

UNIVERSIDAD RICARDO PALMA

FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

ESCUELA PROFESIONAL DE CIENCIAS VETERINARIAS



**NIVELES BASALES DE GLUCOSA
SANGUÍNEA EN CABALLOS PURA SANGRE
DE CARRERA DEL HIPÓDROMO DE
MONTERRICO**

Carla Paola Benavides Pereda

Tesis para optar el Título Profesional de Médica Veterinaria

Lima, Perú.

2017

En primer lugar a Dios por llenarme de bendiciones, a mi tía Milda y a mi abuelito Trini que a lado del Señor siempre están apoyándome y protegiéndome.

A mis padres por su sacrificio y apoyo durante estos años de mi vida y todos los valores que me inculcaron, y a mi hermano y a Leonardo por todo el apoyo incondicional.

AGRADECIMIENTOS

A mis padres por ser mi ejemplo a seguir, por su dedicación, confianza y por todo su cariño.

A mi director de tesis el Dr. José Luis Collao por su paciencia, enseñanzas, el tiempo dedicado y sus conocimientos para poder concluir con este trabajo.

En la fase de laboratorio quisiera agradecer al Dr. José Bustamante por brindarme su colaboración y apoyo incondicional.

A mis jurados: Dr. Luis Alberto Delgado por su gran colaboración en la parte estadística de este trabajo, Dr. Guillermo Leguía y Dra. Milena Montenegro por su apoyo constante para la realización de esta tesis.

A Leonardo Flores por acompañarme en este largo proceso, apoyarme, ayúdame a nunca rendirme y siempre creer en mí.

A mis amigas y compañeras: Yilam García, Carla Cruz, Leonela Valdivia, Graciela Beteta y Alejandra Vega por brindarme su apoyo incondicional en todo momento a lo largo de la carrera.

ÍNDICE

ÍNDICE	4
LISTA DE FIGURAS	6
LISTA DE TABLAS Y ANEXOS.....	7
I. INTRODUCCION	11
II. ANTECEDENTES DE LA INVESTIGACIÓN	14
2.1. El caballo pura sangre de carrera (PSC).....	16
2.2. Glucosa	17
2.3. Digestión equina	18
2.3.1. Digestión de los carbohidratos	19
2.3.2. Digestión enzimática	20
2.3.3. Fermentación	21
2.3.4. Absorción de azúcares	22
2.4. Utilización de nutrientes durante la absorción.....	23
2.5. Metabolismo hormonal de los carbohidratos	24
2.5.1. Insulina.....	24
2.5.2. Secreción de insulina por las células β pancreáticas.....	26
2.5.3. Glucagón.....	27
2.5.4. Adipoquinas.....	28
2.6. Metabolismo basal de la glucosa	28
2.6.1. Consideraciones nutricionales	31
2.6.2. Absorción de glucosa en tejido periférico	34
2.7. Control endógeno de la glicemia	35
2.8. Variaciones de la glicemia	36
2.8.1. Manejo	37
2.8.2. Alimentación y nutrición	38
2.8.3. Condición corporal.....	39
2.8.4. Lactancia y estado reproductivo.....	41
2.8.5. Enfermedades endocrinas y metabólicas en equinos.	41
2.8.6. Entrenamiento.....	49

2.9.	Importancia clínica del monitoreo de la glicemia.....	50
III.	OBJETIVOS	52
3.1.	Objetivo General.....	52
3.2.	Objetivos Específicos	52
IV.	MATERIALES Y MÉTODOS	53
4.1.	Diseño Metodológico	53
4.2.	Población y muestra.....	53
4.3.	Operacionabilización de variable.....	55
4.4.	Procedimiento	55
4.4.1.	Procedimiento para la medición de glucosa mediante el uso de glucómetro.....	56
4.4.2.	Procedimiento para la medición de glucosa mediante análisis bioquímica	58
4.5.	Técnicas para el procesamiento de la información.....	58
4.6.	Aspectos éticos.....	59
	RESULTADOS	60
V.	DISCUSION.....	73
VI.	CONCLUSIONES	78
VII.	RECOMENDACIONES	79
VIII.	REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	80
	ANEXOS	85

LISTA DE FIGURAS

<i>Fig. 1: Caballo Pura Sangre de Carrera (PSC) Fuente: Costa, 2010</i>	17
<i>Grafica 1: Distribución de los niveles de glucosa sanguínea basales en caballos pura sangre de carrera del hipódromo de Monterrico Lima, Perú 2016.</i>	90
<i>Grafica 2: Distribución de los niveles de glucosa sanguínea basales según género en caballos pura sangre de carrera del hipódromo de Monterrico Lima, Perú 2016.</i>	90
<i>Grafica 3: Distribución de los niveles de glucosa sanguínea basales según edad en caballos pura sangre de carrera del hipódromo de Monterrico Lima, Perú 2016.</i>	91
<i>Grafica 4: Distribución de los niveles de glucosa sanguínea basales mediante bioquímica sanguínea según edad en caballos pura sangre de carrera del hipódromo de Monterrico Lima, Perú 2016.</i>	91
<i>Grafica 5: Distribución de los niveles de glucosa sanguínea basales mediante glucómetro según género en caballos pura sangre de carrera del hipódromo de Monterrico Lima, Perú 2016.</i>	92
<i>Grafica 6: Distribución de los niveles de glucosa sanguínea basales mediante bioquímica sanguínea según género en caballos pura sangre de carrera del hipódromo de Monterrico Lima, Perú 2016.</i>	92

LISTA DE TABLAS Y ANEXOS

<i>Tabla: Operacionalización de variables</i>	55
<i>Tabla N° 1: Media, Desviación estándar y error estándar obtenidos por la medición de glucosa en sangre según el método de bioquímica sanguínea y según el análisis por glucómetro portátil en una población de 90 equinos de raza pura sangre de carrera del Hipódromo de Monterrico- Lima, 2016.</i>	61
<i>Tabla N° 2: Número de individuos muestreados (en porcentaje) según género en una población de 90 equinos de raza pura sangre de carrera del hipódromo de Monterrico- Lima, 2016</i>	61
<i>Tabla N° 3: Número de individuos muestreados (en porcentaje) clasificados según edad en una población de 90 equinos de raza pura sangre de carrera del Hipódromo de Monterrico- Lima, 2016</i>	62
<i>Tabla N° 4: Media, Desviación estándar, error estándar e intervalos de confianza obtenidos por la medición de glucosa en sangre según edad y agrupados según métodos de diagnóstico de bioquímica sanguínea y de la medición por glucómetro portátil en una población de 90 equinos de raza pura sangre de carrera del Hipódromo de Monterrico- Lima, 2016.</i>	65
<i>Tabla N° 5: análisis de varianza obtenidos por la medición de glucosa en sangre según el método de bioquímica sanguínea y según edades en una población de 90 equinos de raza pura sangre de carrera del Hipódromo de Monterrico- Lima, 2016.</i>	66
<i>Tabla N° 6: análisis de varianza obtenidos por la medición de glucosa en sangre según el método de glucómetro y según edades en una población de 90 equinos de raza pura sangre de carrera del Hipódromo de Monterrico- Lima, 2016.</i>	67
<i>Tabla N° 7: análisis de varianza obtenidos por la medición de glucosa en sangre según el método de bioquímica sanguínea y agrupados según edades en una población de 90 equinos de raza pura sangre de carrera del Hipódromo de Monterrico- Lima, 2016.</i>	68
<i>Tabla N° 8: Media, Desviación estándar, error estándar e intervalos de confianza obtenidos por la medición de glucosa en sangre según género y agrupados según métodos de diagnóstico de bioquímica sanguínea y de la medición por glucómetro portátil en una población de 90 equinos de raza pura sangre de carrera del Hipódromo de Monterrico- Lima, 2016.</i>	69
<i>Tabla N° 9: análisis de varianza obtenidos por la medición de glucosa en sangre según el método de glucómetro y según género en una población de 90 equinos de raza pura sangre de carrera del Hipódromo de Monterrico- Lima, 2016.</i>	70

<i>Tabla N° 10: análisis de varianza obtenidos por la medición de glucosa en sangre según el método de bioquímica sanguínea y según género en una población de 90 equinos de raza pura sangre de carrera del Hipódromo de Monterrico- Lima, 2016.</i>	71
<i>Tabla N° 11: Comparación del método de bioquímica sanguínea y del método por glucómetro mediante la prueba de comparación con de rankings de Friedman.</i>	72
<i>Anexo 1: Principales características de los dispositivos evaluados según su fabricante.</i>	85
<i>Anexo 2: Evaluación de precisión en barras del coeficiente de variación de dispositivos en la sangre total y plasma que muestran la desviación estándar respectivamente.</i>	85
<i>Anexo 3: Fichas de identificación individual de los caballos.</i>	86
<i>Anexo 4: Cuadro comparativo de la medición sanguínea por medio del glucómetro y análisis bioquímico.</i>	86
<i>Anexo 5: Modelo de carta dirigida a los propietarios y preparadores de los caballos.</i>	87
<i>Anexo 6: Porcentaje de individuos muestreados según género en una población de 90 equinos PSC del Hipódromo de Monterrico- Lima, 2016.</i>	88
<i>Anexo 7: Porcentaje de individuos muestreados agrupados según edades en una población de 90 equinos PSC del Hipódromo de Monterrico- Lima, 2016</i>	88
<i>Anexo 8: Medias e intervalos de confianza de los niveles de glucosa sanguínea según género por el método de glucómetro y bioquímica sanguínea.</i>	89
<i>Anexo 9: Medias e intervalos de confianza de los niveles de glucosa sanguínea según edades por el método de glucómetro y bioquímica sanguínea</i>	89

Resumen

La presente investigación tuvo por objetivo determinar los niveles de glucosa sanguínea mediante el método de medición de bioquímica sanguínea y por el método de glucómetro en Caballos Pura Sangre de Carrera (PSC) entre 2 a 8 años de edad del Hipódromo de Monterrico, con la finalidad de poder identificar la existencia de cualquier enfermedad metabólica. Para el propósito se utilizaron 90 caballos PSC, machos y hembras entre 2 a 8 años de edad aparentemente sanos, obteniendo de cada animal una muestra de 3ml de sangre entera la cual fue transferida a un tubo vacutainer EDTA-F glucosa, para el análisis sanguíneo en laboratorio y se utilizó una gota de sangre entera para la medición de glucosa en el analizador portátil. Los resultados de los niveles de glucosa sanguínea obtenidos fueron: 87.57 mg/dL para el método de medición por glucómetro y 96.40 mg/dL para el método de medición por bioquímica sanguínea, los cuales no tuvieron una diferencia significativa ($p>0.05$). Con respecto a la edad se determinó que no hay diferencia estadística significativa con el método de medición por glucómetro ($p<0.05$), sin embargo por el método de bioquímica sanguínea si hubo una diferencia estadística significativa ($p<0.05$). Por último en relación al sexo no hubo una diferencia estadística significativa ($p>0.05$).

Palabras claves: Caballo Pura Sangre de Carrera (PSC), glucosa, glucómetro, bioquímica sanguínea, Hipódromo.

Abstract

The objective of the present investigation was to determine blood glucose levels using the blood biochemistry measurement method and by the glucometer method in Thoroughbreds (PSC) between 2 to 8 years old of the Monterrico racehorse, with the purpose of being able to identify the existence of any metabolic disease. For the purpose, 90 PSC male and female horses between 2 and 8 years were apparently healthy, obtaining from each animal a sample of 3 ml of whole blood which was transferred to a vacuum EDTA-F glucose vacutainer tube for blood analysis in the laboratory and one drop of whole blood was used for the measurement of glucose in the portable analyzer. The results obtained of blood glucose levels were: 87.57 mg/dL for the method of measurement by glucometer and 96.40 mg / dL for the method of measurement by blood biochemistry, which did not have a significant difference ($p > 0.05$). Regarding the age, it was determined that there was no significant statistical difference with the method of measurement by glucometer ($p < 0.05$), however using the blood biochemistry method there was a significant statistical difference ($p < 0.05$). Finally, in relation to gender, there was no statistically significant difference ($p > 0.05$)

Key words: Thoroughbred Race Horse, glucose, glucometer, blood biochemistry, hippodrome

I. INTRODUCCION

El caballo representa el eslabón final de una larga cadena evolutiva, su domesticación fue una de las más importantes debido a su versatilidad en tareas como el trabajo, transporte, defensa y sin duda el deporte. (1) Es un atleta por naturaleza, un animal adaptado al ejercicio y a la resistencia lo que sumado a su instinto de nobleza y gracias a su domesticación, lo han hecho destacar en la historia y en la vida del hombre (1).

Las carreras de caballos es una industria popular y multimillonaria a nivel mundial; la crianza, entrenamiento, las competencias y las apuestas son desde hace mucho tiempo una importante actividad económica en diversos países y en el Perú (2), habiendo sido el Puerto del Callao el teatro de la primera reunión de carreras pública, realizada el 29 de febrero de 1864 (3), sin embargo estos ejemplares son sometido a esfuerzos físicos, que los predisponen a sufrir diferentes enfermedades que mencionaremos más adelante sobre todo los de importancia metabólica.

El rendimiento atlético de un caballo pura sangre de carrera es el resultado de un buen funcionamiento y coordinación de los sistemas del organismo, tales como el cardiovascular, hematológico, respiratorio y músculo-esquelético; la función adecuada de las rutas metabólicas proporcionaran energía y de esa manera generar fuerza muscular durante el ejercicio, todo esto va a depender de la interacción compleja de esos sistemas corporales. Asimismo, el rendimiento máximo va a requerir que esos sistemas mencionados anteriormente trabajen cerca de sus límites fisiológicos (2, 4, 5).

El ejercicio físico produce cambios en los diferentes procesos metabólicos. Dichos cambios se producen en el músculo, hígado y tejido adiposo, liberando energía para el trabajo muscular (ejercicio), aumentando el consumo de oxígeno, la actividad cardíaca, respiratoria y

una correcta función hemodinámica. El sistema neuroendocrino está directamente relacionado en el metabolismo y en el control funcional de los diferentes sistemas durante el ejercicio, presentando una compleja función en las adaptaciones del entrenamiento y la actividad durante la competencia (6). Desde hace algunos años, se viene desarrollando la medicina deportiva en equinos y se ha investigado sobre ciertos indicadores que permitan tomar decisiones oportunas acerca del entrenamiento y/o la alimentación de estos animales (2). Debido a las competencias, se requiere encontrar parámetros que ayuden a monitorear el estado físico de los equinos siendo los electrolitos, valores hematológicos y sudoración, los parámetros más estudiados (7, 8), haciendo a un lado a la glicemia; sin embargo, actualmente también existen estudios que la asocian con el desempeño atlético de estos animales de competición (8, 9).

Es importante mencionar que la glucosa es el carbohidrato monosacárido más importante en el metabolismo de los mamíferos. (2) Asimismo, la glicemia depende de diversos factores, ya que es el resultado del equilibrio entre el ingreso y la depuración de los nutrientes. Hay que tener en cuenta a la reabsorción renal, ya que cuando se sobrepasa el umbral, la glucosuria interviene en la mantención de la concentración de glicemia (2).

En el metabolismo del caballo pura sangre de carrera, la insulina, mediante un sistema complejo de retroalimentación controla de concentración de glucosa sanguínea o glicemia (4). Esta hormona es sintetizada por las células β del páncreas y de esta manera promueve el depósito de glucosa y facilita su ingreso a las células, luego se dará lugar a la glucogénesis y se reprimirá la gluconeogénesis (10).

El análisis de glucosa sanguínea constituye un aspecto importante en la práctica clínica veterinaria ya que las alteraciones en la homeostasis de la glucosa están asociadas con ciertas patologías, algunos de los cuales

aumentan el riesgo de mortalidad de los pacientes en medicina tanto humana como veterinaria (11).

Por otro lado, el estudio de los valores de glucosa sanguínea ayudará a mejorar las tareas del manejo integral, deportivo y nutricional del equino atleta. Además, los rangos de glucosa basal permiten reconocer patologías en etapas tempranas. Los exámenes de laboratorio son utilizados en la aplicación de la patología clínica y los resultados obtenidos no brindarán una ayuda a la solución de problemas clínicos, conjuntamente con el examen clínico y la anamnesis constituyen la información fundamental la cual el médico veterinario debe apoyarse, y así poder elaborar un diagnóstico presuntivo o final, y de esta manera utilizarlo como medicina preventiva (12).

Los caballos de carrera deben estar en óptimas condiciones fisiológicas para que puedan realizar un buen desempeño, es por ello que los valores de glicemia son importantes de determinar y con los resultados poder observar patologías o desordenes como por ejemplo; la hipoglucemia es una alteración común en caballos adultos asociados con enfermedades gastrointestinales y también se encuentra relacionado con una disminución en la supervivencia tanto en adultos como en jóvenes en estados críticos. Por otro lado, la hiperglucemia es reconocida como uno de los principales síntomas de síndrome metabólico equino, siendo estas enfermedades las más importantes y frecuentes y lo más importante es que están relacionadas al rendimiento.

El presente trabajo tiene por objetivo determinar los niveles basales de glucosa sanguínea en caballos pura sangre del hipódromo de Monterrico, en la ciudad de Lima Perú en el año 2016, ya que esta investigación busca generar un aporte a la medicina deportiva equina, debido a que no existe literatura en nuestro país acerca de valores de glicemia basales en los equinos de carrera en nuestro país.

II. ANTECEDENTES DE LA INVESTIGACIÓN

Entre los años 1683 y 1728, se desarrollaron cruces de yeguas inglesas con sementales árabes, lo cual representó el origen de los caballos pura sangre de carrera (13). Precisamente, estos caballos descienden de tres padrillos árabes: Byerly Turk, Darley Arabian, y Godolphin Arabian, los cuales originaron una raza más veloz, con mayor vitalidad y resistencia, el cual representa a una raza de la más sobresaliente del mundo con grandes habilidades corredoras (14).

En la actualidad la hípica es un deporte que exige de una mezcla de acondicionamiento físico e instrucción, con el fin de preparar al organismo del animal, tanto fisiológica como estructuralmente (2). El caballo pura sangre de carrera, requiere ser evaluado cada cierto tiempo mediante exámenes auxiliares como: hemograma, bioquímica sanguínea, entre otros. Estos exámenes auxiliares se complementarán al examen físico y permitirán conocer el estado de salud del animal (4).

Dentro de los exámenes auxiliares que se realizan con más frecuencia se encuentra el hemograma el cual nos brinda información valiosa y confiable para poder conocer el estado fisiológico del equino, rendimiento deportivo y enfermedades sub-clínicas y clínicas. Los resultados del hemograma se deben interpretar siempre teniendo en cuenta al paciente (edad, raza, sexo, tratamientos médicos previos, etc.).

El ejercicio causa modificaciones fisiológicas y bioquímicas, de tal manera que la determinación de temperatura corporal, la frecuencia cardiaca, la frecuencia respiratoria, el volumen globular, la hemoglobina y el ácido láctico plasmático pueden ser utilizados para evaluar el nivel de entrenamiento (15).

Así como los seres humanos, los caballos pura sangre de carrera también presentan variación del índice glucémico y esto es debido a varios factores. Estos cambios se deben especialmente al complejo mecanismo de la digestión del almidón que presentan. Dichos factores van a depender de la forma y composición de la dieta, así como también de la edad, medio ambiente, temperatura, manejo por parte de criador y de la fisiología del equino (6).

Se ha descrito niveles más elevados de glicemia en equinos y caninos que en otras especies animales como es el caso de los rumiantes, este resultado se obtuvo en un estudio en el que se comparó el ritmo diario de la glicemia en caninos, bovinos, ovinos y equinos, todos de sexo hembra (2).

Existen varios estudios sobre medidas basales de glicemia en equinos de competencia en varios países; en Argentina las cifras están en un rango de 75-118mg/dL (2), en Venezuela se encuentran entre 80-110 mg/dL (9), en Colombia utilizan un valor referencial entre 62-134 mg/dL (7), en Brasil se obtuvo un resultado entre 79,6-98,4 mg/dL (16), en México el valor mínimo aceptado descrito en su población fue de 97,2 mg/dL (17), en Chile obtuvieron valores entre 70.02-84.06 mg/dL (18), en Ecuador las concentraciones de glucosa en sangre de los caballos en ayunas son por lo general entre 60-90 mg/dl (19). Por otro lado, en Cuba se describe un valor mínimo de 80,64 mg/dl (20) en animales no asociados al deporte.

En el Perú, existen estudios publicados sobre equinos de competencia, pero sobre todo relacionados a las variaciones en las serie eritrocítica y enzimas musculares (1), sin tomar en cuenta niveles basales de glucosa sanguínea.

Existen múltiples estudios en los cuales se evalúa la exactitud y la precisión de medidores portátiles de glucosa en caninos, con muestra de sangre entera y plasma, los medidores portátiles de glucosa en sangre permiten mediciones fáciles y rápidas de glucosa, sin embargo los

medidores portátiles de uso veterinario no están disponibles en todas partes, es por ello que los de uso humano son los ampliamente utilizados (21).

Algunos autores evaluaron la disparidad que hay entre medidores de glucosa portátiles sugiere que los medidores aprobados para los seres humanos deben ser evaluados antes de su uso en otras especies para tomar decisiones terapéuticas inmediatas. En el mismo estudio se evaluaron las concentraciones de glucosa a partir de muestras de sangre entera fresca por duplicado con un glucómetro veterinario y estos valores se compararon con los obtenidos con un analizador químico de plasma de referencia. La precisión de medida glucómetro se evaluó con una rejilla de error de Clarke (22). (Anexo 1)

Estudios publicados describen que no todos los PBGM (analizador portátil de glucosa en sangre), eran lo suficientemente precisos para ser utilizados en perros e incluso aquellos desarrollados específicamente para los animales condujo a una interpretación clínica inapropiado (21). (Anexo 2)

2.1. El caballo pura sangre de carrera (PSC)

Las carreras de caballos (PSC) representan una industria multimillonaria mundial, donde profesionales dedicados a la hípica muestran interés en desarrollar entrenamientos de gran resistencia física y poder evaluar su respuesta, se sugiere el monitoreo de valores hematológicos y de concentraciones séricas de enzimas como indicadores para evaluar su condición física ya que están sometidos a un entrenamiento diario y exigente (23).



Fig. 1: Caballo Pura Sangre de Carrera (PSC)

Fuente: Costa, 2010

Las carreras de caballos son de origen Inglés con los eventos destacados como el Grand National, que es una carrera de obstáculos, o las carreras de Royal Ascot. Este tipo de carreras comenzaron a verse en Inglaterra en el siglo XII (24).

2.2. Glucosa

La glucosa es un monosacárido con fórmula molecular $C_6H_{12}O_6$. Es una hexosa, contiene 6 átomos de carbono, y está constituida por el grupo carbonilo (es un grupo aldehído) (25).

La glucosa, libre o combinada, es el compuesto orgánico más abundante de la naturaleza y es la fuente primaria de síntesis de energía de las células, mediante su oxidación catabólica, teniendo como componente principal polímeros de importancia estructural como la celulosa que se convierte a otros carbohidratos con una función específica como glucógeno para el almacenamiento energético como el almidón y el glucógeno (2, 26). Después de la absorción, los niveles plasmáticos de glucosa incrementan y de esta manera estimulan la secreción de insulina por el páncreas. Tanto la hiperglucemia como la hiperinsulinemia suprimen la producción hepática de glucosa y estimulan el ingreso de

glucosa en el hígado, tejido adiposo y músculo para restaurar la normoglicemia (2).

Este representa el combustible metabólico básico durante los periodos de nutrición adecuada de animales monogástricos, la glucosa tiene un significado importante, ya que en cualquier situación es el único consumido por el sistema nervioso central, por lo tanto, el mantenimiento de un aporte continuo de este azúcar es de primordial importancia para el organismo, siendo la glucosa el combustible principal para los tejidos (27).

En estados posteriores a la absorción o después del ayuno, los niveles de insulina son bajos y ocurre un mayor ingreso de glucosa en los tejidos que no son sensibles a la insulina; este ingreso se corresponde principalmente con la producción endógena de glucosa por el hígado y en menor medida por el riñón (27).

2.3. Digestión equina

Los caballos se clasifican como herbívoros o consumidores de fibra, es decir son animales de pastoreo con sistemas digestivos diseñados para el consumo constante de alimentos de origen vegetal y a diferencia de la mayoría de otros herbívoros, el sistema digestivo del caballo es considerado monogástrico. Los órganos digestivos incluyen el estómago, intestino delgado e intestino grueso. El estómago y el intestino delgado se conocen comúnmente como el intestino superior, y es donde la mayoría de las proteínas, grasas, vitaminas y minerales contenidos en la alimentación se digieren y se absorben, por otro lado el intestino grueso del caballo tiene un ciego muy amplio que sirve como un tanque de fermentación donde miles de millones de bacterias y protozoos producen enzimas que descomponen la fibra de la planta (28).

El intestino grueso formado por el ciego, colon mayor y colon menor, es un órgano de gran volumen con una capacidad de 90 litros para el ciego y

de 160 litros para el colon, el cual se encuentra replegado dentro del abdomen (10).

Suponiendo que los alimentos son retenidos aproximadamente 36 horas en el tubo digestivo, por lo menos 2/3 de este tiempo deben permanecer en el intestino grueso donde por acción de la digestión bacteriana se llevará a cabo la fermentación de la celulosa. Ningún mamífero produce enzimas capaces de degradar la fibra vegetal como la celulosa y es por ese motivo que toman tal importancia los microorganismos presentes en el tracto intestinal (28).

En el intestino grueso del caballo se considera que el número de bacterias es 10 veces mayor que el total de las células corporales y la población microbiana presente en este tramo fermenta los restos no digeridos en el intestino delgado y la fracción fibrosa, produciendo ácidos grasos volátiles que en el caso de raciones ricas en forraje, pueden suponer hasta 2/3 de la energía absorbida, también se estima que puede haber síntesis proteica con alguna absorción de aminoácidos (28).

2.3.1. Digestión de los carbohidratos

La digestión del almidón se produce por las enzimas que se encuentran en el intestino delgado, en términos de nutrición equina, las fuentes de almidón son normalmente los cereales como la avena, la cebada y el maíz (2).

En los equinos los carbohidratos pueden ser hidrolizados o fermentados, dependiendo de la unión de sus moléculas de azúcar las moléculas a-1,4 sufren hidrolisis enzimática y las moléculas b-1,4 son fermentadas. Los carbohidratos hidrolizados incluyen hexosas, disacáridos, algunos oligosacáridos como la maltotriosa, y almidones sensibles a la hidrolisis enzimática. Los carbohidratos fermentables incluyen fibras solubles como mucilagos y pectinas, algunos oligosacáridos como fructosanos y

galactanos, almidones resistentes a la hidrólisis enzimática, hemicelulosa, celulosa y lignocelulosa (2).

2.3.2. Digestión enzimática

La enzima involucrada en la digestión de los almidones en la luz intestinal es la amilasa, y es liberada por el páncreas de todas las especies y por las glándulas salivales, es una enzima hidrolasa que cataliza la descomposición del almidón y el glucógeno, es fundamental en la digestión de carbohidratos, y actúa sobre los enlaces α -1,4, α -glucosidasas (sucrasa, glucoamilasa, maltasa), y la β -galactosidasa (lactasa) (29).

La amilasa no rompe las uniones de la glucosa terminal, lo que ocurre es que la molécula de almidón se rompe en varios fragmentos produciendo polisacáridos de cadena conocidos como dextrinas, donde actuarán las enzimas hasta la formación de unidades disacáridos (maltosa) y trisacáridos (maltotriosa) (2,10).

La digestión de los carbohidratos hidrolizables es iniciada principalmente por la α -amilasa pancreática en el intestino delgado, en la fase luminal esta enzima separa los enlaces α -1,4 de las moléculas de almidón, pero es incapaz de hacer lo mismo con los enlaces α -1,6 o α -1,4 terminales, de manera que los primeros serán separados por la enzima amilopectinasa. El resultado final a ese nivel son disacáridos y oligosacáridos, los cuales se encuentran a lo largo de todo el intestino delgado (10)

Sin embargo, en el duodeno y yeyuno la actividad de la sucrasa es mayor que en el íleon, mientras que la actividad de la maltasa es igual en las tres porciones. La lactasa es funcional en todas las porciones del intestino delgado de los caballos adultos, pero con mayor actividad en el duodeno y yeyuno que en el íleon, aunque su actividad aumenta durante el destete, la presencia de lactasa funcional en los caballos adultos sugiere que son

capaces de digerir la lactosa. La acción de dichas enzimas en las células epiteliales que conforman el borde de cepillo de la mucosa completa la hidrólisis para producir los azúcares, glucosa, galactosa y fructuosa (2).

2.3.3. Fermentación

Aunque la mayor parte de la digestión del almidón ocurre en el intestino delgado a través de la acción enzimática, una mínima parte de la fermentación del almidón se produce en el estómago y en el intestino grueso (el ciego y el colon) (30).

La fermentación ocurre principalmente en el intestino grueso, pero puede darse en otras porciones del tracto digestivo cuando las condiciones favorecen la proliferación de microorganismos, incluyendo un tiempo de retención adecuado y un pH superior a 5. Sin embargo, la presencia de bacterias anaerobias viables, así como acetato, butirato, propionato y lactato, sugiere que hay una fermentación limitada en el estómago del equino, principalmente en la región fúndica. El poco tiempo de retención en el estómago y el gradiente de pH de dorsal a ventral de la mucosa gástrica solo puede mantener una fermentación nominal, a comparación del intestino delgado donde se encuentra una baja fermentación (30).

Los carbohidratos fermentados por la microflora intestinal liberan ácidos grasos volátiles (AGV), principalmente acetato, propionato, butirato, y en menor medida, lactato y valerato. El incremento en las proporciones de grano favorece la producción de propionato y lactato a expensas del acetato. Por lo tanto, la administración de grandes cantidades de granos limita la eficiencia para utilizar la fibra, puesto que altera el ecosistema microbiano en el ciego y colon equino, al favorecer la proliferación de *Lactobacillus spp* y una pobre absorción del lactato (28). Los productos finales de la fermentación del almidón en el intestino grueso son ácidos grasos volátiles (AGV) y ácido láctico mientras la fermentación de la fibra

de las plantas ocurre en el sistema intestinal posterior del caballo (ciego y colon) (28).

2.3.4. Absorción de azúcares

En el intestino delgado del caballo existen dos tipos de transportadores de glucosa independientes de insulina y la tasa de absorción de glucosa puede ser regulada dependientemente del contenido de carbohidratos en la dieta ya que tanto el SGLT1 y GLUT2 aumentan en respuesta a un incremento de carbohidratos hidrosolubles en la dieta y a un mayor aporte de alimentos concentrados (2).

La glucosa sanguínea es suministrada por la absorción intestinal de la dieta o por su producción hepática a partir de los carbohidratos (glucógeno, fructuosa, galactosa) y aminoácidos (gluconeogénesis). El proceso de absorción varía dependiendo del grado de actividad hormonal sistémica, siendo el caso de las hormonas tiroideas, y de la actividad hormonal gastrointestinal (secretina). Todas las condiciones que afecten los procesos digestivos gastrointestinales, como la acidez, las enzimas digestivas o enfermedades, afectarán sustancialmente la absorción de glucosa, haciendo importante la evaluación de la glicemia (4,10).

Se han identificado dos clases de proteínas transportadoras de glucosa en las células de los mamíferos. La SGLT1 (cotransportador de alta afinidad, baja capacidad, Na⁺/glucosa tipo 1), que se encuentra presente en las células de la mucosa del lumen intestinal y en el túbulo contorneado proximal del riñón, y las GLUT (facilitadoras del transporte de glucosa). La SGLT1 se encarga principalmente del transporte de D-glucosa y D-galactosa a través de la membrana epitelial del borde de cepillo en contra del gradiente de concentración gracias al transporte activo del Na⁺ y a la bomba Na⁺/K⁺/ATPasa. Los azúcares se acumulan dentro de los enterocitos y son llevados bajo gradiente hacia la circulación sistémica principalmente por el transportador GLUT2 en el intestino (2).

Los transportadores clase I, que incluyen las isoformas GLUT 1-4, facilitan el transporte de glucosa a través de la membrana plasmática por gradiente, hacia el interior o exterior de todas las células del organismo. El GLUT1 se encuentra expresado en las células endoteliales cerebrales, placentarias y testiculares; el GLUT2 se encuentra en el hígado, intestino delgado, riñón y células pancreáticas B; el GLUT 3 es el principal transportador de glucosa en las células parenquimatosas del cerebro; y el GLUT4 está presente principalmente en los tejidos dependientes de las señales de insulina, incluyendo el tejido adiposo, el músculo cardíaco y esquelético (31).

Los transportadoras clase II GLUT5, se encargan del transporte de fructuosa y están presentes principalmente en el intestino delgado, y en menor cantidad en el riñón, cerebro, musculo, tejido adiposo, testículos y espermatozoides. Los demás transportadores clase II, GLUT9 y 11, y los de clase III, GLUT 8, 10 y 12, al parecer son específicos para ciertos tejidos y células de manera similar a los de clase I. la estructura y función de los GLUT 6-12 requieren mayor investigación (2, 31).

El mayor sitio de absorción de glucosa en los equinos es el intestino delgado proximal, especialmente en el duodeno, seguido del yeyuno e íleon (10).

2.4. Utilización de nutrientes durante la absorción

Durante la absorción se desarrollan procesos metabólicos en el hígado y los órganos periféricos que convierten los nutrientes en moléculas almacenables y cuando se ingiere alimento, empieza la secreción de insulina incluso antes de que se alcance la máxima cantidad de glucosa absorbida (25).

La secreción de insulina se estimula por la acción del péptido inhibidor gástrico y, probablemente de otras hormonas entéricas, y la liberación

precoz de insulina garantiza una óptima preparación del hígado y otros tejidos ante la llegada de la glucosa, gran parte de la glucosa absorbida es incorporada al hígado, ya que este órgano cuenta con un gran flujo sanguíneo total y tiene una mejor capacidad de captación. Por la influencia de la insulina, la glucosa se desvía hacia la síntesis de glucógeno; es decir la glucosa procedente del tubo digestivo se convierte en glucógeno para ser almacenado durante los periodos de absorción, y mantener sus niveles sanguíneos dentro de los límites (2, 25). Es decir, la insulina estimula la síntesis de glucógeno hepático al favorecer rutas metabólicas intracelulares que llevan a su formación (10).

La cantidad de glucógeno que puede ser almacenada en el hígado es limitada y en condiciones normales es probable que nunca exceda el 10 % del peso total del órgano. La cantidad de glucógeno no es significativa si se compara con la cantidad de glucosa que el hígado capta durante la digestión y absorción de una ingesta rica en carbohidratos; por lo tanto, deben existir otros mecanismos que dispongan del exceso de glucosa, los cuales logren impedir una elevación desmesurada de sus niveles sanguíneos cuando las concentraciones de glucógeno alcancen su valor máximo, siendo la síntesis de ácidos grasos uno de estos mecanismos alternativos (25).

2.5. Metabolismo hormonal de los carbohidratos

2.5.1. Insulina

La insulina es una hormona polipeptida formada por 51 aminoácidos y producida por el páncreas, también es considerada una hormona anabólica por excelencia ya que permite disponer a las células del aporte necesario de glucosa para los procesos de síntesis con gasto de energía (27). De esta manera, mediante glucólisis y respiración celular se obtendrá la energía necesaria en forma de ATP (10, 27).

Esta hormona ayuda a que los azúcares obtenidos a partir del alimento ingerido lleguen a las células del organismo para suministrar energía, siendo la insulina liberada por las células beta del páncreas cuando el nivel de glucosa en sangre es alto. En medida que aumenta el aprovechamiento metabólico del nutriente dará como resultado una mayor oxidación e hipoglicemia. Sin embargo, durante el ejercicio los músculos activos son capaces de captar glucosa sin requerir la insulina (10).

La insulina disminuye la producción y liberación de glucosa, además de la glucogenólisis en el hígado, la glucogenólisis es el proceso mediante el cual se degrada el glucógeno a glucosa o glucosa 6-fosfato y ocurrirá cuando el organismo requiera un aumento de glucosa. La importancia de este proceso en el hígado es el aporte de glucosa a la sangre con lo que contribuye al mantenimiento de la glicemia; sin embargo, en el músculo no hay aporte de glucosa por lo tanto utiliza la glucosa proveniente de la glucogenólisis como fuente de energía que procesa durante la realización de ejercicios físicos (25).

Para llevar a cabo la glucogenólisis son necesarias 3 enzimas citosólicas: el glucógeno fosforilasa que segmenta secuencialmente los enlaces glucosídicos para producir glucosa 1-fosfato, la fosfoglucomutasa en la que un grupo fosfato se transfiere desde la fosfoenzima activa a la glucosa 1-fosfato formando glucosa 1,6-bifosfato la cual fosforila nuevamente a la enzima para producir glucosa 6 fosfato siendo la que puede hidrolizarse a glucosa en el hígado o seguir vía glucolítica, y por último la glucosa transferasa alfa 1-4 y la amilo 1,6 glucosidasa (25, 27).

Por otro lado, la glucogenólisis es antagónica de la glucogenogenesis donde tiene lugar la síntesis de glucógeno a partir de la glucosa 6-fosfato. Se lleva a cabo principalmente en el hígado y en menor medida en el músculo, y es activado por la insulina en respuesta a los altos niveles de glucosa que puede ocurrir posteriormente a la ingesta de alimentos con carbohidratos (31).

En resumen la insulina tiene una importante función como reguladora del metabolismo, sobre el que tiene los siguientes efectos:

- Estimula la glucogénesis.
- Inhibe la glucogenólisis.
- Disminuye la glucosecreción hepática.
- Promueve la glucólisis en tejidos periféricos.
- Favorece la síntesis de triglicéridos, para ello, estimula la producción de acetil-CoA (por ejemplo, al acelerar la glucólisis), y también estimula la síntesis de ácidos grasos.
- Estimula la síntesis de proteínas.

2.5.2. Secreción de insulina por las células β pancreáticas

Las células β son un tipo de célula endocrina del páncreas localizadas en los islotes de Langerhans, se encargan de sintetizar y segregar la insulina. Las células beta fabrican insulina en etapas, es sintetizada en el retículo endoplasmático rugoso en forma de un polipéptido llamado preinsulina que se transforma en proinsulina que se modifica en el aparato de Golgi y las vesículas secretoras, la cual posee la misma actividad que la insulina. La insulina es secretada en reacción a la hiperglucemia y también por algunas hormonas péptidas como el glucagón, colecistocinia, pancreocimina y secretina, sus acciones principales son estimular la captación de glucosa en varios tipos de células y disminuye el nivel de glucosa sanguínea al estimular la conversión de glucosa en glucógeno en los hepatocitos y miocitos siempre que aumente dicho nivel (10).

La secreción de insulina por las células β del páncreas pueden ser estimuladas a través de la activación de receptores específicos localizados en las células B (hormonas y neurotransmisores) o por la vía de ingreso de la glucosa. Sin embargo el GLUT utilizado principalmente por las células B del caballo no ha sido especificado (2).

La insulina es removida de la circulación y degradada por acción de la insulinaasa en el hígado, principalmente y parcialmente en los riñones, músculos y otros tejidos. Siendo el riñón el principal órgano de aclaramiento de la insulina (10).

2.5.3. Glucagón

El glucagón es una hormona peptídica de 29 aminoácidos que actúa en el metabolismo del glucógeno. Tiene un peso molecular de 3.485 Dalton. Esta hormona es sintetizada por las células α del páncreas (en lugares denominados islotes de Langerhans) (27).

Las funciones del glucagón se oponen a las de la insulina al estimular la gluconeogénesis e inhibir la glucogénesis. Esta es una de las hormonas necesarias para la movilización de sustratos y por lo tanto aumenta durante el ejercicio. Como las demás hormonas, el glucagón es importante para mantener las concentraciones de glucosa durante el ejercicio, un rol bastante relevante durante las actividades de los equinos de carrera, donde la disminución en la glicemia favorece la presentación de fatiga central. El incremento en las concentraciones de glucagón también está determinado por la intensidad del ejercicio y su liberación parece estar influenciada por el sistema simpático y las catecolaminas. El entrenamiento a largo plazo al parecer puede alterar la respuesta del glucagón al ejercicio, aumentando la capacidad de movilizar glucosa durante el ejercicio (2, 10).

2.5.4. Adipoquinas

Es una hormona secretada por los adipocitos y regula el metabolismo energético del organismo, ya que estimula la oxidación de ácidos grasos, reduce los triglicéridos plasmáticos y mejora el metabolismo de la glucosa mediante un aumento de la sensibilidad a la insulina (32).

Los niveles de adinopectina se encuentran disminuidos en animales obesos y resistentes a la insulina, la adinopectina disminuye la producción de glucosa hepática en el hígado, mejora la sensibilidad a la insulina en el musculo e incrementa la oxidación de ácidos grasos libres (32).

Estudios en humanos han demostrado que las concentraciones plasmáticas de esta hormona son mucho mayores en las mujeres que en los hombres, y que los niveles bajos de esta hormona tienen relación directa con la aparición de hiperglicemia y diabetes (2).

En los caballos la adinopectina se encuentra correlacionada negativamente con el porcentaje de grasa corporal. El estudio de la adinopectina es importante porque al parecer se relaciona con la existencia a la insulina observada en caballos viejos y caballos con adenomas pituitarios (2).

Los estudios realizados en algunas especies dan como resultado que en la obesidad se liberan adipocinas por parte de los adipocitos en situaciones de stress. Hay un aumento en la cantidad de adipocinas asociado con la obesidad y estas señales pueden causar resistencia a la insulina (19).

2.6. Metabolismo basal de la glucosa

El metabolismo basal se define como la energía necesaria para la conservación de diversas actividades celulares, fundamentalmente para el mantenimiento de la vida como son: la conservación de la temperatura

corporal, la realización de un trabajo mecánico, la transmisión de impulsos nerviosos, el transporte de sustancias y la realización de otros procesos fisiológicos esenciales. Esto implica múltiples raciones bioquímicas secuenciales y coordinadas para generar la energía requerida por dichos procesos. Las células y los tejidos son sistemas abiertos e intercambian energía constantemente con el medio; la energía química potencial de los nutrientes básicos como; carbohidratos, grasas y proteínas, se transforma metabólicamente en energía mecánica para que de esta manera el organismo pueda utilizar (10, 33).

Las principales fuentes de energía en el caballo son la glucosa y los ácidos grasos, y la eficiencia con la cual estos sustratos proporcionan energía es mejor en animales que se encuentran bajo un programa regular de entrenamiento de resistencia, tanto en reposo como durante el ejercicio. En términos generales los ácidos grasos volátiles proveen más energía que la glucosa, pero su metabolismo es más lento, así que, en reposo, una tercera parte de las necesidades energéticas en el equino son cubiertas por la oxidación de los carbohidratos y las dos terceras partes restantes son cubiertas por la oxidación de las grasa (10, 33).

La mayor parte de los carbohidratos consumidos se absorben en el intestino delgado y una vez en la sangre, la glucosa puede depositarse en el hígado como glucógeno, el cual será utilizado para suministrar glucosa al organismo mediante glucogenólisis, según las necesidades de los tejidos extrahepáticos; también puede ir al musculo esquelético y al corazón para producir energía mediante glucolisis, sobre todo cuando los depósitos de glucógeno están reducidos, por ejemplo, en el ayuno o puede ser metabolizada en el sistema nervioso, el riñón, o los glóbulos rojos inmediatamente. La regulación de la glicemia es algo complejo y requiere de la participación de varias hormonas; la insulina, el glucagón y hormonas tiroideas las cuales secretan coordinadamente en periodos de inactividad física para mantener la glicemia constante (33).

El caballo solo mantiene una baja cantidad de glucosa de reserva aproximadamente hasta el 1% de su peso corporal, así que cuando los depósitos hepáticos y musculares de glucógeno están llenos, los carbohidratos adicionales aportados en la dieta son transformados en grasas y depositados en el tejido adiposo. La razón de esto es debido al mayor rendimiento energético de las grasas, el caballo puede almacenar más energía en el tejido adiposo sin aumentar sustancialmente el peso corporal, constituyendo este el mayor depósito energético del organismo; motivo por el cual el caballo utiliza selectivamente los ácidos grasos volátiles como fuente de energía durante periodos de bajo nivel de actividad física como mantenerse en pie o caminar (2).

Para que los triglicéridos pueden ser utilizados como sustratos energéticos deben ser hidrolizados en dos componentes: glicerol y ácidos grasos libres. La lipólisis está estimulada constantemente y los ácidos grasos son metabolizados a una velocidad el cual va a depender de su tasa de utilización de tejidos (2). La lipasa es una enzima que se produce en el páncreas y es secretada en el intestino delgado donde colabora a descomponer las grasas y convertirlas en ácidos grasos y glicerol (29).

La actividad de la lipasa está regulada por diferentes hormonas, entre ellas, la más importante es: la insulina, que disminuye su actividad e inhibe la utilización de grasas para producir energía y la adrenalina que la estimula, por consiguiente, acelera la movilización de grasas. Los ácidos grasos son oxidados por β -oxidación; ahora se sabe que esta es la vía metabólica principal por la cual estos compuestos son oxidados en el organismo. El glicerol derivado de la hidrólisis de los triglicéridos puede entrar en reacciones de glucólisis para formar piruvato y entrar al ciclo de Krebs para generar energía. De igual manera la acetilcolina proviene de la oxidación de los ácidos grasos puede entrar al ciclo de Krebs donde se combina con oxaloacetato procedente de metabolismo de los carbohidratos para formar citrato y posteriormente oxidarse hasta CO_2 y agua (29, 33).

Los aminoácidos aquellos productos de la digestión de las proteínas después de ser absorbidos en el intestino delgado se dirigen principalmente al hígado, donde sufren un proceso de desaminación, cuya reacción química se caracteriza por la ruptura de un grupo amino importante en la degradación de los aminoácidos. En el hígado, los aminoácidos pueden ser precursores de la síntesis de glucosa y glucógeno, aunque su función principal es la construcción y reparación de los tejidos cuyas proteínas sufren una destrucción constante, especialmente del tejido muscular (2, 10).

2.6.1. Consideraciones nutricionales

Los carbohidratos o hidratos de carbono son compuestos orgánicos extremadamente importantes en la dieta del caballo ya que proporcionan una gran cantidad de energía principalmente en forma de glucosa. Hay diferentes tipos de carbohidratos en los alimentos para equinos que varían considerablemente según su digestibilidad y utilización (34).

En la actualidad, los carbohidratos en la alimentación equina pueden clasificarse de dos maneras: por su función en las plantas o por la forma en que son digeridos y utilizados por el caballo (2). Al mismo tiempo, los carbohidratos en las plantas se dividen en tres categorías distintas:

- Azúcares activos simples: como vegetales que cuentan con un metabolismo normal, como la glucosa o la fructosa.
- Carbohidratos de almacenamiento o no-estructurales: como la sacarosa, el almidón y los fructanos.
- Carbohidratos estructurales: conocidos como fibrosos o de la pared de las células, como la pectina, la celulosa y la hemicelulosa.

En la nutrición equina lo más apropiado es clasificar los carbohidratos según la rapidez con la que son digeridos y

absorbidos por el caballo. Los carbohidratos pueden ser digeridos y/o absorbidos como monosacáridos (glucosa, fructosa y galactosa) en el intestino delgado, o pueden ser fermentados en el intestino grueso para producir ácidos volátiles grasos o ácidos lácticos. La velocidad de fermentación y los tipos de resultados obtenidos son muy distintos y pueden tener efectos significantes en la salud y bienestar del caballo. Éste es un sistema fisiológicamente importante para clasificar los carbohidratos en las dietas de los caballos, donde se distinguen las siguientes fracciones de carbohidratos: (2, 10)

- Carbohidratos Rápidamente Fermentables (CHO-FR): producen, ante todo, lactato y propionato. Este grupo incluye almidones que evitan la digestión en el intestino delgado, como también galactanos, fructanos, mucílagos y pectina.
- Carbohidratos de Fermentación Lenta (CHO-FS): producen principalmente, acetato y butirato. Este grupo incluye los compuestos capturados en la Fibra Detergente Neutra (FDN), realizada para obtener una estimación más precisa de la digestibilidad total del forraje, así como la totalidad de fibra o pared celular del alimento, como la celulosa, hemicelulosa, lignina y citina.
- Carbohidratos Hidrolizables (CHO-H) son componentes importantes en la dieta del caballo, particularmente para el animal de competencia, porque la glucosa sanguínea le sirve como el principal sustrato para la síntesis del glicógeno en el músculo. No obstante, una cantidad excesiva de glucosa en sangre puede contribuir a agravar problemas comunes en los caballos, como la rabdomiolisis recurrente del ejercicio, miopatía por almacenamiento de polisacáridos (MAP) y, en potros, la enfermedad ortopédica del desarrollo. Un exceso también puede afectar desfavorablemente

en el comportamiento de algunos caballos, favorecer el aumento de peso y desencadenar síndrome metabólico equino.

La cantidad de glucosa en sangre producida en respuesta a un alimento es una medida útil para conocer el contenido de carbohidratos hidrolizables (CHO-H) que tienen los alimentos y, después de la absorción intestinal la glucosa ingresa en la circulación hepática, donde el ingreso neto de glucosa hepática está determinado principalmente por tres sistemas (2,10).

1. Concentraciones de glucagón e insulina en la sangre, es decir, ingreso neto incrementado a concentraciones crecientes de insulina y disminución de las concentraciones de glucagón.
2. La carga de glucosa que llega al hígado (correlacionada positivamente con el ingreso neto).
3. Ruta por la que llega la glucosa al hígado. Mayor ingreso cuando los niveles son mayores en la vena porta.

En el hígado, la expresión de la proteína GLUT2 en la célula promueve el ingreso de glucosa en los hepatocitos gracias al acoplamiento con una glucoquinasa. Debido a las características de la glucoquinasa hepática, el hígado tiene capacidad de remover el exceso de glucosa en la sangre, la glucoquinasa también está presente en las células β pancreáticas, en enterocitos endocrinos y en neuronas hipotalámicas. La glucoquinasa actúa como sensor de la glucosa y ayuda a regular la secreción de insulina ya que un funcionamiento adecuado es importante para la homeostasis de la glucosa. En el caballo la secuencia del gen que codifica esta proteína se encuentra bajo investigación (2).

En condiciones de ayuno, GLUT2 promueve el flujo de glucosa siguiendo la gluconeogénesis para el mantenimiento de la homeostasis de la glucosa. Las concentraciones de insulina tienen función reguladora sobre

la expresión en la membrana de GLUT2 lo cual está alterado en estados de resistencia a la insulina (2, 31).

En el tejido adiposo; cuando la concentración de glucosa sanguíneas están elevadas, ésta ingresa al adipocito, en donde se transforman en acetil-CoA, que se utiliza en la síntesis de ácidos grasos los cuales se almacenan en forma de triglicéridos en las vacuolas como combustible de reserva. (32) Cuando se requiere de energía, el adipocito moviliza sus acúmulos de triglicéridos por medio de lipasas, luego los ácidos grasos son liberados a la circulación para que puedan ser utilizados por otros tejidos. Esta respuesta es acelerada por la epinefrina que modula positivamente a la triacilglicerol lipasa (32).

2.6.2. Absorción de glucosa en tejido periférico

Diversos transportadores de glucosa están involucrados en el almacenamiento de glucosa en el tejido musculo esquelético y en el tejido adiposo (2).

El GLUT 1 se expresa a niveles bajos en la membrana plasmática de las células de musculo esquelético y es responsable del ingreso de bajos niveles de glucosa independiente de insulina en condiciones basales en caballos. El depósito de glucosa dependiente de insulina es principalmente facilitado por GLUT4, y también parcialmente por GLUT12 en humanos y en caballos.(2, 31).

El depósito de glucosa en el musculo esquelético y tejido adiposo es estimulado por concentraciones incrementadas de insulina a través del receptor de insulina, lo cual conduce a la translocación de GLUT4 intracelular a la superficie celular. La expresión de GLUT 4 difiere entre tejido muscular y adiposo, así como la localización del tejido adiposo y del tipo de fibra muscular. La síntesis de glucosa es activada por la unión de la insulina a su receptor en la superficie celular y por la contracción

muscular donde el incremento ocurre inmediatamente después del ejercicio (31).

La ingestión de carbohidratos aumenta la concentración de glucosa en sangre, lo cual estimula a las células beta de los islotes de Langerhans del páncreas y produce la liberación de insulina. Esta hormona favorece el transporte de glucosa al interior celular disminuyendo su concentración en sangre (2, 10, 34).

2.7. Control endógeno de la glicemia

En el estado postabsorción, la producción hepática es la principal fuente de suministro para mantener los niveles de glucosa sanguínea. La epinefrina y el glucagón promueven la liberación de la glucosa a partir del glucógeno y los glucocorticoides promueven la gluconeogénesis oponiéndose a la acción hipoglicémica de la insulina (10).

La remoción de la glucosa sanguínea depende de varios factores, la mayoría relacionados con la tasa de utilización, es decir todos los tejidos utilizan glucosa constantemente con propósitos energéticos o para convertirla en otros productos, como glucógeno, pentosas, lípidos o aminoácidos, de esta manera, el reflujo de glucosa desde la circulación hacia los tejidos es constante y modulado por la tasa de consumo. El nivel de glucosa también es autorregulado por su propia concentración, ya que con niveles elevados la tasa de captación de los tejidos como los músculos y el hígado aumenta. La presencia de insulina incrementa la tasa de utilización de la glucosa mediante el aumento de transporte vía GLUT4 en el músculo y tejido adiposo, o por factores diabetogénicos, que incluyen la hormona del crecimiento, el glucagón, el cortisol y la epinefrina (31, 33).

El hígado ocupa una posición fundamental en el mecanismo de regulación de la glucosa sanguínea debido a su capacidad de reponer o remover la

glucosa del sistema circulatorio, sin embargo, la mayor actividad metabólica de este órgano va dirigida a la reposición, más que a uso de la glucosa. (2) Cuando el hígado capta a glucosa, el 25% es oxidado y convertido en lactato o CO₂ y la porción restante forma glucógeno, el cual será la fuente de glucosa aportada por el hígado durante la mayor parte del tiempo. El musculo por el contrario no posee actividad de la enzima glucosa-6-fosfatasa, por ende no puede generar glucosa libre, y esto lo convierte en un tejido principalmente demandante de dicho nutriente (16, 33).

Cuando la concentración de glucosa en sangre es elevada, ésta ingresa al adipocito, en donde se transforman en acetyl-CoA, que se utiliza en la síntesis de ácidos grasos los cuales se almacenan en forma de triglicéridos en las vacuolas como combustible de reserva (31). Cuando se requiere de energía, el adipocito moviliza sus acúmulos de triglicéridos por medio de lipasas. Los ácidos grasos son liberados a la circulación para que puedan ser utilizados por otros tejidos. Esta respuesta es acelerada por la epinefrina que modula positivamente a la triacilglicerol lipasa (2).

2.8. Variaciones de la glicemia

Las concentraciones de insulina en ayunas oscilan entre <5 a 20 UI/mL. La insulina es secretada cuando las concentraciones de glucosa en sangre se incrementan y es necesaria para el ingreso de glucosa en las células y la lipogénesis. Los caballos también responden a moléculas secretoras de insulina tales como la arginina y la lisina (2).

Al igual que la glucosa, las concentraciones de insulina en ayunas son relativamente constantes, dependiendo de la dieta, el estado fisiológico o condición corporal. Variaciones significativas pueden ser consideradas como diagnóstico de alteraciones en el metabolismo de la insulina, sin

embargo las respuestas de caballos aparentemente sanos a las pruebas de estimulación con glucosa por vía oral puede verse influenciado por el tiempo en ayuno, el tipo de alimento que recibe, la condición corporal y los niveles de cortisol sanguíneo (2, 10).

Después de algunos estudios se ha determinado que piensos iguales producen diferentes respuestas glicémica, y ello se debe probablemente a variaciones en las tasas de consumo, vaciado gástrico, y de factores que determinan la digestibilidad, incluyendo la interacción de los almidones con la fibra, proteína y grasa, junto a los almidones. Por ejemplo, una dieta de gran tamaño y alto contenido de almidón se han visto asociados con tasas de vaciamiento gástrico más altas. Además, la grasa en la dieta puede disminuir la tasa de vaciamiento gástrico y absorción de nutrientes desde el intestino, lo cual a su vez disminuye la absorción de glucosa hacia la sangre (2).

Los incrementos de grasa y proteínas en el intestino también incrementas la secreción de ciertas hormonas intestinales, capaces de aumentar a respuesta insulínica y la depuración de glucosa sanguínea en la especie humana por altera la tasa de absorción de nutrientes (2, 10).

En los caballos el control de la glucosa y la insulina puede alterarse en las diferentes etapas de la vida y/o condiciones como diabetes, obesidad, gestación, disfunción pituitaria, laminitis o la vejez. En los caballos que presentas alteraciones en el metabolismo de la glucosa, por lo general las concentraciones plasmáticas de esta permanecen elevadas por periodos prolongados de tiempo.

2.8.1. Manejo

Se ha reportado que el comportamiento está relacionado al estrés y la respuesta de la ACTH y el cortisol ante una prueba realizada con un factor liberado de corticotropinas fueron menores también en los caballos

con cama individual, lo cual sugiere que los animales socialmente aislados pueden tener una menor sensibilidad de eje hipotálamo-pituitaria-adrenal, probablemente debido a una elevación crónica en los niveles de ACTH y cortisol, producto de estrés (2).

Los animales estabulados en camas de menor tamaño y con menor comunicación presentarían cambios manifiestos en la glicemia y el metabolismo energético a causa de las alteraciones hormonales nombradas. De igual manera, también se ha observado que el factor estresante del transporte aumenta las concentraciones de cortisol salival y sus metabolitos fecales, especialmente en caballos transportados por primera vez, y aunque dichas concentraciones descienden con cada viaje, se ha observado que siguen siendo superiores a las basales. Esto demuestra que los caballos pueden habituarse a la situación de transporte, pero dicho estímulo no deja de ser estresante a largo plazo (2).

2.8.2. Alimentación y nutrición

Podemos clasificar los hidratos de carbono en aquellos de alto índice glucémico (IG) como la glucosa, maltosa, y en investigaciones la alimentación con maíz de 1 a 4 horas antes del ejercicio ha demostrado disminuir la glucosa plasmática y la concentración de insulina comparadas con los niveles preprandiales a la dieta de almidón y azúcares presentaron valores de glucosa circulante y tasas de transferencia fraccional mayores que los adaptados a la dieta de grasas y fibra durante el reposo (2).

El índice glucémico y el contenido en fibra no son sólo determinantes importantes de la glucosa en sangre inmediatamente después de comer; también influyen sobre el control glucémico general, las dietas que son densas en energía aportan un mayor número de calorías. Estas dietas tienden a predisponer al aumento de peso a menos que la alta ingestión

de calorías se vea compensada por un alto nivel de actividad física. El exceso de grasa corporal se asocia con la insensibilidad a la acción de la insulina, esto, genera un aumento del nivel de glucosa en sangre. De hecho, esta secuencia de eventos podría precipitar el desarrollo de diabetes tipo 2, agravar en exceso la hiperglucemia una vez que la afección ya se ha desarrollado y complicar el control de la diabetes tipo 1 cuando la anormalidad predominante es la deficiencia insulínica (34). Es por ello que durante este trabajo se midió la glicemia en ayunas y antes del inicio del entrenamiento.

2.8.3. Condición corporal

a. Obesidad

El tejido adiposo no es tan simple como se pensaba. Es fuente de una serie de hormonas llamadas adipoquinas que juegan un rol en la composición de la masa corporal. En la especie equina se ha encontrado predisposición para la adquisición y mantenimiento de la obesidad en algunas razas, siendo los ponis los más afectados, con mayor resistencia a la insulina y susceptibilidad a la laminitis (35).

El aumento de la adiposidad es acompañado por la producción de cantidades excesivas de señales endocrinas que incluyen la leptina, resistina, adinopectina, factores liberadores de mineralocorticoides, y algunas citoquinas proinflamatorias (FNT- α , interleuquina-6). Dicho aumento en la liberación de ácidos grasos libres desde el tejido adiposo omental también contribuye a la aparición de la resistencia a la insulina. La enzima 11 β - hidroxisteroide deshidrogenasa 1 (11 β -HSD1) convierte la cortisona inactiva en cortisol, y existe evidencia de que esta enzima, cuando es liberada desde los adipocitos omentales, posee un nivel mucho mayor para aumentar las concentraciones de cortisol en determinados tejidos. Dicha sobreproducción local de cortisol contribuye a la perpetuación de los adipocitos omentales a través de mecanismos

pancreáticos y autocrinos. Recientemente se ha reportado que la actividad de la 11 β -HSD1 podría estar aumentada en el tejido cutáneo y laminar de los caballos con laminitis, y aunque su rol en la patogénesis aun no es bien comprendido, podría estar relacionado con la resistencia a la insulina (2, 36).

Los caballos que ganan peso con facilidad y que tienen una tendencia a depositar grasa en la cresta del cuello, sobre la grupa y la base de la cola o en el prepucio, han sido, desde hace tiempo, considerados como hipotiroideos. Ahora se sabe que es probable que estos caballos tengan una función tiroidea normal y que sean resistentes a la insulina. De forma anecdótica, la administración de hormonas tiroideas a estos caballos no provoca generalmente pérdida de peso. Esto es especialmente cierto si el consumo de alimento no se encuentra restringido y si la cantidad de suplementación de hormonas tiroideas es controlada para mantener las concentraciones de hormonas tiroideas séricas dentro del intervalo normal. Es posible que la suplementación con hormonas tiroideas pueda ser útil para ayudar a perder peso a los caballos obesos con síndrome metabólico, si las hormonas tiroideas se administran con este propósito, es importante entender que están siendo utilizadas como una herramienta farmacológica durante un corto período de tiempo, y que no está indicada su administración de por vida (36).

La ingestión de alimento debe ser restringida al 1,5 o 2% del peso corporal ideal por día y consiste en heno de hierba u otro alimento que sea bajo en hidratos de carbono solubles, junto con las dietas ricas en granos, ese tipo de forraje posee una mayor cantidad de carbohidratos soluble. Por lo tanto, la obesidad es el resultado de ofrecer raciones que sobrepasan los requerimientos metabólicos y/o que proveen calorías concentradas, alejándose de la dieta natural. Además, muchos caballos son alimentados con dietas de grano durante largos periodos de inactividad física. Por estas razones, el índice glicémico de las raciones toma particular importancia en el desarrollo de la obesidad (34, 36).

b. Vejez

En los caballos gerontes se presenta una intolerancia relativa a la glucosa caracterizada por hiperglicemia e hiperinsulinemia después de los test con glucosa. En este tipo de caballos la intolerancia es causada por la elevada incidencia de adenomas pituitarios, que cursa con un exceso en la secreción de corticosteroides y un metabolismo de la glucosa alterado (36).

2.8.4. Lactancia y estado reproductivo

Como en otras especies, la lactancia induce cambios en la liberación de hormonas reproductivas acompañados de adaptaciones metabólicas. La glicemia y la liberación de LH decrecen en el postparto y son menores en yeguas lactantes que en yeguas no lactantes (2).

En el estado reproductivo, los exámenes ginecológicos en la yegua son factores estresantes e incrementa la secreción de cortisol, lo cual probablemente altere el metabolismo de la glucosa, pero aún no existen publicaciones que no lo comprueben. Además, con la preñez se ha observado el desarrollo de resistencia a la insulina lo cual permite mejorar la transferencia placentaria de glucosa con el fin de suplir la demanda energética del feto. Durante la preñez tardía se ha observado un cambio en el uso de sustratos, de carbohidratos a ácidos gados, con un menor uso de la glucosa en los tejidos periféricos (2).

2.8.5. Enfermedades endocrinas y metabólicas en equinos.

a. Resistencia a la insulina (RI)

Es una característica típica de la diabetes tipo II, que se diferencia de una reducción en la acción de la insulina por reducción en la concentración circular, como es el caso de la diabetes tipo I. La señalización de la

insulina se refiere al estímulo de una respuesta esperada frente a la insulina, y esta alteración en los receptores. Sin embargo, recientemente se ha descrito que puede deberse a alteraciones en las señales de transducción posteriores a la unión con el receptor, manifestadas por una menor autofosforilación de este y una disminución en la actividad de la tiroquinasa. Además la disrupción de metabolismo intracelular de la glucosa regulado por enzimas como la hexoquinasa y glucógeno sintetasa puede reducir la captación de la glucosa mediada por la insulina y su posterior almacenamiento (35, 36).

Es importante diferenciar la sensibilidad a la insulina, que describe el transporte reducido de glucosa, mediado por la hormona hacia el interior de la célula, y la inefectividad insulínica, que describe una falla en a metabolismo intracelular de la glucosa, también mediado por la insulina. Lo caballos proteicamente mal nutridos tienden a desarrollar resistencia a la insulina como mecanismo de supervivencia (35, 36, 37).

b. Disfunción de la pars intermedia de la hipófisis equina

Enfermedad de Cushing es el término empleado para describir un grupo de signos clínicos atribuidos a la elevación crónica de los glucocorticoides circulantes, existen cuatro fuentes para el exceso de glucocorticoides: enfermedades hipotálamo-hipofisarias primarias asociadas con producción excesiva de ACTH (hormona adrenocorticotrópica), pudiendo dar como resultado un hiperadrenocorticismo secundario, la secreción excesiva de glucocorticoides desde un adenoma o carcinoma adrenal, secreción ectópica de ACTH por una neoplasia no endocrina, y la administración de glucocorticoides exógenos (36).

Las características patológicas de la PPIS son hipertrofia, hiperplasia y formación de microadenomas o macroadenomas en la *pars intermedia* de la hipófisis que provocan un aumento de la secreción de péptidos de

proopiomelanocortina (POMC). Los caballos con PPIS desarrollan hipófisis más grandes que pueden alcanzar hasta cinco veces su peso normal. A medida que la *pars intermedia* se expande, generalmente, presiona los lóbulos hipofisarios contiguos y el hipotálamo, provocando una pérdida de la función de estos tejidos. Por el contrario, la *pars intermedia* permanece activa en caballos con PPIS, secretando a la circulación periférica cantidades relativamente grandes de péptidos derivados del POMC. La fisiopatología de la enfermedad apunta a la pérdida de la inhibición dopaminérgica sobre la *pars intermedia* de la hipófisis, como consecuencia a una degeneración de las neuronas hipotalámicas que producen este neurotransmisor, probablemente por encontrarse sometidas a un estrés oxidativo crónico (35, 36).

El principal neurotransmisor regulador de la secreción hormonal en esa parte de la hipófisis es la dopamina, quien cumple un rol inhibitorio, y la inervación proviene de las neuronas dopaminérgicas ubicadas en el hipotálamo (36).

En condiciones normales las células melanotrofas de la *pars intermedia* sintetizan la proopiomelanocortina (POMC), que por acción de la enzima convertasa I es procesada a ACTH, y por acción de la convertasa II es procesada a péptidos activos relacionados a las β -endorfinas, α -hormona estimulante de melanocitos (α -MSH) y péptido intermedio similar a la corticotropina (CLIP). En los caballos afectados, las células melanotrofas de la *pars intermedia* producen POMC en exceso, que posteriormente dará origen a sus péptidos activos derivados (36).

Una causa potencial de neurodegeneración dopaminérgica es el estrés oxidativo, el cual es una modificación de los componentes celulares entre los que se incluyen las proteínas, el ADN y los lípidos de la membrana celular debido a una exposición excesiva a radicales libres procedentes de fuentes endógenas o exógenas. Esta lesión celular terminara en una muerte celular o, en el caso de las neuronas en una neurodegeneración (36).

La exposición crónica a oxidantes por encima de la capacidad antioxidante de un animal provoca la acumulación de componentes celulares funcionalmente dañados. Las neuronas dopaminérgicas son especialmente vulnerables a la lesión oxidativa, ya que el metabolismo de la dopamina produce radicales libres por sí mismo. Los caballos con PPIS muestran lesión oxidativa, incluyendo la acumulación de 3-nitrotirosina de la pars intermedia y una disminución del tiolplasmático (36, 37).

En los equinos se caracteriza por la hipertrofia e hiperplasia de la pars intermedia, probablemente como resultado a una reducción en la síntesis de dopamina o a la degeneración de las neuronas dopaminérgicas hipofisarias periventriculares, con lo cual la terminología más aceptada para definir la enfermedad habla de una insuficiencia de la pars intermedia de la pituitaria. Los signos clínicos incluyen hirsutismo, polidipsia, poliuria, catabolismo proteico incrementado con disminución de la masa muscular, intolerancia a la glucosa y refractariedad a la insulina, inmunosupresión, letargia, abdomen penduloso, infertilidad, ceguera, acumulo de grasa la fosa supraorbital, cresta del cuello, la base de la cola, y el prepucio. Esta acumulación de grasa suele ser anterior a la pérdida de peso y tiene un patrón similar al observado en caballos con síndrome metabólico equino (SME) (36).

La mayor complicación de esta enfermedad puede ser la laminitis, que puede afectar a más del 50% de los caballos que la padecen. Aunque la patogénesis de la laminitis a causa de los glucocorticoides es poco comprendida, estudios in vitro recientes han documentado la importancia de la glucosa como sustrato metabólico para las láminas del casco. Otro estudio describió que tras la administración intramuscular de acetato de triamcinolona se presentaba una hiperglicemia e hiperinsulinemia, con lo cual los autores formularon la hipótesis de que una disminución en la utilización de la glucosa en el tejido laminar como resultado de una baja tasa de captación, podría ser un factor contribuyente para la presentación de la laminitis. Por otro lado, la polidipsia y poliuria en los caballos con

insuficiencia de la pars intermedia de la hipófisis podría deberse a una diuresis osmótica con hiperglicemia y glucosuria, al desarrollo de diabetes insípida neurogénica por compresión y destrucción de la neurohipófisis, y/o a una estimulación central de la sed causada por hipercortisolemia (36, 37).

La hiperglicemia se presenta en un porcentaje elevado de los pacientes con insuficiencia de la pars intermedia, es importante tener en cuenta que el hallazgo de esta alteración en caballos o ponis sin manifestación de dolor, calmados, y aparentemente sanos, que hayan recibido una ración baja en carbohidratos dentro de las últimas 4 horas, es altamente indicativo de la enfermedad (36, 37).

Las pruebas diagnósticas más utilizadas para la disfunción de la pars intermedia, como la supresión con dexametasona, pueden incrementar el riesgo de presentación de laminitis. Sin embargo, como información, fallas en la supresión del cortisol inferiores a $1\mu\text{g/ml}$ son diagnósticas para esta entidad. Se ha especulado que los cambios inducidos en las neuronas dopaminérgicas del hipotálamo se deben al estrés oxidativo característico del síndrome metabólico equino y a la resistencia a la insulina crónica (36, 37).

Los tratamientos por lo general se enfocan en mejorar los signos clínicos, y pueden incluir el uso de agonistas dopaminérgicos, antagonistas de la serotonina y/o antiinflamatorios no esteroideos junto con vasodilatadores si se ha desarrollado laminitis. La administración de dopamina y sus agonistas ha mostrado disminuir las concentraciones de péptidos derivados de la proopiomelanocortina (POMC), mientras que la administración de un inhibidor de la 3- hidroxisteroide deshidrogenasa, que reduce la producción de cortisol, ha mostrado ser satisfactorio en disminuir la incidencia de laminitis (36).

c. Diabetes

La diabetes mellitus se define como una hiperglicemia y glucosuria persistentes como resultado a una hipoinsulinemia o una resistencia a la insulina, se caracteriza por cambios en el metabolismo de los carbohidratos, grasas y proteínas, así como también se asocia con alteraciones en la secreción y la sensibilidad a hormonas como insulina, glucagón, catecolaminas, hormona del crecimiento y glucocorticoides. Es una condición rara en los caballos y se asocia con mayor frecuencia, con la resistencia a la insulina posterior a la disfunción de la pars intermedia. Se considera el aumento de la concentración de la ACTH y del cortisol como responsable del desarrollo de la diabetes mellitus secundaria (2, 36).

Los signos clínicos incluyen depresión, poliuria, polidipsia, polifagia, pérdida progresiva de peso, un manto piloso de mala calidad, y son comunes también a la disfunción de la pars intermedia (35, 36, 37).

La diabetes mellitus tipo I es el resultante de la disfunción de las células β pancreáticas, con una disminución de la concentración de insulina (diabetes mellitus insulino dependiente), esto podría deberse a una pancreatitis crónica inducida por la migración de *Strongylus equinus*, que tarda entre 8 y 10 semanas después de la infestación para afectar el páncreas, la cual es más frecuente en caballos jóvenes (2, 36). La diabetes mellitus tipo II no es muy común pero puede presentarse en caballos gerontes y ponis, y es diagnosticada por hiperglicemia persistente con niveles plasmáticos de insulina normales (36). La diabetes mellitus tipo II aparece cuando la hiperglucemia se desarrolla como resultado de una RI descompensada (insuficiencia de células β).

La diabetes generalmente se refiere a la excesiva producción de orina causada por glucosuria en el caso de la diabetes mellitus, debido a que la hiperglucemia y la glucosuria persistentes definen a la diabetes mellitus, para realizar un diagnóstico correcto se deben evitar factores en el caballo

que puedan dar lugar a hiperglicemias temporales, tales como dietas ricas en carbohidratos, estrés, ejercicio, tratamiento con glucocorticoides y sedación con xilacina o detomidina. La acetonemia, la acetonuria y el olor cetónico se han descrito en ponis diabéticos y con resistencia a la insulina (36).

En el caso de una diabetes mellitus insulino dependiente la concentración de insulina no aumenta y la glucosa permanece elevada, mientras que en el caso de diabetes con resistencia a la insulina (tipo II), la concentración de insulina aumenta, pero el regreso de la concentración de glucosa a los valores basales se retrasa más de 3 horas, es por este motivo que la medición de la concentración sérica de insulina también puede ayudar al diagnóstico de la diabetes mellitus (36).

d. Síndrome metabólico equino (SME)

El SME es un término utilizado para describir equinos que poseen desordenes tanto metabólicos como hormonales, los signos clínicos principales de esta enfermedad son: obesidad, hiperinsulinemia y resistencia a la insulina, los cuales incrementan el riesgo de laminitis en el caballo. La obesidad se caracteriza por infiltrado adiposo regional en la cresta del cuello o en la base de la cola, laminitis subclínica se detecta por la presencia de anillos de crecimiento anómalos en los cascos y resistencia a la insulina (36).

El SME afecta a caballos adultos siendo los más afectados animales mayores a 5 años de edad, sobre todo en ponis, en Morgans, caballos de paso, Norwegian Fjords, Pura Raza Árabes (PRA), Cuartos de Milla, Saddlebreds y tal vez Pura Raza Español (PRE) por su predisposición genética y no existe una predilección identificada por sexo (36).

Estudios recientes demuestran que la grasa visceral que se encuentra en el omento y mesenterio, es el principal riesgo de la enfermedad

metabólica, ya que debido a su lugar anatómico los ácidos grasos y adipocinas procedentes de los adipocitos entran en la circulación portal con facilidad y tienen un mayor efecto en el metabolismo hepático y en la producción de insulina. La genética y los factores de gestación también tienen relación con la predisposición a la resistencia a la insulina (RI) (36).

El diagnóstico se basa en el conocimiento de la raza y/o predisposición familiar, características fenotípicas, historia clínica y pruebas de laboratorio ya que algunos caballos no muestran síntomas de laminitis durante la exploración clínica, pero tienen una historia clínica previa de la enfermedad, otros tienen anillos de crecimiento anómalos o evidencia radiográfica de rotación o hundimiento de la tercera falange (36, 37).

En el síndrome metabólico equino (SME) existe una insensibilidad a los efectos de la insulina y se requiere más insulina para mantener la glucosa a niveles basales, es por ello que los caballos con SME tienen un aumento de los niveles de insulina en sangre y normalmente una glucosa basal normal, excepto en los casos muy severos que sí existe un aumento de la glucosa en sangre (35, 36).

Se puede emplear el Test glucosa-insulina y consiste en la extracción sangre en ayunas y se mide la glucosa basal con un glucómetro, a continuación se inyectan 150 mg/Kg de peso vivo (pv) de Glucosa al 50%, e inmediatamente 0.10 UI/Kg pv de Insulina regular consiste en extraer sangre para valorar la glucemia (con el glucómetro) a los 1, 5, 25, 35, 45, 60, 75, 90, 105, 120, 135, y 150 minutos post-infusión. En caballos normales los resultados muestran que la glucosa regresa a valores basales en 30-40 minutos, disminuye un 50% por debajo del basal entre 60-70 minutos y regresa a valores basales en menos de 150 minutos. Cuando un caballo es resistente a la insulina la concentración de glucosa en sangre permanece por encima de la glucosa basal en un tiempo igual o superior a 45 min, es decir, la glucosa no disminuye a valores inferiores a los basales y no regresa a valores basales en 150 minutos (36).

El tratamiento consiste en la administración de Levotiroxina sódica 200 comprimidos vía oral, utilizado en dosis de 48 mg/día (240 comprimidos para un caballo de 500 Kg) en la comida de 3 a 6 meses en combinación con dieta y ejercicio (36).

2.8.6. Entrenamiento

El glucógeno muscular, principal almacén de glucosa en el organismo, y la glucosa sanguínea constituyen uno de los principales sustratos energéticos para la contracción muscular durante el ejercicio. El azúcar (sacarosa) es un estupendo suplemento al suministrar tanto glucosa como fructosa.

1. Entrenamiento de larga duración

A mayor intensidad mayor la utilización del glucógeno muscular y menor la obtención de energía de los lípidos. Sin embargo, mientras mayor sea la duración del entrenamiento se incrementará la utilización de los ácidos grasos como fuente de energía. Debido a los depósitos de glucógeno, el músculo es metabólicamente independiente, aunque estos depósitos tienen un límite, por lo cual el tejido adiposo y el hígado deben suministrar combustible a la fibra muscular. Esta interrelación entre tejidos permite que no haya un agotamiento completo de las reservas de glucógeno, siendo la concentración de éste el principal limitante de la capacidad de realizar ejercicio prolongado (38)

2. Entrenamiento máximo de corta duración

La elevada intensidad de este tipo de esfuerzos hace que no puedan desarrollarse durante mucho tiempo. Además, la vía metabólica aeróbica es incapaz de suministrar energía a la velocidad a la que es requerida, por ello, desde un punto de vista cuantitativo, el metabolismo anaeróbico es el más importante en este tipo de esfuerzos siendo el sistema del

fosfágeno, la glucosa y el glucógeno las principales fuentes de energía (38).

3. Ejercicios de resistencia

En este caso, el glucógeno muscular va a disminuir gradualmente y, por ende, el rendimiento se deteriora. Un medio eficaz para mejorar la resistencia es aumentar el glucógeno almacenado en el músculo esquelético y en el hígado antes del comienzo del ejercicio. Las dietas ricas en hidratos de carbono se han recomendado para el ejercicio de resistencia, debido a la relación entre estas dietas, el aumento de las reservas musculares de glucógeno y la aparición tardía de la fatiga (38)

2.9. Importancia clínica del monitoreo de la glicemia

La medición de glucosa sanguínea es muy importante, ya que de ella depende el rendimiento del equino de competencia; básicamente por conversión de energía química muscular en energía mecánica, ya que los carbohidratos en la forma de glicógeno muscular son la fuente de energía para la glicólisis anaeróbica durante el ejercicio vigoroso en seres humanos y en caballos (11).

La concentración sanguínea de glucosa varía de acuerdo a la tasa de glucogenólisis, gluconeogénesis y demanda de glucosa por los tejidos. Los niveles varían de manera mínima según distintos autores de diversas nacionalidades como Argentina, Colombia, Venezuela, México, Cuba, Chile, entre otros. (8, 9, 15, 17, 18) Sin embargo, en el Perú no se ha encontrado información actualizada de los valores de glucosa en sangre en caballos de deporte, los cuales realizan un arduo entrenamiento y diversos ejercicios.

La glicemia varía dependiendo de muchos factores; entre ellos el manejo, el entrenamiento y el que podría tener más importancia es la alimentación

ya que en todos los países ya mencionados las proporciones y los ingredientes no son los mismos, por ejemplo; en el Perú la dieta de los caballos de carrera es del 2% del peso vivo del animal, es decir, si un animal pesa 500kg le tendríamos que proporcionar 10 kg de alimento (5kg de forraje y los otro 5kg se divide en 3kg de cebada chancada, 1 kg de avena y 1kg de afrecho) tanto en invierno como en verano.

En países de Europa como España; la alimentación de los caballos consiste en 3 comidas diarias alrededor de 7kg por día. Los ingredientes son: pienso (compuesto por avena), aceite mineral (bueno para el sistema digestivo), sal (para favorecer a la hidratación), 2 zanahorias y forraje.

Se ha descrito que las dietas ricas en azúcares simples, almidón y granos de cereal con altos índices glicémicos, comúnmente utilizadas en caballos, promueven resistencia a la insulina y Diabetes Mellitus, sobretodo en animales obesos. (2, 6) Ya que una buena alimentación es la base de todo para poder ganar las carreras.

Este estudio permitirá a médicos veterinarios diagnosticar algunos cuadros y enfermedades metabólicas, endocrinopatías y neuropatías asociadas que pueden perjudicar la salud animal con el propósito de iniciar tratamientos oportunos como se ha ido realizando en otros países.

III. OBJETIVOS

3.1. Objetivo General

Determinar los niveles basales glucosa sanguínea en caballos pura sangre de carrera del hipódromo de Monterrico.

3.2. Objetivos Específicos

- Determinar los niveles basales de glucosa sanguínea mediante bioquímica sanguínea en caballos pura sangre de carrera.
- Determinar los niveles basales de glucosa sanguínea mediante un glucómetro en caballos pura sangre de carrera.
- Determinar los niveles basales de glucosa sanguínea en caballos pura sangre de carrera del hipódromo de Monterrico según edad.
- Determinar los niveles basales de glucosa sanguínea en caballos pura sangre de carrera del hipódromo de Monterrico según sexo.
- Comparar la precisión de ambos métodos de medición de glucosa (glucómetro y bioquímica sanguínea).

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1. Diseño Metodológico

La presente investigación es un estudio descriptivo de corte transversal, que se realizó durante los meses de Junio y Julio del 2016 dentro de las instalaciones del Hipódromo de Monterrico ubicado en el distrito de Santiago de Surco, Lima – Perú.

Los criterios de inclusión para los animales fueron edades entre los 2 – 8 años, sin ninguna enfermedad metabólica, y que se encontraron en un sistema de entrenamiento; para lo cual se recopiló información correspondiente de cada ejemplar que participó en el estudio realizado. (Anexo 3).

Se tomaron muestras sanguíneas de cada animal del stud, identificando cada muestra mediante códigos, para luego ser procesadas según corresponda.

Estas muestras sanguíneas fueron tomadas a primeras horas de la mañana en estado de reposo y en ayunas.

4.2. Población y muestra

El número de animales se calculó mediante la fórmula de tamaño de muestra para una media, donde los valores iniciales se establecieron mediante un muestreo piloto de 15 animales elegidos aleatoriamente. Para ello es necesario partir de dos supuestos: en primer lugar el nivel de confianza al que queremos trabajar; en segundo lugar el error máximo que estamos dispuestos a admitir en para nuestra estimación.

Para estimar la media de la población se utilizó la siguiente fórmula:

$$N = \frac{(Z_{\alpha/2})^2 (\sigma)^2}{e^2}$$

Dónde:

$Z_{\alpha/2}$ = corresponde al nivel de confianza elegido

σ^2 = varianza poblacional

e = error máximo

$$N = \frac{(3.8416)(46.267)}{1.75^2}$$

$$N = \frac{177.739}{3.0625} = 58.037$$

La población total que se obtuvo mediante la fórmula de tamaño de muestra fue de 58 ejemplares, pero por consenso se determinó que el estudio se realizaría con 90 animales.

4.3. Operacionabilización de variable

VARIABLES	DEFINICION CONCEPTUAL	DEFINICION OPERACIONAL	DIMENSIONES	INDICADORES
Edad	Variable intervalar	Edad en años	2 años, 3 años, 4 años, 5 años, 6 años, 7 años y 8 años.	% de pacientes por edad
Sexo	Variable nominal	Genero del paciente	Hembra o macho	% de pacientes hembras y % de pacientes machos
Glucosa	Variable cuantitativa continua	Niveles de glucosa sérica	mg/dl	80 – 120 mg/dl

Tabla: Operacionalizacion de variables

4.4. Procedimiento

La recolección de muestras con este método se realizó en la mañana a primera hora, ya que los caballos pura sangre de carrera inician su entrenamiento muy temprano y es determinante la obtención de la muestra de sangre antes de la actividad física y consumo de alimento.

Cada muestra se obtuvo con una jeringa de 5ml por punción en la vena yugular externa previa desinfección con alcohol. Se transfirió una cantidad de 3ml de sangre entera a un tubo vacutainer EDTA-F glucosa, para el análisis sanguíneo en laboratorio y se utilizó una gota de sangre entera para la medición de glucosa en el analizador portátil.

4.4.1. Procedimiento para la medición de glucosa mediante el uso de glucómetro

A partir de la muestra sanguínea obtenida se colocó una gota de sangre entera en una tira reactiva, previamente acondicionada en el analizador portátil Accu-Chek active®, se obtuvo el valor de la glucosa dentro de los primeros 10 segundos. El instrumento presentó los resultados de los valores de glucosa a través de una pantalla cristal líquido LCD de 7 segmentos con símbolos expresados en mg/dl.

El principio de medición del glucómetro Accu-Chek active® es de determinación fotométrica mediante tinción de glucosa con oxidorreductasas (glucosa deshidrogenasa pirrolquinolinaquinona o PQQ).

El fundamento físico y bioquímico enzima-sustrato explica el funcionamiento del glucómetro, ya que las tiras reactivas contienen una enzima que cataliza la glucosa contenida en una muestra de sangre capilar. Ninguna molécula de glucosa se transforma si no entra en contacto con la enzima Glucosa Deshidrogenasa. El flujo de electrones producido en esta reacción, es detectado por un fino sensor de corriente eléctrica que es interpretada como cantidad de glucosa en la muestra expresada en mg/dl.

Todos los resultados fueron almacenados en fichas de identificación individual (Anexo 4).

a. Características Glucometro Accu- Check active®

- Principio de medición: Determinación fotométrica de la glucosa mediante tinción de glucosa con oxidorreductasas. (sinónimo: reacción mediante glucosa deshidrogenasa pirrolquinolinaquinona o PQQ).

- Tiempo de medición: Aproximadamente 5 segundos (aplicación de sangre con tira reactiva dentro del medidor). Aproximadamente 10 segundos (aplicación de sangre con tira reactiva fuera del medidor).
- Condiciones de medición: Temperatura: +10°C a +40°C (+50°F a +104°F).
- Humedad: hasta 85 % de humedad relativa.
- Condiciones de almacenamiento: Sin batería: -25°C a +70°C (-13°F a +158°F). Con batería: -10°C a +50°C (+14°F a +122°F).
- Humedad: hasta 93 % de humedad relativa.
- Capacidad de la memoria: Hasta 350 mediciones con fecha y hora.
- Medias de mediciones: 7, 14, 30 días.
- Transferencia de datos: Por interfaz de infrarrojo (inalámbrica).
- Tamaño: 104 x 52 x 21 mm
- Detección de muestra demasiado pequeña.
- Independencia de la altitud: 0 – 4000m (0 – 13123 pies).
- Volumen de sangre: 1 - 2 µL.
- Ámbito de medición: 10 mg/dl – 600 mg/dl o 0,6 mmol/L – 33,3 mmol/L.
- Ventajas: Codificación automática. Manejo muy fácil. Resultados precisos y rápidos.
- Desventajas: Existe posibilidad de error por toma incorrecta de la muestra, desajuste del aparato o higiene deficiente de la zona de punción.

4.4.2. Procedimiento para la medición de glucosa mediante análisis bioquímica

Apenas se obtuvo la muestra de sangre entera, esta fue transferida a un tubo EDTA-F glucosa (tubo tapa gris), el cual contiene un aditivo de oxalato de fluoruro de sodio que es un estabilizador especial que recubre la superficie interior del tubo, evitando así la desnaturalización de la glucosa.

Por lo tanto, se pudo garantizar que el valor de glucosa en la sangre se mantuvo sin variación dentro de las primeras 72 horas, en las condiciones adecuadas. Para esto se colocaron los tubos dentro de una caja refrigerante a una temperatura aproximada entre 2°C a 8°C, siendo enviados inmediatamente al laboratorio para determinar los niveles de glucosa en sangre.

Las muestras fueron remitidas al laboratorio particular "DMVET" donde fueron analizadas mediante el test "Glucosa monorreactiva llamado "Bioclin®". Este es un test enzimático colorímetro exclusivo para uso diagnóstico in vitro para la determinación de glucosa. Los resultados fueron almacenados en fichas de individual de identificación (Anexo 4).

4.5. Técnicas para el procesamiento de la información

Los resultados obtenidos fueron ordenados mediante tablas de frecuencias en el programa de bases de datos Microsoft Office Excel® 2010. Para el análisis de las variables se utilizó la prueba de diferencia de medias, en el programa estadístico Infostat®, y la prueba de comparación de rankings de Friedman que se utilizó para medir si existe una diferencia estadística significativa entre el uso de glucómetro y bioquímica sanguínea.

4.6. Aspectos éticos

Para la realización de este estudio, se obtuvo el consentimiento de los propietarios y/o preparadores de los caballos para la extracción de las muestras sanguíneas.

Este consentimiento fue presentado en una hoja impresa detallando el procedimiento, la cual fue firmada por cada uno de ellos. (Anexo 5)

RESULTADOS

El presente estudio utilizó 90 equinos de la raza pura sangre de carrera del Hipódromo de Monterrico ubicado en el distrito de Santiago de Surco, de los cuales 58 eran machos y 32 hembras con edades comprendidas entre 2 y 8 años

En la tabla 1 se pudo determinar que la media de los valores de niveles basales de glucosa sanguínea en esta población de 90 equinos de raza pura sangre de carrera, que fueron analizados mediante el método de bioquímica sanguínea y mediante un glucómetro fueron de 96.40 ± 2.66 mg/dL y 87.57 ± 2.84 mg/dL, respectivamente. También se obtuvo una desviación estándar de 7.81 mg/dL en el primero y de 12.71 mg/dL en el segundo, con un error específico de 0.82 mg/dL según la medición por el glucómetro y 1.34 mg/dL según el método de bioquímica sanguínea. El valor mínimo fue de 30.00 mg/dL y el valor máximo fue de 140.00 mg/dL para el análisis de bioquímica sanguínea, mientras que el valor mínimo fue de 67.00 mg/dL y el valor máximo fue de 108.00 mg/dL para el análisis con el glucómetro (Grafica 1).

Tabla N° 1: Media, Desviación estándar y error estándar obtenidos por la medición de glucosa en sangre según el método de bioquímica sanguínea y según el análisis por glucómetro portátil en una población de 90 equinos de raza pura sangre de carrera del Hipódromo de Monterrico- Lima, 2016.

VARIABLE	n	MEDIA (mg/dL)	D.E (mg/dL)	E.E (mg/dL)	MIN (mg/dL)	MAX (mg/dL)	LI(95%) (mg/dL)	LS(95%) (mg/dL)
Glucómetro	90	87.57	7.81	0.82	67,00	108,00	85.93	89.2
B. sanguínea	90	96.4	12.71	1.34	30,00	140,00	93.74	99.06

En la tabla 2 se puede apreciar que los 90 equinos pura sangre de carrera utilizados en esta investigación fueron agrupados según genero siendo 32 hembras correspondiendo a un 36% y 58 machos correspondiendo a un 64% (Anexo 6) (Grafica 2).

Tabla N° 2: Número de individuos muestreados (en porcentaje) según género en una población de 90 equinos de raza pura sangre de carrera del hipódromo de Monterrico- Lima, 2016

GENERO	N	P	%
Hembra	32	0.36	36
Macho	58	0.64	64

En la tabla 3 se puede observar que los 90 equinos pura sangre de carrera utilizados en esta investigación fueron agrupados por edad según 7 categorías, a partir de los 2 años hasta los 8 años. Distribuidos en porcentaje de la siguiente forma: el 11% (10/90) corresponde a los animales de 2 años, el 24% (22/90) corresponde a los animales de 3

años, el 24% (22/90) corresponde a los animales de 4 años, el 11% (10/90) corresponde a los animales de 5 años, el 13% (14/90) corresponde a los animales de 6 años, el 11% (10/90) corresponde a los animales de 7 años y el 3% (3/90) corresponde a los animales de 8 años. (Anexo 7).

Tabla N° 3: Número de individuos muestreados (en porcentaje) clasificados según edad en una población de 90 equinos de raza pura sangre de carrera del Hipódromo de Monterrico- Lima, 2016

EDAD (AÑOS)	N	P	%
2	10	0.11	11
3	22	0.24	24
4	22	0.24	24
5	10	0.11	11
6	13	0.14	14
7	10	0.11	11
8	3	0.03	3

En la tabla 4 se organizaron las medias de los valores de niveles basales de glucosa sanguínea en una población de 90 equinos de raza pura sangre de carrera, por edades de acuerdo a las 7 categorías mencionadas anteriormente, agrupados según método de diagnóstico. Se determinó que para el total de equinos de 2 años de edad, los resultados obtenidos mediante el método de glucómetro mostraron una media de 86.70 ± 7.43 mg/dL y para el método de bioquímica sanguínea 100.40 ± 6.37 mg/dL, con una desviación estándar de 10.38 mg/dL y 8.91 mg/dL respectivamente. El valor mínimo fue de 75,00 mg/dL y el valor máximo fue de 107.00 mg/dL obtenidos mediante la utilización de glucómetro,

mientras que el valor mínimo fue de 88.00 mg/dL y el valor máximo fue de 123.00 mg/dL para el análisis de bioquímica sanguínea.

Asimismo para el total de equinos en la clasificación de 3 años mediante el método de glucómetro reflejaron una media de 88.41 ± 2.69 mg/dL y para el método de bioquímica sanguínea 97.05 ± 3.22 mg/dL, con una desviación estándar de 6.08 mg/dL y 7.26 mg/dL respectivamente. Además un valor mínimo de 75.00 mg/dL y un valor máximo de 99.00 mg/dL obtenidos mediante la utilización de glucómetro, mientras que el valor mínimo fue de 85.00 mg/dL y el valor máximo fue de 114.00 mg/dL para el análisis de bioquímica sanguínea.

Los valores determinados para los equinos de 4 años, mediante el método de glucómetro reflejaron una media de 90.09 mg/dL ± 3.87 y para el método de bioquímica sanguínea 100.32 ± 5.59 mg/dL, con una desviación estándar de 1.86 mg/dL y 2.69 mg/dL respectivamente. Además el valor mínimo fue de 75.00 mg/dL y el valor máximo fue de 108.00 mg/dL mediante la utilización de glucómetro, mientras que el valor mínimo fue de 84.00mg/dL y el valor máximo fue de 140.00 mg/dL para el análisis de bioquímica sanguínea.

Para el total de equinos en la clasificación de 5 años, los valores determinados mediante el método de glucómetro reflejaron una media de 84.90 ± 5.61 mg/dL y para el método de bioquímica sanguínea 100.01 ± 6.37 mg/dL, con una desviación estándar de 7.84 mg/dL y 8.90 mg/dL respectivamente. Además el valor mínimo fue de 67.00 mg/dL y el valor máximo fue de 93.00 mg/dl obtenidos mediante la utilización de glucómetro, mientras que el valor mínimo fue de 89.00 mg/dL y el valor máximo fue de 119.00 mg/dL para el análisis de bioquímica sanguínea.

Los valores determinados en equinos de 6 años, mediante el método de glucómetro reflejaron una media de 87.85 ± 2.7 mg/dL y para el método de bioquímica sanguínea 91.92 ± 8.0 mg/dL, con una desviación estándar de 4.47 mg/dL y 13.24 mg/dL respectivamente. Además el valor mínimo

fue de 79.00 mg/dL y el valor máximo fue de 94.00 mg/dL obtenidos mediante la utilización de glucómetro, mientras que el valor mínimo fue de 71.00 mg/dL y el valor máximo fue de 110.00 mg/dL para el análisis de bioquímica sanguínea.

Por otro lado el total de equinos en la clasificación de 7 años, los resultados obtenidos mediante el método de glucómetro mostraron una media de 85.00 ± 5.78 mg/dL y para el método de bioquímica sanguínea 85.30 ± 14.81 mg/dL, con una desviación estándar de 8.08 mg/dL y 20.70 mg/dL respectivamente. Además reflejaron un valor mínimo de 70.00 mg/dL y un valor máximo de 97.00 mg/dL obtenidos mediante la utilización de glucómetro, además un valor mínimo de 30.00 mg/dL y un valor máximo de 101.00 mg/dL para el análisis de bioquímica sanguínea.

Para el total de equinos de 8 años, los resultados obtenidos mediante el método de glucómetro reflejaron una media de 82.00 ± 30.53 mg/dL y para el método de bioquímica sanguínea 93.67 ± 34.9 mg/dL, con una desviación estándar de 12.29 mg/dL y 14.05 mg/dL respectivamente. Siendo el valor mínimo de 68.00 mg/dL y el valor máximo de 91.00 mg/dL obtenidos mediante la utilización de glucómetro, además el valor mínimo fue de 79.00 mg/dL y el valor máximo fue de 107.00 mg/dL para el análisis de bioquímica sanguínea (Anexo 8) (Grafica 3).

Tabla N° 4: Media, Desviación estándar, error estándar e intervalos de confianza obtenidos por la medición de glucosa en sangre según edad y agrupados según métodos de diagnóstico de bioquímica sanguínea y de la medición por glucómetro portátil en una población de 90 equinos de raza pura sangre de carrera del Hipódromo de Monterrico- Lima, 2016.

Edad (años)	Variable (mg/dL)	N	Media (mg/dL)	D.E (mg/dL)	E.E (mg/dL)	Min (mg/dL)	Máx. (mg/dL)	LI (95%)	LS (95%)
2	Glucómetro	10	86.70	10.38	3.28	75	107	79.27	94.13
	B. sanguínea	10	100.40	8.91	2.82	88	123	94.03	106.77
3	Glucómetro	22	88.41	6.08	1.3	75	99	85.72	91.1
	B. sanguínea	22	97.05	7.26	1.55	85	114	93.83	100.26
4	Glucómetro	22	90.09	8.73	1.86	75	108	86.22	93.96
	B. sanguínea	22	100.32	12.61	2.69	84	140	94.73	105.91
5	Glucómetro	10	84.90	7.84	2.48	67	93	79.29	90.51
	B. sanguínea	10	100.10	8.90	2.81	89	119	93.73	106.47
6	Glucómetro	13	87.85	4.47	1.24	79	94	85.15	90.55
	B. sanguínea	13	91.92	13.24	3.67	71	110	83.92	99.92
7	Glucómetro	10	85.00	8.08	2.56	70	97	79.22	90.78
	B. sanguínea	10	85.30	20.70	6.55	30	101	70.49	100.11
8	Glucómetro	3	82.00	12.29	7.09	68	91	51.47	112.53
	B. sanguínea	3	93.67	14.05	8.11	79	107	58.77	128.56

En la tabla 5 podemos observar el análisis de varianza de los valores de niveles basales de glucosa sanguínea en una población de 90 equinos de raza pura sangre de carrera entre 2 a 8 años de edad, analizados por el método de bioquímica sanguínea en el cual nos indica que si existe una diferencia significativa entre las edades ya que el p-valor es menor a 0.05.

Tabla N° 5: análisis de varianza obtenidos por la medición de glucosa en sangre según el método de bioquímica sanguínea y según edades en una población de 90 equinos de raza pura sangre de carrera del Hipódromo de Monterrico- Lima, 2016.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	2158.88	6	359.81	2.44	0.0318
edad	2158.88	6	359.81	2.44	0.0318 a
Error	12224.72	83	147.29		
Total	14383.60	89			

a= valores de p estadísticamente significativo, ($p < 0.05$)

En la tabla 6 podemos observar el análisis de varianza de los valores de niveles basales de glucosa sanguínea en una población de 90 equinos de raza pura sangre de carrera entre 2 a 8 años de edad, analizados por el método de glucómetro en el cual nos indica que no existe una diferencia significativa entre las edades ya que el p-valor es menor a 0.05.

Tabla N° 6: análisis de varianza obtenidos por la medición de glucosa en sangre según el método de glucómetro y según edades en una población de 90 equinos de raza pura sangre de carrera del Hipódromo de Monterrico- Lima, 2016.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	394.27	6	65.71	1.08	0.3786
edad	394.27	6	65.71	1.08	0.3786
Error	5029.83	83	60.6		
Total	5424.1	89			

a= valores de p estadísticamente significativo, ($p < 0.05$)

En la tabla 7 se visualizó el análisis de varianza de los valores de niveles basales de glucosa sanguínea en una población de 90 equinos de raza pura sangre de carrera, analizados por el método de medición de bioquímica sanguínea agrupados según edades, en el cual las medias con una letra común no son significativamente diferentes, sin embargo los animales de 7 años de edad son completamente distintos a comparación de las demás edades (Grafica 4).

Tabla N° 7: análisis de varianza obtenidos por la medición de glucosa en sangre según el método de bioquímica sanguínea y agrupados según edades en una población de 90 equinos de raza pura sangre de carrera del Hipódromo de Monterrico- Lima, 2016.

Edad	Media	N	E.E.		
2	100.40	10	3.84	A	
4	100.32	22	2.59	A	
5	100.10	10	3.84	A	
3	97.05	22	2.59	A	
8	93.67	3	7.01	A	B
6	91.92	13	3.37	A	B
7	85.30	10	3.84		B

En la tabla 8 se visualizó la media de los valores de niveles basales de glucosa sanguínea en una población de 90 equinos de raza pura sangre de carrera, analizados por el método de medición por glucómetro según género. Estos valores reflejaron que para el total de las hembras se obtuvo una media de 87.94 ± 2.84 mg/dL y para el total de machos 87.36 ± 2.06 mg/dl, con una desviación estándar de 7.88 mg/dL y 7.83 mg/dL respectivamente, de la misma manera el análisis realizado mediante el método de bioquímica sanguínea según sexo, reflejaron que las hembras se presentaron una media de 97.56 ± 4.26 mg/dL y en machos 95.76 ± 3.48 mg/dL, con una desviación estándar de 11.81 mg/dL y 13.24 mg/dL respectivamente. (Anexo 9)

Tabla N° 8: Media, Desviación estándar, error estándar e intervalos de confianza obtenidos por la medición de glucosa en sangre según género y agrupados según métodos de diagnóstico de bioquímica sanguínea y de la medición por glucómetro portátil en una población de 90 equinos de raza pura sangre de carrera del Hipódromo de Monterrico- Lima, 2016.

MÉTODO DE DIAGNOSTICO	GENERO	N	Media (mg/dL)	D.E (mg/dL)	E.E (mg/dL)	Min	Max	LI (95%)	LS (95%)
Glucómetro	Hembra	32	87.94	7.88	1.39	70	107	85.1	90.78
	Macho	58	87.36	7.83	1.03	67	108	93.3	101.82
Bioquímica Sanguínea	Hembra	32	97.56	11.81	2.09	77	140	85.3	89.42
	Macho	58	95.76	13.24	1.74	30	127	92.28	99.24

En la tabla 9 podemos observar el análisis de varianza de los valores de niveles basales de glucosa sanguínea en una población de 90 equinos de raza pura sangre de carrera según género, analizados por el método de glucómetro en el cual nos indica que no existe una diferencia significativa entre las edades ya que el valor de p es mayor a 0.05 (Grafica 5).

Tabla N° 9: análisis de varianza obtenidos por la medición de glucosa en sangre según el método de glucómetro y según género en una población de 90 equinos de raza pura sangre de carrera del Hipódromo de Monterrico- Lima, 2016.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	6.83	1	6.83	0.11	0.7399
Genero	6.83	1	6.83	0.11	0.7399
Error	5417.27	88	61.56		
Total	5424.10	89			

a= valores de p estadísticamente significativo, ($p < 0.05$)

En la tabla 10 podemos observar el análisis de varianza de los valores de niveles basales de glucosa sanguínea en una población de 90 equinos de raza pura sangre de carrera según género, analizados por el método de bioquímica sanguínea en el cual nos indica que no existe una diferencia significativa entre las edades ya que el valor de p es mayor a 0.05 (Grafica 6).

Tabla N° 10: análisis de varianza obtenidos por la medición de glucosa en sangre según el método de bioquímica sanguínea y según género en una población de 90 equinos de raza pura sangre de carrera del Hipódromo de Monterrico- Lima, 2016.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	67.1	1	67.1	0.41	0.5224
Genero	67.1	1	67.1	0.41	0.5224
Error	14316.5	88	162.69		
Total	14383.6	89			

a= valores de p estadísticamente significativo, ($p < 0.05$)

En la tabla 11 podemos observar los datos obtenidos por la medición de glucosa en sangre ya sea con el método de medición de glucómetro y bioquímica sanguínea las categorías de cada una de ellas según la prueba de comparación de rankings de Friedman, donde nos demuestra que no existe diferencia significativa al medir con ambos métodos la glucosa sanguínea ya que su valor p es mayor 0.05.

Tabla N° 11: Comparación del método de bioquímica sanguínea y del método por glucómetro mediante la prueba de comparación con de rankings de Friedman.

CAT - GLUCO_NORMAL	CAT - B. SANG_NORMAL	T ²	p
1.48	1.52	2.02	0.1585

V. DISCUSION

El objetivo del presente estudio fue la determinación de glucosa sanguínea basal en caballos pura sangre de carrera del hipódromo de Monterrico en el distrito de Santiago de Surco, con el fin de obtener datos que orienten al diagnóstico, futuro tratamiento y medidas de control y prevención de enfermedades de origen metabólico.

En el presente estudio se evaluaron 90 caballos pura sangre de carrera mientras que en otros estudios la población varía entre 6 a 40 ejemplares (9, 16, 19, 27), siendo el estudio de Castillo *et al*, el único que se aproxima a esta tesis con un total de 100 caballos, sin embargo dicho estudio no evaluó caballos pura sangre de carrera (20).

Los animales muestreados fueron ejemplares de 2 a 8 años de edad y la muestra sanguínea fue tomada al inicio del día, antes de la ingesta de alimentos y el trabajo físico, esto nos garantiza que no exista alteración en los resultados (10).

Niveles sanguíneos basales de glucosa

El promedio de los valores obtenidos de glucosa sanguínea medida por el método del glucómetro fue de 87.57 mg/dL, mientras que obtenido mediante el método de bioquímica sanguínea fue de 96.40 mg/dL, los cuales no mostraron diferencia significativa ($p > 0.05$), la ausencia de diferencia nos indica que se puede utilizar el método del glucómetro de uso humano para la obtención de resultados certeros en menor tiempo lo que concuerda en el estudio realizado por Marín (2013) (11).

En el presente estudio, los valores de glucosa obtenidos mediante el método de glucómetro se encuentran dentro del rango normal de valores

esperados. Aun así, difieren a los establecidos por otros estudios que fluctúan entre 75 mg/dL 98 mg /dL(9, 19, 27). Esto se debe a que los animales estudiados fueron de diferentes razas y diferentes métodos de trabajo físico.

Dentro de los valores obtenidos de otros autores mediante el método del glucómetro se reportó a Cuadrado (2013) quien evaluó caballos Pura Raza Española (PSE), encontrando un valor promedio de 75 mg/dL, el cual es un valor menor al de nuestro estudio posiblemente esto se relacione a que su esquema de trabajo presentó mayores intervalos de tiempo y cada sesión de entrenamiento tuvo mayor duración, lo cual acondicionó de una mejor manera a sus ejemplares. Mientras que por otro lado, Morales *et al.* (2012) evaluaron caballos PSC encontrando un valor promedio de 95 mg/dL, el cual es un valor mayor al de nuestro estudio probablemente porque estos animales estaban iniciando su periodo de entrenamiento, por lo cual, el grado de adaptación muscular al ejercicio era nulo.

Por otro lado, existen estudios que utilizaron el método de glucómetro, como Barreto *et al.* (2005) quienes evaluaron caballos de salto (PSI y Silla Francés), y obtuvieron un valor promedio de 98 mg/dl, el cual es un valor superior a nuestro promedio, muy probablemente haya sucedido porque el sistema de entrenamiento solo consistió en pruebas de galope (ejercicios submaximos), y por ende no representaron ejercicios intensos para ninguno de los caballos.

Respecto al método de bioquímica sanguínea, Colunga *et al.* (2010) encontraron valores de 97.20 mg/dL en caballos de trabajo cuyo valor fue similar al de nuestro estudio, lo cual se debió a que los caballos de trabajo son sometidos a ejercicios diarios de intensidad submáxima, similar al esquema de entrenamiento de nuestros ejemplares. Sin embargo, se reportaron tres estudios que mostraron valores promedio inferiores al de nuestro estudio, Galindo *et al.* (2007) que reportó un valor promedio de 89 mg/dL en caballos Pura Sangre Árabe que entrenaban 3 veces por

semana durante 45 minutos, lo cual representó un entrenamiento paulatino que permitió adaptarse de mejor manera al mismo; por otro lado, Castillo *et al.* (2007) encontraron valores promedio de 80.64 mg/dL en caballos de trabajo que jalaban carretas durante 6 a 8 horas diarias, lo cual pese a ser un entrenamiento excesivo generó adaptación del mismo con el transcurso el tiempo; finalmente Barra (2007) obtuvo un valor promedio de 77 mg/dL en caballos mestizos cuyo entrenamiento estaba diseñado para pruebas de resistencia y por ende se trataba de un entrenamiento aeróbico que generó adaptación al mismo.

Niveles sanguíneos basales de glucosa según edad

En nuestro estudio, el promedio de los valores obtenidos de glucosa sanguínea medida por el método del glucómetro en caballos PSC de 2 años fue de 100.40 mg/dL, siendo similar al valor promedio encontrado por Morales *et al.* (2012) que fue de 95 mg/dL, el cual utilizó caballos con característica similares a nuestros caballos (caballos PSC de 2 años de edad), cabe mencionar que estos animales son sometidos a entrenamientos similares en intensidad y duración.

Dentro de los valores obtenidos por el método de glucosa mediante el método del glucómetro se reportó a Barreto *et al.* (2005) quien evaluó caballos de salto entre 6 a 12 años obteniendo un valor promedio de 103 mg/dl, estos caballos estuvieron sometidos a un régimen de entrenamiento que consistió en sesiones diarias de 3 minutos de galope con un posterior trabajo de salto de obstáculos, el cual representa un entrenamiento de poca intensidad, sin embargo, representa un valor mayor al de nuestro estudio probablemente debido a que es un estándar para esa raza equina. Por otro lado, Cuadrado (2013) quien evaluó caballos Pura Raza Española entre 5 a 10 años obtuvo un valor promedio de 75 mg/dL, siendo este resultado mucho menor al obtenido en el presente trabajo debido a que el tiempo de entrenamiento de estos

caballos fue de 30 minutos diarios por 3 días a la semana, lo cual significa un mayor desgaste y mejor adaptación energética de estos ejemplares. Por ende, sus niveles de glucosa resultaron menores al mostrar mayor acondicionamiento a este esquema de entrenamiento.

Respecto al método de bioquímica sanguínea, encontramos que en el estudio de Galindo et al. (2007) se evaluaron caballos PSA entre 4 a 11 años obteniéndose un valor promedio de 89 mg/dl, siendo este mucho menor al de nuestro estudio para el grupo de edades similares (94.26 mg/dL). Esto posiblemente se debió a que estos caballos PSA tuvieron un entrenamiento de mayor intensidad (3 días a la semana por 45 minutos de entrenamiento) que el de los caballos PSC.

En el estudio de Barra (2007) en caballos mestizos entre 6 a 9 años se obtuvo un valor promedio de 77 mg/dL, el cual fue significativamente menor al de nuestro estudio para caballos de edades similares, y como lo habíamos mencionado anteriormente el entrenamiento de esos caballos fue diseñado para pruebas de resistencia, por tanto pruebas aeróbicas que desarrollan mayormente adaptación al ejercicio.

Por otro lado, Castillo et al. (2007) evaluaron caballos de trabajo entre 5 a 10 años, y obtuvieron valores promedio de 80.64 mg/dl, el cual fue significativamente menor al de nuestro estudio, debido a que estos caballos fueron sometidos a largas jornadas de trabajo (de 15 a 30km en 8 horas), lo cual generó que estos animales pudieran adaptarse a este esquema de dado que lo realizaban durante varios años.

Dentro de nuestro estudio, se observó una disminución progresiva de los niveles de glucosa sanguínea, lo cual estuvo relacionado a la intensidad y frecuencia de los entrenamientos. Mientras mayor sea la edad de un caballo PSC, mayor será la frecuencia y exigencia de su esquema de trabajo, debido a las constantes carreras que puedan presentárseles. Sin embargo, en los caballos de nuestro estudio de 8 años, estos valores mostraron un ligero incremento, lo cual se produjo posiblemente por el

escaso número de animales para ese grupo etario. Mientras que los caballos de 7 años mostraron niveles significativamente diferentes ($p < 0.05$) debido a que estos animales se encontraban en sus últimos años de vida deportiva, por ende habían desarrollado un grado mayor de adaptación a diferencia de los demás ejemplares.

Niveles sanguíneos basales de glucosa según sexo

No existen muchos estudios donde se compare diferencias según sexo para los niveles sanguíneos de glucosa en caballos; sin embargo, Quintero (2010) menciona que podría haber una cierta variación según sexo, ya que en hembras durante las épocas reproductivas o en estado de preñez pueden presentar alteraciones del metabolismo de la glucosa sanguínea debido a una variación hormonal. Precisamente, nuestros datos no encontraron variaciones significativas según sexo probablemente debido a que las muestras fueron tomadas durante los meses de Junio y Julio, meses en los cuales las hembras no se encuentran en etapa reproductiva y mucho menos en estado de preñez.

VI. CONCLUSIONES

- El valor de los datos obtenidos para los niveles sanguíneos de glucosa se encuentra dentro del promedio normal, siendo los valores de glucosa obtenidos mediante el método de glucómetro de 87.57 mg/dL, mientras que los obtenidos mediante el método de bioquímica sanguínea de 96.40 mg/dL.
- El glucómetro de uso humano puede ser utilizado como método rutinario para la medición de glucosa sanguínea ya que no existieron diferencias significativas entre ambos métodos de medición (bioquímica sanguínea y glucómetro) en caballos PSC.
- No existieron diferencias significativas según la variable sexo en ninguno de los métodos de medición para los niveles sanguíneos de glucosa en caballos PSC.
- Existen diferencias significativas según la variable edad para los niveles sanguíneos de glucosa en caballos PSC evaluados mediante el método de bioquímica sanguínea solo en el grupo de 7 años de edad versus los grupos de 2, 3, 4 5 años de edad.

VII. RECOMENDACIONES

- Considerar estos datos como una evaluación de rutina en caballos PSC para evaluar el rendimiento por el esquema de entrenamiento, así como, prevenir problemas metabólicos.
- La evaluación de los niveles sanguíneos de glucosa en caballos PSC puede realizarse mediante bioquímica sanguínea o mediante un glucómetro portátil de uso humano.
- Evaluar los niveles sanguíneos de glucosa en caballos de otras razas, comparando también el propósito de cada caballo.
- Evaluar los niveles sanguíneos de glucosa en hembras en diferentes etapas reproductivas.
- Evaluar los niveles sanguíneos de glucosa en animales menores de 2 años y mayores de 8 años de edad.
- Evaluar los niveles sanguíneos no solo de glucosa sino también de ácido láctico para caballos PSC debido al tipo de desgaste energético que realizan.

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

1. Collao C, José Luis. Efecto del ejercicio sobre la cinética de la serie eritrocitaria y las concentraciones séricas de enzimas musculares en caballos pura sangre de carrera de dos años de edad. [Tesis de grado]. Perú; 2013.
2. Quintero Carreño, C. Uso de la glicemia como indicador del estado atlético en equinos – Universidad de Buenos Aires, Facultad de Medicina Veterinaria [tesis de grado]. Argentina; 2010.
3. Young Bazo, Jorge L. La hípica en Lima (Perú) [página de internet]. Perú Diciembre 1960. Disponible en:

<http://www.hipodromodemonterrico.com.pe/sitio2005/historia.php>.

4. Valeria Del Arco, Martha. Evaluación del descenso de rendimiento en caballos de deporte; Congreso Solidario Medicina Equina U.C.M, [Revista Complutense de Ciencias Veterinarias]. Madrid, España; Abril 2012.
5. Franklin, Samantha, Allen, Katherine. Poor performance not a simple diagnosis – Proceeding of the 10th international WEVA congress, [veterinary textbook]. Moscow, Russia; 2008.
6. Art, Tatiana *et al*. Proceeding of the 5th european equine nutritio and heath, [veterinary textbook]. Waregem, Belgium 2011.
7. Mutis C, Pérez T. determinación y análisis de valores de nitrógeno ureico en sangre (bun), glucosa, creatin kinasa (ck) y ácido láctico pre y post ejercicio de una población de atletas equinos de salto en Bogotá, D.C. [REDVET] Vol VI N°2. Colombia; 2005.

<http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n020205.html>

8. Martínez, Ramón *et al.* Cambios sanguíneos y sudorales en equinos sometidos a carreras de resistencia – Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias. Vol.15 N°1-2. Chile; 2001.
9. Morales Briceño, Abelardo *et al.* Determinación de la glucosa en sangre de equinos pura sangre de carreras medicados con fenilbutazona – Universidad central de Venezuela, Facultad de Ciencias Veterinarias. [Resumen]. Maracay, Venezuela; 2012.
10. Cunningham, James G. Fisiología Veterinaria. 4^a ed. Editorial Elsevier. 2009.
11. Marín E, Soto O. Validación de un analizador de glucosa portátil para su uso en caballos – Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua. [tesis de grado]. León, Nicaragua; 2013.
12. Díaz H. Parámetros hemato - bioquímicos en el caballo peruano de paso – Universidad Nacional Mayor de San Marcos [tesis de grado]. Perú; 2009.
13. Costa Baleta, Luis. El caballo pura sangre de carrera. [monografía de internet]. El museo del turf. Uruguay.
14. Dávila Guisado, Antonio. El caballo Anglo-Árabe. [curso de técnico deportivo nivel I]. España, 2010.
15. Ruiz Abadía, Sergio. Constantes hemáticas en equinos dedicados a actividades deportivas (salto y carrera), de la zona centro del estado de Veracruz – Universidad Veracruzana, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia [tesis de grado] México; 2011.
16. Galindo Orozco, Cesar *et al.* Alteraciones metabólicas durante entrenamiento en equinos de la raza pura sangre árabe. [revista de Medicina Veterinaria N° 13], Brasil; 2007.

17. Colunga Gonzales *et al.* Identificación de los niveles de colesterol y glucosa en equinos de trabajo bajo dos sistemas de producción de Michoacán, México; 2010.
18. Barra Vega, M. Evaluación del hemograma, concentración sanguínea de cortisol y glucosa en equinos sometidos a un ejercicio estandarizado en treadmill – Universidad de Concepción, Chile; 2007.
19. Cuadrado F. Estudio de la resistencia a la insulina en caballos de pura raza española y mestizos de 6 criaderos del ecuador – Universidad San Francisco de Quito. [tesis de grado]. Ecuador; 2013.
20. Castillo Cuenca, Julio Cesar *et al.*, Caballos de tracción de la ciudad de Santa Clara, Cuba III Glicemia y electrolitos. [REDVET] Vol. VIII N°7. Cuba; 2007. Disponible en:
21. Brito Casillas, Y *et al.* ISO-Based assessment of accuracy and precisión of glucose meters dogs. [Journal of Veterinary Internal Medicine]. July; 2014.
22. Fort Collins. Evaluation of a veterinary glucometer for use in hoses – Colorado state University, Department of Clinical Sciences. [National library of medicine]. USA; 2010.
23. Cervantes I. Estructura genética del caballo de pura raza árabe español y su influencia en razas derivadas: aplicación de nuevas metodologías en el cálculo del tamaño efectivo – Universidad Complutense de Madrid, Facultad de Veterinaria, Departamento de Producción Animal. [tesis de doctorado]. España; 2008.
24. Gamberini S. Perfil metabólico en equinos pura sangre – Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Facultad de Medicina Veterinaria. [tesis de grado]. Perú; 1993.

25. Mynor A. Conceptos de bioquímica básica – Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Ciencias Médicas USAC. Guatemala; 2007.
26. Valdés Restrepo, C *et al.* Determinación de los valores fisiológicos del sodio, el potasio y el ion en plasma, con su variación pre y post ejercicio, en caballos de paso fino en Bogotá. Colombia; 2010.
27. Barreto C, *et al.* Determinación y análisis de valores de nitrógeno ureico en sangre (BUN), glucosa, creatin kinasa (CK) y ácido láctico pre y post ejercicio en una población de atletas equinos de salto en Bogota D.C; 2005.
28. Martínez A. Nutrición de caballos de ocio alimentados a pesebre – Universidad de Córdoba, Dpto. de Producción Animal. [Documentos de Trabajo de Producción] Vol. 5. Argentina; 2007.
29. González W *et al.* Métodos diagnóstico en la pancreatitis aguda. [Revista de postgrado de la [Cátedra de Medicina] N°158.
30. Frape D. Equine nutrition and feeding. Third edition. Blackwell publishing. 2004
31. Muriel M. Determinación de la cinética del daño en el ADN de leucocitos de sangre periférica en equinos sometidos a esfuerzo físico de alta intensidad – Universidad Nacional de la Plata, Facultad de Ciencias Veterinarias Dpto. de clínicas. [tesis de doctorado]. Argentina; 2016.
32. Palomer X *et al.* Adiponectina: un nuevo nexo entre obesidad, resistencia a la insulina y enfermedad cardiovascular – Universidad Autónoma de Barcelona. Revista Med Clin.2005; 124(10):388-95.
33. Arias M. Aspectos metabólicos del caballo atleta – Universidad de Antioquia, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Revista Col Ciene Pec Vol. 13: 2. Colombia; 2000.

34. Briggs K. Equine nutrition: your guide to horse health care and management. Revised edition. Editorial Eclipse press. USA; 2007.
35. Abutarbush S. Illustrated guide to equine disease. Editorial Wiley – Blackwell. USA; 2009.
36. Bradford P. Medicina interna de grandes animales. 4ta edición. Editorial Elsevier Mosby. España; 2010.
37. Donald M, Zachary J. Pathologic basis of veterinary disease. 4th edition. Editorial Elsevier Mosby.
38. Peinado A, *et al.* El azúcar y el ejercicio físico: su importancia en los deportistas. Nutrición hospitalaria. España; 2013.

ANEXOS

Anexo 1: Principales características de los dispositivos evaluados según su fabricante.

Table 1. Main features of the evaluated devices according to their manufacturers.

PBGM	Sample (μ L)	Measurement Range (mg/dL)	Measurement Time (seconds)	Measurement Method
AccuChek Aviva Nano	0.6	10–600	5	GDH
Freestyle Freedom Lite	0.3	20–500	5	GDH
Glucocard G+ meter (GT 1820)	0.6	10–600	5.5	GDH
Hemocue Glucose 201 ⁺	5	0–400	40–240	GDH
OneTouch Ultra	1	20–600	5	GO
OneTouch VerioPro	0.4	20–600	5	GDH
OneTouch Vita	0.4	20–600	5	GO
Optium Xceed	1.5	20–500	5	GDH
Statstrip Xpress Glucose H. M.	0.6	10–600	6	GO

PBGM, portable blood glucose meters; GDH, glucose dehydrogenase; GO, glucose oxidase.

Anexo 2: Evaluación de precisión en barras del coeficiente de variación de dispositivos en la sangre total y plasma que muestran la desviación estándar respectivamente.

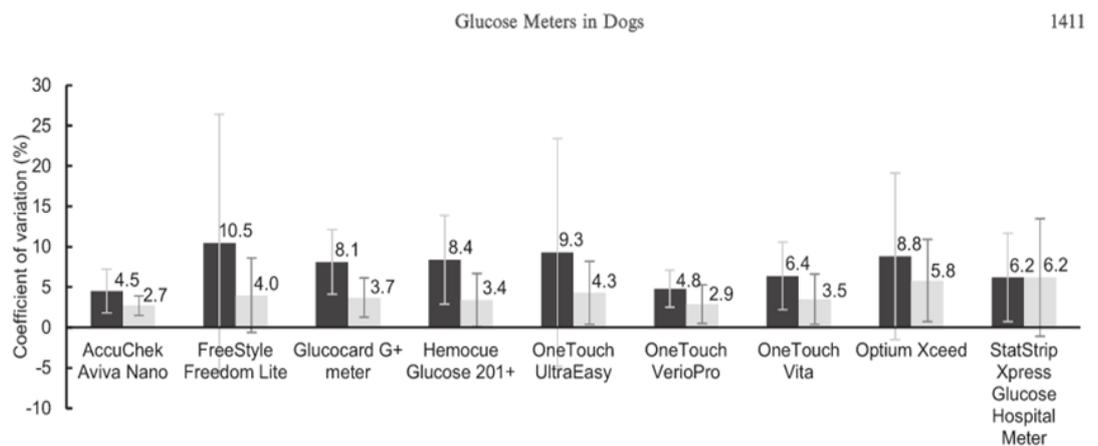


Fig 3. Precision evaluation: Coefficients of variation (%) for all devices in whole blood (dark) and plasma (light) with bars showing respective standard deviations.

Anexo 3: Fichas de identificación individual de los caballos.

Nombre del caballo	Nombre del Stud	N° de cama	Procedencia	Preparador	Edad	Sexo

Anexo 4: Cuadro comparativo de la medición sanguínea por medio del glucómetro y análisis bioquímico.

	Nombre del stud	<u>ANALISIS SANGUINEO</u>	
		Glucómetro portátil	Bioquímica sanguínea
Nombre del caballo			

Anexo 5: Modelo de carta dirigida a los propietarios y preparadores de los caballos.

AUTORIZACIÓN PARA REALIZAR ANALISIS SANGUINEOS

Yo con DNI,
propietario y /o preparador del Stud con n°.....,
autorizo a que la Bachiller en Medicina Veterinaria, Carla Paola Benavides Pereda con DNI 46843490, realice análisis sanguíneos a mis caballos pura sangre de carrera únicamente con fines de investigación para la realización de su tesis para obtener el Título Profesional de Médico Veterinario; siendo de mi conocimiento que esta información no será adulterada ni utilizada con fines comerciales; por lo que me comprometo a no interferir en la recolección de datos mientras éstos se requieran.

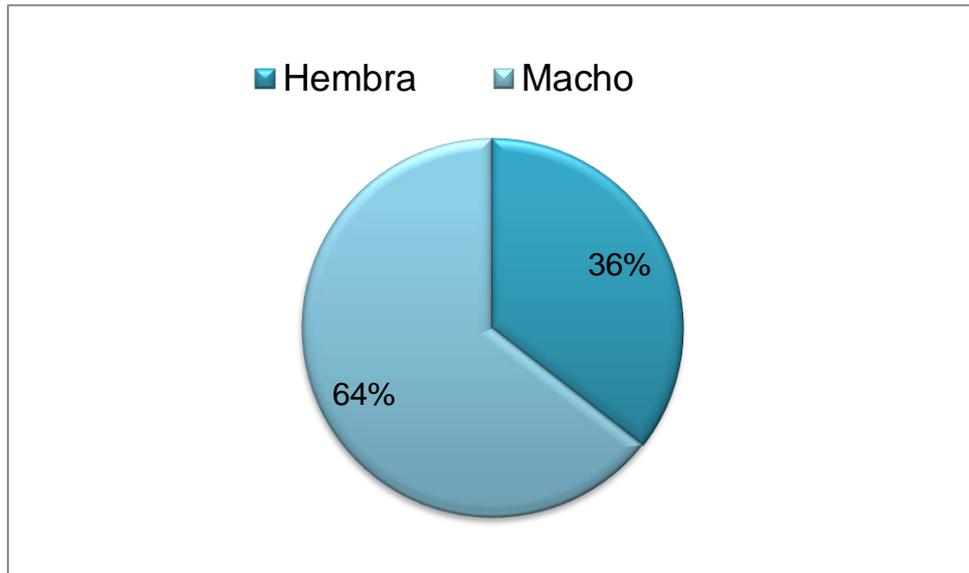
Lima,..... de..... del.....

.....

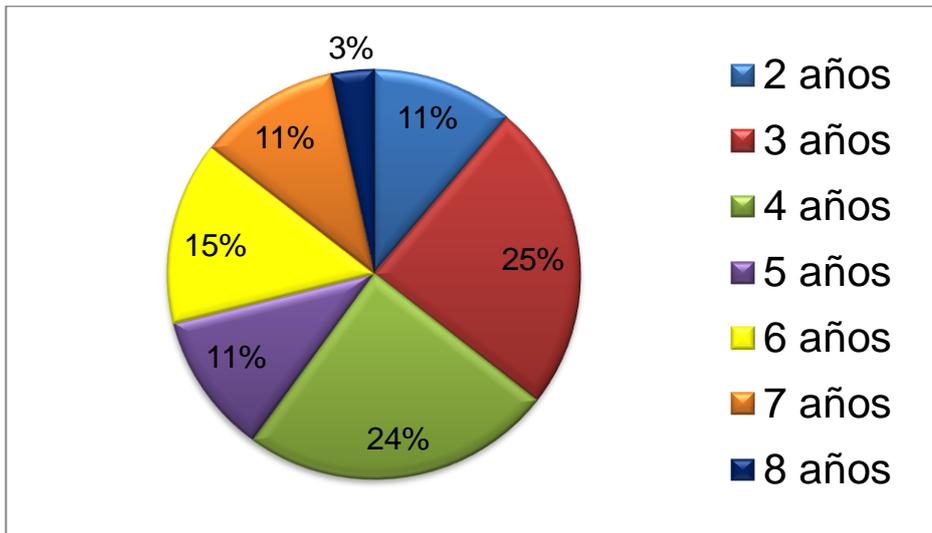
Firma del propietario

DNI

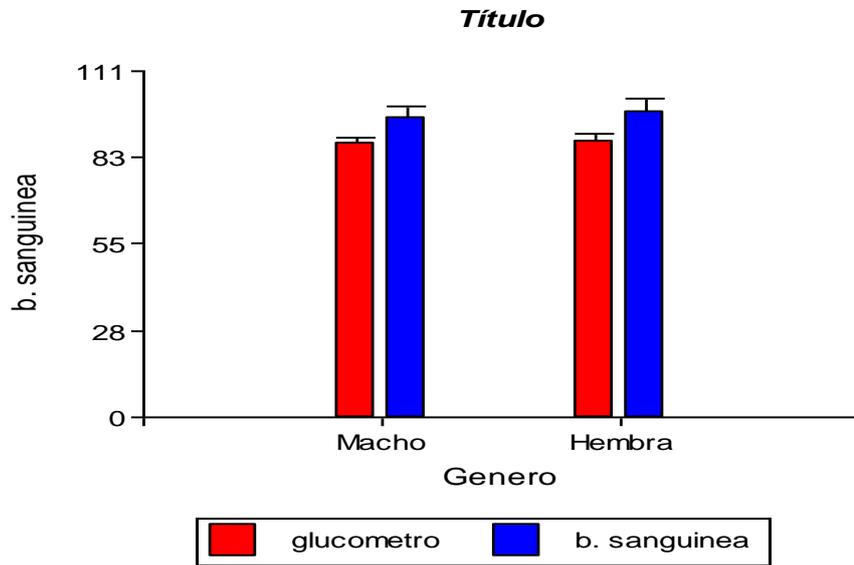
Anexo 6: Porcentaje de individuos muestreados según género en una población de 90 equinos PSC del Hipódromo de Monterrico- Lima, 2016.



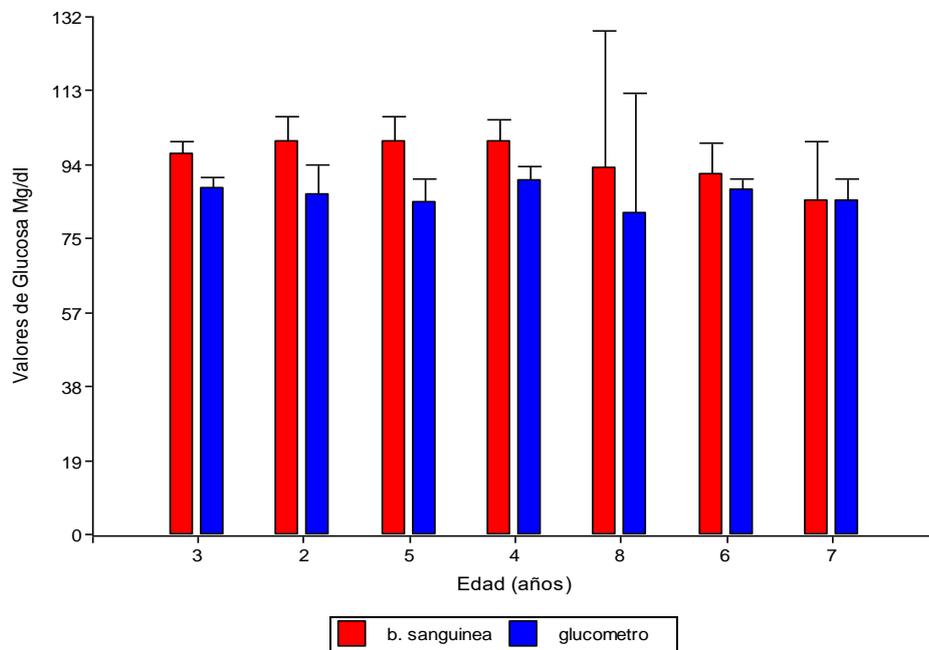
Anexo 7: Porcentaje de individuos muestreados agrupados según edades en una población de 90 equinos PSC del Hipódromo de Monterrico- Lima, 2016



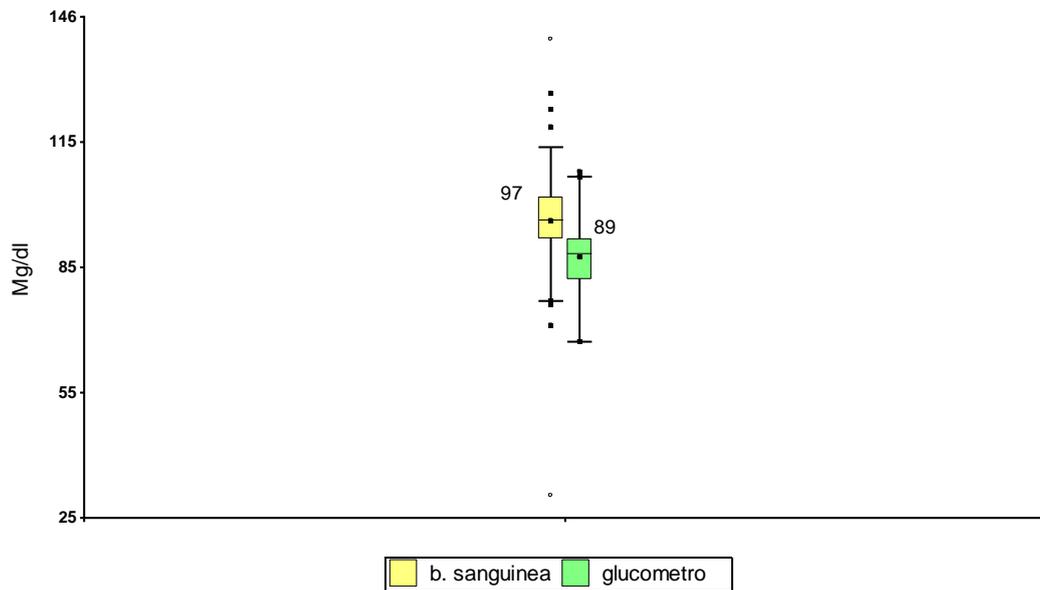
Anexo 8: Medias e intervalos de confianza de los niveles de glucosa sanguínea según género por el método de glucómetro y bioquímica sanguínea.



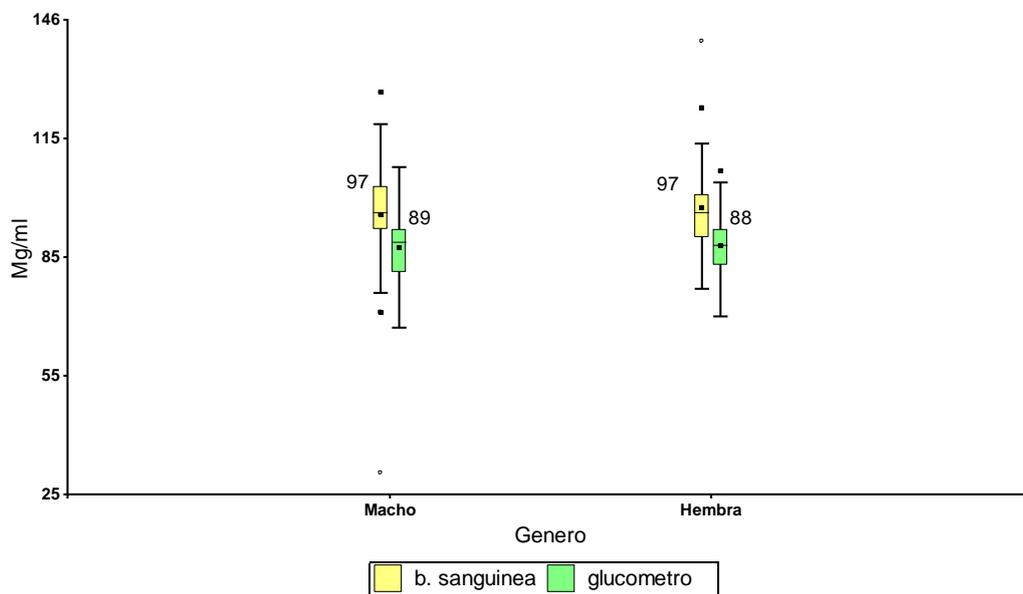
Anexo 9: Medias e intervalos de confianza de los niveles de glucosa sanguínea según edades por el método de glucómetro y bioquímica sanguínea



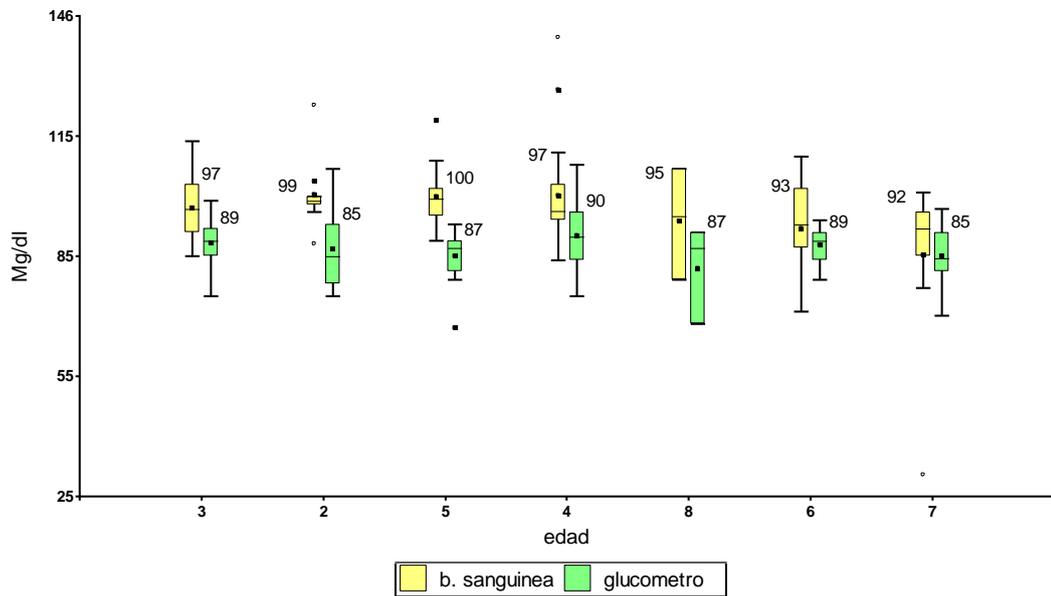
Grafica 1: Distribución de los niveles de glucosa sanguínea basales en caballos pura sangre de carrera del hipódromo de Monterrico Lima, Perú 2016.



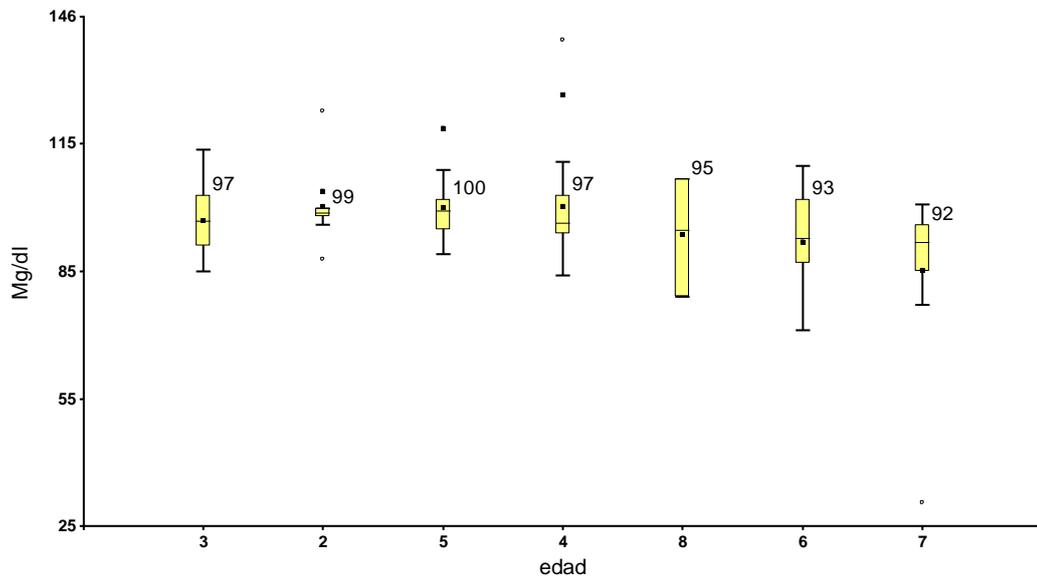
Grafica 2: Distribución de los niveles de glucosa sanguínea basales según género en caballos pura sangre de carrera del hipódromo de Monterrico Lima, Perú 2016.



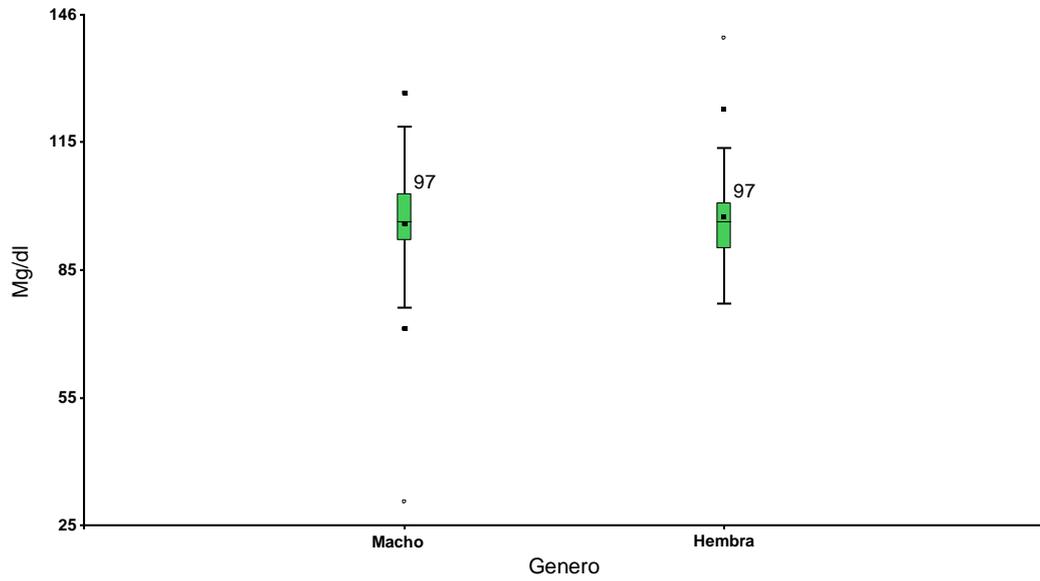
Grafica 3: Distribución de los niveles de glucosa sanguínea basales según edad en caballos pura sangre de carrera del hipódromo de Monterrico Lima, Perú 2016.



Grafica 4: Distribución de los niveles de glucosa sanguínea basales mediante bioquímica sanguínea según edad en caballos pura sangre de carrera del hipódromo de Monterrico Lima, Perú 2016.



Grafica 5: Distribución de los niveles de glucosa sanguínea basales mediante glucómetro según género en caballos pura sangre de carrera del hipódromo de Monterrico Lima, Perú 2016.



Grafica 6: Distribución de los niveles de glucosa sanguínea basales mediante bioquímica sanguínea según género en caballos pura sangre de carrera del hipódromo de Monterrico Lima, Perú 2016.

