F. Otra legislación			
G. Presencia en áreas protegidas			
H. Plan de recuperación/protección	Ninguno		

<u>Asignada (este taller)</u>	<u>Categoría (Lista Roja)</u>	<u>Criterios</u>	<u>Versión/fechas</u>
	Global		
	Nacional		

Justificación del cambio
Comentarios (Lista Roja)

14. Investigaciones de apoyo recomendadas para el taxón?

(Si) *Especificar*

- | | | | |
|--|--|--|--|
| <input type="checkbox"/> Encuestas/
Censo | <input type="checkbox"/> Invest. genéticas | <input type="checkbox"/> Estudios/historia natural | <input type="checkbox"/> Invest. epidemiológicas |
| <input type="checkbox"/> Invest. taxonómicas | <input type="checkbox"/> Invest. factores limitantes | <input type="checkbox"/> Estudios sobre comercio | |

Otros (especificar aquí) Manejo de poblaciones en cautiverio

14A. Se recomienda una Asesoría de Población y Hábitat (PHVA): (Si)

Comentario

15. Recomendaciones de manejo para el taxón

especificar

- | | | | |
|---|--|--|--|
| <input type="checkbox"/> Manejo del hábitat | <input type="checkbox"/> Manejo de poblaciones silvestres | <input type="checkbox"/> Monitoreo | <input type="checkbox"/> Translocación |
| <input type="checkbox"/> Uso sostenible | <input type="checkbox"/> Concientización del público | <input checked="" type="checkbox"/> Banco genético | |
| <input type="checkbox"/> factor limitante | <input checked="" type="checkbox"/> Reproducción en cautiverio/cultivo | <input type="checkbox"/> Trabajo con comunidades locales | |

Comentario (otros)

Medidas de conservación

En el lugar

Necesario

16. Si se recomienda la reproducción en cautiverio/cultivo, es para

- | | | |
|---|---|--|
| <input type="checkbox"/> Recuperación de especies | <input type="checkbox"/> Introducción benigna | <input checked="" type="checkbox"/> Preservación del genoma vivo |
| <input checked="" type="checkbox"/> Educación | <input checked="" type="checkbox"/> Investigación | <input type="checkbox"/> Uso sostenible |
| <input type="checkbox"/> Reintroducción | <input checked="" type="checkbox"/> Manejo en cautiverio/cultivos | |

Comentario

17. Existen grupos en cautiverio en la actualidad

(Si)

17A. Nombre de los lugares: Parque Zoológico Nacional de El Salvador

17B. Número en cautiverio

Machos	Hembras	Sin sexar	Total	Desconocido
0	2	0	2	<input type="checkbox"/>

17C. Existe un programa coordinado de manejo en cautiverio para la especie (S)

Especificar paises / instituciones:

17D. Se recomienda un programa de manejo de especies? (S)

Especificar paises / instituciones:

18. Nivel de manejo en cautiverio recomendado

19. Métodos para propagar el taxón en cautiverio

20. Otros Comentarios:

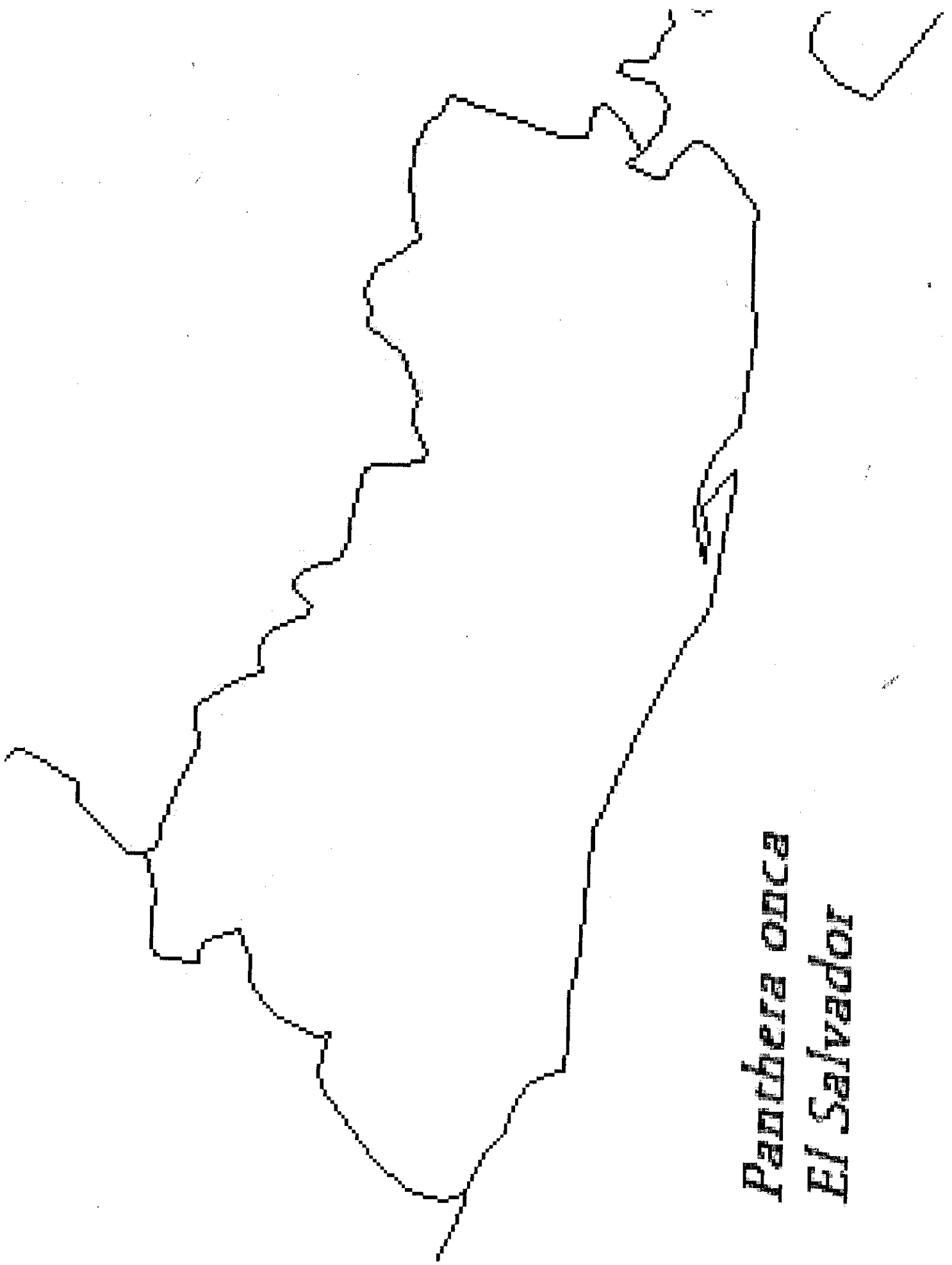
Part Four

22a. Participantes en el grupo de trabajo:

22b Especialistas que aportaron información al taller

22c Asesores para la categorización de estado

22d Revisores



Panthera onca
El Salvador

Hoja de datos del taxón

Jaguar Workshop, Mesoamérica 2000

27/11/2000

Panthera onca - Honduras

Page 1

Jaguar

1.Nombre Científico *Panthera onca - Honduras*

Linneaus

1A. Sinónimo Nombre Científica / Sinónimo

Autoridad / Fecha

1B. Nomenclatura Científico

Familia: Felidae
Orden: Carnivora
Clase: Mammalia

1D. Nivel taxonómico

Especie

País	Primaria
Honduras	<input type="checkbox"/>

2. Distribución del Taxón

2A Hábito o forma de vida
(solamente en plantas)

2B. Hábitat del taxón

Bosque húmedo tropical (humedales), esteros y del interior, bosque latifoliado, temporalmente inundado, sabanas de la mosquitia

2C. Especificidad del hábitat

Tierras bajas, 20-1800 m.s.n.m, consume presas medianas y grandes

2D. Distribución histórica

Estaba presente en todo el país

2E. Distribución actual

Reportado oficialmente para 9 Departamentos. Gracias a Dios, Olarcho, Atlantida, Choluteca, El Paraiso, Colón.

2F. Distribución regional

(Ver mapa de distribución de poblaciones), (existen otras poblaciones aisladas en el país)

2G Regiones donde ha migrado

3. Extensión de presencia

(La extensión de presencia esta definida como el área contenida dentro de los límites continuos o imaginarios más cortos que pueden dibujarse e incluir todos los sitios conocidos, inferidos o proyectados en los que un taxón se halle presente).

Área de ocupación: (por categoría > 20,000 km²)

Área de ocupación: (estimado)

Comentarios Estimada, sumatoria de 9 áreas naturales protegidas

4. Área de ocupación aproximada del taxón dentro y alrededor (área de estudio/avistamiento)

(El área de ocupación está definida como el área dentro de su "extensión de presencia" que es ocupada por un taxón, excluyendo los casos de actividades asociadas a deambular)

Área de ocupación > 20,000 sq km

Área de ocupación

Comentarios Estimado

5. Número de poblaciones o subpoblaciones en que se encuentra el taxón:Pro subpoblaciones
ba
bly

- ¿Existe una disminución continua en subpoblaciones y localidades?
 ¿Hay fluctuaciones extremas en subpoblaciones/localidades
 ¿Porcentaje de la población en la subpoblación más grande?

Subpoblación más grande Población: Individuos
 Área: Km2

Comentarios Continuas (Zona mosquitia) fragmentadas (para el resto del país, ver mapa adjunto)

6. Estado del hábitat

¿Fragmentado o continuo?

6A. ¿Hay cambios en el hábitat en que se encuentra el taxón? (Si)*Si sí, describa:* Disminuye el área

6B. Si el área disminuye: ¿cuál es la disminución del hábitat?

aproximadamente en (%) < 20%

Años pasados 5

Comentarios

6C. Si es estable o desconocida: ¿predice Ud. una declinación en el hábitat?

aproximadamente en (%)

Años futuros

6D. La causa más importante del cambio es área es

Cambio en hábitat (Deforestación,
fragmentación madera de sp. de color),
ganadería extensiva y agricultura migratoria6E. ¿Hay cambios en la calidad del hábitat? (Si)*Si sí, describa:* Disminución en la calidad

Comentarios sobre la calidad

6F. ¿La causa más importante del cambio? Fragmentación, reducción en el tamaño del hábitat

Comentarios

Comentarios Guerra como amenaza en el pasado

11. Calidad de datos

Los datos anteriores estimados están basados en

- Censos o monitoreos Estudios de campo Avistamientos informales
 Información indirecta (comercio) Museos / registros Literatura
 Rumores/creencias populares

Comentarios

12. Estudios de campo recientes (en los últimos 10 años)

Nombre investigador, localidad, fechas, tópicGustavo Cruz
mamíferos

Río Plátano

1995-1997

Inventarios de

13. La Lista Roja

<u>Previamente asignada</u>	<u>Categoría (Lista Roja)</u>	<u>Criterios</u>	<u>Versión/fechas</u>
A Global National			
B. Cites:	Apéndice I	C. Legislación-Vida Silvestre	Actualmente Proyecto de Ley de Vida Silvestre
D. Libro Rojo Nacional	En peligro	E. Libro Rojo Internacional	En peligro de extinción
F. Otra legislación	Decreto Legislativo 01-90/Manual de manejo de vida silvestre		
G. Presencia en áreas protegidas	Reserva Biófera Tawahka-Asagni, Río Plátano, Río Patuca, Parque N. Agaltas, P.N. Pico Bonito, Montaña Yoro, Texiguat		
H. Plan de recuperación/protección	No existe específicamente para la especie		

<u>Asignada (este taller)</u>	<u>Categoría (Lista Roja)</u>	<u>Criterios</u>	<u>Versión/fechas</u>
Global National			

Justificación del cambio

Comentarios (Lista Roja)

14. Investigaciones de apoyo recomendadas para el taxón? (Sí) *Especificar*

- Encuestas/ Censo
 Invest. genéticas
 Estudios/historia natural
 Invest. epidemiológicas
 Invest. taxonómicas
 Invest. factores limitantes
 Estudios sobre comercio

Otros (especificar aquí) Ecológicos, estudios del hábitat, estudios de comportamiento in situ/ex situ, estudios estado de las poblaciones y monitoreo

14A. Se recomienda una Asesoría de Población y Hábitat (PHVA): (Sí)

Comentario Si ya existe, con objetivos definidos

15. Recomendaciones de manejo para el taxón*especificar*

- Manejo del hábitat
 Manejo de poblaciones silvestres
 Monitoreo
 Translocación
 Uso sostenible
 Concientización del público
 Banco genético
 factor limitante
 Reproducción en cautiverio/cultivo
 Trabajo con comunidades locales

Comentario (otros)

Medidas de conservación

En el lugar

Necesario

16. Si se recomienda la reproducción en cautiverio/cultivo, es para

- Recuperación de especies Introducción benigna Preservación del genoma vivo
 Educación Investigación Uso sostenible
 Reintroducción Manejo en cautiverio/cultivos

Comentario

17. Existen grupos en cautiverio en la actualidad (Si)

17A. Nombre de los lugares: Zoológico Metropolitano, Centro de Rescate AMARAS, Granjas de Lagartos (Clal Continental Villanueva), Grupo Ecológico Olancho, Siguatepeque, Parque Auroras

17B. Número en cautiverio	Machos	Hembras	Sin sexar	Total	Desconocido
	4	3	6	13	<input type="checkbox"/>

17C. Existe un programa coordinado de manejo en cautiverio para la especie (Si)

Especificar países / instituciones:

17D. Se recomienda un programa de manejo de especies? (Si)

Especificar países / instituciones: Probablemente Costa Rica, México

18. Nivel de manejo en cautiverio recomendado

NIVEL DE MANEJO EN CAUTIVERIO RECOMENDADO: Iniciar un programa en los próximos 3 años

19. Métodos para propagar el taxón en cautiverio

EXISTEN LAS TÉCNICAS ESTABLECIDAS PARA LA PROPAGACIÓN DEL TAXON: Métodos desconocidos

20. Otros Comentarios: Recomendación pendiente de un taller PHVA
A nivel de país, pienso que se debe manejar las especies en cautiverio y lograr reproducirlos.

Part Four

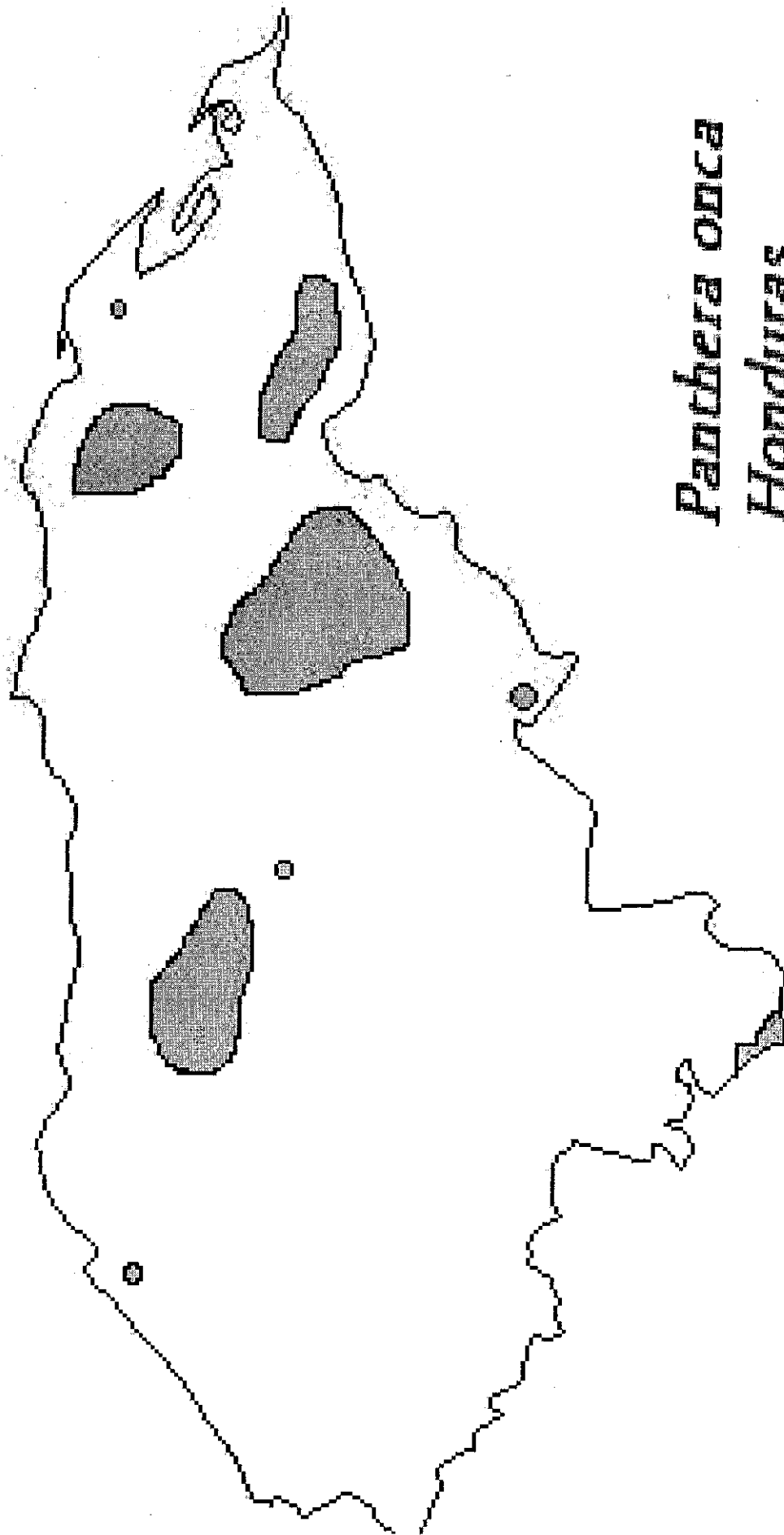
22a. Participantes en el grupo de trabajo:

22b. Especialistas que aportaron información al taller

22c. Asesores para la categorización de estado

22d. Revisores

Panthera onca
Honduras



Hoja de datos del taxón

Jaguar Workshop, Mesoamérica 2000

27/11/2000

Panthera onca - Nicaragua

Page 1

Jaguar

1. Nombre Científico *Panthera onca - Nicaragua*

Linneaus

1A. Sinónimo Nombre Científica / Sinónimo

Autoridad / Fecha

1B. Nomenclatura Científico

Familia: Felidae
Orden: Carnivora
Clase: Mammalia

1D. Nivel taxonómico

Especie

País	Primaria
------	----------

Nicaragua	<input type="checkbox"/>
-----------	--------------------------

2. Distribución del Taxón

2A Hábito o forma de vida
(solamente en plantas)

2B. Hábitat del taxón Selva lluviosa, bosque seco, manglares

2C. Especificidad del hábitat 0-2000 msnm

2D. Distribución histórica En todo el país (excepto las ciudades principales)

2E. Distribución actual Toda la costa Caribe, Norte del país, y algunas pequeñas áreas en el centro del país

2F. Distribución regional No hay datos

2G. Regiones donde ha migrado

3. Extensión de presencia

(La extensión de presencia esta definida como el área contenida dentro de los límites continuos o imaginarios más cortos que pueden dibujarse e incluir todos los sitios conocidos, inferidos o proyectados en los que un taxón se halle presente).

Área de ocupación: (por categoría > 20,000 km²)

Área de ocupación: (estimado)

Comentarios Estimado

4. Área de ocupación aproximada del taxón dentro y alrededor (área de estudio/avistamiento)

(El área de ocupación está definida como el área dentro de su "extensión de presencia" que es ocupada por un taxón, excluyendo los casos de actividades asociadas a deambular)

Área de ocupación > 2001 km²

Área de ocupación

Comentarios

5. Número de noblaciones o subnoblaciones en que se encuentra el taxón: 5 subnoblaciones

po
bla
cio
ne
s
(es
tim
ad
o)

¿Existe una disminución continua en subpoblaciones y localidades?

¿Hay fluctuaciones extremas en subpoblaciones/localidades

¿Porcentaje de la población en la subpoblación más grande?

Subpoblación más grande	Población:	Individuos
	Área:	Km2

Comentarios Algunas continuas

6. Estado del hábitat

¿Fragmentado o continuo? Fragmentadas

6A. ¿Hay cambios en el hábitat en que se encuentra el taxón? (Sí)

Si sí, describa: Disminuye el área

6B. Si el área disminuye: ¿cuál es la disminución del hábitat?

aproximadamente en (%) 21% - 50% Años pasados 50

Comentarios

6C. Si es estable o desconocida: ¿predice Ud. una declinación en el hábitat?

aproximadamente en (%) Años futuros

6D. La causa más importante del cambio es área es Cambio en el uso de la tierra

6E. ¿Hay cambios en la calidad del hábitat? (Sí)

Si sí, describa: Disminución en la calidad

Comentarios sobre la calidad

6F. ¿La causa más importante del cambio? Deforestación, minería en ciertos casos

Comentarios

Comentarios Trampas, decline de presas

11. Calidad de datos

Los datos anteriores estimados están basados en

- | | |
|--|---|
| <input type="checkbox"/> Censos o monitoreos | <input checked="" type="checkbox"/> Estudios de campo |
| <input checked="" type="checkbox"/> Información indirecta (comercio) | <input type="checkbox"/> Museos / registros |

- | |
|--|
| <input checked="" type="checkbox"/> Avistamientos informales |
| <input checked="" type="checkbox"/> Literatura |
| <input type="checkbox"/> Rumores/creencias populares |

Comentarios Entrevistas informales

12. Estudios de campo recientes (en los últimos 10 años)

Nombre investigador, localidad, fechas, tópic

Existen solo reportes de campo incluidos en inventarios de fauna silvestre en áreas protegidas. Actualmente se está comenzando un estudio en la parte norte de la Reserva de Biósfera "Bosawas" utilizando trampas de cámaras fotográficas, y registro de huellas (existe muy poca información disponible al respecto).

Se tiene previsto un estudio de población y ecología del jaguar en el sudoeste de Nicaragua. Para el 2001, pero aún carece de suficiente apoyo.

13. La Lista Roja

<u>Previamente asignada</u>	<u>Categoría (Lista Roja)</u>	<u>Criterios</u>	<u>Versión/fechas</u>
A	Global		
	Nacional		
B. Cites:	Apéndice I	C. Legislación-Vida Silvestre	Veda permanente
D. Libro Rojo Nacional		E. Libro Rojo Internacional	
F. Otra legislación			
G. Presencia en áreas protegidas			
H. Plan de recuperación/protección			
<u>Asignada (este taller)</u>	<u>Categoría (Lista Roja)</u>	<u>Criterios</u>	<u>Versión/fechas</u>
	Global		
	Nacional		
Justificación del cambio			
Comentarios (Lista Roja)			

14. Investigaciones de apoyo recomendadas para el taxón?

- Encuestas/ Censo
 Invest. genéticas
 Estudios/historia natural
 Invest. epidemiológicas
 Invest. taxonómicas
 Invest. factores limitantes
 Estudios sobre comercio

(Sí) *Especificar*

Otros (especificar aquí) Estudios de comportamiento

14A. Se recomienda una Asesoría de Población y Hábitat (PHVA): (Sí)

Comentario

15. Recomendaciones de manejo para el taxón

especificar

- Manejo del hábitat
 Manejo de poblaciones silvestres
 Monitoreo
 Translocación
 Uso sostenible
 Concientización del público
 Banco genético
 factor limitante
 Reproducción en cautiverio/cultivo
 Trabajo con comunidades locales

Comentario (otros)

Medidas de conservación

En el lugar

Necesario

16. Si se recomienda la reproducción en cautiverio/cultivo, es para

- Recuperación de especies Introducción benigna Preservación del genoma vivo
 Educación Investigación Uso sostenible
 Reintroducción Manejo en cautiverio/cultivos

Comentario

17. Existen grupos en cautiverio en la actualidad (Si)

17A. Nombre de los lugares: Zoológico Nacional (Managua). Zoológico Tomás Belt (Juigalpa).

17B. Número en cautiverio	Machos	Hembras	Sin sexar	Total	Desconocido
	5	4	0	9	<input type="checkbox"/>

17C. Existe un programa coordinado de manejo en cautiverio para la especie (Si)*Especificar países / instituciones:*17D. Se recomienda un programa de manejo de especies? (Si)*Especificar países / instituciones:*
18. Nivel de manejo en cautiverio recomendado

NIVEL DE MANEJO EN CAUTIVERIO RECOMENDADO: Iniciar un programa en los próximos 3 años

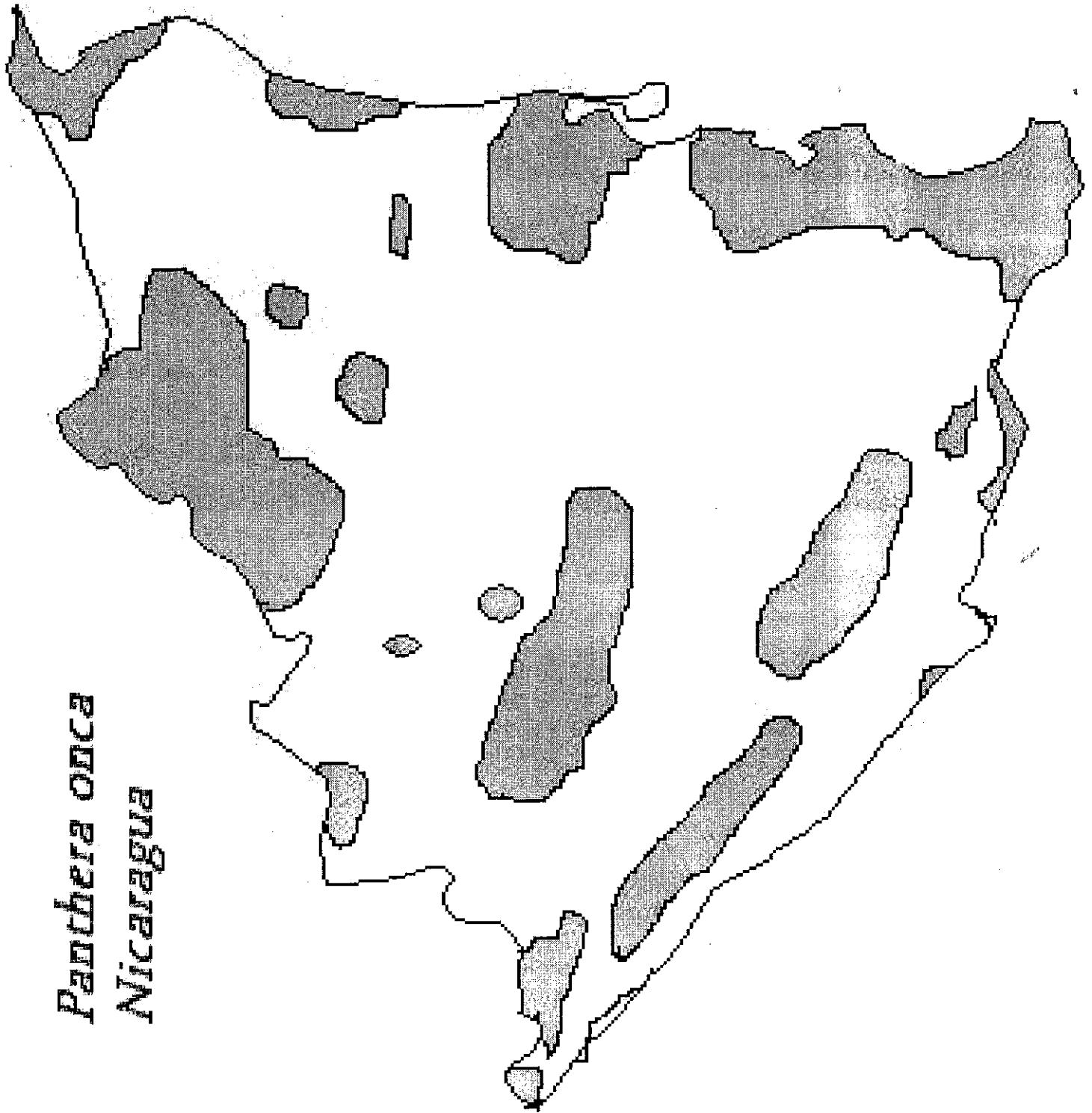
19. Métodos para propagar el taxón en cautiverio

EXISTEN LAS TÉCNICAS ESTABLECIDAS PARA LA PROPAGACIÓN DEL TAXÓN: Métodos desconocidos

20. Otros Comentarios:
Part Four
22a. Participantes en el grupo de trabajo:
22b Especialistas que aportaron información al taller
22c Asesores para la categorización de estado
22d Revisores

Heidi Herrera (Amigos de la Tierra/FUNDAR), Nicaragua

Panthera onca
Nicaragua



Hoja de datos del taxón

Jaguar Workshop, Mesoamérica 2000

27/11/2000

Panthera onca - Costa Rica

Page 1

Jaguar

1. Nombre Científico *Panthera onca - Costa Rica*

Linneaus

1A. Sinónimo Nombre Científica / Sinónimo

Autoridad / Fecha

1B. Nomenclatura Científico

Familia: Felidae
Orden: Carnivora
Clase: Mammalia

1D. Nivel taxonómico

Especie

<u>País</u>	<u>Primaria</u>
Costa Rica	<input type="checkbox"/>

2. Distribución del Taxón

2A Hábito o forma de vida
(solamente en plantas)

2B. Hábitat del taxón

Bosque tropical: húmedo, seco, lluvioso (todas las zonas de vida)

2C. Especificidad del hábitat

Bosques densos con suficiente suplemento de agua y presa, utiliza dentro de un rango de distribución en Costa Rica, 3800 m.s.n.m. Áreas de sabanas y páramo, humedales continuos

2D. Distribución histórica

Ocupa toda la extensión territorial. Entre 1940 y 1997 la distribución fue reducida en un 34%

2E. Distribución actual

Áreas protegidas y sus zonas de amortiguamiento, Península de Nicoya, Guanacaste, Tortuguero, Huetar nOrte, Talamanca (vertiente pacífico y atlántico), Península de Osa, Arenal, Tempisque y Cordillera Central

2F. Distribución regional

Áreas protegidas y sus zonas de amortiguamiento, Península de Nicoya, Guanacaste, Tortuguero, Huetar nOrte, Talamanca (vertiente pacífico y atlántico), Península de Osa, Arenal, Tempisque y Cordillera Central, todas las provincias

2G Regiones donde ha migrado No aplica

3. Extensión de presencia

(La extensión de presencia esta definida como el área contenida dentro de los límites continuos o imaginarios más cortos que pueden dibujarse e incluir todos los sitios conocidos, inferidos o proyectados en los que un taxón se halle presente).

Área de ocupación: (por categoría 5,001 - 20,000 km²)

Área de ocupación: (estimado)

Comentarios

4. Área de ocupación aproximada del taxón dentro y alrededor (área de estudio/avistamiento)

(El área de ocupación está definida como el área dentro de su "extensión de presencia" que es ocupada por un taxón, excluyendo los casos de actividades asociadas a deambular)

Área de ocupación

Área de ocupación

Comentarios

5. Número de poblaciones o subpoblaciones en que se encuentra el taxón:

No subpoblaciones
ha
y
dat
os

¿Existe una disminución continua en subpoblaciones y localidades?

¿Hay fluctuaciones extremas en subpoblaciones/localidades

¿Porcentaje de la población en la subpoblación más grande?

Subpoblación más grande Población: Individuos

Área: Km2

Comentarios

6. Estado del hábitat

¿Fragmentado o continuo? Fragmentadas

6A. ¿Hay cambios en el hábitat en que se encuentra el taxón? (Sí)

Si sí, describa: Disminuye el área

6B. Si el área disminuye: ¿cuál es la disminución del hábitat?

aproximadamente en (%) < 20%

Años pasados 10

Comentarios

6C. Si es estable o desconocida: ¿predice Ud. una declinación en el hábitat?

aproximadamente en (%)

Años futuros

6D. La causa más importante del cambio es área es Cambio de uso

6E. ¿Hay cambios en la calidad del hábitat? (Sí)

Si sí, describa: Disminución en la calidad

Comentarios sobre la calidad

6F. ¿La causa más importante del cambio? Fragmentación y cambio en la estructura de la cobertura boscosa

Comentarios

Comentarios Contaminación, competencia interespecifica por exóticos

11. Calidad de datos

Los datos anteriores estimados están basados en

- | | | |
|--|---|---|
| <input checked="" type="checkbox"/> Censos o monitoreos | <input checked="" type="checkbox"/> Estudios de campo | <input checked="" type="checkbox"/> Avistamientos informales |
| <input checked="" type="checkbox"/> Información indirecta (comercio) | <input type="checkbox"/> Museos / registros | <input checked="" type="checkbox"/> Literatura |
| | | <input checked="" type="checkbox"/> Rumores/creencias populares |

Comentarios

12. Estudios de campo recientes (en los últimos 10 años)

<u>Nombre investigador, localidad, fechas, tópic</u>			
Chinchilla	Corcovado	1996	Hábitos alimentarios
Carrillo y Sáenz	Corcovado	1990-98	Depredadores de
ganadería			
Carrillo	Corcovado	1996-98	
Caribbean Conservation (CCC)	Tortuguero	1997-00	Deградación de
Jiménez	Osa	2000	Corredor Biológico
Eduardo Arevalo	Monteverde	1999-2000	Uso de hábitat-Huella
	Costa Rica	1999	
Witner	Costa Rica	1999	Depredación del ganado
Chávez	Costa Rica	1999	Distribución
Roberval Almeida, Península de Osa, 1997, Abundancia			
Roberval Almeida, Península de Osa, 1998, Uso de hábitat, interacciones			
Roberval Almeida, Península de Osa, 1999, Corredor Biológico			
Roberval Almeida, La Amistad-Pacífico, 1998-2000, Distribución, Uso de hábitat, depredación sp Domésticas			
Roberval Almeida, Las Tablas, 2000, Ecología, Depredación sp. , Domésticas			
Roberval Almeida, Corredor Biológico Mesoamericano. 2000, Distribución, Estatus de Conservación			
Eduardo Baldioceda, La Amistad-Pacífico, 1998, Distribución, Estatus de Conservación			

13. La Lista Roja

<u>Previamente asignada</u>	<u>Categoría (Lista Roja)</u>	<u>Criterios</u>	<u>Versión/fechas</u>
A	Global		
	Nacional		
B. Cites:	Apéndice I	C. Legislación-Vida Silvestre	PE
D. Libro Rojo Nacional		E. Libro Rojo Internacional	
F. Otra legislación	Ley de Biodiversidad		
G. Presencia en áreas protegidas			
H. Plan de recuperación/protección	Corredor Biológico		
<u>Asignada (este taller)</u>	<u>Categoría (Lista Roja)</u>	<u>Criterios</u>	<u>Versión/fechas</u>
	Global		
	Nacional		

Justificación del cambio
Comentarios (Lista Roja)

14. Investigaciones de apoyo recomendadas para el taxón? (SI) *Especificar*

- Encuestas/ Censo
- Invest. genéticas
- Invest. taxonómicas
- Estudios/historia natural
- Invest. factores limitantes
- Invest. epidemiológicas
- Estudios sobre comercio

Otros (especificar aquí) Uso hábitat, corredores biológicos

14A. Se recomienda una Asesoría de Población y Hábitat (PHVA): (Sí)

Comentario

15. Recomendaciones de manejo para el taxón

especificar

- Manejo del hábitat
- Manejo de poblaciones silvestres
- Monitoreo
- Translocación
- Uso sostenible
- Concientización del público
- Banco genético
- factor limitante
- Reproducción en cautiverio/cultivo
- Trabajo con comunidades locales

Comentario (otros) Educación pública

Medidas de conservación

En el lugar

Necesario

16. Si se recomienda la reproducción en cautiverio/cultivo, es para

- Recuperación de especies
- Introducción benigna
- Preservación del genoma vivo
- Educación
- Investigación
- Uso sostenible
- Reintroducción
- Manejo en cautiverio/cultivos

Comentario

17. Existen grupos en cautiverio en la actualidad

(Sí)

17A. Nombre de los lugares: Las Pumas, Zoológico Simón Bolívar, La Marina, Finca Lodge (Otoya)

17B. Número en cautiverio

Machos	Hembras	Sin sexar	Total	Desconocido
7	6		13	<input type="checkbox"/>

17C. Existe un programa coordinado de manejo en cautiverio para la especie (Sí)

Especificar países / instituciones:

17D. Se recomienda un programa de manejo de especies? (Sí)

Especificar países / instituciones:

18. Nivel de manejo en cautiverio recomendado

NIVEL DE MANEJO EN CAUTIVERIO RECOMENDADO: Iniciar un programa en los próximos 3 años

19. Métodos para propagar el taxón en cautiverio

EXISTEN LAS TÉCNICAS ESTABLECIDAS PARA LA PROPAGACIÓN DEL TAXON: Algunos métodos conocidos para el taxón o taxones similares

20. Otros Comentarios: Revisión de la Legislación existentes, capacitación a políticos.

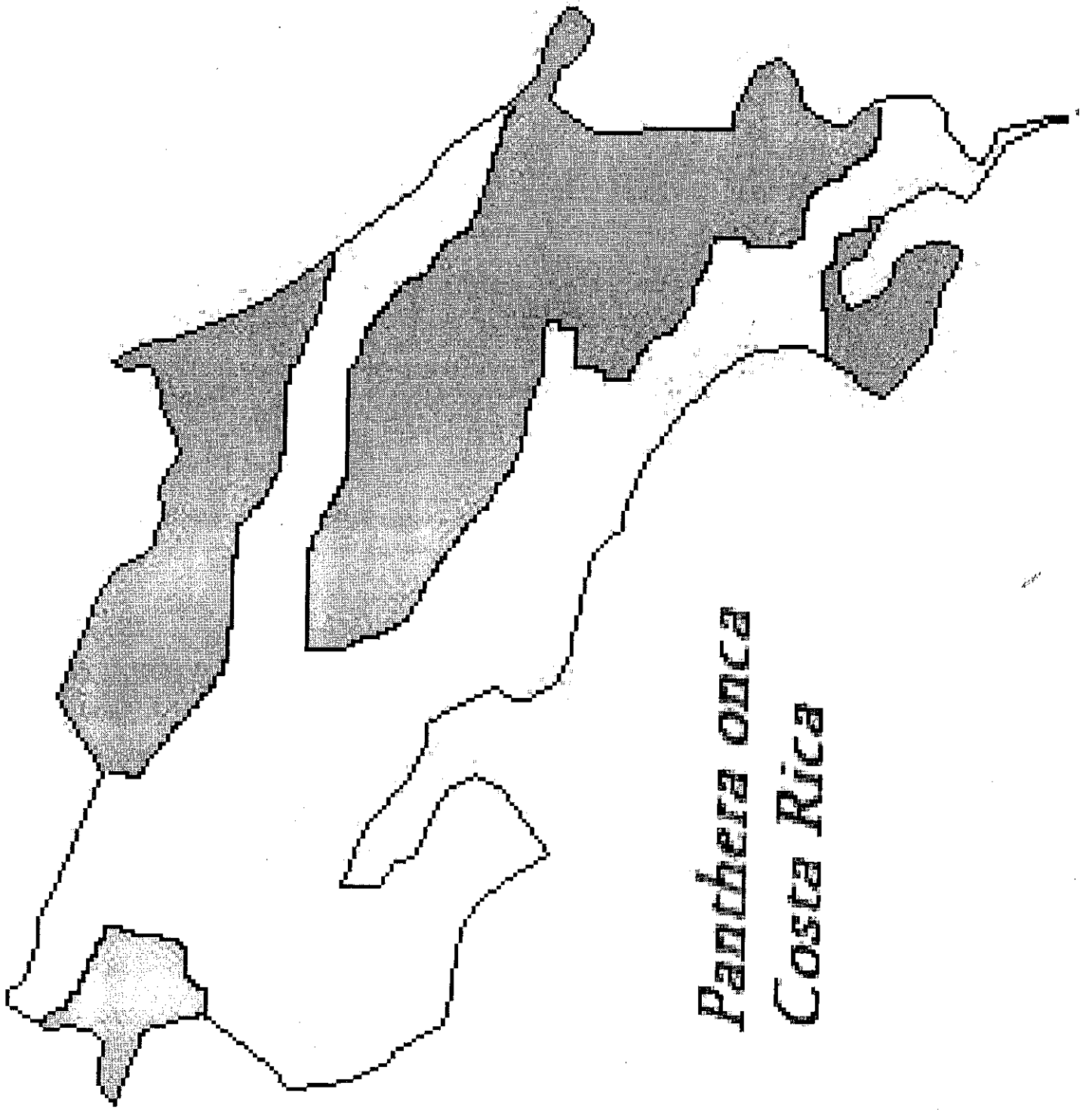
**22a. Participantes en
el grupo de trabajo:**

**22b Especialistas que
aportaron información
al taller**

**22c Asesores para la
categorización de
estado**

22d Revisores

Copyright IUCN SSC / CBSG 1999, 2000, 2003



Panthera onca
Costa Rica



Hoja de datos del taxón

27/11/2000

Jaguar Workshop, Mesoamérica 2000

Page 1

Jaguar

Panthera onca - Panamá

1. Nombre Científico *Panthera onca - Panamá*

Linneaus

1A. Sinónimo Nombre Científica / Sinónimo

Autoridad / Fecha

1B. Nomenclatura Científico

Familia: Felidae
Orden: Carnivora
Clase: Mammalia

1D. Nivel taxonómico
Especie

País	Primaria
Panama	<input type="checkbox"/>

2. Distribución del Taxón

2A Hábito o forma de vida
(solamente en plantas)

2B. Hábitat del taxón

En casi todos los tipos de ecosistemas

2C. Especificidad del hábitat

Bosques, elevación de 0-1300 msnm

2D. Distribución histórica

Históricamente, a partir de las incursiones del Goldman, Endero y otros, también por datos anecdóticos ha habido jaguares en los bosques de Panamá

2E. Distribución actual

PN La Amistad, Bosques Protectores Palo Seco, Volcán Barú, Portobelo, Soberanía, Darien, Choagres, Cerro Hoya, El Cope (Omar Tomifas), Camino de Cruces, Kuna Yala, La Yeguada, Fortuna, Filo del Tallo

2F. Distribución regional

2G Regiones donde ha migrado Costa Ric con Panamá (PN La Amistad), Darién - Colombia

3. Extensión de presencia

(La extensión de presencia esta definida como el área contenida dentro de los límites continuos o imaginarios más cortos que pueden dibujarse e incluir todos los sitios conocidos, inferidos o proyectados en los que un taxón se halle presente).

Área de ocupación: (por categoría 101 - 5000 km²)

Área de ocupación: (estimado)

Comentarios Aproximadamente 1243.6 km²

4. Área de ocupación aproximada del taxón dentro y alrededor (área de estudio/avistamiento)

(El área de ocupación está definida como el área dentro de su "extensión de presencia" que es ocupada por un taxón, excluyendo los casos de actividades asociadas a deambular)

Área de ocupación 5,01 - 2000 km²

Área de ocupación

Comentarios

5. Número de poblaciones o subpoblaciones en que se encuentra el taxón:

De subpoblaciones
sco
no
cid
o

¿Existe una disminución continua en subpoblaciones y localidades?

¿Hay fluctuaciones extremas en subpoblaciones/localidades

¿Porcentaje de la población en la subpoblación más grande?

Subpoblación más grande	Población:	Individuos
	Área:	Km2

Comentarios

6. Estado del hábitat

¿Fragmentado o continuo? Fragmentadas

6A. ¿Hay cambios en el hábitat en que se encuentra el taxón? (Sí)

Si sí, describa: Disminuye el área

6B. Si el área disminuye: ¿cuál es la disminución del hábitat?

aproximadamente en (%) 21% - 50%

Años pasados 50

Comentarios

6C. Si es estable o desconocida: ¿predice Ud. una declinación en el hábitat?

aproximadamente en (%) 51% - 80%

Años futuros 20 o 30

6D. La causa más importante del cambio es área es

Ganadería extensiva e intensiva, creación de nuevos barrios, la extracción de árboles ilicitamente

6E. ¿Hay cambios en la calidad del hábitat? (Sí)

Si sí, describa: Disminución en la calidad

Comentarios sobre la calidad

6F. ¿La causa más importante del cambio? Contaminación en los ríos, el desgaste de los suelos para la siembra, la tala, la guerra (Darién)

Comentarios

Comentarios Disminución de presas
Deslizamientos de tierra

11. Calidad de datos

Los datos anteriores estimados están basados en

- | | | |
|--|--|---|
| <input checked="" type="checkbox"/> Censos o monitoreos | <input checked="" type="checkbox"/> Estudios de campo | <input checked="" type="checkbox"/> Avistamientos informales |
| <input checked="" type="checkbox"/> Información indirecta (comercio) | <input checked="" type="checkbox"/> Museos / registros | <input type="checkbox"/> Literatura |
| | | <input checked="" type="checkbox"/> Rumores/creencias populares |

Comentarios

12. Estudios de campo recientes (en los últimos 10 años)

Nombre investigador, localidad, fechas, tópic

Wright J (STRI). Cuenca del Canal. 1997-1999. Monitoreo de aves y mamíferos.
Otros investigadores. ONG de Panamá. Diferentes partes del país

13. La Lista Roja

Previamente asignada	Categoría (Lista Roja)	Criterios	Versión/fechas
A	Global		
	National		
B. Cites:	Apéndice I	C. Legislación-Vida Silvestre ANAM	
D. Libro Rojo Nacional	Peligro	E. Libro Rojo Internacional	
F. Otra legislación	No		
G. Presencia en áreas protegidas	Casi todas las áreas protegidas		
H. Plan de recuperación/protección	SOMASPA - a partir del 2001		

Asignada (este taller)	Categoría (Lista Roja)	Criterios	Versión/fechas
	Global		
	Nacional		

Justificación del cambio
Comentarios (Lista Roja)

14. Investigaciones de apoyo recomendadas para el taxón?

(Sí) Especificar

- | | | | |
|--|---|---|--|
| <input checked="" type="checkbox"/> Encuestas/ Censo | <input checked="" type="checkbox"/> Invest. genéticas | <input checked="" type="checkbox"/> Estudios/historia natural | <input type="checkbox"/> Invest. epidemiológicas |
| | <input type="checkbox"/> Invest. taxonómicas | <input type="checkbox"/> Invest. factores limitantes | <input type="checkbox"/> Estudios sobre comercio |

Otros (especificar aquí) Estudios de comportamiento

14A. Se recomienda una Asesoría de Población y Hábitat (PHVA): (Sí)

Comentario Pendiente

15. Recomendaciones de manejo para el taxón

especificar

- | | | | |
|--|--|---|--|
| <input checked="" type="checkbox"/> Manejo del hábitat | <input checked="" type="checkbox"/> Manejo de poblaciones silvestres | <input checked="" type="checkbox"/> Monitoreo | <input type="checkbox"/> Translocación |
| <input type="checkbox"/> Uso sostenible | <input checked="" type="checkbox"/> Concientización del público | <input checked="" type="checkbox"/> Banco genético | |
| <input type="checkbox"/> factor limitante | <input checked="" type="checkbox"/> Reproducción en cautiverio/cultivo | <input checked="" type="checkbox"/> Trabajo con comunidades locales | |

Comentario (otros)

Medidas de conservación

En el lugar

Necesario

16. Si se recomienda la reproducción en cautiverio/cultivo, es para

- Recuperación de especies Introducción benigna Preservación del genoma vivo
 Educación Investigación Uso sostenible
 Reintroducción Manejo en cautiverio/cultivos

Comentario

17. Existen grupos en cautiverio en la actualidad (Si)

17A. Nombre de los lugares: Summit, Zoológico de Chorrera, Zoológicos privados

17B. Número en cautiverio

Machos	Hembras	Sin sexar	Total	Desconocido
3	6		9	<input type="checkbox"/>

17C. Existe un programa coordinado de manejo en cautiverio para la especie (Si)*Especificar países / instituciones:*17D. Se recomienda un programa de manejo de especies? (Si)*Especificar países / instituciones:***18. Nivel de manejo en cautiverio recomendado**

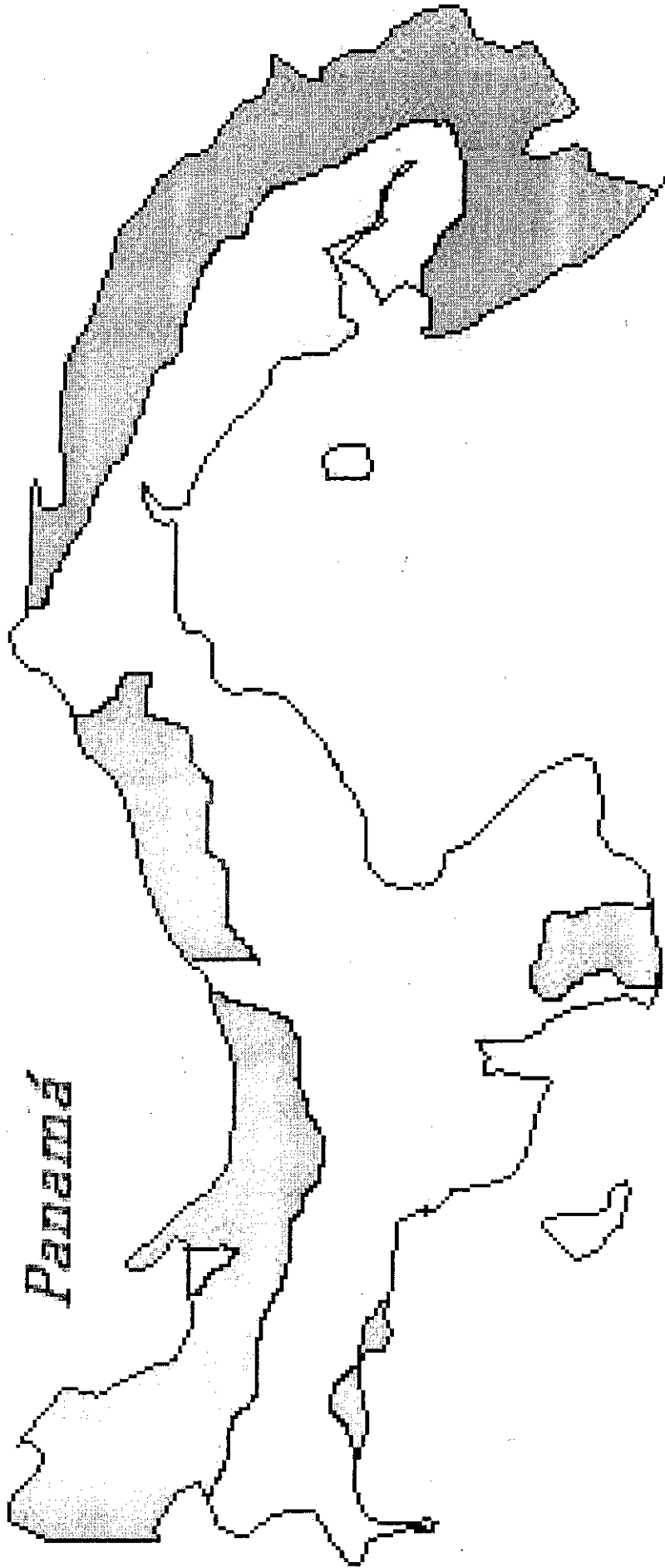
NIVEL DE MANEJO EN CAUTIVERIO RECOMENDADO: Iniciar un programa en los próximos 3 años

19. Métodos para propagar el taxón en cautiverio**20. Otros Comentarios:****Part Four****22a. Participantes en el grupo de trabajo:****22b. Especialistas que aportaron información al taller****22c. Asesores para la categorización de estado****22d. Revisores**

M.Sc. Jacobo Araúz (Universidad de Panamá). M.Sc. Rafael Samudio (Smithsonian Institute). M.Sc. Julieta Carión de Samundia. Lic. Melva Olmos (Smithsonian Institute)

Panthera onca

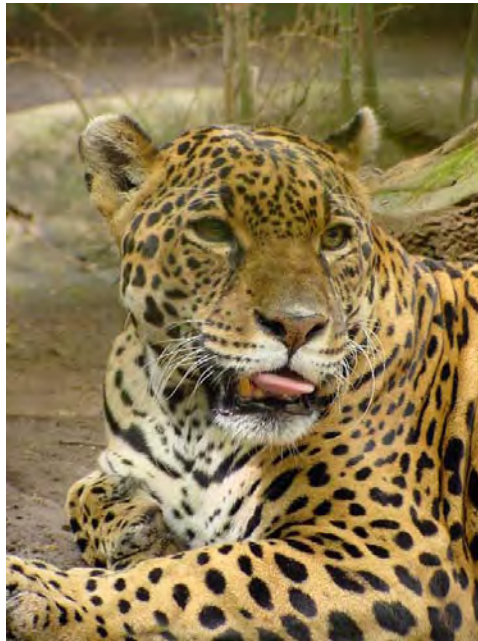
Panamá



Taller

El papel de los Zoológicos de Mesoamérica y el
Caribe en la Conservación de jaguares
(*Panthera onca*)

INFORME FINAL



27 de noviembre – 01 de diciembre, 2000
Parque Zoológico y Jardín Botánico Nacional Simón Bolívar
San José, Costa Rica

SECCIÓN VI

Integrantes de los Grupos de Trabajo

GRUPOS DE TRABAJO

I. Metodologías de encuestas y monitoreo

- Ricardo Moreno
- Francisco Almanza
- Vera Violeta Montero
- Fabricio Carbonell
- Roberval Almeida
- Juan Ramón Rosas
- Martha Moreno

II. Manejo poblaciones en cautiverio

- Jorge Porras
- Epigmenio Cruz
- Randall Arguedas
- Héctor Fuentes
- Danilo Leandro
- José Hernández
- Juan José Rodríguez

III. Manejo, salud

- Jorge Paredes
- Juan Ramón Rosas
- Randall Arguedas
- Danilo Leandro
- José Hernández
- José Luis Rodríguez
- Jorge Rodríguez
- Blagovesta Pashov
- Luisa Valle
- Marina Sacasa

IV. Historia Natural

- Fernando Cabezas
- Ana C. Medina
- Ma. Luisa Espinosa
- José Luis Rodríguez

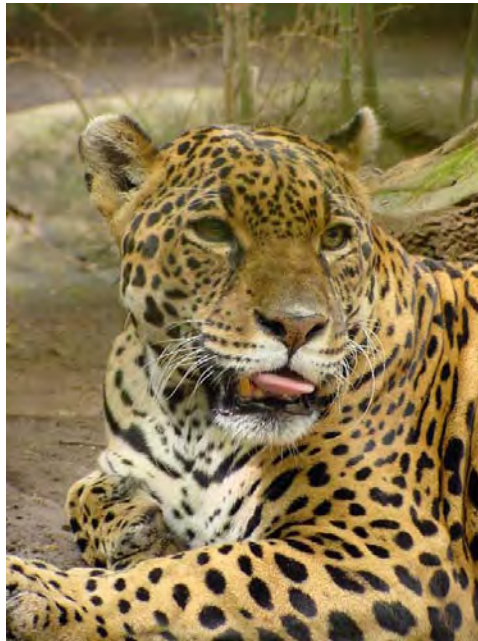
V. Unidades de conservación por país

- Miguel A. Rodríguez
- Ana C. Medina
- Roberval Almeida
- Rodolfo Garro
- Epigmenio Cruz
- Martha Moreno
- Arnulfo Medina
- Chris West
- Alexandra Zimmerman

Taller

El papel de los Zoológicos de Mesoamérica y el
Caribe en la Conservación de jaguares
(*Panthera onca*)

INFORME FINAL



27 de noviembre – 01 de diciembre, 2000
Parque Zoológico y Jardín Botánico Nacional Simón Bolívar
San José, Costa Rica

SECCIÓN VII

Grupo I. Metodología de Encuestas y Monitoreo

GRUPO I

METODOLOGÍAS DE ENCUESTAS Y MONITOREO

PROBLEMAS

1. Telemetría, estaciones olfativas
2. No hay respuesta de Áreas de Conservación (cuestionario por correo) Cómo se ha planteado el proyecto?
3. Apoyo de comunidad civil (indígenas) en la toma de datos.
4. Monitoreo directo de jaguares-indirecto especies presa.
5. Definir áreas críticas o de interés.
6. Pre-establecer citas para entrevistas y cuestionarios. Afinar técnicas sociales de investigación a personas claves.
7. Normar tipo de cuestionarios/tema/país. Para hacer comparaciones, división de áreas tomando en cuenta idiosincrasia, tipo de cultura, raza, etc.
8. Esfuerzo de monitoreo debe ser multinacional, continuo y trascender convenios políticos o gubernamentales.
9. Método de huellas y excretas es más eficiente y eficaz.
10. Protocolo para la información de individuos o densidades poblacionales.
11. Acuerdo de intercambio de información entre investigadores.
12. Cámaras no han sido estandarizadas en su uso como técnica para investigación (i.e.: tigres en India).
13. Monitoreo: Capacitación y apoyo del MINAE para sistematizar la información.

METAS Y OBJETIVOS

META

Conocer la situación, distribución y amenazas reales del jaguar en Mesoamerica con la colaboración de la sociedad civil, ONG ´s y gobierno.

OBJETIVOS GENERALES:

1. Establecer un protocolo estandarizado sobre encuestas y entrevistas
2. Establecer un protocolo estandarizado de monitoreo (densidades relativas y abundancias relativas) de las poblaciones del jaguar.
3. Asegurar un intercambio eficiente de la información.

OBJETIVOS ESPECIFICOS

- A- Recopilar (y evaluar sistemáticamente) las encuestas y/o entrevistas de campo
 - Comunidades rurales
 - ONG ´s e investigadores
 - Organismos gubernamentales
- B- Definición de los criterios para establece métodos de monitoreo
- C- Revisión de los estudios realizados en Mesoamerica con jaguares (revisión métodos)
- D- Revisión y estandarización de métodos de campo
- E- Elaboración de una guía de métodos para monitoreos
- F- Realización de un taller para revisión de metodologías con los investigadores de campo.

OBJETIVO 1

Establecer un protocolo estandarizado para realizar encuestas y entrevistas.

Acciones:

- a- Recopilación de guías, entrevistas y encuestas
- b- Revisión literatura
- c- Aplicación en área seleccionada

Unidad de medida y tiempo:

- a/b- Elaboración base de datos (3 meses)
- c- Evaluar (3 meses)

Responsables: (1 por país)

Panamá (Ricardo Moreno)
Costa Rica (Roberval Almeida)
Nicaragua (Arnulfo Medina)
Honduras (Martha Moreno)
Guatemala (¿)
Belice (Scott Silver)
México (Rodrigo Núñez)

Recursos:

Equipo de oficina y materiales

Internet
Una persona por país

Cronograma

Enero a marzo 2001

Personal / tiempo: 3 meses

Universidades
Investigadores
Centros de documentación
Ministerios y ONG ´s

Indicadores:

Protocolo estandarizado sobre encuestas y entrevistas
Base de datos

Colaboradores:

Universidades
Investigadores
Otros documentos
Ministerio del Ambiente y ONG ´s

OBJETIVO 2

Establecer un protocolo estandarizado de monitoreo de las poblaciones del jaguar.

Acciones:

- a- Revisión de literatura
- b- Consulta de expertos
- c- Presentación (Taller "El Salvador")
- d- Documentar partes
- e- Presentación (Taller "México")
- f- Taller práctico, revisión y análisis de métodos y técnicas de monitoreo
- g- Elaboración metodológica (manual)

Unidades de medida:

- a- Informe de la revisión
- b- Documentos de partes
- c- Documento total (compilación)
- d- Memorias del taller (expertos)

e- Documento editado

Tiempo:

3 meses

X/01 – (El Salvador)

V/02 – (México)

VI/02 – (Belice)

4 meses

Responsabilidades:

Scott Silver (Belice)

Equipo (7 países): idem

Recursos:

\$ Taller El Salvador

\$ Taller México

Equipo de campo \$ (Taller práctico) Belice

Cronograma:

- Primer semestre 2001: Revisión, Consulta
- Octubre 2001: Taller El Salvador
- Mayo 2002: Taller México
- Junio 2001: Taller práctico en Belice
- 3 meses: post taller Memorias

Personal / tiempo:

- Responsable/país (7)

Indicadores de éxito:

- a- Documentos de las partes
- b- Documento total compilación
- c- Documento final
- d- Memorias de talleres

Colaboradores:

Universidades

Investigadores

Otros documentos

Ministerio del Ambiente y ONG ´s

OBJETIVO 3

Asegurar un intercambio eficiente de la información.

Acciones:

- a- Nombrar centro virtual de recopilación y difusión.
- b- Talleres de información y recopilación.

Unidades de medida y tiempo:

- Centro de recopilación/compilación (un mes)
- Tres memorias de talleres: El Salvador
- El Salvador octubre 2001
- México mayo 2002
- Belice mayo o junio 2002

Responsables:

El Salvador: Roberval Almeida
Costa Rica: Yolanda Matamoros
Belice: Scott Silver

Recursos:

\$\$

Cronograma:

El Salvador: octubre 2001
México: mayo 2002
Belice: mayo-junio 2002

2. Personal/tiempo:

AMACZOOA
WCS
SMBC

Indicadores de éxito:

Memorias de cada taller
Convenio con la entidad encargada de la recopilación y difusión por Internet

Colaboradores:

Universidades

Investigadores
Ministerios
ONG´s
CBSG
UICN
WWF

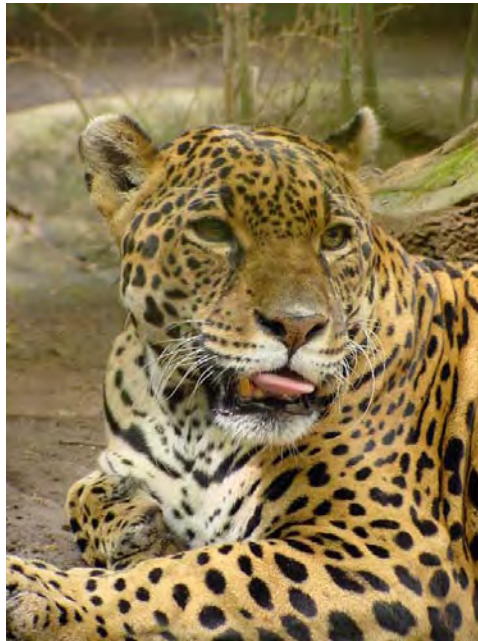
RECOMENDACIONES

- 1) Mantener el contacto y el intercambio de información de los investigadores del taxón a través del Internet.
- 2) Formular una metodología adecuada y flexible para el estudio de los felinos silvestres.
- 3) Asegurar la realización y participación de los “presentes” en los talleres de San Salvador.
- 4) Creación y actualización de un centro de documentación informática.

Taller

El papel de los Zoológicos de Mesoamérica y el
Caribe en la Conservación de jaguares
(*Panthera onca*)

INFORME FINAL



27 de noviembre – 01 de diciembre, 2000
Parque Zoológico y Jardín Botánico Nacional Simón Bolívar
San José, Costa Rica

SECCIÓN VIII

Grupo II. Manejo de Poblaciones en Cautiverio

GRUPO II

MANEJO DE POBLACIONES EN CAUTIVERIO

PROBLEMAS

1. Problemas administrativos
 - No comparten el criterio del técnico (Ej: compra de animales “ilegales”, importancia de cuarentena)
 - Anteponen aspectos económicos a los biológicos
 - No actúan como facilitadores
 - La toma de decisiones no siempre está en manos del personal técnico
 - Falta de ética en la administración
 - Barreras legales

2. Falta de un plan de la colección (que defina los objetivos de la misma)
 - Endogamia
 - Política de anticoncepción
 - Educación

3. Deficiente comunicación/cooperación entre instituciones de ámbito regional
 - Registros inadecuados
 - Endogamia
 - Fondos insuficientes
 - Falta de acceso o acceso limitado a la información
 - Falta de capacitación en aspectos de salud genética, viabilidad de poblaciones cautivas
 - Técnicas de inseminación artificial
 - Técnicas de colección de semen
 - Técnicas de conservación de semen/eyaculados
 - Efectos de la endogamia/exogamia
 - PCR (polimerase chain reaction) para determinar variabilidad genética
 - Técnicas de anticoncepción
 - Técnicas de trasplante de embriones

4. Necesidad de creación de un banco de germoplasma regional

PROBLEMA

Problemas administrativos y falta de plan de colección

OBJETIVO GENERAL:

1. Elaborar y presentar (a la administración) el plan de la colección para jaguares

OBJETIVOS ESPECÍFICOS:

- A. Verificar el inventario de especímenes en la región
- B. Identificar a los especímenes de las colecciones de la región
- C. Obtener una huella genética de los especímenes de la región
- D. Establecer mecanismos de acceso de la información a todos los zoológicos de la región
- E. Legalizar (registrar) las colecciones ante la legislación de cada país
- F. Elaborar el plan de colección de jaguares cada institución
- G. Elaborar un plan regional de manejo de la población de jaguares en cautiverio

OBJETIVO 1

Verificar el inventario de especímenes de la Región.

Acciones:

Completar y enviar el inventario de los especímenes que posee al studbook keeper.

Tiempo:

Antes del 01 de Febrero de 2001.

Responsable:

Cada zoológico miembro

OBJETIVO 2

Identificar (marcar) a los especímenes de las colecciones de la Región.

Acciones:

- a. Marcar e identificar a cada individuo de su colección, (dicha actividad debe realizarse por medio de chips, de acuerdo a las normativas de CITES) y enviar esta información a su studbook keeper.

- b. De manera colateral a la acción anterior, se solicitará a la secretaría CITES, que en Mesoamerica se permita la utilización de los microchips marca "Avid", ya que están siendo utilizados en muchas de las colecciones de la región.

Tiempo:

No mayor de 6 meses

Responsable:

Cada director de zoológico será el responsable, revisando que el personal técnico lleve a cabo esta acción.

Recursos:

Adquisición de chips y scanners

Personal técnico y de campo o apoyo que maneja la colección

OBJETIVO 3

Obtener huella genética de cada espécimen.

Acciones:

Cada zoológico miembro deberá tomar muestras de sangre para la obtención de la huella genética de cada individuo. Los países que no cuenten con este tipo de tecnología podrán mandar las muestras a los responsables en Guatemala, para su determinación genética y luego se realizará un reporte con todos los datos obtenidos y enviados a todos los miembros participantes.

Tiempo:

Envío de muestras antes del 1 de diciembre del 2001

Entrega de reporte a finales de marzo del 2002.

Responsables:

Universidad de San Carlos de Guatemala

Dr. Dennis Guerra

Dr. Héctor Fuentes

Zoológico Simón Bolívar, Costa Rica

Dr. Danilo Leandro

OBJETIVO 4

Establecer mecanismos de acceso a la información de todos los zoológicos

Acciones:

- a. Crear un crear un programa de apoyo tecnológico para el asesoramiento a otros zoológicos basado en cooperación horizontal interinstitucional.
- b. Establecer mecanismos de generación de fondos para la obtención de equipo (computadoras, scanner, cámaras, etc).

OBJETIVO 5

Legalizar (registrar) colecciones en cada país.

Acciones:

- a. Cada zoológico miembro debe obtener el permiso legal ante la autoridad competente de cada país en el transcurso de un año.

Tiempo:

Antes del 1 de diciembre del 2001

Responsable:

El director de cada establecimiento.

OBJETIVO 6

Elaborar plan de colección en cada institución.

Acciones:

Elaborar el protocolo de trabajo para la colección, en el que se incluya la nutrición, el manejo profiláctico, reproducción, recintos, cuarentena, enriquecimiento, disposiciones generales, etc.

Tiempo:

Este plan debe realizarlo para los siguientes 5 años.

Responsable:

Cada zoológico miembro

OBJETIVO 7

Elaborar plan regional de manejo de poblaciones de jaguares (protocolos)

Acciones:

- a. Elaborar un protocolo para el transporte de animales siguiendo los lineamientos de la UICN.

Tiempo:

Junio del 2001

Responsable:

Dennis Guerra
Héctor Fuentes
Maria José Iturbide
Edy Meño
Jorge Porras

- b. Crear el formato de un registro estandarizado para la región

Responsable:

Danilo Leandro
Randall Arguedas

- c. Establecer el protocolo para la recepción y disposición de fauna donados o decomisados

Responsable:

Epigmenio Cruz

- d. Presentar el protocolo de recepción y disposición a las entidades gubernamentales de cada país para que sea tomado en cuenta para la suscripción de un convenio.

OBJETIVO 8

Entrenamiento a diversas técnicas (pcr, inseminación artificial).

Acciones:

- a. Preparar talleres (uno para cada técnica) para la capacitación del personal en técnicas avanzadas como PCR, inseminación artificial, trasplante de embriones, etc, para que luego puedan ser aplicadas en las colecciones de la región.

Tiempo:

En el período del año 2001

Sugerencia de talleres/Responsable:

1. Taller de inseminación artificial/trasplante de embriones, (Dennis Guerra, Héctor Fuentes, María José Iturbide)
 2. Taller de entrenamiento sobre técnicas de contracepción (Dennis Guerra, Héctor Fuentes, María José Iturbide)
 3. Taller de entrenamiento sobre técnicas de reacción en cadena de polimerasa (PCR) para variabilidad genética y huellas genéticas (Guatemala/Costa Rica con apoyo de AMACZOOA para obtención de fondos y apoyo logístico)
- b. Crear un banco genómico para enriquecimiento del material genético de las colecciones de la región.

Responsables:

Instituto de Reproducción Animal y Biotecnología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad de San Carlos de Guatemala, pendiente de confirmación.

RECOMENDACIONES

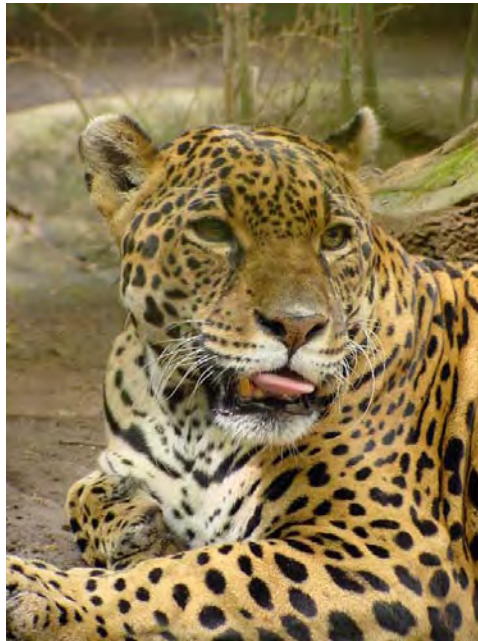
1. Los miembros de AMACZOOA actualicen 2 veces al año los datos para que el Studbook keeper pueda proporcionar datos actuales.
2. AMACZOOA brinde apoyo y colabore en la obtención de fondos para los talleres de capacitación que se deriven de este.
3. Cumplir con las actividades propuestas en el tiempo establecido.
4. Que exista comunicación constante y fluida entre los participantes de este taller tomando en cuenta a las personas que se hayan designado como corresponsales.
5. Que la Junta Directiva de AMACZOOA elabore un directorio de entes financiadores para cumplir con las actividades.
6. Crear un convenio o instrumento similar entre AMACZOOA y el BIODOC que permita que los miembros tengan fácil acceso a la base de datos y se pueda

obtener literatura. AMACZOOA servirá como canalizador entre el BIODOC y los miembros asociados.

Taller

El papel de los Zoológicos de Mesoamérica y el
Caribe en la Conservación de jaguares
(*Panthera onca*)

INFORME FINAL



27 de noviembre – 01 de diciembre, 2000
Parque Zoológico y Jardín Botánico Nacional Simón Bolívar
San José, Costa Rica

SECCIÓN IX

Grupo III. Manejo Individual en cautiverio

GRUPO III

MANEJO INDIVIDUAL EN CAUTIVERIO

PROBLEMAS

1. Plan de colección

- Decomisos
- Donaciones
- Manejo de excedentes

Presupuesto

2. Registros

Hoja de datos (datos incompletos)

- Procedencia
- Subespecie
- Edad animal

Identificación

- Falta de recursos

3. Nutrición

- Falta de protocolo de crianza artificial
- Desconocimiento de los requerimientos nutricionales de la especie

4. Salud

Cuarentena

- Falta de instalaciones adecuadas
- Ausencia de protocolo para cuarentena

Medicina Preventiva

- Vacunación
- Programas de desparasitación
- Revisión anual

Enfermedades

- Diagnósticos
- Tratamientos
- Comunicación

Protocolo de necropsia

5. Comportamiento

- Falta de estudios en historia natural
- Comportamientos estereotipados (falta de impronta)
- Recintos inadecuados
- Sobrepoblación

6. Reproducción

- Falta de estudios en historia natural
- Falta de un plan reproductivo
- Contracepción y efectos secundarios

7. Proyectos de investigación (falta)

8. Personal encargado del cuidado de animales

OBJETIVOS

1. Manejo

Estandarizar las técnicas de manejo para la especie.

2. Salud

- Desarrollar un programa estandarizado de medicina preventiva en los animales mantenidos en cautiverio.
- Implementar un protocolo estandarizado que permita identificar y monitorear la presencia e incidencia de enfermedades infecciosas, parasitarias y nutricionales.
- Estandarizar aquellas pruebas diagnósticas las cuales puedan ser utilizadas en estudios de campo.

Establecer un protocolo de necropsias, toma y envío de muestras.

3. Reproducción

Elaborar un plan de reproducción para la especie.

4. Educación

Implementar un programa educativo para la conservación de la especie.

5. Nutrición

- Estandarizar un protocolo de nutrición con el fin de cubrir los requerimientos nutricionales de la especie.

6. Personal

- Capacitar al personal que está relacionado directamente con la especie.
- Elaborar un plan de emergencia.

7. Comunicación Interinstitucional

Establecer un mecanismo de intercambio de información entre las instituciones.

8. Recintos

Establecer las necesidades mínimas de espacio, seguridad e higiene con que deben contar los recintos.

9. Comportamiento

- Lograr la implementación de programas de enriquecimiento para la especie.

META

Recopilar la información existente a nivel de Instituciones miembros de AMACZOOA y de otras Asociaciones a nivel Internacional, para formular un protocolo básico que comprenda:

I. Cuarentena

Acciones:

Desarrollo de un protocolo estandarizado sobre los puntos básico que debe cubrir la cuarentena para la Región Mesoamericana. El cual será distribuido a los miembros de AMACZOOA para su corrección y posterior formulación del documento final.

Tiempo máximo:

1 año

Responsable:

Dr. Jorge Paredes

II. Medicina Preventiva

Acciones:

Desarrollar un protocolo estandarizado básico de Medicina Preventiva, el cual pueda ser implementado en las instituciones de Mesoamérica, que incluya:

- Desparasitación
- Vacunación
- Evaluación Clínica Anual
- Exámenes de Laboratorio
- Banco de Suero
- Control de Plagas

Tiempo máximo:

1 año

Responsable:

Dr. Danilo Leandro y Dr. Randall Arguedas

III. Necropsia

Acciones:

Elaboración de un protocolo básico estandarizado de necropsias para la Región Mesoamericana, en donde se especifique la toma y envío de muestras, mismos que deberán ser distribuidos a las personas que se encuentren realizando el trabajo de campo.

Tiempo máximo:

1 año

Responsable:

Dr. Jorge Paredes

IV. Reproducción

Acciones:

- Elaboración de las bases de un plan reproductivo de acuerdo a los objetivos a la institución
- Establecer los métodos adecuados de contracepción
- Realizar estudios sobre las técnicas no invasivas para diagnóstico de gestación (Heces-progesterona)
- Elaborar una tabla de registros para incluir los datos obtenidos durante el examen neonatal

Tiempo máximo:

1 año

Responsable:

Drs. Dennis Guerra y Héctor Fuentes

Nota: Todos los protocolos se deben hacer llegar al cuidador de pedigree.

V. *Educación*

Implementar un programa educativo para la conservación de la especie.

Acciones:

a- Realización de talleres.

Tiempo:

28 horas para preparación, ejecución y evaluación.

Responsables:

Personal del Departamento Educativo.

Marina Argüello, Luisa Valle

Recursos:

Recursos humanos: Educadores y especialistas

Materiales: Audiovisual, material audiovisual y didáctico.

Cronograma:

Dos talleres al año. Meses de enero y julio.

Iniciar en julio 2001.

Resultados:

Realización de los talleres y evaluarlos con un Instrumento de evaluación formativo.

Colaboradores:

Encargados de la atención y cuidado de los jaguares.

Acciones:

b- Charlas: a grupos organizados desde preescolar a universitarios

Tiempo:

Responsables:

Personal del Departamento Educativo.
Marina Argüello, Luisa Valle

Tiempo:

De 30 a 60 minutos dependiendo de el grupo meta.

Recursos:

Recursos humanos: Educadores y especialistas
Materiales: Audiovisual, material audiovisual y didáctico

Cronograma:

Durante el período lectivo

Resultados:

Registro de población atendida

Colaboradores:

Consulta a fuentes primarias como encargados del cuidado y alimentación de los jaguares, fuentes bibliográficas e Internet.

Acciones:

- c- Material didáctico:
 1. Hojas de trabajo
 2. Folletos
 3. Plegables
 4. Afiches.

Tiempo:

1-48 horas.
2,3,4 ¿?

Responsables:

Personal del Departamento Educativo.
Marina Argüello, Luisa Valle

Recursos:

1. Equipo de cómputo y papel.
2. \$ 1500 para elaborar arte y impresión*

3. \$ 1000 para arte y impresión*
4. \$ 3000 para arte y impresión *
5. * 3000 c/u.

Cronograma:

- 1-Enero y julio.
- 2 , 3 y 4 un año después de obtener el financiamiento

Resultados:

1. Aplicación del material y evaluar mediante observación ver el grado de aceptación y la actitud ante el material.
2. Repartir material y medir grado de aceptación y demanda de material
- 3 y 4 . Repartir a los Zoológicos de la Región, áreas de la región y grupos de civiles involucrados. Ganaderos que estén representados en la población

Colaboradores:

Organizaciones interesadas en la conservación de la vida silvestres, AMACZOOA.

Acciones:

- d- Propuesta de financiamiento para producción de afiches, plegables.

Tiempo:

6 meses

Responsables:

Personal del Departamento Educativo.
Marina Argüello, Luisa Valle

Recursos:

Equipo de cómputo y papel

Cronograma:

1 semestre 2001

Acciones:

- e- Investigar que acciones a nivel educativo se realizan en los zoológicos para la conservación de los jaguares.
- f- Coordinar acciones con otros departamentos educativos o encargados de la divulgación y educación en los zoológicos de la región,
- g- Implementar actividades educativas para la conservación de los jaguares

Tiempo:

6 meses

Responsables:

Marina Argüello y Luisa Valle.

Recursos:

Internet, correos, fax, documentos de divulgación, cuestionario

Cronograma:

Enero 2001

Resultados:

Elaborar un Informe con los resultados obtenidos en la encuesta para posteriormente coordinar acciones con los diferentes Zoológicos.

Colaboradores:

Personal administrativo, interesados

Acciones:

- h- Reunión de educadores ambientales de zoológicos.

Tiempo:

4 horas.

Responsables:

Marina Argüello y Luisa Valle.

Recursos:

Transporte, alimentación, hospedaje.
Materiales para los participantes.

Cronograma:

Próxima reunión o congreso de AMACZOOA.

Resultados:

Elaborar un informe de acuerdos para aplicar

Colaboradores:

AMACZOOA

VI. *Nutrición animal*

Acciones:

- a- Recopilar información existente
- b- Llevar a cabo un análisis de la composición nutricional y calidad de la dieta ofrecida.
- c- Determinar el consumo de alimento en tal como ofrecido y en materia seca por individuo, por grupo y por etapa de vida.
- d- Establecer una tabla estandarizada de los requerimientos nutricionales para la especie, según la información recopilada.
- e- Formular dietas para cada etapa de vida, incluyendo crías, juveniles, hembras gestantes y lactantes, hembras vacías y machos.
- f- Evaluar la disponibilidad y costo de los alimentos con que cuenta la institución.
- g- Desarrollar prácticas de alimentación para cada especie según la etapa de vida.
- h- Determinar los nutrimentos limitantes para cada etapa fisiológica.
- i- Definir las estrategias de alimentación para la especie.
- j- Evaluar la influencia de la presentación del alimento y la palatabilidad sobre el consumo de alimento.
- k- Utilizar parámetros nutricionales para evaluar el estado de los animales, tales como:
 - Conversión alimenticia
 - Eficiencia alimenticia
 - % de peso vivo consumido en materia seca
 - % Digestibilidad
 - Consumo de energía
 - Eficiencia proteica
 - Valor biológico de proteína
 - Total de nutrientes digeribles
- l- Evaluar el uso de suplementos nutricionales en las dietas.

- m- Implementar el uso de registros nutricionales en las instituciones para facilitar el análisis de información a nivel regional.
- n- Establecer intercambio de información con otras instituciones para estandarizar la información a nivel regional.
- o- Realizar talleres de nutrición integrados para la especie, mínimo cada dos años, con el fin de transferencia de tecnología y capacitación.

Responsables:

Ing. Andrea Brenes Soto, Zoológico Simón Bolívar, Costa Rica.
Abierto a otros países.

Recursos necesarios:

Recursos humanos: 1 persona asistente

Equipo de laboratorio:

- Cristalería de laboratorio
- Romanas para pesar animales jóvenes y adultos
- Balanzas para pesar alimentos
- Desecador o estufa
- Computadora y papelería
- Laboratorio de nutrición (apoyo de universidades)

Cronograma:

Depende del financiamiento, individuos con que se cuenta y sus etapas de vida.

Plazo total: 4 años, pero hay continuidad en los estudios

Fase I: 1 año (para investigaciones preliminares)

Fase II: 2 años

Fase III: 4 años (si se tiene todo el equipo y los individuos)

Tiempo:

Mínimo 4 horas por semana.

Resultados:

Fase I:

- Composición nutricional de alimentos
- Tipos de alimentos y suplementos utilizados
- Inicio de uso de registros nutricionales
- Inicio de transferencia de información entre instituciones nacionales e internacionales

Fase II:

- Continuación Fase I
- Consumos establecidos según la etapa de vida
- I Taller de Nutrición para la especie

Fase III:

- Continuación Fases I y II
- Tablas de requerimientos nutricionales
- Fórmulas de dietas y prácticas de alimentación según etapas de vida
- II Taller de Nutrición
- Estandarización de la información

Colaboradores:

- Biólogo
- Veterinario
- Universidades – Centros de Nutrición Animal (convenios para investigación)
- Estudiantes
- Investigadores
- Agentes financieros

VII. Personal

Acciones:

- a- Perfil del personal
 - Edad: 18 años en adelante
 - Escolaridad mínima: secundaria
 - Examen médico
 - Vacunación: rabia, tuberculosis, tétanos, hepatitis, alergias.
 - Aptitud, disponibilidad y responsabilidad
 - Capacitación mínima de 240 horas en el zoológico
 - 40 horas de teoría: Manejo de colección, taxonomía, historia natural, motivación, sanidad, primeros auxilios.

Responsable:

Se sugiere que el responsable sea un MVZ o Biólogo.
Persona responsable a designarse.

- b- Elaborar un plan de Emergencia

- Jerarquizar:
 1. Visitantes
 2. Personal de la institución
 3. Animales
- En caso de emergencia (escape de animal peligroso) entra en acción un equipo de emergencia capacitado para diferentes grados de alerta según la especie.
 1. MVZ encargado del área
 2. Cuidadores del área
 3. Evacuación del público en el área de peligro
 4. Captura con equipo de contención química y física
 5. Decisión final del director para un caso extremo de sacrificio del animal
 6. Simulacro en las instalaciones mínimo dos veces al año.

Responsable:

A designarse.

VII. *Comunicación*

Acciones:

- a- Comprometer a las instituciones del área a mantener una red de información bimestral con los acontecimientos más importantes de la institución.
 - Excedentes
 - Nacimientos
 - Faltantes
 - Información inherente
 - Protocolos en general
- b- Conformar una comisión para Zoológico, Región o País para mantener esta comunicación.

Responsable:

Yaguar Zoo

Recursos:

Equipo de cómputo, Internet, papelería, consumibles, secretaria.

VII. *Recintos*

Acciones:

Establecer necesidades mínimas con que deben contar los recintos:

- Exhibidor con suministro vegetal
- Piletas grandes de agua dependiendo de la especie
- Sin esquinas (aristas)
- Vegetación que corresponda a su hábitat
- Área de manejo o trabajo
- Jaula de separación
- Tapetes sanitarios
- Ficha taxonómica

VII. Comportamiento

Acciones:

Coordinar mecanismos de comunicación entre personal de campo y los técnicos con respecto a la conducta de los animales.

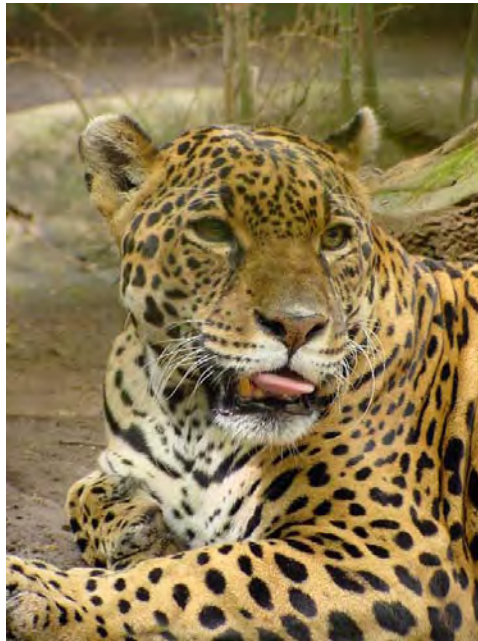
RECOMENDACIONES

1. Desarrollar a nivel local y regional el programa de Educación Ambiental.
2. Desarrollar el programa de medicina preventiva y nutrición dentro de cada institución.
3. Llevar a cabo el desarrollo e implementación para el diseño de albergues, formación de personal y enriquecimiento.
4. Elaborar las bases de un plan reproductivo de acuerdo a los objetivos de la institución.
5. Comprometer a las instituciones del área a mantener una red de información actualizada con los acontecimientos más relevantes de la especie.

Taller

El papel de los Zoológicos de Mesoamérica y el
Caribe en la Conservación de jaguares
(*Panthera onca*)

INFORME FINAL



27 de noviembre – 01 de diciembre, 2000
Parque Zoológico y Jardín Botánico Nacional Simón Bolívar
San José, Costa Rica

SECCIÓN X
Grupo IV. Historia Natural

GRUPO IV

HISTORIA NATURAL

PROBLEMAS

1. Registros incompletos de los animales
2. Subregistros de individuos a lo largo del tiempo
3. Falta de conocimiento sobre los programas cómputo utilizados
4. Escasa o nula capacitación de los administradores de las áreas protegidas de interés para la especie
 - a. Falta de conocimiento en los manejadores
 - b. Situaciones políticas que afectan su aplicación
5. ¿Qué constituye una población silvestre viable?
6. ¿Qué constituye una población en cautiverio viable?
7. ¿Cuál es el *status* genético de la población en cautiverio?
8. Frecuencia de entrecruzamientos
9. Pérdida de variabilidad a lo largo del tiempo
10. ¿Cómo afectan las amenazas específicas de la región y la población la viabilidad de las poblaciones de las Áreas silvestre?

OBJETIVOS

1. *Definir qué constituye una población viable.*
 - a. Conocer la situación histórica de la especie
 - b. Conocer la situación actual de la especie
 - c. Conocer la situación genética de la especie
 - d. Conocer la disponibilidad de recursos naturales de las áreas donde habita
 - e. Identificar patrones de desplazamiento entre individuos de las distintas poblaciones
 - f. Identificar aspectos reproductivos de la especie
2. *Identificar cómo las amenazas específicas de cada región y de cada población pueden afectar la viabilidad de la especie.*
 - a. Identificar las amenazas específicas de la región (Capacidad de carga, proyectos de infraestructura, cambio de uso de la tierra, cacería, ecoturismo, fragmentación, vulnerabilidad y fragilidad del área, desaparición de las fuentes de alimentación de las **presas**).

- b. Identificar las amenazas específicas de la región (tamaño y estructura de la población, natalidad, mortalidad, enfermedades inducidas y naturales, nivel de entrecruzamiento).

3. Capacitar a los manejadores y a quien decide las acciones

- a. Promover de la capacitación a distintos niveles por parte de la AMACZOOA
- b. Identificar a los entes y personas que trabajan con la especie
- c. Identificar la necesidad de capacitación

4. Aplicar las leyes para la protección de la especie.

ACCIONES

OBJETIVO 1

Definir qué constituye una población viable

Acciones:

- Revisión bibliográfica de los datos de distribución histórica y actual de la especie.
- Disponibilidad de recursos naturales y hábitat
- Conocer los patrones de desplazamiento entre poblaciones
- Recopilación de la información genética y reproductiva de la especie
- Identificar fuentes bibliografías
- Entrevistas, inventarios

Responsable:

- José Luis Rodríguez Ávila para México
- Coordinador General de Guatemala, El Salvador, Belice, Honduras, Nicaragua, Costa Rica y Panamá.

Tiempo:

6 meses

Tiempo solicitado por país: 960 hrs.

Recursos:

- Papelería, viáticos, equipo de cómputo y papelería

Cronograma:

- 4 de enero del 2001 y termina el 04 de julio del 2001

OBJETIVO 2

Indicar cómo las amenazas específicas de cada Región y de cada población pueden afectar la viabilidad de cada especie.

Acciones:

- Identificar investigadores interesados en focalizar las amenazas específicas de la especie en regiones prioritarias.
- Protocolarizar e identificar las áreas donde habitan los jaguares

Responsable:

- Coordinador General de Guatemala, El Salvador, Belice, Honduras, Nicaragua, Costa Rica y Panamá.

Tiempo:

6 meses

Cronograma:

4 de enero del 2001 y termina el 04 de julio del 2001

OBJETIVO 3

Capacitar a los manejadores y a quien decide las acciones.

Acciones

- Crear el directorio
- Establecer la comunicación con estos en los primeros 3 meses

Responsable:

- María Luisa Espinosa, México
- Coordinador General de Guatemala, El Salvador, Belice, Honduras, Nicaragua, Costa Rica y Panamá.

Recursos:

- Internet, equipo de cómputo, papelería y consumibles, servicios secretariales, servicios postales

Cronograma:

4 de enero del 2001 y termina el 04 de julio del 2001

OBJETIVO 4

Aplicar adecuadamente las leyes para la protección de la especie

Acciones

- Promover una legislación adecuada para la protección y manejo de la especie en Mesoamérica
- Compilar la legislación acerca de la protección del jaguar y sus hábitat en la región
- Identificar lagunas en la protección legal
- Proponer iniciativas de Ley uniformes (convenios regionales)

Tiempo

6 meses

Responsable

Fernando Cabezas

Recursos:

- Internet, equipo de cómputo, papelería y consumibles
- Servicios secretariales, servicios postales

Colaboradores

Departamentos legales de las instituciones
Sector científico e investigadores
Zoológicos
ONG's
Agencias de gobierno

RECOMENDACIONES

1. Crear un componente de capacitación constituido por un representante por país.
2. Unificar criterios que definan las características de una población viable en la región.
3. Fortalecer el programa de Studbook para determinar las características de la población regional en cautiverio.
4. Establecer un programa de extensión y educación ambiental que divulgue el rol del jaguar en el ecosistema y los programas de conservación y protección.
5. Desarrollar un programa detallado de censos/encuestas, diseñado explícitamente para proveer información en demografía poblacional básica (tasas de sobrevivencia y

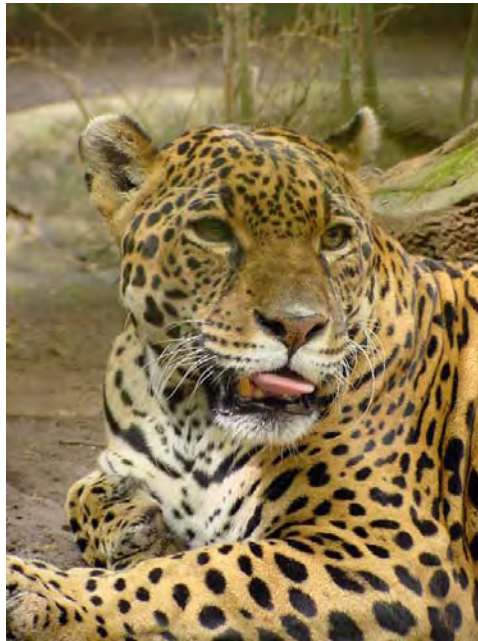
reproducción, densidad poblacional, etc). Se requiere una revisión comprensiva de la literatura apropiada para determinar el mejor enfoque total. Estudios recientes de otros mamíferos grandes sugieren que el rastreo por colocación de collares para rastreo con radio debe no ser menor a 10-15 animales por no menos de tres años para obtener información adecuada de la dinámica poblacional.

6. Para poder mejorar el estado genético futuro de la población en cautiverio a lo largo de Mesoamérica, los zoológicos regionales deben considerar desarrollar un Plan Coordinado Mesoamericano de Manejo en Cautiverio para Jaguares. Para que tal programa se realice, el Studbook regional debe incluir la información disponible bien detallada, y los Studbook keepers deben estar bien entrenados en las últimas técnicas de análisis demográficos y genéticos de datos del Studbook.

Taller

El papel de los Zoológicos de Mesoamérica y el
Caribe en la Conservación de jaguares
(*Panthera onca*)

INFORME FINAL



27 de noviembre – 01 de diciembre, 2000
Parque Zoológico y Jardín Botánico Nacional Simón Bolívar
San José, Costa Rica

SECCIÓN XI

Grupo V. Unidades de Conservación

GRUPO V

UNIDADES DE CONSERVACIÓN

PROBLEMAS

Unidades de Conservación del Jaguar

1. Registros incompletos de pertenencia de las subespecies
2. Subregistro de individuos a lo largo del tiempo
3. Falta de conocimiento sobre los programas computacionales
4. No hay continuidad geográfica en los estudios
5. No siempre se determina causa de muerte o enfermedad de los animales en cautiverio
6. Escasos y lentos procesos de información
7. Los zoológicos de Mesoamérica no cuentan con estándares de reproducción
8. Falta de centros de rehabilitación para víctimas
9. Falta de comunicación entre zoológicos (de atención, manejo)
10. Capacitación nula de los Administradores de las ASP´s en manejo de fauna
 - a) Ausencia de conocimiento en manejadores
 - b) Situaciones políticas para su aplicación
11. ¿Qué constituye una población silvestre viable?
12. ¿Qué constituye una población en cautiverio?
13. ¿Cuál es el estado genético de una población en cautiverio?
 - a) Frecuencia de entrecruzamientos
 - b) Pérdida de variabilidad desde inicio de la población cautiva
14. ¿Pueden las amenazas específicas de cada región y de cada población afectar la viabilidad de Unidades de Conservación del Jaguar?
15. Falta de estudios de capacidad de carga
16. Impacto negativo de liberaciones sin estudios previos
17. Impacto negativo de la cacería
18. Desconocimiento del tamaño de las poblaciones

Unidades de Conservación por País

1. Pocas áreas con suficiente tamaño para proteger poblaciones viables
2. Falta de información de campo sobre poblaciones de jaguar que viven en el agropaisaje
3. Falta información sobre uso de corredores biológicos

4. Es necesario hacer monitoreo de poblaciones en las Unidades de Conservación del Jaguar (JCU´s) .

GUATEMALA

- Área de presencia del jaguar 18774 km²
- Principales JCU: Reserva de La Biosfera Maya, Sierra de las Minas

HONDURAS

- Principales JCU: PN Patuca, Reserva de la Biosfera, Tawahka, Reserva Río Plátano
- Principales problemas identificados: disminución e calidad de hábitat, poca o ninguna presencia institucional, algunas áreas no tienen declaratoria legal, no se cuenta con censos de población, únicamente registros de presencia/ausencia, existe caría de jaguares depredadores de ganado.

NICARAGUA

- No hay datos sobre estado de poblaciones
- Las principales JCU´s son Bosawas, en la frontera con Honduras y La Reserva Indio Maíz, en la Frontera con Costa Rica

EL SALVADOR

- La especie se reporta como extinta

COSTA RICA

- Principales amenazas: cacería de jaguares, depredadores de ganado (ilegal), fragmentación y depredación de hábitat por extracción de madera y cacería de especies de presa
- Witmer *et al*, 1995 estimaron que existen aproximadamente 150-200 jaguares en Costa Rica
- No existen estimaciones recientes
- No se realiza monitoreo de poblaciones en Áreas protegidas, excepto PN Corcovado
- Las principales JCU´s son: PN Corcovado, PN Guanacaste, PN Santa Rosa, Tapantí-Chirripó-Amistad y Tortugero – Barra del Colorado en la frontera con Nicaragua.

PANAMÁ

- No hay estudios ecológicos ni estimaciones de población
- Las principal JCU es el Darién y PN Amistad

OBJETIVOS

Unidades de Conservación del Jaguar

1. Hacer un diagnóstico de las unidades de conservación
2. Identificar instituciones blanco que sean necesarias para el desarrollo del programa propuesto a nivel regional
3. Consolidar las áreas de conservación del jaguar mediante el pago de tierra y declatoria legal
4. Lograr la conectividad de las JCU's a nivel local, nacional y regional
5. Identificar y proponer nuevas áreas que sean consideradas como JCU's

Especie

1. Obtener información sobre abundancia y distribución del jaguar en las principales JCU's
2. Identificar la razón principal por la que el jaguar esta atacando al ganado

ACCIONES

Unidades de Conservación del Jaguar

1. Definir áreas de conservación de poblaciones silvestres de jaguares para cada país de la Región.
2. Hacer un diagnóstico de las unidades de conservación.
3. Identificar instituciones blanco que sean necesarias para el desarrollo del programa propuesto a nivel regional.
4. Consolidar las áreas de conservación del jaguar mediante el pago de tierra y declatoria legal.
5. Lograr la conectividad de las JCU's a nivel local, nacional y regional.
6. Identificar y proponer nuevas áreas que sean consideradas como JCU's.

I. ESTUDIO DE HÁBITAT

Tiempo

1 año

Responsables

Vera Violeta Montero y colaboradores

Recursos

Humano, fotografías aéreas, equipo de campo, equipo cómputo y oficina

Cronograma

Enero 2001-enero 2002

Indicadores de éxito

Informe técnico y mapas de cobertura y uso

Colaboradores

Universidades, ONG ´s, MINAE, Agencias donantes

II. ESTUDIO SOCIO-ECONÓMICO

Tiempo

1 año

Responsables

Vera Violeta Montero y colaboradores

Recursos

Humano, sociólogos, economistas, económico, encuestas

Cronograma

Enero 2001-enero 2002

Indicadores de éxito

Informe técnico y mapas de cobertura y uso

Colaboradores

Universidades, ONG ´s, MINAE, Agencias donantes

Acciones

c- Análisis de personal (cantidad y capacidad)

Tiempo

3 meses

Responsables

Vera Violeta Montero y colaboradores

Recursos

Humano, encuestas, capacitación, económico

Cronograma

Enero-abril 2001

Indicadores de éxito

Informe

Colaboradores

MINAE, Universidades, donantes

III. ANÁLISIS DEL PERSONAL (CANTIDAD Y CAPACIDAD)

Tiempo

3 meses

Responsables

Vera Violeta Montero y colaboradores
Investigadores, educadores ambientales

Recursos

Humano, económico, material didáctico y de apoyo

Cronograma

Mayo-julio 2001

Indicadores de éxito

Personal capacitado

Colaboradores

Universidades, ONG ´s, MINAE, Agencias donantes

IV. TALLER DE CAPACITACIÓN PARA PERSONAL DE JCU

Tiempo

1 mes

Responsables

Vera Violeta Montero y colaboradores

Recursos

Información acerca de Instituciones Mesoamericanas

Cronograma

Enero 2001

Indicadores de éxito

Listado de Instituciones

Colaboradores

MINAE

V. LISTAR INSTITUCIONES POR PAIS PARA DESARROLLO E.C.J.

Tiempo

1 mes

Responsables

Vera Violeta Montero y colaboradores

Recursos

Información acerca de instituciones mesoamericanas

Cronograma

Enero 2001

Indicadores de éxito

Listado de instituciones

Colaboradores

MINAE

VI. ELABORACIÓN Y PRESENTACIÓN DE PROPUESTAS PARA OBTENER LOS RECURSOS PARA COMPRAR TIERRAS.

Tiempo

1 año

Recursos

Humano, cómputo, listado de posibles donantes

Cronogramas

Mayo 2001-Mayo 2002

Indicadores de éxito

\$\$

Colaboradores

Agentes donantes, MINAE, ONG ´s

VII. COMPRA Y DECLARATORIA LEGAL

Recursos

Humano, especialistas legales

Indicadores de éxito

Consolidar y declarar terrenos para conservación

Colaboradores

Gobierno, MINAE.

VIII. DISEÑO DE CORREDORES REGIONAL Y NACIONAL

Tiempo

1 año

Responsables

Vera Violeta Montero y Emel R. Investigadores, equipo técnico.

Recursos

Humano, información geográfica, mapas de cobertura y uso, equipo de cómputo.

Cronograma

Enero 2001- Enero 2002

Indicadores de éxito

Actualización de mapas de corredores

Colaboradores

FONAFIFO, MINAE, ONG ´s, CBM, IGN y Universidades.

IX. INVESTIGACIÓN DE VIABILIDAD DE CORREDORES (USO)

Tiempo

3 años

Responsables

Vera Violeta Montero y colaboradores, Roberval Almeida y Eduardo Baldioceda.

Recursos

Investigadores de campo, equipo de campo y oficinas, económico y literatura.

Cronograma

2001-2004

Indicadores de éxito

Informe técnico, publicaciones

Colaboradores

MINAE, ONG ´s , universidades, WWF, WCS, AZA y TNC.

X. CONSOLIDACIÓN DE LOS CORREDORES BIOLÓGICOS

Responsables

Vera Montero y colaboradores

Recursos

Pago por Servicios Ambientales y alianzas estratégicas con terratenientes

Cronograma

2004

Indicadores de éxito

Corredores biológicos a nivel nacional y mesoamericano

XI. ESTUDIOS DE CAMPO PARA IDENTIFICAR PRESENCIA DE POBLACIONES DE JAGUAR

Tiempo

3 años

Responsables

Vera Montero, Investigadores, Roberval Almeida, Eduardo Baldioceda

Recursos

Humano, equipo de campo y oficina, económico

Cronograma

2001-2004

Indicadores de éxito

Informe técnico y mapas de presencia y distribución, publicaciones

Colaboradores

MINAE ONG´s y universidades

XII. TALLER REGIONAL CON INVESTIGADORES PARA PROPONER NUEVAS JCU´s.

Tiempo

1 mes

Responsables

Investigadores, Roberval Almeida, Eduardo Baldioceda

Recursos

Económico, humano, instalaciones, material de trabajo

Cronograma

1 semana

Indicadores de éxito

Nuevas posibles JCU´s

Colaboradores

AMACZOOA, WCS, ONG´s MINAE, Instituciones gubernamentales

Especie

Identificar la razón principal por la que el jaguar esta atacando al ganado (disminución de la población).

I. Consolidación de los Corredores Biológicos

Responsables

Vera Violeta Montero y colaboradores

Recursos

Pago por Servicios Ambientales y alianzas estratégicas con terratenientes

Cronograma

2004-

Indicadores de éxito

Corredores Biológicos a nivel nacional y Mesoamericano

II. Estudios de campo para identificar presencia de poblaciones de jaguar

Tiempo

3 años

Responsables

Vera Montero, investigadores, Roberval Almeida, E. Baldioceda

Recursos

Humano, equipo campo y oficina, economico.

Cronograma

2001-2004

Indicadores de éxito

Informe técnico y mapas de presencia y distribución, publicaciones

Colaboradores

MINAE, ONG ´s, Univers.

Acciones

- c- Investigaciones de abundancia y Ecología de la Especie

Responsables

Investigadores, Roberval Almeida, Eduardo Baldioceda

Recursos

Humano, Economico, equipo de campo y oficina

Cronograma

2001-2005

Indicadores de éxito

Informe técnico, publicaciones

Colaboradores

AMACZOOA, WCS, ONG ´s, MINAE.

Acciones

- d- Entrevistas con locales afectados y personal de las areas protegidas.

Responsables

Investigadores, Roberval Almeida, Eduardo Baldioceda

Recursos

Encuestas Humano, Estudiantes, Economico, equipo de campo y oficina

Cronograma

2001-2002

Indicadores de éxito

Informe técnico, publicaciones

Colaboradores

AMACZOOA, WCS, ONG ´s, MINAE.

Acciones

- e- Monitoreo de ataques e implementación de posibles soluciones

Responsables

Investigadores, Roberval Almeida, Eduardo Baldioceda

Recursos

Encuestas Humano, Estudiantes, Economico, equipo de campo y oficina

Cronograma

2001-2005

Indicadores de éxito

Informe técnico, publicaciones

Colaboradores

AMACZOOA, WCS, ONG ´s, MINAE.

RECOMENDACIONES

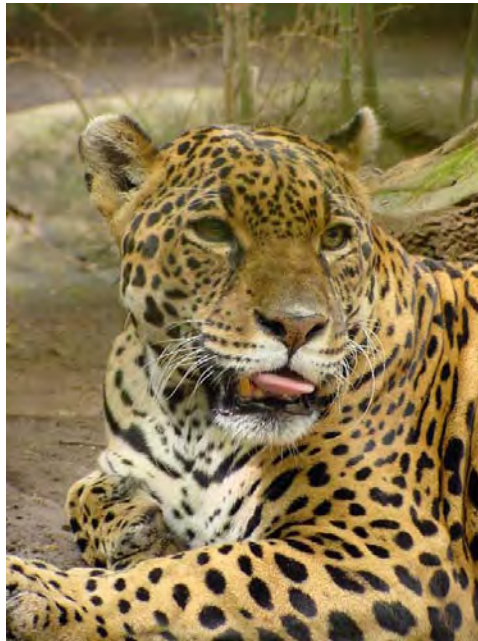
1. Búsqueda de los recursos necesarios para llevar a cabo las actividades planteadas en este taller.
2. Investigación: estado del hábitat, ecología de la población, distribución y otros
3. Integración de las comunidades de las zonas aledañas y dentro de las áreas a la conservación del jaguar.
3. Consolidación del corredor biológico mesoamericano.
4. Desarrollar la legislación regional de protección y conservación del jaguar.

Divulgación de los programas de conservación del jaguar.

Taller

El papel de los Zoológicos de Mesoamérica y el
Caribe en la Conservación de jaguares
(*Panthera onca*)

INFORME FINAL



27 de noviembre – 01 de diciembre, 2000
Parque Zoológico y Jardín Botánico Nacional Simón Bolívar
San José, Costa Rica

SECCIÓN XII
Recomendaciones por país

RECOMENDACIONES

Recomendaciones por temas

METODOLOGÍAS DE ENCUESTAS Y MONITOREO

- 1) Mantener el contacto y el intercambio de información de los investigadores del taxón a través del Internet.
- 2) Formular una metodología adecuada y flexible para el estudio de los felinos silvestres.
- 3) Asegurar la realización y participación de los “presentes” en los talleres de San Salvador.
- 4) Creación y actualización de un centro de documentación informática.

MANEJO DE POBLACIONES EN CAUTIVERIO

1. Las instituciones miembro de AMACZOOA deberán actualizar 2 veces al año los datos para que el Cuidador del pedigrí pueda proporcionar datos actuales.
2. AMACZOOA brinde apoyo y colabore en la obtención de fondos para los talleres de capacitación que se deriven de este.
3. Cumplir con las actividades propuestas en el tiempo establecido.
4. Que exista comunicación constante y fluida entre los participantes de este taller tomando en cuenta a las personas que se hayan designado como corresponsales.
5. Que la Junta Directiva de AMACZOOA elabore un directorio de entes financiadores para cumplir con las actividades.
6. Crear un convenio o instrumento similar entre AMACZOOA y el BIODOC que permita que los miembros tengan fácil acceso a la base de datos y se pueda obtener literatura. AMACZOOA servirá como canalizador entre el BIODOC y los miembros asociados.

MANEJO INDIVIDUAL EN CAUTIVERIO

1. Desarrollar a nivel local y regional el programa de Educación Ambiental.
2. Desarrollar el programa de medicina preventiva y nutrición dentro de cada institución.
3. Llevar a cabo el desarrollo e implementación para el diseño de albergues, formación de personal y enriquecimiento.
4. Elaborar las bases de un plan reproductivo de acuerdo a los objetivos de la institución.
5. Comprometer a las instituciones del área a mantener una red de información actualizada con los acontecimientos más relevantes de la especie.

HISTORIA NATURAL

1. Crear un componente de capacitación constituido por un representante por país.
2. Unificar criterios que definan las características de una población viable en la región.
3. Fortalecer el programa de Studbook para determinar las características de la población regional en cautiverio.
4. Establecer un programa de extensión y educación ambiental que divulgue el rol del jaguar en el ecosistema y los programas de conservación y protección.
5. Desarrollar un programa detallado de censos/encuestas, diseñado explícitamente para proveer información en demografía poblacional básica (tasas de sobrevivencia y reproducción, densidad poblacional, etc.). Se requiere una revisión comprensiva de la literatura apropiada para determinar el mejor enfoque total. Estudios recientes de otros mamíferos grandes sugieren que el rastreo por colocación de collares para rastreo con radio debe no ser menor a 10-15 animales por no menos de tres años para obtener información adecuada de la dinámica poblacional.
6. Para poder mejorar el estado genético futuro de la población en cautiverio a lo largo de Mesoamérica, los zoológicos regionales deben considerar desarrollar un Plan Coordinado Mesoamericano de Manejo

en Cautiverio para Jaguares. Para que tal programa se realice, el Pedigrí regional debe incluir la información disponible bien detallada, y los Cuidadores del pedigrí deben estar bien entrenados en las últimas técnicas de análisis demográficos y genéticos de datos del Pedigrí.

UNIDADES DE CONSERVACIÓN

1. Búsqueda de los recursos necesarios para llevar a cabo las actividades planteadas en este taller.
2. Investigación: estado del hábitat, ecología de la población, distribución y otros
3. Integración de las comunidades de las zonas aledañas y dentro de las áreas protegidas a la conservación del jaguar.
3. Consolidación del Corredor Biológico Mesoamericano.
4. Desarrollar la legislación regional de protección y conservación del jaguar.
5. Divulgación de los programas de conservación del jaguar.

RECOMENDACIONES POR PAIS

MÉXICO

- Uso de sistemas de información geográfica y verificación en el campo y evaluación del hábitat potencial del jaguar
- Solicitar a los profesionales en el área el asesoramiento en los programas de conservación y manejo sustentable de la especie y su hábitat.
- Solicitud de apoyo de Organizaciones Gubernamentales competentes para llevar a cabo una protección efectiva de áreas protegidas y no protegidas donde ocurra la especie.
- Elaboración de un protocolo estandarizado sobre registros.
- Recopilar la información existente a nivel de instituciones miembros de AMACZOOA y de otras asociaciones a nivel internacional, para formular un protocolo estandarizado sobre los puntos básicos que debe cubrir la cuarentena para la región mesoamericana. Dicho documento será distribuido a los miembros de AMACZOOA para su corrección y posterior formulación de un documento final.
- Medicina preventiva, investigar el papel que juegan las enfermedades en las poblaciones cautivas y el riesgo potencial que pueden tener estas patologías para la conservación del taxón en vida libre.
- Desarrollar un protocolo estandarizado básico de medicina preventiva con el fin de identificar la presencia e incidencia de las enfermedades infecciosas, parasitarias y nutricionales que afectan a las diferentes poblaciones, el cual pueda ser implementado en las instituciones de Mesoamérica el cual incluirá:
 - Nutrición
 - Desparasitación
 - Vacunación
 - Evaluación clínica anual
 - Exámenes de laboratorio

Banco de suero
Control de plagas

- Elaboración de un protocolo básico estandarizado de necropsias el cual pueda ser utilizado tanto en cautiverio como en vida libre para la región mesoamericana, en donde se especifique la toma, conservación y envío de muestras con el fin de conformar bancos de información ecológica y clínica para el jaguar.
- Elaborar un programa de educación ambiental y estrategias de difusión dirigido a las comunidades rurales.
- Elaborar las bases de un plan reproductivo (contemplando el programa de la UICN) de acuerdo a los objetivos de la institución, investigar las técnicas reproductivas así como establecer los métodos adecuados de contracepción. Realizar estudios sobre las técnicas no invasivas para diagnóstico de gestación (heces-progesterona). Elaborar una tabla de registros para incluir los datos obtenidos durante el examen neonatal.

GUATEMALA

MÉTODOS Y TÉCNICAS DE MONITOREO

- Realizar validaciones de los instrumentos de investigación social. Tomar en cuenta la colección del BIODOC para realizar la recopilación de literatura.

MANEJO DE POBLACIONES EN CAUTIVERIO

- Actualización periódica del Pedigri.
- Que AMACZOOA apoye la obtención de fondos para talleres.
- Cumplir actividades propuestas en el tiempo establecido.
- Comunicación constante y fluida entre ejecutores del programa.

EL SALVADOR

- Integrar grupos interdisciplinarios en la evaluación de los distintos factores de las áreas naturales.
- Promover el Ecoturismo regulado como medida alternativa para las actividades de sobrevivencia de las poblaciones que habitan dentro de las áreas naturales
- Proporcionar a las diferentes instituciones involucradas y a las autoridades del Parque Zoológico Nacional, una copia del Plan de Manejo Regional a fin de obtener el apoyo necesario en la toma de responsabilidades en el proceso.
- Establecer mecanismos de evaluación de los procesos a medida que estos se desarrollen a fin de detectar a tiempo las deficiencias y facilitar la búsqueda de soluciones de las mismas.

HONDURAS

- Constituir un banco de información nacional con toda la información recopilada y la suministrada durante el desarrollo de el Plan de Manejo, fortalecido con las experiencias obtenidas de otros países de la región, obtenidos a través de un programa de apoyo horizontal interinstitucional mesoamericano.
- Tomar modelos de Legislación existentes en otras áreas de la región, y modificarlos de acuerdo a las necesidades propias de Honduras.
- Fomentar la Investigación en el campo sobre el jaguar a través de incentivos como: temas de tesis, con apoyo de equipo básico y asesoramiento profesional
- Implementar en el Jardín Zoológico El Picacho de Tegucigalpa, una colección piloto de jaguares, para iniciar las primeras investigaciones *ex situ* en el país, y establecer un modelo de cautiverio que cumpla con

todos los protocolos, de forma que sirva para el establecimiento de nuevas poblaciones cautivas legalizadas en Honduras.

- Integrar a las poblaciones en los trabajos de conservación *in-situ* mediante capacitaciones de métodos alternativos para el aprovechamiento sostenible en especial del recurso fauna, haciendo énfasis en el jaguar como regulador de los ecosistemas en apoyo a programas de ecoturismo.

NICARAGUA

- Recopilar toda la información existente acerca de todas las especies en el país, a través de la compilación bibliográfica y consulta con expertos.
- Realización de un taller a nivel nacional sobre métodos y experiencias regionales de investigación, dirigido a investigadores con interés en el tema.

PARA POBLACIONES EN CAUTIVERIO

- Completar e intercambiar información con los diferentes Zoológicos de la Región Mesoamericana.
- Legalizar o registrar colecciones del Zoológico Nacional.
- Elaborar Plan de Colección del Zoológico Nacional.
- En el Plan Nutricional podemos colaborar en recopilar información al respecto.
- Poner en práctica el perfil de personal requerido para trabajar con la especie en cautiverio.
- Elaborar Plan de Emergencias.

- Comprometer a las instituciones del área a mantener una red de información sobre los acontecimientos más importantes del Zoológico Nacional.
- Obtener huella genética de cada espécimen (siempre y cuando contemos con el apoyo de la tecnología y envío de muestras de las personas involucradas en esta acción).
- Marcar e identificar a cada individuo de la colección (solicitando apoyo a entidades involucradas, pues no se cuenta con la herramienta para poder llevar a cabo esta acción, aunque sabemos que es de suma necesidad hacerlo).

COSTA RICA

- Realizar reuniones cada seis meses para evaluar los avances de las acciones propuestas.
- Elaborar un plan de capacitación dirigido a los grupos relacionados con la conservación de la especie.
- Establecer un centro de documentación e información sobre el jaguar en el Zoológico Nacional Simón Bolívar, que coordine con otros centros de documentación e investigadores.
- Divulgar resultados e intenciones del Taller a través del Departamento de Prensa del MINAE y FUNDAZOO en los diferentes medios de comunicación a nivel nacional.
- Buscar patrocinadores que contribuyan al desarrollo de las acciones propuestas

PANAMA

- Es necesario realizar investigaciones de campo sobre la ecología, biología y conservación del jaguar y los otros felinos en Panamá.

- Recomendamos hacer estudios de radiotelemetría para obtener datos de comportamiento, hábitat, ámbitos hogareños, hábitat alimenticios, etc, para poder realizar un mejor plan de manejo para jaguares y otros felinos.
- Recomendamos hacer investigaciones paralelas para determinar densidad de especies presa.

MÉXICO

BASES PARA LA ELABORACIÓN DEL PROGRAMA DE MANEJO DEL JAGUAR (*Panthera onca*)

PROBLEMAS

1. Desconocimiento del estatus poblacional de las áreas de distribución
2. Desconocimiento de los corredores biológicos utilizados por el taxón
3. Falta de colaboración y comunicación entre los especialistas del grupo que trabaja en vida libre y cautiverio
4. Fragmentación, pérdida de hábitat e interferencia humana
5. Cosmovisión de las comunidades rurales y falta de concientización hacia los recursos naturales
6. Ausencia de una verdadera protección y vigilancia de las áreas protegidas donde se distribuye el taxón
7. Desconocimiento del riesgo (potencial) epidemiológico entre la misma especie y enfermedades transmitidas por la fauna doméstica
8. Desconocimiento de las enfermedades e historia clínica de los animales en cautiverio.
9. Ausencia de un registro de identificación estandarizada para la especie.
10. Ausencia y manejo de un protocolo estandarizado de sanidad animal. (medicina preventiva, cuarentena, vacunación, desparasitación, necropsia, albergues, capacitación del personal y protocolo de emergencia)
11. Ausencia de un programa de educación, difusión hacia las comunidades rurales.
12. Pocos programas de investigación en cautiverio
13. Falta de un centro de información de los aspectos actualizados del taxón.
14. Falta de un programa de reproducción para la especie
15. Involucrar a AZCARM para la capacitación y entrenamiento de los profesionales y técnicos que trabajen con la especie.

OBJETIVOS

1. Establecer el estatus del jaguar en México
2. Identificar los corredores biológicos en México y evaluación del hábitat potencial del jaguar.
3. Formar un comité asesor para la especie tomando en cuenta la propuesta de SEMARNAP (en preparación).
4. Diseñar programas de alternativas económicas
5. Recomendar la aplicación de estrategias gubernamentales de protección y manejo de las áreas protegidas y potenciales.

6. Llevar a cabo estudios epidemiológicos de enfermedades potenciales para el taxón.
7. Desarrollar un protocolo reglamentado de registros.
8. Desarrollar un protocolo para la recepción de decomisos y donaciones.
9. Elaborar un protocolo de medicina preventiva (cuarentena, vacunación, desparasitación, necropsia, etc.)
10. Elaborar un protocolo estandarizado sobre manejo (albergues y emergencia)
11. Desarrollo de un programa de educación y difusión dirigido a las comunidades rurales.
12. Elaborar un programa de investigación de la especie en cautiverio en diferentes líneas que coadyuve los estudios de las poblaciones silvestres
13. Habilitar un centro de información sobre felinos.
14. Evaluar y redefinir los programas de reproducción en cautiverio
15. Realizar un taller de monitoreo de las poblaciones en cautiverio y estado silvestre. (en la que participen diferentes organizaciones de la región).

ACCIONES

I. Revisión de literatura

Acciones:

- a. Consulta de expertos en México
- b. Trabajo de campo (entrevistas y encuestas en las áreas de distribución)

Meta

Tener el mapa de las áreas de distribución de la especie y las amenazas tanto del hábitat como del jaguar.

Tiempo

1 a 3 años.

Responsables

Epigmenio Cruz Aldán, Chiapas.
Rodrigo Núñez, Jalisco.

Recursos

Apoyo financiero y recursos humanos

Cronograma

Personal y tiempo
8 horas diarias

Indicadores de éxito

Mapa del área de distribución actual
Documento final

Colaboradores

Escuelas de Biología
IHN
UNACH
Zoológico de Denver
Fundación Cuixmala
Comité SEMARNAP
Selva Negra
Universidad de Colima y Michoacán

II. Uso de sistemas de información geográfica y verificación en el campo y evaluación del hábitat potencial del jaguar

Acciones

Definir mapa confiable de las áreas protegidas y potenciales

Tiempo:

1 año

Cronograma

Corroborar presencia: 4 a 5 años.

Responsables:

Rodrigo Núñez...Occidente
Epigmenio Cruz...Sureste

Recursos:

Financieros y humanos.

Personal y tiempo:

2 personas 8 horas diarias

Indicador de éxito:

Mapa de rango de distribución potencial.
Documento final.

Colaboradores:

IHN, UNAM, UMSNH, UC, entre otros.

III. Solicitar a los profesionales en el área el asesoramiento en los programas de conservación y manejo sustentable de la especie y su hábitat.

Meta:

Selección de dicho comité e inicio de las primeras acciones a realizar.

Tiempo:

6 meses.

Responsables:

AZCARM Y SEMARNAP.

Recursos:

Equipo de cómputo e Internet, papelería y servicio postal.

Cronograma:

1er mes, convocatoria; 3 meses, primera reunión; 6 meses, formalización del grupo.

Personal y tiempo:

2 personas por 4 horas diarias.

Indicadores de éxito:

Consolidación del comité.

Colaboradores:

AZCARM, SEMARNAP, Universidades y profesionales en el área.

V. Establecer un programa de alternativas económicas a nivel urbano y rural

Meta:

Establecimiento del programa, elaboración de trípticos, videos y folletos; la difusión de otros medios de comunicación.

Tiempo:

6 meses.

Responsable:

Departamento de áreas naturales de los zoológicos involucrados.

Recursos:

Literatura y asesoramiento técnico.

Cronograma:

1 mes para difusión en áreas protegidas, y 6 meses para tener todo el material.

Personal y tiempo:

3 por zoológico y /o áreas protegidas, 4 horas.

Indicadores de éxito:

Obtención de un programa y su aplicación.

Colaboradores:

Zoológicos con su Departamento Educativo, los medios de comunicación e iniciativa privada.

VI. *Solicitud de apoyo de Organizaciones Gubernamentales competentes para llevar a cabo una protección efectiva de áreas protegidas y no protegidas donde ocurra la especie.*

Metas:

Verificar la presencia de las autoridades, y elaboración de una bitácora supervisada por el personal de las reservas.

VII. *Iniciar de pruebas serológicas para la determinación de anticuerpos y enfermedades potenciales de las poblaciones silvestres y cautivas*

Meta:

Obtener resultados con base a la titulación.

Tiempo:

1 año.

Responsable:

Jorge Paredes, Socorro Paredes y David Espinoza.

Recursos:

Reactivos, material de laboratorio y equipo de muestreo.

Cronograma:

3 meses inicio de pruebas; 1 año, obtener primeros resultados de los zoológicos involucrados.

Personal y tiempo:

Personal medio de laboratorio por 4 horas diarias.

Indicadores de éxito:

Resultados serológicos.

Colaboradores:

Zoológicos participantes.

VIII. Elaboración de un protocolo estandarizado sobre registros.

Meta:

Cuando se elabore el protocolo.

Tiempo:

1 mes.

Responsable:

Cada zoológico involucrado.

Recursos:

Papelería, microchips y otra técnica.

Cronograma:

3 meses.

Personal y tiempo:

Dependiente del Zoológico.

Indicador de éxito:

Que la mayoría de los especímenes cuenten con esta norma.

IX. Establecer políticas adecuadas en relación a donaciones y decomisos, y desarrollar un protocolo.

Meta:

Elaboración del protocolo.

Tiempo:

1 mes.

Responsable:

Cada Zoológico involucrado.

Recursos:

Papelería, y otras técnicas.

Cronograma:

3 meses.

Personal y tiempo:

Dependiente del Zoológico.

Indicador de éxito:

Aplicación del protocolo.

X. Cuarentena, recopilar la información existente a nivel de instituciones miembros de AMACZOOA y de otras asociaciones a nivel internacional, para formular un protocolo estandarizado sobre los puntos básicos que debe cubrir la cuarentena para la región mesoamericana. Dicho documento será distribuido a los miembros de AMACZOOA para su corrección y posterior formulación de un documento final.

Meta:

Elaboración de protocolo estandarizado.

Tiempo:

1 año.

Responsable:

MVZ Jorge Paredes

Recursos:

Internet. Bibliografía.

Cronograma:

Primeros seis meses obtención de un borrador. A los siete meses.

Personal/tiempo:

Médicos veterinarios, biólogos y manejadores de fauna silvestre. 4 horas.

Indicadores de éxito:

Envío del documento a los miembros de AMACZOOA.

Colaboración:

AZCARM y AMACZOOA

XI. Medicina preventiva, investigar el papel que juegan las enfermedades en las poblaciones cautivas y el riesgo potencial que pueden tener estas patologías para la conservación del taxón en vida libre. Desarrollar un protocolo estandarizado básico de medicina preventiva con el fin de identificar la presencia e incidencia de las enfermedades infecciosas, parasitarias y nutricionales que afectan a las diferentes poblaciones, el cual pueda ser implementado en las instituciones de Mesoamérica el cual incluirá:

- Nutrición
- Desparasitación
- Vacunación
- Evaluación clínico anual
- Exámenes de laboratorio
- Banco de suero
- Control de plagas

Meta:

Elaborar un protocolo estandarizado sobre medicina preventiva.

Tiempo:

1 año.

Responsable:

MVZ José Luis Rodríguez y MVZ Jorge Paredes. Personal

Recursos:

Internet, bibliografía, registros de zoológicos

Cronograma:

Primeros seis meses obtención de un borrador. A los siete meses.

Personal/tiempo:

1 persona por institución, 2 horas diarias.

Indicadores de éxito:

Enviar documento a miembros del AMACZOOA.

Colaboradores:

AMACZOOA, AZCARM, UNAM.

XII. Necropsias, elaboración de un protocolo básico estandarizado de necropsias el cual pueda ser utilizado tanto en cautiverio como en vida libre para la región mesoamericana, en donde se especifique la toma, conservación y envío de muestras con el fin de conformar bancos de información ecológica y clínica para el jaguar.

Metas:

Elaborar un protocolo estandarizado sobre métodos veterinarios.

Tiempo:

1 año.

Responsable:

MVZ David Espinoza (Zoológico Guadalajara), MVZ Itzel Vañes (Zoológico Chapultepec) y Carles (Zoológico de Puebla).

Recursos:

Internet, bibliografía, material de laboratorio.

Cronograma:

Primeros seis meses obtención de un borrador, a los siete meses.

Persona/tiempo:

1 persona por institución, 2 horas diarias.

Indicadores de éxito:

Envío de protocolo estandarizado a miembros del AMACZOOA.

Colaboradores:

AZCARM, UNAM Y AMACZOOA.

XIII. Elaborar un programa de educación ambiental y estrategias de difusión dirigido a las comunidades rurales.

Meta:

Elaboración del documento en cuestión.

Tiempo:

1 año.

Responsable:

Departamento Educativos del ZOOMAT y otros Zoológicos.

Recursos:

Apoyo financiero.

Cronograma:

1 año.

Personal y tiempo:

3 personas de tiempo completo.

Indicadores de éxito:

Ejecución del programa como tal.

XIV. Desarrollar las técnicas de investigación en cautiverio para estudios reproductivos, comportamiento y nutricional.

Meta:

Conocer los patrones reproductivos, conductuales y nutricionales de la especie.

Tiempo:

3 años.

Responsables:

José Luis Rodríguez y Jorge Paredes.

Recursos:

Tesistas de Licenciatura y Maestría, financiamiento y becas.

Cronograma:

1 año, presentar la metodología a seguir.

Personal y tiempo:

Tiempo completo.

Indicadores de éxito:

Presentación de protocolos de investigación.

Colaboradores:

Zoológicos, universidades, y centros de investigación

XV. Recopilar la información existente sobre felinos y ubicarla en un lugar determinado (previamente habilitado y reglamentado).

Meta:

Crear una base documental sobre la especie.

Tiempo:

1 año.

Responsables:

Un representante del comité con sede en un Zoológico miembro.

Recursos:

Equipo de cómputo, Internet, copiadora, archiveros, estantes, papelería, personal, libros, videos, suscripciones y membresías.

Cronograma:

4 meses, ubicación y habilitación de un espacio físico; 8 meses equipamiento; 1 año adquisición de material de referencia y operación

Personal:

1 persona, 4 horas diarias.

Indicadores de éxito:

Operación del centro.

Colaboradores:

Zoológicos miembros, ONG´s, OG´s, universidades entre otras instituciones.

XVI. Elaborar las bases de un plan reproductivo(contemplando el programa de la UICN) de acuerdo a los objetivos de la institución, investigar las técnicas reproductivas así como establecer los métodos adecuados de contracepción. Realizar estudios sobre las técnicas no invasivas para diagnóstico de gestación (heces-progesterona). Elaborar una tabla de registros para incluir los datos obtenidos durante el examen neonatal.

Meta:

Un compendio de la información disponible.

Tiempo:

1 año.

Responsables:

MVZ Dulce María Brousset (UNAM, MVZ José Luis Rodríguez y MVZ Jorge Paredes

Recursos:

Equipo de cómputo, Internet. Bibliografía, registros de zoológicos

Cronograma:

Primeros 8 meses obtención de un borrador. A los 10 meses

Personal y tiempo:

1 responsable por institución participante, 2 horas diarias

Indicadores de éxito:

Envío del documento a los miembros de AMACZOOA

Colaboradores:

UNAM, AZCARM, médicos veterinarios y biólogos.

XVII. Realizar un taller para el monitoreo de las poblaciones silvestres y en cautiverio en México integrando a los dos sectores.

Meta:

Recopilación de la literatura relacionada existente, realizar dicho taller y presentar documento final.

Tiempo:

1 año (mayo-junio 2002)

Responsables:

Personal participante en este taller (México)

Recursos:

Apoyo financiero y humano.

Cronograma:

Presentar un documento preliminar en San Salvador (13-17 de octubre 2001).

Personal/tiempo:

4 hors.

Indicadores de éxito:

Consolidación del documento final (manual de metodologías de investigación).

Colaboradores:

AZCARM, SEMANARP y AMACZOOA.

XVIII. Manejo individual en cautiverio

Metas:

Dar a conocer el papel de los depredadores en la naturaleza y la importancia del jaguar en los ecosistemas para promover un cambio de actitud de la población hacia los depredadores.

Reproducción

- ❖ Elaboración de las bases de un plan reproductivo de acuerdo a los objetivos de la institución.
- ❖ Investigación sobre las técnicas reproductivas.
- ❖ Establecer los métodos adecuados de contracepción.
- ❖ Realizar estudios sobre las técnicas no invasivas para diagnóstico de gestación (heces-progesterona).
- ❖ Elaborar una tabla de registros para incluir los datos obtenidos durante el examen neonatal.

Personal:

Médicos veterinarios y biólogos.

Cronograma:

Primeros 8 meses obtención de un borrador. A los 10 meses envío del documento a los miembros de AMACZOOA.

Responsable:

MVZ Dulce María Brousset (UNAM), MVZ José Luis Rodríguez y MVZ Jorge Paredes.

Recursos:

Internet. Bibliografía, registros de zoológicos.

Tiempo dedicado: 2 horas diarias

GUATEMALA

PROPUESTA PARA LA IMPLEMENTACIÓN DE UN POSIBLE PROGRAMA DE MANEJO PARA EL JAGUAR EN GUATEMALA

PROBLEMAS

1. Métodos y técnicas de monitoreo
 - A. Se desconocen muchas de las técnicas de investigación social y monitoreo de poblaciones
 - B. Los métodos y técnicas de monitoreo no están estandarizados para la región.
2. Manejo de poblaciones en cautiverio
 - A. Registros incompletos
 - B. Falta de planes de colección
 - C. Mala comunicación entre instituciones regionales
 - D. Barreras legales para mantener poblaciones saludables
 - E. Desconocimiento del genoma de las colecciones
 - F. Falta de capacitación en técnicas reproductivas y genéticas
3. Manejo individual en cautiverio
 - A. No existen protocolos ni instalaciones de cuarentena
 - B. No existen protocolos de medicina preventiva
 - C. No existe suficiente información sobre alimentación y nutrición de jaguares en cautiverio
 - D. No existen programas de enriquecimiento ambiental
 - E. Falta capacitación del personal de apoyo
4. Historia Natural
 - A. No se conoce la distribución exacta
 - B. No hay suficientes estudios de campo sobre la historia natural
5. Unidades de Conservación
 - A. Escasos conocimientos de los administradores de las áreas protegidas
 - B. La base de datos sobre la cobertura vegetal de las áreas que contiene poblaciones de jaguar es parcial
 - C. No se han estimado las poblaciones dentro de las áreas donde está presente la especie.

- D. En Guatemala no se ha estudiado a fondo la ecología de la especie (ámbito de hogar del jaguar, uso del hábitat, hábitos alimenticios, etc.)
- E. No se ha divulgado suficientemente el monitoreo a través del tiempo de la continuidad y cobertura del paisaje.

OBJETIVOS

MÉTODOS Y TÉCNICAS DE MONITOREO

- a- Desarrollar técnicas de investigación social que respondan a la situación real de Guatemala.
- b- Estandarizar las técnicas de monitoreo y estudio ecológico de poblaciones de vida silvestre.
- c- Desarrollar una técnica de bajo costo y efectiva que pueda ser aplicada a todos los países de la región.

MANEJO DE POBLACIONES INDIVIDUALES

- a- Verificar inventario de especímenes de la región.
- b- Elaborar plan de colección para cada institución.
- c- Establecer mecanismos de acceso a la información en los zoológicos y colecciones.
- d- Legalizar / registrar las colecciones de Guatemala.
- e- Obtener la huella genética de cada espécimen
- f- Entrenamiento en técnicas reproductivas y genéticas

MANEJO INDIVIDUAL EN CAUTIVERIO

- a- Determinar los aspectos necesarios para elaborar protocolos de cuarentena y las características de las instalaciones
- b- Determinar los tópicos de un protocolo de medicina preventiva y aplicarlos a la colección.
- c- Obtener y generar información sobre alimentación y nutrición de jaguares en cautiverio.
- d- Determinar los lineamientos para un plan de reproducción en cautiverio.

- e- Desarrollar e implementar un programa de enriquecimiento ambiental para jaguares.
- f- Que el personal de apoyo se encuentre capacitado.

HISTORIA NATURAL

- a- Conocer la situación histórica y presente de la especie
- b- Realizar una revisión bibliográfica sobre la historia natural del jaguar
- c- Realizar estudios sobre historia natural y ecología del jaguar

UNIDADES DE CONSERVACIÓN

- a- Capacitar a los administradores de las áreas protegidas.
- b- Recopilar y analizar información existente sobre la cobertura.
- c- Realizar estimados poblacionales en Guatemala.
- d- Realizar estudios de la ecología de poblaciones.

ACCIONES

I. MÉTODOS Y TÉCNICAS DE MONITOREO

Acciones

- a- Desarrollar, con la asesoría de sociólogos, antropólogos, biólogos, ecólogos de poblaciones, un instrumento de investigación social que pueda ser aplicado en comunidades rurales de Guatemala.
- b- Realizar la revisión de literatura sobre las técnicas de monitoreo y de investigación ecológica que puedan ser aplicadas a la región.
- c- Consultar expertos acerca de las técnicas de investigación ecológica que puedan ser aplicadas en Guatemala.
- d- Comparar diferentes técnicas de monitoreo y de investigación ecológica a fin de determinar cual es la más idónea (en cuanto a costo, efectividad y factibilidad de aplicación) para utilizar de manera uniforme en la región.

II. MANEJO DE POBLACIONES EN CAUTIVERIO

Acciones

- a- Marcaje e identificación.
- b- Elaborar protocolo de manejo de la colección.
- c- Realizar gestión para obtener equipo informático y conexión.
- d- Solicitar permiso legal ante autoridad competente.
- e- Tomar muestras de sangre para PCR.
- f- Preparar los talleres de capacitación.

III. MANEJO INDIVIDUAL EN CAUTIVERIO

Acciones

- a- Elaborar un protocolo de cuarentena.
- b- Justificar la construcción de instalaciones adecuadas de cuarentena.
- c- Elaborar un protocolo de medicina preventiva.
- d- Recopilar información y realizar investigación sobre nutrición y alimentación.
- e- Elaborar un protocolo de emergencia en caso de escapes.
- f- Elaborar un plan de reproducción de jaguares.
- g- Aplicar y evaluar el programa de enriquecimiento ambiental de forma permanente.
- h- Realizar talleres de capacitación.

IV. HISTORIA NATURAL

Acciones

- a- Realizar investigación social o de campo que permita determinar la distribución.
- b- Preparar una base de datos sobre literatura al respecto.
- c- Proponer temas de tesis sobre historia natural y ecología del jaguar.

V. *UNIDADES DE CONSERVACIÓN*

Acciones

- a- Crear cursos de capacitaciones para administradores de áreas protegidas.
- b- Elaborar un documento que sintetice la información recopilada.
- c- Hacer una propuesta dirigida a instituciones nacionales e internacionales para que incluyan dentro de sus líneas de investigación el estudio del jaguar.
- d- Realizar estudios de la ecología de poblaciones.

RECOMENDACIONES

MÉTODOS Y TÉCNICAS DE MONITOREO

- Realizar validaciones de los instrumentos de investigación social.
- Tomar en cuenta la colección del BIODOC para realizar la recopilación de literatura.

MANEJO DE POBLACIONES EN CAUTIVERIO

- Actualización periódica del Studbook.
- que AMACZOOA apoye la obtención de fondos para talleres.
- Cumplir actividades propuestas en el tiempo establecido.
- Comunicación constante y fluida entre ejecutores del programa.

MANEJO INDIVIDUAL EN CAUTIVERIO

- Priorizar las actividades a realizar.

HISTORIA NATURAL

- Establecer mecanismos de cooperación interinstitucional para intercambiar información y realizar investigación.

UNIDADES DE CONSERVACIÓN

- Que los cursos de capacitación sean realizados semestralmente para darle seguimiento.
- Evaluar la posibilidad de realizar ensayos preliminares de reintroducción / reproducción de individuos nacidos en cautiverio.

EL SALVADOR

Problema 1

Falta de espacio adecuado para el mantenimiento de una población en cautiverio superior a los tres especímenes, que es el espacio disponible actual para los ejemplares de la colección de exhibición, dos hembras que ya se poseen y un macho que se pretende adquirir.

Objetivos

- a) Obtener terreno adicional contiguo a las instalaciones del Parque Zoológico Nacional o en un área cercana al mismo, donde levantar una infraestructura adecuada que permita brindar al taxón el mantenimiento de una población con miras a la reproducción de la especie.

Acciones

1. Gestionar ante las autoridades correspondientes, la concesión de los terrenos pertenecientes al antiguo Cuartel El Zapote, al Parque Zoológico Nacional de El Salvador, a fin de iniciar un área de reproducción de especies clave para la conservación nacional y regional, distinta a la colección de exhibición de la institución.

Problema 2

Falta de un mecanismo administrativo que agilice la utilización de los fondos disponibles del Parque Zoológico Nacional de El Salvador, para poder cubrir emergencias y eventos como movilización de ejemplares fuera o hacia el país, que aseguren la salud genética de la población, de acuerdo al plan regional.

Objetivos

- a) Generar un fondo específico de administración no gubernamental para la atención de necesidades especiales del programa de conservación del jaguar en cautividad.
- b) Establecer mecanismos de transporte internacional para las especies que necesitan ser movilizadas hacia el país o hacia fuera de este, de manera que se minimicen los costos de dicho traslado.

Acciones

1. Crear un plan de patrocinios para ayudar en el sostenimiento de las necesidades inmediatas o no cubribles por los fondos de la institución, cuyo fondo sea administrado por la empresa privada.
2. Realizar convenios con la Fuerza Aérea del El Salvador y la empresa Grupo Taca de El Salvador, para realizar el transporte de los ejemplares del programa de conservación, cuando sea requerido, sin costo alguno para el mismo.

Problema 3

Falta de concientización de la población de la magnitud del problema de la extinción del jaguar en el país, y del daño a las áreas naturales que no poseen ya las condiciones mínimas para la sobrevivencia de la especie en vida silvestre, así como una total apatía por buscar una solución de la problemática.

Objetivos

- a) Generar en la población una visión real del problema de la extinción del jaguar en sus áreas naturales, las repercusiones en otros seres vivos que habitan la zona y la necesidad de revertir los problemas que lo llevaron a la extinción antes de reintentar su repoblación en las áreas que un día habitó.
- b) Crear en la población una actitud de apoyo hacia la generación de un programa de conservación ex situ de la especie, como medida alternativa para su repoblación futura.

Acciones

1. Desarrollar programas educativos específicos orientados a enseñar la importancia del jaguar como controlador de especies, las repercusiones que ha generado su extinción en el país dentro del equilibrio de las zonas donde este habitaba.
2. Insertar dentro de los programas educativos, la necesidad de devolver al taxón a la vida silvestre, y por consiguiente la importancia de crear un reservorio de ejemplares en cautiverio, que permitan en un futuro, generar programas y actividades que conlleven a la especie a tener una segunda oportunidad dentro del país.

Problema 4

Desconocimiento del déficit real de condiciones mínimas necesarias en las áreas donde existió el jaguar, que permitan determinar la posibilidad de reinsertar a la especie en la vida silvestre en el futuro.

Objetivos

- a) Establecer el estado real de las áreas naturales donde existió el jaguar.
- b) Evaluar las medidas a tomar para permitir que las mismas sean capaces de albergar nuevamente a la especie.

Acciones

1. Realizar estudios de vegetación, inventarios de fauna y estimados de población de las especies que constituyen la alimentación básica del jaguar.
2. Determinar las áreas contínuas más extensas que presenten las condiciones mínimas necesarias para permitir la sobrevivencia del taxón de ser puesto nuevamente en el área.
3. Identificar los riesgos para la especie, en caso de la repoblación de las zonas con jaguar.
4. Considerar la actitud de las poblaciones humanas colindantes con la zona a ser repoblada.
5. Establecer las acciones prioritarias y de mayor relevancia para el mejoramiento de la zona y minimización de los factores adversos.

Instituciones participantes

- Se presentará el Plan de Manejo del jaguar en El Salvador, como parte del Plan de Conservación Regional del Jaguar en Mesoamérica, a las instituciones nacionales y privadas consideradas como vitales para el desarrollo del programa, a fin de establecer su papel en el mismo, y crear los compromisos que conlleven a un adecuado desarrollo de sus diferentes etapas. Algunas de las instituciones blanco para ser integradas al proyecto son las siguientes:
 - Parque Zoológico Nacional de El Salvador
 - Dirección Nacional de Espacio de Desarrollo Cultural de CONCULTURA
 - Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales
 - Servicio de Parques Nacionales y Vida Silvestre del Ministerio de Agricultura y Ganadería
 - Fuerza Aérea de El Salvador
 - FUNZEL
 - SalvaNATURA
 - SIMBIOSIS
 - Grupo Taca de El Salvador
 - ECOMILLENIUM
 - CORSATUR
 - Universidad de El Salvador
 - PNUD
 - Otros
- Se solicitarán cartas de apoyo de las instituciones internacionales de conservación que están dispuestas a generar apoyo logístico a este plan, como CBSG, WCS y AMACZOOA, para acompañar al documento de presentación.
- Se solicitará un taller de capacitación en El Salvador, para las personas de las instituciones involucradas que participarán en el Plan de Manejo.
- Se solicitará el compromiso de las autoridades respectivas, para brindar el tiempo necesario a estas personas, que laborarán en el Plan.

RECOMENDACIONES

1. Integrar grupos interdisciplinarios en la evaluación de los distintos factores de las áreas naturales.
2. Promover el Ecoturismo regulado como medida alternativa para las actividades de sobrevivencia de las poblaciones que habitan dentro de las áreas naturales
3. Proporcionar a las diferentes instituciones involucradas y a las autoridades del Parque Zoológico Nacional, una copia de el Plan de Manejo Regional , a fin de obtener el apoyo necesario en la toma de responsabilidades en el proceso.
4. Establecer mecanismos de evaluación de los procesos a medida que estos se desarrollen a fin de detectar a tiempo las deficiencias y facilitar la búsqueda de soluciones de las mismas.

HONDURAS
PROGRAMA DE MANEJO Y CONSERVACIÓN DE JAGUARES
(*Panthera onca*)

Problemas

1. Desconocimiento de las poblaciones y subpoblaciones de *Panthera onca*, número de individuos en cada una de las áreas naturales de conservación, estructura de las poblaciones, calidad del hábitat y capacidad de carga de las unidades de conservación.
2. La información que hasta el momento se posee sobre jaguares no se encuentra documentada, sino que está dispersa y es obtenible únicamente por comunicación personal con profesionales de mayor conocimiento sobre el tema.
3. La actual legislación presenta vacíos que no permiten una adecuada regulación para la protección, conservación y manejo de la especie.
4. Carencia de una estructura adecuada que cumpla con los estándares mínimos para el mantenimiento de una población de jaguares que le permita un manejo genético de la población ex situ.

OBJETIVOS

1. Estudiar la distribución de jaguares en el país, el tamaño de las poblaciones y subpoblaciones, y la estructura de las mismas, en las Áreas Naturales Protegidas.
 - A) Definir las áreas a considerar como “Unidades de Conservación para el Jaguar”.
 - B) Determinar la calidad del Hábitat de las Unidades de Conservación para el Jaguar y su capacidad de carga.
2. Rescate de información.
3. Establecer la Ley de Vida Silvestre con base técnica en el manejo de la fauna, que esté acorde con las políticas regionales e internacionales y el desarrollo de este recurso en forma sostenible en el país y detectar en la legislación nacional sobre regulaciones,

manejo y administración de fauna, los vacíos existentes, con el propósito de proponer reformas a la misma.

4. Lograr que los encargados de las poblaciones ex situ desarrollen e implementen un protocolo básico para asegurar el éxito en las poblaciones de jaguar y registrar los ejemplares de jaguar que estén en cautiverio en todo el país.

ACCIONES

I. ESTUDIAR LA DISTRIBUCIÓN DE JAGUARES EN EL PAÍS, EL TAMAÑO DE LAS POBLACIONES Y SUBPOBLACIONES Y LA ESTRUCTURA DE LAS MISMAS EN LAS AREAS NATURALES PROTEGIDAS.

Acciones:

- a- Fomentar la integración de la Escuela de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de Honduras, a través de estudios de la población de jaguares del país como tema de tesis de los estudiantes de la carrera.
- b- Capacitar e involucrar a los Guardaparques de las Áreas Naturales, en las Técnicas de Identificación de los ejemplares de su área.
- c- Integrar a Instituciones Clave que puedan ejecutar, facilitar o apoyar los estudios del estado actual de las Áreas Naturales, en el Programa de Manejo y Conservación del Jaguar.
- d- Realizar observaciones de las áreas naturales a través de sobrevuelos a fin de confirmar su estado actual.
- e- Realizar un taller con la participación de las Instituciones integradas al Proyecto, a fin de validar las áreas como Unidades de Conservación para el Jaguar.
- f- Establecer estudios socio económicos de las poblaciones aledañas y dentro de las áreas naturales, sus actividades de sobrevivencia.
- g- Determinar la presencia de animales domésticos dentro del área, que puedan ser portadores de enfermedades parasitarias o infectocontagiosas.
- h- Establecer estimados poblacionales de las especies que constituyen las presas habituales del jaguar.

- i- Determinar basado en los datos obtenidos, estimar la capacidad de carga de cada Unidad.

Colaboradores

AFE-COHDEFOR

Universidad Nacional Autónoma de Honduras

Organizaciones no gubernamentales

Proyecto CBM

Fuerza Aérea

II. RESCATE DE INFORMACIÓN

Acciones:

- a. Incentivar mecanismos de publicación para las investigaciones realizadas hasta el momento que en forma indirecta o incidental sobre la población de jaguares en Honduras.
- b. Invitar a los profesionales con experiencia de trabajo de campo sobre los jaguares a participar en la elaboración de la documentación de la distribución de jaguares en el país y la historia natural de la especie.
- c. Integrar la información existente en el Museo de Historia Natural de la Universidad Nacional Autónoma de Honduras al programa de conservación y manejo del jaguar.

Responsables

Investigadores

Universidad Nacional Autónoma de Honduras

Tiempo:

1 año

III. ESTABLECER LA LEY DE VIDA SILVESTRE CON BASE TÉCNICA EN EL MANEJO DE LA FAUNA, QUE ESTE ACORDE CON LAS POLÍTICAS REGIONALES E INTERNACIONALES Y EL DESARROLLO DE ESTE RECURSO EN FORMA SOSTENIBLE EN EL PAÍS Y DETECTAR EN LA LEGISLACIÓN NACIONAL SOBRE REGULACIONES, MANEJO Y ADMINISTRACIÓN DE FAUNA, LOS VACÍOS EXISTENTES, CON EL PROPÓSITO DE PROPONER REFORMAS A LA MISMA.

Acciones:

- a. Elaborar un anteproyecto de ley de manejo y conservación de vida silvestre.
- b. Incluir dentro de la ley regulaciones específicas sobre el manejo, tenencia y sanciones para el aprovechamiento de esta especie.
- c. Revisar/ actualizar el manual de Normas técnicas de manejo Vida Silvestre.
- d. Lograr la participación en esta iniciativa de Ley de todas las instituciones encargadas de manejar las poblaciones de jaguar ex situ e in situ.

Responsables:

SERNA
AFE/COHDEFOR (DAPVS)
Fiscalía Especial del Ambiente
Autoridades CITES
Congreso Nacional
Procuraduría Especial del Ambiente

IV. LOGRAR QUE LOS ENCARGADOS DE LAS POBLACIONES EX SITU DESARROLLEN E IMPLEMENTEN SU PROTOCOLO BÁSICO PARA ASEGURAR EL ÉXITO EN LAS POBLACIONES DE JAGUAR Y REGISTRAR LOS EJEMPLARES DE JAGUAR QUE ESTÉN EN CAUTIVERIO EN TODO EL PAÍS.

Acciones:

- a. Desarrollo de un protocolo que incluya aspectos como Cuarentena, medicina preventiva, necropsia y reproducción.
- b. Iniciar un registro de todos los individuos de jaguar que están en cautiverio en todo el país, bajo un modelo estandarizado para todos los ejemplares.
- c. De acuerdo a los objetivos de la colección es importante identificar posibilidades de reproducción en los individuos de jaguar.

Colaboradores:

AFE-COHDEFOR (dapvs)

SERNA (DIBIO)

Investigadores

Población

RECOMENDACIONES

1. Formar un banco de información nacional con toda la información recopilada y la suministrada durante el desarrollo de el Plan de Manejo, fortalecido con las experiencias obtenidas de otros países de la región, obtenidos a través de un programa de apoyo horizontal interinstitucional mesoamericano.
2. Tomar modelos de Legislación existentes en otras áreas de la región, y modificarlos de acuerdo a las necesidades propias de Honduras.
3. Fomentar la Investigación en el campo sobre el jaguar a través de incentivos como: temas de tesis, con apoyo de equipo básico y asesoramiento profesional
4. Implementar en el Jardín Zoológico El Picacho de Tegucigalpa, una colección piloto de jaguares, para iniciar las primeras investigaciones *ex - situ* en el país, y establecer un modelo de cautiverio que cumpla con todos los protocolos, de forma que sirva para el establecimiento de nuevas poblaciones cautivas legalizadas en Honduras.
5. Integrar a las poblaciones en los trabajos de conservación *in-situ* mediante capacitaciones de métodos alternativos para el aprovechamiento sostenible en especial del recurso fauna, haciendo énfasis en el jaguar como regulador de los ecosistemas en apoyo a programas de ecoturismo.

COSTA RICA

OBJETIVOS

1. Técnicas de monitoreo
2. Manejo poblaciones en cautiverio
3. Manejo de individuos
4. Historia natural
5. Unidades de conservación

ACCIONES

I. TÉCNICAS DE MONITOREO

Acciones:

Estandarizar encuestas

Responsable:

Juan Ramón (MINAE)

Acciones:

Elaborar manual metodológico

Responsable:

Roberval Almeida

Acciones:

Sistematización de la información

Responsable:

Celso Alvarado-MINAE

Acciones:

Divulgación

Responsable:

Sebastián Tröeng

II- *MANEJO DE POBLACIONES EN CAUTIVERIO*

Acciones:

Verificación inventarios nacionales

Responsable:

Fernando Cabezas-FUNDAZOO

Rodolfo Garro-MINAE

Acciones:

Identificación de especímenes del país y su ubicación

Responsable:

Fernando Cabezas-FUNDAZOO

Rodolfo Garro-MINAE

Acciones:

Identificación huellas genéticas de cada espécimen

Responsable:

Danilo Leandro-FUNDAZOO

Sebastián Tröeng-CCC

Acciones:

Establecer mecanismos de acceso de la información de instituciones del país

Responsable:

Yolanda Matamoros-FUNDAZOO

Acciones:

Legalizar o registrar colecciones

Responsable:

Rodolfo Garro-MINAE

Fernando Cabezas-FUNDAZOO

Acciones:

Plan de colección

Responsable:

Danilo Leandro-FUNDAZOO
José Hernández-FUNDAZOO

Acciones:

Capacitación en diversas técnicas

Responsable:

Danilo Leandro-FUNDAZOO
José Hernández-FUNDAZOO
Yolanda Matamoros-FUNDAZOO

III- MANEJO DE INDIVIDUOS

Acciones:

Elaborar protocolo de cuarentena, medicina preventiva, necropsias y reproducción

Responsable:

Randall Arguedas-FUNDAZOO
Danilo Leandro-FUNDAZOO
Blagovesta Pashov-UNA

Acciones:

Recopilar información nutricional existente en el país e investigación

Responsable:

Andrea Brenes-FUNDAZOO

Acciones:

Capacitación de personal

Responsable:

Danilo Leandro-FUNDAZOO
José Hernández-FUNDAZOO
Juan José Rojas-La Marina

Acciones:

Establecer comunicación interinstitucional

Responsable:

Juan José Rojas-La Marina
Yolanda Matamoros-FUNDAZOO

Acciones:

Recopilar información para hacer reglamentación sobre recintos

Responsable:

José Hernández-FUNDAZOO
Yolanda Matamoros-FUNDAZOO

Acciones:

Recopilar información sobre comportamiento y divulgarlo

Responsable:

Jorge Rodríguez-Escuela Biología-UCR

Acciones:

Implementar un programa de educación ambiental y extensión en el país en coordinación con todas las organizaciones e instituciones relacionadas con la protección de la especie

Responsable:

Luisa Valle-FUNDAZOO
Coordinar con educadores del SINAC

IV- HISTORIA NATURAL

Acciones:

Recopilar información sobre historia natural de la especie en el país

Responsable:

Roberval Almeida-UNA
Eduardo Baldioceda-U LATINA
Francisco Almanza-UNA

Acciones:

Identificar investigadores para detectar amenazas y crear directorio para el país

Responsable:

Francisco Almanza-UNA

Acciones:

Sistematizar la información obtenida

Responsable:

Francisco Almanza-UNA

Acciones:

Revisar la legislación existente

Responsable:

Fabricio Carbonel-MINAE
Juan Ramón-MINAE

V- *UNIDADES DE CONSERVACION*

Acciones:

Generar un mapa de ordenamiento territorial de las áreas donde se ha ubicado la existencia de jaguares (basado en un estudio de uso actual del suelo y uso potencial)

Responsable:

Ana Cecilia Medina-MINAE
Rodolfo Garro-MINAE

Acciones:

Generar un mapa de áreas críticas del jaguar para toma de decisiones

Responsable:

Fabricio Carbonel-MINAE
Celso Alvarado-MINAE

Acciones:

En base a los mapas generados revisar el diseño de áreas silvestres actuales

Responsable:

Vera Violeta Montero (Jenny Ash)
CBM
Miguel Rodríguez-CATIE
Celso Alvarado-MINAE

RECOMENDACIONES

1. Realizar reuniones cada seis meses para evaluar los avances de las acciones propuestas.
2. Elaborar un plan de capacitación dirigido a los grupos relacionados con la conservación de la especie.
3. Establecer un centro de documentación e información sobre el jaguar en el Zoológico Nacional Simón Bolívar, que coordine con otros centros de documentación e investigadores.
4. Divulgar resultados e intenciones del Taller a través del Departamento de Prensa del MINAE y FUNDAZOO en los diferentes medios de comunicación a nivel nacional.
5. Buscar patrocinadores que contribuyan al desarrollo de las acciones propuestas.

PROGRAMA PARA UNA POSIBLE ESTRATEGIA DE MANEJO DE LOS JAGUARES EN NICARAGUA

I. PROBLEMÁTICA QUE AFRENTA LA ESPECIE EN EL PAÍS

- Escasa o nula participación de los administradores y guarda parques de las áreas protegidas donde existe aún el jaguar, así como también de las personas que manejan las poblaciones en cautiverio (salud, nutrición, enfermedades, reproducción, tamaño de área adecuadas, etc.)
- Aplicación inadecuada de las leyes para la protección de la especie y la conservación de los hábitat.
- Escasa información acerca de la historia natural, ecología, estado del hábitat, comercio y aspecto reproductivo de la especie.
- Destrucción y fragmentación de los hábitat.
- Falta de sensibilidad y conocimiento de la población general para el cuidado del medio ambiente y el cuidado de la especie en peligro de extinción, como el jaguar.

II. OBJETIVOS DE SOLUCIONES

- Promover el interés y fomento de la investigación científica de la especie.
- Implementar una legislación adecuada para la protección y manejo de la especie.
- Determinar la dinámica de comercio del jaguar en el país.
- Impulsar un programa de manejo a corto y largo plazo para la protección del jaguar.
- Divulgar una campaña de Educación Ambiental dirigida a la población en general, encausada a la protección del medio ambiente y principalmente a las especies en peligro de extinción, que involucre todos los sectores activos de la sociedad.

III. ACCIONES RECOMENDADAS PARA IMPLEMENTARSE EN NICARAGUA

- Recopilar toda la información existente acerca de todas las especies en el país, a través de la compilación bibliográfica y consulta con expertos.
- Realización de un taller a nivel nacional sobre métodos y experiencias regionales de investigación, dirigido a investigadores con interés en el tema.

PARA POBLACIONES EN CAUTIVERIO

- Completar e intercambiar información con los diferentes Zoológicos de la Región Mesoamericana.
- Legalizar o registrar colecciones del Zoológico Nacional.
- Elaborar Plan de Colección del Zoológico Nacional.
- En el Plan Nutricional podemos colaborar en recopilar información al respecto.
- Poner en práctica el perfil de personal requerido para trabajar con la especie en cautiverio.
- Elaborar Plan de Emergencias.
- Comprometer a las instituciones del área a mantener una red de información sobre los acontecimientos más importantes del Zoológico Nacional.
- Obtener huella genética de cada espécimen (siempre y cuando contemos con el apoyo de la tecnología y envío de muestras de las personas involucradas en esta acción).
- Marcar e identificar a cada individuo de la colección (solicitando apoyo a entidades involucradas, pues no se cuenta con la herramienta para poder llevar a cabo esta acción, aunque sabemos que es de suma necesidad hacerlo).

PANAMA

OBJETIVOS

- Establecimiento de un centro de conservación para la ecología y la biodiversidad de Panamá.
- Saber cuál es el estado del jaguar y otros felinos en las áreas protegidas de Panamá.
- Evaluar el conflicto entre jaguares y ganaderos en Panamá.
- Realizar investigaciones que nos brinden información sobre abundancia y uso de hábitat de jaguares y otros felinos en el área de la cuenca del Canal de Panamá.
- Investigar sobre la repartición de presas (hábitos alimenticios) entre jaguares y otros felinos en Panamá.
- Elaborar un plan de Educación Ambiental para jaguares y otros felinos en Panamá.
- Realizar investigación en los Zoológicos.

ACCIONES

- Revisión de literatura.
- Consultar expertos.
- Entregar documentos por país (Panamá).
- Verificar el inventario de especímenes de la Región (Zoológicos).
- Comprometer a las instituciones del área.
- Educación y capacitación (a todos los niveles) (Ministerio de Educación).
- Estudios de hábitat, monitoreo, encuestas, investigaciones sobre biología y ecología.
- Estudios socioeconómicos.
- Identificar las amenazas para el jaguar y otros felinos.

RECOMENDACIONES

- Es necesario realizar investigaciones de campo sobre la ecología, biología y conservación del jaguar y los otros felinos en Panamá.
- Recomendamos hacer estudios de radiotelemetría para obtener datos de comportamiento, hábitat, ámbitos hogareños, hábitat alimenticios, etc, para poder realizar un mejor plan de manejo para jaguares y otros felinos.
- Recomendamos hacer investigaciones paralelas para determinar densidad de especies presa.
- Recomendamos que se realice un mejor manejo del ganado en las áreas que colindan con las áreas protegidas.

- Recomendamos hacer efectivo un plan de concientización y capacitación en todos los niveles.

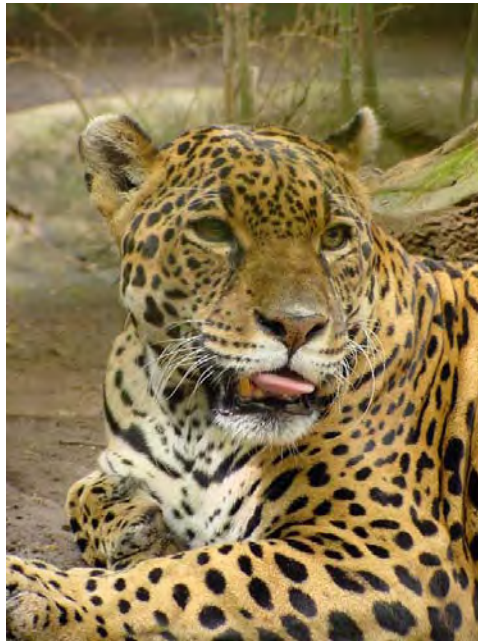
Instituciones que pueden brindar apoyo:

ANAM, Corredor Biológico Mesoamericano-Sector Panamá, Fundación Natura; ANCON, GTZ, USAID, STRI, JICA, ganaderos, ONG´s, Universidad de Panamá, Programa de Maestría de Educación Ambiental, EDUCA, USA Peace Corps, autoridad del Canal y Peregrine Fund.

Taller

El papel de los Zoológicos de Mesoamérica y el
Caribe en la Conservación de jaguares
(*Panthera onca*)

INFORME FINAL



27 de noviembre – 01 de diciembre, 2000

Parque Zoológico y Jardín Botánico Nacional Simón Bolívar
San José, Costa Rica

SECCIÓN XIII

Metodología para analizar la viabilidad de poblaciones de
jaguares en Mesoamérica

A Methodology for Analyzing the Viability of Jaguar Populations in Mesoamerica

Philip Miller, CBSG

Introduction

The jaguar is currently distributed across Mesoamerica in a series of fragmented forest patches. As a result, and in the face of increased pressure from human activities across the region, each of these populations will face an increased risk of future population decline and perhaps even extinction. The Jaguar Conservation Program, initiated by the Wildlife Conservation Society, has identified a prioritized set of Jaguar Conservation Units from northern México to northern Argentina that can be used to identify specific activities for application to individual populations at risk. These Units are based largely on the identification of suitable jaguar habitat and the historical observation of jaguars in the area.

In order to provide additional insight into the prioritization of these Conservation Units, it is necessary to focus our analysis at the population level. More specifically, an evaluation of age-specific population demography - rates of survival and reproduction - can provide valuable information to broaden our understanding of the future viability of population. However, very little of this kind of data exists for any jaguar population across Mesoamerica. In spite of this limitation, we used *VORTEX*, a software package for population viability analysis, as an instructive tool to stimulate discussion among workshop participants of the vital role that demographic data can play in evaluating risk of population decline and extinction

VORTEX is a simulation of the effects of deterministic forces as well as demographic, environmental, and genetic stochastic (random or unpredictable) events on wild populations. *VORTEX* models population dynamics as discrete sequential events (e.g., births, deaths, sex ratios among offspring, catastrophes, etc.) that occur according to defined probabilities. The probabilities of events are modeled as constants or random variables that follow specified distributions. The package simulates a population by stepping through the series of events that describe the typical life cycles of many organisms.

VORTEX is not intended to give absolute answers, since it is projecting the interactions of the many parameters used as input to the model and because of the random processes involved in nature. Interpretation of the output depends upon our knowledge of the biology of the jaguar, the environmental conditions affecting a given population, and possible future changes in these conditions. In fact, it quickly became clear during this workshop that a detailed analysis of individual jaguar population viability would not be possible due to the lack of suitable demographic data from the field. Consequently, the model was used to demonstrate the kinds of analyses that are possible and the ways in which it can be used to guide future research and management efforts.

For a more detailed explanation of *VORTEX* and its use in population viability analysis, refer to Miller and Lacy (1999) and Lacy (2000).

***VORTEX* Model Input for a Hypothetical Jaguar Population**

In the absence of detailed demographic data on jaguar populations in the region, we constructed a purely hypothetical demographic dataset based on experience with other large felids. Therefore, we are not saying that the results from these models accurately reflect the predicted behavior of any of the jaguar population distributed across Mesoamerica. These models are purely for demonstration purposes and will hopefully motivate others to collect the data necessary to refine them to more accurately simulate actual jaguar populations.

Breeding System; Monogamous

Age of First Reproduction: *VORTEX* precisely defines reproduction as the time at which offspring are born, not simply the age of sexual maturity. The program uses the mean age rather than the earliest recorded age of offspring production. We assumed that reproduction could begin at three year of age for both males and females, although we recognize that breeding in males may be delayed because of competition for females.

Age of Reproductive Senescence: *VORTEX* initially assumes that animals can reproduce (at the normal rate) throughout their adult life. We assumed for this exercise that the maximum age of breeding among wild jaguars is twelve years. However, older individuals may have considerably more difficulty establishing and/or maintaining territories, thereby leading to a reduced reproductive output. This feature can be included in the specification of reproductive success when more detailed models are developed in the future.

Offspring Production: For this demonstration, we assumed that an average of 75% of adult females breed (more specifically, produce a litter of cubs) annually. In retrospect, this value is probably too high as the interbirth interval among wild jaguar populations is likely to be around two years.

In addition, the distribution of possible litter sizes among successful adult females is as follows:

- 1 40%
- 2 50%
- 3 10%

This distribution yields a mean litter size of 1.7 cubs per successful adult female. However, this may be a bit high as an analysis of the captive population indicates an average litter size of 1.45. Those who perform additional modeling of Mesoamerican jaguar populations should study this parameter in more detail.

Data across islands suggest a sex ratio (percent males) among newborn pups of 50%.

Annual environmental variation in female reproduction is modeled in *VORTEX* by specifying a standard deviation (SD) for the proportion of adult females that successfully breed within a given year. We assumed a standard deviation in this parameter of 10%.

Male Breeding Pool: In many species, some adult males may be socially restricted from breeding despite being physiologically capable. This can be modeled in *VORTEX* specifying a portion of the total pool of adult males that may be considered "available" for breeding each year. We assumed that each adult male is equally capable of establishing a territory and, therefore, is equally capable of breeding in a given year. This is not to say, however, that every male is actually successful in that same year. Stochastic variation in the number of females that breed, as well as the annual fluctuations in the total number of adults, may lead to some males being unsuccessful.

Mortality: We developed the following simple age-sex specific mortality schedule, based primarily on experience with other large felids (environmental variation (SD) in parentheses):

<u>Age</u>	<u>% Mortality</u>
0-1	50(15)
1-2	30(4)
2-3	10(3)
3-	10(3)

Detailed field studies using radio-telemetry will be needed to determine population-specific rates of mortality over a period of 3-4 years. In addition, note that we are assuming that these mortality rates apply to both males and females. This may not be a valid assumption as males may experience higher mortality through competition. This can be addressed in more detail in later modeling efforts.

Inbreeding Depression: *VORTEX* includes the ability to model the detrimental effects of inbreeding through reduced survival of jaguar cubs through their first year. While we did not include these detrimental effects of inbreeding in our baseline model, we did add it in subsequent models in order to evaluate its impact (see below).

Initial Population Size: For the purposes of this exercise, we arbitrarily set the starting population size at 70 individuals. *VORTEX* then distributes the specified initial population among age-sex classes according to a stable age distribution that is characteristic of the mortality and reproductive schedule described previously.

Carrying Capacity: The carrying capacity, K , for a given habitat patch defines an upper limit for the population size, above which additional mortality is imposed randomly across all age classes in order to return the population to the value set for K .

Once again, we arbitrarily set K to be 150 individuals in order to allow a population to grow larger than its initial size if rates of birth and death rates dictated. It is currently unclear if most isolated wild jaguar populations are at or below carrying capacity.

Iterations and Years of Projection: All scenarios (defined as a single set of unique input data) were repeated 100 times, with population projections extending to 50 years. All simulations were conducted using *VORTEX* version 8.41 (June 2000).

Features of the Model Not Included Here: In order to keep the demonstrations simple at this workshop, a number of features within *VORTEXWQTQ* not included in the process of developing population models. These features include:

- Density-dependent breeding;
- Catastrophes - natural or man-made - that can dramatically reduce birth and death rates for brief periods of time;
- Age-specific reproductive rates among adult females;
- Time-specific changes in reproductive rates or habitat characteristics.

More detailed modeling efforts in the future may include these factors as additional field data becomes available.

Results From Simulation Modeling

The input data described above constitutes what we call our *baseline model*. This model serves as the foundation to which all other models are compared so that we can determine the response of our simulated jaguar population to changes in one or more input parameters.

The output from our baseline model is shown below in Figure 1. This plot shows 100 iterations (replicated simulations) as well as summary information about the model above the graph. Note that, because of the addition to the model of annual random variation in birth and death rates, no two individual replicate trajectories are alike. As a result, it is important to run a number of simulations (e.g., a minimum of 100 is common) in order to evaluate both the most likely outcome as well as the range of possible outcomes.

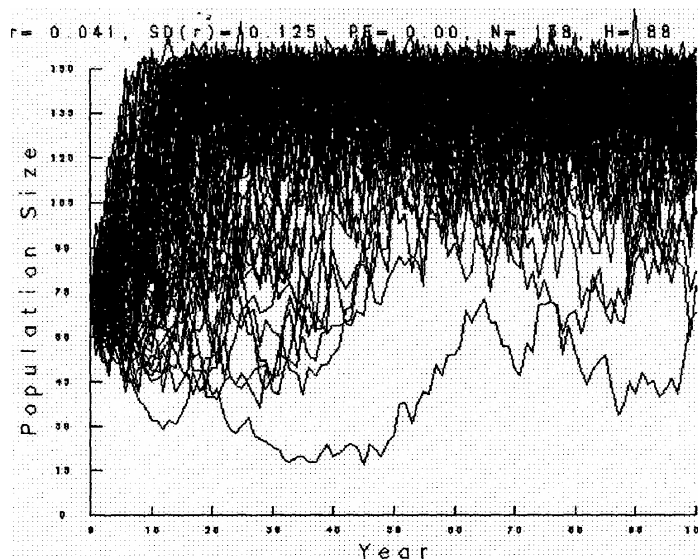


Figure 1. Population trajectories from the *VORTEX* baseline Mesoamerican jaguar population model.

It is apparent from this graph that the population is able to grow in size over time; the annual rate of growth (specified by r) is estimated to be more than 4%. Moreover, none of the populations decline to extinction during the 100-year time frame of the simulation. Therefore we can conclude that, under the specific conditions that we assumed for this model, this simulated population has a high probability of persistence through time. In order to investigate the impact that adult mortality can have on overall population dynamics, we can develop a second model in which the average rate of adult male and female mortality is increased from 10% to 15%. Because all other input is unchanged, this particular model will allow us to evaluate this parameter in detail.

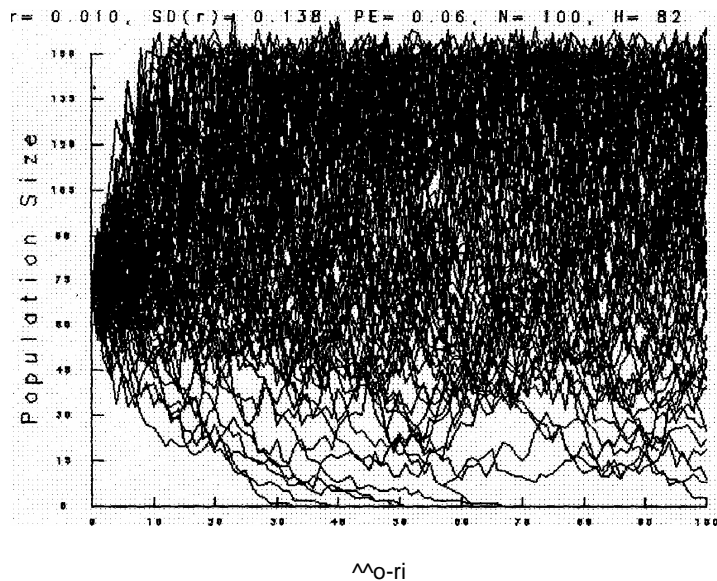


Figure 2. Population trajectories from a VORTEX Mesoamerican jaguar population model in which adult mortality is increased from its baseline value of 10% to 15%.

The results of this second model are shown in Figure 2. Immediately apparent from this graph is the decreased rate of growth among replicate populations. Specifically, the growth rate is reduced from 4% in the baseline model to just 1% in the model with higher adult mortality. Perhaps more importantly, there is now a risk of population extinction associated with this lower rate of population growth - six of the 100 replicate population declined to zero within 70 years. Clearly, this reduced rate of adult survival has a significant impact on the general health of a population and its continued persistence. Using methods of analysis such as this, we can identify those demographic parameters that play a major role in driving population dynamics. Consequently, we can use this information to design detailed field studies to provide researchers and managers with confident estimates of these parameters for use in future population viability analyses.

Finally, we can investigate the impact that inbreeding and its detrimental effects on cub survival can have on overall population viability. The results from this model are shown in Figure 3. As is evident from the graph, the impact of inbreeding depression is even more striking, leading to a strong decrease in population growth rate and a large increase in population extinction probability. In fact, the average population growth rate is now negative, indicating that the expected population projection will show a gradual decline in population size over time. Clearly,

inbreeding depression can play a major role in driving population dynamics, particularly when populations are quite small (i. e., less than 75-100 individuals).

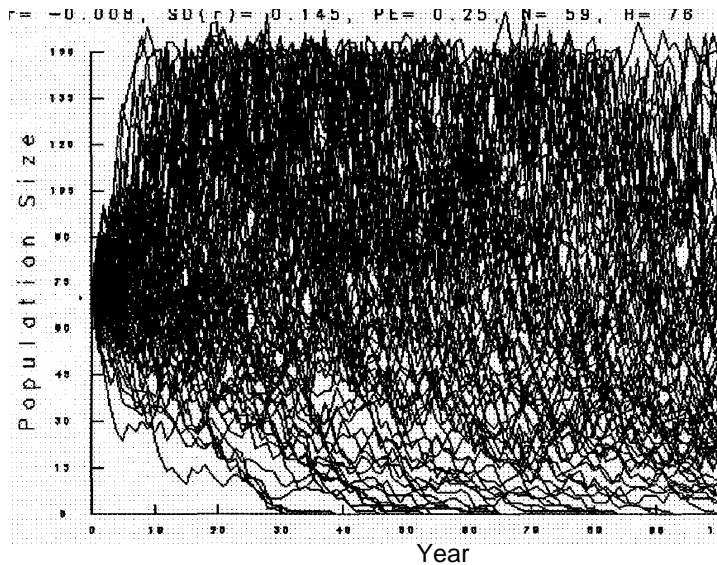


Figure 3. Population trajectories from a *VORTEX* Mesoamerican jaguar population model in which inbreeding depression (expressed as increased cub mortality) is included.

We can look at the average output from each of these three models to more directly evaluate their differences. This is shown in Figure 4. A more detailed viability analysis, often including 200 - 400 different models (scenarios), can provide a very detailed picture of the population dynamics of the species under study. Through this process, researchers and managers can study the population's response to changes in (444 JAG_BASE:OUT, 222 JAG_001:OUT, 333 JAG_002:OUT) and changes in management over time. This information, better decisions can be made regarding the effective conservation management of threatened species around the world.

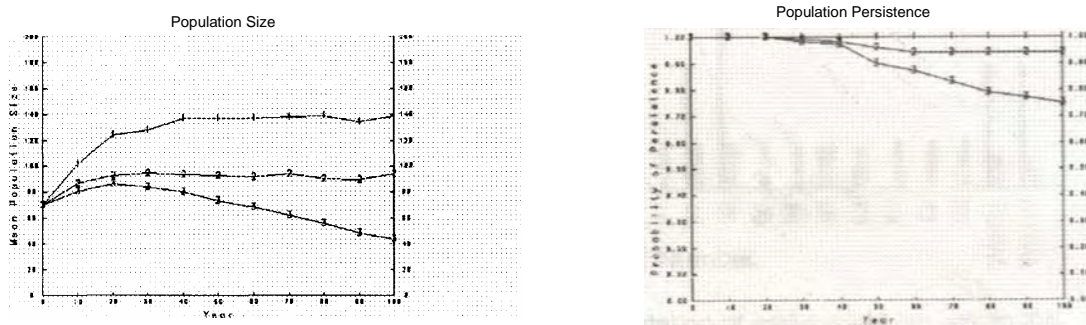


Figure 3. Summary plots of average population size (left panel) and probability of population persistence (right panel) for the three population models described in the text.

A Preliminary Analysis of the Mesoamerican Regional Population of Jaguars in Captivity

Philip Miller, CBSG

In collaboration with Fernando Cabezas, Mesoamerican Jaguar Studbook Keeper at the Zoológico Nacional Simón Bolívar, Costa Rica, we were able to complete a simple set of preliminary analyses of the genetic status of the captive population. We used the Regional Studbook that had been updated on 28 November 2000.

At the time of the last update, the Studbook included a total of 24 wild-caught individuals. In addition, 17 animals born in captivity had at least one parent with known ancestry, while 6 animals were born from parents of unknown ancestry (giving a total of 23 captive-born animals currently living in Mesoamerican zoos). Finally, 17 living animals have completely unknown ancestry, so we do not know if these individuals have one or two wild-caught parents. Because of their unknown ancestry, we have chosen to remove these animals from the analysis and are focusing on those animals of known ancestry in the current Studbook.

We can use computer methods of analysis to evaluate the degree of representation (ancestry) from each of the wild-caught animals in the Studbook. This analysis is shown in Figure 1.

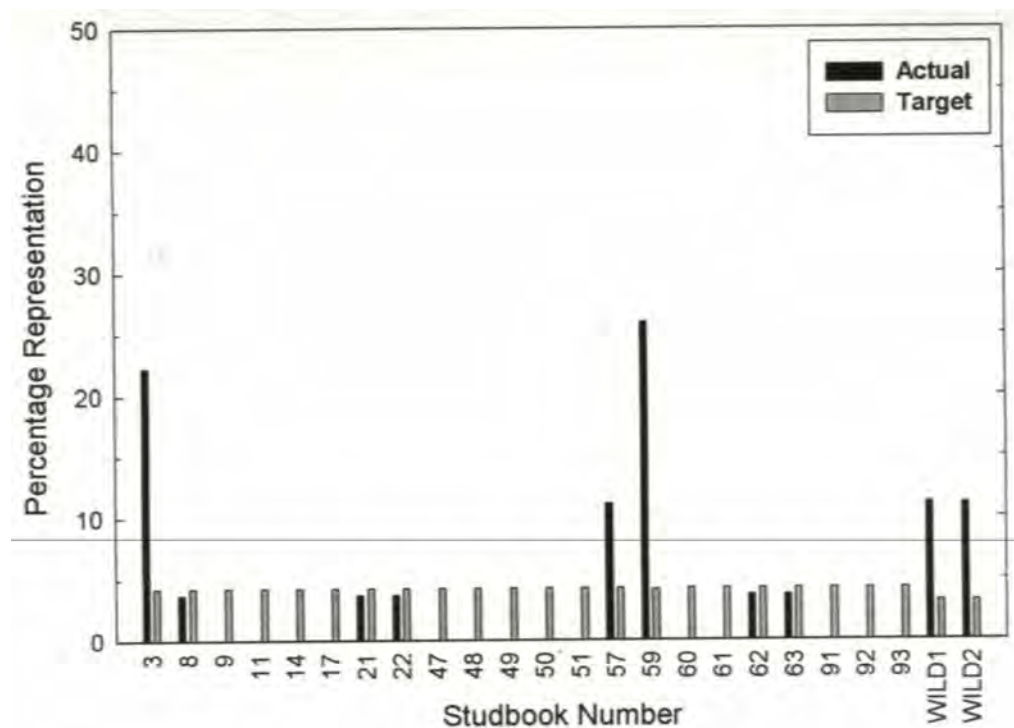


Figure 1. Chart of the extent of representation of wild-caught jaguars in the Mesoamerican Regional Studbook. Representation is defined here as the percentage of genes in the descendant captive-born population that can be traced to a given wild-caught individual.

Two important! conclusions can be drawn from this analysis:

- Only 10 of the 24 wild-caught individuals have produced living offspring in the current captive population. Therefore, more than half of the group of wild-caught individuals has not yet contributed genes to the captive population.
- Of those wild-caught individuals that have successfully bred, the representation of these individuals is highly skewed in favor of just two or three animals. A fundamental objective of genetic management of captive populations is to breed all wild-caught individuals in such a way as to equalize the genetic representation of each individual in the descendent population. Clearly, this objective has not yet been met.

As a result of the highly skewed representation of wild-caught individuals in the descendent population, the extent of genetic variation present in the wild-caught population is not well-represented in the descendent population. Specifically, only 88.7% of the total extent of genetic variation from breeding wild-caught individuals is present in the descendent population. Most detailed genetic management strategies set the minimum level of genetic variation to be retained at 90%. Therefore, the current captive population of jaguars in Mesoamerica is not meeting that minimum goal.

However, this goal could be achieved through preferential breeding of those wild-caught animals that have not yet bred. A listing of the total group of living wild-caught jaguars is shown below.

Numero del pedigrí	Edad	Parentesco medio	Localidad
<u>Hembras</u>			
49	>3	0.0	Ciudad de Guatemala
61	>6	0.0	San José, Costa Rica
50	>7	0.0	Salvador, Brasil
51	>7	0.0	Salvador, Brasil
92 •	> 14	0.0	Tapachula, México
91	«18	0.0	Zoomat, México
22	>15	0.0185	San José, Costa Rica
63	UNK	0.0185	Pucallpa, Perú
8	>21	0.0185	Santa Domingo, RD
57	>8	0.0555	Minerva, Guatemala
24	>5	0.0833	San José, Costa Rica
3	>12	0.1111	Guadalajara, México
<u>Machos</u>			
		0.0	
48		0.0	Guatemala City
14	>6	0.0	Belize
17	>7	0.0	Belize
60	>8	0.0	San José, Costa Rica
9	> 10	0.0	Pucallpa, Perú
47	> 13	0.0	Zoomat, México
11	>15	0.0	Paipai, Perú
93	>15	0.0	Zoomat, México
62	UNK	0.0185	Pucallpa, Perú
21	>21	0.0185	San José, Costa Rica
25	>5	0.0833	San José, Costa Rica

The value known as "mean kinship" (MK) describes the overall degree of relatedness of a given individual to the remainder of the captive population. Therefore, a wild-caught individual that has not yet bred has a mean kinship of 0.0, while an individual that has a large number of living offspring has a relatively higher MK value (up to a theoretical maximum of 1.0). The table above indicates those wild-caught individuals that should be given high priority for breeding: those animals with a mean kinship value of 0.0 and that are relatively young adults that will have a higher probability of breeding success. A brief analysis of the table indicates that individuals with studbook numbers 48 and 49 satisfy these criteria. Fortunately, both of these animals are in Guatemala, so this will facilitate a successful pairing. These factors are very commonly considered in many captive population management plans and can serve as the basis for very effective genetic and demographic management of captive populations.

Finally, it is important to recognize that a total of three litters have come from inbred mating. While this is not a particularly high frequency of inbreeding, there could be more inbred litters produced in the future as the overall captive population becomes more related through the continued skewed genetic representation of wild-caught individuals. Again, relatively simple computer methods of studbook analysis can be used to calculate the current levels of inbreeding among living animals and, more importantly, the inbreeding coefficient that can be expected from potential mating designed by population managers.

We hope that this brief summary of the analysis of the captive Mesoamerican jaguar population provides a broad summary of the genetic status of the population, and demonstrates the valuable and sophisticated tools available for effective genetic management of captive populations. Experienced use of these tools can provide very valuable guidance for the population manager as mating are designed to maximize the amount of genetic variation derived from the wild population.

Appendix I: Simulation Modeling and Population Viability Analysis

A model is any simplified representation of a real system. We use models in all aspects of our lives, in order to: (1) extract the important trends from complex processes, (2) permit comparison among systems, (3) facilitate analysis of causes of processes acting on the system, and (4) make predictions about the future. A complete description of a natural system, if it were possible, would often decrease our understanding relative to that provided by a good model, because there is "noise" in the system that is extraneous to the processes we wish to understand. For example, the typical representation of the growth of a wildlife population by an annual percent growth rate is a simplified mathematical model of the much more complex changes in population size. Representing population growth as an annual percent change assumes constant exponential growth, ignoring the irregular fluctuations as individuals are born or immigrate, and die or emigrate. For many purposes, such a simplified model of population growth is very useful, because it captures the essential information we might need regarding the average change in population size, and it allows us to make predictions about the future size of the population. A detailed description of the exact changes in numbers of individuals, while a true description of the population, would often be of much less value because the essential pattern would be obscured, and it would be difficult or impossible to make predictions about the future population size.

In considerations of the vulnerability of a population to extinction, as is so often required for conservation planning and management, the simple model of population growth as a constant annual rate of change is inadequate for our needs. The fluctuations in population size that are omitted from the standard ecological models of population change can cause population extinction, and therefore are often the primary focus of concern. In order to understand and predict the vulnerability of a wildlife population to extinction, we need to use a model which incorporates the processes which cause fluctuations in the population, as well as those which control the long-term trends in population size (Shaffer 1981). Many processes can cause fluctuations in population size: variation in the environment (such as weather, food supplies, and predation), genetic changes in the population (such as genetic drift, inbreeding, and response to natural selection), catastrophic effects (such as disease epidemics, floods, and droughts), decimation of the population or its habitats by humans, the chance results of the probabilistic events in the lives of individuals (sex determination, location of mates, breeding success, survival), and interactions among these factors (Gilpin and Soulé 1986).

Models of population dynamics which incorporate causes of fluctuations in population size in order to predict probabilities of extinction, and to help identify the processes which contribute to a population's vulnerability, are used in "Population Viability Analysis" (PVA) (Lacy 1993/4). For the purpose of predicting vulnerability to extinction, any and all population processes that impact population dynamics can be important. Much analysis of conservation issues is conducted by largely intuitive assessments by biologists with experience with the system. Assessments by experts can be quite valuable, and are often contrasted with "models" used to evaluate population vulnerability to extinction. Such a contrast is not valid, however, as *any* synthesis of facts and understanding of

processes constitutes a model, even if it is a mental model within the mind of the expert and perhaps only vaguely specified to others (or even to the expert himself or herself).

A number of properties of the problem of assessing vulnerability of a population to extinction make it difficult to rely on mental or intuitive models. Numerous processes impact population dynamics, and many of the factors interact in complex ways. For example, increased fragmentation of habitat can make it more difficult to locate mates, can lead to greater mortality as individuals disperse greater distances across unsuitable habitat, and can lead to increased inbreeding which in turn can further reduce ability to attract mates and to survive. In addition, many of the processes impacting population dynamics are intrinsically probabilistic, with a random component. Sex determination, disease, predation, mate acquisition — indeed, almost all events in the life of an individual — are stochastic events, occurring with certain probabilities rather than with absolute certainty at any given time. The consequences of factors influencing population dynamics are often delayed for years or even generations. With a long-lived species, a population might persist for 20 to 40 years beyond the emergence of factors that ultimately cause extinction. Humans can synthesize mentally only a few factors at a time, most people have difficulty assessing probabilities intuitively, and it is difficult to consider delayed effects. Moreover, the data needed for models of population dynamics are often very uncertain. Optimal decision-making when data are uncertain is difficult, as it involves correct assessment of probabilities that the true values fall within certain ranges, adding yet another probabilistic or chance component to the evaluation of the situation.

The difficulty of incorporating multiple, interacting, probabilistic processes into a model that can utilize uncertain data has prevented (to date) development of analytical models (mathematical equations developed from theory) which encompass more than a small subset of the processes known to affect wildlife population dynamics. It is possible that the mental models of some biologists are sufficiently complex to predict accurately population vulnerabilities to extinction under a range of conditions, but it is not possible to assess objectively the precision of such intuitive assessments, and it is difficult to transfer that knowledge to others who need also to evaluate the situation. Computer simulation models have increasingly been used to assist in PVA. Although rarely as elegant as models framed in analytical equations, computer simulation models can be well suited for the complex task of evaluating risks of extinction. Simulation models can include as many factors that influence population dynamics as the modeler and the user of the model want to assess. Interactions between processes can be modeled, if the nature of those interactions can be specified. Probabilistic events can be easily simulated by computer programs, providing output that gives both the mean expected result and the range or distribution of possible outcomes. In theory, simulation programs can be used to build models of population dynamics that include all the knowledge of the system which is available to experts. In practice, the models will be simpler, because some factors are judged unlikely to be important, and because the persons who developed the model did not have access to the full array of expert knowledge.

Although computer simulation models can be complex and confusing, they are precisely defined and all the assumptions and algorithms can be examined. Therefore, the models are objective, testable, and open to challenge and improvement. PVA models allow use of all available data on the biology of the taxon, facilitate testing of the effects of unknown or uncertain data, and expedite the comparison of the likely results of various possible management options.

PVA models also have weaknesses and limitations. A model of the population dynamics does not define the goals for conservation planning. Goals, in terms of population growth, probability of persistence, number of extant populations, genetic diversity, or other measures of population performance must be defined by the management authorities before the results of population modeling can be used. Because the models incorporate many factors, the number of possibilities to test can seem endless, and it can be difficult to determine which of the factors that were analyzed are most important to the population dynamics. PVA models are necessarily incomplete. We can model only those factors which we understand and for which we can specify the parameters. Therefore, it is important to realize that the models probably underestimate the threats facing the population. Finally, the models are used to predict the long-term effects of the processes presently acting on the population. Many aspects of the situation could change radically within the time span that is modeled. Therefore, it is important to reassess the data and model results periodically, with changes made to the conservation programs as needed.

The *VORTEX* Population Viability Analysis Model

For the analyses presented here, the *VORTEX* computer software (Lacy 1993a) for population viability analysis was used. *VORTEX* models demographic stochastic (the randomness of reproduction and deaths among individuals in a population), environmental variation in the annual birth and death rates, the impacts of sporadic catastrophes, and the effects of inbreeding in small populations. *VORTEX* also allows analysis of the effects of losses or gains in habitat, harvest or supplementation of populations, and movement of individuals among local populations.

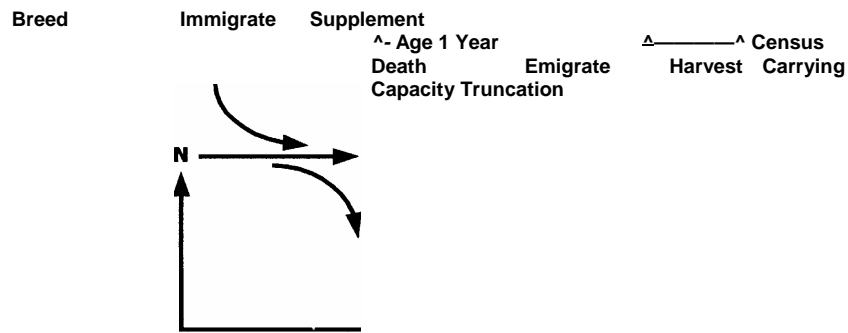
Density dependence in mortality is modeled by specifying a carrying capacity of the habitat. When the population size exceeds the carrying capacity, additional mortality is imposed across all age classes to bring the population back down to the carrying capacity. The carrying capacity can be specified to change linearly over time, to model losses or gains in the amount or quality of habitat. Density dependence in reproduction is modeled by specifying the proportion of adult females breeding each year as a function of the population size.

VORTEX models loss of genetic variation in populations, by simulating the transmission of alleles from parents to offspring at a hypothetical genetic locus. Each animal at the start of the simulation is assigned two unique alleles at the locus. During the simulation, *VORTEX* monitors how many of the original alleles

remain within the population, and the average heterozygosity and gene diversity (or "expected heterozygosity") relative to the starting levels. *VORTEX* also monitors the inbreeding coefficients of each animal, and can reduce the juvenile survival of inbred animals to model the effects of inbreeding depression.

VORTEX is an *individual-based* model. That is, *VORTEX* creates a representation of each animal in its memory and follows the fate of the animal through each year of its lifetime. *VORTEX* keeps track of the sex, age, and parentage of each animal. Demographic events (birth, sex determination, mating, dispersal, and death) are modeled by determining for each animal in each year of the simulation whether any of the events occur. (See figure below.) Events occur according to the specified age and sex-specific probabilities. Demographic stochasticity is therefore a consequence of the uncertainty regarding whether each demographic event occurs for any given animal.

VORTEX Simulation Model Timeline



Events listed above the timeline increase N, while
events listed below the timeline

decrease N.

VORTEX requires a lot of population-specific data. For example, the user must specify the amount of annual variation in each demographic rate caused by fluctuations in the environment. In addition, the frequency of each type of catastrophe (drought, flood, epidemic disease) and the effects of the catastrophes on survival and reproduction must be specified. Rates of migration (dispersal) between each pair of local populations must be specified. Because *VORTEX* requires specification of many biological parameters, it is not necessarily a good model for the examination of population dynamics that would result from some generalized life history. It is most usefully applied to the analysis of a specific population in a specific environment.

Further information on *VORTEX* is available in Lacy (1993a) and Miller and

Lacy (1999). **Dealing with Uncertainty**

It is important to recognize that uncertainty regarding the biological parameters of a population and its consequent fate occurs at several levels and for independent reasons. Uncertainty can occur because the parameters have never been measured on the population. Uncertainty can occur because limited field data have yielded estimates with potentially large sampling error. Uncertainty can occur because independent studies have generated discordant estimates. Uncertainty can occur because environmental conditions or population status have been changing over time, and field surveys were conducted during periods which may not be representative of long-term averages. Uncertainty can occur because the environment will change in the future, so that measurements made in the past may not accurately predict future conditions.

Sensitivity testing is necessary to determine the extent to which uncertainty in input parameters results in uncertainty regarding the future fate of the pronghorn population. If alternative plausible parameter values result in divergent predictions for the population, then it is important to try to resolve the uncertainty with better data. Sensitivity of population dynamics to certain parameters also indicates that those parameters describe factors that could be critical determinants of population viability. Such factors are therefore good candidates for efficient management actions designed to ensure the persistence of the population.

The above kinds of uncertainty should be distinguished from several more sources of uncertainty about the future of the population. Even if long-term average demographic rates are known with precision, variation over time caused by fluctuating environmental conditions will cause uncertainty in the fate of the population at any given time in the future. Such environmental variation should be

incorporated into the model used to assess population dynamics, and will generate a range of possible outcomes (perhaps represented as a mean and standard deviation) from the model. In addition, most biological processes are inherently stochastic, having a random component. The stochastic or probabilistic nature of survival, sex determination, transmission of genes, acquisition of mates, reproduction, and other processes preclude exact determination of the future state of a population. Such demographic stochasticity should also be incorporated into a population model, because such variability both increases our uncertainty about the future and can also change the expected or mean outcome relative to that which would result if there were no such variation. Finally, there is "uncertainty" which represents the alternative actions or interventions which might be pursued as a management strategy. The likely effectiveness of such management options can be explored by testing alternative scenarios in the model of population dynamics, in much the same way that Sensitivity testing is used to explore the effects of uncertain biological parameters.

Results

Results reported for each scenario include:

Deterministic r — The deterministic population growth rate, a projection of the mean rate of growth of the population expected from the average birth and death rates. Impacts of harvest, inbreeding, and density dependence are not considered in the calculation. When $r = 0$, a population with no growth is expected; $r < 0$ indicates population decline; $r > 0$ indicates long-term population growth. The value of r is approximately the rate of growth or decline per year.

The deterministic growth rate is the average population growth expected if the population is so large as to be unaffected by stochastic, random processes. The deterministic growth rate will correctly predict future population growth if: the population is presently at a stable age distribution; birth and death rates remain constant over time and space (i. e., not only do the probabilities remain constant, but the actual number of births and deaths each year match the expected values); there is no inbreeding depression; there is never a limitation of mates preventing some females from breeding; and there is no density dependence in birth or death rates, such as Allee effects or a habitat "carrying capacity" limiting population growth. Because some or all of these assumptions are usually violated, the average population growth of real populations (and stochastically simulated ones) will usually be less than the deterministic growth rate.

Stochastic r — The mean rate of stochastic population growth or decline demonstrated by the simulated populations, averaged across years and iterations, for all those simulated populations that are not extinct. This population growth rate is calculated each year of the simulation, prior to *any* truncation of the population size due to the population exceeding the carrying capacity. Usually, this Stochastic r will be less than the deterministic r predicted from birth and death rates. The Stochastic r from the simulations will be close to the deterministic r if the population growth is steady and robust. The Stochastic r will be notably less than the deterministic r if the population is subjected to large fluctuations due to environmental variation, catastrophes, or the genetic and demographic instabilities inherent in small populations.

P(E) — the probability of population extinction, determined by the proportion of, for example, 500 iterations within that given scenario that have gone extinct in the simulations. "Extinction" is defined in the VORTEX model as the lack of either sex.

N — mean population size, averaged across those simulated populations which are not extinct.

SD(N) — variation across simulated populations (expressed as the standard deviation) in the size of the population at each time interval. SDs greater than about half the size of mean N often indicate highly unstable population sizes, with some simulated populations very near extinction. When SD(N) is large relative to N, and especially when SD(N) increases over the years of the simulation, then the population is vulnerable to large random fluctuations and may go extinct even if the mean population growth rate is positive. SD(N) will be small and often declining relative to N when the population is either growing steadily toward the carrying capacity or declining rapidly (and deterministically) toward extinction. SD(N) will also decline considerably when the population size approaches and is limited by the carrying capacity.

H — the gene diversity or expected heterozygosity of the extant populations, expressed as a percent of the initial gene diversity of the population. Fitness of individuals usually declines proportionately with gene diversity (Lacy 1993b), with a 10% decline in gene diversity typically causing about 15% decline in survival of captive mammals (Ralis et al. 1988). Impacts of inbreeding on wild populations are less well known, but may be more severe than those observed in captive populations (Jimenez et al. 1994). Adaptive response to natural selection is also expected to be proportional to gene diversity. Long-term conservation programs often set a goal of retaining 90% of initial gene diversity (Soulé et al. 1986). Reduction to 75% of gene diversity would be equivalent to one generation of full-sibling or parent-offspring inbreeding.

LITERATURE CITED

- Gilpin, M.E., and M.E. Soulé. 1986. Minimum viable populations: processes of species extinction. Pages 19-34 in: Soulé, M.E. (ed.). *Conservation Biology: The Science of Scarcity and Diversity*. Sunderland, MA: Sinauer Associates.
- Jimenez, J.A., K.A. Hughes, G. Alaks, L. Graham, and R.C. Lacy. 1994. An experimental study of inbreeding depression in a natural habitat. *Science* 266:271-273.
- Lacy, R.C. 1993a. *VORTEX*: A computer simulation model for Population Viability Analysis. *Wildlife Research* 20:45-65.
- Lacy, R.C. 1993b. Impacts of inbreeding in natural and captive populations of vertebrates: implications for conservation. *Perspectives in Biology and Medicine* 36:480-496.
- Lacy, R.C. 1993/1994. What is Population (and Habitat) Viability Analysis? *Primate Conservation* 14/15:27-33.
- Miller, P.S., and R.C. Lacy. 1999. *VORTEX: A Stochastic Simulation of the Extinction Process. Version 8 User's Manual*. Apple Valley, MN: Conservation Breeding Specialist Group (SSC/IUCN).
- Ralis, K., J.D. Ballou, and A. Templeton. 1988. Estimates of lethal equivalents and the cost of inbreeding in mammals. *Conservation Biology* 2:185-193.
- Shaffer, M.L. 1981. Minimum population sizes for species conservation. *BioScience* 1:131-134.
- Soulé, M., M. Gilpin, W. Conway, and T. Foose. 1986. The millennium ark: How long a voyage, how many staterooms, how many passengers? *Zoo Biology* 5:101-113.

Una metodología para analizar la población de jaguares en Mesoamerica

Philip Miller, CBSG

Introducción

El jaguar se encuentra distribuido a través de Mesoamerica en una serie de parches de bosque fragmentados. Como resultado, y habiendo un aumento en la presión debido a las actividades humanas en la región, cada una de estas poblaciones enfrenta un aumento en el riesgo de declinación en el futuro y tal vez hasta la extinción. El Programa de Conservación de Jaguares, iniciado por la Sociedad de Conservación de la Vida Silvestre, ha identificado un grupo prioritario de Unidades de Conservación del Jaguar desde el norte de México hasta el norte de la Argentina, que puede ser utilizado para identificar actividades específicas para aplicar a las poblaciones individuales en riesgo. Estas Unidades están basadas primordialmente en la identificación de hábitat adecuado para el jaguar y en la observación histórica de jaguares en el área.

Como una manera de proveer discernimiento adicional en la priorización de estas Unidades de Conservación, es necesario enfocar nuestro análisis en el nivel poblacional. Más específicamente, una evaluación de la demografía específica de la edad para la población tasas de sobrevivencia y reproducción- puede proveer información valiosa para ampliar nuestro conocimiento de la viabilidad futura de una población. Sin embargo, muy poca información de este tipo existe para ninguna población de jaguares en Mesoamerica. Debido a este limitante, utilizamos *VORTEX*, un paquete de software para el análisis de la viabilidad de la población, como una herramienta de instrucción para estimular la discusión entre los participantes del taller sobre el papel vital que juega la información demográfica en la evaluación del riesgo de la declinación poblacional y la extinción.

VORTEX es una simulación de los efectos de las fuerzas determinísticas, así como de los eventos demográficos, ambientales y genéticos estocásticos (al azar e impredecibles) en las poblaciones silvestres. *VORTEX* modela la dinámica poblacional como una secuencia discreta de eventos (p.e. nacimientos, muertes, proporción de sexos entre los recién nacidos, catástrofes, etc.) que ocurren de acuerdo a probabilidades definidas. La probabilidad de los eventos es modelada como constantes o variables al azar que siguen distribuciones específicas. El paquete simula una población siguiendo la serie de eventos que describe el ciclo de vida típico de muchos organismos.

VORTEX no intenta brindar respuestas absolutas, ya que está proyectando las interacciones de los muchos parámetros utilizados como información introducida al modelo y debido a los procesos al azar involucrados en la naturaleza. La interpretación de los resultados depende de nuestro conocimiento de la biología del jaguar, las condiciones ambientales que afectan una población dada, y los posibles cambios de estas condiciones. De hecho, pronto se hizo claro durante este taller que no era posible un análisis detallado de la viabilidad de poblaciones individuales del jaguar debido a la falta de información demográfica de campo apropiada. Consecuentemente, el modelo fue utilizado para demostrar los tipos de análisis que son posibles y las maneras en que pueden ser utilizados para guiar la investigación y los esfuerzos de manejo en el futuro.

Para una explicación más detallada del *VORTEX* y su uso en análisis de viabilidad de poblaciones, refiérase a Miller y Lacy (1999) y a Lacy (2000).

Información introducida al modelo *VORTEX* para una población hipotética de jaguares

Ante la ausencia de información demográfica detallada sobre las poblaciones de jaguares en la región, construimos un conjunto de información hipotética basada en la experiencia con otros

félidos grandes. Por lo tanto, no estamos diciendo que los resultados de estos modelos reflejen fielmente el comportamiento pronosticado de ninguna población de jaguares distribuida a través de Mesoamérica. Estos modelos son únicamente con propósitos demostrativos y esperamos que motiven a otros a obtener los datos necesarios para refinarlos, de manera que se pueda simular las poblaciones actuales de jaguares de una manera más exacta.

Sistema de reproducción: Monógamos

Edad de la primera reproducción: *VORTEX* define reproducción como el tiempo en que las crías nacen, no simplemente como la edad de la madurez sexual. El programa utiliza la edad promedio en vez de la primera vez que se producen crías. Asumimos que la reproducción podría iniciarse a los tres años de edad tanto para los machos como para las hembras, aunque reconocemos que la reproducción en los machos puede tardarse debido a la competencia por las hembras.

Edad de senilidad reproductiva: *VORTEX* asume inicialmente que los animales se pueden reproducir (a una tasa normal) a través de toda su vida adulta. Para este ejercicio se asumió que la edad máxima de reproducción en los jaguares silvestres es de doce años. Individuos más viejos tienen más dificultades estableciendo y/o manteniendo territorios, de manera que se reducen sus posibilidades de reproducción. Este rasgo puede ser incluido en la especificación de éxito reproductivo cuando se desarrollen modelos más detallados en el futuro.

Producción de crías: Para esta demostración, asumimos que un 75% de las hembras adultas se reproducen anualmente en promedio (más específicamente, producen una camada de crías). Este valor pudiera considerarse muy alto, ya que el intervalo entre partos en las poblaciones de jaguares silvestres generalmente es de dos años.

Adicionalmente, la distribución de los tamaños de camadas posibles entre hembras adultas exitosas es la siguiente:

1	40%
2	50%
3	10%

Esta distribución conduce a un tamaño de camada promedio de 1.7 cachorros por hembra adulta exitosa. Sin embargo, este dato puede ser un poco alto, dado que un análisis de la población en cautiverio indica un tamaño de camada promedio de 1.45. Aquellos que hagan modelos adicionales de las poblaciones de jaguares de Mesoamérica deberán estudiar este parámetro en más detalle.

La información a través de las islas sugiere una proporción de sexos (porcentaje de machos) de 50% entre los cachorros recién nacidos.

La variación ambiental anual en la reproducción femenina es modelada en *VORTEX* especificando una desviación estándar (SD) para la proporción de hembras adultas que se reproducen con éxito en un año dado. Asumimos una desviación estándar en este parámetro del 10%.

Grupo de reproducción masculina: En muchas especies, algunos machos adultos pueden ser socialmente restringidos de reproducirse aunque fisiológicamente sean capaces de hacerlo. Esto puede ser modelado en *VORTEX* especificando una parte del grupo total de machos adultos que se pueden considerar “disponibles” para reproducirse cada año. Asumimos que cada macho adulto es igualmente capaz de establecer un territorio y, por lo tanto, es igualmente capaz de

reproducirse cada año. Sin embargo, esto no indica que cada macho tiene éxito en reproducirse en el mismo año. La variación estocástica en el número de hembras que se reproducen, así como las fluctuaciones anuales en el número total de adultos, pueden conducir a que algunos machos no sean exitosos.

Mortalidad: Desarrollamos el siguiente esquema de edad-sexo mortalidad, basándolo en la experiencia con otros félidos grandes (variación ambiental (SD) en paréntesis):

<u>Edad</u>	<u>%Mortalidad</u>
0-1	50 (15)
1-2	30 (4)
2-3	10 (3)
3-	10 (3)

Es necesario realizar estudios de campo detallados utilizando radio telemetría para determinar tasas de mortalidad específicas de la población, por un periodo de 3-4 años. Adicionalmente, es importante destacar que estamos asumiendo que estas tasas de mortalidad se aplican tanto a los machos como a las hembras. Esto podría no ser válido, ya que los machos pueden sufrir una mortalidad más alta debido a la competencia por las hembras. Esto podrá ser analizado en más detalle en futuros esfuerzos de modelado.

Depresión de entrecruzamiento: *VORTEX* incluye la habilidad de modelar los efectos adversos del entrecruzamiento a través de la reducción de la sobrevivencia de cachorros de jaguar durante su primer año de vida. Aunque no incluimos estos efectos adversos del entrecruzamiento en nuestro modelo base, lo hicimos en modelos subsecuentes con el fin de evaluar su impacto (ver abajo).

Tamaño poblacional inicial: Para el propósito de este ejercicio, establecimos arbitrariamente el tamaño de la población inicial en 70 individuos. *VORTEX* distribuye la población inicial especificada entre clases de edad y sexo, de acuerdo a una distribución estable de edad que es característica de la mortalidad y el esquema reproductivo descritos previamente.

Capacidad de carga: La capacidad de carga, K , para un parche boscoso determinado, define un límite superior para el tamaño poblacional, encima del cual la mortalidad adicional es impuesta al azar a través de todas las clases de edad, de manera que la población regresa al valor establecido para K .

Otra vez, arbitrariamente establecimos K en 150 individuos de manera que permitamos crecer a la población mas allá de su tamaño inicial si así lo permiten las tasas de natalidad y mortalidad. No esta claro si la mayoría de las poblaciones aisladas de jaguares silvestres se encuentran en los valores de la capacidad de carga o debajo de estos.

Repeticiones y años de proyección: Todos los escenarios (definidos como una simple serie de datos introducidos) fueron repetidos 100 veces, con proyecciones de la población que se extendían por 100 años. Todas las simulaciones fueron conducidas usando la versión 8.41 de *VORTEX* (Junio 2000).

Rasgos del modelo no incluidos aquí: Para mantener las demostraciones simples en este taller, una serie de aspectos de *VORTEX* no fueron incluidos en el proceso de desarrollo de los modelos poblacionales. Estos aspectos incluyen:

- Reproducción dependiente de la densidad
- Catástrofes- naturales o hechas por el hombre- que pudieran reducir dramáticamente las tasas de nacimiento y de mortalidad por cortos periodos de tiempo;
- Tasas reproductivas específicas de la edad entre las hembras adultas;
- Cambios específicos del tiempo en tasas reproductivas o características del hábitat

En el futuro, esfuerzos de modelado más detallados podrán incluir estos factores conforme se encuentren disponibles datos adicionales de las poblaciones silvestres.

Resultados del modelado de simulación

La información descrita anteriormente constituye lo que llamamos nuestro modelo base. Este modelo sirve como la base con que se comparan todos los otros modelos, de manera que se puede determinar la respuesta de nuestra población simulada de jaguares a cambios en uno o más parámetros ingresados al modelo.

El resultado de nuestro modelo base se muestra en la Figura 1. Este gráfico muestra 100 repeticiones (simulaciones replicadas) así como información resumida sobre el modelo encima del gráfico. Note que, debido a la adición al modelo de la variación al azar de las tasas de nacimiento y mortalidad, no hay dos trayectorias de réplicas similares. Como resultado, es importante correr un número de simulaciones (Por ejem. Un número de 100 es común) de manera que se pueda evaluar tanto el resultado más probable como el rango de posibles resultados.

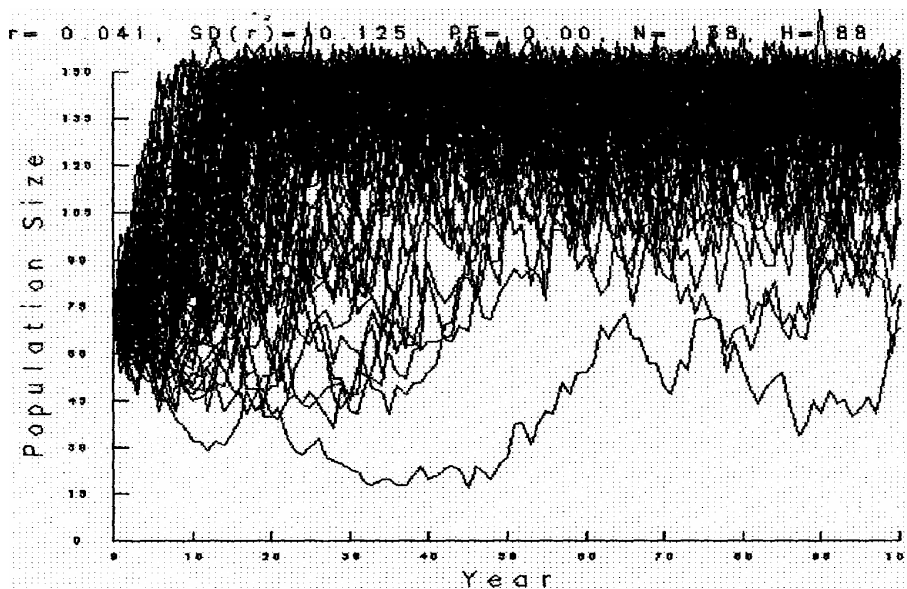


Figura 1. Trayectorias de la población del modelo base de VORTEX de la población de jaguares de Mesoamérica.

De este gráfico se desprende que la población es capaz de crecer en tamaño durante el tiempo: la tasa anual de crecimiento (especificada por r) se estima en más de 4%. Más aún, ninguna de las poblaciones declina hasta la extinción durante los 100 años enmarcados en la simulación. Por lo tanto podemos concluir que, bajo las condiciones específicas que asumimos para este modelo, esta población simulada tiene una gran probabilidad de permanecer en el tiempo.

Con el fin de investigar el impacto que la mortalidad de adultos puede tener en la dinámica poblacional, podemos desarrollar un segundo modelo en el que la tasa promedio de mortalidad de machos y hembras adultas se aumenta del 10% al 15%. Debido a que la demás información no cambia, este modelo en particular nos permitirá evaluar este parámetro en detalle.

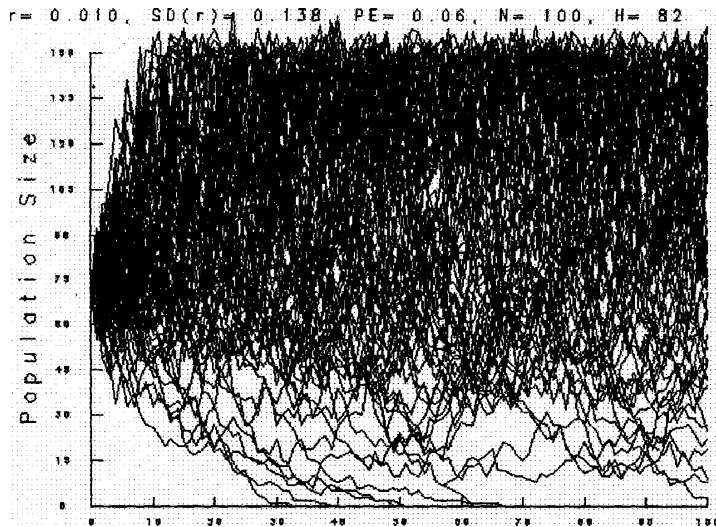


Figura 2. Trayectorias de la población de un modelo de población de VORTEX del jaguar de Mesoamérica en el cual la mortalidad de los adultos se aumenta de su valor base de 10% a 15%.

Los resultados de este segundo modelo se muestran en la Figura 2. Se observa en este gráfico la disminución en la tasa de crecimiento entre poblaciones replicadas. Específicamente, la tasa de crecimiento se reduce de 4% en el modelo base a únicamente 1% en el modelo con una mortalidad adulta mayor. Quizás lo más importante, es que ahora hay un riesgo de extinción de la población asociado con esta tasa de crecimiento poblacional más baja- seis de las 100 replicas poblacionales declinaron a cero en 70 años. Claramente, esta reducción en la tasa de sobrevivencia de adultos tiene un impacto significativo en la salud general de la población y su persistencia en el tiempo. Utilizando métodos de análisis como estos, podemos identificar los parámetros demográficos que juegan un mayor papel en dirigir la dinámica poblacional. Consecuentemente, podemos utilizar esta información para diseñar estudios de campo que provean a los investigadores y administradores con estimados confiables de estos parámetros para ser utilizados en futuros análisis de viabilidad de población.

Finalmente, podemos investigar el impacto que el entrecruzamiento y sus efectos nocivos en la sobrevivencia de cachorros pueden tener en la viabilidad poblacional. Los resultados de este modelo se pueden observar en la Figura 3. Como se evidencia en el gráfico, el impacto de la depresión de entrecruzamiento es más notable, indicando que la proyección de la población esperada mostrara una declinación gradual en el tamaño poblacional durante el tiempo. Claramente, la depresión de entrecruzamiento puede jugar un mayor papel guiando la dinámica poblacional, particularmente cuando las poblaciones son muy pequeñas (por ejem. Menos de 75-100 individuos).

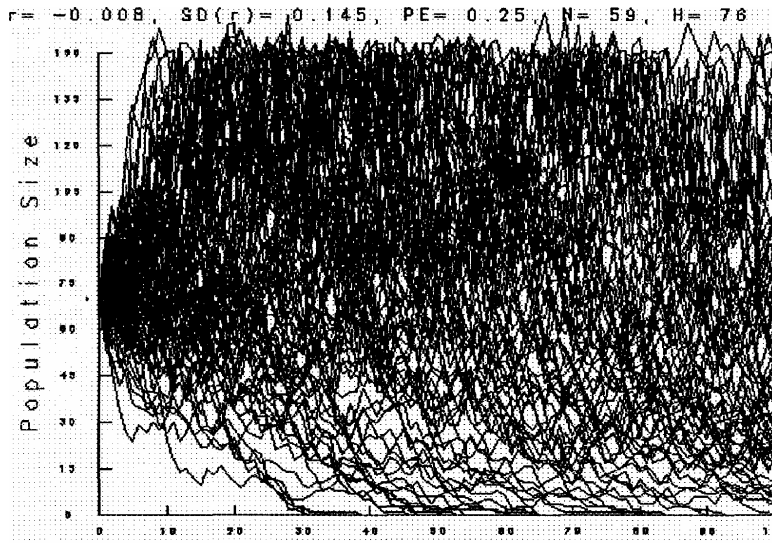


Figura 3. Trayectorias de la población de un modelo de VORTEX para la población del jaguar Mesoamericano en el que la depresión de entrecruzamiento (que se presenta como la mortalidad de los cachorros) es incluida.

Podemos observar los resultados promedio de cada uno de estos tres modelos para evaluar más directamente sus diferencias. Esto se muestra en la Figura 4. Un análisis de viabilidad más detallado, frecuentemente incluyendo 200-400 modelos diferentes (escenarios), puede proveer una imagen muy detallada de la dinámica poblacional de la especie en estudio. A través de este proceso, investigadores y administradores pueden estudiar la respuesta poblacional a cambios en el ambiente y a cambios de manejo en el tiempo. Utilizando esta información, se pueden tomar mejores decisiones con respecto al manejo de especies amenazadas en todo el mundo, lo que conduciría a su efectiva conservación.

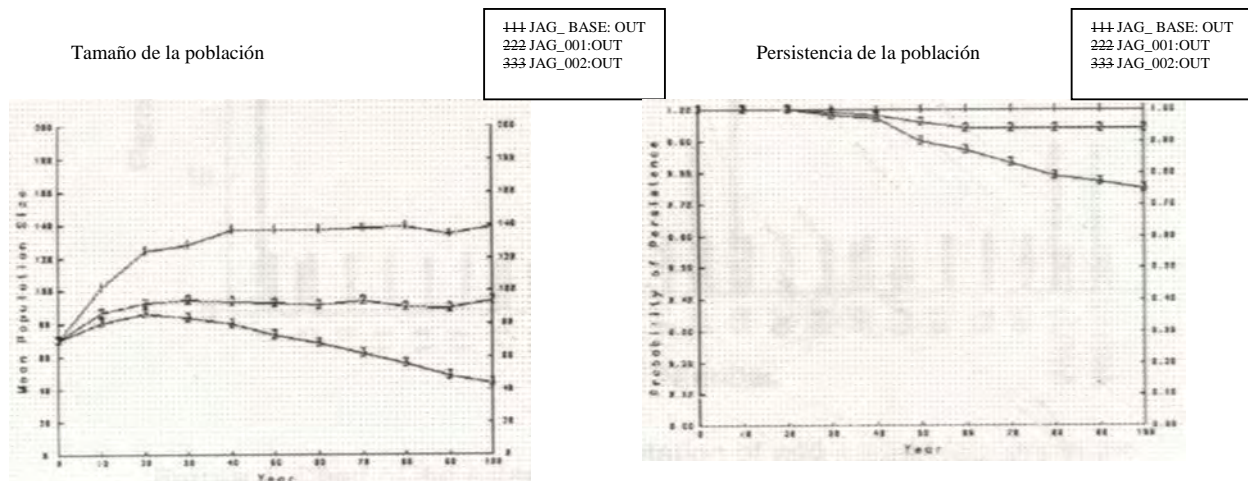


Figura 4. Gráficos en los que se resume el tamaño promedio de la población (gráfico de la izquierda) y probabilidad de persistencia de la población (gráfico de la derecha) para los tres modelos poblacionales descritos en el texto.

Análisis Preliminar de la Población Regional de Jaguares en Cautiverio

Philip Miller, CBSG

En colaboración con Fernando Cabezas, Cuidador del Pedigrí del Jaguar para Mesoamérica y funcionario del Zoológico Nacional Simón Bolívar, Costa Rica, fuimos capaces de completar un análisis preliminar del estado genético de la población en cautiverio. Utilizamos el Pedigrí Regional, el cual había sido actualizado en noviembre del año 2000.

En su última actualización, el pedigrí incluía un total de 24 individuos capturados del medio silvestre. Adicionalmente, de 17 de los animales nacidos en cautiverio se conocía el origen de uno de los padres, mientras que de 6 de los animales nacidos en cautiverio se desconocía el linaje de los padres (lo que da un total de 23 animales nacidos en cautiverio que habitan en los zoológicos de Mesoamérica). Finalmente, se desconocen los antepasados de 17 de los animales vivos, de manera que no se sabe si uno o los dos padres de estos individuos provienen del medio silvestre. Debido a este desconocimiento de los ancestros, decidimos remover estos animales del análisis, y nos enfocamos en aquellos animales de ancestros conocidos que se encuentran en el pedigrí.

Podemos utilizar métodos de análisis en computación para evaluar el grado de representación (ancestros) de cada uno de los animales del pedigrí que provienen del medio silvestre. Este análisis se muestra en la Figura 1.

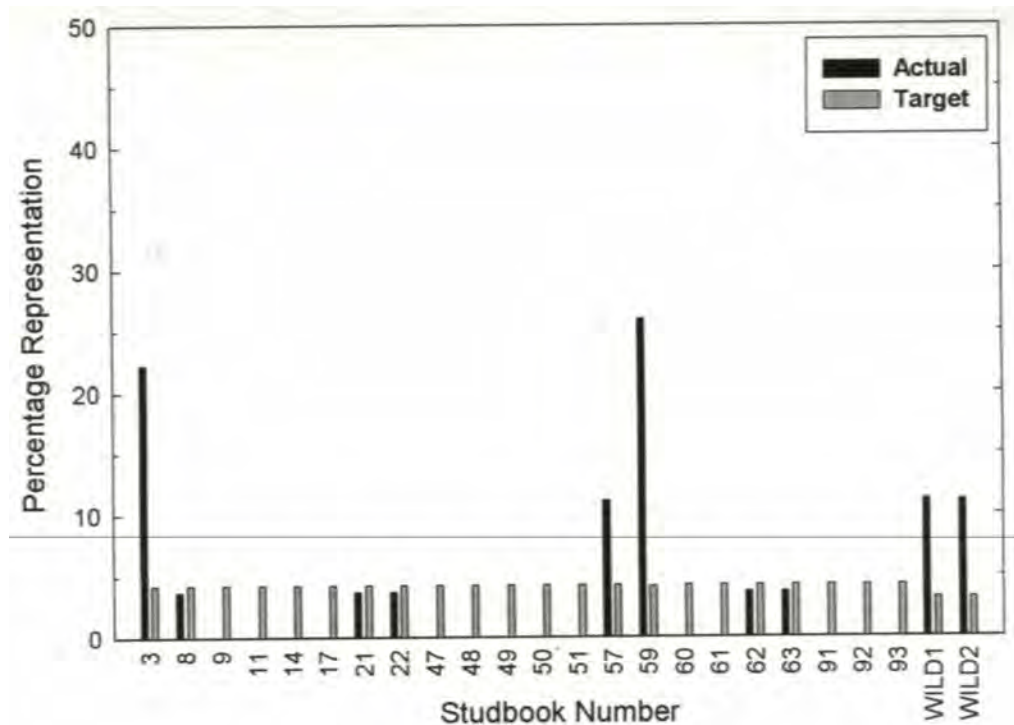


Figura 1. Cuadro en el que se representan los jaguares que provienen del medio silvestre que se encuentran en el Pedigrí Regional de Mesoamérica. La representación se define aquí como el porcentaje de genes de los descendientes de la población de animales nacidos en cautiverio que se pueden rastrear a un individuo proveniente del medio silvestre.

De este análisis se desprenden dos conclusiones:

- Únicamente 10 de los individuos provenientes del medio silvestre han producido crías vivas en la población actual. Por lo tanto, más de la mitad del grupo de individuos provenientes del medio silvestre no han contribuido aun con genes a la población en cautiverio.
- Aquellos individuos provenientes de la vida silvestre que se han reproducido con éxito, están representados de una manera altamente sesgada a favor de únicamente dos o tres animales. Un objetivo fundamental del manejo genético de poblaciones en cautiverio es el reproducir todos los individuos provenientes de la vida silvestre de manera que la representación genética sea igual para cada individuo en la población descendiente. Claramente, este objetivo aun no se ha alcanzado.

Como resultado de la altamente sesgada representación de individuos provenientes de la vida silvestre en la población de descendientes, la variación genética en toda su extensión de los individuos provenientes de la vida silvestre, no se encuentra bien representada en la población de descendientes. Específicamente, únicamente el 88.7% de la variación genética proveniente de la reproducción de individuos provenientes de la vida silvestre esta presente en los descendientes. Estrategias de manejo genético más detalladas establecen el nivel mínimo de variación genética que debe ser retenida en 90% Por lo tanto, la actual población de jaguares en cautiverio en Mesoamérica no está cumpliendo esta meta como mínimo.

Sin embargo, esta meta se podría alcanzar reproduciendo preferencialmente aquellos animales provenientes de la vida silvestre que no se han reproducido. Una lista del grupo de jaguares provenientes de vida silvestre se muestra a continuación:

Numero del pedigrí	Edad	Parentesco medio	Localidad
<u>Hembras</u>			
49	>3	0.0	Ciudad de Guatemala
61	>6	0.0	San José, Costa Rica
50	>7	0.0	Salvador, Brasil
51	>7	0.0	Salvador, Brasil
92 •	> 14	0.0	Tapachula, México
91	«18	0.0	Zoomat, México
22	>15	0.0185	San José, Costa Rica
63	UNK	0.0185	Pucallpa, Perú
8	>21	0.0185	Santa Domingo, RD
57	>8	0.0555	Minerva, Guatemala
24	>5	0.0833	San José, Costa Rica
3	>12	0.1111	Guadalajara, México
<u>Machos</u>			
		0.0	
48	>2	0.0	Guatemala City
14	>6	0.0	Belize
17	>7	0.0	Belize
60	>8	0.0	San José, Costa Rica
9	> 10	0.0	Pucallpa, Perú
47	> 13	0.0	Zoomat, México
11	>15	0.0	Paipai, Perú
93	>15	0.0	Zoomat, México
62	UNK	0.0185	Pucallpa, Perú
21	>21	0.0185	San José, Costa Rica
25	>5	0.0833	San José, Costa Rica

El valor conocido como ‘parentesco medio’ (MK) describe el grado de relación entre un individuo y la demás población en cautiverio. De esta manera, un individuo que proviene del medio silvestre que aún no se ha reproducido tiene un parentesco promedio de 0,0, mientras que un individuo que tiene un número mayor de crías vivas tiene un valor mayor de MK (teóricamente hasta un máximo de 1.0). El Cuadro anterior indica cuales son los individuos que provienen del medio silvestre a los que debe dárseles prioridad a la hora de reproducirlos: aquellos individuos con un valor de “parentesco medio” de 0.0 y que son relativamente adultos jóvenes y por lo tanto tendrán mas probabilidades de éxito reproductivo. Un breve análisis del cuadro indica que los individuos con el número de pedigrí 48 y 49 satisfacen este criterio. Afortunadamente, estos dos individuos se encuentran en Guatemala, lo que facilitara el apareamiento. Estos factores son considerados comúnmente en muchos planes de manejo de poblaciones en cautiverio, y pueden servir como la base para el manejo genético y demográfico efectivo de las mismas.

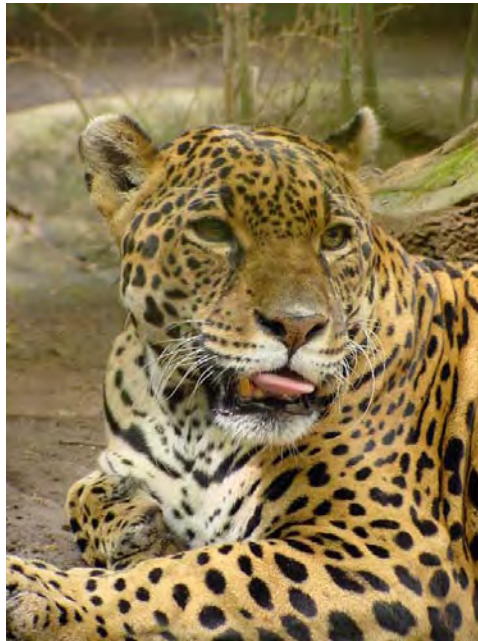
Finalmente, es importante reconocer que un total de tres crías provienen de apareamientos entre parientes cercanos. Aunque esta no es una alta frecuencia de entrecruzamiento, podría haber mas crías entrecruzadas en el futuro conforme la población en cautiverio se torne más relacionada a través del continuo sesgo de la representación genética de los individuos provenientes del medio natural. De nuevo, métodos computacionales relativamente simples de análisis de pedigrí pueden utilizarse para calcular los actuales niveles de entrecruzamiento entre los animales vivos y, más importantes, el coeficiente de entrecruzamiento que se puede esperar de apareamientos potenciales diseñados por manejadores de poblaciones.

Esperamos que este breve resumen del análisis de la población en cautiverio de los jaguares en Mesoamérica provea de un amplio resumen del estado genético de la misma, y demuestre el valor y las sofisticadas herramientas disponibles para el manejo genético efectivo de las poblaciones en cautiverio. La utilización experta de estas herramientas puede proveer de una guía muy valiosa para la persona que maneja las poblaciones, debido a que los apareamientos se diseñan para maximizar la cantidad de variación genética derivada de la población silvestre.

Taller

El papel de los Zoológicos de Mesoamérica y el
Caribe en la Conservación de jaguares
(*Panthera onca*)

INFORME FINAL



27 de noviembre – 01 de diciembre, 2000
Parque Zoológico y Jardín Botánico Nacional Simón Bolívar
San José, Costa Rica

SECCIÓN XIV
Lista de participantes

LISTA DE PARTICIPANTES

COSTA RICA

Francisco Almanza
PRMVS – UNA
Tel: (506) 261-4742
E-mail: fralmanza@yahoo.com

Roberval Almeida
AMACZOOA
Tel: (506) 735-5369
Fax: (506) 735-5532
E-mail: info@cecropia.org

Sonia Alpízar
Zoológico Nacional Simón Bolívar
Tel: (506) 256-0012
Fax: (506) 223-1817
E-mail: fundazoo@racsa.co.cr,
sealpizar@hotmail.com

Celso Alvarado Murillo
Área Conservación Arenal – MINAE
Tel: (506) 695-5908
Fax: (506) 695-5982
E-mail: celsoalv@ns.minae.go.cr

Randall Arguedas
Zoológico Nacional Simón Bolívar
Tel: (506) 261-6784
E-mail: fundazoo@racsa.co.cr

Juan Ramón Badilla Blanco
MINAE – San Vito de Coto Brus
Tel: (506) 773-3955, (506) 773-4259
Fax: (506) 773-3955

Eduardo Baldioceda
Universidad Latina de Costa Rica
Tel: (506) 228-1951
Fax: (506) 288-1423
E-mail: balbal@ssol.racsa.co.cr

Andrea Brenes
Zoológico Nacional Simón Bolívar
Tel: (506) 256-0012
Fax: (506) 223-1817
E-mail: fundazoo@racsa.co.cr

Fernando Cabezas
Zoológico Nacional Simón Bolívar
Tel: (506) 256-0012
Fax: (506) 223-1817
E-mail: fundazoo@racsa.co.cr

Fabricio Carbonell
Maralvis
Tel: (506) 261-8576
E-mail: maralvis@yahoo.com

Eduardo Carrillo
CATIE, UNA
Tel: (506) 556-1712
Fax: (506) 556-9649
E-mail: ecarrill@catie.ac.cr

Rodolfo Garro
MINAE
Tel: (506) 261-0257, 261-2619
Fax: (506) 261-0257

José Hernández
Zoológico Nacional Simón Bolívar
Tel: (506) 256-0012
Fax: (506) 223-1817

E-mail: fundazoo@racsa.co.cr

Danilo Leandro
Zoológico Nacional Simón Bolívar
Tel: (506) 256-0012
Fax: (506) 223-1817
E-mail: fundazoo@racsa.co.cr

Yolanda Matamoros
Zoológico Nacional Simón Bolívar
Tel: (506) 256-0012
Fax: (506) 223-1817
E-mail: fundazoo@racsa.co.cr

Ana Cecilia Medina
Área de Conservación Osa – MINAE
Tel: (506) 789-9092
Fax: (506) 789-9292

Vera Montero
Corredor Biológico Mesoamericano.
Sección Costa Rica.
SINAC – MINAE
Tel: (506) 283-8975, 283-8004 ext 154
Fax: (506) 283-8975

Blagovesta Pashov
Escuela de Medicina Veterinaria,
Universidad Nacional
Tel: (506) 261-0025, 262-0085
Fax: (506) 262-0085
E-mail: bpashov@ns.medvet.una.ac.cr

Dora Ingrid Rivera
Universidad Nacional
Tel: (506) 277-3324, 277-3331
Fax: (506) 237-6427
E-mail: drivera@una.ac.cr

Miguel Ángel Rodríguez
CATIE
Tel: (506) 556-1712
E-mail: marodrig@catie.ac.cr

Jorge Rodríguez Matamoros
Universidad de Costa Rica
Tel: (506) 441-1318
E-mail: joredroma@gmail.com

Juan José Rojas
Jardín Zoológico La Marina
Tel: (506) 460-0946
Fax: (506) 460-1231

Sebastián Tröeng
Caribbean Conservation Corporation
Tel: (506) 224-9215
Fax: (506) 225-7516
E-mail: sebasgre@racsa.co.cr

Luisa Valle
Zoológico Nacional Simón Bolívar
Tel: (506) 256-0012
Fax: (506) 223-1817
e-mail: fundazoo@sol.racsa.co.cr

EL SALVADOR

Jorge Eduardo Porras
Parque Zoológico Nacional
Tel: (503) 270-0828
Fax: (503) 237-0090
E-mail: zooes@salnet.net

GUATEMALA

Héctor Fuentes
Universidad de San Carlos
Tel: (502) 289-1948
Fax: (502) 289-1948
E-mail: hfuentes@goplay.com

Dennis Guerra
Universidad de San Carlos
Tel/Fax: (502) 334-8779
E-mail: dennisvet@yahoo.com

María José Iturbide
Zoológico La Aurora
Tel: (502) 472-0507, 472-3913
Fax: (502) 471-5286, 472-3913
E-mail: mjiturbide@hotmail.com

Edy Meoño
Zoológico La Jungla, IRTRA
Tel: (502) 476-5691, 476-5692
Fax: (502) 476-1756

HONDURAS

Martha Moreno
Departamento de Áreas Protegidas y Vida Silvestre.
Sección de Vida Silvestre
Tel/Fax: (504) 223-4346
E-mail: dapvs@tutopia.com,
mlmoreno62@hotmail.com

INGLATERRA

Chris West
Chester Zoo
Tel: 00 44 207 449 6500
Fax: 00 44 207 586 5743
E-mail: chris.west@zsl.org

Alexandra Zimmermann
Chester Zoo
Tel: (44) 1244 650 223
Fax: (44) 1244 381 352
E-mail: a.zimmermann@chesterzoo.co.uk

MÉXICO

Epigmenio Cruz
Instituto de Historia Natural
ZOOMAT
Tel: (52) 961-44701, 961-44459, 961-44765
Fax: (52) 961-44700
E-mail: cruz@chiapas.net

María Luisa Espinosa
Proyecto BALAM
(Criadero de Felinos)
Tel: (52) 22-1599
Fax: (52) 22-221599
E-mail: balam01@prodigy.net.mx

Rodrigo Núñez
Fundación Cuixmala
Tel: 0143-146781, 01335-10361
Fax: 0143-122350, 01335-10361
E-mail: yaguare@usa.net

Jorge Paredes
Zoológico de Chapultepec

Tel: (52) 52-564104
Fax: (52) 55-536229
E-mail: rparedes@infolatina.com.mx

José Luis Rodríguez
Zoológico de Guadalajara
Tel: (52) 674-4488, 674-4232
Fax: (52) 674-3848
E-mail: luisroav@yahoo.com

Juan Ramón Rosas
YAGUAR ZOO
Tel/Fax: (52-2) 22-1599
E-mail: balam01@prodigy.net.mx

NICARAGUA

Marina Sacasa
Zoológico Nacional
Tel: (505) 279-9073
Fax: (505) 279-9073

Arnulfo Medina
Fundación Amigos del Río San Juan
(FUNDAR)
Tel (505) 270-5434
Fax: (505) 270-3567
E-mail: amigost@ibw.com.ni,
arfotoria@hotmail.com

PANAMÁ

Ricardo Moreno
Instituto Smithsonian,
Universidad de Panamá
Tel: (507) 235-1464, 212-8000
E-mail: ricardos3moreno@hotmail.com,
morenor@bci.si.edu

U.S.A.

Kathleen Conforti
Wildlife Conservation Society -WCS
Tel: (718) 220-2189
Fax: (718) 364-4215
E-mail: kconforti@wcs.org

Phill Miller
CBSG
Tel: 1-952-997-9800
Fax: 1-952-432-2757
E-mail: pmiller@cbsg.org

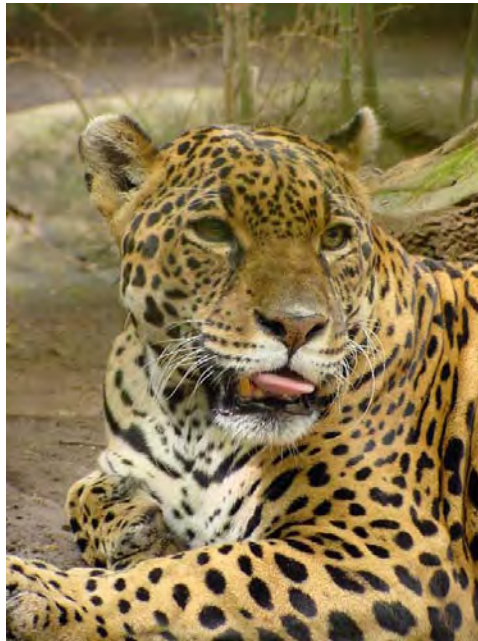
Ulysses Seal
CBSG
Tel: 1-952-997-9800
Fax: 1-952-432-2757
E-mail: ulieseal3@aol.com

Scott Silver
WCS - Queens Wildlife Center
Tel: (718) 3622
Fax: (718) 271-4441
E-mail: ssilver@wcs.org

Taller

El papel de los Zoológicos de Mesoamérica y el
Caribe en la Conservación de jaguares
(*Panthera onca*)

INFORME FINAL



27 de noviembre – 01 de diciembre, 2000
Parque Zoológico y Jardín Botánico Nacional Simón Bolívar
San José, Costa Rica

SECCIÓN XV

Información facilitada por los participantes

ESTRATEGIA PARA LA CONSERVACION DEL JAGUAR (*PANTHERA ONCA*) EN MESOAMERICA

METODOLOGÍAS DE ENCUESTAS Y MONITOREO

OBJETIVO 1

Establecer un protocolo estandarizado para realizar encuestas y entrevistas.

Acciones:

- a- Recopilación de guías, entrevistas y encuestas
- b- Revisión literatura
- c- Aplicación en área seleccionada

Unidad de medida y tiempo:

- a/b- Elaboración base de datos (3 meses)
- c- Evaluar (3 meses)

Responsables: (1 por país)

Panamá (Ricardo Moreno)
Costa Rica (Roberval Almeida)
Nicaragua (Arnulfo Medina)
Honduras (Martha Moreno)
Guatemala (?)
Belice (Scott Silver)
México (Rodrigo Núñez)

Recursos:

Equipo de oficina y materiales
Internet
Una persona por país

Cronograma

Enero a marzo 2001

Personal / tiempo: 3 meses

Universidades
Investigadores

Centros de documentación
Ministerios y ONG´s

Indicadores:

Protocolo estandarizado sobre encuestas y entrevistas
Base de datos

Colaboradores:

Universidades
Investigadores
Otros documentos
Ministerio del Ambiente y ONG´s

OBJETIVO 2

Establecer un protocolo estandarizado de monitoreo de las poblaciones del jaguar.

Acciones:

- a- Revisión de literatura
- b- Consulta de expertos
- c- Presentación (Taller “El Salvador”)
- d- Documentar partes
- e- Presentación (Taller “México”)
- f- Taller práctico, revisión y análisis de métodos y técnicas de monitoreo
- g- Elaboración metodológica (manual)

Unidades de medida:

- a- Informe de la revisión
- b- Documentos de partes
- c- Documento total (compilación)
- d- Memorias del taller (expertos)
- e- Documento editado

Tiempo:

3 meses
X/01 – (El Salvador)
V/02 – (México)

VI/02 – (Belice)
4 meses

Responsables:

Scott Silver (Belice)
Equipo (7 países): ídem

Recursos:

\$ Taller El Salvador
\$ Taller México
Equipo de campo \$ (Taller práctico) Belice

Cronograma:

- Primer semestre 2001: Revisión, Consulta
- Octubre 2001: Taller El Salvador
- Mayo 2002: Taller México
- Junio 2001: Taller práctico en Belice
- 3 meses: post taller Memorias

Personal / tiempo:

- Responsable/país (7)

Indicadores de éxito:

- a- Documentos de las partes
- b- Documento total compilación
- c- Documento final
- d- Memorias de talleres

Colaboradores:

Universidades
Investigadores
Otros documentos
Ministerio del Ambiente y ONG ´s

OBJETIVO 3

Asegurar un intercambio eficiente de la información.

Acciones:

- a- Nombrar centro virtual de recopilación y difusión.
- b- Talleres de información y recopilación.

Unidades de medida y tiempo:

- Centro de recopilación/compilación (un mes)
- Tres memorias de talleres: El Salvador
- El Salvador octubre 2001
- México mayo 2002
- Belice mayo o junio 2002

Responsables:

El Salvador: Roberval Almeida
Costa Rica: Yolanda Matamoros
Belice: Scott Silver

Recursos:

\$\$

Cronograma:

El Salvador: octubre 2001
México: mayo 2002
Belice: mayo-junio 2002

2. Personal/tiempo:

AMACZOOA
WCS
SMBC

Indicadores de éxito:

Memorias de cada taller
Convenio con la entidad encargada de la recopilación y difusión por Internet

Colaboradores:

Universidades
Investigadores

Ministerios
ONG´s
CBSG
UICN
WWF

MANEJO DE POBLACIONES EN CAUTIVERIO

OBJETIVO 1

Verificar el inventario de especímenes de la Región.

Acciones:

Completar y enviar el inventario de los especímenes que posee al studbook keeper.

Tiempo:

Antes del 01 de febrero de 2001.

Responsable:

Cada zoológico miembro

OBJETIVO 2

Identificar (marcar) a los especímenes de las colecciones de la Región.

Acciones:

- a. Marcar e identificar a cada individuo de su colección, (dicha actividad debe realizarse por medio de chips, de acuerdo a las normativas de CITES) y enviar esta información a su studbook keeper.
- b. De manera colateral a la acción anterior, se solicitará a la secretaría CITES, que en Mesoamérica se permita la utilización de los microchips marca "Avid", ya que están siendo utilizados en muchas de las colecciones de la región.

Tiempo:

No mayor de 6 meses

Responsable:

Cada director de zoológico será el responsable, revisando que el personal técnico lleve a cabo esta acción.

Recursos:

Adquisición de chips y scanners

Personal técnico y de campo o apoyo que maneja la colección

OBJETIVO 3

Obtener huella genética de cada espécimen.

Acciones:

Cada zoológico miembro deberá tomar muestras de sangre para la obtención de la huella genética de cada individuo. Los países que no cuenten con este tipo de tecnología podrán mandar las muestras a los responsables en Guatemala, para su determinación genética y luego se realizará un reporte con todos los datos obtenidos y enviados a todos los miembros participantes.

Tiempo:

Envío de muestras antes del 1 de diciembre del 2001

Entrega de reporte a finales de marzo del 2002.

Responsables:

Universidad de San Carlos de Guatemala

Dr. Dennis Guerra

Dr. Héctor Fuentes

Zoológico Simón Bolívar, Costa Rica

Dr. Danilo Leandro

OBJETIVO 4

Establecer mecanismos de acceso a la información de todos los zoológicos

Acciones:

- a. Crear un crear un programa de apoyo tecnológico para el asesoramiento a otros zoológicos basado en cooperación horizontal interinstitucional.

- b. Establecer mecanismos de generación de fondos para la obtención de equipo (computadoras, scanner, cámaras, etc.).

OBJETIVO 5

Legalizar (registrar) colecciones en cada país.

Acciones:

- a. Cada zoológico miembro debe obtener el permiso legal ante la autoridad competente de cada país en el transcurso de un año.

Tiempo:

Antes del 1 de diciembre del 2001

Responsable:

El director de cada establecimiento.

OBJETIVO 6

Elaborar plan de colección en cada institución.

Acciones:

Elaborar el protocolo de trabajo para la colección, en el que se incluya la nutrición, el manejo profiláctico, reproducción, recintos, cuarentena, enriquecimiento, disposiciones generales, etc.

Tiempo:

Este plan debe realizarlo para los siguientes 5 años.

Responsable:

Cada zoológico miembro

OBJETIVO 7

Elaborar plan regional de manejo de poblaciones de jaguares (protocolos)

Acciones:

- a. Elaborar un protocolo para el transporte de animales siguiendo los lineamientos de la UICN.

Tiempo:

Junio del 2001

Responsable:

Dennis Guerra
Héctor Fuentes
Maria José Iturbide
Edy Meoño
Jorge Porras

- b. Crear el formato de un registro estandarizado para la región

Responsable:

Danilo Leandro
Randall Arguedas

- c. Establecer el protocolo para la recepción y disposición de fauna donados o decomisados

Responsable:

Epigmenio Cruz

- d. Presentar el protocolo de recepción y disposición a las entidades gubernamentales de cada país para que sea tomado en cuenta para la suscripción de un convenio.

OBJETIVO 8

Entrenamiento a diversas técnicas (pcr, inseminación artificial).

Acciones:

- a. Preparar talleres (uno para cada técnica) para la capacitación del personal en técnicas avanzadas como PCR, inseminación artificial, transplante de embriones, etc., para que luego puedan ser aplicadas en las colecciones de la región.

Tiempo:

En el período del año 2001

Sugerencia de talleres/Responsable:

1. Taller de inseminación artificial/trasplante de embriones, (Dennis Guerra, Héctor Fuentes, María José Iturbide)
 2. Taller de entrenamiento sobre técnicas de contracepción (Dennis Guerra, Héctor Fuentes, María José Iturbide)
 3. Taller de entrenamiento sobre técnicas de reacción en cadena de polimerasa (PCR) para variabilidad genética y huellas genéticas (Guatemala/Costa Rica con apoyo de AMACZOOA para obtención de fondos y apoyo logístico)
- b. Crear un banco genómico para enriquecimiento del material genético de las colecciones de la región.

Responsables:

Instituto de Reproducción Animal y Biotecnología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad de San Carlos de Guatemala, pendiente de confirmación.

MANEJO INDIVIDUAL EN CAUTIVERIO

META

Recopilar la información existente a nivel de Instituciones miembros de AMACZOOA y de otras Asociaciones a nivel Internacional, para formular un protocolo básico que comprenda:

I. Cuarentena

Acciones:

Desarrollo de un protocolo estandarizado sobre los puntos básicos que debe cubrir la cuarentena para la Región Mesoamericana. El cual será distribuido a los miembros de AMACZOOA para su corrección y posterior formulación del documento final.

Tiempo máximo:

1 año

Responsable:

Dr. Jorge Paredes

II. Medicina Preventiva

Acciones:

Desarrollar un protocolo estandarizado básico de Medicina Preventiva, el cual pueda ser implementado en las instituciones de Mesoamérica, que incluya:

- Desparasitación
- Vacunación
- Evaluación Clínica Anual
- Exámenes de Laboratorio
- Banco de Suero
- Control de Plagas

Tiempo máximo:

1 año

Responsable:

Dr. Danilo Leandro y Dr. Randall Arguedas

III. Necropsia

Acciones:

Elaboración de un protocolo básico estandarizado de necropsias para la Región Mesoamericana, en donde se especifique la toma y envío de muestras, mismos que deberán ser distribuidos a las personas que se encuentren realizando el trabajo de campo.

Tiempo máximo:

1 año

Responsable:

Dr. Jorge Paredes

IV. Reproducción

Acciones:

- Elaboración de las bases de un plan reproductivo de acuerdo a los objetivos a la institución
- Establecer los métodos adecuados de contracepción
- Realizar estudios sobre las técnicas no invasivas para diagnóstico de gestación (Heces-progesterona)
- Elaborar una tabla de registros para incluir los datos obtenidos durante el examen neonatal

Tiempo máximo:

1 año

Responsable:

Drs. Dennis Guerra y Héctor Fuentes

Nota: Todos los protocolos se deben hacer llegar al cuidador de pedigree.

V. Educación

Implementar un programa educativo para la conservación de la especie.

Acciones:

- a- Realización de talleres.

Tiempo:

28 horas para preparación, ejecución y evaluación.

Responsables:

Personal del Departamento Educativo.
Marina Argüello, Luisa Valle

Recursos:

Recursos humanos: Educadores y especialistas
Materiales: Audiovisual, material audiovisual y didáctico.

Cronograma:

Dos talleres al año. Meses de enero y julio.
Iniciar en julio 2001.

Resultados:

Realización de los talleres y evaluarlos con un
Instrumento de evaluación formativo.

Colaboradores:

Encargados de la atención y cuidado de los jaguares.

Acciones:

b- Charlas: a grupos organizados desde preescolar a
universitarios

Responsables:

Personal del Departamento Educativo.
Marina Argüello, Luisa Valle

Tiempo:

De 30 a 60 minutos dependiendo de el grupo meta.

Recursos:

Recursos humanos: Educadores y especialistas
Materiales: Audiovisual, material audiovisual y didáctico

Cronograma:

Durante el período lectivo

Resultados:

Registro de población atendida

Colaboradores:

Consulta a fuentes primarias como encargados del cuidado y alimentación de los jaguares, fuentes bibliográficas e Internet.

Acciones:

c- Material didáctico:

1. Hojas de trabajo
2. Folletos
3. Plegables
4. Afiches.

Tiempo:

1-48 horas.
2, 3,4 ¿?

Responsables:

Personal del Departamento Educativo.
Marina Argüello, Luisa Valle

Recursos:

1. Equipo de cómputo y papel.
2. \$ 1500 para elaborar arte y impresión*
3. \$ 1000 para arte y impresión*
4. \$ 3000 para arte y impresión *
5. * 3000 c/u.

Cronograma:

1-Enero y julio.
2, 3 y 4 un año después de obtener el financiamiento

Resultados:

1. Aplicación del material y evaluar mediante observación ver el grado de aceptación y la actitud ante el material.
2. Repartir material y medir grado de aceptación y demanda de material
- 3 y 4. Repartir a los Zoológicos de la Región, áreas de la región y grupos de civiles involucrados. Ganaderos que estén representados en la población

Colaboradores:

Organizaciones interesadas en la conservación de la vida silvestres, AMACZOOA.

Acciones:

- d- Propuesta de financiamiento para producción de afiches, plegables.

Tiempo:

6 meses

Responsables:

Personal del Departamento Educativo.
Marina Argüello, Luisa Valle

Recursos:

Equipo de cómputo y papel

Cronograma:

1 semestre 2001

Acciones:

- e- Investigar que acciones a nivel educativo se realizan en los zoológicos para la conservación de los jaguares.
- f- Coordinar acciones con otros departamentos educativos o encargados de la divulgación y educación en los zoológicos de la región,
- g- Implementar actividades educativas para la conservación de los jaguares

Tiempo:

6 meses

Responsables:

Marina Argüello y Luisa Valle.

Recursos:

Internet, correos, fax, documentos de divulgación,
cuestionario

Cronograma:

Enero 2001

Resultados:

Elaborar un Informe con los resultados obtenidos en la encuesta para posteriormente coordinar acciones con los diferentes Zoológicos.

Colaboradores:

Personal administrativo, interesados

Acciones:

h- Reunión de educadores ambientales de zoológicos.

Tiempo:

4 horas

Responsables:

Marina Argüello y Luisa Valle.

Recursos:

Transporte, alimentación, hospedaje.
Materiales para los participantes.

Cronograma:

Próxima reunión o congreso de AMACZOOA.

Resultados:

Elaborar un informe de acuerdos para aplicar

Colaboradores:

AMACZOOA

VI. *Nutrición animal*

Acciones:

- a- Recopilar información existente
- b- Llevar a cabo un análisis de la composición nutricional y calidad de la dieta ofrecida.
- c- Determinar el consumo de alimento en tal como ofrecido y en materia seca por individuo, por grupo y por etapa de vida.
- d- Establecer una tabla estandarizada de los requerimientos nutricionales para la especie, según la información recopilada.
- e- Formular dietas para cada etapa de vida, incluyendo crías, juveniles, hembras gestantes y lactantes, hembras vacías y machos.
- f- Evaluar la disponibilidad y costo de los alimentos con que cuenta la institución.
- g- Desarrollar prácticas de alimentación para cada especie según la etapa de vida.
- h- Determinar los nutrimentos limitantes para cada etapa fisiológica.
- i- Definir las estrategias de alimentación para la especie.
- j- Evaluar la influencia de la presentación del alimento y la palatabilidad sobre el consumo de alimento.
- k- Utilizar parámetros nutricionales para evaluar el estado de los animales, tales como:
 - Conversión alimenticia
 - Eficiencia alimenticia
 - % de peso vivo consumido en materia seca
 - % Digestibilidad
 - Consumo de energía
 - Eficiencia proteica
 - Valor biológico de proteína
 - Total de nutrientes digeribles
- l- Evaluar el uso de suplementos nutricionales en las dietas.
- m- Implementar el uso de registros nutricionales en las instituciones para facilitar el análisis de información a nivel regional.
- n- Establecer intercambio de información con otras instituciones para estandarizar la información a nivel regional.

- o- Realizar talleres de nutrición integrados para la especie, mínimo cada dos años, con el fin de transferencia de tecnología y capacitación.

Responsables:

Ing. Andrea Brenes Soto, Zoológico Simón Bolívar, Costa Rica.
Abierto a otros países.

Recursos necesarios:

Recursos humanos: 1 persona asistente

Equipo de laboratorio:

- Cristalería de laboratorio
- Romanas para pesar animales jóvenes y adultos
- Balanzas para pesar alimentos
- Desecador o estufa
- Computadora y papelería
- Laboratorio de nutrición (apoyo de universidades)

Cronograma:

Depende del financiamiento, individuos con que se cuenta y sus etapas de vida.

Plazo total: 4 años, pero hay continuidad en los estudios

Fase I: 1 año (para investigaciones preliminares)

Fase II: 2 años

Fase III: 4 años (si se tiene todo el equipo y los individuos)

Tiempo:

Mínimo 4 horas por semana.

Resultados:

Fase I:

- Composición nutricional de alimentos
- Tipos de alimentos y suplementos utilizados
- Inicio de uso de registros nutricionales
- Inicio de transferencia de información entre instituciones nacionales e internacionales

Fase II:

- Continuación Fase I
- Consumos establecidos según la etapa de vida
- I Taller de Nutrición para la especie

Fase III:

- Continuación Fases I y II
- Tablas de requerimientos nutricionales
- Fórmulas de dietas y prácticas de alimentación según etapas de vida
- II Taller de Nutrición
- Estandarización de la información

Colaboradores:

- Biólogo
- Veterinario
- Universidades, Centros de Nutrición Animal (convenios para investigación)
- Estudiantes
- Investigadores
- Agentes financieros

Personal

Acciones:

Perfil del personal

Edad: 18 años en adelante

Escolaridad mínima: secundaria

Examen médico

Vacunación: rabia, tuberculosis, tétanos, hepatitis, alergias.

Aptitud, disponibilidad y responsabilidad

Capacitación mínima de 240 horas en el zoológico

40 horas de teoría: Manejo de colección, taxonomía, historia natural, motivación, sanidad, primeros auxilios.

Responsable:

Se sugiere que el responsable sea un MVZ o Biólogo.
Persona responsable a designarse.

b- Elaborar un plan de Emergencia

Jerarquizar:

1. Visitantes

Personal de la institución

Animales

- En caso de emergencia (escape de animal peligroso) entra en acción un equipo de emergencia capacitado para diferentes grados de alerta según la especie.

1. MVZ encargado del área

2. Cuidadores del área

3. Evacuación del público en el área de peligro

4. Captura con equipo de contención química y física

5. Decisión final del director para un caso extremo de sacrificio del animal

6. Simulacro en las instalaciones mínimo dos veces al año.

Responsable:

A designarse.

COMUNICACIÓN

Acciones:

Comprometer a las instituciones del área a mantener una red de información bimestral con los acontecimientos más importantes de la institución.

-Excedentes

-Nacimientos

-Faltantes

-Información inherente

-Protocolos en general

- b- Conformar una comisión para Zoológico, Región o País para mantener esta comunicación.

Responsable:

Yaguar Zoo

Recursos:

Equipo de cómputo, Internet, papelería, consumibles, secretaria.

RECINTOS

Acciones:

Establecer necesidades mínimas con que deben contar los recintos:

Exhibidor con suministro vegetal

Piletas grandes de agua dependiendo de la especie

Sin esquinas (aristas)

Vegetación que corresponda a su hábitat

Área de manejo o trabajo

Jaula de separación

Tapetes sanitarios

Ficha taxonómica

Comportamiento

Acciones:

Coordinar mecanismos de comunicación entre personal de campo y los técnicos con respecto a la conducta de los animales.

1. Llevar a cabo el desarrollo e implementación para el diseño de albergues, formación de personal y enriquecimiento.
2. Elaborar las bases de un plan reproductivo de acuerdo a los objetivos de la institución.
3. Comprometer a las instituciones del área a mantener una red de información actualizada con los acontecimientos más relevantes de la especie.

HISTORIA NATURAL

OBJETIVO 1

Definir qué constituye una población viable

Acciones:

- Revisión bibliográfica de los datos de distribución histórica y actual de la especie.
- Disponibilidad de recursos naturales y hábitat
- Conocer los patrones de desplazamiento entre poblaciones
- Recopilación de la información genética y reproductiva de la especie
- Identificar fuentes bibliográficas
- Entrevistas, inventarios

Responsable:

- José Luis Rodríguez Ávila para México
- Coordinador General de Guatemala, El Salvador, Belice, Honduras, Nicaragua, Costa Rica y Panamá.

Tiempo:

6 meses

Tiempo solicitado por país: 960 hrs.

Recursos:

- Papelería, viáticos, equipo de cómputo y papelería

Cronograma:

- 4 de enero del 2001 y termina el 04 de julio del 2001

OBJETIVO 2

Indicar cómo las amenazas específicas de cada Región y de cada población pueden afectar la viabilidad de cada especie.

Acciones:

- Identificar investigadores interesados en focalizar las amenazas específicas de la especie en regiones prioritarias.
- Protocolarizar e identificar las áreas donde habitan los jaguares

Responsable:

- Coordinador General de Guatemala, El Salvador, Belice, Honduras, Nicaragua, Costa Rica y Panamá.

Tiempo:

6 meses

Cronograma:

4 de enero del 2001 y termina el 04 de julio del 2001

OBJETIVO 3

Capacitar a los manejadores y a quien decide las acciones.

Acciones

- Crear el directorio
- Establecer la comunicación con estos en los primeros 3 meses

Responsable:

- María Luisa Espinosa, México
- Coordinador General de Guatemala, El Salvador, Belice, Honduras, Nicaragua, Costa Rica y Panamá.

Recursos:

- Internet, equipo de cómputo, papelería y consumibles, servicios secretariales, servicios postales

Cronograma:

4 de enero del 2001 y termina el 04 de julio del 2001

OBJETIVO 4

Aplicar adecuadamente las leyes para la protección de la especie

Acciones

- Promover una legislación adecuada para la protección y manejo de la especie en Mesoamérica

- Compilar la legislación acerca de la protección del jaguar y sus hábitat en la región
- Identificar lagunas en la protección legal
- Proponer iniciativas de Ley uniformes (convenios regionales)

Tiempo

6 meses

Responsable

Fernando Cabezas

Recursos:

- Internet, equipo de cómputo, papelería y consumibles
- Servicios secretariales, servicios postales

Colaboradores

Departamentos legales de las instituciones
Sector científico e investigadores
Zoológicos
ONG's
Agencias de gobierno

UNIDADES DE CONSERVACIÓN

ACCIONES

Unidades de Conservación del Jaguar

1. Definir áreas de conservación de poblaciones silvestres de jaguares para cada país de la Región.
2. Hacer un diagnóstico de las unidades de conservación.
3. Identificar instituciones blanco que sean necesarias para el desarrollo del programa propuesto a nivel regional.
4. Consolidar las áreas de conservación del jaguar mediante el pago de tierra y declaratoria legal.
5. Lograr la conectividad de las JCU's a nivel local, nacional y regional.
6. Identificar y proponer nuevas áreas que sean consideradas como JCU's.

I. ESTUDIO DE HÁBITAT

Tiempo

1 año

Responsables

Vera Violeta Montero y colaboradores

Recursos

Humano, fotografías aéreas, equipo de campo, equipo cómputo y oficina

Cronograma

Enero 2001-enero 2002

Indicadores de éxito

Informe técnico y mapas de cobertura y uso

Colaboradores

Universidades, ONG´s, MINAE, Agencias donantes

II. ESTUDIO SOCIO-ECONÓMICO

Tiempo

1 año

Responsables

Vera Violeta Montero y colaboradores

Recursos

Humano, sociólogos, economistas, económico, encuestas

Cronograma

Enero 2001-enero 2002

Indicadores de éxito

Informe técnico y mapas de cobertura y uso

Colaboradores

Universidades, ONG´s, MINAE, Agencias donantes

Acciones

c- Análisis de personal (cantidad y capacidad)

Tiempo

3 meses

Responsables

Vera Violeta Montero y colaboradores

Recursos

Humano, encuestas, capacitación, económico

Cronograma

Enero-abril 2001

Indicadores de éxito

Informe

Colaboradores

MINAE, Universidades, donantes

III. ANÁLISIS DEL PERSONAL (CANTIDAD Y CAPACIDAD)

Tiempo

3 meses

Responsables

Vera Violeta Montero y colaboradores
Investigadores, educadores ambientales

Recursos

Humano, económico, material didáctico y de apoyo

Cronograma

Mayo-julio 2001

Indicadores de éxito

Personal capacitado

Colaboradores

Universidades, ONG´s, MINAE, Agencias donantes

IV. TALLER DE CAPACITACIÓN PARA PERSONAL DE JCU

Tiempo

1 mes

Responsables

Vera Violeta Montero y colaboradores

Recursos

Información acerca de Instituciones Mesoamericanas

Cronograma

Enero 2001

Indicadores de éxito

Listado de Instituciones

Colaboradores

MINAE

V. LISTAR INSTITUCIONES POR PAIS PARA DESARROLLO E.C.J.

Tiempo

1 mes

Responsables

Vera Violeta Montero y colaboradores

Recursos

Información acerca de instituciones mesoamericanas

Cronograma

Enero 2001

Indicadores de éxito

Listado de instituciones

Colaboradores

MINAE

VI. ELABORACIÓN Y PRESENTACIÓN DE PROPUESTAS PARA
OBTENER LOS RECURSOS PARA COMPRAR TIERRAS.

Tiempo

1 año

Recursos

Humano, cómputo, listado de posibles donantes

Cronogramas

Mayo 2001-Mayo 2002

Indicadores de éxito

\$\$

Colaboradores

Agentes donantes, MINAE, ONG´s

VII. COMPRA Y DECLARATORIA LEGAL

Recursos

Humano, especialistas legales

Indicadores de éxito

Consolidar y declarar terrenos para conservación

Colaboradores

Gobierno, MINAE.

VIII. DISEÑO DE CORREDORES REGIONAL Y NACIONAL

Tiempo

1 año

Responsables

Vera Violeta Montero y Emel R. Investigadores, equipo técnico.

Recursos

Humano, información geográfica, mapas de cobertura y uso, equipo de cómputo.

Cronograma

Enero 2001- Enero 2002

Indicadores de éxito

Actualización de mapas de corredores

Colaboradores

FONAFIFO, MINAE, ONG ´s, CBM, IGN y Universidades.

IX. INVESTIGACIÓN DE VIABILIDAD DE CORREDORES (USO)

Tiempo

3 años

Responsables

Vera Violeta Montero y colaboradores, Roberval Almeida y Eduardo Baldioceda.

Recursos

Investigadores de campo, equipo de campo y oficinas, económico y literatura.

Cronograma

2001-2004

Indicadores de éxito

Informe técnico, publicaciones

Colaboradores

MINAE, ONG´s , universidades, WWF, WCS, AZA y TNC.

X. CONSOLIDACIÓN DE LOS CORREDORES BIOLÓGICOS

Responsables

Vera Montero y colaboradores

Recursos

Pago por Servicios Ambientales y alianzas estratégicas con terratenientes

Cronograma

2004

Indicadores de éxito

Corredores biológicos a nivel nacional y mesoamericano

XI. ESTUDIOS DE CAMPO PARA IDENTIFICAR PRESENCIA DE POBLACIONES DE JAGUAR

Tiempo

3 años

Responsables

Vera Montero, Investigadores, Roberval Almeida, Eduardo Baldioceda

Recursos

Humano, equipo de campo y oficina, económico

Cronograma

2001-2004

Indicadores de éxito

Informe técnico y mapas de presencia y distribución, publicaciones

Colaboradores

MINAE ONG´s y universidades

XII. TALLER REGIONAL CON INVESTIGADORES PARA PROPONER NUEVAS JCU´s.

Tiempo

1 mes

Responsables

Investigadores, Roberval Almeida, Eduardo Baldioceda

Recursos

Económico, humano, instalaciones, material de trabajo

Cronograma

1 semana

Indicadores de éxito

Nuevas posibles JCU´s

Colaboradores

AMACZOOA, WCS, ONG´s MINAE, Instituciones gubernamentales

Especie

Identificar la razón principal por la que el jaguar esta atacando al ganado (disminución de la población).

I. Consolidación de los Corredores Biológicos

Responsables

Vera Violeta Montero y colaboradores

Recursos

Pago por Servicios Ambientales y alianzas estratégicas con terratenientes

Cronograma

2004-

Indicadores de éxito

Corredores Biológicos a nivel nacional y Mesoamericano

II. Estudios de campo para identificar presencia de poblaciones de jaguar

Tiempo

3 años

Responsables

Vera Montero, investigadores, Roberval Almeida, E. Baldioceda

Recursos

Humano, equipo campo y oficina, económico.

Cronograma

2001-2004

Indicadores de éxito

Informe técnico y mapas de presencia y distribución, publicaciones

Colaboradores

MINAE, ONG´s, Universidades.

Acciones

c- Investigaciones de abundancia y Ecología de la Especie

Responsables

Investigadores, Roberval Almeida, Eduardo Baldioceda

Recursos

Humano, Económico, equipo de campo y oficina

Cronograma

2001-2005

Indicadores de éxito

Informe técnico, publicaciones

Colaboradores

AMACZOOA, WCS, ONG ´s, MINAE.

Acciones

d- Entrevistas con locales afectados y personal de las áreas protegidas.

Responsables

Investigadores, Roberval Almeida, Eduardo Baldioceda

Recursos

Encuestas Humano, Estudiantes, económico, equipo de campo y oficina

Cronograma

2001-2002

Indicadores de éxito

Informe técnico, publicaciones

Colaboradores

AMACZOOA, WCS, ONG ´s, MINAE.

Acciones

e- Monitoreo de ataques e implementación de posibles soluciones

Responsables

Investigadores, Roberval Almeida, Eduardo Baldioceda

Recursos

Encuestas Humano, Estudiantes, económico, equipo de campo y oficina

Cronograma

2001-2005

Indicadores de éxito

Informe técnico, publicaciones

Colaboradores

AMACZOOA, WCS, ONG 's, MINAE.

MÉXICO

ACCIONES

I. Revisión de literatura

Acciones:

- a. Consulta de expertos en México
- b. Trabajo de campo (entrevistas y encuestas en las áreas de distribución)

Meta

Tener el mapa de las áreas de distribución de la especie y las amenazas tanto del hábitat como del jaguar.

Tiempo

1 a 3 años.

Responsables

Epigmenio Cruz Aldán, Chiapas.
Rodrigo Núñez, Jalisco.

Recursos

Apoyo financiero y recursos humanos

Cronograma

Personal y tiempo
8 horas diarias

Indicadores de éxito

Mapa del área de distribución actual
Documento final

Colaboradores

Escuelas de Biología
IHN
UNACH
Zoológico de Denver

Fundación Cuixmala
Comité SEMARNAP
Selva Negra
Universidad de Colima y Michoacán

II. Uso de sistemas de información geográfica y verificación en el campo y evaluación del hábitat potencial del jaguar

Acciones

Definir mapa confiable de las áreas protegidas y potenciales

Tiempo:

1 año

Cronograma

Corroborar presencia: 4 a 5 años.

Responsables:

Rodrigo Núñez...Occidente

Epigmenio Cruz...Sureste

Recursos:

Financieros y humanos.

Personal y tiempo:

2 personas 8 horas diarias

Indicador de éxito:

Mapa de rango de distribución potencial.

Documento final.

Colaboradores:

IHN, UNAM, UMSNH, UC, entre otros.

III. Solicitar a los profesionales en el área el asesoramiento en los programas de conservación y manejo sustentable de la especie y su hábitat.

Meta:

Selección de dicho comité e inicio de las primeras acciones a realizar.

Tiempo:

6 meses.

Responsables:

AZCARM Y SEMARNAP.

Recursos:

Equipo de cómputo e Internet, papelería y servicio postal.

Cronograma:

1er mes, convocatoria; 3 meses, primera reunión; 6 meses, formalización del grupo.

Personal y tiempo:

2 personas por 4 horas diarias.

Indicadores de éxito:

Consolidación del comité.

Colaboradores:

AZCARM, SEMARNAP, Universidades y profesionales en el área.

V. Establecer un programa de alternativas económicas a nivel urbano y rural

Meta:

Establecimiento del programa, elaboración de trípticos, videos y folletos; la difusión de otros medios de comunicación.

Tiempo:

6 meses.

Responsable:

Departamento de áreas naturales de los zoológicos involucrados.

Recursos:

Literatura y asesoramiento técnico.

Cronograma:

1 mes para difusión en áreas protegidas, y 6 meses para tener todo el material.

Personal y tiempo:

3 por zoológico y /o áreas protegidas, 4 horas.

Indicadores de éxito:

Obtención de un programa y su aplicación.

Colaboradores:

Zoológicos con su Departamento Educativo, los medios de comunicación e iniciativa privada.

VI. Solicitud de apoyo de Organizaciones Gubernamentales competentes para llevar a cabo una protección efectiva de áreas protegidas y no protegidas donde ocurra la especie.

Metas:

Verificar la presencia de las autoridades, y elaboración de una bitácora supervisada por el personal de las reservas.

VII. Iniciar de pruebas serológicas para la determinación de anticuerpos y enfermedades potenciales de las poblaciones silvestres y cautivas

Meta:

Obtener resultados con base a la titulación.

Tiempo:

1 año.

Responsable:

Jorge Paredes, Socorro Paredes y David Espinoza.

Recursos:

Reactivos, material de laboratorio y equipo de muestreo.

Cronograma:

3 meses inicio de pruebas; 1 año, obtener primeros resultados de los zoológicos involucrados.

Personal y tiempo:

Personal medio de laboratorio por 4 horas diarias.

Indicadores de éxito:

Resultados serológicos.

Colaboradores:

Zoológicos participantes.

VIII. Elaboración de un protocolo estandarizado sobre registros.

Meta:

Cuando se elabore el protocolo.

Tiempo:

1 mes.

Responsable:

Cada zoológico involucrado.

Recursos:

Papelería, microchips y otra técnica.

Cronograma:

3 meses.

Personal y tiempo:

Dependiente del Zoológico.

Indicador de éxito:

Que la mayoría de los especímenes cuenten con esta norma.

IX. Establecer políticas adecuadas en relación a donaciones y decomisos, y desarrollar un protocolo.

Meta:

Elaboración del protocolo.

Tiempo:

1 mes.

Responsable:

Cada Zoológico involucrado.

Recursos:

Papelería, y otras técnicas.

Cronograma:

3 meses.

Personal y tiempo:

Dependiente del Zoológico.

Indicador de éxito:

Aplicación del protocolo.

X. *Cuarentena, recopilar la información existente a nivel de instituciones miembros de AMACZOOA y de otras asociaciones a nivel internacional, para formular un protocolo estandarizado sobre los puntos básicos que debe cubrir la cuarentena para la región mesoamericana. Dicho documento será distribuido a los miembros de AMACZOOA para su corrección y posterior formulación de un documento final.*

Meta:

Elaboración de protocolo estandarizado.

Tiempo:

1 año.

Responsable:

MVZ Jorge Paredes

Recursos:

Internet. Bibliografía.

Cronograma:

Primeros seis meses obtención de un borrador. A los siete meses.

Personal/tiempo:

Médicos veterinarios, biólogos y manejadores de fauna silvestre.
4 horas.

Indicadores de éxito:

Envío del documento a los miembros de AMACZOOA.

Colaboración:

AZCARM y AMACZOOA

XI. Medicina preventiva, investigar el papel que juegan las enfermedades en las poblaciones cautivas y el riesgo potencial que pueden tener estas patologías para la conservación del taxón en vida libre. Desarrollar un protocolo estandarizado básico de medicina preventiva con el fin de identificar la presencia e incidencia de las enfermedades infecciosas, parasitarias y nutricionales que afectan a las diferentes poblaciones, el cual pueda ser implementado en las instituciones de Mesoamérica el cual incluirá:

Nutrición

Desparasitación

Vacunación

Evaluación clínico anual

Exámenes de laboratorio

Banco de suero

Control de plagas

Meta:

Elaborar un protocolo estandarizado sobre medicina preventiva.

Tiempo:

1 año.

Responsable:

MVZ José Luis Rodríguez y MVZ Jorge Paredes. Personal

Recursos:

Internet, bibliografía, registros de zoológicos

Cronograma:

Primeros seis meses obtención de un borrador. A los siete meses.

Personal/tiempo:

1 persona por institución, 2 horas diarias.

Indicadores de éxito:

Enviar documento a miembros del AMACZOOA.

Colaboradores:

AMACZOOA, AZCARM, UNAM.

XII. Necropsias, elaboración de un protocolo básico estandarizado de necropsias el cual pueda ser utilizado tanto en cautiverio como en vida libre para la región mesoamericana, en donde se especifique la toma, conservación y envío de muestras con el fin de conformar bancos de información ecológica y clínica para el jaguar.

Metas:

Elaborar un protocolo estandarizado sobre métodos veterinarios.

Tiempo:

1 año.

Responsable:

MVZ David Espinoza (Zoológico Guadalajara), MVZ Itzel Vañes (Zoológico Chapultepec) y Carles (Zoológico de Puebla).

Recursos:

Internet, bibliografía, material de laboratorio.

Cronograma:

Primeros seis meses obtención de un borrador, a los siete meses.

Persona/tiempo:

1 persona por institución, 2 horas diarias.

Indicadores de éxito:

Envío de protocolo estandarizado a miembros del AMACZOOA.

Colaboradores:

AZCARM, UNAM Y AMACZOOA.

XIII. Elaborar un programa de educación ambiental y estrategias de difusión dirigido a las comunidades rurales.

Meta:

Elaboración del documento en cuestión.

Tiempo:

1 año.

Responsable:

Departamentos Educativos del ZOOMAT y otros Zoológicos.

Recursos:

Apoyo financiero.

Cronograma:

1 año.

Personal y tiempo:

3 personas de tiempo completo.

Indicadores de éxito:

Ejecución del programa como tal.

XIV. Desarrollar las técnicas de investigación en cautiverio para estudios reproductivos, comportamiento y nutricional.

Meta:

Conocer los patrones reproductivos, conductuales y nutricionales de la especie.

Tiempo:

3 años.

Responsables.:

José Luis Rodríguez y Jorge Paredes.

Recursos:

Tesistas de Licenciatura y Maestría, financiamiento y becas.

Cronograma:

1 año, presentar la metodología a seguir.

Personal y tiempo:

Tiempo completo.

Indicadores de éxito:

Presentación de protocolos de investigación.

Colaboradores:

Zoológicos, universidades, y centros de investigación

XV. Recopilar la información existente sobre felinos y ubicarla en un lugar determinado (previamente habilitado y reglamentado).

Meta:

Crear una base documental sobre la especie.

Tiempo:

1 año.

Responsables:

Un representante del comité con sede en un Zoológico miembro.

Recursos:

Equipo de cómputo, Internet, copiadora, archiveros, estantes, papelería, personal, libros, videos, suscripciones y membresías.

Cronograma:

4 meses, ubicación y habilitación de un espacio físico; 8 meses equipamiento; 1 año adquisición de material de referencia y operación

Personal:

1 persona, 4 horas diarias.

Indicadores de éxito:

Operación del centro.

Colaboradores:

Zoológicos miembros, ONG´s, OG´s, universidades entre otras instituciones.

XVI. Elaborar las bases de un plan reproductivo (contemplando el programa de la UICN) de acuerdo a los objetivos de la institución, investigar las técnicas reproductivas así como establecer los métodos adecuados de contracepción. Realizar estudios sobre las técnicas no invasivas para diagnóstico de gestación (heces-progesterona). Elaborar una tabla de registros para incluir los datos obtenidos durante el examen neonatal.

Meta:

Un compendio de la información disponible.

Tiempo:

1 año.

Responsables:

MVZ Dulce María Brousset (UNAM, MVZ José Luis Rodríguez y MVZ Jorge Paredes

Recursos:

Equipo de cómputo, Internet. Bibliografía, registros de zoológicos

Cronograma:

Primeros 8 meses obtención de un borrador. A los 10 meses

Personal y tiempo:

1 responsable por institución participante, 2 horas diarias

Indicadores de éxito:

Envío del documento a los miembros de AMACZOOA

Colaboradores:

UNAM, AZCARM, médicos veterinarios y biólogos.

XVII. Realizar un taller para el monitoreo de las poblaciones silvestres y en cautiverio en México integrando a los dos sectores.

Meta:

Recopilación de la literatura relacionada existente, realizar dicho taller y presentar documento final.

Tiempo:

1 año (mayo-junio 2002)

Responsables:

Personal participante en este taller (México)

Recursos:

Apoyo financiero y humano.

Cronograma:

Presentar un documento preliminar en San Salvador (13-17 de octubre 2001).

Personal/tiempo:

4 hors.

Indicadores de éxito:

Consolidación del documento final (manual de metodologías de investigación).

Colaboradores:

AZCARM, SEMANARP y AMACZOOA.

XVIII. Manejo individual en cautiverio

Metas:

Dar a conocer el papel de los depredadores en la naturaleza y la importancia del jaguar en los ecosistemas para promover un cambio de actitud de la población hacia los depredadores.

Reproducción

- ❖ Elaboración de las bases de un plan reproductivo de acuerdo a los objetivos de la institución.
- ❖ Investigación sobre las técnicas reproductivas.
- ❖ Establecer los métodos adecuados de contracepción.
- ❖ Realizar estudios sobre las técnicas no invasivas para diagnóstico de gestación (heces-progesterona).
- ❖ Elaborar una tabla de registros para incluir los datos obtenidos durante el examen neonatal.

Personal:

Médicos veterinarios y biólogos.

Cronograma:

Primeros 8 meses obtención de un borrador. A los 10 meses envío del documento a los miembros de AMACZOOA.

Responsable:

MVZ Dulce María Brousset (UNAM), MVZ José Luis Rodríguez y MVZ Jorge Paredes.

Recursos:

Internet. Bibliografía, registros de zoológicos.

Tiempo dedicado: 2 horas diarias

GUATEMALA

ACCIONES

I. MÉTODOS Y TÉCNICAS DE MONITOREO

Acciones

- a- Desarrollar, con la asesoría de sociólogos, antropólogos, biólogos, ecólogos de poblaciones, un instrumento de investigación social que pueda ser aplicado en comunidades rurales de Guatemala.
- b- Realizar la revisión de literatura sobre las técnicas de monitoreo y de investigación ecológica que puedan ser aplicadas a la región.
- c- Consultar expertos acerca de las técnicas de investigación ecológica que puedan ser aplicadas en Guatemala.
- d- Comparar diferentes técnicas de monitoreo y de investigación ecológica a fin de determinar cual es la más idónea (en cuanto a costo, efectividad y factibilidad de aplicación) para utilizar de manera uniforme en la región.

II. MANEJO DE POBLACIONES EN CAUTIVERIO

Acciones

- a- Marcaje e identificación.
- b- Elaborar protocolo de manejo de la colección.
- c- Realizar gestión para obtener equipo informático y conexión.
- d- Solicitar permiso legal ante autoridad competente.
- e- Tomar muestras de sangre para PCR.
- f- Preparar los talleres de capacitación.

III. MANEJO INDIVIDUAL EN CAUTIVERIO

Acciones

- a- Elaborar un protocolo de cuarentena.
- b- Justificar la construcción de instalaciones adecuadas de cuarentena.
- c- Elaborar un protocolo de medicina preventiva.

- d- Recopilar información y realizar investigación sobre nutrición y alimentación.
- e- Elaborar un protocolo de emergencia en caso de escapes.
- f- Elaborar un plan de reproducción de jaguares.
- g- Aplicar y evaluar el programa de enriquecimiento ambiental de forma permanente.
- h- Realizar talleres de capacitación.

IV. HISTORIA NATURAL

Acciones

- a- Realizar investigación social o de campo que permita determinar la distribución.
- b- Preparar una base de datos sobre literatura al respecto.
- c- Proponer temas de tesis sobre historia natural y ecología del jaguar.

V. UNIDADES DE CONSERVACIÓN

Acciones

- a- Crear cursos de capacitaciones para administradores de áreas protegidas.
- b- Elaborar un documento que sintetice la información recopilada.
- c- Hacer una propuesta dirigida a instituciones nacionales e internacionales para que incluyan dentro de sus líneas de investigación el estudio del jaguar.
- d- Realizar estudios de la ecología de poblaciones.

EL SALVADOR

Problema 1

Falta de espacio adecuado para el mantenimiento de una población en cautiverio superior a los tres especímenes, que es el espacio disponible actual para los ejemplares de la colección de exhibición, dos hembras que ya se poseen y un macho que se pretende adquirir.

Objetivos

- a) Obtener terreno adicional contiguo a las instalaciones del Parque Zoológico Nacional o en un área cercana al mismo, donde levantar una infraestructura adecuada que permita brindar al taxón el mantenimiento de una población con miras a la reproducción de la especie.

Acciones

1. Gestionar ante las autoridades correspondientes, la concesión de los terrenos pertenecientes al antiguo Cuartel El Zapote, al Parque Zoológico Nacional de El Salvador, a fin de iniciar un área de reproducción de especies clave para la conservación nacional y regional, distinta a la colección de exhibición de la institución.

Problema 2

Falta de un mecanismo administrativo que agilice la utilización de los fondos disponibles del Parque Zoológico Nacional de El Salvador, para poder cubrir emergencias y eventos como movilización de ejemplares fuera o hacia el país, que aseguren la salud genética de la población, de acuerdo al plan regional.

Objetivos

- a) Generar un fondo específico de administración no gubernamental para la atención de necesidades especiales del programa de conservación del jaguar en cautividad.
- b) Establecer mecanismos de transporte internacional para las especies que necesitan ser movilizadas hacia el país o hacia fuera de este, de manera que se minimicen los costos de dicho traslado.

Acciones

1. Crear un plan de padrinazgos para ayudar en el sostenimiento de las necesidades inmediatas o no cubribles por los fondos de la institución, cuyo fondo sea administrado por la empresa privada.
2. Realizar convenios con la Fuerza Aérea del El Salvador y la empresa Grupo Taca de El Salvador, para realizar el transporte de los ejemplares del programa de conservación, cuando sea requerido, sin costo alguno para el mismo.

Problema 3

Falta de concientización de la población de la magnitud del problema de la extinción del jaguar en el país, y del daño a las áreas naturales que no poseen ya las condiciones mínimas para la sobrevivencia de la especie en vida silvestre, así como una total apatía por buscar una solución de la problemática.

Objetivos

- a) Generar en la población una visión real del problema de la extinción del jaguar en sus áreas naturales, las repercusiones en otros seres vivientes que habitan la zona y la necesidad de revertir los problemas que lo llevaron a la extinción antes de reintentar su repoblación en las áreas que un día habitó.
- b) Crear en la población una actitud de apoyo hacia la generación de un programa de conservación ex situ de la especie, como medida alternativa para su repoblación futura.

Acciones

1. Desarrollar programas educativos específicos orientados a enseñar la importancia del jaguar como controlador de especies, las repercusiones que ha generado su extinción en el país dentro del equilibrio de las zonas donde este habitaba.
2. Insertar dentro de los programas educativos, la necesidad de devolver al taxón a la vida silvestre, y por consiguiente la importancia de crear un reservorio de ejemplares en cautiverio, que permitan en un futuro, generar programas y actividades

que conlleven a la especie a tener una segunda oportunidad dentro del país.

Problema 4

Desconocimiento del déficit real de condiciones mínimas necesarias en las áreas donde existió el jaguar, que permitan determinar la posibilidad de reinsertar a la especie en la vida silvestre en el futuro.

Objetivos

- a) Establecer el estado real de las áreas naturales donde existió el jaguar.
- b) Evaluar las medidas a tomar para permitir que las mismas sean capaces de albergar nuevamente a la especie.

Acciones

1. Realizar estudios de vegetación, inventarios de fauna y estimados de población de las especies que constituyen la alimentación básica del jaguar.
2. Determinar las áreas continuas más extensas que presenten las condiciones mínimas necesarias para permitir la sobrevivencia del taxón de ser puesto nuevamente en el área.
3. Identificar los riesgos para la especie, en caso de la repoblación de las zonas con jaguar.
4. Considerar la actitud de las poblaciones humanas colindantes con la zona a ser repoblada.
5. Establecer las acciones prioritarias y de mayor relevancia para el mejoramiento de la zona y minimización de los factores adversos.

HONDURAS

I. ESTUDIAR LA DISTRIBUCIÓN DE JAGUARES EN EL PAÍS, EL TAMAÑO DE LAS POBLACIONES Y SUBPOBLACIONES Y LA ESTRUCTURA DE LAS MISMAS EN LAS AREAS NATURALES PROTEGIDAS.

Acciones:

- a- Fomentar la integración de la Escuela de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de Honduras, a través de estudios de la población de jaguares del país como tema de tesis de los estudiantes de la carrera.
- b- Capacitar e involucrar a los Guardaparques de las Áreas Naturales, en las Técnicas de Identificación de los ejemplares de su área.
- c- Integrar a Instituciones Clave que puedan ejecutar, facilitar o apoyar los estudios del estado actual de las Áreas Naturales, en el Programa de Manejo y Conservación del Jaguar.
- d- Realizar observaciones de las áreas naturales a través de sobrevuelos a fin de confirmar su estado actual.
- e- Realizar un taller con la participación de las Instituciones integradas al Proyecto, a fin de validar las áreas como Unidades de Conservación para el Jaguar.
- f- Establecer estudios socio económicos de las poblaciones aledañas y dentro de las áreas naturales, sus actividades de sobrevivencia.
- g- Determinar la presencia de animales domésticos dentro del área, que puedan ser portadores de enfermedades parasitarias o infectocontagiosas.
- h- Establecer estimados poblacionales de las especies que constituyen las presas habituales del jaguar.
- i- Determinar basado en los datos obtenidos, estimar la capacidad de carga de cada Unidad.

Colaboradores

AFE-COHDEFOR

Universidad Nacional Autónoma de Honduras

Organizaciones no gubernamentales

Proyecto CBM
Fuerza Aérea

II. RESCATE DE INFORMACIÓN

Acciones:

- a. Incentivar mecanismos de publicación para las investigaciones realizadas hasta el momento que en forma indirecta o incidental sobre la población de jaguares en Honduras.
- b. Invitar a los profesionales con experiencia de trabajo de campo sobre los jaguares a participar en la elaboración de la documentación de la distribución de jaguares en el país y la historia natural de la especie.
- c. Integrar la información existente en el Museo de Historia Natural de la Universidad Nacional Autónoma de Honduras al programa de conservación y manejo del jaguar.

Responsables

Investigadores
Universidad Nacional Autónoma de Honduras

Tiempo:

1 año

III. ESTABLECER LA LEY DE VIDA SILVESTRE CON BASE TÉCNICA EN EL MANEJO DE LA FAUNA, QUE ESTE ACORDE CON LAS POLÍTICAS REGIONALES E INTERNACIONALES Y EL DESARROLLO DE ESTE RECURSO EN FORMA SOSTENIBLE EN EL PAÍS Y DETECTAR EN LA LEGISLACIÓN NACIONAL SOBRE REGULACIONES, MANEJO Y ADMINISTRACIÓN DE FAUNA, LOS VACÍOS EXISTENTES, CON EL PROPÓSITO DE PROPONER REFORMAS A LA MISMA.

Acciones:

- a. Elaborar un anteproyecto de ley de manejo y conservación de vida silvestre.
- b. Incluir dentro de la ley regulaciones específicas sobre el manejo, tenencia y sanciones para el aprovechamiento de esta especie.

- c. Revisar/ actualizar el manual de Normas técnicas de manejo Vida Silvestre.
- d. Lograr la participación en esta iniciativa de Ley de todas las instituciones encargadas de manejar las poblaciones de jaguar ex situ e in situ.

Responsables:

SERNA
AFE/COHDEFOR (DAPVS)
Fiscalía Especial del Ambiente
Autoridades CITES
Congreso Nacional
Procuraduría Especial del Ambiente

IV. LOGRAR QUE LOS ENCARGADOS DE LAS POBLACIONES EX SITU DESARROLLEN E IMPLEMENTEN SU PROTOCOLO BÁSICO PARA ASEGURAR EL ÉXITO EN LAS POBLACIONES DE JAGUAR Y REGISTRAR LOS EJEMPLARES DE JAGUAR QUE ESTÉN EN CAUTIVERIO EN TODO EL PAÍS.

Acciones:

- a. Desarrollo de un protocolo que incluya aspectos como Cuarentena, medicina preventiva, necropsia y reproducción.
- b. Iniciar un registro de todos los individuos de jaguar que están en cautiverio en todo el país, bajo un modelo estandarizado para todos los ejemplares.
- c. De acuerdo a los objetivos de la colección es importante identificar posibilidades de reproducción en los individuos de jaguar.

Colaboradores:

AFE-COHDEFOR (DAPVS)
SERNA (DIBIO)
Investigadores
Población

NICARAGUA

ACCIONES RECOMENDADAS PARA IMPLEMENTARSE EN NICARAGUA

- Recopilar toda la información existente acerca de todas las especies en el país, a través de la compilación bibliográfica y consulta con expertos.
- Realización de un taller a nivel nacional sobre métodos y experiencias regionales de investigación, dirigido a investigadores con interés en el tema.

PARA POBLACIONES EN CAUTIVERIO

- Completar e intercambiar información con los diferentes Zoológicos de la Región Mesoamericana.
- Legalizar o registrar colecciones del Zoológico Nacional.
- Elaborar Plan de Colección del Zoológico Nacional.
- En el Plan Nutricional podemos colaborar en recopilar información al respecto.
- Poner en práctica el perfil de personal requerido para trabajar con la especie en cautiverio.
- Elaborar Plan de Emergencias.
- Comprometer a las instituciones del área a mantener una red de información sobre los acontecimientos más importantes del Zoológico Nacional.
- Obtener huella genética de cada espécimen (siempre y cuando contemos con el apoyo de la tecnología y envío de muestras de las personas involucradas en esta acción).
- Marcar e identificar a cada individuo de la colección (solicitando apoyo a entidades involucradas, pues no se cuenta con la herramienta para poder llevar a cabo esta acción, aunque sabemos que es de suma necesidad hacerlo).

COSTA RICA

ACCIONES

I. TÉCNICAS DE MONITOREO

Acciones:

Estandarizar encuestas

Responsable:

Juan Ramón (MINAE)

Acciones:

Elaborar manual metodológico

Responsable:

Roberval Almeida

Acciones:

Sistematización de la información

Responsable:

Celso Alvarado-MINAE

Acciones:

Divulgación

Responsable:

Sebastián Tröeng

II. MANEJO DE POBLACIONES EN CAUTIVERIO

Acciones:

Verificación inventarios nacionales

Responsable:

Fernando Cabezas-FUNDAZOO

Rodolfo Garro-MINAE

Acciones:

Identificación de especímenes del país y su ubicación

Responsable:

Fernando Cabezas-FUNDAZOO
Rodolfo Garro-MINAE

Acciones:

Identificación huellas genéticas de cada espécimen

Responsable:

Danilo Leandro-FUNDAZOO
Sebastián Tröeng-CCC

Acciones:

Establecer mecanismos de acceso de la información de instituciones del país

Responsable:

Yolanda Matamoros-FUNDAZOO

Acciones:

Legalizar o registrar colecciones

Responsable:

Rodolfo Garro-MINAE
Fernando Cabezas-FUNDAZOO

Acciones:

Plan de colección

Responsable:

Danilo Leandro-FUNDAZOO
José Hernández-FUNDAZOO

Acciones:

Capacitación en diversas técnicas

Responsable:

Danilo Leandro-FUNDAZOO
José Hernández-FUNDAZOO
Yolanda Matamoros-FUNDAZOO

III. MANEJO DE INDIVIDUOS

Acciones:

Elaborar protocolo de cuarentena, medicina preventiva, necropsias y reproducción

Responsable:

Randall Arguedas-FUNDAZOO
Danilo Leandro-FUNDAZOO
Blagovesta Pashov-UNA

Acciones:

Recopilar información nutricional existente en el país e investigación

Responsable:

Andrea Brenes-FUNDAZOO

Acciones:

Capacitación de personal

Responsable:

Danilo Leandro-FUNDAZOO
José Hernández-FUNDAZOO
Juan José Rojas-La Marina

Acciones:

Establecer comunicación interinstitucional

Responsable:

Juan José Rojas-La Marina
Yolanda Matamoros-FUNDAZOO

Acciones:

Recopilar información para hacer reglamentación sobre recintos

Responsable:

José Hernández-FUNDAZOO
Yolanda Matamoros-FUNDAZOO

Acciones:

Recopilar información sobre comportamiento y divulgarlo

Responsable:

Jorge Rodríguez-Escuela Biología-UCR

Acciones:

Implementar un programa de educación ambiental y extensión en el país en coordinación con todas las organizaciones e instituciones relacionadas con la protección de la especie

Responsable:

Luisa Valle-FUNDAZOO
Coordinar con educadores del SINAC

IV. HISTORIA NATURAL

Acciones:

Recopilar información sobre historia natural de la especie en el país

Responsable:

Roberval Almeida-UNA
Eduardo Baldioceda-U LATINA
Francisco Almanza-UNA

Acciones:

Identificar investigadores para detectar amenazas y crear directorio para el país

Responsable:

Francisco Almanza-UNA

Acciones:

Sistematizar la información obtenida

Responsable:

Francisco Almanza-UNA

Acciones:

Revisar la legislación existente

Responsable:

Fabricio Carbonel-MINAE
Juan Ramón-MINAE

V. UNIDADES DE CONSERVACION

Acciones:

Generar un mapa de ordenamiento territorial de las áreas donde se ha ubicado la existencia de jaguares (basado en un estudio de uso actual del suelo y uso potencial)

Responsable:

Ana Cecilia Medina-MINAE
Rodolfo Garro-MINAE

Acciones:

Generar un mapa de áreas críticas del jaguar para toma de decisiones

Responsable:

Fabricio Carbonel-MINAE
Celso Alvarado-MINAE

Acciones:

En base a los mapas generados revisar el diseño de áreas silvestres actuales

Responsable:

Vera Violeta Montero (Jenny Ash)
CBM
Miguel Rodríguez-CATIE
Celso Alvarado-MINAE

PANAMA

ACCIONES

- Revisión de literatura.
- Consultar expertos.
- Entregar documentos por país (Panamá).
- Verificar el inventario de especímenes de la Región (Zoológicos).
- Comprometer a las instituciones del área.
- Educación y capacitación (a todos los niveles) (Ministerio de Educación).
- Estudios de hábitat, monitoreo, encuestas, investigaciones sobre biología y ecología.
- Estudios socioeconómicos.
- Identificar las amenazas para el jaguar y otros felinos.



MANUAL DEL PROGRAMA DE SALUD DEL JAGUAR

Dr. Sharon L. Deem
Dr. William Karesh
Field Health Program

Traducción: Dr. Almira Hoogesteijn

June 2005
(Revised)

MANUAL DE SALUD PARA JAGUARES SILVESTRES.

Los objetivos principales del programa de salud del jaguar son: 1) uniformar los métodos de evaluación del estado de salud de jaguares silvestres; 2) identificar las enfermedades que pudieran amenazar esta especie, incluyendo: a) peligros directos tales como enfermedades infecciosas – intraespecíficas y conespecíficas debido a la interacción con animales domésticos, ganadería, otros felinos silvestres, animales depredados), b) peligros indirectos (tales como fragmentación y degradación de hábitat que pudiera aumentar el riesgo en la aparición de estas enfermedades/interacciones); y 3) hacer recomendaciones en los programas de manejo y conservación de la especie a largo plazo.

Los siguientes lineamientos son recomendaciones para biólogos de campo y veterinarios que tengan experiencia previa trabajando con fauna silvestre y que tengan algún tipo de filiación con el programa de conservación de jaguares (JCP) (www.savethejaguar.com) dirigido por la Wildlife Conservation Society (WCS). Estos lineamientos fueron escritos por los veterinarios del programa de asistencia veterinaria para la fauna silvestre de la WCS (www.fieldvet.org). El propósito de este manual es proveer lineamientos estandarizados, seguros y éticos en la captura, manipulación y toma de muestras de jaguares. Estos lineamientos garantizan que el manejo de salud de los jaguares sea llevado a cabo en una forma sistemática y consistente a través de toda el área geográfica ocupada por la especie. El equipo de veterinarios de la WCS **NO AVALA** la tranquilización y manipulación de fauna por personas sin experiencia.

Estos lineamientos son considerados “documentos vivos” esto significa, que serán revisados y re-editados una vez al año. A los efectos de mejorar futuras ediciones, esperamos que los usuarios remitan comentarios, en lo referente a diagramación, contenido y presentación. Le agradecemos que indiquen errores o secciones que no estén claros/as. Dirija sus comentarios al director del departamento del programa veterinario de salud de fauna silvestre de la WCS, 2300 Southern Boulevard, Bronx, NY 10460-1099 USA. Teléfonos: 718-220-2189; Fax: 718-364-4275.

La prioridad del JCP es la seguridad de los biólogos y la seguridad y bienestar de los jaguares. Recomendamos que los biólogos encargados de los proyectos consulten con un veterinario especializado antes de empezar a trabajar en el campo. Los veterinarios del programa de asistencia veterinaria para la fauna silvestre de la WCS están disponibles para cualquier consulta o entrenamiento, en las áreas relacionadas con la inmovilización, captura, manejo y exámenes de salud de los jaguares a través del JCP. Agradecemos se ponga en contacto con la directora del programa de carnívoros Kathleen Conforti de la WCS, 2300 Southern Boulevard, Bronx, NY 10460-1099 USA. Teléfonos: 718-220-2189; Fax: 718-364-4275, correo electrónico: kconforti@wcs.org

Los exámenes diagnósticos y genéticos serán llevados a cabo en laboratorios acreditados y con experiencia en felinos silvestres en los Estados Unidos. El éxito que pueda tener el personal del programa en completar los exámenes de laboratorio en una forma satisfactoria, depende de la exportación de las muestras de países con jaguares, y la

importación a los Estados Unidos. Los jaguares se encuentran en el apéndice I de la lista del CITES. Se requieren permisos de importación y exportación del CITES para traer muestras de tejido a los Estados Unidos. El programa de conservación del jaguar está tramitando un permiso colectivo para todas las muestras. Mientras tanto, es imperativo que los permisos de investigación, importación y exportación sean obtenidos **antes** de transportar las muestras. Investigadores que obtengan muestras deberán de estar en capacidad de almacenarlas correctamente hasta el momento del envío, sobre todo si hay demoras en la obtención de los permisos. En la mayoría de los casos se hace difícil obtener un permiso de exportación sin un permiso de importación válido. Es necesario presentar previamente el permiso de importación a la oficina que tramita el permiso de exportación. El Servicio de Fauna de los Estados Unidos (F&W Service), Oficina de Gerencia Administrativa (Office of Management Authority), es la agencia gubernamental que tiene la potestad de otorgar los permisos de importación del CITES. Por lo general, uno de los requerimientos para la obtención de estos permisos es presentar una copia de aprobación de trabajo en el país huésped (en caso de ser un investigador extranjero en el país en donde se van a tomar las muestras, n.d.t.). Para mayor información visite la página web: <http://international.fws.gov/permits/permits.html> o la página web del Programa de Asistencia Veterinaria para la Fauna Silvestre de la WCS (www.fieldvet.org). Busque información en el idioma inglés bajo “Resources / Technical Pages”.

MANUAL DEL PROGRAMA DE SALUD DEL JAGUAR

Dr. Sharon L. Deem
Dr. William Karesh
Wildlife Conservation Society
Traducción: Dr. Almira Hoogesteijn

INDICE

- I. Introducción**
- II. Captura e inmovilización**
- III. Manejo de jaguares inmovilizados, y control de posibles problemás durante emergencias anestésicas.**
- IV. Recuperación post-anestésica**
- V. Colección de muestras biológicas**
- VI. Colección, análisis y distribución de datos**
- VII. Bibliografía**
- VIII. Figuras**
- IX. Tablas**
- X. Apéndices**

I. INTRODUCCIÓN

Uno de los componentes más importantes en el programa de conservación del jaguar (*Panthera onca*) es uniformar los estudios de salud de estos animales. La salud de la fauna se puede ver afectada debido a causas antropogénicas (tales como un aumento en la interacción entre la fauna y la ganadería, animales domésticos y seres humanos) la fragmentación de habitat, y la contaminación. Actualmente se desconocen las amenazas específicas a la salud del jaguar. Sin embargo, se cree que las situaciones anteriormente nombradas pueden tener una influencia deletérea en la conservación de esta especie, tanto en la extensión de su distribución geográfica como a largo plazo.

La uniformización de una metodología de campo asegura que los estudios de salud sean llevados a cabo consistentemente a lo largo de la distribución geográfica de esta especie. Muchos investigadores se encuentran capturando e inmovilizando estos animales y la mayoría poseen poco o ningún entrenamiento veterinario, como por ejemplo conocimientos básicos de anestesia y recolección y procesamiento de tejidos. Esto sugiere la necesidad de una normalización de métodos garantizando la seguridad y bienestar de los jaguares, así como el correcto procesamiento de las muestras. Los siguientes lineamientos fueron escritos para biólogos de campo y veterinarios que tienen experiencia en la captura y manejo de fauna silvestre y que están trabajando con el programa de conservación del jaguar (JCP) de la WCS. Estos lineamientos no fueron escritos para personas que no tienen experiencia en el área. Los veterinarios del programa de asistencia veterinaria para la fauna silvestre de la WCS están a la disposición para realizar entrenamientos y consultas a través del programa global de carnívoros, en

técnicas de inmovilización, captura, manejo y exámenes de salud de los jaguares (ver apéndice 1).

Los objetivos principales del programa de salud del jaguar son: 1) uniformar los métodos de evaluación del estado de salud de jaguares silvestres; 2) identificar las enfermedades que pudieran amenazar esta especie, incluyendo: a) peligros directos tales como enfermedades infecciosas – intraespecíficas y conespecíficas debido a la interacción con animales domésticos, ganadería, otros felinos silvestres, animales depredados), b) peligros indirectos (tales como fragmentación y degradación de habitat que pudiera aumentar el riesgo en la aparición de estas enfermedades/interacciones); y 3) hacer recomendaciones en los programas de manejo y conservación de la especie a largo plazo.

II. CAPTURA E INMOVILIZACIÓN

La información plasmada en este manual está dirigida a investigadores de campo que hayan tenido experiencias previas inmovilizando jaguares. El equipo de veterinarios de la WCS **NO AVALA** la tranquilización y manipulación de fauna por personas sin experiencia.

Es imperativo que la persona responsable de la captura considere la seguridad de su personal y de los jaguares por encima de toda otra consideración, antes, durante y después de la inmovilización.

1. Uniformización de formularios y toma de datos de capturas e inmovilización

Todo el personal de campo debe usar un formulario estandarizado para la recopilación de datos durante los eventos de captura e inmovilización. Esto asegurará que todos los investigadores recopilen los mismos datos en cada inmovilización. Estos datos podrán ser compilados y comparados. Así se podrá determinar cuál es el protocolo más seguro y eficiente para la inmovilización de jaguares silvestres.

Recomendamos el uso del programa MedArks (ISIS, 12101 Johnny Cake Rd., Apple Valley, MN 55124 USA) para la recopilación de datos de inmovilizaciones (este programa puede ser usado en la recopilación de datos de todos los aspectos del programa de salud, no solo de inmovilizaciones). Revise la copia del formulario de anestesia de MedArks en el apéndice 2 (este programa está siendo traducido al castellano, todavía no está a disposición del público latinoamericano, n.d.t.).

2. Métodos de captura

Existe una gran variedad de métodos de captura de felinos silvestres (DeWet, 1993). Wilson et al. (1996) presenta un excelente resumen de los métodos de captura para mamíferos de tamaño mediano y grande. Los métodos que se han utilizado para capturar jaguares incluyen: dejar que el animal se trepe a un árbol usando perros de cacería, el uso

de un cepo acolchado, lazo (ej. lazo de Aldrich), jaulas de barrotes, y trampajaulas. Los últimos dos métodos pueden o no pueden incluir el uso de un cebo para atraer al animal a la trampa. Una vez que el jaguar está en un árbol (o atrapado en una jaula o caja), puede ser disparado con un dardo con anestesia. A efectos de evitar caídas traumáticas, no es conveniente dispararle a un jaguar que se encuentre en un árbol a más de 5 metros de altura. Un segundo manual de cómo capturar jaguares está siendo producido actualmente.

3. Administración de anestésicos

Agentes anestésicos solo deben de ser administrados usando dispositivos de inyección de drogas a distancia (DIDD). Existe una gran variedad de estos dispositivos a la disposición. Bush (1992) y Nielsen (1999) han producido una de las mejores revisiones de literatura al respecto. Una cerbatana o una inyectora de garrocha puede ser utilizada para inmovilizar a un jaguar en una jaula, en una trampa, en un cepo, o en un lazo. En todas las demás situaciones de campo se recomienda utilizar un rifle o una pistola (ej. Teleinject^{MR}, Cap-Chur^{MR}, Dan-Inject^{MR}) (ver Apéndice 3). No es el objetivo de este manual revisar las ventajas y desventajas de estos sistemas/productos. El profesional deberá de estar familiarizado con el instrumento que escoja para usar en el campo. Dispararle a un animal siempre viene asociado con cierto grado de riesgo. Pueden ocasionarse accidentes serios al animal o al equipo humano si se utiliza un instrumento inapropiado o si el instrumento se usa inapropiadamente.

Cuando uno se prepara para realizar una inmovilización de un jaguar, la clase de dardo y la selección de la aguja es importante, Dardos que son muy pesados y agujas demasiado largas y/o gruesas pueden causar lesiones graves durante el impacto. También puede causarse mucho daño si la carga del dardo, rifle o pistola es demasiado alta. Existen tres tipos de agujas: simple, con barba, y con collar. Las de collar son utilizadas muchas veces durante una inmovilización porque se quedan dentro del animal y aseguran la eyección total de la droga. Desafortunadamente si el jaguar no se llegara a inmovilizar o tranquilizar adecuadamente, el dardo quedaría prendido del animal causando muchos problemas.

Para la inmovilización de jaguares silvestres recomendamos el uso de agujas con collar de 1.5 x 30 mm (calibre 18 X 1 ¼ pulgada). Sin embargo si el jaguar está atrapado en una jaula, recomendamos el uso de una aguja simple. Agujas simples causan menos trauma al tejido, pero se quedan menos tiempo dentro del animal. Es frecuente que las agujas simples se caigan antes de terminar la inyección completa de la droga. Esto no suele ocurrir con la agujas de collar.

Cuando se disparan dardos a un jaguar la posición más segura es tratar de apuntar a la zona proximal (más cercana al animal) de los cuartos traseros (Figura 1). Algunos profesionales recomiendan utilizar el triceps en el cuarto anterior (brazo). Si el anestesista escoge utilizar el musculo triceps, debe recordar que la cabeza y la región torácica están muy próximas a esta zona. Se puede causar serio daño al animal si se llegara a impactar a una de estas zonas. Por esa razón recomendamos el uso de los cuartos traseros, a menos de que el animal sea disparado a una distancia muy corta (por ejemplo, una trampa). Cuando se apunta a los cuartos traseros, se debe de tratar de colocar la aguja en la parte

más caudal de la masa muscular. De esta forma se evita un impacto en el hueso femoral o el nervio ciático. Las agujas y los dardos deben ser desinfectados antes de usarse, para evitar la dispersión de agentes infecciosos de un animal a otro. La mayoría de las veces la desinfección es el único medio disponible para evitar la contaminación del equipo. Sin embargo la esterilización del equipo entre animal y animal sería la práctica más adecuada.

4. Régimen de administración de anestésicos

En esta sección recomendamos el uso de un protocolo para aquellas personas que tienen limitada experiencia en la inmovilización de jaguares a campo. Este protocolo proveerá un plano de anestesia adecuado con mínimo compromiso cardiovascular. Incluimos una lista de protocolos de anestesia utilizados exitosamente en cautiverio y en animales silvestres. Estos protocolos están basados en la experiencia personal de varios investigadores y en revisiones de literatura. Por favor nótese que las dosis en este manual están dadas en miligramos (mg) y en microgramos (mcg). **Las dosis no están dadas en mililitros (excepto cuando esta explícitamente anotado como en la tabla 1 de la página 7).** A menos que se especifique otra vía, la administración de drogas es por vía intramuscular (IM).

Cálculo de dosis – La persona que use agentes tranquilizantes para jaguares 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.

1. Los miligramos requeridos = dosis recomendada (mg/kg) X peso de animal (kg)
2. Los mililitros requeridos = mg requeridos (calculados en la fórmula 1) X la concentración de la droga (mg/ml) = mg requeridos X (ml/mg).

Debe de hacer una regla de tres. Por ejemplo, si 1 ml tiene 100 mg, entonces 450 mg están contenidos en x ml.

Ejemplo:

1. Jaguar pesa 90 kg.
2. Concentración de la droga es 100mg/ml
3. Dosis recomendada es de 5 mg/kg

$$\text{mg requeridos} = 5 \times 90 = 450 \text{ mg}$$

$$\text{ml requeridos} = \text{ml} = \frac{450 \text{ mg} \times 1 \text{ ml}}{100 \text{ mg}} = 4.5 \text{ ml}$$

NOTA: 1 kg = 2.2 libras (pounds) las dosis recomendadas pueden ser dadas en mg/kg o en mg/lb. Asegúrese de hacer la conversión apropiada. Por ejemplo, si el peso del animal se estima en libras (abreviadas “lb”) y la dosis recomendada está

dada en mg/kg entonces debe de convertirse la dosis.

$$1 \text{ kg}/2.2 \text{ lb} \times \text{mg/kg} = \text{mg/lb}$$

A. Protocolo recomendado para la inmovilización de jaguares silvestres

Recomendamos (excepto la inmovilización de jaguares trepados en arboles; véase abajo) el siguiente régimen de anestesia para ser utilizado por el personal de campo que no tenga mucha experiencia en la inmovilización de jaguares. Este régimen debería proveer un plano de anestesia adecuado para un trabajo que puede ser realizado en corto tiempo (ej. colocación de un radio collar, toma de medidas morfométricas, colección de muestras biológicas). Este protocolo requiere un nivel mínimo de destreza por parte del anestesista.

Telazol (6-10 mg/kg) por vía intramuscular a través de un dardo, cuando se hagan inmovilizaciones a campo. La persona que hace la tranquilización/anestesia puede suplementar esta dosis de Telazol con 150 mg de ketamina en el primer dardo, esta recomendación se basa en los trabajos desarrollados por Cavalcanti y Hoogsteijn (datos no publicados).

La tranquilización inicial puede suplementarse con el uso de ketamina a una dosis de 1-1.5 mg/kg por vía endovenosa y 1-2 mg/kg por vía intramuscular, para mantener un nivel adecuado de profundidad de la anestesia. (No se debe administrar Ketamina adicional por un mínimo de 10 minutos después del dardo de Telazol.) Si hay salivación excesiva, se puede administrar una dosis única de atropina de 0.04 mg/kg, ya sea subcutáneamente o intramuscularmente.

NOTA: Se denomina droga suplementaria cualquier droga adicional a las utilizadas para producir la anestesia inicial (vease parágrafo II D más adelante). Las drogas suplementarias pueden ser necesarias cuando el animal se encuentra parcialmente anestesiado luego de recibir la dosis original, o si el plano de anestesia es superficial (esto puede ocurrir cuando la droga que se inyectó inicialmente está siendo metabolizada).

JAGUAR TREPADO EN UN ARBOL: El uso de Telazol para inmovilizar un jaguar que se ha trepado en un árbol puede resultar en la caída del animal durante la iniciación de la droga, como ha sido documentado con pumas en situaciones similares. Por esta razón, se recomienda que inicialmente se inmovilice un jaguar capturado usando perros para forzarlo a subir un árbol con un dardo de Ketamina (7mg/kg). Cuando baje el jaguar del árbol, y estando el animal fuera de peligro, se debe administrar Xylazina (0.7 mg/kg) por vía intramuscular para mejorar la relajación muscular y analgesia. Se puede administrar anestesia suplementaria al usar Ketamina (0.5 – 1.5 mg/kg) por vía endovenosa o (1 – 2 mg/kg) por vía intramuscular.

TELAZOL [100 MG/ML] – Se comercializa como polvo seco en botellas de 500 mg que usualmente se reconstituyen con 5 ml de agua estéril, la solución queda a una concentración de 100 mg/ml. Telazol es una droga combinada, posee un anestésico disociativo, la tiletamina (50 mg/ml) y una benzodiazepina, el zolazepam (50 mg/ml). En algunos países está a la venta con el nombre de ZOLETIL. La cantidad total de esta marca es menor (250 mg), cuando se reconstituye con 5 ml de agua estéril, queda a una concentración de 50 mg/ml. Telazol y Zoletil pueden mezclarse con un volumen menor de agua. Por ejemplo: si diluye 500mg de Telazol en 2.5 ml de agua estéril la solución queda a una concentración de 200 mg/ml. Desaconsejamos que utilice la droga a una concentración mas alta que 200 mg/ml, ya que la droga puede no disolverse completamente, produciendo una absorción y efecto impredecible, puede taponar la aguja y puede cristalizar.

Tabla 1. Mililitros de Telazol (100 mg/ml) a una dosis de 4-8 mg/kg a administrarse dependiendo del peso del jaguar en kilogramos.

PESO DEL ANIMAL (kg)	VOLUMEN DE LA DROGA (ml)
50	2-4
60	2.4-4.8
70	2.8-5.6
80	3.2-6.4
90	3.6-7.2
100	4-8
110	4.4-4.8
120	4.8-9.6

Es imperativa la observación y monitoreo de los jaguares durante la inmovilización (véase la sección III 2 más adelante). Jaguares que han sido inmovilizados con Telazol (y ketamina) generalmente presentan un incremento en la salivación, párpados abiertos, rigidez muscular en todo el cuerpo (incluyendo tono mandibular), reflejos completos (ej. corneal y pedal). Los jaguares deben de ser capaces de tragar y expectorar, ambas acciones son reflejas. No deben de haber temblores musculares ni actividad convulsiva.

B. Revisión de literatura de inmovilizaciones de jaguares en cautiverio – se define en cautiverio a aquellos jaguares que se encuentran en zoológicos o en una situación de confinamiento.

1. Telazol

- a. 5 mg/kg telazol (suplementado 2 mg/kg de ketamina) (Kreeger, 1996)
- b. 3.5 – 4.4 mg/kg de telazol (Boever et al, 1977)
- c. 2.0 – 4.0 mg/kg de telazol (Shobert, 1987)
- d. 3.5 – 4.4 mg/kg de telazol (Shobert, 1987)
- e. 2 – 4 mg/kg de telazol (Gray et al, 1974) – la referencia menciona que la inmovilización química es insuficiente a dosis baja.

NOTA: Telazol solo debe de ser administrado en el dardo/dosis inicial. Telazol NO debe de ser utilizado para prolongar una tranquilización, profundizar el plano de la anestesia, o poco tiempo antes de terminar la manipulación del animal.

NOTA: Flumazenil es el antagonista del zolazepam (del componente benzodiazepínico del Telazol). Flumazenil puede ser administrado una vez que se ha terminado de trabajar con el animal, intramuscularmente a una dosis de 1.0 mg de flumazenil por cada 20 mg de zolazepam. Flumazenil no tiene un efecto antagonista sobre la tiletamina, ni la ketamina, por lo tanto debe de ser utilizado solo después de que hayan transcurrido 30 minutos de la administración inicial de telazol o una dosis suplementaria de ketamina. Entre una y otra administración de flumazenil deben de haber transcurrido un mínimo de 30 minutos.

2. **Ketamina + Xylazina**

- a. 4 mg/kg ketamina y 2 mg/kg de xylazina
antagonista = 0.125 mg/kg de yohimbina (Kreeger, 1996)
- b. 15-20 mg/kg ketamina y 1-1.15 mg/kg xylazina o 1- 2 mg promazina suplementada con 3-5 mg/kg de ketamina si es necesario y 2-5 mg de diazepam para lograr una relajación muscular (Seal y Kreeger, 1987).
- c. 2-2.5 mg/kg ketamina y 2-2.5 mg/kg xylazina (Yates, datos no publicados, 1999).

NOTA: Xylazina solo debe de ser administrada como una dosis inicial en un dardo o inyectora. NO debe de ser utilizada como una droga suplementaria, si el jaguar está parcialmente inmovilizado después de la inyección del primer dardo, o si el plano de anestesia se hace más superficial antes de terminar la manipulación. Los efectos sedativos de la xylazina son contrarrestados fácilmente con estímulos externos (ej. ruido o movimiento). Es especialmente importante que el personal permanezca tranquilo y callado mientras el animal está sedado con xylazina.

NOTA: Yohimbina es el antagonista de la xylazina y debe de ser administrado a una dosis de 0.125 mg/kg IM. Solo debe de ser administrada una vez terminado el trabajo con el animal y por lo menos 30 minutos después de que se utilice la última dosis de cyclohexano (ketamina).

3. **Ketamina y Medetomidina**

- a. 2.5 mg/kg ketamina y 70 **mcg**/kg medetomidina (Kreeger, 1996) (**nótese mcg** = microgramo que es la milésima parte de un miligramo).
- b. 2.5 mg/kg ketamina y 60-80 **mcg**/kg medetomidina (Jalanka y Roeken, 1990).
- c. 2 mg/kg ketamina y 40 mcg/kg medetomidina (Spelman, 1997 datos no publicados).

NOTA: La medetomidina solo debe ser administrada en el dardo/dosis inicial.

Medetomidina NO debe ser utilizada para prolongar una tranquilización, profundizar el plano de la anestesia, o antes de terminar los procedimientos con el animal.

NOTA: Atipamezole es un antagonista de la medetomidina y puede ser administrado una vez que las manipulaciones con el animal hayan terminado. La dosis a utilizar debe de ser 4-5X la dosis de la medetomidina. Por ejemplo, si se utilizó una dosis de 40 mcg/kg de medetomidina para producir una inmovilización, se revierte el efecto de la misma con una dosis de atipamezole de 160-200 mcg/kg. Debe de ser administrada intramuscularmente. Atipamezole no debe de ser administrado a un animal antes de que transcurran 30 minutos de haber administrado la medetomidina. De esta forma se asegura que la ketamina haya sido parcial o totalmente metabolizada.

4. Ketamina y Midazolam

- a. 10 mg/kg de ketamina y 0.25 mg/kg midazolam intramuscularmente seguido de tiopental 4.4 mg/kg intravenoso, 15 minutos después intubar con isoflurano (McLaughlin y Kuzma, 1991).

NOTA: Midazolam solo debe de ser administrado en el dardo o la dosis inicial. Midazolam NO debe de ser utilizado para prolongar una tranquilización o profundizar el plano de la anestesia, o antes de terminar los procedimientos con el animal.

NOTA: Flumazenil es un antagonista del midazolam y puede ser administrada una vez que las manipulaciones con el animal hayan terminado. La dosis a utilizar debe de ser 1.0 mg de flumazenil por cada 20 mg de midazolam usados. Debe de ser administrada intramuscularmente. Flumazenil no debe de ser administrado a un animal antes de que transcurran 30 minutos de haber administrado el midazolam. De esta forma se asegura que la ketamina haya sido parcial o totalmente metabolizada.

C. Revisión de literatura para jaguares silvestres

Nota: Muchas de las dosis publicadas se basan en un pequeño número de jaguares. Damos el tamaño de la muestra si la referencia lo menciona.

1. Ketamina

- a. 10-12mg/kg (Hoogesteijn y Mondolfi, 1992)
- b. 7-40 mg/kg (Crashaw, 1992) (n=9)
- c. 22mg/kg (Rabinowitz y Nottingham, 1986) (n=7)

2. Ketamina y Diazepam

- a. 11.8 mg/kg de ketamina y 0.25 mg/kg de diazepam (Hoogesteijn y Mondolfi, 1992) (n=2)

3. Ketamina y Xylazina

- a. 3mg/kg de ketamina y 0.6 mg/kg de xylazina con 0.05 mg/kg de atropina (Hoogesteijn y Mondolfi, 1992) (n=1)
- b. 7 mg/kg de ketamina y 0.5 mg/kg de xylazina con 10 mg de diazepam (Hoogesteijn y Mondolfi, 1992) (n=1).
- c. 10.6-11.5 mg/kg de ketamina y 1.3-1.4 mg/kg de xylazina (López de Buen y Sánchez, 1986) (n=2).
- d. 11 mg/kg ketamina y 1 mg/kg xylazina (Quigley, 1987) (n=8)
- e. 6.6 mg/kg y 0.66 mg/kg de xylazina (Kathy Quigley, datos no publicados)

NOTA: Xylazina solo debe ser administrada en el dardo o la dosis inicial. Xylazina NO debe de ser utilizada para prolongar una tranquilización o profundizar el plano de la anestesia, o antes de terminar los procedimientos con el animal.

Nota: Yohimbina es la antagonista de la xylazina y debe de ser administrada a una dosis de 0.125 mg/kg IM. Solo debe de ser administrada una vez terminado el trabajo con el animal y por lo menos 30 minutos después de que se utilice la última dosis de ketamina, para garantizar la metabolización de la ketamina.

4. Ketamina y medetomidina

- a. 1.46-3.48 mg/kg de ketamina y 36-87 **mcg**/kg de medetomidina antagonizada con 122-163 mcg/kg de atipamezole (Hoogesteijn et al, 1996) (n=2).

NOTA: La medetomidina solo debe ser administrada en el dardo/dosis inicial. Medetomidina NO debe de ser utilizada para prolongar una tranquilización o profundizar el plano de la anestesia, o antes de terminar los procedimientos con el animal.

NOTA: Atipamezole antagoniza la medetomidina y puede ser administrada una vez que las manipulaciones con el animal hayan terminado. La dosis a utilizar debe de ser 4-5X la dosis de la medetomidina. Por ejemplo, si se utilizó una dosis de 40 **mcg**/kg de medetomidina para producir una inmovilización, debe de revertirse el efecto de la misma con una dosis de atipamezole de 160-200 **mcg**/kg. Debe de ser administrada intramuscularmente. Atipamezole no debe de ser administrado a un animal antes de que transcurran 30 minutos de haber administrado la medetomidina. De esta forma se asegura que la ketamina haya sido parcial o totalmente metabolizada.

5. Telazol

- a. 4-8 mg/kg (**dosis recomendada en este manual**)
- b. 6.6-16.4 mg/kg (Morato et al, en prensa) (n=11)
- c. 10 mg/kg (Morato, 1997)
- d. 3.9 mg/kg (Hoogesteijn y Mondolfi, 1992) (n=11)
- e. 3.5-9.1 mg/kg (Crashaw, 1992) (n=6)

NOTA: Telazol solo debe de ser administrado en el dardo/dosis inicial. Telazol NO debe de ser utilizada para prolongar una tranquilización o profundizar el plano de la anestesia, o antes de terminar los procedimientos con el animal.

Nota: Flumazenil es un antagonista del zolazepam (el componente de la benzodiazepina en el Telazol). Flumazenil puede ser administrado una vez que se ha terminado de trabajar con el animal, intramuscularmente a una dosis de 1.0 mg de flumazenil por cada 20 mg de zolazepam. Flumazenil no tiene un efecto antagonista sobre la tiletamina, ni la ketamina, por lo tanto debe de ser utilizado solo después de que hayan transcurrido 30 minutos de la administración inicial de telazol o una dosis suplementaria de ketamina. Al igual forma entre una y otra administración de flumazenil deben de haber pasado 30 minutos.

6. Xylazina

- a. 8 mg/kg (Bauditz, 1972)

NOTA: Yohimbina es la antagonista para la xylazina y puede ser administrada, una vez que se haya terminado la intervención a una dosis de 0.1-0.2 mg/kg intramuscularmente.

NO RECOMENDAMOS QUE SE USE ESTE PROTOCOLO. Xylazina es un sedante, analgésico y relajante muscular. En especies no domésticas como el jaguar, la xylazina sola no produce suficiente inmovilización. Uno de los efectos secundarios más comunes de esta droga es el vómito y LA DEPRESIÓN RESPIRATORIA. Además, los animales perciben estímulos externos (ej. ruido y movimiento) la sensibilidad aumenta y pueden despertarse fácilmente del estado de sedación.

D. Drogas suplementarias que se pueden administrar durante una Inmovilización

1. Suplementación de anestésicos

Pueden haber ocasiones en las que el/los anestésico/s inicial/es no producen la inmovilización y sedación necesaria, o se metabolizan muy rápidamente y el efecto desaparece (ej. cuando el animal se mueve mucho, aumenta la respiración y el pulso) antes de terminar de trabajar con el jaguar (ej., colocación de un radio collar, colección de una muestra). En estos casos puede ser necesario administrar

una droga adicional para aumentar la seguridad en la inmovilización, logrando un plano más profundo de anestesia. Las siguientes consideraciones son importantes si ocurre una de las situaciones mencionadas arriba.

- a. Telazol NUNCA debe de ser utilizado como una droga suplementaria. Si el telazol es el agente que se utiliza inicialmente para inmovilizar, y la anestesia es insuficiente o se ha metabolizado, es mejor suplementar con ketamina intramuscular o endovenosamente. La dosis de ketamina dependerá del plano de anestesia previo a la administración de la suplementación. Dosis de ketamina de 1 – 1.5 mg/kg endovenosa o 1 – 2 mg/kg intramuscular es una suplementación segura en la MAYORÍA de los jaguares adultos.
- b. Xylazina, medetomidina y midazolam JAMÁS deberán de ser administradas como dosis suplementarias. Solamente deben de ser administradas en combinación con otras drogas (ej. Ketamina) para inducir anestesia. Ketamina es la mejor suplementación endovenosa o intramuscular. Suplemente a una dosis de 1 – 1.5 mg/kg endovenosa o 1 – 2 mg/kg intramuscular, como se requiera para mantener un plano de anestesia adecuado. Esta dosis de ketamina debería de ser una dosis adecuada para la mayoría de los jaguares adultos.
- c. Durante la inmovilización de un jaguar que presente excesiva rigidez muscular, temblores y/o convulsiones, diazepam (valium) deberá ser inyectado a una dosis de 5-10 mg/jaguar lentamente por vía endovenosa. Diazepam se puede volver a inyectar si no hay una respuesta inmediata a la dosis inicial por vía endovenosa después de tres minutos. Si un jaguar sigue sin responder a la segunda inyección, otra causa diferente que la anestesia debe de ser considerada como la causa de las convulsiones. Si no es posible canular una vena (ej. porque el animal se está moviendo) diazepam deberá de ser inyectado por vía intramuscular. Debe de tenerse mucho cuidado al administrar la segunda inyección de diazepam por vía endovenosa si se inyectó la primera dosis por vía intramuscular. La primera dosis (IM) tiende a metabolizarse lentamente, y a hacer efecto lentamente.
- d. Si no está seguro de cuánta droga inicial fue inyectada en el animal (p. ej. porque el dardo rebotó), debe esperar por lo menos 10 minutos antes de inyectar ninguna otra droga.

2. Anticolinérgicos

Algunos autores recomiendan la administración de atropina a un protocolo de anestesia. La acción de la atropina disminuye la salivación. Sin embargo la atropina a veces está asociada con algunos efectos secundarios negativos, que se manifiestan más comunmente en el corazón y el tracto digestivo. En condiciones de campo puede ser más apropiado administrar atropina solo si el felino presenta una salivación excesiva durante la inmovilización. Se debe de

administrar una sola dosis:

Atropina – (0.04 mg/kg) por vía subcutánea o intramuscular

3. Medicación adicional

- a. Ivermectina – 200 mcg/kg vía subcutánea para gusaneras en áreas donde hay *Cochleomyia hominivorax*.
- b. Solución de Ringer lactato 1 – 2 litros por vía subcutánea para rehidratar a jaguares, especialmente aquellos que han estado atrapados por un período largo, que estén excesivamente estresados o hipertérmicos.
- c. Penicilina G Benzatínica 40.000 UI/kg IM (antibiótico de larga acción). Especialmente si el jaguar sufrió algún trauma del dardo, una fractura de diente, vomitó durante la inmovilización, o tiene alguna otra lesión activa.
- d. Un antibiótico triple de acción tópica para untar en la lesión del dardo o en cualquier lesión cutánea.
- e. Agente tópico matagusano para untar en la lesión del dardo o en cualquier otra lesión cutánea.
- f. Antibiótico triple oftálmico para untar en los ojos.

III. MANEJO DE JAGUARES INMOVILIZADOS Y ANÁLISIS DE POSIBLES PROBLEMAS DURANTE EMERGENCIAS ANESTÉSICAS

Una persona que inmoviliza jaguares, debe de recordar que solamente ella o él es el/la responsable de la salud del animal desde que inyecta la droga (o desde que el animal se encuentra en un árbol) hasta que el animal se recupere completamente de la anestesia. Es imperativo que una persona que anestesia un jaguar sepa como tratarlo, sea capaz de medir parámetros fisiológicos, y responder a emergencias médicas si éstas llegaran a presentarse. Aunque muchos agentes anestésicos son relativamente seguros en felinos, las emergencias anestésicas ocurren, aún en las mejores circunstancias de captura.

Esta guía no tiene como propósito ser una revisión completa de todos los aspectos de las emergencias anestésicas veterinarias. La intención es proveer un mínimo de conocimiento necesario con la esperanza de disminuir los riesgos de captura. Si la emergencia llegara a ocurrir, esperamos que el usuario tenga este mejor informado para resolverla. Recomendamos enfáticamente que los investigadores se documente bibliográficamente en la materia (Wildlife Restrain Series, 1991; Fowler, 1995; Evans, 1996; Kreeger, 1996; Nielsen, 1999). Aquellas personas que no han inmovilizado jaguares, deberían buscar ayuda con un colega con experiencia.

1. Manejo

Inmediatamente después de que el animal ha sido disparado con el dardo (véase arriba, información sobre inmovilización) se debe llevar un control de la respiración y el pulso para asegurarse de que están dentro de los parámetros normales.

Frecuencia respiratoria (FR) 8-24 respiraciones/minuto

Frecuencia cardíaca (FC) 70-140 latidos/minuto

El dardo debe de ser extraído del animal (evite tocar la aguja) y debe de ponerse en un sitio seguro donde nadie pueda pincharse (lo mejor es tener a una persona tomando los parámetros fisiológicos mientras otra persona se encarga del dardo). No se debe tocar la parte del cuerpo del jaguar en donde se disparó el dardo. 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 deberían utilizar guantes de latex, para evitar la transmisión de enfermedades infecciosa entre el investigador y entre los animales que se inmovilicen, (especialmente si no hay agua corriente para lavarse las manos).

El animal debe ser puesto en una posición en la que pueda respirar fácilmente (Figura 2). Preferiblemente en recumbencia lateral (acostado de lado). La cabeza y el cuello deben de ponerse en una posición que permita que el aire pase a través de la boca y la tráquea. La boca debe ser mantenida 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.

Una vez que el animal esté anestesiado y puesto en la posición adecuada, se deben proteger los ojos. Se debe aplicar el antibiótico oftálmico en ambos ojos, así se previene que éstos se sequen (durante algunas anestesis se pierde el reflejo palpebral) por la ausencia del reflejo palpebral. 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 puede ser contraproducente durante una anestesia. Las heridas en el campo tienden a infestarse con gusaneras. Se puede aplicar betadine (solución de yodo) tópico, y un matagusano o repelente de moscas en el sitio donde el dardo penetró la piel (véase la sección de análisis de posibles problemás – manejo de heridas).

Todo el equipo utilizado en un animal debe de ser desinfectado y esterilizado antes de trabajar con el próximo, de esta forma se previenen la diseminación de enfermedades e infecciones.

2. Asesoramiento fisiológico

Durante todas las inmovilizaciones SE DEBEN tomar parámetros fisiológicos (ej. respiración, pulso, la temperatura). Si estos valores llegaran a estar fuera de los límites normales, podría haber una potencial emergencia y la persona responsable debe de estar preparada/o para una respuesta adecuada. Los parámetros fisiológicos normales de temperatura, frecuencia cardíaca (pulso) y frecuencia respiratoria en un jaguar silvestre son:

Temperatura (T) 37-39.5°C (98.6 – 103.1°F)
Frecuencia respiratoria (FR) 8-24 respiraciones/minuto
Frecuencia cardíaca (FC) 70-140 latidos/minuto

La frecuencia cardíaca y respiratoria debe ser tomada cada 5 minutos y la temperatura cada 10 minutos.

Para monitorear la temperatura se debe usar un termómetro rectal. Para monitorear la respiración se debe observar la expansión del tórax. Para monitorear la frecuencia cardíaca se puede palpar la arteria femoral y contar el número de pulsaciones por minuto o se puede auscultar el corazón con un estetoscopio y contar los latidos por un minuto.

El termómetro rectal debe insertarse en el ano cubierto con un lubricante (los termómetros digitales son los más prácticos y fáciles de usar en el campo). La temperatura debe de ser medida cada 10 minutos.

La respiración se evalúa viendo los movimientos torácicos del animal cuando respira. La forma más sencilla de establecer la frecuencia respiratoria es contar los movimientos del tórax durante 15 segundos y multiplicar ese número por cuatro. Si usted no posee un estetoscopio, puede ejercer presión digital en la arteria femoral (esta arteria se encuentra en la cara interna de la pierna). Al sentir el pulso usted podrá determinar la frecuencia cardíaca. Puede tratar de ubicar el sitio utilizando un perro doméstico para practicar, esto le dará una idea de qué buscar. Alternativamente puede auscultar directamente el corazón colocando el estetoscopio sobre el aspecto lateral y craneal del tórax (debajo del codo).

NOTA: Recomendamos que durante una inmovilización se utilice un estetoscopio. El estetoscopio también se puede utilizar para evaluar la frecuencia respiratoria.

Es imperativo que usted reconozca lo que se considera normal en un jaguar sometido al efecto de un agente anestésico. Jaguares inmovilizados con Telazol (y ketamina) generalmente tendrán la salivación aumentada, los ojos abiertos, rigidez muscular en todo el cuerpo (incluyendo la mandíbula), los reflejos intactos (ej. palpebral y pedal). Los jaguares deben mantener el reflejo de la tos y de la deglución, y no deben de tener temblores ni convulsiones.

3. Emergencias anestésicas comunes

La tabla 1 contiene las drogas más comunes que se utilizan preventivamente para resolver emergencias durante inmovilizaciones de campo.

A. Arresto o 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 de campo.

El diagnóstico de la depresión respiratoria o arresto respiratorio se basa en

- 1) Un jaguar que tiene pocas o ninguna respiración (menos de 4) (no hay expansión del tórax) por minuto.
- 2) Las membranas mucosas del paladar se tornan de color azul o gris
- 3) La saturación de oxígeno medida por el pulsoxímetro < 80% (si hay uno disponible).

Durante una inmovilización de campo hay numerosas razones por las cuales puede haber una depresión respiratoria o arresto. 1) Puede ser inducida por la droga en uso, deprimiendo los centros respiratorios a nivel del sistema nervioso central; 2) puede haber obstrucción de las vías respiratorias por una mala posición de la cabeza o el cuello (debido a una excesiva salivación o regurgitación de ingesta estomacal, o debido a un edema laríngeo); 3) presión sobre el diafragma por el contenido intestinal; 4) una acumulación de dióxido de carbono que altera la respiración normal.

El tratamiento de la depresión respiratoria o el arresto deben incluir los siguientes puntos:

1. **EVITE EL PÁNICO** (esto es importante en todas las emergencias anestésicas)
2. No administre más drogas anestésicas.
3. Asegúrese de que la cabeza y el cuello estén en posición adecuada (extendida y que no haya ningún objeto haciendo compresión) de forma que el aire se pueda mover libremente a través de la tráquea y la boca. Asegúrese de que no haya vómito u objetos extraños bloqueando la tráquea (ver más adelante).
4. Intube inmediatamente si dispone de una sonda endotraqueal (SET). Administre oxígeno a través de la SET usando una bolsa respiratoria de emergencia, su boca, o un tanque de oxígeno.
5. Puede ocurrir que no tenga una SET a su disposición, u oxígeno, entonces debe ejercer presión intermitentemente sobre el tórax tratando de mover aire a través de los pulmones. Un jaguar en estas circunstancias ya debe estar en recumbencia lateral. Presione el tórax a intervalos regulares (ej. ejerza presión por un segundo, luego espere otro segundo, y así sucesivamente. Alternativamente puede tratar de resucitar al animal haciendo respiración boca a boca, o boca a nariz. Exhale en la boca o nariz del jaguar, cuente dos segundos, y luego inhale el aire de las vías respiratorias superiores por otros dos segundos.
6. Administre 1-2 mg/kg de doxapram endovenoso (o IM en el músculo de la lengua si no es capaz de encontrar una vena rápidamente). Esa dosis es aproximadamente 80-160 mg (4-8 ml) para un jaguar adulto que pese unos 80 kg.

NOTA: Doxapram puede causar que el felino se despierte, especialmente si ha sido anestesiado con Telazol. Si se escoge esta droga como un estimulante respiratorio, debe de considerar la seguridad del personal. Algunos veterinarios anestesiólogos ya no recomiendan esta droga. Si el arresto respiratorio no se ha podido corregir con los pasos 1 a 5, recomendamos el uso de doxapram para tratar de resucitar al animal. Si el usuario debe de inyectar la droga en la lengua, debe tener mucho cuidado de no causar trauma en la cavidad oral.

7. Administre un antagonista apropiado (ej. yohimbina o atipamezole). Sin embargo recomendamos que ésto se haga con mucho cuidado. El antagonista revertirá el efecto de una de las drogas usadas (el jaguar podrá estar semi anestesiado y podrá ser muy difícil manipularlo después de que se haya inyectado el antagonista).

B. Arresto/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 en el campo.

El diagnóstico de un arresto cardíaco se basa en

- 1) un pulso a latido cardíaco débil o ausente,
- 2) membranas mucosas cianóticas (azules o grises, vea las encías), y
- 3) perfusión capilar pobre.

La perfusión capilar se evalúa ejerciendo presión sobre la mucosa de las encías hasta que éstas se tornen pálidas. Se quita la presión y se cuenta el número de segundos que las mucosas tardan en adquirir su color normal (el tiempo debe ser < 2 segundos).

- 4) Pupilas dilatadas
- 5) Extremidades frías
- 6) Pérdida de la conciencia

Las causas más comunes de arresto cardíaco durante una inmovilización en el campo suelen ser 1) inducidas por la droga usada; 2) paro respiratorio que produce hipoxia; 3) desbalance en el equilibrio ácido-básico de un organismo.

Tratamiento de un arresto cardíaco. Debe incluir los siguientes componentes:

1. No administre ninguna droga anestésica adicional.
2. Asegúrese de que el animal puede respirar antes de empezar a hacer ningún masaje cardíaco.
3. Comience un masaje cardíaco externo. El jaguar ya debe de estar en recumbencia lateral. Aplique presión firme sobre el corazón. La presión se debe ejercer por el tiempo que uno cuenta hasta uno suelte y cuente hasta uno. Haga períodos de 60-100 ciclos/minuto. Si tuviera un asistente a su disposición, él o ella debería palpar la arteria femoral para asegurarse de

que suficiente presión está siendo aplicada para movilizar la sangre cuando se aplican los masajes cardíacos.

4. Administre 0.02 mg/kg de una solución de epinefrina 1:1.000 (1.0 mg/ml) endovenosa o intracardíaca y continúe con el masaje externo. Esta dosis es aproximadamente 1.6 mg (1.6 ml) para un jaguar adulto que pese unos 80 kg. Sólo un veterinario deberá dar una inyección intracardíaca.
5. Administre 20 ml/kg de solución de ringer lactato preferiblemente fresca por vía endovenosa en bolos (un bolo es una sola inyección rápida).
6. Si no hay respuesta repita el paso 4 a intervalos de 5 minutos, indefinidamente.

C. Hipertermia. Se define como un aumento de la temperatura en donde debido a un aumento en el metabolismo, la demanda de oxígeno es mayor que el suministro.

La hipertermia se **diagnostica** a través de un termómetro rectal

1. **Una temperatura > 41°C (105.8°F) debe ser considerada una verdadera emergencia**

Las causas que producen hipertermia en una inmovilización de campo pueden ser 1) producción de calor interno por excesiva actividad física; 2) absorción de calor externo (si se hace la inmovilización al sol); 3) compromiso del centro termoregulatorio debido a las drogas; 4) inhibición de la actividad termoreguladora debido a la anestesia.

Tratamiento de la hipertermia incluye lo siguiente:

1. Asegúrese que el jaguar está en la sombra
2. Use compresas frías (bolsas de hielo portátiles), que pueden ser colocadas en la ingle, la axila y sobre el abdomen del jaguar.
3. Moje el cuerpo con agua fría y/o coloque alcohol en las extremidades delanteras y traseras.
4. Administre un enema de agua fría si dispone de los implementos necesarios
5. Administre 20 ml/kg de solución de ringer lactato preferiblemente fresca por vía endovenosa en bolos (un bolo es una sola inyección rápida).
6. Mida la temperatura cada 5-10 minutos para determinar si está disminuyendo. Continúe mojando al animal si la temperatura sigue alta
7. Administre el antagonista endovenosamente (o IM, si no puede canalizar una vena). Haga ésto con cuidado. El antagonista revertirá el efecto de una de las drogas usadas (el jaguar podrá estar semi anestesiado y podrá ser muy difícil manipularlo después que se haya inyectado el antagonista).
8. Si usted piensa que la hipertermia es causada por la rigidez muscular y un plano superficial de anestesia, puede administrar diazepam a una dosis de 5 – 10 mg/jaguar como dosis TOTAL. Debe ser administrada lentamente por vía endovenosa, para reducir la actividad muscular.

NOTA: Hipotermia (<35°C = <95°F) es una disminución de la temperatura corporal hasta el punto que produce muerte celular – es poco probable que ocurra en la mayoría de las condiciones de campo en las que se inmoviliza jaguares. Sin embargo, puede ocurrir en zonas de páramo. Se evita manteniendo caliente al animal.

D. Vómito y su aspiración. Vómito se define como la eyección de contenido estomacal a través del esófago a la boca. Puede ocurrir que durante la inspiración el material sea aspirado, llenando las vías respiratorias.

El diagnóstico de la aspiración del vómito no es siempre fácil. Signos clínicos que sugieren aspiración pueden ser:

- 1) Mucosas cianóticas (especialmente las de la encía)
- 2) Tos y asfixia
- 3) Murmullos durante la respiración
- 4) Presencia de material en la laringe y en la tráquea
- 5) Arresto respiratorio

Las causas que pueden producir la aspiración del vómito durante una inmovilización de campo incluyen 1) vómito inducido por el uso de los anestésicos (p. ej., la xilacina); 2) tensión de la captura; 3) excitación; y 4) posición de la cabeza (más abajo que el estómago).

Tratamiento de la aspiración del vómito incluye

1. No administre ningún agente anestésico adicional
2. Mantenga las vías respiratorias libres de obstrucción
3. Si el jaguar no está respirando por cuenta propia, comience ventilación artificial (véase arresto respiratorio en la sección superior).
4. Si usted sabe que la laringe está irreversiblemente obstruida con el vómito, puede intentar realizarse una traqueotomía distal para permitir el paso de oxígeno (ésto solo debe ser realizado por un veterinario/a que este familiarizado/a con la intervención quirúrgica).
5. Administre antibióticos de larga acción (ej. penicilina G benzatínica 40.000 UI/kg por vía intramuscular).

La aspiración del vómito es una condición que puede poner en peligro la vida del animal. Produce bloqueo de las vías respiratorias y asfixia. Los efectos de una aspiración pueden hacerse crónicos, como el desarrollo de una neumonía por aspiración, que también pone en peligro la vida del animal. Todo jaguar que se sospecha haya aspirado ingesta es susceptible a desarrollar neumonía. El uso de antibióticos de larga acción disminuye el riesgo que la neumonía se desarrolle, sin embargo, son de poca utilidad si el volumen aspirado fue muy grande.

- E. Shock.** Se define como una perfusión sanguínea inefectiva de los tejidos que produce hipoxia celular. Existen tres clasificaciones de shock: hipovolémico, cardiogénico, y distributivo. Cualquiera de los tres puede ocurrir en una inmovilización, pero más típicamente tiende a ocurrir el cardiogénico o distributivo.

El diagnóstico se basa en los siguientes signos clínicos

- 1) Ritmo cardíaco rápido (taquicardia) y débil
- 2) Aumento en el tiempo de perfusión capilar
- 3) Hiperventilación
- 4) Depresión del sistema nervioso en animales que no están anestesiados

Causas que producen shock pueden ser 1) actividad física prolongado; 2) prolongada tensión fisiológica; 3) prolongada tensión psíquica; 4) hemorragia severa.

El tratamiento debe incluir lo siguiente:

1. No administre ningún agente anestésico adicional
2. Administre 4 mg/kg de dexametasona por vía endovenosa (si no está en capacidad de canalizar un vena, utilice la vía intramuscular)
3. Administre 30 ml/kg de una solución de ringer lactato por vía endovenosa.
4. Si el jaguar no está respirando, aplique respiración artificial (véase el párrafo superior sobre depresión y arresto respiratorio).

- F. Convulsiones.** Se definen como disturbios de la función cerebral, caracterizados por contracciones violentas e involuntarias (o series de contracciones) de los músculos voluntarios.

El diagnóstico. Se basa en los siguientes signos clínicos

- 1) Espasmos incontrolados de todo el cuerpo o músculos
 - 2) Rigidez y extensión de las extremidades
- Las causas incluyen: 1) inducción de convulsiones debido a drogas anestésicas (ej. ketamina y tiletamina); 2) trauma; y 3) hipoglicemia

El tratamiento:

1. Administre 10 mg de diazepam por vía endovenosa lentamente por un período de 10-15 segundos.
2. Repita el tratamiento anterior si no observa mejoría en tres minutos.
3. Mida la temperatura corporal y determine si hay hipertermia secundaria resultado de la actividad muscular convulsiva.

- G. Heridas.** Muchas veces se encuentran asociadas a la zona de impacto del dardo,

heridas ocasionadas por las trampas o la persecución (esté atento a las heridas de la cavidad oral, especialmente caninos partidos).

El diagnóstico. Se basa en signos clínicos. La severidad de la herida determinará la modalidad de tratamiento a emplear.

- 1) Haga un exámen físico para evaluar laceraciones y lesiones traumáticas.
- 2) Examine la cavidad oral para cerciorarse de que ningún canino esté partido.

El tratamiento siempre debe de incluir:

1. Limpieza de la herida con Iodo povidona o una solución al 2% de clorhexidina. Si no tiene ninguna de las dos a su disposición, use agua con jabón.
2. Si encuentra que hay tejido necrosado y el personal de campo está familiarizado con las técnicas veterinarias, limpie la herida de tejido necrótico y proceda al punto 1.
3. Solamente suture las heridas que usted sabe son recientes (ej. aquellas causadas por el dardo) o que tengan una tendencia a abrirse más. Nuevamente repetimos que sólo personas que estén familiarizadas con técnicas quirúrgicas veterinarias deberán realizar suturas de heridas.
4. Aplique a la herida(s) antibiótico y matagusano tópico.
5. Administre antibióticos de larga acción por vía intramuscular (ej. penicilina G benzatínica 40.000 UI/kg)
6. Administre Ivermectina 200 mcg/kg por vía subcutánea (para evitar el desarrollo de larvas de moscas en las heridas).

Tratamiento de dientes partidos: Es imperativo que un diente fracturado (ocurre con frecuencia que un canino se parta durante una captura e inmovilización de jaguar) sea reparado para minimizar el dolor y la infección asociada con el diente. Productos que contengan hidróxido de calcio (ej. Dycal®) pueden ser usados para proteger la pulpa, y tapar la cavidad dental expuesta. Los equipos de reparación vienen con instrucciones.

H. Miopatía de captura. Se define como una alteración metabólica compleja que causa un desbalance electrolítico ácido-básico peragudo. Este desbalance produce necrosis del músculo cardíaco y de los músculos estriados. Rara vez ocurre en felinos (es un problema común en ungulados) sin embargo los investigadores de campo deben estar familiarizados con esta condición.

El diagnóstico se basa en los siguientes signos clínicos:

- 1) Ataxia (caminar anormal) y debilidad
- 2) Paresia y parálisis
- 3) Orina de color marrón
- 4) Muerte

Las causas de la miopatía de captura son 1) actividad física prolongada; 2) estrés

fisiológico y psicológico prolongado

El tratamiento generalmente es insatisfactorio, el tratamiento se resume en la PREVENCIÓN.

1. Minimize el stress que pueda producirse en cualquier captura.
2. Administre 5 meq/kg de bicarbonato de sodio por vía endovenosa
3. Administre 30 ml/kg de solución de ringer lactato por vía endovenosa

I. Deshidratación. Se define como una reducción de los fluidos corporales, frecuentemente asociada con las inmobilizaciones de campo.

El diagnóstico se basa en los siguientes signos clínicos:

- 1) Un pulso débil
- 2) Membranas mucosas secas
- 3) La elasticidad de la piel se pierde, pliegues permanecen más tiempo de lo adecuado
- 4) Depresión del sistema nervioso en animales que no están anestesiados

Causas incluyen 1) disminución en la ingesta de agua; 2) hipertermia; y 3) pérdida de fluidos crónica (ej. diarrea, vómito, poliurea).

El tratamiento incluye lo siguiente:

1. No administre ninguna droga anestésica adicional
2. Administre una solución de ringer lactato a una dosis de 20 ml/kg preferiblemente por vía endovenosa. Si no puede canalizar una vena, puede usar la vía subcutánea como una segunda alternativa. Lo ideal sería calcular el volumen de fluido que necesita el animal basado en el nivel de deshidratación que presenta. El nivel de deshidratación se evalúa de la siguiente manera: un animal tiene un 5% de deshidratación si presenta membranas mucosas secas, y falta de plegabilidad de la piel; un animal tiene un 8% de deshidratación si presenta membranas mucosas rojas y secas; y un pliegue persistente cuando se pellizca. El volumen a administrar se calcula de la siguiente manera

$$\frac{(\% \text{ de deshidratación}) \times (\text{peso (kg)})}{100} = \text{volumen en litros a administrar}$$

Ejemplo: Si un jaguar pesa 80kg y tiene un 5% de deshidratación

$$\frac{5\% \times 80\text{kg}}{100} = 4 \text{ litros}$$

4. Equipo médico para inmobilizaciones de campo

Adicionalmente a un profundo conocimiento de cómo inmobilizar y manipular jaguares, es imperativo que el investigador posea el equipo necesario cuando está en el campo. Instrumentos para la medición de parámetros fisiológicos aseguran que el investigador esté sobre aviso de los posibles problemas de anestesia que pudieran ocurrir. Adicionalmente se necesitan algunos instrumentos y drogas para resolver emergencias. La tabla 2 presenta una lista del equipo mínimo necesario.

IV. RECUPERACIÓN POST-ANESTÉSICA

El período de recuperación es igual de importante que el período de inducción y anestesia; de hecho la mayoría de las complicaciones anestésicas ocurren durante el período de inducción y durante el período de recuperación. Es frecuente que los casos de mortalidad y morbilidad ocurran durante el período de recuperación. Existen drogas antagonistas al zolazepam, uno de los componentes del Telazol® (flumazenil), de la xilacina (yohimbina), y la medetomidina (atipamezole), sin embargo no se puede revertir al jaguar anestesiado completamente con un antídoto, como ocurre con los narcóticos (ej., carfentanil y la etorfina) comúnmente utilizados en ungulados. Por esta razón es importante asegurarse que el jaguar no pueda hacerse daño a sí mismo o a las personas involucradas en la inmovilización durante la recuperación.

Durante la recuperación, el jaguar debe colocarse en una posición en la que se garantice una respiración regular, y no se pueda hacer daño con ningún objeto de los alrededores. El animal debe colocarse en recumbencia lateral, con la cabeza y el cuello extendidos. No debe haber ningún material abrasivo (piedras) debajo de la cabeza ya que esta tiende a moverse involuntariamente, y podrían producirse abrasiones de la córnea. El jaguar debe colocarse en un área sombreada para protegerlo del calor y daño de los ojos por excesiva luz solar. Las personas que estén presentes deben permanecer en absoluto silencio y NO estimular al jaguar. El animal debe recuperarse a su propio ritmo en la medida en la que va metabolizando los agentes anestésicos.

Si el animal fue capturado en una trampa “caja”, podría ser de beneficio que se recuperara en la jaula, ofreciéndose tranquilidad y oscuridad adicional. Sin embargo, debe recordar que cuando el gato esté lo suficientemente despierto para ser liberado, existe un peligro implícito para el personal de campo que abra la jaula. Mientras está en la jaula el animal también puede ponerse agresivo y hacerse daño a sí mismo. Si uno escoge la trampa para que el animal se recupere, se necesita establecer cual es el momento óptimo para asegurarse de que el jaguar está lo suficientemente despierto para ser liberado, pero no demasiado alerta o agresivo para causarse daño a sí mismo. Si no hay una trampa a la disposición (ej. si el animal fue atrapado sobre un árbol con la ayuda de perros, o si fue disparado con un dardo), el animal puede ser colocado en un sitio muy tranquilo con un buen colchón de materia vegetal (ej., hojas secas), y protegido (que no hayan barrancos en la cercanía, rocas o estructuras rígidas y duras). Siempre habrá riesgos

con ambos métodos. Las personas involucradas deberán de colocarse a una distancia segura y solo una o dos personas deberían de permanecer a una distancia adecuada para supervisar la recuperación solo a una cercanía necesaria para mantener contacto visual con el animal.

V. TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS

La prioridad principal del programa de salud del jaguar es el manejo seguro de todos los jaguares durante las inmobilizaciones. El segundo aspecto más importante para este programa es que los investigadores obtengan muestras biológicas de forma correcta. Es imperativo que las muestras sean tomadas, almacenadas y transportadas correctamente; de forma que los tejidos puedan ser utilizados en pruebas diagnósticas. Las muestras pueden ser tomadas de jaguares vivos inmobilizados (ej., sangre, heces, ectoparásitos, pelo), muestras de campo (ej., heces, orina, pelo) y tejido que se obtenga de animales muertos.

En esta sección detallamos las muestras que deben ser tomadas, el equipo necesario para tomarlas, cómo tomarlas, y qué exámenes diagnósticos pueden hacerse con las muestras. Cada investigador dispondrá de equipo diferente, tendrá habilidades más o menos desarrolladas dependiendo del grado de experiencia para tomar dichas muestras. Por esa razón las muestras colectadas variarán de una inmobilización a otra.

1. Colección de muestras, almacenamiento y transporte

A. Examen físico – Todos los jaguares inmobilizados u observados deben ser sometidos a una evaluación clínica. Cualquier información del estado de salud del jaguar es valiosa. Las observaciones visuales son útiles, pero más importante son los exámenes físicos que se le puedan/deben hacer directamente al animal (uso del termómetro, estetoscopio, palpaciones). Las medidas morfométricas también son un componente importante del examen físico. El apéndice 4 es una guía que permite evaluar sistemáticamente cada uno de los sistemas. Recomendamos que se use en cada inmobilización.

B. Obtención de muestras de sangre – La sangre debe ser colectada cuando el jaguar está inmobilizado. El personal de campo debe de estar familiarizado con el procedimiento.

1. Obtención de la muestra: los vasos sanguíneos que se utilizan para tomar una muestra de sangre en un jaguar suelen ser las venas safena medial y lateral, femoral, cefálica, caudal lateral, y/o la jugular. Recomendamos que un biólogo de campo que no haya tenido experiencia obteniendo sangre, se abstenga de hacerlo. El tamaño de la inyectora y de la aguja depende de la vena a canalizar. Generalmente, se utilizan agujas con una calibración de 18-22 y 1-1 ½ pulgadas de largo. El volumen de las inyectoras debe ser de 6-25 ml. Idealmente debería de obtenerse un total de 25 ml de sangre por jaguar.

Adicionalmente se debe tomar una muestra de la vena auricular (una vena periférica). Con esta sangre se debe preparar un frotis sanguíneo para diagnosticar/identificar hemoparásitos. Esta muestra debe ser obtenida usando una aguja estéril (calibración 18-22) para pinchar el vaso. Tubos microcapilares se utilizan para recoger la sangre que salga del vaso, los frotis se preparan como se describe en el apéndice 9.

2. Almacenamiento – Una vez obtenida la sangre (estará dentro de la inyectora) debe de pasarse a un tubo sin anticoagulante (estos tubos generalmente tienen una tapa de goma roja especialmente si son de la marca Becton-Dickinson®), y a un tubo con el anticoagulante EDTA (estos tubos generalmente tienen la tapa morada). Cuando coloque la sangre en el tubo que contienen anticoagulante no olvide invertir el tubo varias veces para garantizar que el anticoagulante se mezcle con la sangre, de esta forma se evita la formación de coágulos. Los tubos de tapa roja deben dejarse a temperatura ambiente, mientras que los tubos de tapa morada deben colocarse en refrigeración (4°C) (puede colocarse en una cava con hielo). La sangre de ambos tubos debe ser centrifugada para separar las diferentes fracciones del sangre. El procesamiento de la sangre debe hacerse preferiblemente antes de que hayan pasado 4 horas de haber tomado la muestra. Antes de centrifugar la sangre con anticoagulante tome una pequeña muestra y póngala en tubos de microhematocrito (tubos capilares). Estas muestras serán usadas para medir el hematocrito, los sólidos totales, conteo de leucocitos, gota gorda de sangre en papel de filtro, y frotis sanguíneo (apéndice 5-9). El resto de la sangre (tubos de tapa roja y de tapa morada) debe ser centrifugado a 3500 rpm por 10 minutos. El suero y el plasma obtenido debe de trasvasarse a tubos congelables para su almacenamiento a largo plazo. Los frotis deben secarse al aire, y después deben ser fijados. (La calidad de los frotis puede mejorarse notablemente si se hacen las tinciones celulares en el campo). Los frotis deben ponerse en una caja portaláminas y pueden ser almacenados a temperatura ambiente. Los tubos con sangre deben almacenarse congelados, preferiblemente en nitrógeno líquido, alternativamente se pueden mantener en hielo.

3. Transporte – El suero y el plasma deben transportarse en nitrógeno líquido o en hielo seco para garantizar de que siempre estén congelados. Los frotis pueden ser transportados a temperatura ambiente.

C. Muestras fecales. Deben de ser obtenidas del jaguar durante la inmovilización, también pueden tomarse muestras fecales frescas que se encuentren en el campo o de un cadáver.

1. Obtención – En un jaguar inmovilizado, las heces deben ser colectadas directamente del recto, usando un guante. Las heces deben ser colocadas en el medio adecuado en un envase hermético (véase almacenamiento en

el próximo párrafo). Se pueden colocar de cinco a diez gramos de heces en cada medio de transporte.

- 2. Almacenamiento** - Las heces pueden ser almacenadas en muchos medios diferentes, dependiendo del exámen diagnóstico que se quiera hacer. Para identificación de huevos y larvas las heces deben ser colocadas en formol al 5%.

Adicionalmente se puede colocar en alcohol al 70 o 95%. Estas heces pueden ser utilizadas para realizar análisis de DNA, análisis hormonales, (ej. cortisol, estrógenos, progesterona y testosterona). Posiblemente también pueda ser usada para realizar la reaccion en cadena de la polimerasa (“PCR”) para el diagnóstico de bacterias y virus.

Viales o tubos congelables: Algunas muestras se pueden poner en viales plásticos diseñados para ser almacenados a -70°C . Estas muestras deben congelarse usando hielo seco o nitrógeno líquido. Estas muestras por lo general se utilizan para evaluar los niveles de ciertas hormonas reproductivas o de estrés, o para aislar virus.

- 3. Transporte** – Las muestras fecales en los medios anteriormente mencionados, pueden transportarse de la siguiente manera:

- 1) Las heces en alcohol o formol deben ser transportadas a temperatura ambiente
- 2) Las heces contenidas en viales deben ser transportadas en nitrógeno líquido o en hielo seco.

D. Ectoparásitos – Las muestras de ectoprástos deben ser colectadas de los animales inmovilizados, o de cadáveres frescos.

- 1. Colección** – Ácaros y otros ectoprástos (ej. moscas hipobóscides) deben ser removidos/as utilizando la mano con un guante o una pinza. Evite coleccionar ácaros dejando la cabeza adentro de la piel, de esta forma se evitan las lesiones cutáneas. Los ácaros generalmente se encuentran alrededor de las orejas, ingle, y axilas.
- 2. Almacenamiento** – Coloque los ectoparásitos en viales que contengan alcohol etílico al 70 – 95%, y manténgalos a temperatura ambiente.
- 3. Transporte** – Todos los ectoparásitos pueden ser transportados en viales a temperatura ambiente.

E. Muestras de pelo – Las muestras de pelo deben de ser colectadas de jaguares inmovilizados o de cadáveres (por favor revise el manual de genética).

1. **Obtención** – Las muestras de pelo pueden ser obtenidas arrancado el pelo con la mano o con unas pinzas. Para estudios genéticos se prefiere una muestra que haya sido arrancada. Muestras que se obtienen cortando el pelo sirven para análisis toxicológicos.
2. **Almacenamiento** – El pelo debe de ser puesto en sobres de papel limpios, y pueden ser almacenados a temperatura ambiente.
3. **Transporte** – El pelo puede ser transportado a temperatura ambiente en los sobres anteriormente mencionados.

2. **Permisos y regulaciones para el transporte de muestras a nivel internacional**

Todos los exámenes de laboratorio de las muestras obtenidas serán realizados en selectos laboratorios de los Estados Unidos, reconocidos por especializarse en felinos no domésticos. Nuestra capacidad de hacer estos exámenes depende de la exportación de las muestras de varios países a los Estados Unidos. Los jaguares se encuentran listados en el apéndice I del CITES. Por lo tanto se requiere un permiso de exportación e importación del CITES para introducir tejidos de Jaguar en los Estados Unidos. El JCP está trabajando para obtener un permiso colectivo para estas muestras.

El país que importa las muestras (en este caso los Estados Unidos) debe tener un permiso de importación y el país que exporta debe de tener un permiso de exportación. En general, es necesario tener primero el permiso de importación para que se acredite un permiso de exportación. La oficina de gerencia del Servicio de Fauna de los Estados Unidos (F&WS), es la agencia que se encarga de otorgar los permisos del CITES actualmente. Por lo general esta oficina exige una prueba escrita de que el investigador (si es extranjero al país en donde se toman las muestras) presente un permiso de trabajo en el país huésped. Esta prueba debe de acompañar la aplicación del permiso de importación. Para más información en lo referente a la permisología, viste la página Web www.fieldvet.org.

3. **Pruebas diagnósticas que deben realizarse en el campo**

Los exámenes de sangre que se realizan en el campo utilizan sangre completa antes de la centrifugación y son: hematocrito, sólidos totales, y conteo de leucocitos. Si la sangre se centrifuga y se separa el plasma del componente celular, estos exámenes no se pueden realizar con el sobrenadante en este caso plasma. Para hacer estos exámenes se requiere una centrífuga, tubos capilares, una tabla de hematocrito, un refractómetro, un microscopio, y un equipo Unopette para el conteo de leucocitos. Las técnicas están detalladas en los apéndices 5,6 y 7.

4. **Pruebas diagnósticas que deben realizarse en el laboratorio**

Una evaluación completa de salud incluye exámenes que verifiquen la presencia/exposición a agentes parasitarios e infecciosos a los cuales un jaguar pueda estar expuesto.

A. Sangre

1. Contaje diferencial de glóbulos blancos (en conjunto con los exámenes realizados en el campo)
2. Química sanguínea
3. Serología de agentes parasitarios e infecciosos que incluirían Agentes Virales
Leucemia Felina - (FeLV)*
Peritonitis Infecciosa felina (coronavirus) – (FIP)
Calicivirus (FCV)
Rinotraqueítis felina (Herpesvirus) – (FHV)
Panleucopenia felina (parvovirus) – (FPV)
Virus de la inmunodeficiencia felina ((FIV)
Lentivirus del Puma
Moquillo canino (CDV)
Pseudorabia
Rabia

* Las siglas en paréntesis son los nombres de las enfermedades en ingles (n. del t.)

Agentes bacterianos

Leptospirosis (17 cepas)
Bartonella henselae
Hemobartonella felis
Infecciones parasitarias
Toxoplasma gondii
Babesiosis
Dirofilaria immitis
Cytauxzoon felis

Niveles hormonales (ej. cortisol, testosterona, estrógenos, progesterona)
Compuestos tóxicos (ej. mercurio, organofosforados, carbamatos, bifeniles policlorinados, hidratos de carbono clorinados).

Vitaminas y minerales

B. Heces

1. Parásitos
2. Pruebas de reacción en cadena de la polimerasa para virus y bacterias
3. Detección antigénica del ARN del coronavirus felino

Niveles hormonales (cortisol, testosterona, estrógenos, y progesterona)

C. Ectoparásitos

Todos los parásitos deben ser identificados al nivel de especie por un especialista en ácaros. Otros ectoparásitos deben ser identificados por un entomólogo.

D. Protocolo de necropsia

El apéndice 10 contiene una copia de un manual de necropsia que también se puede obtener a través de la Internet en la siguiente dirección:

<http://www.vetmed.ucdavis.edu/whc/necropsy/toc.html>.

Este manual de necropsia fue escrito por la Dra. Linda Munson y traducido al castellano por la Dra. Marcela M. Uhart y al portugués por la Dr. Paulo Rogeria Mangini. Este manual provee de información práctica para realizar necropsias en el campo. Si se colectan muestras de jaguares muertos, es necesaria la siguiente información: edad, sexo, ubicación geográfica si es posible a través del Sistema de Posición Geográfica (GPS), fecha y hora en la que se encontró el animal, estado de decomposición corporal.

También es de extrema importancia que se colecte contenido estomacal para hacer un estudio de preferencia de presa de estos animales a través de su distribución. El contenido puede ser secado y almacenado a temperatura ambiente, o puede ser colocado en alcohol al 70-95%.

- E. Laboratorios centrales** – El programa de asistencia veterinaria de la WCS está tratando de firmar un acuerdo entre los múltiples laboratorios que trabajan con las muestras de jaguares de forma de uniformizar los datos y los protocolos de diagnóstico.

VI. COLECCIÓN DE DATOS ANÁLISIS Y PUBLICACIÓN

Uno de los mayores beneficios de la cooperación entre países, es la de encontrar correlaciones entre los datos de diferentes poblaciones de jaguares y sus habitats. Por lo tanto, la uniformización en la obtención de datos es de incalculable valor en la compilación de información útil y comparable. En el apéndice 2 se presenta un ejemplo de un formulario MedArks para anotar datos de anestesia. Adicionalmente ofrecemos formularios que pueden seguirse al momento de realizar un exámen físico. Un ejemplo se presenta en el apéndice 4. La colección de datos deberá ser sometida a análisis (también estadísticos) que nos ayudarán a lograr uno de nuestros principales objetivos, una evaluación de la salud del jaguar a todo lo largo y ancho de su distribución, la determinación de qué enfermedades pueden ser de alto riesgo para esta especie, y el uso de estos resultados en las recomendaciones de un programa de conservación del jaguar a largo plazo. Estos datos serán presentados a la comunidad científica, oficinas gubernamentales y público en general en los idiomas inglés, castellano y portugués.

VI. BIBLIOGRAFÍA

Bauditz, R. 1972. Sedation, immobilization and anesthesia with Rompun in captive and free-living wild animals. *Vet. Med. Rev.* 3: 204-226.

Boever, W.J., J. Holden, K.K. Kane. 1977. Use of telazolTM (CI-744) for chemical restraint and anesthesia in wild and exotic carnivores. *Vet. Med./Sm. Ani. Clin., Exotic Species*, 1722-1725

Bush, M. 1992. Remote drug delivery systems. *J. Zoo Wildl. Med.* 23: 159-180.

Crawshaw, P. G. 1992. Recommendations for study design on research projects on neotropical felids. In: *Felinos de Venezuela – Biología, Ecología y Conservación. Memorias del Simposio Organizado por Fudeci del 01 al 04 de Septiembre de 1991.* FUDECI, Caracas. Pp. 187-222.

de Wet, T. 1993. Physical capture of carnivores. In: McKenzie, A.A. (ed.). *The Capture and Care Manual.* Wildlife Division Support Services CC and The South African Veterinary Foundation. South Africa, Pp. 255-277.

Evans, A.T. Anesthetic emergencies and accidents. In: J.C. Thurmon, W.J. Tranquilli, and G.J. Benson (eds.). *Lumb and Jones Veterinary Anesthesia: third edition.* Wilkins and Wilkins Co., Philadelphia, PA. Pp. 849-860.

Fowler, M.E. 1995. Medical problems during restraint. In: *Restraint and Handling of Wild and Domestic Animals; second edition.* Iowa State University Press. Ames, Iowa. Pp. 78-99.

Gray, C.W., M. Bush, and C.C. Beck. 1974. Clinical experience using CI-744 in chemical restraint and anesthesia of exotic specimens. *J. Zoo Ani Med.* 5: 12-21.

Hoogesteijn R., and E. Mondolfi, 1992. *The Jaugar.* Armitano Publishers.

Hoogesteijn, R., R. McBride, M. Sunquist, A. Hoogestiejn, and L. Farrell. 1996. Medetomidine and rubber-padded leg-hold traps in Venezuelan cat studies. *Cat News* 25: 22-23.

Interational Wildlife Veterinary Services, Inc., 1991. *Wildlife Restraint Series.* Interational Wildlife Veterinary Services, Inc. Salinas, Cali.

Jalanka, H.H., and B.O. Roeken. 1990. The use of medetomidine, medetomidine-ketamine combinations, and atipamezole in nondomestic animals: a review. *J. Zoo Wildl. Med.* 21: 259-282.

Kreeger, T.J. 1996. *Handbook of Wildlife Chemical Immobilization.* Pp. 175

Kreeger, T.J. 1996. Emergency treatment - Animal. In: Handbook of Wildlife Chemical Immobilization. International Wildlife Veterinary Services, Inc., P.O., Laramie, WY, Pp. 79-96.

López de Buen, L., J. M. Aranda Sánchez. 1986. Nota zoológica. Anestesia de mamíferos silvestres con la combinación ketamina-xilacina. *Biotica*, 67-71.

McLaughlin, R., and A. Kuzma. 1991. Surgical management of collapsed pelvis in a jaguar. *J.A.V.M.A.* 198: 1789-1791.

Morato, R.G. 1997. Dissertacao Mestrado. 120 pp.

Morato, R.G., C.A. Moura, and P.G. Crawshaw. Chemical restraint of free ranging jaguars (*Panthera onca*) with tiletamine-zolazepam combination. In: *Jaguars in the New Millenium Proceedings*, in Press.

Nielsen, L. 1999. Instrumentation. In: *Chemical Immobilization of Wild and Exotic Animals*. Iowa State University Press. Ames, Iowa. Pp. 31-82.

Nielsen, L. 1999. Management of medical emergencies in the field. In: *Chemical Immobilization of Wild and Exotic Animals*. Iowa State University Press. Ames, Iowa. Pp. 209-226.

Quigley, H. 1987. Ecology and conservation of the jaguar in the Pantanal Region, Mato Grosso do Sul, Brazil. Ph.D. Dissertation, University of Idaho, Moscow, Idaho, USA.

Quigley, K. Hornocker Wildlife Institute Immobilization and Biological Sampling Protocols. Hornocker Wildlife Institute, Inc. Moscow, Idaho.

Rabinowitz, A.R., and B.G. Nottingham. 1986. Ecology and behaviour of the jaguar (*Panthera onca*) in Belize, Central America. *J. Zool. Lond.* 210: 149-159.

Seal, U.S., and T.J. Keeger. 1987. Chemical immobilization of furbearers. In: Novak, M. et al., eds. *Wild Furbearer Management and Conservation in North America*. Toronto: Ontario Ministry of Natural Resources, 191-215.

Shobert, E. 1987. Telazol use in wild and exotic animals. *Vet. Med.* 82: 1080-1088.

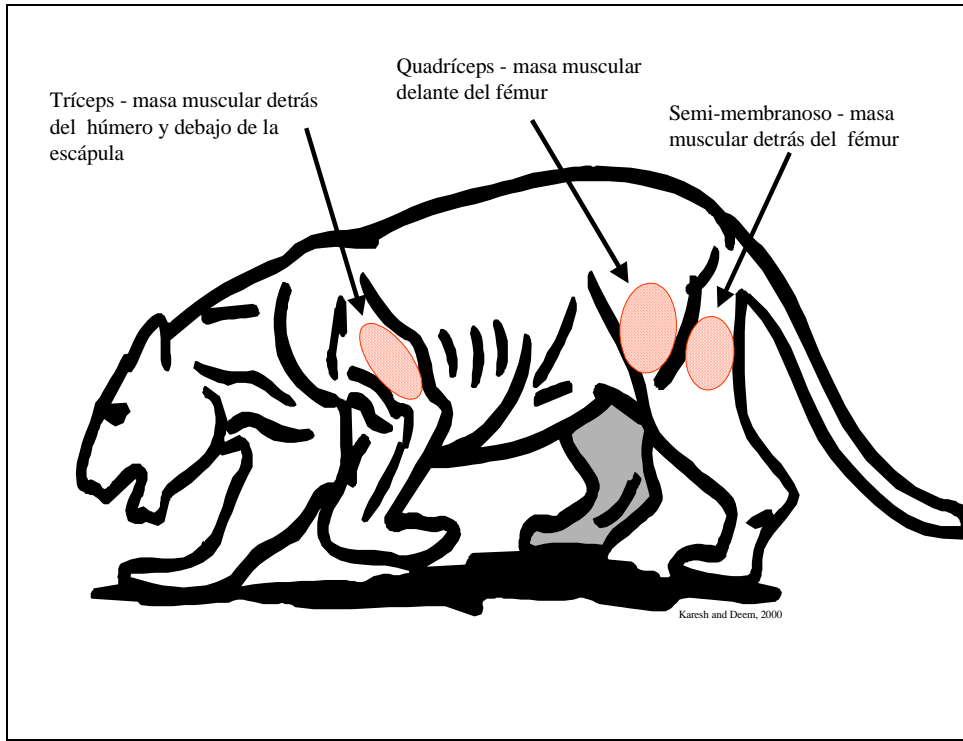
Spelman, L. Unpublished data, veterinarian for the National Zoological Park, Washington, D.C. 1997.

Wilson, D. E., Cole, F. R., Nichols, J.D. Rudran, R., and Foster, M. 1996. Measuring and monitoring biological diversity. *Standard Methods for Mammals*. Smithsonian Institution Press, Washington, D.C. 409 pp.

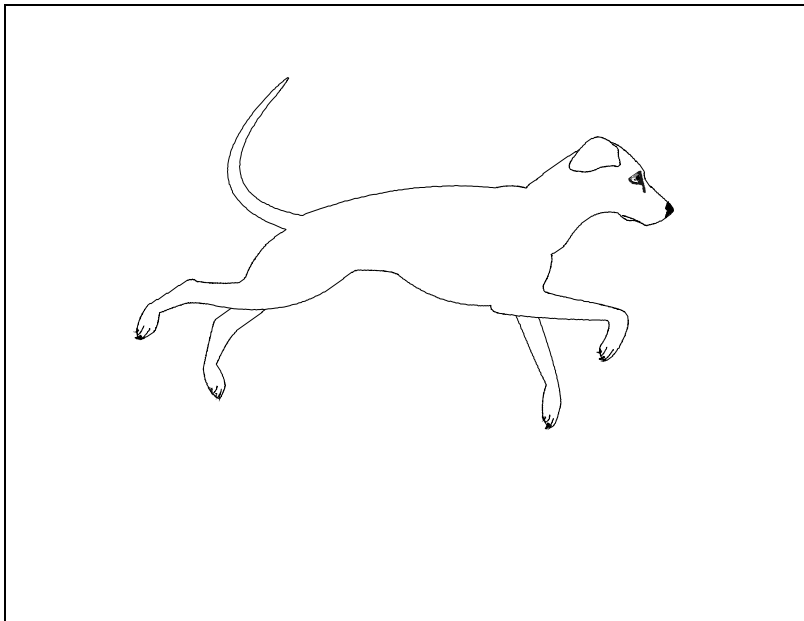
Yates, R.A. Unpublished data, veterinarian for the National Zoological Park, Washington, D.C. 1999.

VIII. FIGURAS

1. Posibles áreas corporales para inyecciones a distancia en un jaguar.



2. Ejemplo de un carnívoro en recumbencia lateral durante una anestesia. Nótese el cuello extendido asegurando que las vías respiratorias (tráquea) no tengan ninguna obstrucción. Ningún objeto ni material debe estar obstruyendo la nariz ni la boca.



IX. TABLAS

Tabla 1. Referencias rápidas de drogas de emergencia usadas en este manual, para un jaguar de 80Kg.

DROGA	CONCENTRACION	DOSIS (mg/kg)	VOLUMEN (ml)
Atropina	2.25 mg/ml	0.04 mg/kg	1.4 ml
Diazepam	5 mg/ml	0.1 mg/kg	1.6 ml
Dexametasona	4 mg/ml	2 mg/kg	40 ml
Doxapram	20 mg/ml	1.5 mg/kg	1.5 ml
Epinefrina	1:1,000	0.02 mg/kg	1.6 ml
Sol. Ringer-Lactato	Non-applicable	20 ml/kg	1,600 ml
Bicarbonato de Sodio	1 mEq/ml	1 mEq/kg	80 ml

Tabla 2. Equipo médico básico necesario para usar en anestésias y emergencias

Equipo de monitoreo

Estetoscopio
Termómetro
Pulsoxímetro

Equipo de emergencia

Laringoscopio
Tubos endotraqueales
Bolsa de resucitación
Antagonistas de los agentes anestésicos (ej., yohimbina para xylazina; atipamezole para la medetomidina)
Drogas suplementarias
 Atropina [2.25mg/ml] (si el animal presenta salivación excesiva y bradicardia)
 Doxapram [20mg/ml] (para una depresión respiratoria)
 Epinefrina [1:1000] (para paros cardíacos)
 Bicarbonato de Sodio [1meq/ml] (para la miopatía de captura)
 Diazepam [5 mg/ml] (en caso de convulsiones)
 Dexametasona [4mg/kg]
 Solución de Ringer Lactato
Bolsas de hielo portátiles
Equipo para reparaciones dentales (p.e. Dycal[®])
Equipo de cirugía menor
Vendas

X. APENDICES

Apéndice 1. Personal y direcciones de los integrantes del programa veterinario de salud de fauna silvestre y de la gerente del Programa de Conservación de Jaguares.

Kathleen Conforti
Coordinator, Jaguar Conservation Program
Wildlife Conservation Society
2300 Southern Boulevard
Bronx, NY 10460-1099
718 220 2189 (tele)
718 364 4275 (fax)
kconforti@wcs.org

Personal que integra el programa veterinario de salud de fauna silvestre, Wildlife Conservation Society.

Jefe del departamento del programa veterinario de salud de fauna silvestre:

William B. Karesh, DVM
Department Head, Field Veterinary Program
Wildlife Conservation Society/Bronx Zoo
2300 Southern Boulevard
Bronx, NY 10460
718 220 5892 (tele)
718 220 7126 (fax)
wkaresh@wcs.org

Miembro para Sud América:
Marcela M. Uhart, Med. Vet.
South American Fellow
Wildlife Conservation Society
14 de julio 430
(7000) Tandil
Argentina
54-223-15-5292986 (tele)
54-2293-423259 (fax)
muhart@satlink.com

Asistente de programa:

Lisa Starr
Program Assistant
Wildlife Conservation Society/Bronx Zoo
2300 Southern Boulevard
Bronx, NY 10460
718 220 5892 (tele)
718 220 7126 (fax)

lstarr@wcs.org

Asistente de programa:

Krista Poppe

Program Assistant

Wildlife Conservation Society/Bronx Zoo

2300 Southern Boulevard

Bronx, NY 10460

718 220 5892 (tele)

718 220 7126 (fax)

kpoppe@wcs.org

Técnico laboratorista:

Veronica Grecco

FVP Laboratory Technician

Wildlife Conservation Society/Bronx Zoo

2300 Southern Boulevard

Bronx, NY 10460

718 220 5892 (tele)

718 220 7126 (fax)

vgrecco@wcs.org

Apéndice 2. Planilla para la colección de datos para inmobilizaciones en jaguares silvestres.

Esta planilla es la matriz que se encuentra en el programa Med-Arks que está siendo traducido al castellano. Mientras el programa no se haya traducido recomendamos que sea utilizada en inglés (n. del t.).

Identification #: _____ Genus/Species: _____
 Date: ___/___/___ Physical Status: _____
d d m m y y
 Health Status: 1. Class I or
 2. Class II
 3. Class III Common Name: _____
 4. Class IV Sex: _____
 5. Class V
 Fasting Time: Immobilizing Conditions: Birthdate or age: _____
 1. < 8 hours 1. Free ranging
 2. 8 – 24 2. Large enclosure Housename: _____
 3. 24 – 48 3. Small enclosure Tattoo: _____
 4. > 48 hours 4. Squeeze cage
 5. Manual restraint
 Activity: Tag/Band: _____
 1. calm 1. isolated
 2. active 2. in group
 3. excited
 Demeanor: Body Condition: _____
 1. depressed 1. obese / fat
 2. alert 2. good
 3. aggressive 3. fair/thin
 4. 4. poor/emaciated
 Environ. 1. C
 2. F

Dose	Drug Given	Amount mg or %	Route	Time Given	Success of Delivery	Effect (stage)	Time of Effect	Bottle #
_____	_____	_____	_____	____:____	_____	_____	____:____	_____
_____	_____	_____	_____	____:____	_____	_____	____:____	_____

_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____

% Humidity:

Initial Effect Time: :

Anesthesia Ratings:

Recumbency Time: :

Induction

Excellent 1. []
 Good 2. []
 Fair 3. []

Weight: 1. [] kg 1. []
 2. [] lb. 2. []
 3. [] gm

Muscle relaxation 1. [] 2. [] 3. []
 Overall 1. [] 2. [] 3. []

Endotracheal

Complications:

- 1. [] None
- 2. [] Minor
- 3. [] Major
- 4. [] Fatal

Recovery Data:

Time: : Effect:

Time: : Effect:

Recovery:

- 1. [] Normal
- 2. [] Abnormal
- 3. [] Prolonged
- 4. [] Stormy
- 5. []

Recorded by:

Veterinarian:
 []
 []

Dose:	Preanesthetic	
	Supplemental	
	Maintenance	M = intramuscular
	Antagonist	V = intravenous
	Other	P =
		S = subcutaneous
Route:	Polesyringe	
	Blowdart	
	Metal Dart	
	Hand syringe	
	Oral	
	Facemask	
	Chamber	
	Endotracheal Tube	
	Venous catheter	Physical Status
Success	Complete	1 = normal health
	Partial	2 = mild disease
	None	3 = severe disease
		4 = chronic severe disease
Effect:	0 = no effect	5 = may not survive anesthesia
	1 = mild sedation	
	2 = heavy sedation	

Blood Sample Data:

Time Collected: ____: ____

- Cardiac
- Cephalic
- Ear
- Femoral artery
- Femoral vein
- Jugular vein
- Metatarsal vein
- Saphenous vein
- Other: _____
- Tail vein
- Ulnar (wing) vein

Hematology:

- 2. EDTA (liquid)
 - 3. EDTA (dry)
 - 5. Heparin (liquid)
 - 6. Heparin (dry)
- _____

Chemist

- 1.
- 2.
- 3.

Collecte

-
-
-
-
-
-
-

Physiological Data:

Time	Body Temp.	Heart Rate	Resp. Rate	O ₂ Sat	Blood Pressure Sys / Dia / Mean
____:____	_____ F/C	_____	_____	_____ %	____ / ____ / ____
____:____	_____ F/C	_____	_____	_____ %	____ / ____ / ____
____:____	_____ F/C	_____	_____	_____ %	____ / ____ / ____
____:____	_____ F/C	_____	_____	_____ %	____ / ____ / ____
____:____	_____ F/C	_____	_____	_____ %	____ / ____ / ____
____:____	_____ F/C	_____	_____	_____ %	____ / ____ / ____

Rx:

___:___	___ F/C	___	___	___%	___ / ___ / ___	_____
___:___	___ F/C	___	___	___%	___ / ___ / ___	_____
___:___	___ F/C	___	___	___%	___ / ___ / ___	_____
___:___	___ F/C	___	___	___%	___ / ___ / ___	_____
___:___	___ F/C	___	___	___%	___ / ___ / ___	_____
___:___	___ F/C	___	___	___%	___ / ___ / ___	_____
___:___	___ F/C	___	___	___%	___ / ___ / ___	_____
___:___	___ F/C	___	___	___%	___ / ___ / ___	_____
___:___	___ F/C	___	___	___%	___ / ___ / ___	_____
___:___	___ F/C	___	___	___%	___ / ___ / ___	_____

Comments:

Castellano:

Accesion #:

Fecha: / /
d d m m a a

Estado de salud:

- 1. Normal
- 2. Anormal

Tiempo de ayuno:

- 1. < 8 horas
- 2. 8 – 24
- 3. 24 – 48
- 4. > 48 horas

Actividad:

- 1. calmo
- 2. activo
- 3. excitado

Actitud:

- 1. deprimida
- 2. alerta
- 3. agresiva
- 4. miedo

Temp. Amb. :

- 1. C
- 2. F

Estado físico:

- 1. Clase I
- 2. Clase II
- 3. Clase III
- 4. Clase IV
- 5. Clase V

Condiciones de inmovilización:

- 1. Silvestre
- 2. Exhibición
- 3. Exhibición
- 4. Breta o trampa
- 5. Manual

Condición corporal:

- 1. obesa/gorda
- 2. buena
- 3. delgada
- 4. pobre/emaciada

Género/Especie: _____

Nombre común: _____

Sexo: _____

F. de nacimiento: _____

Nombre: _____

Tatuaje: _____

Arete/Anillo: _____

Dosis	Droga usada	Cantidad en mg or %	Ruta de adm.	Tiempo de Adm.	Exito en la adm.	Efecto (° de profundidad)	Tiempo al efecto	Botella #
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____

_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____

% Humedad:

Tiempo de efecto inicial:

Tiempo en

Peso : 1. [] kg 1. []
 2. [] lb. 2. []
 3. [] gm

Tubo endotraq.

Complicaciones:

- 1. [] Ninguna
- 2. [] Menor
- 3. [] Mayor
- 4. [] Fatal

Recuperación:

- 1. [] Normal
- 2. [] Anormal
- 3. [] Prolongada
- 4. [] Violenta
- 5. []

Evaluación de la anestesia:

Inducción Excelente Buena Reg. 1. [] 2. [] 3. []

Relajación muscular 1. [] 2. [] 3. []

General 1. [] 2. [] 3. []

Datos de recuperación:

Tiempo: : Efecto:

Tiempo: : Efecto:

Registrado por:

Veterinario/a:

[]

[]

Datos de muestra de sangre:

Hora de Colección: ____: ____

Punto de colección:

[] Cardíaca

Hematología (anticoagulante):

2. [] EDTA (líquido)

3. [] EDTA (polvo)

Dosis:

Preanestésico

Suplemento
 Mantenimiento
 Antagonista
 Otros

M =
 V = intravenous
 P =
 S = subcutaneous

Ruta:

Injectadora de garrocha
 Dardo y cerbatana
 Dardo metálico
 Manual con injectadora

Oral
 Máscara
 Cámara
 Tubo endotraqueal
 Cateter endovenoso

Exito:

Completo
 Parcial
 Negativo

Estado físico
 1 = salud normal
 2 = ligeramente
 3 = severamente
 4 = crónicamente

Efectos:

0 = sin efecto
 1 = sedación suave
 2 = sedación profunda

5 = no sobrevive la anestesia

Químico

1. []

2. []

- Cefálica
 - Oreja
 - Arteria femoral
 - Vena femoral
 - Vena yugular
 - Vena del metatarso
 - Vena safena
 - Otras: _____
 - Vena caudal
 - Vena ulnar (ala)
- 5. Heparina (líquida)
 - 6. Heparina (polvo)
 - _____
- 3.
 - Colecto
 -
 -
 -
 -
 -
 -

Datos fisiológicos:

Hora	Temperatura corporal.	Pulso	Resp/min	Saturación O ₂	Presión sanguínea Sis / Dia / Prom.	
__:__	_____ F/C	_____	_____	_____ %	___ / ___ / ___	
__:__	_____ F/C	_____	_____	_____ %	___ / ___ / ___	Rx:
__:__	_____ F/C	_____	_____	_____ %	___ / ___ / ___	_____
__:__	_____ F/C	_____	_____	_____ %	___ / ___ / ___	_____
__:__	_____ F/C	_____	_____	_____ %	___ / ___ / ___	_____
__:__	_____ F/C	_____	_____	_____ %	___ / ___ / ___	_____
__:__	_____ F/C	_____	_____	_____ %	___ / ___ / ___	_____
__:__	_____ F/C	_____	_____	_____ %	___ / ___ / ___	_____

___:	___	F/C	___	___	___%	___ / ___ / ___	_____
___:	___	F/C	___	___	___%	___ / ___ / ___	_____
___:	___	F/C	___	___	___%	___ / ___ / ___	_____
___:	___	F/C	___	___	___%	___ / ___ / ___	_____
___:	___	F/C	___	___	___%	___ / ___ / ___	_____
___:	___	F/C	___	___	___%	___ / ___ / ___	_____
___:	___	F/C	___	___	___%	___ / ___ / ___	_____

Comentarios:

Apéndice 3. Compañías que venden equipo de captura.

Advanced Injection Systems

705 Fourth St.

P.O. Box 1001

St. Joseph, IL 61873 USA

Tel: 217-469-2690

(Dardos, armás de inyección a distancia e inyectoras de garrocha)

Palmer Chemical & Equipment Co., Inc.

P.O. Box 867

Palmer Village

Douglasville, GA 30133 USA

Tel: 404-942-4395

(Dardos y armás de inyección a distancia)

Pneu Dart, Inc.

P.O. Box 1415

Williamsport, PA 17703 USA

Tel 570-323-2710

(Dardos y armás de inyección a distancia)

Telinject USA, Inc.

9316 Soledad Canyon Road

Saugus, CA 91350 USA

Tel: 805-268-0915

(Dardos, armás de inyección a distancia y cerbatanas)

Wildlife Pharmaceuticals, Inc.

1401 Duff Drive

Suite 600

Fort Collins, CO 80524 USA

Tel: 970-484-6267

(Dardos, armás de inyección a distancia, cerbatanas e inyectoras de garrocha)

Apéndice 4. Formulario para el examen físico del jaguar.

Identificación #:	Fecha:
Ubicación:	
Sexo:	Peso corporal:
Temperatura corporal:	Frecuencia cardíaca:
Carácter del pulso:	
Color de las membranas:	Frecuencia respiratoria:
Estado nutricional:	Nódulos linfáticos superficiales:
Piel y oídos:	
Ojos:	
Sistema musculoesquelético:	
Sistema respiratorio:	
Sistema cardiovascular:	
Sistema endocrino:	

Apéndice 4. Continuación.

Sistema digestivo (incl. ORAL):
Sistema urinario:
Genitales, sistema reproductivo:
Sistema nervioso:
Comentarios generales:

Apéndice 5. Hematocrito – Método de campo.

Hematocrito es el porcentaje de glóbulos rojos, también llamados eritrocitos, en sangre completa. La sangre colectada se coloca en un tubo con anticoagulante tales como EDTA o heparina, de este tubo se trasvasa una pequeña porción a un tubo capilar. Los tubos capilares se llenan $\frac{3}{4}$ de sangre y se sellan con plastilina (diseñada para tal fin). Estos tubos también son llamados de microhematocrito. Los tubos se ponen en una microcentrífuga (observe que el área sellada con plastilina esté en el diámetro exterior de la centrífuga). Se centrifuga a 3000 - 3500 revoluciones por minuto (rpm) por cinco minutos. Como los eritrocitos tienen una gravedad específica más alta (es decir, son más pesados) se concentran en el fondo del tubo y aparecen como una banda ancha roja oscuro. El hematocrito se lee con una tabla de hematocrito. Se coloca el capilar sobre la tabla, haciendo que coincida el principio de la banda de glóbulos rojos con la línea 0 de la tabla, la parte superior del plasma debe coincidir con la línea del 100%. Se lee el porcentaje donde termina la banda de glóbulos rojos.

Se puede observar una banda blanco-grisácea por encima de la banda rojo oscura, ésta corresponde a los glóbulos blancos o leucocitos y las plaquetas, y es muy pequeña. El plasma es la banda amarillenta que se encuentra por encima de la banda de leucocitos. El plasma obtenido por este método puede ser usado para determinar la concentración de sólidos totales a través de un refractómetro (ver apéndice 6). El color y la transparencia del plasma deben anotarse ya que tienen importancia diagnóstica.

Apéndice 6. Medición de sólidos totales – Método de campo

El refractómetro se usa comúnmente para medir las proteínas totales en sangre y la densidad específica de la orina.

La concentración de proteínas totales se puede medir aprovechando el plasma que se obtiene de la centrifugación de la sangre en el tubo de microhematocrito. Este tubo de vidrio se debe partir por encima de la banda de leucocitos, después de haber leído el hematocrito. El plasma que está en el pedacito de tubo debe de ser puesto sobre el prisma del refractómetro (con mucho cuidado de no rayar el prisma, ya que esto desvirtúa las lecturas). De la misma manera se puede leer la gravedad específica de la orina colocando sólo una gota de orina sobre el prisma.

Indicaciones:

Examine el prisma y el cubre-prisma: si observa alguna suciedad limpie con agua destilada estéril y seque con un papel de seda que no raye la superficie del prisma.

Ponga una gota de fluido sobre el prisma y cúbrala con el cubreprisma.

Dirija el refractómetro hacia una fuente de luz brillante, preferiblemente luz solar.

Enfoque la línea limítrofe, dándole vuelta al ocular.

Lea y registre el resultado usando la tabla adecuada.

Apéndice 7. Contaje de glóbulos blancos ((leucocitos) – Método de campo

Para contar glóbulos blancos en condiciones de campo, recomendamos el uso de el método manual Unopette (Becton – Dickison, Rutherford, NJ). Este equipo contiene un envase con una solución diluyente de oxalato de amonio o ácido acético o una mezcla de ambos, la cual hemolisa los glóbulos rojos y una mini-pipeta capilar que permite hacer una dilución de 1:1000 de la sangre. Las células se cuentan usando una cámara de contaje celular o hemocitómetro. Cada equipo viene con instrucciones.

Una cantidad adecuada de sangre medida con el tubo capilar es agregada al envase con la solución hemolítica, una vez que se ha agregado la sangre, ésta debe ser mezclada con la solución cuidadosamente. Después de diez minutos se vuelve a invertir el envase para homogeneizar la mezcla. El envase puede usarse como gotero una vez transcurrido el tiempo adecuado. El iris del microscopio debe cerrarse al punto de que se vea el mayor número de células posible. Para llenar el hemocitómetro se debe poner el cubreobjetos sobre la cámara, y la cámara se debe llenar a través de la capilaridad. Antes de contar las células en la cámara, ésta debe dejarse reposar por unos minutos para garantizar que las células se adhieran al cubreobjetos. Luego se pone bajo el microscopio y con el objetivo de 4X se busca la cuadrícula de conteo. Usando el objetivo de 10X se cuentan las células en los 9 cuadros primarios.

El número de células contadas se multiplica por el factor de dilución (número total de células contadas + 10% de las células contadas X factor de dilución de 100). Los valores vienen expresados en células por microlitro (μl) de sangre. Por ejemplo: si se contaron 80 células, $80 + 8 = 88 \times 100 = 8800$ células/ μl .

Apéndice 8. Gota de sangre sobre papel de filtro – Método de campo

Pequeñas cantidades de sangre (0.1ml/mancha) deben ponerse en el perímetro de un papel de filtro (un producto de 3mm de espesor de calidad médica es el más adecuado). El papel de filtro debe ser identificado con un lápiz de grafito con el número de registro del jaguar y la fecha de colección. La gota de sangre debe dejarse secar al aire libre. Una vez que la gota esté seca debe almacenarse en una bolsa de plástico con cierre hermético y una bolsita de silicona contra la humedad. La muestra puede ser transportada y almacenada a temperatura ambiente.

Apéndice 9. Frotis sanguíneo – Método de campo

- 1) Colección de sangre:
 - El anticoagulante de preferencia para colectar muestras de sangre de jaguar es el EDTA.
 - Todas las muestras deben mezclarse suavemente invirtiendo el tubo por cinco minutos antes de hacer el frotis.
 - Usando un tubo capilar se puede poner una gota de sangre en el borde de portaobjetos.

- 2) Un frotis de calidad debe tener las siguientes características:
 - Las células deben estar uniformemente distribuídas.
 - Debe cubrir tres cuartas partes de la longitud del portaobjetos.
 - El borde terminal del frotis debe ser regular.
 - Se debe usar la gota completa de sangre
 - El comienzo debe cubrir todo el ancho del portaobjeto, y terminar en una curva convexa al otro extremo haciéndose un poco más angosto.

- 3) Una vez que el frotis esté hecho debe:
 - Secarse lo más pronto posible. Un secador de pelo es una de las formás más efectivas para secar un frotis. Si no se dispone de un secador, se debe de tomar el cubreobjetos y abanicarlo hasta que esté seco.
 - El frotis debe colocarse inmediatamente en una caja portaláminas. Si las condiciones ambientales son de alta humedad, recomendamos que se coloque una bolsita de siliconas secantes, para acelerar el proceso de secado. Evite que las moscas y cucarachas ingieran o tengan contacto con la sangre de las láminas. La caja portaláminas debe permanecer cerrada en todo momento.
 - Recomendamos que se fijen los frotis, antes de fijarlos asegúrese de que el frotis esté COMPLETAMENTE seco antes de poner el fijador. Si se fija sin que el frotis este seco, se pueden producir vetas o listas y una tinción irregular. Se debe tener cuidado de que el envase con el fijador este bien cerrado mientras los frotis se están fijando. Algunos fijadores absorben humedad. Una vez que se saca la lámina del fijador ésta debe secarse apoyando la lámina en una forma vertical sobre el borde más cercano a la parte convexa del frotis. Almacene los frotis lo más rápido posible en la caja portaláminas.
 - Los frotis también pueden ser teñidos en el campo siguiendo las recomendaciones que vienen con los equipos de tinción (p.e. Diff-Quick[®]). Lo mejor es hacer cuatro frotis por jaguar y sólo teñir dos en el campo.

4) Transporte de los frotis:

Las cajas portaláminas deben transportarse separadamente de cualquier químico o **vapor** químico. En particular debe tenerse cuidado con el formol (que es muy dañino para los frotis). Embalar los frotis en **la misma maleta/baúl** donde hay formol puede dañar los frotis considerablemente.

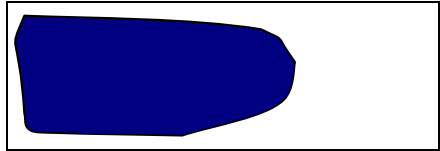


Ilustración aproximada de la forma ideal de un frotis sanguíneo.

Apéndice 10. El protocolo de necropsia escrito por la Dra. Linda Munson puede ser encontrado en la siguiente dirección Web:

<http://www.vetmed.ecdavis.edu/whc/necropsy/toc.html>.

Esta dirección tiene el protocolo escrito en castellano y portugués.

These guidelines for captive management are a collective project of the Jaguar SSP Management Group. Their purpose is to provide a general guide to zoo professionals for proper care of the species. The manual should also serve as a reference tool from natural history to *in situ* and *ex situ* research information. We hope to distinguish the jaguar's physiological and psychological needs from other big cats for proper care of the species.

Jaguar SSP

Species Coordinator, Bob Wiese, Fort Worth Zoo; bob@fortworthzoo.org

Management Group

Steven Marks	Elmwood Park Zoo	smarks@elmwoodparkzoo.com
Daniel Morris	Omaha's Henry Doorly Zoo	djmhdz@aol.com
Alan Rost	Jacksonville Zoological Gardens	rosta@jaxzoo.org
Jim Schnormeier	Sacramento Zoo	jrs@saczoo.com
Jerry Stones	Gladys Porter Zoo	jstones@gpz.org
Diana Weinhardt	Houston Zoo	beartagsow@aol.com
R. Leslie Whitt	Alexandria Zoo	Les.Whitt@cityofalex.com

Advisors

Cheri Asa	St. Louis Zoo (Meso-America CAP)	asa@slu.edu
Sharon Deem	Smithsonian National Zoo (Health)	deems@nzp.si.edu
Mike Fouraker	Fort Worth Zoo (Husbandry)	mfouraker@fortworthzoo.org
Jack Grisham	(Husbandry)	jmgcheta@aol.com
Stacey Johnson	Fort Worth Zoo (Education)	sjohnson@fortworthzoo.org
Rebecca Spindler	Smithsonian National Zoo (Repro.)	rspindler@crc.si.edu
Ann Ward	Fort Worth Zoo (Nutrition)	award@fortworthzoo.org

Jaguar Species Survival Plan
**GUIDELINES FOR CAPTIVE MANAGEMENT OF
 JAGUARS**

Christopher Law, Elmwood Park Zoo, Editor

William K. Baker, Jr., Little Rock Zoo; Sharon Deem DVM, National Zoological Park; Amy Hunt,
 MS, Fort Worth Zoo; Linda Munson DVM, University of California; Stacey Johnson, Fort Worth Zoo;
 Rebecca Spindler, Ph.D., National Zoological Park; Ann Ward, MS, Fort Worth Zoo, Contributors.

Table of Contents

DESCRIPTION	3
DISTRIBUTION	3
STATUS	4
TAXONOMY	5
NATURAL HISTORY and BEHAVIOR	8
CAPTIVE MANAGEMENT	17
TRANSPORT	24
REPRODUCTION	28
REPRODUCTIVE DISEASES	38
ENVIRONMENTAL ENRICHMENT	48
NUTRITION	55
HAND-REARING	62
HEALTH CARE	75
BIBLIOGRAPHY	90

Description, Distribution, Status and Taxonomy

Stacey Johnson, Fort Worth Zoo

DESCRIPTION

The jaguar is the largest cat in the Americas, with a record weight of over 158 kilograms (Emmons, 1997). The largest jaguars have been found in the Brazilian Pantanal region, where in one study the average weight of males was 100 kilograms. Head and body length, without the tail may be up to six feet (1.85 meters), and the tail can measure 75 centimeters more. Height at the shoulder may be up to 75 centimeters (Nowak and Paradiso, 1983).

The jaguar's coat color ranges from pale yellow to reddish brown, with a much paler (often white) underbelly. It has spots on the neck, body and limbs that form rosettes, which contain black markings within them. On the head and underparts, the spots are simple black dots. Black jaguars are not uncommon, and even they possess darker rosette markings that are visible in bright light. Black jaguars are recognized as a color morph of the same species.

Compared to a leopard, the jaguar is stocky and more powerfully built. The square jaw and prominent cheeks, along with robust, muscular limbs give evidence of immense strength. It has been said that the jaguar is built for power, not speed. While true, this cat also demonstrates surprising stealth and grace in movement.

DISTRIBUTION

First appearing in the fossil record around 2 million years ago, the jaguar has been an American species at least that long (Turner, 1997). Found throughout what is now the southern United States until about 10,000 years ago, it was eliminated from the US around 1900 (Nowak and Paradiso, 1983). In the late 1990s, several sightings in Arizona occurred, prompting renewed interest in the jaguar's northernmost habitat and distribution. The southern edge of its range is now northern Argentina, but once extended into Uruguay.

Range countries: Argentina, Belize, Bolivia, Brazil, Colombia, Costa Rica, Ecuador, French Guiana, Guatemala, Guyana, Honduras, Mexico, Nicaragua, Panama, Paraguay, Peru, Suriname, United States, Venezuela. The jaguar is now extinct in El Salvador and Uruguay (IUCN, 2000).

Habitat is variable for the species. It is found from lowland jungle to montane forest and at altitudes of up to 2,000 meters (6,500 feet) as well as wet grassland and arid scrub. A preference for water seems evident. The jaguar is an excellent swimmer, and has also been known to patrol ocean beaches preying on buried sea turtle eggs.

Major habitats include grassland, lowland tropical rainforest, montane tropical rainforest, succulent and thorn scrub, temperate broadleaf forest, tropical monsoon and dry forest, tropical savannah woodland (Emmons, 1997).

PROTECTION AND POPULATION STATUS

The jaguar is regulated as an Appendix I species under CITES (Convention on International Trade in Endangered Species). This means that all international trade in jaguars or their parts is prohibited.

The International Union for the Conservation of Nature (IUCN) lists jaguars as Lower Risk, Near-Threatened.

The US Endangered Species Act protects jaguars as Endangered.

Major threats to the species are population fragmentation, deforestation and direct persecution.

Overall the trend in population is a decline.

Any hunting of jaguars is prohibited in Argentina, Colombia, French Guiana, Honduras, Nicaragua, Panama, Paraguay, Suriname, United States, Uruguay and Venezuela.

Hunting of jaguars is restricted to “problem animals” in Brazil, Costa Rica, Guatemala, Mexico and Peru.

Trophy hunting is permitted in Bolivia.

The species has no legal protection in Ecuador or Guyana (IUCN, 2000).

Central American populations

In 1991, Rabinowitz estimated a jaguar population in Belize of 600 to 1000 animals.

Aranda estimated in 1990 that 125-180 jaguars were living in Mexico's 4,000 km² (2,400 mi²) Calakmul Biosphere Reserve, and additional 465-550 animals in the adjoining Maya Biosphere Reserve in Guatemala, an area measuring 15,000 km² (9,000 mi²).

The same researcher has also estimated that some 350 jaguars may be living in several areas of Chiapas state, Mexico.

South American populations

The Pantanal is a seasonally flooded wetland covering more than 100,000 km² (60,000 mi²) in Brazil, Bolivia and Paraguay. A rough population density estimate by Quigley and Crawshaw, in 1992, of 1.4 resident adults per 100 km² means that about 1,400 jaguars may exist in that area.

Population estimates in the Amazon Basin and Orinoco Basin vary, and are difficult to obtain. In some regions, jaguars are said to be very common while in others the species has disappeared completely.

Overall, it seems that jaguars are not in immediate peril of extinction. However, their current geographic range is somewhere between one-third and half its historical size (IUCN, www.lynx.uio.no/catfolk/onca-01.htm).

TAXONOMY

The jaguar is the only American member of the genus *Panthera* (Family Felidae, Class Mammalia). Aside from being generally larger than all other cats, *Panthera* species have an incompletely ossified hyoid apparatus that allows the vocalization known as roaring, but restricts purring to exhalation.

Traditional taxonomic methods, relying on morphology and geography divided the family Felidae into four genera (*Acinonyx*, *Felis*, *Neofelis* and *Panthera*) (Nowak and Paradiso, 1983) but work in molecular genetics has brought to light a much more complicated relationship among groups of cats. Three major groups, the ocelot lineage, the domestic cat lineage and the pantherine lineage have been recognized and include more than a dozen genera (Johnson and O'Brien, 1997). As a species, the jaguar fits easily into both traditional taxonomy and current molecular systematics. However, at the subspecies level its status is much less clear. This section outlines the history and current taxonomic placement of *Panthera onca* across its range.

Culminating with the tenth edition of Linnaeus' *Systema Naturae* in 1758, classification of living organisms was based on physical characteristics and on the geographic location in which type specimens originated. This work used a downward classification scheme whereby large groups were split into smaller groups based on possession or lack of a characteristic. Identification keys, consistent and specific descriptions and standardization of synonymous names – and, of course, binomial nomenclature – were the tools that set *Systema Naturae* apart from its predecessors (Mayr and Ashlock, 1991). It defined the standard for taxonomic method for two centuries. Until the mid-Twentieth Century, organisms were classified according to similarities and differences making no direct implication of actual genetic relatedness.

After Watson and Crick deduced the structure of DNA and its role as the genetic blueprint biologists began to classify organisms based on their genetic relationships and their places in ecosystems. Today, researchers in biosystematics focus much of their work on phylogenetic relationships among species. In addition to physical characteristics, they use a number of techniques at the molecular level, seeking to understand how organisms are genetically connected to one another and to construct family trees that demonstrate the relationships. Systematists take into account geographic, genetic, behavioral, chronological and other circumstances that may have served as isolating mechanisms to create new species over time.

From mitochondrial DNA (mtDNA) evidence, it appears the jaguar shared its last common ancestor with other big cats (lion, tiger, leopard and snow leopard) six million years ago. However, current fossil evidence suggests the genus *Panthera* arose only in the last two to three million years. Morphological similarities imply a monophyletic origin among lions, tigers, leopards and jaguars; yet specific relationships based on mtDNA have evaded clear definition and may lean toward a polyphyletic (*i.e.* from multiple ancestral sources) radiation (Johnson and O'Brien, 1997). The last taxonomic revision of *Panthera onca* into subspecies was published in 1939 (Pocock, 1939). Pocock measured skull characters and grouped specimens according to their collection localities, revising the number of species and races of jaguar downward from 24 to eight, as follows:

<i>Nomenclature</i>	<i>Taxonomist</i>	<i>Described</i>	<i>Geographic range</i>
<i>P. onca onca</i>	Linnaeus	1758	Venezuela, south and east to Rio Grande do Sul in Brazil
<i>P. onca palustris</i>	Ameghino	1888	Matto Grosso, Paraguay and northeastern Argentina
<i>P. onca peruviana</i>	Blainville	1843	Coastal Peru
<i>P. onca centralis</i>	Mearns	1901	Central America – El Salvador to Colombia
<i>P. onca hernandesii</i>	Gray	1857	Western Mexico
<i>P. onca arizonensis</i>	Goldman	1932	Eastern Arizona to Sonora, Mexico
<i>P. onca veraecrucis</i>	Nelson and Goldman	1933	Southeastern Mexico to central Texas
<i>P. onca goldmani</i>	Mearns	1901	Yucatan peninsula to Guatemala and Belize

However, he concluded that individual variation among specimens outweighed any true systematic differentiation; and his subspecies were based only on the geographic origins of the study skulls at the British Museum.

Larson's 1997 re-evaluation of jaguar subspecific taxonomy began with Pocock's revision based on skull morphology and then applied the same criteria and statistical analysis to a different study set of 170 skulls of known geographic origin. Her study concluded that clinal variation exists from north to south, but emphasized that there is more variation within subspecies than between subspecies (Larson, 1997). While skull morphology is by no means the only criterion on which to base jaguar taxonomy it was, and continues to be, a primary method used alongside molecular genetics techniques.

An analysis, published in 2001, of mtDNA differences and microsatellite location in somatic DNA reveals very weak phylogeographic differentiation. It indicates that jaguars from the southern part of the range are significantly different from those in the northern part of the range. A much less marked difference appears between populations living Central America and those from northern South America. The Amazon River and the former Darien Straits, between what is now Panama and Colombia, were posed as geographic isolators. A comparison with similar studies in other species suggested that as a species, jaguars might be in an expansion and rapid growth phase of habitat exploitation. Under such conditions, along with the counter-pressures of habitat fragmentation and persecution, broad genetic diversity without deep geographic differentiation could be expected. While the paper recommends avoiding across-range management of the species in the wild, it also suggests the need for a revision of its taxonomy at the subspecies level (Eizirik, *et al.*, 2001). For the purposes of captive management and public education, the Jaguar Species Survival Plan considers *Panthera onca* a single species without subspecific designation.

REFERENCES

- Emmons, Louise H. 1997. *Neotropical Rainforest Mammals*. 2nd Edition. Chicago: University of Chicago Press. p 168-9.
- Nowak, R., and J. Paradiso, eds. 1983. *Walker's Mammals of the World*. 4th Edition. Baltimore: Johns Hopkins University Press. p 1091-2
- Turner, Alan. 1997. *Big Cats and Their Fossil Relatives*. New York: Columbia University Press.
- International Union for the Conservation of Nature (IUCN). 2000. *2000 IUCN Redlist of Threatened Species*. Gland: IUCN.
- International Union for the Conservation of Nature, Cat Specialist Group.*
Website: <http://www lynx.uio.no/catfolk/onca-01.htm>
- Johnson, Warren E., and S. J. O'Brien. 1997. Phylogenetic Reconstruction of the Felidae Using 16S rRNA and NADH-H Mitochondrial Genes. *J. Mol. Evol.* 44:98-116.
- Mayr, Ernst and P. Ashlock. 1991. *Principles of Systematic Zoology*. 2nd Edition. New York: McGraw-Hill, Inc. p 9.
- Pocock, R. I. 1939. The Races of Jaguar (*Panthera onca*). *Novitates Zoologicae*. Volume XLI. p 406-422.
- Larson, Shawn E. 1997. Taxonomic Re-Evaluation of the Jaguar. *Zoo Biol.* 16:107-120.
- Eizirik, Eduardo, Jae-Heup Kim, Marilyn Menotti-Raymond, Peter G. Crawshaw Jr., Stephen J. O'Brien, and Warren E. Johnson. 2001. Phylogeography, Population History and Conservation of Jaguars (*Panthera onca*, Mammalia, Felidae). *Mol. Ecol.* 10:65-79.

Natural History, Behavior, and Social Organization

William K. Baker Jr., Little Rock Zoo

INTRODUCTION

The jaguar is the mightiest carnivore in its range and has long inspired the awe and fear of the people who have shared the land with it. To pre-Columbian people the jaguar was a deity. Approximately twenty-five hundred years ago the Olmecs, first carved likenesses of the jaguar into statues of jade and stone and even carved human figures with jaguar heads. Reaching its prominence in Mesoamerica around 1200 B.C., the Olmec culture and its art were suffused with human-jaguar figures. It is believed that the Olmecs were ruled by the earliest of the jaguar cults. Later, Mayan high priests took to wearing jaguar robes in their society. The Mayans created a highly advanced civilization that was recognized for exceptional achievements in mathematics, astronomy, and medicine. Mayan culture considered the jaguar to be a personification of fear and death, and the dark images carved in stone have kept watch throughout time from Mayan temples, tombs, and thrones.

The neighboring Aztecs of Mexico were a warlike society that practiced ritual human sacrifices on jaguar-headed altars. Within the Aztec culture were the Jaguar Knights, considered to be elite warriors and revered in their society. The name jaguar is based in Amazonia and actually comes from the Guarani Indian word, *yaguara*, which translated means “a wild beast that kills its prey in a single bound”. The scientific name for the jaguar, *Panthera onca*, which translated means “hunter for all” in homage to the jaguar’s position as an apex predator and “hook-barb” in reference to the jaguar’s claws. Regardless of the name used, as the largest and most magnificent of the New World cats, the jaguar continues to remain shrouded in mystery and legend drifting through the jungles and collective consciousness of Latin American culture.

The jaguar has been under considerable pressure due to conflict with the livestock industry in Latin America for many years; yet it has long been considered one of the premier cats for zoological institutions to exhibit at their facilities. As the largest felid found in the Americas, the jaguar has the rare ability of providing a high-impact exhibit for the public when this species is on display and a venue for conservation and education. Utilizing an integrated approach to graphics and text, the public can easily be made aware of the jaguar’s plight of habitat loss, fragmentation, and human persecution throughout its range.

HISTORY

Few have studied the biology of the jaguar (*Panthera onca*) until recently. This fact is quite remarkable considering that the jaguar is the third largest living cat in the world and the largest cat in the Americas. Its geographic distribution covers a considerable part of Mexico, all of Central America, and South America as far as northern Argentina. The exception to this is Uruguay where it has been extinct since the early 1900s, and the southwestern United States where it is found only on the United States-Mexico border (Nowak 1994, Swank and Teer 1989, Brown and Gonzales 2001). Information preceding 1970 when available consists mainly of anecdotes and notes on the animal’s natural history [von Humbolt 1852-53; Rengger 1830; Azara 1838; Roosevelt 1914; Cherrie 1930; Miller 1930; Krieg

1948; Wavrin 1951; Kulhorn 1955; Leopold 1959; Sick 1960; Brock 1963; (Hoogesteijn and Mondolfi 1982)].

Since that time a number of papers have been published on the jaguar. A study of the adaptive differences in the body proportions of large felids was addressed by William J. Gonyea (1976) who compared body proportions in eight large felids, including the jaguar, to determine whether functional differences due to morphological variation could be correlated with different behavioral and ecological strategies. Later, Schaller and Crawshaw (1980) undertook what is considered by many to be the first serious distribution study using radio telemetry in April 1978 at the Acurizal Ranch in the Pantanal Region, State of Mato Grosso, Brazil.

The status of the jaguar in the southwestern United States was investigated and addressed by David E. Brown of the Arizona Game and Fish Department (1983). His paper dealt with a historical overview of jaguars that had been killed in Arizona and New Mexico and the resulting long-term population dynamics. During this same period *ex situ* research progressed as the use of drugs to control estrus in female *Panthera* species in captivity was tested (Gardner, Hueston, and Donavon 1985). Further study of the ecology and behavior of the jaguar was conducted in the Cockscomb Basin of Belize by Rabinowitz and Nottingham (1986). Still, the first comprehensive paper on the biology of the jaguar as a whole was presented by Mondolfi and Hoogesteijn (1982). Their study of the biology and status of the jaguar in Venezuela was the first to integrate all aspects of the jaguar's biology into a concise format. This is not to say Schaller's work (1978-1980) is not significant; his was the first in-depth field work of a scientific nature performed with the jaguar and still remains the standard by which all other research work is judged for this species. It should also be noted that the Wildlife Conservation Society (WCS) has historically underwritten several invaluable field expeditions devoted to the *in situ* study of the jaguar, [Schaller and Crawshaw (1980) and Rabinowitz and Nottingham (1986)].

HABITAT

In habitat selection, jaguars require a water supply, dense cover, and sufficient prey (Mondolfi and Hoogesteijn 1982). It would appear then that the jaguar resembles the tiger (*Panthera tigris*) in its habitat requirements and would reflect another correlation to a solitary cat. In the Southwest, the jaguar was typically found in the roughest and densest terrain available, specifically the following: a Madrean evergreen-woodland, shrub-invaded semi-arid grasslands, and river bottoms (Brown 1983). In Florida the favored habitat was typically dense swamp (Line and Ricciuti 1985). "In Venezuela the jaguar has been found in a variety of habitats. In the southern part of the western llanos (in the States of Apure, Barinas, and Portuguesa), the jaguar inhabits lowland tropical humid forest and lowland deciduous forest, showing a preference for riverine forest with adjoining grassy plains (flooded savanna, swampy savanna, and marsh land). It has a special liking for watercourses, lagoons, and swamps. In the forests bordering rivers and *canos* (slow-moving streams), some of which dry up during the dry season, the jaguar finds shelter in the very dense, almost impenetrable under story formed by tangled tree roots, low spiny palms and other plants. In the southern part of the eastern llanos on the coast of the Orinoco River, the jaguar is found in small riverine forest habitats. At El Socorro, near El Baul, in the southern part of the State of Cojedes, ...the habitat is swampy palm savanna with some densely forested islands, and rocky wooded hills with mountain creeks. Jaguars use

some of the caves on the rocky outcrops as dens”; (Mondolfi and Hoogesteijn. “Jaguar in Venezuela”, pp 91-92, *CATS OF THE WORLD*: 1986).

Conversely, the jaguar’s ability to adapt to a habitat is not limited by a shift in elevation. “In the northern part of the country, the jaguar inhabits premontane humid and semi-deciduous forest, preferring wooded country with adjoining pasturelands used for grazing cattle. In the *Cordillera de la Costa* (northern Coastal Mountain Chain), the jaguar may extend its distribution into the humid montane forest to an altitude of about 1000 meters, and occasionally it may enter the cloud forest at 1750-2000 meters above sea level. Humid lowland forest or semi-deciduous forest with neighboring pastureland is used by jaguar in the coastal fringe between the States of Carabobo and Yaracuy. Jaguars are also found in the rocky hilly country covered with seasonal deciduous forest and scrubby vegetation called *galerias* in the northern part of the State of Guarico. In the state of Zulia, jaguars are found in premontane humid forest at the Sierra Perija and in the humid forests and swampy land on the southwestern part of Lake Maracaibo, where several cattle farms are located. In the State of Bolivar the jaguar inhabits lowland riverine forests, swampy savannas with Maurita palm groves, densely forested hills and rain forests. At the Gulf of Paria (State of Sucre and Amacuro) and in the Orinoco Delta, Territorio Delta, the jaguar inhabits flooded riverine forest, swampy lands and mangrove. In the Amazon Territory the jaguars habitat is the rain forest and particularly riverine forest” (Mondolfi and Hoogesteijn, “Jaguar in Venezuela”, pp 92-93, *CATS OF THE WORLD*: 1986).

Schaller and Crawshaw conducted both of their studies (1978-1980) on the Acurizal Ranch in the Mato Grosso State of Brazil. It is located along the western edge of the Patanal, a vast plain that is flooded partially on a seasonal basis by the Paraguai River and its tributaries, is 136 square kilometers in size. Overlooking the ranch is a high ridge covered on its upper slopes by an open type of woodland that continues to the lower slopes and a base that is covered by a mosaic of cattle pastures, thickets, and stands of semi-deciduous forest, with trees that range up to 20 meters in height.

Interspaced between the Rio Paraguai and its tributaries is an extensive flood plain whose margins form meadows and gallery forests. This area has been mostly inundated since a flood occurred in this region in 1974. This produced a narrow grassy beach that separates the waterline from the forest edge on the high ground, which provides an ideal hunting area for the resident jaguars. The leguminous trees in the area tend to shed their leaves so that by August they are bare, leaving grass as the main cover with occasional bamboo thickets. However, in each valley, a perennial stream facilitates drainage. These streams are bordered by evergreen forest with trees of up to 25 meters providing a cool moist gallery forest. The forest provides cover for wildlife when the surrounding cerrado becomes hot and dry.

HOME RANGE

The home range of the jaguar has been established to be 25 to 38 kilometers for females and at least double that for males (Schaller and Crawshaw 1980). However, jaguars in the Pantanal Region of Brazil were reported to have home ranges of twice that figure. Adult males had a home range of 28 to 40 kilometers, conversely the females moved over a minimum area of 10 kilometers. Adult males typically had a home range that encompassed several females (two to three) territory and would defend it against all jaguars except sub-adults and females (Schaller and Crawshaw 1980). In the event of a

jaguar's death, a jaguar that had a contiguous home range filled that vacant home range, and that range was then filled in turn by a jaguar from an outside territory (Rabinowitz 1986).

TERRITORIALITY

Larger felids may exhibit behavioral similarities at times, still it should be understood that there may be discrete differences between them. "*Panthera* cats such as the lion (*Panthera leo*), tiger (*Panthera tigris*), and leopard (*Panthera pardus*) may delineate their ranges both directly by roaring and indirectly by scraping the ground with their hind paws...defecating or urinating on scrapes or at prominent locations, clawing trees, and spraying urine (Schaller 1978). The jaguar at Acurizal and Bela Vista seem remarkably restrained about advertising their presence by such methods. We spent many nights in the forest but never heard the characteristic jaguar roar, a sequence of loud, hoarse grunts. We followed fresh jaguar tracks for a total of 39 kilometers without noting a scrape, except once when a female had been chased by dogs. By contrast, puma (*Puma concolor*) at Acurizal left 10 scrapes in 16 kilometers; two scrapes had been marked with urine and one with feces. The route of tiger can often be detected from pungent urine marks left on bushes and trees (Schaller 1967), but that of jaguar could not. Feces were seldom discovered, possibly because jaguar made little or no effort to display them. Jaguar occasionally raked their claws down tree trunks, some trees being used repeatedly, but since puma showed similar behavior it was often impossible to ascertain which of the two cats had made the marks" (Schaller and Crawshaw, "Movement Patterns of Jaguar", *Biotropica* 12(3), P. 164, 1980).

However, Rabinowitz and Nottingham (1986) in their study performed in Cockscomb Basin, Belize, had no difficulty finding feces openly on cattle trails that were also used by the jaguar in the area. Their success was so significant that they were able to determine dietary habits of the regions' jaguar by physical examination. This may have been due to the overlapping home range of jaguars in the area. Mondolfi and Hoogesteijn (1982) noted that jaguars would leave claw marks on tree trunks, and it was believed that this was more to sharpen claws than to serve as any form of communication. They also made mention of a statement made by Darwin while he was hunting on the banks of the Uruguay River. He had noted that certain trees were marked at different ages by scratches. In a reference to Almeida it was noted that jaguars have favorite trees on which they will sharpen their claws. He specifically mentioned the *morcegueira* tree (*Andira inermia*) and the *sandregrago* tree (*Pterocarpus officinalis*). The *morcegueira* tree has a thick hardwood trunk and rough bark, and is found specifically in the northern swamps of the Pantanal of the Mato Grosso. It was reported that finding claw marks on one was a sure sign that a jaguar was in the area. At the El Socorro Ranch, near El Baul, Cojedes State, a *sandregrago* tree with a sloping trunk indicated scratches made by a jaguar. As the claw marks were at different heights, it was presumed that the tree was being used regularly for climbing.

VOCALIZATION

The key to maintaining a jaguar's territory would appear to be communication by vocalizations. It was reported that in some parts of the Mato Grosso Region (Capstick 1981), jaguars are often vocal. In Venezuela it was reported that they called often in some areas (Mondolfi and Hoogesteijn 1982). The vocalizations were described not as the true roar of a lion, but rather as being composed of a series of

five to a dozen repetitions of a short, hoarse coughing. This usually starts with short guttural “uhs” that increase in volume until after several repetitions the final “uhs” have appalling power and effect. Hunters in Venezuela often refer to this as “snoring”. By listening to tapes of a three-year old male jaguar in captivity, Mondolfi and Hoogesteijn (1982) were able to ascertain that males grunt in a sequence ranging from 17 to 22 vocalizations, with a longer time lapse between the last four to seven notes of each sequence.

The male has a stronger and more resounding call when compared to the softer call of the female, although the intensity of the female call will increase when entering estrus. It was also reported that males would call more frequently at the beginning of the rainy season. A female jaguar in heat will travel at night advertising her presence for a mate with a series of five to seven grunts that can be heard late into the night or until sunrise. When answering a female, the male’s call will be far more hoarse and guttural. The jaguar’s habit of answering a call of another individual is often taken advantage of by hunters who lure a cat by the use of a *corotear*, a call constructed out of a hollow gourd that is operated by either grunting into it or by pulling a piece of rawhide through it to simulate the characteristic jaguar grunt. As Capstick (1981) tells it, a device that is so effective, it once called a jaguar out of the water and into a canoe, requiring the hunters to beat it out of the boat with their paddles.

SOCIALIZATION

Until recently, very little was known about the behavior of the jaguar. Almeida was the first to provide any tangible observations of the jaguar in the wild in his book *Jaguar Hunting in the Mato Grosso* (1974). He notes that females had no set breeding season in the Pantanal area of the Mato Grosso. He reports hearing jaguars mating on numerous occasions and observed the tracks of pairs at varying times during different months. He also observes that females, upon coming into heat, moved about searching and calling for a mate far outside their normal territory. At other times he notes that the jaguar tended to be solitary and that it has a designated hunting territory that it will defend against intrusion from others of the same species and sex. Almeida mentions observing up to four males trailing a female in estrus and that males, killed during mating or shortly thereafter, were thin and out of condition. This could indicate that males forego hunting to a great extent during breeding.

Fighting over females is not common, but does occur among adult males. When male jaguars fight, it is normally over territory (Mondolfi and Hoogesteijn 1982). The female will not tolerate the presence of the mated male after the cubs are born as the male may kill and eat them. Similar behavior has been observed in tigers, as females with small cubs usually will not tolerate the presence of adult males in response to possible cannibalism (Mondolfi and Hoogesteijn 1982). This would also tend to support the theory that solitary cats exhibit similar behavior patterns based on territoriality.

Numerous accounts of male and female jaguars traveling together have been reported by eyewitnesses. At the La Vergarena Ranch, between the Aro and Paragua Rivers, State of Bolivar, a female believed to be in estrus was sighted with three males, one of which had a twisted leg and another that was melanistic. At the Matalopos Ranch, State of Apure, two ranch hands observed a female in estrus that was followed by two males. One of the males walked directly behind the female while trying to drive away the smaller male by means of roars, meows, and strikes at it (Mondolfi and Hoogesteijn 1982).

In the Pantanal region of Mato Grosso, Schaller and Crawshaw (1980) reported a male and an adult female together at the Acurizal Ranch killing, but not actually eating a lesser anteater (*Tamandua tetradactyla*). Capstick reported that “As a man-killer, opposed to a true, unprovoked man-eater, the tigre (jaguar) has impressive credentials...The jaguar very rarely turns to man-eating on a casual basis (compared to lion, tiger and leopard) but never unless in the case of still unrecorded insanity as a steady diet (Capstick, 1981). It was reported that a particular jaguar in the Xarayes Marshes Region was a man-killer named “Assasino” by the natives of the area for his particular habit of killing but not feeding. This was the case even with many prey species present (cattle, marsh deer, and dogs).

A witness according to Schaller and Crawshaw (1980) once encountered a group consisting of a male, a female, and two large cubs, as well as paired females and paired males on other occasions, which could indicate the possibility of a limited social life beyond that of the courting pair. Almeida (1974) states that when offspring are about one and a half years old, they leave their mother. Two siblings may live and hunt together for a few months while searching for their own territory, and upon finding an appropriate area, they may establish themselves contiguously.

In areas of heavy jaguar population, young males are forced to lead nomadic lives, moving into the home range of older males and being chased out until they become established in their own home range. Schaller and Crawshaw (1980) report that at the Acurizal Ranch, a female jaguar that was independent and at least two years old continued to share her mother’s range. Each traveled alone, except on one occasion when they shared a kill, yet their tracks tended to be in the same area at the same time. This association continued until they both were killed at the same time. The young female was believed to be approximately two and a quarter years of age at time of death.

ACTIVITY

Jaguars are primarily a nocturnal felid in their feeding and movement (Schaller and Vasconcelos 1978; Mondolfi and Hoogesteijn 1982). They usually tend to rest between mid-morning and afternoon, but some daytime activity and movement is fairly common and they will even hunt during the day when compelled. Schaller and Crawshaw (1980) established, by means of radio telemetry, that the supposedly nocturnal jaguar often wanders during the daylight hours. In studying the habits of a collared female, they determined that the jaguar often wandered about at mid-day, although she was most active the hours after dusk until dawn. During the day, jaguars lie down and rest, always in deep shade and usually in thick cover, sometimes in caves under boulders or in large holes in riverbanks called *solapas*. They have been known to rest outstretched on thick horizontal tree limbs. In certain regions, during the flood season, jaguars are forced to climb trees in order to find a dry resting place (1974). The peak activity hours noted were:

Predawn:	0330-0600 hours	(active)
Late morning:	0930-1200 hours	(rest)
After dusk:	1830-2100 hours	(active)
Midnight hours:	0030-0300 hours	(rest)

The jaguar is very dependent on water and consequently has a marked preference for the immediate vicinity of watercourses and lagoons (Mondolfi and Hoogesteijn 1982). Being near water becomes

imperative during the dry season when water becomes scarce and the jaguar must drink more frequently. As a consequence, the jaguar must seek cover near isolated pockets of water. It has been observed on numerous occasions that jaguars are water-loving cats, probably the most water-loving felids in the world, notes Almeida (1974). He reports that jaguars often seek relief from the heat in rivers. In fact, he sighted a jaguar swimming across the Orinoco River during the rainy season when the river was 8 to 10 kilometers wide. It is a very able swimmer capable of even carrying a kill in the process. A jaguar was sighted in the Cano Ave Maria carrying a heifer kill, which it then hauled on top of a tree that was above the flood level (Almeida 1974).

PREDATION

The jaguar utilizes a characteristic *Panthera* killing technique, typified by attacking with a deep bite to the throat that suffocates the prey. However more often than not, an attack where a bite pierces the back of the skull at its weakest point is used, frequently crushing the zygomatic arch. The bite has such precision as to place the canines precisely in a 3 by 3 inch area, which at times correlates with canine placement into the ear and cranium of its prey. Afterward the jaguar drags the prey to a thicket or secluded spot. The digestive tract is usually removed two to three meters away. The ventral surface of the prey is eaten first: neck, chest, heart and lungs, and then the shoulders (Schaller and Vasconcelos 1978).

The jaguar uses a slightly different technique for reptiles. The jaguar pounces on crocodilians from behind immediately biting through the neck and thereby severing the cervical vertebrae. This renders the reptile unable to escape into the water. When eating a turtle, the jaguar introduces its paw into the shell through the opening between the carapace and plastron and scoops out the flesh without breaking the shell. Porcupines are simply flipped onto their dorsal side, and the exposed flesh is scooped out with the paw (Mondolfi and Hoogesteijn 1982). Even though the jaguar's diet is diverse and dependent on geographic location, prey species commonly include: capybara (*Hydrochaerus hydrochaeris*), spectacled caiman (*Caiman crocodilus*), side-necked turtles (*Podocnemis vogli*) and (*Podocnemis unifilis*), and the collared peccary (*Tayassu tajacu*), (Mondolfi and Hoogesteijn 1982; Schaller and Vasconcelos 1978; Guggisberg 1975)

In all cases the jaguar attacks from cover, and usually from a blind side with a characteristic pounce. As an ambush predator, the jaguar has few peers in the animal kingdom and is accorded a high degree of respect by not only field researchers, but also by indigenous people as well. In retrospect, this comes as no surprise when considering that the jaguar as a species has effectively adapted to a multitude of ecosystems and has the ability to function as an apex predator in its established range.

REFERENCES

- Almeida, A. de. 1974. *Jaguar Hunting in the Mato Grosso and Bolivia*. Long Beach: Woodbine-Safari Press. 1990.
- Brock, S.E. 1963. The Jaguar (*Panthera onca*). *J. Br. Guiana Mus. Zoo* 37:46-48.
- Brown, D.E. 1983. On the Status of the Jaguar in the Southwest. *Southwestern Nat.* 28:459-460.

- Brown, D.E., and C.A. Lopez Gonzales. 2001. *Borderland Jaguars*. Salt Lake City: University of Utah Press.
- Capstick, P.H. 1981. *Maneaters*. Long Beach: Safari Press.
- Crawshaw, P.G. Jr. 1987. Top Cat in a Vast Brazilian Marsh. *Anim. King.* 90(5):12-19.
- Crawshaw, P.G. Jr., and H.B. Quigley. 1991. Jaguar Spacing, Activity and Habitat Use in a Seasonally Flooded Environment in Brazil. *J. Zool. Lond.* 223:357-370.
- Ewer, R.F. 1973. *The Carnivores*. Ithaca: Comstock-Cornell University Press.
- Goldman, E.A. 1932. The Jaguars of North America. In: *Proc. Biol. Soc. Wash.* 45:143-146.
- Gonyea, W.J. 1976. Adaptive Differences in the Body Proportions of Large Felids. *Acta. Anat.* 96:81-96.
- Gonyea, W.J., and R. Ashworth. 1975. The Form and Function of Retractable Claws in the Felidae and Other Representative Carnivorans. *J. Morphol.* 145:229-238.
- Guggisberg, C. 1975. *Wild Cats of the World*. New York: Taplinger Press.
- Humbolt, B.A. von. 1852. *Travels to the Equinoctial Regions of the New Continent*. T. Ross, ed. London: Bohn.
- Humbolt, B.A. von. 1853. *A Personal Narrative of Travels to the Equinoctial Regions of America During 1799-1804*. London: Bohn.
- Line, L. and E.R. Ricciuti. 1985. *The Audubon Society Book of Wild Cats*. New York: Chanticleer Press. p 168-183.
- Leopold, A.S. 1959. *Wildlife of Mexico*. Berkeley: University of California Press.
- Mearns, E.A. 1901. The American Jaguars. In: *Proc. Biol. Soc. Wash.* 14:137-143.
- Miller, F.W. 1930. Notes on Some Mammals from Southern Mato Grosso. *J. Mammal.* 11:10-22
- Mondolfi, E., and R. Hoogesteijn. 1986. Notes on the Biology and Status of the Jaguar in Venezuela. In: *Cats of the World: Biology, Conservation, and Management*. S. D. Miller and D. D. Everett, eds. Washington, DC: Nat. Wildl. Fed. p 85-123.
- Nowak, R. 1975. Retreat of the Jaguar. *Natl. Parks Conserv. Mag.* 49(12):10-13.
- Nowak, R. 1991. *Walker's Mammals of the World*. 5th Edition. 2nd Volume. Baltimore: Johns Hopkins Univ. Press.

- Nowak, R. 1994. Jaguars in the United States. *Endangered Species Technical Bulletin*. 19(5):6.
- Quigley, H.B. 1987. *Ecology and Conservation of the Jaguar in the Pantanal Region, Mato Grosso do Sul, Brazil*. Ph.D. dissertation. Univ. of Idaho, Moscow.
- Rabinowitz, A.R. 1986. *Jaguar*. New York: Arbor House.
- Rabinowitz, A.R. 1986. Jaguar Predation on Domestic Livestock in Belize. *Wildl. Soc. Bull.* 14:170-174.
- Rabinowitz, A.R. and B.G. Nottingham. 1986. Ecology and Behavior of the Jaguar (*Panthera onca*) in Belize, Central America. *J. Zool. Lond.* 210:149-159.
- Rengger, J.R. 1830. *Naturgeschichte der Saeugethiere von Paraguay*. Basel: Schweizerischen, Buchhandlung.
- Rich, M.S. 1976. The Jaguar. *Zoonooz*. 49(9):14-17,
- Roosevelt, T. 1914. *Through the Brazilian Wilderness*. New York: Scribners. Schaller, G.B., and J.M.C. Vasconcelos. 1978. Jaguar Predation on Capybara. *Z. Saugetierkunde*. 43:296-301.
- Schaller, G.B., and P.G. Crawshaw. 1980. Movement Patterns of Jaguar. *Biotropica* 12(3):161-168.
- Schaller, G.B., H.B. Quigley, and P.G. Crawshaw. 1984. Biological Investigations in the Pantanal, Mato Grosso, Brazil. *Nat. Geogr. Res. Rep.* 17:777-792.
- Stehlik, J. 1971. Breeding Jaguars (*Panthera onca*) at Ostrava Zoo. *International Zoo Yearbook*. 11:116-118.
- Swank, W.G., and J.G. Teer. 1989. Status of the Jaguar-1987. *Oryx*. 23:14-21.
- Swank, W.G., and J.G. Teer. 1990. The Jaguar-A Symbol of Conservation Efforts in Latin America. Denver, CO. International Conservation In: *Wildlife Management Inst. North American Wildlife & Natural Resources 55th Conf.*
- Wallace, A.R. 1853. *A Narrative of Travels on the Amazon and Rio Negro*. London: Reeve and Co.

Captive Management

William K. Baker Jr., Little Rock Zoo

INTRODUCTION

The jaguar (*Panthera onca*) has long been considered one of the premier cats for zoological institutions to exhibit at their facilities. As the largest felid found in the Americas, the jaguar has the rare ability of providing a high-impact exhibit for the public when this species is on display and a venue for conservation and education. Utilizing an integrated approach to graphics and text, the public can easily be made aware of the jaguar's plight of habitat loss, fragmentation, and human persecution throughout its range. The jaguar has been under considerable pressure due to conflict with the livestock industry in Latin America for many years. This conflict raises the issue of mutual coexistence (Rabinowitz 1986). As a result, the jaguar is listed as endangered by the USFWS, Appendix I by CITES, near threatened by the IUCN. The AZA Jaguar Species Survival Program (SSP) currently oversees the captive North American population.

As an apex predator, the jaguar has no peer within its terrestrial range. As such, it is understood that the jaguar can be a challenge to effectively manage in captivity. However, by developing an interdisciplinary approach to the daily husbandry for this species that utilizes communication, planning, evaluation, and revision as needed, it is possible to manage jaguars effectively in a modern zoological institution. Still, this requires that front-line animal managers utilize effective communication and detailed record keeping to enable the senior staff of an institution to make informed decisions based on not only on specific animal personalities but also on the species. This section provides the zoological professional with a ready reference, organized into an outline format for ease of use.

HUSBANDRY REQUIREMENTS

Demographic Data

The jaguar has a long history of successful breeding in North America and in AZA institutions. Many of the unmanaged animals are in the fourth to fifth captive generation. Over the period 01 January 1970 – 01 March 2003 a life table analysis depicts a population capable of growing at 5% annually (Table 1). A much greater population growth rate is likely possible if more pairings were attempted. Jaguars can live until their mid-20s and can reproduce through age 20 with a few recorded births in the mid-20s. Therefore, the prospect of growth in the jaguar population is good, if sufficient known-pedigree jaguars can be obtained and put in breeding situations. The SSP managed population in April 2003 consists of 22 (11.11) jaguars most of which are of breeding age. This is an increase from 16 (9.7) traceable jaguars in 2001.

Sanitation

Cleaning protocols vary among zoological institutions. Accepted procedures traditionally include inspecting a naturalistic exhibit to remove fecal material, waste products, and enrichment items. Water features that do not incorporate filtration systems should be drained and sanitized on a schedule or as needed. Night house operations and exhibits that utilize hard surface floors in the keeper work areas, shift corridors, individual holding units, and enrichment items should include daily removal of fecal material. It is good practice to implement a regular cleaning and sanitizing schedule incorporating detergents (examples include lotionized soap and degreasing dish detergents) and disinfecting agents (examples include quaternary ammonium disinfectants, phenols, chlorhexidine and diluted bleach). After any chemical application, surfaces should be rinsed with a high-pressure water stream. Access should not be provided until wet areas have dried to prevent injury. Many institutions place disinfecting footbaths at exhibit and night house entry points, especially in areas in which keeper service a number of exhibits containing diverse species. Steam cleaning of hard surface areas is recommended annually, where practical.

Pest Control

An effective and safe method of controlling insects and rodents is mandated, and accurate records should be kept to reflect supervised monthly licensed pest control inspections and service. Rodent control can be achieved using snap traps, glue boards, and other non-chemical systems. Poison baits should be used only when there is no possibility of felid access to the bait or to treated rodents resulting in secondary poisoning. Bait traps are highly effective, but must be kept dry and should be refilled at regular intervals. Insect control may include electronic insect killers, growth inhibitors, pest strips, and natural or synthetic pyrethrins. All chemicals should be veterinarian approved prior to use.

Veterinary Care

This paragraph should also make reference to the complete veterinary chapter later in the guidelines.) A licensed veterinarian should be available at all times. Quarterly fecal examinations are recommended to check for parasites. Annual physical exams under anesthesia should be performed on a yearly basis; these exams should include a complete physical inspection, and measurements of an accurate weight and body temperature. Dental scaling and polishing should be performed during the examination. Blood samples should be drawn for CBC, chemical panel, heartworm antigen testing, thyroid screen, and serology tests for FIP, FIV, FeLV and toxoplasmosis. A rectal culture for salmonella and urinalysis is recommended. Vaccinations should be given for feline calicivirus, rhinotracheitis, panleukopenia (FVRCP), feline leukemia (FeLV), and rabies (Canary-Pox). Implanted microchips should be verified for accuracy against veterinary records.

For detailed animal health information and recommendation, please refer directly the Health Care chapter of this volume.

Daily Management

Animal managers should establish safe access to the night house prior to entry. Lights should be activated before leaving the double containment door system and entering the keeper work area. An accurate animal count should be performed before proceeding with daily husbandry procedures. Exhibits are normally serviced first for sanitation, followed by primary containment and hot-wires inspection. Afterwards specimens are shifted onto display. Animal transfers may utilize shift corridors that incorporate restraint devices, scales and holding units for daily procedures. Cleaning and

sanitation procedures are then performed on the holding areas. Maintenance repairs to the holding areas should be performed while specimens are on display. Staff members should be aware of animal locations and the status of locks at all times during animal husbandry procedures.

Most large felids are solitary in nature except during periods of breeding activity. As a result, extreme caution and patience is recommended during introductions to facilitate pairings. Females in estrus can exhibit behaviors including restlessness, pacing, rolling, and prolonged vocalizations (Stehlik, 1971). Compatibility between animals can be achieved through extended controlled introductions in a night house shift area or adjacent enclosure that allows auditory, olfactory, and visual contact, but prevents actual physical contact. Utilizing such “howdy” barriers, an introduction schedule can be set up over a period of days or weeks to gradually reduce them until the animals are introduced into the same space. Safe measures to separate the cats, such as water hoses or CO₂ fire extinguishers, are recommended to be available in case of aggression.

The species may exhibit a variety of reactions to changes in daily routine, weather, animal care staff or physical changes in the building or exhibit. Care should be taken to note behavioral changes and minimize conditions causing the animals to display signs of stress. Loud or repetitive noises, unusual activity, and unknown personnel in off-exhibit or night house areas may act as potential triggers for aggression, while on-exhibit public distractions are often totally ignored. Stability and routine should be considered positive environmental modifiers. Relevant to successful husbandry and reproduction are stable behavior patterns established between animal keepers and exotic felids. Keeper interaction through feeding, vocalization, tactile behavior, and operant conditioning develops a positive exchange with a cat and should be considered an integral part of this relationship.

ENVIRONMENTAL REQUIREMENTS

Temperature

Animals kept outside should always have access to shade, and/or water features during the warmer months of the year, especially when temperatures exceed 90° Fahrenheit. Zoological institutions located in northern climates are urged to consider developing indoor exhibits or provide supplemental heat for specimens when the temperature drops below 50° Fahrenheit. However, provided adequate shelter from wind and acclimated to conditions, jaguars can tolerate conditions down to 30°. Individual animals’ acclimation, heat index, humidity and wind chill affect tolerance of temperature variations; so animal managers can use judgment in deciding to place jaguars outdoors in cool climates. Providing sections of varying shelter and sunlight exposure in an exhibit can create temperature zones that permit the animals to select the most comfortable location. When kept indoors, specimens should be protected from temperatures exceeding 85° Fahrenheit through the use of circulating fans or air conditioning.

Humidity and Ventilation

Animals may be housed outside during warmer weather with adequate ventilation and with the opportunity to adapt to increasing humidity levels over time. However, indoor exhibits should

maintain a relative humidity of 30 to 50%. This will prevent excessive condensation on glass surfaces, which interferes with effective viewing of specimens on display.

While the number of air changes per hour of non-recirculated air will be dependent on the number of animals in an enclosure and the size and volume of an enclosure, the standard rate of air exchange is 1.0 cubic feet for non-recirculated air/minute/square feet of floor space. Indoor exhibits should have a negative air pressure of 10 to 15 air changes per hour. Proper ventilation should be considered an integral facet of exhibit design to promote cooling, control odors, and reduce the risk of disease transmission among specimens. Glass barriers and separate ventilation systems between exhibit and public areas should be effective in controlling potential disease transmission and problematic odors.

Lighting

Due to their size, most large felids are housed in outdoor exhibits that utilize ambient lighting. However, some institutions have developed indoor exhibits that require the use of skylights or artificial lighting. Because jaguars jump and climb well, it is recommended to install cage-strength mesh barriers to prevent skylights functioning as primary containment. Light levels should be appropriate to provide unrestricted viewing by the staff at all times due to safety considerations, especially during night house operations. Most large felids adapt well to normal light cycles and usually do not present negative behaviors. Fluorescent lighting is acceptable and is commonly used as an artificial light source indoors, but full spectrum UV bulbs are recommended to diminish aggression in certain large felids held in indoor enclosures, (Baker and Hainley, in press).

Water

Clean potable drinking-quality water should be available at all times; this includes availability of water on and off-exhibit. Watering devices take many forms dependent on budget and design, and include but are not limited to built-in containers, concrete basins, stainless steel bowls and pans, and automatic waterers. In cold climates, installation of means to prevent pipes freezing may be an important consideration. A drawback to using lick valve automatic waterers is the potential of a specimen damaging its teeth and/or damaging plumbing through biting the waterer. Water supplies should be easy to clean and disinfect and sanitation should be managed on a daily basis.

Substrate

Natural substrates associated with outdoor exhibits such as grass and dirt are preferred, but many facilities do maintain specimens on hard surface enclosures. It should be noted that one specimen kept in a concrete enclosure exhibited cracked pads and early symptoms of arthritis in its foreleg.

EXHIBIT REQUIREMENTS

Design Parameters

While standard cage configurations can be used, naturalistic exhibits that utilize complex artificial or natural features, which enter the vertical plane, should be considered the optimal design to maximize available square footage and decrease animal loading in the enclosure. Exhibits should be designed to reflect the naturally occurring felid behaviors of territoriality, scent marking, and the defense of home range against conspecifics. Exhibits should be designed to minimize psychological pressure from

viewers. Vegetation, rockwork and climbing structures may help reduce stress. Water features are highly recommended and should contain deep (>1meter) and shallow areas to stimulate play activity.

Primary Containment

Exhibits and off-exhibit holding areas should be designed to provide the highest level of security for this species. If possible, institutions should consider completely enclosing the top of any jaguar containment. Dry moats should have a width of no less than 25 feet and vertical jump walls at least 15 feet high are recommended. Cantilevered supports with mesh or fencing material with an attached hot-wire is recommended for open-top fenced exhibits. As this species is a strong jumper and climber, an impenetrable roof at the 12-foot mark should be considered, in order to defeat climb-outs or a leaping ricochet off an adjacent structure or prop. In any event, great care should be taken in placement of landscaping and exhibit furniture to avoid the possibility of their use by cats to reach areas in which public, animals or staff may be injured. Consideration should include prevention of a stepping stone effect by animals jumping from one landscaping element to another in order to reach a location otherwise out of reach. Fence or mesh material should be no less than 6-gauge composition with good results achieved with 2x4-inch mesh and custom woven meshes. However, a mesh measuring no more than 2x2 is recommended in keeper work areas. Lightweight mesh is not appropriate for this species. Also, when using a flexible mesh the potential increases for damage to teeth or the mesh itself because jaguars often bite or pull it.

Enclosure Size

Outdoor enclosure size should be no less than 300 square feet with 50% additional square footage per each specimen. Indoor enclosures should be no less than 20x15 feet and 50% additional square footage per specimen, with a minimum exhibit height of 8 feet and a recommended height of 10 to 12 feet, with 12 feet considered the better choice. Additional square footage beyond the base recommendation would be considered optimal to facilitate introductions and breeding pairs while reducing potential aggression.

Enclosure Components

Like many felids, this species is comfortable on the ground as well as in trees. As a result, enclosure designs should incorporate climbing structures of live, dead, or artificial tress. Artificial snags or ledges should be incorporated into the exhibit design that produce elevated resting sites and long distance viewing that promotes security. At least one resting site per animal should be provided. Artificial and natural rocks can be utilized to provide visual and auditory barriers, which when used in conjunction with other features should produce multi-level complex pathways reducing stereotypic behaviors. Landscaping should be maximized to simulate natural cover and promote walkways, thereby reducing stress by providing environmental enrichment, escape routes, and shade – natural trees probably being the most beneficial. Plant toxicity should be ascertained prior to planting an enclosure with landscaping materials.

Night Holding

Every specimen should have its own individual shelf or nest box in a shift cage which is utilized while the animals are off-exhibit during enclosure maintenance and servicing. The minimum recommended size for shift cages used in daily operations should measure no less than 8x8x8 feet. Shift cages should be designed to prevent accidental contact that would allow an appendage to enter the cage of an adjacent, incompatible cat, resulting in injury. Shift doors should be designed to prevent tail injury

during transfer procedures. Optional “howdy” doors should be considered between individual holding units to facilitate introductions. Isolated birthing dens that have low-light capabilities and reduced human foot-traffic activity should be available for institutional breeding programs. Provision for a closed-circuit television monitor is suggested as well.

SPECIAL REQUIREMENTS - SAFETY

Public Barriers

Secondary guardrails should be utilized wherever the potential exists for public contact with primary containment fencing or mesh materials. Designers should consult state or local regulations and guidelines for public barriers to exhibit contact. The public should be protected from unauthorized contact with zoo animals. Public viewing points composed of tempered glass are commonly used in conjunction with interpretive graphics and do not require the use of secondary guardrails. Moated exhibits do not necessarily require guardrails, but they do tend to discourage the public from climbing onto or placing children on the gunite containment wall. As moat walls act as a form of primary containment, a height of no less than four feet is recommended and the vertical surface should lack footholds.

Escape

This species is normally classified as a dangerous animal by most zoological facilities and extreme caution should be exercised in the event of an escape situation. It is understood that every zoological institution and its animal collection will differ. As a result, it is strongly recommended that each facility and its animal managers develop escape procedures specific to their needs. One of the best information sources currently available to assist in animal escape procedures is the AZA Resource Center which can be referenced online at www.aza.org > Resource Center > Safety and Risk Management > Sample Documents > Animal Escape Procedures.

Note: In addition to this document, it may be helpful to read the AZA Husbandry Standards. Updated from time to time, they are available on-line at www.aza.org > Members Only > Resource Center > Husbandry > Minimum Husbandry Guidelines for Mammals > Felids, Large.

REFERENCES

- Baker, William K. Jr. 1996. Biology of the Jaguar. *Animal Keepers' Forum*. 23:542-546, 587-594.
- Baker, William K. Jr., and Patricia M. Hainley. 2003. “The Ethological Response of a Captive Cougar (*Felis concolor*) to Variances in Illumination of an Indoor Exhibit”. Unpublished Research, 2002.
- Barbiers, Robyn. DVM, and William K. Baker Jr. 1999. Emergency Preparedness for Large Carnivores: Bears and Cats. In: *AVMA Disaster Preparedness and Response*. Schaumburg: AVMA. F-13:344-345.
- Ewer, R.F. 1973. *The Carnivores*. Ithaca: Comstock-Cornell University Press.

Line, L., and E.R. Ricciuti. 1985 *The Audubon Society Book of Wild Cats*. New York: Chanticleer Press. pp. 168-183.

Macdonald, David, PhD. 1987. *The Encyclopedia of Mammals*. New York: Facts on File Publications.

McMillan, Greta. 1996. *Regional Studbook for the Jaguar (Panthera onca)*. 1st Edition. Kim Widner ed. Knoxville: Knoxville Zoo Press.

Mellen, Jill D. 1997. Optimal Environment for Captive Felids. In: *Plan Regional Para El Manejo La Conservacion De Los Felinos Mesoamericanos*. San Jose: Fundacion Pro Zoologicos, Universidad Nacional, and NOAHS Center.

Nowak, R. 1991. *Walker's Mammals of the World*. 5th Edition, 2nd Volume. Baltimore: Johns Hopkins Univ. Press.

Rabinowitz, A.R. 1986. *Jaguar*. New York: Arbor House.

Shoemaker, Alan H. 2003. Zoo Standards for Keeping Large Felids in Captivity. *AZA Minimum Husbandry Standards for Mammals*. Silver Spring, MD: AZA Publishing. In Press, 2002.

Stehlik, J. 1971. Breeding Jaguars (*Panthera onca*) at Ostrava Zoo. *International Zoo Yearbook*. 11:116-118.

Transport

Stacey Johnson, Fort Worth Zoo

Successful transportation of jaguars requires thorough and careful preparation and planning. The health and safety of both cats and humans must be considered at every step.

The AZA's *Zoo Standards for Keeping Large Felids in Captivity* provides excellent suggestions for transporting big cats. They can be found on the web at www.felidtag.org. Look for the title under New Information in the table of contents. Section 1.4 entitled "Space" includes crate design and factors affecting safe transport.

Health certificates, transaction paperwork, air-bills and other documents are frequently shipped along with animals. Attaching a clearly marked envelope to the crate with clear packing tape is a convenient method. A document outlining details of the sending institution's husbandry procedures, diet, and behavior notes is an important component of this paperwork. The Animal Data Transfer Sheet, a form printed by the American Association of Zoo Keepers, is a convenient method.

ADT forms are available from Barbara Manspeaker, AAZK, 3601 SW 29th Street, Suite 133, Topeka, KS 66614. Telephone 785 273-9149; email: aazkoffice@zk.kscoxmail.com

Training jaguars to enter a shipment crate in advance of actual transport is highly recommended and can be accomplished using standard positive reinforcement techniques. This eliminates the need for general anesthesia and its accompanying psychological and physiological stress.

Environmental temperature is an important consideration in the loading process as well as during actual transport. Especially if anesthesia or sedation is utilized, animals may experience sudden dangerous increases in body temperature. Precautions to avoid over-heating, such as time of year and loading in early morning, should be considered.

The quickest method, with the fewest stops and transfers, is usually the best way to transport jaguars. It can be helpful to contact zoos along the route, prior to transport, in case assistance is needed along the way. A number of professional animal transporters are listed in the AZA Directory as Commercial Members.

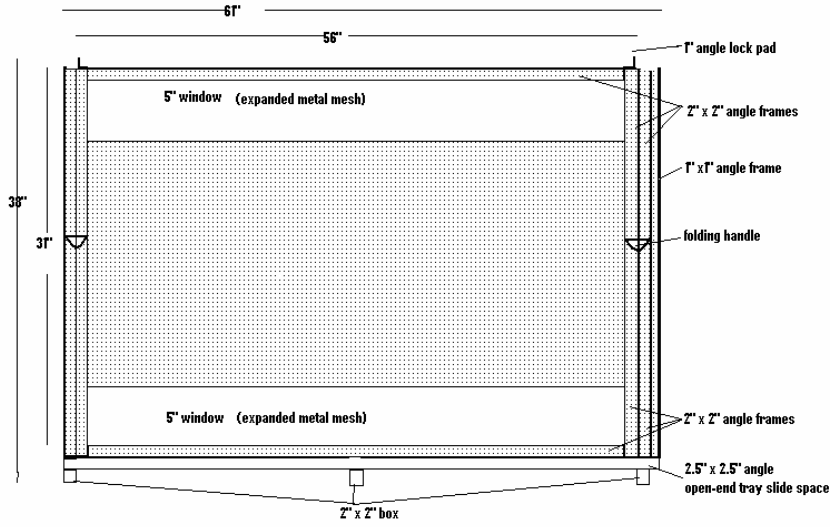
Several major airlines continue to provide animal-shipping services, as well. Increased security restrictions on air travel in general, and changes in policy by individual airlines make it vital to build relationships with local air carriers. Successful air transport of jaguars depends on the zoo shipper's understanding of regulations, policies and logistics. Likewise, maintaining open dialogue with local airline cargo agents creates an opportunity for them to provide helpful advice and improved service.

Many aircraft cargo bays provide ample space for animal crates. However, it is extremely important to note that the size of the cargo hatch will limit the size of the crate. Consult with the airline, or find aircraft specifications on the airline's website, for exact measurements.

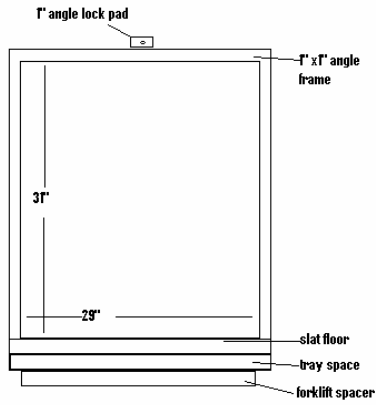
Annually, the International Air Transport Association (IATA) publishes animal transportation guidelines, which are available for a fee. Airlines in the United States utilize these guidelines to determine the suitability of any animal crate for use in transport. Constructed to IATA guidelines, crates provide adequate space. However, it is important not to make them too large. Injuries may occur if vents are large enough to encourage animals to attempt escape, or if space permits animals to leap or be thrown about within the crate.

Given zoological institutions' frequent use of commercial transport companies, including airlines, it is important to prevent unauthorized contact with crated animals. Particularly with big cats, care must be taken that no spaces are available for them to reach out with their claws. Likewise, some form of fabric covering (such as burlap, metal window screen or shade cloth) over vents is recommended to prevent foreign objects being introduced to the crate. Padlocks are necessary on every door. Be certain to include keys in the envelope containing the animal's shipment paperwork.

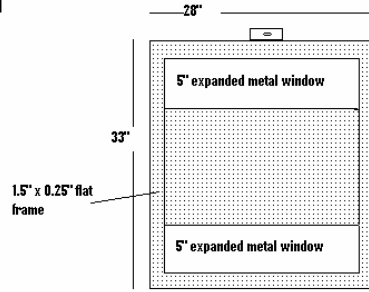
The following diagrams and photographs (courtesy of Kurt Giesler, Assistant Curator of Mammals, Fort Worth Zoo) provide a good example of a safe design. They are not drawn to scale, but suggest materials and dimensions.



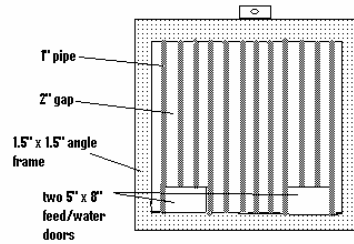
Outside dimensions: 61"L x 33"W x 38"H
 Inside Dimensions: 56"L x 29"W x 31"H



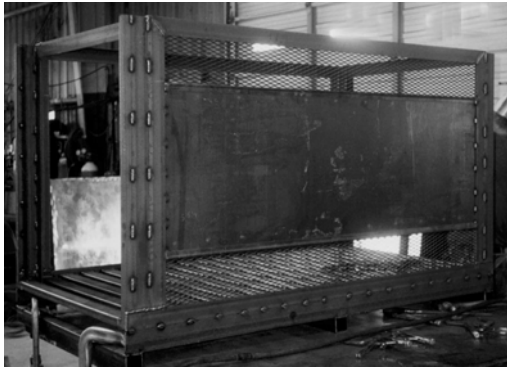
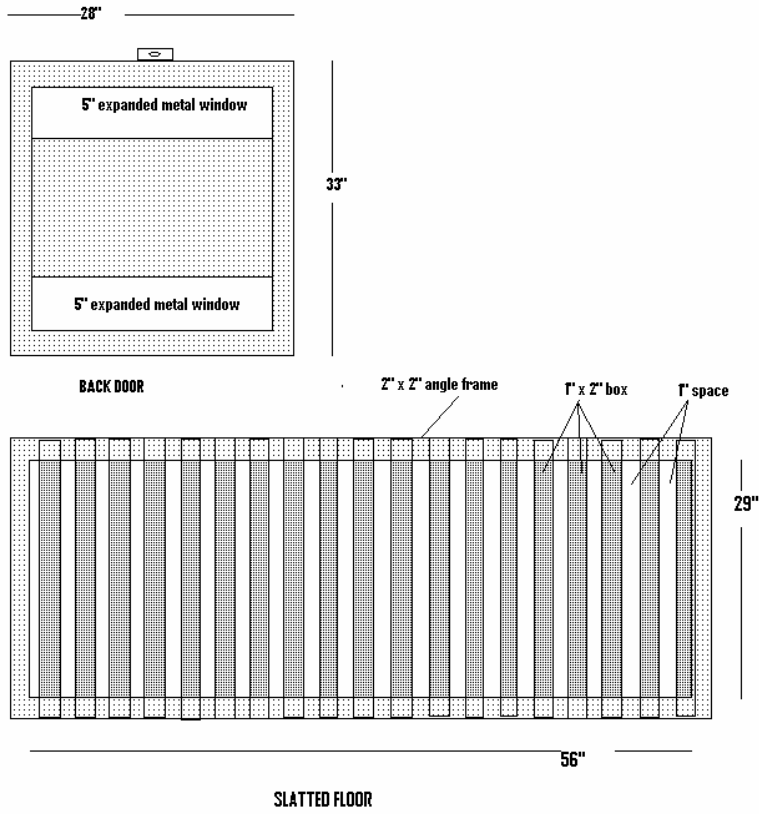
CRATE END VIEW



COVER DOOR



PIPE DOOR



Management of Reproduction

Rebecca Spindler, Ph.D., Smithsonian National Zoological Park, Conservation & Research Center
 Stacey Johnson, Fort Worth Zoo

Zoos have held jaguars for many years, but still, relatively little is known about the reproductive characteristics of this powerful, popular animal. The following is a summary of the published (and some unpublished) information available. Poor reproduction is reported in range country zoos compared with free-living jaguars and North American captive individuals. There is still a great deal to learn about reproduction and the factors that influence its success.

GENETICS

There is recent information on genetic status of jaguars throughout Mexico and Latin America. Mitochondrial DNA from 44 captive-held individuals (mostly of wild-born origin) suggests that there is less genetic diversity than found in ocelots and margays, but nonetheless significant gene flow within the jaguar as a species (Eizirik *et al.*, 1998; Johnson *et al.*, 1998; Johnson *et al.*, 1999; Eizirik *et al.*, 2001). These findings indicate recent speciation (~280,000 – 510,000 years ago). Eizirik *et al.* (Eizirik *et al.*, 2001) recognized up to four phylogeographically isolated populations (Mexico and Guatemala, southern Central America, northern South America [north of the Amazon], and southern South America [south of the Amazon]). However, there was insufficient genetic distinction to designate subspeciation. There is a need to add more individuals to this database. These authors have advocated developing coordinated wild and captive management plans to avoid gene flow across these geographic barriers for the time-being, particularly between the southern and northern South American populations (Eizirik *et al.*, 2001). The SSP manages the jaguar population as a single species.

FEMALE REPRODUCTION

The most accurate method of characterizing female reproductive activity is through a longitudinal assessment of ovarian hormones. This evaluation can be conducted non-invasively by analyzing steroid metabolites excreted in feces. Fecal samples can be collected and ovarian (estrogen and progesterone) and adrenal (corticoid – as an index of stress) steroid metabolites analyzed. This data is most useful if data on behavioral, environmental and nutritional changes of the jaguar is taken throughout the evaluation period. A protocol is attached which describes the procedure for labeling and sending fecal samples to the National Zoo for analysis, other zoos may have slightly different protocols.

Puberty and Estrus

Females reach sexual maturity between the ages of 12 and 24 months. Estrus cycle is 37 days and estrus length is 6-17 days (Wildt *et al.*, 1998). Estrus can be detected by behavioral cues, such as lordosis, flehmen, vocalization, rolling and increased scent marking. Hormone levels can be detected non-invasively by the collection and analysis of fecal and urine for estrogen and progesterone metabolite concentrations (Brown *et al.*, 2001).

Seasonality

Free-living jaguars have been reported to reproduce year-round (Ewer, 1973), but may increase between March and June in the Southern Pantanal (Quigley and Crawshaw, 2001), indicating that mating most often occurs between December and March, coinciding with the receding of floodwaters, and greater availability of prey. It is not known if any seasonality is maintained in captivity where food availability and/or environment are controlled or if individuals display the same seasonal activity when moved to a different latitude.

MALE REPRODUCTION

Semen collection under anesthesia is an accurate method of gaining information on male fertility. As with all anesthetic events, food and water should be withheld for 12 hours before anesthesia induction. Some anesthesia protocols will increase the chances of urine contamination in semen samples due to relaxation of the bladder. The recommended anesthetic for use in jaguars for semen collection is Telazol, 6-8 mg/kg. Supplementation with ketamine is acceptable, but isoflurane increases chances of urine contamination, and should be delayed until after semen collection.

Brief description of semen evaluation

After reaching a surgical plane of anesthesia, each testis is measured as previously described (Howard, 1993), and a combined testicular volume calculated. The penis is extruded from its sheath and examined for the presence of spines (scale of 1-3, 3 = most prominent spines (Swanson *et al.*, 1995; Morato *et al.*, 2001)). Sperm is collected and evaluated by measuring: 1) semen volume, sperm count, motility and forward progressive status; 2) proportions of normal and abnormal sperm forms, all via phase microscopy (630 x) (Howard *et al.*, 1990) and 3) acrosomal integrity using the rose bengal/fast green stain (Pope *et al.*, 1991).

Semen characteristics

Males generally are sexually mature at the age of 24 -36 months. Sperm can be collected by electroejaculation (Morato *et al.*, 1999; Morato *et al.*, 2001). Semen is usually very dilute (~5 x 10⁶/ml) but large volumes are generally recovered (up to 20 ml) (Swanson *et al.*, 1995; Morato *et al.*, 2001; Morato *et al.*, 2003). Jaguars are normospermic (average ~65% normal) and survive cryopreservation relatively well (Morato *et al.*, 2003). Reproductive traits of Latin American captive males (i.e., sperm concentration, motility and morphology) have been found to be inferior to counterparts living in North American zoos (Swanson *et al.*, 1995) and freshly captured conspecifics (Morato *et al.*, 2001). Differences were unrelated to seasonal or weather factors, but appeared to be associated with poor health and nutrition in the *ex situ* population (Swanson *et al.*, 1995; Morato *et al.*, 1999; Morato *et al.*, 2001).

Seasonality

Males may show a slight seasonality in androgen levels throughout the year. Like the females, reproductive hormones appear to increase during the receding of the floodwaters, and are probably linked to increased abundance of prey (Morato *et al.*, in press).

BREEDING

Pairing

Valerie Flores, Gary Pavlik, Becky Volk, Stacey Johnson, Fort Worth Zoo.

The following describes a successful introduction and pairing at the Fort Worth Zoo.

1. Prior to initial introduction, the male and female jaguars were housed next to each other for a few days without visual contact. They could, however, hear and smell one another.
2. The jaguars alternated days on exhibit before we introduced them. This permitted each cat to be aware and investigate the presence of another jaguar nearby through olfactory recognition of marked spots and other deposits in the exhibit.
3. We waited until the female was in estrus to make the introduction. She vocalized, neck-rubbed on various parts of the exhibit, frequently rolled on her back and displayed lordosis posture at this time.
4. Four people were stationed around the exhibit with CO₂ fire extinguishers and water hoses in case the animals needed to be separated. Each was instructed to allow aggressive or defensive physical contact lasting up to 30 seconds before attempting to separate the cats. It was also recommended that aggression initiated by the female be allowed as long as no serious injuries occurred.
5. The female was released into the exhibit first. When she found a resting spot after her normal patrol of the exhibit, the male was introduced.
6. No aggression was shown by either cat, although the female dominated the encounter by baring teeth and swatting with forepaws when the male attempted to approach from her rear.
7. The jaguars were monitored continuously throughout their first day together on exhibit. Fire extinguishers were kept in easily accessible locations for the first week thereafter. The animals continued to be housed separately when off exhibit.
8. During the first week, keepers noted in daily reports that the male was receiving numerous superficial bite and scratch marks, although the female had none.
9. Copulation was first observed 13 days after introduction.
10. The female displayed estrous behavior lasting eight to nine days, beginning every four weeks.
11. The first indication of possible pregnancy occurred when normally obvious estrous behavior failed to occur in the fourth month after they had been together. As this jaguar's cycle had previously been very regular, a second skipped estrous behavior period led us to conclude that she was pregnant.

Assisted breeding

If natural mating is not an option because of behavioral incompatibility or location, assisted breeding techniques can be used to achieve recommended breeding. Generally, artificial insemination would be employed to inseminate females with sperm from recommended males that are aggressive, or are at a different facility (either nationally or internationally). Artificial insemination has not been successful in the jaguar as far as we know. The process requires semen collection (and possibly freezing) and administering female with exogenous hormones to induce ovulation and finally, females must be anesthetized for laparoscopic insemination (Howard *et al.*, 1992). If genetic material is required from individuals that cannot be imported, embryos can be produced *in situ*, cryopreserved, imported and implanted into generic females in the target country/population. Artificial insemination is routinely used as a meta-population tool in many species. Embryo transfer has been successful in several cat species (Donoghue *et al.*, 1990), but some basic information is still required before this should be attempted in the jaguar.

Pregnancy diagnosis

Confirmation of pregnancy can be obtained by ultrasound (requires anesthesia) or fecal and urine levels of progesterone by radioimmunoassay or enzyme-immunoassay.

HUSBANDRY DURING PREGNANCY AND REARING

Stacey Johnson, Fort Worth Zoo

Gestation period is generally 91-111 days and litter size is usually 1-4 cubs.

Information provided below is from one institution. Differences in institutional philosophy and facilities may dictate the use of other methods. Following is a protocol for maternal care and rearing of jaguars at the Fort Worth Zoo.

1. Condition dam to accept isolation and altered feeding regimen at least two weeks prior to the earliest due date.
2. Starting 10 to 14 days before the earliest due date, enclose dam's bedroom caging with plywood, from floor to about one foot from the ceiling. (The space is to allow ventilation and light.) Complete this enclosure in stages over a period of at least one week.
3. To establish a consistent routine, assign only one keeper to care for jaguars beginning no less than one week prior to earliest due date. Another recommended option would assign two keepers, providing alternate coverage to allow for days off or other absence. Only in emergencies will anyone else enter the jaguar night house after this time.
4. Construct a den box with at least five completely enclosed sides, and a threshold on the sixth side that will prevent cubs from immediately wandering. Ensure that significant effort would be required by the jaguar to dismantle this den box. As on any animal enclosure, leave no sharp points or edges anywhere the animal might reach them. This should be done at least two days prior to the earliest due date to allow for acclimation and so as not to be caught off-guard by an

early birth. Introduce bedding (e.g. hay or shavings) to allow the dam to hide cubs if she is nervous. However, monitor closely for ingestion of bedding and prepare to remove it if necessary.

5. During the week before parturition and for at least the first week after, monitor and severely limit foot and vehicle traffic around the den building.
6. After parturition, visually check the health of the cub(s) with as little invasion of the cats' space as possible. Video monitoring is preferred, but if that is impossible it is recommended to wait 24 to 36 hours after birth to physically enter the den.
7. Disable and empty automatic water sources. Supply drinking water in areas inaccessible to cubs, or in containers small enough not to be a drowning hazard to them. This poses a risk of dehydration to the dam. Observe her for defecation and urination regularly. Ensure that her drinking water supply is adequate.
8. Food need not be offered on the date of parturition, but when it is offered the diet should be placed to easily retrieve any uneaten portion.
9. If cubs seem healthy and cared-for by the mother, do not enter the den area/bedroom for the first three days. Manage the dam's food and water intake by shifting her outside for exercise and feeding.
10. On day three, request a veterinary examination and weigh the cubs. It is important to use gloves and to rub jaguar feces or soiled hay on them to mask any unfamiliar scent. Identify the sex of the animal(s) and check for normal physical development and condition. If possible, permanently identify the cubs with microchip transponders. Weigh the cubs weekly for as long as it is practical.
11. Clean the bedroom/den area only as absolutely necessary during the first two weeks of the cubs' life.
12. At two weeks, begin reintroducing all normal keeper staff to the jaguar areas.
13. At three weeks, begin routine daily cleaning of the bedroom but take care not to establish a wet environment.
14. Also at three weeks, begin giving the dam access to the exercise yard throughout the day – depending on outdoor weather and temperature conditions.
15. Between four and six weeks of age, under veterinary care, begin routine vaccination series. Minimize the number of veterinary staff and associated sensory cues (smells, sounds, etc.). Boosters will be given every four weeks through a series of three injections.
16. At four weeks begin introducing novel items to the holding yard and den that will stimulate the cubs to varying conditions. Use extreme caution in choosing items that are not a potential hazard to cubs.

17. At around two weeks after the second vaccination, or when she appears completely comfortable, allow the dam daily access to the exhibit and den area. If she chooses to move the cubs, simply monitor the activity without forcing any behavior.
18. After the first round of vaccinations, and for as long as is practical, separate the cubs from the dam for at least one hour each day and handle the cubs. Gradually introduce all the animal staff that will be involved in their long-term management and care. The purpose of this activity is to familiarize the animals with human activity and contact, NOT to tame them.
19. When cubs go on exhibit, begin training efforts to condition cubs to move between den area and exhibit.
20. Expect to go hands-off with the cubs by the time they are six months of age.

CONTRACEPTION

The SSP recommends separating cats as the primary method of contraception. For chemical contraception, MGA implants have most often been used in jaguars, but Linda Munson has evidence that incidence of cancer in jaguars is correlated with this contraceptive. Currently, there is no recommended contraception other than vasectomy, spaying or separation.

POST-MORTEM

Reproductive management does not end with the life of the animal. Many of the jaguars in zoos worldwide are valuable, but even when individuals are not considered valuable, their reproductive tracts can provide essential information to help us determine reproductive requirements of the jaguar. Below is a protocol for recovery and handling of jaguar reproductive tracts post-mortem. It is very important that these protocols are meshed with the need for pathology work.

PROTOCOL FOR LABELING AND SENDING FECAL SAMPLES FOR FECAL STEROID ANALYSIS

Labeling and sending fecal samples

Contact Janine Brown or Rebecca Spindler at Smithsonian National Zoological Park, Conservation & Research Center (jbrown@crc.si.edu and rspindler@crc.si.edu) to discuss schedules and cost of tests. Fecal samples should be collected every other day and placed in Ziploc baggies, with a clear label including animal ID (name and studbook number), date of collection, and a.m. or p.m. collection. Baggies and labels can be obtained from CRC. Samples should be frozen immediately and kept frozen until sent. Samples will be processed and analyzed for steroid metabolites using procedures validated for other felid species (Brown *et al.*, 1994). If at all possible, samples should be dried in a lyophilizer, or oven at 70°C for 3 days (Terio *et al.*, 2002). Once dried, samples can remain in a dry place at room temperature. Before drying, all samples should remain frozen, and should be shipped on dry ice.

PROTOCOLS FOR FELID REPRODUCTIVE TISSUE PATHOLOGY AND GENE RESCUE

Please note that pathology protocols have not changed. For any felids in contraception studies or with any apparent lesions of the reproductive tissue, tracts should still be fixed in 10% formalin, accompanied by form for the contraceptive studies and shipped to:

Dr. Linda Munson - University of California, Dept. VM-PMI, 1126 Haring Hall, 1 Shields Avenue, Davis, CA 95616, (530) 754-7567, email: lmunson@ucdavis.edu

For remaining reproductive tissues, please contact Rebecca Spindler. Skin samples, ovaries and testes should be prepared and sent out for gamete rescue as soon as possible so that the genes of that individual can be recovered. The following flow chart is provided to determine where reproductive and genetic material should be sent.

Testes for Gamete Retrieval:

- 1) Contact the person below, to advise them of gonadal material, and to receive Fed-Ex account number to send tracts (Conservation & Research Center).
- 2) Remove the testis, epididymis and vas deferens under sterile conditions, ligate the vas deferens using suture material to avoid fluid leakage.
- 3) Place tract in one layer of gauze moistened with sterile saline or PBS (NOT FORMALIN), in a sealed tube or water proof bag. Refrigerate until the tract is ready to be transported (express delivery overnight) in a Styrofoam container on a cold pack or on ice.
- 4) Label each tube or bag with the date and time of death or testis removal.
- 5) Testes should arrive within 48 hours for recovery of viable sperm.
- 6) A full thickness skin sample (~1 cubic centimeter) should be recovered from the medial thigh area. The fur should be clipped and the skin cleaned with alternate iodine / alcohol scrubs, followed by a final wipe with alcohol. Allow the alcohol to evaporate before obtaining the skin sample. Place the skin sample in a screw-top tube of saline or PBS (NOT FORMALIN) and refrigerate until shipment.
- 7) Animal gender, ARKS accession or studbook number and a contact person and number should be included to ensure maximum genetic value is obtained from these gametes

Contact: Rebecca Spindler – Conservation & Research Center, 1500 Remount Road, Front Royal VA 22630; tel: (540) 635 6594, fax: (540) 635 6506, email: rspindler@crc.si.edu

Ovaries for Gamete Retrieval:

- 1) Contact person below, to advise them of gonadal material, and to receive Fed-Ex account number to send tracts (Conservation & Research Center).
- 2) Place ovaries in one layer of gauze moistened with sterile saline or PBS (NOT FORMALIN), in a sealed tube or water proof bag layer of damp gauze, in a tube or water proof bag. Refrigerate until the tract is ready to be transported (express delivery overnight) in a Styrofoam container on a cold pack or on ice.
- 3) Label each tube or bag with the date and time of death and ovary removal.
- 4) Ovaries should arrive within 24 hours for recovery of viable oocytes.
- 5) A full thickness skin sample (~1 cubic centimeter) should be recovered from the medial thigh area. The fur should be clipped and the skin cleaned with alternate iodine / alcohol scrubs, followed by a final wipe with alcohol. Allow the alcohol to evaporate before obtaining the skin sample. Place the skin sample in a screw-top tube of saline or PBS (NOT FORMALIN) and refrigerate until shipment.
- 6) Animal gender, ARKS accession or studbook number and a contact person and number should be included to ensure maximum genetic value is obtained from these gametes.

Contact : Rebecca Spindler - Conservation & Research Center, 1500 Remount Rd, Front Royal VA 22630 tel: 540 635 6594, fax: 540 635 6506, e-mail: rspindler@crc.si.edu

References:

- Brown J, Graham L, Wielebnowski N, Swanson W, Wildt D and Howard J (2001) Understanding the basic reproductive biology of wild felids by monitoring of faecal steroids *Journal of Reproduction and Fertility Supplement* 57 71-82
- Brown JL, Wasser SK, Wildt DE and Graham LH (1994) Comparative aspects of steroid hormone metabolism and ovarian activity in felids, measured noninvasively in feces *Biology of Reproduction* 51 776-786
- Donoghue AM, Johnston LA, Seal US, Armstrong DL, Tilson RL, Wolf P, Petrini K, Simmons LG, Gross T and Wildt DE (1990) In vitro fertilization and embryo development in vitro and in vivo in the tiger (*Panthera tigris*) *Biology of Reproduction* 43 733-744
- Eizirik E, Bonatto S, Johnson W, Jr. PC, Vie J, Brousset D, O'Brien S and Salzano F (1998) Phylogeographic patterns and mitochondrial DNA control region evolution in two Neotropical cats (*Mammalia, Felidae*) *Journal of Molecular Evolution* 47 613 -624
- Eizirik E, Kim J, Menotti-Raymond M, Crawshaw P, O'Brien S and Johnson W (2001) Phylogeography, population history and conservation genetics of jaguars (*Panthera onca*, Mammalia, Felidae) *Molecular Ecology* 10 65-79

- Howard J (1993) Semen collection and analysis in non-domestic carnivores. In *Zoo and Wild Animal Medicine III* pp 390-399 Ed M Fowler. WB Saunders Co, Philadelphia
- Howard JG, Brown JL, Bush M and Wildt DE (1990) Teratospermic and normospermic domestic cats: ejaculate traits, pituitary-gonadal hormones and improvement of spermatozoal motility and morphology after swim-up processing *Journal of Andrology* 11 204-215
- Howard JG, Donoghue AM, Barone MA, Goodrowe KL, Blumer ES, Snodgrass K, Starnes D, Tucker M, Bush M and Wildt DE (1992) Successful induction of ovarian activity and laparoscopic intrauterine artificial insemination in the cheetah (*Acinonyx jubatus*) *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 23 288-300
- Johnson W, Culver M, Iriarte A, Eizirik E, Seymour K and O'Brien S (1998) Tracking the evolution of the elusive Andean Mountain Cat (*Oreailurus jacobita*) from mitochondrial DNA *Journal of Heredity* 89 227-232
- Johnson W, Pecon-Slattery J, Eizirik E, Kim J, Raymond M, Bonacic C, Cambre R, Crawshaw P, Nunes A, Seuanez H, Moreira M, Seymour K, Simon F, Swanson W and O'Brien S (1999) Disparate phylogeographic patterns of mitochondrial DNA variation in four closely related South American small cat species *Molecular Ecology* 8 79-94
- Morato R, Guimarães M, Ferreira F, Verreschi I and Barnabe R (1999) Reproductive characteristics of captive male jaguars (*Panthera onca*) *Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science* 36
- Morato R, Conforti V, Azevedo F, Jacomo A, Silveira L, Sana D, Nunes A, Guimaraes M and Barnabe R (2001) Comparative analyses of ejaculate-endocrine characteristics of free-living versus captive jaguars (*Panthera onca*) *Journal of Reproduction and Fertility* 122 745-751
- Morato R, Wildt D and Spindler R (2003) Influence of medium-term storage on cat sperm prior to cryopreservation *Theriogenology* in press
- Morato R, Verreschi I, Guimarães M, Cassaro K, Pessuti C and Barnabe R (in press) Seasonal variation in the endocrine-testicular function of captive-jaguars (*Panthera onca*) *Theriogenology*
- Pope C, Zhang Y and Dresser B (1991) A simple staining method for evaluating acrosomal status of cat spermatozoa *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 22 87-95
- Quigley H and Crawshaw PJ (2001) Reproduction, growth and dispersal of jaguars in the Pantanal region of Brazil. In *The jaguar in the new millennium* pp Ed R Medelin, K Redford, Q Howard and A Rabinowitz. UNAM, Mexico City
- Swanson W, Wildt D, Cambre R, Citino S, Quigley K, Brousset D, Morais R, Moreira N, O'Brien S and Johnson W (1995) Reproductive survey of endemic felid species in Latin American zoos: male

reproductive status and implications for conservation *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians* 1 374-380

Terio K, Brown J, Moreland R and Munson L (2002) Comparison of different drying and storage methods on quantifiable concentrations of fecal steroids in the cheetah *Zoo Biology* 21 215-222

Wildt DE, Brown JL and Swanson WF (1998) Reproduction in Cats. In *Encyclopedia of reproduction* pp 497-510 Ed E Knobil and J Neill. Academic Press, New York

REPRODUCTIVE DISEASES OF JAGUARS

L. Munson

Jaguars appear to be uniquely predisposed to develop gynecological cancers. High prevalences of ovarian, endometrial and mammary gland cancers have been identified in captive jaguars through the AZA Contraceptive Advisory Group Contraceptive Health Surveillance program. Although other felids also develop mammary gland cancer and endometrial cancer, the risk is considerably higher in jaguars. Also, ovarian cancer has only been found to date in jaguars and affects more than 50% of the aged population. This combination of ovarian, uterine, and mammary cancers is linked to a genetic mutation in humans, which is of concern for the Jaguar SSP. To address these concerns, we have been determining if similar genetic mutations are present in the jaguar population. For these studies, we need frozen tissues from both affected and unaffected jaguars and complete (intact) formalin- fixed reproductive tracts from all jaguars that are ovariohysterectomized (spayed) or that die (see appendices for forms). Frozen tissues for genetic analyses should include small samples of any tumor, as well as heart, spleen, and skeletal muscle.

PATHOLOGY SURVEILLANCE

Important diseases affecting population viability are detected or confirmed through performing a complete necropsy and comprehensive histopathology on individual animals and then collecting all information through the SSP veterinarian and pathologist. Currently, the principal concern in jaguars is the high prevalence of cancers, particularly those of the reproductive tract and mammary gland. However, vigilance is important if emerging diseases are to be detected in the population. Currently there are no funds available for a formal pathology survey by the SSP pathologist. What the SSP is recommending is that: 1) a complete necropsy be performed on any animal that dies, 2) a complete set of tissue samples be fixed and archived for the SSP, 3) the reproductive tract and selected frozen samples be sent to the SSP Pathologist (L. Munson), 4) each zoo veterinarian decide what tissue samples to take and submit for histopathology, and 5) the final necropsy report be submitted to the SSP veterinarian.

Protocols for submitting the reproductive tract are in Appendix ?.

A necropsy protocol including a worksheet and list of tissues to sample is in Appendix ?

REFERENCE FOR BIBLIOGRAPHY (ABSTRACT ONLY)

Munson L. 1994 A high prevalence of ovarian papillary cystadenocarcinomas in jaguars (*Panthera onca*). *Vet Pathol.* 31:604.

A HIGH PREVALENCE OF OVARIAN PAPILLARY CYSTADENOCARCINOMAS IN JAGUARS (*Panthera onca*)

Linda Munson, DVM, University of California

A high prevalence of papillary cystadenocarcinomas was noted in jaguar ovaries examined during a survey of reproductive lesions of captive wild felids. Ovaries from 12 jaguars were examined, and 9 of 12 had papillary cystadenocarcinomas in various stages of progression. The neoplasms consisted of multiloculated cysts containing clear fluid and intraluminal papillary projections. All neoplasms invaded the tunica albuginea and papillary projections were implanted on adjacent serosal surfaces. Histologically, all neoplasms were composed of cuboidal to columnar, deeply basophilic epithelial cells that lined cystic spaces and covered papillary projections. Cystic areas of the neoplasms were interspersed with regions of dense, compressed papillary structures without cyst formation. Jaguars with ovarian cancer were aged (mean = 17.25; range 12 - 24 yr), and all were from separate zoos. Only 5 of 9 had been contracepted with progestins. Endometrial carcinomas also were prevalent in jaguars (20 % of jaguars in the study), but only in progestin-contracepted jaguars. No other felid (N = 66) of 20 species had ovarian cystadenocarcinoma. These findings suggest that jaguars are uniquely predisposed to develop ovarian cancer, and may also be at higher risk to develop endometrial cancer.

MEMORANDUM

TO: ZOOLOGICAL VETERINARIANS AND MAMMAL CURATORS

FROM: Dr. Linda Munson
Pathologist Advisor for AZA Contraceptive Advisory Group
University of California- Davis
School of Veterinary Medicine
Department of Pathology, Microbiology, and Immunology
One Shields Avenue
Davis, California 95616 U.S.A.
Phone: 530-754-7963; FAX: 530-752-3349, Email: lmunson@ucdavis.edu

DATE: March 6, 2003

SUBJECT: Update on Contraceptive Health Surveillance Center

The AZA Contraceptive Advisory Group is continuing to survey the reproductive health of animals on contraceptives through a pathology survey of the reproductive tracts of *all mammalian species regardless of contraceptive history*. Please submit any available reproductive tract for this survey.

SAMPLES: Intact, formalin-fixed reproductive tracts (uterus, ovaries and mammary gland if possible) obtained from necropsy or ovariectomy of any female mammal.

FOR JAGUARS: Please freeze small samples of ovary and uterus (and if a necropsy, also freeze spleen, heart muscle, and skeletal muscle) before fixing the tract.

FIXATION: Make a *small* incision into the body of the uterus (primates) or into each horn (bicornuate uteri) and then immerse in buffered formalin for at least 72 hours (ratio of tissue to formalin = 1:10).

SHIPPING: Wrap fixed tracts in formalin-soaked paper towels, enclose in a leak-proof plastic container and ship by ground US mail (Federal Express is not necessary) to the above address. Several mailing labels are enclosed for convenience. For reproductive tracts that are too large to fix whole and ship (elephants, rhinoceros, etc), representative sections may be cut according to the attached protocol.

FOR JAGUARS: Please ship frozen tissues separately from fixed tissues. Frozen tissues should be shipped on dry ice by courier (overnight) mail.

SURVEY FORM: It is important that you also provide the information requested on the enclosed form. We will not be able to include your case without this information. This provides valuable data on the duration and dose of any contraceptive treatment and the effects of age and parity on the lesions.

When the data are collated, I will send a brief report on the reproductive tract to you and will be certain to acknowledge your contribution in any publication resulting from this survey.

I thank you in advance for contributing to this survey. Your submissions will be used to develop safer methods of contraception in zoo animals.

AZA CONTRACEPTIVE PATHOLOGY SURVEY

If no information is available please indicate in the spaces provided

Submitting veterinarian _____

Institution _____

Address _____

Animal ID: Name _____ ISIS _____ ZOO ID _____ SB# _____

Species _____ Date of birth _____ Weight _____

Date when uterus was obtained _____ Was it death or spay? _____

Breeding history at your zoo:

Has this animal been cycling? Y N

Has this animal been bred? Y N

Dates of pregnancies? _____

Has this animal spent her entire reproductive life at your zoo? Y N

If no: sites of previous residence: _____

Previous ID numbers (if known): _____

FOR MELENGESTROL IMPLANTS (MGA):

Has this animal shown estrus when implanted? Y N

IMPLANT #	IMPLANT WEIGHT	ANIMAL WEIGHT	DATE INSERTED	DATE REMOVED
_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____

OTHER CONTRACEPTIVES

Type: _____

Dose of contraceptive _____

Dates of treatment: _____

HAS THIS ANIMAL HAD OTHER HEALTH PROBLEMS THAT MAY AFFECT REPRODUCTION?

Dr. Linda Munson
University of California
VM-PMI
1126 Haring Hall
1 Shields Ave
Davis, CA 95616

Dr. Linda Munson
University of California
VM-PMI
1126 Haring Hall
1 Shields Ave
Davis, CA 95616

Dr. Linda Munson
University of California
VM-PMI
1126 Haring Hall
1 Shields Ave
Davis, CA 95616

Dr. Linda Munson
University of California
VM-PMI
1126 Haring Hall
1 Shields Ave
Davis, CA 95616

Dr. Linda Munson
University of California
VM-PMI
1126 Haring Hall
1 Shields Ave
Davis, CA 95616

Dr. Linda Munson
University of California
VM-PMI
1126 Haring Hall
1 Shields Ave
Davis, CA 95616

Dr. Linda Munson
University of California
VM-PMI
1126 Haring Hall
1 Shields Ave
Davis, CA 95616

Dr. Linda Munson
University of California
VM-PMI
1126 Haring Hall
1 Shields Ave
Davis, CA 95616

Dr. Linda Munson
University of California
VM-PMI
1126 Haring Hall
1 Shields Ave
Davis, CA 95616

Dr. Linda Munson
University of California
VM-PMI
1126 Haring Hall
1 Shields Ave
Davis, CA 95616

March 2003

**American Zoo and Aquarium Association
JAGUAR SSP NECROPSY PROTOCOL**

INSTITUTION/OWNER

ADDRESS

JAGUAR NAME OR ID # _____ STUD BOOK # _____ SEX

BIRTH DATE/AGE _____ WEIGHT

DATE OF DEATH _____ DATE OF NECROPSY

HISTORY: (briefly summarize clinical signs, circumstances of death):

SHIPPING TISSUES: *PLEASE OBTAIN PROPER CITES AND EXPORT PERMITS BEFORE SHIPPING TISSUES. SHIP FROZEN TISSUES IN SEPARATE CONTAINER THAN FIXED TISSUES.*

After 72 hrs in fixative, ship tissues in a leak-proof container in adequate formalin to keep tissues moist. Frozen tissues should be shipped with adequate dry ice to keep frozen for 72 hrs. Tissues can be shipped by U.S. Mail or by courier to:

Dr. Linda Munson
Dept. VM-PMI
1126 Haring Hall
1 Shields Ave
Davis, CA 95616
USA

PHONE # 530-754-7567
FAX # 530-752-3349
E-MAIL: lmunson@ucdavis.edu

GROSS EXAMINATION WORKSHEET

***** PLEASE PROVIDE A COPY OF THE GROSS NECROPSY REPORT IF AVAILABLE *****

PROSECTOR:

GENERAL CONDITION: (Nutritional condition, physical condition)

Neonates: examine for malformations (cleft palate, deformed limbs, etc)

SKIN: (Including pinna, feet)

MUSCULOSKELETAL SYSTEM: (Bones, joints, muscles)

BODY CAVITIES: (Fat stores, abnormal fluids)

Neonates: assess hydration (tissue moistness)

HEMOLYMPHATIC: (Spleen, lymph nodes, thymus)

RESPIRATORY SYSTEM: (Nasal cavity, larynx, trachea, lungs, regional lymph nodes)

CARDIOVASCULAR SYSTEM: (Heart, pericardium, great vessels)

DIGESTIVE SYSTEM: (Mouth, teeth, esophagus, stomach, intestines, liver, pancreas, mesenteric lymph nodes). **Neonates:** is milk present in stomach?

URINARY SYSTEM: (Kidneys, ureters, urinary bladder, urethra)

REPRODUCTIVE SYSTEM: (Testis/ovary, uterus, vagina, penis, prepuce, prostate, mammary glands, placenta)

ENDOCRINE SYSTEM: (Adrenals, thyroid, parathyroids, pituitary)

NERVOUS SYSTEM: (Brain, spinal cord, peripheral nerves)

SENSORY ORGANS (Eyes, ears)

PRELIMINARY DIAGNOSES:

LABORATORY STUDIES:(List bacterial and viral cultures submitted and results, if available)

***** **FEMALE REPRODUCTIVE TRACT** *****

Captive jaguars have an unusually high prevalence of cancers of the ovary, uterus, and mammary gland. So it is critical that the entire female reproductive tract be included in the tissues submitted. First freeze a small piece of any tumor of the reproductive tract. If no tumor is evident, then freeze a small section of ovary and a cross section of uterus for genetic analyses. Include these frozen tissues with the frozen tissues requested below.

FIXED TISSUE CHECK LIST

Preserve the following tissues in 10 % buffered formalin at a ratio of 1 part tissue to 10 parts formalin. Tissues should be no thicker than 1 cm. **INCLUDE SECTIONS OF ALL LESIONS AND SAMPLES OF ALL TISSUES LISTED BELOW.**

- ___ **3 Blood smears**
- ___ **Salivary gland**
 - ___ **Oral/pharyngeal mucosa and tonsil** -include areas with erosions, ulcers or proliferative lesions.
- ___ **Tongue** - cross section near tip including both mucosal surfaces. Check under tongue for lesions.
- ___ **Lung** - sections from several lobes including a major bronchus
- ___ **Trachea**
- ___ **Thyroid/parathyroids** - leave intact.
- ___ **Lymph nodes** - cervical, mediastinal, bronchial, mesenteric and lumbar. Cut transversely.
- ___ **Thymus**
- ___ **Heart** - longitudinal sections including atrium, ventricle and valves from right and left sides.
- ___ **Liver** - sections from 3 lobes, including gall bladder
- ___ **Spleen** - Cross sections including capsule.
- ___ **GI Tract** - 3 cm long sections of:
 - ___ **Esophagus**
 - ___ **Stomach** - multiple sections from cardia, fundus (body), and antrum of pylorus
 - ___ **Small intestines** - duodenum, jejunum, ileum
 - ___ **Large intestines** - cecum, colon
- ___ **Omentum** - ~3 cm square
- ___ **Pancreas** - representative sections from two areas including central ducts
- ___ **Adrenal** - entire gland with transverse incision.
- ___ **Kidney** -cortex and medulla from each kidney
- ___ **Urinary bladder, ureters, urethra** - cross section of bladder and 2 cm sections of ureter and urethra.
 - ___ **Reproductive tract** - Entire uterus and ovaries with longitudinal cuts into lumen of uterine horns.
 - Both testes (transversely cut) with epididymis. Entire prostate, transversely cut.
- ___ **Mammary gland:** Any masses or cysts and sections of normal gland surrounding the nipple.
- ___ **Eye** - both eyes kept intact. Remove extraocular muscles and periorbital tissues.
- ___ **Brain** - cut longitudinally along midline. Submit entire brain (retain small part of

- frontal cortex frozen) and **pituitary gland**.
- ___ **Spinal cord** (if neurologic disease) - sections from cervical, thoracic and lumbar cord.
 - ___ **Diaphragm and Skeletal muscle** - cross section of thigh muscles
 - ___ **Opened rib or longitudinally sectioned 1/2 femur** - marrow must be exposed for proper fixation
 - ___ **Skin** - full thickness of abdominal skin, lip and ear pinna.
 - ___ **Neonates: umbilical stump** - include surrounding tissues.

FROZEN TISSUES: Freeze a sample of lung, spleen, liver, lymph node, heart and skeletal muscle at (preferably) -70°C .

Environmental Enrichment

Christopher Law, Elmwood Park Zoo

ENRICHMENT GUIDELINES

In *Second Nature*, Shepherdson explains His definition of environmental enrichment “Environmental enrichment is an animal husbandry principle that seeks to enhance the quality of captive animal care by identifying and providing the environmental stimuli necessary for optimal psychological and physiological well-being.”

In Jaguars we can accomplish this in many different ways. One good rule is to encourage natural behaviors when possible. Because food, shelter and water are provided in captivity, the need to search for them is removed and psychological stimulation becomes an important component of animal management. The following is a basic guideline to help develop an environmental enrichment program for jaguars in captivity. Items should be given randomly to keep the animals interest. All items should have your managers and veterinarians approval.

1. **Night Holding:** A resting platform for each cat. Logs and stumps for scent marking and sharpening claws.
2. **Outside Exhibit:** Usually natural substrate is preferred such as grass or dirt (see husbandry section). Logs can be hung, attached or on the ground. There should be plenty of visual barriers for the animal to *feel* completely hidden from the public. The exhibit should have plenty of vertical perching for climbing with real or artificial logs, branches or rocks and various high nesting sights. The top of the cage should have plenty of natural coverage for shade and security. There should be at least one water source. Pools, ponds and streams are recommended for drinking, playing and cooling off.
3. **Novel Objects:** Objects such as boomer balls and cardboard boxes promote the natural stalk and pouncing behavior. Small logs can also be used on exhibits for a natural look.
4. **Natural Feeding:** “In order to provide opportunities to exhibit species-appropriate behaviors or otherwise enable animals to work for food, a number of enrichment items can be added to their outdoor or indoor enclosure and exhibits. It is recommended that large felids be offered edible (or other) items on an ongoing but random schedule in order to combat stereotypic behaviors such as pacing, hair pulling or self mutilation as well as to add more interest to their daily lives. Offering items at random is important as felids easily become desensitized; offering no enrichment on some days may be equally as effective. Food items from non-domestic stock should be frozen prior to freezing to kill any pathogens that might be present” (Shoemaker sec. 2.1.2.).

5. **Carcass Feeding:** “Because feeding live mammal or bird prey is not typically desirable or feasible, other techniques must be employed to provide appetitive or “hunting” opportunities for captive felids. An obvious technique is the feeding of humanely killed whole animals (e.g., rats, mice), gutted carcasses (e.g., chickens, rabbits), or carcass fragments (e.g., shanks of sheep or calf) (Law 1993). On receiving whole or partial carcasses, many cats exhibit all or part of the stalk-rush-kill sequence (Richardson 1982; Mellen, personal observation; Shepherdson, personal observation). In addition to the potential for improved psychological well-being (Lindburgh 1988), feeding whole carcasses may enhance physical well-being” (Mellen, Hayes, and Shepherdson pp. 195- 196).
6. **Olfactory:** Olfactory enrichment can encourage natural behaviors such as scent marking and exploratory behavior. Extracts such as spices and perfumes as well as different hunting scents and animal fur or feathers can be used. Always freeze items from other animals to remove parasites. One institution reports the use of urine from other species, centrifuged and examined for bacteria, as well. It is strongly recommended to obtain veterinary approval of any and all animal material before using it as enrichment.
7. **Training:** Positive reinforcement is a favorable form of training with jaguars. Behaviors learned can reduce the animals’ stress level when undergoing veterinary procedures. Training also provides physical and mental stimulation for the jaguar. Target training the animal to respond to cues for placement of its body in directed locations is one very useful behavior. Another behavior is crate training, in which the animal is gradually acclimated to feel safe and comfortable entering a transport crate. While training is not a natural instinctive behavior, a good training program can reduce stress and improve the animal’s quality of life. *Wild Mammals In Captivity*, edited by Kleiman, Allen, Thompson and Lumpkin, is a good resource for keepers interested in training. Another popular book illustrating positive reinforcement techniques is *Don’t Shoot the Dog*, by Karen Pryor.
8. **Auditory:** Auditory enrichment allows the jaguar to use their excellent hearing senses. Hearing possible prey animals or another jaguar can stimulate exploratory behavior. A radio can be stimulating or comforting for a jaguar.
9. **Social:** Social enrichment can decrease pacing and add a stimulating change to the day. Keeper interaction and visuals of other animals are two examples of social enrichment that can increase the complexity of a jaguar’s day.

ENRICHMENT SURVEY

The following are the results of an enrichment survey sent to fifty-one institutions that were exhibiting jaguars. We received responses from twenty-two of these facilities. The results are broken down and intended to be a resource to show what other institutions are doing and rate the success of each item. Each animal has its own individual demeanor, so the results here are by no means the definitive answer on how an animal will react. All the items submitted have

not necessarily been tested and what is fine for one jaguar can be problematic for another. Always have new items reviewed by your managers and veterinarians and follow your facilities safety guidelines.

1. **Exhibit Substrate:** Grass, dirt, sand, cement, wood chips and mulch.
2. **Outside Exhibit Furniture:** Waterfall, pond, stream, rocks, bamboo, trees (evergreen, mulberry, elm) swinging logs, shrubs, deadfall trees, tree limbs at different levels, rock den, concrete cave, timber platform, straw bed, rock ledge, brush pile, fire hose hammock, hot rock, gunite rock/trees, tree stumps, vines, plants (honey suckle, palms, butterfly bush, junipers), wood bridge over one-meter dry moat.
3. **Indoor Holding Area:** Wooden bench, shelves (wooden, gunite, plywood, metal, Corian®) pallets, kennel, den, vines, hide box, ropes, hanging cedar logs, hanging tire, wooden perching, pool (approximately one meter deep).
4. **List Food Items:** Feline diet, rats, crickets.
 Fish - live tilapia, tuna, herring, frozen salmon, live goldfish, trout, minnows, live red shiners, smelts, blood ice block, fish ice block (successful), frozen bouillon blocks, bagels soaked in blood, gelatin made with blood, blood ring with chicks, meatballs, boiled eggs, fetal calf, chunk horse meat, rabbit, quail, fresh blood, frozen streaks, frozen lamb, mice, fruit & vegetables, grapes.
 Chicken - Cooked chicken, necks, gizzard & hearts, liver, boneless chunks
 Bones: Venison, horse, cattle, frozen, beef tail, pork neck, horse shank, horse knuckle, mutton, cow leg.
 Venison - ground or whole.
 Horse - chunks of meat (training reward) liver, raw beef, pork hock.
 Presented - hidden, meat smeared on rocks, fish in pond, buckets meat training reward, hidden in PVC tubes, tree bags, perches in box with lid, tossed in on ropes.
5. **Social:**
 Alexandria - Female can see male. She can touch through baleen panel (She has bitten his ears through the panel).
 EPZ - Cage door the jaguars can be nose to nose (both have bitten each others ears).
 Ponies walk by.
 Rio Grande - Watches mountain lion, can see raccoon.
 Erie - Visuals of leopards, occasionally walks llamas or sheep in front of exhibit.
 Houston - We have two females and one male living together; they are constantly fluctuating in their social interactions. All three live together ninety percent of the time.
6. **Auditory:**
 Various animals throughout the Zoo.
 Tapes "rabbit in distress," deer calls, radio.
7. **Enrichment Problems:**

Chattanooga – stopped giving rawhides & bones due to excessive vomiting and diarrhea.

Caldwell - slight sneezing (spices).

St. Louis - female eats cloth, therefore, burlap sacks and rags are no longer given. She vomits after she eats them.

Bramble Park - Burlap: male has a habit of eating it when frozen or thawed meat is put in it & throws it back up. Keepers worry about the male hurting himself with a bowling ball.

Memphis - Diarrhea from thawed rabbit.

Lincoln Park - Only large shank bones are given to prevent him from crunching them.

Denver - Burlap bag strings have been ingested (bags must be removed promptly).

Little Rock - Male ingested some rope from safety net; this was removed promptly when the keepers found out.

EPZ - Impaction from chicken bone when female was kitten. She now ingests large bones & rats with no problem. Female ingests fur, cardboard, cloth. The cloth is no longer given.

Philadelphia - Jaguar is an older animal that vomits when given bone chunks, so types of food enrichment are limited.

Houston - Destroys any plastic softer than a five-gallon bucket. Male will sometimes eat paper.

The average rating for the chart is from 1 = no reaction to 5 = strong reaction.

NOVEL OBJECTS RATING CHART

Institutions	Novel objects	Average given	Average rating
21	Cardboard box	Monthly, bi-weekly, 4x a week	4
18	Boomer ball	Weekly, daily	3
6	Burlap bags	Weekly, bi-weekly, every 6 months	4
6	Bowling ball	Daily, 3x a week	3
6	Feather	Bi-weekly, weekly	3
6	Large barrel	Daily, weekly, yearly	4
4	Large boomer ball	Weekly	3
4	PVC	Monthly	3
4	Ice block	Monthly	3
4	Carpet tube	Monthly, bi-monthly	4
4	Pumpkin	Yearly, in fall	4
4	Papier maché prey animals	Yearly, every few months	5
3	Phone book	Occasionally, 2x a week, 2x a year	4
3	Beer keg	Weekly, monthly	4
3	Small boomer ball	Daily, weekly	4

3	Horse tail	Occasionally	4
2	Giant boomer ball	Bi-weekly	4
2	Bamboo stalks	Monthly	2, 4 with cinnamon
2	Spool	Daily, weekly	4
2	Sheep's wool	Monthly	3
2	Plastic pails	Occasionally	4
1	Boomer ball with holes for food placement	Weekly	5
1	Tractor tire	Weekly	5
1	Large "pill"	Monthly	4
1	Log	Monthly	4(likes to carry)
1	Lettuce head	Monthly	3
1	Pigs ears	Bi-weekly	3
1	Raw hides	Bi-weekly	3
1	Frozen fish juice	Occasionally	4
1	Beef noses/chins	Weekly	4
1	Camel Hair	4x a year	3
1	Plastic hour glass toy	Bi-weekly	4
1	Hay/wood wool	1-2x a month	3
1	Paper bags		5
1	Large heavy ball		2
1	Small barrel		2
1	Large plastic "spoolie"	Daily	5
1	Large rubber trash can	3-4x a week	5
1	Small rubber trash can	2-3x a week	4-5
1	Large soft plastic hose reel	Weekly	2-3
1	Large plastic trash can lids	1-2x a week	2-3
1	Plastic turkey feeder tray	1-2x a week	4-5
1	Bobbins	3x a week	2
1	Oranges	Once a week	2
1	Large Tub	Daily	5
1	5 gallon water jugs	Once a month	1
1	Guanaco hair	Once a month	3
1	5 gallon bucket		5
1	Tire	3x a week	4
1	Polyethylene bucket	4x a week	1

OLFACTORY RATING CHART

Institutions	Olfactory items	Average given	Average rating
16	Perfume / Cologne	Bi-weekly, weekly	3
9	Dry catnip	Bi-weekly	3
7	Cinnamon	Monthly, weekly	3
5	Garlic	Bi-weekly, weekly, quarterly	3
4	Nutmeg	Bi-monthly	3
4	Vanilla extract	Bi-monthly, every 6 months	3
4	Boxes / hay with scent	Weekly	5
3	Basil	Monthly, weekly	2
3	Doe scent	Bi-monthly	2
2	Fresh catnip	Weekly in summer	5
2	Oregano	Bi-weekly, weekly	3
2	Cloves	Bi-weekly, weekly	2
2	Paprika	Bi-weekly	4
2	Fox urine	2x a week	4
2	Mint extract	Bi-weekly	4
2	Toys from other exhibits	Weekly, monthly	3
1	Berry bliss (body mist)	Bi-weekly	3
1	Catnip oil	Every 2-3 weeks	4
1	Vinegar spray bottle with added scents	Once a week	3
1	Allspice	Bi-weekly	5
1	Sage	Bi-weekly	3
1	5 Chinese spice	Bi-monthly	5
1	Curry	Bi-monthly	5
1	Pumpkin pie spice	Bi-monthly	5
1	Onion	Bi-weekly	3
1	Fresh spices	Weekly	4
1	Fox scent	Occasionally	3
1	Fox, Mink, Deer, oil	Bi-weekly	4
1	Orange extracts	Bi-weekly	3
1	Anise extracts	Bi-weekly	3
1	Lemon extracts	Bi-monthly	5
1	Rum extracts	Bi-monthly	5
1	Chicken spray	2x a week	3
1	Skunk scent	Monthly	4
1	Fish herbs	When available	3
1	Bongo feces	Bi-monthly	1
1	Hoofstock feces	Monthly	5

1	Boomer ball from other cats	Weekly	5
1	New logs/stumps	Yearly	3
1	Logs from other animals	Bi-monthly	4
1	Explore Tiger cage	Weekly in winter	3
1	Lanolin	Bi-monthly	5
1	Deodorant	Bi-monthly	3
1	Leaves from hoofstock	Bi-monthly	5
1	Carnivores put in male exhibit	Monthly	3
1	Ginger	Weekly	1
1	Maned wolf scent	Once a week	3

I would like to thank the following Zoos for their participating in this survey:

Alexandria Zoo	Little Rock Zoo
Bowman Zoological Park	Louisville Zoo
Bramble Park Zoo	Memphis Zoo
Caldwell Zoo	Milwaukee County Zoo
Chattanooga Zoo	Oklahoma City Zoo
Denver Zoo	Philadelphia Zoo
Elmwood Park Zoo	Rio Grande Zoo
Erie Zoo	Sacramento Zoo
Houston Zoo	San Antonio Zoo
Jacksonville Zoo	Sedgwick County Zoo
Lee Richardson Zoo	St. Louis Zoo

REFERENCES

Kleiman, D. G., M. E. Allen, K.V. Thompson, and S. Lumpkin, eds. 1996 *Wild Mammals In Captivity: Principles and Techniques*. Chicago: University of Chicago Press.

Shepherdson, D. J., J. D. Mellen, and M. Hutchins, eds. 1998 *Second Nature: Environmental Enrichment for Captive Animals*. Washington and London: Smithsonian Institution Press.

Shoemaker, Alan H. 2003. *Zoo Standards for Keeping Large Felids in Captivity: AZA Minimum Husbandry Standards for Mammals*. Silver Springs: AZA Publishing. In Press, 2002.

Nutrition

Ann M. Ward, M.S., and Amy Hunt, M.S., Fort Worth Zoo

INTRODUCTION

Feeding jaguars in captivity is a combination of a nutritionally adequate diet and following good sanitation practices as recommended for meat/whole prey based diets. The nutrient content of all foods consumed, including enrichment items, contribute to the overall nutrient content of the diet. No studies have been completed to determine the specific nutrient requirements of jaguars. Consequently, until additional data become available, the domestic cat can serve as a model for most nutrient parameters.

NATURAL FEEDING HABITS/DIET COMPOSITION

Jaguars are strict carnivores that, by definition, consume only animal prey. Types of prey consumed by the jaguar are listed in detail by W.K. Baker in the Natural History, Behavior and Captive Management section of this handbook, and consist mainly of capybara, spectacled caiman, side-necked turtles, and collared peccary. Very little data is available for nutrient analysis of whole prey, however, vertebrate carcasses tend to be similar in nutrient composition across species such as rats, mice, and chicks (Allen, *et al.*, 1996). Water and fat may vary according to development state, reproductive condition and seasonal changes, and information on concentrations of fatty acids, vitamins D and K, water-soluble vitamins and essential amino acids is lacking (Allen, *et al.*, 1996, Dierenfeld, *et al.*, 2002). Consumption of viscera may help satisfy fat and vitamin requirements (Lindburg, 1988). In the wild, carnivores typically eat all or most of the prey they capture and kill, including bones, fat, and viscera. Given that all parts are consumed, including some bones or other calcified tissues, whole prey are commonly presumed to meet all nutrient requirements and maintain good oral hygiene (Dierenfeld, *et al.*, 2002). Wild cats have substantial energy expenditure in the capture and kill and may consume as much as 25 kilograms of meat at one feeding (Lindburg, 1988). Large feedings are often followed by a period of famine. Nutrient analysis of various whole prey items is given in Table 1.

GASTROINTESTINAL ANATOMY

The gastrointestinal tract of the cat is short and considered simple (Stevens and Hume, 1995). The cat has a stomach and short colon that is not compartmentalized. The small intestine is short as well, with limited area for nutrient absorption. This type of gastrointestinal tract is adapted to utilize a meat diet that does not require prolonged retention for digestion. Thus, cats have high energy, protein and ether extract digestibilities. In general crude protein and ether extract digestibilities average over 80% for captive large felids, including jaguars, as well as for domestic felids. (Morris, *et. al.*, 1974, Allen *et.al.*, 1995, Barbiers, 1982, Wynne, 1989, Hackenburger and Atkinson, 1983, NRC, 1986).

ESTIMATED NUTRIENT GUIDELINES

The estimated nutrient guidelines are based on the known nutrient requirements of the domestic cat reviewed by the National Research Council (NRC) in 1986 and nutrient profiles recommended for practical diets by the Association of American Feed Control Officials

(AAFCO) in 1994. The recommendations of the 1986 NRC are based on feeding purified or extremely bioavailable diets (supplying specific amino acids in place of an intact protein) and growth studies. The recommendations of the 1994 AAFCO document consider the bioavailability of ingredients commonly used in pet foods. Additionally, AAFCO suggests guidelines for animals at maintenance as well as growth. The combination of these documents is appropriate for feeding jaguars in captivity (Table 2). Nutrient considerations unique to strict carnivores are reviewed below. A complete review of all nutrients known to be required by the domestic cat is available in the 1986 NRC.

Energy Requirements

Extrapolation of the energy requirement for inactive and active cats (70-80 kcal/ kilograms body weight) is not appropriate for jaguars given that it does not consider differences in body size between the domestic cat (2-6 kilograms) and jaguars (56 kilograms). The Kleiber equation, calculating basal metabolic rate (BMR), multiplied by an activity factor better assesses differences in energy needs based on body weight ($BMR = 70 \times \text{body weight}^{0.751}$). This equation accounts for a decrease in energy needs per unit mass as an animal's size increases (Robbins, 1993). However, Kleiber does not account for differences in feeding strategy/foods naturally consumed. There appears to be an increase in energy needed for metabolism in animals maintaining greater muscle mass, consuming whole prey, readily digestible and available diets compared to animals consuming poorly digested, less available diets (McNab, 1989). This resulting equation for vertebrate consumers is $BMR = 91.8 \times \text{body weight}^{0.8131}$. Further, carnivores that expend more energy due to their foraging style may require higher energy intakes than those with foraging strategies that minimize energy expenditure (Allen *et al*, 1995). In general, it is possible, due to similarities in foraging style, that jaguars can be compared to cheetahs and tigers, and not to lions.

In the absence of species-specific equations, general equations provided by Kleiber and McNab may provide a base from which to calculate diet amounts. However, these equations give an indication of energy needed to meet basal metabolism (the body at rest). They do not account for increases due to activity, physiological state, or for thermoregulation. It is common to apply a factor of 1.5-2 for maintenance and 3 or greater for early growth.

Energy Content of Foods

Protein, fat, and carbohydrate contribute to the energy content of a food. The energy content of foods can be expressed as gross energy (GE), digestible energy (DE), or metabolizable energy (ME). Gross energy is the resultant heat from the combustion of a food in a bomb calorimeter. Digestible energy is the GE minus energy lost in feces. Metabolizable energy is GE minus DE and energy lost in urine. Energy available for digestion and metabolism is determined by controlled studies where intake as well as, fecal and urine output is measured and analyzed. Digestible energy values can be converted to metabolizable energy values by the equation: $ME = 0.92(DE)-2$ (Kendall *et al.*, 1983). Because these studies are difficult to conduct, often estimates of metabolizable energy are used, see below (AAFCO, 1994).

$ME \text{ (kcal/kg)} = 10((3.5 \times \text{crude protein}) + (8.5 \times \text{crude fat}) + (3.5 \times \text{carbohydrate or nitrogen free extract/NFE}))$

$$NFE = 100 - (\text{crude protein \%} + \text{crude fat\%} + \text{crude fiber\%} + \text{moisture\%} + \text{ash\%})$$

Protein

Cats require more total protein as well as higher levels of the amino acids methionine and cystine. [[One mgmt group member asked for additional information regarding what needs the higher levels of methionine and cystine fulfill.]] When faced with starvation or low protein diets, cats do not have the ability to conserve nitrogen. Thus, they have a high obligatory nitrogen loss due to reduced capacity to regulate enzymes critical to this process (Morris and Rogers, 1983). Methionine and cystine can serve as precursor for the amino acid taurine but cannot offset the cat's unique need for taurine in the diet (NRC 1986). Additionally, cats are more sensitive to arginine deficiency. Other mammals, through arginine synthesis, can meet needs for maintenance while the cat requires dietary arginine for both maintenance and growth (Morris and Rogers, 1983).

Carbohydrates

The strictly carnivorous nature of a cat's diet results in low carbohydrate consumption. Glucose is the main carbohydrate that serves as an energy source for tissues. In the cat, glucose can be derived from protein and fat through glucogenic pathways (Rogers and Morris, 1983). Fat furnishes glycerol while protein provides glucogenic amino acids. Consequently is it not surprising that cats do not have a high level of activity of the glycolytic enzyme, glucokinase, in the liver (Rogers and Morris, 1983).

Fatty Acids

In most mammals, essential fatty acid requirements can be met by linoleic and/or linolenic acids. However, cats also require arachidonic acid (NRC, 1986). Other mammals convert linoleic to arachidonic acid to meet their requirement. The cat has low activity of enzymes critical to this conversion.

Vitamins

Cats cannot convert provitamin A compounds, such as beta-carotene, to retinol. Consequently, retinol, retinyl acetate or palmitate is required in the diet (NRC, 1986). Additionally, a dietary source of niacin is also required. Other mammals convert the amino acid tryptophan to niacin while in the cat this conversion does not occur (NRC, 1986). The whole prey diets consumed by free ranging cats are good sources of preformed vitamin A and niacin precluding problems in the wild.

WATER

As mentioned in previous sections, a clean source of water should be available at all times. Water bowls should be cleaned and sanitized daily.

CAPTIVE DIET FOR ADULTS

Diet Ingredients

Since the formulation of raw meat mixes, metabolic bone disease, resulting from slab meat diets has disappeared. Over time many of these diets have evolved with regard to nutrient levels, ingredients, and quality control, such that problems including inappropriately high levels of vitamin A, inconsistent or inappropriate ingredients, and high levels of bacterial load or unacceptable organisms including *Salmonella* and *Listeria* are less commonplace. Appropriate diets include meat mixes, bones, whole prey or carcass, and some slab meat. All, or selected items from this list, can be fed in combination if the overall nutrient content meets minimum nutrient concentrations (Tables 1 and 3).

Currently, several horsemeat mix diets are available. For example, those products manufactured by Dallas Crown[®], Nebraska[®], and Milliken Meats[®]. Additionally, Natural Balance[®] manufactures a beef based diets for large cats. These diets can contain meat products, solka floc, cereal grains, vitamin and mineral premixes. Correctly formulated meat mixes with appropriate ingredients, fed in combination with bones and/or whole prey can meet the nutritional needs as well as oral health of adult, pregnant, lactating, and growing jaguars (Table 4). Bones or whole prey should be included in the diet for abrading qualities in order to reduce plaque formation. A significant reduction in plaque and calculus can be achieved offering bones twice a week (Haberstroh et. al., 1984). Specifications for a raw meat diet are provided in Appendix A (Allen et. al., 1999) along with a questionnaire (Appendix B) to assess products and quality control of potential manufacturers.

Often slab or chunk meat is offered as a part of the diet as a vector for medications or for variety. These items can be fed as long as they have been included in the diet analysis that meets minimum requirements. If a cat must temporarily be fed a slab meat diet, recommendations for supplementation per 2 kilograms of horsemeat are 15 g of bone meal and 1 Centrum vitamin/mineral tablet (Ullrey and Bernard, 1989). Muscle meats are poor sources of calcium, vitamin A, D, and E, folacin, manganese and copper (Table 1). These products fed at the recommended levels, meet the minimum requirement range for growing cats. Supplementation above these levels, as well as supplementation for the meat mixes, is not warranted and may result in imbalances or toxicities.

How Much to Feed?

The appropriate quantity of diet is determined by the cat's body weight, activity level, physiological state, and energy content of the diet. Obesity can result from overfeeding and has been noted to be a problem in captivity. The equations generated by Kleiber and McNab can form a base from which to work. Example calculations are provided in Appendix C. The amount of food offered and estimated calories in Table 5 are reflective of good body condition for jaguars at the Fort Worth Zoo. Because different institutions may have larger or smaller exhibits, more or less active cats, feed a different diet, these values may not result in ideal body condition at other institutions. When possible, animals should be weighed to assess body condition and needs for diet changes. Depending on the structure of the animal, even at a

general ideal body weight for the species, it could be over or under weight. Consequently, it is important to visually assess each animal. A body condition chart is provided in Appendix C. This is a chart commonly used for the domestic cat. A jaguar specific chart is in development.

Depending on housing and climate, it may be appropriate to adjust diets seasonally. While a fast day in captivity does not reflect the natural feeding habits of a free-ranging animal consuming a large meal followed by a several day fast, it can be used in captivity to control body weight. Often bones are offered on fast days. It is important to note, depending on the supplier, some bones may contain more meat than the daily ration. Feeding road kill is not recommended due to possible transfer of parasites, disease, as well as high microbial loads. The USDA highly discourages this practice (USDA, 1998A).

Quality Control

Standards for inspecting meat and whole prey items are available in the USDA Manual of Standard Operating Procedures for Handling Frozen/Thawed Meat and Prey Items Fed to Captive Exotic Animals (Crissey et. al., 2001). Highlights from this document are included below. The complete document is available through the website: www.nal.usda.gov/awic. In general, inspection begins with the raw ingredients by the manufacturer and ends with the keeper placing the diet in the enclosure. At all times the following guidelines should be followed. Meat and meat mix standards: bright red or cherry color, fresh odor, firm and elastic to the touch. Whole prey standards: shine or luster to the skin, no breaks in the skin, no bloating or protrusion of viscera, no dehydration, eyes translucent, may be slightly sunken, fresh odor, firm and elastic, does not stay indented when touched.

Unpublished data (Allen, 2002) indicate that nutrient levels in meat mixes fed to large cats can vary. Ideally, each shipment of meat should be analyzed for nutrient content. Minimally, meat products should be analyzed once per year. To calculate metabolizable energy content, and thus determine appropriate amounts to feed, each product should be assayed for protein, fat, fiber, ash, and moisture. Calcium, phosphorus, potassium, sodium, magnesium, iron, copper, zinc, and manganese are useful measures to assess diets as well as monitor product consistency.

Additionally, food items should be monitored for microbial load. Suggested parameters to measure are noted in the appendix under Specifications for Raw Meat Diets (Allen et. al., 1999).

Sanitation and food safety concerns mentioned above are an important contributor to maintaining quality control. All areas where food is received, stored, and processed should follow Hazard Analysis and Critical Control Points (HACCP) principles (USDA, 1998B).

FOOD HANDLING, PREPARATION AND PRESENTATION

Considering the perishable nature of meat and prey items, it is critical follow food-handling procedures that aim to maintain the nutrient value of foods as well as avoid unhealthy microbial build up. The USDA Manual of Standard Operating Procedures for Handling Frozen/Thawed Meat and Prey Items Fed to Captive Exotic Animals (Crissey et. al., 2001) is a resource that should be on hand in every area where these foods are handled. The below guidelines do not include all the information available in this resource.

Storage

Refrigeration should be used for short-term storage only. The appropriate range for refrigeration is 4° to 6°C (40° to 43°F). Products not to be fed in 24 hours should be stored in a freezer. Once an item has been thawed, it should be fed within 24 hours. Appropriate freezer temperatures are -30° to -18°C (-22° to 0°F) or lower. Meat that must be stored for periods as long as 1 year should be held at the low end of the temperature range.

Thawing

Meat should never be thawed at room temperature. The preferred method of maintaining a wholesome product with the least microbial growth is to thaw it under refrigeration at 4° to 7°C (40° to 45°F). Boxes of bones should be broken up to facilitate timely thawing of all pieces. Large chunks of frozen meat can be sawed into smaller pieces. During the thawing process, meat, bones and prey items should be kept wrapped or in a container that will allow uniform thawing. Thawing in standing water is not recommended due to resulting nutrient loss. Meat and bones can be sealed in bags and thawed under running water at a temperature of 21°C (70°F) or below.

Feeding

Meat and prey items should be fed cold but not frozen. Food items should be placed in enclosures at times most likely to be consumed by the animal. A recommended guideline is 3 hours in an enclosure. Food pans or areas such as floors where food is offered, should be cleaned and sanitized daily.

Cleaning and sanitation

All equipment, receptacles or areas that maintain contact with raw meat items should be cleaned and sanitized daily. To accomplish sanitation, gross filth must be removed from all surfaces with a detergent. Once cleaned, the following methods can be used to sanitize. 1.) Contact with a solution of 100 ppm available chlorine solution for 20 seconds or 50 ppm for at least a minute. 2.) contact with a solution of 25 ppm available iodine for 1 minute. 3.) Contact with 200 ppm quaternary ammonium for 1 minute. 4.) Use of a dishwashing machine with approved sanitizing methods (chemical or hot water). 5.) Applying a safe and effective disinfectant after cleaning.

FOOD ENRICHMENT

All food items ingested should be considered a part of the diet. As such, the overall diet should meet the minimum nutrient requirements. A list of items offered jaguars is provided in the Enrichment chapter of this document.

HAND-REARING

Ann M. Ward, M.S., and Amy Hunt, M.S., Fort Worth Zoo

The below recommendations include available information on hand-reared jaguars (Oklahoma City Zoo and Caldwell Zoo) and the authors experience hand rearing several cat species (cheetah, tigers, clouded leopards and snow leopards). Other institutions have hand-reared jaguars, however protocols were not available for review. Below is summary information. For more complete information on hand rearing diets see the AZA Infant Diet Notebook (Meehan, 1994). For an extensive review of milk composition see Oftedal, 1984.

Milk Composition

Data were not found on the composition of jaguar milk. Limited information is available on the composition of milk of other cat species. It is important to remember that mother's milk will vary depending on stage of lactation (Oftedal, 1984). The nutrient content of milk of the domestic cat, cheetah, lion, lynx, and puma is compared to some milk replacers in Table 6. It is not clear what stage of lactation or which sampling technique was used in these data on various cat species. Consequently, these values may not be representative of what the cub is actually consuming. However, these values may provide a range from which to work.

Formula Selection

Though four products are listed as examples, KMR[®] is the formula used by all zoos that supplied jaguar hand rearing information. The authors have raised several species using Esbilac[®] and Milk Matrix[®] 33/40. The choice to use Esbilac[®] and Milk Matrix[®] 33/40 was based on their carbohydrate content more similar to the range for exotic species. In general the Milk Matrix[®] line of products in this table are similar in overall nutrient content to KMR[®] and Esbilac[®]. However, differences in ingredients do exist. KMR[®] and Esbilac[®] contain animal sources of fat while the Milk Matrix[®] products in Table 6 contain vegetable sources of fat. Any of these products could be used to raise jaguars. A product such as, Lactaid[®] can be added to formulas to assist with carbohydrate digestion.

Amount to Feed

Cubs should be weighed daily or at least twice a week. Cubs should be weighed at the same time each time they are weighed to allow accurate comparison of weight over time. Weighing before or after a feed can significantly affect the weight. Amount to feed should be based on body weight. When the amount fed was adjusted frequently, cubs had more consistent growth (Figure 1). A general amount guide for cats is 20 % of body weight per 24-hour period. Hand reared jaguars were fed, initially 17 – 23% of body weight up to day 32. These cubs obtained growth rates close to those of parent-reared animals (Figure 1).

It appears carnivore maximum stomach capacity may be 5-7% of body weight. Consequently, to feed 20% of body weight, a minimum of 5 feeds should be offered. One zoo started with 7 feeds per 24 hour period. The amount to feed daily should be determined using the first weight and the above percentages. Possible gastrointestinal tract stress can be avoided if the cub is not allowed to consume large volumes or inconsistent amounts. Animals should not be fed as much as they will take; this often leads to overfeeding and diarrhea.

Records

A detailed nursery log should be kept recording date, times fed, amount fed, body weight, urination/defecation, stool condition, remarks/notes. A sample nursery log is in the appendix. Keeping a log will help to assess progress. This information can be used to determine if changes are needed/foresee any potential problems.

Feeding Apparatus

In general, felids of the genus *Panthera* nurse well from human nursing bottles. Preemie nipples or cross cut normal nipples can be used. When setting out to hand rear a wide selection of nipple types and openings should be available. Trial and error with each cub and changes from one nipple to another are usually necessary.

Sanitation

Bottles and bowls should be cleaned and sanitized between feedings. After cleaning, bottles can be boiled to avoid contamination from the environment. Formula left over at the end of a 24-hour period should be discarded.

Weaning

Solids can be introduced at five to six weeks in the form of a nutritionally complete canned cat food or a blenderized nutritionally complete raw meat diet. By this time the cubs should be consuming formula from a bowl. The blended canned or raw meat diet can be added to the formula in the bowl. If canned cat food is used, it will need to be mixed with the raw meat diet and gradually decreased and removed over time. The benefit to using a canned diet initially is to delay microbial introduction to the cub's gastrointestinal tract. However, several species have been weaned onto raw diets without apparent ill effects. At this time the formula amount can begin to decrease as a percent of body weight. Complete removal of formula occurred as early as 7.2 weeks and as late as 11 weeks.

10. TABLES

Table 1: Nutrient content of prey items and muscle meat on a dry matter basis.

	Units	Whole	Whole	Whole	Whole	Guinea	Skeletal muscle		
		Chicken ¹	Rabbit ¹	Rat ¹	Deer ¹	Pig ¹	Horses ²	Cattle ²	Deer ²
Moisture	%	32.5	26.2	33.9	41.1	31.3	27	28	30
Protein	%	42.3	65.2	61.8	47.4	51.4	76	63	65
Fat	%	37.8	15.8	32.6	41.4	46.1	18	29	29
Fiber	%	ND	N	ND	ND	ND	ND		
Ash	%	9.4	3.4	9.8	11.4	9.2	4	3	3.4
Vitamin A	IU/kg	35600	6200	151389	ND	16506	2593	1428	
Vitamin D3	IU/kg	51.3	ND	139.2	ND	24.2	0	0	
Vitamin E	IU/kg	ND	ND	ND	ND	ND	ND	3	
Calcium	%	2.22	5.93	2.62	3.09	3.02	0.05	0.03	0.03

Phosphorous	%	1.4	3.43	1.48	2.26	ND	0.34	0.55	0.59
Potassium	%	ND	0.72	ND	0.95	ND	1.1	1.01	1.07
Sodium	%	ND	0.26	ND	0.39	ND	0.19	0.17	0.3
Magnesium	%	0.5	0.18	0.08	0.19	0.07	0.05	0.06	0.06
Iron	ppm	122.2	100	148	164.5	56.4	232	78	165
Copper	ppm	3.6	4.6	6.3	26.1	5.6	3	2	5
Zinc	ppm	116.1	84	62.1	68.4	46.4	128	106	68
Manganese	ppm	10.1	2.4	11	28.5	6.6	0.6	0.3	0.7
Selenium	ppm						0.8	0.3	0.4

¹Dierenfeld, *et al.*, 2002

²Ullrey & Bernard, 1989ND – not determined

Table 2: Recommended minimum nutrient concentrations for diets fed to jaguars.¹

Nutrient	<i>Units</i>	Growth	Maintenance
Protein	%	30	26
Fat	%	9	9
Taurine	%	0.1	0.1
Vitamin A	IU/g	9	5
Vitamin D3	IU/g	0.75	0.5
Vitamin E	IU/g	100	100
Thiamin	ppm	0.1	0.1
Riboflavin	ppm	5	5
Pyridoxine	ppm	4	4
Niacin	ppm	60	60
Pantothenic acid	ppm	5	5
Folic acid	ppm	0.8	0.8
Biotin	ppm	0.07	0.07
Vitamin B ₁₂	ppm	0.02	0.02
Choline	ppm	2400	2400
Calcium	%	1.0	0.6
Phosphorus	%	0.8	0.5
Potassium	%	0.6	0.6
Sodium	%	0.2	0.2
Magnesium	%	0.08	0.04
Iron	ppm	80	80
Copper	ppm	5	5
Iodine	ppm	0.35	0.35
Zinc	ppm	75	75
Manganese	ppm	7.5	7.5
Selenium	ppm	0.1	0.1

¹Minimums meet AAFCO minimum profiles for practical diets (1994) and exceeds the NRC (1986) minimum requirements for growth on purified diets.

Table 3: Nutrient content of commercially available meat mixes on a dry matter basis.

Nutrient	units	Dallas Crown ¹		Nebraska Feline ²	Nebraska Canine ²	Milliken Meats ¹
		95/5	85/15			
Moisture	%	69.7	62.2	58.4	67.6	30.6
Protein	%	61.5	52.9	55.7	58	64.4
Fat	%	16.3	32.1	41	27.7	28.6
Fiber	%	4.3	3.5	ND	ND	ND
Ash	%	8.16	6.27	8.9	7.4	ND
Vitamin A	IU/kg	12300	ND	17.3	9.7	ND
Vitamin D	IU/kg	N	ND	ND	ND	ND
Vitamin E	IU/kg	473	ND	54.1	52.4	ND
Calcium	%	1.56	1.25	1.3	1.9	0.54
Phosphorous	%	1.36	1.01	1.2	1.3	0.51
Potassium	%	1.2	0.84	ND	ND	0.8
Sodium	%	0.59	0.49	0.4	0.4	0.182
Magnesium	%	0.08	0.06	0.08	0.08	0.09
Iron	ppm	117	95	633	645	117
Copper	ppm	24	17	7	10	3
Zinc	ppm	127	96	132	128	143
Manganese	ppm	10.5	7.2	27	23	17

¹Fort Worth Zoo, unpublished data

²Dierenfeld, 19__

ND – not determined

Table 4: Selected nutrient composition (dry matter basis) of mean daily diet offered growing and adult jaguar at the Fort Worth Zoo and recommended minimum nutrient concentrations for jaguars.¹

Nutrient	Units	Fort Worth Zoo Diet	Minimum/Adult	Minimum/Growth
Protein	%	50.8	26	30
Fat	%	23.9	9	9
Vitamin A	IU/g	12.2	5	9
Vitamin E	IU/g	315	100	100
Calcium	%	1.3	0.6	1.0
Phosphorus	%	1.2	0.5	0.8
Potassium	%	1.0	0.6	0.6

Sodium	%	0.6	0.2	0.2
Magnesium	%	0.07	0.04	0.08
Iron	ppm	161	80	80
Copper	ppm	24.2	5	5
Zinc	ppm	77.0	75	75
Manganese	ppm	9.4	7.5	7.5

¹Minimums meet AAFCO minimum profiles for practical diets (1994) and exceeds the NRC (1986) minimum requirements for growth on purified diets.

Table 5: Age, body weight (BW), as fed intake (AFI) in grams per day and as a % of body weight, and calculated metabolizable energy intake (CMEI) of 2.2 jaguars housed at the Fort Worth Zoo.

Animal ID	Age, years	BW, kilograms	AFI, g/day	AFI, %BW	CMEI, kcal/d
200993	0.6	16.3	257	1.6	308
200993	0.7	17.7	283	1.6	340
200993	0.8	18.8	326	1.7	391
200993	0.9	20.1	375	1.9	450
200993	1.0	21.1	413	2.0	503
200994	0.6	20.5	257	1.3	308
200994	0.7	22.8	283	1.2	340
200994	0.8	24.9	326	1.3	391
200994	0.9	23.7	375	1.6	450
200994	1.0	25.1	375	1.5	450
200360	3.3-5.4	50.4-57.4	2117	3.7-4.2	2548
200360	5.5-5.8	52.5-55.9	2430	4.4-4.6	2924
200699	5.5-6.7	59.2-61.2	2192	3.6-3.7	2638
200699	7.3	53.8	2409	4.5	2899

Table 6: The nutrient content of milk of several cat species compared to available milk replacers on a dry matter basis.

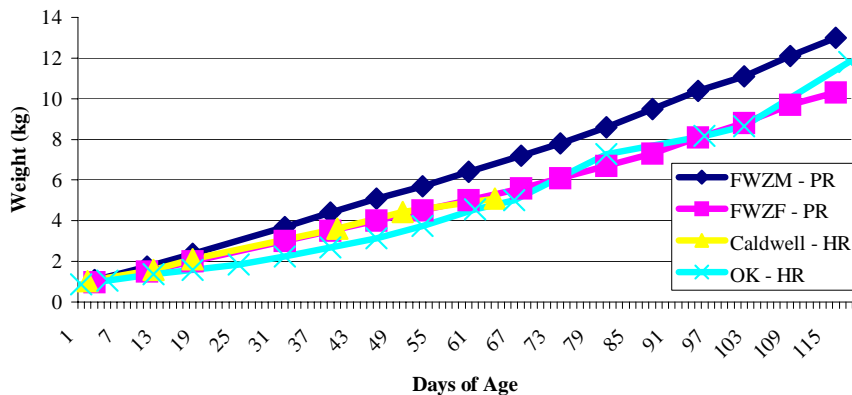
Species ¹	Protein, %	Fat, %	Carbohydrate, %	Dry Matter, %
Cheetah (<i>Acinonyx jubatus</i>)	39.7	40.1	14.8	23.7
Lion (<i>Panthera leo</i>)	30.8	57.9	11.2	30.2
Leopard (<i>Panthera pardus</i>)	49.1	28.8	18.6	22.6
Puma (<i>Puma concolor</i>)	33.8	52.4	11.0	35.5
Lynx (<i>Lynx lynx</i>)	47.0	28.6	20.7	21.7
Range	30.8-49.1	28.6-57.9	11.0-20.7	21.7-35.5
Domestic cat (<i>Felis catus</i>)	42.2	25.0	26.1	18.2
Product	Protein, %	Fat, %	Carbohydrate, %	Dry Matter, %

KMR [®]	42.2	25	26.1	18.2
Milk Matrix [®] 42/25	43.4	29.0	18.6	32.5
Esbilac [®]	33.2	43.0	15.8	15.2
Milk Matrix [®] 33/40	34.0	42.9	15.6	32.7

¹Jenness and Sloan, 1970.

FIGURES

Figure 1: Growth of hand-reared (HR) and parent-reared (PR) jaguar cubs



12. APPENDICES

Appendix A: Specifications for a raw meat diet (Allen et. al., 1999)

Ingredients: Horsemeat or horsemeat trimmings, solka floc (wood cellulose), calcium phosphate tribasic, sodium chloride, carnivore trace element premix, carnivore vitamin premix, choline chloride, taurine, stabilized L-ascorbyl-2-polyphosphate.

Ingredient and Product Standards: All meat and meat products shall originate from animals slaughtered in plants subject to the Meat and Poultry Inspection Operations regulations of the USDA Food Safety and Inspection Service (FSIS), or under a system of inspection approved by FSIS. All bones, cartilage, heavy connective tissue, lymph glands, and central nervous system tissue shall be removed. Likewise, meat and meat products that originate from animals or carcasses designated as 3-D or 4-D shall not be used. Other (non-meat) ingredients shall conform to standards as defined by the Association of American Feed Control Officials

(AAFCO). The product shall be routinely monitored for specific microbial populations. The diet must test negative for the presence of *Salmonella* and *Listeria*, and within specified tolerance limits for total coliforms and *E. coli*.

Nutrient Concentrations: The product has been formulated to meet or exceed the minimum NRC nutrient concentrations required in purified diets for the growing domestic kitten and AAFCO nutrient profiles for growth and reproduction of cats fed practical diets. All values, except moisture, are expressed on a dry matter basis.

Moisture, % (maximum)	70	Crude Protein, % (minimum)	30
Crude Fat, % (minimum)	10	Crude Fiber, % (maximum)	3
Lysine, %	4.3	Taurine, %	0.3
Calcium, %	1.3	Phosphorus, %	1.2
Magnesium, %	0.09	Zinc, ppm	110
Vitamin A, IU/kg	14,000	Vitamin E, IU/kg	470

Microbial guidelines for raw meat-based diets:

Test	Acceptable (m)
Standard plate count	<500,000
Total coliforms/g	<500
<i>E. coli</i> /g	<100
Staph species (TSN+)/g	<100
<u><i>Salmonella</i>/25/g</u>	negative

Appendix B: Questionnaire for potential suppliers

1. Please describe your HACCP program:
2. Are your records available for review?
3. What kind of training do you provide to your employees?
4. Is staff certified for sanitation/food handling? If so, by what agency?
5. Is there a regulatory body that inspects your operation? If so, how often?
6. Please describe your quality assurance program:
7. What is the inspection procedure (evaluation criteria) for raw ingredients entering the plant?
8. What is the inspection procedure (evaluation criteria) for finished product?
9. How do you trace ingredients (link) to the finished product?
10. Please describe your product recover program?
11. How do you handle customer complaints?
12. What is your schedule for preventive maintenance?
13. What analysis do you conduct in house (lab)?
14. For your lab, what quality control practices do you have in place?
15. What analyses do you conduct in labs outside of the plant and how often?
16. How often is the water source checked?
17. Please describe your pest control program:
18. What is your freezing method?
19. What temperature is the product kept at through processing?
20. Do you utilize lot numbers, batch numbers, etc and is this on your label?

Appendix C: Equations useful for calculating energy needs and consequently, appropriate amounts of a diet

Basal Metabolic Rate (BMR) =
 $70 \times \text{body weight in kilograms}^{.75}$ (Kleiber)
 $91.8 \times \text{body weight in kilograms}^{.813}$ (McNab)

Estimated energy for maintenance may be 2 times BMR.

Energy Content or Metabolizable Energy (ME)
 $\text{ME (kcal/kg)} = 10((3.5 \times \text{crude protein}) + (8.5 \times \text{crude fat}) + (3.5 \times \text{carbohydrate or nitrogen free extract/NFE}))$

$$\text{NFE} = 100 - (\text{crude protein \%} + \text{crude fat\%} + \text{crude fiber\%} + \text{moisture\%} + \text{ash\%})$$

Example:

Adult jaguar 53.9 kilograms

Nutrient analysis of meat mix offered on an as fed basis:

16 % protein
 6.1 % fat
 1.1 % fiber
 1.2 % ash
 62.2 % moisture

1.) Calculate estimated BMR energy needs:

$$70 \times \text{body weight in kilograms}^{.75} \text{ (Kleiber)}$$

$$70 \times 53.9^{.75} = 1392 \text{ kcal}$$

$$91.8 \times \text{body weight in kilograms}^{.813} \text{ (McNab)}$$

$$91.8 \times 53.9^{.813} = 2348 \text{ kcal}$$

Range 1392 – 2348 kcal/day

2.) Calculate estimated maintenance energy needs:

$$\text{BMR} \times 2$$

$$(1392 - 2348) \times 2$$

Range 2784 – 4696 kcal/day

3.) Calculate metabolizable energy content of the diet:

$$\text{NFE} = 100 - (\text{crude protein \%} + \text{crude fat\%} + \text{crude fiber\%} + \text{moisture\%} + \text{ash\%})$$

$$\text{NFE} = 100 - (16 + 6.1 + 1.1 + 62.2 + 1.2)$$

$$\text{NFE} = 13.4$$

ME (kcal/kg) = $10((3.5 \times \text{crude protein}) + (8.5 \times \text{crude fat}) + (3.5 \times \text{carbohydrate or nitrogen free extract/NFE}))$

ME (kcal/kg) = $10((3.5 \times 16) + (8.5 \times 6.1) + (3.5 \times 13.4))$

ME = 1548 kcal/kg

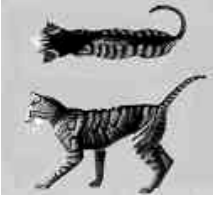

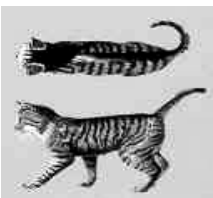

4.) Calculate kilograms of diet needed to meet estimated maintenance range:

$2784 \text{ kcal/day} / 1548 \text{ kcal/kg} = 1.8 \text{ kilograms}$

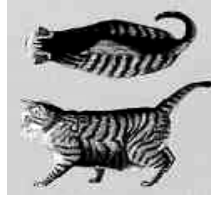
$4696 \text{ kcal/day} / 1548 \text{ kcal/kg} = 3.0 \text{ kilograms}$

Range 1.8 – 3.0 kilograms of diet

Appendix D: Body condition scoring chart

<p>1. Emaciated - Ribs obvious on short-haired cats. Pelvic bones and other bony structures easily palpated. Accentuated concave abdominal tuck. Accentuated, severe hourglass shape to waist. No discernable body fat. Obvious loss of muscle mass.</p>	
<p>2. Thin - Ribs easily palpable with little fat cover. Lumbar (back) vertebrae obvious. Minimal abdominal fat. Marked hourglass shape to waist.</p>	
<p>3. Optimal - Ribs, lumbar vertebrae, pelvic bones and other bony structures easily palpable with slight fat cover. Concave abdominal tuck. Smooth hourglass shape to waist. Abdominal fat pad minimal.</p>	
<p>4. Fat - Ribs are difficult to palpate. Pelvic bones are palpable with moderate tissue cover. Tail base has fat deposition with moderate soft tissue cover. Concave tuck is decreased to absent. Loss of hourglass shape to waist with back slightly broadened. Moderate abdominal fat pad.</p>	

5. Obese - Ribs are very difficult to impossible to palpate. Heavy fat deposits on back, face and limbs. Abdomen is distended with extensive abdominal fat deposits. Back is markedly broadened.



Images courtesy of Ralston Purina Company

Appendix E: Daily feeding schedule for adult jaguars (1.1) housed at the Fort Worth Zoo March 2003.

Food Item	Amount in grams or each	Weekly Schedule						
		Sun	Mon	Tue	Wed	Thur	Fri	Sat
Dallas Crown 95/5	2824-2843	X		X	X		X	X
Dallas Crown 95/5	2561-2663		X					
180 g rat	1 rat		X					
Shank bone	½ bone					X		

Appendix F: Body weights (BW) of captive jaguars (Panthera onca), ISIS 1999 and Fort Worth Zoo 2003.

Age, years	BW, kilograms	Standard Deviation	Number of Animals
Birth	1.0	0.1	2
0.25	9.3	1.6	2
0.5	17.8	3.3	2
0.75	21.1	3.7	2
1	23.2	2.8	2
1.8-2.2	53.5	13.9	9
3.3-7.3	54.7	3.2	2
9.5-10.5	65.8	11.1	17
19-21	56.4	13.4	7

- Allen, M.E., O.T. Oftedal, K.E. Earle, J. Seidensticker and L. Vilarin. 1995. Do maintenance energy requirements of felids reflect their feeding strategies? Proceedings of the First Annual Conference of the Nutrition Advisory Group. Toronto, Ontario, Canada. Pp. 97-103.
- Barbiers, R.B., L.M. Vosburgh, P.K. Ku, and D.E. Ullrey. 1982. Digestive efficiencies and maintenance energy requirements of captive wild felidae: cougar (*Felis concolor*); leopard (*Panthera pardus*); lion (*Panthera leo*); and tiger (*Panthera tigris*). *J. Zoo An. Med.* 13:32-37.
- Crissey, S.D., K.A. Slifka, P. Shumway, and S.B. Spencer. 2001. Handling frozen/thawed meat and prey items fed to captive exotic animals, a manual of standard operating procedures. USDA Animal and Plant Inspection Service. National Agricultural Library,
- Dierenfeld, E.S., H.L. Alcorn, and K.L. Jacobsen. 2002. Nutrient Composition of Whole Vertebrate Prey (Excluding Fish) Fed in Zoos. United States Department of Agriculture. Web site: www.nal.usda.gov/awic/zoo/WholePreyFinal02May29.pdf
- Hackenburger, M.K. and J.L. Atkinson. 1983. The apparent diet digestibilities of captive tigers. Proceedings of the Third Annual Dr. Scholl Conference on the Nutrition of Captive Wild Animals. Lincoln Park Zoological Gardens, Chicago, IL. Pp. 70-83.
- Jenness, R., and R.E. Sloan. 1970. The composition of milks of various species: A review. *Dairy Sci. Abstr.* 32:599-612.
- Kendall, P.T., S.E. Blaza, and P.M. Smith. 1983. Comparative digestible energy requirements of adult beagles and domestic cats for body weight maintenance. *J. Nutr.* 113: 1946-1955.
- Lindburg, D.G. 1988. Improving the Feeding of Captive Felines Through Application of Field Data. *Zoo Biology* 7: 211-218
- McNab, B.K. 1989. Basal Rate of Metabolism, Body Size, and Food Habits in the Order Carnivora. In *Carnivore Behavior, Ecology, and Evolution*. Vol. 1. Gittleman, J., Ed. Pp. 335-354.
- Meehan, T.P. 1994. Hand rearing felids. In: *American Zoo and Aquarium Association Infant Diet Notebook*.
- Morris, L.G., J. Fujimoto, and S.C. Berry. 1974. The comparative digestibility of a zoo diet fed to 13 species of felid and a badger. *Int. Zoo Yearb.* 14:169-171.
- Morris, J.G., and R.Q. Rogers. 1983. Nutritionally related metabolic adaptations of carnivores and ruminants. In *Plant, animal, and microbial adaptations to terrestrial environments*, ed. N.D. Margaris, M. Arianoutsou-Faraggitaki, and R.J. Reiter. Plenum Publishing. New York, NY. Pp. 165-180.

National Research Council. 1986. Nutrient Requirements of Domestic Animals, 3rd ed. Nutrient Requirements of Cats. National Academy of Sciences – National Research Council, Washington, D.C.

Oftedal, O.T. 1984. Milk composition, milk yield and energy output at peak lactation: A comparative review. *Symp. Zool. Soc. London* 51:33-85.

Robbins, C.T. 1993. *Wildlife Feeding and Nutrition*. Academic Press, Inc. New York, NY. Pp. 125.

Stevens, C.E. and I.D. Hume. 1995. *Comparative physiology of the vertebrate digestive system; second edition*. Cambridge University Press. 40 West 20th Street, New York, NY 10011-4211. Pp. 58.

Ullrey, D.E. and J.B. Bernard. 1989. Meat diets for performing exotic cats. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 20(1): 20-25.

United States Department of Agriculture. 1998A. Policy #25 – Proper diets for large felids. Animal and Plant Health Inspection Service, Washington, D.C. Web site: www.aphis.usda.gov/ac/Policy25.html.

United States Department of Agriculture. 1998B. The seven HACCP principles. Food and Safety Inspection Service, Washington, D.C. Web site: www.fsis.usda.gov/OA/background/keyhaccp.htm.

Wynne, J.E. 1989. Comparative digestibility values in four species of felidae. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 20(1):53-56.

Health Care

Sharon L. Deem, DVM, National Zoological Park

INTRODUCTION

In many ways, when providing veterinary care for jaguars, they can be viewed as “big domestic cats,” a species for which there is a great deal of veterinary knowledge. However, one must also appreciate that these animals are strong (They have the strongest jaw in relation to head size of any of the cats.) and require chemical immobilization for most veterinary procedures. Although a literature review of diseases documented in jaguars is provided below, the clinician should be aware of the possibility that a jaguar may present with other diseases, not yet reported.

PRESHIPMENT, SHIPMENT, AND QUARANTINE REQUIREMENTS

Preshipment

Medical history should be received and reviewed by the receiving institution’s veterinary staff prior to shipment. Preshipment examination should include a complete physical examination, complete blood count (CBC), chemistry profile, fecal parasite examination, enteric pathogen screen, serology for calicivirus, canine distemper virus, *Dirofilaria immitis*, feline immunodeficiency virus, feline infectious peritonitis, feline leukemia virus, feline panleukopenia, herpesvirus, *Leptospira interrogans spp.*, *Toxoplasma gondii*, thyroid screening, and thoracic and abdominal radiographs. If not already properly identified, the jaguar should also be permanently identified with a transponder chip. The animal must be current on all recommended vaccinations (see below), which minimally should include rabies and Fel-O-Vax[®] (panleukopenia, rhinotracheitis, and calicivirus).

Shipment

Prior to shipment, the jaguar must be healthy as determined by the sending institution’s veterinarian. There are crate specifications that must be met to safely transport a jaguar. These specifications are addressed in the captive management chapter of this manual. Additionally, there are USDA requirements from the live animal regulations and International Air Transport Association rules for shipment via commercial airline. If the animal is to be shipped on land, the same high standards should be followed to ensure the animal’s safety. Refer to the Transport section of these guidelines for further details.

Quarantine

The quarantine period should last for a minimum of 30 days and a maximum of 45 days. This range is suggested in order to accomplish quarantine goals while minimizing stress in housing that is usually not long-term appropriate. During the quarantine period, three fecal samples for

internal parasite evaluation should be submitted and all parasites treated appropriately while in quarantine. After 14 – 21 days in quarantine, the jaguar should receive a quarantine examination that includes those tests listed for the pre- shipment examination. The quarantine examination also provides a good opportunity to satisfy all those requirements not met (if any) during the pre-shipment examination.

Food provided at the sending institution may be different from that which will be fed at the receiving institution and diets from the sending zoos should accompany the animal or at least be used initially by the receiving institution. It is imperative that the jaguar's diet not be switched immediately upon arrival at the new institution. It is better to slowly transition the jaguar to the new diet while weaning it off the old diet. This will minimize possible anorexia and gastrointestinal problems that may occur with any dietary change. Most zoos will begin to transition the diet during the quarantine period.

ANESTHESIA

Chemical immobilization is necessary when performing virtually any veterinary procedure on a jaguar. Jaguars should be fasted for at least 24 hours and water should be withheld for at least 12 hours prior to anesthesia. Similar to other felids, anesthesia of jaguars is usually uneventful if proper drugs and techniques are used. However, the clinician must always be prepared for handling emergency situations (Kreegar, 1996) as these can and do arise.

There are a number of anesthetic protocols that have been successfully used for free-ranging and captive jaguars. A review of these protocols can be found in Deem and Karesh, 2001 and Deem, 2002. Following are three protocols that have provided good results for captive jaguars.

Telazol (4-6 mg/kg) i.m.

Supplemental anesthesia should be ketamine at a dose of 1 – 1.5 mg/kg i.v. or 1 – 2 mg/kg i.m., as needed to maintain an adequate level of anesthesia.

Unlike tigers (Armstrong, 1990), there are no reports of adverse reactions to Telazol® in jaguars. Reactions should be reported to the SSP veterinary advisor if they do occur.

Ketamine (4 mg/kg) and Xylazine (2 mg/kg) i.m.

Supplemental anesthesia should be ketamine at a dose of 1 – 1.5 mg/kg i.v. or 1 – 2 mg/kg i.m., as needed to maintain an adequate level of anesthesia. Yohimbine (0.125 mg/kg) should be delivered following anesthesia to reverse xylazine.

Ketamine (2.5- 4 mg/kg) and Medetomidine (50-70 mcg/kg) i.m.

Supplemental anesthesia should be ketamine at a dose of 1 – 1.5 mg/kg i.v. or 1 – 2 mg/kg i.m., as needed to maintain an adequate level of anesthesia. Atipamezole (5 X medetomidine dose) i.m. should be delivered following anesthesia to reverse the medetomidine.

For any of these three protocols, atropine (0.04 mg/kg) or glycopyrrolate (0.01 – 0.02 mg/kg) can be administered as a single dose either subcutaneously or intramuscularly if the cat has excessive salivation.

Anesthesia is best maintained in captivity by providing isoflurane via endotracheal tube. Maintenance levels usually are 1 – 2% but may need to be adjusted based on careful monitoring of the plain of anesthesia.

PREVENTIVE MEDICINE

In addition to veterinary care, the health of captive jaguars is dependent on environmental enrichment, good hygienic practices, proper nutrition, and pest control. These factors are addressed elsewhere in this manual.

Medical Record Keeping

Medical record keeping is a necessary component of any health program, for the individual animal and the captive and free-ranging populations of the species .

MedARKS' software program (ISIS, 12101 Johnny Cake Rd., Apple Valley, MN 55124 USA) is currently the most commonly used program in AZA institutions. It is imperative that all veterinary procedures and health-related findings are carefully recorded for every jaguar in captivity.

Table 1: Physiological reference ranges for captive jaguars (*Panthera onca*) submitted to the International Species Information System from 39 member institutions (ISIS, 1999)

Parameter	Mean	Standard deviation	Sample size *	Animals **
WBC ($10^3/\mu\text{l}$)	12.01	4.099	191	98
RBC ($10^3/\mu\text{l}$)	7.26	1.36	161	84
Hemoglobin (g/dl)	11.8	2.3	166	86
Hematocrit (%)	34.8	5.7	199	102
MCV (fl)	48.8	9.3	159	82
MCH (pg/cell)	16.6	3.9	154	79
MCHC (g/dl)	33.7	3.3	165	86
Platelet count ($10^3/\mu\text{l}$)	273	107	37	30
NRBC/100 WBC	1	1	11	11
Reticulocytes (%)	0.0	0.0	5	5
Segmented neutrophils ($10^3/\mu\text{l}$)	8.56	3.92	179	90
Lymphocytes ($10^3/\mu\text{l}$)	2.15	2.09	182	94
Monocytes ($10^3/\mu\text{l}$)	0.35	0.39	142	84

Eosinophils (10 ³ /μl)	0.297	0.307	135	77
Basophils (10 ³ /μl)	0.051	0.1	41	26
Neutrophilic bands (10 ³ /μl)	0.813	1.657	77	46
Calcium (mg/dl)	9.8	0.8	148	80
Phosphorus (mg/dl)	5.0	1.1	131	74
Sodium (mEq/L)	151	4	132	75
Potassium (mEq/L)	4.0	0.4	132	75
Chloride (mEq/L)	121	5	123	70
Bicarbonate (mEq/L)	170.0	316.7	4	3
CO ₂ (mEq/L)	16.0	2.9	60	36
Osmolarity (mOsmol/L)	303	7	30	19
Iron (μg/dl)	84	20	15	7
Magnesium (mg/dl)	2.66	0.54	5	5
BUN (mg/dl)	24	9	155	88
Creatinine (mg/dl)	2.0	0.7	152	84
Uric Acid (mg/dl)	0.3	0.3	59	34
Total bilirubin (mg/dl)	0.2	0.1	133	78
Direct bilirubin (mg/dl)	0.0	0.1	45	26
Indirect bilirubin (mg/dl)	0.1	0.1	45	26
Glucose (mg/dl)	137	55	154	86
Cholesterol (mg/dl)	246	60	140	78
Triglyceride (mg/dl)	32	19	75	40
CPK ^{***} (IU/L)	317	279	62	44
LDH ^{***} (IU/L)	163	162	90	55
ALP ^{***} (IU/L)	33	33	147	80
AAT ^{***} (IU/L)	55	25	119	69
AST ^{***} (IU/L)	35	16	150	84
GGT ^{***} (IU/L)	3	3	56	33
Amylase (U/L)	1816	901	40	25
Lipase (U/L)	14	12	12	8
Total protein (g/dl)	7.3	0.6	142	78
Globulin (g/dl)	3.9	0.8	113	62
Albumin (g/dl)	3.4	0.4	114	62
Total triiodothyronine (ng/ml)	154.0	0.0	1	1
Total thyroxine (μg/dl)	2.5	2.0	8	7
Body temperature (°F)	100.9	2.0	107	67
Weight: 1.8-2.2 years old (kg)	53.49	13.85	9	9
Weight: 9.5-10.5 years old (kg)	65.76	11.07	24	17
Weight: 19-21 years old (kg)	56.39	13.38	12	7

Sample size^{*} - Number of tests run per parameter.

Animals^{**} - Number of animals sampled per parameter.

*** CPK – Creatinine phosphokinase; LDH – Lactated dehydrogenase; ALP – Alkaline phosphatase; AAT – Alanine aminotransferase; AST- Aspartate aminotransferase; GGT – Gamma glutamyltransferase.

Physical Examinations (Quarantine and annual examinations)

Jaguars should be examined prior to shipment, while in quarantine and thereafter on an annual schedule. The physical examination should include body weight, temperature, pulse, respiration, careful nail and pad evaluation, dental examinations with particular attention to fractured canines, and whole body exam for abscesses and lacerations. Normal parameters include: body weight (males are 90 – 120 kilograms and females are 60 – 90 kilograms); temperature (37 – 39.5⁰ C or 98.6 – 103.1⁰ F); pulse (70 – 140 bpm); and respiration (8 – 24 bpm).

Dental Care

A thorough oral examination is an integral part of a physical examination. The teeth and soft tissue structures of the mouth and throat should be examined for abnormalities. Dental tartar and calculi are a common problem in captive jaguars. Tooth scaling and polishing should be a routine part of any physical examination. Additionally, fractured teeth (most commonly canines) can be a serious problem in jaguars. Teeth should be carefully examined for fractures and root canal performed when deemed appropriate. Dental films also provide additional diagnostic capabilities.

Laboratory Testing and other diagnostic modalities

Clinical pathology is an important component of the preshipment, quarantine and annual examinations. Laboratory tests that should be performed include: complete blood count (CBC), chemistry profile, fecal parasite examination, enteric pathogen screen, serology for calicivirus, canine distemper virus, *Dirofilaria immitis*, feline immunodeficiency virus, feline infectious peritonitis, feline leukemia virus, feline panleukopenia, herpesvirus, *Leptospira interrogans* spp., *Toxoplasma gondii*, and thyroid screening. Thoracic and abdominal radiographs should be taken annually with special attention to the musculoskeletal condition and internal organs. Ultrasonography may also provide information especially for heart, abdominal, and reproductive assessments. In male jaguars, semen evaluation is important as covered in the chapter on reproduction management.

The International Species Information System provides physiologic reference ranges for captive jaguars with division by sex and age (ISIS, 1999). Table 1 provides the physiological reference ranges for captive jaguars of all ages and sexes from 39 member institutions (ISIS, 1999).

Vaccinations

Vaccinations have been the mainstay of preventive medicine programs for both domestic and non-domestic cats. However, in recent years vaccine induced neoplasia (Morrison *et al.*, 2001) has become a concern in domestic cats and may be a concern in non-domestic felids. Additionally, there is species variation in immunologic response to vaccines, and thus vaccines may afford protection in one species but not another. The author knows of no experimental studies on the efficacy of vaccines in jaguars. Killed (or recombinant) vaccines should always be used in jaguars as modified live virus vaccines may cause vaccine-induced disease.

Vaccines should be used in conjunction with other preventive measures including: limiting contact that captive jaguars have with free roaming wildlife and feral carnivores (domestic cats and dogs), good hygienic standards, and maintaining adequate nutrition and overall health of jaguars to ensure strong immune systems. Vaccination for protection against panleukopenia, rhinotracheitis, calicivirus, and rabies viruses should be routinely given to jaguars housed at AZA institutions. A dose of 1 ml (standard domestic cat dose) should be used in jaguars of all ages. Currently the AZA Felid TAG does NOT recommend the routine use of canine distemper vaccine, feline leukemia or feline immunodeficiency virus vaccines.

1. **Vaccination Schedules**

Vaccination schedules for non-domestic species are based on recommendations for domestic animals. Domestic animals that received colostrum as neonates should be vaccinated every 3-4 weeks between 6 and 16 weeks of age. Colostrum-deprived neonates should be given two vaccinations administered on a 3-4 week interval starting at 2 weeks of age because maternal antibodies acquired *in utero* should be absent by 4-6 weeks of age.

Adults that have never been vaccinated previously should be vaccinated twice, 3-4 weeks apart. Yearly vaccine boosters may be advisable in non-domestic species for which data on antibody persistence post-vaccination are lacking. However, the risk versus benefit ratio between exposure to infectious agents and the possible development of vaccine-induced neoplasia should be taken in to consideration when developing long-term vaccination policies for captive jaguars.

2. **Vaccinations for Specific Infectious Agents**

There are many brands of vaccines as well as vaccines for additional infectious agents used in jaguars that are not listed in this manual. Clinicians should only use killed products and should be familiar with the vaccines they administer. Any adverse reactions should be reported to the SSP veterinary advisor so that this information can be disseminated to other institutes that house jaguars.

3. **Panleukopenia, Rhinotracheitis, and Calicivirus:**

Panleukopenia (feline distemper), rhinotracheitis, and calicivirus are the most common viral infectious diseases of domestic cats. All captive jaguars should be vaccinated against these three viral diseases using the killed vaccine (Fel-O-Vax®, Fort Dodge Lab Inc., Fort Dodge, IA 50501).

4. **Rabies:**

Rabies is a highly fatal member of the rhabdovirus family requiring direct contact for transmission. All warm blooded animals are susceptible to clinical rabies disease. In the Americas rabies is endemic in many regions. All captive jaguars should be vaccinated against rabies using the killed vaccine (Imrab®, Pitman-Moore, Inc., Washington Crossing, NJ 08560). This (or any) rabies vaccine is NOT licensed for nondomestic species. However, the current compendium of animal rabies prevention and control, 2001 states "Zoos or research institutions may establish vaccination programs which attempt to protect

valuable animals, but these should not replace appropriate public health activities that protect humans.”

5. Canine Distemper Virus:

Canine distemper virus (CDV) has been reported in all families of terrestrial carnivores. Since 1991, CDV infections have been reported in five species of free-ranging and captive felids from at least eight discontinuous sites and epidemics in captive lions, tigers, leopards, and jaguars have been reported in the 1990s as reviewed in Deem *et al.*, 2000. The AZA Felid Taxon Advisory Group does not recommend vaccinating captive non-domestic felids at this time. However, the new canarypox-vectored CDV vaccine (PUREVAX®, Merial) has proven safe and effective in many nondomestic species. Some zoos are currently using this vaccine in jaguars and other non-domestic felids in the face of CDV epidemics.

6. Leptospirosis:

Leptospirosis, caused by a variety of *Leptospira interrogans* serotypes, is a potential problem in all mammals. There are many reports of significant morbidity and mortality in zoo collections. However, the disease does not appear to be a major problem in felid species. A killed vaccine (Leptoform C-I®, Smith Kline Beecham, Chicago, IL 60675) is available and has been used in some captive situations during leptospirosis epidemics. Unfortunately, limitations to this vaccine are the lack of cross protection for one serotype when vaccinated with a different serotype and the short lived (2 – 3 months) immunity post-vaccination.

7. Feline Leukemia:

Feline leukemia virus is a major pathogen in domestic cats (associated with neoplastic and non-neoplastic disease) throughout the world. However, infection and resulting disease is rare in non-domestic felids. There is a killed vaccine (Leukocell®, Smith Kline Beecham, Chicago, IL 60675) available for use in domestic cats but it is NOT recommended for use in non-domestic felids at this time.

8. Feline Immunodeficiency Virus:

Feline immunodeficiency virus is an often fatal and serious disease of domestic cats. However there is no clear correlation between virus infection and disease in non-domestic felids. A new killed vaccine (Fel-O-Vax® FIV, Fort Dodge Lab Inc., Fort Dodge, IA 50501) is available for use in domestic cats but is NOT recommended for use in non-domestic felids at this time.

9. Feline Infectious Peritonitis:

Feline infectious peritonitis is a coronavirus that causes severe disease in both domestic and non-domestic cats. There is a commercial modified live virus vaccine marketed for domestic cats. Presently, this vaccine is NOT recommended for use in non-domestic felids due to questions about its safety and efficacy.

Parasite Control

Jaguars should be evaluated for ectoparasites whenever a physical examination is performed. Stool samples should be evaluated on a routine basis (4 X / year) for internal parasites. Endoparasites are relatively common and ubiquitous in captive situations. Some parasites may be acquired from the feed and not be pathogenic in jaguars. Pathogenic species commonly identified in jaguars are from the orders Ascarididae and Strongyloidea (i.e., *Toxocara*, *Toxascaris*, *Ancylostoma*). Coccidia can also be a problem in captive jaguars. Based on fecal results, anthelmintics should be administered to minimize the parasite load. These agents are often more effective when administered for more than one day (i.e., three consecutive days). Follow-up treatment to remove larval stages not susceptible during the initial treatment may also be required. Thorough daily cleaning and disinfection of enclosures will substantially lower the chance of reinfections.

Anthelmintics that have been effective and safe in jaguars include:

Carbaryl (0.5%) as a topical powder. For flea control.

Fenbendazole (Panacur[®], American Hoescht, Somerville, NJ 08876): 5-10 mg/kg p.o. Most commonly given as a single day treatment, but can be given for 3 consecutive days at this dose.

Ivermectin (Ivomec[®], Merck and Co., Rahway, NJ 07065): 0.2 mg/kg s.c. or p.o. Use as a single day treatment.

Praziquantel (Droncit[®], Haver-Lockhart, Shawnee, KS 66201): 5.5-6.6 mg/kg s.c. or p.o. For cestodes.

Pyrantel pamoate (Strongid[®], Pfizer Inc., New York, NY 10017): 3-5 mg/kg p.o. Can be given at this dose for 3-5 consecutive days.

Pyrethrins (0.15%) plus piperonyl butoxide (1.0%). For flea control.

Sulfadimethoxine (Albon[®], Roche Chemical Div., Nutley, NJ 07110): 50 mg/kg, s.c. or p.o. For coccidiosis.

Nutritional Needs

Jaguars, like all cat species, are obligate carnivores. Historically, nutritional related diseases (i.e., metabolic bone disease, amino acid deficiencies) have been a problem of captive non-domestic (and domestic) cats. There are less clinical nutritional diseases seen now as we have access to commercial diets that provide the proper nutrients. Obesity is one nutritional disease that is still commonly seen in captive jaguars. Additionally, hand-raised jaguar cubs are known to suffer from metabolic bone disease when not properly fed. For more information, refer to chapters on Nutrition and Hand Rearing.

Reproduction and Neonatal Care

Information on reproduction and mother reared neonatal cubs is provided in the chapter on Management of Reproduction. Hand rearing of cubs is sometimes attempted by zoos when mother rearing is not practical. Guidelines are provided in the Hand Rearing chapter.

MEDICAL CONCERNS OF CAPTIVE JAGUARS

Signs of Illness

Non-domestic felids may hide signs of illness until a disease is advanced. In captive settings, it is important that animal care staff be astute to subtle changes in behavior or physiologic signs that may suggest illness. Keepers that have daily contact with jaguars are often the best persons for noting these subtle changes. Any change in appetite, urination, defecation, or general behavior should be documented. For example, changes in urine and fecal color, quantity and consistency should be noted. Dehydration can be assessed by a visual examination that shows a jaguar with dry mucous membranes and a dry hair coat. Other visual observations that can be obtained from outside the enclosure include evaluation for normal breathing patterns and rate (N=8-24 bpm). Other physiologic parameters, such as temperature (N=37 – 39.5⁰ C or 98.6 – 103.1⁰ F) and pulse (N=70 – 140 bpm) require handling the animal.

Non-infectious Diseases Commonly Seen in Captivity

There are a number of diseases documented in the literature that occur in captive jaguars. Non-infectious diseases include a high incidence of neoplasia which may be associated with husbandry in captivity and/or longevity. Dental disease, including calculi and tooth fractures, is also commonly seen in captive jaguars. Laceration, with or without subsequent abscess formation, can also be a problem in captive jaguars. Kidney and musculoskeletal diseases occur in jaguars, as in other large cat species, especially as they age.

Infectious Agents Known to Infect and/or Cause Disease in Jaguars

Many infectious agents have been documented to cause morbidity and/or mortality in jaguars including protozoan (Cirillo *et al.*, 1990), bacterial (Abdulla *et al.*, 1982) and viral pathogens (i.e., canine distemper virus, feline infectious peritonitis) (Appel *et al.*, 1994; Fransen, 1973). Additionally, there is serologic evidence of infection with canine distemper and feline immunodeficiency virus (Appel *et al.*, 1994, Barr *et al.*, 1989; Brown *et al.*, 1993; Deem, 2001). It is also assumed that jaguars are susceptible to the common respiratory disease agents of domestic and non-domestic cats.

ADDITIONAL INFORMATION

Please submit published, anecdotal, and experimental findings related to jaguar health to the SSP veterinary advisor. Information gathered by health professionals working with jaguars is the key to expanding our knowledge on jaguar health and diseases. The SSP coordinator and veterinary advisor will work to disseminate these health related findings to AZA institutes that house jaguars.

REFERENCES

- Abdulla, P.K., P.C. James, S. Sulochana, V. Jayaprakasan, and R.M. Pillai. 1982 Anthrax in a jaguar (*Panthera onca*). *J Zoo An. Med.* 13: 151.
- Appel, M.J.G., R.A. Yates, G.L. Foley, J.J. Bernstein, S. Santinelli, L.H. Spelman, L.D. Miller, L.H. Arp, M. Anderson, M. Barr, S. Pearce-Kelling, and B.A. Summers. 1994. Canine distemper epizootic in lions, tigers, and leopards in North America. *J. Vet. Diagn. Invest.* 6: 277-288.
- Armstrong, D. 1990. Adverse reactions to Telazol[®] in tigers. *Tiger Beat.* 3: 11.
- Barr, M.C., P.P. Calle, M.E. Roelke, and F.W. Scott. 1989. Feline immunodeficiency virus infection in nondomestic felids. *J. Zoo Wildl. Med.* 20: 265-272.
- Brown, E.W., N. Yuhki, C. Packer, and S.J. O'Brien. 1993. Prevalence of exposure to feline immunodeficiency virus in exotic felid species. *J. Zoo Wildl. Med.* 24: 357-364.
- Cirillo, F., M. Ayala, and G. Barbato. 1990. Giardiasis and pancreatic dysfunction in a jaguar (*Panthera onca*): case report, evaluation, and comparative studies with other felines. In: *Proc. Am. Assoc. Zoo Vet.* South Padre Island, Texas. October 21 - 26. p 69-73.
- Conti, L., S. R. Jenkins, M. Auslander, R. H. Johnson, M. J. Leslie, and F. E. Sorhage. 2001. Compendium of animal rabies prevention and control. *J.A.V.M.A.* 218: 26-31.
- Deem, S.L., Spelman, L.H., Yates, R.A., and Montali, R.J. 2000. Canine distemper in terrestrial carnivores: a review. *J. Zoo Wildl. Med.* 31: 441-451.
- Deem, S.L. 2001. "Jaguar (*Panthera onca*) health evaluation results". Report submitted to the Wildlife Conservation Society and the Simon Bolivar Zoological Park, Costa Rica.
- Deem, S.L. 2002. Capture and immobilization of free-living jaguars (*Panthera onca*). In: *Zoological Restraint and Anesthesia*. D. Heard, ed., Ithaca: International Veterinary Information Service; B0183.0102.
- Deem, S.L., and Karesh, W.B. 2001. *The Jaguar Health Program Manual*. [http://www.savethejaguar.com/fieldvet health manual.pdf](http://www.savethejaguar.com/fieldvet%20health%20manual.pdf). p 1-45
- Fransen, D.R. 1972-1973. Feline infectious peritonitis in an infant jaguar. In: *Proc. Am. Assoc. Zoo Vet.* Houston, TX. 1972 and Columbus, OH. 1973. p 261-264.
- International Species Information System. 1999. *Medical animal record keeping system*. 12101. Johnny Cake Ridge Road, Apple Valley, Minnesota. <http://www.worldzoo.org>

Kreeger, T.J. 1996. Emergency Treatment – Animal. In: *Handbook of Wildlife Chemical Immobilization*. Laramie: Wildlife Veterinary Services, Incorporated. p 79-96.

Morrison, W.B., Starr, R.M., and the Vaccine-Associated Feline Sarcoma Task Force. 2001. Vaccine-associated feline sarcomas. *J.A.V.M.A.* 218: 697-702.

BIBLIOGRAPHY (VETERINARY RELATED PAPERS)

Capture/Immobilization/Anesthesia related:

Armstrong, D. 1990. Adverse reactions to Telazol® in tigers. *Tiger Beat*. 3: 11.

Bauditz, R. 1972. Sedation, immobilization and anesthesia with Rompun® in captive and free-living wild animals. *Vet. Med. Rev.* 3: 204-226.

Boever, W.J., J. Holden, K.K. Kane. 1977. Use of Telazol® (CI-744) for chemical restraint and anesthesia in wild and exotic carnivores. *Vet. Med./Sm. Ani. Clin., Exotic Species*, p 1722-1725.

Crawshaw, P. G. 1992. Recommendations for study design on research projects on neotropical felids. In: *Felinos de Venezuela – Biología, Ecología y Conservación*. Memorias del Simposio Organizado por Fudeci del 01 al 04 de Septiembre de 1991. FUDECI, Caracas. p 187-222.

Crawshaw, P.G. 2001. *Capture methods of large felids, with special reference to the jaguar (Panthera onca)*. <http://www.savethejaguar.org>

Deem, S.L. 2002. Capture and immobilization of free-living jaguars (*Panthera onca*). In: *Zoological Restraint and Anesthesia*. D. Heard ed. Ithaca: International Veterinary Information Service; B0183.0102.

Deem, S.L., and Karesh, W.B. 2001. *The Jaguar Health Program Manual*. [http://www.savethejaguar.com/fieldvet health manual.pdf](http://www.savethejaguar.com/fieldvet%20health%20manual.pdf). p 1-45.

Evans, A.T. 1996. Anesthetic emergencies and accidents. In: *Lumb and Jones Veterinary Anesthesia*. 3rd Edition. J.C. Thurmon, W.J. Tranquilli, and G.J. Benson eds. Philadelphia: Wilkins and Wilkins Co. p 849-860.

Fowler, M.E. 1995. Medical problems during restraint. In: *Restraint and Handling of Wild and Domestic Animals*. 2nd Edition. Ames: Iowa State University Press. p 78-99.

Gray, C.W., M. Bush, and C.C. Beck. 1974. Clinical experience using CI-744 in chemical restraint and anesthesia of exotic specimens. *J. Zoo Ani Med.* 5: 12-21.

Hoogsteijn R., and E. Mondolfi. 1992. *The Jaguar*. Caracas: Armitano Publishers.

Hoogesteijn, R., R. McBride, M. Sunquist, A. Hoogesteijn, and L. Farrell. 1996. Medetomidine and rubber-padded leg-hold traps in Venezuelan cat studies. Salinas: International Wildlife Veterinary Services, Inc., 1991. Wildlife Restraint Series. *Cat News* 25: 22-23

Jalanka, H.H., and B.O. Roeken. 1990. The use of medetomidine, medetomidine-ketamine combinations, and atipamezole in nondomestic animals: a review. *J. Zoo Wildl. Med.* 21: 259-282.

Kreeger, T.J. 1996. *Handbook of Wildlife Chemical Immobilization*. Laramie: International Wildlife Veterinary Services, Inc. p 175

Kreeger, T.J. 1996. Emergency treatment - Animal. In: *Handbook of Wildlife Chemical Immobilization*. Laramie: International Wildlife Veterinary Services, Inc. p 79-96.

Lopez de Buen, L., J. M. Aranda Sanchez. 1986. Nota zoologica. Anestesia de mamiferos silvestres con la combinacion ketamina-xilacina. *Biotica*. p 67-71.

Morato, R.G., C.A. Moura, and P.G. Crawshaw. 2002. Inmovilizacion quimica de jaguars libres con una combinacion de teletamina y zolazepam. In: *El jaguar en el nuevo milenio*. R.A. Medellin, C. Equihua, C.L.B. Chetkiewicz, P.G. Crawshaw, A. Rabinowitz, K.H. Redford, J.G. Robinson, E.W. Sanderson, and A.B. Taber compiladores. p 91-99.

Nielsen, L. 1999. *Chemical Immobilization of Wild and Exotic Animals*. Ames: Iowa State University Press. p 342.

Nielsen, L. 1999. Management of medical emergencies in the field. In: *Chemical Immobilization of Wild and Exotic Animals*. Ames: Iowa State University Press. p 209-226.

Seal, U.S., and T.J. Keeger. 1987. Chemical immobilization of furbearers. In: *Wild Furbearer Management and Conservation in North America*. M. Novak *et al.*, eds. Toronto: Ministry of Natural Resources. p 191-215.

Shobert, E. 1987. Telazol use in wild and exotic animals. *Vet. Med.* 82: 1080-1088.

General anatomy, genetics, physiology, reproduction:

Amato, G., and C. Lehn. 2002. *Manual for the collection, storage, and transportation of biomaterials for genetic studies on jaguars (Panthera onca)*. <http://www.savethejaguar.org>

Gonçalves, R., M.A.de B.V. Guimaraes, A.L.V. Nunes, A. C. Carciofi, F. Ferreira, V.H. Barnabe, and R.C. Barnabe. 1998. Colheita e avaliacao do sêmen em onca pintada (*Panthera onca*). *Braz. J. Vet. Res. Anim. Sci.* 35: 178-181.

Hawkey, C.M., and M.G. Hart. 1986. Haematological reference values for adult pumas, lions,

tigers, leopards, jaguars and cheetahs. *Res. Vet. Sci.* 41: 268-269.

International Species Information System. 1999. *Medical animal record keeping system*. 12101. Johnny Cake Ridge Road, Apple Valley, Minnesota. <http://www.worldzoo.org>

Morato, R.G., and R.C. Barnabe. 2002. Potencial de técnicas reproductivas para la conservación de jaguar. In: *El jaguar en el nuevo milenio*. R.A. Medellín, C. Equihua, C.L.B. Chetkiewicz, P.G. Crawshaw, A. Rabinowitz, K.H. Redford, J.G. Robinson, E.W. Sanderson, and A.B. Taber compiladores p 43-53.

Morato, R.G., and R.C.R. Paz. 2001. Reproduction in jaguars. In: *Biology, Medicine, and Surgery of South American Wild Animals*. M.E. Fowler, and Z.S. Cubas eds. Ames: Iowa State University Press. p 308-312.

Morato, R.G., de Vaz Guimaraes, M.A.B., Ferreira, F., Verreschi, I.T. do N., and Barnabe, R. C. 1999. Reproductive characteristics of captive male jaguars (*Panthera onca*). *Brazilian J. Vet. Res. Anim. Sci.* 36: 1-10.

Swanson, W.F., D.E. Wildt, R.C. Cambre, S.B. Citino, K.B. Quigley, MVZ D. Brousset, R.N. de Morais, N. Moreira, S.J. O'Brien, and W.E. Johnson. 1995. Reproductive survey of endemic felid species in Latin American zoos: male reproductive status and implications for conservation. In: *Proc. Am. Assoc. Zoo Vet. / Wildl. Dis. Asso. / Am. Assoc. Wildl. Vet.* East Lansing, Michigan. August 12-17. p 372-380.

Non-Infectious Diseases

Bossart, G.D., and G. Hubbell. 1983. Ovarian papillary cystadenocarcinoma in a jaguar (*Panther onca*). *J. Zoo An. Med.* 14: 73-76.

Deem, S.L., and Karesh, W.B. The veterinarian's role in species-based conservation: the jaguar (*Panthera onca*) as an example. In: *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians*. Milwaukee, Wisconsin, October 6-10, 2002. p 1-5.

Frazier, K.S., M.E. Hines, C. Ruiz, A.J. Herron, and N.H. Altman. 1994. Immunohistochemical differentiation of multiple metastatic neoplasia in a jaguar (*Panther onca*). *J. Zoo Wildl. Med.* 25: 286-293.

Ialeggio, D.M., and D. J. Brockman. 1995. Gastric dilatation-volvulus and belt-loop gastropexy in a jaguar (*Panthera onca*). In: *Proc. Am. Assoc. Zoo Vet. / Wildl. Dis. Asso. / Am. Assoc. Wildl. Vet.* East Lansing, Michigan. August 12-17. p 345.

Karesh, W.B., and G. Bottomley. 1983. Vaccine induced anaphylaxis in a Brazilian jaguar (*Panthera onca plaustrix*). *J. Zoo An. Med.* 14: 133-137.

Kollias, G.V., M.B. Calderwood-Maybs, B.G. Short. 1984. Diabetes mellitus and abdominal adenocarcinoma in a jaguar receiving megestrol acetate. *J.A.V.M.A.* 11: 1383-1386.

Ladiges, W.C., J.W. Foster, and M.H. Jones. 1981. Malignant hemangioendothelioma in a jaguar (*Panthera onca*). *J. Zoo An. Med.* 12: 36-37.

Lenhard, A., and M.E. Pequet Goad. 1985. A case of pancreatic adenocarcinoma in the jaguar. In: *Proc. Am. Assoc. Zoo Vet.* Scottsdale, Arizona. October 5-10. p 67-68.

McLaughlin, R., and A. Kuzma. 1991. Surgical management of collapsed pelvis in a jaguar. *J.A.V.M.A.* 198: 1789-1791.

Port, C.D., E.R. Maschgan, J. Pond, and D.G. Scarpelli. 1981. Multiple neoplasia in a jaguar (*Panthera onca*). *J. Comp. Path.* 91: 115-122.

Ramos-Vara, J.A., M.A. Miller, and D. Preziosi. 2000. Glucagonoma in a jaguar (*Panthera onca*). *J. Zoo. Wildl. Med.* 31: 563-656.

Snyder, S.B., and M.J. Richard. 1984. Apparent familial hypothyroidism in jaguars (*Panthera onca*). In: *Proc. Am. Assoc. Zoo Vet.* p 132-133.

Infectious/Parasitic Diseases

Abdulla, P.K., P.C. James, S. Sulochana, V. Jayaprakasan, and R.M. Pillai. 1982. Anthrax in a jaguar (*Panthera onca*). *J. Zoo An. Med.* 13: 151.

Aguilar, R.F., Grooters, A.M, Camus, A., and Garner, M.M. 2002. Pulmonary pythiosis in a Central American jaguar (*Panthera onca*). In: *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians.* Milwaukee, Wisconsin, October 6-10 p 150-153.

Appel, M.J.G., R.A. Yates, G.L. Foley, J.J. Bernstein, S. Santinelli, L.H. Spelman, L.D. Miller, L.H. Arp, M. Anderson, M. Barr, S. Pearce-Kelling, and B.A. Summers. 1994. Canine distemper epizootic in lions, tigers, and leopards in North America. *J. Vet. Diagn. Invest.* 6: 277-288.

Barr, M.C., P.P. Calle, M.E. Roelke, and F.W. Scott. 1989. Feline immunodeficiency virus infection in nondomestic felids. *J. Zoo Wildl. Med.* 20: 265-272.

Brown, E.W., N. Yuhki, C. Packer, and S.J. O'Brien. 1993. Prevalence of exposure to feline immunodeficiency virus in exotic felid species. *J. Zoo Wildl. Med.* 24: 357-364.

Choi, J.H., H.S. Yoo, J.Y. Park, Y.K. Kim, E. Kim, and D.Y. Kim. 2002. Morganeliasis pneumonia in a captive jaguar. *J. Wildl. Dis.* 38(1) 199-201.

Cirillo, F., M. Ayala, G. Barbato. 1990. Giardiasis and pancreatic dysfunction in a jaguar (*Panthera onca*): case report, evaluation, and comparative studies with other felines. In: *Proc. Am. Assoc. Zoo Vet.* South Padre Island, Texas, October 21 - 26. p 69-73.

Deem, S.L. 2001. "Jaguar (*Panthera onca*) health evaluation results." Report submitted to the Wildlife Conservation Society and the Simon Bolivar Zoological Park, Costa Rica.

Fransen, D.R. 1972-1973. Feline infectious peritonitis in an infant jaguar. In: Proc. *Am. Assoc. Zoo Vet.* Houston, TX, 1972 and Columbus, OH, 1973. p 261-264.

Hoogesteijn R., and E. Mondolfi. 1992. The Jaguar. Caracas: Armitano Publishers.

Patton, S., A. Rabinowitz, S. Randolph, and S. Strawbridge. 1986. A coprological survey of parasites of wild neotropical felidae. *J. Parasit.* 72: 517-520

General Bibliography

Almeida, A. de. 1974. *Jaguar hunting in the Mato Grosso and Bolivia*. Long Beach: Woodbine-Safari Press. 1990.

Brown, D. E., and C. A. Lopez Gonzales. 2001. *Borderland Jaguars*. Salt Lake City: University of Utah Press.

Carmony, N. B. 1989. *Onza !: The hunt for a legendary cat*. Silver City: High-Lonesome Books. 1995.

Eisenberg J. F. 1989. *Mammals of the neotropics: The northern neotropics*. Volume 1. Chicago: The University of Chicago Press.

Guggisberg, C. 1975. *Wild Cats of the World*. New York: Taplinger Press.

Hall, E. R., and W. W. Dalquest. 1963. *The mammals of Veracruz*. University of Kansas: Museum of Natural History Publication. p 165-362.

Hoogesteijn, R., and E. Mondolfi. 1992. *The Jaguar*. Caracas: Armitano Publishers.

Nowell, K., and P. Jackson. 1996. *IUCN Wild Cats: Status Survey and Conservation Action Plan*. Gland: IUCN.

Perry, R. 1970. *The World of the Jaguar*. Newton Abbot: David and Charles Ltd.

Quigley, H. B. 1987. *Ecology and Conservation of the Jaguar in the Pantanal Region, Mato Grosso do Sul, Brazil*. Moscow: Ph.D. dissertation. University of Idaho, Moscow.

Rabinowitz, A. 1986. *Jaguar*. New York: Arbor House.

Watt, E. M. 1989. *Jaguar Women*. Toronto: Key Porter Books.

(For more resources on the jaguar we recommend *An Extensive Bibliography on the Jaguar* published by E. Lee Fitzhugh which includes over 866 citations. For a disk copy of the entire bibliography please e-mail Robert Wiese at bob@fortworthzoo.org and indicate MS WORD or WordPerfect format).

Acknowledgement and thanks go out to all those who contributed to this work. The Jaguar Species Survival Plan is indebted to them for written chapters, financial and development support, and time spent on review, editing and comments.

Christopher Law, Editor, Philadelphia Zoo; telephone: (215) 243-5316,
e-mail: chris_law@prodigy.net

William K. Baker, Jr., Little Rock Zoo; telephone: (501) 666-2406 x102,
e-mail: puma_cat@hotmail.com

Sharon Deem DVM, National Zoological Park; telephone: (202) 673-7980,
e-mail: deems@nzp.si.edu

Amy Hunt, MS, Fort Worth Zoo; telephone: (817) 759-7145; ahunt@fortworthzoo.org

Linda Munson DVM, University of California; telephone: (530) 754-7567,
e-mail: lmunson@ucdavis.edu

Formatted

Stacey Johnson, Fort Worth Zoo; telephone (817) 759-7190; e-mail: sjohnson@fortworthzoo.org

Rebecca Spindler, Ph.D., National Zoological Park; telephone: (540) 635-6594
e-mail: rspindler@crc.si.edu

Ann Ward, MS, Fort Worth Zoo; telephone: (817) 759-7141; e-mail: award@fortworthzoo.org

Dominic Calderisi, Lincoln Park Zoo
Stephanie Crowson, Fort Worth Zoo
Brent Day, Little Rock Zoo
Marie Greene, Little Rock Zoo
Stacey Johnson, Fort Worth Zoo
Gray Lang, Dallas World Aquarium
Gwen Lovett, Palm Beach Zoo
Keith Lovett, Palm Beach Zoo
Stephanie Lubianski, Houston Zoo

Danny Morris, Omaha's Henry Doorly Zoo
Jim Schnormeier, Sacramento Zoo
Alan Shoemaker, Columbia, SC
Rebecca Spindler, National Zoo
Becky Volk, Fort Worth Zoo
Chris Waldron, Philadelphia Zoo
John Ward, Fort Worth Zoo
Diana Weinhardt, Houston Zoo
Robert Wiese, Fort Worth Zoo

Patti Hainley, Panthera Research
Debbie Thompson, Little Rock Zoo



A Field Manual for the Collection, Storage, and Transportation of Biomaterials for Genetic Studies on Jaguars (*Panthera onca*)

George Amato, Ph.D.
Cathi Lehn, Ph.D.
Wildlife Conservation Society

TABLE OF CONTENTS

- I. Introduction
- II. Biomaterial Sampling for Genetic Studies
- III. Literature Cited
- IV. Appendices

The following guidelines are intended for field biologists with previous wildlife experience whom are working in association with the Wildlife Conservation Society (WCS) Jaguar Conservation Program (JCP). They have been developed by the WCS Science Resource Center (SRC) and personnel working with JCP. Training sessions and consultation on biomaterial sampling, genetic analyses, and specific research issues related to genetic investigations of jaguars can be arranged through consultation with the SRC and JCP staff (see Appendix I for contact information).

The main objectives for the conservation genetics component of the JCP are: 1) to provide standardized methods for the collection of biomaterials from jaguars; 2) to provide assistance in the experimental design of genetic research projects; 3) to recommend the application of genetic techniques to questions of concern in the management and conservation of the jaguar; 4) to assist in the interpretation of genetic results; and; 5) to provide recommendations, based on genetic findings, for the long-term management and conservation of the jaguar.

I. INTRODUCTION¹

The application of molecular techniques to the management of endangered animals has become an invaluable tool to the conservation biologist (Moritz 1994; Avise 1996; Smith and Wayne, 1996; Ashley 1999). Blood and tissue samples (liver, heart, kidney, spleen, muscle and brain) are the preferred biomaterial for genetic studies. Deoxyribonucleic acid (DNA) extractions from tissue recover high molecular weight DNA and produce a high yield from a small portion of the sample. Although blood is a good source of high quality DNA, the ratio of mitochondrial to nuclear DNA in blood samples is extremely

low when compared with that found in tissue. The best source for animal mtDNA is unfertilized eggs, heart, liver, kidneys, gonads, and brain. For vertebrates, muscle tissue produces the highest quality DNA, although liver usually produces the greatest yield (Dowling *et al.* 1994).

Although the preferred material for genetic studies, the acquisition of tissue is not always an option in the field, especially when dealing with highly endangered or easily-stressed animals. In recent years, technological advances have made it possible to extract DNA from a variety of sources, including hair and feces. In hair, DNA is extracted from the follicle of a single hair. DNA from fecal samples is retrieved from the sloughed intestinal epithelial cells found in the sample. The collection of hair and feces is called “non-invasive sampling” (Wayne *et al.* 1999). There are many advantages for the field biologist (and for the animal) in non-invasive sampling and a variety of non-invasive collecting techniques for hair have been outlined in Valderrama *et al.* (1999).

In recent years, several publications have reported on the extraction of DNA from material such as museum skins and fossils, some dating back several thousands of years (Poinar 1999). Wayne *et al.* (1999) have broadly defined ancient DNA (aDNA) as DNA isolated from plant or animal remains; typically however aDNA refers to the DNA extracted from museum materials and fossils. DNA extracted from non-traditional sources, such as hair and fecal samples, and aDNA encounter similar obstacles in the laboratory. The quality and quantity of DNA recovered from these sources are both low when compared to that recovered from tissue. Fragment sizes amplified from non-traditional sources are typically between 100-500 base pairs in comparison to the high molecular weight DNA (1000's of bases) recovered from a tissue sample (Pääbo 1990). Also, great care should be exercised when using PCR technology with DNA in very small quantities. Ideally, the optimal gene region should be determined and species-specific primers should be designed prior to amplification of the aDNA. In addition, problems with contamination and inhibitors are very real concerns when dealing with aDNA (Pääbo 1989; Handt *et al.* 1994). Studies have shown that when working with small amounts of DNA nuclear insertions and high rates of genotyping errors are definite concerns in the laboratory (Gagneux *et al.* 1997; Greenwood and Pääbo 1999). Reproducibility of results obtained using aDNA is also a concern, therefore it is suggested that multiple trials be completed in order to check for consistency in the results (Gerloff *et al.* 1995; Gagneux *et al.* 1997). Inhibitors to PCR have also been identified as a potential reason for the lack of amplification when using aDNA (Handt *et al.* 1994).

In conclusion, tissue samples are the preferred biomaterial for genetic studies. However, obtaining tissue is not always an option open to the field biologist. In cases where a tissue sample cannot be taken, DNA may be recovered from hair and fecal samples. The safety of the biologist and the welfare of the animal assume first priority

when obtaining biomaterials for genetic studies, therefore the field biologist and the geneticist together must weigh the advantages and disadvantages of each method before making the decision of which biomaterials to collect (Taberlet et al. 1999).

¹ Refer to Appendix II for a glossary of commonly used genetic terms

Revised: March 2003

II. BIOMATERIAL SAMPLING FOR GENETIC STUDIES¹

The highest priority when obtaining biomaterials for genetic studies is the safety of the biologist and the welfare of the animal. In order to ensure that the samples and data collected will adequately address the questions asked, it is strongly recommended that the field biologist consult with a geneticist prior to the collection of biomaterials in the field. The field biologist and the geneticist together must weigh the advantages and disadvantages of each method before making the decision of which biomaterials to collect. Another important consideration in the collection of biomaterials is that the proper sampling techniques are employed by the field biologist. It is imperative that all samples are collected, stored and transported properly to ensure that suitable biomaterials will be available for genetic and diagnostic testing.

Samples may be collected from immobilized animals (e.g., blood and tissue), from the field (e.g., feces and hair) and from carcasses (e.g., tissue samples). Blood and tissue samples are the preferred biomaterial for genetic studies; however, obtaining tissue samples is not always an alternative. In cases where a tissue sample cannot be taken, DNA may be recovered from hair and fecal samples. It must be remembered however that DNA recovered from these samples is of lower quality and quantity than DNA extracted from tissue and further complications, including contamination and inhibitors, are encountered.

In the event that samples are also being collected for health analyses, protocols in the Field Health Manual should be reviewed (Deem and Karesh 2000)

It is recommended that the field biologist ensure that shipping and permitting applications are in order prior to shipping (see Permits and Laws for Transporting Samples Internationally below).

A. SAMPLE COLLECTION, STORAGE, AND TRANSPORT

It is recommended that laboratory gloves and masks be worn whenever examining animals or collecting samples in the field. A basic equipment list for sample collection is listed in Appendix III.

It is recommended that buffer solutions be mixed in advance and stored under the appropriate conditions (Appendix IV).

Labeling

All biomaterials must have the following standard set of information accompanying them:

¹ References for Sampling Procedures are located in Appendix V.

- Scientific and/or common name; Collector and number; Locality; Date; Individual ID (if available); Sex and age (if known).

Example

Jaguar (*Panthera onca*); A. Rabinowitz #325; Belize (Latitude/Longitude); 23 May 2000; tag#24; adult male

To ensure that the identification number and the sample are not separated, the sample information should be written in two separate locations. This is critical even when using permanent markers since although designated “permanent”, occasionally information written in permanent ink marker may be erased, especially when using ethanol.

Field samples should be accompanied with a standard datasheet describing collection location, date, descriptive notes on the sample, and any other sign associated with the specimen. It cannot be emphasized enough that extensive field notes should be taken at the time of sample collection and be kept in a field journal. These notes should include a detailed description of the habitat where the sample was found and how it was collected. The condition of the animal should be noted in a field journal if information is available. In addition, if possible, a photograph of the animal should be taken.

The following labeling procedures are recommended:

All information should be written in permanent ink marker (e.g., Sharpie®) on the outside of the tube or container.

For samples placed in a FALCON® tube (15 ml or 50 ml) containing a buffer solution or silica beads, a piece of paper with the information written in pencil should also be placed in the buffer with the sample.

For samples placed in a NUNC® tube (1.8 ml) containing a buffer solution, an identification number should be written in permanent ink on the lid of the tube and on the side.

Samples wrapped in foil should have an identification number written on the foil in permanent ink marker and they should be placed in a separate Ziploc® baggie with an identification number written in permanent ink marker on the outside of the baggie and a piece of paper with the information written in pencil placed inside the baggie.

For samples placed in any other type of container, e.g. film canister or envelope, there should be identification information inside and outside the container.

ANIMAL IN HAND (ALIVE OR POST-MORTEM)

Blood

Collection

It is strongly recommended that blood samples be collected under the supervision and/or training of a qualified veterinarian during immobilization. Collection protocols are described in detail in the Jaguar Field Health Manual (Deem and Karesh, 2000).

Ideally a total of 5 ml of whole blood per individual jaguar should be collected. If blood is being collected for health analyses, a sub-sample of this may be used for genetic analyses.

NOTE: Blood should not be collected from a jaguar carcass for the purposes of genetic analyses. In this case, other tissue samples (e.g. skeletal muscle, liver, kidney, heart) are the preferred samples.

Storage

The following storage options are listed to accommodate the range of available equipment and facilities at the collection site. In all cases, Option 1 is the preferred and recommended storage protocol.

Option 1. Add 100 microliters of blood to each of two (2) blood tubes containing 500 microliters of tissue storage buffer consisting of: 0.1M Tris, pH 8.0 wHCl; 0.1M EDTA • Na₂; 0.01M NaCl; 0.5% w/vol. SDS with a final pH of 7.5-8.0. Ratio for blood-to-blood storage buffer should be 1:5 for mammals*. Keep at room temperature away from heat and direct light. Samples collected in a tissue storage buffer may be maintained for several months under these conditions.

*In general, it is most important to ensure that the tissue storage buffer volume exceeds the blood volume.

Option 2. Draw 3-5 ml of blood for two (2) heparinized (green-top vacutainer) or EDTA (purple-top vacutainer) tubes. May be kept refrigerated for a maximum of 3 days, but these samples should be shipped immediately.

Transport

Please ensure that blood samples are labeled according to the directions outlined above.

Samples collected in a tissue storage buffer may be shipped at room temperature.

Samples collected in heparin or EDTA tubes must be shipped immediately. They **must** be kept cold, but not frozen.

Please ensure that all samples are securely sealed. Parafilm® may be used to seal blood tubes.

Ensure shipping and permitting applications are in order before sending any samples.

Tissue Samples

Collection

Laboratory gloves and a clean and sterilized knife, scalpel, livestock-ear notcher, or other blade is recommended for tissue collection.

For an immobilized animal, an ear notch (~ 1 cm³) sample should be collected.

For post-mortem samples, at least 1 cm³ of incised sample from the liver; kidney; spleen; skeletal muscle; heart; and/or brain should be collected.

Storage

The following storage options are listed to accommodate the range of available equipment and facilities at the collection site. In all cases, Option 1 is the preferred and recommended storage protocol.

Option 1. Place each individual animal's tissue sample in a cryotube or in a separate piece of foil and store at -20°C.

Option 2. Place each individual animal's tissue sample in a separate container containing tissue storage buffer consisting of: 0.1M Tris, pH 8.0 wHCl; 0.1M EDTA • Na₂; 0.01M NaCl; 0.5% w/vol. and SDS with a final pH of 7.5-8.0. Ratio should be 1 part tissue: 5 parts buffer. Keep at room temperature away from heat and direct light.

Option 3. Place each individual animal's tissue sample in a separate container with 70-99% ethanol. We recommend using the greatest concentration available. Store at 4°C, if possible.

NOTE: Samples from the same animal may be stored together in the same tube.

Transport

Please ensure that tubes or containers are labeled according to the directions outlined above.

Please ensure that all samples are securely sealed. Parafilm® may be used to seal collection tubes.

Samples in a storage buffer or ethanol may be shipped at room temperature, however samples wrapped in foil must be kept frozen at all times.

Ensure shipping and permitting applications are in order before sending any samples.

NON-INVASIVE SAMPLING

Fecal Samples

Collection

Great care should be exercised in the collection of fecal samples to ensure that contamination is minimized. It is recommended that the biologist: 1) wear laboratory gloves at all times during the collection; 2) sterilize instruments between sample collection, either by washing with ethanol or flaming and cooling; and, 3) use new, clean containers for the storage of each fecal sample.

Storage

The following storage options are listed to accommodate the range of available equipment and facilities at the collection site. In all cases, Option 1 is the preferred and recommended storage protocol.

Option 1. Place individual fecal sample in a plastic baggie, paper bag, or FALCON® tube with silica bead packets at a ratio of 4:1 (beads:sample by weight) or air-dry away from direct sunlight.

Option 2. Place individual fecal sample in a container with 95-100% ethanol.

Label fecal samples following directions outlined above in Labeling.

Transport

Please ensure that fecal sample containers are labeled according to the directions outlined above.

Please ensure that all samples are securely sealed.

Ensure shipping and permitting applications are in order before sending any samples.

Hair Samples

Collection

Great care should be exercised in the collection of hair samples to ensure that contamination is minimized. It is recommended that the biologist wear laboratory gloves at all times during the collection and use new, clean containers for the storage of each hair sample.

Hair samples should be plucked using forceps or fingers. It is important to collect the root or hair follicle in this pluck. It is recommended that each sample consist of 3-10 hairs minimum per individual. It is also recommended that several samples/individual be collected.

Storage

It is recommended that each individual hair sample be placed in a sealed and labeled envelope. Baggies and other containers that trap humidity should not be used.

Label hair samples following directions outlined above in Labeling.

Transport

Please ensure that envelopes are labeled according to the directions outlined above.

Samples may be shipped at room temperature. Please ensure that all samples are securely sealed.

Ensure shipping and permitting applications are in order before sending any samples.

Skeletal Material

Hard tissue samples can include dried skin, bone, or teeth.

Storage

Place individual hard tissue sample in a sealed envelope or other container that will not trap moisture and cause mold to develop on the sample.

Label tissue samples following directions outlined above in Labeling.

Transport

Please ensure that containers used to store skeletal material are labeled according to the directions outlined above.

Samples may be shipped at room temperature. Please ensure that all samples are securely sealed.

Ensure shipping and permitting applications are in order before sending any samples.

PERMITS AND LAWS FOR TRANSPORTING SAMPLES INTERNATIONALLY

All diagnostic and genetic testing approved by the SRC and JCP will be performed at selected laboratories in the U.S. known for their expertise in non-domestic felids. The ability of the Conservation Genetics staff and personnel to complete these tests successfully is contingent on the exportation of samples from various countries within the jaguar's range and their importation into the US. Jaguars are listed on CITES Appendix I, therefore a CITES import and export permit are required for transporting

tissue samples into the US. The JCP is working to obtain blanket CITES permits for the work.

Permits must be issued by both the importing and exporting countries. In most instances, an export permit will not be issued until a valid import permit is presented to the office issuing the export. The U.S. Fish and Wildlife Service's Office of Management Authority is the Governmental agency which currently issues CITES import permits. In general, written proof of permission to work in the host country is required when applying for an import permit. For more information on permit requirements, you can visit <http://international.fws.gov/permits/permits.html>.

III. LITERATURE CITED

- Ashley, M. V. 1999. Molecular conservation genetics. *American Scientist* 87: 28-35.
- Avise, J. C. (ed.). 1996. *Conservation Genetics: Case Histories from Nature*. Chapman and Hall: New York, New York.
- Deem, S. L. and Karesh, W. B. 2000. *The Jaguar Health Program Handbook*. Wildlife Conservation Society, Bronx, NY. 42 pp.
- Dowling, T. E., C. Moritz, J. D. Palmer, and L. H. Rieseberg. 1996. Nucleic acids III: Analysis of fragments and restriction sites. *In Molecular Systematics*, 2nd edition. (D. M. Hillis, C. Moritz, and B. K. Mable, eds.). Sinauer Associates, Inc.: Sunderland, Massachusetts.
- Gagneux, P., C. Boesch, and S. Woodruff. 1997. Microsatellite scoring errors associated with noninvasive genotyping based on nuclear DNA amplified from shed hair. *Molecular Ecology* 6: 861-868.
- Gerloff, U., C. Schlötterer, K. Rassmann, I. Rambold, G. Hohmann, B. Fruth, and D. Tautz. 1995. Amplification of hypervariable simple sequence repeats (microsatellites) from excremental DNA of wild living bonobos (*Pan paniscus*). *Molecular Ecology* 4: 515-518.
- Greenwood, A. D. and S. Pääbo. Nuclear insertion sequences of mitochondrial DNA predominate in hair but not in blood of elephants. *Molecular Ecology* 8: 133-137.
- Handt, O., M. Höss, M. Krings, and S. Pääbo. 1994. Ancient DNA: Methodological challenges. *Experientia* 50: 524-529.
- Moritz, C. 1994. Applications of mitochondrial DNA analysis in conservation: A critical review. *Molecular Ecology* 3: 401-411.
- Pääbo, S. 1989. Ancient DNA: Extraction, characterization, molecular cloning, and enzymatic amplification. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* 86: 1939-1943.
- Pääbo, S. 1990. Amplifying ancient DNA. *In PCR Protocols: A Guide to Methods and Applications*. Academic Press: San Diego, California.
- Poinar, Jr. G. 1999. Ancient DNA. *American Scientist* 87: 446-457.
- Rabinowitz, A. 1997. *Wildlife Field Research and Conservation Training Manual*. Wildlife Conservation Society. New York, NY. 281 pp.
- Smith, T. B. and R. K. Wayne. (eds.). 1996. *Molecular Genetic Approaches in Conservation*. Oxford University Press, New York. 483 pp.
- Taberlet, P., L. P. Waits, and G. Luikart. 1999. Noninvasive genetic sampling: Look before you leap. *TREE* 14(8): 323-327.
- Valderrama, X., W. B. Karesh, D. E. Wildman, and D. J. Melnick. 1999. Noninvasive methods for collecting fresh hair tissue. *Molecular Ecology* 8: 1749-1752.
- Wayne, R. K., J. A. Leonard, and A. Cooper. 1999. Full of sound and fury: History of ancient DNA. *Ann. Rev. Ecol. Syst.* 30(1): 457-477.

Appendix I. Contact information

Kathleen Conforti
Program Coordinator
Jaguar Conservation Program
Wildlife Conservation Society
2300 Southern Boulevard
Bronx, NY 10460-1099
Phone: 718-220-2189
FAX: 718-364-4275

Appendix II. Glossary of commonly used genetic terms

Allele – one of a series of alternative forms of a given gene

Deoxyribonucleic acid – DNA - the primary genetic material of a cell: a polymer of the nucleotides (adenine, guanine, cytosine, and thymine) typically containing two polynucleotide chains in the form of a double helix.

Genetic distance – a measure of the number of allelic substitutions per locus that have occurred during the separate evolution of two populations or species.

*Microsatellites*¹-class of DNA markers that consist of sequences containing a variable number of short (2-5 nucleotides) tandem repeats inherited in a single locus, codominant Mendelian manner (e.g. GT₆ or GTGTGTGTGTGT). Because of their high mutation rate, these markers tend to have a large number of alleles and high heterozygosity. Their highly polymorphic nature and small size have made them the ideal genetic system for population based studies.

*Mitochondrial DNA*² – mtDNA - the mitochondrial genome consists of a circular DNA duplex with 5-10 copies per organelle. Mitochondrial DNA has proven to be a useful tool in the discrimination of closely related taxa. Its unique properties include maternal inheritance, rapid rate of evolution, and lack of recombination.

Parsimony principle - the principle that the simplest sufficient hypothesis is to be preferred, even if others are possible. Also called Occam's razor.

Polymerase chain reaction – PCR - a technique for copying the complementary strands of a target DNA molecule simultaneously for a series of cycles until the desired amount is obtained.

Primers – a short strand of nucleic acid which provides the starting point required for the initiation of DNA replication by elongation.

Sequencing—the determination of the order of nucleotide residues of a DNA molecule or fragment

Taq DNA polymerase – a DNA polymerase synthesized by the thermophilic bacterium *Thermus aquaticus*. This enzyme, which is stable up to 95°C, is used in the polymerase chain reaction.

Excerpts from:

¹Bruford, M. W., D. J. Cheesman, T. Coote, H. A. A. Green, S. A. Haines, C. O'Ryan, and T. R. Willimas. 1996. Microsatellites and their application to conservation genetics. *In* Molecular Genetic Approaches in Conservation (T. B. Smith and R. K. Wayne, eds.), pp. 278-297. Oxford University Press, New York, New York.

²Brown, W. M. 1983. Evolution of mitochondrial DNA, *In* Evolution of genes and proteins (M. Nei and R. K. Koehn, eds.), pp. 62-88. Sinauer, Sunderland, Massachusetts.

King, R. C. and W. D. Stansfield. (eds.) 1997. *A Dictionary of Genetics, 5th edition*. Oxford University Press:
New York, New York.

Lincoln, R., G. Boxshall, and P. Clark. 1998. *A Dictionary of Ecology, Evolution and Systematics, 2nd edition*.
Cambridge, Cambridge University Press.

Appendix III. Suggested supplies needed in the field to collect biomaterials for genetic studies and contacts for obtaining supplies

Collecting tubes containing tissue storage buffers-

Duct tape

Sharpie® pen

Pencil

Scalpel and blades

Forceps

Kim-Wipes®

15 mL Falcon® graduated tubes

50 mL Falcon® graduated tubes

Silica bead packets

Container to store used scapel blades

Journal or Rite-in-Rain notebooks

Laboratory Gloves

Laboratory face mask

Foil

Envelopes or paper bags

Paper towels

1.8 mL Nunc® tubes

Parafilm®

Ethanol (96% vol)

Filter paper

Plastic Ziploc® Baggies

CONTACT INFORMATION FOR SCIENTIFIC SUPPLY COMPANIES IN U.S.

Fisher Catalog Products (Phone: 1-800-766-7000)

Catalog#

Kim-Wipes®

06-666A

1.8 mL Nunc® tubes

12-565-171N

15 mL Falcon® graduated tubes

05-527-90

50 mL Falcon® graduated tubes

14-432-23

Parafilm®

13-374-16

Sigma Catalog Products (Phone: 1-800-325-3010)

Catalog#

Silica bead packets

S8394

Ethanol (96% vol)

24106

NOTE: See Appendix IV for tissue storage buffer recipe

Appendix IV. Recipes for the Preparation of Tissue Storage Buffer

Tissue storage buffer (1:5 tissue:buffer): 0.1M Tris, pH 8.0 wHCl; 0.1M EDTA •Na₂; 0.01M NaCl; 0.5% w/vol. SDS (final pH 7.5-8.0)

To make 1 liter of the tissue storage buffer:

0.1 M Tris – 12.11 grams/ L

0.1 M EDTA •Na₂ – 37.22 grams/ L

0.01 M NaCl – 0.5844 grams / L

0.5% weight/volume SDS – 5 grams/ L

Final pH 7.5-8.0 with HCl

Store at room temperature, away from heat and direct light

Chemicals needed:

Name Catalog#	Molecular weight (grams)	Sigma
Trizma® base Tris Tris[hydroxymethyl]aminomethane	121.14	T6791
EDTA •Na ₂ ethylenediaminetetraacetic acid •disodium salt	372.2	E1644
NaCl sodium chloride	58.44	S7653
SDS sodium dodecyl sulfate lauryl sulfate	n.a.	L4509

Appendix V. Standard datasheet for field specimens (from Rabinowitz 1993).

Appendix V. References for sampling protocols.

- Foran, D. R., K. R. Crooks, and S. C. Minta. 1997a. Species identification from scat: an unambiguous genetic method. *Wildlife Society Bulletin* 25(4): 835-839.
- Foran, D. R., S. C. Minta, and K. S. Heinemeyer. 1997b. DNA-based analysis of hair to identify species and individuals for population research and monitoring. *Wildlife Society Bulletin* 25(4): 840-847.
- Frantzen, M. A. J., J. B. Silk, J. W. H. Ferguson, R. K. Wayne, and M. H. Kohn. 1998. Empirical evaluation of preservation methods for faecal DNA. *Molecular Ecology* 7: 1423-1428.
- Goossens, B., P. Waits, and P. Taberlet. 1998. Plucked hair samples as a source of DNA: Reliability of dinucleotide microsatellite genotyping. *Molecular Ecology* 7: 1237-1241.
- Morin, P. A. and D. S. Woodruff. 1996. Noninvasive genotyping for vertebrate conservation. *In* *Molecular Genetic Approaches in Conservation* (T. B. Smith and R. K. Wayne, eds.). Oxford University Press: New York, New York.
- Seutin, G., B. N. White, and P. T. Boag. 1991. Preservation of avian blood and tissue samples for DNA analyses. *Can. J. Zool.* 69: 82-90.
- Sherwin, W. B. 1991. Collecting mammalian tissue and data for genetic studies. *Mammal. Rev.* 21 (1): 21-30.
- Wasser, S. K., C. S. Houston, G. M. Koehler, G. G. Cadd, and S. R. Fain. 1997. Techniques for application of faecal DNA methods to field studies of Ursids. *Molecular Ecology* 6: 1091-1097.
- Woodruff, D. S. 1993. Non-invasive genotyping of primates. *Primates* 34(3): 333-346.



Estimando la Abundancia de Jaguares Mediante Trampas-Cámara



Scott Silver, Ph.D.
Coordinador, Muestreo de Jaguares
Programa para la Conservación del Jaguar

Wildlife Conservation Society

Diciembre de 2004

Contenido

<i>INTRODUCCIÓN</i>	3
<i>ANTES DE EMPEZAR</i>	4
<i>SELECCIÓN DE TRAMPAS-CÁMARA</i>	6
<i>DISEÑO DEL MUESTREO</i>	8
Supuestos de captura-recaptura	8
Ajustando el diseño	10
<i>ARMANDO LAS TRAMPAS-CÁMARA EN EL CAMPO</i>	14
Antes de armar las trampas-cámara	14
Seleccionando sitios para las trampas-cámara	15
Armando las trampas-cámara	16
Revisando las trampas-cámara	18
<i>PREPARACIÓN Y ANÁLISIS DE LOS RESULTADOS</i>	18
Programa CAPTURE	19
Estimando la densidad poblacional	20
<i>REFERENCIAS</i>	24
<i>APÉNDICE 1</i>	25

INTRODUCCIÓN

La metodología que se describe en este protocolo se basa en metodologías originalmente aplicadas al estudio de tigres en India realizado por Ullas Karanth y Jim Nichols, empleando técnicas de captura-recaptura (Karanth 1995; Karanth and Nichols 1998, 2002). Esta metodología ha sido aplicada posteriormente para estimar la abundancia de otras especies de gatos crípticos como ser jaguares, ocelotes, y leopardos. Este documento está diseñado como introducción a la implementación de muestreos para estimar la abundancia de jaguares mediante trampas-cámara. Se basa en procedimientos establecidos de captura y recaptura para el análisis de poblaciones cerradas, empleando trampas-cámara en vez de trampas, y las marcas naturales de los jaguares para reconocer “recapturas” en fotografías. Con la fecha impresa en las fotografías, los investigadores pueden medir días o bloques de días como eventos discretos de muestreo. No se revisa aquí en detalle la base teórica de captura-recaptura para la estimación de abundancia, y se puede consultar Karanth y Nichols (1998, 2002) para mayores informaciones al respecto.

El objetivo de un estudio de captura-recaptura (o en este caso, fotografía/re-fotografía) es estimar el número de individuos dentro de un área de muestreo. Para realizar esta estimación se calcula primero la probabilidad de captura en base a la historia de captura de los animales capturados por lo menos una vez. El número de animales dentro del área de estudio se calcula a su vez dividiendo el número total de animales capturados por la probabilidad estimada de capturar un animal por lo menos una vez. La técnica no depende de un muestreo al azar del área; más bien las trampas-cámara se distribuyen de manera para maximizar la probabilidad de captura para los animales dentro del área de muestreo. Con más jaguares fotografiados, y más fotografías de cada individuo, se produce una estimación más precisa de la abundancia.

Este protocolo debe ser considerado un documento dinámico. Es probable que algunas metodologías y técnicas sean modificadas a medida que aparezcan innovaciones tecnológicas y analíticas.

ANTES DE EMPEZAR

Antes de iniciar cualquier proyecto de investigación, los investigadores deben tener una idea clara de qué información necesitan para dar una respuesta a su pregunta o tema de conservación. Antes de invertir en un muestreo fotográfico, los investigadores deben tener la certeza de que la abundancia o la densidad sea información que más les servirá. Para implementar una estimación de abundancia basada en fotografías/re-fotografías (de aquí en adelante llamado ‘estimaciones mediante trampas-cámara) los investigadores necesitan la información y los equipos siguientes.

Mínimamente:

- 1) mapas o información geográfica del área de muestreo;
- 2) acceso al área de muestreo y medios para atravesar el área de muestreo suficientemente rápido para poder revisar las trampas-cámara antes de que dejen de funcionar (al acabar sus rollos o baterías);
- 3) una idea preliminar de los elementos topográficos de las zonas habitadas o sitios visitados por el animal estudiado, y sus rutas de desplazamiento;
- 4) el personal suficiente con conocimientos suficientes sobre el funcionamiento y el mantenimiento de las trampas-cámara como para armar y revisar las mismas de manera sistemática; y
- 5) el número suficiente de trampas-cámara para fotografiar (“capturar”) un número de individuos de la especie estudiada suficiente para generar una estimación estadística de abundancia.

Además:

- 1) alguien conocedor del área de muestreo
- 2) sendas o caminos existentes que facilitan acceso al área de muestreo
- 3) trampas-cámaras extras como repuestos si fallan algunos equipos
- 4) una estimación general de la tasa de captura para la especie de interés

- 5) estimaciones generales de área de acción e información sobre historia natural de la especie
- 6) receptores portátiles GPS

¡Antes de implementar un muestreo sistemático, realizar un estudio piloto!

Como es el caso para la mayoría de las investigaciones científicas, no se puede sobreestimar el valor de un estudio piloto para muestreos con trampas-cámara. Las ventajas son las siguientes:

Experiencia con los equipos – Un estudio piloto puede reducir la pérdida de datos valiosos a través de errores en el armado y la programación de las trampas-cámara. Practicando con sus equipos en el área de muestreo ayuda a minimizar errores como mala orientación de las cámaras en relación a la ruta de desplazamiento del animal, o fotografías que no permiten distinguir marcas individuales porque la cámara está demasiado cerca, demasiado lejos, o mal orientada.

Evaluación de la tasa de captura – Esto permite al investigador estimar cuántas cámaras y qué tan grande el área de muestreo se necesitan para conseguir suficientes datos para el análisis de marca-recaptura.

Evaluación del esfuerzo de revisión – La frecuencia con la cual se tiene que reemplazar rollos y pilas depende de varios factores. Al definir cuántos animales (de la especie de interés y de otras especies) se fotografían y cuánto tiempo duran las pilas bajo las condiciones del área de muestreo, se puede estimar cada cuánto tiempo revisar las cámaras para realizar una revisión de rutina como ser cambiar rollos y pilas. También se puede estimar la tasa de fallas mecánicas con las trampas-cámara.

Capacitación de asistentes de campo – Aunque el investigador principal puede tener experiencia con las trampas-cámara, el estudio piloto permite capacitar a otro personal del proyecto en el uso adecuado de los equipos. Además durante la etapa piloto el personal se familiariza con la

logística necesaria para armar y revisar las trampas-cámara, y asegura que alguna enfermedad o accidente del investigador principal no resulte en el fracaso del muestreo.

En conclusión, el estudio piloto asegura que, al realizar el estudio sistemático, usted maximizará el número de capturas de la especie de interés. Eso disminuye el error en la estimación de densidad, y ahorra tiempo, esfuerzo, y recursos.

SELECCIÓN DE TRAMPAS-CÁMARA

Existen dos tipos de trampas-cámara, activa o pasiva, según el mecanismo de disparo.

Trampas-cámara activas:

Las trampas-cámara activas fotografían un animal u objeto cuando cruza un rayo infrarrojo. Estas trampas-cámaras raras veces fallan en fotografiar el animal de interés, pero registran muchas capturas falsas, por ejemplo de hojas impulsadas por el viento o de gotas de lluvia. En un día con mucho viento o lluvia pueden disparar rollos enteros en fotos inútiles.

Trampas-cámara pasivas:

Las trampas-cámara pasivas disparan cuando un objeto con una temperatura diferente a la temperatura ambiental se mueve dentro de la zona de detección de la trampa-cámara. Estas trampas-cámara tienen menos problemas con capturas falsas, pero no detectan animales cuando la temperatura ambiental se acerca a las temperaturas corporales altas de esos animales. La luz directa del sol agrava el problema.

En general, las trampas-cámara usan rollos tradicionales. Ultimamente se han desarrollado trampas-cámara digitales. La posibilidad de eliminar el uso de rollos y de guardar un gran número de fotografías es una característica muy útil, pero dos problemas limitan todavía su efectividad en muestreos para jaguares. 1) cámaras digitales listas para disparar desgastan

pilas en poco tiempo, y hay que remplazarlas muy seguido. Muchos proveedores publicitan que sus pilas duran 2-3 meses, pero se calcula generalmente permitiendo que la cámara se “duerma”, conservando pilas pero tardando tres segundos o más en disparar al detectar un animal. 2) el lapso entre el momento cuando se detecta un animal y cuando dispara la cámara se puede prolongar. Si tarda más de un segundo, el animal puede haberse desplazado antes del disparo de la cámara.

Los diferentes modelos de trampas-cámara tienen diferentes características y diseños, y la selección del modelo depende generalmente de las características específicas del estudio en sí. A continuación se presenta una lista parcial de factores a considerarse en la selección de trampas-cámara:

Costos – Actualmente las trampas-cámara cuestan entre \$50-\$500. Un muestreo para jaguares puede necesitar entre 20-50 trampas-cámara, y los requerimientos financieros varían enormemente.

Experiencia técnica – Algunos modelos de trampa-cámara requieren de cierta experiencia para su uso adecuado. En general, los sistemas con sensores activos requieren de mayor habilidad técnica para ser armados.

Logística – Cuando el acceso a las trampas-cámara es limitado, con revisiones poco frecuentes de las mismas, se debería tomar en cuenta el tiempo que duran pilas y rollos y el peso de las trampas-cámara. Se recomienda siempre llevar una trampa-cámara de repuesto en cada viaje de revisión. Si se realizan viajes largos para revisar varias estaciones de trampas-cámara, se recomienda llevar varios repuestos. Si se tiene que transportar las trampas-cámara largas distancias, los modelos más grandes y pesados pueden ser más problemáticos.

Seguridad – Aunque sea casi imposible asegurar definitivamente la seguridad de trampas-cámara, algunos modelos vienen con accesorios anti-robo. Los diseños más seguros incluyen una caja metálica y un mecanismo anti-robo que permite amarrar la trampa-cámara a un árbol. Si no hay peligro de robo en el área de muestreo, los modelos sin accesorios anti-robo son menos pesados.

Clima – Algunos modelos de trampa-cámara son unidades cerradas y resistentes al clima. Algunos modelos resistentes al agua se pueden sumergir completamente, mientras que otros tienen sensores que se pueden estropear si les ingresa agua que puede provenir de lluvias fuertes o de inundaciones.

Acceso a apoyo técnico – Se recomienda consultar a otros investigadores sobre sus experiencias con proveedores de trampas-cámara. ¿Cuál es la garantía original? ¿Cuánto cuestan las reparaciones comunes? ¿Hay acceso telefónico? ¿Cuánto tiempo se tarda en reparar o reemplazar unidades con fallas mecánicas? Todos estos factores pueden afectar de manera significativa el número de trampas-cámara disponibles para el investigador y que siguen funcionando en el campo.

DISEÑO DEL MUESTREO

Supuestos de captura-recaptura

Existen dos supuestos principales que determinan el diseño de un muestreo con trampas-cámara. Los supuestos se discuten de forma detallada en Karanth y Nichols (1998) y se tratan de forma resumida abajo.

Población cerrada:

El modelo de captura-recaptura se basa en una población cerrada para el área de muestreo, o sea sin nacimientos, muertes, inmigración o emigración de individuos durante el muestreo. En realidad, pocas poblaciones de jaguares son cerradas, así que se respeta la suposición al limitar la duración del muestreo. Mientras más tiempo dura el muestreo, es más probable que la población sea abierta. Considerando la historia natural de los tigres, Karanth y Nichols decidieron limitar el periodo de muestreo a un máximo de tres meses, asumiendo que la población se mantiene cerrada durante ese lapso. Muestreos con leopardos africanos también se realizaron en dos o tres meses (Henschel & Ray 2003). Aunque existan pocos datos sobre historial natural de jaguares, es razonable asumir que una duración similar sea adecuada. Muchos muestreos para jaguares hasta la fecha se realizaron en un periodo de tres meses o menos (Wallace et al. 2003; Silver et al. 2004; Maffei et al. 2004) para la toma de datos.

Todos los individuos tienen una probabilidad de captura mayor a cero:

El segundo supuesto es que cada individuo del área de muestreo tenga alguna probabilidad de captura (o sea debe haber por lo menos una trampa-cámara dentro del área de acción del individuo durante el muestreo). Es importante notar que no todos los jaguares en el área de muestreo tienen que ser fotografiados, pero que cada individuo tenga alguna *posibilidad* de ser fotografiado. DELETE(Este supuesto determina la distancia entre trampas-cámara y el área máxima continua dentro del área de muestreo sin ninguna trampa-cámara)DELETE. La distancia mínima entre trampas-cámara la puede determinar el investigador, pero no deben haber vacíos entre trampas-cámara lo suficiente extensos como para abarcar el área de acción entera de un jaguar. Una manera conservadora de respetar este supuesto es emplear como área mínima con una trampa-cámara por lo menos el área de acción mínima documentada para la especie en el hábitat y/o región geográfica. Conociendo el área mínima, se calcula el diámetro de un círculo

con la misma superficie. Ese diámetro es la distancia máxima posible, en línea recta, entre trampas-cámara. La Figura 1 presenta un ejemplo de la distribución de trampas-cámara. En este caso, una revisión de la literatura estableció que el área de acción mínima reportada para jaguares en el área de muestreo era de 10 km^2 . Por ende, se permitió un máximo de 3.6 km (el diámetro de un círculo con superficie de 10 km^2) como distancia máxima en línea recta entre trampas-cámara. Se debe notar que 10 km^2 representa el área **máxima**; las trampas-cámara se pueden acercar más. Aunque no haya distancia mínima absoluta entre trampas-cámara, el muestreo no generará datos confiables si todas las trampas-cámara se concentran en un área de muestreo muy pequeña donde pueden capturar pocos jaguares. Una distribución demasiado limitada corre el peligro de no muestrear suficientes individuos como para estimar una densidad poblacional confiable. La distribución tiene que abarcar un área suficientemente grande como para fotografiar varios individuos diferentes.

Antes de seleccionar sitios para armar las trampas-cámara, se debe definir la duración del muestreo y la distancia a la que se van a instalar las trampas-cámara. En ambos casos, las estimaciones pueden ser conservadoras sin violar los supuestos del modelo de población cerrada. No existe una duración mínima de muestreo ni una densidad mínima de trampas-cámara para conseguir suficientes datos y generar una estimación de densidad a través de un estudio de captura-recaptura.

Ajustando el diseño

Al establecer el diseño básico que respeta los supuestos, se tiene que ajustar la ubicación de las trampas-cámara. Cabe destacar que la ubicación de las trampas-cámara puede **no** ser al azar. **La ubicación de las trampas-cámara debe maximizar las probabilidades de captura en el área de muestreo, cubriendo el área máxima posible de muestreo para maximizar el**

número de individuos fotografiados. Implica buscar un equilibrio entre la distribución de trampas-cámara lo suficientemente cerca entre sí para respetar el supuesto de que cada individuo tengo una probabilidad de captura mayor a cero (como se describe arriba), y cubriendo un área de muestreo lo suficientemente grande para fotografiar varios individuos. También es deseable que los animales del área de muestreo tengan probabilidades de captura similares. Mientras hay maneras analíticas para tomar en cuenta probabilidades de captura variables, las estimaciones son más simples y más precisas cuando la probabilidad de captura no varía mucho entre individuos. Con este fin, se recomienda mantener una distribución consistente de trampas-cámara a través del área de muestreo. Se debe evitar colocar varias trampas-cámara dentro del área de acción de un individuo, y una sola trampa-cámara dentro del área de acción de otro.

Para diseñar un muestreo, se empieza con un mapa topográfico del área de muestreo. Se marcan sitios que presentan una alta probabilidad de fotografiar jaguares, como ser sendas, caminos si asfaltar, etc. Se distancian las trampas-cámara lo más que se pueda sin perder sitios óptimos, y sin violar el supuesto de que sea una población cerrada en términos geográficos. A la vez, recuerde que las trampas-cámara se tienen que revisar periódicamente, lo que puede presentar algunas limitaciones logísticas para el diseño.

Después de identificar en el mapa los sitios ideales para trampas-cámara, se buscan vacíos entre trampas-cámara que exceden el área mínima permitida, para poner trampas-cámaras a manera de llenar los vacíos, o desplazar y acercar algunos de los sitios iniciales seleccionados. Puede que algunas trampas-cámaras se ubiquen en sitios con pocos rastros de jaguares, pero se deben evitar sitios donde se sabe que un jaguar nunca pasará, por ejemplo pendientes severas. En algunos casos se tendrá que abrir sendas nuevas para colocar trampas-cámara.

Se registran las coordenadas exactas de los sitios pre-determinados. A continuación, estos sitios se denominarán 'coordenadas predeterminadas'. Las mismas sirven de guía general para la

ubicación de las trampas-cámara, pero la ubicación definitiva puede variar en el campo (ver la siguiente sección).

Si se dispone de un número de trampas-cámara limitado, se puede aumentar el área de muestreo de la siguiente manera. Se diseñan dos distribuciones de trampas-cámaras adyacentes y se muestrean en dos periodos consecutivos. Empleando todas las trampas-cámara, se muestrea la primera distribución primero para conseguir un sub-muestreo del periodo total de muestreo (p. ej. 4 semanas), luego se llevan las trampas-cámara a la segunda distribución de ubicaciones, durante el mismo periodo de muestreo (en este caso 4 semanas, para constituir un periodo total de muestreo de 8 semanas). Al analizar los datos, se consideran los dos sub-muestreos como simultáneos. Todos los jaguares fotografiados el primer día de cualquier de los dos sub-muestreos se registra como fotografiado el Día 1; los que se fotografían el Día 2 de cualquier sub-muestreo se registran como fotografiados el Día 2, etc. Los animales fotografiados en días distintos se consideran recapturas. Esta técnica se puede repetir si es necesario (aumentando el número de sub-muestreos), y los datos analizados de la misma manera, pero el periodo **total** de muestreo no puede sobrepasar el tiempo máximo que respeta el supuesto de que la población sea cerrada.

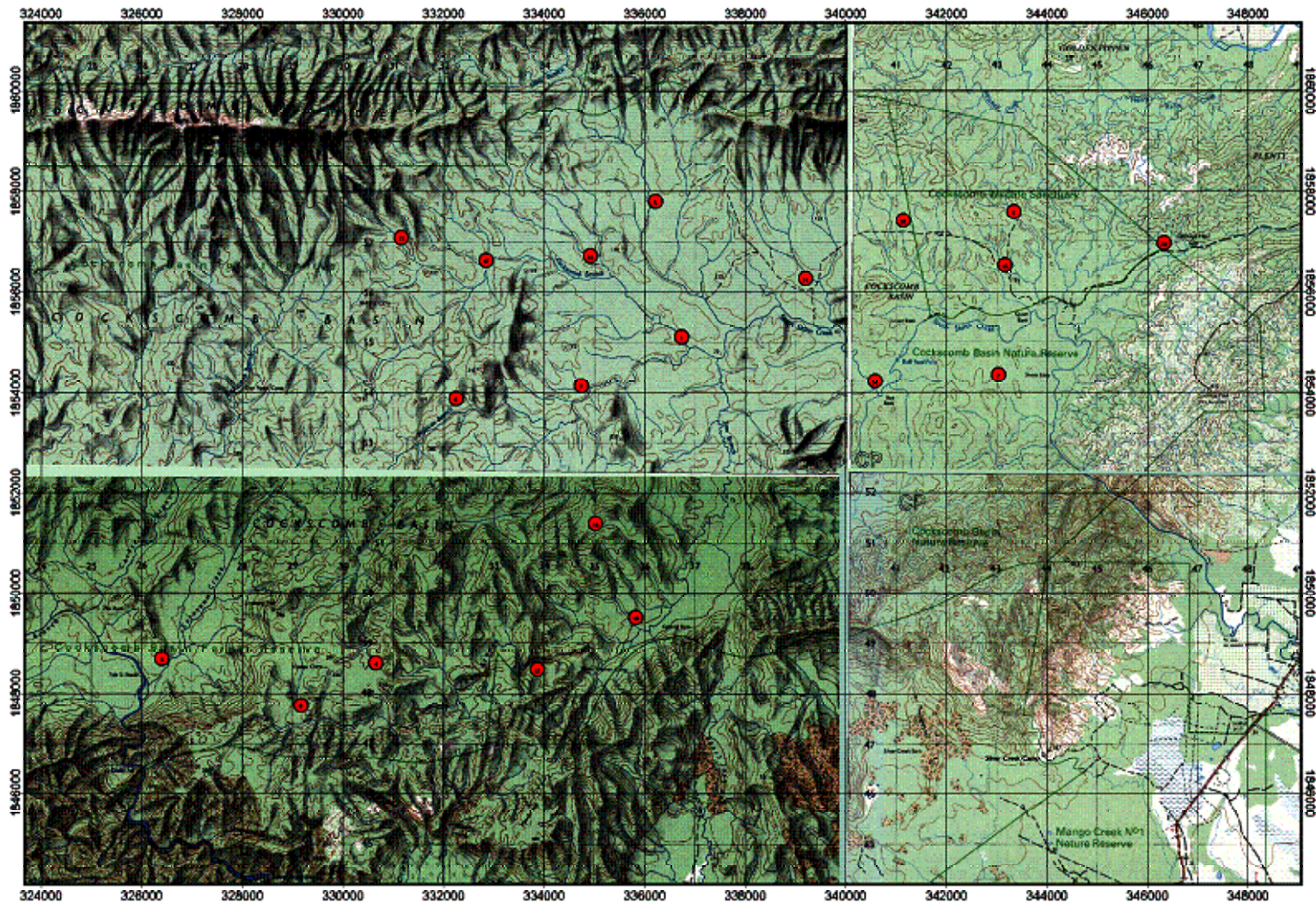


Figura 1. Distribución de trampas-cámara en Santuario de Fauna Silvestre de Cockscomb, Belize
 Tomando 10 kilómetros cuadrados como área de acción mínima de un jaguar, ninguna trampa-cámara dista de más de 3.6 km (el diámetro de un círculo con superficie de 10 km²) de la siguiente trampa-cámara más cercana. Cabe notar que la mayoría de las trampas-cámara se ubican sobre caminos, sendas, o ríos.

ARMANDO LAS TRAMPAS-CÁMARA EN EL CAMPO

Antes de armar las trampas-cámara

Rollos:

Es esencial etiquetar cada rollo con la fecha de inicio y el número de la trampa-cámara (relacionado con la ubicación de la trampa-cámara) antes de armar las trampas-cámara en el campo. Cuando se retiran y revelan los rollos, puede haber decenas de rollos de 20-30 ubicaciones y trampas-cámaras diferentes. Es imprescindible conocer la ubicación de dónde proviene cada fotografía para luego estimar el área de muestreo efectiva (ver abajo).

Registro automático de fecha y hora:

Las fotografías no sirven si no llevan la fecha y la hora cuando se tomaron. La fecha en cada fotografía es esencial para determinar el evento de captura para el individuo fotografiado. Cada periodo de 24 horas se considera un evento independiente, así que todas las tomas de un mismo individuo fotografiado en la misma fecha se consideran una sola captura. La impresión en las fotografías de la información sobre fecha y hora varía entre distintos modelos de trampas-cámara, pero lo importante es que sea consistente entre todas las trampas-cámara del muestreo.

Lapso entre fotografías:

Para toda trampa-cámara se puede programar un lapso entre fotografías sucesivas. Es un tema relevante porque grupos de turistas, tropas de pecaríes, u otros animales que no sean objetivos del muestreo pueden sacar gran cantidad de fotografías inútiles, y además acabar con rollos antes de finalizar el muestreo. Una cámara sin rollo crea un vacío de información en el diseño del muestreo que puede invalidar todos los datos del muestreo durante ese periodo. El lapso programado debe basarse en la probabilidad de encontrar grupos grandes de especies que no sean de interés: la experiencia durante el estudio piloto ayuda a definir el lapso apropiado para el

muestreo. Un lapso mayor aumenta la probabilidad de perder una captura, entonces como regla básica el investigador debe usar el lapso mínimo con el cual se siente cómodo.

Cada ubicación de trampa-cámara (llamada estación) debe contar con dos trampas-cámara en ambos lados de la senda, río, o camino, orientadas a un ángulo perpendicular a la ruta que tomará supuestamente el jaguar. Se recomienda siempre incluir dos trampas-cámara por estación para asegurar que se fotografíen ambos lados de cada jaguar (permitiendo la identificación definitiva a través de una sola captura) y proveyendo cierto nivel de redundancia si falla alguna trampa-cámara.

Seleccionando sitios para las trampas-cámara

En el campo, el investigador debe buscar el mejor sitio lo más cerca que pueda a las coordenadas predeterminadas. El sitio específico se selecciona para maximizar la probabilidad de obtener fotografías buenas cada vez que pasa un jaguar. El objetivo es fotografiar cada costado del jaguar, siendo la parte del cuerpo con manchas más notables y fáciles de distinguir.

Seleccionando un buen sitio – Una vez llegado a la zona de las coordenadas predeterminadas, se busca el sitio más cercano con buenas posibilidades de ser visitado por un jaguar. Elementos paisajísticos como ser sendas, caminos sin asfaltar, orillas de ríos, playas, y sendas hechas por otros animales, son frecuentados por jaguares. Se pueden buscar indicios de jaguares (huellas, heces, o avistamientos). En general, si hay indicios de jaguares en la senda, inclusive a unos cuantos kilómetros, es probable que los jaguares estén usando la senda entera.

Determinación de la ruta del jaguar – Se selecciona un sitio que limita la ruta del jaguar al espacio entre las dos cámaras. Por ejemplo, un sitio con muchos indicios de jaguares, pero con una multitud de sendas diferentes cruzándose *no es* un sitio bueno para la ubicación de trampas-

cámara. Si hay varias sendas, es más difícil predecir la ruta que seleccionará el jaguar, y será difícil apuntar las cámaras correctamente. A su vez, un sitio abierto tampoco es bueno porque el jaguar puede pasar en cualquier parte tomando cualquier ruta. Una senda con indicios de jaguares y con pocas rutas alternativas es óptima para la ubicación de trampas-cámara.

El área de detección de la trampa-cámara – Una senda amplia tiene más rutas donde el jaguar puede cruzar el sensor, y un área mayor que tiene que abarcar la cámara. De nuevo, se quiere conseguir fotografías de ambas trampas-cámara. La distancia máxima entre las trampas-cámara no debe sobrepasar la distancia que abarca el “flash”.

El terreno – El suelo debajo del rayo del sensor debe ser relativamente plano. La presencia de zanjas o de pendientes puede ocultar el jaguar de los sensores, y se pueden perder fotografías. Una pendiente fuerte puede resultar en un sensor a nivel del hombro del jaguar si pasa por el lado alto de la senda, y que no logra detectar el mismo animal se pasa por el lado bajo de la senda. Hay que considerar todas las posibles rutas entre las trampas-cámara.

Armando las trampas-cámara

Una vez contemplados todos los factores mencionados arriba, se pueden armar las trampas-cámara. Se busca un sitio con dos árboles o palos adecuados frente a frente en ambos lados de una senda. Son adecuados árboles con troncos relativamente rectos, lo suficientemente angosto para amarrar un cable, pero no demasiado pequeños que puedan ser movidos fácilmente por el viento, personas o animales. En el caso de trampas pasivas, hay que minimizar el contacto directo con luz del sol, porque el calor excesivo disminuye la sensibilidad de los sensores para detectar animales endotérmicos. Las trampas-cámara se deben ubicar por lo menos a dos metros del punto más cercano donde un jaguar puede cruzar el sensor. Esto permite obtener fotografías

claras, bien enfocadas, y un área de detección suficientemente grande. La probabilidad capturar el jaguar aumenta con el tiempo que permanece en el área de detección. Como el sensor debe apuntar el hombro del jaguar, la trampa-cámara se debe armar a unos 50-70 centímetros del suelo y paralelo al mismo. Las dos trampas-cámara deben apuntar aproximadamente el mismo punto, pero no el punto directamente entre ellas, para evitar cualquier interferencia mutua entre los flashes.

Se recomienda el uso de cables livianos y flexibles para amarrar la trampa-cámara al tronco seleccionado. Con un alicate se ajusta el cable o alambre cuando la posición de la trampa-cámara sea óptima. Si se usan cadenas (o candados para bicicletas) para evitar el robo de las trampas-cámara, se amarran primero las trampas-cámara con alambre antes de asegurarlas. Las cadenas y los candados no son lo suficientemente flexibles para amarrar la trampa-cámara al árbol.

Se pueden cortar palos o ramas adicionales para ajustar la trampa-cámara contra el tronco. Un palito entre la caja de la trampa-cámara y el tronco del árbol sirve para ajustar la orientación del sensor. (Se recomienda el uso de palos/palitos verdes para estos ajustes, por ser más flexible que palos/palitos secos).

Una vez armada la trampa-cámara, se quita todo obstáculo (plantas, palos, ramas) del área entre la misma y la ruta del animal. Cualquier obstrucción al sensor disminuye la capacidad de detección de la trampa-cámara, y puede producir fotografías nulas. Las hojas grandes pueden hacer disparar las trampas-cámara cuando se calientan al sol y se mueven con el viento. Se debe evitar de apuntar objetos expuestos al sol que pueden calentarse y disparar los sensores, como ser piedras grandes o superficies de agua.

Se debe comprobar el área de detección de ambas trampas-cámara, pasando por todas las diferentes rutas posibles entre las dos, confirmando cada vez la toma de fotografías por parte de ambas trampas-cámara. La mayoría de los modelos de trampa-cámara viene con un indicador que se prende cuando el sensor detecta un cuerpo en movimiento. Cuando cruce frente a la trampa, agáchese para aproximar el tamaño de un jaguar.

A veces el terreno y/o la falta de árboles pueden afectar la cobertura completa de la senda. En estos casos, se puede echar ramas o palos en una parte de la senda para reducir las rutas posibles. Esta técnica también sirve si no se puede alejar la trampa-cámara de la senda, para evitar que el jaguar pase tan cerca que la cámara no logre tomar una fotografía bien enfocada.

Revisando las trampas-cámara

La cantidad de animales fotografiados (de cualquier especie) y la sensibilidad del modelo de trampa-cámara definirá con qué frecuencia se deben cambiar rollos y pilas. Es muy importante evitar que los rollos o las pilas se acaben durante el muestreo. Un buen estudio piloto ayudará a determinar el intervalo adecuado para reemplazar rollos y pilas. Todas las estaciones deben estar funcionando durante todo el periodo de muestreo para respetar los supuestos del diseño. La logística para la revisión de las trampas-cámara puede ser el factor limitante en cuanto el número de estaciones armadas. Se recomienda ser conservador al estimar la frecuencia del reemplazo de rollos y pilas.

PREPARACIÓN Y ANÁLISIS DE LOS RESULTADOS

Al sacar el rollo de cada trampa-cámara, se revisa su etiqueta indicando el número de la trampa-cámara y el sitio, y la fecha de inicio del rollo. Al revelar los rollos, se asegura la transferencia de estos datos a los negativos o a las fotografías reveladas. Una vez se tiene todas

las fotografías, se identifican los individuos de jaguares comparando patrones de manchas. Se confirma la identificación con una revisión independiente de las mismas fotografías por otra persona. Se anota la fecha cuando cada individuo se fotografió. Se anota en cada fotografía el número de la trampa-cámara, el sitio, y el código de identificación del individuo. Una buena base de datos en esta etapa es imprescindible.

El Programa CAPTURE

Existen varios programas de computadora para analizar datos poblacionales según marca-recaptura u otros diseños. Se pueden encontrar varios de estos programas en la página web del Patuxent Wildlife Research Center <http://www.mbr-pwrc.usgs.gov/software.html>, donde además se puede ver una descripción corta de cada uno para el análisis de poblaciones animales.

El programa que más se utiliza para el análisis de abundancia de jaguares a través de fotografías por trampas-cámaras es el programa CAPTURE (Otis et al. 1978; White et al. 1982; Rexstad & Burnham, 1991). Este programa aplica una serie de modelos para generar estimaciones de abundancia basándose en el número de individuos capturados y la proporción de recapturas. Los modelos varían de acuerdo a las fuentes de variación en probabilidad de captura, incluyendo diferencias entre individuos (p. ej., debido a sexo, edad, movimientos, dominancia, actividad), variación en el tiempo, cambios de comportamiento debido a la captura (flash), y combinaciones de los factores anteriores. El programa CAPTURE lleva una función que determina el modelo y el estimador más apropiado para los datos del muestreo.

Para ejecutar el análisis de los datos en CAPTURE, se crea una matriz con la historia de captura de cada individuo fotografiado (ver Apéndice 1). Cada fila de la matriz describe la historia de captura de un individuo durante el muestreo. Cada día (o grupo de días) del periodo de muestreo se considera una ocasión de muestreo y se representa en una columna independiente

de la matriz. Para cada jaguar el 0 representa una ocasión cuando el animal no se capturó, mientras que el 1 significa que el animal se capturó en esa ocasión. El número de filas es el mismo que el número de individuos fotografiados, mientras que el número de columnas coincide con el número de ocasiones de muestreo. La matriz se debe guardar como “solo texto”. Luego, para su análisis, la matriz se pega directamente en el programa CAPTURE en la siguiente página web: <http://www.mbr-pwrc.usgs.gov/software/capture.html>. Los datos se pueden analizar directamente en la misma página web, o se puede bajar el programa a una computadora. Tanto la página web como el Apéndice 1 dan ejemplos de la descripción del formato y de la matriz apropiada para el análisis en CAPTURE, además de las tareas que puede ejecutar el programa.

Estimando la densidad poblacional

El programa CAPTURE genera una estimación de abundancia, y no de densidad. Se calcula la densidad dividiendo la estimación de abundancia que genera CAPTURE por el área efectiva de muestreo. El área efectiva de muestreo abarca todas las trampas-cámara además de una franja o “buffer” alrededor de las mismas que toma en cuenta los individuos cuyas áreas de acción se solapan con la distribución de trampas-cámara. Existen varios métodos para estimar el ancho de la franja (ver Karanth y Nichols 2002). Karanth y Nichols (1998), a partir del polígono dibujado por las cámaras externas, agregaron alrededor una franja con un ancho igual a la mitad del promedio de distancias máximas de desplazamiento (HMMDM) para todos los individuos que se fotografiaron en dos o más puntos diferentes durante el muestreo. En Belice, determinamos HMMDM y usamos un SIG para crear un “buffer” circular alrededor de cada trampa-cámara; el radio del círculo es igual a HMMDM. La sobreposición de todos los “buffers” circulares representa el área de muestreo completa (Figura 2). Vacíos grandes (por ejemplo

cuerpos de agua, pueblos, etc.) que no pueden contener jaguares se restan del área efectiva de muestreo.

Se considera el promedio de las distancias máximas de desplazamiento (MMDM) como estimación del diámetro del área de acción. MMDM también sirve para confirmar el supuesto original en relación al área de acción mínima y la distribución de trampas-cámara. Si la aplicación del “buffer” presenta vacíos dentro del área efectiva de muestreo, indica que algunas áreas entre trampas-cámara exceden el área de acción del animal, y la suposición de que cada jaguar tiene una probabilidad de captura >0 no ha sido respetada (Nichols com. pers.). En este caso se debe realizar un segundo muestreo ubicando las trampas mas cerca o simplemente no tomando en cuenta los huecos que quedan entre los “buffer”.

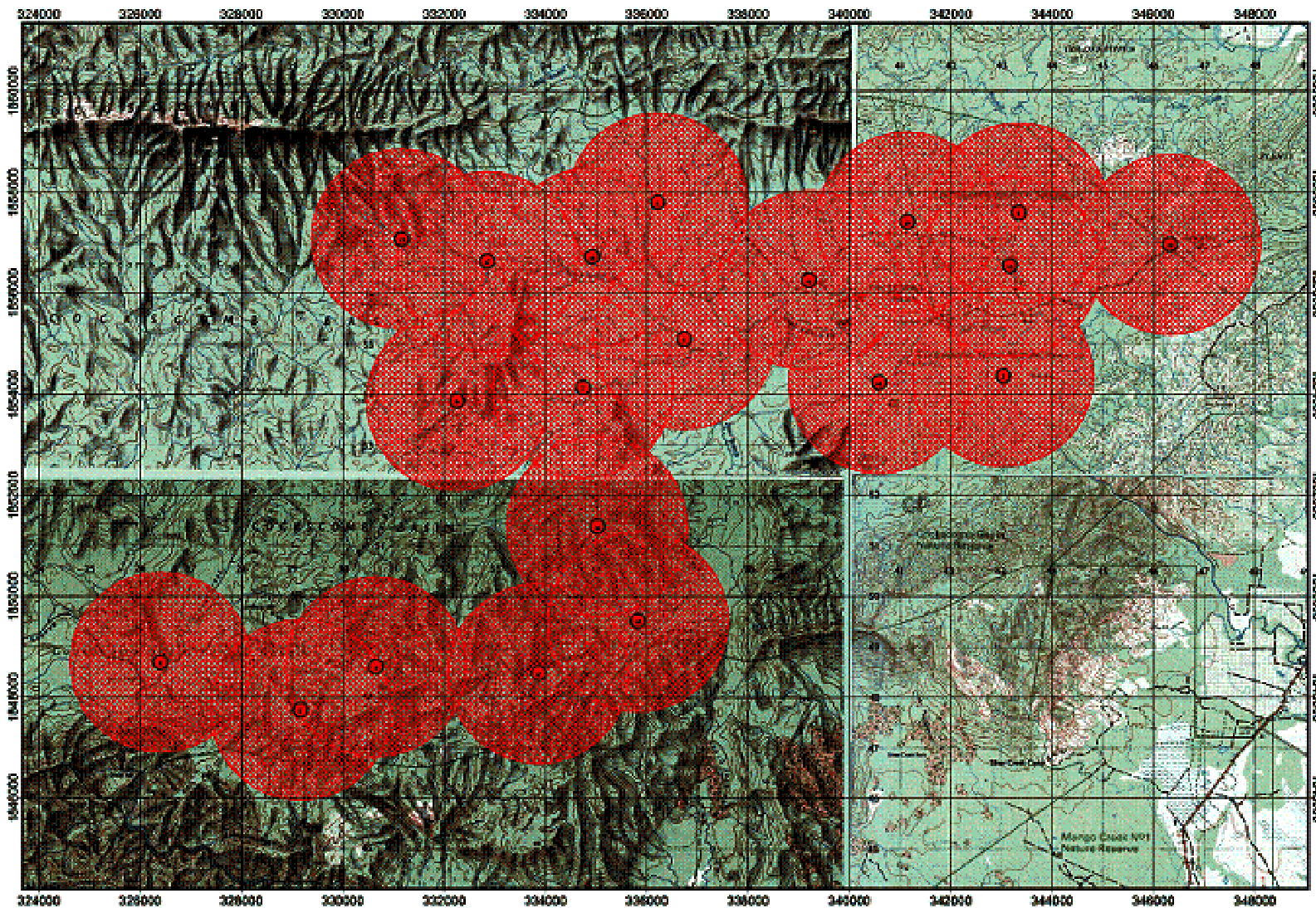


Figura 2. Área efectiva de muestreo (en rojo) para el muestreo de jaguares en Cockscomb representado por la sobre-posición de los “buffers” alrededor de cada trampa-cámara.

El promedio de las distancias máximas de desplazamiento (MMDM) puede variar bastante entre muestreos (inclusive en la misma zona). Si se dispone de datos de muestreos múltiples en la misma zona, usamos la mitad del MMDM acumulado. Este MMDM acumulado promedia las distancias máximas de desplazamiento de todos los individuos registrados durante muestreos múltiples en la misma zona. Aumenta el tamaño de muestreo y disminuye la varianza asociada con la estimación de MMDM, produciendo una estimación más correcta del área efectiva de muestreo.

Aparte de estimar la abundancia, el programa CAPTURE también genera una probabilidad de captura, el error estándar de la estimación de abundancia y un intervalo de confianza de 95%. Este método no precisa una cifra absoluta, sino una estimación robusta en términos estadísticos del rango. El error estándar y el intervalo de confianza expresan el grado de confiabilidad que tenemos sobre nuestros datos y son importantes en determinar cómo se interpreta los mismos.

La estimación de densidad no siempre se puede usar para extrapolar densidades fuera de la zona de estudio. Con la excepción de una región muy homogénea en cuanto hábitat, el muestreo genera estimaciones de abundancia que se pueden aplicar solo en la misma área de muestreo. No se debe asumir que la estimación de abundancia de un muestreo se puede aplicar de forma general a una región más amplia donde la topografía y las condiciones meteorológicas varían bastante en relación al área de muestreo.

Agradecimientos

Agradezco el apoyo de Linde Ostro y de Luke Hunter en preparar este protocolo. Ambos contribuyeron sugerencias y revisiones en varias etapas que mejoraron el manuscrito. James Nichols, Kathleen Conforti y Alan Rabinowitz también revisaron el manuscrito y contribuyeron comentarios y sugerencias útiles. Finalmente, agradezco a Rob Wallace, Andy Noss, Marcella Kelly, Bart Harmsen y otros las horas de discusiones que mejoraron mis conocimientos de la metodología.

REFERENCIAS

- Henschel, P. & Ray, J. 2003. Leopards in African Rainforests: Survey and Monitoring Techniques. WCS Global Carnivore Program website.
- Karanth, K.U. & Nichols, J.D. (1998) Estimation of tiger densities in India using photographic captures and recaptures. *Ecology* 79(8), 2852–2862.
- Karanth, K.U. & Nichols, J.D. (2000) Ecological status and conservation of tigers in India. Final Technical Report to the Division of International Conservation, U.S. Fish and Wildlife Service, Washington D.C. and Wildlife Conservation Society, New York. Centre for Wildlife Studies, Bangalore, India.
- Karanth, K.U. and Nichols, J.D. (2002) Monitoring tigers and their prey: A manual for researchers, managers and conservationists in Tropical Asia. Centre for Wildlife Studies BANGALORE India.
- Karanth, K.U. (1995) Estimating tiger (*Panthera tigris*) populations from camera-trap data using capture-recapture models. *Biological Conservation* 71, 333–338.
- Maffei, L, Cuellar, E, Noss, A (2004) One thousand jaguars (*Panthera onca*) in Bolivia's Chaco? Camera trapping in the Kaa-Iya National Park. *Journal of Zoology* 262 (3): 295-304
- Otis, D.L., Burnham, K.P., White, G.C., & Anderson, D.R. (1978) Statistical inference from capture data on closed populations. *Wildlife Monographs* 62, 1–135.
- Rexstad, E. & Burnham, K.P. (1991) *User's guide for interactive program CAPTURE. Abundance estimation of closed populations.* Colorado State University, Fort Collins, Colorado, USA.
- Silver, S.C., Ostro, L.E., Marsh, L.K., Maffei, L., Noss, A.J., Kelly, M.J., Wallace, R.B., Gomez, H., Ayala, G. 2004. The use of camera traps for estimating jaguar (*Panthera onca*) abundance and density using capture/recapture analysis. *Oryx* 38 (2): 148-154
- Wallace, R.B., Gomez, H., Ayala, G., and Espinoza, F. (2003). Camera trapping capture frequencies for jaguar (*Panthera onca*) in the Tuichi Valley, Bolivia. *Mastozoologia Neotropical* 10(1): 133-139
- White, G.C., Anderson, D.R., Burnham, K.P., & Otis, D.L. (1982) Capture-recapture and removal methods for sampling closed populations. Los Alamos National Laboratory, Los Alamos, New Mexico, USA.

read input data

YOUR DATA

task closure test

task model selection

task population estimate ALL

task population estimate APPROPRIATE

Estas son las tareas que el programa CAPTURE debe cumplir.

La página web provee mayores detalles:

<http://www.mbr-pwrc.usgs.gov/software/capture.html>

SAMPLING RARE *or* ELUSIVE SPECIES

Concepts, Designs, and Techniques
for Estimating Population Parameters

Edited by
William L. Thompson

Foreword by
Kenneth P. Burnham

Island Press
Washington · Covelo · London

Copyright © 2004 Island Press

All rights reserved under International and Pan-American Copyright Conventions. No part of this book may be reproduced in any form or by any means without permission in writing from the publisher: Island Press, 1718 Connecticut Avenue, N.W., Suite 300, Washington, DC 20009.

ISLAND PRESS is a trademark of The Center for Resource Economics.

No copyright claim is made in the works of Larissa L. Bailey, Earl F. Becker, Joseph L. Ganey, Nancy C. H. Lo, William J. McShea, James D. Nichols, Thomas J. O'Shea, James T. Peterson, J. Andrew Royle, John R. Sauer, Theodore R. Simons, David R. Smith, Thomas R. Stanley, and William L. Thompson, employees of the federal government.

Library of Congress Cataloging-in-Publication Data.

Sampling rare or elusive species : concepts, designs, and techniques for estimating population parameters / edited by William L. Thompson ; foreword by Kenneth P. Burnham.

p. cm.

Includes bibliographical references and indexes.

ISBN 1-55963-450-2 (cloth : alk. paper) — ISBN 1-55963-451-0 (pbk. : alk. paper)

1. Rare animals—Monitoring. 2. Rare plants—Monitoring. I. Thompson, William L. (William Lawrence), 1962-


QL82.S26 2004

591.68—dc22

2004008006

British Cataloguing-in-Publication Data available.

Book design by Teresa Bonner

Printed on recycled, acid-free paper 

Manufactured in the United States of America

- Taberlet, P., L. P. Waits, and G. Luikart. 1999. Non-invasive genetic sampling: Look before you leap. *Trends in Ecology and Evolution* 14:323–327.
- Thompson, W. L., G. C. White, and C. Gowan. 1998. *Monitoring Vertebrate Populations*. Academic Press, San Diego.
- Valiere, N., L. Fumagalli, L. Gielly, C. Miquel, B. Lequette, M.-L. Poulle, J.-M. Weber, R. Arlettaz, and P. Taberlet. 2003. Long-distance wolf recolonization of France and Switzerland inferred from non-invasive genetic sampling over a period of 10 years. *Animal Conservation* 6:83–92.
- Valiere, N., and P. Taberlet. 2000. Urine collected in the field as a source of DNA for species and individual identification. *Molecular Ecology* 9:2150–2154.
- Valsecchi, E., D. Glockner-Ferrari, M. Ferrari, and W. Amos. 1998. Molecular analysis of the efficiency of sloughed skin sampling in whale population genetics. *Molecular Ecology* 7:1419–1422.
- Waits, J. L., and P. L. Leberg. 2000. Biases associated with population estimation using molecular tagging. *Animal Conservation* 3:191–200.
- Waits, L. P., G. Luikart, and P. Taberlet. 2001. Estimating probability of identity among genotypes in natural populations: Cautions and guidelines. *Molecular Ecology* 10:249–256.
- Walsh, P. A., D. A. Metzger, and R. Higuchi. 1991. Chelex100 as a medium for simple extraction of DNA for PCR-based typing from forensic material. *BioTechniques* 10:506–513.
- Wasser, S. K., C. S. Houston, G. M. Koehler, G. G. Cadd, and S. R. Fain. 1997. Techniques for application of faecal DNA methods to field studies of Ursids. *Molecular Ecology* 6:1091–1097.
- White, G. C., D. R. Anderson, K. P. Burnham, and D. L. Oris. 1982. *Capture-recapture and Removal Methods for Sampling Closed Populations*. USDOE Report Number LA-8787-NERP, Los Alamos National Laboratory, Los Alamos, New Mexico.
- White, G. C., and K. P. Burnham. 1999. Program MARK: Survival estimation from populations of marked animals. *Bird Study* 46:S120–S139.
- Woods, J. G., D. Paetkau, D. Lewis, B. N. McLellan, M. Proctor, and C. Strobeck. 1999. Genetic tagging free ranging black and brown bears. *Wildlife Society Bulletin* 27:616–627.

12

Photographic Sampling of Elusive Mammals in Tropical Forests

*K. Ullas Karanth, James D. Nichols, and
N. Samba Kumar*

Tropical forests harbor much of the planet's terrestrial biodiversity (Terborgh 1992; WCMC 1992), including many threatened mammal species. However, many tropical forest mammals naturally occur at low densities because of traits such as large body size, specialized diets, or spatially dispersed social structures (Eisenberg 1981). Among these, rodents and carnivores tend to be especially elusive because of their nocturnal and secretive behaviors. Many tropical mammals have now become even more rare and elusive due to excessive hunting (Robinson and Bennett 2000) and other anthropogenic pressures (Karanth 2002). Therefore, understanding the ecology of elusive tropical mammals and monitoring their populations are critical conservation needs. In addressing these challenges, biologists have only recently started to employ modern animal population sampling methods.

Animal sampling programs throughout the world typically focus on estimation of one or more "system state variables" (e.g., population size; Williams et al. 2002) at different points in space and/or time. Monitoring programs are frequently developed with the intention of drawing inferences about variation of such quantities over time, space, and associated environmental and management variables.

In this chapter we outline a conceptual framework for animal sampling that includes discussion of underlying rationale (why sample), selection of state variables (what to sample), and general estimation principles (how to sample). We then discuss some of the special challenges presented by elu-

sive tropical mammals and stress the importance of these questions in such sampling situations. Here, we particularly focus on the new remote photographic sampling techniques (Karanth and Nichols 1998; O'Brien et al. 2003) that are increasingly being employed in studies of tropical mammals.

Sampling Animal Populations: General Principles

Many existing programs for sampling animal populations, particularly those targeting rare tropical mammals, are not as useful as they might be because investigators do not devote adequate thought (see Jenelle et al. 2002; Karanth et al. 2003) to fundamental questions associated with establishment of sound sampling programs (see reviews by Thompson et al. 1998; Yoccoz et al. 2001; Pollock et al. 2002). In this section, we present a brief outline of the sort of thinking that we believe should precede and underlie sound animal sampling programs by focusing on three basic questions.

Why Sample?

Efforts to sample animal populations are generally associated with one of two main classes of endeavor: science or conservation. When animal sampling is a component of a scientific research program, estimates of state variables (e.g., abundance) provide the means of confronting model-based predictions with measures of true system response (Hilborn and Mangel 1997; Nichols 2001; Williams et al. 2002). The differences between estimates and model-based predictions then form the basis for rejecting hypotheses in a hypothesis-testing framework or for updating model weights in a multiple-hypothesis framework.

Estimates of state variables for animal populations and communities serve three distinct roles in the conduct of wildlife conservation. First, estimates of system state (e.g., the number of animals) are needed to make state-dependent management decisions (e.g., Williams et al. 2002). Second, system state is frequently contained in the objective functions (explicit statements of management objectives, usually expressed in mathematical form) for managing animal populations and communities, and evaluation of the objective function is an important part of management, addressing the question "to what extent are management objectives being met?" Finally, effective management of wildlife requires either a single model thought to be predictive of system response to management actions or a

set of models with associated weights reflecting relative degrees of faith in the different models. The process of developing faith in a single model or weights for members of a model set involves the approaches described above as "science," in which model-based predictions are evaluated with respect to estimated changes in state variables.

In summary, there are some very good reasons for sampling animal populations and communities to estimate relevant state variables. Our suggestion is simply that these reasons be made explicit before commencing a study and that the estimation of state variables be viewed not as an end in itself, but as a component of a larger process of either science or management.

What to Sample?

Certainly the selection of what state variable(s) to estimate will depend on the scientific or management objectives of the study. When dealing with single species, the most commonly used state variable is abundance or population size (sometimes expressed as density). Estimation of abundance frequently requires substantial effort, but it is a natural choice for state variable in studies of population dynamics and management of single-species populations. Study and management of single-species populations also focus on the vital rates responsible for state variable dynamics, such as survival, reproduction, immigration, and emigration.

For some purposes, a useful state variable in single-species population studies is occupancy, defined as the proportion of area, patches, or sample units that is occupied by the species (Mackenzie et al. 2002). Vital rates associated with this state variable are rates of local (patch) extinction and colonization.

When scientific or conservation attention shifts to the community level of organization, many possible state variables exist. The basic multivariate state variable of community ecology is the species abundance distribution, specifying the number of individuals in each species in the community. Many derived state variables are obtained by attributing different values or weights to individuals of different species (Yoccoz et al. 2001). A commonly used state variable is simply species richness, the number of species within the taxonomic group of interest that is present in the community at any point in time or space. Vital rates determining changes in richness are simply local probabilities of extinction and colonization (e.g., Boulmier et al. 1998a, 2001).

The central point is that there is no single state variable that is preferred for the study of animal populations and communities. Instead, the selection of state variable should be closely tied to the objectives of the sampling programs, that is, the answer to the question, why sample?

How to Sample?

Reliable estimation of state variables and inferences about their variation over time and space require attention to two critical aspects of sampling animal populations—spatial variation and detectability (Lancia et al. 1994; Thompson et al. 1998; Yoccoz et al. 2001; Karanth and Nichols 2002). Spatial variation in animal abundance is relevant because investigators can seldom apply survey methods to every square meter of land in the area of interest. Instead, they must select a sample of locations to which survey methods are applied, and this selection must be done in such a way as to permit inferences about the locations that are not surveyed, and hence about the entire area of interest. Approaches to spatial sampling include simple random sampling, unequal probability sampling, stratified random sampling, systematic sampling, cluster sampling, double sampling, and various kinds of adaptive sampling (e.g., Cochran 1977; Thompson 1992).

Detectability refers to the fact that even in locations that are surveyed by investigators, it is very common for investigators to miss animals (i.e., animals go undetected). The investigator typically applies some survey method to each location that yields some sort of count statistic (number of animals seen, caught, harvested, photographed, etc.). Assume that the state variable of interest is abundance. Let N_{it} be the true number of animals associated with an area or sample unit of interest, i , at time t , and denote as C_{it} the associated count statistic. The count is best viewed as a random variable such that:

$$E(C_{it}) = N_{it} p_{it}, \quad (12.1)$$

where p_{it} is the detection probability (probability that a member of N_{it} appears in the count statistic, C_{it}). Estimation of N_{it} thus requires estimation of p_{it} :

$$\hat{N}_{it} = C_{it} / \hat{p}_{it}. \quad (12.2)$$

Typically, interest will not be in abundance itself but in relative abundance, the ratio of abundances at two locations ($\lambda_{it} = N_{it}/N_{jt}$), or in rate of population change, the ratio of abundances in the same location at two

times (e.g., $\lambda_{it} = N_{it+1}/N_{it}$). Sometimes count statistics are treated as indices, and it is hoped that the ratio of count statistics can be used to estimate these abundance ratios. For example, consider the estimator $\hat{\lambda}_{it} = C_{it+1}/C_{it}$. The expectation of this estimator can be approximated using equation (12.1) as:

$$E(\hat{\lambda}_{it}) \approx \frac{N_{it+1} p_{it+1}}{N_{it} p_{it}}. \quad (12.3)$$

As can be seen from equation (12.3), if the detection probabilities are very similar for the two sample times, then the estimator will not be badly biased, but when detection probabilities differ, then the estimator will be biased. If detection probability itself is viewed as a random variable, then we still require $E(p_{it}) = E(p_{it+1})$. Thus, we conclude that estimation of both absolute and relative abundance requires information about detection probability (also see Lancia et al. 1994; Karanth and Nichols 2002; Williams et al. 2002).

Sampling Tropical Forest Mammals: Ecological and Practical Issues

Because of their sensory acuity and evasive behavior, several tropical forest mammals (e.g., carnivores) usually cannot be surveyed by using methods based on visual detections like distance sampling (Buckland et al. 2001). Some other groups, such as ungulates or primates that are amenable to visual detection, may occur in dense cover or at low densities such that survey effort required (time invested or distances covered) to achieve adequate numbers of detections may be impractical. Often, because of prevailing social, environmental, and logistical constraints in tropical regions, investigators cannot employ potentially useful sampling approaches that involve animal-handling, such as radio-tagging (White and Garrott 1990) or traditional mark-recapture methods (Lancia et al. 1994; Thompson et al. 1998; Williams et al. 2002). Tropical biologists have tried to overcome these constraints by employing "camera-trapping" as an alternative, noninvasive sampling method for studying populations of rare and elusive animals.

Photographic Sampling of Animals

Cameras set in remote areas and activated by the animals themselves have been used to photograph mammals in tropical forests for many years

(Champion 1927; McDougal 1977). However, the use of animal-activated cameras for wildlife research is somewhat more recent (e.g., Gysel and Davis 1956; Pearson 1959, 1960) and has become very popular in developed countries (Cutler and Swann 1999). Camera-traps have been increasingly used in the scientific study of elusive tropical mammals (Griffiths and van Schaik 1993; Karanth 1995; Karanth and Nichols 1998, 2002; O'Brien et al. 2003; Trolle and Kéry 2003) in recent years. Many such investigations are currently underway in Asia, Africa, and Latin America.

Photographs as Count Statistics

As noted earlier on the "how" of animal sampling, inferences about animal populations and communities are virtually always based on some sort of count statistic. In situations where individual animals can be identified from photographs, camera-trap studies can be designed and analyzed using methods used for conventional capture-recapture sampling (e.g., Karanth 1995; Karanth and Nichols 1998, 2002; Trolle and Kéry 2003). Such studies provide estimates of the state variable used most frequently in wildlife studies, abundance (or density).

When interest is focused on single species in cases where individuals cannot be identified from photographs, one option is to use camera-trap data to estimate occupancy as a state variable (e.g., see MacKenzie et al. 2002). The count statistic in this case would be the number of sample units (areas sampled by camera-traps) at which the species had been photographed and identified, and the quantity to be estimated would be the proportion of these units actually occupied by the species.

Finally, we note that interest may instead be directed at the community level of organization. In this case, species richness of some group of mammals may be the state variable of interest (Cam et al. 2002). The count statistic would be the total number of species identified from camera-trapping, and inference would require estimation about the proportion of species in the community that was actually detected.

Basics of Camera-Trapping

A camera-trap consists of an automated device that is activated when the targeted animal moves into range and triggers one or more previously positioned cameras to take pictures of that animal. Usually several traps are deployed based on various design considerations. The equipment used

can take a variety of forms ranging from cheap homemade pressure-pad devices to expensive, sophisticated commercial units (Cutler and Swann 1999; Karanth et al. 2002). The sampling process consists of deploying a number of camera-trap units in the surveyed area in a manner most conducive to obtaining photographs of the target species. Usually, the investigator periodically revisits and checks the traps to ensure their proper functioning and to replenish film or batteries.

PHOTOGRAPHIC IDENTIFICATION OF "CAPTURED" ANIMALS

For community-level surveys of mammal species richness or for single species surveys designed to estimate habitat occupancy or to derive an index of relative abundance, the photographs obtained must be of adequate quality to unambiguously identify the animal species. The choice of trap sites and the positioning of cameras are governed by this need. In community-level surveys of mammals, because of inter-specific differences in size, grouping patterns, and behavior, the positioning and spacing of camera-traps involves a compromise among competing needs for optimally photographing different species. Consequently, some species in the surveyed area may have capture probabilities that approach zero, a situation analogous to the "hole in the sampled area" problem (Karanth and Nichols 1998) encountered in single species capture-recapture studies. The design of community-level camera-trap studies should thus focus on attaining nonzero detection probabilities for all of the species in the community, guild, or taxonomic group of interest.

In studies that try to estimate abundance or density of a single species, camera-traps must yield high quality pictures that permit identification of individual animals. Naturally occurring marks on animals, such as the shape, arrangement, and patterns of stripes (tigers *Panthera tigris*), spots (cheetahs *Acionyx jubatus*), or rosettes (jaguars *Panthera onca*, leopards *Panthera pardus*, and ocelots *Felis pardalis*); the shape and configuration of body parts such as head, tusks, and ears (elephants *Elephas maximus*, *Loxodonta africana*, skin folds (Javan rhinos *Rhinoceros sondaicus*), and even injuries and scars (manatees *Trichechus* spp.) can be used to identify individuals. In a few cases, it may be possible to first physically capture the animals and artificially mark individuals for photographic identification in subsequent samples.

Because natural markings on animals are asymmetric, unambiguous individual identifications may necessitate photographs of both flanks, requiring the deployment of two or more cameras with each trap. Unfor-

unately, investigators sometimes deploy single cameras to cut costs, thereby losing scarce data as well as diminishing the ability to apply powerful capture-recapture analytic methods to photographic count statistics.

EQUIPMENT AND DATA COLLECTION PROTOCOLS

Although homemade camera-traps can be constructed inexpensively, we do not recommend them for surveys of rare and elusive mammals because of their low reliability. Some of the commercial units are listed in publications (e.g., Karanth and Nichols 2002:187–188), and Web sites evaluate relative merits of different units (e.g., www.jesseshuntingpages.com/cams.html).

Most commercial camera-traps employ either “active” or “passive” tripping devices to fire the cameras. Active devices respond to an animal intercepting an electronic beam, whereas passive ones are triggered by the animal’s body heat (Karanth and Nichols 2002). The more sophisticated (and expensive) camera-trap equipment permits the investigators to target their study species using several means: firing multiple cameras with a single tripping device; varying the period of beam-breakage to avoid smaller creatures; varying the interval between consecutive pictures; electronically “waking up” cameras that “sleep” in battery-saving mode; setting specific “time zones” for picture-taking to avoid undesirable species, and electronically storing the date and time for each tripping event.

Most currently available camera-traps use flashlight photography and capture images on ordinary film. However, new equipment that offers digital image capture, infrared photography that avoids flash, and even video-capture of images is now on the market. Whatever the type of equipment employed, it is critically important to ensure that each picture obtained on a film roll (or disk or videotape) is given a unique identification number and that subsequent data collection and film processing protocols permit clear, unambiguous identification of the time, date, and location for any photographic capture event. We recommend using predesigned data forms (Karanth and Nichols 2002:183) to ensure that different field personnel obtain capture records in a consistent manner.

ENVIRONMENTAL AND SOCIAL FACTORS AFFECTING CAMERA-TRAP SURVEYS

In addition to ecology and behavior of study species, several environmental and social factors impose constraints on camera-trap surveys in the tropics. Commonly, rain and humidity restrict the work to certain seasons. Under humid conditions, camera-traps that rely on passive detection gen-

erally appear to perform more reliably than the more sensitive, active detection units (Kawanishi 2002).

In some cases, animal damage poses a threat to equipment. We found that elephants frequently damaged the equipment, and tigers did so occasionally. More often, human vandalism and theft are deterrents. Provision of a steel protective shell around the camera-trap (Karanth and Nichols 2002:184–186), locking devices, or cryptic hiding of the equipment are possible countermeasures against these problems.

Photographic sampling of rare mammals is usually conducted at landscape scales and over difficult terrain. Deployment of traps according to a predetermined survey design usually involves moving equipment over long distances, often on foot. This disadvantage is sometimes offset by the ready availability of inexpensive labor in the tropics. In many areas, camera-traps can be revisited only after several days. Locally hired labor may not have the skills necessary to record data or check the equipment, requiring the presence of the investigator even for routine revisits. The number of camera-traps deployed, the trap spacing used, the duration of the sampling periods, and consequently, the quality of the data obtained in camera-trap surveys, are thus influenced strongly by a variety of environmental and social factors.

Modeling and Estimation Using Photographic Data

This section describes how photographic count statistics on tropical forest mammals can be used to estimate state variables and rates of change in these variables. We will not present all of the relevant estimators or present their underlying rationale. Instead, we will point to literature with descriptions of these approaches and indicate how we believe these approaches might be used in camera-trap studies of tropical forest mammals.

Estimation of Abundance and Density

The appropriate methods for abundance estimation differ, depending on whether or not animals can be individually identified. For species and situations in which individuals cannot be identified, it may be possible to use the occupancy approach (Royle and Nichols 2003; also see next section) to draw inferences about abundance.

In some situations with no individual identification, it may be reasonable to use the count statistics as indices of relative abundance for compar-

ing abundance at different times or locations. The reasonableness of such direct use of count statistics depends on the relationship between the counts and the true quantities of interest—abundances at the different times and places (Nichols and Karanth 2002). For example, if counts are related to abundance by a proportionality constant, such as detection probability in equation (12.1), then reasonable inference about relative abundance is possible only when that constant is very similar for the two times or locations being compared (see equation (12.3) and related discussion). Use of counts (trapping rates) as indices to abundance is thus based on restrictive, untested assumptions.

Given the above, when identification of individual animals is possible from photographs, capture-recapture models developed for closed populations provide a more robust approach to abundance estimation. Thus, there is little justification for conducting camera-trap surveys that generate only indices of abundance (e.g., some studies cited by Carbone et al. 2001). Instead it is preferable to compute estimates based on appropriate capture-recapture methods, because resources invested tend to be comparable in the two cases.

Under a capture-recapture sampling design, camera-traps are set throughout an area of interest, with attention devoted to eliminating holes—areas within the overall area of interest within which an animal might travel normally and never encounter a camera-trap (Karanth and Nichols 1998; Nichols and Karanth 2002; Karanth et al. 2004). If the investigators (or field assistants) have prior knowledge of habits and behavior of the target species, it is wise to use this knowledge in the deployment of camera-traps. For example, telemetry and sign studies clearly indicate the preference of tigers for traveling along trails and roads, so allocation of trap stations to trail or road systems is a reasonable means of sampling an area to get larger numbers of captures (Karanth et al. 2002). Placing camera-traps at mineral licks, water holes, animal latrines, bait stations, etc., may also increase capture probabilities and thereby improve the quality of the estimates.

If nothing is known about the habits of the target species, random allocation of traps, for example, using a grid system imposed on the study area, provides a reasonable means of sampling, although numbers of captures may be so low as to severely limit utility of results. The overall objective of the trap deployment should be that all individuals in the sampled area have nonzero probabilities (hopefully, similar across individuals) of encountering a camera-trap.

The most straightforward design involves setting camera-traps throughout the area of interest as discussed above and collecting photographs for a short period (say 5–45 consecutive days, depending on the species of interest). However, because camera-traps are expensive, enough units may not be available for this approach. Therefore, it sometimes may become necessary to move the traps around the area of interest with a different set of locations being sampled during each time interval (see designs suggested by Nichols and Karanth 2002).

Camera-trap designs for individually identifiable animals should yield capture histories of individuals. Each capture history (one per individual) is simply a record of whether or not the animal was caught at each sampling period. If we let "0" indicate no capture and "1" denote capture, then history 001010 indicates an animal caught only in periods 3 and 5 of a 6-period study. Capture histories for all individuals caught at least once provide the data needed to estimate abundance and hence, the number of animals exhibiting a capture history of all 0's (present in the sampled area but never caught).

The statistical models that have been most useful for such work are based on "closed" populations that do not change by birth, death, immigration, or emigration over the course of the sampling (Nichols and Karanth 2002). The closure assumption imposes the restriction that sampling be carried out over a sufficiently short time frame during which closure violations are not expected to occur. The various members of this class of models differ with respect to the incorporated sources of variation in detection probability. Otis et al. (1978) and White et al. (1982) provided classic descriptions of these models. Some more recent estimators and models also were summarized in Williams et al. (2002). Computer programs CAPTURE (Rexstad and Burnham 1991) and MARK (White and Burnham 1999) can be used to analyze capture history data and provide statistics useful in model selection as well as estimates of abundance.

In many cases density (number of animals per unit area), rather than abundance, is the quantity of interest. In such cases, it is necessary to estimate the area actually sampled by the camera-traps. This area will typically be larger than the area over which traps are actually spread. Estimation of the area sampled requires ancillary data from radio telemetry or distances between capture locations of camera-trapped animals (e.g., Wilson and Anderson 1985; Nichols and Karanth 2002; Karanth et al. 2004).

In some cases, it will be possible to sample an area for some period each year (e.g., 4 weeks of camera-trapping each summer) for a number of

years. Capture-recapture designs that include sampling at two different time scales are referred to as "robust designs" (Pollock 1982; Pollock et al. 1990; Williams et al. 2002). Within the robust design, sampling periods separated by relatively long time intervals (e.g., 1 year) are referred to as primary periods, whereas periods separated by relatively short intervals (e.g., 1 day or 1 week) are referred to as secondary periods. Capture history data can be aggregated across secondary periods and used to estimate survival rates between primary periods. Capture history data over secondary periods within primary periods can then be used to estimate abundance. Finally, resulting survival rate and abundance estimates can be used together to estimate recruitment. We have conducted such analyses for camera-trap data on tigers collected between 1991 and 2000 at Nagarahole Reserve, India (Karanth et al. in prep.).

We emphasize that the duration of the survey and sampling periods, the location, placement, and spacing of traps, etc., must be dictated by the ecology of the animal. Recommending standardized protocols for camera-trapping, regardless of species and ecological context (e.g., Fonseca et al. 2003), is likely to lead to violations of major capture-recapture assumptions (Otis et al. 1978; White et al. 1982; Nichols and Karanth 2002) related to population closure, nonzero capture probabilities for all animals, and even to a single animal population being sampled in the first place!

Estimation of Habitat Occupancy

When individual animals cannot be identified, patch occupancy estimation can be used to draw inferences about target species. Depending on the species and their habitats, occupancy survey designs might involve placing camera-traps systematically or randomly throughout an entire area of interest or over habitat patches or appropriate habitat in an area of interest. If habitat is patchy, patches themselves can be used as the sample units. If habitat is not found in discrete patches, sample units must be selected. In many cases, it will be sensible to simply select a grid cell size, place a grid over the area of interest, and randomly select cells to be sampled. In such situations, consideration should be given to the size of the sample unit (grid cell) relative to the individual range size of the target species. For example, if occupancy is to be used as a state variable in a monitoring program, it would not be reasonable to set sample unit size so small that a single animal could occupy many sample units. In the case of territorial species, use of appropriately sized grid cells (e.g., approximately the size of

the territory) might lead to occupancy estimates that could be interpreted as estimates of number of territorial animals.

In occupancy studies, identification of individuals is not assumed, and it is not necessary to deploy multiple cameras for unambiguous identification. Camera-traps should be deployed for a relatively short period of time (e.g., 2 weeks), as estimation of occupancy requires that the sampled locations be closed to changes in occupancy over the course of the sampling (i.e., animals do not move into the area and become established or depart the area permanently over the course of the sampling).

The data resulting from an occupancy study for a single season are detection histories (analogous to capture histories described above) for each sample unit. Detection histories are rows of 1's and 0's indicating days on which at least one individual of the species is or is not detected, respectively. For example, 0001000101, denotes a location at which the species was photographed on days 4, 8, and 10, by a camera left out for 10 days. Each sampled location has such a history. These detection histories differ from capture histories in that the number of locations at which no animals are detected (detection histories of all 0's) is known in occupancy studies. Detection probability is estimated from the patterns of detection and non-detection, at locations with at least one detection. The objective then becomes to estimate how many of these nondetection sites were actually occupied. The estimation thus explicitly accounts for the reality that non-detection does not equate to absence in so-called presence-absence (more properly "detection-nondetection") studies.

Detection history data are used to estimate the probability that a sample unit is occupied or, equivalently, the proportion of sample units occupied. This can be accomplished using a two-step approach that involves first estimating the number of sampled locations that are occupied and then dividing this estimate by the number of sampled locations (Nichols and Karanth 2002). A more efficient approach permits direct estimation of the occupancy parameter (MacKenzie et al. 2002; Royle and Nichols 2003; Chapter 8, this volume) in a single step. If the same locations are sampled with cameras each year, then the robust design approach can be used to estimate not only occupancy but also rate of change in occupancy over time and probabilities of local extinction and colonization of the sample units (Barbraud et al. 2003; MacKenzie et al. 2003). Programs PRESENCE (MacKenzie et al. 2002, 2003) and MARK (White and Burnham 1999) can be used to assist in model selection and to compute estimates of occupancy from detection history data.

Although this statistical approach to occupancy estimation is relatively new, Kawanishi (2002) has already successfully used it with camera-trap data on tropical forest mammals. For example, she divided her study sites in Taman Negara, Malaysia, into 9 km² grid cells for the purpose of estimating occupancy for several mammal species. Using camera-trapping and surveys of secondary animal signs to assess occupancy, she computed a naive occupancy estimate of 0.36 (number of cells known to be occupied divided by the total number of cells) for sambar deer, *Cervus unicolor*, at her Merapoh study site. Using the approach of Nichols and Karanth (2002), however, she estimated that 0.64 ($SE = 0.104$) of the grid cells were actually occupied by sambar. Although the differences between naive and estimated rates of occupancy computed by Kawanishi (2002) were not so large for all species, this example illustrates the potential importance of trying to properly account for detection probability in surveys of spatial distribution of tropical mammals.

Estimation of Species Richness

Instead of focusing on species-specific state variables such as occupancy and abundance, species richness within some group of mammals (e.g., ungulates, meso-carnivores) may be the target quantity for estimation in some studies. The sampling problem is that every species in the group may not be detected during survey efforts, and we would like a method that accounts for missed species. Spatial sampling and deployment of camera-traps will be similar to those used in occupancy studies. A key consideration in the design of community studies is that all of the species in the group of interest must have the potential to be detected. Single cameras are adequate, as animals must be identified to species only. Again, sampling should not extend over too long a period, because the mammal community is assumed to be closed over the period of sampling.

The data arising from a camera-trap study directed at species richness are detection histories for each species. Each detection history would indicate whether or not the species was detected at a sampling occasion. For example, assume that camera-traps were deployed for 10 consecutive nights. A history of 0011000101 would indicate a species that was detected on sample occasions 3, 4, 8, and 10, but not on other occasions. Each detected species has such a history. The different species are analogous to the different individuals in a standard capture-recapture setting. The patterns of detection and nondetection can thus be used to estimate species-

level detection probability, and hence total number of species (including those not detected), using the models developed for closed populations (e.g., Otis et al. 1978). Because of differences in detection probabilities of animals of different species, and because of different abundances that contribute to variation in detectability at the species level, we suspect that models permitting heterogeneity in detection probabilities will be especially useful (Burnham and Overton 1979; Boulinier et al. 1998b).

In addition to estimating species richness, if the same locations are sampled over time (e.g., every year), as in the robust design (Pollock 1982), resulting data can be used to estimate rate of change in species richness and temporal variation in richness, as well as local extinction probabilities and turnover (proportion of species that is new) (Boulinier et al. 1998a; Nichols et al. 1998). The Web-based program COMDYN was developed to estimate richness and associated community-dynamic parameters (Hines et al. 1999). Examples of use of this approach in community investigations include Boulinier et al. (2001), Cam et al. (2002), and Doherty et al. (2003). Most of the published uses involve avian point count data, but camera-trap data on rare tropical mammals are also certainly suitable for employing this capture-recapture-based approach to estimating species richness.

Discussion

We argue that photographic sampling provides a logistically reasonable approach to monitoring elusive mammals in tropical forests. In the first section of this chapter, we posed three questions relevant to any monitoring program—why monitor, what should be monitored, and how should one conduct monitoring? With respect to the why, we emphasized that monitoring is not a stand-alone activity to be considered in isolation but should instead be viewed as a component of a larger process, usually either science or management. The choice of state variable to monitor depends very heavily on the reason for the monitoring. We emphasized that the “how” of monitoring involves at least two important sources of uncertainty, spatial sampling and detectability. Spatial variation in state variables of interest dictates that sample units to be surveyed must be selected in a manner that permits inference about the sample units not selected. Detectability refers to the usual inability to detect all individuals in a sample area that is surveyed. Count statistics must be collected in such a way that the associated detection probability can be estimated.

Because of the difficulty of working with and viewing animals in trop-

ical forests, remote camera-traps provide an attractive means of sampling animals. If abundance of animals is the state variable of interest and if the animals possess natural marks permitting individual identification, full-fledged capture-recapture models can be used to estimate abundance. The count statistics are the numbers of different animals detected, and the detection histories of individual animals provide the data needed to draw inferences about detection probability, and hence abundance.

In some cases, it may be reasonable to use habitat occupancy as the state variable of interest. In this case, the count statistic is the number of patches or sample units at which the mammal species of interest is detected, and detection histories of the sample units are used to draw inferences about detection probability.

In community-level studies of mammals, the state variable of interest may be the number of animals (species richness) in a certain size class or guild or taxonomic group. In such studies, the count statistic is the number of different species detected, and detection probability is estimated using detection histories of the different species.

For each of the above three possible state variables, if sampling is conducted at approximately the same time for each of a number of years or seasons, it is possible to use robust design approaches (Pollock 1982) to estimate not only the state variable of interest but also the vital rates governing changes in the state variable.

Camera-trap surveys of elusive mammals usually involve heavy investments of resources and effort. However, many camera-trap survey protocols currently being implemented or recommended appear to be based on ad hoc considerations (e.g., Fonseca et al. 2003) that are unlikely to yield scientifically defensible results. We believe that scientific and conservation values of camera-trapping studies of elusive tropical mammals can be enhanced substantially by paying closer attention to issues covered above.

REFERENCES

- Barbraud, C., J. D. Nichols, J. E. Hines, and H. Hafner. 2003. Estimating rates of extinction and colonization in colonial species and an extension to the metapopulation and community levels. *Oikos* 101:113–126.
- Boulinier, T., J. D. Nichols, J. E. Hines, J. R. Sauer, C. H. Flather, and K. H. Pollock. 1998a. Higher temporal variability of forest breeding bird communities in fragmented landscapes. *Proceedings of the National Academy of Sciences, U.S.A.* 95:7497–7501.
- Boulinier, T., J. D. Nichols, J. E. Hines, J. R. Sauer, C. H. Flather, and K. H. Pollock. 2001. Forest fragmentation and bird community dynamics: inference at regional scales. *Ecology* 82:1159–1169.
- Boulinier, T., J. D. Nichols, J. R. Sauer, J. E. Hines, and K. H. Pollock. 1998b. Estimating species richness: The importance of heterogeneity in species detectability. *Ecology* 79:1018–1028.
- Buckland, S. T., D. R. Anderson, K. P. Burnham, J. L. Laake, D. L. Borchers and L. Thomas. 2001. *Introduction to Distance Sampling: Estimating Abundance of Biological Populations*. Oxford University Press, Oxford, United Kingdom.
- Burnham, K. P., and W. S. Overton. 1979. Robust estimation of population size when capture probabilities vary among animals. *Ecology* 62:625–633.
- Cam, E., J. D. Nichols, J. E. Hines, J. R. Sauer, R. Alpizar-Jara, and C. H. Flather. 2002. Disentangling sampling and ecological explanations underlying species-area relationships. *Ecology* 83:1118–1130.
- Carbone, C., S. Christie, K. Conforti, T. Coulson, N. Franklin, J. R. Ginsberg, M. Griffiths, J. Holden, K. Kawanishi, M. Kinnaid, R. Laidlaw, A. Lynam, D. W. MacDonald, D. Martyr, C. McDougal, L. Nath, T. O'Brien, J. Seidensticker, D. Smith, M. Sunquist, R. Tilson, and W.N. Wan Shaharuddin. 2001. The use of photographic rates to estimate densities of tigers and other cryptic mammals. *Animal Conservation* 4:75–79.
- Champion, F. W. 1927. *With a Camera in Tiger Land*. Chatto and Windus, London.
- Cochran, W. G. 1977. *Sampling Techniques*, 3rd ed. Wiley, New York.
- Cutler, T. L., and D. E. Swann. 1999. Using remote photography in wildlife ecology: A review. *Wildlife Society Bulletin* 27:571–581.
- Doherty, P. F., Jr., G. Sorci, J. A. Royle, J. E. Hines, J. D. Nichols, and T. Boulinier. 2003. From the cover: Sexual selection affects local extinction and turnover in bird communities. *Proceedings of the National Academy of Sciences, U. S. A.* 100:5858–5862.
- Eisenberg, J. F. 1981. *Mammalian Radiations*. University of Chicago Press, Chicago.
- Fonseca, G., T. E. Lacher, P. Batra, J. Sanderson, S. Brandes, A. Espinel, C. Kuebler, A. Bailey, and J. Heath. 2003. *Tropical Ecology, Assessment, and Monitoring: Camera Trapping Protocol* (Electronically published report). Center for Applied Biodiversity Science, Conservation International, Washington, D.C. Available from <http://teaminitiative.org> (accessed October 15, 2003).
- Griffiths, M., and C. P. van Schaik 1993. The impact of human traffic on the abundance and activity periods of Sumatran rainforest wildlife. *Conservation Biology* 7:623–626.
- Gysel, L. W., and E. M. J. Davis. 1956. A simple automatic photographic unit for wildlife research. *Journal of Wildlife Management* 20:451–453.
- Hilborn, R., and M. Mangel. 1997. *The Ecological Detective: Confronting Models with Data*. Princeton University Press, Princeton, New Jersey.
- Hines, J. E., T. Boulinier, J. D. Nichols, J. R. Sauer, and K. H. Pollock. 1999. COMDYN: Software to study the dynamics of animal communities using a capture-recapture approach. *Bird Study* 46:S209–S217.
- Jenelle, C. S., M. C. Runge, and D. I. MacKenzie. 2002. The use of photographic rates to estimate densities of tigers and other cryptic mammals: A comment on misleading conclusions. *Animal Conservation* 5:119–120.
- Karanth, K. U. 1995. Estimating tiger *Panthera tigris* populations from camera-trap data using capture-recapture models. *Biological Conservation* 71:333–338.
- _____. 2002. Nagarahole: Limits and opportunities in wildlife conservation. pp. 189–202 in J. Terborgh, C. P. Van Schaik, L. Davenport, and M. Rao, eds., *Making Parks Work: Strategies for Preserving Tropical Nature*. Island Press, Washington, D.C.

- Karanth, K. U., N. S. Kumar, and J. D. Nichols. 2002. Field surveys: Estimating absolute densities of tigers using capture-recapture sampling. pp. 139–152 in K. U. Karanth and J. D. Nichols, eds., *Monitoring Tigers and Their Prey: A Manual for Researchers, Managers and Conservationists in Tropical Asia*. Centre for Wildlife Studies, Bangalore, India.
- Karanth, K. U., and J. D. Nichols. 1998. Estimation of tiger densities in India using photographic captures and recaptures. *Ecology* 79:2852–2862.
- _____. eds. 2002. *Monitoring Tigers and Their Prey: A Manual for Researchers, Managers and Conservationists in Tropical Asia*. Centre for Wildlife Studies, Bangalore, India.
- Karanth, K. U., J. D. Nichols, N. S. Kumar, and J. E. Hines. In preparation. Assessing tiger population dynamics using photographic capture-recapture sampling.
- Karanth, K. U., J. D. Nichols, N. S. Kumar, W. A. Link, and J. E. Hines. 2004. Tigers and their prey: Predicting carnivore densities from prey abundance. *Proceedings of the National Academy of Sciences, U.S.A.* 101:4854–4858.
- Karanth, K. U., J. D. Nichols, J. Seidensticker, E. Dinerstein, J. L. D. Smith, C. McDougal, A. J. T. Johnsingh, R. Chundawat, and V. Thapar. 2003. Science-deficiency in conservation practice: The monitoring of tiger populations in India. *Animal Conservation* 6:141–146.
- Kawanishi, K. 2002. *Population Status of Tigers in a Primary Rainforest of Peninsular Malaysia*. Ph.D. Dissertation, University of Florida, Gainesville.
- Lancia, R. A., J. D. Nichols, and K. H. Pollock. 1994. Estimating the number of animals in wildlife populations. pp. 215–253 in T. Bookhout, ed., *Research and Management Techniques for Wildlife and Habitats*. The Wildlife Society, Bethesda, Maryland.
- MacKenzie, D. I., J. D. Nichols, J. E. Hines, M. G. Knutson, and A. B. Franklin. 2003. Estimating site occupancy, colonization and local extinction when a species is detected imperfectly. *Ecology* 84:2200–2207.
- MacKenzie, D. I., J. D. Nichols, G. B. Lachman, S. Droege, J. A. Royle, and C. Langtimm. 2002. Estimating site occupancy rates when detection probabilities are less than one. *Ecology* 83:2248–2255.
- McDougal, C. 1977. *The Face of the Tiger*. Rivington Books, London.
- Nichols, J. D. 2001. Using models in the conduct of science and management of natural resources. pp. 11–34 in T. M. Shenk and A. B. Franklin, eds., *Modeling in Natural Resource Management: Development, Interpretation, and Application*. Island Press, Washington, D.C.
- Nichols, J. D., T. Boulinier, J. E. Hines, K. H. Pollock, and J. R. Sauer. 1998. Estimating rates of local extinction, colonization and turnover in animal communities. *Ecological Applications* 8:1213–1225.
- Nichols, J. D., and K. U. Karanth. 2002. Statistical concepts: Estimating absolute densities of tigers using capture-recapture sampling. pp. 121–137 in K. U. Karanth and J. D. Nichols, eds., *Monitoring Tigers and Their Prey: A Manual for Researchers, Managers and Conservationists in Tropical Asia*. Centre for Wildlife Studies, Bangalore, India.
- O'Brien, T., M. Kinnaird, and H. T. Wibisono. 2003. Crouching tigers, hidden prey: Sumatran tigers and prey populations in a tropical forest landscape. *Animal Conservation* 6:1–10.
- Otis, D. L., K. P. Burnham, G. C. White, and D. R. Anderson. 1978. Statistical inference from capture data on closed animal populations. *Wildlife Monographs* 62:1–135.
- Pearson, O. P. 1959. A traffic survey of *Microtus-Reithrodontomys* runways. *Journal of Mammalogy* 40:169–180.
- _____. 1960. Habits of *Microtus californicus* revealed by automatic photographic recorders. *Ecological Monographs* 30:231–249.
- Pollock, K. H. 1982. A capture-recapture design robust to unequal probability of capture. *Journal of Wildlife Management* 46:757–760.
- Pollock, K. H., J. D. Nichols, C. Brownie, and J. E. Hines. 1990. Statistical inference from capture-recapture experiments. *Wildlife Monographs* 107:1–97.
- Pollock, K. H., J. D. Nichols, T. R. Simons, and J. R. Sauer. 2002. Large scale wildlife monitoring studies: Statistical methods for design and analysis. *Environmetrics* 13:1–15.
- Rexstad, E., and K. P. Burnham. 1991. *User's Guide to Interactive Program CAPTURE*. Colorado Cooperative Fish and Wildlife Research Unit, Colorado State University, Fort Collins.
- Robinson, J. G., and E. L. Bennett, eds. 2000. *Hunting for Sustainability in Tropical Forests*. Columbia University Press, New York.
- Royle, J. A., and J. D. Nichols. 2003. Estimating abundance from repeated presence-absence data or point counts. *Ecology* 84: 777–790.
- Terborgh, J. 1992. *Diversity and the Tropical Rainforest*. Freeman, New York.
- Thompson, S. K. 1992. *Sampling*. Wiley, New York.
- Thompson, W. L., G. C. White, and C. Gowan. 1998. *Monitoring Vertebrate Populations*. Academic Press, San Diego.
- Trolle, M., and M. Kéry. 2003. Estimation of ocelot density in the Pantanal using capture-recapture analysis of camera-trapping data. *Journal of Mammalogy* 84:607–614.
- White, G. C., D. R. Anderson, K. P. Burnham, and D. L. Otis. 1982. *Capture-recapture and Removal Methods for Sampling Closed Populations*. USDOE Report Number LA-8787-NERP, Los Alamos National Laboratory, Los Alamos, New Mexico.
- White, G. C., and K. P. Burnham. 1999. Program MARK: Survival rate estimation from both live and dead encounters. *Bird Study* 46:S120–S139.
- White, G. C., and R. A. Garrott. 1990. *Analysis of Wildlife Radiotracking Data*. Academic Press, San Diego.
- Williams, B. K., J. D. Nichols, and M. J. Conroy. 2002. *Analysis and Management of Animal Populations*. Academic Press, San Diego.
- Wilson, K. R., and D. R. Anderson. 1985. Evaluation of two density estimators of small mammal population size. *Journal of Mammalogy* 66:13–21.
- WCMC (World Conservation Monitoring Center). 1992. *Global Biodiversity: Status of the Earth's Living Resources*. Chapman and Hall, London.
- Yoccoz, N. G., J. D. Nichols, and T. Boulinier. 2001. Monitoring of biological diversity in space and time. *Trends in Ecology and Evolution* 16:446–453.



Jaguar Conservation Small Grants Program Application Proposal Fact Sheet

WCS International Program conserves wildlife and ecosystems by generating and applying innovative scientific and field-based solutions to critical problems. WCS-International addresses these problems by focusing on landscape and seascape species whose conservation has the greatest positive impact on biodiversity as a whole and on large, threatened, wild ecosystems. The Wildlife Conservation Society conducts more than 320 field projects in 53 countries throughout Africa, Asia, Latin America and North America.

The Jaguar Conservation Program was established by WCS to conserve and manage jaguars and their habitat throughout their current range. The Jaguar Conservation Program (JCP) Small Grants Program is administered by the JCP. Awards are for one year and are renewable under this program. The Small Grants Program is designed to support individual field research projects on jaguars that share our philosophy, approach and conservation focus.

The JCP Small Grants Program will not limit any individual from applying, however, we would prefer that our grantees be:

- professional conservationists from the country of research, and/or
- post-graduates pursuing a higher degree

Please consider the following restrictions before submitting your proposal:

- Organizations are not eligible for funding.
- Faculty and/or research advisors should not be listed as principal investigators unless they plan to carry out the majority of the field work.
- The principal researcher must write the proposal as applications written on behalf of another individual will be disallowed.

TIMELINE: Projects extending over one year should highlight achievable goals and conservation action at the end of one year's work.

BUDGET ITEMS: Awards vary from \$1,000 to \$7,000. The JCP Small Grants Program does not support:

- conferences
- expeditions
- travel to scientific meetings
- legal actions
- construction of permanent field station
- tuition
- salaries
- overhead costs
- costly laboratory analyses
- gene storage
- vehicle purchase
- computer purchase
- captive breeding

Salaries are not considered, however, investigators who have no other source of support may request modest per-diem expenses. Proposals may be submitted simultaneously to other funding organizations but WCS must be informed of the organization, amount, and status. Please clearly indicate in the budget which component you request WCS to fund and which is requested from other organizations.

LOCATION: The JCP Small Grants Program supports applications for jaguar conservation and research projects in countries throughout the jaguar's historic range.

EVALUATION CRITERIA: Proposals are evaluated on a competitive basis. Applications are screened by outside technical reviewers and Jaguar Advisory Group (JAG) members. Projects are evaluated on:

- Relevance to jaguar conservation
- Scientific merit & value, and
- Appropriateness for the JCP and WCS Latin America Program

CLOSING DATES AND NOTIFICATION

The JCP Committee meets two times a year to make funding decisions, with closing dates for JCP Small Grants applications on January 1, July 1, and October 1. Final decisions and awards are usually announced at the end of April, October, and December.

APPLICATION PROCEDURE

An application package consists of: proposal fact sheet, recent research fellows list, project outline, animal handling requirements, cover sheet, and proposal checklist. The enclosed cover sheet must be submitted along with your proposal. We require 6 copies of each proposal, including CVs and letters of support (photocopies are fine), since we send proposals out for review. Please number the pages of your proposal and staple entire packet together. Material submitted as appendices should be copied and stapled to the proposal if you wish the reviewers to see it.

Applications may be submitted in English, Portuguese, or Spanish, however, all proposals must be accompanied by an English abstract and cover page.

SEND COMPLETED APPLICATIONS TO:

Wildlife Conservation Society
International Programs
Jaguar Conservation Program
ATTN: Program Manager
2300 Southern Boulevard
Bronx, NY 10460 USA

DIRECT ADDITIONAL QUESTIONS TO:

Kathleen Conforti, Program Manager
telephone: 718-220-2189
fax: 718-364-4275

JCP Small Grants Program
Project Outline

TO APPLY, submit six copies of a complete proposal (items 1 through 15 below). Use the enclosed cover sheet, filling out the top portion and abstract. Please be concise and number the pages of your proposal. Recommended pages per section and are not restrictions, but rather a guide.

1. **COVER SHEET SUPPLIED BY JCP**
2. **INTRODUCTION (1 PAGE)**
 - a. Jaguar conservation issue
 - b. How project addresses jaguar conservation issue
3. **BACKGROUND INFORMATION (1 PAGE)**
 - a. Prior research
 - b. Prior conservation action
 - c. Study area
4. **PROJECT DESIGN AND METHODOLOGY (2 PAGES)**
 - a. Goal (s) *(each additional goal should follow this format)
 1. Specific aims
 2. Methods (design and implementation)
 3. Analysis
5. **OTHER PROJECT COMPONENTS (1-3 PAGES)**
 - a. Animal handling methodology (see page 4)
 - b. Local professional development
 - c. Involvement of local people
 - d. Education/public information
6. **POST-PROJECT FOLLOW-UP (1 PAGE)**
 - a. Dissemination of results
 - b. Possible post-project conservation action
 - c. Evaluation: how will success be measured?
7. **TIMETABLE (1 PAGE)**
8. **BUDGET FOR ONE YEAR (1 PAGE)** please highlight expenses requested from JCP
9. **BUDGET FOR SUBSEQUENT YEARS (1 PAGE)** please highlight expenses requested from JCP
10. **BUDGET JUSTIFICATION (1 PAGE)**
11. **SELECTED BIBLIOGRAPHY (1-2 PAGES)**
12. **CURRICULUM VITAE OF PRINCIPAL PERSONNEL (1-3 PAGES)**
13. **LETTER OF ENDORSEMENT AND PERMITS:** Endorsement should be from department head and/or host country collaborating institution. Please also include copies of necessary research permits in this section.
14. **NAMES AND ADDRESSES OF FIVE PEOPLE** qualified to review your proposal. We are not asking for personal references, academic advisors or WCS staff members. Reviewers should be experts in the field that you propose to study. Please explain their area of expertise.
15. **APPENDICES (0-4 PAGES)** Additional information that applicant deems as necessary to the overall explanation of the project.

JCP Small Grants Program

Animal Handling Requirements

Please note that all proposals to the JCP Small Grants Program, that involve animal handling, will be reviewed by our veterinary staff. If your project involves animal handling, we require a brief description of your handling methods which may include, but are not limited to: trapping, immobilization, collection of biological material, collection of specimens, marking and telemetry of individuals, experience of animal handling personnel, permission to conduct procedures and export material.

1. TRAPPING:

- A. type of traps or nets used
- B. frequency of monitoring traps
- C. how animals will be handled during trapping process
- D. how the researchers plan to deal with animal emergencies that may arise during the trapping process

2. IMMOBILIZATION:

- A. drug(s) and dosage(s), and method of administration used for immobilization
- B. care of animal during immobilization
- C. procedure(s) to be carried out during immobilization
- D. how the researchers plan to deal with animal emergencies that may arise during the immobilization process

3. COLLECTION OF BIOLOGICAL MATERIAL:

- A. material to be sampled (blood, tissue, stomach contents, feathers, skin, fur etc...)
- B. methods used in obtaining sample from individual animals (in depth)
- C. method of preservation of sample (brief)
- D. method of analysis of sample (brief)

4. COLLECTION OF SPECIMENS:

- A. limits set on the number of individuals of each species which would be euthanized
- B. methods which will be used to euthanize specimens
- C. intended destination of collection (museum, university, etc...)

5. MARKING AND TELEMETRY OF INDIVIDUALS:

- A. marking
- B. banding or tagging
- C. radio-telemetry devices

6. *EXPERIENCE OF ANIMAL HANDLING PERSONNEL:

Please describe the experience and qualifications of the personnel who will be performing the above procedures.

7. *PERMISSION TO CONDUCT ANIMAL PROCEDURES AND EXPORT BIOLOGICAL MATERIAL:

The investigator must obtain permission to carry out research and export biological material from the appropriate authorities.

* Please Note: If the project involves animal handling, items 6 and 7 must be included.

JCP Small Grants Program

Cover Sheet

PROJECT TITLE

COUNTRY

PRINCIPAL INVESTIGATOR(S) DR. MR. MS. FIRST NAME

LAST NAME

ADDRESS

TELEPHONE

FAX

E-MAIL

PROJECT PERIOD

TOTAL BUDGET

AMOUNT REQUESTED FROM JCP

SUPPORT FROM OTHER SOURCES (NOTE ORGANIZATION, AMOUNT & IF PENDING)

DOES THE PROJECT INVOLVE ANY HANDLING OF ANIMALS? PLEASE CIRCLE YES OR NO. IF YES, PLEASE CIRCLE: CAPTURE, COLLECTION OF WHOLE SPECIMENS, BLOOD, TISSUE OR STOMACH CONTENTS, IMMOBILIZATION, MARKING OR BANDING, OTHER (PLEASE SPECIFY)

ABSTRACT

JCP Small Grants Program

Proposal Check List

This checklist is intended to help assure that your application is complete. Please check the appropriate column for each item and include this list in your application package. If any of the items are sent separately, please include the information.

		Included	Not Applicable
1.	JCP Proposal cover sheet with English abstract		
2.	Jaguar conservation issue		
3.	Background information		
4.	Methods (aims, methods, analysis)		
5.	Animal Handling Methodology		
6.	Involvement of Local People		
7.	Post project follow-up		
8.	Timetable		
9.	Budget – Year 1 (should not exceed \$7,000/year)		
10.	Budget – Years 2-5 (should not exceed \$7,000/year)		
11.	Budget justification for Years 1 and Years 2-5 if applicable		
12.	Selected bibliography		
13.	CVs of principal personnel		
14.	Letter of endorsement/ research permits		
15.	Names and addresses of five people qualified to review your proposal objectively		
16.	Appendix		
17.	Six copies of complete proposal (items 1-14) stapled together		

Appendix 1

JAGUAR/PUMA TRACK DATA SHEET

OBSERVER(S): _____ TEAM: _____ DATE: _____
 WEATHER: _____ TIME START: _____ TIME FINISH: _____
 HABITAT TYPE: _____
 LOCATION: _____ LATITUDE: _____ LONGITUDE: _____

JAGUAR SIGN OBSERVED: (circle)	LOCATION OF SIGN: (circle)	TRACK DIRECTION: (circle)
TRACK	ALONG TRAIL	UPSLOPE
SCRAPE	CROSSING TRAIL	DOWNSLOPE
SCAT	IN FOREST	ASPECT: N/S/E/W
SCRATCHING	ON RIDGETOP	
OTHER (SPECIFY) _____	ALONG WATERWAY	
	ON SLOPE	
	OTHER (SPECIFY) _____	

REMARKS: _____

TRACKS:
 TRACK ID NUMBER: _____
 TRACK MEDIA: _____
 PHOTOGRAPHS TAKEN (Refer to TRACK PROTOCOL): _____

CIRCLE:
 LEFT FOOT/RIGHT FOOT/ UNKNOWN
 FRONT FOOT/ REAR FOOT/ UNKNOWN
 MEASUREMENTS (cm):
 (Refer to FIGURE 2)

1
2
3
4
5
6

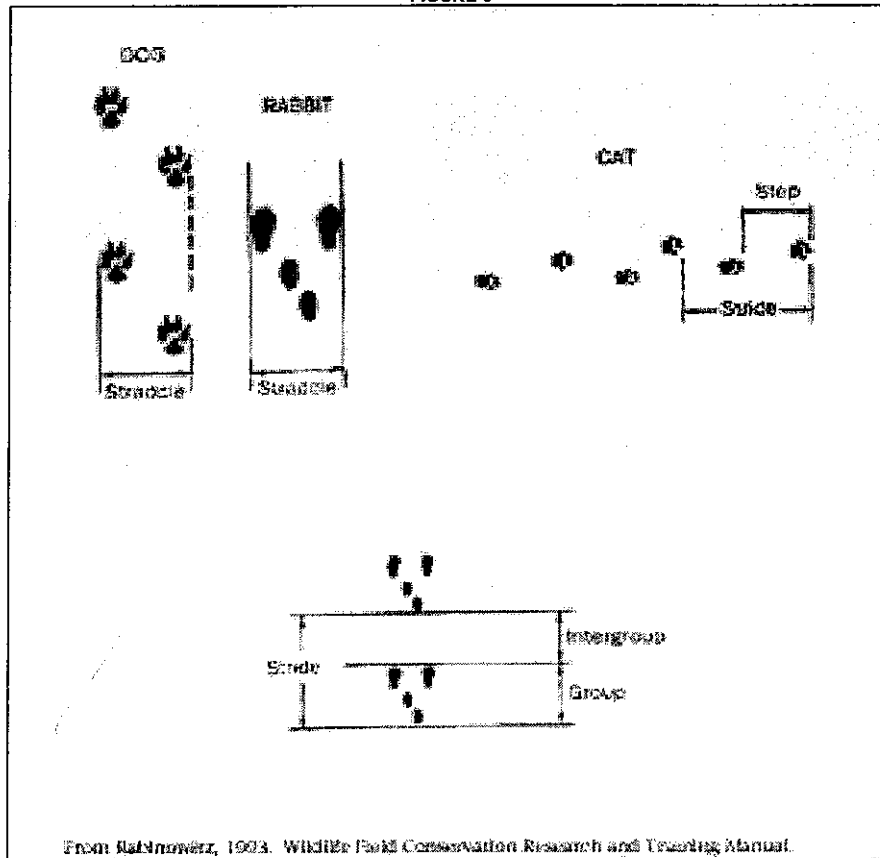
T1A	T2A	T3A	T4A
T1B	T2B	T3B	T4B

Appendix 1

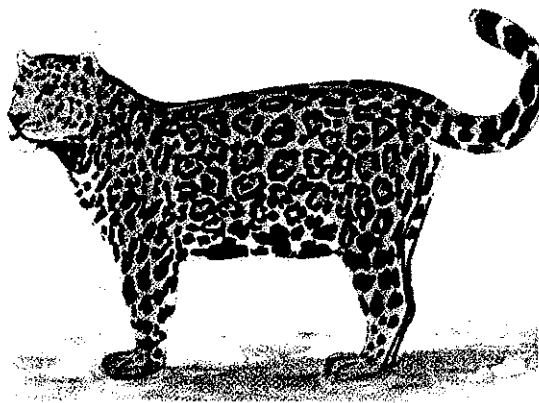
Refer to FIGURE 3 for the following:

- STRADDLE (cm): _____
- STEP (cm): _____
- STRIDE (cm): _____
- INTERGROUP (cm): _____
- GROUP (cm): _____

FIGURE 3



UNA APROXIMACIÓN A LOS JAGUARES DE NICARAGUA



REALIZADO POR: Lic. Arnulfo Medina

Managua, Nicaragua. Noviembre 2000

UNA APROXIMACIÓN A LOS JAGUARES DE NICARAGUA

INTRODUCCIÓN

Nicaragua es un país con un enorme patrimonio de diversidad biológica faunística, pues aun cuenta con una de las mayores extensiones de bosque tropical húmedo en Centroamérica y posee otros ecosistemas de alto valor en Biodiversidad como son los humedales costeros y lacustres, los arrecifes coralinos y los mejores bancos de pastos submarinos en la región Caribe, lo cual hace que la composición de su fauna sea rica y variada (Zúñiga, 1999^a)

Sin embargo, el conocimiento científico sobre la Biodiversidad en el país es limitado, siendo el país más desconocido en la región en cuanto a la descripción taxonómica de su biota, siendo los felinos uno de los grupos de mamíferos más desconocido en el país, existiendo hasta la actualidad solamente reportes aislados de su presencia en las diferentes áreas donde aun se le encuentra, sin que aun exista siquiera un consolidado en el país de dichos reportes ya sea de avistamientos o cacería de algún individuo, ni mucho menos colecciones.

La riqueza de especies de mamíferos de Nicaragua se estima en 251 especies conocidas por la ciencia hasta la fecha, aunque no de todas ellas se tenga registro con colecta de espécimen (Saldaña y Martínez-Sánchez 1990; Emmons, 1997; Reid, 1997).

El jaguar tiene un estatus con un alto grado de vulnerabilidad en Nicaragua, incluyéndose en el apéndice I de los listados de CITES, los cuáles están vigentes a través de la ratificación del convenio y la aprobación de su reglamento (Decreto 8-98). En Nicaragua hay seis especies de felinos, aunque los más amenazados son las especies grandes; el jaguar (*Panthera onca*) y el puma (*Puma concolor*), debido a que sus requerimientos de hábitat son más extensos. (Zúñiga, 1999^a).

Históricamente, el jaguar fue bastante común en los manglares, sabanas, bosques y charrales secos y húmedos hasta una elevación de 2,000 metros, en todo su rango de distribución, la cual va del Norte de México, a través de Centroamérica, hasta el Norte de Argentina en Sudamérica (Reid, 1999).

OBJETIVO

Acumular toda la información posible, acerca de los jaguares en Nicaragua, a través de la cual pueda obtenerse una primera percepción de los mismos, tanto a nivel silvestre como en cautiverio.

JUSTIFICACIÓN

La conservación de los felinos en Nicaragua es de vital importancia para mantener la viabilidad genética a largo plazo de las especies en Centroamérica, al poseer áreas con grandes extensiones de bosque primario, debería similarmente albergar poblaciones sanas, en conexión con las poblaciones de los demás países (Zúñiga, 1999^a); tal es el caso de la Reserva de la Biosfera (RB) BOSAWAS (730,000 ha), que colinda con la RB de Río Plátano en Honduras; de igual manera la RB del Sudeste de Nicaragua, colinda con diversas áreas protegidas costarricenses, como son el Refugio de Vida Silvestre Caño Negro, Tortuguero, Barra del Colorado y el Corredor Fronterizo, lo cual constituye un auténtico Corredor Biológico Natural entre los tres países.

De tal manera que en Nicaragua las poblaciones de felinos se confinan principalmente en Parques Nacionales y Reservas, o donde se limita el acceso del ser humano; por lo que la conservación de dichas especies, en el futuro dependerá de la implementación de planes de manejo para las áreas que mantienen a éstas poblaciones silvestres, por lo que cualquier estudio dirigido a conocer algún aspecto natural o de aprovechamiento de jaguares aportará información para propiciar su conservación.

METODOLOGÍA

Esto, se ha estimado con base en entrevistas semiestructuradas, observaciones de campo, registros de avistamientos de individuos y huellas; además de diversos estudios a través de diferentes áreas protegidas de Nicaragua, así como en comunidades rurales del país en los últimos cinco años, también incluye reportes de campo de otros investigadores y de diferentes proyectos, tales como BOSAWAS Y AMIGOS DE LA TIERRA, los cuales tienen su radio de acción en las dos Reservas de Biósfera existentes en el país, ubicadas al noreste y sudeste de Nicaragua, respectivamente; ambas en la vertiente Caribeña de Nicaragua.

DESARROLLO

La mayor amenaza en el país para los felinos, considero; es la fragmentación y pérdida del hábitat, más que por la cacería; sin embargo el comercio de especies vivas es totalmente desconocido, aunque sí se conoce que aun persiste la cacería de individuos considerados por los agricultores como plagas, que causan daño en animales domésticos, principalmente al ganado porcino y vacuno.

El presente trabajo constituye una síntesis de la información existente sobre reportes en diversas investigaciones de campo y consultas a especialistas e investigadores en

el país; de igual manera incluyo observaciones personales recopilada a partir de 1995-1996, en la Reserva de la Biosfera BOSAWAS.

El registro de huellas de jaguar son muy comunes a escasos dos kilómetros de la comunidad de Musawas, sitio más poblado del territorio Mayagna Sauni As, localizado dentro de la RB BOSAWAS, ~~las huellas del jaguar eran comunes a escasos dos kilómetros de la comunidad~~. En comunidades más adentro de la reserva p.ej. en las comunidades de Alal, Kibusna y la rivera del río Wawa, es común escuchar los rugidos del jaguar principalmente por las noches. (Observ. personal, Medina, 1997).

De igual manera en 1998 también observé huellas de jaguar en diferentes giras de campo, en las Reservas Naturales del norte del país como son el Cerro Kilambé (Ruiz & Medina, 1998) y Cerro Saslaya, igualmente al norte del país, en la comunidad de Ayapal, en el municipio de Bocay (Zona de amortiguamiento de BOSAWAS), Además registré el ataque de un jaguar hembra con dos crías que atacó a dos hombres; los cuales creo, intentaban capturarla.

Por otro lado, Zúñiga (1999^b), menciona que el jaguar se encuentra únicamente en los bosques de la región Caribe, en las reservas boscosas grandes como Indio-Maíz, Cerro Silva, Wawashan y BOSAWAS y que en efecto está extinto de la región del Pacífico, siendo el reporte más cercano a esta vertiente la población de jaguares existente en el Refugio de Vida Silvestre Los Guatuzos (43,750 ha), el cual actúa como zona de transición entre las dos vertientes oceánicas de Nicaragua. (Amigos de la Tierra, 1996).

Ruiz, *et al.* (1996), reportan la presencia de el jaguar en relativa abundancia en la parte Sudeste de la Reserva Biológica Indio – Maíz (263,980 ha), en donde se menciona recientemente la abundancia de sus huellas en reportes de campo. Personalmente he podido observar en varias giras durante el presente año abundantes huellas en el Refugio de Vida Silvestre Río San Juan (43,000 ha) en lugares cerca del poblado de San Juan del Norte (única comunidad inmersa dentro del Refugio), además en el Bosque circundante a la Laguna de Sílico, caño San Francisco, arriba del Río Indio y caño Tambor.

De tal manera que la vertiente Caribe es la única que aún alberga poblaciones aparentemente viables en todo el territorio Nicaragüense, sin embargo podrían aún vivir algunos individuos en la parte central del país, como p.ej. El Cerro Musún, Macizos de Peñas Blancas y Cerro El Arenal, lugares donde aún se reportaban jaguares en la década de los 80, pero que inevitablemente podrían estar en franca vía de extinción debido a la pérdida progresiva del hábitat.

De igual manera, podrían existir individuos que bien podrían adentrarse al centro del país, provenientes del Caribe, ya que esporádicamente se reportan ataques al ganado vacuno, como en la zona de Nueva Guinea; donde recientemente fue capturada una hembra viva y llevada al zoológico “Thomas Bell de Jalapa”, municipio del Departamento de Chontales, en el centro del país.

En cuanto al ataque de los jaguares a animales domésticos, éste podría darse por algunas razones como son:

- a) que exista una sobrepoblación de individuos en la zona, posiblemente asociado a la reducción de su hábitat
- b) basado en entrevistas con los cazadores, éstos acusaban a individuos viejos que han perdido movilidad y les resulte más fácil cazar animales domesticados. Lo cual podría estar asociado con el costo-beneficio en la captura de presas (se invierte menos energía).

De la manera que fuere, creo que la cacería de estos individuos considerados como plaga, es la única razón de la actividad cinegética, dirigida al exterminio directo del jaguar.

En la Reserva de Biosfera de "BOSAWAS", en junio de 1995, un jaguar llegó a cazar un cerdo doméstico hasta la comunidad de Kibusna, lo cual explicaban los indígenas era algo muy común en las comunidades mayangnas del territorio indígena de la cuenca del río Waspuk y Pis Pís de la Reserva, sin embargo no se les persigue para cazarlos, ya que para ellos actualmente no representa una pieza de autoconsumo o comercio, además que el jaguar goza de una cosmogonía mítica-religiosa, que lo convierte en una especie protegida por los indígenas mayangnas (Medina, 1997).

La cacería de jaguares en BOSAWAS, por parte de los indígenas se dio principalmente en las décadas de los 40-70, el cazador los capturaba cuando le encargaban cierta cantidad de pieles, sin embargo a finales de los años 70 y 80, la zona se convirtió en campos de guerra, a tal punto que todas las comunidades asentadas en la reserva fueron desplazadas de la reserva, olvidándose casi por completo de la actividad de cacería (aculturización), lo cual pudo haber beneficiado a poblaciones de fauna silvestre aprovechadas en años anteriores, ya que la gran masa forestal también fue dada de "descanso", lo cual ofreció lugares óptimos para la reproducción de estas especies. Actualmente en Nicaragua, cuando se le caza, se realiza la cacería con rifles "22" y perros al acecho.

Sin embargo en los años 90 y el futuro próximo, supongo, no es la cacería la principal amenaza de los jaguares, si no la deforestación de sus zonas de reproducción, el aumento del número de colonos en zonas forestales cercanas a las Reservas y aún dentro de ellas, ejemplo de esto es la invasión de colonos mestizos en la Reserva BOSAWAS, por el lado del departamento de Jinotega, al oeste de la reserva (HUM-BOL, 1994), de igual manera las Reservas del Sudeste no están exentas de esta problemática. Janzen (1991), afirma que cuando los caminos penetran en zonas primitivas, el jaguar y el chancho de monte son los primeros

mamíferos grandes en desaparecer, a causa de la incompatibilidad con asentamientos humanos.

La modalidad utilizada por los mayangnas para atrapar a los jaguares era la utilización de trampas, las cuales no eran más que una fosa en el suelo, cubierta de ramas y hojarasca, ésta se localizaba en un lugar estratégico después de haber asechado por varios días al animal, también era frecuente la utilización de perros para empujarlo hacia la trampa. Algunos entrevistados describieron la misma trampa con estacas afiladas de bambú en el fondo de la fosa, de tal manera que la muerte del jaguar era inminente (Medina, 1997)

De igual manera en el Refugio de Vida Silvestre Los Guatuzos, en el sudeste de Nicaragua, el jaguar caza animales domésticos, pero a diferencia de las comunidades indígenas, los campesinos sí suelen perseguirlo para cazarlo (com. pers. de técnicos investigadores y pobladores del lugar). Sin embargo, en la zona se mantiene estable una considerable cobertura boscosa en la cual logran, aparentemente reproducirse algunos individuos; lo cual no ha ocurrido en toda la Vertiente del Pacífico Nicaragüense, donde la deforestación de mediados de siglo para dar lugar al monocultivo del algodón, con el cual se redujo prácticamente a cero la disponibilidad de hábitat para especies como el jaguar.

De tal manera que la vertiente Caribe, es la zona que alberga muy probablemente a las únicas poblaciones de jaguar en Nicaragua. Puesto que se considera al jaguar una especie "sombrija" dentro del ecosistema, resulta de gran importancia la conexión de todas éstas áreas. El proyecto Corredor Biológico del Atlántico de Nicaragua (CBA), recientemente propuesto, persigue la conservación y conexión de estos espacios ya que éstas son las únicas áreas donde existen reportes confirmados de Jaguar, pero sin iniciar aun, alguna investigación sobre el estado poblacional de la especie.

INVESTIGACIONES PROPUESTAS:

- 1) Actualmente se lleva a cabo un estudio que incluye al jaguar en una zona de la RB "BOSAWAS", (territorio indígena Mayangna Sauni Bu), al norte de la Reserva, el cual está en sus primeras fases de campo. Esta investigación está considerando el conteo de huellas, para determinar aspectos poblacionales. El Ministerio del Ambiente carece de mayor información sobre resultados preliminares.
- 2) Además, he elaborado y presentado recientemente un estudio de investigación en el cual pretendo realizar estimaciones poblacionales en un estudio en el bosque lluvioso del sudeste de Nicaragua, en el Refugio de Vida Silvestre Río San Juan (RVS-RSJ) y parte sur de la Reserva Biológica Indio-Maíz; como resultado principal nos interesa contar con una base de datos de tres especies de fauna silvestre como son: Jaguar (*Panthera onca*), Danto (*Tapirus bairdii*) y Chanco de monte (*Pecari tajacu*) para conocer si el refugio está sosteniendo poblaciones viables de las mismas

Para las estimaciones poblacionales utilizaremos un método indirecto, como es el conteo de huellas en transectos establecidos dentro del Refugio; para conocer la ecología de las mismas se utilizarán métodos directos, a través de localizaciones de individuos por medio de radiotelemetría; y por último pretendo conocer el uso de las especies dentro del área de estudio, así como determinar las temporadas en que son sujetos de caza a través de informantes claves y entrevistas abiertas.

BIBLIOGRAFÍA

Amigos de la Tierra, 1996. Plan de manejo del Refugio de Vida Silvestre Los Guatuzos. Propuesta de una estrategia para el desarrollo sostenible en el humedal. MARENA / SI-A-PAZ, Nicaragua. Proyecto Río San Juan, Amigos de la Tierra-España

Emmons, L. 1997. Neotropical rainforest mammals: a fields guide. Univ. Of Chicago Press. Chicago, 2nd. Edition.

HUM-BOL, 1994. Las etnias y su territorio en la Reserva "BOSAWAS". No.4. Managua, Nicaragua. 27 pág.

Janzen, D. 1991. Historia Natural de Costa Rica. 1^a ed., San José Costa Rica. Editorial de la Universidad de costa Rica.

Medina, A. 1997. Caracterización de la actividad de cacería como aprovechamiento de fauna silvestre por parte de las comunidades indígenas Mayagnas en la Reserva de la Biosfera "BOSAWAS". Tesis de licenciatura, Universidad Centroamericana.

Reid, F. 1997. A Field Guide to the Mammals of Central America and southeast Mexico. New York Oxford, Oxford University Press.

Ruiz, G. A; T. Zúñiga & M. Lezama. 1996. Caracterización Preliminar de Fauna Silvestre en la Gran Reserva Biológica Indio-Maíz, Sección Sur. Proyecto Río San Juan, coordinado por Amigos de la Tierra España-Nicaragua.

Ruiz, G. A. & A. Medina. 1998. Prospección Preliminar del Hábitat del Quetzal (*Pharomachrus mocinno*) en el sudeste del Macizo Kilambé.

Saldaña, O. & J.C. Martínez-Sánchez. 1990. Lista patrón de los mamíferos silvestres de Nicaragua. Manuscrito 10p.

Zúñiga, T. 1999^a. Capít.7: Diversidad de Especies: Fauna. L. Hurtado de Mendoza (ed.) de Biodiversidad en Nicaragua, un estudio de país. Pág. 238-276.

Zúñiga, T. 1999^b. Fauna Silvestre Protegida en Nicaragua. Manual para la identificación y protección de especies en campo. MARANA / PROTIERRA.

Mano R

ACTAS DEL PRIMER TALLER SOBRE
LA CONSERVACION DEL JAGUAR EN COSTA RICA

(Panthera onca)

Miguel A. Rodriguez
Editor

Auspiciado
por



Programa Regional de Manejo de Vida Silvestre
Universidad Nacional
Heredia, Costa Rica



Dirección General de Vida Silvestre
Ministerio de Recursos Naturales, Energía y Minas
San José, Costa Rica



Corrección de Pruebas
Miguel A. Rodríguez

Digitación y Diseño
Mauricio Araya A.

Foto de Portada
S. Weisel

Primera Edición
Fundación de Vida Silvestre
San José, Costa Rica

I
R-1v

Rodríguez, Miguel A.

Actas del Primer Taller sobre la Conservación
del Jaguar (*Panthera onca*) en Costa Rica.

-1er. Edición. -San José, Costa Rica.-
Fundación de Vida Silvestre, 1995.

1. Ecología, 2. Conservación,
3. Control Depredadores, 4. Costa Rica.

CONTENIDO

	Pág.
Prefacio	1
Parte I	
Historia natural del jaguar	5
<i>Jaime Marcelo Aranda</i>	
Jaguares y hábitat en Costa Rica	15
<i>Christopher Vaughan</i>	
Jaguares y ganadería en Costa Rica	25
<i>Miguel A. Rodríguez</i>	
Conservación y control de felinos depredadores en Costa Rica	35
<i>Gary Witmer</i>	
<i>Miguel A. Rodríguez</i>	
<i>Christopher Vaughan</i>	
Parte II	
Discusión plenaria	53
Conclusiones	63

PREFACIO

El 24 de noviembre de 1992 se realizó un seminario-taller en el Campus Omar Dengo de la Universidad Nacional sobre la conservación del jaguar (*Pantera onca*) en Costa Rica. Dicha actividad fue auspiciada por la Dirección General de Vida Silvestre del Ministerio de Recursos Naturales, Energía y Minas y el Programa Regional de Manejo de Vida Silvestre para Mesoamérica y el Caribe, de la Universidad Nacional. El presente libro recoge las exposiciones de los conferencistas, las preguntas de los asistentes y las conclusiones y recomendaciones del taller. El libro está dividido en dos partes. La primera contiene cuatro conferencias sobre distribución, hábitat, historia natural, y depredación de ganado en el país. Se incluye además, una traducción preparada por G. Witmer, M. Rodríguez y C. Vaughan sobre Conservación y Control de Felinos Depredadores en Costa Rica, que fuera presentado en el Congreso Internacional de Manejo de Vida Silvestre, organizado en setiembre de 1993 por The Wildlife Society. La segunda parte recoge la discusión plenaria, al igual que las conclusiones y recomendaciones del taller.

En el seminario-taller participaron veinte profesionales y estudiantes, que compartieron sus conocimientos sobre la biología y ecología del más grande de los felinos americanos. Cabe destacar la participación del M.Sc. Jaime Marcelo Aranda, como invitado especial quien posee una amplia experiencia en el estudio de la historia natural del jaguar en el Sur de México.

Se agradece el apoyo de la Dirección General de Vida Silvestre del Ministerio de Recursos Naturales, Energía y Minas y del Programa Regional de Manejo de Vida Silvestre de la Universidad Nacional, que permitió la realización de este taller. El agradecimiento es extensivo a los expositores y participantes por su valiosa contribución y a Mauricio Araya por el levantado y diseño del libro.

El editor

PARTE II

Conferencia sobre:

Distribución,
Historia natural y
Depredación de ganado
en Costa Rica



HISTORIA NATURAL DEL JAGUAR

Jaime Marcelo Aranda

Instituto de Ecología, A.C. Xalapa, Ver. México.

El jaguar es el más grande de los felinos del Continente Americano. El peso corporal varía en las hembras de 30 a 90 Kg y en los machos de 40 a 130 Kg. Es un rango bastante amplio, lo que nos habla de un animal que aunque está básicamente adaptado para vivir en bosques, puede habitar una gran diversidad de ambientes. De hecho algunas subespecies de puma pueden ser más grandes que algunas subespecies de jaguar.

Evidentemente el jaguar es un

pariente bastante cercano del leopardo y para alguna gente es bastante difícil diferenciarlos. Hay características bastante claras. Una es el patrón de pintas que tiene poca variación tanto en el leopardo como en el mismo jaguar, que a veces lo hace muy fácil diferenciarlos y a veces muy difícil.

Morfológicamente el jaguar es un animal mucho más robusto, de patas y cola más corta, complexión más gruesa; mientras que el leopardo es un animal de patas más largas y cuerpo menos robusto.



Figura 1
Jaguar (*Panthera onca*)
El más grande de los felinos americanos.

Rodriguez de la Fuente plantea que son especies muy cercanas y que las diferencias están en función de que el jaguar entró a un ambiente libre de competencia, por lo que ha estado menos presionado para evolucionar. En pocas palabras propone que el jaguar es un tanto rústico en comparación con el leopardo, un tanto más evolucionado. Sin embargo esta explicación es, en mi opinión, bastante romántica y yo creo que ambos gatos evolucionaron en ambientes muy diferentes cuando se separaron Africa y América del Sur. El leopardo se adaptó y evolucionó en bosques abiertos con sabanas, mientras que el jaguar definitivamente se desarrolló y evolucionó en el bosque denso.

Toda su estructura morfológica lo evidencian como un animal menos cursorial, menos corredor que el leopardo y eso lo identifica como un animal adaptado a vivir en el bosque. En todo caso sería muy interesante saber como varían los leopardos que viven en las sabanas con relación a los que viven en los bosques. En el leopardo, tenemos entonces un animal mucho más ligero, más veloz, de cola mucho más larga, que lo evidencia como animal corredor.

Mencionaba que el patrón de pintas es muy variable. Algunos autores lo relacionan con la edad, aunque realmente hay mucha variación regional, y desde

luego, al igual que se presenta con leopardos, en el jaguar hay mucho melanismo. De hecho estas son las dos especies de felinos en que se da más frecuentemente el melanismo. No está bien claro de que depende el que este fenómeno se presente más frecuentemente en unas zonas que en otras. En principio hay autores que opinan que se da en bosques más densos, pero en algunas partes de Sur América los jaguares negros son mucho más comunes en bosques secos.

El jaguar es completamente críptico. Se confunde entre las luces y sombras. Quien sabe cuantos jaguares nos habrán estado mirando cuando caminamos en el bosque sin que nos hayamos dado cuenta.

Bien, algunos datos de peso para tener una idea. Hablamos de una gran variación, pero no sigue un patrón bien claro. En Venezuela los machos pesan un promedio de 95 Kg, mientras que las hembras pesan en promedio 56 Kg. En Brasil hay dos reportes bastantes similares. Uno de 94.8 Kg. para los machos y 77 Kg. para las hembras y el otro 100 Kg. para los machos y 76 Kg. para las hembras. En Belice hay solo un reporte de 77 Kg. para un macho. En la zona amazónica del Perú se reporta un único peso de 37 Kg. para un macho en buena condición y de 31 Kg. para una hembra. Entonces, podemos ver que

no hay un patrón muy claro. Los animales más grandes han sido reportados para el sur de Brasil y frontera con Bolivia, aunque también hay jaguares casi tan grandes en los llanos de Venezuela. Los jaguares más pequeños reportados hasta ahora están más o menos en la línea del Ecuador. En el Hemisferio Norte los más grandes han sido reportados hacia el límite norte del ámbito de distribución y los más pequeños en la Península de Yucatán. Según una interpretación diferente de la Regla de Bergman, básicamente se llega a la conclusión de que la variación en peso de los depredadores está directamente relacionada con el tamaño de la presa. Hay muchas teorías sobre este particular.

Bueno, algunos otros detalles del jaguar. La pupila es redonda, el color del iris variable, generalmente amarillo pardusco. Como todos los felinos está perfectamente adaptado para la visión diurna y nocturna. Sin embargo, aunque tiene una visión muy sensible, no tiene agudeza. La capacidad de distensión de la mandíbula es enorme y entre los grandes felinos es el que tiene la dentición más poderosa. Es un buen trepador para la robustez de su cuerpo, pero rara vez sube a los árboles.

El período de gestación tiene un rango de 91 a 112 días. La camada es de 1 a 4 crías, lo más común son dos. En

principio el jaguar puede aparearse en cualquier tiempo del año. Sin embargo, algunos autores creen que donde se presentan variaciones climáticas fuertes no es lógico que se reproduzca en cualquier tiempo del año. En las partes más extremas de su ámbito de distribución se reportan ciertos picos de nacimientos. En Paraguay los cachorros nacen en noviembre y diciembre; en Brasil de diciembre a mayo, en Argentina de marzo a julio y en México de julio a setiembre.

Las crías nacen con los ojos cerrados, completamente pintados. Abren los ojos entre los 3 y los 13 días de nacidos, y comienzan a comer carne por ahí de las 10-11 semanas, aunque continúan mamando por cinco o seis meses. Las crías permanecen en la madriguera durante los primeros meses mientras la madre sale a cazar. No hay colaboración del macho en la crianza de los cachorros. Alrededor de los tres meses comienzan a acompañar a la madre, y a partir de entonces ella empieza a ampliar nuevamente su radio de acción. Normalmente caza una pieza, la esconde y luego va por los cachorros, los trae donde está la presa, comen todos y luego los deja en los alrededores y se va a cazar otra vez. Obviamente las crías se van haciendo más independientes conforme van creciendo y eventualmente se van alejando del sitio donde los deja la madre, hasta que llega el momento en que la acompañan durante toda

su actividad. Generalmente se independizan al año y medio o dos años. Un buen ejemplo de lo anterior fue observado por Eduardo Carrillo en Corcovado, donde fotografió una hembra y un cachorro caminando por la playa durante las horas del día, en busca de una tortuga marina que la madre había cazado. Esta cría no tiene más de tres meses.

Originalmente el jaguar se distribuía desde el Sur de los Estados Unidos hasta el centro de Argentina. Un ámbito de distribución bastante amplio, aunque no tanto como el del puma. Esto indica que el jaguar puede ocupar una gran variedad de hábitats. Quizá el ambiente más típico del jaguar es el bosque tropical lluvioso. En el caso de Chiapas el bosque es muy alto, denso, con muchas corrientes de agua.

En el bosque seco también hay jaguares aunque se supone que este es el felino que más gusta del agua, aunque no existe una verdadera dependencia real. Otro de los ambientes que presentan alta densidad de jaguares es el manglar. Aunque estructuralmente el manglar es mucho más simple que un bosque tropical, si es más productivo, con abundancia de presas. Quizá el hábitat menos adecuado para esta especie son las zonas montañosas. En este ambiente los jaguares se mueven más en las cañadas. Altitudinalmente al

jaguar se le encuentra desde el nivel del mar hasta los 2.700 m.s.n.m.

Hasta ahora se han reportado más de 85 especies presa para el jaguar. Sin embargo la presas favoritas son los pecaríes. En primer lugar el saíno y en menor grado el chanco de monte. Yo creo que su robustez le permite matar rápidamente a una especie con mucha capacidad de respuesta como los pecaríes. En Belice se ha reportado que la presa principal es el armadillo. En México una presa importante es el coatí o pizote ya que sus hábitos lo hacen muy vulnerable. También son presa el tepescuintle, la guatuza y ocasionalmente el oso hormiguero, cabro de monte, perezoso y tapir.

El jaguar sigue básicamente la misma estructura social de los felinos. Tenemos animales que son residentes, como los machos y hembras adultas y las crías y juveniles que todavía acompañan a su madre y tenemos también animales transeúntes, o sea que viven vagando de un lugar a otro. Generalmente se trata de animales juveniles. Normalmente los animales transeúntes se ven forzados a utilizar los ambientes menos adecuados y eventualmente son los animales que se ven forzados a competir con el hombre por el alimento. Los machos tienen mayores radios de acción que las hembras y

normalmente traslapan con el radio de acción de una o dos hembras. El que haya traslape o no depende de muchos factores como la presencia de caminos, etc. El jaguar, como todos los gatos, es un animal que le gusta la comodidad; es decir si dentro de su ámbito de acción hay caminos o senderos, los utiliza frecuentemente.

La defensa del territorio es de tipo pasivo y generalmente consiste en poner marcas de olor dentro de su radio de acción. Básicamente utiliza excretas y orina en la demarcación. Los rascaderos consisten en una pequeña depresión hecha con las garras de las patas traseras y una pequeña pila de basura. Generalmente ponen orina y eventualmente excretas. La intensidad de las marcas depende de la densidad de población. Las más frecuentes son en el área del traslape de radio de acción. Es más común que rasquen los machos, aunque algunos autores creen que del todo las hembras no lo hacen. Ocasionalmente los jaguares marcan también árboles y esto no parece tener ninguna función específica. Algo que reportan muchos autores es que los jaguares siguen las huellas de los humanos. Aparentemente es por curiosidad.

El tamaño del radio de acción varía mucho. En Brasil se reporta 90 km² para machos y entre 25 y 38 km² para las hembras. Otro reporte en la misma región

de Brasil es de 12.8 a 54 km², variando entre la estación seca y la estación húmeda. En Belice se reporta entre 28 y 40 km² para machos y entre 10 y 12 km² para hembras. Evidentemente la dimensión absoluta del radio de acción no tiene mucha utilidad puesto que es muy variable. Esta variación constante depende del tipo de alimento, la disponibilidad de las presas, etc.

En el Pantanal de Brasil, que es una mezcla de pantanos, bosques abiertos y bosques de galería, se reporta un jaguar por cada 12.5 a 25 km². Otro estudio habla de un jaguar por cada 64 km². En el bosque húmedo tropical de Belice se ha reportado un jaguar por cada 13-17 km²; en el sur de México, en un bosque subcaducifolio y subperennifolio, se reportó un jaguar por cada 26-32 km². Obviamente también esto es variable, pero por lo menos nos da una idea del número de animales que pueden vivir por unidad de área.

Hay cuatro especies de felinos grandes; en orden de tamaño serían tigre, león, jaguar y leopardo. Hasta 1988 el jaguar era el menos estudiado y el tigre el más estudiado. Sobre el jaguar abundan las notas anecdóticas, trabajos en cautiverio, análisis de su status; pero los trabajos de campo brillan por su ausencia. El país en que más se ha estudiado la especie es Belice, luego Brasil y otros dos

países. Yo supongo que este olvido en los restantes 12 países en que habita el jaguar obedece a la dificultad de llevar a cabo estudios de campo sobre esta especie. El último reporte sobre su status es el trabajo de Swank y Teer (1989). Es un estudio realizado con información bibliográfica y entrevistas. Según estos autores, existen poblaciones más o menos estables en el sur de México, Guatemala, Honduras, Nicaragua y las cuencas del Orinoco y Amazonas. Se encuentra grandemente reducido en el centro y norte de México, Costa Rica y Panamá. Aunque no reportan la especie en el Chaco Paraguayo y Argentino, sabemos que todavía existen jaguares.

En México la especie está reducida básicamente a las zonas montañosas a lo largo de las dos vertientes y a las partes bajas de Chiapas, Campeche y Quintana Roo. Sin embargo, esta es una visión optimista. La mayor parte de las poblaciones actuales están discontinuas y son cada vez más pequeñas.

Trabajando un poco con cobertura vegetal en los estados del sur, yo estimé una área de distribución de 72.000 km², y utilizando una densidad de 1 jaguar por cada 40-60 km² obtuve una población de 1.200-1.800 jaguares. Para el resto del país, utilicé una densidad menor por ser una área montañosa y calculé una población

de 720-1.200 jaguares. Esto nos daría una población estimada de 2.000-3.000 jaguares para todo el país. Las poblaciones más importantes desde el punto de vista del número de individuos están en el sur y el este de Yucatán. Suponiendo que esta estimación es cercana a la realidad, podríamos pensar que la situación no es tan grave todavía, aunque personalmente yo considero que en México el jaguar está en inminente peligro de extinción porque la mayor parte de estos animales se encuentran en pequeñas poblaciones condenadas a desaparecer. El problema es que si una población se reduce hasta cierto límite llega el momento en que ya no hay retorno y aunque persista por 50-80 años, está condenada a desaparecer.

Entre las tres áreas protegidas más grandes en el sur de México apenas habría una población genéticamente viable y ninguna por separado es lo suficientemente grande para mantener una población a largo plazo. Ni siquiera Calakmul que es la más grande, ya que estamos hablando de unas 700.000 Ha.

La situación es crítica. En toda el área de Mesoamérica el jaguar está prácticamente en vías de extinción. Aunque antes de la conquista el jaguar convivía con la población humana, los mismos pueblos que antes lo adoraban ahora lo están exterminando.

Evidentemente el mayor problema para el jaguar es el hábitat. En México se estima que no queda ni el 5% del bosque tropical húmedo que originalmente poseía. Pero también la cacería ha contribuido bastante al proceso de extinción, sobre todo a nivel local. Simplemente no existe ningún control. Aunque existen disposiciones legales que lo vedan desde 1986, actualmente sigue siendo cazado por campesinos y cazadores supuestamente profesionales. El caso es que al jaguar se le caza en cualquier oportunidad y bajo cualquier circunstancia.

El jaguar es un elemento esencial para el bosque tropical, sobretodo en el mantenimiento de la biodiversidad. Es por eso que cualquier esfuerzo de investigación que hagamos es de vital importancia para su conservación. Necesitamos los jaguares vivos, no como trofeos en la pared.

PREGUNTAS

David Norman-

Marcelo, hablaste de los diferentes patrones de manchas en el pelaje y yo se que hay mucho interés ahora por saber el origen de las pieles. Sería factible saber el origen de una piel que llega a

París o a Madrid a partir del patrón de manchas.?

Marcelo Aranda-

Lo que pienso es que sería un buen motivo de estudio. Yo creo que si hay cierto patrón local. Yo tengo 8 pieles del sur de México y todas tienen un patrón común. Dentro de su variación individual existe un patrón común de manchas pequeñas muy juntas, ninguna de manchas grandes. Recientemente en un número de National Geographic viene una fotografía de unos jaguares cautivos de Bolivia con un patrón muy particular que nunca había visto. Son unas manchas muy geométricas. Yo no se que tan frecuente sea esto.

Participante-

Cuando hablaste de que entre las tres áreas silvestres más grandes de México no podrían sostener una población genéticamente viable, me gustaría saber que parámetros usaste para calcular el tamaño efectivo para mantener una población genéticamente viable.

Marcelo Aranda-

Son criterios que se están manejando a nivel mundial. Es un juego de

números. Lo que si tenemos son datos sobre densidad. Por ejemplo, la densidad de jaguares en Belice es una de las más altas reportadas hasta ahora. Una densidad alta pero más realista podría ser un jaguar por cada 20 km², entonces para tener 500 individuos necesitamos 1,000.000 de hectáreas de terreno. La única posibilidad de mantener poblaciones a largo plazo es manejar áreas conjuntas entre países. En Suramérica solo el Parque Nacional Manú en Perú tiene esa extensión. Si pensáramos en un mínimo de 50 animales estaríamos hablando de reservas de 100.000 Ha. Yo estoy proponiendo rehacer el análisis del status del jaguar en México, e identificar todas las áreas con posibilidades de mantener poblaciones viables.

David Norman-

Qué porcentaje de una población de jaguares participa en la reproducción de la misma.?

Marcelo Aranda-

Yo creo que habría que diferenciar esto al momento de hacer las estimaciones. Solo se deberían considerar los animales residentes porque la proporción entre residentes vagabundos

o errantes puede ser alrededor de 50:50. Los cálculos deben hacerse para la población efectiva, reproductora. Las políticas actuales deben ir hacia conservación de las poblaciones, creación de corredores y eventualmente translocación de individuos. Se ha calculado que con solo la introducción de una hembra reproductora por generación es suficiente para detener la erosión genética. Hablo de hembras porque tienen mayor probabilidad de ser reintroducidas.

Christopher Vaughan-

Debemos ser conservadores con estos números hasta tanto los genetistas no avancen más en sus estudios de variabilidad.

Jorge Hernández-

Siempre he tenido dudas respecto a los pesos promedios para la especie puesto que esto depende de la edad.

Marcelo Aranda-

Tiene razón, generalmente no se reporta la edad del animal. Desafortunadamente solo esos datos tenemos. Sin embargo, si hay patrón definido para algunos casos concretos como los animales de Belice.

Recordemos que desde 1939 no se ha vuelto a revisar las subespecies del jaguar. Según Seymour (1989) solo se podría hablar de dos subespecies para Suramérica. Yo pienso que México y Centroamérica tienen también dos subespecies. Todo está muy nebuloso aún.

Jorge Hernández-

En el mapa que usted mostró, me extraña bastante la situación de Costa Rica porque justamente según los datos que manejo, el jaguar es más abundante en la vertiente atlántica y la Península de Osa.

Marcelo Aranda-

Obviamente el mapa es muy general. En Costa Rica estos autores lo clasifican con severamente reducido.

David Norman-

El jaguar ha sido poco estudiado en las zonas montañosas.

Marcelo Aranda-

El trabajo en la montaña es mucho más difícil.

Por ejemplo, en las montañas de Chiapas me costó 5 días obtener un registro de una huella, mientras en la costa del mismo estado me costó solamente 10 minutos encontrarlas. Obviamente en la zona montañosa las densidades son más bajas.

JAGUARES Y HABITAT EN COSTA RICA

Christopher Vaughan

Programa Regional de Manejo de Vida Silvestre para
Mesoamérica y el Caribe, Universidad Nacional. Heredia,
Costa Rica.

Voy a referirme a la distribución histórica del jaguar, la distribución actual, las amenazas principales, hábitat, manejo de población, manejo de gente y después conclusiones. Si hay tiempo, al final vamos a ver un video, sobre el planteamiento de manejo del puma de Florida, ya que realmente están encontrando cosas muy interesantes y yo

sospecho que va a tener mucho que ver con lo que está sucediendo en América Latina.

Sabemos que la distribución original iba desde Texas hasta Argentina. Sin embargo, últimamente Swank y Teer (1989) concluyeron que este hábitat ha sido reducido a un 33% en México y América Central y a un 62% de su distribución



Figura 2

Agua y cobertura boscosa, elementos básicos del hábitat del jaguar.
Río Pavo. Parque Nacional Corcovado. Costa Rica.
(Foto. Miguel A. Rodríguez)

original en América del Sur. El jaguar se encuentra en peligro en Paraguay, Argentina, Costa Rica, Panamá y está extinto en Estados Unidos, Uruguay y El Salvador.

Las poblaciones más grandes están en la cuenca del Río Amazonas. Talvés el punto importante es saber cuanto hábitat le queda de su ámbito de distribución original, pero nosotros vamos a tocar en este seminario los parches o sea la geografía de islas.

En cuanto a amenazas principales, la deforestación juega un papel primordial puesto que refuerza la disminución del animal ya que a la vez que se elimina la cobertura, se eliminan los recursos alimentarios y la cobertura de refugio de la especie. El jaguar está compitiendo con el hombre por la poca presa que queda y en muchos casos al hombre no le gusta eso. Además, el animal encuentra más fácil buscar presa entre animales domésticos.

Ante este panorama de perder el hábitat, el refugio y la comida, lo único que queda es buscar comida afuera y allí está amenazado porque está comiendo los alimentos que produce el hombre.

Según Swank y Teer varios factores han bajado el mercado de pieles de jaguar:

- a) La Convención CITES.
- b) Algo más de interés local en la aplicación de las leyes.
- c) Un aparente desinterés en las pieles.

Sin embargo, como dijeron Marcelo y Miguel, los cazadores matan al jaguar cuando lo ven, aunque no haya sido la especie que originó la cacería. Yo he salido con cazadores que han dicho que si ven un jaguar le disparan aunque sea con calibre 22.

Rabinowitz ha comprobado que algunos jaguares que atacan ganado tienen problemas como heridas, maxilares y colmillos quebrados por capturas, etc, que disminuyen su capacidad predatora. Finalmente, también la cacería deportiva contribuye a la disminución de las poblaciones de jaguares, ya que la gente que quiere tirar un jaguar comienza por hablar de que el jaguar está atacando el ganado para justificar su acción. Esta es la historia para los carnívoros en toda América, no es nada nuevo.

La palabra biodiversidad esta muy de moda y la realidad es que los países mesoamericanos tienen una muy alta biodiversidad pero debe quedar muy grabado que el jaguar representa la cúspide de esa diversidad. En este momento es imposible, por lo menos bajo el sistema de manejo pasivo que estamos utilizando



Figura 2

Agua y cobertura boscosa, elementos básicos del hábitat del jaguar.
Río Pavo. Parque Nacional Corcovado. Costa Rica.
(Foto. Miguel A. Rodríguez)

JAGUARES Y HABITAT EN COSTA RICA

Christopher Vaughan

Programa Regional de Manejo de Vida Silvestre para
Mesoamérica y el Caribe, Universidad Nacional. Heredia,
Costa Rica.

Voy a referirme a la distribución histórica del jaguar, la distribución actual, las amenazas principales, hábitat, manejo de población, manejo de gente y después conclusiones. Si hay tiempo, al final vamos a ver un video, sobre el planteamiento de manejo del puma de Florida, ya que realmente están encontrando cosas muy interesantes y yo

sospecho que va a tener mucho que ver con lo que está sucediendo en América Latina.

Sabemos que la distribución original iba desde Texas hasta Argentina. Sin embargo, últimamente Swank y Teer (1989) concluyeron que este hábitat ha sido reducido a un 33% en México y América Central y a un 62% de su distribución



Figura 2

Agua y cobertura boscosa, elementos básicos del hábitat del jaguar.

Río Pavo. Parque Nacional Corcovado. Costa Rica.

(Foto. Miguel A. Rodríguez)

original en América del Sur. El jaguar se encuentra en peligro en Paraguay, Argentina, Costa Rica, Panamá y está extinto en Estados Unidos, Uruguay y El Salvador.

Las poblaciones más grandes están en la cuenca del Río Amazonas. Talvés el punto importante es saber cuanto hábitat le queda de su ámbito de distribución original, pero nosotros vamos a tocar en este seminario los parches o sea la geografía de islas.

En cuanto a amenazas principales, la deforestación juega un papel primordial puesto que refuerza la disminución del animal ya que a la vez que se elimina la cobertura, se eliminan los recursos alimentarios y la cobertura de refugio de la especie. El jaguar está compitiendo con el hombre por la poca presa que queda y en muchos casos al hombre no le gusta eso. Además, el animal encuentra más fácil buscar presa entre animales domésticos.

Ante este panorama de perder el hábitat, el refugio y la comida, lo único que queda es buscar comida afuera y allí está amenazado porque está comiendo los alimentos que produce el hombre.

Según Swank y Teer varios factores han bajado el mercado de pieles de jaguar:

- a) La Convención CITES.
- b) Algo más de interés local en la aplicación de las leyes.
- c) Un aparente desinterés en las pieles.

Sin embargo, como dijeron Marcelo y Miguel, los cazadores matan al jaguar cuando lo ven, aunque no haya sido la especie que originó la cacería. Yo he salido con cazadores que han dicho que si ven un jaguar le disparan aunque sea con calibre 22.

Rabinowitz ha comprobado que algunos jaguares que atacan ganado tienen problemas como heridas, maxilares y colmillos quebrados por capturas, etc, que disminuyen su capacidad predadora. Finalmente, también la cacería deportiva contribuye a la disminución de las poblaciones de jaguares, ya que la gente que quiere tirar un jaguar comienza por hablar de que el jaguar está atacando el ganado para justificar su acción. Esta es la historia para los carnívoros en toda América, no es nada nuevo.

La palabra biodiversidad esta muy de moda y la realidad es que los países mesoamericanos tienen una muy alta biodiversidad pero debe quedar muy grabado que el jaguar representa la cúspide de esa diversidad. En este momento es imposible, por lo menos bajo el sistema de manejo pasivo que estamos utilizando

ahora, que haya una coexistencia entre el hombre y el jaguar.

Estos parches verdes son las zonas boscosas que quedan en Centroamérica: Petén en Guatemala; Río Plátano y la Mosquitia en Honduras y Nicaragua; Tortuguero, Talamanca y Osa en Costa Rica y parte del Darién en Panamá. Por lo anterior, algunos autores han afirmado que Costa Rica es uno de los lugares menos favoritos para conservar el jaguar. Puede observarse que lo que predomina son pastizales. Con este panorama es difícil conservar al jaguar.

En 1983 terminé un estudio acerca de la distribución de 27 especies amenazadas de extinción en Costa Rica. Basado en centenares de encuestas a cazadores y campesinos, puede decirse que fue el primer intento por hacer algo muy difícil como es determinar la distribución de la especie y cuantificar sus poblaciones. Según estos datos el jaguar habita en la Península de Osa, el Parque Nacional Braulio Carrillo, la Cordillera de Talamanca, el complejo Barra del Colorado-Tortuguero y el complejo de reservas forestales de Arenal-Monteverde San Ramón. La zona norte del país, cuyo bosque está muy fragmentado todavía tiene algunos animales. Según los resultados de este estudio, el jaguar perdió un 33% de su hábitat en los últimos 40-50 años.

Quiero destacar dónde dijo la gente que existían los jaguares, aunque puede haber sesgos de muestreo. Por ejemplo, muestreamos más en la Península de Osa que en las reservas indígenas de Talamanca. Sin embargo, en general se puede ver que el jaguar se concentra en algunas zonas y casi todas las localizaciones se encuentran en zonas con 80% de cobertura boscosa densa. Como pueden observar, el caso de Santa Rosa es curioso, ya que este estudio no mostró casi cobertura boscosa densa, aunque sabemos que sí hay jaguares.

El mensaje de esto es que tenemos que trabajar con un hábitat fragmentado; eso es lo que tenemos. A futuro vamos a tener algunos parches grandes conformados por las áreas de conservación y muchos parches pequeños de escasa importancia para la conservación de especies grandes como el jaguar. ¿Será posible conservar una especie bajo este panorama? Yo no tengo la respuesta en este momento; pero por lo menos sabemos que en algunos lugares se está intentando con otras especies similares como el caso del Proyecto Tigre en la India. En este caso se dejan áreas núcleo de protección y se manejan para uso múltiple las áreas de amortiguamiento.

Yo no sé exactamente cuántos jaguares hay en Costa Rica, pero basé mi estudio en datos de campo. Alguien tiene que lanzarse y decir algo. El problema es

que como siempre, esperamos hasta el límite antes de actuar.

Personalmente prefiero el otro estilo, esto es, digo lo que obtuve con cierta base científica y los reto a que me comprueben que estoy equivocado. Por ejemplo, si tenemos 50.000-60.000 Ha estamos hablando de tener entre 20-26 jaguares. En la zona de Talamanca puede haber 50-100 jaguares y en la zona norte 30-40. Aunque estos números no son nuevos, es lo que tenemos. Marcelo Aranda demostró muy bien que todavía nos falta mucho por investigar. Esto es solamente para darles una idea muy general de un rango estimado de animales. Veamos ahora los aspectos genéticos. Podríamos pasarnos el resto de la semana o del año discutiendo sobre el número mínimo de animales necesarios para asegurar una población viable a través del tiempo.

Podrían ser 500 como han afirmado varios autores, o podrían ser más o menos, no sé. Sólo podemos afirmar que necesitamos muchos animales. Este número se basa en una tasa de pérdida de heterocigocidad. Cuando ocurre reproducción entre hermanos o familiares cercanos se va perdiendo variedad. En el caso del hato de venados de la Isla San Lucas, donde supuestamente el plantel fundador fue pequeño, externamente los

animales se ven bien, pero en otras especies se presentan problemas en muy pocas generaciones.

Estos problemas pueden ser pérdida de fetos, poca sobrevivencia de neonatos, vulnerabilidad a enfermedades, etc. Lo que se dice es que es permisible un 0,1% de pérdida de heterocigocidad por generación, ya que eso es recuperable a través de las mutaciones en los genes. Se calcula que con una población reproductora de 500 individuos se pierde un 0,1% de heterocigocidad por generación. En el caso del jaguar se complica la cosa, porque puede darse una proporción de un macho por tres hembras o más.

Lo que es peor, en el caso de los lobos puede haber muchos machos adultos pero solo se reproduce el macho alfa. Por esa razón todavía no sabemos nada, estamos en pañales.

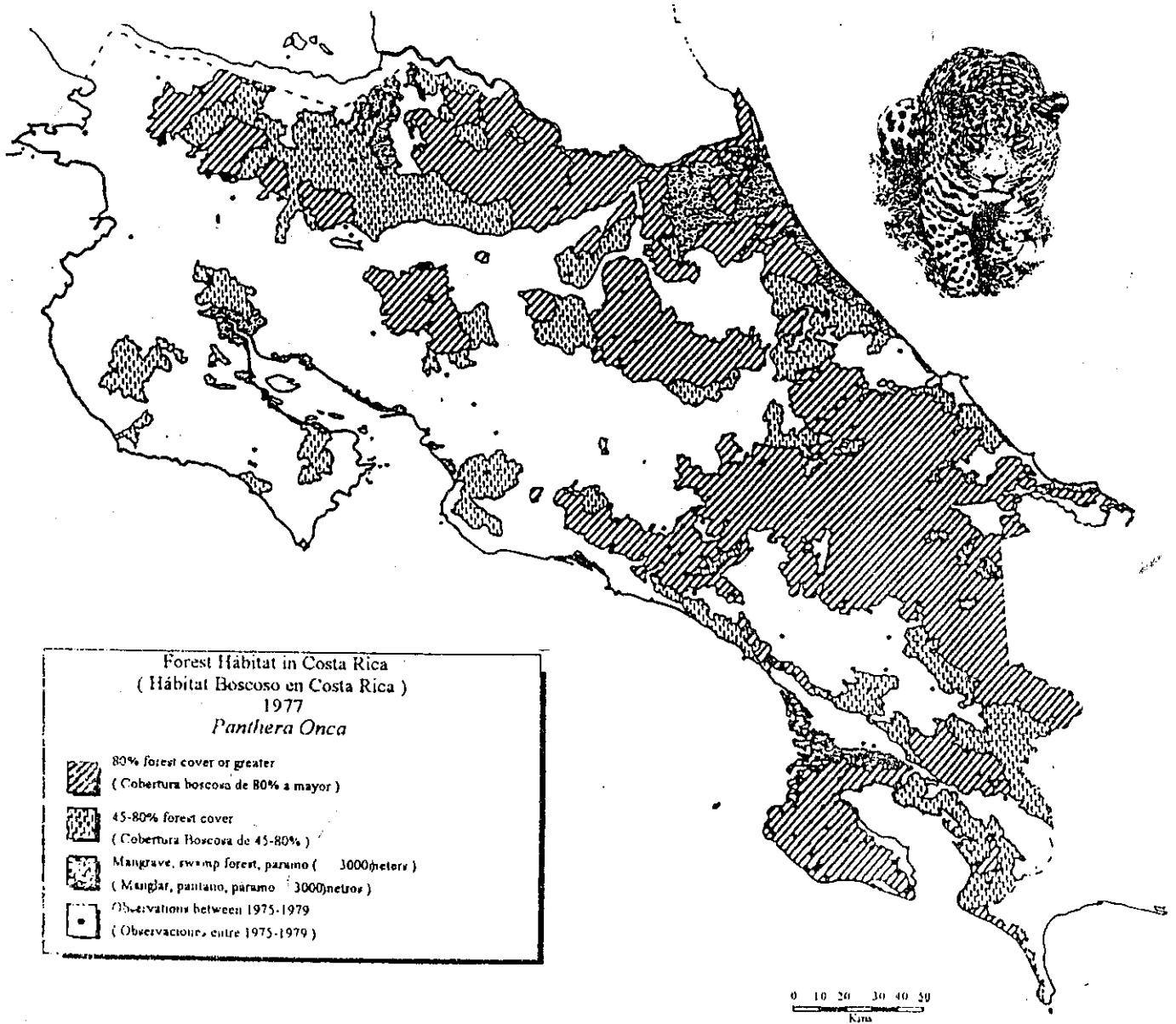
Cuando entramos a hablar de manejo tenemos que hablar de la pila genética. Estamos en una época crítica para definir una serie de parámetros que en el futuro van a determinar si el área silvestre que cada uno de ustedes maneja va a mantener ciertas especies o no.

Por eso incursioné algo en el campo genético y dichosamente por lo menos en el caso de los felinos estuvo aquí hace como

MAPA N° 1

Observaciones de Jaguares

Realizadas entre
1975 - 1979



un mes el Dr. Warren Johnson y un equipo de investigadores que están realizando junto con un equipo de especialistas, estudios genéticos con los felinos del continente. El rescate y reintroducción va a ser un eje importante en la conservación biológica.

Podríamos trasladar un individuo por generación como ya alguien mencionó. En enero vamos a tener un taller con los estudiantes del Programa y el Dr. Johnson para entender que están haciendo ellos y cómo extraen tejidos de los felinos. Vienen a hacer el primer estudio de este género en Latinoamérica. En una segunda fase del estudio se planea capturar animales silvestres. Sin duda esto va ser un estudio histórico.

Vamos a hablar ahora de corredores biológicos. Hace poco vi un estudio del Servicio de Parques Nacionales que conecta las principales áreas silvestres del país con corredores. Esa es una posibilidad para restaurar poblaciones. Con base en el estudio de Tewes (1987) sobre los manigordos en Texas, yo sé que esta especie utiliza los corredores para trasladarse de un sitio a otro. No sé si el jaguar hará lo mismo.

Quiero mencionar ahora el aspecto legal, que creo es muy importante. Existen leyes que protegen muchas

especies, pero debemos buscar como esas leyes nos pueden ayudar a nivel local, nacional o regional. Es necesario en muchos casos actualizar dicha legislación, e inclusive crearla en algunos países del área. Sin embargo, la ley no se debe quedar en el papel. El paso más importante es su aplicación y en este campo la mayoría de los países latinoamericanos está en pañales.

Sabemos los elementos básicos del hábitat: agua, alimento y refugio. El manejo de las poblaciones de félidos debe dejar de lado su lado pasivo. Hemos trabajado bajo este esquema durante muchos años porque es el más fácil. Con la información genética disponible vamos a tener que pasar al manejo activo. Cuando el precio del ganado bajó enormemente, toda la gente que estaba destruyendo el bosque estaban preocupados y convocaron a un taller mesoamericano sobre ganadería y recursos naturales y me invitaron a dar una charla sobre biodiversidad. ¿Y cómo podría yo hablar de biodiversidad donde sólo hay ganado.? Entre otras cosas tuve que presentar el concepto de la biodiversidad dentro del marco de las áreas silvestres. Pero jugando un poco con la biogeografía de islas, Uds han visto que hay haciendas ganaderas que tienen su fauna, Talvéz no todas las especies que uno quisiera tener pero por lo menos tienen su

fauna. Muchas veces esas fincas grandes tienen parches de bosque y si el dueño maneja la finca de manera inteligente no permitiendo la cacería, en unos pocos años se puede tener una gran cantidad de especies de fauna. Existen muchas especies que pueden volar entre parches contiguos no conectados, algunos otros utilizan los cauces arbolados de los ríos, las cercas vivas, etc.

El Dr. Gary Witmer hizo su tesis con coyotes y lince en Oregon. El estudió como ambas especies se reparten el nicho. Como Miguel mencionó, vino aquí a investigar el estado de las poblaciones de jaguar. Según este autor los métodos de control de población son:

- a) Atraparlo para reubicarlo o ponerlo en un zoológico.
- b) Que los perros lo molesten hasta que el animal deje de depredar.
- c) Mejorar el sistema de cuidado de los animales domésticos para reducir pérdidas.
- d) Matar al depredador.
- e) Buscar un cazador profesional.
- f) Educación.

Yo personalmente no comparto la idea de que la educación ambiental soluciona todo, porque uno tiene que mostrar en primer lugar, una solución y debe además tener un mensaje confiable.

Sin embargo, la educación ambiental puede ser muy importante para convencer a la gente de no matar el animal, concientizándolos sobre su papel dentro del ecosistema. Hablando de educación, les refiero el caso de una familia de campesinos que viven como a 10 Km adentro de Cañas, que colaboró con nosotros cuando se escapó un jaguar del Zoológico La Pacífica. Ellos estaban en su finca y tenían miedo porque el jaguar llegaba a rondar los cerdos y dos saínos que tenían encerrados, pero no permitieron que los vecinos entraran a matar al jaguar. Así estuvieron por una semana y lo único que mató el jaguar fue una gallina porque no sabía realmente cazar pues había nacido y pasado su vida en cautiverio. Entonces tuvimos suerte y lo capturamos con un rifle lanza dardos. Este tipo de gente me llena de mucha satisfacción y uno sabe que están allí y que van a colaborar. Creo que en la Dirección General de Vida Silvestre necesitarán un equipo de personas entrenadas y dedicadas a capturar animales problema e intentar algunas reubicaciones.

Otros métodos no letales incluyen:

- a) El manejo de zonas de amortiguamiento.
- b) Pagar por los animales depredados con fondos donados por extranjeros.
- c) Soportar cierto grado de pérdidas económicas, etc.

Entre los métodos letales está:

- a) La venta de permisos de caza.
- b) Dispararle cuando regrese a comer de un animal depredado.
- c) Envenenar la presa, etc.

CONCLUSIONES

En primer lugar necesitamos investigación. Tiene que haber una persona en el país que quiera pasarse una buena parte de su vida estudiando jaguares, con el apoyo de todos nosotros desde luego. La Dirección General de Vida Silvestre deberá gestionar el entrenamiento de un equipo de técnicos para que con perros entrenados reubique algunos animales problemáticos. El país debe continuar los programas de protección de áreas silvestres.

Para terminar les quiero recordar un trabajo publicado en los años ochenta relacionado al estudio del puma de Florida.

En esa ocasión se hizo una serie de trabajos con diferentes agencias como el cálculo de costos, búsqueda de información histórica, requisitos de hábitat, monitoreo de hábitat y poblaciones, etc.

Ese tipo de proyectos nos puede ayudar mucho a la búsqueda de un modelo adecuado para Costa Rica.

LITERATURA CONSULTADA

Vaughan, C. 1983. A report on dense forest habitat for endangered wildlife species in Costa Rica. Environmental Sciences School National University. 99 pp.



Figura 3
Una tortuga depredada* por el jaguar.
Playa Sirena. Parque Nacional Corcovado. Costa Rica.
(Foto. Miguel A. Rodríguez)

En aquellos lugares donde existe diversidad y abundancia de presas,
los problemas de depredación de ganado son mínimos.

JAGUARES Y GANADERIA EN COSTA RICA

Miguel A. Rodríguez

Dirección General de Vida Silvestre, Ministerio de Recursos
Naturales, Energía y Minas. Apartado 10.104 - 1.000 San
José, Costa Rica.

Básicamente yo quiero hablarles de jaguares que causan problemas en Costa Rica. Desde 1992 estamos tratando de juntar un equipo de especialistas para delinear un esquema para una estrategia de conservación del jaguar. La pregunta es si debemos olvidarnos de esta especie en el país o si por el contrario podremos contribuir a su conservación. Hace un par de años, y aprovechando que del Dr. Gary Witmer vino al país a recabar información

sobre depredación de ganado por jaguares, pumas y coyotes, recorrimos una buena parte del país entrevistando a ganaderos y campesinos para cuantificar los daños causados por estos depredadores.

Es de notar que aunque Costa Rica se ha preocupado por proteger aproximadamente un 10% de su territorio, nos hemos olvidado de proteger aquellos animales que habitan fuera de este sistema y

en parte también de los problemas que causan los jaguares en los linderos de esas áreas.

Hace unos 20 años había gente especializada en matar jaguares que depredaban ganado. Estos "tigreros", como se les conocía, eran contratados por los ganaderos que tenían problemas y actuaban con libertad puesto que no existían leyes que regularan tal actividad. Cada tigrero tenía un grupo de perros entrenados y cobraban unos 500 colones por eliminar un jaguar de una finca. Se han reportado casos de personas que mataron más de 30 jaguares durante su vida.

Aún hoy existen algunos tigreros que trabajan a menor escala y al margen de la ley. Algunos cazadores inescrupulosos no desperdician la oportunidad de matar un jaguar cuando se les cruza en el camino durante una cacería de venado.

Muchos de los problemas que tenemos con jaguares matando ganado son en el norte del país, en las Provincias de Alajuela y Heredia, donde su hábitat está cada vez más fragmentado. Posiblemente esta situación obliga al jaguar a buscar otras fuentes de alimentación. Este fenómeno se presenta también en los límites de las áreas de conservación como es el caso de la Península de Osa. El mapa N° 1 de esta sección (Jaguares Depredadores...), muestra

los sitios en que se han reportado problemas de depredación de ganado por jaguares durante los últimos dos años.

Durante la estación lluviosa de 1991 tuvimos un jaguar depredando ganado en la zona de Boca del Río San Carlos. En esta zona las fincas son grandes y los propietarios pueden tolerar cierto grado de daños. Sin embargo, también estuvo atacando los cerdos de los pequeños finqueros. Un ganadero intentó capturarlo pero el animal escapó de una trampa hecha con madera. No se sabe que pasó con el animal, los vecinos suponen que se trasladó hacia territorio nicaragüense. Dejó de ser un problema.

En la región fronteriza de Pocosol existen unos cerros que son muy rocosos y los pobladores del área creen que sirve de lugar para parir a los jaguares. Aseguran inclusive que los jaguares que viven al otro lado del Río San Juan vienen a parir a esa zona debido a la gran cantidad de madrigueras disponibles. En este lugar también ocasionalmente se presentan problemas de depredación.

También durante 1991 tuvimos problemas de depredación de ganado en la zona de Blanco, en la Provincia de Limón. Básicamente en esta región existen fincas ganaderas dentro del bosque y frecuentemente se presentan problemas de

depredación, lo que obliga a los ganaderos a trasladar el ganado a lugares más seguros. Durante el año 1991 aseguran los vecinos que se mataron al menos tres jaguares, uno de los cuales era negro. Cada vez que los finqueros tienen problemas ponen unos perros tras los rastros y no siempre matan al jaguar que estaba haciendo daño. En años anteriores la Dirección General de Vida Silvestre otorgó dos permisos a cazadores deportivos de San José, uno de los cuales mató un jaguar que regresó a comer de una res que había matado la noche anterior. Como puede observarse en el mapa, la zona de Blanco se encuentra entre el límite de una Reserva Indígena y el Parque Internacional La Amistad.

Durante la estación lluviosa del año 1992 tuvimos varios reportes, tres de los cuales ocurrieron en la Península de Osa. Al menos uno de esos jaguares sigue causando problemas hoy día. Según los reportes ha matado unas 80 ovejas y varias cabezas de ganado.

En la Reserva Indígena de Ujarrás y Cabagra se presentaron problemas con dos jaguares. En este caso la Dirección General de Vida Silvestre autorizó a uno de los finqueros para que eliminara el animal. El cráneo de este jaguar fue entregado al Programa Regional de Manejo de Vida Silvestre de esta Universidad. No sabemos que pasó con el otro.

Durante la estación seca de 1992 se presentaron problemas de depredación de ganado en la zona de División, en la Provincia de San José; aunque suponemos que se trató más bien de un puma que fue desplazado por los incendios forestales ocurridos en el Cerro de la Muerte. Los daños cesaron y no sabemos que pasó con el animal. Es muy probable que haya sido eliminado.

Finalmente, yo quiero hablar un poquito de lo que se ha hecho en materia de legislación. Recientemente se aprobó una nueva Ley de Conservación de la Vida Silvestre con sanciones mucho más fuertes que la ley anterior. Ahora por cazar un animal en peligro de extinción, que sería el caso del jaguar, se impondría una multa de 40.000 colones. Sin embargo, para alguna gente ese dinero no es nada. Todavía pueden correr el riesgo y pagar la multa si fueran sorprendidos con el trofeo. Si se incluyó un adicional más fuerte para desincentivar la actividad como lo es el decomiso del vehículo utilizado para cazar dentro de un Parque Nacional. El vehículo pasaría a la Dirección General de Vida Silvestre, por lo que comprenderán que estamos muy interesados en capturar un furtivo en estas condiciones. En la mayoría de las áreas silvestres se presenta algún grado de cacería y en Palo Verde se ha puesto tensa la situación, al tal punto que si se ven guardabosques y cazadores

intercambian disparos. La situación podría terminar con la muerte de alguno de los actores. Se requiere manejar la situación con la fuerza pública.

PREGUNTAS Y COMENTARIOS

Marcelo Aranda-

Eso que tu mencionabas es igual en México. Cualquier gente que va a cazar y se topa un jaguar le tira aunque traiga un calibre 22. Eso naturalmente deja muchos animales heridos que después se vuelven un problema. Están creando un problema para después venir a buscar soluciones.

La única forma de solucionar eso es quizá con un poco de educación y mejoramiento de la vigilancia. Esa podría ser la situación aquí y podría ser un buen tema de tesis para alguien. Lo que es desesperante es que de cualquier modo esos animales se están cazando y no se está obteniendo ningún dato de ellos. Por lo menos se hubiera sabido porqué se aficionó al ganado.

¡ Si es una situación de excedente de población o no. !

Christopher Vaughan-

Cuando acompañamos a un grupo de campesinos a cazar el jaguar que había estado matando ganado en Sarapiquí, le abrimos el estómago y vimos que no había restos de ganado. O sea que no era el jaguar que estábamos buscando.

Eduardo Carrillo-

Ese es un problema serio porque aunque se sigue el rastro más fresco, muchas veces se mata al jaguar equivocado y el problema sigue. Estoy de acuerdo con Aranda de que hay que aprovechar mejor los animales que se están matando.

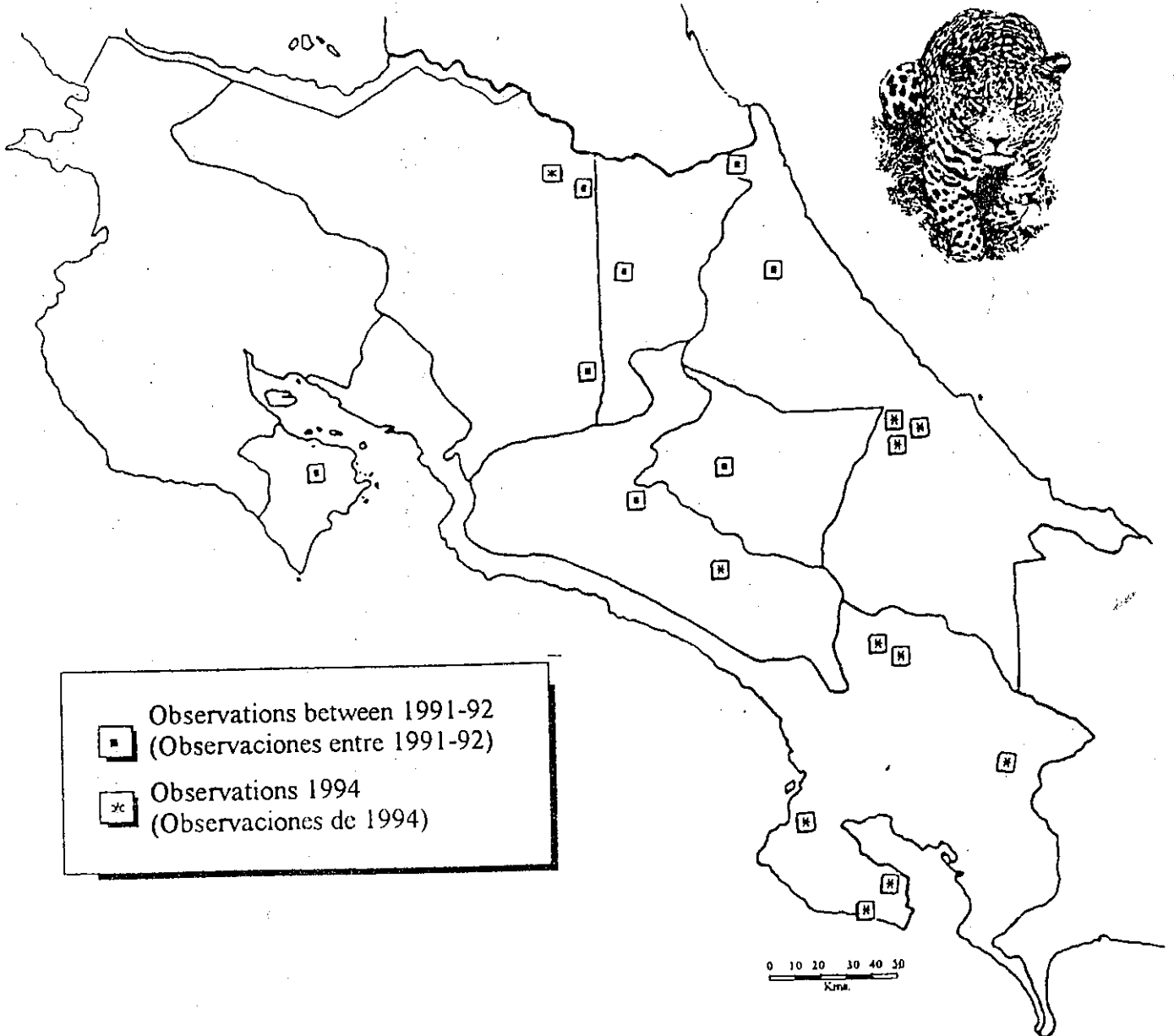
Marcelo Aranda-

Eso ayudaría a saber si el problema es el mismo aquí. Muchos de esos jaguares problemáticos han sido creados por la gente misma. Hay que empezar por tratar de eliminar la creación de animales problema. Yo estoy de acuerdo con Chris en que definitivamente el gobierno va a tener que contar con un equipo humano que atienda el problema porque van a seguirse presentando. Pero un equipo humano bien entrenado. Yo estuve leyendo al menos dos experiencias con animales problema. Uno fue una situación especial en que el ganado

MAPA N° 1

Jaguares Depredadores de Ganado Bovino y Equino

Ubicación aproximada
1991-1994



- Observations between 1991-92
(Observaciones entre 1991-92)
- ⊗ Observations 1994
(Observaciones de 1994)

0 10 20 30 40 50
Kms.

estaba asegurado y empezaron a cobrar el seguro hasta que el Banco descubrió que eran demasiadas pérdidas y entonces solicitaron apoyo al gobierno. Yo fui a la zona y me hablaron de que habían acabado con el problema. Localizamos al animal cazado y resultó ser un ocelote adulto grande. En otro caso el animal fue cazado y las huellas que encontramos cerca de un becerro efectivamente eran de jaguar. El cuerpo de ese animal yo lo rescaté. Era una hembra muy vieja con dos colmillos superiores rotos. Fue una combinación de edad y dientes rotos. En otra ocasión me hablaron para que fuera a un rancho donde un jaguar había cazado un becerro. Ya la gente se estaba preparando para cazarlo. Me dijeron que había todavía huellas porque no había llovido. Fuimos a ver los rastros y eran huellas de un perro, bastante grande, pero un perro.

Miguel A. Rodríguez-

Nosotros tuvimos un caso similar en San Ramón de Alajuela. Empezó un rumor de que un tigre estaba matando ovejas y vacas en un lugar donde solo había cafetales, no bosque. Ya la gente andaba organizada en cuadrillas para matar lo que aseguraban era un jaguar hembra con dos cachorros. No

querían ni enviar los niños a la escuela por temor. Cuando los funcionarios de la Dirección visitaron el lugar se encontró huellas de perro cerca de una de las vacas depredadas. Las dudas terminaron cuando un finquero encontró dos perros atacando un ternero. Al final los finqueros demandaron al dueño de los perros por los daños ocasionados. Yo creo que necesariamente cada caso debe ser investigado.

Marcelo Aranda-

Entonces volvemos a lo mismo, necesariamente hay que contar con un equipo. Por lo menos la única forma de tomar decisiones, de tener bases firmes es tratar de capturar vivos esos animales y eso solo se logra con un equipo entrenado. Una vez capturado el animal uno se da cuenta de si es un animal viejo y es probable que no quede otra opción que sacrificarlo. Si se trata de una hembra joven a lo mejor valdría la pena reintroducirla en otro lugar. Si no lo capturas está eliminada toda opción. Hay que sacar más información de cada animal. Si estás hablando de 20 animales por año, bueno pues: ¿cuántos animales tenemos, aquí en la Escuela dos, y los otros 18?

Jorge Hernández-

Yo quiero preguntar si los animales que se mataron este año eran jóvenes y si llegaron intactos.

Miguel A. Rodríguez-

Bueno en uno de los casos solo se trajo la cabeza. El animal podría haber tenido un problema en una de las patas. El otro animal vino entero pero aún permanece en un congelador aquí en el Programa Regional de Manejo de Vida Silvestre. Nadie lo ha estudiado. En realidad se decomisaron para que no se hiciera una fiesta entre quienes lo habían matado y que la gente viera que no solo porque dicen que está comiendo ganado ya se va a dar permiso para matarlo.

Christopher Vaughan-

No hay que olvidar el tipo de presas cuando uno habla de jaguar. El hombre está compitiendo con el jaguar por sus presas naturales y no deja opción al animal. Aunque esto no lo puedo comprobar sospecho que en zonas donde escasean las presas del jaguar, este busca otras opciones. No hay que olvidar el estudio de presas cuando uno trabaja con esta especie, y vuelvo a decir lo que necesita este país es una persona que se dedique al jaguar.

Creo que el equipo puede salir de las universidades. Yo tengo mucha fe en las universidades pero por otra parte, debe integrarse en la Dirección de Vida Silvestre o el Servicio de Parques Nacionales un grupo con un jefe con fuerza para decidir irse 10 días hasta capturar un animal. Lo que hemos intentado en otras ocasiones ha sido algo medio cocinado, improvisado, llegando en la noche al lugar, sin perros entrenados, etc. En Sarapiquí hay un grupo que se aburrió de hacer llamadas y no obtener respuesta por lo que ellos mismos consiguieron su propio equipo. Talvés una persona capacitada en diferentes zonas sea una opción. El problema es que muchas veces planificamos para quedarnos la mayor parte del tiempo en casa. Se necesita alguien con mucha mística. La gente espera que alguien llegue a solucionar el problema con magia, de la noche a la mañana y todos sabemos que eso no es así, que requiere mucho tiempo.

David Norman-

Aunque no tenemos el equipo capacitado yo estoy impresionado con la gran cantidad de voluntarios que trabajan en los Parques Nacionales. Hasta que se tengan fondos para tener el equipo se puede poner anuncios pidiendo voluntarios para asistir a

cursos de entrenamiento para capturar jaguares vivos.

Marcelo Aranda-

No se si esto funcionaría tanto para capturar jaguares pero Chris mencionó varias veces el "Proyecto Tigre" y este proyecto no tiene tanto dinero como para pagar un ejército, pero en los primeros años se hacía un censo anual en las áreas protegidas con ayuda de voluntarios entrenados en clasificar y coleccionar huellas. Anualmente obtenían un censo por métodos indirectos.

David Norman-

Eso parece fácil pero Ud cree que un voluntario puede distinguir la huella de un jaguar. A mí me parece que nunca podría hacerlo.

Marcelo Aranda-

Desde luego primero se les da un curso de capacitación por lo menos para que coleccionen los materiales. Hay un libro que acaba de publicar Peter Jack sobre el tigre. Yo lo acabo de comprar en México, es un libro que habla mucho de todas las bases del Proyecto Tigre y lo que hacen ellos es elaborar esquemas de las huellas y van ubicando ejemplares y donde los observaron.

Después tienen mapas bien grandes de los parques y van registrando donde fueron ubicados los tigres. No es un censo en el buen sentido de la palabra, pero si les ha permitido observar tendencias a través de los años y la tendencia ha sido muy evidente a largo plazo.

Miguel A. Rodríguez-

Marcelo, Ud hablaba también de la necesidad de estudios genéticos.? Ha llegado el momento de intervenir a nivel de información básica en el país.? Mi pregunta es si al nivel costarricense existe una base para manejar ese recurso.

Marcelo Aranda-

Creo que esa pregunta debe responderla un costarricense. Chris hizo ya una buena base pero de eso han pasado 8-10 años. Talvés con esa base solo requieran una actualización. Yo lo que estoy seguro es que no se va a empezar de cero porque hay bastante información disponible. Por ejemplo en el caso de México me parece más complicado. Ahí habría que empezar de cero. Nunca se ha hecho una evaluación como la que hizo Chris. En las fotos que tiene Jorge Fallas es evidente que no hay mucho más donde

buscar. Las áreas importantes están bien delimitadas. Lo importante es empezar a fomentar estudios que respondan a todas las interrogantes planteadas aquí. Aunque el manejo se puede dar ya, es recomendable que los estudios se lleven a cabo simultáneamente porque normalmente el manejo se hace con pocas bases pero se tiene que hacer.

David Norman-

Talvés es importante hacer lo que hacen con el Proyecto Tigre y declarar una "semana del jaguar" donde guardaparques, estudiantes y voluntarios recorren todos los senderos en Parques Nacionales tomando moldes de huellas, etc. Entonces alguien sentado al lado de Miguel en la oficina puede analizar toda la información. Parece una idea muy interesante para estimar cuántos animales tenemos.

Christopher Vaughan-

Creo que se pueden realizar también estudios a largo plazo. Es decir todas las escuelas de la Universidad tiene estudios con varios años de datos. Voy a dar un ejemplo. Juan Rodríguez y Michael McCoy tienen ya 6 ó 7 años de datos sobre varios humedales. El proyecto venado cola blanca es otro

bonito ejemplo, donde había una concentración de personas tratando de averiguar la ecología de una especie. Yo creo que esa es la forma en que yo enfocaría un estudio, es decir, una concentración bárbara de gente durante un tiempo y después un periodo de monitoreo. Otro ejemplo son las lapas rojas. Ya tenemos casi tres años y mucho del trabajo se ha llevado a cabo con voluntarios. Yo veo que los estudios necesarios pueden ser hechos como tesis. Yo creo que talvés Parques Nacionales, Vida Silvestre y Universidades deben convocar un taller para definir que investigación necesitan las áreas silvestres de aquí al año 2050, y también las áreas no protegidas. Qué rumbo necesitan el asunto genético y el impacto del ecoturismo y entonces buscar el apoyo y financiamiento de las entidades gubernamentales. Por ejemplo, en Manuel Antonio es importante el estudio del mono tití pero también necesitamos estudiar perezosos, mono carablanca, etc. Debe irse levantando poco a poco la información para cada área silvestre. Para ello se requiere apoyo fuerte como exoneración del pago de derechos para responder un montón de preguntas. Si, digo que no debe pagarse los derechos para la investigación.

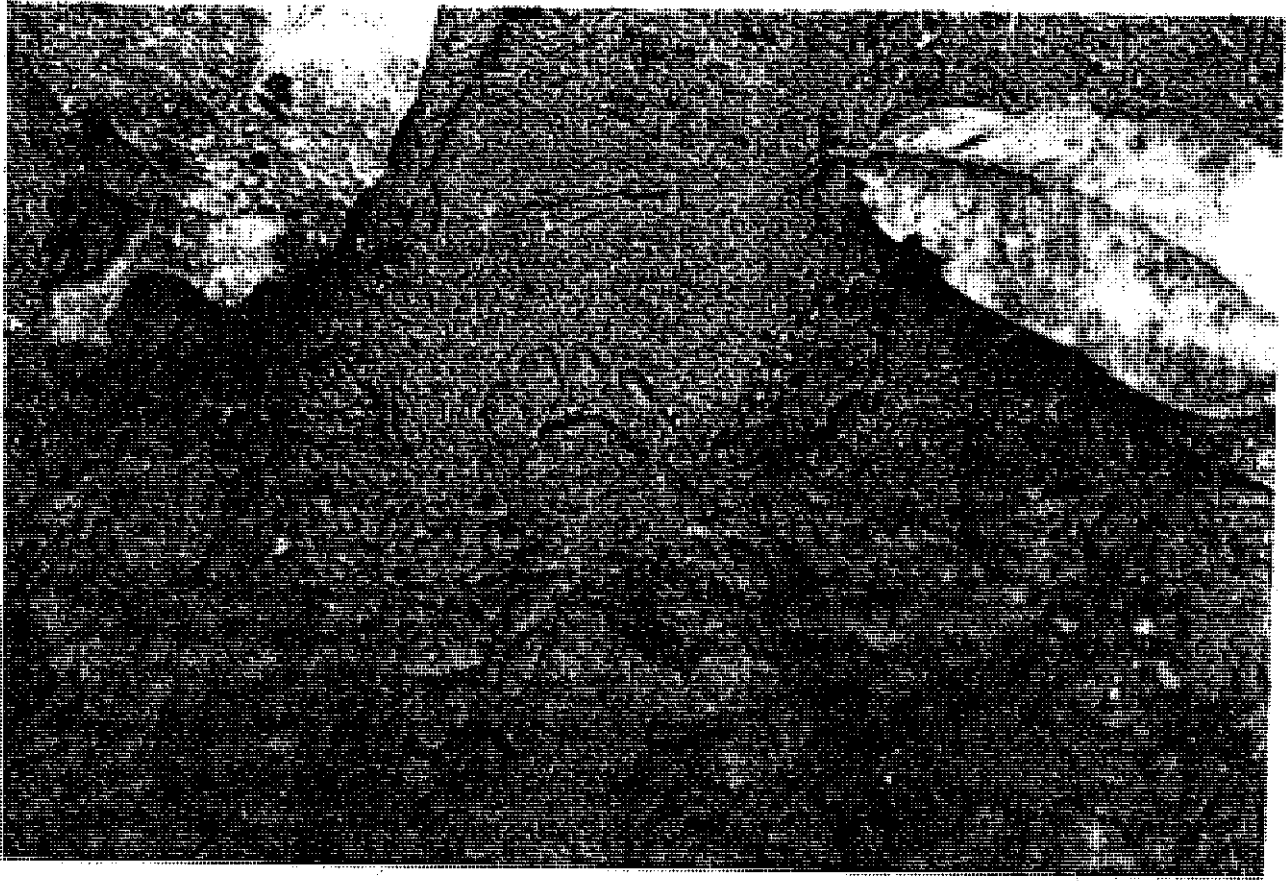


Figura 4
Huellas de puma (*Felis concolor*)
Cedral. Parque Nacional Corcovado. Costa Rica
(Foto. Miguel A. Rodríguez)

CONSERVACION Y CONTROL DE FELINOS DEPREDADORES EN COSTA RICA

Gary Witmer. USDA/APHIS

Denver Wildlife Research Center, Dept. of Natural
Resources, Washington State University. Pullman, WA
99164-6410 USA.

Miguel A. Rodríguez

Servicio de Vida Silvestre, Ministerio de Recursos Naturales,
Energía y Minas. Apartado # 10.104-1000. San José, Costa
Rica.

Christopher Vaughan

Programa Regional de Manejo de Vida Silvestre para
Mesoamérica y el Caribe. Universidad Nacional, Heredia,
Costa Rica.

ABSTRACT

As result of habitat loses and over harvesting in Costa Rica, the two large felid predators (jaguars, *Panthera onca*, and mountain lions, *Felis concolor*) have become rare and are protected by national and international laws.

Relatively little is known about the abundance, distribution and ecology of these felids in Central America. Based on interviews with landowners, we estimate that large felids are being removed from the population, usually because of livestock depredations, at a rate of about 4 per year-primarily by lethal methods (shooting and poisons). Resolving problems and assuring the viability of large felid populations will be difficult.

A program to conserve large felids could include improved data bases, education (increasing environmental or ecological awareness, extension service publications on problem solution and training of resource management personnel), nonlethal methods (buffers zones around major parks/preserves, a compensation system, better husbandry practices, use of traps and snares), and alternative lethal methods (such as an auction/permit for big game hunters). Key Words: conservation, Costa Rica, depredation, felids, jaguar, livestock, mountain lion.

Costa Rica es un país centroamericano con una área aproximada de 50,000 Km², con una población cercana a los 3 millones de habitantes y una tasa anual de crecimiento de 2.6% (Biesanz et al. 1987). Es una tierra de contrastes con elevaciones desde el nivel del mar hasta los 3850 mts, bosques secos, bosque húmedo tropical. Los principales productos agrícolas incluyen café, bananas y carne (Hartshorn et al. 1982). Había dos millones de cabezas de ganado en Costa Rica en 1988 y alrededor de 50 millones de libras de carne son exportadas cada año. La corta del bosque para agricultura y habitaciones humanas ha resultado en la pérdida de 70% de la cobertura vegetal (Sader y Joyce 1988; Vaughan 1990).

La vida silvestre juega un importante papel en la vida de los latinoamericanos (Redford y Robinson 1991). Entre la diversa fauna hay dos felinos grandes, jaguares y pumas. Aunque ambas especies están protegidas tanto por la legislación nacional como internacional (McMahan 1986, Swank y Teer 1989, Emmnos 1990), se han vuelto especies raras. El comercio legal e ilegal de pieles redujo muchas poblaciones antes de 1970 y aún hoy continúa, aunque a un mucho más reducido nivel (Aranda 1991, Redford y Robinson 1991). Después de 1970, las poblaciones de los grandes felinos son aún afectadas por pérdida de hábitat,

declinación de las poblaciones de presas y por la caza oportunista (Swank y Teer 1989). La deforestación continúa en Costa Rica, y a pesar de tener un gran sistema de parques nacionales y reservas equivalentes, pocas áreas son suficientemente grandes para mantener poblaciones viables de felinos (Vaughan 1983, 1990).

Los felinos grandes depredan varias clases de ganado en Costa Rica (vacuno, caballos, cabras, ovejas y cerdos) (Hilje y Monge 1988). Los felinos problema son eventualmente cazados legal e ilegalmente (Swank y Teer 1989). Los conflictos se acentuarán conforme el bosque es transformado en pastizales y las poblaciones de presas disminuyan por sobreexplotación o pérdida de hábitat (Vaughan 1983). La cosecha ilegal de animales de caza como venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*) y los pecaríes (*Tayassu tajacu*) sobrepasa la cosecha legal (Vaughan y Rodríguez 1991).

Nosotros entrevistamos a finqueros de una gran parte del país en mayo de 1990. Obtuvimos información sobre la magnitud del problema de depredación, el número de jaguares cazados para proteger el ganado y los métodos usados para resolver el problema. Este estudio fue conducido mientras el autor principal trabajaba para la Universidad Estatal de Pennsylvania. Richard Bruggers, Michael Fall y Rodney

Sayler hicieron importantes comentarios al manuscrito.

ANTECEDENTES

El ámbito de distribución original del jaguar ha sido grandemente reducido en Centro y Sur América (Swank y Teer 1989). En Costa Rica están restringidos a unos pocos áreas de bosque:

1. El Parque Nacional Santa Rosa (NO).
2. El Parque Nacional Corcovado (SW).
3. Los picos de la Cordillera Volcánica de Guanacaste y la Sierra Minera de Tilarán (NO).
4. El Refugio Nacional de Vida Silvestre Barra del Colorado, el Parque Nacional Tortuguero, la Reserva Biológica La Selva y el Parque Nacional Braulio Carrillo (NE).
5. La cordillera de Talamanca (Vaughan 1983).

Los jaguares son predadores territoriales y solitarios que prefieren las áreas poco alteradas, donde se alimentan de una gran variedad de especies tales como dantas (*Tapirus bairdii*), venado, perezosos (*Choloepus spp.*), armadillos (*Dasypus spp.*), pecaríes, tepescuintles

(*Agouti spp.*), guatusas (*Dasyprocta spp.*), caimanes (*Caiman spp.*) y tortugas (Ackerman et al. 1986, Kruuk 1986, Rabinowitz y Nottingham 1986, Emmons 1987, Tewes y Schmidly 1987, Arita et al. 1990 y Emmons 1990). El territorio de un individuo cubre más de 25 km² y puede haber entre 25 y 30 jaguares en una área de 250 km² de buen hábitat (Rabinowitz 1986, Arita et al. 1990). En Costa Rica pueden quedar unos 150-200 jaguares (Fitzgerald 1989).

El puma tiene un ámbito de distribución mucho más amplio, que cubre Norte, Centro y Sur América (Emmons 1990, Nowak 1991). Esto se debe en parte a su habilidad para utilizar una amplia variedad de hábitats (Eisenberg 1989). Ellos, además, son territoriales y solitarios, que prefieren las áreas poco disturbadas por el hombre, donde se alimentan de una gran variedad de presas, incluyendo tepescuintles, guatusas, cabro de monte (*Mazama americana*) y venado cola blanca (Emmons 1987, 1990). Aunque ocurre en bajas densidades, los pumas están ampliamente distribuidos a través de Costa Rica (Vaughan 1983, Arita et al. 1990). Ellos viven en áreas ocupadas por el jaguar, pero contrario a éstos, también viven en los bosque abiertos de la Provincia de Guanacaste.

PREDACION DE GANADO Y SOLUCION DEL PROBLEMA

A causa de que los jaguares y pumas ocurren en todo Costa Rica, nosotros encontramos problemas de predación de ganado y demás animales domésticos en todos los lugares visitados. Los problemas de predación de ganado parecen ocurrir más frecuentemente en las regiones noroeste y la vertiente del Caribe. Aunque nosotros no visitamos la región suroeste del país (Parque Nacional Corcovado), los jaguares son frecuentemente vistos y ocasionalmente causan problemas de predación. Ambas especies ocurren también en el Parque Nacional Santa Rosa pero no encontramos problemas de predación. La baja densidad de felinos y la presencia de grandes áreas protegidas pueden explicar la falta de problemas ahí. En esta zona las personas no distinguen entre animales depredados por jaguares y pumas, ni sus rastros.

Nosotros conocimos de problemas recientes y pasados en los volcanes Orosi y Rincón de la Vieja, en Caño Negro y en La Tigra. Hubo algunos problemas con félidos depredando ganado, caballos y cerdos. Un jaguar fue cazado en 1990 después de haber depredado 20 reses en un año (aunque también las pérdidas de cabras

y cerdos pudieron haber sido ocasionadas por el mismo animal). Dos jaguares fueron cazados en 1988 cerca de Caño Negro después de haber depredado varias reses. En 1986 un tigre fue trampeado y liberado en otro lugar. Nosotros no sabemos que pasó con el animal, aunque típicamente los animales trasladados a otro lugar no sobreviven (Rabinowitz 1986, Belden et al. 1991). Dos animales jóvenes fueron atrapados alrededor de 1988 y llevados a el Zoológico de La Pacífica después de ser vistos repetidamente con su madre en los pastizales. La madre no fue vista otra vez. Otros investigadores han notado también que no todos los jaguares vistos cerca del ganado se vuelvan depredadores del mismo (Rabinowitz 1986).

En la región norte, ambos félidos y sus rastros han sido vistos ocasionalmente en la Reserva Biológica La Selva. Uno fue cazado cerca del área en 1989. Al menos otros dos animales problema fueron cazados en el área entre 1985-1990. Un jaguar que depredaba cerdos fue asimismo cazado en 1989 en el noreste del país (Tortuguero). Cerca de Limón fueron cazados dos jaguares en 1988 y otro en 1990 después de que estuvieron depredando ganado. También durante la presente investigación se presentó un caso de un jaguar negro depredando ganado en la zona, aunque no obtuvimos noticias de que hubiera sido cazado. También

encontramos depredación de ganado cerca de Siquirres y el Río Chirripó, aunque ningún felino había sido cazado aún. Más al sur, en la Cordillera de Talamanca, los indios reportan pérdidas ocasionales de cerdos, pero ellos no matan actualmente a los jaguares como lo hicieron en el pasado, utilizando flechas envenenadas.

Con base en los resultados de nuestras entrevistas (que no representan un censo completo), nosotros pudimos estimar que en las áreas que visitamos al menos 13 grandes felinos (principalmente jaguares) habían sido cazados entre 1985-1990. Obviamente algunos otros jaguares y pumas fueron matados en otras áreas no visitadas. Además nosotros estimamos que esos grandes félidos están siendo removidos a una tasa de alrededor de 4 por año como resultado de la depredación de ganado. Obviamente además otros felinos se han perdido por enfermedades, accidentes y otras causas. Nosotros tampoco obtuvimos datos de reclutamiento para las poblaciones de Costa Rica u otros países latinoamericanos. Consecuentemente, es difícil estimar los efectos de este nivel de pérdidas en la población.

La mayoría de los animales cazados lo fueron sin permiso, por lo que son considerados como casos ilegales (como fue reportado también por Swank y Teer 1989). En 1989, Swank y Teer estimaron que

cerca de una docena de jaguares fueron cazados "en los pasados cinco años" con un permiso especial, pero la mayoría son cazados de manera ilegal.

Parece que el nivel de cosecha de jaguares que ellos reportan continúa en Costa Rica a pesar de las medidas de protección. No obstante, es importante proteger a los ganaderos de pérdidas excesivas por depredación (Tewes y Schmidly 1987, Freese y Saavedra 1991).

Aunque una gran variedad de especies de animales domésticos pueden ser depredados por los grandes felinos, algunas personas comentaron que los gatos tienen a "especializarse" en una o pocas especies (principalmente ganado, principalmente caballos o principalmente cabras y ovejas).

Durante el curso de nuestras entrevistas, fue aparente que varias especies de animales domésticos fueron depredadas al mismo tiempo en áreas cercanas, aparentemente cazados por el mismo jaguar.

Las personas entrevistadas también comentaron que hubo un período de más o menos 20 días entre las depredaciones. También se notó que las depredaciones ocurrieron después de un período de fuertes lluvias (quizá a causa de que las presas nativas estuvieron menos disponibles).

MÉTODOS DE RESOLVER EL PROBLEMA DE PREDACION EN COSTA RICA

Hay muchos métodos potenciales para reducir las pérdidas de ganado debidas a depredación, aunque varían ampliamente en costos y efectividad.

Los métodos utilizados en el Animal Damage Control Program (U.S.D.A.) en California para problemas de depredación por pumas incluyen (en orden decreciente): matarlo con ayuda de perros, lazos, trampas de cajón y matarlo con arma de fuego (Schuler 1992). Tully (1991) sondeó las estaciones y agencias provinciales en Norteamérica la manera en que se estaban manejando las depredaciones por pumas. Los métodos más comúnmente usados incluyen la cacería recreativa, la cacería especializada para animales problema, los permisos de caza a los propietarios, recomendación de prácticas de manejo del hato, uso de perros para ahuyentar o matar los animales problema, proveer personas para atrapar los animales problema y la compensación monetaria por las pérdidas. Nosotros documentamos una variedad de métodos usados para tratar con los animales problema en Costa Rica y basados en los resultados de las entrevistas concluimos que

los métodos letales son más comúnmente utilizados. Se incluyen:

Métodos no letales

- * Atrapar y liberar o donar el animal a un zoológico.
- * Perseguir con perros al animal problema.
- * Practicar mejores métodos para manejar el hato.
- * No hacer nada, soportar algunas pérdidas.

Métodos letales

- * Matar el animal en el sitio cuando regrese a comer.
- * Envenenar la presa (con *strychnine* u otros venenos).
- * Llamar a un cazador profesional.
- * Usar flechas envenenadas (utilizado por indígenas).

Debido a que el jaguar está protegido por ley, los finqueros que sufren depredación por jaguares o pumas deben obtener un permiso para matar al depredador. Aunque unos pocos finqueros lo hacen, generalmente prefieren resolver el problema sin hacer mucho ruido. Por otra parte, el envenenar la presa también es

ilegal debido a que puede resultar en el envenenamiento de otras especies (incluyendo perros y gatos). Algunos de los métodos mencionados no son muy efectivos: los perros rastreadores de jaguar son comúnmente atrapados por el mismo (no pasa lo mismo con los pumas, que pueden ser acorralados y luego disparados o impactados por dardos), los jaguares atrapados y liberados usualmente regresan a su territorio o terminan depredando ganado en el sitio de liberación (Rabinowitz 1986). Nos sorprendimos de que los finqueros no conocen las trampas leghold (tigrilleras). Aparentemente hay pocos tramperos experimentados en Costa Rica. El desconocimiento de métodos de trampeo es sorprendente ya que aparentemente están incrementando las pérdidas de terneros depredados por coyotes (*Canis latrans*), que se han vuelto comunes en Costa Rica (Hilje y Monge 1988).

NUEVOS METODOS PARA RESOLVER EL PROBLEMA

Es difícil asegurar la conservación de jaguares y pumas a largo plazo en Costa Rica, debido a las continuas pérdidas de individuos y los cambios en el hábitat y las poblaciones de especies presa. Se ha

reportado que se necesitan 4.000 km² de bosque poco alterado para asegurar la producción de unos cuantos jaguares cada año (Seymour 1989). Aunque puede ser difícil reducir o revertir las pérdidas, es posible reducir las muertes oportunistas de jaguares y pumas. Se necesita más investigación para documentar la densidad, distribución, uso de hábitat y causas de mortalidad de estos félidos. Por otra parte, se podría desarrollar un programa que considere proyectos de:

□ **Educación ambiental.**

Que destaque la importancia de los ecosistemas naturales, la diversidad de flora y fauna, identificación de especies, relaciones predador-presa, importancia del hábitat y los elementos esenciales para la vida silvestre, regulaciones para el aprovechamiento de la vida silvestre y otros recursos (por ejemplo, Jacobson 1991).

□ **El ecoturismo.**

Que puede ser parte de este programa y puede además proveer muchos de los fondos para ejecutarlo (Groom et al. 1991).

□ **Tipo extensión.**

Incluyendo la diversidad de métodos

para resolver los problemas de depredación, enfatizando en los métodos no letales; información sobre suministros y equipo, expertos; desarrollo de una guía que ayude al finquero a identificar su problema y a poner la situación y alternativas en perspectiva (por ejemplo Boddicker 1983).

□ **Programas de entrenamiento.**

Para inspectores de vida silvestre y guardaparques (por ejemplo Sigler 1980); leyes, regulaciones, identificación de rastros y características del ataque por depredadores (por ejemplo Wade y Bowns 1982); y resolución de conflictos enfatizando acciones legales.

OTROS METODOS

I. No letales:

- * Un sistema de zonas de amortiguamiento alrededor de las áreas protegidas, con sus regulaciones (por ejemplo, Schonewald-Cox y Bayless 1986).

Si es posible, los corredores biológicos deben ser establecidos entre áreas protegidas para facilitar la dispersión de los felinos (Beier 1991).

- * Un sistema de compensación por las pérdidas de ganado y demás animales domésticos (por ejemplo, Tully 1991), posiblemente como parte del sistema de zonas de amortiguamiento.
- * Mejores prácticas de manejo del hato de ganado (parideras cerca de las habitaciones humanas, uso de perros guardianes, remoción de animales muertos (por ejemplo, Röbel et al. 1981).
- * Uso de trampas y sogas (requiere entrenamiento de personal) que permita la liberación de otras especies atrapadas; los depredadores en teoría deben ser liberados en otro sitio (Neighbor et al. 1991, Schuler 1992).

II. Letales optativos:

- * Un sistema de permisos para que cazadores profesionales remuevan los animales problema o el exceso de machos susceptibles a volverse animales problema (Mondolfi y Hoogsteijn 1986, Sukumar 1991).

Este sistema debe proveer fondos que puedan ser utilizados para administrar las zonas de amortiguamiento o el sistema de compensación, para programas de investigación, desarrollo de metodologías, publicaciones y adquisición de hábitat.

CONCLUSIONES

Existe una gran preocupación a nivel mundial acerca de la pérdida de la biodiversidad (Scott et al. 1987, U.S. Congress Office of Technology Assessment 1987).

Los grandes carnívoros están entre las especies más vulnerables a causa de sus requerimientos de hábitat y conflictos con los humanos.

Las perspectivas para la conservación a largo plazo de esas especies no son buenas, los problemas que enfrentan los países latinoamericanos para mantener la biodiversidad son enormes y numerosos

(Mares 1986, Vaughan 1990, Cornelius 1991, Fresse y Saavedra 1991).

No obstante, se han hecho muchos progresos en el área del desarrollo sostenible (Calvo 1990); la creación de grandes parques y reservas (Vaughan 1990); cosechas sostenibles para especies clave (Fresse Saavedra 1991); manejo específico de especies (Mondolfi y Hoogesteijn 1986) y programas de reproducción en cautividad (Foose y Seal 1986).

Cornelius (1991) discute otros cambios en América Central que pueden beneficiar la conservación de la vida silvestre y el desarrollo de organizaciones no gubernamentales.

Nosotros esperamos que con visión y cuidadoso manejo, los grandes carnívoros (jaguares y pumas) permanecerán como elementos vitales de la biodiversidad de algunos países de Centro y Sur América, en el tanto los conflictos con otros recursos y usos de la tierra permanezcan a un nivel aceptable.

LITERATURA CONSULTADA

- Ackerman, B. B.; F. G. Lindzey y T. P. Hemker. Predictive energetics model for cougars. Pages 333-352, en S. D. Miller y D. D. Everett, eds. *Cats of the word: Biology, conservation and management*. National Wildlife Federation, Washington. D.C.
- Aranda, M. 1991. Wildl Mammals Skin Trade in Chiapas, Mexico. Pages 174-177, en J. G. Robinson y K. H. Redford, eds. *Neotropical Wildlife Use and Conservation*. University of Chicago Press. Chicago, IL.
- Arita, H. T.; J. G. Robinson y K. H. Redford. 1990. Rarity in Neotropical Forest Mammals and its Ecological Correlates. *Conserv. Biol.* 4(2): 181-192.
- Beier, P. 1991. Cougars, Corridors and Conservation. Page 23, en C. E. Braun, ed. *Mountain Lion-human Interaction*. Colorado Division of Wildlife. Denver, CO.
- Belden, R. C.; B. W. Hagedorn y W. B. Frankenberger. 1991. Responses of Translocated Mountain Lions to Human Disturbance. Page 26, en C. E. Braun, ed. *Mountain Lion-human Interaction*. Colorado Division of Wildlife. Denver, CO.
- Biesanz, R.; K. Biesanz y M. Biesanz. 1982. *The Costa Ricans*. Prentice-Hall, Inc. Englewood Cliffs, N.J. 254 pp.
- Boddicker, M. L. 1983. Mountain Lions. Pages C65-C71, en R. Timm, ed. *Prevention and Control of Wildlife Damage*. Cooperative Extension Service. University of Nebraska - Lincoln.
- Calvo, J. C. 1990. The Costa Rican National Conservation Strategy for Sustainable Development: Exploring the Possibilities. *Environmental Conservation*. 17(4): 355-358.

- Cornelius, S. E. 1991. Wildlife Conservation in Central América: Will it Survive the 90's. *Trans. N. A. Wildl. & Nat. Res. Conf.* 56: 40-49.
- Costa Rica. Asamblea Legislativa. 1992. Ley de Conservación de la Vida Silvestre. San José, Costa Rica. 31 pp.
- Eisenberg, J. F. 1989. Mammals of the Neotropics. Vol. 1. The University of Chicago Press. Chicago and London. 449 pp.
- Emmons, L. H. 1987. Comparative Feeding Ecology of Felids in a Neotropical Rainforest. *Behav. Ecol. Sociobiol.* 20: 271-283.
- _____. 1990. Neotropical Rainforest Mammals. The University of Chicago Press. Chicago and London. 281 pp.
- Fall, M. W. 1990. Control of Coyote Predation on Livestock-progress in Research and Development. *Proc. Vertebr. Pest. Conf.* 14: 245-251.
- Fitzgerald, S. 1989. International Wildlife Trade: Whose Business is it? *World Wildlife Fund.* Washington, D. C. 459 pp.
- Foose, T. J.; U. S. Seal. 1986. Species Survival Plans for Large Cats in North American Zoos. Pages 173-189, in S. D. Miller y D. D. Everett, eds. *Cats of Word: Biology, Conservation and Management.* National Wildlife Federation. Washington, D. C.
- Fresse, C. H. y C. J. Saavedra. 1991. Prospects for Wildlife Management in Latin America and the Caribbean. Pages 430-444, en J. G. Robinson y K. H. Redford, eds. *Neotropical Wildlife Use and Conservation.* University of Chicago Press. Chicago, IL.
- Groom, M. J.; R. D. Podolsky y C. A. Munn. 1991. Tourism as a Sustained Use of Wildlife: A Case Study of Madre de Dios, Southeastern Peru. Pages 393-412, en J. G. Robinson y K. H. Redford, eds. *Neotropical Wildlife Use and Conservation.* University of Chicago Press. Chicago, IL.

- Hartshorn, G.; L. Hartshorn y A. Atmella. 1982. Costa Rica. Country Environmental Profile. A Field Study. Tropical Science Center. San José, Costa Rica. 123 pp.
- Hilje, L. y J. Monge. 1988. Diagnóstico Preliminar acerca de los Animales Vertebrados que son Plagas en Costa Rica. Departamento de Publicaciones, Universidad Nacional. Heredia, Costa Rica. 17 pp.
- Jacobson, S. K. 1991. Evaluation Model for Developing, Implementing and Assessing Conservation Education Programs: Examples from Belize and Costa Rica. *Environmental Management*. 15(2):143-150.
- Kruuk, H. 1986. Interactions between Felidae and their Prey Species: A Review. Pages 353-374, en S. D. Miller y D. D. Everett, eds. *Cats of the World: Biology, Conservation and Management*. National Wildlife Federation. Washington, D. C.
- Mares, M. A. 1986. Conservation in South America: Problems, Consequences and Solutions. *Science* 233: 734-739.
- McMahan, L. R. 1986. The international Cat Trade. Pages 461-488, en S. D. Miller and D. D. Everett, eds. *Cats of the World: Biology, Conservation and Management*. National Wildlife Federation. Washington, D. C.
- Mondolfi, E. y R. Hoogésteijn. 1986. Notes on the Biology and Status of the Jaguar in Venezuela. Pages 85-122, en S. D. Miller and D. D. Everett, eds. *Cats of the World: Biology, Conservation and Management*. National Wildlife Federation. Washington, D. C.
- Neighbor, D. S.; T. K. Ruth, J. R. Skiles, Jr. y B. P. McKinney, Jr. 1991. Live Trapping Mountain Lion. Page 25, en C. E. Braun, ed. *Mountain Lion-human Interaction*. Colorado Division of Wildlife. Denver, CO.
- Nowak, R. 1991. *Walker's Mammals of the World*. Fifth ed. Two Volumes. John Hopkins Press. Baltimore. 1.629 pp.
- Rabinowitz, A. R. Jaguar Predation on Domestic Livestock in Belize. *Wildl. Soc. Bull.* 14(2): 170-174.

- Rabinowitz, A. R. y B. G. Nottingham, Jr. 1986. Ecology and Behavior of the Jaguar (*Panthera onca*) in Belize, Central America. *Zool. London.* 210: 149-159.
- Redford, K. H. y J. G. Robinson. 1991. Subsistence and Commercial Uses of Wildlife in Latin America. Pages 6-23, en J. G. Robinson y K. H. Redford, eds. *Neotropical Wildlife Use and Conservation.* University of Chicago Press. Chicago, IL.
- Robel, R. J.; A. D. Dayton; F. R. Herderson; R. L. Medina y C. W. Spaeth. 1981. Relationships between Husbandry Methods and Sheep Losses to Canine Predators. *J. Wildl. Manage.* 45(4): 894-911.
- Sader, S. A. y A. T. Joyce. 1988. Deforestation Rates and Trends in Costa Rica, 1940-1983. *Biotropica* 20(1): 11-19.
- Schonewald-Cox, C. M. y J. W. Bayless. 1986. The boundary Model: A Geographical Analysis of Design and Conservation of Nature Reserves. *Biol. Conserv.* 38:305-322.
- Schuler, J. 1992. A Cage Trap for Live-trapping Mountain Lions. *Proc. Verteb. Pest. Conf.* 15:368-370.
- Scott, J. M.; B. Csuti; J. D. Jacobi y J. E. Estes. 1987. Species Richness. A Geographic Approach to Protecting Future Biological Diversity. *BioScience* 37(11):782-788.
- Seymour, K. L. 1989. *Panthera onca.* Mammalian Species No. 340:1-9. The American Society of Mammologists.
- Sigler, W. 1980. *Wildlife Law Enforcement.* W. C. Brown Co. Dubuque, IA. 403 pp.
- Sukumar, R. 1991. The Management of Large Mammals in Relation to Male Strategies and Conflict with People. *Biol. Conserv.* 55: 93-102.
- Swank, W. G. y J. G. Teer. 1989. Status of the Jaguar, 1987. *Oryx* 23(1): 14-21.
- Tewes, M. y D. J. Schmidly. 1987. The Neotropical Felids: Jaguar, Ocelot,

- Margay and Jaguaroundi. Pages 697-712, en M. Novak, J. A. Baker, M. E. Obbard y B. Malloch, eds. *Wild Furbearer Management and Conservation in North America*. Ministry of Natural Resources. Toronto, Ontario, Canada. 1.150 pp.
- Tully, R. J. 1991. Results, 1991 Questionnaire on Damage to Livestock by Mountain Lion. Pages 68-74, en C. E. Braun, ed. *Mountain Lion-human Interaction*. Colorado Division of Wildlife. Denver, CO.
- U.S. Congress Office of Technology Assessment. 1987. *Technologies to Maintain Biological Diversity*. OTA-F-330. U. S. Government Printing Office. Washington, D. C. 334 pp.
- Vaughan, C. 1983. *A Report on Dense Forest Habitat for Endangered Wildlife Species in Costa Rica*. U. S. Dept. of the Interior and the National University. Heredia, Costa Rica. 85 pp.
- _____. 1990. Patterns in Natural Resources Destruction and Conservation in Central America: A Case for Optimism? *Trans. N. A. Wildl. & Nat. Res. Conf.* 55:409-422.
- Vaughan, C. y M. Rodríguez. 1991. *White-tailed Deer Management in Costa Rica*. Pages 288-299, en J. G. Robinson y K. H. Redford, eds. *Neotropical Wildlife Use and Conservation*. University of Chicago Press. Chicago, IL.
- Wade, D. y J. Browns. 1982. *Procedures for Evaluating Predation on Livestock and Wildlife*. Texas Agricultural Extension Service. B-1429. Texas A&M University. San Angelo, TX. 42 pp.

PARTE II

Discusión plenaria:

Conclusiones y
Recomendaciones
del Taller



DISCUSION PLENARIA

Moderador-

Queremos ahora enfocar la discusión hacia tres temas específicos:

- a) ¿qué vamos a hacer con los jaguares problema.?
- b) ¿cómo vamos a manejar las poblaciones de las áreas silvestres.?
- c) ¿qué se necesita en materia de investigación.?

David Norman-

Yo estaba pensando en cuanto al tema de hábitat que talvés sería interesante tratar de identificar pautas para ver cual es la relación entre aislamiento geográfico y aislamiento genético.

¿Cuáles grados de aislamiento y cuáles tipos de hábitat entre los parches boscosos favorecen el intercambio genético? Siento que no hay mucha información en ese campo para comenzar a dar posibles respuestas.

Eduardo Carrillo-

Creo que estamos de acuerdo en que en el país está muy fragmentado el hábitat del jaguar aún tomando en cuenta las grandes masas boscosas de las áreas de conservación.

Podemos pensar que ninguna de esas áreas son suficientemente grandes para conservar una población viable. De

hecho ya tenemos un aislamiento genético entre esas poblaciones.

David Norman-

Eso es justamente a lo que me refería. ¿Podemos asumir que no hay movimiento de jaguares entre la Península de Osa y la Cordillera de Talamanca? Necesitamos monitoreo para ver si hay avistamientos, huellas, etc.

Moderador-

Partimos de que el país es pequeño y la población humana relativamente densa. No sabemos de que ancho deben ser los corredores biológicos para un jaguar. Debe ser una mancha de bosque natural, de bosque reforestado, o simplemente una noche oscura como apuntó Chris.

José Antonio Salazar-

Estaba pensando en el Parque Nacional Guanacaste. Con su creación se estableció un corredor desde el Volcán Orosi hasta la costa y aunque históricamente esa área no estuvo cubierta de bosque denso, por lo menos la densidad boscosa era un 25% mayor a principios de siglo de lo que es ahora, pero talvés es el mejor ejemplo de lo

que puede ser un corredor biológico, ya que conozco varios reportes de jaguares cruzando la carretera interamericana.

Esto nos da una idea de que no necesariamente necesitamos bosque natural.

Marcelo Aranda-

En el estado de Chiapas los jaguares están muy aislados y a lo largo de la costa hay tres áreas grandes unidas por corredores y hay evidencia de que son utilizados por los jaguares. Son franjas de poco menos de un km de ancho. Creo que ni siquiera se necesita tanto. Lo que si se necesita es un mínimo de cobertura.

Christopher Vaughan-

Creo que David presentó una idea muy interesante. Sería establecer una especie de matriz. Uno podría ir a esta zona y determinar que características debe cumplir el corredor como la naturaleza de la cobertura, el número de habitantes, la distancia entre parches, etc. y después ir a una zona como San Vito de Coto Brus preguntando a la gente campesina conocedora y así determinar una serie de características para construir un modelo.

David Norman-

Hasta se podría hacer cierta prueba con los datos que uno tiene de distancia entre parches, grado de perturbación, número de ganaderos, etc. y después, a través de puntos de monitoreo como estaciones de olor, determinar si hay correlación. Esto podría funcionar en el norte, digamos entre La Selva y Barra del Colorado.

Moderador-

En algunas áreas contiguas como el Volcán Miravalles y el Tenorio no es difícil hacer un corredor debido a que están relativamente cercanas. Aunque allí pasa una carretera que es de esperar que por muchos años va a mantener un bajo volumen de tránsito. Talvés simplemente lo que se necesita es incentivar plantaciones forestales entre ambas áreas, o dos filas densas de ciprés a cierta distancia. Pero si queremos conectar las áreas silvestres de la Península de Osa con las de la Cordillera de Talamanca, esto sí es difícil, excepto quizá por el cauce de un río.

Christopher Vaughan-

También hay que pensar en las razones por las que se movilizan los jaguares. Si es un juvenil dispersando como en

otros grupos como los cánidos, un buen porcentaje se mueren. Hay muchos detalles que complican la cosa, sin embargo hay que empezar con algo.

Moderador-

Actualmente el Ministerio está entrando en otra etapa. Ya no se puede simplemente afectar tierras como se hacía antes, ahora todo terreno tiene dueño y no se pueden poner limitaciones a la propiedad si antes no se indemniza. Muchas propiedades compradas por la Dirección General Forestal en el pasado están nuevamente en manos de precaristas.

Participante-

En el norte de México, hacia el Golfo, la legislación establecía que cuando se autorizaba un cambio de uso a ganadería o agricultura se deberían dejar corredores y parches. Muchos finqueros los dejaban voluntariamente. En varios trabajos que estuvimos realizando allá nos percatamos de que estos ranchos de 500 a 100 Ha se conectaban unos a otros por medio de corredores y bosquetes que son utilizados por venado cola blanca, la onza, lince, ocelote, etc. Al menos con felinos de menor tamaño que el jaguar estaban dando resultados.

Talvés la concientización de los ganaderos aquí para dejar cordones riparios y corredores pudiera ser de utilidad.

Jorge Hernández-

Yo, al igual que Uds estoy totalmente convencido de los beneficios de los corredores. De lo que no estoy convencido es de tener más tierras en manos del Estado porque los recursos para protegerlos son insuficientes y pareciera que de acuerdo a la crisis que se vive esto no va a cambiar a corto plazo.

Pienso que sería una bonita acción que de este seminario surgiera una iniciativa para incentivar a los finqueros. Pienso que no todos los corredores debén estar en manos del Estado. Tengo además una pregunta para Marcelo Aranda.

¿De quién son los corredores que mencionó en el Estado de Chiapas?

Marcelo Aranda-

Son terrenos nacionales que no se prestan para ningún uso, aunque hay alguno que otro proyecto agrícola. Son tierras difíciles que han quedado allí y que están sirviendo como corredores.

José Antonio Salazar-

Pienso que debe quedar claro que se necesita recolectar todo tipo de datos para diseñar una estrategia, una estrategia en la que la propiedad privada juegue un papel muy importante, que debe contar además con un aspecto medular como la educación ambiental. Si no se hace conciencia de participación no se llegará a ninguna parte. Creo que no se debe dejar de lado tampoco el asunto político.

Christopher Vaughan-

Si regresamos a las preguntas básicas, o sea suena muy bien el asunto de corredores, pero primero hay que saber cuanto hábitat hay, la calidad del mismo y la cantidad de jaguares que tenemos. Se necesita además conocer cuál es su variabilidad genética.

Marcelo Aranda-

Yo no había mencionado eso porque partía de la premisa de que quizá aquí en Costa Rica ya no hay necesidad de eso. Pienso que solo hay que actualizar la información que existe.

Christopher Vaughan-

En este momento Jorge Fallas está

trabajando con fondos de AID en un proyecto de mapeo de cobertura boscosa densa. Este estudio debería complementarse con un monitoreo de la población a través del conteo de huellas en los Parques Nacionales y reservas equivalentes.

David Norman-

Yo asumiría ahora, talvés erróneamente, que con la capacidad de desplazamiento que tienen esos gatos grandes, que la población de la Cordillera Volcánica Central no estuviera todavía aislada de la población de Barra del Colorado y del sur de Nicaragua. Que es la opinión de Uds al respecto.?

Marcelo Aranda-

Un planteamiento que yo he hecho es que normalmente tenemos la tendencia a pensar en que la solución son áreas protegidas y a hacer investigación solamente en las áreas protegidas. Si una área protegida está funcionando bien entonces el trabajo hay que hacerlo fuera de la misma.

Falta trabajo con los animales que están en contacto con la gente para ver como se comportan, que tanto aprovechan los ambientes alterados, que tanto se

mueven. Faltan muchos estudios en el trópico, sobre todo en áreas alteradas.

Christopher Vaughan-

Voy a darles un ejemplo gráfico. Hemos trabajado con el mono carablanca de la Hacienda Curú por espacio de 5 años. Este mono vive tanto en zonas boscosas como en zonas alteradas. Durante los dos meses de la estación seca los animales vivieron casi exclusivamente en zonas alteradas desplazándose por cercas vivas, aunque de cuando en cuando visitaron áreas boscosas. Entonces por que no pensar que existan jaguares que visiten áreas alteradas de vez en cuando y regresen al bosque eventualmente. Hay alguna evidencia de esto en los estudios que se han realizado en el Pantanal.

Marcelo Aranda-

Personalmente no creo que esto suceda y un caso interesante fue la experiencia vivida por Eduardo y Grace en Corcovado.

El que un jaguar hembra y su cría visiten una área abierta y durante las horas del día es una evidencia de que allí no los molestan. Yo no creo que esto suceda en una área alterada y con presencia de humanos.

Eduardo Carrillo-

No tenemos ninguna evidencia de que haya intercambio genético de jaguares entre áreas silvestres separadas por grandes distancias como el caso de Osa y Talamanca. El mismo hecho de que la gente mata un jaguar siempre que tiene la oportunidad está impidiendo que aquello suceda. Cuando trabajamos en el Sondeo Ecológico Rápido en la Península de Osa, Grace y Yo notamos una gran diferencia en la cantidad de rastros entre el Parque y las demás áreas alteradas. Si la cantidad de rastros es un indicativo de la abundancia de animales en una área u otra, el hecho de que tengamos un bosque saludable como ocurre en la mayor parte de la península eso no garantiza que tengamos también abundancia de jaguares porque la presión de cacería sobre el jaguar y sus presas puede ser muy fuerte. No podemos esperar hasta tener todas las investigaciones realizadas. Debemos llevar ambas cosas paralelas, investigación y manejo.

Jorge Hernández-

Pienso que la protección durante tantos años de las áreas silvestres ha tenido efectos tangibles. Yo sé que tales áreas no están exentas de cacería, pero creo que ha habido tiempo para que algunas

poblaciones se recuperen. Por ejemplo, el Dr. Clarke de La Selva dice que ha habido un incremento sustancial en la población de saínos de este lugar. No es que sea tan optimista como para creer que haya sobrepoblación de jaguares pero si creo los animales problema podrían estar siendo desplazados por los adultos establecidos, que se ha llegado a la capacidad de carga de las áreas.

Marcelo Aranda-

Yo creo que en Costa Rica van a tener que manejar activamente todas las áreas silvestres.

Miguel A. Rodríguez-

Yo siento que el Servicio de Parques Nacionales ha tenido últimamente una mayor abertura hacia la idea de manejar las áreas o las poblaciones. Aunque la legislación no ha cambiado, ahora aceptan la idea de utilizar el ganado para manejar el humedal de Palo Verde, por ejemplo. Pero estamos listos para manejar las especies dentro de los Parques Nacionales.? Todavía no hemos tenido respuestas a algunos problemas concretos. En Manuel Antonio, por ejemplo, sólo hay una manada de congos, en Palo Verde sólo quedan dos manadas de mono colorado.

En Cabo Blanco solo queda una pequeña manada de saínos. Yo creo que necesariamente habrá que tomar medidas para disminuir el intracruzamiento y la pérdida de las especies.

José Antonio Salazar-

Yo creo que ha habido cierto grado de confusión. Las reglas están más bien para los visitantes, el Servicio de Parques nunca se ha opuesto a un manejo activo de las especies. La posición ahora es muy congruente con el concepto de Areas de Conservación. Están fallando los niveles de comunicación. Precisamente hace unos tres años hice un planteamiento básico al Servicio de Parques Nacionales en el sentido de que no hay integración con Vida Silvestre ni las universidades. Pienso que con relación al hábitat hay que trabajar ya. Por eso al principio habíamos hablado del diseño de una estrategia. Recuerden que hace poco más de 20 años se salió corriendo a proteger el bosque que quedaba en el país, sin antes haber organizado la estructura ni haber hecho la investigación necesaria. Bueno ahora hay toda una base de datos bastante alentadora que va a servir para justificar la existencia de ese hábitat. Yo si creo que es necesario planear la estrategia de

acción y buscar formas para impulsarla y de manera simultánea seguir desarrollando y fortaleciendo las investigaciones.

David Norman-

Yo recomendaría hacer una jerarquización de las áreas silvestres en relación con su capacidad para conservar jaguares, de manera que no se desperdicien recursos valiosos en una área silvestre que sólo puede mantener 7 jaguares, para decir algo.

Participante-

Como organización gubernamental. Qué opciones reales tienen para implementar esa estrategia de acción.?

Miguel A. Rodríguez-

Bueno, a nivel interno tenemos muchos problemas. El mismo hecho de que las Direcciones del MIRENEM no estén en una sola planta física ha ocasionado divergencias e inclusive entre nosotros a veces nos estorbamos. Por ejemplo, cuando se está consiguiendo fondos para una Area de Conservación solo se piensa en la necesidad de contratar guardaparques para proteger a lo interno. Nunca se piensa en contratar inspectores de vida silvestre que

trabajen fuera en el área de amortiguamiento. Cada Director defiende su feudo y cuesta mucho ponerse de acuerdo. Un problema semejante se ha presentado con la administración de los Refugios.

Al mismo Ministerio no le interesa manejar los recursos con las comunidades vecinas.

Como dijo José Antonio mucho de estos problemas se han corregido con el nuevo concepto de Areas de Conservación. No me parece indispensable que las tres Direcciones estén en un mismo edificio para que trabajen juntas; simplemente si el Ministro quiere lo anterior los pone a trabajar juntos. A este taller, por ejemplo, invitamos a todos los directores de las Areas de Conservación y sólo vinieron dos personas. Necesitamos una estrategia que nos diga en que dirección avanzar y creo que con las ideas que ha generado este taller tenemos una base sobre la cual trabajar. No es posible que consigamos dinero para crear corredores y se nos olvide que tenemos otras necesidades como investigación, compra de equipo, etc.

Necesitamos vender la idea y este taller es un buen comienzo.

David Norman-

Si nuestro objetivo es conservar poblaciones viables de jaguares yo recomendaría que en el futuro tengamos una reunión a nivel regional. Yo quisiera ver estos problemas en su contexto de poblaciones y no de países aislados. Por ejemplo Chris nos habló de 45 jaguares en Tortuguero-Barra del Colorado y de 50 a 150 jaguares en La Amistad; pero esa no es la verdadera población. Ambas áreas se continúan en los países vecinos y supongo que hay un intercambio genético entre poblaciones. Sería saludable que los datos que se obtengan aquí también los obtengan en Nicaragua, Panamá o en Honduras.

Moderador-

De todo esto veo que la preparación de una Estrategia requerirá cooperación interinstitucional y que no podemos dejar de hacer nada solamente porque no tengamos 500 jaguares en una sola área silvestre. Al contrario, vamos a tener que meternos en la parte práctica. Apoyar los estudios genéticos y plantear los que hagan falta. Hay una buena oportunidad ahora que viene el equipo de Warren Johnson para que alguna gente se capacite tomando muestras de tejidos. También tenemos que pensar que mientras la Estrategia no esté lista

tenemos que darle una respuesta a los ganaderos afectados por la depredación y a las comunidades. No necesitamos traer mucha gente de afuera. Podemos aprender mucho de la experiencia de Marcelo Aranda y de algunas otras personas como él.

David Norman-

Existe algún presupuesto de cuánto costaría enviar dos personas a Sarapiquí o a la Península de Osa a capturar un animal problema? Cuánto costaría en términos de salarios, drogas, equipo, etc.?

Moderador-

No, no se ha calculado. En este momento la Dirección no podría hacer un operativo de esta clase ya que una estadía de 8 días consumiría el presupuesto de viáticos para todos los funcionarios en ese mes. Se requiere recursos adicionales para hacer esto. Requerimos la compra de un vehículo y la contratación de al menos dos personas permanentes.

Obviamente si se está liberando animales, alguien tiene que tomar los datos de campo. En este sentido si ahora trasladamos un tigre al Braulio Carrillo por ejemplo y sigue allí

matando ganado, no tendríamos como responder por esos daños.

Jaime Rau-

Quiero hacer una observación en el sentido de que falta información básica sobre el jaguar. Si existiese un estudio previo se conocería la tasa de depredamiento nivel diario del animal. Yo creo que es un punto importante de desarrollar y obviamente se requieren recursos materiales y humanos. Una forma de conseguir esto sería que el CONICIT convoque a un fondo sectorial para estudiar proyectos específicos ligados al caso del jaguar. Otra actividad que tiene prioridad para determinar si los animales van a ser capturados o si se van a cazar es saber si las poblaciones están decreciendo o establecidas en el tiempo. Eso requeriría hacer un estudio de monitoreo en una zona a través de índices de huellas y lo otro que yo pienso es que talvés no es conveniente tener un equipo permanente que va a buscar estos animales conflictivos porque esta gente va a estar en San José. La gente que está en el campo son los guardaparques, que podrían ser capacitados por equipos de profesionales y esto probablemente sea mucho más barato. Digo esto porque en mi país hay problemas con pumas,

un problema semejante al del jaguar, y los guardaparques tienen ya cierto grado de entrenamiento que les permite capturar los animales. Yo pensaría que como último punto también es importante hacer estudios conjuntos con otros países centroamericanos. Aunque en muchos países latinoamericanos los Parques figuran en el papel, ni siquiera tienen un programa de protección dentro del propio parque que evitaría este tipo de conflictos y si esos conflictos se producen es porque las áreas de amortiguamiento no están siendo manejadas. Obviamente esto implica gasto de recursos pero se puede hacer.

Eduardo Carrillo-

Se podría trabajar perfectamente capacitando a algunos guardaparques como lo hicimos con los inspectores de vida silvestre.

David Norman-

Claro que no hay que subestimar a los jóvenes, no se si comparten esta idea, pero personalmente me gustaría tener un equipo entrenado por cada 3 o 4 cantones. Creo que podría haber una respuesta seria por parte de los voluntarios.

Moderador-

Si no hay más comentarios solo nos resta agradecerles el acercamiento que han tenido para tratar de resolver este problema, así como los aportes que han hecho. En nombre de la Dirección General de Vida Silvestre, del Ministerio de Recursos Naturales, Energía y Minas y del Programa Regional de Manejo de Vida Silvestre de la Universidad Nacional, muchas gracias a todos.

⊗

CONCLUSIONES

1. Aunque se desconocen muchos parámetros sobre la ecología de las poblaciones de jaguar en Costa Rica, existe un consenso generalizado de que el hábitat se encuentra muy fragmentado y que ninguna de las áreas silvestres protegidas es suficientemente grande para mantener poblaciones viables de la especie.
2. La principal amenaza para la especie es la deforestación, aunque otros factores como la cacería oportunista y la eliminación de animales conflictivos por los ganaderos contribuyen a la desaparición de la especie.
3. Es necesario actualizar la información sobre la calidad y disponibilidad del hábitat para el jaguar en Costa Rica, utilizando Sistemas de Información Geográfica.
4. Aunque se cuenta con información muy valiosa sobre la especie, es necesario continuar los estudios sobre los movimientos estacionales, la densidad poblacional y la variabilidad genética de las poblaciones existentes.
5. Los corredores biológicos entre áreas silvestres son una importante

herramienta para disminuir la erosión genética de la especie.

6. Es necesario mejorar la base de datos sobre los animales conflictivos y cuantificar los daños anualmente.
7. Se debe solicitar al CONICIT u otra organización, la apertura de un fondo sectorial para realizar estudios específicos.
8. El MIRENEM debe capacitar al menos dos personas en las técnicas de captura de jaguares, para que a su vez capaciten a los guardaparques en cada Area de Conservación.
9. Es necesario capturar vivos algunos animales conflictivos para liberarlos en una área silvestre y monitorear su comportamiento.