

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

**ESCUELA DE POST GRADO
MAESTRÍA EN CONSERVACIÓN DE RECURSOS
FORESTALES**



**“PROTOCOLO SANITARIO PARA VENADOS COLA BLANCA
(*Odocoileus virginianus peruvianus*) DEL SECTOR SAUCE GRANDE -
COTO DE CAZA EL ANGOLO, PIURA, PERÚ”**

Presentado por:

ROBERTO KOSMAS ELÍAS PIPERIS

**TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE MAGISTER SCIENTIAE EN
CONSERVACIÓN DE RECURSOS FORESTALES**

Lima - Perú

2015

RESUMEN

El venado cola blanca (*Odocoileus virginianus peruvianus*) es un rumiante de la familia Cervidae que se maneja como especie cinegética en el sector Sauce Grande del Coto de Caza El Angolo (CCEA), es la única especie del género en el país y una de las nueve de esa familia reportada para el Perú, aunque no existen muchas publicaciones sobre ésta en nuestro país, en especial no existen reportes sobre el tema sanitario. Las enfermedades de animales silvestres de vida libre son un factor ecológico que antes no era tomado en cuenta y que tiene influencia sobre la dinámica poblacional de muchas especies. El objetivo de este trabajo fue proponer un protocolo sanitario para venados cola blanca del CCEA como un componente esencial que debe ser parte de sus planes de manejo, y que pueda servir como modelo para otras especies silvestres en áreas naturales protegidas. Para el desarrollo de este protocolo se hizo una revisión bibliográfica sobre la especie, además se realizaron cinco visitas al CCEA para el reconocimiento del área natural y la estandarización de algunos procedimientos. En esta propuesta se incluye recomendaciones sobre las evaluaciones sanitarias que se deberían realizar acompañadas de fichas de recolección de datos que ayudaran a una toma de información ordenada y sistemática, estas últimas han sido elaboradas para este protocolo y están incluidas dentro de los anexos del documento.

Palabras claves: Venado cola blanca, *Odocoileus virginianus peruvianus*, Coto de Caza El Angolo, protocolo sanitario

SUMMARY

The white-tailed deer (*Odocoileus virginianus peruvianus*) is a ruminant of the family Cervidae that is managed as a game species in the Sauce Grande area of Coto de Caza El Angolo (CCEA) and is the only genus of the species in the country. White-tailed deer are one of the nine reported of this family in Peru, and not many publications like this exist in our country and especially no reports exist about the issue of health. Diseases of wild animals are an ecological factor that was not previously taken in consideration and influences the population dynamics of many species. The objective of this study was to propose a health protocol for white-tailed deer of CCEA as an essential component that must be part of their management plans, and can serve as a model for other wildlife in protected natural areas. For the development of this protocol a literature review was done on the species, along with five visits to CCEA for the recognition of the natural area and the standardization of some procedure. This proposal includes recommendations on health assessments that should be performed accompanied by data collection sheets that help to take information orderly and systematically. The latter have been developed for this protocol and are included in the annexes of the document.

Key words: White-tailed deer, *Odocoileus virginianus peruvianus*, Coto de Caza El Angolo, health protocol

LFO.
E4
T

ÍNDICE GENERAL

Introducción	1
Revisión de Literatura	5
Materiales y Métodos	7
Resultados y Discusión	12
Propuesta de protocolo sanitario para el venado cola blanca del CCEA	22
A. Coto de Caza El Angolo	22
i. Vías de acceso	22
ii. Instalaciones	23
iii. Antecedentes ambientales	23
iv. Población estimada de venados cola blanca	24
v. Manejo cinegético	25
vi. Manejo sanitario	26
vii. Factores de riesgo	26
B. Características generales del venado cola blanca	27
i. Etimología	28
ii. Morfometría	28
iii. Descripción	28
C. Principales enfermedades infecciosas y parasitarias	31
i. Priones	31
a. Enfermedad del debilitamiento crónico	31
ii. Virales	32
a. Enfermedad hemorrágicas	32
iii. Bacterianas	33

43961

a.	Ántrax o carbunco bacteriano	33
b.	Brucelosis	34
c.	Tuberculosis (TB)	35
d.	Pododermatitis infecciosa	35
iv.	Parasitarias	36
a.	Cisticercosis	36
b.	Parelaphostrongyliasis	37
c.	Fasciolasis o distomatosis	38
d.	Theileriosis	38
e.	Garrapatas	39
D.	Evaluaciones sanitarias en animales vivos	40
i.	Técnicas indirectas	41
a.	Cámaras trampa	41
ii.	Técnicas directas	43
a.	Trampa	43
b.	Dispositivos para administración de fármacos a distancia	43
c.	Contención química	43
i.	Xilacina	44
ii.	Ketamina y Xilacina	45
iii.	Ketamina y Medetomidina	45
iv.	Tiletamina – Zolazepan	46
v.	Tiletamina – Zolazepan y Xilacina	46
d.	Examen clínico	46
i.	Frecuencia respiratoria	47
ii.	Frecuencia cardíaca	47

iii. Temperatura corporal	48
E. Evaluación sanitaria de animales muertos	49
i. Procedimientos de necropsia	51
ii. Descripción de anomalías halladas en la necropsia	54
iii. Disección del cadáver	55
iv. Procedimiento general para toma de muestras	58
Conclusiones	70
Recomendaciones	71
Bibliografía	72
Anexos	80

ÍNDICE DE FIGURAS

FIGURA N°1. Área de estudio: Sector Sauce Grande en el CCEA	4
FIGURA N°2. Fotografía de cámara trampa: Venado cola blanca hembra con pelaje hirsuto	10
FIGURA N°3. Fotografía de cámara trampa: Venado cola blanca hembra con pelaje hirsuto	11
FIGURA N°4(a). Miembro anterior aumentado de tamaño y úlcera profunda en pezuña (b) herida interdigital profunda con material necrótico	15
FIGURA N°5. Radiografía de miembro anterior lesionado: fractura de falanges y osteólisis	15
FIGURA N°6. Fotografía de cámara trampa: Ganado bovino en aguada o jaguay	16
FIGURA N°7. Fotografía de cámara trampa: Ganado bovino en aguada o jaguay	16
FIGURA N°8. Fotografía de cámara trampa: abrevadero artificial cercado para evitar ingreso de ganado bovino	17
FIGURA N°9. Fotografía de cámara trampa: abrevadero artificial con venado cola blanca	17
FIGURA N°10. Lugares de quema durante la visita de inspección	18
FIGURA N°11. Hisopado para análisis microbiológico	19
FIGURA N°12. Necropsia de uno de los tres ejemplares	19
FIGURA N°13. Precipitación mensual del sector Sauce Grande	24
FIGURA N°14. Observaciones totales de venados	25
FIGURA N°15. Densidad calculada de venados	25
FIGURA N°16. Venado cola blanca macho con astas de 6 puntas con “terciopelo” o “velvet”	30
FIGURA N°17. Venado cola blanca macho con astas de 6 puntas desarrolladas	30

FIGURA N°18. <i>Cysticercus</i> encontrado en omento	36
FIGURA N°19. Bovino doméstico infestado de garrapatas	40
FIGURA N°20. Cámara trampa colocada en el CCEA	42
FIGURA N°21. Fotografía tomada por cámara trampa en el CCEA	42
FIGURA N°22. Venado cola blanca monitoreado con pulso-oxímetro	50
FIGURA N°23. Cadáver de venado cola blanca hembra encontrado en buen estado	50
FIGURA N°24. Cadáver de venado cola blanca en mal estado	51
FIGURA N°25. Venado cola blanca macho con pelaje en mal estado por infestación masiva de garrapatas	52
FIGURA N°26. Inspección de cavidad bucal de venado cola blanca macho	53
FIGURA N°27. Inspección de cavidad bucal de venado cola blanca macho	53
FIGURA N°28. Hígado	55
FIGURA N°29. Necropsia	57
FIGURA N°30. Necropsia de venado cola blanca	58
FIGURA N°31. Útero de hembra gestante	60
FIGURA N°32. Feto de venado cola blanca	61
FIGURA N°33. Traccionar la lengua caudalmente	62
FIGURA N°34. Apertura de cavidad torácica	63
FIGURA N°35. Apertura e inspección de cavidad torácica	64
FIGURA N°36. Revisión de tráquea de venado cola blanca	64
FIGURA N°37. Apertura de cráneo	65
FIGURA N°38. Exposición de encéfalo	66
FIGURA N°39. Toma de muestra sanguínea de vena cefálica	67
FIGURA N°40. Heces de venado cola blanca	68

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1.1 Lista de enfermedades infecciosas reportadas para rumiantes domésticos en Perú por SENASA	80
Anexo 1.2 Lista de enfermedades de declaración obligatoria a la Organización Mundial de Salud Animal	81
Anexo 2 Hoja de Registro de Mortalidad en el Sector Sauce Grande del CCEA	83
Anexo 3 Principales soluciones empleadas para preservar muestras biológicas	85
Anexo 4.1 Listado de tejidos a colectar para microbiología y toxicología	86
Anexo 4.2 Listado de tejidos a fijar en formol para histología	87
Anexo 4.3 Guía general para colecta y conservación de muestras para diagnóstico	89
Anexo 5.1 Lista de materiales para realizar una necropsia	90
Anexo 5.2 Protocolo de necropsia	91
Anexo 6 Formulario para envío de muestras	94
Anexo 7 Principales laboratorios de diagnóstico para enfermedades de animales	95
Anexo 8 Principales enfermedades zoonóticas de ungulados silvestres reportadas en Perú	97

INTRODUCCIÓN

Las enfermedades de la vida silvestre muchas veces han sido dejadas de lado en el pasado cuando se realizaban estudios ecológicos, sin tener en cuenta que éstas son un factor más que se debe considerar como parte de cualquier ecosistema; por eso el monitoreo de salud es un aspecto importante a considerar si deseamos manejar una población de cualquier especie de fauna (Wobeser, 2006). Para alcanzar este objetivo, es necesario desarrollar protocolos para evaluación sanitaria de la(s) especie(s) con la que vamos a trabajar, que sirvan de guía y nos asegure que la información que vamos obtener sea la correcta y necesaria para nuestro programa. Uno de los lugares donde se viene manejando fauna silvestre en el Perú es el Coto de Caza El Angolo (CCEA), específicamente el sector Sauce Grande del CCEA, donde se maneja la población de venado cola blanca (*O. virginianus peruvianus*) bajo la administración del Club de Caza, Pesca y Turismo – Piura (CCPTP). El CCEA fue establecido el 1 de julio de 1975 con la finalidad de ser utilizado para la conservación a través de la caza deportiva, aspecto reglamentado por el Ministerio de Agricultura (Brack, et al. 1973). El CCEA es uno de los dos cotos de caza existentes en el Perú y es parte del Sistema Nacional de Áreas Naturales Protegidas por el Estado (SINANPE). Se encuentra en el Departamento de Piura (Provincia de Sullana, Distritos de Marcavelica y Lancones; Provincia de Talara, Distrito de Talara) y cuenta con 65000 Ha, de las cuales 9918 Ha le corresponden al sector Sauce Grande (Figura N° 1) (Vásquez y Justo, 2009).

En marzo de 1977, el CCEA fue declarado por la UNESCO, junto con el Parque Nacional Cerros de Amotape y la Reserva Nacional de Tumbes, como Reserva de Biósfera del Noroeste Peruano. Además, esta área ha sido denominada el Centro de Endemismo de Tumbes, ya que presenta un alto grado de endemismos de flora y fauna debido a la confluencia del bosque húmedo tropical, del desierto costero y de ambientes andino-costeros (Vásquez y Justo, 2009).

En junio del 2001, se aprobó la Estrategia de Conservación y Desarrollo Sostenible de la Reserva de Biósfera del Noroeste Peruano (2001-2010) y en el 2005, el primer Plan Maestro del CCEA. En agosto del 2007 se aprueba el Plan de Manejo de Venado de Cola Blanca (*O. virginianus peruvianus*) para el periodo 2007-2010 y en marzo del 2011, la renovación de este mismo plan para el periodo 2011-2015 (Resolución de Jefatura No 001-2011-CCEA-SERNANP-JEF) (Vásquez y Justo, 2009). El venado cola blanca es una de las 9 especies de cérvidos reportadas para el Perú; es el único del género de *Odocoileus* en nuestro país (Pacheco et al, 2009), con un amplio rango de distribución que va a lo largo del litoral desde Piura hasta Tacna (Smith, 1995).

El CCPTP con ayuda de la Facultad de Ciencias Forestales y del Centro de Datos para la Conservación de la Universidad Nacional Agraria La Molina ha realizado diferentes tipos de evaluaciones poblacionales, hábitat y dieta del venado (Pedro Vásquez, comunicación personal), pero aún no cuentan con ningún programa de manejo sanitario, y como ya se mencionó, las enfermedades en las poblaciones silvestres cumplen un rol muy importante que puede explicar ciertas variaciones en la dinámica poblacional.

Por último, el objetivo del presente trabajo fue proponer un protocolo sanitario para la población silvestre de venados cola blanca del sector Sauce Grande del CCEA que permita registrar de manera ordenada y sistemática cualquier evento sanitario que ocurra dentro de esa área y permita tomar medidas correctivas y preventivas. Por ello esta propuesta pretende ser un aporte para la realización de evaluaciones zoonosológicas a futuro, teniendo en cuenta la importancia de este aspecto en el manejo de especies cinegéticas, más en el caso del venado cola blanca, en el sector Sauce Grande, donde comparte el espacio con especies de herbívoros domésticos, como bovinos y equinos, y en menor grado caprinos y ovinos, donde el riesgo de intercambio de agentes parasitarios y patógenos en ambas direcciones está latente. Otro factor que se debe considerar es la estrecha relación entre esta especie y el ser humano, ya que ésta es aprovechada a través de la caza deportiva y aunque la práctica de esta

actividad no está muy difundida en el país, si existe un grupo de personas que la práctica y utiliza su carne para alimentación.

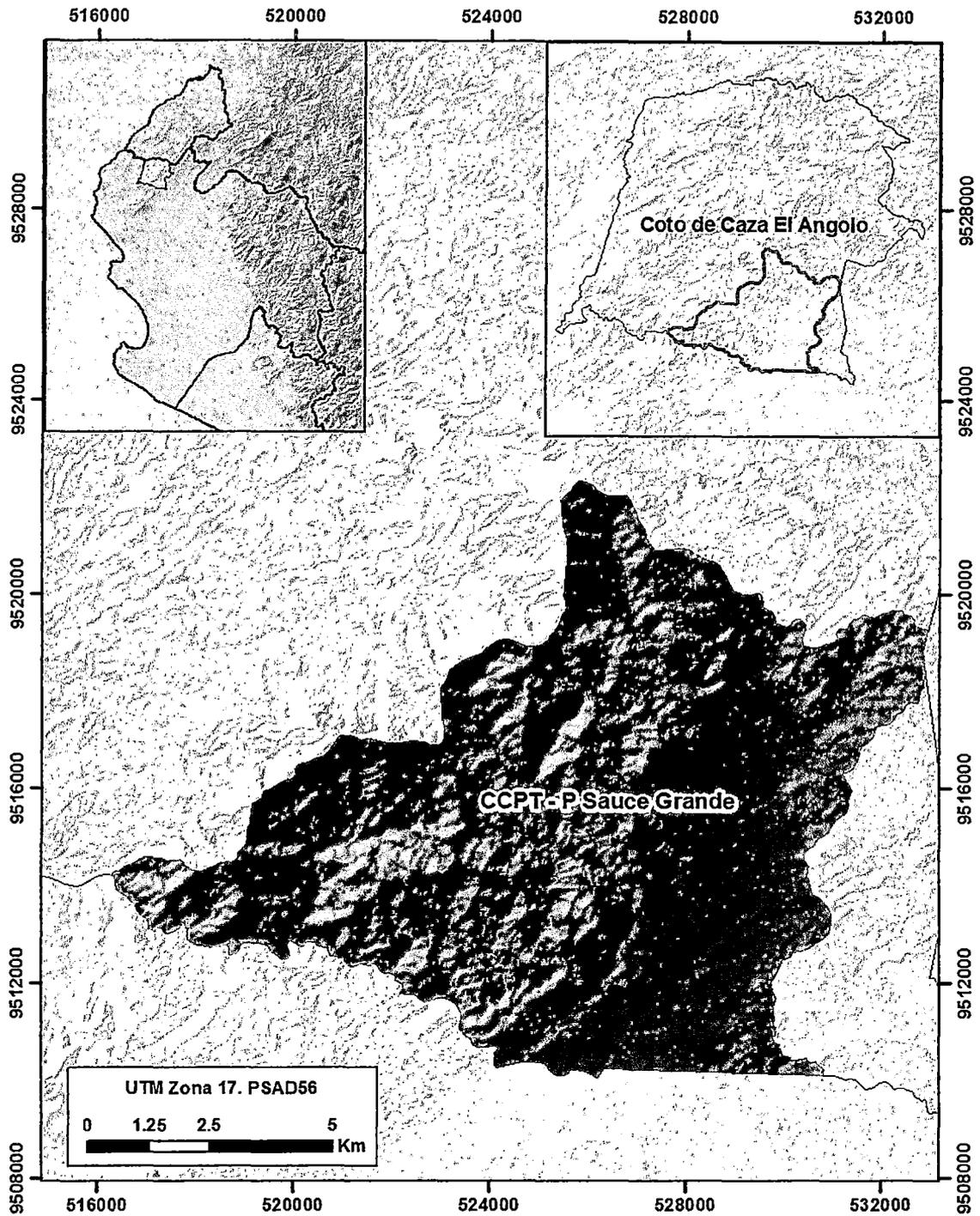


Figura N° 1. Área de estudio: Sector Sauce Grande en el CCEA (Fuente: Regal, 2013)

REVISIÓN DE LITERATURA

En el año 1933, Aldo Leopold escribió que el rol de las enfermedades en el manejo de la vida silvestre había sido probablemente subestimado. Pero en la actualidad el monitoreo zoonosario es un componente muy importante en la conservación de la biodiversidad y manejo de fauna silvestre.

Las enfermedades en animales silvestres se pueden presentar individualmente o afectando a poblaciones, donde algunas de estas especies pueden actuar como reservorios de ciertos agentes que pueden ser transmitidos a los seres humanos (zoonosis). Estos patógenos y parásitos podrían ser adquiridos directamente por mordidas o consumo de su carne, o indirectamente a través de vectores, como mosquitos o garrapatas (Mclean, 1994).

En el caso de venados cola blanca, existe mucha información acerca de cuáles son los principales agentes que la afectan, pero la mayoría de ésta proviene de trabajos hechos en Norteamérica (Miller et al., 2000; Martínez et al, 1999; Davidson et al, 1985; Friend y Halterman, 1967). El *O. virginianus* como miembro de la familia Cervidae, también pertenece al suborden Ruminantia (orden Cetartiodactyla), grupo que comparte con bovinos, ovinos y caprinos, es por ello que presentan muchas enfermedades en común, como la enfermedad de desgaste crónico, brucelosis, leptospirosis y lengua azul, que además de ser enfermedades infecto-contagiosas para estas especies, en algunos casos pueden ser transmitidas a los seres humanos, lo que podría constituir un problema para la salud pública (Martínez et al, 1999). Por otro lado, el venado también puede actuar como hospedero definitivo para algunos agentes parasitarios, o como intermediario de parásitos de carnívoros silvestres, por ejemplo de *Taenia hydatigena*, *T. omissa* y *Echinococcus granulosus* (Flach, 2003; Waid et al, 1985).

En el CCEA, el venado de cola blanca es el único recurso de la fauna silvestre que es aprovechado y este tiene contacto con algunas especies de rumiantes domésticos como bovinos criollos, que son criados de manera extensiva por pobladores dentro y fuera del sector Sauce Grande; y caprinos que también pertenecen a pobladores de la zona pero se encuentran mayormente fuera del área aunque algunas veces se les puede encontrar dentro del sector (se mantiene un cerco de 1.30 m de altura y 61 km de longitud). El número de bovinos y caprinos existentes en el CCEA es variable año a año y no se lleva un control de la cantidad existente. Debido al tipo de crianza del ganado bovino (se encuentran libres y únicamente son capturados para su beneficio), estos se han asilvestrado lo cual dificulta su manejo y por ende cualquier tipo de evaluación que se desee hacer con ellos, específicamente en aspectos referentes con su salud (Observación personal).

Las enfermedades son unos de los factores ecológicos que se debe tener en cuenta en el manejo de una población silvestre (Wobeser, 2006), deben ser consideradas en los planes de manejo como se puede encontrar en algunos documentos. Algunos ejemplos de esto son el reporte técnico para el aprovechamiento de venado cola blanca, hecho por la institución *Biocenosis para la Reserva Ría Lagartos*, en Yucatán, México (Alcérreca, 1999); o en el plan de manejo para las zonas templadas y tropicales de México preparado por la *Secretaría de Medio Ambiente, Recursos Naturales y Pesca* (2007); en donde se incluyen el monitoreo zoonosanitario como una actividad prioritaria. En caso del plan maestro del CCEA aprobado para el periodo 2005-2009 (INRENA, 2005) o el plan de manejo para la especie en el sector Sauce Grande para el periodo 2011-2015 (Club de Caza, Pesca y Turismo de Piura, 2011a), no se cuenta con esta información, haciéndose prioritario e indispensable el inicio de un trabajo de este tipo.

Las poblaciones del venado cola blanca se han recuperado en el sector Sauce Grande a partir de 1992, luego de un periodo sin mayor control (1975-1992), con excepción de mortalidades registradas en 1976 (no existiendo mayor información de lo sucedido, tanto en cantidad ni la causa del

evento) y 2011 (Club de Caza, Pesca y Turismo - Piura, 2011a), aunque no se tiene reportes si han habido episodios menores entre esos años.

MATERIALES Y MÉTODOS

Lugar de estudio: Fue el sector Sauce Grande del Coto de Caza El Angolo, ubicado entre las Provincias de Talara y Sullana, Departamento de Piura, Perú.

Especie: La especie de la presente propuesta es el venado cola blanca, *O. virginianus peruvianus* (Gray 1874).

Métodos:

- A. Recopilación de información:** Se realizó una búsqueda bibliográfica sobre aspectos biológicos, reportes existentes acerca de salud de la especie e información sanitaria de rumiantes en nuestro país para utilizarla como base para formular esta propuesta de protocolo sanitario.
- B. Revisión de los antecedentes ambientales del área:** Se realizó una revisión de los datos obtenidos de la Estación Sauce Grande sobre precipitación en la zona.
- C. Revisión de fotografías de cámaras trampa:** Desde el año 2007, la UNALM coloca cámaras trampa a lo largo de las trochas que son utilizadas para la práctica de cacería. Entre el 2007 y 2012 solo fueron colocadas durante el ejercicio de campo del Programa de Maestría de Conservación de Recursos Forestales (entre los meses de noviembre y diciembre) y a partir del 2013 se mantienen durante todo el año. A continuación se detalla la cantidad de fotografías

con las que cuenta el Centro de Datos para la Conservación y que fueron revisadas para determinar cambios en la condición corporal de los animales, cabe aclarar que en muchas de ellas no se observan venados, pudiéndose ver otras especies como ganado bovino, entre los animales domésticos, y zorros, pumas, buitres reales, entre algunas de las especies silvestres.

- i. En 2007, se colocó una cámara, que instalada en 6 localidades y se obtuvieron 400 fotografías.
- ii. En 2008, se colocó una cámara en una localidad y se obtuvieron cuatro fotografías.
- iii. En 2009, se colocaron dos cámaras en cuatro localidades obteniéndose 1138 fotografías.
- iv. En 2010, se colocaron 11 cámaras obteniéndose 9262 fotografías.
- v. En 2011, se colocaron 26 cámaras obteniéndose 9589 fotografías.
- vi. En 2012, se colocaron 33 cámaras obteniéndose 18804 fotografías.
- vii. En 2013, se colocaron 26 cámaras obteniéndose 11545 fotografías.

D. Reconocimiento del lugar: En 2011 se realizaron tres viajes al sector Sauce Grande que se sirvió para reconocimiento del lugar, estos viajes se realizaron en los meses de julio, setiembre y diciembre. La estadía en cada viaje fue entre tres, cuatro y nueve días respectivamente.

- i. **Descripción del lugar:** Se realizó una inspección de las instalaciones para determinar con qué condiciones se contaba para realizar las

evaluaciones sanitarias, procedimientos de necropsia, toma y almacenamiento de muestras.

- ii. **Vías de acceso:** se hizo reconocimiento de las vías de acceso para comprobar la facilidad de ingreso y salida del lugar en caso se necesitara llegar de manera rápida y si se enviara muestras biológicas para análisis a la ciudad.
- iii. **Antecedentes sobre problemas sanitarios previos:** Se realizaron entrevistas a los cuatro ganaderos y guías del CCPTP, señores Mario Jiménez Rojas, Sebastián Peña Rodríguez, Andrés Espinoza Farías y Darío Ruiz Avalo, y al administrador, señor Santos Saldarriaga Delgado. En estas se les preguntó acerca de problemas o eventos sanitarios observados por ellos en el CCEA y sobre algún registro sobre estos, también se hizo una revisión de los boletines y los informes periódicos del CCPTP.
- iv. **Prácticas de manejo:** Se consultó al asesor técnico y se revisó los boletines el CCPTP sobre el manejo cinegético que se realiza por parte del club, como el calendario de caza, cantidad de animales cazados, características y manejo de los mismos.
- v. **Factores de riesgo:** Se identificaron que factores podrían predisponer al desarrollo de enfermedades en los venados cola blanca.

E. Estandarización de procedimientos: Entre el 2011 y 2012 se realizaron cinco viajes (julio, setiembre y diciembre 2011, y agosto y diciembre 2012) en los que realizaron cuatro necropsias en total (una hembra juvenil, una hembra adulta, dos machos adulto) de las que se recolectaron cincuenta muestras biológicas (Figuras N° 2 y 3) que incluyeron tejidos de nueve

órganos (cerebro, corazón, pulmón, hígado, riñón, intestinos, órganos reproductores, músculo y hueso) en formol al 10%, por cada cadáver, para análisis histo-patológico; ectoparásitos (garrapatas de los cuatro venados) y una muestra de heces por animal para análisis parasitológico; hisopados de tejidos infectados de dos ejemplares (hembra adulta y uno de los macho) y de heces de ganado bovino, una en el 2011 y 83 en el 2012, para análisis microbiológico, tanto para microorganismos aeróbicos como anaeróbicos, frotices sanguíneos para descarte de hemoparásitos y suero sanguíneo, este último fue almacenado para análisis posteriores.



Figura N° 2. Hisopado para análisis microbiológico (Fotografía de Pedro Vásquez)



Figura N° 3. Necropsia de uno de los cuatro ejemplares (Fotografía de Pedro Vásquez)

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Como se mencionó en los capítulos previos, las enfermedades de la fauna silvestre son un factor ecológico que muchas veces no se tienen en cuenta y que tiene una influencia directa sobre la dinámica poblacional de muchas especies, como se pudo apreciar en el evento ocurrido en el año 2011, en el sector Sauce Grande del CCEA, en donde se observó cambios en la población de venados cola blanca (estimándose la muerte de 300 animales aproximadamente), lo que se pudo verificar luego durante la realización del XXVII ejercicio de campo de los estudiantes del Programa de Maestría de Conservación de Recursos Forestales (Pedro Vásquez, comunicación personal). Este evento coincidió con el inicio de las visitas para el desarrollo del protocolo sanitario para el venado cola blanca en el CCEA y permitió conocer más el lugar, tomar información y confirmar como la presentación de algunas enfermedades tiene estrecha relación a otros factores, como ambientales (clima) o la presencia de seres humanos y animales domésticos.

A finales del 2010, varios ejemplares de venados cola blanca del sector Sauce Grande fueron reportados con un pelaje en muy mal estado, luego de las necropsias, realizadas al año siguiente, se confirmó que este tipo de problema tenía relación a una infestación masiva de garrapatas (Figuras N° 4 y 5). Empezando el 2011, se confirmó que una fuerte sequía afectaba la región (Figura N° 12) y a mediados de junio de ese mismo año se observó una gran mortalidad de individuos juveniles, luego de dos meses esta fue incrementándose de manera notoria afectando también a ejemplares adultos. Previa a la muerte, los animales eran observados con cojeras, diarrea y salivación. Se realizó la necropsia de un total de cuatro cadáveres, encontrándose sobrecrecimiento y asimetría de las pezuñas con lesiones ulcerativas en la pared córnea y banda coronaria (Figura N° 6). En uno de los individuos, a nivel interdigital se evidenció una herida profunda con presencia de material necrótico; se observó un abultamiento moderado de los metacarpos, en el cual se halló una secreción blanquecina de tipo purulenta. A nivel de las falanges distales se evidenció una desviación hacia lateral que luego fue

evaluada mediante radiografía, confirmándose una fractura completa y osteólisis (Figura N° 7). De estas lesiones se tomaron muestras para análisis microbiológico en donde se obtuvieron bacilos Gram negativos fusiformes compatibles con *Fusobacterium* sp. (Figura N° 2) (Club de Caza, Pesca y Turismo - Piura, 2011a).

En bovinos, *Fusobacterium necrophorum* es el principal agente etiológico causante de pododermatitis, también conocida como necrobacilosis interdigital, que es una infección necrotizante, aguda o crónica, de la piel interdigital y banda coronaria adyacente al tejido sub-cutáneo (Togoe et al, 2008; Cardona y Cano, 2003), aunque también se ha comprobado la existencia de un sinergismo con *Actinomyces pyogenes* (Tadepalli et al, 2009; Nagaraja y Chengappa, 1998) y asociación con *Porphyromonas levii* y *Prevotella intermedia* (Nagaraja et al, 2005).

Diversos reportes de mortalidad del venado de cola blanca a nivel mundial mencionan como causa principal necrobacilosis y pododermatitis por *F. necrophorum* (Sieber et al, 2010; Haigh et al, 2005; Chirino-Trejo et al, 2003; Gavin et al, 1984). Además, *A. pyogenes* ha sido reportada en un menor grado como causante de pododermatitis en esta especie (Karns et al, 2009; Chirino-Trejo et al, 2003; Nettles et al, 2002). *F. necrophorum* también ha sido aislado en una gran variedad de ungulados silvestres de vida libre, tales como el antílope americano (*Antilocapra americana*) (Edwards, 2001; Wobeser et al, 1975; Chalmers, 1974), el ñu azul (*Connochaetes taurinus*) (Gainer, 1983), el bisonte europeo (*Bison bonasus*) (Jacob et al, 2000), el corzo (*Capreo luscapreolus*) y el cefalofo azul (*Philantomba monticola*) (Roeder et al, 1989).

En este caso en particular se sospechó que el ganado bovino actuó como principal fuente del agente patógeno. Se realizó un análisis microbiológico de una muestra de excremento de ganado, dando positivo a *F. necrophorum*. Al parecer la sequía (las precipitaciones en 2011 alcanzaron los 151.6 mm) predispuso a la presentación de estos episodios, debido a que hubo escases de alimentos, esto disminuyó la condición corporal de ambas especies y probablemente hizo que el ganado empezará a

excretar la bacteria debido a que su sistema inmunológico se encontraba deprimido, lo que se pudo notar con la gran infestación de garrapatas *Rhiphicephalus (Bophilus) microplus* que presentaban ambas especies; este ectoparásito ha sido reportado en bovinos en la región Piura y otros lugares del país (Dale, 1997). La falta de agua también hizo que ambas especies se concentraran, compartiendo los pocos abrevaderos que se podían encontrar, por lo que los venados entraban en contacto directo con heces de vacas, ya que estas al mismo momento que tomaban agua, defecaban y orinaban, como se observó en las fotografías tomadas por las cámaras trampa colocadas en la zona (Observación personal) (Figuras N° 8 y 9). Evidenciándose la estrecha relación sanitaria que hay entre las dos especies. A raíz de esto, el CCTPP adoptó algunas medidas de manejo que sirvieron para disminuir la exposición de los venados a la potencial fuente del patógeno: La primera medida implementada fue la incineración de todos los cuerpos hallados, registrándose con GPS la ubicación de cada evento (Figura N° 10); como se observó que la gran mayoría se localizaba alrededor de los las pocas aguadas disponibles, se crearon abrevaderos artificiales cercados para evitar el ingreso de vacas y se redujo el número de ganado (Observación personal) (Figuras N° 11 y 12).

Existen algunos modelos de manuales de sanidad animal para otras especies silvestres, como el elaborado para jaguares por Deem y Karesh (2005) o el hecho para tapires por el Tapir Specialist Group de la IUCN (Medici et al, 2007), este último surgió por un evento parecido en la Reserva Nacional de Tambopata con *Tapirus terrestris*, donde finalmente no se pudo registrar los hechos que llevaron a la muerte de varios ejemplares (Observación personal). Por eso estos manuales pueden servir como modelo para la elaboración del protocolo sanitario para el venado cola blanca en el CCEA.



Figura N° 4. Fotografía de cámara trampa: Venado cola blanca hembra con pelaje hirsuto



Figura N° 5. Fotografía de cámara trampa: Venado cola blanca hembra con pelaje hirsuto

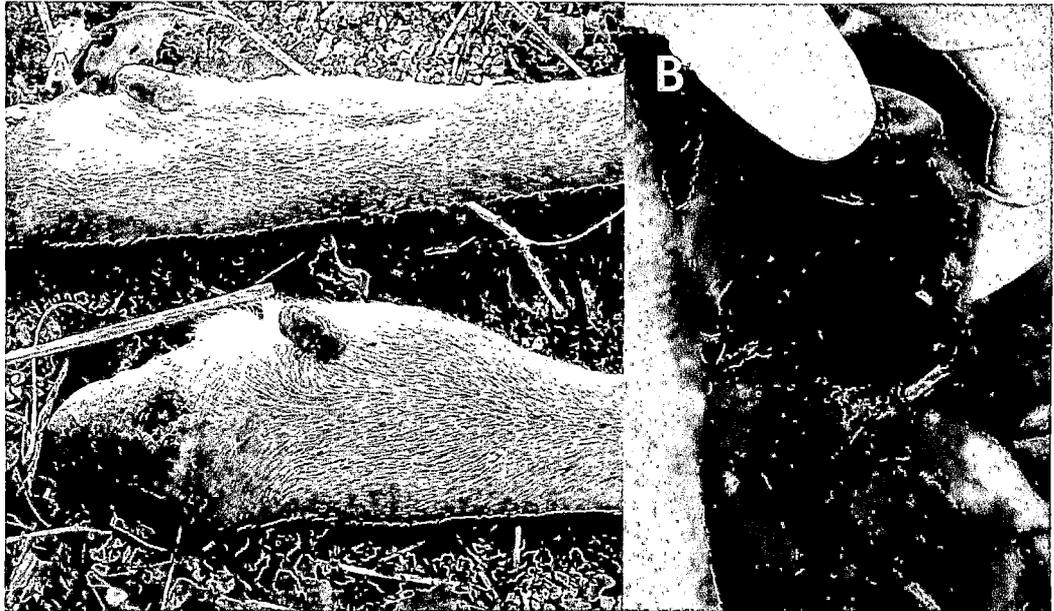


Figura N° 6. (A) Miembro anterior aumentado de tamaño y úlcera profunda en pezuña (B) Herida interdigital profunda con material necrótico (Fotografías de Pedro Vásquez)



Figura N° 7. Radiografía de miembro anterior lesionado: Fractura de falanges y osteólisis (Fotografía de Roberto Elías)

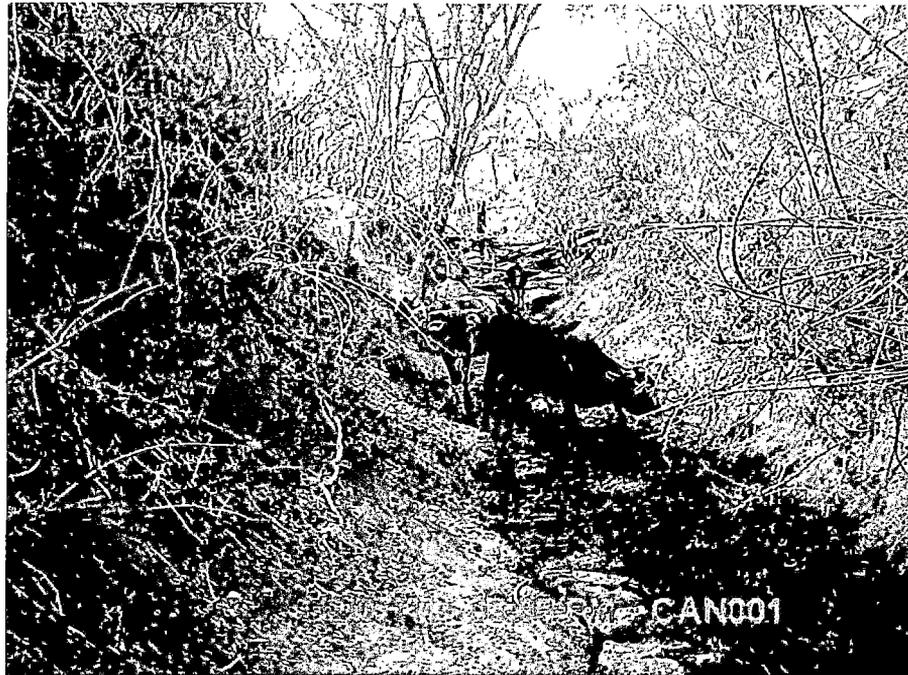


Figura N° 8. Fotografía de cámara trampa: Ganado bovino en aguada o jaguay



Figura N° 9. Fotografía de cámara trampa: Ganado bovino en aguada o jaguay

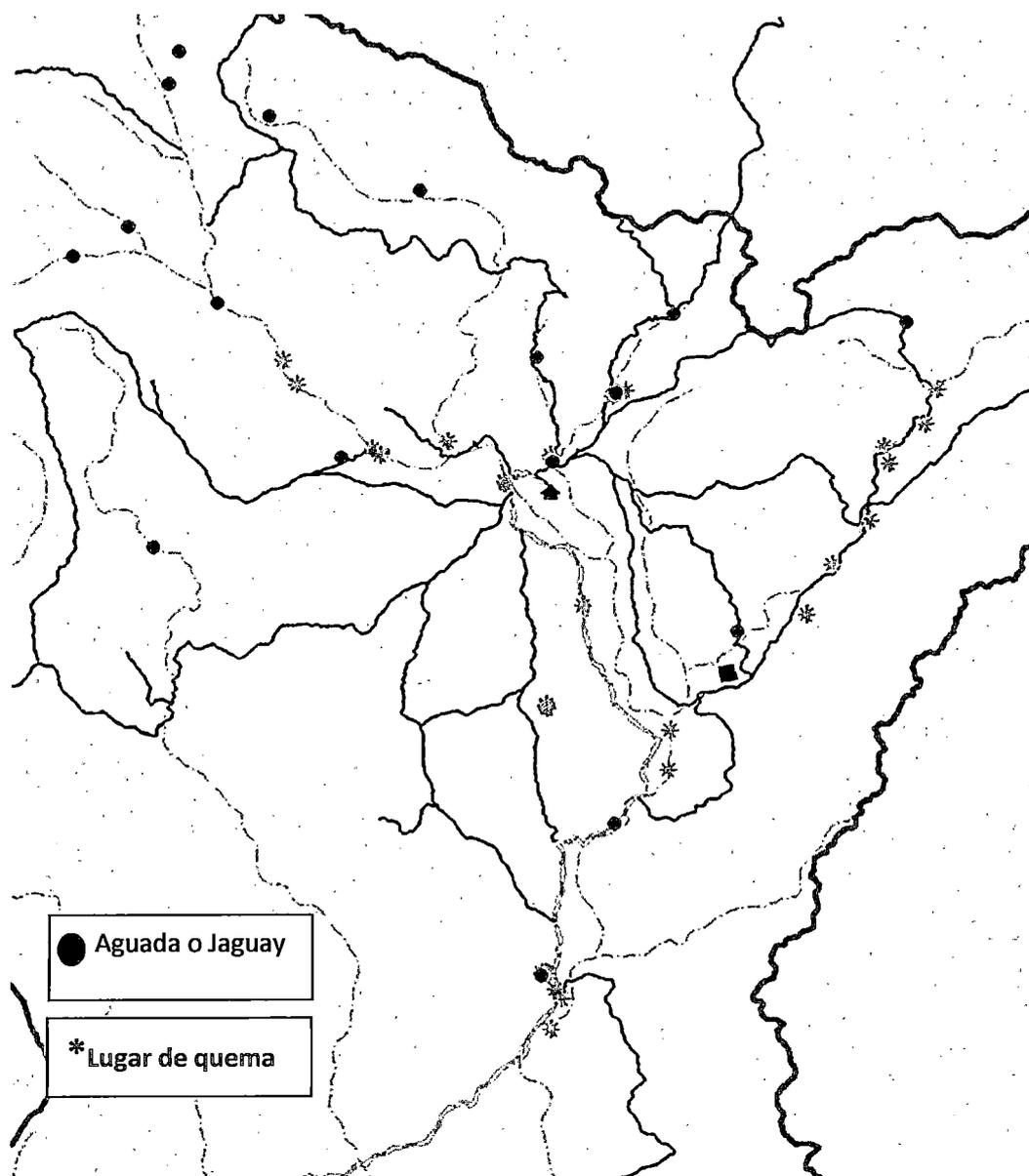


Figura N° 10. Lugares de quema que corresponden a 24 cadáveres (10 hembras, 10 machos y 4 indeterminados) de venados encontrados, en diferentes estados de descomposición, durante la visita de inspección (Fuente: Elías y Vásquez, 2011).



Figura N° 11. Fotografía de cámara trampa: Abrevadero artificial cercado para evitar ingreso de ganado bovino

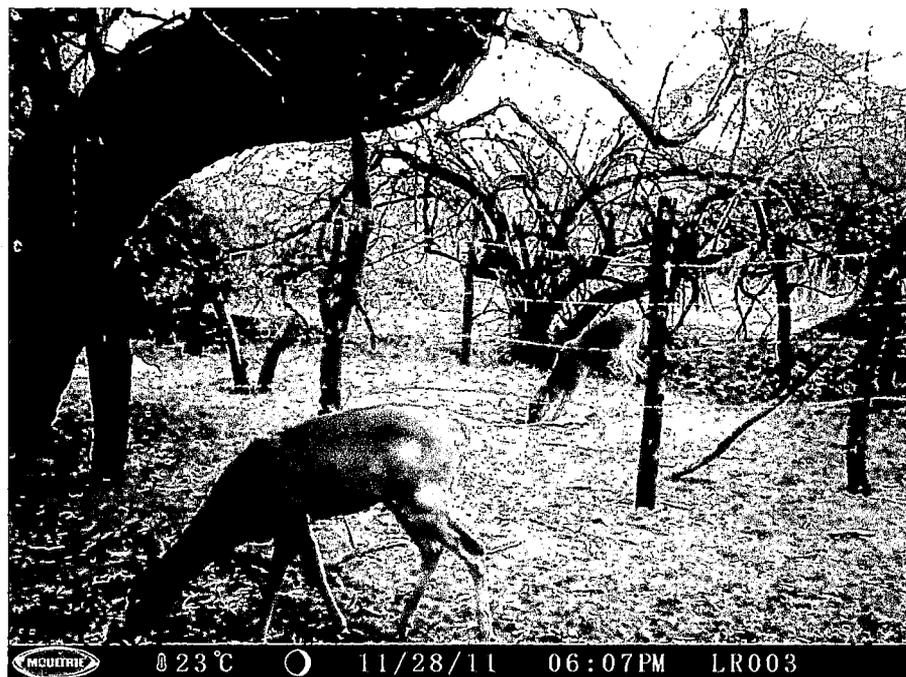


Figura N° 12. Fotografía de cámara trampa: Abrevadero artificial con venado cola blanca

El no tener un protocolo sanitario en áreas naturales hace que mucha información valiosa se pierda y que luego no se pueda explicar algunos cambios en los ecosistemas, tal como ocurrió en el CCEA en el año 1976, que por conversaciones con los guías y ganaderos del lugar se sabe que hubo un gran episodio de los que ellos llaman “plaga” o “peste”, que causó una gran mortalidad de venados pero en la que no se recopiló ningún dato, tomándose únicamente la decisión de declarar una veda para caza de venados, veda que se mantendría a lo largo de los años sin evaluar sus efectos. Esta información perdida podría haberse utilizado para realizar una comparación con lo sucedido en el 2011 y saber el grado de relación de ambos eventos o para los cambios en la población de venados en esa época.

Según el Servicio Nacional de Sanidad Agraria (SENASA), en nuestro país se han reportado varias enfermedades infecciosas para rumiantes domésticos, como se detalla en el Anexo N° 1.1, éstas a pesar de que no han sido registradas en venados cola blanca en el Perú, sí podrían infectarlos. Algunas de esas enfermedades se encuentran en las Listas de la Organización Mundial de Sanidad Animal (OIE) (Anexo N°1.2). Estas listas han sido declaradas por SENASA, bajo Resolución Jefatural N° 271-2008-AG-SENASA, como enfermedades notificables debido a su vital importancia en la vigilancia epidemiológica nacional. En nuestro país, la notificación de enfermedades de los animales es de carácter obligatorio y está establecido en el Artículo N° 9 del Decreto Legislativo N° 1059 “Ley General de Sanidad Agraria”, es por ello que es muy importante conocer que está pasando con la población en el CCEA, porque además algunas de estas son consideradas zoonóticas (tuberculosis bovina, rabia, ántrax, etc.). El formato para notificación se encuentra *en línea* en la página web oficial de SENASA (www.senasa.gob.pe).

En la actualidad, muchas enfermedades en poblaciones silvestres son consideradas zoonóticas emergentes convirtiéndose en grandes amenazas para la salud pública (Rodríguez et al, 2009). Una de esas es el ántrax o carbunco, enfermedad bacteriana que ha sido reportada en la región Piura y es altamente contagiosa en rumiantes domésticos y silvestres pero que además puede ser mortal en seres

humanos (Cabezas et al, 2005). Esta ha sido mencionada por los guías del CCPTP como una enfermedad presentada en su ganado en el pasado.

Con la búsqueda bibliográfica realizada queda claro que en nuestro país las investigaciones en aspectos sanitarios de la fauna silvestres son escasas. La pocos trabajos encontrados se enfocan en quitridiomycosis en anfibios, influenza aviar en aves silvestres o en algún reporte aislado de casos clínicos de animales de zoológico. Con este protocolo se pretende promover la toma sistemática de información para contar con un banco de datos sanitarios de una población silvestre de venado cola blanca.

Las muestras tomadas de las cuatro necropsias realizadas fueron analizadas en laboratorios de Lima pertenecientes a la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Peruana Cayetano Heredia. Entre los resultados obtenidos podemos destacar la identificación de las garrapatas *Rhiphicephalus (Bophilus) microplus*, que fueron recolectadas de los cuatro animales, y el aislamiento de tres bacterias anaeróbicas, de los géneros *Fusobacterium*, *Actinomyces* y *Arcanobacterium*, que crecieron de los hisopados tomados de las heridas infectadas de las extremidades de los venados cola blanca, las cuales también fueron aisladas de una muestra de heces de ganado bovino.

Propuesta de protocolo sanitario para el venado cola blanca del sector Sauce Grande - Coto de Caza El Angolo

Este protocolo se ha basado en la información obtenida de la búsqueda bibliográfica, y de los hallazgos y lo observado en las visitas al sector Sauce Grande del Coto de Caza El Angolo entre el 2011 y 2013.

A. Coto de Caza El Angolo:

Es un Área Natural Protegida establecida el 1 de Julio de 1975 mediante Resolución Suprema N° 264-75-AG, abarca una extensión de 65 000 ha. Se extiende sobre la parte de las estribaciones del macizo sur de la cordillera montañosa de los Amotapes. El paisaje está conformado por un conjunto de colinas bajas y medianas, interrumpidas por quebradas de amplitud y régimen variable. El rango altitudinal del lugar va desde los 540 msnm en el caserío de El Angolo hasta los 1 613 msnm en la cumbre del cerro Carrizal. Presenta, en general, un clima seco con escasa precipitación pluvial y un alta tasa de evapotranspiración. El CCEA se encuentra en la provincia biogeográfica del Bosque Seco Ecuatorial, presentando tres zonas de vida y una de transición: Bosque seco – premontano tropical, monte espinoso – tropical, monte espinoso – premontano tropical y la transición matorral desértico – premontano tropical a matorral desértico – tropical (Vásquez y Justo, 2009).

- i. **Vías de acceso:** tiene dos accesos, en el sector noroeste por la quebrada Fernández desde la localidad de Máncora y por el sur oeste por una trocha de 77 kilómetros desde el centro poblado de Samán (Marcavelica, Sullana) hasta la localidad de Sauce Grande (Figura N° 1). A pesar de la diferencia en longitudes de ambas vías, la duración de los dos trayectos está entre las dos a tres horas aproximadamente, debido

a la calidad de ambos caminos. Esto permite un ingreso y un envío de muestras relativamente rápido.

- ii. **Instalaciones:** El CCTP cuenta con un albergue con 16 camas, que aloja a los cazadores y visitantes al sector Sauce Grande, ésta cuenta con instalaciones eléctricas con ayuda de paneles solares que permite el uso de equipos como refrigeradores y congeladoras, centrifugas y microscopios, esto es de bastante utilidad si se piensa en implementar un protocolo en donde se planea toma y almacenamiento de muestras biológicas (Observación personal).
- iii. **Antecedentes ambientales:** El CCEA está dentro del clima desértico de la costa peruana. En la Figura N° 13 se puede apreciar el registro de precipitación mensual desde el año 1995 al 2013, en donde se puede notar los cambios notorios que hubo entre los años 2010 y 2013, esas variaciones tuvieron influencia sobre el paisaje y sobre la disponibilidad de recursos que sirven de alimentos para los venados cola blanca.

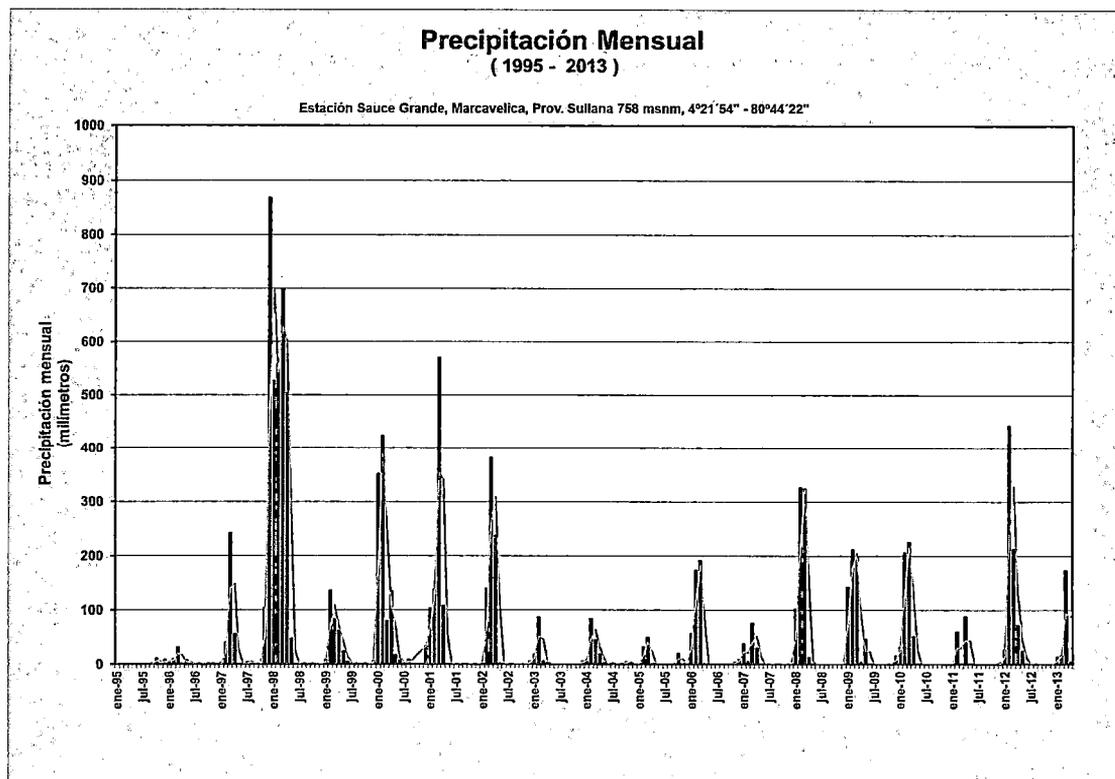


Figura N° 13. Precipitación mensual del sector Sauce Grande (Fuente: Centro de Datos para la Conservación, UNALM)

iv. **Población estimada de venados:** Todos los años se realiza un ejercicio de campo por los estudiantes del Programa de Maestría de Conservación de Recursos Forestales, a cargo del Ing. Pedro Vásquez, en donde con ayuda de transectos que se realizan en las trochas, se estima la población de venados del sector Sauce Grande. En las figuras N° 14 y 15, se puede ver el que el número de observaciones y densidad de venados disminuyó de manera marcada entre el 2010 y 2012, coincidiendo con el evento sanitario de esos años, la cual se viene recuperando (2013). Por otro lado, en el último ejercicio (XXVII) se estimó una población de 1000 ejemplares aproximadamente (Pedro Vásquez, comunicación personal).

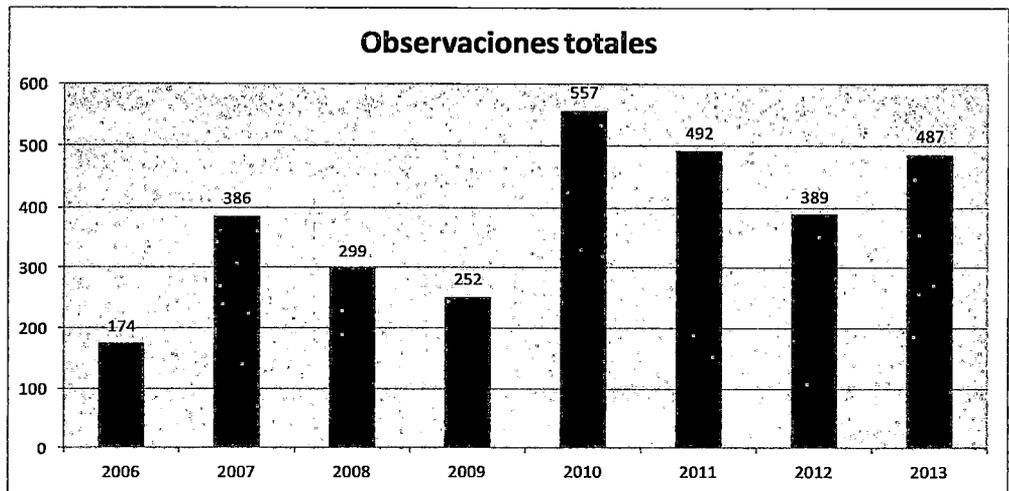


Figura N° 14. Observaciones totales de venados durante los ejercicios de campo de UNALM entre 2006 y 2013.

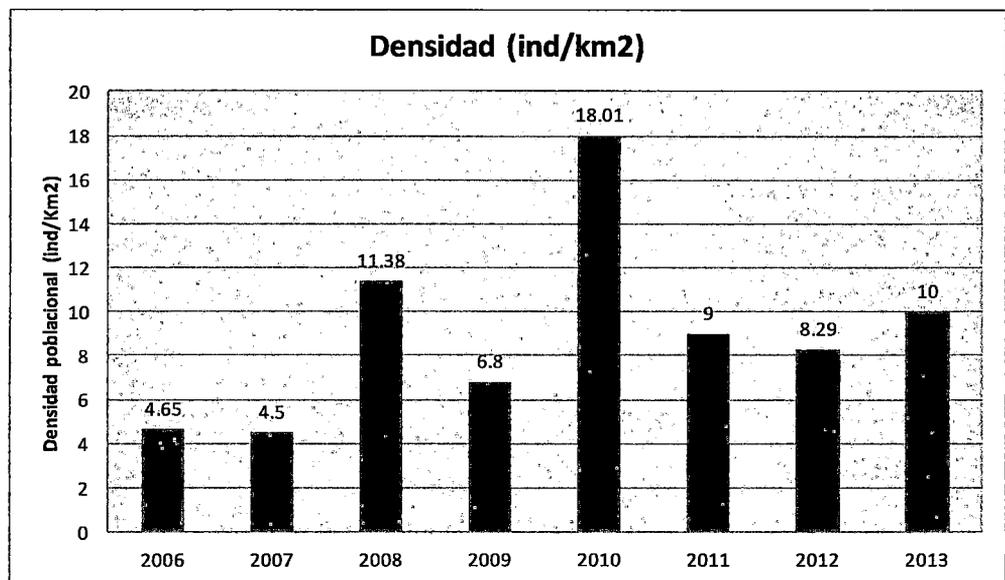


Figura N° 15. Densidad de venados calculada durante los ejercicios de campo de UNALM entre 2006 y 2013

- v. **Manejo cinegético:** La temporada de caza se inicia todos los 1 de mayo y concluye los últimos días de noviembre, siendo el primer mes solamente para la cacería con ballesta y arco y flecha. La cuota de caza es de 100 ejemplares machos de seis puntas

y 140 puntos al año, cuota que muchas veces no se logra (Pedro Vásquez, comunicación personal).

- vi. **Manejo sanitario:** No se cuenta con protocolos para la evaluación sanitaria de animales silvestres ni domésticos dentro del sector Sauce Grande (Observación personal). Los guías más antiguos del CCPTP recuerdan un evento anterior (1976) pero no existen registros al respecto, con la excepción de las declaratorias de veda renovadas anualmente pero sin evaluación. Además es poca la presencia del Servicio Nacional de Sanidad Agraria (SENASA) en los alrededores del sector, y se reduce a escasas campañas de vacunación del ganado estabulado de los pobladores en las cercanías.
- vii. **Factores de riesgo:** Los factores que pueden considerarse como de riesgo para la aparición de enfermedades son la presencia de animales domésticos, el clima y los potenciales reservorios de enfermedades. Entre los animales domésticos dentro del perímetro del sector Sauce Grande, como son el ganado bovino, caprino y equino, siendo las dos primeras especies más cercanas al venado cola blanca (Orden Cetartiodactyla), además se pueden observar perros de caza que pertenecen al CCPTP y algunos otros que son usados para arriar al ganado por parte de los ganaderos locales y mascotas de los guías, éstos dos últimos con ingresos esporádicos al área. En las afueras también se pudieron observar, además de las especies antes mencionadas, cerdos, ovinos, aves de corral y gatos domésticos (Observación personal). Otro factor importante es el clima, debido a que la zona un bosque seco ecuatorial estacional depende mucho de las lluvias para sobrevivir durante el resto del año cualquier escasez del recurso agua, puede debilitar a los animales que lo habitan y predisponerlos al desarrollo de enfermedades infecciosas y parasitarias, es común observar en estos periodos zorros (*Lycalopex sechurae*) con lesiones compatibles con

sarna sarcóptica (Pedro Vásquez, comunicación personal). La estación húmeda tiene una duración aproximada de tres meses (coincide con los meses de verano) y la seca de nueve meses, en líneas generales estas están condicionadas por la corriente peruana, la corriente cálida o del “El Niño”, la presencia de Cordillera de los Andes y su posición cercana a línea ecuatorial (Vásquez y Justo, 2009). Las precipitaciones varían según se avance de Norte a Sur y de Oeste a Este registrándose desde 1 537 mm anuales en el extremo Nor-Oriental hasta valores muy bajos de 47 mm en Talara o de 67 mm en Marcavelica (Vásquez y Justo, 2009). En algunos años se ha visto que la duración de estas estaciones puede variar y esto tiene efecto sobre la disponibilidad de recursos para los venados (alimento y agua) como se observó en el año 2011. Un último factor que también se debe tener en cuenta para evaluaciones futuras es la presencia de potenciales reservorios silvestres de algunos agentes infecciosos, como por ejemplo el murciélago hematófago (*Desmodus rotundus*), reservorio de rabia silvestre o de diferentes especies de roedores, como la ardilla nuca blanca (*Sciurus stramineus*), que podría servir de reservorio de leptospirosis (Montes et al, 2011).

B. Características generales del venado cola blanca:

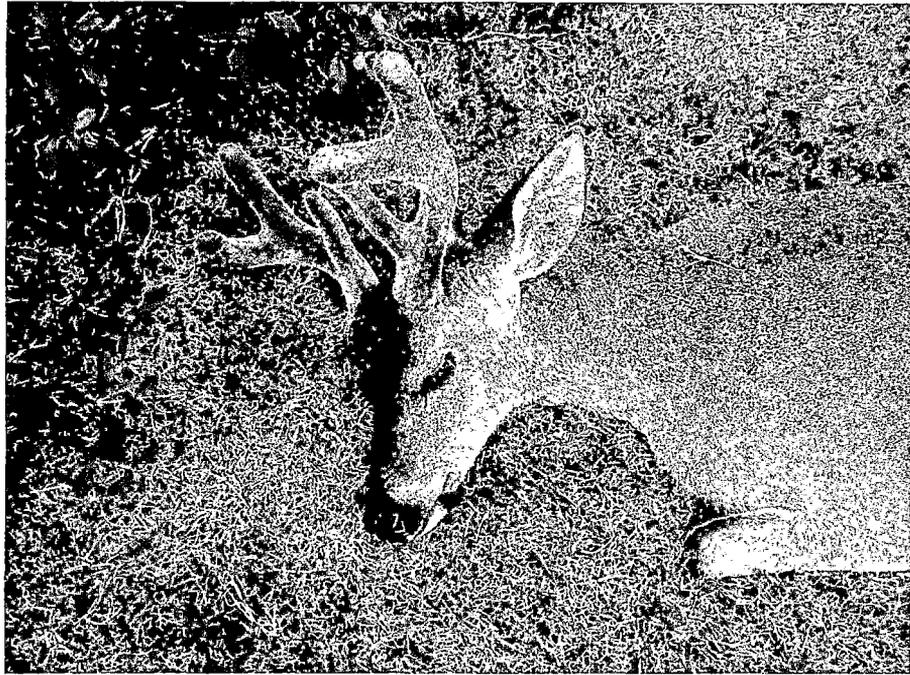
El venado cola blanca está categorizado como Preocupación menor (LC) por la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN) y sólo la subespecie *Odocoileus virginianus mayensis*, nativa de Guatemala, está dentro del Apéndice III de la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres (CITES). El Estado Peruano no la ha considerado dentro del Decreto Supremo 004-2014-MINAGRI, en donde se actualiza la lista de clasificación y categorización de especies amenazadas de fauna silvestre legalmente protegida. Presenta características morfológicas

muy similares al resto de los miembros del suborden Ruminantia (orden Cetartiodactyla), aunque con algunas propias de la familia Cervidae que las diferencia del resto, las cuales las mencionaremos a continuación:

- i. **Etimología:** “*Odous*” (G), diente y “*koilos*” (G), hueco o vacío “diente vacío” en alusión a que esta especie posee dientes ahuecados. Perú, país de Sudamérica y “*anus*” (L), sufijo que significa “perteneciente a Perú”, en referencia a que el holotipo de esta especie proviene de dicho país (Tirira, 2007).
- ii. **Morfometría:** CC 1 130-2 260 mm; LC 100-250 mm; LP 350-380 mm; LO 110-130 mm; AH 950-1 000 mm. Peso 50-120 kg (Tirira, 2007).¹
- iii. **Descripción:** La coloración varía desde ocre hasta grisácea con pelo blanco alrededor de varias partes del cuerpo siendo más evidente bajo la cola lo que le da un aspecto bicolor. Una pequeña franja de color pardo oscura en la parte inferior del rostro y que se continúa en el labio inferior, tiene la forma de un bozal (Halls, 1984). Las patas anteriores y las posteriores son de igual longitud por lo que la espalda se observa recta y horizontal a diferencia de otras especies (Tirira, 2007). Presenta dimorfismo sexual. La fórmula dental en esta especie es I 0/3, C 0/1, P 3/3, M 3/3 para un total de 33 dientes (Tirira, 2007). Los machos adultos presentan cornamentas ramificadas con varias puntas que surgen del eje principal y se encuentran inclinadas hacia atrás. Estas cornamentas pueden alcanzar según la edad entre 8 y 64 cm desde la base y se renuevan cada año en el invierno (hemisferio norte) o durante el verano (hemisferio sur) después del apareamiento (Boada, 2014, Club de Caza, Pesca y Turismo – Piura, 2011b). Las astas o cornamentas son crecimientos

¹CC: Longitud Cabeza y Cuerpo, LC: Longitud Cola, LP: Longitud de la Pata Trasera, LO: Longitud de Oreja, AH: Altura hombro

óseos anuales que provienen de la región frontal del cráneo y se encuentran cubiertos por piel (“terciopelo” o “velvet”) en la etapa inicial de su desarrollo, pero después se convierten en un hueso maduro compacto (Figuras N° 16 y 17). El tejido generativo es tejido óseo especializado, conocido como pedúnculo, en la zona dorsal del hueso frontal. El desarrollo completo de las astas suele tomar entre 3 a 4 meses. Suelen crecer como máximo 1cm/día, sobretodo en especies grandes (Fowler, 1993). Poseen glándulas odoríferas alrededor de los ojos, en la frente y en las patas, las que conjuntamente con la orina, utilizan para comunicarse, marcar el territorio, atraer al sexo opuesto y como señal de peligro (Halls, 1984). Son rumiantes verdaderos por lo que su tracto es similar al de otros miembros de este Suborden pero no poseen vesícula biliar, a excepción de los ciervos almizcleros (*Moschus spp.*) (Fowler y Boever, 1986).



**Figura N° 16. Venado cola blanca macho con astas de 6 puntas con “terciopelo” o “velvet”
(Fotografía de Roberto Elías)**



**Figura N° 17. Venado cola blanca macho con astas de 6 puntas desarrolladas (Fotografía de
Roberto Elías)**

C. Principales enfermedades infecciosas y parasitarias reportadas para venado cola blanca:

Los venados cola blanca por ser miembros de la familia Cervidae comparten muchas enfermedades con el resto de rumiantes, tanto domésticos como silvestres. A continuación se describirán las enfermedades que han sido reportadas en este especie, en la mayoría de casos muchas de ellas no han sido reportadas en nuestro país.

i. Priones:

- a. **Enfermedad de debilitamiento crónico o Caquexia crónica del ciervo y alce (CWD):** Es una encefalopatía espongiiforme transmisible. El causante es un agente proteínico infeccioso llamado prion. Los priones son formas anormales, resistentes a proteasas, de proteínas celulares codificadas por el sistema nervioso central y tejidos linfoides (Campbel, 2009; Williams y Miller, 2002). La acumulación de priones conlleva a neuro-degeneración y finalmente la muerte (Campbel, 2009; Sidgurson, 2008). Los priones permanecen infectivos en el suelo por más de 2 años. La presencia de la CWD en poblaciones silvestres de venado cola blanca es considerada como un serio problema de manejo porque no posee tratamiento y es 100% fatal. La erradicación en vida libre es casi improbable debido al largo periodo de incubación, signos clínicos iniciales imperceptibles, la resistencia del agente infeccioso, la contaminación del ambiente y los múltiples modos de transmisión. Los animales infectados son vistos con una pérdida de condición corporal, de ahí es donde viene el nombre de la enfermedad. No hay reportes en humanos, pero como no se conoce mucho sobre la enfermedad no se recomienda el consumo de la carne de los animales infectados (Campbel, 2009). El diagnóstico se realiza observando la presencia de priones en cortes histológicos de

cerebro o con pruebas de inmuno-histoquímica. Esta enfermedad no ha sido reportada aún en nuestro país.

ii. Virales:

- a. **Enfermedad hemorrágica:** Es causada por un Orbivirus de la familia Reoviridae, virus ARN de doble cadena transmitido por artrópodos (*Culicoides*). En caso de venados cola blanca, se han reportado dos enfermedades, lengua azul (BT) y enfermedad hemorrágica epizootica (EHD), las cuales están asociadas a morbilidad y mortalidad en gran escala (Beringer et al, 2000). El venado cola blanca es considerado el principal hospedador silvestre de ambas enfermedades, y el ganado bovino y ovino son considerados hospedadores domésticos. Los bovinos se pueden infectar tanto por BT como EHD pero rara vez muestran signos clínicos, en cambio, los ovinos no son susceptibles a EHD pero BT puede causar morbilidad y mortalidad. Los signos clínicos en venados son similares en ambas enfermedades, presentando gran variabilidad entre ejemplares de una misma población, mostrando desde signos agudos a crónicos; y esto tal vez tenga relación con el grado de virulencia del patógeno e inmunidad del animal. Los signos pueden ser depresión, emaciación (pérdida de peso), hinchazón de la cara, hipertermia, claudicación, pérdida de apetito, actividad reducida y complicaciones respiratorias. Las lesiones varían de acuerdo al cuadro, en la forma hiperaguda los animales mueren a menudo mostrando edema de la conjuntiva, cabeza, lengua, cuello y pulmones; en casos agudos las lesiones continúan y se observan además congestión o hemorragias de corazón, rumen e intestinos, y necrosis de omaso, rumen y lengua. Por último, en caso de cuadros crónicos presentan también pezuñas quebradas o irregulares y pérdida de papilas del rumen. Las técnicas de diagnóstico pueden ser serológicas

(inmunodifusión en agar gel, sero-neutralización o ensayos inmuno-absorbentes ligados a enzimas de competencia) o moleculares (RT-PCR) (Campbel, 2009). Estas enfermedades no han sido reportadas aún en el país y están en la lista de enfermedades de notificación obligatoria para SENASA.

iii. Bacterianas:

- a. **Ántrax o carbunco bacteriano:** Producida por una bacteria llamada *Bacillus anthracis* (Kellog et al, 1970). En general, se disemina en forma de esporas. La spora es una forma latente que ciertas bacterias adquieren cuando no cuentan con provisión de alimento. Estas pueden desarrollarse y ocasionar enfermedades cuando existen mejores condiciones. El ántrax ocurre en forma natural alrededor del mundo en ungulados domésticos y silvestre, especialmente en ganado vacuno, ovejas, cabras, camellos y antílopes. También puede presentarse en los seres humanos cuando son expuestos a la bacteria, generalmente a través de la manipulación de animales o cueros de animales. Es frecuente encontrar rumiantes muertos sin que se hayan presentado ningún signo de enfermedad. En esta forma aguda de la enfermedad puede registrarse fiebre alta, temblores musculares y dificultad para respirar justo antes del colapso y muerte del animal. La sangre sin coagular puede exudar por los orificios corporales y no siempre se observa la rigidez post mortem. Los caballos, o en ocasiones los rumiantes, pueden presentar trastornos digestivos, cólico, fiebre, depresión y a veces hinchazón. Estos síntomas pueden durar cuatro días hasta conducir a la muerte. Los carnívoros que se alimenten en una fuente infectada pueden presentar una forma intestinal de la enfermedad con fiebre y calambres, pero a veces se recuperan. Los reportes sobre esta enfermedad existen desde hace muchos años, especialmente en Norteamérica

(Kellog et al, 1970). Según SENASA, esta enfermedad ha sido diagnosticada en ganado bovino en nuestro país. El carbunco bacteriano se diagnostica con un examen de sangre (o de otros tejidos) para detectar la presencia de la bacteria. Para tomar muestras se procederá con mucho cuidado con la finalidad de evitar la contaminación del medio y de prevenir la exposición del hombre a la bacteria. Las muestras de sangre de cadáveres relativamente frescos contienen un gran número de *B. anthracis*, observables al microscopio, que se pueden cultivar y aislar en el laboratorio, o pueden detectarse mediante *test* rápidos, por ejemplo la reacción de la polimerasa en cadena (PCR).

- b. **Brucelosis:** La brucelosis es una enfermedad infecciosa causada por una bacteria del género *Brucella*. Diversas especies de animales y el humano pueden contraer esta enfermedad. la brucelosis es principalmente una enfermedad reproductiva pero también puede ocasionar fiebre recurrente, artritis o infección de la ubre (mastitis). La brucelosis puede afectar a ovejas, cabras, bovinos, cerdos, caballos, y perros. Esta enfermedad también puede afectar a ratas y animales silvestres, incluyendo venados, bisontes, wapitis, alces, camellos, búfalos de agua y mamíferos marinos. Usualmente *Brucella* se propaga entre los animales a través del contacto con tejidos y fluidos de la parición (placenta, fetos abortados, fluidos fetales, descargas vaginales). Las bacterias también pueden encontrarse en la leche, sangre, orina, y semen de animales infectados. Los animales pueden adquirir la bacteria mediante la ingestión (oral), contacto directo con membranas mucosas (ojos, nariz, boca) o lesiones en la piel.

- c. **Tuberculosis (TB):** Es una enfermedad bacteriana crónica que se encuentra de manera primaria en el ganado bovino, aunque tiene un amplio rango de hospedadores. El agente causal es el *Mycobacterium bovis*, una bacteria Gram positiva, no móvil y no esporulada. Los signos clínicos pueden aparecer en semanas o años, y van desde pérdida de peso, inflamación de nódulos linfáticos, abscesos supurativos de los nódulos linfáticos, tos e intolerancia al ejercicio. La TB se caracteriza por la presencia de granulomas en pulmón, nódulos linfáticos y pericardio en venados cola blanca, y son considerados hospedadores de mantenimiento primario para la enfermedad en Norteamérica. La transmisión es por vía oral y respiratoria. En humanos la transmisión se da con el consumo de carne de venado contaminada principalmente. El diagnóstico presuntivo se puede hacer con la inspección macroscópica de lesiones sospechosas. El examen histopatológico y cultivo bacteriano son las principales formas de diagnóstico, también se utilizan pruebas serológicas y de inmunidad celular (Campbel, 2009). Esta enfermedad si ha sido reportada en el Perú.
- d. **Pododermatitis infecciosa:** *Fusobacterium necrophorum* es el principal agente etiológico causante de pododermatitis, también conocida como necrobacilosis interdigital, que es una infección necrotizante, aguda o crónica, de la piel interdigital y banda coronaria adyacente al tejido sub-cutáneo (Togoe et al, 2008; Cardona y Cano, 2003), aunque también se ha comprobado la existencia de un sinergismo con *Actinomyces pyogenes* (Tadepalli et al, 2009; Nagaraja y Chengappa, 1998) y asociación con *Porphyromonas levii* y *Prevotella intermedia* (Nagaraja et al, 2005). Diversos reportes de mortalidad del venado de cola blanca a nivel mundial mencionan como causa principal necrobacilosis y pododermatitis por

F. necrophorum (Sieber et al, 2010; Haigh et al, 2005; Chirino-Trejo et al, 2003; Gavin et al, 1984). Además *A. pyogenes* ha sido reportada en un menor grado como causante de pododermatitis en esta especie (Karns et al, 2009; Chirino-Trejo et al, 2003; Nettles et al, 2002).

iv. Parasitarias:

- a. **Cisticercosis:** Se han reportado formas larvianas (metacestodes) de *Echinococcus granulosus*, *Taenia omissa* y *T. hydatigena* en venados cola blanca de Norteamérica (Forrester y Rausch, 1990; Stubblefield et al, 1987; Foreyt, 1981). Se encontró *Cysticercus* (Figura N°18) a nivel del omento en dos de los tres ejemplares a los que se le realizó la necropsia en el CCEA (Observación personal).



Figura N° 18. *Cysticercus* encontrado en omento (Fotografía de Pedro Vásquez)

b. Parelaphostrongyliasis: *Paralephostrongylus tenuis* es un nematodo que tiene preferencia por el cerebro de los venados de cola blanca, particularmente el espacio subdural y los senos venosos meníngeos. Es un parásito que se ha reportado con frecuencia en la zona Este de Norteamérica (Slomke et al, 1995). La fase preparasitaria del desarrollo larvaria es llevada a cabo completamente en el interior del hospedador intermediario. No existen etapas del desarrollo larvaria de vida libre en esta parte del ciclo de vida. Las larvas de primera etapa que ya han salido tiene que emigrar por el cuerpo del hospedador a través de un tortuoso camino para poder llegar al ambiente exterior donde encontrarán los hospedadores intermediarios. Los huevos son depositados en los senos venosos por los gusanos hembras. Estos huevos son llevados por el flujo sanguíneo venoso del corazón derecho y luego por las arterias pulmonares a los pulmones en donde se alojan en las camas capilares de los alvéolos. Las larvas de primera etapa (L1) se desarrollan y escapan hacia el interior de los alvéolos y emigran en el árbol bronquial, ayudados por el flujo ascendente de las células epiteliales ciliadas, hasta llegar a la faringe donde son deglutidas. Así pasan a través del tracto gastrointestinal y son expulsados al ambiente exterior con las heces del hospedador. Los gasterópodos terrestres (babosas y caracoles) sirven como hospedadores intermediarios. Estos son infectados cuando las L1 penetran el pie del gasterópodo, ya que las babosas y los caracoles atraviesan las heces fecales de los venados. Cuando las larvas invaden a los gasterópodos, llevan a cabo dos mudas (L1 a L2, y L3 a L4) para transformarse en la tercera etapa (L3) la cual es la forma infectiva.

Los venados son infectados ingiriendo babosas y caracoles infectados mientras estos se mueven y se alimenta de la vegetación baja. La tercera etapa larvaria es liberada de los tejidos de las babosas y los caracoles durante la digestión en el

abomaso y el intestino delgado, penetra la pared del intestino, migrando cruza por la cavidad peritoneal hasta llegar a las vértebras lumbares, sigue los nervios lumbares, y alcanza el canal vertebral aproximadamente diez días después de la infección. Las larvas en crecimiento y desarrollo emigran anteriormente a través del parénquima neural, especialmente en los cuernos dorsales de la materia gris. Aproximadamente cuarenta días después de la infección, los adultos inmaduros pueden ser encontrados en el espacio subdural de la médula espinal, en el que continúan su migración hacia su lugar predilecto, el espacio subdural y los senos venosos meníngicos. Los gusanos adultos inmaduros completan su desarrollo hacia la madurez sexual, y tras la copulación, y los gusanos adultos hembra completan su ciclo poniendo los huevos en los vasos sanguíneos meníngicos. El periodo prepatente es de aproximadamente 7 semanas (rango = 82-91 días).

- c. **Fasciolosis o distomatosis:** Es causada por el trematodo *Fasciola hepatica*, constituye una de las enfermedades de relevancia en el panorama ganadero mundial y nacional. El parásito afecta el hígado de numerosas especies animales, tanto poligástricos, como bovinos, ovinos, venados, camélidos sudamericanos y caprinos, como a monogástricos como equinos, caninos, cuyes, conejos, vizcachas, e inclusive al hombre. La biología de *F. hepatica*, implica un ciclo biológico heteroxeno, requiriendo para ello un hospedero definitivo (rumiantes y otros) y un intermediario (caracol del género *Lymnaea*) (Ticona et al, 2010).
- d. **Theileriosis:** *Theileria cervi* es un protozooario que actúa como parasito intra-eritrocítico y fue reportado por primera vez en Norteamérica por Kreier et al en el año 1962 (Yabsley et al, 2005).

- e. **Garrapatas:** Ectoparásitos relativamente comunes en el ganado, en especial de crianza extensiva (Dale, 1997) (Figura N° 19). En las necropsias realizadas en el año 2011, a los cuatro venados del CCEA, se identificaron ejemplares de *Rhiphicephalus (Bophilus) microplus*, especie comúnmente reportada en nuestro país en ganado bovino (Dale, 1997). *Amblyomma cajannense* y *Rhiphicephalus (Bophilus) microplus* son las dos especies reportadas para venados cola blanca sudamericanos (Barbantini et al, 2001). Infestaciones masivas de garrapatas pueden tener un efecto nocivo en los venados cola blanca, los signos clínicos y lesiones van desde prurito, hematomas, hemorragias intradérmicas, pérdida de sangre, abscesos secundarios, parálisis; esto puede llevar a anemia, pérdida de peso, pérdida de pelo y la muerte. Las garrapatas son consideradas como vectores de muchos agentes patógenos y parasitarios, principalmente hemoparásitos (Durdin et al, 1991).



Figura N° 19. Bovino doméstico infestado de garrapatas (Fotografía de Pedro Vásquez)

D. Evaluaciones sanitarias con animales vivos

Según lo visto en el CCEA, no es difícil observar venados a lo largo de todas las trochas del sector Sauce Grande a pesar que estos se pueden “mimetizar” con facilidad con el ambiente, pero esto se debe realizar manteniendo cierta distancia y con mucho sigilo para evitar asustar a los ejemplares, lo que haría difícil una evaluación a distancia. Por eso y debido a que existe la necesidad de incrementar la precisión de los métodos de monitoreo para evaluaciones poblacionales y estudios ecológicos (Voglioto et al, 2010) se recomienda ir incorporando diferentes técnicas de captura, las que también pueden ser útiles en las evaluaciones sanitarias. Entre los métodos que se recomienda en este protocolo, destacan las cámaras trampa que han

demostrado efectividad como método de alerta temprana de cambios en la condición corporal de los animales.

i. Técnicas indirectas:

- a. **Cámaras trampa:** Son dispositivos automáticos usados para capturar imágenes fotográficas de animales silvestres, registrando el día y la hora (Figuras N° 20 y 21). Existen dos tipos de sistemas de cámaras, las pasivas y las activas. Los sistemas activos incluyen transmisores que emiten una banda infrarroja y un receptor instalado en el frente que recibe el haz. El sistema dispara la cámara cuando un animal u objeto interrumpe ese haz. El sistema pasivo tiene sensores que operan en bandas infrarrojas termales que detectan las diferencias de temperatura entre el ambiente y un organismo que se cruza en el campo de detección (Voglioto et al, 2010). Las cámaras trampas se pueden utilizar para diferentes fines como: inventarios de especies, estudios de uso de hábitat, comportamiento, patrones de actividad, recursos claves y dietas, aspectos reproductivos, parámetros demográficos (Voglioto et al, 2010) e incluso, según lo observado en el CCEA, nos podría dar alguna información sobre la condición corporal de algunos ejemplares o de factores que pudieran estar influyendo en la aparición de ciertas enfermedades, como fue el caso de la mortalidad del año 2011, en donde se los animales se observaban en las fotografías con un pelaje hirsuto y pequeñas áreas alopécicas que luego se pudo corroborar que se trataba de infestaciones masivas de garrapatas (Figuras N° 4 y 5). Por ello, se recomienda el uso permanente (todo el año) de estos dispositivos para tener una alerta temprana de cualquier cambio en la condición de los animales.



Figura N° 20. Cámara trampa colocada en el CCEA (Fotografía de Roberto Elías)



Figura N° 21. Fotografía tomada por cámara trampa en el CCEA.

ii. Técnicas directas:

- a. **Trampas:** Las trampas son buenas herramientas para captura pero que luego deben ser complementadas con algún otro dispositivo que permita la contención de los animales. Para venados cola blanca se han reportado el uso de redes de cañón, jaulas trampa, entre otros. Un detalle adicional que se debe tomar en cuenta con el uso de estos dispositivos es el grado de estrés que podría ocasionar en los animales y esto puede estar aún más pronunciado en épocas del año donde la temperatura ambiental es bastante elevada (Vercauteren et al, 1999; Vercauteren et al, 1997; Pooler et al, 1997). Existe antecedentes no exitosos del uso de estos métodos en el sector Sauce Grande (Pedro Vásquez, comunicación personal).
- b. **Dispositivos para administración de fármacos a distancia:** Estos dispositivos son utilizados para contención química principalmente. En caso de animales de vida libre se suelen utilizar rifles y dardos, existiendo variedad de calibres y alcances (0-100m). Algunos modelos trabajan con CO₂ (Telinject®, Pseudart®, etc.) y otros utilizan pólvora (Capchur®). De igual forma hay diferentes tipos de dardos, algunos hechos en plástico y otros metálicos, siendo estos últimos los más resistentes para el uso en campo. Antes de elegir este método se debe probar cuál podría ser el o los protocolos de contención química más adecuados, sabiendo el tipo de topografía que tiene el CCEA, específicamente el sector Sauce Grande, para evitar que los animales se alejen mucha distancia y luego haga muy difícil su recuperación. Otra alternativa es el uso combinado de métodos, como las trampas y la contención química. Estos métodos no han sido probados en el CCEA pero podría tenerse como una alternativa para la evaluación de animales vivos.
- c. **Contención química:** Existen varios protocolos reportados para la contención o inmovilización química del venado cola blanca. Estos pueden variar según los

objetivos que se tenga; factores como el lugar (vida libre o cautiverio), la disposición y el acceso a ciertos fármacos anestésicos (no disponemos de todos en nuestro país), procedimiento que se desea realizar, estado de salud del animal, entre otros, van a influir en la elección del protocolo correcto, aunque también se recomienda probar diversos protocolos antes de elegir uno en el CCEA ya que por la naturaleza de los animales y el tipo de hábitat, el tiempo de inducción (tiempo que va desde que se administra la combinación anestésicas hasta que esta hace efecto) debería ser bien corta porque si no haría muy difícil completar la captura. Existen algunos protocolos reportados en diferente literatura que podrían servir de base para desarrollar uno propio. Algunos de estos han sido probados con ejemplares en cautiverio.

▪ **Xilacina:**

Protocolo: 0,5 a 1 mg/kg para sedación y 3 a 4 mg/kg para inmovilización (Boever, 1986), llegando hasta 6 mg/kg en algunos casos (Kreeger et al, 1999).

Antagonistas: 0,125 mg/kg de yohimbina (clorhidrato de yohimbina) ó 2 mg/kg de tolazolina, intravenoso (Kreeger et al, 1999).

Comentarios: La xilacina es un agonista α_2 de efectos sedante, analgésico y mio-relajante de resultados variables. Se puede utilizar solo o en combinación con otros fármacos. El tiempo de recuperación es un poco prolongado pero se puede acortar con el uso de antagonistas como la yohimbina y la tolazolina (esta última no se vende en el país). La xilacina se puede encontrar en dos presentaciones 20 mg/mL y 100

mg/mL. Este ha sido probado con ejemplares mantenidos en cautiverio en Lima y ha demostrado efectividad para la sedación (Observación personal).

▪ **Ketamina y Xilacina:**

Protocolo: 7,5 mg/kg de ketamina y 1,5 mg/kg de xilacina, vía intramuscular (Duquette et al, 2013; Kreeger et al, 1999).

Antagonista: 0,125 mg/kg de yohimbina ó 2 mg/kg de tolazolina, vía intravenoso (Kreeger et al, 1999).

Comentarios: Es una de las combinaciones más antiguas utilizadas en animales silvestres pero que aún mantiene vigencia. Su uso es más rápido y seguro que utilizar la xilacina sola; cuando se antagoniza con tolazolina se revierten completamente los efectos (Kreeger et al, 1986). Lo ideal es administrar el antagonista después de 30 a 40 minutos de inyectado la ketamina debido a que esta sólo revierte el efecto de la xilacina, y luego de ese tiempo es muy probable que los otros efectos ya se hayan diluido. Este ha sido probado con ejemplares mantenidos en cautiverio en Lima y ha demostrado efectividad para la anestesia ligera (Observación personal).

▪ **Ketamina y Medetomidina:**

Protocolo: 2 mg/kg de ketamina y 0,07 mg/kg de medetomidina, vía intramuscular (Kreeger et al, 1999).

Antagonista: 0,35 mg/kg de atipamizol, 50% vía intramuscular 50% vía intravenoso (Kreeger et al, 1999).

Comentarios: En nuestro país solo se puede encontrar dexmedetomidina, que es un fármaco fabricado a partir de una de las moléculas de la medetomidina, así que se recomienda utilizar la mitad de la dosis de esta última, tal como se ha probado en protocolos de contención química con venados cola blanca en cautiverio (Elías, sin publicar).

▪ **Tiletamina-Zolazepam:**

Protocolo: 1,5 a 10 mg/kg (Boever, 1986).

Comentarios: La recuperación es bastante prolongada (Observación personal). En la actualidad no es un fármaco que se encuentre con facilidad en el país.

▪ **Tiletamina-Zolazepam y Xilacina:**

Protocolo: 4,4 mg/kg de tiletamina-zolazepam y 2,2 mg/kg de xilacina, vía intramuscular.

Antagonistas: 0,125 mg/kg de yohimbina ó 2 mg/kg de tolazolina, intravenoso (Kreeger et al, 1999).

Comentarios: Con el antagonista solo se revierte el efecto de la xilacina.

Existen otros protocolos como la combinación butorfanol, azaperona y medetomidina o thiafentanil y xilacina, pero que no se podrían utilizar en nuestro país por falta de algunos de estos fármacos.

- d. **Examen clínico:** El examen clínico es la evaluación de salud que se hace en un individuo para conocer su condición. Está compuesto por un examen físico y por pruebas diagnósticas complementarias.

El examen físico es la evaluación corporal que se hace de un animal vivo, debe comprender una revisión de todos sus órganos y sistemas que sean evaluables sin necesidad de procedimientos invasivos. Para esto también se puede hacer uso de algunos instrumentos como el estetoscopio y termómetro, que se utilizan para medir algunas constantes fisiológicas como frecuencia respiratoria, frecuencia cardíaca y temperatura corporal.

- **Frecuencia respiratoria (FR):** Es el número de respiraciones que realiza el animal en un minuto. Esta constante puede verse afectada por diversos factores como estrés, ejercicio, efecto de anestésicos, temperatura ambiental, etc. A la FR que se encuentra por encima de los rangos normales se le conoce como taquipnea y a la que se encuentra por debajo de estos, bradipnea. El rango observado en animales en cautiverio, contenidos con una combinación de ketamina y xilacina, va de 20 a 60 respiraciones por minuto (Observación personal).
- **Frecuencia cardíaca (FC):** Es el número de latidos cardíacos por minuto. Y también se puede ver afectado por factores similares a los mencionados para FR. A la FC que se encuentra por encima de los rangos normales se le conoce como taquicardia y a la que se encuentra por debajo de estos, bradicardia. El rango observado en animales en cautiverio, contenidos con una combinación de ketamina y

xilacina, va de 60 a 80 latidos por minuto (Observación personal).

- **Temperatura corporal (T°):** Esta por lo general se mide usando termómetros rectales y puede verse afectada por factores intrínsecos (ej. procesos infecciosos) o extrínsecos (ej. temperatura ambiental). A la T° que se encuentra por encima de los rangos normales se le conoce como hipertermia y a la que se encuentra por debajo de estos, hipotermia. El rango observado en animales en cautiverio, contenidos con una combinación de ketamina y xilacina, va de 38 a 39,5°C (Observación personal).

Las contantes fisiológicas se suelen medir cada 5 minutos (FR y FC), a excepción de la temperatura corporal que se puede medir cada 10 minutos.

Otros parámetros que se evalúan en un animal inmovilizado son el porcentaje de saturación de oxígeno en la sangre, que se realiza con ayuda de un equipo llamado pulso-oxímetro (Figura N° 22), y en general se desea que este esté por encima del 90%; el llenado capilar de las mucosas (debe ser menor a los 2 segundos para asegurar una buena perfusión); y la coloración de la mucosas (conjuntiva, bucal o genital), que nos puede dar conocer parte de estado del animal, por los efectos de los fármacos o por otras causas, y puede estar normal (rosada), pálida (blanquecina), ictérica (amarillenta) o cianótica (azulada).

El peso promedio que se ha observado en animales en cautiverio, mantenidos bajo las mismas condiciones, va de 20 a 35kg en hembras adultas y 30 a 60kg en machos adultos (Observación personal).

Los exámenes complementarios pueden comprender pruebas de laboratorio (hematológicos, microbiológicas, parasitarias, moleculares, etc.) que nos ayudarán a llegar al diagnóstico definitivo ya que no siempre es posible sólo con el examen físico de un animal.

E. Evaluaciones sanitarias con animales muertos (necropsias):

La necropsia es el procedimiento por el cual se trata de determinar la causa de muerte de un animal, debe basarse en un modelo simple y metódico, y se recomienda realizar en todos los venado cola blanca que se encuentren muertos en el sector Sauce Grande con las debidas precauciones. Como no es tan frecuente hallar cadáveres en buen estado (Figura N° 23), ya que la mayoría producto del clima y especies carroñeras tienden a deteriorarse con rapidez (Figura N° 24), también se podría aprovechar evaluando los animales que son cazados, por lo que se debería almacenar algunas muestras biológicas (heces, sangre, ectoparásitos, tejidos y órganos internos) para un análisis posterior. Con la cuota de caza anual (100 ejemplares anuales) se obtendría una muestra representativa de la población total del sector Sauce Grande (1000 animales). Por último, ante cualquier episodio de mortalidad se debe recopilar toda la información posible, para esto último proponemos el uso de una hoja de registros de datos que se encuentra en el Anexo 2 de este documento.

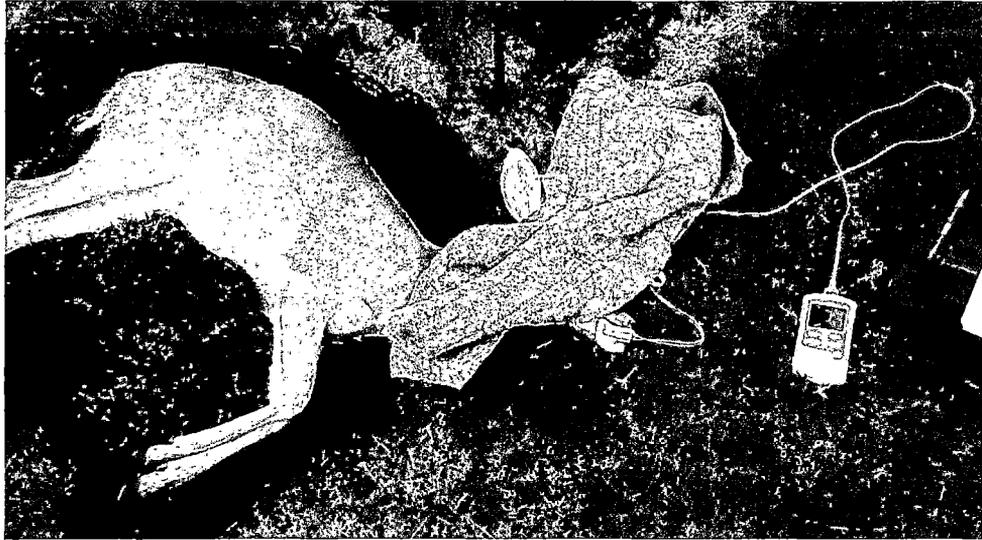


Figura N° 22. Venado cola blanca monitoreado con pulso-oxímetro (Fotografía de Pedro Vásquez)



Figura N° 23. Cadáver de venado cola blanca hembra encontrado en buen estado (Fotografía de Pedro Vásquez)



Figura N° 24. Cadáver de venado cola blanca encontrado en mal estado (Fotografía de Pedro Vásquez)

- i. **Procedimiento de necropsia:** Los rumiantes, como el venado cola blanca, deben ser colocados sobre su lado izquierdo, para que el lado derecho del cadáver quede accesible para la disección y de esta manera el rumen no dificulte los procedimientos.

La necropsia se debe iniciar con una inspección general para verificar alguna anomalía o la presencia de ectoparásitos (Figuras N° 25, 26 y 27). Antes de realizar la apertura del cadáver se deben registrar las medidas corporales, así como el peso del animal (Anexo 5.2).

Luego de abrir la cavidad corporal, se debe evaluar la condición corporal del animal y la ubicación de los órganos (para determinar si alguno se ha desplazado) antes de tocar o mover algo. En este momento se puede coleccionar sangre estéril para cultivo y pruebas serológicas directamente del corazón (aurícula derecha). También se deben realizar hisopados o toma de

muestras para microbiología, antes de tocar los órganos internos (para evitar contaminación).

Luego de haber evaluado y tomado nota del estado general del animal, se pueden retirar determinados órganos, examinarlos y muestrearlos de manera sistemática.



Figura N°25. Venado cola blanca macho con pelaje en mal estado por infestación masiva de garrapatas (Fotografía de Pedro Vásquez)



Figura N° 26. Inspección de cavidad bucal de venado cola blanca macho (Fotografía de Pedro Vásquez)



Figura N° 27. Inspección de cavidad bucal de venado cola blanca macho (Fotografía de Pedro Vásquez)

ii. Descripción de anomalías halladas a la necropsia: Las descripciones detalladas son muy útiles para la interpretación posterior, por eso se debe describir detalladamente cualquier hallazgo anormal (lesión macroscópica) con palabras simples y de uso corriente. Esto se puede documentar con ayuda de fotografías digitales o dibujos en caso no tener una cámara. Cualquier anomalía encontrada debe ser descrita siguiendo el siguiente criterio:

- a. Localización
- b. Número y distribución
- c. Color
- d. Tamaño
- e. Forma
- f. Consistencia y textura

Se debe describir tanto el órgano como las lesiones. Por ejemplo: “En una mitad del hígado se observa áreas extensivas de color anaranjado pálido, en la otra mitad, las áreas de ese color son más pequeñas. Estas son suaves a la palpación...” (Figura N° 28).

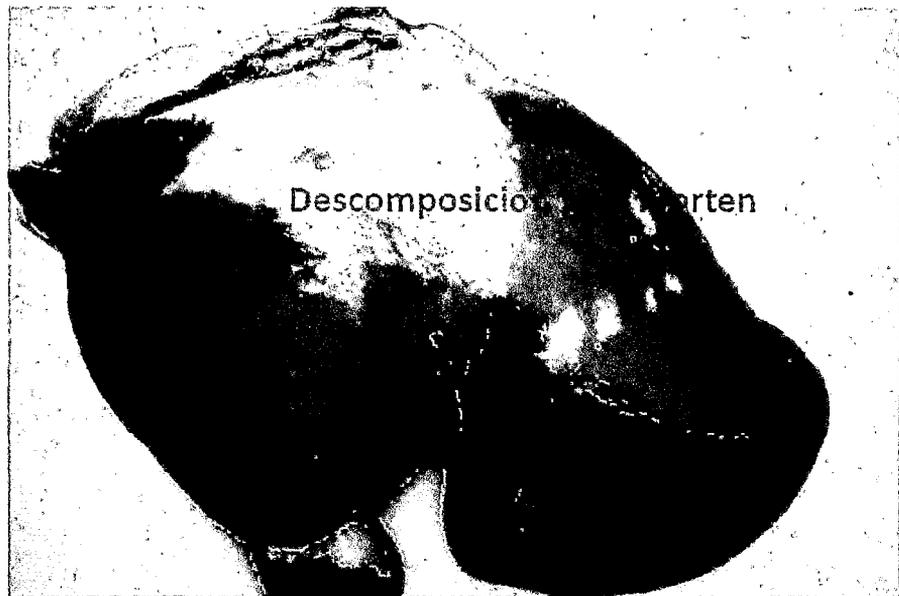
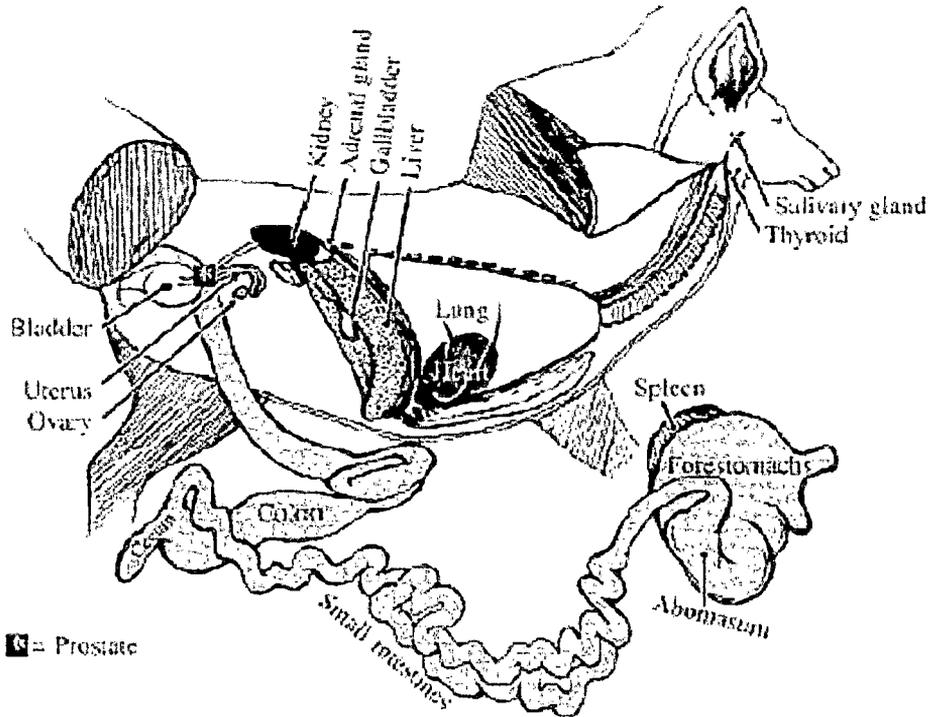
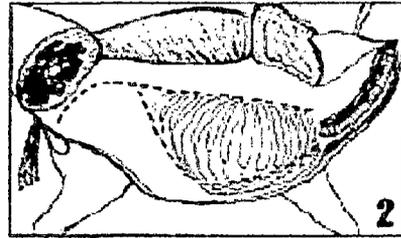
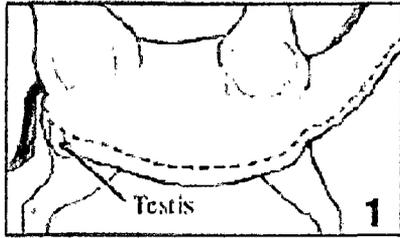


Figura N° 28. Hígado (Fotografía de Javier Mamani)

- iii. Disección del cadáver:** Revisar primero los anexos 4.1, 4.2 y 4.3.
- a. Examinar el cadáver en busca de heridas o fracturas y estado general del pelaje, tomar medidas corporales y peso del animal.
 - b. Colocar el animal sobre su lado izquierdo.
 - c. Cortar la piel a lo largo de la línea media ventral desde el mentón hasta la cola (Paso 1 de la Figura N° 29). En hembras, examinar las glándulas mamarias; en los machos, examinar prepucio y pene; y en neonatos, examinar el ombligo.
 - d. Sobre el lado derecho del animal, retirar la piel hacia la columna vertebral y observar el tejido subcutáneo.
 - e. Cortar los miembros derechos, cortando los músculos y las articulaciones de la cadera y hombro.
 - f. Abrir las tres cavidades (abdominal, torácica y cardíaca). Abrir el lado derecho de la cavidad torácica cortando las costillas a lo largo del esternón y la columna

vertebral (Figura N° 29 y 30). En ese momento se puede tomar muestras para microbiología. Abrir el saco pericárdico, normalmente el líquido es claro y en pequeña cantidad.

- g. Tomar nota y registrar la ubicación y tamaño anormal de los órganos.
- h. Registrar la cantidad, color y contenidos de cualquier líquido que se encuentre en cavidades corporales. Buscar adherencias anormales entre órganos o con las paredes de las cavidades y determinar si son fáciles de romper.
- i. Tomar muestras de piel, de sitios de aspecto normal y anormal.



Reprinted ©1997 The University of Tennessee College of Veterinary Medicine

Ungulate

Figura N° 29. Necropsia de ungulado (Fuente: Marrul y Uhart, 2001)

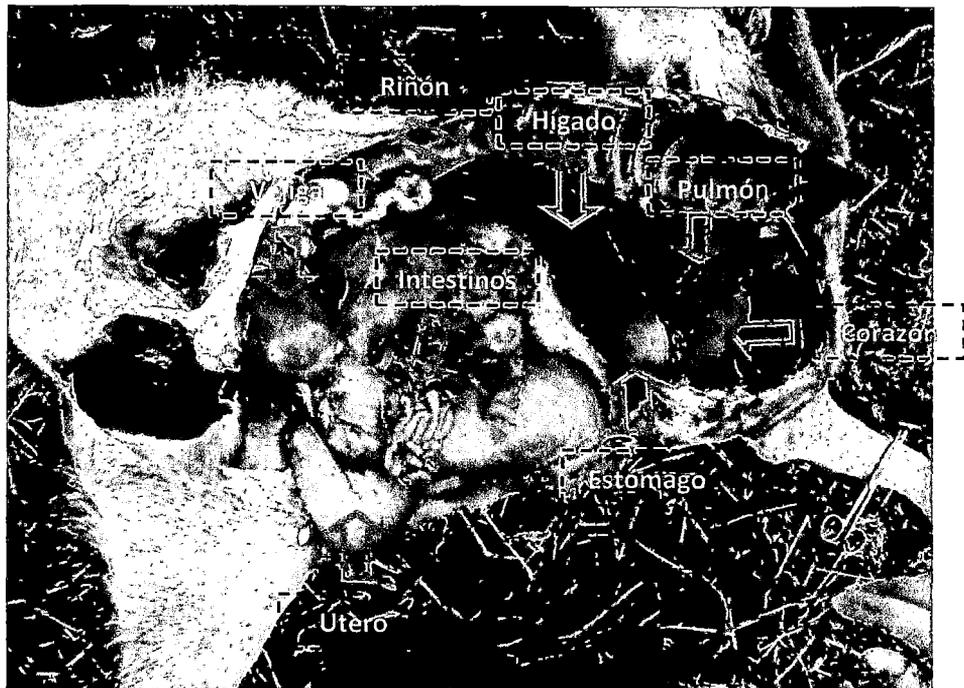


Figura N° 30. Necropsia de venado cola blanca (Fotografía de Pedro Vásquez)

iv. **Procedimientos generales para toma de muestras:**

- i. **Aparato digestivo e hígado:** Retirar el epiplón, realizar una inspección general del abdomen y localizar el nódulo linfático mesentérico. En ese momento se visualiza y examina el páncreas pero, salvo excepción, no se extrae. Realizar tres ligaduras dobles: al final del duodeno, al final del íleon (íleo-cecal) y en el recto, en la entrada de la pelvis. Al hacer la ligadura del íleon se evalúa el nódulo linfático íleo-cecal. Separar todo el paquete intestinal seccionando caudo-cranealmente por el ligamento duodeno-cólico. Desinsertar el intestino delgado del mesenterio, que se coloca en tramos contiguos de longitud similar ("radiador"). Se abren asas alternas por el borde mesentérico, examinando el contenido y la mucosa. La desinserción del intestino grueso es opcional y también se abre asas alternas. La extracción del

resto de vísceras abdominales se realiza después de la apertura de la cavidad torácica. Primero se realiza una ligadura en el esófago, a unos 5cm. del cardias. Se extraen conjuntamente los pre-estómagos, el abomaso y el tramo anterior del duodeno, A continuación se extraen el bazo (el cual queda siempre adherido al rumen) y el hígado, el cual es necesario des-insertarlo del diafragma. Separado el bazo del rumen se valoran el tamaño y la superficie del órgano. Realizar secciones profundas. En el hígado se evalúa la coloración y la consistencia, además de realizar múltiples secciones profundas que permitan examinar el conjunto del órgano. Abrir la vesícula biliar y reseguir los conductos. Si se desea examinar el drenaje biliar (opcional), se ha de hacer tras la apertura inicial del abdomen, una vez retirado el epiplón y antes de extraer el abomaso y el intestino. Para ello se abre el duodeno, se aprieta suave pero sostenidamente la vesícula y se valora el drenaje. Apertura de reservorios gástricos: comenzar por el rumen, desde el esófago se abren los sacos dorsal y ventral siguiendo los pilares ruminales. A continuación se abre el retículo, el omaso y el abomaso, este último desde el cardias hasta el píloro siguiendo la curvatura mayor y también hasta el final del tramo de duodeno. Tanto en los pre-estómagos como en el abomaso hay que valorar el contenido (cantidad, densidad, pH, tipo de ingesta, etc.) y la mucosa.

- ii. **Aparato génito-urinario:** Separar completamente los riñones y las adrenales y traccionar caudalmente desinsertando los mesos abdominales con los uréteres hasta llegar al borde anterior de la pelvis (isquion). Apertura de la cavidad pelviana mediante cortes paralelos a la sínfisis isquio-pubiana pasando por el centro de los agujeros obturados para poder extraer el conjunto del aparato génito-urinario. Des-insertar el aparato génito-urinario y el recto hasta seccionar alrededor del ano:

macho: pene, próstata, glándulas bulbo-uretrales y testículos (separados mediante sección del conducto deferente); hembra: ovarios, útero, vagina y vulva. Al final se realiza una incisión sagital de los dos riñones, se abre la vejiga de la orina, la próstata (sección transversal) y los testículos (sección sagital). Los ovarios se examina externamente y el útero solo se abre si es necesario (Figuras N° 31 y 32).



Figura N° 31. Útero (flecha) de hembra gestante (Fotografía de Pedro Vásquez)



Figura N° 32. Feto de venado cola blanca (Fotografía de Pedro Vásquez)

- iii. **Apertura de la cavidad oral:** Seccionar la musculatura interna de la mandíbula desde el exterior. Apartar la lengua, traccionar caudalmente y realizar una incisión entre el paladar duro y el blando, cortar los huesos hioides de la laringe, la orofaringe y la laringe (Figura N° 33). Desinsertar la tráquea y el esófago hasta la entrada de la cavidad torácica.



Figura N° 33. Traccionar la lengua caudalmente (Fotografía de Pedro Vásquez)

- iv. **Apertura del tórax:** Seccionar todas las costillas del costado derecho, cortando por las esternebras y siguiendo una línea paralela a la columna vertebral (Figuras N° 34 y 32). Una vez abierta la cavidad torácica hay que localizar y examinar el nódulo linfático mediastínico. Traccionar caudalmente la lengua, oro-faringe, laringe, esófago, tráquea, corazón, timo y pulmones. Al final cortar la cava, el esófago y la aorta torácica. Separar caudalmente el esófago y abrirlo. Abrir el paladar blando, inspeccionar oro-faringe y tonsilas, la laringe, la tráquea y los bronquios principales (Figura N° 36). Valorar la glándula tiroides. Inspección de los pulmones: aspecto, palpación y secciones transversales. Apertura del corazón: abrir el pericardio y valorar el contenido, el epicardio y el tamaño y la forma del corazón. La apertura se realiza siguiendo la circulación de la sangre:
1. Costado derecho: Seguir el ventrículo derecho por el surco coronario hasta la arteria pulmonar.

2. Costado izquierdo: Seguir el ventrículo izquierdo por el surco coronario hasta llegar a la arteria aorta. Evaluar las válvulas atrio-ventriculares, las semilunares (pulmonar y aórtica), el endocardio y el miocardio.



Figura N° 34. Apertura de cavidad torácica (Fotografía de Pedro Vásquez)



Figura N° 35. Apertura e inspección de cavidad torácica (Fotografía de Pedro Vásquez)

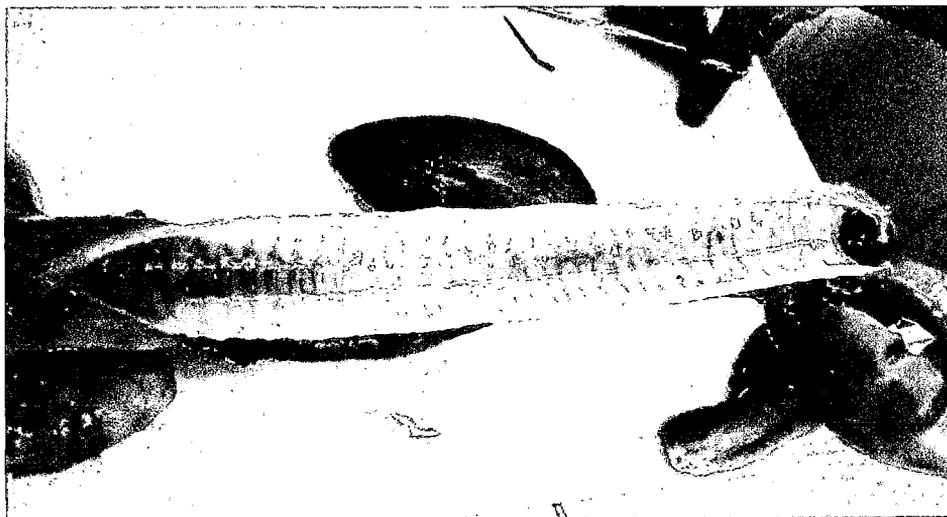


Figura N° 36. Revisión de tráquea de venado cola blanca (Fotografía de Pedro Vásquez)

- v. **Sistema nervioso central (cerebro):** Separar la cabeza por la articulación atlanto-occipital, seccionando la piel y la musculatura cervical hasta el *foramen magno* y después la médula espinal. Retirar la piel hasta la altura de los ojos, la musculatura temporal y tèmpero-occipital. Apertura de la cavidad craneana: dos secciones simétricas desde la parte superior interna de los cóndilos del occipital, a través de los huesos occipital y parietales, y una sección transversal a unos 2 cm del ángulo lateral de los ojos (si hay astas hay que rodear la base por la parte externa) (Figuras N° 37 y 38). Retirar la paquimeninge, voltear la cabeza y extraer del encéfalo mediante sección de los nervios craneales en el punto de fijación a la base del cráneo.



Figura N° 37. Apertura de cráneo (Fotografía de Pedro Vásquez)



Figura N° 38. Exposición de encéfalo (Fotografía de Pedro Vásquez)

- vi. **Aparato locomotor:** La evaluación de las articulaciones se realiza externa e internamente mediante secciones transversales profundas. Si externamente no están alteradas sólo se abre una articulación por cada extremidad. Se examina el contenido y la superficie. Se realizan múltiples secciones longitudinales y transversales de músculos esqueléticos, valorando color y consistencia.

- vii. **Sangre:** La recolección de sangre se realiza de tres lugares: la vena yugular derecha, la vena cefálica o la vena safena lateral (Figura N° 39). El volumen total obtenido no debe exceder el 10% del volumen total sanguíneo. Dependiendo el tipo de evaluación que se desea realizar esta muestra puede ser colocada en diferentes envases hasta su procesamiento.

1. Tubos para sangre entera: Sin contenido.
2. Tubos para hemograma o plasma: Con anticoagulante EDTA.
3. Tubos para suero: Con gel separador.



Figura N° 39. Toma de muestra sanguínea de vena cefálica (Fotografía de Pedro Vásquez)

- viii. Heces:** Estas pueden ser recolectadas del ambiente (lo más fresca posible) o con la ayuda de guantes (de látex o vinilo) directamente del recto del animal inmovilizado o muerto. Las heces serán mantenidas en envases herméticos y la presencia de algún preservante dependerá del tipo de examen que se desee realizar después. Las heces de venado son pequeñas bolas en forma de balas que son planas en un extremo y puntiagudas en el otro y se encuentran en pilas o montones (Figura N° 40).

Se almacenan en diferentes medios dependiendo el tipo de prueba diagnóstica se desee realizar:

1. Exámenes copro-parasitológicos: Solución salina formolizada al 35%
2. Pruebas moleculares: Sin medio o en alcohol etílico al 96%

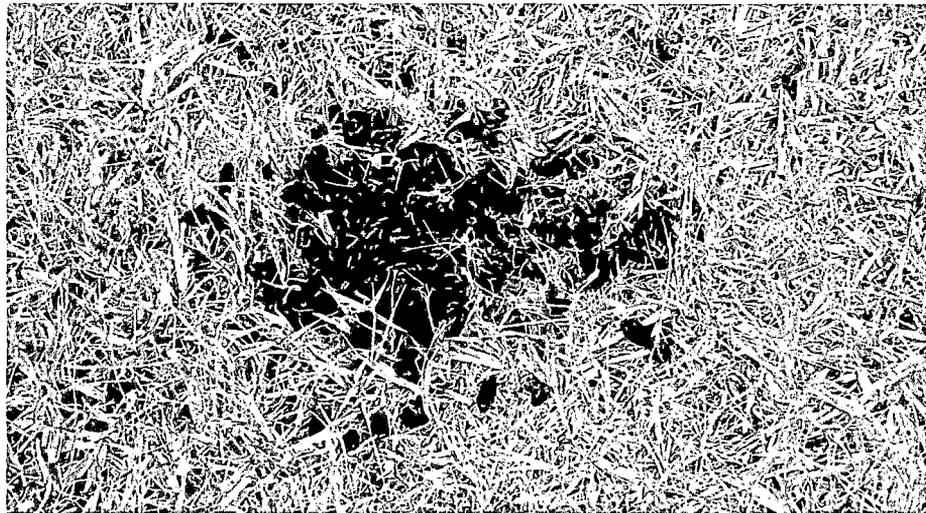


Figura N° 40. Heces de venado cola blanca (Fotografía de Roberto Elías)

- ix. **Ectoparásitos:** Los ectoparásitos se colocarán en envases herméticos con alcohol etílico al 70% o formol al 5% para su preservación.
- x. **Endoparásitos:** Los endoparásitos se colocarán en envases herméticos con alcohol etílico al 70% o solución salina formolizada al 35% para su preservación.
- xi. **Hisopados para cultivos microbiológicos:** Se realizarán con hisopos estériles de algodón o material sintético y se colocarán en medios de transporte, que pueden variar según el organismo que se desea aislar. Deben ser almacenados en

refrigeración (2 a 7°C) hasta su procesamiento. Un medio utilizado en campo es la glicerina amortiguada estéril (50%).

- xii. Tejidos:** Las muestras de tejido, ya sea tomadas de una biopsia de un animal vivo o en una necropsia de un cadáver, no deben exceder el 1cm de espesor y deben ser almacenados en formol amortiguado o bufferado al 10% si lo utilizaremos para histo-patología, en cambio, si se servirá para diagnóstico toxicológico, esta puede ser mayor y debe ser congelada hasta su procesamiento.

CONCLUSIONES

1. En el sector Sauce Grande existen factores, como las variaciones en el clima, la presencia de animales domésticos y de potenciales reservorios silvestres (murciélagos, ardillas, etc.) de agentes infecciosos y parasitarios, que constituyen un riesgo para la salud de los venados cola blanca.
2. Las cámaras trampa han demostrado que son un instrumento valioso para registro de cambios en la condición corporal del venado cola blanca en silvestría, que sirvió de sistema de alerta temprana para el CCPTP, en el sector Sauce Grande del CCEA.
3. La documentación y el registro sistemático de eventos sanitarios, así como el análisis de datos ha demostrado ser de suma importancia para poder tomar medidas correctivas en la gestión del área manejada.
4. La activación de abrevaderos artificiales durante eventos de sequías locales ha demostrado ser una práctica eficiente para evitar la concentración de animales.

RECOMENDACIONES

1. Realizar evaluaciones sanitarias periódicas para venados cola blanca en el sector de Sauce Grande – CCEA.
2. Realizar evaluaciones sanitarias de los animales domésticos que se encuentran dentro del sector Sauce Grande del CCEA y alrededores para conocer que posibles agentes infecciosos y parasitarios presentes en estas especies y compararlos con los existentes en los venados cola blanca.
3. Realizar toma de muestras biológicas de venados cola blanca cazados para las evaluaciones respectivas.
4. Incorporar la aplicación del protocolo sanitario en los planes de manejo de la especie.
5. Realizar necropsias de todos los cadáveres encontrados en buen estado, este procedimiento debe ser realizado por un médico veterinario por los riesgos que esto implica.
6. Ningún evento sanitario, como sucedidos en los años 1976 y 2011, deben ser pasados por alto, ya que esos registros nos permiten ver el comportamiento de ciertos patógenos y su relación con otros factores ecológicos, para así poder predecir o evitar la presentación de los mismos y poder tomar las medidas correctivas que nos permitan continuar manejando una población estable, por ello la importancia de estos protocolos sanitarios específicos.

BIBLIOGRAFÍA

1. Alcérreca, C. 1999. Aprovechamiento de venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*) como estrategia para conservar áreas forestadas en la zona maya: Reserva Ría Lagartos, Yucatán. Reporte Técnico. Biocenosis, México.
2. Brack A., Ríos M., Reyes F. 1973. Evaluación y bases para el establecimiento de un coto de caza y un parque nacional en la cordillera de los Amotapes (Piura-Tumbes). Ministerio de Agricultura / DGFF. Lima 52 p. + anexos.
3. Boever, W.J. 1986. Restraint, Handling and Anesthesia. In: Murray E. Fowler (ed.). Zoo & Wild Animal Medicine. 2nd Ed. WB Saunders Company. pp: 942-952.
4. Cabezas C., Suárez V., Vargas J., Herrera S., Mostorino R., Morales S. y Guillén A. 2005. El ántrax: un problema de salud pública vigente. Documento técnico N° 6, enfermedades emergentes y reemergentes. Instituto Nacional de Salud, Ministerio de Salud.
5. Campbel T.A. Las enfermedades del venado cola blanca en Norteamérica: Situación actual y desafíos. USDA National Wildlife Research Center – Staff Publications. Paper 885. (2009). En: http://digitalcommons.unl.edu/icwdm_usdanwrc/885
6. Cardona J., Cano N. 2003. Alteraciones digitales en el ganado bovino del trópico bajo. MVZ-Córdoba. 8(1):249–253.
7. Barbantini J.M., Merino M.L., Veloso A.L., Mansano J., Szabó M.P., Do Nascimento A.A., Zacarías R., Pessoa J., Catao-Dias J., Werther K., García J.E., Da Silva R.J. and Reiko E. 2001. Order Artiodactyla, Family Cervidae (Deer). In. ME Fowler and Z Cubas (eds). Biology, Medicine and Surgery of South American Wild Animals. Iowa State University Press; 1st edition.

8. Beringer J., Hansen L.P. and Stallknecht. 2000. An Epizootic of Hemorrhagic Disease in White-tailed Deer in Missouri. *Journal of Wildlife Diseases*, 36(3), 2000, pp. 588–591
9. Boada C. 2014. *Odocoileus peruvianus*. En: Santiago Burneo (ed). Mamíferos de Ecuador. Quito, Ecuador. [en línea]. Versión 2013.0. Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador. Quito, Ecuador. <http://zoologia.puce.edu.ec/vertebrados/mamiferos/FichaEspecie.aspx?Id=623>[Consulta: jueves, 15 de mayo de 2014].
10. Chalmers G.A. 1974. Infectious pododermatitis in a pronghorn antelope in Alberta. *J. Wildl. Dis.* 10:60–62.
11. Chirino-Trejo M., Woodbury M.R., Huang F. 2003. Antibiotic sensitivity and biochemical characterization of *Fusobacterium* spp. and *Arcanobacterium pyogenes* isolated from farmed white-tailed deer (*Odocoileus virginianus*) with necrobacillosis. *J. Zoo Wildl. Med.* 34(3):262–8.
12. Club de Caza Pesca y Turismo - Piura. Informe anual 2011. 2011a. Plan anual de manejo del Sector Sauce grande del Coto de Caza El Angolo (Periodo Enero-Diciembre 2011). Piura, 15p.
13. Club de Caza, Pesca y Turismo – Piura, 2011b. Plan de manejo del venado cola blanca (*Odocoileus virginianus peruvianus* Gray1874) 2011 - 2015. Piura, 78 p.
14. Dale W.E. 1997. Índice-Catálogo Bibliográfico de las Garrapatas (Ixodidae) Registradas en el Perú. *Rev. per. Ent.: Homenaje a la Universidad Nacional Agraria*, Vol. 20 N° 1.
15. Davidson W.R, Crum, J.M, Blue, J.L. Sharp, D.W. y Phillips, J.H. 1985 Parasites, diseases, and health status of sympatric populations of fallow deer and white-tailed deer in Kentucky. *Journal of Wildlife Disease* 21(2) pp: 153-159.
16. Deem S. y Karesh W. 2005. Manual del programa de salud del jaguar. *Wildlife Conservation Society*.

17. Duquette J.F., Belant J.F., Beyer D.E., Svoboda N.J. 2013. Body condition and dosage effects on ketamine–xylazine immobilization of female white-tailed deer. *Wildlife Society Bulletin*. Volume 37(1):162–167
18. Durden LA, Luckhart S, Mullen GR, Smith S. 1991. Tick infestations white-tailed deer in Alabama. *Journal of Wildlife Diseases*, 27(4), 1991, pp. 606-614
19. Edwards J.F., Davis D.S., Roffe T.J., Ramiro-Ibanez F., Elzer P.H. 2001. Fusobacteriosis in Captive Wild-caught Pronghorns (*Antilocapra americana*). *Vet. Pathol.* 38(5):549–552.
20. Elías R. y Vásquez P. 2011. Informe de inspección veterinaria al Coto de Caza El Angolo (Sector Sauce Grande). Club de Caza, Pesca y Turismo de Piura, Piura, Perú, 5 p.
21. Flach E. 2003. Cervidae and Tragulidae. En: M.E. Fowler y R.E. Miller. *Zoo and Wild Animal Medicine*. 5th Edition. Ed. Saunders. EUA.
22. Foreyt W.J. 1981. Trematodes and cestodes. *In Diseases and parasites of white-tailed deer*, W. R. Davidson, F. A. Hayes, V. F. Nettles, and F. E. Kellogg (eds.). Tall Timbers Research Station, Tallahassee, Florida, Miscellaneous Publication Number 7, p: 237-265.
23. Forrester, D.J. and Rausch, R.L. 1990. Cysticerci (Cestoda: Taeniidae) from White-tailed Deer, *Odocoileus virginianus*, in Southern Florida *J. Parasitol.* 76(4): 583-585
24. Fowler, M.E. 1993. Horns and Antlers. In: Murray E. Fowler (ed.). *Zoo & Wild Animal Medicine*. Current Therapy 3. WB Saunders Company, pp: 489-492.
25. Fowler, M.E. and Boever, W.J. 1986. Cervidae. In: Murray E. Fowler (ed.). *Zoo & Wild Animal Medicine*. 2nd Ed. WB Saunders Company, pp: 981-985.
26. Friend M. and Halterman L.G. 1967. Serologic surveys of two deer herds in New York States. *Bull. Wildlife Disease Association*. Vol. 3, January 1967.
27. Gainer R.S. 1983. Necrobacillosis in Wildbees Calves. *J. Wildl. Dis.* 19(2):155–156.

28. Gavin T.A, Suring L.H., Vohs, Paul A., Meslow E.C. 1984. Population characteristics, spatial organization, and natural mortality in the Columbian White-Tailed Deer. *Wildl. Monogr.* 91:3–41.
29. Haigh J., Berezowski J., Woodbury M.R. 2005. A cross-sectional study of the causes of morbidity and mortality in farmed white-tailed deer. *Can. Vet. J.* 46(6):507–512.
30. Halls L.K. 1984. *White-tailed deer: Ecology and management.* Stackpole Books. 864 p.
31. Instituto Nacional de Recursos Naturales (INRENA). 2005. Plan Maestro Coto de Caza El Angolo 2005-2009. Ministerio de Agricultura, Perú
32. Jakob W., Schröder H.D., Rudolph M., Krasiński Z., Krasińska M., Wolf, O. 2000. Necrobacillosis in free-living male European bison in Poland. *J. Wildl. Dis.* 36(2):248–56.
33. Karns G.R., Lancia R.A., Deperno C.S., Conner M.C., Stoskopf M.K. 2009. Intracranial abscessation as a natural mortality factor for adult male white-tailed deer (*Odocoileus virginianus*) in Kent County, Maryland, USA. *J. Wildl. Dis.* 45(1):196–200.
34. Kreeger T.J., Del Giudice G.D., Seal U.S., Karns P.D. 1986. Immobilization of White-Tailed Deer with Xylazine Hydrochloride and Ketamine Hydrochloride and Antagonism by Tolazoline Hydrochloride. *Journal of Wildlife Diseases*, 22(3), pp 407-412.
35. Kreeger T.J., Arnemo J.M., Raath J.P. 1999. *Handbook of Wildlife Chemical Immobilization. International Edition.* Wildlife Pharmaceuticals, Inc. Colorado, USA.
36. Kreier J.P., Ristic M. and Watrach A.M. 1962. *Theileria* sp. in a deer in the United States. *American Journal of Veterinary Research* 23:657–662.
37. Marrull C. y Uhart M. 2001. *Procedimientos de Necropsia para Animales Silvestres.* Curso taller sobre medicina veterinaria de vida silvestre y su papel en la conservación de la biodiversidad. Wildlife Conservation Society – The New York Community Trust. Lima, Perú.

38. Martínez A., Salinas A., Martínez F., Cantu A. and Miller D.K. Serosurvey of Selected Disease Agents in White tailed deer of Mexico. *Journal of Wildlife Disease* 35 (4), 1999, pp 799-803.
39. Medici P, Mangini P. y Sarria J. 2007. Manual veterinario de campo para tapires. Tapir Specialist Group.
40. Miller M.W., Williams E.S, McCarty C.W., Spraker T.R., Kreeger T.J., Larsen C.T. y Thorne T. Epizootiology of Chronic Wasting Disease in free-ranging in cervids in Colorado and Wyoming. *Journal of Wildlife Disease*, 36(4), 2000, pp. 676-690.
41. Mclean R.G. 1994. *Wildlife Disease and Humans. Prevention and Control of Wildlife Damage.* United States Department of Agriculture Animal and Plant Health Inspection Service Animal Damage Control Great Plains Agricultural Council Wildlife Committee, EUA.
42. Montes D., Rivera H., Ramírez M., Ríos P., Angulo C., Muñoz K. Frecuencia de infección por *Leptospira* sp. en ardillas nuca blanca (*Sciurus stramineus*) en un zoológico de la ciudad de Lima. *Rev. investig. vet. Perú.* 2011, vol.22, n.1, pp. 67-71.
43. Munson L. Necropsy of Wild Animals. Wildlife Conservation Society. www.wcs.org/science/wildlifehealthsci/fieldvet/fvp-techpages.html. Acceso: 25 de mayo de 2014.
44. Nagaraja T.G., Chengappa M.M. 1998. Liver abscesses in feedlot cattle: a review. *J. Anim. Sci.* 76:287–298.
45. Nagaraja T.G., Narayanan S.K., Stewart G.C., Chengappa M.M. 2005. *Fusobacterium necrophorum* infections in animals: Pathogenesis and pathogenic mechanisms. *Anaerobe.* 11:239–246.
46. Nettles V.F., Quist C.F., Lopez R.R., Wilmers T.J., Frank P., Roberts W. 2002. Morbidity and mortality factors in key deer (*Odocoileus virginianus clavium*). *J. Wildl. Dis.* 38(4):685–92.

47. Pacheco V., Cadenillas R., Salas E., Tello C. y Zeballos H. Diversidad y endemismo de los mamíferos del Perú. *Rev. peru. biol.* 16(1): 005- 032 (Agosto 2009)
48. Pooler R.L., Curtis P.D., Richmond M.D. 1997. Cost Comparisons for White-Tailed Deer Live Capture Techniques. Proceedings of the Eighth Eastern Wildlife Damage Management Conference.
49. Regal F. 2013. Utilización de un Sistema de Información Geográfica en la determinación de la calidad de hábitat del venado cola blanca (*Odocoileus virginianus* Zimmermann, 1789). Tesis para optar el Grado de *Magister Scientiae* en Conservación de Recursos Forestales. Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima, 75 p.
50. Rodríguez V., Rubio A. y Sánchez-Vizcaíno J.M. El papel de la fauna silvestre en las enfermedades emergentes. *RCCV* Vol. 3(2) 2009.
51. Roeder B., Chengappa M.M., Nagaraja T.G., Lechtenberg K.F. and Varga G.A. 1989. *Fusobacterium necrophorum* and *Actinomyces pyogenes* associated facial and mandibular abscesses in blue duiker. *J. Wildl. Dis.* 25(3):370–377.
52. Sieber V., Robert N., Schybli M., Sager H., Miserez R. and Engels M. 2010. Causes of mortality and diseases in farmed deer in Switzerland. *Vet. Med. Int.* 2010 (1): 1-8.
53. Sigurdson, C.J. 2008. A prion disease of cervids: Chronic wasting disease. *Veterinary Research* 39: 41. <http://www.vetres.org>.
54. Slomke A.M, Lankester M.W. and Peterson W.J. 1995. Infrapopulation dynamics of *Paralephostrongylus tenuis* in white-tailed deer. *Journal of Wildlife Diseases*, 31(2), 1995, pp. 125-135
55. Smith W.P. 1991. *Odocoileus virginianus*. *Mamm. Species.* 388:1–13.

56. Stubblefield S.S., Pence D.B., and Warren R.J. 1987. Visceral helminth communities of sympatric mule and white-tailed deer from the Davis Mountains of Texas. *Journal of Wildlife Diseases* 23: 113-120.
57. Tadepalli S., Narayanan S.K., Stewart G.C., Chengappa M.M., Nagaraja T.G. 2009. *Fusobacterium necrophorum*: A ruminal bacterium that invades liver to cause abscesses in cattle. *Anaerobe*. 15(1-2):36–43.
58. Ticona D., Chávez A., Casas A., Chavera A. y Li O. 2010. Prevalencia de *Fasciola hepatica* en bovinos y ovinos de Vilcashuamán, Ayacucho. *Rev. investig. vet. Perú*[online]. 2010, vol.21, n.2 [citado 2014-05-19], pp. 168-174. Disponible en: <http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1609-91172010000200004&lng=es&nrm=iso>. ISSN 1609-9117.
59. Tirira, D. G. 2007. Mamíferos del Ecuador. Guía de campo. Ediciones Murciélago Blanco. Publicación Especial de los Mamíferos del Ecuador 6. Quito.
60. Togoe I., Tudor L., Togoe D., and Galiş A. 2008. Investigations concerning the isolation of *Fusobacterium necrophorum* stems from podal affections of cattle. *Lucr. Stiint. Med. Vet.* 41:960–966.
61. Vásquez P. y Justo M. 2009. La Fauna Silvestre del Coto de Caza El Angolo. Guía para la identificación de las aves. La Molina, Lima: Centro de Datos para la Conservación – Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, 201 p.
62. Vercauteren K.C., Beringer J. and Hygnstrom S.E. 1997. Use of Netted Cage Traps in Population Management and Research of Urban White-Tailed Deer. *Wildlife Damage Management, Internet Center for Proceedings*.

63. Vercauteren K.C., Beringer J., Hygnstrom S.E. 1999. Use of Netted Cage Traps for Capturing White-Tailed Deer. Wildlife Damage Management, Internet Center for Publications.
64. Voglioto A., Varela D.M. and Andriolo A. 2010. Camera Traps. In: JM Barbanti and S Gonzalez (eds.). Neotropical Cervidology: Biology and Medicine of Latin American Deer. FUNEP and IUCN.
65. Waid D.D., Pence D.B. and Warren R.J. 1985. Effects of season and physical condition on the gastrointestinal helminth community of white-tailed deer from the Texas Edwards Plateau. *Journal of Wildlife Diseases*, 21(3):264-273.
66. Williams, E..S and Miller M.W. 2002. Chronic wasting disease in deer and elk in North America. *Revue Scientifique Et Technique*. 21:305-316.
67. Wobeser G., Runge W., Noble D. 1975. Necrobacillosis in deer and pronghorn antelope in Saskatchewan. *Can. Vet. J.* 16(1):3-9.
68. Wobeser G.A. 2006. *Fundamentos de las enfermedades de los animales silvestres*. Ed. Acribia, España.
69. Yabsley M.J., Quick T.C. and Little S.E. 2005. Theileriosis in a White-tailed Deer (*Odocoileus virginianus*) Fawn. *Journal of Wildlife Diseases*, 41(4):806-809

ANEXOS

ANEXO 1.1. Lista de enfermedades infecciosas reportadas para rumiantes domésticos en Perú por SENASA

a. Bovinos:

- i. Fiebre aftosa
- ii. Brucelosis bovina
- iii. Tuberculosis
- iv. Paratuberculosis
- v. Ántrax o carbunco
- vi. Carbunco sintomático
- vii. Edema maligno
- viii. Rabia de los herbívoros

b. Caprinos:

- i. Brucelosis caprina

FUENTE: www.senasa.gob.pe

ANEXO 1.2. Lista de enfermedades de declaración obligatoria a la Organización Mundial de Salud Animal

a. Enfermedades comunes para varias especies

- i. Brucelosis (*Brucella abortus*, *B. melitensis*)
- ii. Carbunco bacteridiano o ántrax
- iii. Enfermedad hemorrágica epizoótica
- iv. Equinococosis/hidatidosis
- v. Estomatitis vesicular
- vi. Fiebre aftosa
- vii. Lengua azul
- viii. Leptospirosis
- ix. Paratuberculosis
- x. Peste bovina
- xi. Rabia

b. Enfermedades de bovinos

- i. Anaplasmosis bovina
- ii. Babesiosis bovina
- iii. Campilobacteriosis genital bovina
- iv. Dermatitis nodular contagiosa
- v. Encefalopatía espongiiforme bovina
- vi. Leucosis bovina enzoótica
- vii. Perineumonía contagiosa bovina
- viii. Rinotraqueítis infecciosa bovina/vulvovaginitis pustular infecciosa

- ix. Septicemia hemorrágica
- x. Teileriosis
- xi. Tricomonosis
- xii. Tripanosomosis (transmitida por tsétsé)
- xiii. Tuberculosis bovina

v. Enfermedades de ovinos y caprinos

- i. Aborto enzoótico de las ovejas (clamidiosis ovina)
- ii. Agalaxia contagiosa
- iii. Artritis/encefalitis caprina
- iv. Enfermedad de Nairobi
- v. Epididimitis ovina (*Brucella ovis*)
- vi. Maedi-visna
- vii. Peste de pequeños rumiantes
- viii. Pleuroneumonía contagiosa caprina
- ix. Prurigo lumbar
- x. Salmonelosis (*S. abortus ovis*)
- xi. Viruela ovina y caprina

Fuente: www.oie.org

ANEXO 2. Propuesta de hoja de registro de mortalidad en el Sector Sauce Grande del CCEA

1. Fecha: / /
1. Hora: : AM / PM
2. Persona que tomó los datos: _____
3. Teléfono o medio de contacto: _____
4. Lugar: _____
 - a. Características del ambiente:

5. Clima:
 - a. Temperatura: _____ °C
 - b. Humedad relativa: _____ %
 - c. Precipitación: _____ mm
6. Cambios ocurridos a corto plazo (sequía, lluvias, frío, etc.):

7. Especies afectadas (incluir animales domésticos):

8. Número de ejemplares muertos encontrados: _____
9. Edad(es) afectada(s): Crías () Juveniles () Adultos ()
10. Sexo: Hembras () _____% Machos () _____%
11. Condición corporal observada:
 - a. Buena () () () () ()
 - b. Regular () () () () ()
 - c. Mala () () () () ()
12. Disponibilidad y calidad de alimento:

13. Signos clínicos observados antes de la muerte:

14. Lesiones observadas en ejemplares:

- a. Heridas superficiales () Ubicación: _____
- b. Heridas profundas () Ubicación: _____
- c. Zonas sin pelo (alopécicas) () Ubicación: _____
- d. Costras () Ubicación: _____
- e. Abultamientos (tumor) () Ubicación: _____
- f. Abscesos () Ubicación: _____

15. Ectoparásitos:

- a. Garrapatas () () () () ()
- b. Pulgas () () () () ()
- c. Piojos () () () () ()

ANEXO 3. Principales soluciones empleadas para preservar muestras biológicas²

1. **Glicerina amortiguada estéril (50%):** Para el transporte de tejidos para cultivo cuando no se dispone de refrigeración en el campo.
Para preparar la solución se debe mezclar glicerina con partes igual de una solución buffer compuesta por:
 - i. 21g de ácido cítrico disuelto en 1000 de agua destilada.
 - ii. 28,4g de fosfato de sodio anhidro, disuelto en 1000mL de agua destilada

Mezclar 9,15mL de i y 90,85 de ii.

Mezclar 100mL de solución buffer con 100mL de glicerina, luego esterilizar en pequeños tubos de ensayo apropiados para llevar a campo.
2. **TRIS EDTA o Sangre fácil:** Para el transporte de ADN de células sanguíneas para análisis genético cuando no se dispone de refrigeración en el campo. Esta solución puede ser utilizada para preservar ADN por periodos prolongados si se refrigera o congela.
 - i. 1,2g de Tris HCl
 - ii. 3,7g de Na₂ EDTA
 - iii. 2g de Dodecyl sulfato de sodio (SDS)
 - iv. Agregar agua hasta 100mL
3. **Formol amortiguado 10%:** Para fijación de muestras de histología. La preparación de un litro se realiza mezclando:
 - i. 100mL de formol 40%
 - ii. 900mL de agua destilada
 - iii. 4g de cloruro de sodio (sal de mesa) [ó 4,5g de fosfato de sodio monobásico y 3,6g de hidróxido de sodio]
4. **Solución salina formolizada 35%:** Para la conservación de endoparásitos o material fecal.
 - i. 912,5mL de agua
 - ii. 87,5mL de formol 40%
 - iii. 9g de sal de mesa

² De: Marull C. y Uhart M. Procedimientos de necropsia para animales silvestres. Field Veterinary Program, Wildlife Conservation Society. The New York Community Trust.

ANEXO 4.1. Listado de tejidos a coleccionar para microbiología y toxicología

<i>Tejido</i>	<i>Microbiología</i>	<i>Toxicología</i>
Cerebro	X	X
Tejido adiposo		X
Riñón	X	X
Contenido estomacal		X
Pelo		X
Hígado	X	X
Sangre entera	X	X
Nódulos linfáticos	X	X
Bazo	X	X
Abscesos, granulomas	X	

ANEXO 4.2. Listado de tejidos a fijar en formol para histología

Conservar las siguientes muestras en formol amortiguado al 10%, en una proporción de una parte de tejido por 10 de formol. Las muestras no deben superar 1cm de grosor. Se debe incluir fracciones de todas las lesiones y muestras de todos los tejidos enlistados a continuación:

1. Glándula salival
2. Mucosa bucal y tonsila: además de cualquier área con erosiones, ulceraciones u otra lesión.
3. Lengua: conservar un corte transversal en la zona de la punta y ambas superficies mucosas.
4. Pulmón: tomar muestras de varios lóbulos, incluyendo bronquios mayores.
5. Tráquea
6. Tiroides/paratiroides
7. Nódulos linfáticos: cervical, mediastínico, mesentérico y lumbar; cortar transversalmente.
8. Timo
9. Corazón: cortar ambas mitades incluyendo válvulas.
10. Hígado: muestrear tres partes distintas incluyendo vesícula biliar.
11. Bazo: muestras transversales incluyendo cápsula.
12. Tracto gastrointestinal: cortar muestras de 3cm de largo de
 - i. Esófago
 - ii. Estómagos: tomar muestras de cada uno de los 4 compartimentos.
 - iii. Intestinos: cortar diversas muestras de diferentes partes.
 - iv. Omento: aproximadamente 3cm²
13. Páncreas: tomar muestras de 2 áreas diferentes.
14. Glándulas adrenales: coleccionar las glándulas enteras realizándole un corte transversal.
15. Riñón: tomar una muestra que incluya corteza y médula de cada riñón.

16. Vejiga urinaria, uréteres y uretra: cortar secciones transversales de la vejiga y secciones de 2cm de uréteres y uretra.
17. Tracto reproductivo: Colectar el útero y ovarios completos con cortes longitudinales en el lumen de los cuernos uterinos. Colectar ambos testículos (con cortes transversales) incluyendo el epidídimo. Colectar la próstata completa cortada transversalmente.
18. Ojo
19. Cerebro: coleccionar la mitad, cortar en forma longitudinal por la línea media.
20. Médula espinal: tomar muestras de porciones cervicales, torácicas y lumbares.
21. Diafragma y músculo esquelético: tomar muestras de diafragma y de músculo de los muslos.
22. Costilla o fémur cortado longitudinalmente: la médula ósea debe ser expuesta de manera adecuada para su fijación.
23. Piel: tomar muestras de zona abdominal, labio y oreja.
24. Neonatos: cordón umbilical incluyendo tejidos circundantes.

ANEXO 4.3. Guía general para colecta y conservación de muestras para diagnóstico

<i>Diagnóstico</i>	<i>Muestra</i>	<i>Conservación</i>	<i>Tipo de envase</i>	<i>Comentarios</i>
Histopatológico	Tejidos y lesiones	Formol 10%	Vidrio o plástico hermético	Conservar a temperatura ambiente
Toxicológico	Órganos, grasa, sangre o contenido estomacal	Refrigerado o congelado	Vidrio o plástico hermético	
Microbiológico	Órganos, tejidos, hisopados, lesiones o fluidos corporales	Refrigerado o congelado	Estéril de plástico o vidrio hermético	Evitar contaminación
Parasitológico	Materia fecal	Solución salina formolizada 35% o formol 5%	Vidrio o plástico	Conservar a temperatura ambiente
	Ectoparásitos	Alcohol 70% o formol 5%	Vidrio o plástico	Conservar a temperatura ambiente
	Hemoparásitos	Extendido de sangre secada al aire o sangre entera con anticoagulante	Portaobjetos	Conservar a temperatura ambiente. Refrigerar los tubos de sangre entera.
Hematológico	Sangre entera con EDTA	Refrigerado	Tubos con tapón	Rotar suavemente para mezclar sangre con anticoagulante. Realizar el hemograma dentro de las 24 horas de tomada la muestra.
Serológico	Sangre	Refrigerado si se trata de sangre entera o congelado si se trata de suero	Tubos con tapón	Manipular con cuidado para evitar ruptura de glóbulos rojos. Separar suero antes de congelar. Congelar a -20°C.

ANEXO 5.1. Lista de materiales para realizar una necropsia

1. Equipo básico de disección: mango de bisturí, hojas de bisturí, pinzas hemostáticas, pinzas simples, pinzas con diete de ratón, cuchillos, afilador de cuchillos, entre otros.
2. Guantes de látex, vinilo o para lavar ropa.
3. Mascarillas.
4. Mandil o mameluco.
5. Botas de jebe.
6. Protectores de ojos.
7. Bolsas de plástico con cierre fácil.
8. Frascos de vidrio o plástico con tapa rosca de varios tamaños.
9. Tubos con hisopos y medio de transporte.
10. Láminas portaobjetos.
11. Cinta métrica
12. Soluciones para preservar muestras: formol 10%, alcohol 70%, alcohol 96%, etc.
13. Lápiz o lapicero marcador
14. Libreta o ficha de necropsia.
15. Grabadora
16. Cámara fotográfica.
17. Bolsas de basura

ANEXO 5.2. Protocolo de necropsia

Persona que realiza la necropsia: _____

Identificación del animal: _____

Fecha: _____

A. Datos biométricos:

1. Medidas corporales:

- a. Largo total cabeza-cuerpo: _____ cm
- b. Largo total de la cola: _____ cm
- c. Largo y ancho de la oreja: _____ cm
- d. Circunferencia tomada detrás de las axilas: _____ cm
- e. Longitud talón-pezuña: _____ cm
- f. Longitud paleta-pezuña: _____ cm
- g. Longitud espina-pezuña: _____ cm
- h. Circunferencia garganta y cuello: _____ cm

B. Peso: _____ kg

C. Estado general:

D. Piel:

E. Aparato musculo-esquelético:

F. Cavidades corporales:

G. Sistema hemolinfático:

H. Aparato respiratorio:

I. Aparato cardiovascular:

J. Aparato digestivo:

K. Aparato urinario:

L. Aparato reproductor:

M. Sistema endocrino:

N. Sistema nervioso:

O. Órganos de los sentidos:

ANEXO 6. Formulario para envío de muestras

Fecha: _____

Persona que envía la muestra: _____

Institución: _____

Dirección: _____

Teléfono: _____

Especie: _____

Identificación del animal: _____

Otras observaciones: _____

Protocolos que se adjuntan: _____

Muestras remitidas:

- a. Histopatología: () _____
- b. Parasitología: () _____
- c. Toxicología: () _____
- d. Bacteriología: () _____
- e. Virología: () _____
- f. Genética: () _____

ANEXO 7. Principales laboratorios de diagnóstico para enfermedades de animales

- a. Servicio Nacional de Sanidad Agraria (SENASA) – Unidad Centro de Diagnóstico de Sanidad Animal: Brinda servicios de bacteriología, virología, parasitología, patología y biología molecular.
- A. Dirección: Av. La Universidad N°1915, La Molina, Lima12
 - B. Página web: www.senasa.gob.pe
 - C. Teléfono: (01) 313-3300
 - D. Fax: (01) 340-1410
- b. Universidad Nacional Mayor de San Marcos (UNMSM) – Facultad de Medicina Veterinaria: Tiene laboratorios de farmacología y toxicología veterinaria, patología, microbiología y parasitología, patología clínica y biología molecular, reproducción animal, entre otros.
- A. Dirección: Av. Circunvalación Cdra. 28 s/n, San Borja, Lima
 - B. Página web: www.veterinaria.unmsm.edu.pe
 - C. Teléfono: (01) 435-3348 / 435-3349
 - D. Fax: (01) 436-1027
- c. Universidad Peruana Cayetano Heredia (UPCH) – Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia: Tiene laboratorios de patología clínica, parasitología, biología molecular, reproducción, microbiología, histo-patología, entre otros.
- A. Dirección: Av. San Martín de Porres N°430, Urb. Ingeniería, San Martín de Porres, Lima31
 - B. Página web: www.upch.edu.pe/favez

C. Teléfono: (01) 319-0031

D. Fax: (01) 319-0039

d. VetDiagnostics S.A.C.: Brinda servicios de patología clínica, parasitología, microbiología y patología.

A. Dirección: Av. Benavides N°264 Of. 703, Miraflores, Lima

B. Página web: www.vetdiagnostics.com.pe

C. Teléfono: (01) 447-7573

D. Correo electrónico: vet.diagnostics@yahoo.com

e. PatoVet S.A.C.: Brinda servicios de patología clínica, patología, microbiología y parasitología

A. Dirección: Calle Francia N°582 Dpto. 1003, Miraflores, Lima

B. Página web: www.patovet.com/staff

C. Teléfono: (01) 221-4956

ANEXO 8. Principales enfermedades zoonóticas de ungulados silvestres reportadas en Perú por SENASA.

<i>Enfermedad</i>	<i>Agente portador</i>	<i>Transmisión</i>	<i>Huésped</i>	<i>Enfermedad en animal</i>	<i>Enfermedad en humano</i>
Antrax o carbunco bacteriano.	Bacteria	Aerosol, contacto directo con animal, tejidos o secreciones infectados	Herbívoros, perros, gatos y humanos	Brotes epizooticos, muerte súbita, sangrado sin coagular de aberturas naturales	Infecciones cutáneas con intoxicación sanguínea secundaria. Ocasionalmente fatal.
Brucelosis	Bacteria	Contacto con fetos, membranas fetales, sangre, objetos contaminados	Ungulados	Abortos, enfermedad reproductiva, muerte neonatal	Fiebre ondulante, sudor nocturno, debilidad general
Leptospirosis	Bacteria	Contacto directo con orina	Mamíferos	Nefritis, hepatitis, ictericia, hemorragias, aborto, inflamación ocular	Hemorragias, ictericia, afecta a casi todos los órganos
Rabia	Virus	Saliva, mordedura, contacto con tejidos infectados	Mamíferos	Enfermedad nerviosa	Enfermedad nerviosa
Tuberculosis	Bacteria	Aerosoles, contacto directo	Mamíferos	Neumonía, granulomas, enfermedad sistémica	Neumonía, infección ósea, enfermedad sistémica crónica

Fuente: www.senasa.gob.pe

43961