UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN

Uso de gluconeogénico en yeguas durante el periparto

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

MÉDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA

PRESENTA:

MARIANA EDALY MEDINA ARÉVALO

ASESORA: Dra. Esperanza García López

CUAUTITLÁN IZCALLI, ESTADO DE MÉXICO 2019

Universidad Nacional Autónoma de México
UNAM
Biblioteca Central
Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

VNIVERSIDAD NACIONAL AVTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN
SECRETARÍA GENERAL
DEPARTAMENTO DE EXÁMENES PROFESIONALES

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLAN

ASUNTO: VOTO APROBATORIO

M. en C. JORGE ALFREDO CUÉLLAR ORDAZ
DIRECTOR DE LA FES CUAUTITLAN
PRESENTE

ATN: I.A. LAURA MARGARITA CORTAZAR FIGUEROA
Jefa del Departamento de Exámenes Profesionales
de la FES Cuautitlán.

Con base en el Reglamento General de Exámenes, y la Dirección de la Facultad, nos permitimos comunicar a usted que revisamos el: **Trabajo de Tesis**

Uso de gluconeogénico en yeguas durante el periparto.

Que presenta la pasante: **MARIANA EDALY MEDINA ARÉVALO**
Con número de cuenta: **30457269-2** para obtener el Título de la carrera: **Medicina Veterinaria y Zootecnia**

Considerando que dicho trabajo reúne los requisitos necesarios para ser discutido en el **EXAMEN PROFESIONAL** correspondiente, otorgamos nuestro **VOTO APROBATORIO**.

ATENTAMENTE
"POR MI RAZA HABLARÁ EL ESPÍRITU"
Cuautitlán Izcalli, Méx. a 18 de octubre de 2018.

PROFESORES QUE INTEGRAN EL JURADO

	NOMBRE	FIRMA
PRESIDENTE	M. en E. Felipe de Jesús Cortés Delgadillo	
VOCAL	Dra. Esperanza García López	
SECRETARIO	M.V.Z. Edna Maribel Legaspi Nuevo	
1er. SUPLENTE	M. en C. César garzón Pérez	
2do. SUPLENTE	M.V.Z. Wilfrido Ramírez Valadez	

NOTA: los sinodales suplentes están obligados a presentarse el día y hora del Examen Profesional (art. 127).

LMCF/ntm*

DEDICATORIA

Papá y mamá: Gracias por ayudarme y apoyarme cada uno a su manera

Mi hermano Carlos: Sabes que más que mi hermano te considero un segundo padre, gracias por estos casi dos años de tu infinito apoyo.

Médicos de la UPM Montada: Gracias por haberme apoyado durante este proceso, por brindarme su conocimiento, días completos de risas y especialmente su amistad.

A mis amigos en el servicio: Gracias por hacer del servicio y las prácticas profesionales una de las etapas más divertidas de mi vida. Cada uno me brindó algo distinto y me enseñaron lo que es el trabajo en equipo.

AGRADECIMIENTOS

A la UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO por la educación que me brindó y formarme como profesionista.

A los doctores Livas y Medeles por creer en mí, por la infinita paciencia y el apoyo que me otorgaron para realizar este proyecto que, si bien por causas ajenas se retrasó, ahora puedo entregárselos.

A la doctora Esperanza García López, por ayudarme en este proceso y estar conmigo hasta el final.

Al doctor Francisco Morales: Gracias por su ayuda en este proceso, por abrirme las puertas de su casa, del INIFAP, ser un excelente profesor y brindarme su amistad.

A la Unidad de Policía Montada Metropolitana por las facilidades que me otorgó para realizar la parte experimental de mi tesis.

A mi familia por apoyarme siempre y cada uno a su manera estar ahí para mí

INDICE

I. INTRODUCCIÓN **1**

II. MARCO TEÓRICO **2**

II.1 Equinos 2

II.1.1 Gestación 2

II.1.2 Alimentación en yeguas gestantes 3

II.1.3 Requerimientos nutricionales de yeguas y potros 4

II.1.3.1 Minerales 4

II.1.3.2 Vitaminas 5

II.1.3.3 Proteínas 5

II.1.3.4 Energía 5

II.2 Inmunoglobulinas 7

II.2.1 Calostro 8

II.2.2 Lactancia 9

II.2.3 U.P.M Montada 9

II.3 Metabolismo… 10

II.3.1 Vías metabólicas 11

II.3.2 Vías catabólicas 11

II.4 Gluconeogénesis 12

II.4.1 Principales sustratos gluconeogénicos 13

II.4.1.1 Propionatos 13

II.4.1.2 1-2 Propanodiol 13

II.5. Lipofeed 14

III. JUSTIFICACIÓN 15

IV. HIPÓTESIS 16

V. OBJETIVOS GENERALES 17

VI. OBJETIVOS PARTICULARES 17

VII. MATERIAL Y METODOS 18

VII.1 Material biológico 18

VII.2 Pesaje 18

VII.3 Suplementación 18

VII.4 Toma de muestras 19

VII.5 Obtención de calostro 21

VII.6 Recolección de leche 21

VII.7 Mediciones de niveles de IgG en calostro 21

VII.7.1 Aplicación de muestras 22

VII.7.2 Bloqueo de sitios específicos 23

VII.7.3 Incubación con el anticuerpo de reconocimiento 23

VII 7.4 Incubación con el anticuerpo de detección 23

VII 7.5 Activación enzimática 23

VII 7.6 Inactivación de la muestra 24

VII 8. Medición de las características fisicoquímicas del calostro y la leche 25

VII 9. Estadística 26

VIII. RESULTADOS 27

IX. DISCUSIÓN 39

X. CONCLUSIÓN 41

XI. REFERENCIAS 42

I. INTRODUCCIÓN

Para las células, la disponibilidad de nutrientes, desde los aminoácidos hasta la glucosa, dictan su crecimiento, desarrollo o mantenimiento. Esta disponibilidad de nutrientes está estrechamente relacionada con el estado metabólico intracelular general de la célula. El procesamiento, la división y el metabolismo de los macronutrientes proporcionan la energía necesaria para impulsar los procesos mencionados y, por lo tanto, se encuentran entre las funciones más importantes del hígado. Además, este órgano oxida los lípidos, pero también puede empaquetar el exceso de lípidos para su secreción y almacenamiento en otros tejidos, como el tejido adiposo. Así mismo, el hígado es un importante manipulador del metabolismo de proteínas y aminoácidos ya que es responsable de la mayoría de las proteínas secretadas en la sangre (ya sea en base a la masa o rango de proteínas únicas), el procesamiento de aminoácidos para la energía y la eliminación de residuos nitrogenados de la degradación de proteínas en forma de metabolismo de la urea. Por otra parte, las capacidades del hígado para almacenar glucosa en forma de glucógeno, a partir de la alimentación, y ensamblar glucosa a través de la vía gluconeogénica, en respuesta al ayuno, son fundamentales. Para la producción de energía es importante tanto la actividad celular como la cantidad de glucosa disponible, así mismo la regulación de la producción de glucosa endógena es fundamental para el control de las concentraciones de glucosa en sangre. Las reservas directas de glucosa solo son suficientes para cubrir las necesidades de un día; para los períodos más largos de ayuno implican la necesidad de sistemas alternativos de obtener glucosa, como la gluconeogénesis, al mismo tiempo los eritrocitos y el cerebro solo utilizan glucosa para atender su demanda energética (Hatting *el at*., 2017; Laxman, 2017; Petersen *et al*., 2017; Tappy, 1995).

Tomando lo anterior como preámbulo, en el presente documento se presentarán los resultados metabólicos después del uso de un gluconeogénico en yeguas.

II. MARCO TEORICO

II.1 Equinos

Los equinos son una familia de animales vertebrados, placentarios, que contienen un solo miembro viviente, *Equus*, y numerosos géneros fósiles. Tenemos tres especies de équidos:

a) Asnos
b) Cebras
c) Caballos

En este texto nos vamos a enfocar en los caballos.

El caballo es un mamífero perisodáctico, monogástrico, herbívoro, cuadrúpedo de cuello largo y arqueado. A las hembras se les conoce como yeguas y a las crías potros o potrillos si son machos y potras o potrancas si son hembras. La cría y utilización del caballo por parte del hombre se conoce como ganadería equina o caballar.

En las ganaderías equinas de lleva a cabo una rigurosa selección en función de las cualidades morfológicas y funcionales de los caballos destinándolos, según estos, a la reproducción, al deporte o al ocio. La reproducción de las yeguas suele realizarse mediante montas dirigidas o por inseminación artificial [36].

II.1.1 Gestación

La duración de la gestación de las yeguas varía de 327 a 357 días, con un promedio de 340 ± 2 días. Las razas pesadas pueden tener un período de gestación más corto 330 – 340. Los fetos hembras tienen una gestación más prolongada que los fetos machos [28].

La acumulación de tejido uterino y placentario ocurre durante el segundo trimestre de la gestación. Si el desarrollo uterino es paralelo al desarrollo de la placenta, entonces debe haber un incremento en el tejido uterino de 4 kg, durante la gestación. Hay muy poca información para determinar si el rango de la acumulación del tejido no fetal tiene o no una función. La tasa de crecimiento total del tejido no fetal (útero y la placenta) en un caballo de 500 kg se estima en alrededor de 45 g/día (0,09 g/kg peso corporal maternal/ día) desde el día 150 hasta el día 330 de gestación. A pesar de que la cantidad de crecimiento del

tejido no fetal no es muy grande, el tejido parece ser muy activo metabólicamente, y por lo tanto tiene una mayor necesidad de mantenimiento por unidad de peso [8, 9, 11, 12, 13].

II.1.3 Alimentación en yeguas gestantes y lactantes

Los requerimientos diarios para caballos y potros han sido estimados en términos de las cantidades de cada nutriente – carbohidratos, lípidos, proteínas minerales y vitaminas – requeridos por día por las funciones variadas de mantenimiento, crecimiento y lactancia[7].

Los nutrientes necesarios para las hembras gestantes pueden ser repartidos en las siguientes categorías: (1) Necesarios para mantener su cuerpo; (2) Necesarios por el feto para sintetizar tejido fetal; (3) Necesarios por el feto para sintetizar tejidos accesorios de la concepción (la placenta, útero y la glándula mamaria) y (4) Necesarios para mantener los tejidos recién sintetizados del feto, placenta, útero y glándula mamaria [6].

Los primeros ocho meses de gestación no tienen mucho impacto en los requerimientos nutricionales – esto significa que no se aumentan los requerimientos sobre los que tiene la yegua gestante, así como tampoco aumentan cuando está lactando. La mayor parte del crecimiento fetal ocurre durante los últimos 90 días de gestación. Aun así, la pérdida de nutrientes involucrados para sostener el crecimiento fetal y placentario normal es mucho menor que para la lactancia[7, 8]. En la Tabla 1 se puede observar la ganancia de peso y composición del feto.

Tabla 1

Ganancia de peso y composición del feto (Martin Rosset *et al 1*994)

Mes	Ganancia de peso (g/kg peso al nacimiento)	Ganancia de peso del feto. Fracción del peso al nacimiento	Gasto energético contenido (MJ/kg)*	Contenido proteico (g/kg)
8	190	0.18	4.18	115
9	190	0.20	4.60	130
10	300	0.30	4.94	153
11	310	0.31	5.36	171

*del feto + membranas fetales + útero + ubre

Para las yeguas en lactancia el consumo de materia seca se estima según su peso vivo (PV) por ejemplo, para 400 kg equivale a 10 kg MS (materia seca)/día; 11 kg MS/día para animales de 500 kg PV con una producción de leche de entre 9 y 11.5 kg de leche al día respectivamente a partir de los 3 meses de lactación [21].

II.1.4 Requerimientos nutricionales de la yegua y el potro

II.1.4.1 Minerales

Los minerales son la fracción más pequeña de la ración diaria en el alimento de los caballos. Sin los minerales los caballos no pueden metabolizar grasas, proteína o carbohidratos; sus músculos y nervios no funcionan adecuadamente, y sus huesos no pueden soportar su propio peso. Los minerales ayudan al transporte de oxígeno en la sangre a través del cuerpo, mantener el equilibrio ácido/base del cuerpo y balance de fluidos, y son componentes necesarios para cada enzima que el caballo necesita diariamente. Solo componen el 4% total del peso corporal [9]. En la Tabla 2 se puede apreciar los requerimientos de minerales.

En la gestación, los requerimientos de calcio de la yegua se incrementan para cubrir las necesidades del crecimiento fetal y desarrollo de tejidos. Usando un rango de absorción del 50%, el calcio requerido de una yegua gestante de 500 kg para le desarrollo fetal, serían de: 11.1 g/día a los 9 meses, 25.3 g/día a los 10 meses y 11.4 g/día a los 11 meses [8].

Tabla 2. Parámetros de Requerimientos Diarios de Minerales para Yeguas (peso corporal de 500kg) NRC 2003

Tipo	Peso kg	Leche kg/dl	ED (Mcal)	PC g	Lis g	Ca g	P G	Mg g	K g	Na G	
Gestantes											
< 5 meses	500	-	16.7	630	10.8	20.0	14.0	7.5	25.0	10.0	
5 meses	504	0.14	17.1	685	11.8	20.0	14.0	7.5	25.0	10.0	
6 meses	508	0.18	17.4	704	12.1	20.0	14.0	7.5	25.0	10.0	
7 meses	515	0.24	17.9	729	12.5	28.0	20.0	7.6	25.0	10.0	
8 meses	523	0.32	18.5	759	13.1	28.0	20.0	7.6	25.0	10.0	
9 meses	542	0.40	19.2	797	13.7	36.0	26.3	7.7	25.9	11.0	
10 meses	548	0.52	20.2	20.2	14.5	36.0	26.3	7.7	25.9	11.0	
11 meses	566	0.65	21.4	893	15.4	36.0	26.3	7.7	25.9	11.0	
Lactantes											
1 mes	500	16.30	31.7	1535	84.8	59.1	38.3	11.2	47.8	12.8	

ED: Energia Digestible, PC: Proteína Cruda, Lis: Lisina, Ca: Calcio, P: fósforo, Mg: Magnesio, K: potasio, Na: Sodio

II.1.4.2 Vitaminas

La vitamina A en forma de 11 –cis-retinal combinada con opsina produce rodopsina, que detectan y transforman el estímulo luminoso [8].

Las funciones en célula de la vitamina A son la diferenciación y regulación de la expresión de los genes vía nuclear a través de receptores y como resultado estimula la reproducción y embriogénesis. Adicionalmente, la vitamina A es importante para el mantenimiento de la respuesta de la inmunidad adaptativa e innata, a las infecciones [9].

Baalsrud y Øvernes (1986) mencionan que, la vitamina E es una vitamina liposoluble y un nutriente reconocido que afecta la respuesta inmune del equino. Las concentraciones en suero de vitamina E se encuentran en un rango de 2.6-7.5 µg/ml en caballos normales. Mientras que, Gay *et al*. (2004) reporta que los niveles de vitamina E (medido como niveles de tocoferol en plasma) decae en las yeguas después de parir (6.05 µg/ml a 5.0 µg/ml). La placenta epiteliocorial difusa del equino no permite que las vitaminas liposolubles crucen en grandes cantidades haciendo neonatos altamente susceptibles a la deficiencia de

vitamina E. Los recién nacidos, por tanto, dependen en gran medida de la ingestión de calostro como fuente de vitamina E [6.]

II.1.4.3 Proteínas

La proteína es el mayor componente de los tejidos corporales, después del agua. Estos están constituidos de proteínas estructurales además de enzimas, hormonas y anticuerpos. Todas las proteínas están hechas de cadenas de aminoácidos [8].

La proteína de la dieta es digerida en estómago e intestino delgado del caballo a través de la digestión enzimática producida en estos. La digestión enzimática de la proteína en el estómago ocurre vía pepsina, que tiene especificidad por los enlaces peptídicos de todas las proteínas [8].

La Universidad de Cornell recomienda un porcentaje de proteína del 12% al 14% en la dieta de las yeguas lactantes.[20].

Los caballos que reciben una cantidad inadecuada de proteína en su dieta pueden sufrir de numerosas enfermedades, incluyendo la disminución del crecimiento corporal, apetito disminuido, pérdida de peso corporal, déficit de energía, pelaje pobre, con disminución de tamaño en adultos. Las hembras gestantes con deficiencia de proteína pueden volverse propensas a abortos y las hembras lactantes disminuyen la producción de leche. Después de los primeros tres meses de lactación, la mayoría de las yeguas producen pequeñas cantidades de leche y los potros comienzan a comer alimento más sólido. En este punto, regresar a los niveles regulares de proteína es lo más apropiado para la mayoría de las yeguas [9].

II.1.4.4 Energía

Las cantidades de energía situadas en los productos de la concepción (feto + placenta + membranas fetales + ubre) son aproximadamente:

• Octavo mes, 0.636 MJ / 100kg peso corporal/día;

• Onceavo mes 1.954 MJ / 100kg peso corporal/día.

En los meses 8, 9, 10 y 11 de gestación, se necesita 14% para los dos primeros y 41% y 45% para los dos restantes de la energía total al nacimiento es depositada en estos productos (Tabla 1) [7].

II.1.5 Dieta de los equinos en la Unidad de Policía Metropolitana Montada

La alimentación normal que reciben al día consta de 3 kg de heno de avena en greña (picada) 2 veces al día, 3 kg de alfalfa achicalada (deshidratada) una vez al día, 1.2 kg de alimento balanceado (una vez al día). (Cuadro 2)

Cuadro 2
Composición bromatológica de la ración

Alimento/ingrediente	**Kg MS/día**	**[H] (%)**	**PC (%)**	**EE (%)**	**FC (%)**	**Ceniza (%)**	**ELN (%)**	**FDN (%)**	**FDA (%)**
Alimento balanceado (mezcla de granos)	4	12	12	2	10	8	56		
Avena greña	3.3	10	4	2.3	41	8	34.7	88.6	58.3
Alfalfa achicalada	3	8.1	23	3	26	11	28.9	39.5	32.2

PC: Proteína Cruda, EE: FC: fibra Cruda, EE: Extracto Etéreo, ELN: Extracto Etéreo Libre de Nitrógeno FDN: Fibra Detergente Neutra, FDA: Fibra Detergente Ácida.
H: Humedad
Datos obtenidos del Laboratorio de análisis químicos de alimentos del departamento de nutrición y bioquímica de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

II.2. Inmunoglobulinas

Las moléculas de anticuerpos son glucoproteínas denominadas inmunoglobulinas (Ig). El término inmunoglobulina se utiliza para describir todos los receptores de los linfocitos B (BCR) solubles. Hay cinco clases (o alotipos) diferentes de inmunoglobulinas, que se diferencian en la cadena pesada. La clase que se encuentra en concentraciones más elevadas en el suero se denomina inmunoglobulina G (IgG). La sigue en concentración (en la mayoría de los mamíferos) la IgM. La tercera en la mayoría de los mamíferos es la inmunoglobulina A (IgA) [5].

El caballo tiene siete genes que codifican regiones variables de cadena pesada (IGHV). El orden de los genes de la cadena pesada en el caballo es: 5'-M-D-G1-G2-G3-G7-G4-G6-G5-E-A-3'. Los caballos también poseen y expresan inmunoglobulinas, las cuáles se dividen en: IgG, IgM, IgD, IgA, e IgE. Presenta siete subclases de IgG, de las cuales se presentan las siguientes: IgG1 (IgGa), IgG2 (IgGc), IgG3 (IgG [T]), IgG4 (IgGb), IgG5, IgG6 (IgG[B]) e IgG7 y tienen dos alotipos de IgG4 (IgG4a e IgG4b) y cuatro alotipos de IgE (IgE1-4) [5].

II.2.1 Calostro

Los anticuerpos , están contenidos en el calostro, el cual es producido por la yegua bajo influencia hormonal durante las últimas 2 a 4 semanas de gestación y es secretado durante las primeras 12 horas post-parto, estos anticuerpos maternales son necesarios para proteger al potro contra enfermedades infecciosas. El calostro con mayor cantidad de proteínas (inmunoglobulinas), se produce en las primeras ocho horas post-parto ya que contiene las secreciones de la glándula mamaria acumuladas durante las últimas semanas de gestación, así como proteínas transferidas activamente desde la circulación sanguínea bajo la influencia de los estrógenos y la progesterona [1].

La glándula mamaria concentra IgG de la sangre materna en las últimas 2 a 4 semanas previas al parto. Por tanto, es rica en IgG e IgA, pero también contiene IgM e IgE. La inmunoglobulina predominante en el calostro de la mayoría de los animales domésticos es la IgG, que puede representar del 69 a 90% del total del contenido de anticuerpos; la IgA y las otras inmunoglobulinas constituyen generalmente componentes minoritarios pero significativos. En los cerdos y los caballos, la IgG prevalece en el calostro, pero su concentración disminuye rápidamente a medida que transcurre la lactación, de forma que la IgA predomina en la leche [1, 3, 5,19 26].

La calidad del calostro puede variar entre yeguas debido a que este es considerado de alta calidad si las concentraciones de IgG son superiores a 60 g/l, mediano si es entre 40 y 60 g/l y bajo si es menor a 40 g/l (Cuadro 1). Aproximadamente 1/3 de las yeguas producen calostro de baja calidad. Las yeguas viejas (mayores a 15 años) secretan calostro de baja

calidad. Muchos potros nacen con agammaglobulinemia o hipogammaglobulinemia por lo que es necesario calostro con alto contenido de inmunoglobulinas lo antes posible para dotar al potro de inmunidad pasiva. A las 12 horas postparto, las concentraciones de IgG en calostro se vuelven escasamente detectables si el potro succionó apropiadamente[3, 1].

Cuadro 1

Niveles de inmunoglobulina en calostro y leche

(mg/dl)

Especie	**Fluido**	**IgA**	**IgM**	**IgG**	**IgG3**	**IgG6**
Yegua	Calostro	500 – 1500	100 - 350	1.500 – 5.000	500 - 2500	50 – 150
	Leche	50 – 100	5 – 10	20 – 50	5. 20	0

Durante las primeras semanas de vida, las inmunoglobulinas pueden encontrarse a lo largo de todo el intestino y en las heces de los animales jóvenes, pero a medida que incrementa la capacidad digestiva del intestino, solo las moléculas de IgA secretora permanecen intactas, manteniéndose elevadas [5].

II.2.2 Lactancia

La lactancia es una función importante en la yegua. Esta provee de nutrientes en forma de leche al crecimiento del potro, el cual, eventualmente, resultará en un producto rentable al productor en cuanto el potro esté listo para destetarse. Además, otro producto importante es la calidad de la leche, así como la salud de la glándula mamaria debido a que es vital para el crecimiento del potro, y el futuro comportamiento mamario. Po lo anterior, es imperativo que los futuros, compradores y productores en la industria pecuaria, tengan un completo entendimiento de la lactancia en la yegua [23].

Como se mencionó anteriormente, el periodo de lactación de la yegua es de aproximadamente 150 a 210 días y la producción oscila entre 15.51 a 18.62 kg/día, teniendo variaciones entre razas. [4].

Se ha observado que la dieta de la yegua es un factor determinante en la calidad de la leche, ya que los elementos que contiene y la cantidad de estos, son los que recibirá el potro en el momento de mamar puesto que este es el único alimento que recibe en la etapa de recién

nacido. La cantidad adecuada de estos componentes estimula el crecimiento y desarrollo propicio de los potros, aunque en comparación con otras especies (lechones y corderos), el potro tarda mucho tiempo en doblar su peso de nacimiento (60 días) por lo que es importante administrar alimentos de buena calidad en la etapa de gestación y en la lactancia ya que esto se verá reflejado en la ganancia diaria de peso del potro [20].

Después del periodo calostral, la fracción de la proteína sérica contiene 11-21% de inmunoglobulinas, 2-15% de suero albúmina, 26-50% de lactoalbúmina y 28-60% de lactoglobulina [2].

El contenido de grasa en la leche de yegua es menor en comparación con la grasa de la leche de otras especies. La influencia del ambiente puede hacerle variar en un rango de 0 a 7.9% de este factor [1, 24].

Se han realizado diversos estudios con respecto a la calidad de calostro y leche en yeguas, por ejemplo, Csápo *et al* (1995) realizó un estudio donde yeguas lactantes fueron alimentadas con menos de 2.8 g por kg de peso corporal por día de proteína cruda, se observó la perdida peso y menor producción de leche en comparación con las yeguas que son alimentadas con al menos 3.2 g por kg de peso corporal por día de proteína cruda. La deficiencia de proteína en la dieta de la yegua también tiene un efecto adverso en el potro al que están amamantando [9].

Muchos factores que influyen en la composición proteica de la leche de yegua. Entre ellos se encuentra el contenido proteico de la leche, el cual decae rápidamente después de la segunda semana de lactación y continúa disminuyendo, lentamente, hasta el final del segundo mes. Doreau (1988) reporta que después del periodo calostral, la caseína, como una proporción de la proteína total es menos del 50%, mientras la proteína sérica es mayor al 50%. En la leche de la yegua el porcentaje de nitrógeno no proteico (NNP) es mayor que en el calostro, puesto que contiene más aminoácidos libres y no cambia durante los primeros dos meses de lactación [25, 3.]

II.3. Metabolismo

Se denomina metabolismo al conjunto de reacciones químicas enzimáticamente catalizadas que tienen lugar en la célula. Las células están continuamente intercambiando materia y energía con su entorno; con dichas materia y energía sintetizan todas las sustancias necesarias para mantener sus estructuras celulares en buen estado y realizan sus funciones vitales [18].

En el metabolismo celular hay que diferenciar dos aspectos del mismo proceso, por tanto, inseparables: la degradación de materia orgánica, transformando moléculas complejas en moléculas sencillas, con la finalidad de obtener energía en forma de ATP (adenosina trifosfato), precursores metabólicos y moléculas que transportan agentes reductores (capacidad de ceder electrones "acumulados" en nucleótidos en su forma reducida, NADH, NADPH y $FADH_2$) denominada catabolismo, y la formación de moléculas orgánicas complejas, utilizando otras más sencillas presentes en la célula y consumiendo energía, denominado, anabolismo.

Los carbohidratos y lípidos son los principales compuestos que utiliza un organismo para obtener energía, una vez que estos son metabolizados o sintetizados en glucosa ó almacenados en forma de glucógeno. Dichos procesos son realizados por el hígado principalmente. Existe otro tipo de compuestos de carácter no glucídico (lactato, aminoácidos, glicerol, alanina, glutamina, etc.) que al ser metabolizados pueden formar glucosa. La vía fundamental dentro del metabolismo que permite la conversión de estos compuestos no glucídicos a glucosa se denomina gluconeogénesis.

II.3.1 Vías catabólicas:

a) Glucolisis o degradación de la glucosa
b) Glucogenolisis o fraccionamiento de glucógeno
c) Lipolisis o fraccionamiento de ácidos grasos
d) Proteolisis o fracionamiento de proteínas.

II.3.2 Vías anabólicas

a) Gluconeogénesis o síntesis de glucosa.
b) Glucogenogénesis o síntesis de glucógeno.

c) Lipogénesis o síntesis de ácidos grasos.
d) Síntesis de proteínas.

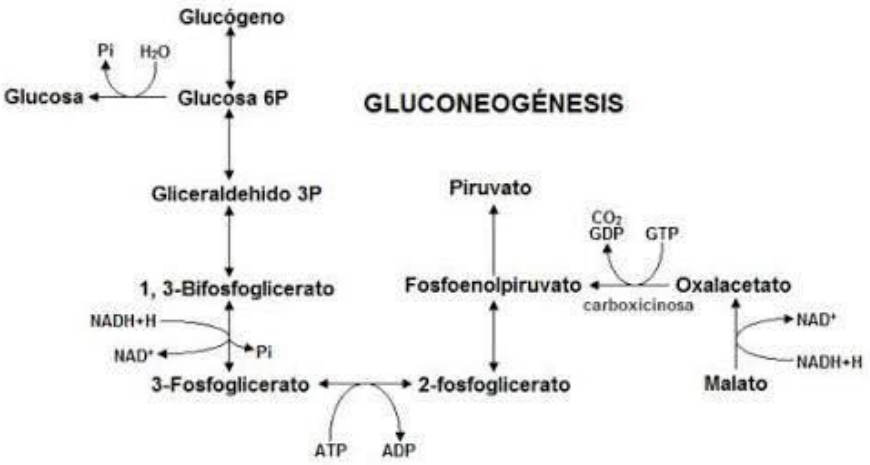
A continuación; se describirá con mayor detalle a la gluconeogénesis, la cual es la principal vía, por la cual el compuesto gluconeogénico, entra en el metabolismo para la formación de glucosa.

II.4 Gluconeogénesis

La gluconeogénesis es el proceso de síntesis de glucosa a partir de precursores que no son carbohidratos. Los principales sustratos son los aminoácidos glucogénicos, lactato, glicerol y propionato. El hígado y los riñones son los principales tejidos gluconeogénicos; los riñones pueden contribuir con hasta 40% de la síntesis de glucosa total en el estado de ayuno, y con más, durante inanición. Las enzimas gluconeogénicas clave se expresan en el intestino delgado, pero no está claro si hay producción significativa de glucosa por el intestino en el estado de ayuno [10]. La Figura 1 muestra al malato como precursor de la gluconeogénesis [24].

Un aporte de glucosa es necesario, en especial para el sistema nervioso y los eritrocitos. Después de un ayuno durante toda la noche, la glucogenólisis y la gluconeogénesis hacen contribuciones casi iguales a la glucosa en sangre; a medida que las reservas de glucógeno se agotan, la gluconeogénesis se hace progresivamente más importante [24].

Figura 1. Visión general de la gluconeogénesis a partir de malato



II.4.1 Principales sustratos de la gluconeogénesis

Propionato

Los propionatos se transforman en el hígado en oxalacetatos, que condensándose con el acetil CoA (coenzima A), entran en el ciclo del ácido tricarboxílico (ciclo de Krebs), incrementando la formación de glucosa y favoreciendo el almacenamiento de glucógeno (precursor de la glucosa) en el hígado [31].

Sin el oxalacetato correspondiente, acetil CoA se desvía a otra ruta metabólica para la formación de cuerpos cetónicos. Esta desviación metabólica es un factor fundamental en la patogenia de la acetonemia [31].

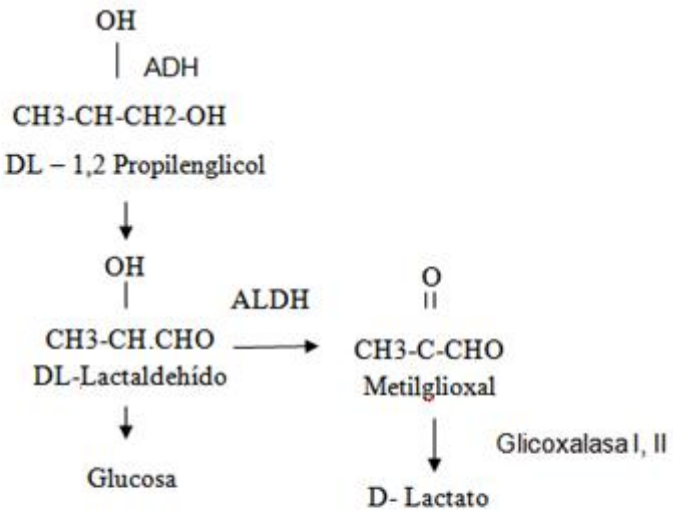
La conversión de propionatos en glucosa, requieren que éstos entren primero al ciclo del ácido tricarboxílico, como succinil CoA. Estas reacciones involucran a dos vitaminas: la biotina y la B12; por lo que el uso de los propionatos por el hígado depende de la disponibilidad de éstas vitaminas[31].

1-2 Propanodiol

El propilenglicol, también denominado 1,2-propanodiol es un producto de amplia aplicación. Como aditivo para alimentación animal pertenece a la categoría de los “aditivos tecnológicos”, incluyéndose dentro del grupo funcional “aditivos espesantes” [18].

Se transforma en lactaldehido por la alcohol deshidrogenasa y finalmente se vuelve Lactato por la aldehído deshidrogenasa, del cual el D-Enantiómero es un metabolito endógeno. (Figura 2). Otra ruta metabólica es la transformación de Lactaldehido a Metilglioxal por el alcohol deshidrogenasa y entonces por medio de la glioxalasa asimismo en Lactato. Se ha reportado, que el propilenglicol también puede glucuronizarse [33].

Figura 2. Visión general del metabolismo de 1,2 propanodiol



ADH: Alcoholhidrogenasa

AIDH: Alcoholdeshidrogenasa

Abb. 1. Metabolismo de propilenclicos (ATSDR 1997)

II.5 Lipofeed

Lipofeed es un producto comercial, el cual es una premezcla de sustratos gluconeogénicos constituida por 1,2-propanodiol, propionato de sodio, glutamato monosódico, aspartato de potasio y magnesio, dextrosa, glicerina, saborizantes y colorantes artificiales y agua cuando se presenta en estado líquido para fabricar una bebida energética. Si se desea prepararlo en estado sólido, es decir, en polvo, es necesario remplazar el agua, la dextrosa y la glicerina por diatomita, niacina y carbonato de calcio[17, 29].

III. JUSTIFICACIÓN

Los alimentos balanceados para yeguas antes y después del parto son de alto costo, aportando niveles bajos de energía metabolizable/kg, por lo que es necesario adicionar grasas o aceites para incrementar la densidad energética de la dieta con el consiguiente riesgo de acumulación de grasa en el hígado, lo anterior plantea la necesidad de utilizar un producto gluconeogénico a base de propionato de sodio que pudiese mejorar la calidad inmunológica y nutricional del calostro y leche, así como el peso para las crías en el primer mes de vida, utilizando menor cantidad de éste producto y disminuyendo el costo de la dieta en el periodo de la vida de los animales mencionado anteriormente para el dueño.

IV. HIPÓTESIS

Lipofeed al ser un producto gluconeogénico suministrado a yeguas antes de la gestación, mejorará la calidad del calostro y leche, agilizará la ganancia de peso en el recién nacido, la tasa de conversión alimenticia, la capacidad física y la resistencia al estrés, además de reducir costos.

V. OBJETIVO GENERAL:

- Evaluar en yeguas gestantes a partir del décimo mes de gestación el efecto de un sustrato gluconeogénico en la calidad del calostro, leche y peso de las crías.

VI. OBJETIVOS PARTICULARES:

- Mejorar la calidad nutricional e inmunológica del calostro, así como la calidad nutricional de la leche de la yegua después de la suplementación.
- Evaluar si existe un aumento de peso tanto en las yeguas durante la gestación, así como en las crías durante su primer mes de vida por la suplementación.
- Evaluar en sangre los niveles de: Glucosa, triglicéridos, bilirrubina total, bilirrubina conjugada, bilirrubina no conjugada, TGO (Transaminasa glutámica oxidoacética), fosfatasa, y GGT (Gamma Glutamil Transpeptidasa)
- Evaluar si exiiste daño hepático por el uso del producto.

VII. MATERIALES Y METODOS

Esta investigación se realizó en la Unidad de Policía Metropolitana Montada (U.P.M. Montada) en la delegación Iztapalapa, ubicada al oriente del Distrito Federal, a una altitud de 2,240 MSNM posee un clima templado subhúmedo. La temperatura promedio anual es de 16.6°C y la precipitación anual promedio es de 616.8 mm de agua, con una mayor pluviosidad durante los meses del verano [32].

VII.1 Material biológico

Para este estudio se utilizaron 20 yeguas (en su mayoría raza azteca), con 312 días de gestación. Se dividieron en dos grupos de 10 yeguas, al primero se le administró el suplemento Lipofeed® y el segundo se utilizó como grupo control. Cada una de las yeguas, fue colocada en una caballeriza individual.

VII.2 Pesaje

Todas las yeguas gestantes se pesaron de manera individual en una báscula industrial a partir del día 312 de gestación, después fue de la siguiente manera: 15 días antes de su fecha aproximada de parto, 8 días antes de su fecha aproximada de parto, y finalmente el día del parto.

Una vez que parieron, se pesaban de manera individual y separadas por sus potros los días 8 postparto, 15 posparto y finalmente el día 30.

Con los potros la dinámica fue la misma, pesaje individual y en las mismas fechas que sus madres.

Se obtuvo el promedio del peso de cada yegua en gestación, post parto y de sus potros, a partir de ahí se realizó el modelo estadístico.

VII.3 Suplementación

Al primer grupo de 10 yeguas, se les administró el alimento habitual, salvo el concentrado. En su lugar, fue sustituido con Lipofeed®. Se pesó diariamente 60 g de este producto, el

cual fue colocado en el comedero para que lo consumieran del día 312 de gestación hasta cumplir 30 días post-parto.

El segundo grupo de 10 yeguas se mantuvieron como testigos, de igual forma, se les administró el alimento habitual incluido el concentrado, desde el día 312 de gestación hasta cumplir 30 días post-parto.

VII.4 Toma de muestras

A cada una de las yeguas, se les tomó muestras de sangre, suero y orina. Las tomas fueron realizadas 8 días antes de su fecha aproximada de parto, a los 15 y 30 días postparto. Las tres muestras fueron tomadas el mismo día.

Se utilizaron tubos de la marca Vacutainer® que contenían anticoagulante EDTA, así como vasos estériles para orina.

Para obtener las muestras de sangre y suero, se sangraban a las yeguas con la ayuda de los tubos y se recolectaba la cantidad de 3 ml mínimo para cada muestra. Mientras que la orina, se recolectaba por micción.

Una vez que se tenían las muestras, se enviaron al laboratorio; "Diagnóstico Veterinario" para obtener química sanguínea y examen general de orina, de cada una de las muestras.

Las determinaciones realizadas a las muestras de sangre fueron:

- Glucosa
- Triglicéridos
- Triglicéridos
- Bilirrubina total
- Bilirrubina conjugada
- Bilirrubina no conjugada
- TGO (Transaminasa glutámica oxidoacética)
- Fosfatasa
- Gamma glutamil transpeptidasa (GGT)

En orina el objetivo principal era observar la presencia de cuerpos cetónicos.

VII.5 Obtención del calostro

Una vez que parían las yeguas el calostro fue recolectado en las primeras horas postparto, se procedía a ordeñar, con la intención de recolectar calostro. Debido a que no había un horario aproximado del parto, el horario de la recolección de cada una fue distinto (Cuadro 3 y 4).

Cuadro 3 horarios de recolección de calostro de yeguas suplementadas con Lipofeed®

No. Económico de yegua	Fecha	Hora probable de parto	Hora de recolección de calostro	Edad de las yeguas	Número de parto de las yeguas
A70	6 enero 2015	5:00 am	8:00 pm	16	9
942	8 enero 2015	5:30 am	8:00 pm	17	3
E33	10 enero 2015	5:00 am	8:30 pm	11	7
G39	10 enero 2015	5:00 am	8:00 am	9	4
E17	3 febrero 2015	7:00 am	10:00 am	11	6
H2	18 febrero 2015	5:00 am	8:15 am	8	3
E55	2 abril 2015	6:00 am	8:00 am	11	6
C3	4 marzo 2017	4:30 pm	6:00 pm	14	8
J11	28 marzo 2017	8:00 am	11:30 am	6	Primero
F46	1 abril 2015	11:00 am	2:00 pm	10	3

Cuadro 4: Horarios de recolección de calostro de yeguas testigo

No. Económico de la yegua	**Fecha de Parto**	**Hora de parto**	**Hora de recolección de calostro**	**Edad de las yeguas (años)**	**Número de partos**
J6	3 enero 2015	6:30 am.	9:15 p.m.	6	Primero
J13	4 enero 2015	12:00 pm	2:00 p.m.	6	Primero
E56	16 enero 2015	8:00 am	10:30 a.m.	11	5
E3	3 febrero 2015	10:00 pm	9:00 a.m.	11	5
J44	8 febrero 2015	6:00 am	8:00 a.m.	6	Primero
A93	9 febrero 2015	6:00 pm	8:00 p.m.	16	8
H23	16 febrero 2015	4:00 am	8:00 a.m.	8	4
A83	4 abril 2015	11:00 pm	8:00 a.m.	16	9
D32	8 mayo 2015	7:30 pm	8:00pm	12	6
I8	1 junio 2015	3:35 am	8:00 a.m.	7	2

VII.6 Recolección de leche

Se realizó la ordeña de cada yegua, a los 15 días postparto para la obtener una muestra de leche de aproximadamente 20 ml de leche. Posteriormente y de igual manera, se realizó otra toma de muestra de leche a los 30 días postparto.

Las muestras fueron congeladas para su preservación hasta su procesamiento.

VII.7. Medición de niveles de IgG en calostro.

La medición de los niveles de IgG en el calostro se realizó en el laboratorio de Diagnóstico CENID Microbiología Animal, del INIFAP (Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias) ubicado en km. 15.5 carretera México - Toluca, Palo alto, Cuajimalpa, a una altitud de 2,420 msnm, posee un clima templado subhúmedo con lluvias/semifrío subhúmedo, con una temperatura máxima media anual: 19.2°C y precipitación media anual: 1,220.4 mm de agua.

Se realizó un análisis cuantitativo de IgG mediante la prueba de ELISA (Ensayo de inmunoabsorción ligado a enzimas) directa. Cada muestra se hizo por duplicado, con un total de 5 placas.

Para realizar la técnica de ELISA directa, se utilizó anticuerpo anti-IgG de caballo (anti-IgG caballo) obtenido de cabra del laboratorio Jackson InmunoResearch.

No se pudo medir cantidad de IgM (inmunoglobulina predominante en leche de yegua) debido a la imposibilidad de conseguir comercialmente este anticuerpo.

Se midieron las cantidades de IgG en el calostro y leche de las yeguas respectivamente por medio de la técnica de ELISA [15].

VII.7.1. Aplicación de la muestra

Se permitió la adherencia de la muestra en microplacas de máxima absorción recomendadas para ELISA. La dilución apropiada de IgG de caballo se preparó en solución amortiguadora y se adicionó 100 µL de la preparación a cada pozo. Se permitió la incubación durante toda la noche a 4ºC (Fotografía 1).

Fotografía 1. Muestras

VII.7.2. Bloqueo de sitios inespecíficos

Se realizó el bloqueo de sitios inespecíficos en la microplaca utilizando 200 µL de solución amortiguadora diluyente constituido por PBS suplementado con albumina sérica bovina al 3% e incubación durante 1 hora a temperatura ambiente.

VII.7.3. Incubación con el anticuerpo de reconocimiento

Se incubó con 100 µL de solución de anticuerpo anti-IgG de caballo obtenido en cabra preparado en solución amortiguadora diluyente en el titulo optimizado. La incubación se realizó durante 2 horas a temperatura ambiente.

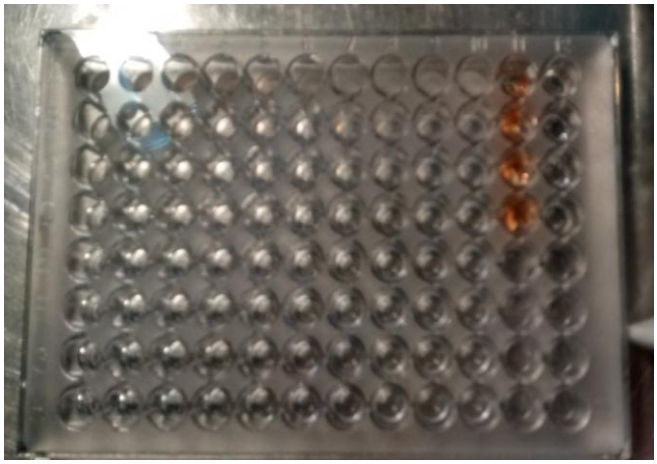
VII.7.4. Incubación con el anticuerpo de detección

Se incubó con 100 µL de solución de anticuerpo anti IgG de caballo acoplado a la enzima peroxidasa de rábano preparado en solución amortiguadora en dilución para el ensayo. La incubación se realizó durante 1 hora a temperatura ambiente.

VII.7.5. Activación enzimática

Se adiciono 100 µL de solución substrato de 3,3',5,5 'tetrametilbencidina (TMB)/peróxido de hidrogeno a cada pozo. Se permitió la incubación por 15 minutos, para el desarrollo de color (Fotografía 2).

Fotografía 2. Microplaca con desarrollo de color



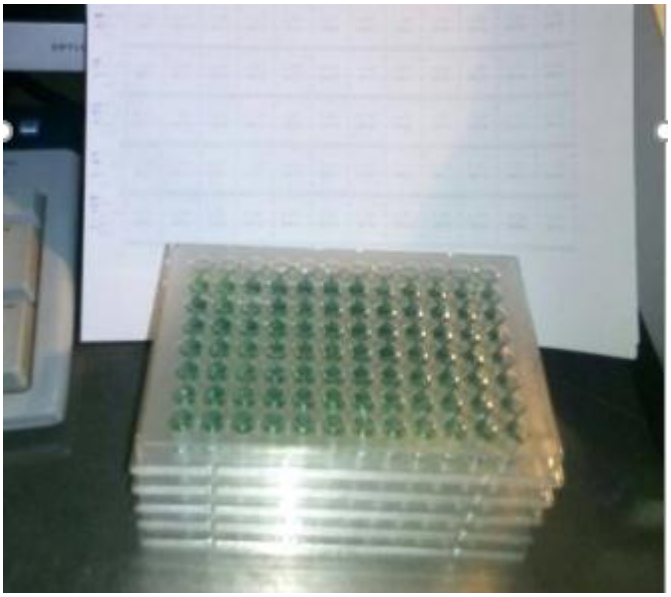
VII.7.6. Inactivación de la reacción

Se adiciono 50 µL de HCl 0,50 M para detener la reacción enzimática. Inmediatamente se procedió a realizar la lectura espectrofotométrica, con el lector de microplaca BioTek® (Fotografía 3) utilizando lectura de referencia a 630 nm. Los resultados fueron exportados a una impresora (Fotografía 4) para ser analizados (Fotografía 5).

Fotografía 3. Lector de microplaca BIOTEK®

Fotografía 4. Impresión de los resultados de la lectura

Fotografía 5. Microplacas y hojas de resultados



VII.8 Medición de las características fisicoquímicas del calostro y la leche

La determinación de las características fisicoquímicas del calostro y la leche se realizó en el laboratorio de medicina preventiva de la carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia, que se encuentra en la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán campo 4, ubicada en el km. 2.5 de la carretera México-Teoloyucán, San Sebastián Xhala, Cuautitlán Izcalli, a una altitud de 2280 msnm, posee un clima templado semi frío.

Se utilizo un aparato que permite determinar, de manera electrónica, algunas de las características fisicoquímicas del calostro y la leche denominado Julie C3® (Fotografía 6) entre las cuales están:

- Proteína
- Grasa
- Lactosa
- Sólidos totales
- Densidad

- Minerales
- Sólidos totales
- Cantidad de agua libre (aw)
- Punto de congelación
- Temperatura

Se realizó una réplica para cada muestra procesada.

Fotografía 6**.** JULIE C3®.

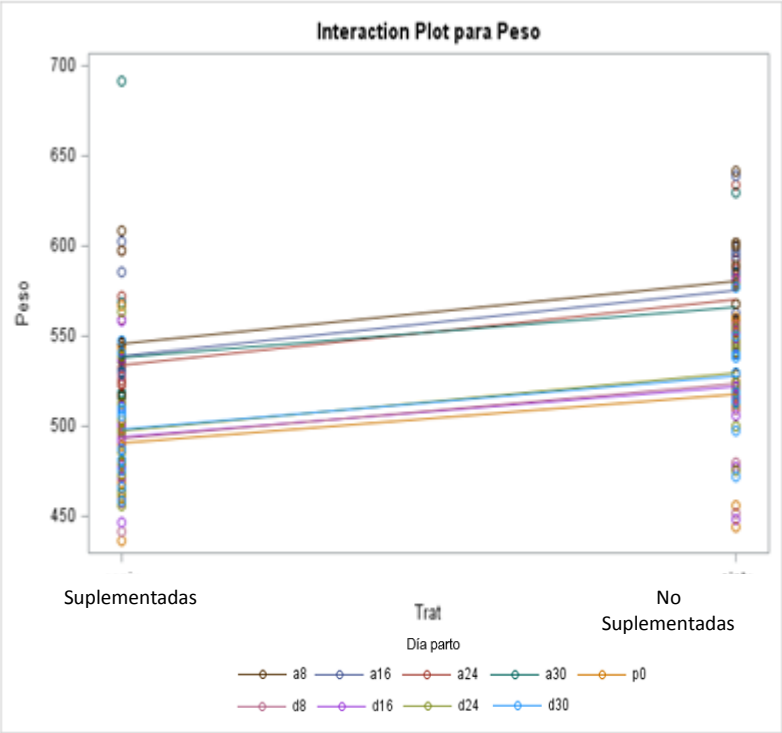
VII.9 Estadística

- El modelo estadístico utilizado es lineal generalizado mixto de medias repetidas.

VIII. RESULTADOS

Como parte del protocolo, las yeguas que fueron alimentadas con Lipofeed, y se les retiró el concentrado durante el experimento, tuvieron un menor peso durante la gestación y durante los primeros 30 días postparto en comparación con las yeguas que no fueron suplementadas (Gráfica1).

Gráfica 1 –Pesos entre yeguas que fueron suplementadas con lipofeed y grupo control



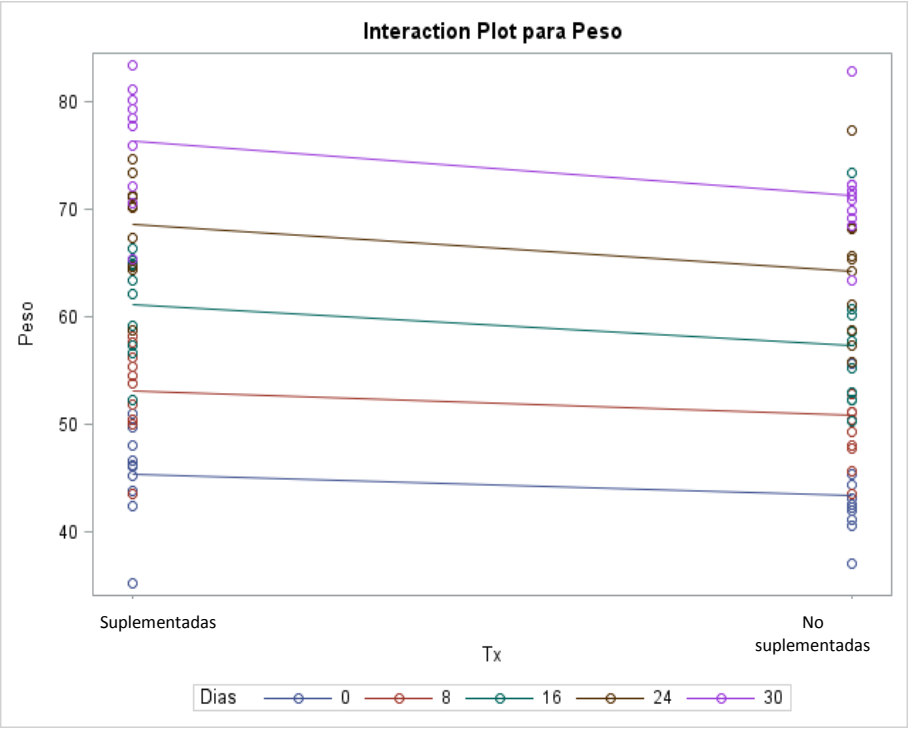
a: antes del parto.

d: después del parto.

p: parto.

Con respecto a los potros, hijos de las yeguas que fueron suplementadas con Lipofeed y que igual manera siguieron siendo suplementados durante sus primeros 30 días de vida, tuvieron un peso mayor con respecto a los hijos de las yeguas no suplementadas y que tampoco fueron suplementados en sus primeros 30 días de vida (Gráfica 2)

Gráfica 2. Pesos entre potros de los diferentes grupos en estudio.



a: antes del parto.

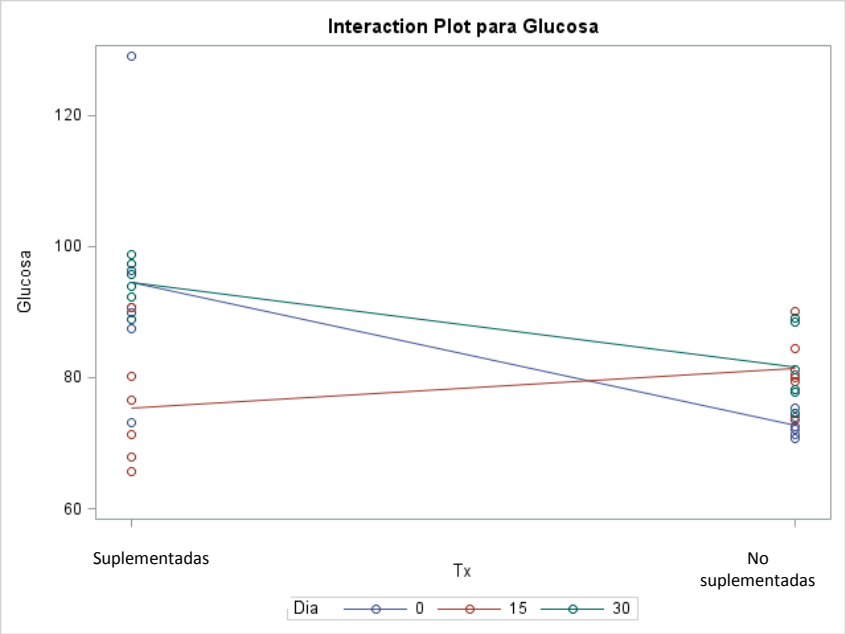
d: después del parto.

p: parto.

Con respecto a los componentes sanguíneos, se encontró lo que a continuación se expone.

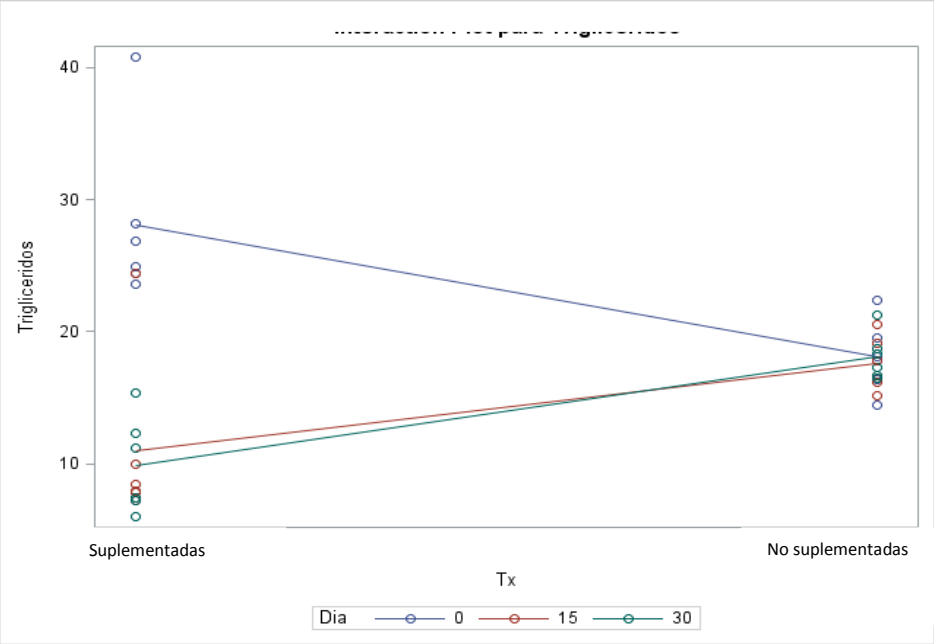
En caso de glucosa en sangre, se observó mayor cantidad en yeguas suplementadas con Lipofeed en comparación con las yeguas no suplementadas (Gráfica 3).

Gráfica 3. Niveles de glucosa en sangre entre yeguas de los diferentes grupos en estudio



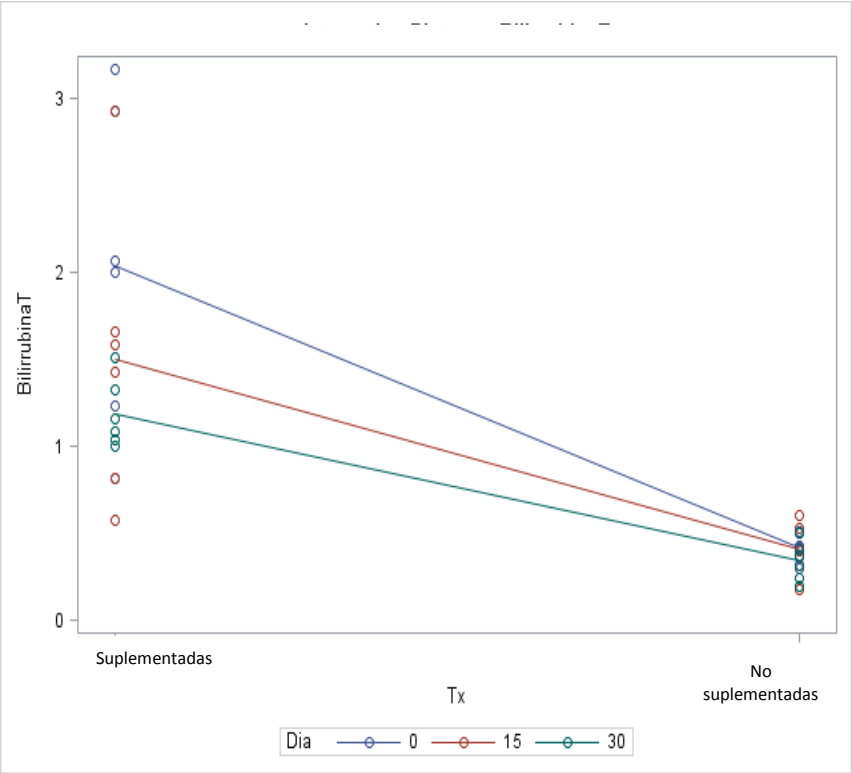
En el caso de triglicéridos en sangre, se observó mayor cantidad en las yeguas que fueron suplementadas con Lipofeed en comparación con las yeguas no suplementadas (Gráfica 4)

Gráfica 4. Niveles de triglicéridos en sangre entre yeguas de los diferentes grupos en estudio



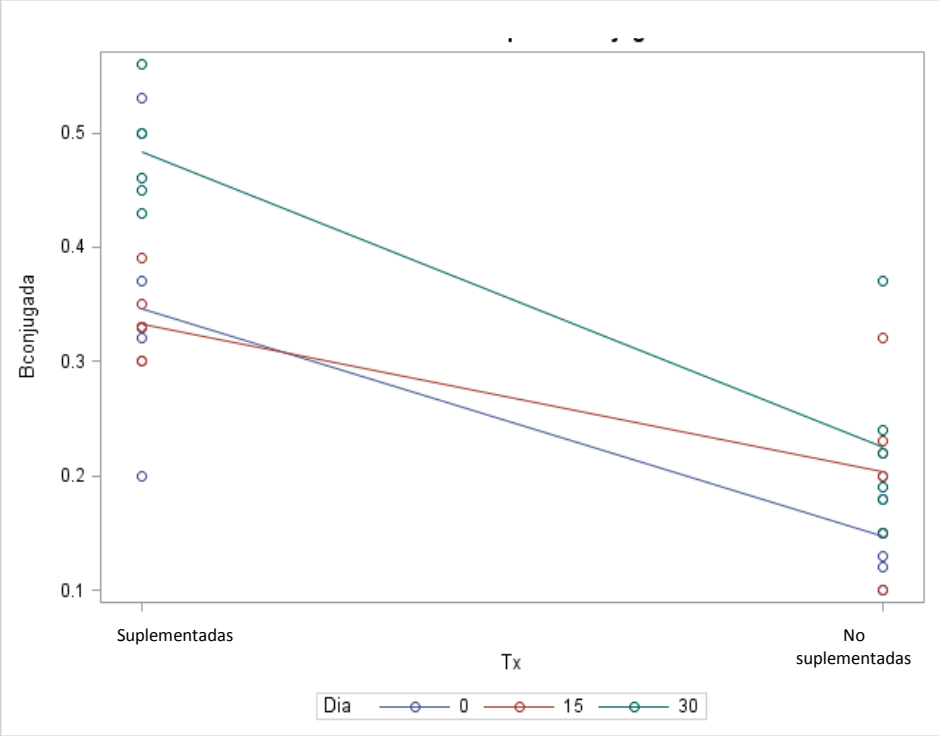
La bilirrubina total en sangre mostró aumento en las yeguas que fueron suplementadas con Lipofeed, en comparativa con las que no se suplementaron (Gráfica 5)

Gráfica 5. Niveles de bilirrubina total en sangre entre yeguas del estudio



Los niveles de bilirrubina conjugada en sangre resultaron más altos en yeguas que fueron suplementadas con Lipofeed en comparativa con las que no estaban suplementadas (Gráfica 6)

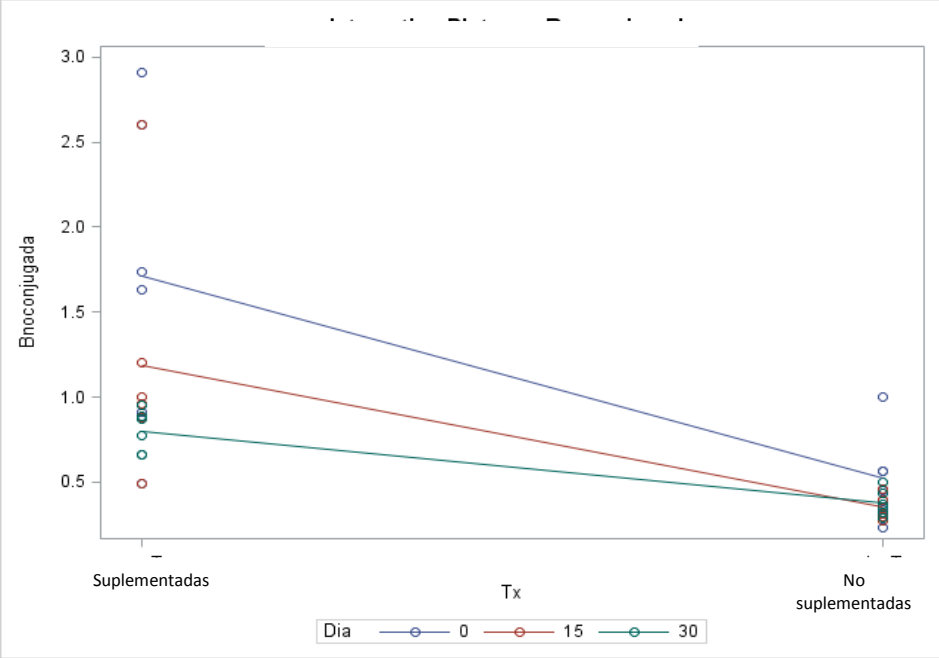
Gráfica 6. Niveles de bilirrubina conjugada en yeguas



.

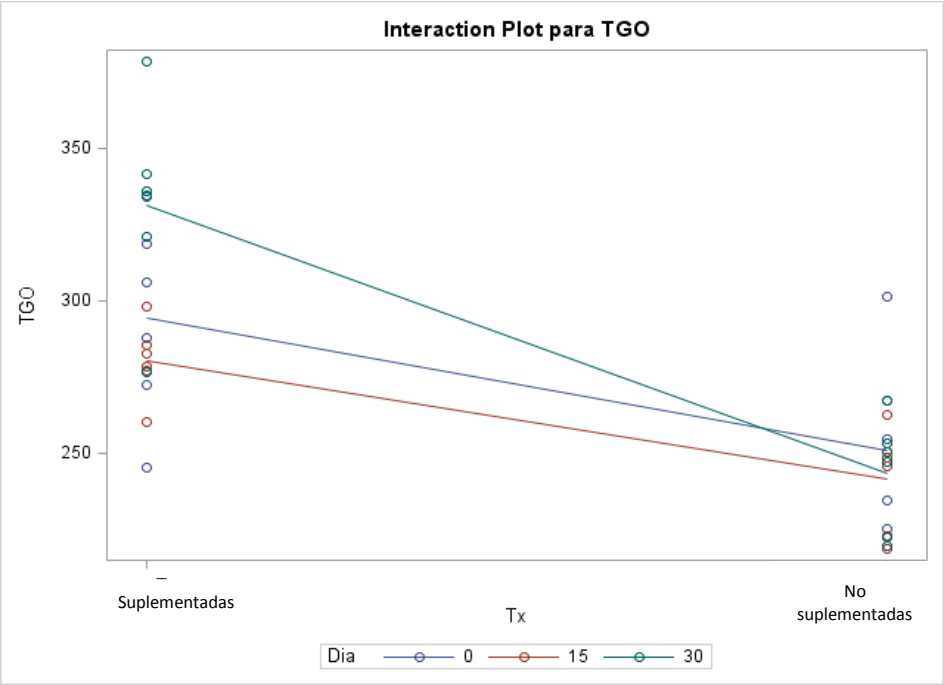
Los niveles de bilirrubina no conjugada en sangre se observaron aumentados en las yeguas que fueron suplementadas con Lipofeed en comparativa a las que no fueron suplementadas (Gráfica 7).

Gráfica 7. Niveles de bilirrubina no conjugada en sangre entre yeguas suplementadas con lipofeed y yeguas sin suplementar



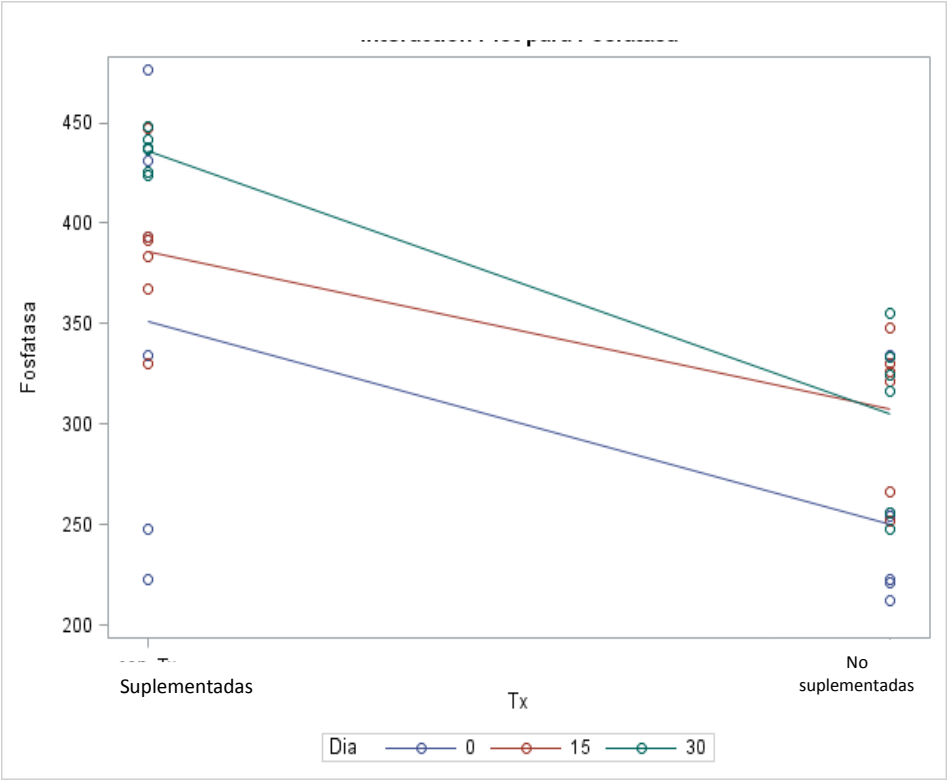
Los niveles de TGO (Transaminasa glutámica-oxaloacética) en sangre se vieron aumentados en las yeguas suplementadas con Lipofeed (Gráfica 8)

Gráfica 8. Niveles en sangre de tgo entre yeguas suplementadas y las no suplementadas



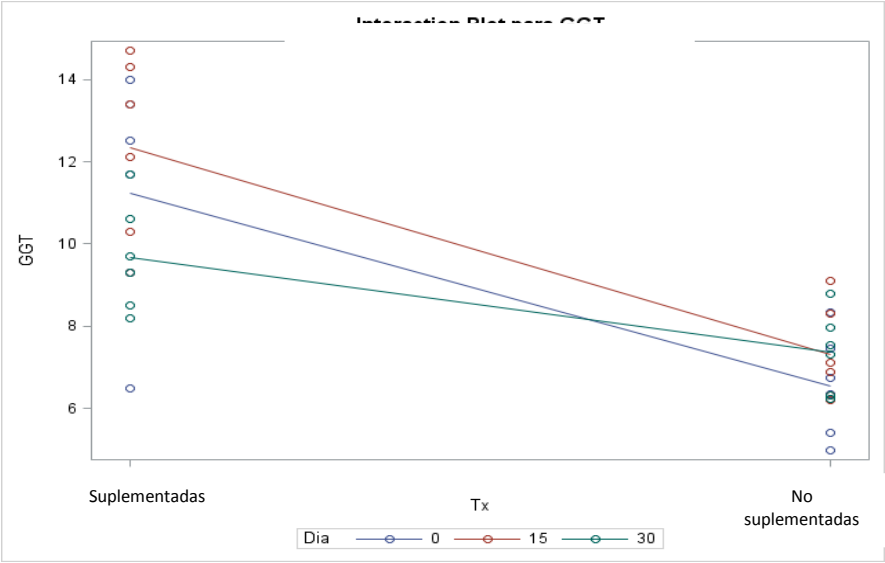
Los niveles de fosfatasa en sangre se encontraron aumentados en las yeguas que fueron suplementadas con Lipofeed (Gráfica 9)

Gráfica 9. Niveles de fosfatasa en sangre entre yeguas suplementadas con lipofeed y no suplementadas



Los niveles de GGT (Gamma Glutamil Transpeptidasa) se encontraron aumentados en las yeguas que fueron suplementadas con Lipofeed (Gráfica 10)

Gráfica 10. Niveles de gamma glutamil transferasa en sangre entre yeguas suplementadas con lipofeed y no suplementadas

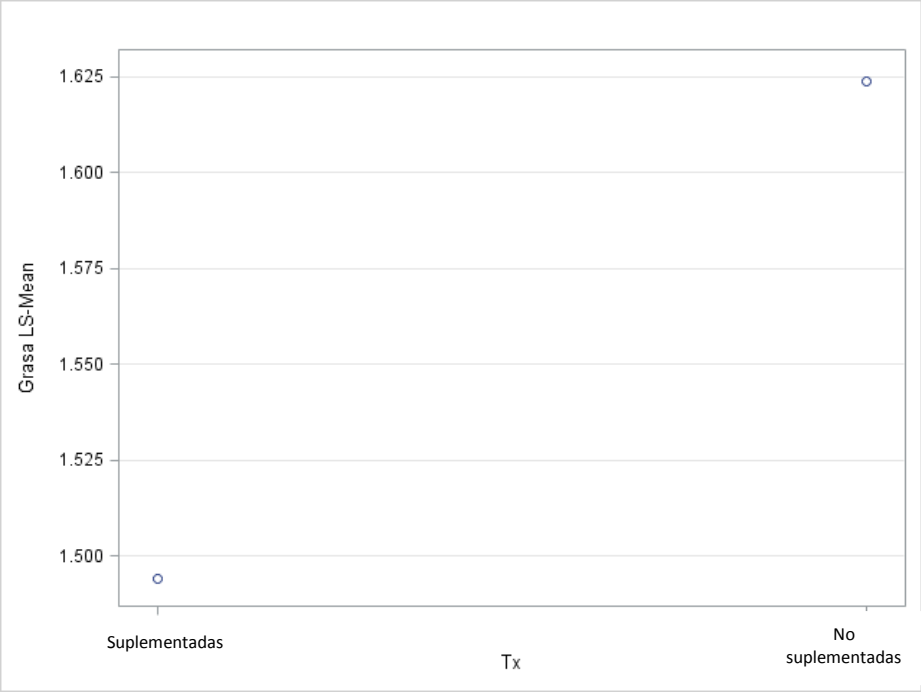


En orina no se encontraron presencia de cuerpos cetónicos o algún hallazgo relevante.

Con respecto a la leche los resultados encontrados fueron los siguientes:

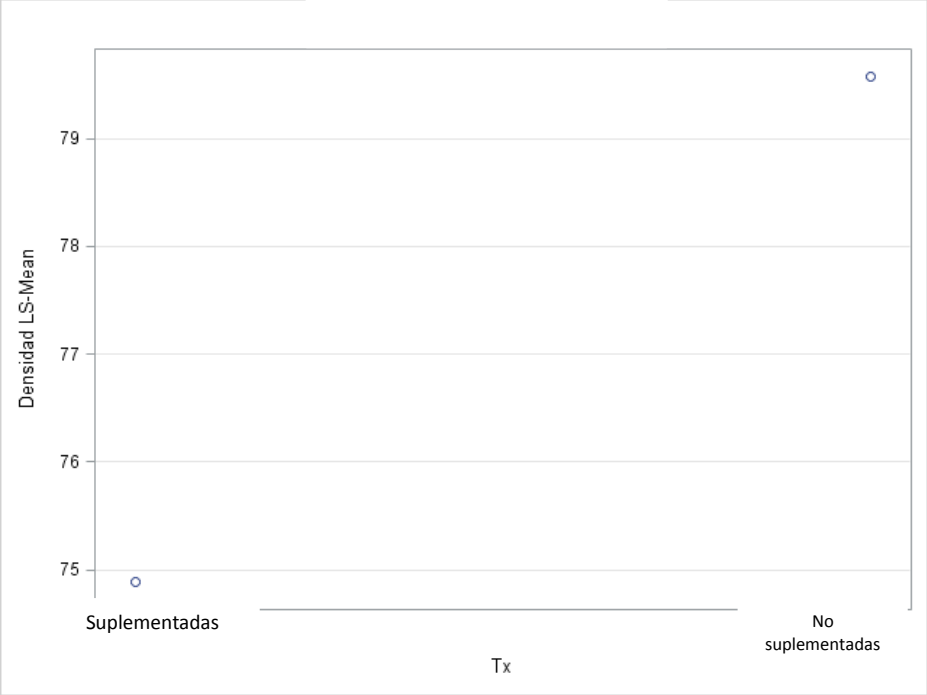
En el caso de la grasa, se observó que la leche de las yeguas que no fueron suplementadas con Lipofeed contenía una cantidad mayor de grasa que las que fueron suplementadas (Gráfica 11)

Gráfica 11. Grasa en leche de yeguas que fueron suplementadas con lipofeed y las no suplementadas



En cuanto a la grasa presente en la leche las yeguas que fueron suplementadas con Lipofeed, fue menor a la de la leche de las yeguas no suplementadas (Gráfica 12).

Gráfica 12. Densidad en leche entre yeguas del experimento



Estos dos parámetros; grasa y densidad, fueron los únicos que sufrieron modificaciones entre grupos experimentales. Los demás parámetros nutricionales no sufrieron cambios.

Con respecto a grasa y densidad del calostro, ninguno de los grupos de este estudio, no hubo efecto significativo sobre.

Sobre la calidad inmunológica del calostro no existieron resultados fuera de los parámetros establecidos para ambos grupos con respecto a los niveles de IgG presentes.

IX. DISCUSIÓN

Sobre el peso de las yeguas suplementadas, los resultados muestran menor peso de las yeguas alimentadas con Lipofeed en comparación al de las yeguas testigo durante y después de la gestación, aunque los potros del grupo suplementado tuvieron un peso mayor al grupo control. Sin embargo, esta variación en el peso puede deberse a distintos factores: edades de las yeguas que eran variables e iban desde los 3 hasta 16 años, número de partos, patologías existentes en estas mismas (como laminitis), además del estrés al que estuvieron sometidas durante el manejo, así como el hecho de que salían a la pista 6 horas diarias y se les colocaba pajas de heno. En contraste a los resultados obtenidos en esta investigación, Livas y Medeles (2005) dentro de su estudio sobre la ganancia de peso en becerros brangus de Sonora, documentaron un aumento de peso en los becerros que fueron suplementados con Lipofeed® durante la realización de su estudio. En otro estudio realizado por López *et al*., (2012) de Producción de pollos de engorde con la adición de Lipofeed® como sustituto energético en la dieta los resultados indicaron que no afectó el peso corporal, consumo de alimento, conversión alimenticia, ganancia de peso ni la mortalidad de las hembras, mientras que en el caso de los machos presentaron un mayor peso corporal, consumo de alimento, ganancia de peso y mortalidad. Los resultados en las yeguas pueden deberse a que, como reporta Miranda *et al* (2007) a nivel metabólico al disminuir los niveles de ATP en el ayuno, la enzima AMPK (proteína quinasa activada por AMP) se activa como consecuencia de la demanda de energía. Al activarse la AMPK en el hígado, se inactivan vías anabólicas por medio de la fosforilación de algunas enzimas clave. También se disminuye la expresión de genes de enzimas involucradas en la gluconeogénesis (fosfoenolpiruvato carboxicinasa (PEPCK), glucosa-6-fosfatasa)[36] y la lipogénesis (sintasa de ácidos grasos [FAS]).

Los niveles de glucosa en las yeguas suplementadas se vieron aumentadas en contraste a las que no fueron suplementadas, esto marca una diferencia con el estudio de Linares (2017) cuyos resultados, en el cual utilizó Lipofeed® en gallinas de postura en su segundo ciclo, mostraron niveles menores de glucosa en gallinas suplementadas que en las que no lo fueron. Estos resultados, nos indican que el propionato de sodio podría estar funcionando

ya que, Murray *et al* (2012) menciona que la glucosa se forma a partir de dos grupos de compuestos que pasan por gluconeogénesis: 1) los que comprenden una conversión neta directa en glucosa, incluso casi todos los aminoácidos y el propionato, y 2) los que son los productos del metabolismo de la glucosa en los tejidos.

En yeguas suplementadas se encontró que la bilirrubina total, conjugada y no conjugada, así como los niveles de TGO y GGT estaban elevados con respecto a los niveles encontrados en las yeguas no suplementadas, esto se puede traducir en un daño hepático. Pfeiffer *et al* (2008) reporta que el incremento de las bilirrubinas de están asociados con hemólisis, enfermedad hepatocelular, colestasis y causas fisiológicas, y de la misma forma, así como el aumento de GGT el cual se asocia a la inflamación y/o destrucción del epitelio de los canalículos biliares, y a colestasis secundaria al daño de hepatocitos, mientras que TGO tiene una amplia distribución en los tejidos, y se libera al plasma de células dañadas de diferentes tejidos, incluyendo el hepático, músculo cardiaco, eritrocitos, células intestinales y riñones por tanto no es indicador de daño hepático. Didier *et al* (2010) en su estudio titulado: "Medición de las enzimas AST y GGT en diferentes estados reproductivos y/o edades en caballo Criollo Colombiano en el Valle de Aburrá, Antioquia" reporta que no hay diferencias estadísticas significativas entre las mediciones de GGT y TGO en yeguas gestantes, vacías y machos reproductores. Edward *et al* (2008) dice que el estrés metabólico puede causar una disminución del aporte de la glucosa en tejidos periféricos (especialmente en la unión dermo-epidérmica de la cual es dependiente) y que esta disminución puede causar laminitis, por tanto, es probable que el daño en hígado existiera previamente ya que muchas yeguas tienen esta patología. Se sugiere realizar un estudio completo para evaluar si en realidad hay daño hepático en las yeguas.

Con respecto a las características fisicoquímicas de la leche se apreció, que, en las yeguas suplementadas con Lipofeed que la grasa y densidad está presente en menor cantidad que las que no fueron suplementadas.

Se sugiere volver a realizar el experimento, esta vez con animales libres de estrés y que ambos grupos estén en igualdad de condiciones de salud y edad.

X. CONCLUSIÓN

La adición de Lipofeed® a la dieta de las yeguas y potros, no reflejó ningún cambio significativo en las características fisicoquímicas e inmunológicas del calostro, así como tampoco en el peso de las yeguas y los potros, por tanto, se concluye que el sustrato gluconeogénico no resultó relevante para yeguas y potros.

Sin embargo, se observaron indicios de daño hepático en los resultados de la química sanguínea, aunque no se le puede atribuir al sustrato debido a que no se sabían las condiciones de salud de las yeguas antes de iniciar el experimento.

XI. REFERENCIAS

1. Clément, Arnaud G, Duvaux-Ponter C and Chavatte-Palmer P. 2001. Passive transfer of immunity in horses. Pferdeheilkunde (17): 669-671.

2. Csapo J, Stefler J, Makray S and Csapo-Kiss, Z. 1995. Composition of mare's colostrum and milk. Fat content, fatty acid composition and vitamin content. Int. Dairy Journal. 5(4):393–402.

3. Csapo J, Stefler J, Makray S and Csapo-Kiss, Z. 1995. Composition of mare's colostrum and milk. Protein content, amino-acid composition and content of macro and micro-elements. Int. Dairy Journal. 5(4): 403–415.

4. Jenness R. 1974. The composition of milk, In: Lactation of mare, Comprehensive Treatise. Vol III. Nutrition and Biochemistry of Milk (Larson B.L. &Smith V.R. eds.) Academic Press, London. Pag: 107.

5. Tizard IR. 2009. Introducción a la inmunología veterinaria. 8th ed. Barcelona España. Elsevier. Pp: 170-229.

6. Pagan JD. 2009. Advances in Equine Nutrition IV. 1st ed. Kentucky: Nottingham University Press. Pp: 124.

7. Frapé D. 2004. Equine Nutrition and Feeding. 3rd ed. Oxford UK: Blackwell Publishing: Pp: 54 –217.

8. Nutrient Requirement for Horses. 2007. 6th ed. Washington D.C: National Academies Press. Pp: 71 – 112.

9. Briggs K. 2007. Understanding equine nutrition. Revised edition. Lixington Kentucky: Eclipse Press. Pp- 27 – 76.

10. http://themedicalbiochemistrypage.org/es/gluconeogenesis-sp.php#intestine

11. Fowden AL, Taylor PM, White KL, and Forehead AJ. 2000. Ontogenic and nutritionally induced changes in fetal metabolism in the horse. J. Physiol 528(1):209–219.

12. Bell AW, Slepetis R and Ehrhardt RA. 1995. Growth and accretion of energy and protein in the gravid uterus during late pregnancy in Holstein cows. J. Dairy Sci. 78(9):1954–1961.

13. Ginther O. 1992. Reproductive Biology of the Mare: basic and applied aspects. Equiservices. (1)2: 59.

14. Koterba AM, Drummond WH and Kosch PC. 1990. Equine Clinical Neonatology. 1st ed. Lea &Febiger. Philadelphia London. Pag 277.

15. Lizcano L, López D. 2009. Creación de un banco de calostro comercial para potros "Equilife", (Trabajo de investigación como opción de grado), Bogotá Colombia; Univ La Salle.

16. López BEA, Ramírez JE. 2009. Producción de pollos de engorda con la adición de Lipofeed® como sustituto energético en la dieta. (Proyecto especial de graduación del programa de Ingeniería Agronómica), Zamorano Honduras; Escuela Agrícola Panamericana.

17. SAGARPA. Ficha técnica Lipofeed. México (Juanacatlán Jalisco): PREPEC.

18. Pintaluba A, SA. Propilenglicol [en línea] URL: http://www.pintaluba.com/.

19. Fairfield B. (2000). Collecting Colostrum. [en línea] URL http://www.thehorse.com

20. Luszczynski J, Pieszka M. 2011. Growth Rate of Thoroughbred Horses during First Six Months of Life. Journal of Applied Animal Science 1(2):130-134

21. Shimada A. 2010. Nutrición Animal. Ed.Trillas. México. pag 273 – 284

22. Wells S, Ferwerda N and Timms LL. 2012. Evaluation of Mare's Milk Composition / Quality during Lactation. Animal Industry Report: AS 658, ASL R2719.

23. Morel D. 2005. Fisiología de la reproducción de los équidos, cría y manejo de la yeguada. Segunda edición, editorial Acribia, Zaragoza España, Pp 417.

24. Murray KR, Granner DK, Mayes PA, Rodwell VW. 2012. Bioquimica de Harper. 29a Ed. McGrawHill; Pp 80

25. Doreau M. Boulot S, Barlet JP, Patureau-Mirand P. 1990. Yield and composition of milk from lactating mares: effect of lactation stage and individual differences. J. Dairy Res. 57(4):449 – 454.

26. Linares GIG. 2017. Adición de una mezcla de propilenglicol y de propionate de calcio como fuente energética en dietas para gallinas de postura de segundo ciclo (Tesis en que para obtener título de médica veterinaria zootecnista). Ciudad de México, México; UNAM, Ciudad Universitaria. Pp 23-24.

27. Gestación.www.manualdereproduccionequina.blogspot.mx

28. Suplemento energético para nutrición animal. 2009. Solicitud patente [en línea] http://www.google.com/patents/WO2009093887A1?cl=es

29. Aditivos alimentarios. [en línea] 2015 http://www.eufic.org/article/es/expid/basics-aditivos-alimentarios/

30. Orozco MRJ. 2016. La energía en la producción de la leche. BM editores. [En línea] URL www.bmeditores.mx

31. INEGI [En línea] 2015 URL http://www.inegi.org.mx/

32. The MAK Collection for Occupational Health and Safety. 2007. Propylenglykol [MAK Value Documentation in German language, 2007]. Ed. Wiley-VCH Verlag GmbH & Co. KGaA. Germany. Pp 1–29

33. Livas CF y Medeles ORJ. 2005. Evaluación del sustrato gluconeogénico Lipofeed® sobre los índices productivos y económicos de becerros brangus en Sonora, ergomix

34. Laxman S. 2017. Conceptualizing eukaryotic metabolic sensing and signaling. J Indian Inst Sci. 97(1):59-77.

35. Hatting M, Tavares CDJ, Sharabi K, Rines AK, Puigserver P. 2017. Insulin regulation of gluconeogenesis. Ann N Y Acad Sci. Sep 3. doi: 10.1111/nyas.13435

36. Petersen MC, Vatner DF, Shulman GI. 2017. Regulation of hepatic glucose metabolism in health and disease. Nat Rev Endocrinol. 13(10):572-587.

37. Tappy L. 1995. Regulation of hepatic glucose production in healthy subjects and patients with non-insulin-dependent diabetes mellitus. Diabete Metab. 21(4):233-40.

38. Trefts E, Gannon M, Wasserman DH. 2017. The liver. Curr Biol. 27(21):R1147-R1151.

39. Pfeiffer BP, Carrillo DR, Kalajzic GM 2008. Efecto de la funcionalidad hepática en equinos alimentados con grasas micronizadas de origen marino. Universidad Mayor. [Acceso: 20 de Julio de 2010]. http://www.engormix.com/MA-equinos/ sanidad/articulos/efecto-funcionalidad-hepaticaequinos-t2546/p0.htm

40. Didier RJ, Zuluaga D; Ruiz OC. 2010. Medición de las enzimas AST y GGT en diferentes estados reproductivos y/o edades en caballo Criollo Colombiano en el Valle de Aburrá, Antioquia. Revista CES Medicina Veterinaria y Zootecnia /5(2):55-60.

41. Miranda N, Tovar AR, Palacios B, Torres N. 2007. La AMPK como un sensor de energía celular y su función en el organismo. Rev Invest Clin; 59 (6): 458-469