

**UNIVERSIDAD TÉCNICA NACIONAL
SEDE ATENAS**

LICENCIATURA EN MEDICINA VETERINARIA CON ÉNFASIS EN BUIATRÍA

**PLAN DE ACCIÓN EPIDEMIOLÓGICO OFICIAL PARA EL MANEJO
ESTANDARIZADO DE BROTES EN EQUINOS CON SINTOMATOLOGÍA
NERVIOSA, BASADO EN EL ANÁLISIS DE CASOS CON DIAGNÓSTICOS NO
CONFIRMADOS REPORTADOS POR EL SENASA DURANTE EL AÑO 2019 EN
COSTA RICA**

**TRABAJO FINAL DE GRADUCACIÓN PARA OPTAR POR EL TÍTULO DE
GRADO EN MEDICINA VETERINARIA CON ÉNFASIS EN BUIATRÍA**

KEVIN MÉNDEZ ALFARO

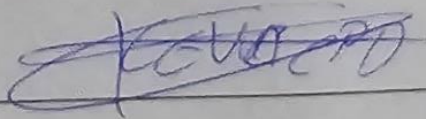
ATENAS, COSTA RICA

2024

DECLARACIÓN JURADA

Yo Kevin Josué Méndez Alfaro portador de la cédula de identidad número 207340951 estudiante de la Universidad Técnica Nacional, en la carrera de Medicina Veterinaria con Énfasis en Buiatría, conocedor (a) de las sanciones legales con que la Ley Penal de la República de Costa Rica castiga el falso testimonio y el delito de perjurio que pueda ocasionarse ante el (la) Director (a) de Carrera y quienes constituyen el Tribunal Examinador de este trabajo de investigación, juramos solemnemente que este trabajo de investigación es una obra original respetando las leyes y que ha sido elaborada siguiendo las disposiciones exigidas por la Universidad Técnica Nacional, UTN, así como con los derechos de autor.

En fe de lo anterior, firmamos en la ciudad de Atenas, a los 13 días del mes de agosto del 2024.

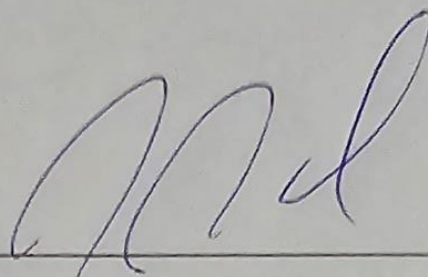


Kevin Josué Méndez Alfaro

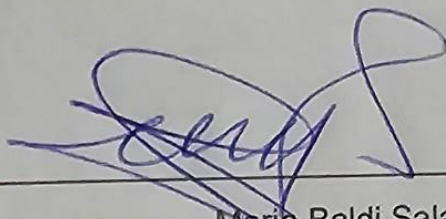
207340951

HOJA DE APROBACIÓN

Este Trabajo Final de Graduación fue aprobado por el Tribunal Evaluador como requisito parcial para optar al grado de Licenciatura en Medicina Veterinaria con Énfasis en Buiatría.



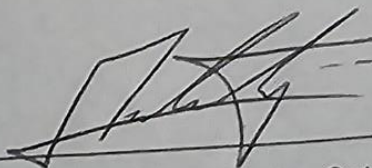
Josué Rivera Castillo
Director de Carrera



Mario Baldi Salas
Tutor del TFG



Sabine Hutter
Lector TFG



Arturo Trejos Soto
Lector TFG

RESUMEN

Título: Plan de acción epidemiológico oficial para el manejo estandarizado de brotes en equinos con sintomatología nerviosa, basado en el análisis de casos con diagnósticos no confirmados reportados por el SENASA durante el año 2019 en Costa Rica

Autor: Kevin Josué Méndez Alfaro

El estudio se enfocará en desarrollar un plan de acción basado en el análisis del brote epidemiológico que se presentó en Costa Rica en el 2019, el cual constó de múltiples casos de equinos con sintomatología nerviosa. a pesar de los esfuerzos de los médicos veterinarios enfocados en la medicina equina y entidades como la Universidad Nacional de Costa Rica y el Servicio Nacional de Salud Animal, no se logró encontrar la causa de los eventos.

Se realizará una comparativa entre la sintomatología presente en los distintos casos reportados al SENASA y la de las principales patologías de origen nervioso Mieloencefalitis Protozoaria Equina, tétano, rabia, encefalomiелitis virales, micotoxinas (fumonisina, aflatoxinas), antibióticos ionóforos (narasina, monensina sódica, lasalocida) y deficiencias nutricionales. Esto con el fin de asociar los signos con un posible origen de la patología para cada equino afectado, mediante la implementación de una tabla de sumatoria para agrupar los signos en tres grupos principales: infecciosos, tóxicos o nutricionales.

Se buscará realizar un plan acción para enfrentar de forma estandarizada y coordinada la aparición de un brote similar al presentado en el año 2019. Esto con

el fin de lograr determinar el agente causal y poder minimizar los impactos económicos, sanitarios, tanto de los animales como humana.

Palabras clave: Equino, zoonosis, infeccioso, toxico.

Dedicatoria

Esta tesis está dedicada primeramente a Dios que me dio la fuerza y paciencia de afrontar cada una de las dificultades que se presentaron durante la carrera, a mis padres y hermanos que siempre fueron de apoyo y motivación, a mis compañeros especialmente Beatriz Cano, Carlos Fernández y Pablo Solís quienes iniciaron junto a mi esta experiencia y logramos superarla juntos.

Agradecimientos

En primer lugar, agradecer a mis tutores el Dr. Mario Baldi, la Dra. Sabine Hutter y el Dr. Arturo Trejos, por todo el tiempo que se tomaron para ayudarme a concluir este ciclo. Además, una mención especial a la Dra. Maricruz Guevara y la Dra. Francisca Aguirre, grandes profesionales de la medicina veterinaria que me brindaron sus conocimientos en un claro interés por mi crecimiento como profesional.

Índice General

I. Introducción.....	1
1.1. Problemática de investigación.....	2
1.2. Justificación	3
1.3. Antecedentes	4
1.4.1. Objetivo general	8
1.4.2. Objetivos específicos.....	8
II. Marco teórico.....	9
2.1. Tipos de Enfermedades.....	9
2.1.1. Emergente	9
2.1.2. Reemergente	9
2.1.3. Epizootia	9
2.1.4. Zoonosis	10
2.2. Enfermedad de Reporte Obligatorio.....	10
2.2.1. Enfermedades de reporte obligatorio en equinos en Costa Rica	10
2.2.2. Definición de brote en términos epidemiológicos	11
2.3. Descripción de principales enfermedades con sintomatología	
nerviosa en equinos	12
2.3.1. Encefalomiелitis equina del este.....	12
2.3.2. Encefalomiелitis equina del oeste.....	12
2.3.3. Encefalomiелitis equina venezolana.....	13
2.3.4. Mieloencefalitis Protozoaria Equina.....	14
2.3.5. Tétano	16
2.3.6. Rabia	17
2.3.7. Micotoxinas	18
2.3.8. Antibióticos ionóforos.....	19
2.3.9. Deficiencias nutricionales.....	20
2.3.10. Sintomatología general e importancia	20
2.3.11. Sintomatología de las principales enfermedades nerviosas	
equinas 22	
III. Marco metodológico	23

3.1. Ubicación.....	23
3.2. Muestra	24
3.3. Recolección de información	24
3.4. Análisis de los datos	25
3.4.1. Análisis de los datos recolectados por SENASA.....	25
3.4.2. Correlación entre los datos	25
3.4.3. Regresión negativa binomial	25
3.5. Formulación del plan de acción.....	25
3.5.1. Historia clínica y anamnesis	26
3.5.2. Elaboración de lista de chequeo de síntomas	26
3.5.3. Clasificación del origen de la patología.....	27
3.5.4. Toma de muestras en equinos vivos	27
3.5.5. Necropsia y recolección de muestras en equinos muertos.....	27
3.5.6. Ficha informativa para envío de muestras	28
3.5.7. Distribución del plan de acción	28
IV. Resultados y discusión.....	29
4.1. Análisis de datos	29
4.2. Resultados de la regresión del modelo lineal generalizado	32
4.3. Plan de acción.....	35
4.3.1. Recopilación de información.....	35
4.3.2. Toma de muestras	38
4.3.3. Toma de muestra en animales vivos	38
4.3.4. Toma de muestra en animales muertos	39
4.3.5. Muestreo de alimentos.....	41
4.3.6. Eutanasia en equinos.....	43
4.3.7. Técnica de necropsia en equinos	43
4.3.8. Laboratorios para el análisis de muestras	65
V. Conclusiones	66
Referencias Bibliografía	68
Anexos	75

Índice de figuras

Figura 1 Mapa de Costa Rica con distribución de los casos reportados ante el SENASA en el 2019, según su ubicación	23
Figura 2 Mapa de Costa Rica por distribución de equinos muertos después de presentar una sintomatología nerviosa en el 2019.....	24
Figura 3 Correlación de Pearson muertos con los síntomas reportados	31
Figura 4 Tipos de alimentación reportados	32
Figura 5 Posicionamiento del cadáver.....	46
Figura 6 1. Incisión inicial de los miembros. 2. Separación la cabeza del fémur del acetábulo, y de la escápula de la región torácica.....	46
Figura 7 Incisión de la piel desde la sincondrosis intermandibular hasta el recto.	47
Figura 8 Desholleje de equino.....	47
Figura 9 Incisión muscular para acceder a los órganos abdominales	48
Figura 10 Acceso a la cavidad abdominal.....	48
Figura 11 1. Corte de la cabeza de las costillas. 2.Corte de los cartilagos costales	49
Figura 12 Localización del bazo	50
Figura 13 1. Ligadura doble del recto. 2. Incisión entre las ligaduras.....	50
Figura 14 1. Ligadura doble craneal al cardias. 2. Ligadura doble caudal al píloro. 3. Incisión entre las ligaduras dobles	51
Figura 15 Extracción del estómago y los intestinos.....	51
Figura 16 1. Corte del agujero obturador por el isquion. 2. Corte del agujero obturador por el pubis	52
Figura 17 Ubicación del sistema genitourinario y las glándulas adrenales.....	53
Figura 18 Extracción del sistema genitourinario	53
Figura 19 Desprendimiento del diafragma y el hígado	54
Figura 20 1. Corte sincondrosis intermandibular. 2. Corte Angulo de la mandíbula	55
Figura 21 Corte desde la boca hasta región craneal del tórax	55
Figura 22 Extracción de aparato cardiorrespiratorio, esófago y lengua.....	56
Figura 23 Corte en articulación atlantooxipital.....	57
Figura 24 Corte en triangulo de cráneo	57
Figura 25 1. Corte de piel y musculo. 2. Exposicion de mandibula y bolsas guturales.....	58
Figura 26 Ganglios linfáticos palpables en equinos.....	62
Figura 27 Guía para marcar lesiones en piel.....	63

Índice de Tablas

Tabla 1 Sintomatología por patología	22
Tabla 2 Formulario para envío de muestras	28
Tabla 3 Cantidad y porcentaje de equinos enfermos, muertos y síntomas reportados	30
Tabla 4 Información de la finca y el Propietario	35
Tabla 5 Anamnesis e Historia clínica	36
Tabla 6 Síntomas de las principales patologías nerviosas y sus posibles orígenes	37

Índice de abreviaturas

SENASA	Servicio Nacional de Salud Animal
AINES	Antiinflamatorios no esteroideos
OMS	Organización Mundial de la Salud
OPS	Organización Panamericana de la Salud
OIE	Organización Mundial de la Salud Animal
MPE	Mieloencefalitis protozoaria equina
MAG	Ministerio de Agricultura y Ganadería
EEE	Encefalitis equina del este
EEO	Encefalomiелitis equina del oeste
EEV	Encefalomiелitis equina venezolana
MPE	Mieloencefalitis protozoaria equina
AI	Antibióticos ionóforos
DN	Deficiencias nutricionales
CINA	Centro de investigación en nutrición animal
LPAVET	Laboratorio de Patología Veterinaria
UCR	Universidad de Costa Rica

I. Introducción

El caballo para la humanidad ha sido de suma importancia, ya que ha desempeñado un papel relevante tanto en el trabajo como en el deporte. Y en Costa Rica, esto no es la excepción ya que hoy en día, aún es utilizado diversas labores agrícolas, como en el deporte destacándose en el rodeo. En los últimos años el comercio de caballos ha incrementado y el valor de alguna de las razas es alto, (Pura Raza Español e Iberoamericano), esto también se ve reflejado en el aumento de los servicios profesionales en el ámbito de la medicina equina (Mora, & WingChing, 2018; Gómez, 2007; Devis, 2021).

Muchas son las patologías que aqueja a esta especie doméstica. Destacado los problemas que afectan el sistema nervioso central. El seguimiento y estudio de las enfermedades neurológicas en los equinos es de relevancia ya que pueden desembocar en altas mortalidades, y dejar serias secuelas que estos animales posteriores a un curso de una patología nerviosa (Gómez, 2007; Mora, & WingChing, 2018; Luque, 2020; Corrin *et al.*, 2021; Devis, 2021; Torres *et al.*, 2021).

Es por esto por lo que en esta investigación se dedicará a establecer algunas medidas de acción ante posibles brotes con curso nervios, esto con el fin de establecer una mejor reacción ante estos eventuales casos, con el fin de mejorar la toma de datos y minimizar los impactos negativos que los brotes puedan generar.

1.1. Problemática de investigación

Los brotes de enfermedades neurológicas pueden ser causados por diversos patógenos, ya sean infecciosos, tóxicos o desequilibrios nutricionales. Estos eventos conllevan pérdidas económicas significativas que impactan negativamente en el sector pecuario.

Dentro de las buenas prácticas de manejo de brotes se incluye la implementación de cuarentenas, restricciones en la movilización de animales y productos relacionados, así como bloqueos en la comercialización a niveles nacional e internacional. En el caso particular de un brote en equinos, se observó que en Costa Rica no existe un plan claramente establecido para gestionar estos eventos en la medicina equina (Gómez, 2007).

Durante el brote de 2019, que afectó a un total de 202 animales con una tasa de mortalidad del 22,3%, varias entidades participaron en la investigación y se realizaron múltiples exámenes para descartar enfermedades infecciosas, intoxicaciones alimentarias o farmacológicas. Estas entidades incluyen la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional, la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad San Francisco de Asís y la Universidad de Costa Rica. Sin embargo, ninguna de estas instituciones logró identificar la causa del brote ni las muertes de los animales (SENASA, 2019).

A pesar del interés mostrado por diversas instituciones, los protocolos y el enfoque para abordar este tipo de brote no fueron los más adecuados, dado que no existía un protocolo estandarizado al que todos los participantes pudieran acceder para llevar a cabo una gestión epidemiológica efectiva. Se destacó la falta de

comunicación entre las entidades, lo que limitó el abordaje adecuado para investigar este brote.

Estos incidentes evidencian la carencia de un plan de acción ante eventualidades de esta naturaleza, que incluya una recopilación adecuada de datos y una comunicación clara, transparente, jerarquizada y centralizada. Estos elementos son fundamentales para garantizar que el abordaje adecuado pueda proporcionar pistas o claves para identificar la causa de este tipo de brotes.

1.2. Justificación

Según Mora & Wing (2018), para el año 2014 había más de 66,900 equinos en Costa Rica, y en los últimos años se ha observado un aumento en su población. Las fincas dedicadas a la producción equina son de suma importancia, ya que la exportación de diferentes razas genera ingresos millonarios al país anualmente (por ejemplo, \$4 millones por la exportación de caballos de raza Iberoamericana) (Mora & Wing, 2018).

Es crucial estandarizar guías y protocolos para manejar posibles brotes de enfermedades neurológicas en equinos, con el fin de contener el evento, controlar adecuadamente sus causas y desarrollar procesos de investigación para situaciones futuras. La prioridad de identificar la causa de eventos como el brote de 2019 puede ser vital para establecer medidas preventivas enfocadas tanto en la salud animal como en la salud pública.

La implementación de planes de acción protocolizados y jerarquizados, con la participación de todas las instituciones pertinentes en la salud animal y definidas

en sus roles, puede mejorar la respuesta de los profesionales involucrados, garantizar la generación de información precisa y orientar un mejor manejo de los casos. Una comunicación efectiva entre todas las partes puede acelerar significativamente los resultados.

Dada la significativa contribución económica de la producción equina en Costa Rica, es imperativo generar información y contar con planes estratégicos para minimizar las pérdidas económicas en posibles brotes de enfermedades, intoxicaciones u otras amenazas. Esto no solo protegerá la producción, sino que también promoverá un mayor bienestar animal.

El papel fundamental de los médicos veterinarios y las entidades responsables de la salud animal radica en su capacidad para elaborar informes y determinar las medidas de mitigación necesarias para reducir los efectos negativos de estos brotes (OIE, 2022).

1.3. Antecedentes

Rovid et al. (2010) reportaron un brote en el Reino Unido de Encefalopatía Espongiforme Bovina, que causó la muerte de más de 170.000 bovinos y afectó también a otras especies, incluyendo al ser humano. Los primeros casos se documentaron a finales de 1984, cuando los veterinarios comenzaron a visitar granjas donde los bovinos presentaban síntomas neurológicos y morían aproximadamente una semana después. A inicios de 1985, se enviaron diversas muestras (tejidos y alimentos) a laboratorios especializados, sin embargo, solo se llegó a un diagnóstico presuntivo de intoxicación por micotoxinas debido al alimento.

Los casos cesaron hasta finales de 1986, cuando se reportaron nuevos casos. Se decidió entonces enviar muestras de tejido nervioso a laboratorios de patología, donde se diagnosticó por primera vez la encefalopatía espongiiforme bovina (conocida como la enfermedad de las vacas locas). Como medidas de control, se sacrificaron todos los animales con síntomas y se prohibió el uso de harina de rumiantes en la alimentación de estos animales, ya que se sospechaba que la enfermedad se originaba en este tipo de harina de ovejas (priones infecciosos-scripe-).

En 2010, en Argentina, se presentó un brote en equinos causado por fumonisinas (B1, B2 y B3) producidas por el hongo *Fusarium verticillioides*, resultado de la descomposición del maíz en concentrados equinos, lo que llevó a tasas de mortalidad y letalidad del 4.8% y 100%, respectivamente (Giannitti et al., 2011). Estudios detallados confirmaron la presencia de leucoencefalomalacia. Análisis posteriores de cromatografía líquida en muestras de maíz revelaron altas concentraciones de fumonisinas B1, B2 y B3, lo que permitió confirmar el diagnóstico de leucoencefalomalacia en los equinos afectados por intoxicación por fumonisinas (Giannitti et al., 2011).

En Venezuela, en 1995, se reportaron casos de Encefalitis Equina Venezolana en equinos y humanos, con 504 casos clínicos y 475 muertes en equinos, y aproximadamente 11.300 casos sospechosos, 185 confirmados y 16 muertes en humanos (Ruiz et al., 1997). Aunque el autor no describe explícitamente el desarrollo de la enfermedad, se implementaron medidas como cuarentena, prohibición de movilización de equinos en los estados afectados, vacunación de

aproximadamente el 70% de los caballos, mulas y burros en las regiones afectadas, y control del vector mediante fumigación con insecticidas. Las personas con fiebre recibieron atención médica y se hospitalizó a aquellas con síntomas neurológicos (Ruiz, 1997).

James et al. (2010) reportaron en 1999 un brote del Virus del Nilo Occidental en aves silvestres, tanto en libertad como en zoológicos en Estados Unidos. La muerte masiva de córvidos alrededor del zoológico fue seguida por mortalidades en aves de la colección del zoológico del Bronx. Se realizó una investigación para determinar el agente causal, descartándose el virus de la influenza aviar y la enfermedad de Newcastle debido a las lesiones en corazón y cerebro de las aves afectadas.

Semanas después, se reportaron seis casos de encefalitis en humanos en Queens, sospechándose encefalitis de San Luis. Se implementó el control con adulticidas y larvicidas en Queens y el Bronx. En septiembre, se aisló el virus del Nilo Occidental en pacientes humanos y se encontraron antígenos de flavivirus en autopsias. Para finales de septiembre, se reportaron 17 casos positivos y cuatro muertes en humanos. Se continuó con el control de vectores utilizando insecticidas, vigilancia en Queens, Bronx y ciudades aledañas, y se usaron aves domésticas (gallinas) como centinelas. Se estableció un sistema de comunicación telefónica para el público en general y se recomendaron medidas preventivas como reducir la exposición a mosquitos, usar ropa que cubriera la mayor cantidad de piel posible, eliminar posibles criaderos de mosquitos y usar repelentes de insectos (James et al., 2010).

Quirós (2002) menciona que en 1994 Costa Rica sufrió un brote de peste porcina clásica (PPC). Se sospechó que el origen del brote fue la introducción de cerdos desde Nicaragua, donde la enfermedad era endémica. Esto resultó en una abrupta disminución del precio de la carne porcina y el impedimento de exportaciones de productos de origen porcino para Costa Rica. Como medida de mitigación, se optó por el sacrificio de más de 26.000 cerdos, ya que el Código Sanitario Internacional de la Oficina Internacional de Epizootias establece que el sacrificio sanitario es la única medida que permite declarar al país libre de esta patología seis meses después del último reporte de un caso (Quirós, 2002).

A nivel nacional, el Servicio Nacional de Salud Animal en Costa Rica reportó en 2019 un brote en 202 caballos distribuidos por todo el país, los cuales presentaron síntomas neurológicos. De este número, 45 animales murieron. Los veterinarios implementaron varias terapias de soporte entre los animales afectados en ausencia de un diagnóstico presuntivo. El Servicio Nacional de Salud Animal sospechó que una de las causas más probables podría ser intoxicaciones asociadas al alimento proporcionado a los caballos. Se tomaron muestras de alimentos (pacas y concentrados) de 11 establecimientos afectados. Todas las muestras resultaron negativas ante el análisis de múltiples tóxicos (micotoxinas, herbicidas, insecticidas, entre otros) realizado en la Universidad Nacional. El brote se controló y no se reportaron otros eventos similares con estas características epidémicas. Los médicos veterinarios sospechan que el brote fue causado por una intoxicación, pero esta hipótesis no se corroboró.

1.4. Objetivos

1.4.1. Objetivo general

Establecer un plan de acción epidemiológico oficial para el manejo estandarizado de brotes en equinos con sintomatología nerviosa, mediante el análisis y categorización de los casos no confirmados por el SENASA durante el año 2019 en Costa Rica.

1.4.2. Objetivos específicos

Establecer diagnósticos presuntivos de los casos en equinos con causa no confirmada por el SENASA, mediante la elaboración de una tabla de categorización de síntomas de enfermedades de carácter nervioso, para la definición del posible origen etiológico de cada caso.

Formular un plan de acción sobre el manejo y contención de enfermedades de sintomatología nerviosa en equinos, basado en los protocolos proporcionados por organismos nacionales e internacionales como el Servicio Nacional de Salud Animal y la Organización Mundial de la Salud Animal. Este plan incluirá el adecuado reporte, contención y diagnóstico de este tipo de casos para asegurar una respuesta efectiva y coordinada.

II. Marco teórico

2.1. Tipos de Enfermedades

2.1.1. Emergente

El término de enfermedad emergente fue emitido por el Instituto de Medicina de los Estados Unidos en el año 1992 para señalar a las emergentes que no se conocían anteriormente, o enfermedades que ya se conocía de su existencia, pero no estaban presentes en ciertas regiones están siendo causadas por agentes infecciosos como virus, bacterias, parásitos y hongos, o no tener un origen microbiano (Kuri *et al.*, 2015, Labañino & Serrano, 2015).

2.1.2. Reemergente

El término de enfermedad reemergente al igual que las emergentes fue instaurado por el Instituto de Medicina de los Estados Unidos en el año 1992, sin embargo, este término hace alusión a las enfermedades que se consideraban erradicadas o bien controladas en una región o bien en el mundo, sin embargo, estas vuelven a surgir, como es el caso de la fiebre amarilla (Kuri *et al.*, 2015. Labañino, & Serrano, 2015).

2.1.3. Epizootia

Se determina una epizootia a un aumento rápido en el número de casos presentes en una región y en un tiempo determinado de una enfermedad infectocontagiosa (Pardo, 2006).

2.1.4. Zoonosis

Según la Organización Mundial de la Salud [OMS] (2020), la zoonosis son aquellas enfermedades que afectan al ser humano que tienen un origen animal, los cuales son transmitidos por el contacto directo, por el consumo de alimentos de origen animal o bien a través del medio ambiente. Estas enfermedades son producidas por agentes infecciosos como parásitos, virus, bacterias, entre otros microorganismos (Cross *et al.*, 2019; OMS, 2020). Cross *et al.* (2019), mencionan que siete de cada diez enfermedades de carácter infeccioso son considerado una zoonosis, esto toma un rol de mucha relevancia ya que debido a este tipo de enfermedades han sido causantes de brotes importantes como es el caso del ébola en el 2013 en el continente africano la influenza H1/N1 en el 2009.

2.2. Enfermedad de Reporte Obligatorio

La ley N° 34669-MAG (2008), menciona que una enfermedad de reporte o declaración obligatoria son aquellas enfermedades que forman parte de una lista instauradas por la OIE o por cada uno de los gobiernos miembros de esta entidad, las cuales si se presenta un caso o se sospeche del mismo se debe notificar a las autoridades respectivas. Estas listas tienen como función informar a los demás países miembros de la OIE sobre brotes y de esta manera se puedan los demás países puedan tomar medidas para detener la propagación de la enfermedad.

2.2.1. Enfermedades de reporte obligatorio en equinos en Costa Rica

A continuación, se mencionan las enfermedades de reporte obligatorio en equinos en Costa Rica según la ley N° 34669-MAG, ejecutada desde el año 2008:

- Anemia infecciosa equina
- Arteritis viral equina
- Durina
- Encefalomiелitis equina (del este)
- Encefalomiелitis equina (del oeste)
- Encefalomiелitis equina venezolana
- Gripe equina
- Linfangitis epizoótica
- Metritis contagiosa equina
- Muermo
- Peste equina
- Rinoneumonía equina
- Surra (*Trypanosoma evansi*)
- Viruela equina

2.2.2. Definición de brote en términos epidemiológicos

Para la epidemiología un brote es la relación entre dos o más casos de una enfermedad determinada, teniendo presente la sintomatología y el inicio de esta, además de la distribución geográfica de cada uno de los individuos enfermos y sus características propias (Peláez & Bermejo, 2020).

2.3. Descripción de principales enfermedades con sintomatología nerviosa en equinos

2.3.1. Encefalomiелitis equina del este

La encefalomiелitis equina del este (EEE) es una enfermedad producida por un virus del género *Alfavirus*, el cual puede ser letal o bien generar secuelas neurológicas permanentes en los individuos afectados (*Tabla 1*). Esta patología es de carácter zoonótico, por lo que es de mucha importancia para la salud pública (Vera & Jonqui, 2022). En 1831 fue reportada por primera vez en caballos, mientras que el primer caso confirmado en humanos fue en 1938 (Corrin *et al.*, 2021).

La transmisión de esta agente tanto para los caballos como en los humanos se da por la picadura de mosquitos portadores del patógeno, estos mosquitos son del género *Aedes* sp, *Culex* sp y *Culiseta* sp. Las aves y los roedores cumplen un papel de reservorio, mientras que los equinos y los humanos son huéspedes incidentales (Corrin *et al.*, 2021; Vera & Jonqui, 2022).

Para realizar un diagnóstico de esta patología se puede realizar mediante la inhibición de la hemaglutinación, pruebas ELISA que detecta anticuerpos, PCR y seroconversión (Carrera *et al.*, 2022; Vera & Jonqui, 2022).

2.3.2. Encefalomiелitis equina del oeste

Según la Organización Panamericana de la Salud (OPS) (2013) y el Ministerio de salud de Costa Rica (2015) la encefalomiелitis equina del oeste (EEO) es una enfermedad producida por el virus de la encefalomiелitis equina del oeste, el

cual es un virus que pertenece al género alphavirus, los cuales son virus tipo ARN que posee un potencial zoonótico.

En el caso de esta enfermedad tanto los equinos como el ser humano son huéspedes incidentales, ya que el ciclo de vida de este agente se cumple en algunas especies silvestres como las aves silvestres que cumplen un papel importante como reservorio. La transmisión se da por medio de mosquitos del género *Culex* sp y *Culiseta* sp (OPS, 2013; Ministerio de salud de Costa Rica, 2015; Marín *et al.*, 2019). La patogenia se describe en el apartado 3.4.1.

La sintomatología (*Tabla 1.*) es de poca ayuda para el diagnóstico definitivo de esta patología ya que comparte muchos síntomas con otras enfermedades de cursos nerviosos, por lo que es necesario pruebas como las pruebas ELISA, prueba de neutralización por reducción de placa, prueba de fijación de complemento y prueba de la inhibición de hemaglutinación (Marín *et al.*, 2019).

2.3.3. Encefalomiелitis equina venezolana

El virus de la encefalomiелitis equina venezolana (EEV) es un virus de tipo ARN del género de *Alphavirus* y al igual que el virus de la encefalomiелitis equina del este y el oeste, tienen afinidad por el tejido nervioso. Este virus posee un potencial zoonótico y debido a esta característica es un agente de suma importancia para la salud pública. Este virus fue aislado por primera vez en Venezuela en el año de 1938 (Torres *et al.*, 2021).

El virus de la encefalomiелitis equina venezolana se transmite mediante mosquitos del género de *Culex* sp, *Aedes* sp, *Anopheles* sp, *Masonia* sp,

Psorophora sp y *Ochlerotatus* sp, sin embargo, los equinos y el ser humano no cumple un papel fundamental en su ciclo, siendo únicamente un huésped incidental, siendo marsupiales y roedores silvestres los huéspedes definitivos (Prieto *et al.*, 2021).

Una vez que se da la picadura del mosquito el virus viaja a los linfonodos, donde se van a replicar y causar una linfotoxicidad, también se da la replicación en las células hematopoyéticas, esto ocurre en las primeras 24 horas. La infección llega al tejido nervioso para invadir las células y continuar replicándose lo que causa una destrucción de estas células nerviosas. No se conoce el mecanismo por el cual el virus llega al sistema nervioso central (Laguna, 2000). Torres *et al.* (2021) indican que los síntomas (*Tabla 1.*) pueden presentarse de forma leve, moderada o severa, lo que puede causar que el pronóstico sea más o menos favorable.

Para realizar un diagnóstico definitivo de la encefalomiелitis equina venezolana se pueden usar pruebas como la inhibición de la hemaglutinación y la utilización de pruebas ELISA para la identificación de anticuerpos en sangre o en líquido cefalorraquídeo (Marín *et al.*, 2019; Torres *et al.*, 2021).

2.3.4. Mieloencefalitis Protozoaria Equina

Las mieloencefalitis protozoaria equina (MPE) es producida por *Sarcocystis neurona* y *Neospora hughesi*, estas especies pertenecen al grupo de parásitos protozoarios de la familia de los *Sarcocistidos*. La mayoría de los casos de MPE reportados son por causa de *S. neurona*, siendo la zarigüeya *Didelphis virginiana* el

huésped definitivo, mientras que otros mamíferos como los equinos son hospederos intermediarios (Schale *et al.*, 2018; Bedenice & Johnson, 2022).

La transmisión de estos microorganismos a los equinos se da por la ingesta de alimentos o agua contaminados con las heces de las zarigüeyas infectadas con el agente. La transmisión entre caballos no se da, ni entre huéspedes intermediarios. Las infecciones se pueden dar en caballos de todas las edades y razas y no existe una predisposición por sexo (Maldonado *et al.*, 2020).

Cuando los equinos ingieren el parásito, los merozoitos invaden los leucocitos los cuales transportan los merozoitos hasta el sistema nervioso central, donde van a invadir las células nerviosas donde se van a dar una replicación y maduración de los merozoitos, lo que causa la destrucción de las células nerviosas (Urrea, 2012).

Esta patología puede causar una variada sintomatología (*Tabla 1.*) debido a que puede afectar cualquier parte anatómica del sistema nervioso central como el cerebro, tronco encefálico y/o médula espinal (Bedenice & Johnson, 2022).

Bedenice & Johnson (2022), indican que el diagnóstico de MPE es un poco complejo, debido a que su sintomatología puede ser representativa de otras enfermedades que afectan al sistema nervioso, sin embargo, un diagnóstico presuntivo se realiza si se cumplen los siguientes tres criterios: el animal tiene sintomatología nerviosa, descarte de otras enfermedades nerviosas probables y pruebas de anticuerpos contra *S. neurona* o *N. hughesi*. La prueba de anticuerpos por sí sola no es diagnóstica ya que la patología se ve expresa en una cantidad baja

de individuos que estén en contacto con el agente. También se puede realizar el diagnóstico mediante el uso de PCR, inmunohistoquímica e histopatología en casos de diagnósticos postmortem (Maldonado *et al.*, 2020).

2.3.5. Tétano

El tétano es una enfermedad originada por las toxinas producidas por la bacteria *Clostridium tetani*, la cual es una bacteria Gram positiva que se encuentra en el ambiente en forma esporulada. Este patógeno tiene una distribución mundial y afecta tanto a equinos como otros mamíferos incluyendo el ser humano (Chabí *et al.*, 2022).

La transmisión de este agente se da por medio de heridas expuestas, donde la bacteria que se encuentra en el ambiente aprovecha para ingresar al organismo (Diaz, 2020). Una vez que la bacteria ingresa por una lesión esta se comienza a replicar en el tejido necrótico ya que este posee bajos niveles de oxígeno lo que favorece a el crecimiento de la infección para luego liberar tres toxinas, la tetanospasmina, la toxina no espasmogena y la tetanolisina. La tetanolisina va a causar necrosis de los tejidos, esto ayuda a que se dé mayor replicación de la bacteria y por ende más liberación de la toxina. La tetanospasmina viaja por sangre y se ubica en las terminales nerviosas evitando la liberación de neurotransmisores, dando origen a los signos clínicos. Finalmente, la toxina no espasmogena tiene su efecto en las uniones neuromusculares en el sistema periférico, bloqueando la transmisión y liberación del acetilcolina de la placa neuromuscular (Diaz, 2020).

No existe una prueba específica ante mortem de para el tétano, y en el caso de una inspección postmortem tampoco genera ninguna información ya que esta toxina no genera ninguna alteración visible en los órganos o tejidos. Los síntomas (*Tabla 1.*) presentes en casos de equinos con tétano son muy particulares de esta patología, es por este motivo que en la mayoría de los casos el diagnóstico se realiza únicamente con los signos clínicos presentes en el animal (Chabí *et al.*, 2022).

2.3.6. Rabia

La rabia es una enfermedad provocada por un virus del género *Lyssavirus* de tipo ARN envuelto, posee una distribución mundial y afecta a los mamíferos entre los que se encuentran los equinos y el ser humano. Debido a su potencial zoonótico y a su alta letalidad se considera una de las enfermedades más importantes para la salud pública. La rabia paralítica es la presentación más común presente en los equinos (su sintomatología se describe en la *Tabla 1.*), mientras que la rabia furiosa es poco común en esta especie, siendo más común en caninos (Barrandeguy & Carossino, 2017; Luque, 2020; Schwarz *et al.*, 2020).

La forma en la que un individuo contraiga la enfermedad es mediante la mordida de otro individuo que posea la enfermedad, ya que estos eliminan el agente mediante la saliva y al momento de la mordedura se transmite la enfermedad. Los caballos generalmente contraen la enfermedad debido a la mordedura de murciélagos hematófagos (Frantchez & Medina, 2018, Camacho, 2022).

Una vez que se da la mordida se da una pobre replicación del virus en el músculo implicado, sin embargo, el virus viaja hacia los usos neuromusculares donde se da una mayor replicación afectando el uso infectado y el nervio que lo inerva, después por medio de los nervios periféricos llega el virus al sistema nervioso central, donde se va a dar una proliferación y una propagación hacia otros tejidos como a las glándulas salivales para ser eliminado por la saliva (Frantchez & Medina, 2018; Camacho, 2022).

En el caso de tener animales sospechosos se debe sacrificar para tomar muestras de encéfalo y enviarlas al laboratorio del Servicio Nacional de Salud Animal (SENASA) donde se dará la confirmación del diagnóstico mediante inmunofluorescencia directa o por la prueba biológica en ratones lactantes (SENASA, 2019).

2.3.7. Micotoxinas

Las micotoxinas son metabolitos producidos por algunos géneros de hongos, los cuales poseen la capacidad de crecer en una gran variedad de alimentos, cabe mencionar que no son los hongos los causantes de las patologías, sino que son sus micotoxinas quienes causan el daño al microorganismo. El crecimiento de este tipo de hongos no es necesariamente indicativo de que se vaya a dar una intoxicación, en su lugar lo que indica es que existe una contaminación en los productos y la ausencia de estos no asegura que los alimentos no contengan micotoxinas, ya que estos metabolitos tienen la capacidad de mantenerse en los alimentos incluso cuando el hongo ya no se encuentre presente. Algunas de las micotoxinas que

afectan a los equinos pueden ser fumonisina, aflatoxinas, entre otras (Rodríguez, 2011; Hernández, 2021).

Hernández (2021), asevera que el hongo *fusarium moniliforme* libera una toxina conocida como fumonisina que se puede encontrar en el maíz, cebada, avena y otros granos de los que pueden estar compuestos los concentrados para los equinos (*Tabla 1.*).

Las aflatoxinas son micotoxinas producidas por algunos hongos del género *aspergillus* (*A. parasiticus*, *A. niger*, *A. flavus*, entre otros). Existen varios tipos de aflatoxinas de las cuales los tipos B1, B2, G1, G2, M1 y M2 son de mayor importancia por su toxicidad (*Tabla 1.*). Estas toxinas se pueden encontrar en productos como el maní, maíz, higos, leche y piensos (Rodríguez, 2011; Hernández, 2021).

2.3.8. Antibióticos ionóforos

Los antibióticos ionóforos (AI) son compuestos producidos por bacterias de los géneros *Actinomadura* y *Streptomyces*. Estos antibióticos pueden formar parte de las formulaciones de algunos concentrados de animales, ya que tienen efecto anticoccidial, fungicida, antibacteriano y además funcionan como promotores del crecimiento. Las intoxicaciones con estos antibióticos se dan cuando las formulaciones de los concentrados fallan y se agregan cantidades mayores a las toleradas por los animales o bien cuando se utilizan concentrados destinados para una especie en específico en otra especie, por ejemplo, concentrados destinados para el uso en bovinos utilizados para alimentar equinos (*Tabla 1.*). Entre los

antibióticos ionóforos más comunes se encuentran narasina, monensina sódica, lasalocida entre otros (de Souza *et al.* 2019).

2.3.9. Deficiencias nutricionales

Los nutrientes son moléculas presentes en los alimentos y son requeridos para el correcto funcionamiento del cuerpo, además de son indispensable para crecimiento. Por lo que las deficiencias nutricionales (DN) van a causar alteraciones en los distintos órganos y sistemas del cuerpo de los equinos (Brandi & Furtado, 2009). Entre las principales deficiencias que causan cuadros nerviosos se encuentran el tocoferol (vitamina E), retinol (vitamina A), tiamina (vitamina B1) (Cunha, 2012; Pitel *et al.*, 2020).

La deficiencia de vitamina E está relacionado con patologías como la distrofia neuroaxonal, enfermedad de la neurona motora, tanto la deficiencia de vitamina A como E se dan por dietas altas en heno y baja en forrajes frescas, los niveles bajos de tiamina están relacionadas a henos de mala calidad (Toledo *et al.*, 2019; Pitel *et al.*, 2020).

Es importante mantener una dieta balanceada en todas las etapas de los equinos, ya las deficiencias nutricionales pueden causar alteraciones en el crecimiento y afectar directamente la inmunidad (Cunha, 2012; Toledo *et al.*, 2019).

2.3.10. Sintomatología general e importancia

Las enfermedades neurológicas en caballos son de mucha importancia ya que estas amenazan la vida de los animales, además de que en los casos de que el individuo pueda recuperarse, estas patologías pueden dejar secuelas permanentes.

También cabe mencionar que varios de estos agentes tienen el potencial de causar enfermedad en las personas siendo de mucha importancia para la salud pública, ya que hay enfermedades como la rabia que tiene un alto potencial letal, tanto para los animales como para el ser humano (Urrea, 2012; Luque, 2020; Corrin *et al.*, 2021; Torres *et al.*, 2021; Bedenice & Johnson, 2022; Chabí *et al.*, 2022; Vera & Jonqui, 2022).

La sintomatología general de las enfermedades nerviosas en los equinos según Barrandeguy & Carossino (2017); Marín *et al.* (2019); Servicio Nacional de Salud Animal (2019); Diaz, (2020); Prieto *et al.* (2021); Torres *et al.* (2021); Bedenice & Johnson, (2022); Chabí *et al.*, (2022); Organización Mundial de la Salud Animal (OIE) (2022), y Vera & Jonqui (2022) son:

- Debilidad muscular
- Parálisis musculares
- Ataxia
- Incoordinaciones
- Convulsiones
- Los animales apoyan la cabeza en objetos (principalmente en paredes)
- Cambios de conducta
- Desorientación
- Postraciones

2.3.11. Sintomatología de las principales enfermedades nerviosas equinas

En la Tabla 1 se muestra la sintomatología presente en las principales patologías con afectación nerviosa en equinos.

Tabla 1 *Sintomatología por patología*

Síntomas/Patología	EEE	EEO	EEV	MPE	Tétano	Rabia	Micotox	AI	DN
Sudoración								X	
Salivación								X	
Hipersensibilidad							X		
Caminatas en círculos				X			X		
Ictericia							X		
Dolor abdominal								X	
Hematoquecia							X		
Parálisis facial	X	X		X					
Cuello rígido	X	X							
Dificultad para deglutir	X	X		X					
Cambios de comportamiento como animales somnolientos o agresivos	X	X							
Desorientación	X	X							
Convulsiones	X	X	X						X
Tropiezos				X					
Pérdida de masa muscular				X					
Disfunción vestibular (se caen hacia los lados)				X					
Atrofia de músculos fasciales				X					
Hiperestesia					X	X			
Orejas erguidas					X				
Orejas caídas			X						
Mala postra			X						
Labios flácidos			X						
Automutilación						X			
Rechinamiento de dientes					X				
Cola erguida					X				
Prolapso del tercer párpado					X				
Postura rígida					X				
Parálisis muscular rígida					X				
Fiebre	X	X	X				X		
Anorexia	X	X	X				X		X
Debilidad		X		X					X
Incoordinación	X	X	X	X		X	X	X	X
Apoyan la cabeza en objetos	X	X	X				X		
Ceguera	X	X					X		X
Ataxia	X	X				X	X	X	X
Paresia	X	X				X	X		X
Inquietud						X		X	
Postración	X	X	X			X		X	
Disnea								X	
Taquicardia								X	
Temblores musculares								X	X
Depresión			X			X	X		X
Pérdida de peso							X		X
Excitabilidad			X						
Deambulación errática									X
Hiporreflexia									X
Hipotermia									X
Fasciculaciones musculares									X
Diarrea									X

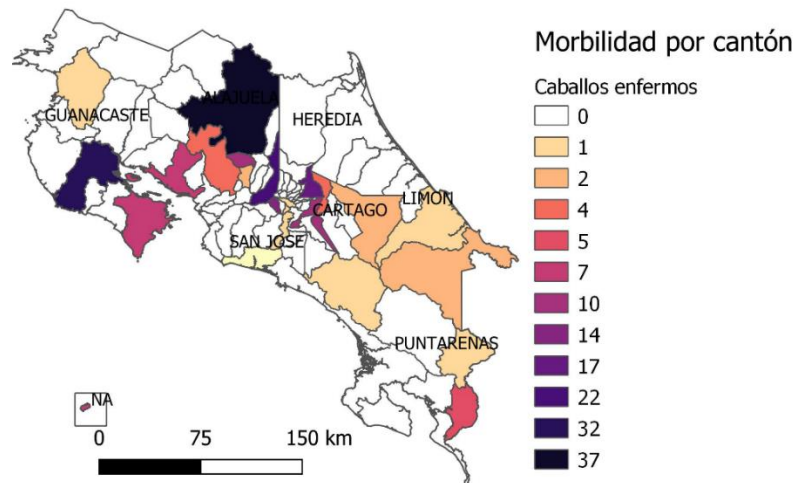
Fuente: Cunha, 2012; Barranteguy & Carossino, 2017; Peña, 2017; Machado *et al.*, 2018; Servicio Nacional de Salud Animal, 2019; Toledo *et al.*, 2019; de Souza *et al.*, 2019; Marín *et al.*, 2019; Díaz, 2020; Pitel *et al.*, 2020; Hernández, 2021; Prieto *et al.* 2021; Torres *et al.* 2021; Bedenice & Johnson, 2022; Chabí *et al.*, 2022; Organización Mundial de la Salud Animal, 2022; Vera & Jonqui, 2022.

III. Marco metodológico

3.1. Ubicación

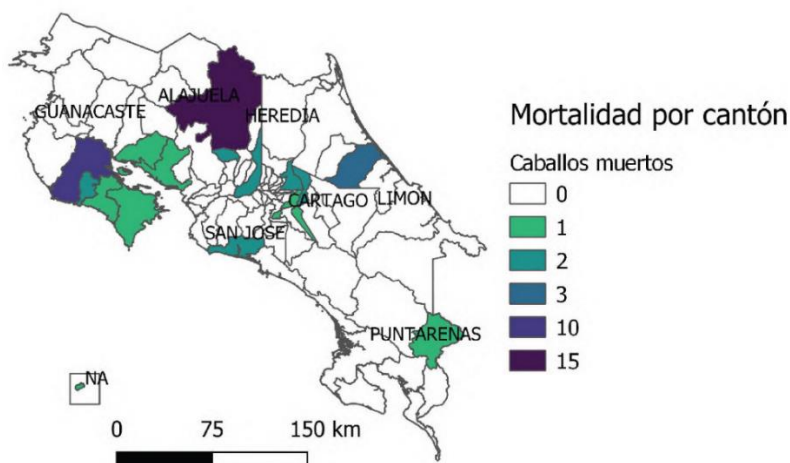
Se utilizaron los casos de equinos reportados al SENASA con sintomatología nerviosa tanto para efectos de morbilidad (Imagen 1) como mortalidad (Imagen 2) durante el año 2019 en Costa Rica.

Figura 1 Mapa de Costa Rica con distribución de los casos reportados ante el SENASA en el 2019, según su ubicación



Fuente: SENASA, 2019

Figura 2 Mapa de Costa Rica por distribución de equinos muertos después de presentar una sintomatología nerviosa en el 2019



Fuente: SENASA, 2019

3.2. Muestra

Para el estudio se contó con los 202 casos reportados por el SENASA de equinos con sintomatología nerviosa con diagnóstico no confirmado.

3.3. Recolección de información

La información que se utilizó fue la base de datos generada por el SENASA durante el brote en el año 2019, la cual cuenta con información de las fincas afectado (propietario, correo, número telefónico, ubicación, entre otros), información de los equinos afectados (cantidad de animales afectados, síntomas, tipo y finalidad de la explotación, animales muertos, tipo de alimentación, entre otros) y el origen de los alimentos utilizados en la explotación.

3.4. Análisis de los datos

3.4.1. Análisis de los datos recolectados por SENASA

Se realizó un análisis de los datos generados por el SENASA en el 2019, para la revisión retrospectiva de cada uno de los 202 casos reportados, donde se organizaron los datos, se contabilizaron cada uno de los síntomas, tiempo en el permanecieron los síntomas, cantidad de animales muertos, tipo de alimentación y se establecieron valores porcentuales de cada uno de los síntomas reportados, la cantidad de animales muertos y de animales recuperados.

3.4.2. Correlación entre los datos

Se realizó una correlación de Pearson entre los síntomas reportados y la alimentación con los animales muertos, esto con el fin de determinar la relación de los síntomas con alguna patología de carácter nerviosa, además para determinar si la presencia o ausencia de algún síntoma estaba relacionado con la muerte o sobrevivencia de los animales.

3.4.3. Regresión negativa binomial

Se realizó un análisis retrospectivo con ayuda de Colap, el cual es un sistema de datos estadísticos, esto con el objetivo intentar determinar el origen del brote presentado en el 2019.

3.5. Formulación del plan de acción

Con base en el análisis, conclusiones de los datos y la herramienta utilizada por el SENASA durante el brote del 2019, se formuló un plan de acción tipo manual

que responda, ante un eventual brote de una naturaleza similar al ocurrido en el 2019. Este cuenta con diferentes apartados que abarcan desde la historia clínica hasta el manejo de necropsia.

3.5.1. Historia clínica y anamnesis

Se realizó un documento tipo ficha clínica (Tabla 5) para completar por los médicos veterinarios donde se solicita información del propietario, la finca o cuadra y del paciente.

3.5.2. Elaboración de lista de chequeo de síntomas

Se realizó una lista de chequeo de síntomas presentes en las principales patologías de carácter nervioso (tabla 6), esto para que los médicos veterinarios realicen una inspección estandarizada de los casos.

El medico deberá marcar con una X los síntomas presentes en el equino que presenta la patología, para después realizar una lista de diagnósticos diferenciales.

3.5.3. Clasificación del origen de la patología

Con ayuda de la Tabla 6, donde la persona encargada del caso deberá marcar cuáles síntomas presenta el paciente, para que le sea de mayor facilidad poder darle un posible origen (infeccioso, tóxico, nutricional o mixto) a la patología y de esta manera poder realizar la toma de muestras que le van a ayudar llegar a un diagnóstico definitivo.

3.5.4. Toma de muestras en equinos vivos

Se realizó una guía para la recolección, almacenamiento y envío de muestras en equinos. Esta contiene: tipo y forma de recolección de la muestra según el posible origen de la patología, forma y recipiente de almacenamiento, así como su respectivo transporte.

3.5.5. Necropsia y recolección de muestras en equinos muertos

Se realizó una guía para ejecutar la eutanasia y necropsia en equinos que así lo ameriten. Esto con el fin de identificar lesiones macroscópicas que puedan guiar a un diagnóstico, además de las herramientas necesarias para la toma y envío de muestras a laboratorio. Dicha guía cuenta con la descripción detallada de cómo realizar los procesos de eutanasia, necropsia e inspección de los órganos internos, así como de la recolección de las muestras necesarias según el posible origen de la patología.

3.5.6. Ficha informativa para envío de muestras

Se realizó una ficha (Tabla 2) que recolecte la información necesaria para el envío de las muestras y los laboratorios autorizados por el SENASA para su procesamiento según el tipo de muestra tomada.

Tabla 2 *Formulario para envío de muestras*

Fecha toma de la muestra:		Fecha envío de la muestra:	
Nombre del médico:		Número de colegiado:	
Número telefónico:		Correo electrónico:	
Propietario:			
Provincia:		Cantón:	Distrito:
ID animal:	Especie:	Raza:	Sexo:
Edad:	Tipo de muestras y examen a realizar:		
Historia clínica:			
Diagnóstico presuntivo:			
Hallazgos de necropsia:			
Lesiones externas y localización			

3.5.7. Distribución del plan de acción

El plan de acción se realizó en formato digital y se le entregó al SENASA para que este sea la entidad la encargada de difundirlo para el uso en un eventual brote epidemiológico de sintomatología nerviosa en equinos.

IV. Resultados y discusión

4.1. Análisis de datos

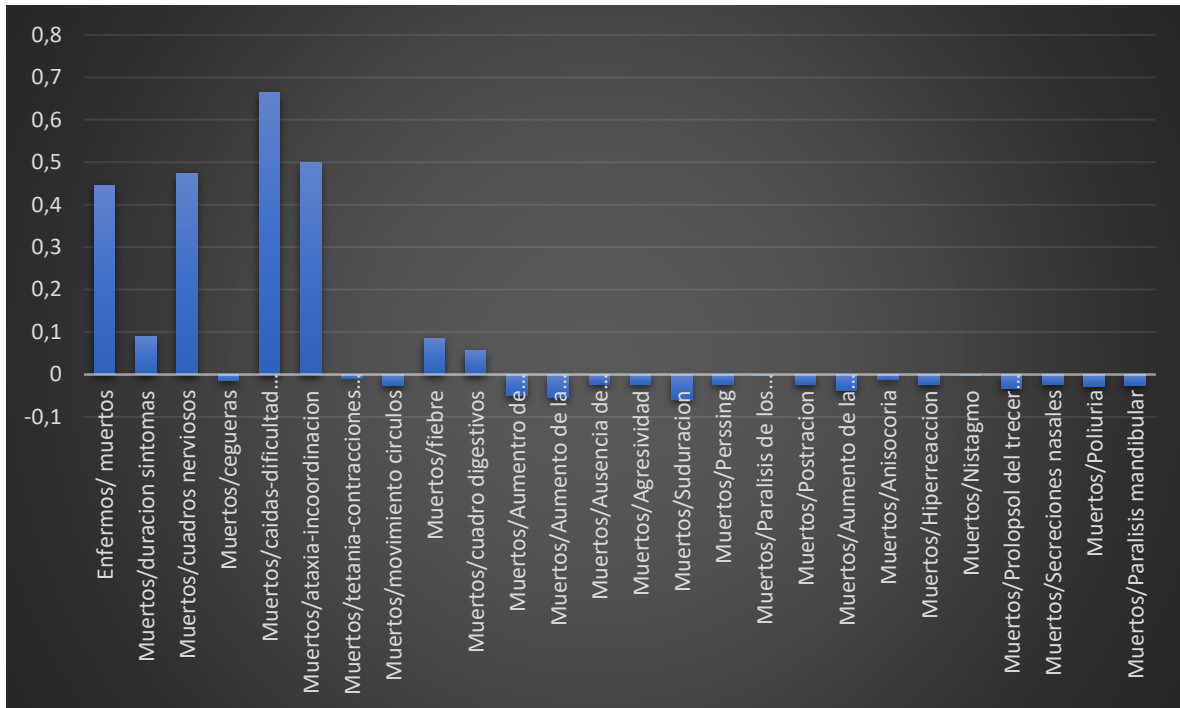
Se presentaron casos en los que los síntomas se presentaron por hasta seis días como máximo y de menos de un día como mínimo, sin embargo, el promedio de duración de los síntomas fue de 2 días, además, de todos los equinos reportados el 78% se recuperaron. En cuanto a la alimentación el 43% eran alimentados con concentrado, el 48% con pacas y el 22% con pasto. Se reportaron casos donde la dieta era mixta el 27% consumían concentrado y paca, el 6% concentrado y pasto, menos del 1% era alimentado con paca y pasto y el 9% se le brindaba concentrado, pasto y paca, sin embargo, el 41% de los casos reportados no se reportó el tipo de alimentación de se les suministraba (Figura 4). A continuación, en la Tabla 3 se presenta el número de equinos que presentaron alguna sintomatología y los fallecidos reportada al SENASA en el 2019.

Tabla 3 Cantidad y porcentaje de equinos enfermos, muertos y síntomas reportados

Síntomas	Cantidad	Porcentaje (%)
Enfermos	202	100%
Muertos	45	22%
Cuadros nerviosos	198	98%
Ceguera	11	5%
Caídas, dificultad levantarse	96	48%
Ataxia incoordinación	195	97%
Tetania, contracciones musculares	177	88%
Movimientos circulo	19	9%
Fiebre	54	27%
Cuadros digestivos	20	10%
Aumento frecuencia cardiaca	14	7%
Aumento de la frecuencia respiratoria	22	11%
Ausencia de motilidad gastrointestinal	3	1%
Agresividad	1	0%
Sudoración	34	17%
Perssing	1	0%
Parálisis de los miembros	1	0%
Postración	1	0%
Aumento de la motilidad intestinal	24	12%
Anisocoria	10	5%
Hiperreacción	2	1%
Nistagmo	1	0%
Prolapso del tercer parpado	2	1%
Secreciones nasales	1	0%
Poliuria	6	3%
Parálisis mandibular	1	0%

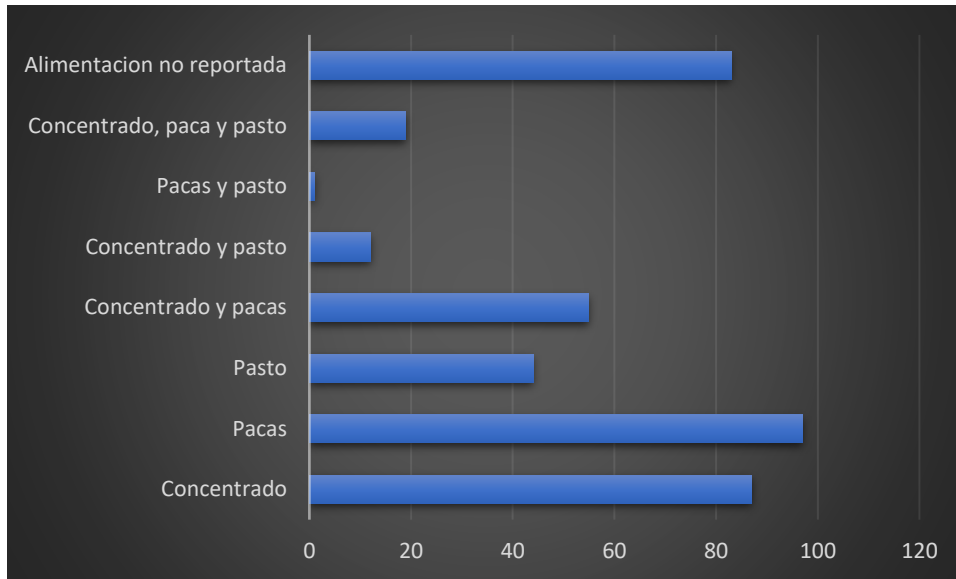
La Figura 3 muestra la correlación de Pearson entre los enfermos y los muertos, entre los días que presentaron síntomas y los muertos y entre cada uno de los síntomas reportados y los muertos.

Figura 3 Correlación de Pearson muertos con los síntomas reportados



Los resultados muestran que no existe una relación fuerte entre los animales enfermos y los muertos, además, la mayoría de los síntomas reportados muestran prácticamente una nula relación con las muertes, exceptuando las caídas y/o dificultad para levantarse y las tetanias y/o contracciones musculares, sin embargo, esto no es suficiente para determinar una posible causa etiológica.

Figura 4 *Tipos de alimentación reportados*



4.2. Resultados de la regresión del modelo lineal generalizado

```
=====
```

Dep. Variable:	Enfermos	No. Observations:	85
Model:	GLM	Df Residuals:	69
Model Family:	Poisson	Df Model:	15
Link Function:	Log	Scale:	1.0000
Method:	IRLS	Log-Likelihood:	-114.03
Date:	Thu, 04 Jul 2024	Deviance:	14.253
Time:	17:58:57	Pearson chi2:	13.1
No. Iterations:	5	Pseudo R-squ. (CS):	0.7151
Covariance Type:	nonrobust		

```

=====
      coef  std err      z  P>|z|  [0.025  0.975]
-----
const    0.6508   0.083   7.841   0.000   0.488   0.813
x1       0.4534   0.277   1.637   0.102  -0.089   0.996
x2      -0.1566   0.126  -1.240   0.215  -0.404   0.091
x3       0.0027   0.105   0.026   0.980  -0.203   0.208
x4      -0.0205   0.266  -0.077   0.939  -0.542   0.501
x5       0.1115   0.110   1.015   0.310  -0.104   0.327
x6       3.0596   5.491   0.557   0.577  -7.702  13.821
x7       0.0119   0.070   0.170   0.865  -0.125   0.149
x8      -3.0871   5.489  -0.562   0.574 -13.846   7.672
x9       0.0739   0.157   0.472   0.637  -0.233   0.381
x10     -0.1393   0.242  -0.575   0.565  -0.614   0.335
x11      0.0348   0.064   0.547   0.585  -0.090   0.160
x12      0.1337   0.139   0.962   0.336  -0.139   0.406
x13      0.0053   0.071   0.074   0.941  -0.135   0.145
x14      0.1853   0.173   1.071   0.284  -0.154   0.525

```

x15 0.1466 0.113 1.302 0.193 -0.074 0.367

=====

El modelo se ajustó usando 85 observaciones y cuenta con 69 grados de libertad para los residuos. El pseudo R-cuadrado (Cox-Snell) es 0.7151, lo que significa que nuestro modelo explica aproximadamente el 71.51% de la variabilidad en la variable dependiente (enfermos). La verosimilitud del modelo es -114.03 y la desviación es 14.253.

Al revisar la tabla de coeficientes, observamos que la mayoría de las variables tienen valores p bastante pequeños, aunque ninguno es estadísticamente significativo al nivel convencional de 0.05. Esto indica que, aunque el modelo tiene un buen ajuste general, según lo señala el pseudo R-cuadrado, los predictores individuales pueden no tener un impacto fuerte por sí solos en el número de caballos enfermos.

Es importante notar que, aunque estas características parecen ser más importantes en el modelo, su significancia estadística no es fuerte, como vimos en la tabla de coeficientes. Esto podría deberse a la multicolinealidad entre los predictores o al tamaño de muestra relativamente pequeño.

- Para mejorar este modelo, podríamos considerar las siguientes acciones:
- Recolectar más datos para aumentar el tamaño de la muestra y, así, potencialmente mejorar la significancia estadística de nuestros predictores.
- Investigar posibles interacciones entre variables.

4.3. Plan de acción

4.3.1. Recopilación de información

Para realizar una correcta recopilación de información se debe tener en cuenta desde la información de la finca y el propietario, para esto se recomienda el uso de la Tabla 4, después se debe realizar una anamnesis de los pacientes afectados, tomando en cuenta los datos presentes en la Tabla 5, posteriormente determinar un posible origen, para esto se realizó la Tabla 6, con el fin de ayudar a los médicos veterinarios a orientar el caso y poder realizar la toma y el vial de muestras pertinentes según sea los diagnósticos presuntivos. La tabla 6, tiene la función de agrupar en tres grandes grupos las principales enfermedades con sintomatología nerviosa y los principales síntomas presentes en estas enfermedades. Estos grupos enfermedades de carácter infeccioso, intoxicaciones y deficiencias nutricionales.

Tabla 4 *Información de la finca y el Propietario*

Propietario:	Teléfono:	Correo electrónico:
Finca:	Ubicación:	Dirección:

Tabla 5 Anamnesis e Historia clínica

Fecha:	Hora:	Motivo de consulta:
Finalidad zootécnica:		Tipo de explotación:
Número de equinos:		Otras especies en la finca:
Tipo de alimentación:		Origen del alimento:
Número de animales afectados:		Fecha inicio de síntomas:
Condición corporal: 1() 2() 3() 4() 5()		Temperatura (37-38,5°C):
Estado de ánimo:		Membranas mucosas:
Tiempo de llenado capilar (<3):		% Deshidratación:
Frecuencia respiratoria (8-16rpm):		Frecuencia cardiaca (28-40lpm):
Historia clínica:		
Observaciones:		

Tabla 6 Síntomas de las principales patologías nerviosas y sus posibles orígenes

Síntomas/Patología	Infecciosos	Intoxicación	Deficiencias nutricionales
Sudoración			
Salivación			
Hipersensibilidad			
Caminatas en círculos			
Ictericia			
Dolor abdominal			
Hematoquecia			
Parálisis facial			
Cuello rígido			
Dificultad para deglutir			
Cambios de comportamiento como animales somnolientos o agresivos			
Desorientación			
Convulsiones			
Tropiezos			
Pérdida de masa muscular			
Disfunción vestibular (se caen hacia los lados)			
Atrofia de músculos faciales			
Hiperestesia			
Orejas erguidas			
Orejas caídas			
Mala postra			
Labios flácidos			
Automutilación			
Rechinamiento de dientes			
Cola erguida			
Prolapso del tercer párpado			
Postura rígida			
Parálisis muscular rígida			
Fiebre			
Anorexia			
Debilidad			
Incoordinación			
Apoyan la cabeza en objetos			
Ceguera			
Ataxia			
Paresia			
Inquietud			
Postración			
Disnea			
Taquicardia			
Temblores musculares			
Depresión			
Pérdida de peso			
Excitabilidad			
Deambulación errática			
Hiporreflexia			
Hipotermia			
Fasciculaciones musculares			
Diarrea			

4.3.2. Toma de muestras

Se debe tener en cuenta el uso de la instrumentaría adecuada y extremar medidas de precaución, ya que algunas de estas enfermedades son de carácter zoonótico.

4.3.3. Toma de muestra en animales vivos

4.3.3.1. Sangre y suero

Se debe realizar una presión en la base del cuello lateral a la tráquea provocando un llenado de la vena yugular. Una vez sea evidente la vena se debe realizar una antisepsia sobre la misma para después realiza una punción con una aguja calibre 20 y una jeringa de 5ml o 10 ml según sea el caso. Se recomienda extraer de 3ml a 4ml y colocarlos en tubos con EDTA de 4ml en el caso de análisis sanguíneos como hemogramas. Las muestras de sangre total deben analizar antes de las 24 horas, se debe almacenar a 4 °C y 8 °C. En el caso que sea necesario el análisis de suero, se debe extraer 10ml y depositarlo en un tubo sin anticoagulante, se debe dejar reposar a temperatura ambiente por 20 minutos y luego debe centrifugarse a 2000 rpm (revoluciones por minuto) por 10 minutos. Las muestras de suero deben almacenarse entre los 4 °C y 8 °C, se debe analizar antes de las 12 horas.

4.3.3.2. Líquido cefalorraquídeo

Es recomendable realizar una tricotomía el área de punción, la cual es en la articulación atlantooccipital, la técnica se puede realizar con el animal despierto o con una sedación leve según sea su carácter, además se recomienda colocar al

animal en una manga para una mejor manipulación. Después de realizado la tricotomía, se realiza una antisepsia de la zona, se realiza una ventroflexión de la cabeza, se traza una línea imaginaria desde la apófisis espinal del axis hasta la protuberancia del occipital, después trazar otra línea desde las alas anteriores del atlas, la punción se debe realizar en la intersección de ambas líneas, con una aguja calibre 21 y de 1.5cm de longitud. De realizarse la punción de manera correcta, el líquido cefalorraquídeo debe fluir a través de la aguja y se debe coleccionar en un tubo Eppendorff entre 1ml y 2ml de muestra. Este se puede almacenar en una temperatura de entre 4 °C y 8 °C por no más de 4 días, o almacenar a menos - 20°C.

4.3.3.3. Heces

Se debe colocar un guante de palpación, de forma cuidada y gentil introducir la mano en el recto, con la mano tomar la muestra y colocarla en un vaso de muestra de orina estéril o bien en el mismo guante de palpación, a este se le da vuelta y se le realiza un nudo para evitar que la muestra se contamine o se derrame. Es recomendable mantener la muestra a una temperatura entre los 4 °C y 8 °C y se debe procesar en las primeras 24 horas.

4.3.4. Toma de muestra en animales muertos

4.3.4.1. Líquido encefalorraquídeo

Es recomendable realizar una tricotomía y una antisepsia del área de punción, la cual es en la articulación atlantooccipital, se realiza una ventroflexión de la cabeza, se traza una línea imaginaria desde la apófisis espinal del axis hasta la

protuberancia del occipital, después trazar otra línea desde las alas anteriores del atlas, la punción se debe realizar en la intersección de ambas líneas, con una aguja calibre 21 y de 1.5cm de longitud. De realizarse la punción de manera correcta, el líquido cefalorraquídeo debe fluir a través de la aguja y se debe coleccionar en un tubo Eppendorff entre 1ml y 2ml de muestra. Este se puede almacenar en una temperatura de entre 4 °C y 8 °C por no más de 4 días, o almacenar a menos -20°C.

4.3.4.2. Histopatología

Se puede enviar muestras de cualquier órgano a patología, para esto se debe tener en cuenta que la muestra se debe almacenar en un frasco de un tamaño adecuado, donde se respete la relación 1:9, donde el tejido por cada cm de muestra se debe colocar en 9ml de formalina buferada al 10%, esto para su correcta fijación y conservación. La muestra debe almacenar en temperatura ambiente o bien en refrigeración, sin embargo, no se debe congelar ya que esto afecta la morfología celular, por lo que el estudio no contara con ningún valor. Estas muestras pueden mantenerse por muchos años antes de ser procesadas.

4.3.4.3. Bacteriología

Las muestras para análisis bacteriano pueden ser muy variadas, estas pueden ser por medio de hisopados (mucosas, heridas, entre otros), pero también puede ser de tejidos y secreciones (orina, sangre, abscesos, entre otros), estos se deben procesar a la brevedad posible y se deben almacenar a 4°C.

4.3.4.4. Virología

Las muestras para virología pueden ser muy variadas, pueden ser tejidos, secreciones, entre otros, estas se deben almacenar en recipientes estériles y pueden ser almacenados a 4°C siempre y cuando estas sean procesadas en menos de 48 horas, si se van a almacenar por más tiempo deben ser congelados. En el caso de sospecha de rabia la recomendación es enviar la cabeza completa a el departamento de virología del SENASA.

4.3.5. Muestreo de alimentos

Para realizar un muestreo de alimentos es necesario el siguiente equipo según el Procedimiento Oficial de Muestreo del SENASA (2015):

- Sonda muestreadora y/o chuzo de muestreo (estériles y sellados por el laboratorio).
- Cuarteador de muestra.
- Boleta de muestreo (DAA-PG-06-RE-001 del SENASA).
- Bolsas de papel y de polietileno.
- Marchamo.
- La cantidad de muestra debe de ser de 5kg.

En los casos que se deba muestrear sacos de alimento se debe determinar la cantidad (número de sacos) de alimento que se va a muestrear, si la cantidad de alimento es menor a 10 quintales se deben muestrear todos los sacos, en caso de ser mayor a 11 quintales, se muestrean 10 quintales seleccionados aleatoriamente. Se coloca el saco de forma horizontal y se introduce el chuzo sin punta y abierto 60

cm de forma diagonal de una de las esquinas superiores del saco hacia un de las esquinas inferiores opuestas, se coloca la muestra en una bolsa estéril para que no contamine la misma, esto se repite en todos los sacos que se va a muestrear, después se realiza el método de cuarteo que se explicara más adelante.

En el caso de silos o pacas se introduce el chuzo muestreador de forma aleatoria entre las pacas o los silos, esto para obtener muestra tanto del exterior como del interior de estos, se repite el proceso hasta obtener 5kg de muestra, el producto que se colecta se deposita en una bolsa estéril, continuamente se procede al proceso de cuartado.

4.3.5.1 Cuarteo de la muestra total

Una vez obtenida la muestra esta debe de ser homogenizada agitando la muestra dentro de la bolsa. Inicialmente se debe limpiar al cuarteador retirando todo residuo de cualquier producto, y se deposita la muestra en la entrada del cuarteados de forma que las bandejas colecten una cantidad uniforme de muestra, después se coloca el contenido de cada bandeja en una bolsa de papel y esta se coloca en una bolsa de polietileno, esto con el fin de evitar que la bolsa de papel no se desgarre y se pierda la muestra, este proceso se repite con cada una de las bandejas, una vez la muestra está en la bolsa se utiliza el marchamo para cerrar dicha bolsa. Todas las bolsas deben llevar su respectiva boleta. Se debe enviar la mitad de la muestra al Laboratorio Oficial del Convenio CINA y la otra mitad se debe de mantener en el lugar de colección (finca), esta debe me mantenerse con los respectivos sellos y la boleta que la identifica (Anexo 1, Anexo 2, Anexo 3, Anexo 4), debido a si es

necesario volver a realizar los análisis pertinentes. La muestra debe de ser llevada al laboratorio el mismo día del muestreo o en su defecto el día siguiente.

4.3.6. Eutanasia en equinos

Las eutanasias se deben de realizar por un médico veterinario capacitado, además se debe de realizar cuando este considere que el animal está sufriendo. Existen varios fármacos y varias técnicas para realizar una eutanasia humanitaria en equinos.

Para realizar la eutanasia se debe llevar al equino a un plano quirúrgico aplicando por la vía endovenosa 1mg/kg de Xilacina al 2% y 2mg/kg de Ketamina 10%, una vez el animal se encuentra en dicho plano, se le inyecta 40ml de Lidocaína al 2% en la cisterna magna, de esta manera se detienen todas las funciones del sistema nervioso central, causando la detención del sistema cardiorrespiratorio, produciendo la muerte.

4.3.7. Técnica de necropsia en equinos

4.3.7.1. Equipo recomendado para realizar una necropsia

A continuación, se mencionarán una lista de las principales herramientas para realizar una necropsia:

- Tijeras de poda
- Segueta
- Tijeras para disección
- Mango y hojas de bisturí

- Pinzas
- Cuchillos
- Piedra de afilar
- Hilos
- Guantes (latex)
- Delantal repelente de fluidos
- Vasos para muestra
- Jeringas
- Tubos de muestra
- Formalina buferada al 10%
- Regla métrica
- Portaobjetos

4.3.7.2. Inspección externa

Se debe realizar una inspección del exterior del animal, para identificar alguna anomalía, ectoparásitos o lesión. Se revisa la mucosa oral, la conjuntiva, orejas, se palpan los linfonodos, se buscan lesiones en toda la piel, se inspecciona los cascos, el recto y el pene en el caso de los machos y la vulva en el caso de las hembras. La inspección se realiza desde la región craneal, hacia la caudal, tomando nota de todos los hallazgos encontrados.

4.3.7.3. Inspección interna

4.3.7.3.1. Colocación del cadáver y línea de corte inicial en piel

Se coloca el animal de decúbito lateral derecho (Figura 5) y se realizará un corte por la cara medial de las extremidades para apartar estas y poder realizar una mejor inspección interna y un mejor manejo del cadáver. El corte del miembro posterior se realizará hasta la articulación coxofemoral (Figura 6. 1), separando la cabeza del fémur del acetábulo, mientras que el miembro anterior se va a separar la escápula de la región torácica (Figura 6. 2). El corte inicial de la piel se va a realizar desde la sincondrosis intermandibular, pasando por toda la línea media ventral del animal hasta llegar al recto (Figura 7). Posteriormente se retira la piel de la región izquierda (no tiene que ser por completo) esto tanto para realizar una inspección del tejido subcutáneo, inspección de los ganglios linfáticos (submandibulares, preescapular, inguinales superficiales, etc) y para mejor manejo al momento de realizar la inspección de los órganos internos (Figura 8).

Figura 5 Posicionamiento del cadáver

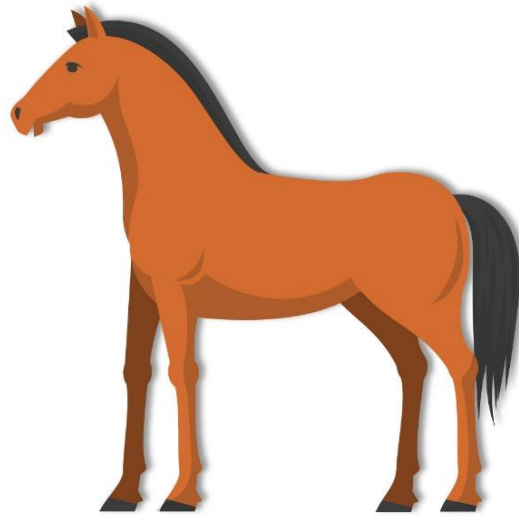


Figura 6 1. Incisión inicial de los miembros. 2. Separación la cabeza del fémur del acetábulo, y de la escápula de la región torácica

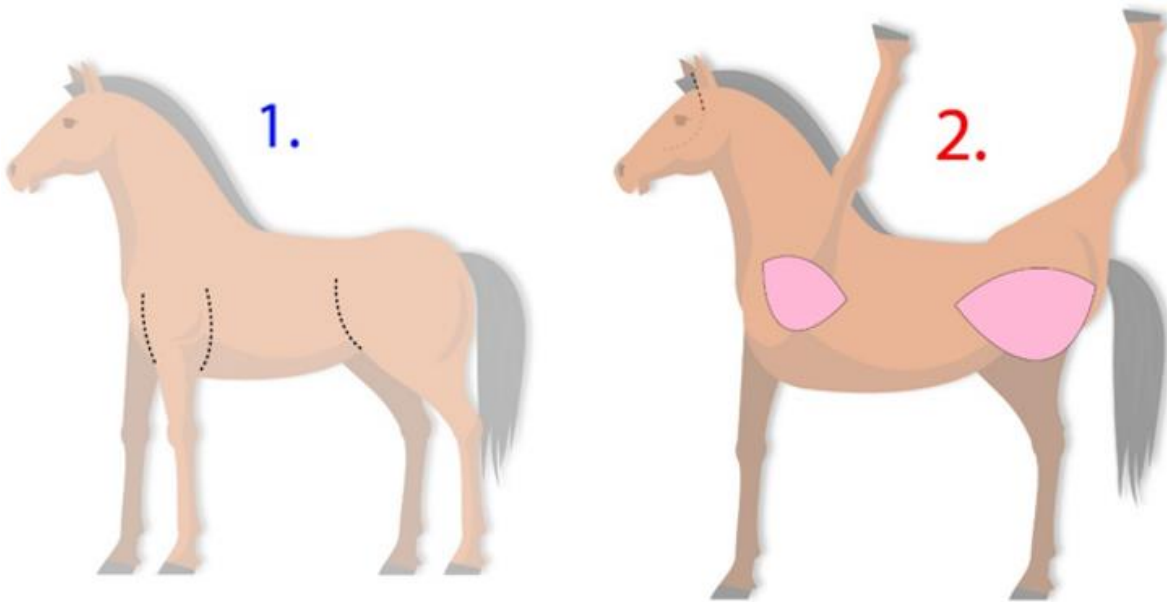


Figura 7 *Incisión de la piel desde la sincondrosis intermandibular hasta el recto*

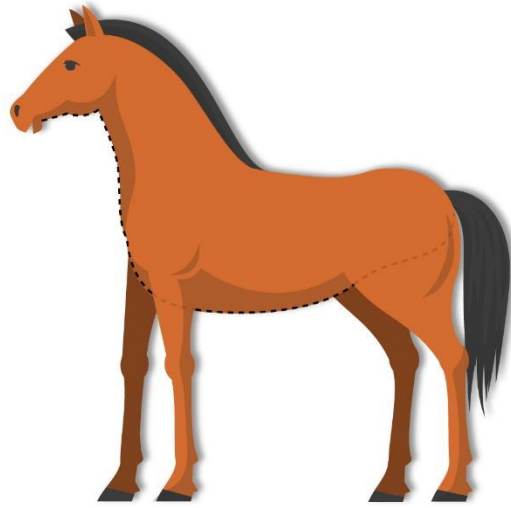
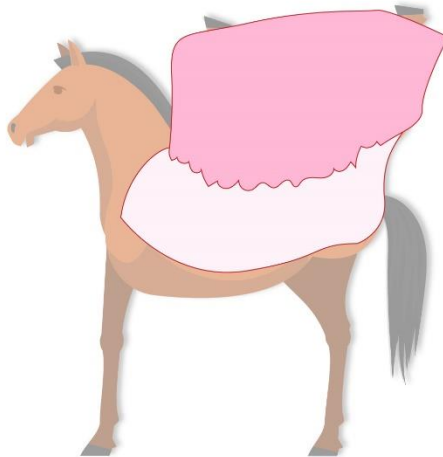


Figura 8 *Desholleje de equino*



4.3.7.3.2. Cavidad abdominal

Para iniciar con la inspección de los órganos abdominales se realizará una incisión de lado izquierdo en forma de “medialuna” que va desde el xifoides, pasando medial al arco costal, hasta aproximadamente el hueso coxal (Figura 9), esto para que los músculos abdominales se desplacen hacia ventral (Figura 10), se

debe tener cuidado de no dañar el intestinales durante esta incisión. Durante la incisión se debe evaluar si hay presencia de algún líquido anormal.

Figura 9 *Incisión muscular para acceder a los órganos abdominales*

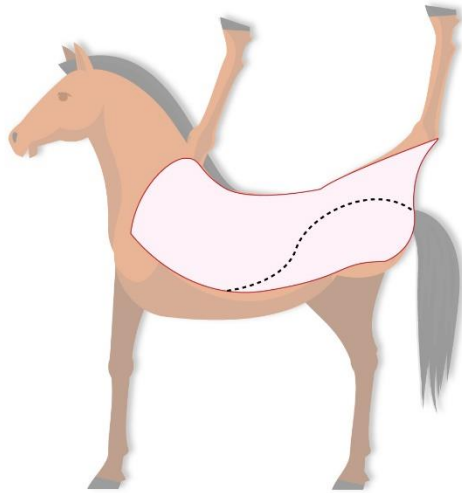
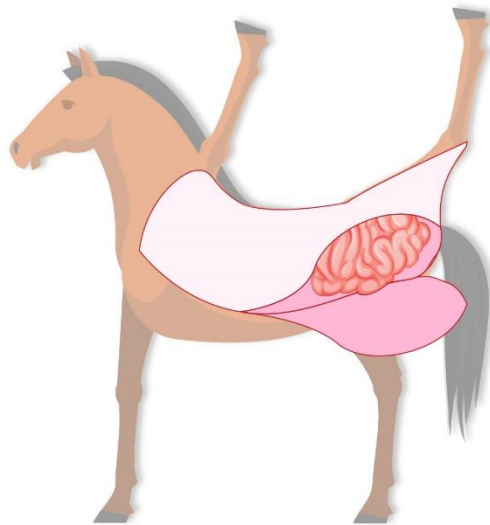


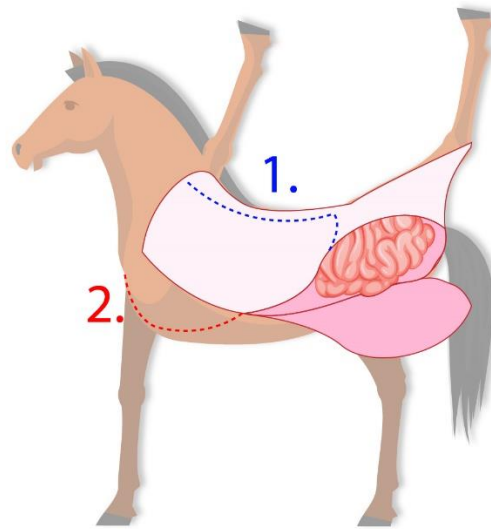
Figura 10 *Acceso a la cavidad abdominal*



Una vez expuestos los órganos abdominales se realiza la verificación de la presión negativa. Para esto se realiza un pequeño corte (aproximadamente 1 o 2 cm) en el espacio intercostal (puede ser entre la costilla 6 y 7). A continuación, se

realiza un corte de las costillas izquierdas aproximadamente a nivel de la cabeza de las costillas (Figura 11.1.), también se realizará un corte aproximadamente a nivel de los cartílagos costales izquierdos. Esto con el fin de separar el costillar izquierdo para así exponer los órganos torácicos (Figura 11. 2.) y realizar una mejor manipulación tanto de los órganos torácicos como de los abdominales.

Figura 11 1. Corte de la cabeza de las costillas. 2. Corte de los cartilagos costales



El siguiente paso es retirar el bazo, el cual se ubica en la región dorsal de la cavidad, caudal al diafragma y craneal al riñón izquierdo, este se va a separar cuidadosamente de los demás órganos (Figura 12). Posteriormente se va a localizar el recto y se va a realizar dos ligaduras, separadas una de la otra por aproximadamente 2 o 3 cm (Figura 13. 1), de igual manera se localiza el estómago para realizar una ligadura doble craneal al cardias (Figura 14, 1.) y otra ligadura doble caudal al píloro (las ligaduras dobles deben tener 2 a 3 cm de espacio entre ellas) (Figura 14. 2.). Una vez se haya realizado las ligaduras se procede a cortar entre ellas para así liberar los intestinos en una sola pieza y el estómago en otra

pieza (Figura 13. 2., Figura 14. 3), evitando así que el contenido de estos órganos se derrame (Figura 15). El páncreas se puede retirar junto con los intestinos, este se ubica rodeando la vena porta, por ende, se realiza un corte de esta y se reirá el páncreas en un solo paquete con los intestinos.

Figura 12 Localización del bazo

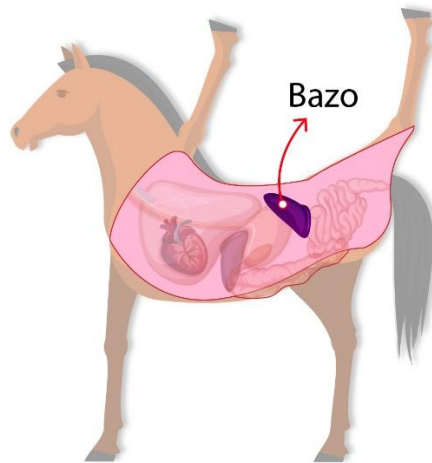


Figura 13 1. Ligadura doble del recto. 2. Incisión entre las ligaduras

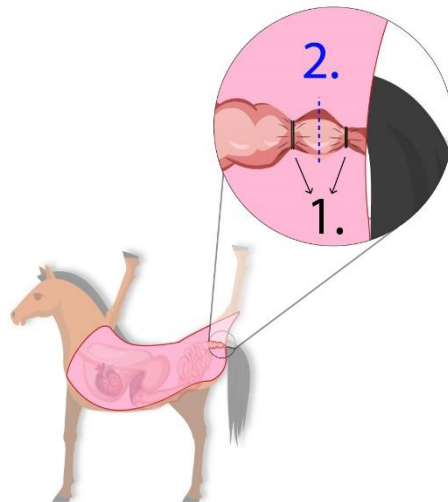


Figura 14 1. *Ligadura doble craneal al cardias.* 2. *Ligadura doble caudal al píloro.* 3. *Incisión entre las ligaduras dobles*

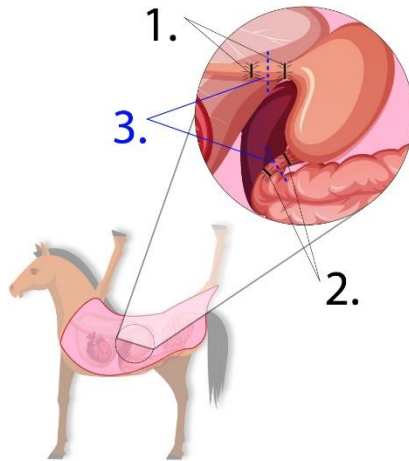
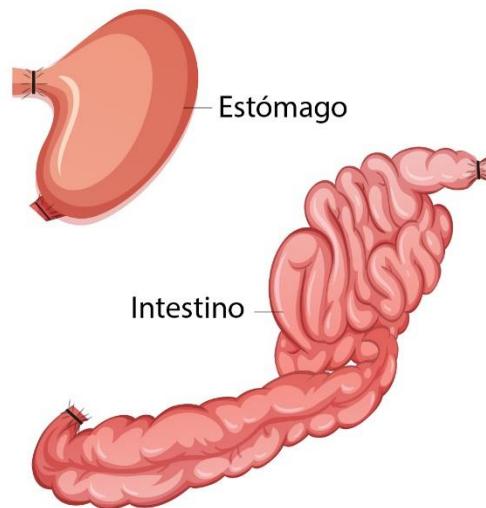


Figura 15 *Extracción del estómago y los intestinos*



Seguidamente se extrae el sistema urogenital. Para ella se debe ubicar la pelvis, más precisamente los agujeros obturadores y con ayuda de una segueta, se realiza un corte en el isquion caudal al agujero obturador (Figura 16, 1.) y otro corte en el pubis craneal al mismo agujero, esto para ambos agujeros (Figura 16, 2.). Una vez desprendida esta porción ósea, se va a localizar los riñones y las adrenales,

estas últimas se localizan craneales a los riñones (Figura 17) y son extraídas de forma separada del sistema urogenital. Una vez extraídas las adrenales se van a desprender los riñones de su vasculatura, evitando cortar los uréteres. Cuando se liberan los riñones se van liberando los uréteres de craneal a caudal hasta encontrar vejiga, y el aparato reproductor, para así en un solo paquete continuar liberando ambos sistemas, hasta llegar al recto (Figura 18). Una vez se llega al recto se realiza un corte de la piel en forma circular para liberar el recto y así poder extraer el sistema urogenital en conjunto con el recto. Por último, se procede a retirar el hígado en conjunto con el diafragma. Para esto simplemente se realiza un corte en el borde de todo el diafragma (Figura 19) y se desprende el hígado.

Figura 16 1. Corte del agujero obturador por el isquion. 2. Corte del agujero obturador por el pubis

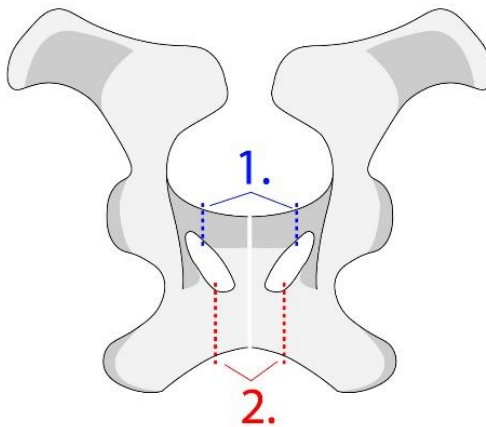


Figura 17 *Ubicación del sistema genitourinario y las glándulas adrenales*

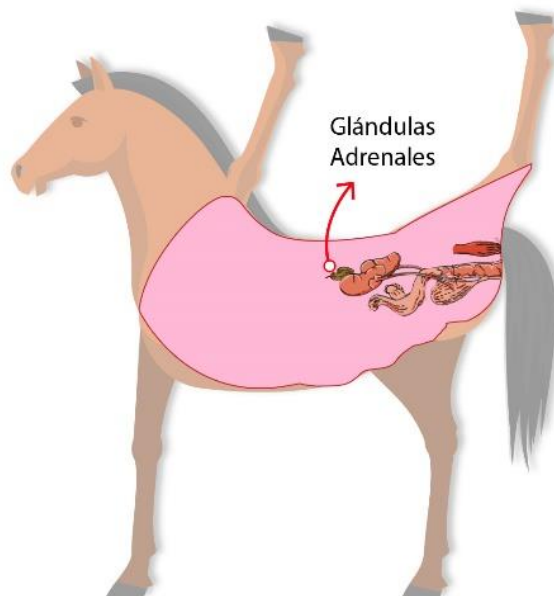


Figura 18 *Extracción del sistema genitourinario*

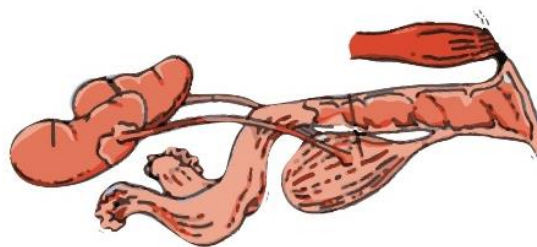
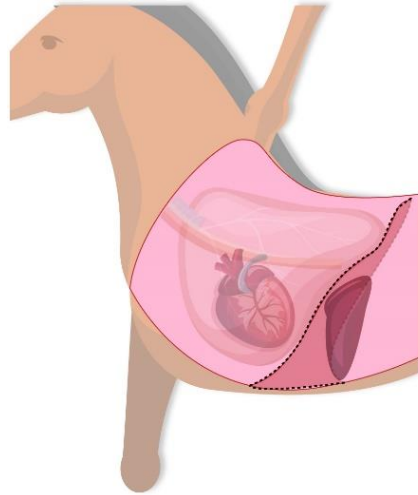


Figura 19 *Desprendimiento del diafragma y el hígado*



4.3.7.3.3. Cavidad torácica

Inicialmente se debe extraer la tráquea, la lengua y el esófago, se debe realizar un corte desde la región medial del ángulo de la mandíbula (Figura 20, 2.), hasta la sincondrosis intermandibular, esto para ambos lados de la mandíbula (Figura 20, 1.). Cuando se haya desprendido la musculatura de esta región se procede a liberar la lengua y se desplaza caudalmente hasta encontrar el hueso hioides. Una vez ubicado este hueso se procede a cortarlo para poder proseguir retirando la lengua, la tráquea y el esófago en un solo paquete, para esto se continúa desplazando estos órganos caudalmente hasta llegar a la abertura torácica superior (Figura 21). Una vez se llega a esta abertura se continúa retirando estos órganos en conjunto con el corazón y los pulmones (Figura 22).

Figura 20 1. Corte sincondrosis intermandibular. 2. Corte Angulo de la mandíbula

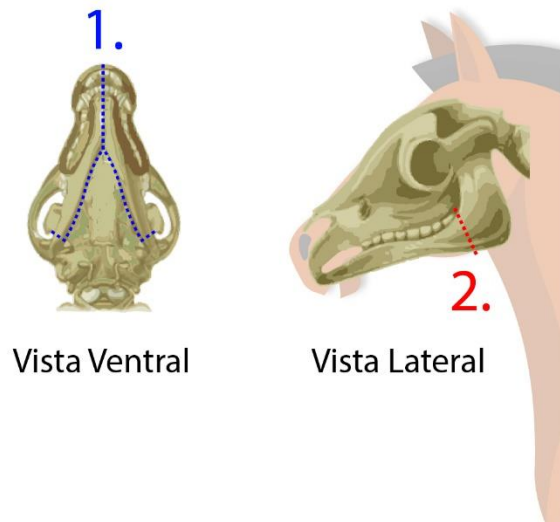


Figura 21 Corte desde la boca hasta región craneal del tórax

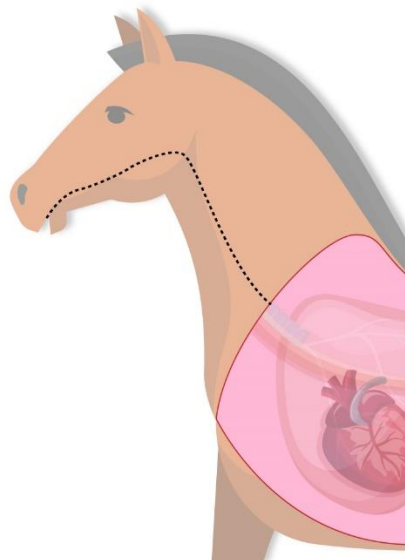
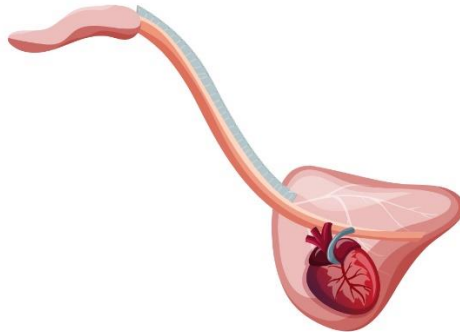


Figura 22 *Extracción de aparato cardiorrespiratorio, esófago y lengua*



4.3.7.3.4. Inspección de la cabeza

Inicialmente se va a realizar una decapitación para tener un mejor manejo de la cabeza, para esto se realiza un corte a nivel de la articulación atlantooccipital (Figura 23). Una vez la cabeza esté desprendida del resto del cuerpo se procede a la extracción del cerebro y el cerebelo, para esto se va a realizar un corte bilateral con una segueta desde medial de los cóndilos del occipital hacia rostral, pero a su vez hacia lateral, hasta llegar aproximadamente las apófisis cigomáticas del frontal (Figura 24), posteriormente se realiza un corte de derecha a izquierda de la apófisis cigomática del frontal derecha hasta la izquierda, para así unir los dos cortes anteriores formando un tipo de corte en triángulo (Figura 24). Se procede a retirar el fragmento de cráneo cortado para exponer el cerebro y el cerebelo, para posteriormente cortar cuidadosamente la duramadre y extraer el órgano de su cavidad. También es recomendable realizar un corte de las mejillas de animal para así inspeccionar las bolsas gutrales. Este corte se realizará de forma transversal del musculo masetero, caudal al ojo, hasta la porción final de la mandíbula (Figura

25). Una vez realizado el corte se retira el musculo masetero y se inspecciona las bolsas guturales.

Figura 23 *Corte en articulación atlantoaxial*

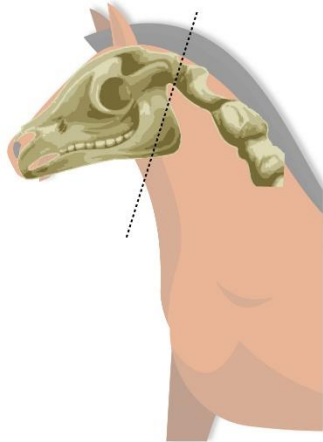
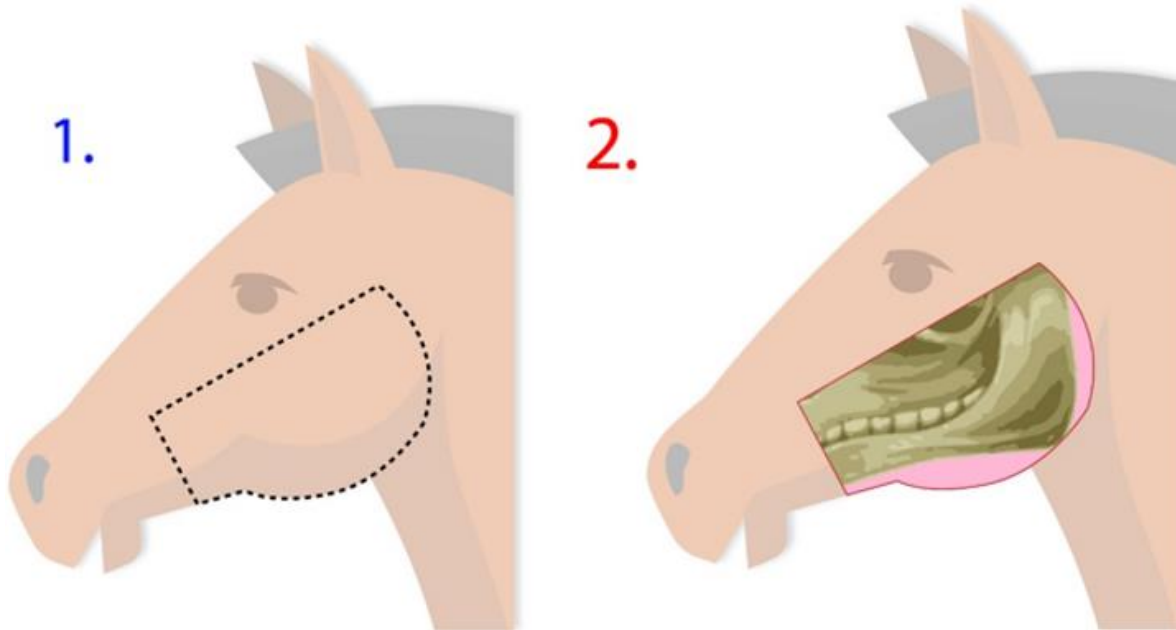


Figura 24 *Corte en triangulo de cráneo*



Figura 25 1. Corte de piel y musculo. 2. Exposicion de mandibula y bolsas guturales



4.3.7.3.5. Inspección de los órganos

Al momento de inspeccionar a los órganos se debe tomar en cuenta aspectos como tamaño, peso, color, textura, precisa de abscesos o masas, entre otras lesiones.

4.3.7.3.5.1. Bazo e hígado

Se realiza una inspección del exterior de los órganos, su color, su apariencia en general como identificación de lesiones visibles, su tamaño, peso, forma, se palpa y finalmente se realizan varios cortes profundos paralelos a lo largo del órgano para evaluar su condición interna.

4.3.7.3.5.2. Sistema urogenital

Se realiza un corte sagital en la cápside de los riñones y se procede a retirar, para evaluar el estado de esta y si presenta adherencia al riñón. Posteriormente se evalúa, el color, textura, forma de los riñones y luego se realiza un corte sagital para

inspeccionar el interior de estos, se observa la corteza, la médula y demás estructuras.

Después se realiza un corte longitudinal de la vejiga para evaluar su estado interno como presencia de lesiones o de cálculos posteriormente se realiza un corte en la uretra desde la vejiga hasta su desembocadura (vulva o glande), para así evaluar el estado de la mucosa.

Luego se realiza un corte longitudinal en la vagina (en caso de hembras) para observar el estado de su mucosa, se continúa el corte pasando el cérvix, el útero, ambos cuernos y al igual que la vagina se examina su mucosa. En el caso de los ovarios se realiza una inspección externa, observando color, tamaño, textura, para después realizar un corte en su plano para ver su estado interno.

De igual manera en el caso de los machos se va a evaluar el estado de la uretra, los testículos con sus tunicas, el epidídimo, tanto externo como interno.

4.3.7.3.5.3. Sistema cardiorrespiratorio, esófago y tiroides

Se realiza un corte longitudinal a lo largo del esófago para evaluar su mucosa. Posteriormente se localizan las tiroides y se les realiza un corte longitudinal para ver su apariencia interna.

Se debe separar los pulmones del corazón, para esto se realiza un pequeño corte en el pericardio para observar si hay presencia de alguna sustancia extraña. A continuación, se expone el corazón realizando un corte longitudinal del pericardio, para posteriormente realizar el corte de la vena y la arteria pulmonar.

Una vez separado estos órganos, se realiza una inspección de los pulmones de manera externa evaluando color, textura, tamaño, peso, estado de la serosa. Luego se realiza un corte a lo largo de la tráquea desde la laringe hasta la bifurcación traqueal, se observa el contenido y el aspecto de la mucosa traqueal, para posteriormente continuar con el corte por la ramificación de los bronquios hasta donde sea posible (entre más profundo más pequeña va a ser la vía y por ende se dificulta el corte), se observa si hay presencia de lesiones, parásitos, así como el estado de su mucosa.

También se puede realizar la prueba de flotación de los pulmones, la cual consiste en cortar pequeñas secciones de pulmón y colocarlas en agua para determinar si flota o no. Los pulmones sanos deben flotar, mientras que algunas lesiones causan pérdida de esta capacidad.

En el caso del corazón se inspecciona externamente, su color, tamaño, peso, presencia de alguna anomalía. Una vez finalizado se realiza un corte iniciando por la vena cava hacia la aurícula derecha, para después pasar al ventrículo derecho, realizando el corte a un centímetro aproximadamente del septum interventricular, hasta salir por la arteria pulmonar. Posteriormente se realiza un corte iniciando por la vena pulmonar pasando por la aurícula izquierda, se continua por el ventrículo izquierdo siguiendo el septum interventricular (a un centímetro aproximadamente de este) para finalmente terminar el corte en la aorta. De esta manera se pueden evaluar todas las cavidades, así como todas sus estructuras como el músculo papilar, las diferentes válvulas, las cuerdas tendinosas, las paredes de las cavidades, entre otras estructuras.

4.3.7.3.5.4. Aparato gastrointestinal

Se realiza un corte desde el cardias pasando por toda la curvatura mayor, hasta llegar al píloro, para así poder inspeccionar todo el contenido, la presencia de cuerpos extraños, parásitos, además del estado de todo el estómago.

A los intestinos se les va a realizar un corte longitudinal desde el duodeno, hasta la porción final colon, no se deben de olvidar los ciegos. Se debe evaluar el contenido, las distintas capas para determinar la presencia de lesiones, cuerpos extraños, parásitos, entre otros hallazgos.

4.3.7.3.5.5. Cerebro y cerebelo

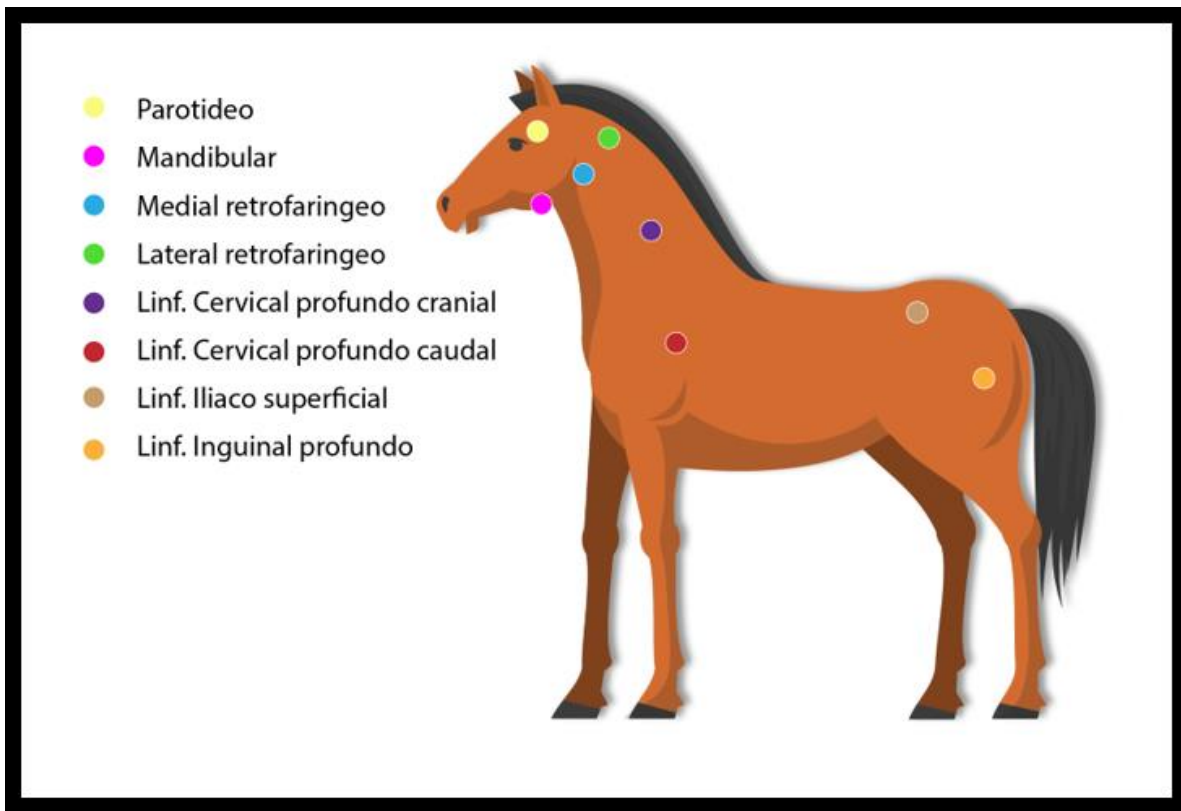
Se va a examinar el tamaño de estos órganos, la presencia de colores anormales y de evidencia de hemorragias, además de su conformación y su textura. Se va a realizar varios cortes transversales paralelos para evaluar el estado interno de los órganos. También se evalúa la integridad del cráneo y estructuras como la silla turca.

4.3.7.3.5.6. Ficha de descripción de lesiones durante la necropsia

4.3.7.4. Inspección externa

Marque con un “O” o un “X” linfonodos con alteraciones

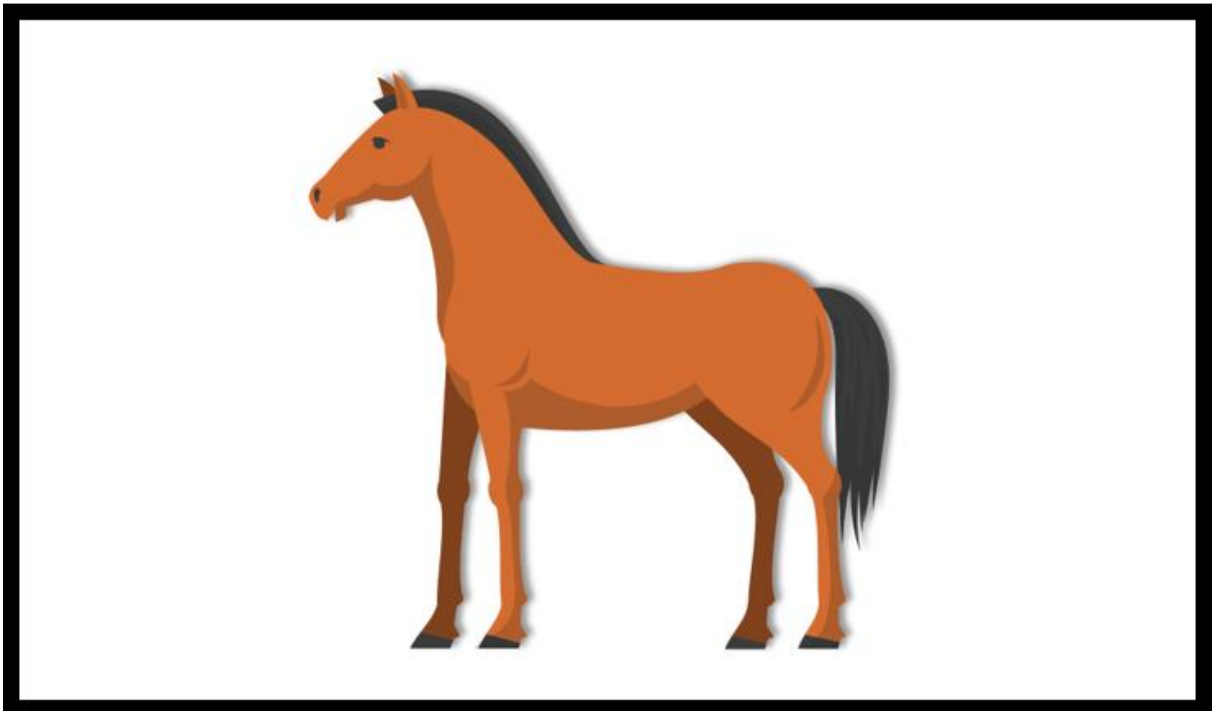
Figura 26 *Ganglios linfáticos palpables en equinos*



Descripción de las alteraciones

Marque con un "O" o un "X" la zona con lesiones

Figura 27 *Guía para marcar lesiones en piel*



Descripción de las alteraciones

V. Conclusiones

Según el modelo de regresión indica que no se cuenta con la información suficiente para lograr determinar el agente y/o la causa del brote sufrido en Costa Rica en el 2019, por lo que es correcto concluir que no se cuenta con un modelo de colección de datos para afrontar futuros posibles eventos epidemiológicos de un carácter similar.

Si bien el país cuenta con la tecnología y las herramientas para realizar diagnósticos de distintos patógenos, no se cuenta con un modelo claro para responder ante eventos de naturaleza desconocida, debido a lo exhibido durante el brote en equinos en el 2019, las entidades encargadas de la salud animal no lograron coordinar a los profesionales de campo para realizar una colecta de datos uniforme, es este uno de los motivos por los que se decide realizar este modelo de acción para ayudar en eventos epidemiológicos venideros.

No solo en eventos epidemiológicos de naturaleza nerviosa existe una falencia en la recolección de datos, prácticas de mitigación, medidas de prevención y técnicas diagnósticas, sino que fue evidente las casi nulas medidas de acción con las que cuenta el país para eventos epidemiológicos de distintas naturalezas, ya que, a la hora de recolectar información para la ejecución de esta investigación, fue imposible encontrar un modelo claro y conciso para la recolecta tanto de información, como de muestras y medidas preventivas para minimizar las repercusiones que puede traer consigo algunos agentes patógenos.

VI. RECOMENDACIONES

Es de suma importancia formar planes de acción para las distintas especies y las distintas naturalezas que pueden presentarse, para que así las repercusiones económicas, sociales y salubres, tanto de los animales como de las personas, ya que como se a expresado a lo largo de esta tesis la existencia de enfermedades zoonóticas, que pueden afectar la salud publica existen.

Es deber de las entidades responsables tanto de la salud humana como veterinaria, informar sobre el manejo de animales enfermos, las medidas preventivas y acciones a tomar ante episodio similar al vivido en el país en el 2019, por lo que mejorar el flojo de información para la sociedad en general, es vital para evitar una catástrofe en la salud y en la economía de las personas y de Costa Rica en general.

El apoyo tanto de las instituciones gubernamentales relacionadas a la salud humana y animal, como de las universidades por investigaciones es vital, esto para un crecimiento en el conocimiento de distintas patologías, técnicas diagnósticas, medidas preventivas, tratamientos, entre muchos otros apartados en los que aun se desconoce.

Referencias Bibliografía

- Barrandeguy, M., & Carossino, M. (2017). Enfermedades virales y bacterianas del equino. *Anales de La Academia Nacional de Agronomía y Veterinaria*, 70, 260–320.
- Bedenice, D., & Johnson, A. L. (2022). Neurologic conditions in the sport horse. *Animal Frontiers*, 12(3), 37–44.
- Brandi, R., & Furtado, C. (2009). Importância nutricional e metabólica da fibra na dieta de equinos. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 38(spe), 246–258.
- Camacho, S. (2022). Evaluación cuantitativa de casos de rabia bovina en el departamento de cochabamba en el último quinquenio. (*Tesis de grado*) Universidad Mayor de San Simón. Bolivia.
- Carrera, J., Araúz, D., Rojas, A., Cardozo, F., Stittleburg, V., Galue, J., Lezcano, C., Vasilakis, N., Pascale, J., Valderrama, A., Donnelly, C., Faria, N., & Waggoner, J. (2022). Real-time RT-PCR for Venezuelan equine encephalitis complex, Madariaga and Eastern equine encephalitis viruses: application in clinical diagnostic and mosquito surveillance. *Medxiv*.
- Chabí, E., Peixoto, A., Miranda, C., Pinheiro, D., Souza, L. de, Abreu, T., & Pereira, T. (2022). Tratamento responsivo de um equino com tétano: Relato de caso. *Pubvet*, 16(7), 1–7.
- Corrin, T., Ackford, R., Mascarenhas, M., Greig, J., & Waddell, L. (2021). Eastern Equine Encephalitis Virus: A Scoping Review of the Global Evidence. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases*, 21(5), 305–320.

- Cross, A., Baldwin, V., Roy, S., Essex, A., Prior, J., & Harmer, N. (2019). Zoonoses under our noses. *Microbes and Infection*, 21(1), 10–19.
- Cunha, T. (2012). *Horse Feeding and Nutrition* (2nd ed.). Elsevier. <https://books.google.es/books?hl=es&lr=&id=0Ts0dwjv1o4C&oi=fnd&pg=PP1&dq=Horse+Feeding+and+Nutrition+&ots=9o6rV01A2b&sig=VciDq1udHYrJois7LXncUJsU07k#v=onepage&q=Horse%20Feeding%20and%20Nutrition&f=false>
- de Souza, A., Wong, L., Magalhães, R., & de Andrade, A. (2019). INTOXICAÇÃO ESPONTÂNEA POR ANTIBIÓTICOS IONÓFOROS EM EQUINOS NO DISTRITO FEDERAL. *Veterinária Em Foco*, 16, 10–18.
- Díaz, C. (2020). Tétano en una yegua criolla colombiana. (*Tesis de grado*) Corporación Universitaria Lasallista. Colombia.
- de la Rosa, A. (2020). Encefalitis equina en el Hospital del Niño Dr. José Renán Esquivel (Panamá): Revisión bibliográfica y revisión de casos. *Revista Pediátrica de Panamá*, 23–28.
- Devis, S. (2021). Medicina y cirugía en equinos en el Centro de Veterinaria y Zootecnia CES, Medellín Colombia. (*Tesis de grado*). Universidad nacional. Colombia.
- Medina, J. (2018). Rabia: 99,9% mortal, 100% prevenible. *REVISTA MEDICA DEL URUGUAY*, 34(3).
- Giannitti, F., Odriozola, E., Margineda, C., Fernández, E., Cámpora, L., Weber, N., Clemente, G., García, J., & Campero, C. (2011). LEUCOENCEFALOMALACIA EQUINA POR PASTOREO DE MAÍZ

CONTAMINADO CON FUMONISINAS EN ARGENTINA. *Sitio Argentino de Producción Animal*, 28(281).

Gómez, A. (2007). *Medicina ambulatoria equina. (Tesis de grado). Universidad Nacional. Costa Rica*

Hernández, E. (2021). Factores asociados a micotoxicosis equina y manual de buenas prácticas en equinos en Chiapas. *(Tesis de grado) Universidad Autónoma de Chiapas. México.*

James, A. Roth, D. Jane, G & Amber, S. (2010). Causas y consecuencias de las enfermedades emergentes y exóticas de los animales: Rol del veterinario. En A. Rovid, J. Roth, J. Galyon, J. Lofstedt, & M. Lenardón (Eds). *Enfermedades emergentes y exóticas de los animales. El Centro de Seguridad Alimentaria y Salud Pública y el Instituto de Cooperación Internacional en Biología Animal. Iowa, Estados Unidos. (pp 10-13)*

Morales, P., Guzmán, E., de La Paz, E., & Salas, A. (2015). Enfermedades emergentes y reemergentes. *GACETA MÉDICA DE MÉXICO*, 151(5), 678–680.

Labañino, N., & Serrano, L. (2015). Enfermedades emergentes y reemergentes: una problemática del presente. *SCIELO*, 19, 320–322.

Laguna, V. (2000). Encefalitis equina venezolana. *Ministerio de Salud. Oficina General de Epidemiología.*

Ley Nº 34669-MAG. [con fuerza de ley]. (2008 8 de Julio). Listado de enfermedades animales de declaración obligatoria. (Costa Rica)

- Luque, L. (2021). Enfermedades zoonóticas bacterianas y virales de los equinos. *SALUD MILITAR*, 39(2). <https://doi.org/10.35954/SM2020.39.2.5>
- Machado, M., Andrade, L., de Moraes, D., de Castro, M., Teixeira, A., Keller, K., Soto, B., & Gomes, A. (2018). Intoxicação por antibióticos ionóforos e leucoencefalomalácia concomitantes pelo consumo de ração comercial contaminada em equinos. *Acta Scientiae Veterinariae*, 46, 6.
- Maldonado, M., Ramírez, G., & Domínguez, P. (2020). Mieloencefalitis protozoaria equina en un equino en Colombia: reporte de caso. *Revista de Investigaciones Veterinarias Del Perú*, 31(3).
- Marín, L., Monterde, A., & Vázquez, L. (2019). Encefalitis equina del oeste. *Veterinaria México OA*, 6(3), 1–10.
- Ministerio de salud de Costa Rica. (2015). Protocolo para la Vigilancia y Atención de las Encefalitis y Meningoencefalitis Virales (VNO, EEE, EEV, EEO) (1st ed). Costa Rica
- Mora, G., & WingChing, R. (2018). Estructura de hato y manejo nutricional, sanitario, reproductivo y ambiental del caballo iberoamericano en Costa Rica. *UNED Research Journal*, 10(2), 428–434.
- Organización Mundial de la Sanidad Animal (OIE). (2022). Código Sanitario para los animales terrestres. <https://www.woah.org/es/que-hacemos/normas/codigos-y-manuales/acceso-en-linea-al-codigo-terrestre/>
- Organización Mundial de la Salud. (2020, 29 de julio). Zoonosis. <https://www.who.int/es/news-room/factsheets/detail/zoonoses#:~:text=Una%20zoonosis%20es%20una%20enferm>

edad%20infecciosa%20que%20ha%20pasado%20de,agua%20o%20el%20medio%20ambiente.

Organización Mundial de la Salud Animal. (2022). *Código Sanitario para los Animales Terrestres (2022). Capítulo 12.4.*

Organización Panamericana de la Salud. (2013). Encefalitis Equina del Oeste. https://www3.paho.org/hq/index.php?option=com_content&view=article&id=8302:2013-encefalitis-equina-oeste&Itemid=39842&lang=es#gsc.tab=0

Pardo, E. (2006). Compendio de epidemiología. *Universidad Nacional Agraria. Nicaragua.*

Peláez, O., & Bermejo, P. (2020). Brotes, epidemias, eventos y otros términos epidemiológicos de uso cotidiano. *Scielo*, 40(2).

Peña, L. (2017). Ocurrencia de fumonisinas totales y FB₁ en forrajes henificados destinados al consumo equino. (*Tesis doctoral*). *Universidad Autónoma de Nuevo León. México.*

Pitel, M., McKenzie, E., Johns, J., & Stuart, R. (2020). Influence of specific management practices on blood selenium, vitamin E, and beta-carotene concentrations in horses and risk of nutritional deficiency. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 34(5), 2132–2141.

Prieto, S., Carrillo, Y., & Martínez, M. (2021). Estudio epidemiológico retrospectivo de las encefalitis equinas en tres departamentos de los llanos orientales. *Revista Sistemas de Producción Agroecológicos*, 12(1), 2–37.


- Quiros, L. (2002). Proyecto Regional de prevención de la fiebre porcina clásica en Centro América, Belice y Panamá (PREFIP). *Ministerio de Agricultura y Ganadería de Costa Rica*
- Rodríguez, S. (2011). Importancia de las Aflatoxinas y Fumonisinias en algunos animales domésticos. *Conexión agropecuaria JDC*, 1(1), 37-44.
- Rovid, A., Roth, J., Galyon, J., Lofstedt, J., & Lenardón, M. (2010). Enfermedades emergentes y exóticas de los animales. (1st ed.). *Center for Food Security and Public Health and the Institute for International Cooperation in Animal Biologics*.
- Ruiz, A. (1997). Brote de encefalitis equina venezolana. *Revista Panamericana de Salud Pública*, 1, 78-83.
- Schale, S., Howe, D., Yeargan, M., Morrow, J., Graves, A., & Johnson, A. (2018). Protozoal coinfection in horses with equine protozoal myeloencephalitis in the eastern United States. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 32(3), 1210–1214.
- Schwarz, D., Barreto, F., Branco, M., Marinho, G., Farias, M., Monteiro, H., Castro, R., & Tolentino, M. (2020). Equine Rabies in the Southern Region of Piauí State. *Acta Scientiae Veterinariae*, 48.
- Servicio Nacional de Salud Animal. (2015). DAA-PG-06-RE-01 Boleta de muestreo. SENASA. <https://www.senasa.go.cr/informacion/centro-de-informacion/informacion/sgc/daa/daa-pg-06-procedimiento-de-muestreo>
- Servicio Nacional de Salud Animal. (2019). Informe sobre la situación sanitaria de Costa Rica 2019. *Servicio Nacional de Salud Animal*. Costa Rica.

- Servicio Nacional de Salud Animal. (2019). Programa nacional de rabia. *Protocolo de Vigilancia Epidemiológica de Rabia. Versión 02*. Costa Rica
- Toledo, L., Jerdy, H., Silva, P., Carvalho, E., & Lessa, D. (2019). Neuroaxonal Dystrophy in a mule: first case reported. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 71(4), 1327–1330.
- Torres, M., Suárez, A., & Beltrán, A. (2021). El Virus de la Encefalitis Equina Venezolana en México. *Bioagrocencias*, 14(2).
- Universidad de Costa Rica. (2016). Contrato de Servicio. R-GE-84. CINA. <https://www.senasa.go.cr/informacion/centro-de-informacion/informacion/sgc/daa/daa-pg-06-procedimiento-de-muestreo>
- Urrea, M. (2012). Revisión de la casuística neurológica de naturaleza inflamatoria reportada en equinos durante los años 2005 a 2009 en el Laboratorio de Diagnóstico del Instituto Colombiano Agropecuario (ICA). *(Tesis de postgrado) Universidad Nacional de Colombia*. Colombia.
- Vera, C., & Jonqui, J. (2022). Percepción de la población sobre la Encefalitis Equina del Este en equinos en el cantón Bolívar de la provincia de Manabí, 2021. *(Tesis de grado) Universidad Católica de Santiago de Guayaquil*. Ecuador.

Anexos

Anexo 1

Formulario del SENASA para la toma y envío de muestras de alimentos

	DIRECCIÓN NACIONAL DE ALIMENTOS PARA ANIMALES	Rige a partir de: 01-01-2015	Código: DAA-PG-06-RE-01
	Registro de Muestreo de Producto destinado a la Alimentación Animal	Versión 01	Página <u>1</u> de <u>1</u>
Elaborado por: Gestor de Calidad DAA	Revisado por: Jefe del Dpto. de Auditoría	Aprobado por: Director Alimentos para Animales	

1) Información del Establecimiento			Boleta No.: 0000
Nombre y no. de empresa DAA:	No. CVO:	Representante legal o encargado:	
Dirección:	Fecha de muestreo:	Hora:	

2) Información del producto muestreado			
Nombre y Lic. DAA-MAG:			
Categoría del producto: Materia Prima: <input type="checkbox"/> Alimento Balanceado: <input type="checkbox"/> Premezcla: <input type="checkbox"/> Suplemento: <input type="checkbox"/> Aditivo: <input type="checkbox"/>			
Muestreado en: Sacos: <input type="checkbox"/> Peso: _____ Kg Bolsa: <input type="checkbox"/> Peso: _____ Kg Granel: <input type="checkbox"/> Ton. _____ Silos: <input type="checkbox"/> Ton. _____			
Bodega: <input type="checkbox"/> Ton. _____ Camión: <input type="checkbox"/> Ton. _____ Cisterna: <input type="checkbox"/> Granja: <input type="checkbox"/> Lechería: <input type="checkbox"/> Barco: <input type="checkbox"/> Ton. _____			
Cantidad en existencia:			
País de origen:	Fecha Elaboración:	Fecha Vencimiento:	No. Lote:
Aspecto físico: Normal: <input type="checkbox"/> Duro: <input type="checkbox"/> Suave: <input type="checkbox"/> Fresco: <input type="checkbox"/> Añejo: <input type="checkbox"/> Materia Extraña: <input type="checkbox"/> Semillas Objetables: <input type="checkbox"/>			
Cáscaras Objetables: <input type="checkbox"/> Húmedo: <input type="checkbox"/> Sucio: <input type="checkbox"/> Limpio: <input type="checkbox"/> Polvo: <input type="checkbox"/> Apelmazado: <input type="checkbox"/>			
Daños por: Humedad: <input type="checkbox"/> Calor: <input type="checkbox"/> Hongos: <input type="checkbox"/> Insectos: <input type="checkbox"/> Moho: <input type="checkbox"/> Químicos: <input type="checkbox"/> Ratas: <input type="checkbox"/> Transporte: <input type="checkbox"/>			
Olor: Normal: <input type="checkbox"/> Rancio: <input type="checkbox"/> Fermento: <input type="checkbox"/> Putrefacto: <input type="checkbox"/> Agrio: <input type="checkbox"/> Moho: <input type="checkbox"/> Orines: <input type="checkbox"/> Plaguicida: <input type="checkbox"/> Color: Claro: <input type="checkbox"/> Oscuro: <input type="checkbox"/>			

3) Sobre el Método para la toma de la Muestra	
Cantidad de unidades muestreadas _____ con una presentación de _____	
Equipo de muestreo utilizado: Bolsa plástica: <input type="checkbox"/> Bolsa papel: <input type="checkbox"/> Bolsa estéril: <input type="checkbox"/> Guantes: <input type="checkbox"/> Mascarilla: <input type="checkbox"/>	
Chuzo estéril: <input type="checkbox"/> Tamaño: _____ Calador: <input type="checkbox"/> Tamaño: _____ Cuarteador: <input type="checkbox"/> Pelicano: <input type="checkbox"/> Otro: _____	
Metodología: Diagonales opuestas: <input type="checkbox"/> Lados opuestos: <input type="checkbox"/> Patrón de 10 puntos: <input type="checkbox"/> Recolección en flujo continuo: <input type="checkbox"/> Taladrado: <input type="checkbox"/>	
Observaciones:	
	Sello y Firma del inspector:

Nombre y Firma del Encargado de Planta:	No Recibe: <input type="checkbox"/>
---	-------------------------------------

Fuente: SENASA, 2015.

Anexo 2

Formulario del Centro de Investigación en Nutrición Animal para el envío de muestras página 1

 UNIVERSIDAD DE COSTA RICA Centro de Investigación en Nutrición Animal		
Código: R-GE-84	CONTRATO DE SERVICIO	Fecha de emisión: 30/09/2016
Versión: 06		Página 1 de 3

INFORMACION DEL CLIENTE	
Nombre de la empresa:	Fecha de recepción:
Nombre del solicitante	Teléfono:
Correo electrónico:	Dirección:

INFORMACION DE LAS MUESTRAS	
Tipo de muestra:	
Nombre o descripción del producto:	
Presentación de la muestra (bolsa, botella, etc):	
Fecha de toma de la muestra(s):	
Forma de muestreo utilizada:	
Proceso de elaboración (molido, seco, fresco etc):	
Procedencia geográfica (provincia, cantón):	
Importado de:	
Elaborado por:	

INFORMACION DE FORRAJES	
Tipo de forraje (floreado, seco, heno):	Fertilización (kg/ha):
Origen del forraje (corta, pastoreo, etc):	Edad en días:

*El cliente se hace responsable del muestreo. Las muestras deben de cumplir con los requisitos establecidos por el CINA que se encuentran en el documento "Información y requisitos que deben reunir las muestras de alimentos, materias primas y forrajes para ser analizados en el CINA" que puede encontrar en la página web: www.cina.ucr.ac.cr.
Los resultados de análisis distintos a alimento terminado, forrajes y materias primas para nutrición animal, no se consideran como oficiales. Por tanto, su consideración queda a discreción de la autoridad respectiva.
 Cualquier falta de información u omisión en este contrato es responsabilidad del cliente (incluida la firma) y al entregarlo acepta las condiciones y métodos de análisis que se utilizan en el Centro. El alcance de acreditación se puede consultar en www.eca.or.cr
****El pago puede ser realizado únicamente en colones. Se puede hacer mediante**
 A) Efectivo
 B) Cheque (el mismo debe venir girado a nombre de FUNDEVI)
 C) Transferencia electrónica (No. 15100010011400776, cédula jurídica 3-006-101757) o depósito bancario a la cuenta No.100-01-000-140077-9 del Banco Nacional indicando en el detalle "código 2281-00".
 ***Al finalizar el contrato, un encargado de servicio al cliente le hará llegar una notificación de la finalización del mismo, con una copia electrónica del informe de ensayo correspondiente. El cliente se hace responsable de la confidencialidad de los resultados enviados vía electrónica.

El informe valido es el impreso con las firmas de los responsables y respectivos sellos, que el cliente deberá retirar en el CINA.
Luego de 3 meses, los informes de ensayo no retirados se descartan.
 Esta solicitud genera un único informe de ensayo.


Las muestras que sometan los usuarios a análisis microbiológicos y las cepas que se obtengan de las mismas, no serán devueltas luego que el servicio ha sido prestado, por lo que el Centro procederá a conservarlas o eliminarlas, según considere pertinente.
 Se ha creado una base de datos sobre la composición nutricional de las materias primas para fines de investigación y docencia, ¿Aprueba para este fin para la utilización de los resultados que se desprendan de esta solicitud? Si No. (Los datos se utilizan de manera anónima)

Observaciones (indicar cualquier tratamiento adicional que considere debe dársele a las muestras): _____

Fuente: UCR, 2016.

Anexo 3

Formulario del Centro de Investigación en Nutrición Animal para el envío de muestras página 2

	UNIVERSIDAD DE COSTA RICA Centro de Investigación en Nutrición Animal	
Código: R-GE-84	CONTRATO DE SERVICIO	Página 2 de 3
Versión: 06		

ANÁLISIS SOLICITADOS

Por favor seleccione claramente los análisis que requiere. Si una colección de muestras requiere todas del mismo análisis, llene una sola solicitud; en caso contrario, por favor llenar una solicitud para cada muestra.

Análisis Química	Aminoácidos	Análisis de Microbiología
<i>Análisis Proximal</i>		<i>Micotoxinas</i>
<input type="checkbox"/> Cenizas*	<input type="checkbox"/> Perfil de Aminoácidos	<input type="checkbox"/> Aflatoxina B ₁ , B ₂ , G ₁ , G ₂ *
<input type="checkbox"/> Extracto Etéreo*	<input type="checkbox"/> Triptófano	<input type="checkbox"/> Aflatoxina M ₁
<input type="checkbox"/> Extracto libre de nitrógeno	<input type="checkbox"/> Lisina	<input type="checkbox"/> Deoxinivalenol y 3-acetildeoxinivalenol
<input type="checkbox"/> Fibra Cruda*	<input type="checkbox"/> Valina	<input type="checkbox"/> Fumonisin B ₁ y B ₂
<input type="checkbox"/> Humedad por estufa 135 °C*	<input type="checkbox"/> Treonina	<input type="checkbox"/> Ocratoxina A
<input type="checkbox"/> Proteína Cruda*	<input type="checkbox"/> Metionina	<input type="checkbox"/> Patulina
<input type="checkbox"/> Proteína cruda por combustión	<input type="checkbox"/> Metionina Hidroxianáloga	<input type="checkbox"/> Toxina T ₂ y HT ₂
<input type="checkbox"/> Proximal por NIR	<input type="checkbox"/> Taurina	<input type="checkbox"/> Zearalenona
	<i>Otros ensayos</i>	
<i>Macro y micro minerales</i>	<input type="checkbox"/> Ácidos Grasos Libres	<i>Antibióticos</i>
<input type="checkbox"/> Azufre (S)	<input type="checkbox"/> Ácidos Orgánicos	<input type="checkbox"/> Monensina
<input type="checkbox"/> Calcio (Ca)*	<input type="checkbox"/> Ácido Propiónico	<input type="checkbox"/> Narasina
<input type="checkbox"/> Cobalto (Co)	<input type="checkbox"/> Almidón Total	<input type="checkbox"/> Tilosina
<input type="checkbox"/> Cobre (Cu)*	<input type="checkbox"/> Carbohidratos	<input type="checkbox"/> Tetraciclinas
<input type="checkbox"/> Fluoruro (F)	<input type="checkbox"/> Cloruro de colina	<i>Microorganismos</i>
<input type="checkbox"/> Fósforo Total*	<input type="checkbox"/> Digestibilidad por Pepsina*	<input type="checkbox"/> Clostridium sp
<input type="checkbox"/> Manganeso (Mn)*	<input type="checkbox"/> Energía Bruta	<input type="checkbox"/> Coliformes totales y Escherichia coli*
<input type="checkbox"/> Sodio (Na)*	<input type="checkbox"/> Extracto etéreo por hidrólisis ácida	<input type="checkbox"/> Escherichia coli O157:H7
<input type="checkbox"/> Potasio (K)*	<input type="checkbox"/> Gases permanentes	<input type="checkbox"/> Recuento bacterias lácticas
<input type="checkbox"/> Sal (Cl)*	<input type="checkbox"/> Grados Brix	<input type="checkbox"/> Recuento E.coli y coliformes
<input type="checkbox"/> Magnesio (Mg)*	<input type="checkbox"/> Humedad por vacío*	<input type="checkbox"/> Recuento total aerobio mesófilo
<input type="checkbox"/> Hierro (Fe)*	<input type="checkbox"/> Humedad por arrastre con Tolueno	<input type="checkbox"/> Recuento total clostridium sp
<input type="checkbox"/> Yodo (I)	<input type="checkbox"/> Impurezas en grasas	<input type="checkbox"/> Recuento total de hongos y levaduras
<i>Elementos Traza</i>	<input type="checkbox"/> Materia seca 60 °C	<input type="checkbox"/> Salmonella sp*
<input type="checkbox"/> Plomo (Pb)	<input type="checkbox"/> Microscopía	<input type="checkbox"/> Serotipificación de Salmonella
<input type="checkbox"/> Arsénico (As)	<input type="checkbox"/> Neutralización del CaCO ₃	<i>Enzimas</i>
<input type="checkbox"/> Cadmio (Cd)	<input type="checkbox"/> Nitratos y Nitritos	<input type="checkbox"/> Beta-mananasa
<input type="checkbox"/> Molibdeno (Mo)	<input type="checkbox"/> Nitrógeno no proteico (Proteína equivalente)	
<input type="checkbox"/> Selenio (Se)	<input type="checkbox"/> Perfil de ácidos grasos	
<input type="checkbox"/> Mercurio (Hg)	<input type="checkbox"/> Solubilidad in vitro del CaCO ₃	
	<input type="checkbox"/> Solubilidad KOH	
	<input type="checkbox"/> Tamaño de partícula	

N° contrato asignado:

Para uso de clientes DAA-SENASA



N° boleta de campo

Firma y fecha de entrega:

Fuente: UCR, 2016.

Anexo 4

Formulario del Centro de Investigación en Nutrición Animal para el envío de muestras página 3

	UNIVERSIDAD DE COSTA RICA Centro de Investigación en Nutrición Animal	
Código: R-GE-84	CONTRATO DE SERVICIO	Página 3 de 3
Versión: 06		

Análisis Bromatología

- Humedad 105 °C
- Materia seca en forrajes y alimentos**
- Nitrógeno no proteico (NNP)
- Nitrógeno insoluble en detergente neutro (NIDN)
- Nitrógeno insoluble en detergente ácido (NIDA)
- Proteína no degradable (PND)
- Proteína de sobrepaso (PDS)
- Proteína soluble en rumen (PSR)
- Proteína ajustada (Forrajes y productos procesados con calor)
- Cloruros en forrajes
- Estimación de energía digestible
- Pectinas

Análisis para ensilajes

- pH
- Capacidad Buffer
- Nitrógeno amoniacal
- Acidez titulable

Análisis in vitro

- DIVMS
- DIVFDN
- Producción gases invernadero in vitro

Fraccionamiento de la fibra

- Fibra detergente neutra con alfa amilasa (α FDN)
- Fibra detergente ácido (FDA)
- Lignina detergente ácido (LDA)

Fraccionamiento de la proteína cruda modelo Cornell

- Fracción A
- Fracción B₁
- Fracción B₂
- Fracción B₃
- Fracción C

** Incluye Materia seca 60 °C y Humedad 105 °C

Identificación de la muestra por parte del cliente	
Código	Descripción breve

Agregar líneas si es necesario

Firma del solicitante:

Fecha (dd/mm/aaaa)

Para uso de servicio al cliente

Recibido por:

Fuente: UCR, 2016.

CARTA DE REVISIÓN FILOLÓGICA

San José, 7 de agosto de 2024

Señores,

Tribunal Examinador


Universidad Técnica Nacional

Por este medio yo, Kendy Valverde Vargas, mayor, soltera, filóloga, incorporada a COLYPRO, con el número de carné 93635, vecina del cantón de Montes de Oca, portadora de la cédula de identidad 702440739, hago constar:

1. Que he revisado el Proyecto de Graduación para optar por el grado académico de Licenciatura en Medicina Veterinaria con énfasis en Buiatría denominado "PLAN DE ACCIÓN EPIDEMIOLOGICO OFICIAL PARA EL MANEJO ESTANDARIZADO DE BROTES EN EQUINOS CON SINTOMATOLOGÍA NERVIOSA, BASADO EN EL ANÁLISIS DE CASOS CON DIAGNÓSTICOS NO CONFIRMADOS REPORTADOS POR EL SENASA DURANTE EL AÑO 2019 EN COSTA RICA".
2. Que el trabajo final de graduación es sustentado por el estudiante Kevin Méndez Alfaro, portador de la cédula de identidad 2-0734-0951.
3. Que se le han hecho las correcciones pertinentes en acentuación, ortografía, puntuación, concordancia gramatical y otras del campo filológico.

En espera de que mi participación satisfaga los requerimientos de la Universidad Técnica Nacional.

Se suscribe atentamente;

 Firmado digitalmente
por KENDY YULIANA
VALVERDE VARGAS
(FIRMA)
Fecha: 2024.08.07
13:38:42 -06'00'

Lic. Kendy Valverde Vargas

Carné COLYPRO: 93635