

UNIVERSIDAD CATÓLICA DE SANTA MARIA

FACULTAD DE CIENCIAS E INGENIERÍAS BIOLÓGICAS Y QUÍMICAS

ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA



**“DETERMINACIÓN BIOQUÍMICA DE LOS VALORES NORMALES DE UREA Y
CREATININA SANGUINEA DEL CABALLO PERUANO DE PASO REGISTRADOS
EN LA ASOCIACIÓN DE CRIADORES Y PROPIETARIOS PROCEDENTES DEL
DISTRITO DE SANTA RITA DE SIGUAS
AREQUIPA 2015”**

**"BIOCHEMISTRY DETERMINATION OF UREA NORMAL VALUES AND BLOOD
CREATININE PERUVIAN PASO HORSE ASSOCIATION REGISTERED BREEDERS
AND OWNERS FROM DISTRICT OF SANTA RITA SIGUAS
AREQUIPA 2015”**

**Tesis presentada por la Bachiller:
MARIANA PERALTA VILLENA
Para obtener el Título Profesional en:
MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

**AREQUIPA – PERU
2015**

INDICE

RESUMEN	1
ABSTRACT	2
I. INTRODUCCION	3
1. Enunciado del problema	4
2. Descripción del problema	4
3. Justificación del Trabajo.....	4
3.1. Aspecto general	4
3.2. Aspecto tecnológico	5
3.3. Aspecto social	5
3.4. Aspecto económico	5
3.5. Importancia del trabajo	5
4. Objetivos.....	6
4.1. Objetivo general.....	6
4.2. Objetivo específico.....	6
5. HIPÓTESIS	6
II. MARCO TEÓRICO CONCEPTUAL	7
1. Análisis Bibliográfico.....	8
1.1 Bibliografía principal	8
1.1.1 Generalidades del caballo.....	8
1.1.2 Nutrición Y Alimentación Del Caballo.....	14
1.1.3 Anatomía de los riñones	19
1.1.4 Histología y fisiología de la nefrona.....	21
1.1.5 Funcionamiento del riñón	23
1.1.5. ADH Y Aldosterona	24
1.1.6. Filtrado glomerular.....	26
1.1.7. Índice de filtración glomerular (IFG).....	28
1.1.8. Depuración del plasma	30
1.1.9. Equilibrio químico.	31
1.1.10. Resorción y secreción.....	33
1.1.11. Regulación del Na^+ y K^+	34
1.1.12. Regulación del equilibrio acido-básico.....	37
1.1.13. Sistemas amortiguadores y ventilación.....	38
1.1.14. Regulación renal	40

1.1.15. Urea.....	42
1.1.16. Creatinina	44
1.1.17. Urea y creatinina: análisis en sangre.....	44
1.2. Método para determinación de urea y creatinina	53
1.2.1. Espectrofotómetro	53
1.3. Pruebas estadísticas	58
2. Antecedentes de la Investigación.....	62
2.1. Revisión de tesis universitarias	62
2.2. Otros trabajos de investigación	64
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	67
1. Materiales.....	68
1.1. Localización del trabajo	68
1.2. Materiales Biológicos	69
1.3. Materiales de Laboratorio.....	69
1.4. Materiales de campo	70
1.5. Equipos y maquinarias.....	70
1.6. Otros materiales.....	70
2. Métodos	71
2.1. Muestreo	71
2.3. Métodos de Evaluación.....	72
a) Recopilación de la información.....	72
2.4. Variables de respuesta	83
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	84
V. CONCLUSIONES	104
VI. RECOMENDACIONES.....	106
VI. BIBLIOGRAFIA	108
VII. ANEXOS	114
ANEXO 1: REGISTRO DE CABALLOS PERUANOS DE PASO SANTA RITA 2015.	115
ANEXO 2: IMÁGENES DE TOMA DE MUESTRA.....	117
ANEXO 3: MAPA DE UBICACIÓN DE SANTA RITA DE SIGUAS.....	119
ANEXO 4: PROCESAMIENTO DE DATOS EN SPSS	120
ANEXO 5: RESULTADOS DE LABORATORIO.....	126
ANEXO 6: Identificación de los caballos peruanos de paso por sexo y edad	128

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro N° 1.	Taxonomía del caballo.....	10
Cuadro N° 2:	Valores normales de urea en sangre (mmol/l).....	50
Cuadro N° 3:	Valores normales de creatinina en sangre (mg/dl)	50
Cuadro N° 4:	Valores de Urea y creatinina por sexo utilizando promedio y desviación estándar.....	65
Cuadro N° 5:	Valores de Urea y creatinina por edades utilizando promedio y desviación estándar.....	66
Cuadro N° 6:	Valores de Urea y creatinina por sexo utilizando promedio y desviación estándar.....	68
Cuadro N° 7:	Valores de Urea y creatinina por edades utilizando promedio y desviación estándar.....	68
Cuadro N°8 :	Identificación de los caballos peruanos de paso pertenecientes al Distrito de Santa Rita de Sigvas Por Sexo.....	130
Cuadro N° 9 :	Identificación de los caballos peruanos de paso pertenecientes al Distrito de Santa Rita de Sigvas Por Sexo.....	131
Cuadro N° 10:	Identificación de los caballos peruanos de paso pertenecientes al Distrito De Santa Rita de Sigvas por edad de 1 a 3 años.....	132
Cuadro N° 11:	Identificación de los caballos peruanos de paso pertenecientes al Distrito de Santa Rita de Sigvas por edad de 4 a 6 años	133
Cuadro N° 12:	Identificación de los caballos peruanos de paso pertenecientes al distrito de Santa Rita de Sigvas por edad de 7 años a más.....	134

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla N° 1: Porcentaje de caballos peruanos de paso pertenecientes al distrito de Santa Rita de Sigwas Por Sexo	87
Tabla N° 2: Creatinina en sangre de caballos peruanos de paso según el sexo en mg/dl	88
Tabla N° 3: Urea en sangre de caballos peruanos de paso según sexo (mmol/l)	91
Tabla N° 4: Porcentaje de caballos peruanos de paso pertenecientes al distrito de Santa Rita de Sigwas según la edad	95
Tabla N° 5: Creatinina en sangre de caballos de paso peruano según edad (mg/dl)	96
Tabla N° 6: Urea en sangre de caballos peruano de paso degun edad (mmol/l)	100
Tabla N° 7: Prueba de Tukey para la comparación de la creatinina según la edad de los caballos	104
Tabla N° 8: Prueba de Tukey para la comparación de la urea según la edad de los caballos	105

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Grafico N° 1: Porcentaje de Caballos Peruanos de paso pertenecientes al distrito de Santa Rita De Sigvas Por Sexo.....	87
Grafico N° 2 : Creatinina en sangre de caballos peruanos de paso según sexo (mg/dl)	90
Grafico N° 3: Urea en sangre de caballos peruanos de paso según sexo (mmol/l).....	94
Grafico N° 4 : Porcentaje de caballos peruanos de paso pertenecientes al distrito de Santa Rita de sigvas según la edad	95
Grafico N° 5: Creatinina en sangre de caballos peruanos de paso según la edad en mg/dl.....	99
Grafico N° 6: Urea en sangre de caballos peruano de paso según edad en mmol/l.....	103

RESUMEN

El presente trabajo de investigación se llevó a cabo en el distrito de Santa Rita de Siguan, provincia de Arequipa, entre los meses de Mayo a Octubre del presente año. El mismo que tuvo como finalidad determinar bioquímicamente los valores normales de Urea y Creatinina sanguínea en Caballos Peruanos de Paso según el sexo y edad. Para esta investigación se extrajo sangre con separador de suero, de 50 Caballos Peruanos de Paso, 20 machos y 30 hembras clínicamente sanos, donde se obtuvo la muestra antes de comer, se procedió a la recopilación de información de cada Caballo, para rotular la muestra y luego remitirlas al laboratorio para su posterior procesamiento. Se emplearon las pruebas estadísticas paramétricas de "t de Student", el Análisis de varianza (Anova), y la prueba de Tukey, para obtener los resultados estadísticos del presente trabajo de investigación se utilizó el programa IBM SPSS Statistics versión 22. Los resultados promedios obtenidos para la Creatinina según el sexo fue; en machos de 0.88 ± 0.42 mg/dl., en hembras de 0.87 ± 0.62 mg/dl., y para la Urea según el sexo fue; en machos de 23.39 ± 13.12 mg/dl., y en hembras de 20.97 ± 11.40 mg/dl., sin presentar diferencia estadística significativa. Para comparar los resultados según las edades, estas se dividieron en tres grupos, de 1 a 3 años, de 4 a 6 años y más de 7 años de edad, encontrándose diferencia estadística significativa entre los tres grupos de edades, los resultados para el valor de creatinina en sangre de 1-3 años fue de 1.26 ± 0.01 mg/dl., en los caballos con una edad de 4 a 6 años fue de 1.09 ± 0.64 mg/dl., y en los caballos mayores de 7 años presentaron una creatinina promedio de 0.32 ± 0.07 mg/dl. De la misma forma se encontró diferencia significativa para la Urea en sangre entre de los tres grupos edades, con una edad de 1-3 años fue de 34.47 ± 2.97 mg/dl ., en los caballos con una edad de 4 a 6 años fue de 20.55 ± 8.75 mg/dl., y en los caballos mayores de 7 años presentaron una Urea promedio de 10.47 ± 6.61 mg/dl .

ABSTRACT

This research was just in the district of Santa Rita de Siguan province of Arequipa, between the months of May to October of this year. The same biochemically aimed to determine the normal values of blood urea and creatinine Peruvian Paso Horses by sex and age. For this research blood serum separator, 50 Peruvian Paso horses, 20 males and 30 clinically healthy females where the sample was taken before eating extracted, we proceeded to the collection of information on each horse, to label the sample and then you send them to the laboratory for further processing. Parametric statistical tests of "Student t" Analysis of variance (ANOVA) and Tukey's test were used to obtain the statistical results of this research the IBM SPSS version 22. The program was used average results obtained for creatinine was by sex; in male 0.88 ± 0.42 mg / dl, females of 0.87 ± 0.62 mg / dl, and Urea was by sex; in males 23.39 ± 13.12 mg/dl., and in females 20.97 ± 11.40 mg/dl., without presenting statistically significant difference. To compare the results according to age, these were divided into three groups of 1-3 years from 4-6 years and more than 7 years of age, being statistically significant difference among the three age groups, the results for the value blood creatinine 1-3 years was 1.26 ± 0.01 mg / dl., in horses with an age of 4-6 years was 1.09 ± 0.64 mg / dl., and in older horses seven years had an average creatinine of 0.32 ± 0.07 mg / dl. Likewise Urea significant difference was found for blood between groups of three age, aged 1-3 years was 34.47 ± 2.97 mg/dl, In horses with an age of 4 to 6 years it was 20.55 ± 8.75 mg/dl. And in older horses 7 years Urea presented an average of 10.47 ± 6.61 mg/dl.



1. Enunciado del problema

“Determinación Bioquímica De Los Valores Normales De Urea Y Creatinina Sanguínea Del Caballo Peruano De Paso Registrados En La Asociación De Criadores Y Propietarios Procedentes Del Distrito De Santa Rita De Sigwas”.

2. Descripción del problema

La evaluación del perfil bioquímico en equinos de otras razas ha sido estudiada satisfactoriamente; gracias a este tipo de estudios se ha logrado determinar el correcto funcionamiento de los riñones. Este método ha mostrado la necesidad de contar con características cada vez más precisas y actualizadas. Se han visto los estudios en diferentes razas de caballos, donde la muestra es dependiente de varios factores, como el clima, sexo, tipo de alimentación, manejo por lo que es imprescindible realizar la determinación del perfil bioquímico, para tener información actualizada y más representativa, ya que esta raza es oriunda del Perú, se requiere contar con la información necesaria, que determinara alguna anomalía o enfermedad de los riñones, además de poder descubrir alteraciones o patologías dadas a este nivel.

3. Justificación del Trabajo

3.1. Aspecto general

Con el presente trabajo se establecerán rangos de niveles referenciales de urea y creatinina de los caballos de paso, válidos para la ciudad de Arequipa, además se comprobará si hay alguna variación de los valores de estas sustancias tomando en cuenta, el sexo y edad (categoría).

3.2. Aspecto tecnológico

Con este trabajo de investigación se permitirá establecer diagnósticos y monitoreos adecuados de los pacientes de esta raza de caballo, referentes a la función renal u otra patología relacionada, contando con nuevas pruebas de laboratorio.

3.3. Aspecto social

Este trabajo permitirá a los criadores de esta raza de caballo un mejor diagnóstico en lo que se refiere a la función renal entre otras patologías, también favorecerá a los Médicos Veterinarios de la ciudad de Arequipa al proporcionarles un rango de valores, sobre los cuales establecerán un adecuado perfil renal de sus pacientes, evitando errores o confusiones.

3.4. Aspecto económico

Este trabajo de investigación permitirá a los criadores de esta raza de caballos, a que no gasten insulsamente su dinero en tratamientos dirigidos a mejorar la condición renal, cuando estos no son realmente necesarios.

3.5. Importancia del trabajo

La importancia del presente trabajo de investigación radica en el establecimiento de niveles referenciales de urea y creatinina en caballos de paso, teniendo en cuenta el sexo, la edad, para la ciudad de Arequipa, con lo que los Médicos Veterinarios de la práctica de animales mayores interpretarán los resultados de los niveles de urea y creatinina, de una forma más acertada.

4. Objetivos

4.1. Objetivo general

Determinar bioquímicamente los niveles normales de Urea y Creatinina sanguínea del caballo Peruano de paso registrados en la asociación de criadores y propietarios procedentes del distrito de Santa Rita de Sigwas.

4.2. Objetivo específico

- Establecer los valores normales de urea sanguínea de acuerdo al sexo en caballos de paso peruano.
- Establecer los valores normales de urea sanguínea de acuerdo a la edad en caballos de paso.
- Establecer los valores normales de Creatinina sanguínea de acuerdo al sexo en caballos de paso peruano.
- Establecer los valores normales de Creatinina sanguínea de acuerdo a la edad en caballos de paso.

5. HIPÓTESIS

Dado que el Caballo Peruano de Paso una raza propiamente oriunda del Perú es probable que los valores normales de urea y creatinina sanguínea difieran de los valores de otras razas de caballos.

II. MARCO TEÓRICO CONCEPTUAL



1. Análisis Bibliográfico

1.1 Bibliografía principal

1.1.1 Generalidades del caballo

1.1.1.1 Origen y evolución de los equinos

Con respecto al origen y evolución se indica que el primer antecesor del caballo se le conoce como Eohippus, que quiere decir, Eo: Amanecer / Hippius: caballo “Caballo del Amanecer” el que se desarrolló en el periodo del Eoceno, este periodo fue aproximadamente hace 50 millones de años, en la región de los Bad Lands (tierras malas), de Wyoming y de Nuevo México en el Oeste de los Estados Unidos este primer antecesor tenía talla de un perro Fox Terrier, con características anatómicas del Rinoceronte y del Tapir pertenecientes ambos al orden de los Perisodáctilos; poseía cuatro dedos en los miembros posteriores y acababan apoyando estos en almohadillas plantares.

Así mismo menciona que en Europa en épocas pasadas existió otro Perisodáctilo que ha formado el género Hyracotherium (Hirax: Musaraña/ Theria: Bestia) del cual se pensó que era el antecesor de la musaraña; este espécimen pudo haberse formado por las migraciones de América por el Estrecho de Bering.

Siguiendo con el proceso de la evolución, señala que algo más evolucionado que el Eohippus fue el Orohippus también en el Eoceno; el Orohippus, era de mayor talla que el Eohippus pero tenía siempre cuatro dedos en los miembros

anteriores y tres en los miembros posteriores y los molares empezaron a ofrecer las características del equino actual.

Luego en el periodo del Oligoceno, apareció el Mesohippus, cuyo tamaño a la cruz aumento, las extremidades eran más largas, y la cabeza comienza a separarse del tórax formando el cuello. Tenía tres dedos en cada extremidad, siendo el medio el más desarrollado que los laterales. Luego en el periodo del Mioceno aparecieron el Parahippus y más tarde el Merychippus, cada vez con características del caballo; sus dedos laterales más reducidos y muelas con corona alta, constituyendo un interesante momento en la evolución, pues fueron animales más ágiles y aptos para correr.

Al final de la era Terciaria, en el final del periodo del Plioceno, encontramos al Hiparión que todavía tiene tres dedos, también tenemos al Pliohippus que ya poseía muelas parecidas a los Equinos actuales y el que tenía solo un dedo en cada extremidad.

Se calcula que hace 175 mil años se extinguió en América, el equino que pasó el estrecho de Bering, desde Alaska al Asia (Rusia), para continuar hacia Europa y África.

De Europa vino a América en 1492 a Santo Domingo y de este lugar a través del Istmo de Panamá pasando por el Perú hasta Chile y hasta lo que actualmente es la provincia de Buenos Aires en Argentina. (Luna De La Fuente, 1948).

Cuadro N° 1. Taxonomía del caballo

Reino	Animalia
Subreino	Eumetazoa
Rama	Bilateria
Filo	Chordata
Subfilo	Vertebrata
Superclase	Gnathostomata
Clase	Mammalia
Orden	Perissodactyla
Familia	Equidae
Género	Equus
Especie	E. caballus

(Linneo, 1758).

1.1.1.2. El caballo en España y en América

Las características de los caballos que poblaron a la península Ibérica, no tenían descripciones claras por existir ciertos vacíos; en la época de La Piedra en España, por los dibujos encontrados en Canjorros de Peñarrubia en la sierra Morena se puede deducir que fueron animales pequeños, livianos con perfiles craneofaciales muy variados.

Por los historiadores griegos conocemos que este caballo Ibérico se mezcló con la sangre Celta y luego con la Númida, actualmente llamado Berberisco, que posteriormente los invasores bárbaros introdujeron probablemente caballos de tipo Germánico y caballos Mongólicos de tipo Asiático, pero se desconoce en qué proporción influenciaron estas razas en la formación de los caballos de la península Ibérica.

Sin embargo, si está bien definida la poderosa influencia que ha tenido la sangre Berberisca llevada por los Moros.

El caballo Español adquirió en su época un gran renombre, a excepción del caballo Árabe. Dícese del caballo español los más grandes elogios que haya recibido caballo alguno.

En cuanto a su morfología a juzgar por los cuadros en que a ellos se representan, se deduce que era un animal pequeño, mediolineo y cerca tierra; cabeza corta y expresiva; cuello también corto y musculoso, paletas largas y oblicuas; tórax amplio; grupa redonda, inclinada y con una inserción de la cola bastante baja; todas estas características muy semejantes a las de nuestro caballo criollo.

El caballo español ha originado varias razas de importancia, en Europa, al Lippizano; en América, al Mustang de los Estados Unidos y casi todos los caballos criollos sudamericanos. Casi todas las razas criollas de América son muy parecidas entre sí, debido indiscutiblemente al origen común de la mayoría. Así también, algunas se desplazan por la andadura rota y otras tienen tendencia a los aires laterales.

Al llegar los españoles a conquistar América no encontraron ningún tipo de caballo y fueron ellos los que introdujeron a estos animales al nuevo mundo.

Entre las razas caballares de paso en América, probablemente las que más resaltan, son el Caballo Peruano de Paso, Campolina en el Brasil y el Tennessee Walking Horse en los Estados Unidos, la segunda raza es parecida a la nuestra, aunque su origen sea portugués. Los caballos que tuvieron España y Portugal durante la conquista de América, eran casi idénticos.

Existen, además caballos de paso en Santo Domingo, Colombia, Cuba y Ecuador, entre los cuales resaltan los de los dos últimos países. (Valle Riestra, 1957).

1.1.1.3 El Caballo en el Perú.

Los caballos llegaron al Perú traídos por Francisco Pizarro 1531, algunos de los cuales fueron traídos directamente de España, el ganado caballar encontró en el Perú óptimas condiciones para su cría. Las características de los caballos llegados al Perú son las mismas que las descritas anteriormente.

El caballo tuvo gran importancia durante la colonia, no solo en su función de transporte y elemento de trabajo agrícola, sino también para las relaciones a establecer, pues todo español al servicio del rey estaba obligado a tener su costa armas y caballos; sin estas expresas condiciones no se les hacía merced alguna, es decir no se le encomendaba ningún repartimiento de indios.

En la guerra de la independencia el caballo también jugó un papel muy importante, los que fueron traídos por los ejércitos libertadores de San Martín y Bolívar.

Durante la república, el caballo Peruano tomó gran renombre por su sobriedad, resistencia y elegancia de sus andares. Fue un

animal precioso por los recorridos de grandes distancias, así por ejemplo los caballos “Lunajero” y “Elegante” adquiridos por el Gral.

Andrés A. Cáceres, con los cuales hizo toda la campaña de 1881 a 1885 haciendo recorridos sucesivos sin largos descansos y sobre toda clase de terrenos y variados climas, así tenemos que recorrió de Lima a la sierra de Junín 400 km., de ésta a la sierra de Huamachuco 480 km., de este punto a Lima 700 km., de esta ciudad a Arequipa 1650 km., lo que hace un total de 4880 km. Lo que llamó la atención de muchos y demostró la gran capacidad del Caballo Peruano de Paso. (Houdelot, 1953).

La geografía árida y cálida de la costa le impuso al caballo los primeros grandes retos, convirtiéndolo en un animal resistente a la jornada sin descanso.

El esfuerzo exigido aceleró también la selección de ejemplares capaces de soportar las inclemencias del medio geográfico sin que ello mermara sus facultades, sino más bien potenciando y perfeccionando su mecánica de movimiento.

Desde el descubrimiento de América y mientras duró la conquista del Perú, el caballo tuvo como principal función la guerra. Fue con el asentamiento de la colonia y luego con la formación de la Nacionalidad Peruana y su sensibilidad criolla que el caballo, venido de Europa, sufriría cambios sustantivos consecuentes con la función que le asignaron el medio, fundamentalmente, el hombre peruano.

La costa peruana, escenario natural de la evolución, no ofrece condiciones ganaderas. Por ese motivo al no exigirse al caballo los impulsos bruscos que implican las faenas pecuarias, fue

evolucionando los ángulos articulares, la grupa y la caja torácica, adecuándose a las funciones de traslación que imponían los desiertos y latifundios peruanos.

Su resistencia, su suavidad y avance al andar lo convierten en la mejor movilidad para recorrer las haciendas peruanas.

Pero en todo caso, es preciso reconocer en la herencia genética traída por los caballos españoles, en el medio ambiente, en la función que le fue asignada, en la sensibilidad criolla, así como en la ocurrencia oportuna de las causas, las fuerzas creadoras del Caballo Peruano de Paso. (Cabrera, 1935).

1.1.2 Nutrición Y Alimentación Del Caballo

La domesticación del caballo ha hecho que consuma gran variedad de alimentos que varían en su forma física desde los forrajes de alto contenido en humedad, hasta los cereales ricos en almidón, y desde el heno en forma de largos tallos fibrosos hasta las bolas de sal para lamer y el agua. Por el contrario el caballo silvestre ha evolucionado y se ha adaptado a la vida en pastoreo y ramoneo en la cual selecciona forrajes succulentos que contienen cantidades de agua relativamente grandes, proteínas solubles, lípidos, azúcares y carbohidratos estructurales, pero poca cantidad de almidón. La alimentación se realiza durante breves periodos de tiempo durante la mayor parte del día y la noche aunque, generalmente son de mayor intensidad en el día. Al domesticar al caballo el hombre ha limitado el tiempo empleado en la alimentación y ha introducido en la ración productos poco familiares, especialmente cereales ricos en almidones, concentrados proteicos y forrajes deshidratados. El arte de la alimentación obtenido por larga experiencia, consiste en hacer que estos productos cubran las variables necesidades de los caballos sin causar Trastornos digestivos o metabólicos.

Los caballos se diferencian de los ruminantes, asimismo, en que absorben mayor cantidad del nitrógeno de la ración en forma de aminoácidos procedentes de la proteína de la ración, convirtiéndose menor cantidad en proteína microbiana. Solo una pequeña cantidad de los aminoácidos presentes en la proteína microbiana son utilizables directamente por el caballo, por estas razones los caballos jóvenes en crecimiento responden a la suplementación de la proteína de mala calidad con lisina, principal aminoácido indispensable limitante. (Frape, 1992).

1.1.2.1 Producción de Urea

La urea es uno de los principales productos finales del catabolismo proteico en los mamíferos, excretándose gran parte de la misma a través de los riñones.

Este compuesto soluble, relativamente inocuo, y una cantidad relativamente alta de la Urea producida en el hígado se segrega en el íleon y es transportada a lo largo del intestino, donde la mayor parte se degrada hasta amoníaco por las bacterias. La reacción es posible gracias a que los microorganismos poseen la enzima ureasa, de la que carecen las células de los mamíferos. Gran parte del amoníaco producido es reutilizado por las bacterias intestinales para sintetizar proteínas. Sin embargo, parte se difunde a la sangre donde los niveles se mantienen muy bajos si el hígado está sano. Si la producción de amoníaco supera notablemente la capacidad de las bacterias y del hígado para utilizarlo, puede presentarse la intoxicación por amoníaco. El destino de la Urea añadida a la ración es semejante. La digestión, y fermentación, y la absorción en el intestino grueso, representa en cantidades netas el 30 por ciento de la proteína de la ración. Se ha probado que el 80 por ciento de la desaparición neta de los compuestos nitrogenados tuvo lugar en el intestino grueso. (Frape, 1992).

1.1.2.1.1. Aminoácidos

Las proteínas están compuestas por largas cadenas de aminoácidos, en las que cada eslabón es un aminoácido. En todas las proteínas naturales que se han estudiado los eslabones, o alfa-aminoácidos, son de unos veinte tipos diferentes. Los animales no tienen capacidad metabólica para sintetizar los grupos amino contenidos en la mitad de los diferentes tipos de aminoácidos. El caballo y otros animales pueden producir alguno de ellos a partir de otros transfiriendo el grupo amino de uno al esqueleto hidrocarbonado de otro, en un proceso denominado transaminación. Diez u once de los distintos tipos no pueden sintetizarse en absoluto, o no pueden sintetizarse con suficiente rapidez para cubrir las necesidades proteicas del caballo para el crecimiento tisular, secreción láctea, manteniendo, etc. Los vegetales y la mayoría de los microorganismos pueden sintetizar los 25 aminoácidos. Por consiguiente, el caballo y otros animales deben consumir productos vegetales, para cubrir sus necesidades en aminoácidos (es decir, no pueden sobrevivir a partir de una fuente de energía y N inorgánico). Sinteticen o no proteína los microorganismos, principalmente en el intestino grueso del caballo, no está aclarado si el caballo puede utilizar sus aminoácidos en cantidades significativas. La opinión más generalizada es que, aunque esta fuente puede aportar cierta cantidad, probablemente en el intestino delgado, solo pueden absorberse pequeñas cantidades en el intestino grueso y, con diferencia, la mayor parte se pierde como proteína bacteriana intacta en las heces.

Durante la digestión de la proteína de la ración, los aminoácidos que la componen se liberan y absorben hasta la sangre del sistema porta. La cantidad de proteína consumida por el caballo puede ser

superior a las necesidades inmediatas y, aunque tiene cierta capacidad para retener una pequeña cantidad de la que supera las necesidades, en forma de albumina en la sangre, la mayor parte de los aminoácidos en exceso, o los administrados por encima de la energía disponible para utilizarlos en la síntesis proteica, se desaminan en el hígado dando lugar a la formación de urea. La concentración de este producto se eleva en la sangre del caballo, si bien parte de los aminoácidos pueden utilizarse en el hígado para la síntesis de aminoácidos no esenciales. El aumento de la concentración de la urea en sangre en los caballos sometidos a pruebas de resistencia puede ser indicativo, sencillamente, del rápido catabolismo de la proteína tisular para la glucogénesis.

El grado que la proteína de la ración cubre las necesidades del caballo depende de la calidad y cantidad. Cuando más parecidas sean las proporciones de todos los aminoácidos indispensables de la proteína de la ración, a las proporciones de la mezcla necesaria para los tejidos, más alta es la cantidad de proteína. (Frape, 1992).

1.1.2.1.2. Nitrógeno No Proteico

La urea sintetiza en el hígado a partir de los aminoácidos presentes en cantidades superiores a las necesidades, de modo que las cantidades de proteína en la ración que superan las necesidades, dan lugar a la elevación de la urea en el plasma. Mientras la urea se encuentra en los tejidos del caballo, no puede degradarse, es decir utilizarse. Sin embargo, si los microorganismos disponen de la suficiente cantidad de energía, utilizan la urea para sintetizar proteína, principalmente en el intestino grueso. Si la cantidad de energía que se encuentra en la fibra, almidón y proteína es insuficiente, una parte del amoniaco se difunde a la sangre y no

puede utilizarse ni por el caballo ni por los microorganismos que alberga.

En tanto la urea circulante no es toxica para el caballo, salvo cuando las elevadas concentraciones afectan a la osmolaridad, el amoniaco absorbido es muy toxico.

El hígado sano funciona perfectamente con las bajas concentraciones, formando aminoácidos dispensables mediante reacciones de transaminación y sintetizando urea. No obstante, si falla el hígado lo que es más frecuente en caballos de más edad, puede producirse la intoxicación por el amoniaco sin que aumente la urea en sangre. (Frape, 1992).

1.1.2.1.3. Proteína para el mantenimiento y crecimiento

Manteniendo

La proteína que necesitan los caballos para el manteniendo corporal puede definirse como la cantidad de proteínas que necesita el individuo que no gana ni pierde nitrógeno, sin tener en cuenta la proteína que pueda degradarse en la leche. En estas circunstancias, el animal debe reemplazar las células epiteliales y el pelo desprendido, cubrir las distintas secreciones y mantener todos los tejidos celulares en estado de equilibrio dinámico. Las pérdidas son función de la masa corporal magra, y guardan relación directa con el peso metabólico. Para la mayoría de los fines, el peso vivo (W) elevado a la potencia 0,75, habiéndose comprobado que los caballos precisan, aproximadamente 2,7 gramos de proteína digestible en la ración por Kg de W a la potencia 0,75. Por tanto un caballo de 400 Kg de peso, necesita diariamente, unos 240g de proteína digestible, o 370g de proteína bruta en la ración. Se supone que la proteína está razonablemente equilibrada en sus

aminoácidos, aunque, según se ha indicado, el contenido en lisina para el mantenimiento no es tan alto como el necesario para el crecimiento. (Frape, 1992).

1.1.3 Anatomía de los riñones

Los riñones son los órganos que filtran el plasma y los constituyentes plasmáticos de la sangre, y de este modo reabsorben de manera selectiva el agua y sustancias útiles del filtrado y excretan finalmente el exceso y los productos de desecho del plasma. (Frandsen, y Spurgeon, 1995).

Estos órganos se presentan en pares, cada uno a un lado y próximos a la superficie interna dorsal de la parte inferior de la espalda, por fuera del peritoneo. A la vista de su pequeño tamaño (aproximadamente 1% del peso corporal total en el hombre) reciben una cantidad asombrosamente grande de sangre, que representa entre el 20 y 25% del gasto cardíaco total. (Eckert, 1990).

El borde medial del riñón, generalmente cóncavo, presenta una gran depresión, el hilio renal, por donde entran las arterias y nervios, y salen las venas, linfáticos y uréter correspondiente. La porción dilatada dentro del riñón que forma el origen del uréter, se llama pelvis renal, donde se recibe la orina de los túbulos colectores. La cavidad donde está contenida la pelvis renal se llama seno renal.

En el caballo los túbulos colectores desembocan en un conducto longitudinal, llamado cresta renal, que se proyectan en la pelvis renal. La porción del riñón que rodea inmediatamente a la pelvis renal toma el nombre de médula, de aspecto radiado por la disposición que en ella toman los túbulos colectores, estos túbulos forman la base de las “pirámides” renales, las cuales tienen su vértice en la pelvis renal, en tanto que las bases están cubiertas por la corteza. Además de los túbulos

colectores, la médula contiene así mismo las llamadas asas de Henle. La corteza, dispuesta entre la médula y la fina cápsula de tejido conectivo, presenta aspecto granuloso por la ocurrencia de gran cantidad de corpúsculos renales. (Frandsen, Spurgeon, 1995).

1.1.3.1 Riego e inervación

El Riego sanguíneo del riñón es mucho más importante de lo que podría deducirse por el tamaño del órgano. Por las dos arterias renales circula aproximadamente una cuarta parte de toda la sangre circulante. La arteria renal penetra al riñón por el hilio, donde se divide en varias ramas, llamadas interlobulares, las que van en sentido periférico entre las pirámides, hasta casi llegar a la corteza, donde se curvan de manera brusca en forma de arco, lo que justifica el nombre que se les ha dado de arterias arciformes o arcuatas.

Cada arteria arciforme se ramifica en varias arterias interlobulares, de las que a su vez se origina las arteriolas aferentes. Cada arteriola aferente se ramifica para formar una red capilar llamada glomérulo. Una arteriola eferente sale de cada glomérulo. Al salir, la mayor parte de las arteriolas eferentes forman una red capilar que rodea el resto de la nefrona. Las arteriolas que salen de los glomérulos cercanos a la médula se ramifican directamente hacia ésta y forman las arterias rectas, las cuales constituyen redes alrededor de los túbulos colectores y las asas de Henle.

Las venas arcuatas recogen la sangre tanto de la corteza como de la médula, transcurren por ésta como venas interlobulares y terminan al desembocar en la vena renal. Los linfáticos llevan linfa recogida del riñón hasta los ganglios renales.

Los riñones están inervados por ramas simpáticas procedentes del plexo renal, las cuales siguen paralelas a las arteriolas hasta llegar a las glomerulares. También llegan al riñón ramas del nervio vago. En efecto, en el riñón se encuentran nervios vasodilatadores y vasoconstrictores. (Frandsen, y Spurgeon, 1995).

1.1.4 Histología y fisiología de la nefrona

La unidad funcional de los mamíferos es la nefrona, un intrincado tubo epitelial que está cerrado por un extremo y que por el otro extremo se abre en la pelvis renal mediante el túbulo colector.

En el extremo cerrado la nefrona se ensancha en forma semejante a una pelota a la que se le ha apretado un extremo hacia el interior, tomando la forma de una copa denominada Cápsula de Bowman. La luz de la cápsula se continua por la estrecha luz que se extiende por el túbulo renal. Asociado a la cápsula hay un ovillo de capilares que forma el glomérulo en el interior de la cápsula de Bowman. Esta notable estructura es responsable del primer paso en la formación de la orina. Un filtrado de la sangre pasa a través de la capa monocelular de las paredes de los capilares, a través de una membrana basal, y finalmente a través de otra capa monocelular de epitelio que forma la pared de la Cápsula de Bowman. El filtrado se acumula en la luz de la cápsula, empieza su viaje por los distintos segmentos del túbulo renal y desciende finalmente por el túbulo colector a la pelvis renal. El grosor de la pared del túbulo renal es de solo una capa de células; este epitelio separa la luz del túbulo, que contiene el filtrado urinario, del líquido intersticial. En algunas partes de la nefrona, estas células se han especializado en el transporte, presentando un denso cúmulo de microvilli en su superficie luminal y, profundas invaginaciones en su membrana basal.

Las células epiteliales están unidas por uniones estrechas difusibles, las cuales permiten una difusión paracelular restringida entre el lumen y el espacio intersticial que rodea al túbulo renal.

La nefrona puede dividirse en tres regiones principales: la nefrona proximal, el asa de Henle y la nefrona distal. La nefrona proximal consta de la cápsula de Bowman y el túbulo proximal. La horquilla de la asa de Henle comprende una rama descendente y ascendente. Esta última acaba en el túbulo distal, el cual se une a un túbulo colector que sirve para varias nefronas.

La nefrona de los mamíferos está constituida de manera que el asa de Henle y el túbulo colector vayan paralelos y en la dimensión radial del riñón; los glomérulos se encuentran en la corteza renal y las asas de Henle profundizan hasta la médula. (Eckert, 1990).

Se distinguen dos formas de nefrón: los que tienen su glomérulo en las capas superficiales de la corteza, con asa de Henle corta que entra escasamente en la médula, y los de glomérulo profundo con asa de Henle larga que llega hasta la papila renal. El número relativo de nefronas de una y otra clase dependen de gran grado de las condiciones ecológicas del animal. Animales que viven en zonas áridas tienen una proporción muy alta de asas de Henle largas, que están asociadas con el mantenimiento del balance hídrico. (Medway, Prier, y Wilkinson, 1973).

La red bascular que conecta con los capilares del glomérulo está diseñada para una máxima diferencia de presión entre la sangre que entra y que sale. Esta diferencia ayuda a la filtración del plasma a la luz de la cápsula de Bowman. La presión en un vaso sanguíneo disminuye linealmente con la distancia asumiendo un diámetro constante. El glomérulo y la arteria que lo abastece están conectados por una porción muy corta de arteriola aferente, con la que la disminución de la presión es mínima. La sangre al

salir del glomérulo localizado en la corteza renal, entra en la arteriola eferente y es transportada a la médula por un asa descendente y posteriormente ascendente de capilares anastomosados (interconectados) antes de dejar el riñón por medio de una vena. (Eckert, 1990).

1.1.5 Funcionamiento del riñón

El aparato urinario tiene por misión excretar varios productos innecesarios del organismo. Es así mismo factor importante para mantener la homeocinesis (homeostasia), estado relativamente constante del medio interno de un organismo. Esto incluye la regulación de factores tan diversos como el equilibrio hídrico, el PH, la presión osmótica, los niveles de electrolitos y la concentración de muchas otras sustancias. (Frandsen, y Spurgeon, 1995).

El primer paso en la serie compleja de procesos por el riñón es el filtrado de la sangre. Este paso inicial toma lugar en el glomérulo, con una estructura diseñada para tener los componentes celulares y las proteínas de peso molecular medio y alto, dentro del sistema vascular y a la vez nos provee de un fluido tubular que inicialmente tiene una composición de electrolitos y de agua, casi idéntica a la del plasma. (Coles, 1968).

Los factores más importantes que afectan el funcionamiento renal son composición de la sangre, tensión arterial, acciones de algunas hormonas y el sistema nervioso autónomo.

En la composición de la sangre debemos recordar la composición relativa de las proteínas del plasma. La dilución de las proteínas plasmáticas por lo general es motivo de diuresis (aumento de la cantidad de orina excretada), con más excreción de agua, sodio, cloruro y bicarbonato. La baja presión osmótica de la sangre diluida inhibe la liberación de ADH

(hormona diurética de la neurohipófisis). Con la presión osmótica elevada de la sangre por lo común hay reducción de la excreción de una orina más concentrada, como consecuencia de la liberación de ADH y otros factores.

La producción metabólica de una sustancia, su ingestión o inyección en el organismo por lo general va seguida de la excreción urinaria de dicha sustancia o sus metabolitos, lo que mantiene así una composición relativamente constante de la sangre. Dicho de otro modo, un aumento de la concentración de una sustancia en la sangre induce a que se excrete más cantidad por la orina. Un gran aumento de la excreción de una sustancia disuelta en la sangre causa el aumento del volumen de orina que se llama diuresis osmótica, con posible pérdida también de electrolitos.

Se ha trabajado experimentalmente con varias sustancias administradas a animales para saber cómo reaccionan los riñones a su presencia. Se pueden lograr resultados espectaculares al administrar grandes dosis, pero en el animal sano y en condiciones normales, los pequeños excesos de determinado ingrediente por lo general solo provocan la excreción de este exceso.

La presión arteriolar determina la presión glomerular, factor importante para saber la cantidad de líquido filtrado de la sangre. Como se expondrá más adelante, si la presión osmótica glomerular (osmótica coloidal) del plasma y la presión intracapsular se restan de la presión hidrostática glomerular, el resultado es la presión de filtración eficaz. (Frandsen, y Spurgeon, 1995).

1.1.5. ADH Y Aldosterona

La ADH (hormona antidiurética, secretada por la neurohipófisis) y aldosterona (hormona conservadora de iones Na, secretada por la corteza

suprarrenal) son las dos hormonas que normalmente producen el máximo efecto del riñón. La ADH actúa en los túbulos colectores; la aldosterona en todas las partes de los túbulos; la primera aumenta la resorción del agua, y la segunda, la resorción de iones de Na. Se cree que la mayor resorción del agua se debe a mayor permeabilidad al agua en los túbulos colectores, en tanto que el aumento de la resorción de iones Na se considera producido por transporte activo a través de las membranas celulares.

La resorción del agua por los túbulos proximales es esencialmente pasiva u obligatoria, y representa el 80% del filtrado glomerular. Otro 5% resorbido del asa de Henle. El restante 15% puede ser influido por la acción de la ADH y la aldosterona.

Los osmorreceptores del hipotálamo liberan ADH de la porción posterior de la hipófisis, siempre que la presión osmótica en la arteria carótida interna resulte excesivamente elevada. Este mecanismo favorece la conservación de agua al incrementar su resorción, lo que produce una orina más concentrada.

El estrés y algunos medicamentos estimulan así mismo la liberación de ADH; entre estos últimos se conocen acetilcolina, nicotina, adrenalina y barbitúricos. (Frandsen, y Spurgeon, 1995).

A pesar que la aldosterona parece ser necesaria para dar una respuesta rápida a los aumentos en la demanda en la resorción de sodio o en la secreción de potasio, se ha demostrado que es posible que se produzca una respuesta de adaptación en los túbulos distales y en los conductos colectores en la ausencia de la aldosterona. (Doxey, 1987).

1.1.6. Filtrado glomerular

La filtración glomerular depende en gran parte en la cantidad de sangre que afluye al riñón, y por lo tanto el mantenimiento de la función normal depende de la normalidad del riego sanguíneo. Pueden ser causados signos bioquímicos de enfermedad renal simplemente por la disminución del gasto sanguíneo en riñones normales. (Medway, Prier, y Wilkinson, 1973).

El filtrado glomerular es el líquido y sus componentes que pasan de la sangre contenida en el glomérulo a través del endotelio capilar glomerular y el epitelio escamoso simple, y la forma de la capa visceral de la cápsula glomerular en la luz de ésta. La membrana glomerular es una membrana compuesta que consiste en: 1) el endotelio capilar del glomérulo: células endoteliales con fenestraciones entre sí; 2) una membrana basal, sin poros, y 3) una capa de podocitos con poros en forma de ranura entre ellos. Los podocitos son las células epiteliales que forman la capa visceral de la capsula glomerular. (Frandsen, Spurgeon, 1995).

Además de determinar la permeabilidad hídrica de la barrera de filtración, las características estructurales y químicas de la red capilar glomerular se encuentran en su mayor parte responsables de la permeabilidad selectiva (permselectividad) de la barrera de filtración. La permselectividad de la barrera de filtración es la encargada de las diferencias en la velocidad de filtración de los componentes sanguíneos. Normalmente todos los componentes celulares y las proteínas plasmáticas, que tienen el tamaño de la albumina o mayores se retienen dentro de la corriente sanguínea, mientras que el agua y los solutos, se filtran libremente. En general, las sustancias con un radio molecular de 4nm o mayores no son filtradas, mientras que las moléculas que tienen un radio de 2 nm o menos , se filtran sin restricción; sin embargo, existen otras características además del tamaño que afecta la capacidad de los componentes sanguíneos para cruzar la barrera de filtración. Se ha demostrado que las sustancias

catiónicas (con carga positiva) forman una variedad de sustancias que son filtradas con más libertad que la forma neutral, la cual es filtrada con más libertad que la forma aniónica (carga negativa) de la misma molécula. (Coles, 1968).

El agua y la mayor parte de las moléculas de tamaño menor del coloidal pueden filtrarse de la sangre para formar el filtrado glomerular. Las células sanguíneas, proteínas coloidales y grasa por lo normal no pasan por la membrana, por lo que el filtrado tiene esencialmente la misma composición y osmolaridad que el plasma sanguíneo, excepto que no debe contener eritrocitos y la cantidad de orina debe ser pequeña (apenas 0.03%). El filtrado comprende aquellos constituyentes plasmáticos que cruzan con facilidad la membrana, y estos tienen la misma concentración que tenían en el plasma. En dichos constituyentes se incluyen glucosa, aminoácidos, urea, ácido úrico, creatinina y los iones Na, Cl, H, y K.

La filtración glomerular ocurre como el resultado del funcionamiento de los mismos procesos hemodinámicos de filtración capilar y en, todos los lugares del cuerpo, pero en este caso el glomérulo es un lecho capilar de presión elevada. La cantidad de filtrado glomerular producido se relaciona con la presión de filtración, que es el resultado de diferencias de la presión hidrostática y la presión osmótica en los capilares del glomérulo, en comparación con los mismos tipos de presión en la luz de la capsula de Bowman.

La cantidad de filtrado glomerular está en razón directa de la presión de filtración, de modo que toda alteración en el segundo factor automáticamente afecta al primero. El aumento de la tensión arterial puede causar incremento de la presión glomerular y, como consecuencia, de la cantidad de filtrado. También ocurre aumento de la presión glomerular si la arteria eferente está constreñida, en tanto que la eferente tiene su luz normal. El exceso de agua ingerida y absorbida diluye la

sangre y baja su presión osmótica; al estar reducida la presión osmótica coloidal del glomérulo aumenta la presión de filtración, con el resultado de un filtrado glomerular más abundante.

A la inversa, el descenso de la tensión arterial general, la constricción de la arteriola aferente, y la deshidratación (que da por resultado aumento de la presión osmótica sanguínea) reduce la presión de filtración, lo que propicia que haya menos filtrado glomerular. (Frandsen, y Spurgeon, 1995).

Es importante indicar que el proceso de filtración en el riñón es totalmente pasivo, dependiendo de la presión hidrostática, cuya energía procede de las contracciones del corazón. (Eckert, 1990).

1.1.7. Índice de filtración glomerular (IFG).

La velocidad con que el líquido y los constituyentes salen de la sangre y se filtran se denomina índice de filtración glomerular, que es directamente proporcional a la presión de filtración; así siempre queda la presión de filtración cambie también lo hará el IFG. (Frandsen, y Spurgeon, 1995).

La velocidad de filtración no varía mucho de una especie a otra, si se refiere a un parámetro común, ya sea el peso corporal o el área de la superficie del cuerpo, que es generalmente preferido. Así la velocidad de filtración en el perro es alrededor de 70 ml por metro cuadrado, y en el gato unos 50 ml por metro cuadrado. Los volúmenes de filtrado por glomérulo se han calculado para varias especies. (Medway, Prier, y Wilkinson, 1973).

Si hay constricción de la arteriola aferente habrá un descenso de la velocidad del flujo sanguíneo hacia el interior del glomérulo, y por lo tanto, un descenso de la presión glomerular y del IFG. A la inversa, la dilatación

de la arteriola aferente incrementa el riego sanguíneo y, a su vez, la presión glomerular y el IFG. En caso de la arteriola eferente, la constricción incrementa la resistencia al flujo de la sangre hacia el exterior del glomérulo. Esto eleva la presión glomerular, incrementa el IFG hasta el punto en el que el flujo se hace lento y se pierden grandes cantidades de plasma. Esto incrementa el efecto de la presión osmótica coloidal en la sangre y de este modo reduce finalmente el IFG.

Esos efectos de la constricción se deben a un fuerte estímulo simpático en caso de urgencias de todo el cuerpo, como hemorragia, choque o hipoxia grave. Dichas urgencias provocan estímulo del baroreceptor vasomotor y reacciones de los quimiorreceptores, que a su vez provocan vasoconstricción simpática. El músculo liso de los vasos sanguíneos renales está bien innervado por los nervios simpáticos, y de este modo el funcionamiento renal y el IFG se reducen, algunas veces hasta el punto en el que se interrumpen casi completamente. Esta es una reacción razonable, ya que el animal puede afrontar mejor la pérdida de funcionamiento renal por algunas horas que la pérdida de funcionamiento de cerebro, corazón o hígado, toda vez que el suministro sanguíneo se suspende de preferencia para estos órganos durante dichas urgencias. Si los riñones pierden su aporte sanguíneo (isquemia) por un período prolongado, la degeneración del tejido puede producir insuficiencia renal y necrosis (muerte) de las células tubulares.

Además de que la constricción simpática afecta el IFG, las arteriolas aferentes tienen un mecanismo autorregulador que ayuda a evitar que el IFG aumente demasiado y rompa el glomérulo; es decir, dichas arteriolas se contraen por reflejo siempre que la tensión sanguínea general se incremente y estire su músculo liso. Así, aun cuando la tensión sanguínea general puede incrementarse grandemente, la presión glomerular y el IFG aumentan solo 15 por ciento. (Frandsen, y Spurgeon, 1995).

Por supuesto que cualquier cosa que eleve o reduzca efectivamente la concentración plasmática de proteínas afecta el IFG, debido al cambio de la presión osmótica coloidal (oncótica): a mayor presión oncótica menor IFG, y a menor presión oncótica mayor IFG. De este modo, si se ingiere demasiada agua la sangre se diluye, la presión oncótica se reduce y el IFG aumenta debido a que la presión de filtración neta aumenta. De modo inverso, si el animal se deshidrata la presión oncótica aumenta debido a un incremento relativo de la concentración proteínica lo que a su vez reduce la presión de filtración (PF) neta y de filtración glomerular. (Coles, 1968).

1.1.8. Depuración del plasma

La depuración del plasma es el grado al que cualquier sustancia es eliminada del plasma por los riñones y excretada en la orina. Este concepto es una excelente medida del funcionamiento renal. Para registrarla con precisión debe inyectarse una sustancia en la sangre a velocidad constante y tomarse muestras seriadas de sangre y orina (cateterizando al animal). (Eckert, 1990).

La fórmula para calcular la depuración del plasma de cualquier sustancia es:

$$\frac{\text{mg/ml de la sustancia en la orina} \times \text{ml de orina/min}}{\text{mg/ml de la sustancia en el plasma}} \\ = \text{depuración del plasma de la sustancia}$$

La depuración se expresa en ml/min de plasma completamente depurado de la sustancia por eliminación en la orina.

El índice de filtración glomerular se puede determinar midiendo la depuración plasmática de insulina, un polisacárido que pasa fácilmente por el glomérulo y no es secretada ni absorbida por los túbulos renales. (Frandsen, y Spurgeon, 1995).

1.1.9. Equilibrio químico.

Los túbulos proximales resorben aproximadamente 80% de agua, sodio, cloruros y bicarbonato. Así mismo, en condiciones normales, son resorbidos toda la glucosa y todo el aminoácido. El líquido que sale de los túbulos proximales tiene PH cercano a 7.4, con un contenido de dichas sales en la misma proporción que la del plasma. En consecuencia, este líquido es más o menos isotónico con el plasma sanguíneo.

A pesar de que la glucosa puede pasar a través de La membrana glomerular, normalmente la concentración de este azúcar en la sangre se restablece por resorción completa. De esto resulta que la presencia de glucosa en la orina se considera casi siempre anormal. La resorción se debe a transporte activo de glucosa de la luz del tubo a la sangre. El transporte activo depende del transporte de sodio, el cual, a su vez, depende de la cantidad de la glucosa presente; uno refuerza al otro.

La resorción de glucosa se produce en los túbulos proximales y normalmente es completa. Si la capacidad de transporte es superada por la carga de glucosa en el filtrado, se excede entonces el máximo tubular (MT), el exceso permanece en la orina, como en la diabetes sacarina. (Frandsen,y Spurgeon, 1995).

La resorción de sodio se produce en todos los túbulos y en el conducto colector. En los túbulos distales y en los conductos colectores a menudo son intercambiados iones Na por iones hidrogeno, potasio o amonio. Siempre que un ion sodio es resorbido debe ir acompañado de un anión (ion negativo) o ser intercambiado por otro catión (ion positivo). (Coles, 1968).

En el túbulo proximal y en la parte distal de la nefrona ocurre el intercambio iónico de sodio por hidrógeno o amonio, con lo que se forma orina acida. La concentración de orina hipertónica ocurre en los túbulos distales y posiblemente en los túbulos colectores y los conductos.

El pH definitivo de la orina dependerá de la cantidad de varios iones en ella. El aumento del bicarbonato inclina a la alcalinidad. La acidez de la orina puede ser producida por intercambio de iones sodio por iones hidrógeno y amonio que son excretados en forma de fosfato monobásico de sodio o de cloruro de amonio.

En una orina acida con PH inferior a 6, están presentes ácidos titulables y amonio, pero con ausencia de bicarbonatos, las células del túbulo renal tienen la capacidad de formar amoniaco (NH_3) de la desaminación de aminoácidos. Este amoniaco se difunde en los túbulos y reacciona inmediatamente con iones hidrogeno para formar iones amonio (NH_4), que son excretados en la orina en combinación con cloruro u otros aniones. Esto es un medio de eliminar iones hidrógeno y cloruro como sal neutra, cloruro de amonio para mantener el PH normal del filtrado. La resorción de iones bicarbonato y NA en el plasma sanguíneo es un importante medio de controlar la acidosis corporal.

La orina alcalina, con PH mayor a 7, contiene bicarbonato pero no amonio ni ácidos titulables; también tiene sodio y potasio.

La diuresis es simplemente el aumento de la cantidad de orina producida. Puede ocurrir por aumento en el plasma de alguno de los componentes urinarios, comenzando por el agua. La diuresis del agua se presenta siempre que la presión osmótica del plasma se reduce a un nivel que no estimula la liberación de ADH. Aparte el agua, las sustancias en exceso deben estar disueltas, pues de otro modo no pueden ser eliminadas. Esto produce diuresis osmótica. El agua necesaria para actuar como solvente aumenta la cantidad de orina.

Los diuréticos son sustancias que aumentan la producción de orina. La mayor ingestión de agua actúa como diurético inhibiendo la liberación de hormona antidiurética (ADH) de la neurohipófisis. Casi todos los diuréticos inhiben directa o indirectamente la resorción del agua por los túbulos renales, sobretodo en al asa distal. Los diuréticos más útiles también producen pérdida de sodio, el cual si no es excretado podría provocar la liberación de hormona antidiurética.

Los diuréticos se utilizan para el tratamiento de edema (exceso de agua en los tejidos) y de la hipertensión (presión sanguínea elevada). (Frandsen, y Spurgeon, 1995).

1.1.10. Resorción y secreción.

Los riñones regulan directamente el volumen y composición del líquido extracelular del organismo, e indirectamente la composición intracelular. A pesar de las grandes diferencias de ingestión de agua y de solutos (sustancias disueltas), la composición y el volumen de los líquidos orgánicos se conserva de hecho constante. Resulta que la función más importante del riñón es precisamente el transporte del agua y de las sustancias solubles a través de las células tubulares. Si los materiales pasan de la luz del túbulo al líquido intersticial, el proceso se llama resorción. Si se dirigen a la luz tubular el proceso es entonces el de secreción. El transporte puede ser pasivo si depende de fuerzas como la difusión o la ósmosis. El transporte activo utiliza energía proporcionada por las células tubulares para unir las sustancias con moléculas portadoras, realizando así el transporte a través de las células durante la resorción o secreción. (Frandsen, y Spurgeon, 1995).

En general, las sustancias filtradas que pueden ser reutilizadas por el organismo regresan a la circulación, pero las cantidades excesiva de ellas y las que no son útiles se excretan por la orina y no son resorbidas.

Las sustancias que por lo normal se encuentran en la sangre en porcentajes bastante definidos tienen límites en lo que respecta a la cantidad que puede ser resorbida o excretada en un momento dado por las células tubulares, basándose en la capacidad celular para transportarlas de manera activa. Por consiguiente, hay un máximo tubular para la resorción o secreción de una sustancia. Esencialmente, cada una tiene un umbral, y el exceso de una sustancia resorbible por encima del umbral permanece en el filtrado, y es excretado en la orina. Todas estas sustancias halladas en el filtrado glomerular hasta en valor del umbral son resorbidas por los túbulos; solo las cantidades que superan al umbral son excretadas. (Eckert, 1990).

1.1.11. Regulación del Na^+ y K^+ .

Otra función de los riñones es conservar concentración iónica adecuada en los líquidos extracelulares del cuerpo.

La regulación renal de los iones sodio (Na^+) se basa en la excreción de la misma cantidad de sodio que se ingiere diariamente en la dieta, mientras la concentración de sodio en el animal permanezca en equilibrio. Dicha regulación se debe ante todo a la acción de la hormona aldosterona (un mineral corticoide) secretada por la corteza de la glándula suprarrenal siempre que: 1) la concentración plasmática de sodio disminuya, 2) la concentración plasmática de potasio aumente, o 3) el volumen plasmático o el gasto cardíaco disminuya todo lo cual estimula el sistema nervioso autónomo. (Frandsen, y Spurgeon, 1995).

La secreción de aldosterona aparentemente ocurre por dos medios. Uno lo constituyen los cambios en la concentración plasmática de Na o K que tienen un efecto directo en las células secretoras de la zona glomerular de la corteza suprarrenal. Al fluir la sangre por la glándula suprarrenal. Una concentración plasmática baja de Na o alta de K estimula la secreción de aldosterona en la sangre. (Coles, 1968).

El otro mecanismo funciona en el riñón cuando la concentración de Na es deficiente, ya sea en el plasma o en el túbulo contorneado distal a nivel del aparato yuxtaglomerular, o bien cuando la presión arterial es baja y provoca un descenso del riego sanguíneo por las arteriolas renales todos estos sucesos afectan a las células yuxtaglomerulares de las arteriolas aferentes y provocan la liberación de renina de estas células hacia la sangre. La secreción de renina también es estimulada cuando la división simpática del sistema nervioso autónomo es estimulada (como el caso de la baja tensión arterial). Las fibras nerviosas simpáticas que inervan las células yuxta glomerulares estimulan los receptores beta adrenérgicos de dichas células, y hacen que estas secreten renina en la sangre de las arteriolas al mismo tiempo que las contraen. (Frandsen, y Spurgeon, 1995).

La renina es una enzima proteolítica, una vez en la sangre cataliza la conversión de una globulina inactiva denominada angiotensinógeno, normalmente presente, en angiotensina I, también inactiva. La angiotensina I es entonces convertida por otra enzima en la forma activa, angiotensina II. Esta hormona actúa sobre las células de la corteza renal para que liberen su hormona, la aldosterona, y provoca que las arteriolas del sistema circulatorio se contraigan; de este modo ayuda a incrementar la tensión arterial al aumentar la resistencia al flujo de sangre. (Coles, 1968).

Una vez que la aldosterona se ha liberado en la sangre, actúa en todas las partes de los túbulos renales para provocar un incremento de la resorción de sales de sodio, a fin de corregir la deficiencia de estas en la sangre que desencadenó el inicio de la respuesta. Por otro lado, el aumento de la resorción de sales de sodio significa que también se resorbe osmóticamente más agua, lo que ayuda un tanto a restablecer el volumen sanguíneo.

Cuando se resorbe Na de este modo, la sangre pierde iones de K por intercambio y excreción en la orina. Así cuando la concentración de K es elevada con respecto a la de Na, la aldosterona provoca resorción de uno y excreción del otro a fin de restablecer la proporción normal entre sodio y potasio en el líquido extracelular del animal. El equilibrio entre estos importantes cationes es crítico para la conservación de las funciones normales del cuerpo, como la conducción y el estímulo nervioso, la contracción muscular y el funcionamiento cardíaco. (Frandsen, y Spurgeon, 1995).

Normalmente a mayor parte de los iones de potasio, que son filtrados libremente en el glomérulo, se reabsorben del filtrado en el túbulo proximal y en el asa de Henle, la tasa de reabsorción activa en el túbulo proximal y en el asa de Henle continúa sin disminución, incluso aunque el nivel de potasio en la sangre y en el filtrado aumente a valores muy altos en respuesta a una entrada excesiva de este ion. Sin embargo, el túbulo distal y el conducto colector son capaces de segregar así como de reabsorber iones potasio, por lo que pueden producir una secreción neta de K para conseguir la homeostasis frente a una sobrecarga de K debido a niveles anormalmente elevados de K ingeridos. El transporte de potasio parece depender de la captación de este ion desde el líquido intersticial por la célula tubular por la bomba de sodio y potasio usual, con difusión de potasio citoplasmático hacia el líquido luminal. Este líquido es electronegativo con respecto al citoplasma, por lo que el potasio puede

difundir simplemente a favor de su gradiente electroquímico desde el interior de la célula tubular renal hacia el lumen. La hormona aldosterona que se libera en respuesta a una elevación de potasio plasmático, estimula la tasa de secreción por esos mecanismos. (Eckert, 1990).

1.1.12. Regulación del equilibrio ácido-básico.

Grandes cantidades de ácidos orgánicos intermediarios se producen continuamente en todas las células del cuerpo de los animales como resultado del metabolismo. Además, la dieta del animal proporciona una gran variedad de ácidos potenciales. A pesar de la formación de todos estos ácidos el pH del plasma sanguíneo y otros líquidos corporales permanece constante. Es importante conservar esta constancia, debido a que la actividad enzimática y los procesos metabólicos requieren del control del pH dentro de límites muy estrechos para el funcionamiento óptimo. (Frandsen, y Spurgeon, 1995).

El pH promedio normal de la sangre arterial es 7.4. El de la sangre venosa es normalmente 7.35, debido al CO₂ adicional que es transportado desde las células tisulares de regreso a los pulmones para que sea exhalado. El pH del interior de las células corporales varía de 4.5 (muy ácido) a 8.0 (muy alcalino), dependiendo del tipo de célula el promedio es 7.0 (pH neutro).

Si el pH de la sangre arterial desciende por debajo de 6.8, el animal suele morir en coma debido a que la elevada concentración de CO₂ (acidosis) deprime las neuronas de SNC y produce espasmos y tetania. (Eckert, 1990).

Para prevenir estas variaciones anormales, el cuerpo del animal controla el pH mediante la triple acción de: 1) los sistemas amortiguadores: bicarbonato, fosfato y proteínas; 2) la respiración (ventilación pulmonar),

y 3) los riñones, excretando orina alcalina o acida según sea necesario. (Coles, 1968).

1.1.13. Sistemas amortiguadores y ventilación

1.1.13.1 Sistema amortiguador de bicarbonato.

El sistema amortiguador de bicarbonato es cuantitativamente el amortiguador más importante del plasma sanguíneo. Es la combinación de ácido carbónico (H_2CO_3) y una sal de bicarbonato (HCO_3) (la base conjugada del ácido). El pH es afectado por la proporción entre uno y otra en el plasma. Sin embargo, el ácido es en realidad representado por la cantidad de (CO_2) presente, de modo que la proporción entre $[HCO_3]$ y $[CO_2]$ es la que determina el pH (los corchetes indican concentración). Si $[HCO_3]$ aumenta, entonces también se incrementa el pH. Si $[CO_2]$ aumenta, el pH disminuye, se dice que si el pH aumenta es más alcalino, y si disminuye es más ácido. Clínicamente, pueden medirse con facilidad el pH y el $[CO_2]$ de la sangre, de donde puede calcularse entonces el $[HCO_3]$.

El nivel de $[HCO_3]$ indica si hay exceso o déficit de base en la sangre. Así, un animal con acidosis, tiene un déficit de base, y debe suministrársele alguna forma de bicarbonato $[HCO_3]$ a fin de incrementar el pH y devolverlo a la normalidad, a lo inversa, un animal con alcalosis (exceso de base) debe de recibir un ácido, como NH_4CL , para incrementar la concentración de $[H]$, lo que en efecto hace aumentar la concentración plasmática de CO_2 y reduce el pH, devolviéndolo a la normalidad.

Por lo general el animal puede regular la cantidad de CO_2 presente en la sangre al aumentar o reducir su frecuencia respiratoria (índice

de ventilación pulmonar), que es controlada automáticamente por el centro respiratorio del cerebro. El nivel de $[HCO_3]$ es controlado por los riñones. (Frandsen, y Spurgeon, 1995).

1.1.13.2. Sistema amortiguador de fosfato.

El sistema amortiguador de fosfato es el más importante para el control del pH celular del cuerpo, debido a que la principal concentración de fosfato es intracelular. De cualquier modo, ayuda también a la regulación del pH del líquido extracelular, principalmente en los túbulos renales. Su mecanismo de acción es el mismo que del sistema de bicarbonato. (Frandsen, y Spurgeon, 1995).

1.1.13.3. Sistema amortiguador proteínico

El sistema amortiguador proteínico también opera principalmente en el interior de las células. En él se incluye la hemoglobina (Hb) presente en los glóbulos rojos que circulan por todo el cuerpo

Así, la Hb es importante debido a que acepta iones H^+ para reducir la acidez y los cede para incrementarla, según sea necesario. (Frandsen, y Spurgeon, 1995).

Ventilación. Los pulmones participan en el control del equilibrio ácido-básico regulando el nivel de CO_2 de los líquidos corporales, que estos desechan en la sangre el CO_2 con destino a los pulmones. El que se elimine el CO_2 incrementando la frecuencia respiratoria (hiperventilación) cuando el animal sufre acidosis, o que se retenga dicho gas por hipoventilación cuando el animal sufre alcalosis, lo determina el grado de activación del centro respiratorio del cerebro. Esta, a su vez, depende del grado de estímulo de los

quimiorreceptores localizados en los cuerpos carotideo y aórtico y en la medula del cerebro. (Eckert, 1990).

1.1.14. Regulación renal

Un animal puede sufrir un estrés osmótico a cambios de temperatura o salinidad, o bien debido a la ingestión de alimento y bebida. Las alteraciones del estado osmótico de los líquidos corporales se reducen mediante mecanismos de retroalimentación, mediante los cuales los órganos osmorreguladores ajustan su actividad para mantener un status interno. Estos mecanismos de control por retroalimentación pueden ser neurales, endocrinos o una combinación de ambos. Hay varios medios por los que se regula la formación de orina en respuesta al stress osmótico y otras señales. Estos incluye la regulación de 1) la tasa de filtración glomerular, 2) la tasa de absorción de sales de la luz del túbulo renal y, 3) la tasa a la que se extrae osmóticamente el agua de la preorina. (Fenner, 1993).

1.1.14.1. Funcionamiento en estados normales.

Normalmente, las células epiteliales de los túbulos distales y proximales y de los conductos colectores secretan iones H hacia el filtrado, este es el resultado del CO_2 y H_2O producidos metabólicamente para formar H_2CO_3 ácido, que luego se disocia en HCO_3^- y H. cerca de 85% de esta secreción de iones H y recuperación de HCO_3^- ocurre en los túbulos proximales donde el H se secreta en intercambio por el Na del filtrado. De esta forma, el Na se resorbe y el H se elimina para evitar la acumulación de ácido. El H secretado se enlaza para formar H_2CO_3 en el líquido tubular, pero posteriormente se disocia en CO_2 y H_2O . El CO_2 se difunde en las células y el exceso lo hace en la sangre de la cual puede ser eliminado al llegar a los pulmones. Mientras tanto, el HCO_3^-

formado en las células y el Na resorbido del filtrado son devueltos a la sangre para mantener la proporción adecuada entre HCO_3 y CO_2 . (Frandsen, y Spurgeon, 1995).

1.1.14.2. Funcionamiento en alcalosis y acidosis.

La alcalosis se presenta en los animales cuando la concentración de iones bicarbonato HCO_3 se ha incrementado con respecto a la del dióxido de carbono CO_2 ; esto significa que el pH de los líquidos corporales se ha incrementado. Así, los riñones filtrarán una cantidad de HCO_3 mayor a la que se secreta en los túbulos de H. el exceso de HCO_3 se combina con iones positivos y es excretado con la orina. Esto hace la orina más alcalina, y de este modo reduce la parte de HCO_3 del sistema amortiguador HCO_3 : CO_2 . Esto a su vez, reduce el pH de los líquidos, regresándolo a la normalidad. (Coles, 1968).

En la acidosis hay un aumento relativo de CO_2 y, por lo tanto, un descenso relativo de HCO_3 . En efecto esto significa que hay presente más ácido, representado por los iones hidrogeno H. el riñón compensa esto secretando en el filtrado una cantidad de H mayor de la que se filtra de HCO_3 . El aumento de secreción de H se debe a que el exceso de CO_2 en los capilares peritubulares se difunde en las celular tubulares, donde forma H_2CO_3 . Este se disocia y forma nuevamente HCO_3 y H. el nuevo HCO_3 se difunde en la sangre, incrementa esa parte del sistema amortiguador, y también se resobe Na en intercambio por el H secretado. El efecto neto entonces es un incremento de la concentración de bicarbonato HCO_3 en la sangre y un descenso de la

concentración de CO_2 , también en la sangre. Esto eleva el pH del líquido extracelular, y lo devuelve a la normalidad.

El H secretado en el líquido de los túbulos se excreta en una de dos formas. Puede combinarse con Na y HPO_4^- para formar fosfato de sodio monobásico, el cual se excreta. Más frecuentemente, se combina con amoníaco (NH_3), el cual puede entonces combinarse con los iones de cloruro o sulfato y ser excretado en la orina, en especial como cloruro de amonio. En ambos casos el efecto neto es la eliminación de iones hidrogeno, que provienen en forma indirecta del exceso de CO_2 , y la producción de más HCO_3^- para elevar el pH de la sangre. (Frandsen, y Spurgeon, 1995).

1.1.15. Urea

Principal producto terminal del metabolismo proteídico; se produce en el hígado; es excretada en grandes cantidades por la orina. Su excreción es la función principal del riñón, presentando por si sola bastante más de la mitad del residuo sólido de la orina. Usualmente constituye del 80 a 90% del nitrógeno total; solo en dietas muy pobres en proteínas puede descender hasta el 60% de N total. Su cuantía es proporcional en todo caso a la ingestión total de proteínas, pero se sigue excretando en proporciones predominantes, incluso al cabo de varios días de ayuno (a las dos semanas, alrededor de 6g de N ureico), por utilizarse las propias proteínas tisulares. Su excreción solo desciende de forma muy aguda cuando el hígado pierde gradualmente la capacidad para su síntesis (atrofia amarilla aguda, cirrosis). También se registra disminución en la acidosis grave, por desviarse parte del N amínico a la formación de amoníaco. La urea es prácticamente atóxica, y actúa como diurético.

1.1.15.1. Ciclo de la urea.

El hígado es el principal órgano donde se forma la urea; tres aminoácidos, la ornitina, citrulina, y arginina, promueven la formación de urea en rebanadas del hígado; la enzima arginasa hidroliza la arginina y la convierte en ornitina y urea.

El amonio obtenido por la desaminación de los aminoácidos a través de la deshidrogenasa glutámica es sustrato de la carbamilfosfato sintetasa, enzima que junto con el CO_2 y el ATP, cataliza la formación de carbamilfosfato, que es el alimentador por excelencia del ciclo de la urea. La reacción se lleva a cabo en varias etapas y necesita de la N-acetil glutamato como modulador alostérico positivo.

$\text{NH}_4 + \text{CO}_2 + 2\text{ATP} + \text{H}_2\text{O} \rightarrow \text{H}_2\text{N}-\text{C}-\text{O}-\text{PO}_3\text{H}_2 + 2\text{ADP} + \text{P}_i$ **O**

CARBAMILFOSFATO. El gasto de dos moléculas de ATP desplaza el equilibrio de la reacción a la derecha y fuerza la síntesis de carbamilfosfato. La ornitina se convierte en citrulina directamente por el paso del carbamilfosfato a la ornitina en la reacción de transcarbamilación. La citrulina es, por lo tanto una carbamilortidina, cuya síntesis se realiza en la mitocondria de la cual sale al citosol para continuar el ciclo. La formación de arginina es un proceso más complejo que requiere la presencia de aspartato, ATP y Mg^{+2} . El primer paso es la formación de arginosuccinato se fragmenta en arginina (lista para ser atacada por arginasa) y fumarato, que entra al ciclo de Krebs y permite la regeneración de aspartato.

Finalmente la arginasa hidroliza a la arginina en urea y ornitina, la cual queda disponible para penetrar a la mitocondria e iniciar el ciclo aceptando otro carbamilfosfato.

Dada la toxicidad y la necesidad de manejar concentraciones cambiantes de NH_4^+ , el ciclo de la urea muestra una gran capacidad de ajuste pudiendo, de acuerdo con la dieta, formarse y eliminarse, cada 24 horas en condiciones normales, de 5 a 50gr de urea. Los mecanismos de ajuste pueden ser lentos, requiriendo de 3 a 4 días para instalarse, por depender de la cantidad de enzimas presentes, o rápidos, bajo control hormonal, instalados en minutos, en este caso en relación con el mayor acopio de sustratos, sobretodo de acetil glutamato, el modulador alostérico positivo de la carbamilfosfato sintetasa que forma carbamilfosfato, alimentador del ciclo. (Cunningham, 2009).

1.1.16. Creatinina

La creatinina es un producto de la metabolización de los aminoácidos; componentes básicos de las proteínas; en concreto del metabolismo de los aminoácidos arginina y glicina, que se emplea como reserva de energía en los músculos.

Su interés radica en que su concentración está relacionada con la masa muscular del cuerpo, variando muy poco de día a día, ya que se excreta por la orina de forma constante, por lo que la medición de la relación entre su excreción de la orina y la concentración sanguínea proporciona una valoración precisa de la función del riñón. (Cunningham, 2009).

1.1.17. Urea y creatinina: análisis en sangre

El término nitrógeno no proteico en sangre se emplea para incluir todas las sustancias nitrogenadas con excepción de las proteínas. Indudablemente, de estas la más importante es la urea, que compone alrededor de 80% del total. El 20% restante consiste en ácido úrico, creatinina, creatina, aminoácidos y amoniaco. La urea es el principal

producto final del metabolismo proteico en el organismo, se forma en el hígado y se elimina por glomerulofiltración renal, excretándose con la orina, sin embargo una parte de la urea filtrada por los glomérulos es reabsorbida.

La creatinina interviene en la contracción muscular. Ninguna de las dos sustancias son reutilizadas por el organismo y por ello son excretadas por la orina.

Por lo tanto, si el funcionamiento del riñón no es óptimo, estas sustancias no son excretadas y existe un aumento de su concentración en sangre. La cantidad de urea o creatinina retenida depende principalmente del grado y extensión del daño o funcionamiento defectuoso del riñón y el número de nefronas que continúan funcionando normalmente.

De todas las pruebas bioquímicas disponibles para detectar problemas de funcionamiento renal, la más utilizada es la determinación de urea esta prueba se expresa de dos formas distintas: como milimoles de urea por litro de sangre, o como nitrógeno ureico en sangre (NUS) en mmol/lit de sangre.

En animales sanos, las dietas ricas en proteínas producen un incremento en los valores de urea en sangre.

Tanto la urea como creatinina son excretadas a una velocidad relativamente constante y pueden ser utilizadas como una guía aproximada del ritmo de filtración glomerular. No obstante, la urea no es excretada con la misma facilidad que la creatinina, por lo que en casos de daño renal hay retención de urea antes que la de creatinina. A pesar de ellos los valores de urea están sujetos a mayor cantidad de variables no renales, por lo que se considera que la creatinina es un indicador más específico de daño renal. Por ejemplo, la concentración de urea

puede ser afectada por la dieta no así de la creatinina, aunque estos efectos son relativamente mínimos. (Doxey, 1987).

Valores altos de productos nitrogenados en sangre reciben el nombre de azoemia. (Fenner, 1993).

Las determinaciones del nitrógeno ureico deberán completarse siempre que se sospeche la perturbación de las funciones renales. Si el riñón no funciona adecuadamente, los resultados de la investigación serán sin duda de valor para la afirmación diagnóstica. Acaso sea todavía más importante el hecho de que esta prueba puede emplearse para estimar la eficacia del tratamiento ordenado para esos animales debilitados. Si los valores de la urea se utilizan para el criterio pronóstico. Las determinaciones tendrán que ser en serie, pues una no basta para la citada apreciación. También este análisis puede ser valioso como ayuda en el diagnóstico diferencial. Las concentraciones de urea en sangre no suelen ser muy variables en las afecciones en las que no se altera el riñón. (Coles, 1968).

El riñón tiene una marcada reserva funcional por lo que el daño en su funcionamiento solo será evidente cuando 70% o más de las nefronas estén funcionando deficientemente. En consecuencia, las enfermedades renales, sobre todo las crónicas, pueden estar muy avanzadas antes de registrarse cambios bioquímicos en la circulación. En términos generales, cuanto mayor grado de daño renal, mayor será la concentración de urea en sangre, aunque muchos casos de nefritis crónica leve o de evolución lenta suelen tener valores normales de urea en sangre si existen suficiente cantidad de nefronas funcionando aun en forma adecuada.

Cuando los hallazgos clínicos y en orina son significativos, valores de urea en sangre superiores a los 16 mmol/lit deben ser interpretados como indicadores de daño renal grave y aquellos por encima de los 30

mmol/lit indican un daño extenso que requiere tratamiento inmediato. A menudo los animales con valores de 50 mmol/lit o más tienen un pronóstico grave, a pesar de que pocos responden al tratamiento. Los valores de urea constituyen una guía excelente para el pronóstico y las muestras repetidas a diario o cada dos días permiten establecer la respuesta al tratamiento. Los casos de nefritis con elevados valores de urea en sangre en animales con daño renal leve generalmente están relacionados con alguna afección extrarrenal, como insuficiencia corticosuprarrenal.

Las enfermedades extrarrenales que afectan la eficiencia renal pueden elevar los valores de urea en sangre hasta los 30 mmol/lit o más aun sin que el riñón presente lesión patológica. Casos en donde ha habido pérdida importante de líquidos y electrolitos o aquellos relacionados con problemas de funcionamiento cardíaco pueden, independientemente de su etiología, causar aumentos en los valores de urea en sangre.

Los valores de urea en sangre son, en consecuencia, una guía confiable para establecer el grado de daño renal solo cuando los resultados se correlacionan con los signos clínicos y hallazgos en la orina. La determinación del valor de urea en sangre por sí sola no constituye un seguro indicador de daño renal primario, pero indicara si hay o no problemas de funcionamiento renal. En animales sanos, el ejercicio intenso puede provocar aumentos tanto en los valores de urea como de creatinina en un estudio en caballos extenuados los valores de urea aumentaron de 5.8 a 22 mmol/lit y los de creatinina de 115 a 675 micromol/lit.

La creatinina es excretada más fácilmente que la urea y por lo tanto el daño renal está más avanzado cuando aparecen valores normales de creatinina en la sangre. Aunque los valores suelen elevarse a medida que el daño renal se extiende, se considera que los cambios en la concentración de creatinina son más específicos de daños renales que

los de urea, debido principalmente a los factores extrarrenales que afectan la producción de urea.

En enfermedades como diabetes sacarina en donde el riñón se ve afectado, es frecuente registrar valores de creatinina en suero que oscilan entre 200 y 350 mmol/lt. En casos de daño renal primario leve, los valores de creatinina en suero pueden permanecer próximos a lo normal, pero a medida que el daño renal evoluciona los valores aumentan. Valores de 200 micromoles/ litro deben considerarse sugestivos en la medida que otros signos o pruebas indiquen daño renal en enfermedades como la hipoplasia renal canina los valores no suelen superar los 260 micromoles/litro, en tanto que se registró un valor de 320 micromoles/litro en un caso de insuficiencia glomerular equina.

Sin embargo, en otros animales de la misma especie con insuficiencia renal, se han registrado valores de entre 1000 y 1360 micromoles/litro. El valor está sujeto a variaciones dependiendo del tipo y gravedad de la enfermedad renal aunque los valores elevados son indicadores ciertos de daño grave. (Coles, 1968).

Cuadro Nº 2

Valores normales de urea en sangre (mg/dl)

Valores	Autores
12.55 ± 2.28	Rose y cols., 1980
35.38 ± 2.34	Lucke y hall., 1980
27.51 ± 2.58	Mullen y cols., 1979
28.23 ± 4.81	Keenan, 1979
38.02 ± 1.92	Lucke y hall., 1980
28.65 ± 3.78	Sato y cols., 1979

(Doxey, 1987).

Cuadro N° 3

Valores normales de creatinina en sangre (mg/dl)

Valores	Autores
1.21 ± 1.90	Brost y coles, 1977
1.48 ± 0.18	Rose y coles, 1980
1.30 ± 0.05	Lucke y hall, 1980
1.65 ± 0.22	Keenan, 1979
2.28 ± 0.18	Rose y coles, 1979

(Doxey, 1987)

Interpretación de los resultados de urea y creatinina en sangre

1.1.17.1. Urea

La cantidad de urea en sangre depende de la velocidad de filtración glomerular (VGF) y de un número de factores intra y extrarrenales, la VGF el más importante; la depuración de urea ha sido utilizada para evaluarlo, pero con poco éxito.

Aceptando que los valores extrarrenales pueden modificar el nivel sanguíneo de nitrógeno ureico (NUS), este es un indicador satisfactorio del grado de disminución renal. Sin embargo se debe recordar que la correlación de NUS y estado clínico no siempre es confiable. En los casos donde hay compensación y se mantiene un alto nivel de urea, los únicos

signos de la enfermedad son poliuria y polidipsia. En tales casos la depuración de urea es normal, pero esto es solo posible por la “presión” del alto nivel de NUS. En el otro extremo de la escala están los graves trastornos metabólicos en que NUS es más bajo que en los casos de compensación, o en los cuales declina antes de la muerte, reflejando una disminución del catabolismo por disturbios metabólicos. (Medway, Prier, y Wilkinson, 1973).

En los primeros estudios de una enfermedad renal, grandes cambios en la función producen variaciones relativamente pequeñas en NUS. Pero a medida que la enfermedad progresa, cambios más o menos pequeños en la función causan grandes aumentos en el NUS. (Eckert, 1990).

Frecuentemente se ha querido utilizar los niveles de NUS para el pronóstico, pero la única generalización posible es que cuanto más alto son los valores, menos favorable es el pronóstico. Muchos casos, tiene una elevación importante con pocos signos clínicos de la enfermedad, y se ven casos graves de enfermedad con valores de NUS relativamente bajos. Determinaciones seriadas son quizá la mejor guía para el pronóstico; valores altos continuados a pesar del tratamiento encierran un mal presagio. (Medway, Prier, y Wilkinson, 1973).

1.1.17.2. Determinando la tasa de filtración glomerular (GFR)

La disminución de la GFR es característica del fallo renal y eventualmente puede desembocar en un aumento de la concentración circulante de los productos del metabolismo del nitrógeno (azotemia). La mejor manera de determinar un estado de azotemia en el laboratorio es medir las

concentraciones de urea y creatinina en plasma o suero. La disminución de la GFR precede estos cambios bioquímicos de la sangre y su medición directa constituye por lo tanto un indicador sensible de una disfunción renal incipiente.

Azotemia

La aparición de una azotemia en el caballo refleja una pérdida de función del nefrón, que puede deberse a:

- Factores pre-renales que reducen la perfusión vascular de los riñones.
- Factores intrínsecos asociados a las lesiones de los tejidos renales.
- Factores post-renales que impiden la secreción de orina.

Antes de que la azotemia se haga evidente, se pierde cerca del 75% de la función renal. Por lo tanto, constituye un indicador poco sensible de una GFR reducida. Sin embargo, una vez instaurada, los aumentos siguientes de urea o creatinina en suero reflejan nuevos descensos de la GFR y entonces sí constituyen monitores útiles de la evolución de la enfermedad.

- Con frecuencia pequeños incrementos aislados de la concentración de urea en sangre (por eje., hasta el doble, manteniéndose la creatinina dentro de rangos normales), acompañan a la deshidratación y/o enfermedades consuntivas asociadas a catabolismo tisular incrementado. Los piensos ricos en proteína también pueden incrementar un poco la tasa de urea en sangre.

- Los incrementos aislados de la concentración de creatinina en suero pueden acompañar a ciertas miopatías agudas graves como la rabdomiólisis de esfuerzo. (Taylor, y Hiller, 1999).

Valores bajos:

- a) Malnutrición proteica.
- b) Insuficiencia hepática: la capacidad de las células hepáticas para formar urea es una de las últimas funciones que falla cuando hay daño hepatocelular extenso. (Benjamín, 1984).
- c) Fallo renal agudo.
- d) Fallo renal crónico.
- e) Azotemia. (Taylor, y Hiller, 1999).

Valores elevados:

Pueden deberse a causas prerrenales, renales y postrenales. (Benjamín, 1984).

- Azotemia.
- Pielonefritis/ cistitis.
- Insuficiencia suprarrenal.
- Fallo renal agudo
- Fallo renal crónico.
- Deshidratación (severa): las proteínas ejercen una gran fuerza para evitar que el líquido salga de los capilares glomerulares. (Taylor, y Hiller, 1999).

- aumento de proteínas en la dieta: transitoria. (Benjamín, 1984).
- Enfermedad renal: la elevación de NUS se observara cuando aproximadamente el 75% de las nefronas estén afectadas. (Fenner, 1993).
- Perforación del aparato urinario que permite que la orina escape.
- Obstrucción del aparato urinario.
- La obstrucción puede deberse a cálculos, neoplasias, enfermedad de la próstata, enfermedad neurológica (atonía de la vejiga), ureteroceles congénitos, hernia vesical o uretral, cuerpo extraño o coágulos sanguíneos y obstrucción ureteral. (Fenner, W. 1993).

1.2. Método para determinación de urea y creatinina

1.2.1. Espectrofotómetro

Un espectrofotómetro es un instrumento que tiene la capacidad de manejar un haz de radiación electromagnética (REM), comúnmente denominado luz, separándolo en facilitar la identificación, calificación y cuantificación de su energía. Su eficiencia, resolución, sensibilidad y rango espectral, dependerán de las variables de diseño y de la selección de los componentes ópticos que lo conforman.

El espectrofotómetro es un instrumento usado en el análisis químico, que sirve para medir en función de la longitud de onda, y que permite comparar la radiación absorbida o transmitida por una solución que contiene una cantidad desconocida del soluto, y una

contiene una cantidad conocida de la misma sustancia (u. Tecnológica nacional).

Cuando la luz atraviesa una sustancia, parte de la energía es absorbida.

El espectrofotómetro mide la absorbancia de una muestra en los espectros de luz ultravioleta y visible (200 a 850 nm.). El largo de onda es determinado por un prisma que descompone el rayo de luz de acuerdo al largo de onda escogido. Luego la luz pasa por una hendidura que determina la intensidad del haz. Este haz atraviesa la muestra y llega a un tubo fotográfico, donde es medido. La cantidad de luz que atraviesa la muestra es el porcentaje (%) de transmitancia. Podemos usar esta unidad o cambiarla a absorbancia usando la siguiente ecuación.

$$\% T = - \text{Log Abs.}$$

El espectrofotómetro nos puede dar ambos valores a la misma vez, ahorrando la necesidad de hacer los cálculos (transmitancia = cantidad de luz que atraviesa la mezcla).

Una característica del instrumento es la necesidad de “blanquear” el aparato antes de cada lectura. Esto se hace colocando una cubeta con una solución control que tenga todos los componentes de la reacción menos la sustancia que va a ser medida en el instrumento y ajustando la lectura a cero absorbancia. El propósito de esto es eliminar el registro de absorbancia (blackground) que puedan presentar los demás componentes de la reacción a ese largo de onda particular. Todas las moléculas presentan absorbancia porque todas interfieren con el paso de la luz. Solo que la absorbancia será óptima a un largo de onda de luz específico para cada tipo de sustancia. (Principios de biología).

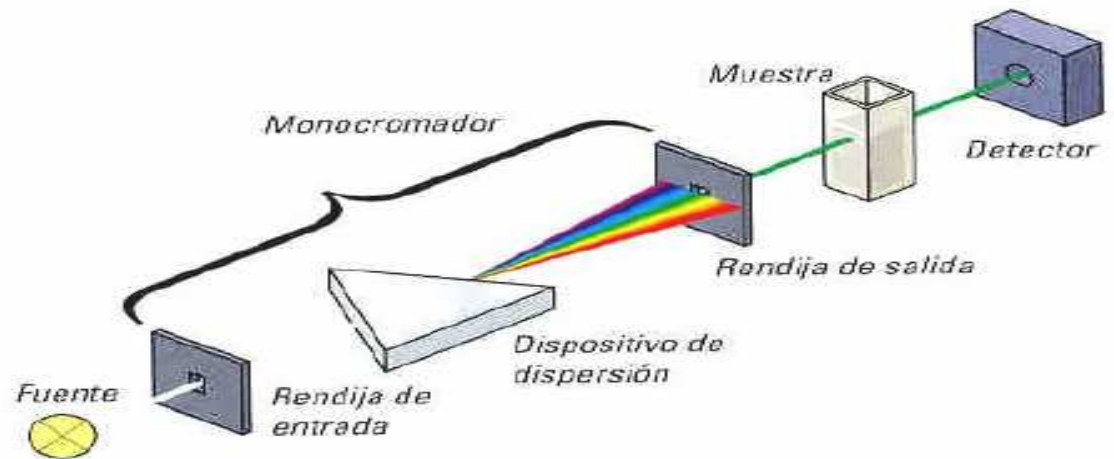


Figura 1. Esquema de un espectrofotómetro convencional de haz simple

1.2.1.1. Componentes del espectrofotómetro

a) Fuente de luz

La fuente de luz que ilumina la muestra debe cumplir con las siguientes condiciones: estabilidad, direccionalidad, distribución de energía espectral continua y larga vida. Las fuentes empleadas son: lámpara de wolframio (también llamado tungsteno), lámpara de arco de xenón y lámpara de deuterio que es utilizada en los laboratorios atómicos.

b) Monocromador

El monocromador aísla las radiaciones de longitud de onda deseada que inciden o se reflejan desde el conjunto, se usa para obtener luz monocromática.

Está constituido por las rendijas de entrada y salida, colimadores, y el elemento de dispersión. El colimador se ubica entre la rendija de entrada y salida. Es un lente que lleva el haz de luz que entra con una determinada longitud de onda hacia un prisma el cual separa todas las longitudes de onda de ese haz y la longitud deseada se dirige hacia otra lente que direcciona ese haz hacia la rendija de salida.

c) Compartimiento de muestra

Es donde tiene lugar la interacción, radiación electromagnética (R.E.M.) con la materia (debe producirse donde no haya absorción ni dispersión de las longitudes de onda). Es importante destacar, que durante este proceso, se aplica la ley de Lambert-Beer en su máxima expresión, en base a sus leyes de absorción, en lo que concierne al paso de la molécula de fundamental-excitado.

d) Detector

El detector, es quien detecta una radiación y a su vez lo deja en evidencia, para posterior estudio.

Hay de dos tipos:

- Los que responden a fotones.
- Los que responden al calor.

e) Registrador

Convierte el fenómeno físico, en números proporcionales al analito en cuestión.

f) Fotodetectores

En los instrumentos modernos se encuentra una serie de 16 fotodetectores para percibir la señal en forma simultánea en 16 longitudes de onda, cubriendo el espectro visible. Esto reduce el tiempo de medida, y minimiza las partes móviles del equipo.

g) Cubetas de espectrofotometría

Las cubetas de espectrofotometría sirven para depositar las soluciones de la reacción utilizada y la sustancia a cuantificar. (James, y Prichard 1975).

1.2.1.2. Utilidad

Los espectrofotómetros son útiles debido a la relación de la intensidad del color en una muestra y su relación a la cantidad de soluto dentro de la muestra.

El espectrofotómetro tiene la capacidad de proyectar un haz de luz monocromática (de una longitud de onda particular) a través de una muestra y medir la cantidad de luz que es absorbida por dicha muestra. Esto le permite al experimentador dos funciones:

- a. Nos da información sobre la naturaleza de la sustancia en la muestra. Esto podemos lograrlo midiendo la absorbancia (Abs) a distintas longitudes de onda y graficar estos valores en función de largo de onda, formando un espectrograma. Como cada sustancia tiene sus propiedades espectrales únicas, distintas sustancias producen distintos espectrogramas. Esto se debe a que cada sustancia tiene

un arreglo de átomos tridimensional particular que hace que cada sustancia tenga características únicas.

Al ser expuestos a la luz del espectrofotómetro, algunos electrones de los átomos que forman las moléculas absorben energía entrando a un estado alterado. Al recuperar su estado original, la energía absorbida es emitida en forma de fotones. Esa emisión de fotones es distinta para cada sustancia, generando un patrón particular, que varía con el largo de onda usado. Dependiendo del largo de onda, será la cantidad de energía absorbida por una sustancia, lo que logra generar un espectro particular.

- b. Nos dice cuanta cantidad de la sustancia que nos interesa está presente en la muestra. La concentración es proporcional a la sustancia, según la ley de Lambert-Beer: a mayor cantidad de moléculas presentes en la muestra, mayor será la cantidad de energía absorbida por sus electrones (principios de biología) (James, y Prichard 1975).

1.3. Pruebas estadísticas

1.3.1. Prueba de t de student

Las pruebas de t de Student se utilizan para comparar medias de población entre dos grupos de datos. Según la naturaleza de los mismos, se pueden clasificar en:

Muestras independientes:

- Varianzas poblacionales iguales (test de t clásico).
- Varianzas poblacionales diferentes (problema de Behrens - Fisher).

Muestras dependientes:

- Test de t para datos apareados

Frecuentemente en los estudios, la media poblacional se determina o estima por algún mecanismo, pero, la varianza poblacional es desconocida. En esta situación se puede utilizar la distribución t de Student en lugar de la distribución de Z.

La distribución t de Student tiene la ventaja de poder utilizarse con muestras pequeñas si la variable tiene distribución normal. La distribución de t de Student es similar a la distribución normal en varios aspectos: es continua, tiene forma acampanada y su área total es igual a uno.

La media aritmética es cero, pero su desviación estándar es mayor que 1 y es diferente según los grados de libertad. Por eso se dice que no hay una sino varias distribuciones de t de Student.

La distribución es identificada por los grados de libertad, los cuales constituyen el número de maneras como los datos pueden variar libremente.

A medida que los grados de libertad se incrementan, la distribución de t de Student se aproxima a la distribución normal. (Suarez, 2011).

1.3.1.2. Análisis De Varianza (ANOVA)

El análisis de la varianza parte de los conceptos de regresión lineal. Un análisis de la varianza permite determinar si diferentes tratamientos muestran diferencias significativas o por el contrario puede suponerse que sus medias poblacionales no difieren. El análisis de la varianza permite superar las limitaciones de hacer contrastes bilaterales por parejas (que son un mal método para determinar si un conjunto de variables con $n > 2$ difieren entre sí. El

primer concepto fundamental es que todo valor observado puede expresarse mediante la siguiente función:

$$y_{ij} = \mu + \tau_i + \epsilon_{ij}$$

Donde y_{ij} sería el valor observado (variable dependiente), y τ_i es el efecto del tratamiento i .

μ sería una constante que en la recta de regresión equivale a la ordenada en el origen,

τ_i es una variable que varía de tratamiento a tratamiento.

ϵ_{ij} es una variable aleatoria que añade a la función cierto error que desvía la puntuación observada de la puntuación pronosticada.

Por tanto, a la función de pronóstico la podemos llamar "media del tratamiento i ":

$$y_i = \mu + \tau_i$$

Podemos resumir que las puntuaciones observadas equivalen a las puntuaciones esperadas, más el error aleatorio ($y_{ij} = y_i + \epsilon_{ij}$). A partir de esa idea, se puede operar:

1. Restamos a ambos lados de la ecuación (para mantener la igualdad) la media de la variable dependiente:

$$y_{ij} - \bar{y} = y_i + \epsilon_{ij} - \bar{y}$$

2. Operando se llega finalmente a que:

$$\sum_i \sum_j (y_{ij} - \bar{y})^2 = n \sum_i (y_i - \bar{y}_i)^2 + \sum_i \sum_j (y_{ij} - \bar{y}_i)^2$$

Esta ecuación se reescribe frecuentemente como:

$$SS_{total} = SS_{fact} + SS_{error}$$

de un factor, que es el caso más sencillo, la idea básica del análisis de la varianza es comparar la variación total de un conjunto de muestras y descomponerla como:

$$SS_{total} = SS_{fact} + SS_{int}$$

Donde:

SS_{fact} es un número real relacionado con la varianza, que mide la variación debida al "factor", "tratamiento" o tipo de situación estudiado.

SS_{int} es un número real relacionado con la varianza, que mide la variación dentro de cada "factor", "tratamiento" o tipo de situación.

En el caso de que la diferencia debida al factor o tratamiento no sean estadísticamente significativa puede probarse que las varianzas muestrales son iguales:

$$\hat{s}_{fact} = \frac{SS_{fact}}{a - 1}, \quad \hat{s}_{int} = \frac{SS_{int}}{a(b - 1)}$$

Donde:

a es el número de situaciones diferentes o valores del factor se están comparando.

b es el número de mediciones en cada situación se hacen o número de valores disponibles para cada valor del factor.

Así lo que un simple test a partir de la F de Snedecor puede decidir si el factor o tratamiento es estadísticamente significativo.

Visión general

Existen tres clases conceptuales de estos modelos:

1. El Modelo de efectos fijos asume que los datos provienen de poblaciones normales las cuales podrían diferir únicamente en sus medias. (Modelo 1)

2. El Modelo de efectos aleatorios asume que los datos describen una jerarquía de diferentes poblaciones cuyas diferencias quedan restringidas por la jerarquía. Ejemplo: El experimentador ha aprendido y ha considerado en el experimento sólo tres de muchos más métodos posibles, el método de enseñanza es un factor aleatorio en el experimento. (Modelo 2)
3. El Modelo de efectos mixtos describen situaciones que éste puede tomar. Ejemplo: Si el método de enseñanza es analizado como un factor que puede influir donde están presentes ambos tipos de factores: fijos y aleatorios. (Modelo 3).

Supuestos previos

El ANOVA parte de algunos supuestos o hipótesis que han de cumplirse:

- La variable dependiente debe medirse al menos a nivel de intervalo.
- Independencia de las observaciones.
- La distribución de los residuales debe ser normal.
- Homocedasticidad: homogeneidad de las varianzas. (Suarez, 2011).

2. Antecedentes de la Investigación

2.1. Revisión de tesis universitarias

- **Henao, (2007)** Valores Para Pruebas De Funcionamiento E Integridad Hepática Y Renal En El Caballo Criollo Colombiano en Algunos Municipios Pertenecientes Al Cañón Del Cauca Bajo Dos Sistemas De Alimentación.

Resumen

Ante la poca información que se tiene con base a las pruebas de funcionamiento e integridad hepática y renal para la raza de

equinos propia de nuestro país, se determinaron valores para estas pruebas en el caballo criollo colombiano en los siguientes municipios pertenecientes al cañón del cauca: Venecia, La pintada, Bolombolo e Irra. Para el efecto, se muestrearon 160 caballos clínicamente sanos con edades entre los 9 y los 144 meses divididos bajo dos sistemas de alimentación, en donde el grupo 1 se establecieron los animales con una dieta de pasto verde, agua y melaza, y en el grupo 2, se establecieron los animales con una dieta con pasto verde, agua, melaza, y un alimento concentrado comercial como único suplemento. Para este estudio se utilizaron las enzimas más representativas en equinos y además son de gran facilidad su análisis en laboratorio con relación a su vida media, por lo tanto se evaluaron para funcionamiento hepático la bilirrubina total (BITO); como integridad hepática: la Aspartato Amino Transferasa (AST), la Fosfatasa Alcalina (AP), la Gama Glutamil Transferasa (GGT) y para funcionamiento e integridad renal: el Nitrógeno Ureico en Sangre (BUN) y la Creatinina (CREA).

Los resultados fueron; para el **BUN**: 19.1 – 22.7 mg/dl.

Los valores obtenidos para la creatinina (**CREA**) fueron: 1.66 – 1.284 mg/dl.

Cuadro N° 4

Valores de Urea y creatinina por sexo utilizando promedio y desviación estándar.

SEXO	UREA mg/dl	CREATININA mg/dl
HEMBRA	18.8 – 21.38	1.09 – 1.17
MACHO	19.88 – 23.49	1.27 – 1.37

Cuadro N° 5
Valores de Urea y creatinina por edades utilizando promedio y desviación estándar.

EDADES	UREA mg/dl	CREATININA mg/dl
Grupo 1 9 meses a 3 años	17.78 – 21.74	1.19 - 1.31
Grupo 2 De 3 a 5 años	19.94– 33.82	1.21 – 1.32
Grupo 3 de 6 – 10 años	19.76– 24.27	1.20 – 1.33

2.2. Otros trabajos de investigación

- **Bravo,M., (2004)** Perfil proteico del caballo criollo venezolano según la edad, sexo y época del año.

Universidad centro occidental “Lisandro Alvarado”. Decanato de Ciencias Veterinarias.

Area de Farmacología. Area de Fisiología Animal. Coordinador de la Catedra del Caballo Criollo Venezolano. Estudiantes de Medicina Veterinaria.

Resumen

El objetivo de este trabajo fue determinar los valores séricos de proteínas totales (PST), albumina (ALB), globulina (GLOB), urea y

creatinina según la edad, sexo y época del año (entrada de lluvia; ELL y salida de lluvias; SLL) en un rebaño de caballo criollo venezolano, se seleccionaron 40 hembras y 40 machos, subdivididos por edad en cuatro grupos de 20 (1 a 2; >2 y ≤ 4 ; > 4 y ≤ 6 y > 6 , años). Las concentraciones de PST, ALB, urea y creatinina se determinaron por métodos colorimétricos y la GLOB restando de la PST la ALB. Los datos obtenidos fueron analizados con el paquete estadístico SPSS 10.0 para Windows y se les aplicó un Análisis Descriptivo, ANAVA, prueba de comparaciones múltiples (Duncan) y prueba "t", a un nivel de significancia del 95%. La concentración media de ALB, relación albumina: globulina (ALB: GLOB) y creatinina en los animales más jóvenes de (1 a 2 años) fue más elevada con respecto a otras edades ($P < 0,01$), la concentración de GLOB y urea para estos animales fue la más baja ($P < 0,01$). Las hembras presentaron valores superiores de PST, ALB, GLOB, urea ($P < 0,01$). El perfil proteico de acuerdo a la época del año presentó diferencias estadísticamente significativas ($P < 0,01$), con valores más bajos de ALB y más altos de GLOB en la época de SLL con respecto a la época de ELL. La concentración de PST en la ELL fue mayor numéricamente pero no estadísticamente, sin embargo, este aumento fue producto de una mayor concentración de ALB y una disminución de GLOB ($P < 0,01$), condición que afectó la ALB: GLOB que fue mayor en ELL. El perfil proteico en el rebaño de Caballo Criollo Venezolano estudiado presentó diferencias significativas según la edad, sexo y época del año.

Cuadro N° 6

Valores de Urea y creatinina por sexo utilizando promedio y desviación estándar.

SEXO	UREA mg/dl	CREATININA mg/dl
HEMBRA	42.83 ± 11.77	0.26 ± 0.14
MACHO	37.66 ± 11.11	0.27 ± 0.14

Cuadro N° 7

Valores de Urea y creatinina por edades utilizando promedio y desviación estándar

EDADES	UREA mg/dl	CREATININA mg/dl
1 – 2 años	30.76 ± 8.65	0.32 ± 0.17
2-4 años	41.49 ± 11.51	0.26 ± 0.13
4-6 años	44.99 ± 10.03	0.25 ± 0.13
Más de 6 años	43.09 ± 10.98	0.23 ± 0.13



III. MATERIALES Y MÉTODOS

1. Materiales

1.1. Localización del trabajo

a) Localización espacial

Este trabajo se realizó en el distrito de Santa Rita de Siguan.

Arequipa posee un clima templado, con baja humedad característica de la región sierra, correspondiendo a los valles interandinos bajos e intermedios situados entre los 800 y 2500 msnm.

Distrito de Santa Rita de Siguan:

Se encuentra ubicada en el distrito de Santa Rita de Siguan provincia Arequipa, Región Arequipa.

Límites:

Por el norte: Valle de Siguan.

Por el Sur: Quebrada e Molles.

Por el este: Carretera Panamericana Norte.

Por el Oeste: Valle de Quilca.

Altura: 1200 m.s.n.m.

Su temperatura promedio es de 20°C, con una variabilidad de 15°C – 28°C.

b) Localización temporal

La investigación se realizó los meses de febrero a julio del 2015.

1.2. Materiales Biológicos

Se utilizara el suero sanguíneo extraído de los Caballos Peruanos de Paso.

1.3. Materiales de Laboratorio

- Agua destilada
- Espectrofotómetro o fotocolorímetro
- Gradilla
- Centrifuga
- Micropipeta
- Pipetas Pasteur
- Tubos de fotocolorímetro
- Reloj o timer
- Reactivos

Para el método UREA COLOR 2 (para la determinación de urea en líquidos biológicos) utilizamos los siguientes reactivos:

- Reactivo A:** solución concentrada conteniendo buffer fosfatos 200 mmol/l, ácido salicílico 750 mmol/l, nitroprusiato de sodio 20 mmol/l y EDTA 10 mmol/l.
- Reactivo B:** solución concentrada de hipoclorito de sodio 10 mmol/l en hidróxido de sodio 0,1 mol/l.
- Reactivo C:** ureasa ≥ 75 U/ml en solución.
- S. Standart:** solución de urea 0,60 g/l (28,04 mg/dl de BUN). (Wiener Lab 2014).

Para el método CREATININA (Método colorimétrico para la determinación cuantitativa de creatinina en suero).

REACTIVOS PROVISTOS

Reactivo1: ácido pícrico 41,4 mmol/l

Reactivo 2: buffer glicina/NaOH 1 mol/l, pH final 12,4.

Standard: solución de creatinina 20 mg/l. (Wiener Lab 2014).

1.4. Materiales de campo

- Guantes
- Algodón
- alcohol
- Jeringas de 5ml y agujas
- Tubos de recolección
- Soga
- Cooler
- Botas de jebe
- Mameluco
- Ficha de registro

1.5. Equipos y maquinarias

- Espectrofotómetro o fotocolorímetro.
- Baño de agua a 37°C (opcional).
- Reloj o timer.

1.6. Otros materiales

- Botas.
- Cámara.
- Mameluco.
- Computadora
- Fichas de recolección.
- Plumón indeleble.
- Cinta masquín tape.

2. Métodos

2.1. Muestreo

a) Universo

El distrito de Santa Rita de Sigvas está constituido por lotes, de los cuales se encontraron el total de 100 caballos peruanos de paso localizados en el distrito de Santa Rita de Sigvas. (INEI, 2012).

b) Tamaño de muestra

Se muestrearon 50 caballos peruanos de paso.

Para determinar la muestra se utilizó la siguiente fórmula donde:

$$n = \frac{N}{N(d)^2 + 1}$$

Dónde:

N= 100

(d=0.1) = 5%.

(Wayne, 2006).

Lo cual nos da un tamaño de muestra de 50 caballos de paso, los cuales serán clasificados por edad y sexo.

c) Procedimiento de muestreo

Se procedió a tomar muestras de sangre aleatorias, en caballos Peruanos de Paso clínicamente sanos.

2.3. Métodos de Evaluación

a) Recopilación de la información

* En el campo

Datos del paciente

Se tuvo que hacer la identificación del paciente, para la remisión de los resultados, por lo cual se hizo un cuadro en donde se tomó en cuenta, el nombre, el sexo del paciente y propietario. (Villiers, 2012).

* En el Laboratorio

CREATININA (Método colorimétrico para la determinación cuantitativa de creatinina en suero). De WIENER LAB. (cód. 1260001).

MUESTRA: Suero

Recolección: obtener suero de la manera usual. Su recolección debe efectuarse en un recipiente perfectamente limpio mantenido en refrigerador (2-10°C) durante el tiempo de la recolección.

Aditivos: no se requieren. No se recomienda el uso en plasma pues se obtienen resultados menores en un 8 a 15%.

Sustancias interferentes conocidas: hemolisis ligera a moderada no interfiere, pero no debe emplearse sangre total ya que aproximadamente el 60% del material Jaffe-reactivo de los eritrocitos no es creatinina.

Referirse a la bibliografía de Young para los efectos de las drogas en el presente método.

Estabilidad e instrucciones de almacenamiento: es conveniente usar el suero recién obtenido. Si esto no es posible puede mantenerse hasta 24 horas en refrigerador (2-10°C) sin variaciones de los resultados.

SIGNIFICACIÓN CLÍNICA

La creatina, compuesto sumamente difusible, se elimina del organismo casi exclusivamente por filtración renal. Su determinación en suero, así como el clearance de creatinina endógena constituyen parámetros importantes para el diagnóstico de diversas afecciones renales, la determinación de creatinina sérica es más utilizada como índice de funcionalismo renal.

FUNDAMENTOS DEL METODO

La creatinina reacciona con el picrato alcalino en medio taponado, previa desproteinización con ácido pícrico, obteniéndose un cromógeno que mide a 510nm.

INSTRUCCIONES PARA SU USO

Reactivos Provistos: listos para usar.

PRECAUCIONES

Los reactivos son para uso diagnóstico "in vitro".

El Reactivo 2 es cáustico.

ESTABILIDAD E INSTRUCCIONES DE ALMACENAMIENTO

Los Reactivos provistos son estables a temperatura ambiente hasta la fecha del vencimiento indicada en la caja.

CONDICIONES DE REACCION

Longitud de onda: 510 nm en espectrofotómetro o en fotocolorímetro con filtro verde (500-540 nm).

Temperatura de reacción: temperatura ambiente, que no debe exceder los límites de 15 y 30 °C.

Tiempo de reacción: 35 minutos.

Volumen de muestra: 0,7 ml.

Volumen final de reacción 3,5 ml.

PROCEDIMIENTO

En caso de que la muestra a utilizar sea suero debe efectuarse una desproteinización de la siguiente manera: a 0,7 ml de suero agregar 3,5 ml de Reactivo 1. Mezclar por inversión. Dejar reposar por 10 minutos y centrifugar a 300 r.p.m. durante 5 minutos como mínimo.

En tubos fotocolorímetro marcados B (Blanco), S (Standard), D^s (desconocido suero), colocar:

	B	S	D ^s
Desproteinizado	-	-	3ml
Standard	-	0,5 ml	-
Agua destilada	1 ml	0,5 ml	-
Reactivo A	2 ml	2 ml	-
Reactivo B	0,5 ml	0,5 ml	0,5 ml

Mezclar por inversión. Incubar 20 minutos a temperatura ambiente. Luego leer en espectrofotómetro a 510 nm o en fotocolorímetro con filtro verde (500-540 nm), llevando el aparato a cero con agua destilada.

MICROTECNICA

Si es necesario utilizar menos cantidad de muestra y el aparato de lectura lo permite, pueden desproteinizarse 0,4 ml de suero con 2 ml de Reactivo 1 separando 1,5 ml de sobrenadante y adicionando a este 0,25 ml de Reactivo 2. En ambos casos el Standard y Blanco se procesan de la forma habitual.

ESTABILIDAD DE LA MEZCLA DE REACCION FINAL

El color de la reacción es estable durante 10 minutos por lo que la absorbancia debe ser leída dentro de ese lapso, el Blanco y el Standard pueden leerse hasta los 60 minutos.

CALCULO DE LOS RESULTADOS

Corregir las lecturas S y D restándoles el Blanco (B).

Creatinina en suero (mg/l) = $D^s \times f$

$$f = \frac{20 \text{ mg/l}}{S}$$

CONVERSIONES DE UNIDADES

Creatinina (mg/l) = Creatinina (mg/dl) $\times 10$

METODO DE CONTROL DE CALIDAD

Si la muestra a ensayar es suero procesar 2 niveles de un material de control de calidad (Standatrol S-E 2 niveles) con concentraciones conocidas de creatinina, con cada terminación.

VALORES DE REFERENCIA

Se recomienda que cada laboratorio establezca sus propios valores de referencia.

LIMITACIONES DEL PROCEDIMIENTO

Ver sustancias interferentes conocidas en MUESTRA.

En caso de haberse comprobado la presencia de acetoacetato en la muestra, una vez agregado el Reactivo 1 (y antes de centrifugar en el caso de suero), colocar en baño de agua a ebullición durante 5 minutos, con lo que se elimina casi totalmente esta interferencia. Enfriar y continuar como se indica en PROCEDIMIENTO.

Luego de la desproteínización del suero con reactivo uno pueden observarse eventualmente escasas partículas en el sobrenadante, las que no interfieren en la reacción.

El factor colorimétrico puede utilizarse cuando la reacción se efectúa entre 20 y 25°C. de no ser así debe procesarse simultáneamente un Standard con cada lote de determinaciones. De todos modos la temperatura de reacción no debe exceder los límites de 15 y 30°C.

PERFORMANCE: Reproducibilidad: procesando replicados de las mismas muestras en un mismo día se obtuvieron los siguientes resultados:

Nivel	D.S	C.V
7,4 mg/l	± 0,19 mg/l	2,5%
14,1 mg/l	± 0,25 mg/l	1,7%

Linealidad: la reacción es lineal hasta 40mg/l, en caso de que los resultados superen este valor, deberá diluirla solución coloreada al final 1:2 o 1:4 con el Blanco de Reactivos, repetir la lectura y multiplicar el resultado por la dilución efectuada.

Recuperación: agregando cantidades conocidas de creatinina a distintos sueros se obtuvo una recuperación entre 97 y 101%.

PRESENTACION

Kit para 220 determinaciones (Cód. 1260001).

UREA COLOR 2 (para la determinación de urea en líquidos biológicos) De WIENER LAB. (Cod. 1810050).

Muestra: Suero, plasma u orina.

Recolección: obtener de la manera usual.

Aditivos: en caso de que la muestra a usar sea plasma se recomienda el uso de Anticoagulante W de Wiener lab.

Sustancias interferentes conocidas:

Los anticoagulantes que contienen fluoruros, inhiben la acción de la ureasa.

No se observan interferencias por hemolisis ligeras o moderadas y bilirrubina hasta 400 mg/l.

Referirse a la bibliografía de Young para los efectos de las drogas en el presente método.

Estabilidad e instrucciones de almacenamiento: la urea en suero es estable varios días en refrigerador (2-10°C) o 6 meses en congelador, sin agregado de conservadores.

Significación Clínica: La urea constituye la fracción del nitrógeno no proteico más importante en la mayoría de los líquidos biológicos. En el hombre es el principal producto final del metabolismo proteico. Se produce en el hígado y es excretada por la orina a través de los riñones.

Una elevación de la concentración sérica de urea, se interpreta generalmente como una posible disfunción renal. Sin embargo, no debe dejarse de lado el hecho de que los valores séricos de urea se encuentran íntimamente relacionados con la dieta y el metabolismo proteico, por lo que cualquier alteración de estas variables se traducirá en un cambio de la concentración de urea en suero.

Fundamentos del Método: La ureasa descompone específicamente la urea produciendo dióxido de carbono y amoníaco. Este reacciona en medio alcalino con salicilato e hipoclorito para dar indofenol color verde.

INSTRUCCIONES PARA SU USO

Reactivo A; preparación: diluir 1 parte del Reactivo A concentrado + 4 partes de agua destilada.

Reactivo B; preparación: diluir 1 parte del Reactivo B concentrado + cuatro partes de agua destilada.

Reactivo A+C: se prepara agregando 4ml de Reactivo C cada 100 ml de Reactivo A. pueden prepararse otras cantidades mientras se respete la proporción indicada.

PRECAUCIONES

Los reactivos son para uso diagnostico “in vitro”.

Utilizar los reactivos guardando las precauciones habituales de trabajo en el laboratorio de análisis clínicos.

Todos los reactivos y las muestras deben descartarse de acuerdo a la normativa local vigente.

Reactivo B: irritante. R36/38: irrita los ojos y la piel. S26: en caso de contacto con los ojos, lávense inmediata y abundantemente con agua y acúdase a un médico. S37/39: úsense guantes adecuados y protección para los ojos/la cara.

ESTABILIDAD E INSTRUCCIONES DE ALMACENAMIENTO

Reactivos provistos: estables en refrigerador (2-10°C) hasta la fecha de vencimiento indicada en la caja.

Reactivos A y B: estables durante 1 año a partir del momento de su preparación conservados en refrigerador (2-10°C).

La mezcla del Reactivo A+C es estable durante 20 días en refrigerador (2-10°C) a partir del momento de su refrigeración.

INDICIOS DE INESTABILIDAD O DETERIORO DE LOS REACTIVOS

Valores de blanco superiores a 0,150 D.O son indicio de deterioro de los reactivos. En tal caso desechar.

CONDICIONES DE REACCION

Temperatura de reacción: 37°C o temperatura ambiente e.

Tiempo de reacción: 10 minutos a 37°C o 20 minutos a temperatura ambiente.

Volumen de reacción: 2 ml

Volumen de muestra: 10 ul

PROCEDIMIENTO:

TECNICA PARA SUERO O PLASMA

En tres tubos marcados B (Blanco), D (Desconocido) y S (Standard) colocar:

	B	S	D
Standard	-	10 ul	-
Suero o plasma	-	-	10 ul
Reactivo A+C	1ml	1ml	1ml

Mezclar, incubar 5 minutos a 37°C o 10 minutos a temperatura ambiente.
Luego agregar:

Reactivo B	1ml	1ml	1ml
------------	-----	-----	-----

Mezclar, incubar 5 minutos a 37°C o 10 minutos a temperatura ambiente.
Leer en espectrofotómetro a 570 nm o en fotocolorímetro con filtro naranja (560-580 nm).

ESTABILIDAD DE LA MEZCLA DE REACCIÓN FINAL

El color de la reacción es estable durante 2 horas por lo que la absorbancia debe ser leída dentro de ese lapso.

CALCULO DE LOS RESULTADOS

Suero o plasma:

$$\text{Urea g/l} = D \times \text{factor} \quad \text{factor} = \frac{0.60 \text{ g/l}}{S}$$

MÉTODO DE CONTROL DE CALIDAD

Si la muestra a ensayar es suero, procesar 2 niveles de un material de control de calidad (Standatrol S-E 2 niveles) con concentraciones conocidas de urea, con cada determinación.

CONVERSION DE UNIDADES AL SISTEMA SI

$$\text{Urea (g/l)} \times 16.67 = \text{urea (mmol/l)}.$$

$$\text{BUN (mg/dl)} \times 0,357 = \text{urea (mmol/l)}.$$

VALORES DE REFERENCIA

Se recomienda que cada laboratorio establezca sus propios valores de referencia.

LIMITACIONES DEL PROCEDIMIENTO

Ver sustancias interferentes conocidas en MUESTRA.

PERFORMANCE

a) **Reproducibilidad:** procesando simultáneamente replicados de una misma muestra en un mismo día se obtienen los siguientes resultados:

Nivel	D.S	C.V
0,60 g/l	± 0,008 g/l	1,32%
2,28 g/l	± 0,045 g/l	1,97%

b) Linealidad: la reacción es lineal hasta 2,50 g/l. si las lecturas resultan muy altas para el aparato empleado pueden utilizarse 1,5 ml de cada Reactivo y 10 μ l de muestra para obtener la linealidad mencionada.

Cuando la concentración de urea supera los 1,50 g/l o está por encima de la linealidad del aparato, puede diluirse la reacción final con el Blanco. En estas condiciones es lineal hasta 5 g/l.

c) Recuperación: agregando cantidades conocidas de urea a diferentes alícuotas de la misma muestra se obtuvo una recuperación entre 94,2 y 100,6%.

d) Sensibilidad analítica: depende del fotómetro empleado y de la longitud de onda. En espectrofotómetros con cubetas de caras paralelas de 1cm de espesor para un AA de 0.001 el mínimo cambio de concentración detectable será de 0,0125 g/l.

PRESENTACION

Equipo para 500 determinaciones (cód.1810050).

* En el campo

Información de criadores y aficionados.

* **En la biblioteca**

Se utilizaron diferentes libros, revistas, folletos y/o boletines informativos relacionados con el tema de estudio.

* **En otros ambientes generadores de información científica**

Fichas informativas creadas para el muestreo.

Internet (páginas web relacionadas con el tema a estudiar).

Intercambio de información con profesionales especializados en laboratorio clínico y demás temas relacionados con la investigación a realizar.

2.4. Variables de respuesta

a) Variables independientes

Los equinos criados en santa Rita de Siguaná clasificados por sexo y edades.

b) Variables dependientes

Determinación de Urea por sexo.

Determinación de Urea por edades.

Determinación de Creatinina por sexo.

Determinación de Creatinina por edades.



IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Tabla N°1

**PORCENTAJE DE CABALLOS PERUANOS DE PASO PERTENECIENTES
AL DISTRITO DE SANTA RITA DE SIGUAS POR SEXO**

SEXO	N°	%
MACHOS	20	40.0
HEMBRAS	30	60.0
TOTAL	50	100

Grafico n°1

**PORCENTAJE DE CABALLOS PERUANOS DE PASO PERTENECIENTES
AL DISTRITO DE SANTA RITA DE SIGUAS POR SEXO**

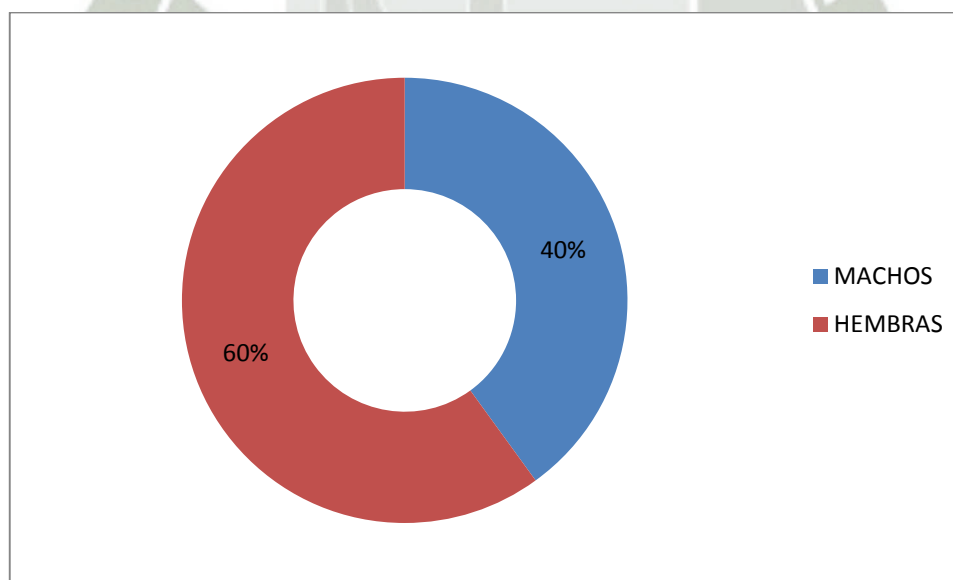


Tabla N°2

CREATININA EN SANGRE DE CABALLOS PERUANOS DE PASO SEGÚN
EL SEXO EN mg/dl

Estadísticos	SEXO		
	Hembra	Macho	Total
Media	0.87	0.88	0.87
Desviación estándar	0.62	0.42	0.54
Mínimo	0.21	0.25	0.21
Máximo	3.29	1.27	3.29
Rango	3.08	1.02	3.08
N	30	20	50

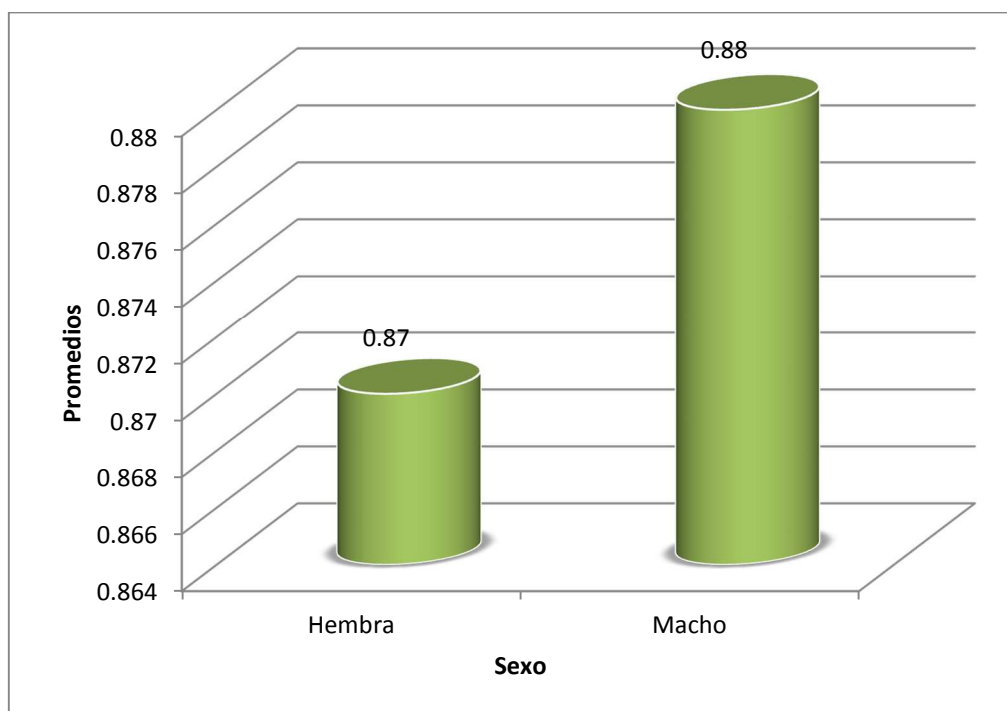
t=0.087

P>0.05

- El Tabla n°2 justifica según la prueba de t de student para muestras independientes ($t=0.87$), se muestra que la creatinina promedio en los Caballos Peruanos de Paso hembras y machos no presento diferencia estadística significativa ($P>0.05$).
- Así mismo se observa que el promedio de la creatinina en las yeguas fue de 0.87 mg/dl., Con una desviación estándar de 0.62 mg/dl, un valor mínimo de 0.21 mg/dl, y un valor máximo de 3.29 mg/dl. Con un rango de 3.08 mg/dl.
- En los machos el promedio de la creatinina fue de 0.88 mg/dl. Con una desviación estándar de 0.42 mg/dl, un valor mínimo de 0.25 mg/dl, y un valor máximo de 1.27 mg/dl. Con un rango de 1.02 mg/dl.
- **Bravo, (2004)** Reporto los valores de Creatinina para Hembras de: 0.26 – 0.14 mg/dl. Y para Machos de 0.27 – 0.14 mg/dl.
- **Henao, (2007)** Reporto los valores de Creatinina para Hembras de: 1.09 – 1.17 mg/dl. Y para Machos de 1.27 – 1.37 mg/dl.
- Los resultados obtenidos referidos a la Creatinina en hembras son superiores a los reportados por **Bravo, (2004)** e inferiores a los hallados por **Henao, (2007)**, dichas diferencias se deben al tipo de trabajo y exigencia física.
- De igual manera los resultados de la creatinina en machos son superiores a los reportados por **Bravo, (2004)** e inferiores a los hallados por **Henao, (2007)**, también siendo influenciados por el tipo de trabajo y exigencia física.
- La reserva de Creatinina está relacionada con el tamaño de masa muscular, por esta razón los machos, por poseer mayor masa muscular tiene mayor concentración de creatinina en sangre que en las hembras siendo en este caso menor número de machos que de hembras.

Grafico N°2

**CREATININA EN SANGRE DE CABALLOS PERUANOS DE PASO
SEGÚN SEXO (mg/dl)**



En el grafico n°2 se observan los valores de creatinina en mg/dl según el sexo de los caballos peruanos de paso, demostrando que en los machos el promedio de creatinina fue 0.88 mg/dl. Un poco más alto que el de las hembras que fue de 0.87mg/dl., aun así no presento diferencia estadística significativa y los valores permanecieron dentro de los rangos normales según la bibliografía.

Tabla N°3

**UREA EN SANGRE DE CABALLOS PERUANOS DE PASO SEGÚN SEXO
(mg/dl)**

Estadísticos	SEXO		
	hembra	Macho	Total
Media	20.97	23.39	21.94
Desviación estándar	11.40	13.12	12.05
Mínimo	3.90	2.58	2.58
Máximo	43.97	40.49	43.97
Rango	40.07	37.91	41.39
N	30	20	50

t=0.69

P>0.05

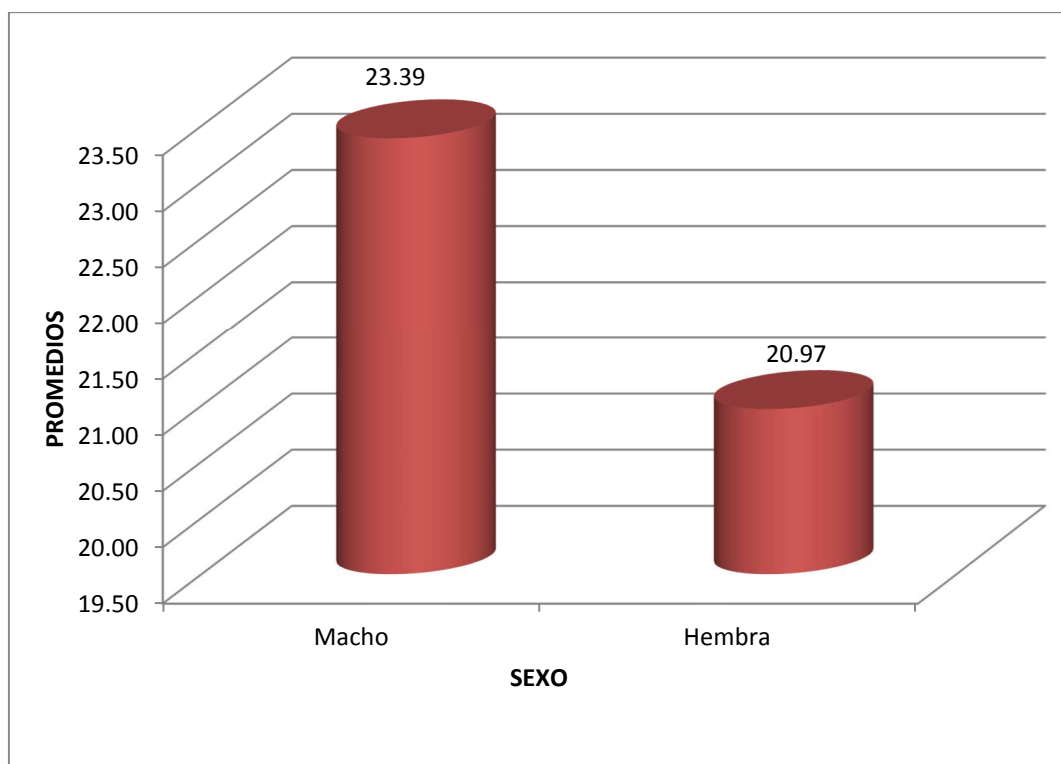


- En la tabla nº 3 justifica según la prueba de t de student para muestras independientes ($t=0.69$), se muestra que la Urea promedio en los Caballos Peruanos de Paso hembras y machos no presento diferencia estadística significativa ($P>0.05$).
- Así mismo se observa que el promedio de la Urea en las yeguas fue de 20.97 mg/dl. Con una desviación estándar de 11.40 mg/dl, un valor mínimo de 2.58 mg/dl, y un valor máximo de 43.97 mg/dl. Con un rango de 40.07 mg/dl.
- En los machos el promedio de la Urea fue de 23.39 mg/dl. Con una desviación estándar de 13.12 mg/dl, un valor mínimo de mg/dl, y un valor máximo de 40.49 mg/dl. Con un rango de 37.91 mg/dl.
- **Bravo, (2004)** Reporto los valores de Urea para Hembras de: 42.83 – 11.77 mg/dl. Y para Machos de 37.66 – 11.11 mg/dl.
- **Henao, (2007)** Reporto los valores de Urea para Hembras de: 21.38 – 18.8 mg/dl. Y para Machos de 23.49 – 19.88 mg/dl.
- Los resultados obtenidos referentes a la Urea en hembras se asemejaron con el promedio reportado por **Henao, (2007)**; a diferencia del promedio reportado por **Bravo, (2004)** que fue más alto, la desviación estándar hallada en la presente investigación se muestra similar a la reportada por **Bravo, (2004)** y más bajo que lo descrito **Henao, (2007)**.
- Con respecto a la Urea, el promedio obtenido en machos es inferior al promedio descrito por **Bravo, (2004)** y similar al reportado por **Henao, (2007)**. En cuanto a la desviación estándar de esta investigación es superior a la reportada por **Bravo, (2004)**, e inferior a la descrita por **Henao, (2007)**.



Grafico N°3

UREA EN SANGRE DE CABALLOS PERUANOS DE PASO SEGÚN SEXO (mmol/l)



En el grafico n°3 se observan los valores de urea en mg/dl según el sexo de los caballos peruanos de paso, demostrando que en los machos el promedio de urea fue de 23.39 mg/dl. Un poco más alto que el de las hembras que fue de 20.97 mg/dl aun así no presento diferencia estadística significativa y los valores permanecieron dentro de los rangos normales según la bibliografía

Tabla N°4

**PORCENTAJE DE CABALLOS PERUANOS DE PASO PERTENECIENTES
AL DISTRITO DE SANTA RITA DE SIGUAS SEGÚN LA EDAD**

EDADES	N°	%
1 -3 años	18	36
4 – 6 años	14	28
>= 7 años	18	36
TOTAL	50	100

Grafico n°4

**PORCENTAJE DE CABALLOS PERUANOS DE PASO PERTENECIENTES
AL DISTRITO DE SANTA RITA DE SIGUAS SEGÚN LA EDAD**

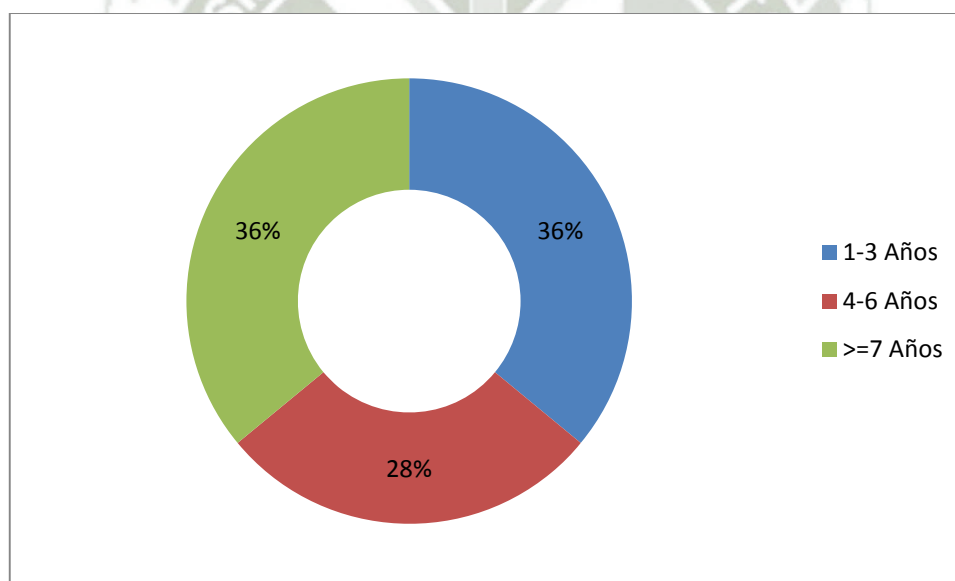


Tabla n°5

CREATININA EN SANGRE DE CABALLOS DE PASO PERUANO SEGÚN EDAD (mg/dl)

creatinina mg/dl

Estadísticos	Edad			
	1-3	4-6	>=7	Total
Media	1.26	1.09	0.32	0.87
Desviación estándar	0.01	0.64	0.07	0.54
Mínimo	1.24	0.77	0.21	0.21
Máximo	1.28	3.29	0.50	3.29
Rango	0.04	2.52	0.29	3.08
N	18	14	18	50

F= 37.95 P<0.05

- La tabla n°5, según el análisis de la varianza para un factor de variación (F= 37.95) se muestra que la Creatinina promedio en los Caballos

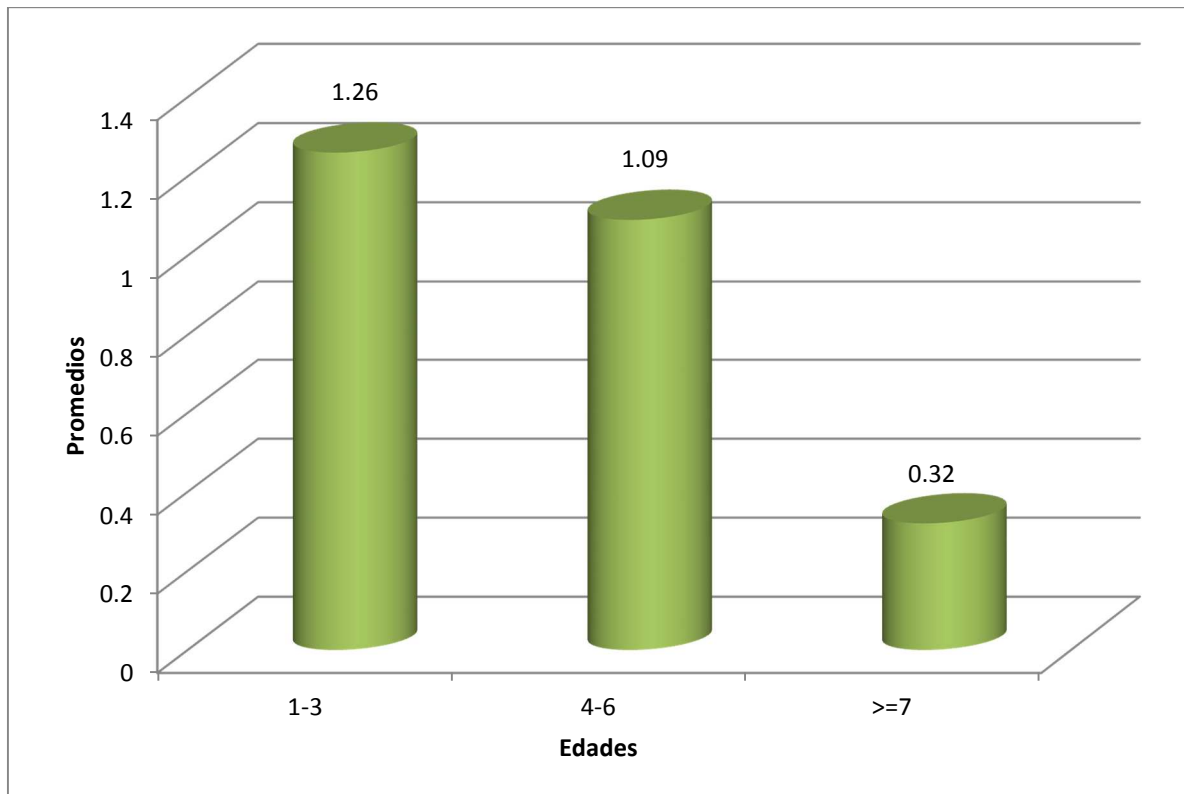
Peruanos de Paso según la edad presento diferencia estadística significativa ($P > 0.05$).

- Así mismo se observa que el promedio de la Creatinina en los caballos con una edad de 1 a 3 años fue de 1.26 mg/dl., con una desviación estándar de 0.01 mg/dl., con un valor mínimo de 1.24 mg/dl., un valor máximo de 1.28 mg/dl., y un rango de 0.04 mg/dl.
- En los caballos con una edad de 4 a 6 años el promedio fue de 1.09 mg/dl., con una desviación estándar de 0.64 mg/dl., con un valor mínimo de 0.77 mg/dl., un valor máximo de 3.29 mg/dl., y un rango de 2.52 mg/dl.
- En los caballos mayores de 7 años presentaron una creatinina promedio de 0.32 mg/dl., con una desviación estándar de 0.07 mg/dl., con un valor mínimo de 0.21 mg/dl., un valor máximo de 0.50 mg/dl., y un rango de 0.29 mg/dl.
- De los resultados obtenidos con respecto a la creatinina según la edad de los animales, encontramos que la categoría de 1-3 años no presento diferencia estadística significativa con la categoría de 4-6 años, más si hubo diferencia estadística significativa con la categoría de 7 a más años de edad.
- **Bravo, (2004)** Reporto los valores de Creatinina para las siguientes edades: 1-2 años fue de 0.32 – 0.17 mg/dl., en los caballos con una edad de 2 a 4 años fue de 0.26 – 0.13 mg/dl., de 4 a 6 años fue de 0.25 – 0.13 mg/dl, y de 6 años a mas presentaron una creatinina promedio de 0.23 – 0.13 mg/dl.
- **Henao, (2007)** Reporto los valores de Creatinina para los siguientes grupos clasificados por edad; Grupo 1, de 9 meses a 3 años fue 1.19 – 1.31 mg/dl., Grupo 2, de 3 a 5 años fue 1.21 – 1.32 mg/dl., Grupo 3; de 6 a 10 años fue de 1.20 – 1.33 mg/dl.

- Con respecto al promedio de creatinina en la primera categoría de 1-3 años encontramos que esta es superior a los promedios descritos por **Bravo, (2004)**, y similar a los reportados por **Henao, (2007)**, con respecto a la desviación estándar obtenida en el estudio se reportó que esta se encuentra muy por debajo que las halladas por **Bravo, (2004)** y **Henao, (2007)**.
- El promedio de creatinina para la categoría de 4 a 6 años hallado es superior al descrito por **Bravo, (2004)** y ligeramente inferior al hallado por **Henao, (2007)**, con respecto a la desviación estándar la hallada en la presente investigación es superior a las descritas por **Henao, (2007)**. Y **Bravo, (2004)**.
- Con respecto al promedio de creatinina para la categoría de 7 a más años de edad, encontramos que es similar al descrito por **Bravo, (2004)** e inferior al reportado por **Henao, (2007)**, la desviación estándar descrita en la presente investigación es inferior a la descrita por **Henao, (2007)** y **Bravo, (2004)**.

Grafico n°5

**CREATININA EN SANGRE DE CABALLOS PERUANOS DE PASO
SEGÚN LA EDAD EN mg/dl**



El gráfico n°5 se observan los promedios de Creatinina en sangre de Caballos Peruanos de paso según la edad en mg/dl, en donde la categoría de 1-3 es similar a la categoría de 4-6 años a comparación de la categoría de 7 a más años de edad en donde si presento diferencia estadística significativa siendo el promedio menor que las anteriores categorías.

Tabla n°6

UREA EN SANGRE DE CABALLOS PERUANO DE PASO DEGUN EDAD
(mg/dl)

Estadísticos	Edad			
	1-3	4-6	>=7	Total
Media	34.47	20.55	10.47	21.94
Desviación estándar	2.97	8.75	6.61	12.05
Mínimo	30.03	10.54	2.58	2.58
Máximo	40.49	43.97	26.97	43.97
Rango	10.46	33.43	24.39	41.39
N	18	14	18	50

F=64.91 P<0.05

- La tabla n°6, según el análisis de la varianza para un factor de variación ($F= 64.91$) se muestra que la Urea promedio en los Caballos Peruanos de Paso según la edad presento diferencia estadística significativa ($P>0.05$).
- Así mismo se observa que el promedio de la Urea en los caballos con una edad de 1-3 años fue de 34.47 mg/dl. con una desviación de 2.97 mmol/l., con un valor mínimo de 30.03 mg/dl., un valor máximo de 40.49 mmol/l. y un rango de 10.46 mg/dl.
- En los caballos con una edad de 4 a 6 años fue de 20.55 mg/dl., con una desviación estándar de 8.75 mg/dl., un valor mínimo de 10.54 mmol/l., un valor máximo de 43.97 mg/dl., y un rango de 33.43 mg/dl.
- En los caballos mayores de 7 años presentaron una Urea promedio de 10.47 mg/dl., con una desviación estándar de 6.61 mg/dl., un valor mínimo de 2.58 mg/dl., un valor máximo de 26.97 mg/dl., y un rango de 24.39 mg/dl.
- De los resultados obtenidos con respecto a la Urea según la edad de los animales, encontramos que las categorías de 1-3 años, de 4-6 años, y de 7 a más años de edad, presentaron entre si diferencia estadística significativa.
- **Bravo, (2004)** Reporto los valores de Urea para las siguientes edades: 1-2 años fue de 30.76 – 8.65 mg/dl., en los caballos con una edad de 2 a 4 años fue de 41.49 – 11.51 mg/dl., de 4 a 6 años fue de 44.99 – 10.03 mg/dl, y de 6 años a mas presentaron una creatinina promedio de 43.09 – 10.98 mg/dl.
- **Henao, (2007)** Reporto los valores de Urea para los siguientes grupos clasificados por edad; Grupo 1; de 9 meses a 3 años fue 21.74 – 17.78 mg/dl., Grupo 2, de 3 a 5 años fue 33.82 – 19.94 mg/dl., Grupo 3; de 6 a 10 años fue de 24.27 – 19.76 mg/dl.

- Con respecto al promedio de Urea en la primera categoría de 1-3 años encontramos que esta es superior a las halladas por **Bravo, (2004)**, y **Henao, (2007)**, con respecto a la desviación estándar obtenida en el estudio se reportó que esta se encuentra muy por debajo que las halladas por **Bravo, (2004)** y **Henao, (2007)**.
- El promedio de Urea para la categoría de 4 a 6 años hallado es inferior al descrito por **Bravo, (2004)** y **Henao, (2007)**, con respecto a la desviación estándar la hallada en la presente investigación está por debajo a las descritas por **Bravo, (2004)**, y **Henao, (2007)**.
- Con respecto al promedio de Urea para la categoría de 7 a más años de edad, encontramos que es inferior al promedio descrito por **Bravo, (2004)** y **Henao, (2007)**, la desviación estándar descrita en la presente investigación está por debajo de los valores hallados por **Bravo, (2004)**, y **Henao, (2007)**.

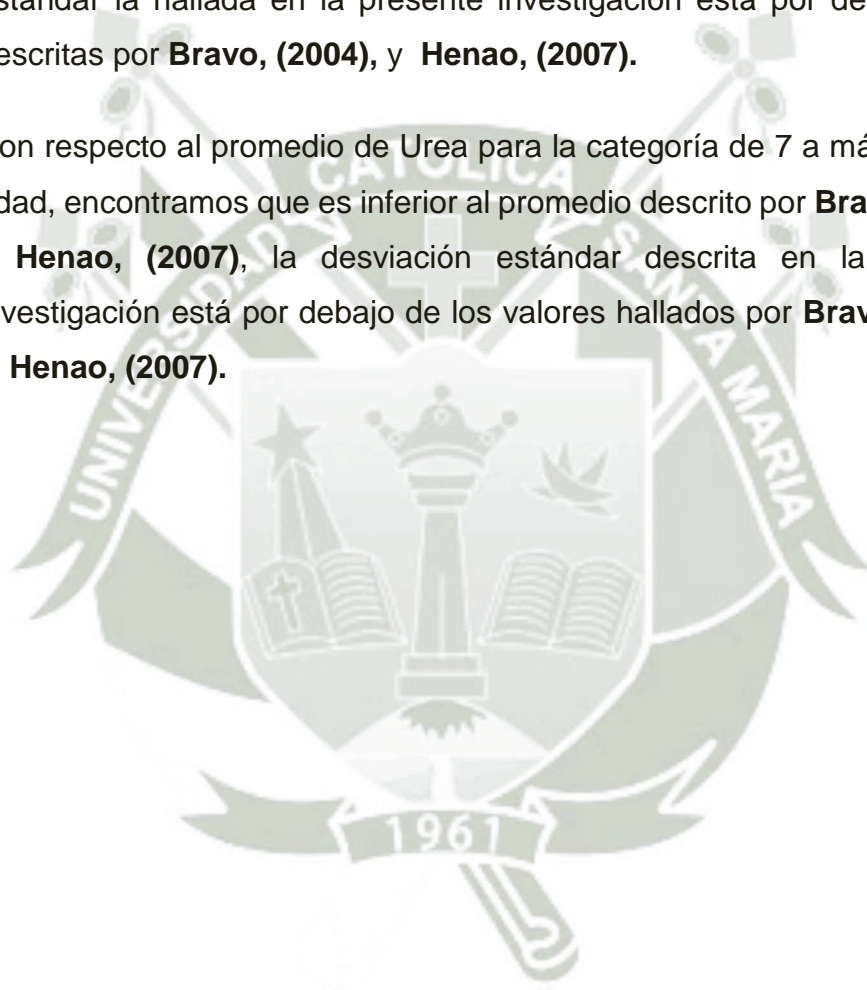
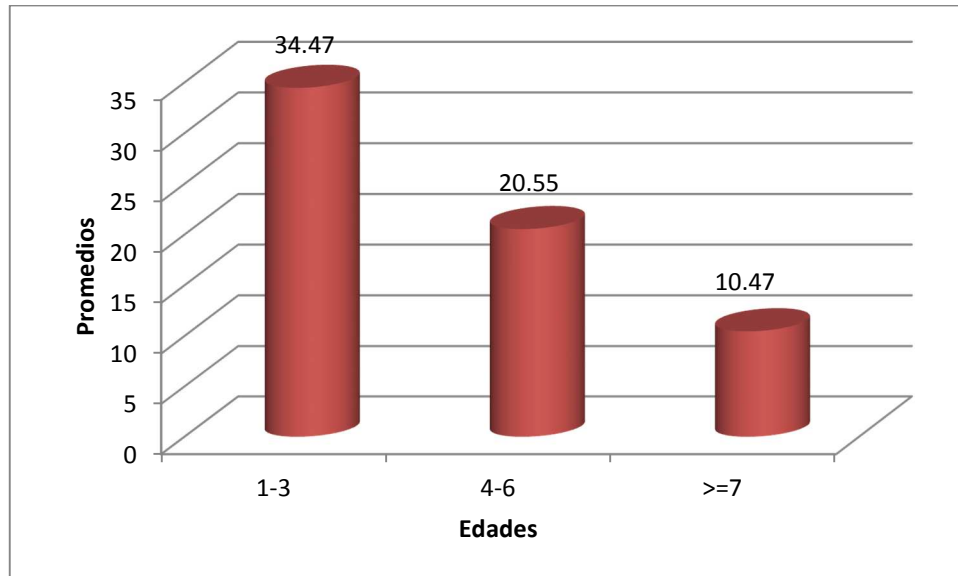


Grafico n°6

UREA EN SANGRE DE CABALLOS PERUANO DE PASO DEGUN EDAD EN
mg/dl



El gráfico n°6 se observan los promedios de Urea en sangre de Caballos Peruanos de paso según la edad en mg/dl, en donde la categoría de 1-3 años, de 4-6 años y de 7 a más años de edad presentaron entre si diferencia estadística significativa.

Tabla n°7

**PRUEBA DE TUKEY PARA LA COMPARACION DE LA CREATININA EN
mg/dl SEGÚN LA EDAD DE LOS CABALLOS**

EDAD	Promedio	Significancia
1-3	1.26	A
4-6	1,09	A
>=7	0.32	B
F=64.85 Ft=3.15 P<0.05		

En la tabla n° 7, según el análisis de un factor de variabilidad ($F=64.85$) se muestra que la concentración de creatinina en los caballos peruanos de paso según la edad presento diferencias estadísticas significativas $P < 0.05$.

Así mismo la prueba de Tukey muestra que el promedio de la creatinina en los caballos de 1 a 3 años y de 4 a 6 años son iguales y difieren significativamente del promedio de la creatinina del grupo de caballos de 7 años a más.

Tabla n°8
PRUEBA DE TUKEY PARA LA COMPARACION DE LA UREA EN mg/dl
SEGÚN LA EDAD DE LOS CABALLOS

Edad	Promedio	Significancia
1-3	34.47	a
4-6	20.55	b
≥ 7	10.47	c
F=64.91 Ft= 3.15 P<0.05		

En la tabla n° 8, según el análisis de un factor de variabilidad (F=64.91) se muestra que la concentración de Urea en los Caballos Peruanos de Paso según la edad presento diferencias estadísticas significativas $P < 0.05$. Así mismo la prueba de Tukey muestra que el promedio de la Urea en los caballos de 1 a 3 años, de 4 a 6 años y de 7 años a más difiere significativamente entre sí.



V. CONCLUSIONES

1. El valor promedio normal de Creatinina en sangre de Caballos Peruanos de Paso según el sexo fue; en machos de 0.88 ± 0.42 mg/dl., en hembras de 0.87 ± 0.62 mg/dl. sin presentar diferencia estadística significativa
2. El valor promedio normal para la Urea en sangre de Caballos Peruanos de Paso según el sexo fue; en machos de 23.39 ± 13.12 mg/dl., y en hembras de 20.97 ± 11.40 mg/dl., sin presentar diferencia estadística significativa.
3. El valor promedio normal de creatinina en sangre de Caballos Peruanos de Paso fue: de 1-3 años de 1.26 ± 0.01 mg/dl., en los caballos con una edad de 4 a 6 años fue de 1.09 ± 0.64 mg/dl., y en los caballos mayores de 7 años presentaron una creatinina promedio de 0.32 ± 0.07 mg/dl. Presentando diferencia estadística significativa en los diferentes grupos de edad.
4. El valor promedio normal de Urea en sangre de Caballos Peruanos de Paso fue, con una edad de 1-3 años de 34.47 ± 2.97 mg/dl., en los caballos con una edad de 4 a 6 años fue de 20.55 ± 8.75 mg/dl., y en los caballos mayores de 7 años presentaron una Urea promedio de 10.47 ± 6.61 mg/dl. De la misma forma se encontró diferencia significativa entre los grupos de edades.
5. De acuerdo a la heterogeneidad de la muestra en cuanto a nutrición, época del año y calidad de trabajo, los valores promedios obtenidos en este trabajo, representan valores que podrían estar influenciados por los factores mencionados.

VI. RECOMENDACIONES



1. Siendo el Caballo Peruano de Paso una raza que está protegida por el Decreto Ley peruano número 25.919 del 28 de noviembre de 1992 y ha sido declarado raza caballar propia del Perú, recomendaría el estudio de otros perfiles bioquímicos necesarios para que sean una fuente de información para profesionales encargados del manejo de estos equinos ya que con estos valores de referencia se podrán realizar nuevas investigaciones sobre la fisiología de este valioso animal lo que permitirá establecer estrategias de manejo que garanticen su perpetuidad.
2. Según los resultados obtenidos en el presente trabajo de investigación, en donde se demostró que existe una diferencia significativa de urea y creatinina según las diferentes edades, y ya que estos animales demandan un requerimiento de nutrientes, los jóvenes para crecimiento y los adultos para mantenimiento, se recomienda que se haga un estudio similar según el tipo de alimentación y como también el tipo de exigencia física.
3. Para tener un examen completo del perfil renal recomendaría que la bioquímica sanguínea vaya acompañado de un examen de orina completo para así tener un diagnóstico certero, ya que la determinación alta o baja de los valores de urea y creatinina nos reflejan un 75% de una disfunción renal avanzada.
4. Siendo estos valores el reflejo de la función renal, es posible recomendar este tipo de análisis bioquímico para otras razas de Caballos así como también para otras especies animales.



VI. BIBLIOGRAFIA

- 1) AID., AGENCIA PARA EL DESARROLLO INTERNACIONAL. 1975. Necesidades Nutritivas de los Caballos. Centro de Ayuda Técnica. Buenos Aires – Argentina.
- 2) ANGULO UGALDE, Y. (1999). Bioquímica Manual de Laboratorio. Universidad de Costa Rica.
- 3) BENJAMÍN, M. 1984. H. Manual de patología clínica en veterinaria. Editorial LIMUSA. Segunda edición. México.
- 4) BROMILEY MARY. 2008. Lesiones del Caballo Tratamiento y Rehabilitación. Editorial Acribia S.A. Segunda Edición. Zaragoza - España.
- 5) CABRERA, Á. 1935. Estado actual de los conocimientos sobre el origen del genero Equus. Revista de la facultad de agronomía y veterinaria. Tomo III. Buenos aires.
- 6) COLES, E. 1968. Patología y diagnostico veterinario. Editorial interamericana. 1ra edición. S.A México.
- 7) CUNNINGHAM, J. G. Y Klein, B. G. (2009). Fisiología Veterinaria. Cuarta Edición, Barcelona – España.
- 8) DOXEY D.L 1987. Patología Clínica y procedimientos de Diagnostico en Veterinaria. Editorial El Manual Moderno. Primera Edición. México.
- 9) ECKERT, R. 1990. Fisiología Animal. Mecanismos y Adaptaciones. Editorial Interamericana Mc Graw Hill. Tercera Edición. México.
- 10) FENNER, W. 1993. Manual de Diagnóstico Rápido en Medicina Veterinaria. Utah Noriega Editores. Segunda Edición. México.
- 11) FRANDSON, R.D, SPURGEON, T.L. 1995 Anatomía y Fisiología de los Animales Domésticos. Editorial Interamericana Mc Graw Hill. Quinta Edición. México.

- 12) FRAPE DAVID, 1992. Nutrición y Alimentación del Caballo. Editorial Acribia, S.A. Zaragoza – España.
- 13) GRUPO LATINO. 2007. Manual de Nutrición Animal. Grupo Latino Escritores. Bogotá – Colombia.
- 14) HENAO VILLEGAS, S. (2007). Tesis: Valores Para Pruebas De Funcionamiento E Integridad Hepática Y Renal En El Caballo Criollo Colombiano En Algunos Municipios Pertenecientes Al Cañón Del Cauca Bajo Dos Sistemas De Alimentación. Colombia.
- 15) HOUDELLOT, PERRE A. (1953). Tesis: contribución al estudio histórico y biométrico del caballo peruano de paso. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima.
- 16) JAMES, A. Y PRICHARD, M. (1975). Practical Physical Chemistry. Tercera edición. Londres, Longmans.
- 17) KAPLAN, L. A., PESCE, A. J., KAZMIERCZACK, S. C., (1989). Clinical Chemistry: Theory, analysis and correlation. Second Edition. CW. Mosby Company.
- 18) KRAFT, H. Y SCHILINGER, D. 1995. Métodos de Laboratorio Clínico en Medicina Veterinaria de Mamíferos Domésticos. Editorial Acribia S.A. Segunda Edición. Argentina.
- 19) LUNA DE LA FUENTE, C. 1948. Origen del caballo peruano-ganadería. Año II, N°5. Lima.
- 20) MEDWAY, W., PRIER, J. Y WILKINSON, J. 1973. Patología Clínica Veterinaria. Unión Tipográfica Editorial Hispanoamericana. Primera Edición. México.
- 21) COSTA R., 2003. Mi Afición. Full Print Centro Grafico SRL. Primera Edición. Lima - Perú

- 22) PARDOR R., N.A. 2007. Manual de Nutrición Animal. Grupo Latino Editores. Bogotá – Colombia.
- 23) ROSE, REUBEN, J. 1995. Manual Clínico de Equinos. Editorial Interamericana Mc Graw Hill. México.
- 24) SUÁREZ A., F. 2011. Prueba de t de Student, Catedra de Bioestadística, Unidad de Post Grado, Facultad De Medicina Veterinaria, Universidad Mayor de San Marcos.
- 25) SWITZER, R & GARRITY, L. 1999. Experimental Biochemistry: Theory and Exercises in fundamental methods. Tercera edición. Freeman and Company. New York.
- 26) TAYLOR, FGR. Hiller, MH. 1999. Técnicas Diagnósticas De Medicina Equina. Editorial Acribia, S.A. Primera Edición, Zaragoza España.
- 27) VALLE Riestra, J. 1957 tesis: introducción al estudio del caballo peruano de paso a fin de lograr su mejoramiento étnico. Universidad nacional agraria de la molina. Lima.
- 28) WAYNE, DANIEL, W. 2006. Bioestadística base para el análisis de las ciencias de la salud. Limusa Wiley. Cuarta edición. México.
- 29) Wiener Laboratorio. 2014. Folletos de Información de Análisis de Urea y creatinina. Argentina.
- 30) ZUÑIGA, J.M., TUR MARÍ, J.A., MILOCCO, S.N., PIÑEIRO GONZALES, R. (2001) Ciencia Y Tecnología En Protección Y Experimentación Animal. McGraw Hill Interamericana. Segunda Edición. Madrid, España.

PAGINAS WEB

- 31) Avellaneda, M., Estudios de Laboratorio. Química Sanguínea. Laboratorio Avellaneda. Posteadó el 11 de Junio del 2011.
<http://avellaneda.com.mx/estudios-de-laboratorio>
- 32) Análisis de varianza de un factor. Pendientedemigracion.ucm.es
http://pendientedemigracion.ucm.es/info/socivmyt/paginas/D_departamento/materiales/analisis_datosyMultivariable/14anova1_SPSS.pdf
- 33) Clasificación taxonómica del caballo.
<http://caballos.anipedia.net/-taxonomia-caballos.html>. (Linneo 1758).
- 34) Glosario de Interpretación de Resultados. Analítica Sanguínea con la Vetscan.
<http://www.cvm.es/descargables/glosario-e-interpretacion-de-resultados-vetscan.pdf>
- 35) Manual de química sanguínea veterinaria. Monografías.com.
<http://www.monografias.com/trabajos/quimsangvet/quimsangvet.shtml>
- 36) Medicina y Cirugía Animal de la Facultad de Veterinaria de Córdoba. Caballos de Raid. Importancia de los análisis sanguíneos en los caballos de Raid. Centro de Medicina Deportiva Equina (CEMEDE, www.uco.es/cemedede), Facultad de Veterinaria, Universidad de Córdoba.
- 37) Monografías de Medicina Veterinaria. Insuficiencia renal (I.R) en el equino. Dpto. Ciencias Clínicas Área Medicina y Cirugía del Equino Universidad de Chile.
http://web.uchile.cl/vignette/monografiasveterinaria/monografiasveterinaria.uchile.cl/CDA/mon_vet_articulo/0,1412,SCID%253D8564%2526ISID%253D435%2526PRT%253D0,00.html
- 38) Nutrición Y Alimentación De Equinos. Universidad Técnica De Ambato Ecuador.
<http://es.slideshare.net/mikaelaflores100/nutricion-equinos-29582968#>

- 39) Patología clínica veterinaria. Pedro Carda Aparici. Buscador google. Libros.
https://books.google.com.pe/books?id=VrEqAAAAYAAJ&pg=PA95&lpg=PA95&dq=urea+y+creatinina+en+caballos&source=bl&ots=PiK-C7I_6z&sig=dmuttQszE5xMw8yiTE73fE6pD5E&hl=es&sa=X&ei=-yJxVbyNMvLdsATU3JvwDg&sqi=2&ved=0CD8Q6AEwBg#v=onepage&q=urea%20y%20creatinina%20en%20caballos&f=false
- 40) Perfil Proteico del caballo criollo Venezolano según la edad, sexo y Época del Año. Gaceta de Ciencias veterinarias.
<http://www.ucla.edu.ve/dveterin/departamentos/CienciasBasicas/gcv/2530int2530er2530no/articulos/documasp/~mavsou3k.pdf>
- 41) Principios de Biología I. Introducción a la Espectrofotometría.
<http://faculty.uca.edu/march/bio1/scimethod/spectro.htm>
- 42) Universidad Tecnológica Nacional. Facultad Regional La Plata. Argentina.
<http://www.metrologiaindust.com.ar/Servicios/Capacitacion/Curso2/Material/Diapositivas/5-Espectofotometros.pdf>
- 43) Wikipedia, La Enciclopedia libre. Análisis de varianza.
https://es.wikipedia.org/wiki/An%C3%A1lisis_de_la_varianza
- 44) Wikipedia, La Enciclopedia libre. Caballo Peruano de Paso.
https://es.wikipedia.org/wiki/Caballo_peruano_de_paso
- 45) Wikipedia, La Enciclopedia libre. Espectrofotometría.
<https://es.wikipedia.org/wiki/Espectrofotometr%C3%ADa>



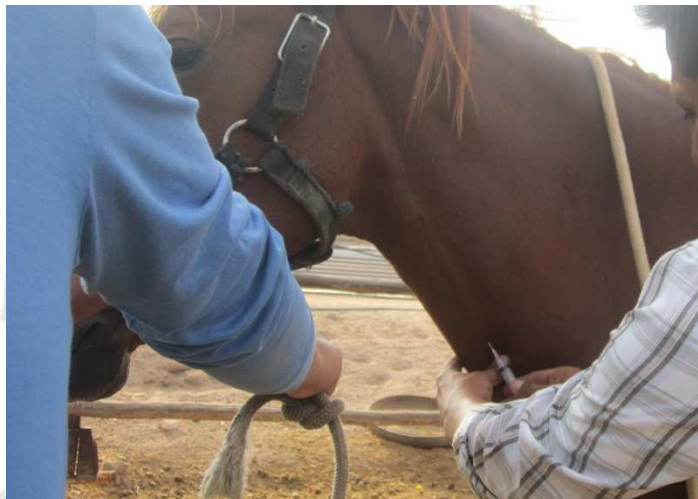
ANEXO 1: REGISTRO DE CABALLOS PERUANOS DE PASO SANTA RITA
2015.

Numero	NOMBRE	EDAD	SEXO	PROPIETARIO
1	Tradición	3 años	Hembra	Enrique Castro Málaga
2	Corsario	9 años	Hembra	Enrique Castro Málaga
3	Angie	6 años	Hembra	Enrique Castro Málaga
4	Fantaseo	3 años	Macho	Renzo Lazo
5	Trinidad	3 años	Hembra	Ronald Arenas Paredes
6	Gallega	6 años	Hembra	Ector Salas
7	Tordilla	1 año	Hembra	Ronald Arenas Paredes
8	Bernardo	1 año	Macho	Walter Zegarra
9	Romano	2 años	Macho	Walter Zegarra
10	Carmín	5 años	Hembra	Walter Zegarra
11	Falas	3 años	Macho	Renzo Lazo
12	Doña Isaura	1 año	Hembra	Walter Zegarra
13	Deseada	9 años	Hembra	Enrique Castro Málaga
14	JM mi amigo	8 años	Macho	Juan Manuel Risopatron
15	Lupe	6 años	Hembra	Ector Salas
16	Lupita	8 años	Hembra	Juan Manuel Risopatron
17	Niña bonita	3 años	Hembra	Ronald Arenas Paredes
18	Vicuña	6 años	Hembra	Ronald Arenas Paredes
19	Lobo	4 años	Macho	Emilio Lazo
20	Milagritos	2 años	Hembra	Juan Manuel Risopatron
21	Señorita	7 años	Hembra	Juan Manuel Risopatron
22	Soy de Santa Rita	4 años	Hembra	Enrique Castro Málaga
23	JM Travesura	10 años	Hembra	Juan Manuel Risopatron
24	Galleta	17 años	Hembra	Ronald Arenas Paredes
25	Brillante	4 años	Macho	Emilio Lazo
26	Majadera	8 años	Hembra	Rigoberto Rivera Rivera

27	Pacifico	2 años	Macho	Juan Manuel Risopatron
28	Vendaval	2 años	Macho	Juan Manuel Risopatron
29	Valentino	7 años	Macho	Walter Zegarra
30	Coqueta	2 años	Hembra	Rigoberto Rivera Rivera
31	Maravilla	9 años	Hembra	Sergio Valencia
32	Jano	5 años	Macho	Renzo Lazo
33	Sonora	3 años	Hembra	Juan Manuel Risopatron
34	Isof	3 años	Macho	Ector Salas
35	BCH Retrato	15 años	Macho	Ector Salas
36	Maltón	1 año	Macho	Enrique Castro Málaga
37	Charol	12 años	Hembra	Enrique Castro Málaga
38	Pregonero	8 años	Macho	Renzo y Julio Lazo Gómez
39	Don Fidel	3 años	Macho	Renzo y Julio Lazo Gómez
40	Fiesta	6 años	Hembra	Renzo y Julio Lazo Gómez
41	Danfiel	7 años	Macho	Renzo y Julio Lazo Gomez
42	Salome	4 años	Hembra	Renzo y Julio Lazo Gómez
43	BCH Rey	15 años	Macho	Renzo y Julio Lazo Gómez
44	Valentina	5 años	Hembra	Renzo y Julio Lazo Gomez
45	Royal pequeña	7 años	Hembra	Renzo y Julio Lazo Gomez
46	Chancaca	5 años	Hembra	Renzo y Julio Lazo Gomez
47	Belleza	2 años	Hembra	Renzo y Julio Lazo Gomez
48	Caramelo	10 años	Hembra	Renzo y Julio Lazo Gomez
49	Azabache	6 años	Macho	Renzo y Julio Lazo Gomez
50	Atlantis	7 años	Macho	Renzo y Julio Lazo Gomez

ANEXO 2: IMÁGENES DE TOMA DE MUESTRA

1. Toma de muestras



Se procedió a la toma de muestra de sangre de la vena yugular del caballo, para lo cual se desinfectó la zona con alcohol y algodón, Con el pulgar izquierdo en el surco yugular a la mitad de su trayecto en el cuello, se comprime y sujeta la vena. Se clava la aguja (cal. 18-20 de 38 mm de longitud) en ángulo aproximado de 15° con la piel 1 cm arriba del pulgar que está sujetando el vaso, se introduce 1 ó 2 cm bajo la piel, se aumenta el ángulo a 45° y se empuja para que entre en la vena. Se utilizó vacutainer con gel para separar el suero.



Una vez extraída la muestra se rotulo y se conservó en una caja térmica con refrigerante para ser remitida al laboratorio.

2. PROCESAMIENTO DE LAS MUESTRAS EN EL LABORATORIO



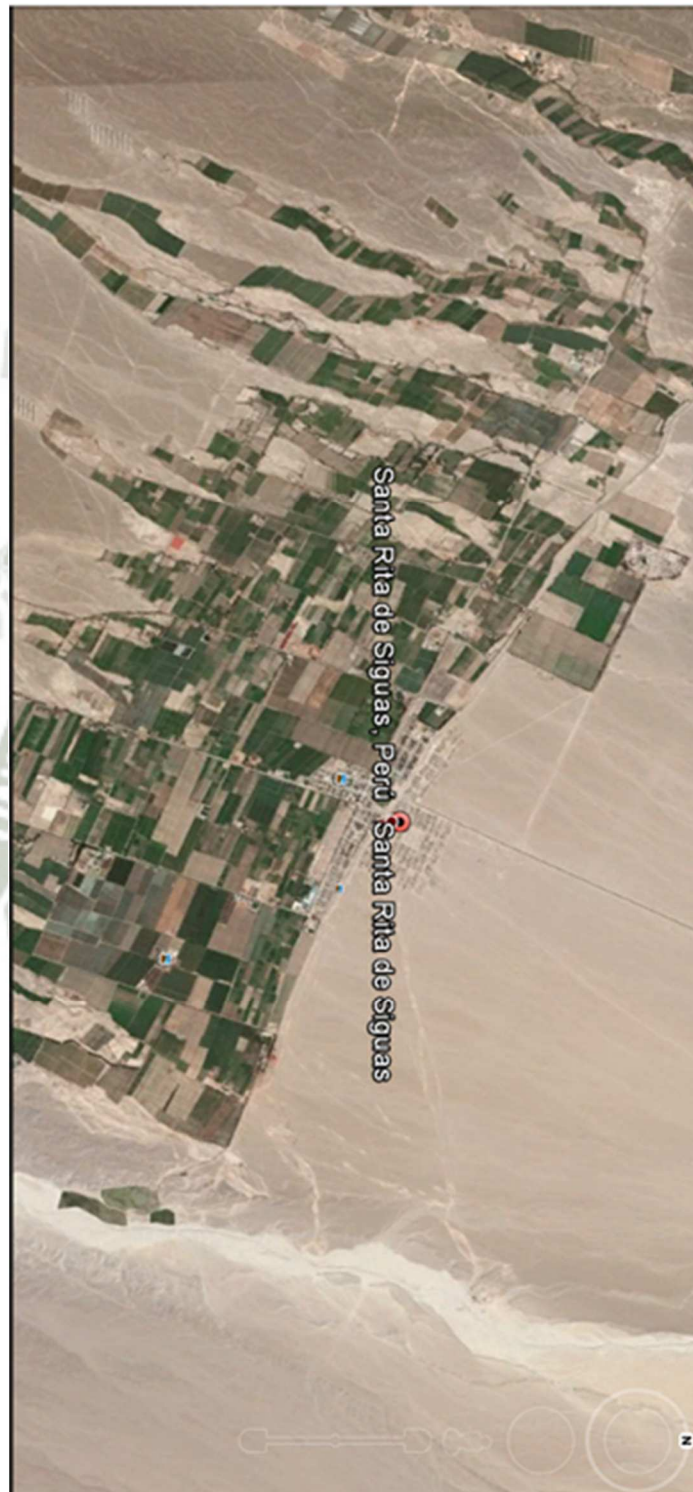
Para separar la sangre del suero, se centrifugó la muestra por cinco minutos a 4000 r.p.m.



Luego se extrajo el suero con una pipeta Pasteur y se colocó en los respectivos viales.



ANEXO 3: MAPA DE UBICACIÓN DE SANTA RITA DE SIGUAS



ANEXO 4: PROCESAMIENTO DE DATOS EN SPSS

PRUEBA T

Estadísticas de grupo

	SEXO	N	Media	Desviación estándar	Media de error estándar
creatinina mg/dl	hembra	30	,8670	,61635	,11253
	macho	20	,8805	,41599	,09302

Estadísticas de grupo

	SEXO	N	Media	Desviación estándar	Media de error estándar
urea mg/dl	hembra	30	20,9680	11,40334	2,08196
	macho	20	23,3855	13,11964	2,93364

MEDIAS

Informe

creatinina mg/dl

SEXO	Media	Desviación estándar	Mínimo	Máximo	Rango	N
hembra	,8670	,61635	,21	3,29	3,08	30
macho	,8805	,41599	,25	1,27	1,02	20
Total	,8724	,54035	,21	3,29	3,08	50

urea mg/dl

	Edadcod			
	1-3	4-6	>=7	Total
Media	34,4722	20,5543	10,4717	21,9350
Desviación estándar	2,97463	8,75495	6,61276	12,04715
Mínimo	30,03	10,54	2,58	2,58
Máximo	40,49	43,97	26,97	43,97
Rango	10,46	33,43	24,39	41,39
N	18	14	18	50

Prueba de muestras independientes

	Prueba de Levene de calidad de varianzas		prueba t para la igualdad de medias						
	F	Sig.	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de medias	Diferencia de error estándar	95% de intervalo de confianza de la diferencia	
								Inferior	Superior
creatinina Se mg/dl	,409	,525	-	48	,932	-,01350	,15759	-	,30336
asumen varianzas iguales			,086						
No se asumen varianzas iguales			-	47,980	,927	-,01350	,14600	-	,28005
			,092					,30705	

Prueba de muestras independientes

	Prueba de Levene de calidad de varianzas		prueba t para la igualdad de medias						
	F	Sig.	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de medias	Diferencia de error estándar	95% de intervalo de confianza de la diferencia	
								Inferior	Superior
urea Se mg/dl	1,284	,263	-	48	,493	-2,41750	3,49638	-	4,61245
asumen varianzas iguales			,691						
No se asumen varianzas iguales			-	36,836	,506	-2,41750	3,59733	-	4,87248
			,672					9,70748	

Análisis de varianza (ANOVA)

Resumen de procesamiento de casos

	Casos					
	Incluido		Excluido		Total	
	N	Porcentaje	N	Porcentaje	N	Porcentaje
creatinina mg/dl * Edadcod	50	100,0%	0	0,0%	50	100,0%

Informe

creatinina mg/dl

Edadcod	Media	Desviación estándar	Mínimo	Máximo	Rango	N
1-3	1,2567	,01328	1,24	1,28	,04	18
4-6	1,0900	,64289	,77	3,29	2,52	14
>=7	,3189	,07490	,21	,50	,29	18
Total	,8724	,54035	,21	3,29	3,08	50

Análisis de varianza (ANOVA)

ANOVA

urea mg/dl

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	5221,308	2	2610,654	64,913	,000
Dentro de grupos	1890,248	47	40,218		
Total	7111,556	49			

urea mg/dl

	Edadcod			
	1-3	4-6	>=7	Total
Media	34,4722	20,5543	10,4717	21,9350
Desviación estándar	2,97463	8,75495	6,61276	12,04715
Mínimo	30,03	10,54	2,58	2,58
Máximo	40,49	43,97	26,97	43,97
Rango	10,46	33,43	24,39	41,39
N	18	14	18	50

PRUEBA DE TUKEY

ANOVA

creatinina mg/dl

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	8,836	2	4,418	37,949	,000
Dentro de grupos	5,471	47	,116		
Total	14,307	49			

creatinina mg/dl

Tukey B^{a,b}

Edadcod	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
>=7	18	,3189	
4-6	14		1,0900
1-3	18		1,2567

Se visualizan las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a. Utiliza el tamaño de la muestra de la media armónica = 16,435.

b. Los tamaños de grupo no son iguales. Se utiliza la media armónica de los tamaños de grupo. Los niveles de error de tipo I no están garantizados.

PRUEBA DE TUKEY

ANOVA

urea mg/dl

	Suma de cuadrados	Gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	5221,308	2	2610,654	64,913	,000
Dentro de grupos	1890,248	47	40,218		
Total	7111,556	49			

urea mg/dl

Tukey B^{a,b}

Edadcod	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
>=7	18	10,4717		
4-6	14		20,5543	
1-3	18			34,4722

Se visualizan las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

- Utiliza el tamaño de la muestra de la media armónica = 16,435.
- Los tamaños de grupo no son iguales. Se utiliza la media armónica de los tamaños de grupo. Los niveles de error de tipo I no están garantizados.

ANEXO 5: RESULTADOS DE LABORATORIO



LABORATORIO DE ANÁLISIS CLÍNICOS VETERINARIOS

Prueba: determinación de creatinina y urea en suero de equinos por los métodos "Creatinina Wiener Lab" y "Urea Color 2 R Wiener Lab"

Solicitante: **Mariana Peralta Villena**

Muestra: suero equino

Fecha de recepción de muestras: Junio – julio 2015

Fecha de emisión de resultados: 24 de Agosto 2015

Numero	Nombre	Urea	Unidad	Creatinina	Unidad
1	Tradición	5.02	mmol/l	1.25	mg/dl
2	Corsario	1.88	mmol/l	0.44	mg/dl
3	Angie	2.61	mmol/l	0.91	mg/dl
4	Fantaseo	6.03	mmol/l	1.26	mg/dl
5	Trinidad	5.51	mmol/l	1.26	mg/dl
6	Gallega	7.32	mmol/l	3.29	mg/dl
7	Tordilla	5.07	mmol/l	1.25	mg/dl
8	Bernardo	5.00	mmol/l	1.24	mg/dl
9	Romano	5.94	mmol/l	1.26	mg/dl
10	Carmín	3.91	mmol/l	1.09	mg/dl
11	Falaz	6.23	mmol/l	1.24	mg/dl
12	Doña Isaura	5.36	mmol/l	1.27	mg/dl
13	Deseada	1.67	mmol/l	0.30	mg/dl
14	Jm Mi Amigo	0.43	mmol/l	0.32	mg/dl
15	Lupe	2.97	mmol/l	0.83	mg/dl
16	Lupita	1.09	mmol/l	0.26	mg/dl
17	Niña Bonita	5.36	mmol/l	1.28	mg/dl
18	Vicuña	3.04	mmol/l	0.79	mg/dl
19	Lobo	1.74	mmol/l	0.98	mg/dl
20	Milagritos	5.44	mmol/l	1.27	mg/dl
21	Señorita	0.80	mmol/l	0.21	mg/dl


Christian Tejada Cerezo
BIÓLOGO

22	Soy De Santa Rita	4.71	mmol/l	1.02	mg/dl
23	Jm Travesura	3.33	mmol/l	0.26	mg/dl
24	Galleta	1.88	mmol/l	0.35	mg/dl
25	Brillante	3.33	mmol/l	0.84	mg/dl
26	Majadera	4.49	mmol/l	0.32	mg/dl
27	Pacifico	5.80	mmol/l	1.24	mg/dl
28	Vendaval	6.74	mmol/l	1.25	mg/dl
29	Valentino	2.83	mmol/l	0.30	mg/dl
30	Coqueta	6.09	mmol/l	1.25	mg/dl
31	Maravilla	0.65	mmol/l	0.29	mg/dl
32	Jano	2.68	mmol/l	0.97	mg/dl
33	Sonora	5.58	mmol/l	1.28	mg/dl
34	Isof	5.65	mmol/l	1.25	mg/dl
35	Bch Retrato	2.39	mmol/l	0.25	mg/dl
36	Malton	6.16	mmol/l	1.24	mg/dl
37	Charol	1.81	mmol/l	0.34	mg/dl
38	Pregonero	0.51	mmol/l	0.40	mg/dl
39	Don Fidel	6.45	mmol/l	1.27	mg/dl
40	Fiesta	4.35	mmol/l	0.85	mg/dl
41	Danfiel	2.97	mmol/l	0.31	mg/dl
42	Salome	2.32	mmol/l	0.80	mg/dl
43	Bch Rey	1.57	mmol/l	0.39	mg/dl
44	Valentina	2.10	mmol/l	1.02	mg/dl
45	Royal Pequeña	0.94	mmol/l	0.24	mg/dl
46	Chancaca	2.32	mmol/l	0.77	mg/dl
47	Belleza	5.87	mmol/l	1.26	mg/dl
48	Caramelo	1.23	mmol/l	0.26	mg/dl
49	Azabache	4.49	mmol/l	1.10	mg/dl
50	Atlantis	0.91	mmol/l	0.50	mg/dl



Christian Tejada Cano
BIÓLOGO

ANEXO 6: Identificación de los caballos peruanos de paso por sexo y edad

Cuadro N°8
IDENTIFICACIÓN DE LOS CABALLOS PERUANOS DE PASO
PERTENECIENTES AL DISTRITO DE SANTA RITA DE SIGUAS POR SEXO

Numero	Nombre	Sexo	Urea mg/dL	Creatinina mg/dl
1	Tradición	hembra	30.15	1.25
2	Trinidad	hembra	33.1	1.26
3	Tordilla	hembra	30.45	1.25
4	Doña Isaura	hembra	32.2	1.27
5	Niña Bonita	hembra	32.2	1.28
6	Milagritos	hembra	32.68	1.27
7	Coqueta	hembra	36.58	1.25
8	Sonora	hembra	33.52	1.28
9	Belleza	hembra	35.26	1.26
10	Angie	hembra	15.68	0.91
11	Carmín	hembra	23.49	1.09
12	Lupe	hembra	17.84	0.83
13	Vicuña	hembra	18.26	0.79
14	Gallega	hembra	43.97	0.35
15	Fiesta	hembra	26.13	0.85
16	Salome	hembra	13.94	0.80
17	Valentina	hembra	12.61	1.02
18	Chancaca	hembra	13.94	0.77
19	Corsario	hembra	11.29	0.44
20	Deseada	hembra	10.03	0.30
21	Lupita	hembra	1.09	0.26
22	Señorita	hembra	4.81	0.21
23	Jm Travesura	hembra	20.0	0.26
24	Majadera	hembra	26.97	0.32
25	Maravilla	hembra	3.9	0.29
26	Charol	hembra	10.87	0.34
27	Royal Pequeña	hembra	5.65	0.24
28	Caramelo	hembra	7.39	0.26
29	Soy De Santa Rita	hembra	28.29	1.02
30	Galleta	hembra	11.29	0.35

Cuadro N°9

**IDENTIFICACIÓN DE LOS CABALLOS PERUANOS DE PASO
PERTENECIENTES AL DISTRITO DE SANTA RITA DE SIGUAS POR
SEXO**

Numero	Nombre	Sexo	Urea mg/dL	Creatinina Mg/Dl
1	Fantaseo	Macho	36.22	1.26
2	Bernardo	Macho	30.03	1.24
3	Romano	Macho	35.68	1.26
4	Falas	Macho	37.42	1.24
5	Pacifico	Macho	34.84	1.24
6	Vendabal	Macho	40.49	1.25
7	Isof	Macho	33.94	1.25
8	Malton	Macho	37.0	1.24
9	Don Fidel	Macho	38.74	1.27
10	Lobo	Macho	10.54	0.98
11	Brillante	Macho	20.0	0.84
12	Jano	Macho	16.1	0.97
13	Azabache	Macho	26.97	1.10
14	Jm Mi Amigo	Macho	2.58	0.32
15	Valentino	Macho	17.0	0.30
16	Pregonero	Macho	3.06	0.40
17	Bch Retrato	Macho	14.36	0.25
18	Danfiel	Macho	17.84	0.31
19	Bch Rey	Macho	9.43	0.39
20	Atlantis	Macho	5.47	0.50

Cuadro N° 10

**IDENTIFICACIÓN DE LOS CABALLOS PERUANOS DE PASO
PERTENECIENTES AL DISTRITO DE SANTA RITA DE SIGUAS POR EDAD
DE 1 A 3 AÑOS**

Numero	Nombre	Edad	Urea mg/dL	Creatinina mg/dl
1	Tradición	3	30.15	1.25
2	Fantaseo	3	36.22	1.26
3	Trinidad	3	33.1	1.26
4	Tordilla	1	30.45	1.25
5	Bernardo	1	30.03	1.24
6	Romano	2	35.68	1.26
7	Falas	3	37.42	1.24
8	Doña Isaura	1	32.2	1.27
9	Niña Bonita	3	32.2	1.28
10	Milagritos	2	32.68	1.27
11	Pacífico	2	34.84	1.24
12	Vendaval	2	40.49	1.25
13	Coqueta	2	36.58	1.25
14	Sonora	3	33.52	1.28
15	Isof	3	33.94	1.25
16	Maltón	1	37.0	1.24
17	Don Fidel	2	38.74	1.27
18	Belleza	2	35.26	1.3

Cuadro N°11

**IDENTIFICACIÓN DE LOS CABALLOS PERUANOS DE PASO
PERTENECIENTES AL DISTRITO DE SANTA RITA DE SIGUAS POR EDAD
DE 4 A 6 AÑOS**

Numero	Nombre	Edad	Urea mg/dl	Creatinina mg/dl
1	Angie	6	15.68	0.91
2	Carmin	5	23.49	1.09
3	Lupe	6	17.84	0.83
4	Vicuña	6	18.26	0.79
5	Lobo	4	10.54	0.98
6	Soy De Santa Rita	4	28.29	1.02
7	Brillante	4	20.0	0.84
8	Gallega	6	43.97	0.35
9	Jano	5	16.1	0.97
10	Fiesta	6	26.13	0.85
11	Salome	4	13.94	0.80
12	Valentina	5	12.61	1.02
13	Chancaca	5	13.94	0.77
14	Azabache	6	26.97	1.10

Cuadro Nº 12

**IDENTIFICACIÓN DE LOS CABALLOS PERUANOS DE PASO
PERTENECIENTES AL DISTRITO DE SANTA RITA DE SIGUAS POR EDAD
DE 7 AÑOS A MÁS**

Numero	Nombre	Edad	Urea mg/dl	Creatinina mg/dl
1	Corsario	9	11.29	0.44
2	Deseada	9	10.03	0.30
3	Jm Mi Amigo	8	2.58	0.32
4	Lupita	8	1.09	0.26
5	Señorita	7	4.81	0.21
6	Jm Travesura	10	20.0	0.26
7	Majadera	8	26.97	0.32
8	Valentino	7	17.0	0.30
9	Maravilla	9	3.9	0.29
10	Bch Retrato	15	14.36	0.25
11	Charol	12	10.87	0.34
12	Pregonero	8	3.06	0.40
13	Danfiel	7	17.84	0.31
14	Bch Rey	15	9.43	0.39
15	Royal Pequeña	7	5.65	0.24
16	Caramelo	10	7.39	0.26
17	Atlantis	7	5.47	0.50
18	Galleta	15	11.29	0.35