

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

ESTIMACIÓN DE PROTEÍNA CRUDA CORPORAL Y
DETERMINACIÓN DE ANALITOS EN HEMOLINFA DE TARÁNTULA
TERCIOPELO NEGRO MEXICANA *BRACHYPELMA VAGANS*
(AUSSENER 1875) PROPORCIONANDO UNA DIETA A BASE DE
GRILLOS (*ACHETA DOMESTICA*) ALIMENTADOS CON DOS
DIFERENTES DIETAS.

TESIS
QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
MÉDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA

PRESENTA

ITZEL VELÁZQUEZ RAMÍREZ

Asesores

MVZ. MPA. DR.C. Carlos Gutiérrez Olvera
Biol. M en C. Jorge Mendoza Marroquín



Universidad Nacional
Autónoma de México



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.

DEDICATORIAS

A mi mamá Rosa Ramírez Ibarra

A mis hermanos Citlali y Jorge

A mi nueva familia Octavio y Said

AGRADECIMIENTOS

A mi mamá por apoyarme siempre en todo.

A Citlali por estar ahí cuando la necesito.

A Jorge porque a pesar de todo estará en las malas.

A mis tías por todo el apoyo que me han dado a lo largo de estos años.

A Oscarín y Yessi por el apoyo.

A mis amigos por los momentos, ayuda y compañía.

A los maestros que motivaron cada paso de esta hermosa carrera.

A Jorge Mendoza por la gran ayuda y consejos que me otorgó a lo largo de este trabajo.

Al Dr. Carlos, kari, tann, pau, alex, por todo lo que han hecho por mí.

Y principalmente a los animales que han estado a lo largo de mi desarrollo profesional por los cuales he aprendido y seguiré aprendiendo.

CONTENIDO

	Página
Resumen.....	1
1. Introducción	
Tarántula terciopelo negro mexicana (<i>Brachypelma vagans</i>)	
1.1 Clasificación taxonómica.....	2
1.2 Características anatómicas.....	2
1.3 Aparato digestivo.....	5
1.4 Aparato circulatorio.....	6
1.5 Hábitat y conducta social.....	7
1.6 Alimentación y nutrición.....	9
1.7 La tarántula como animal de compañía.....	12
2. Justificación.....	14
3. Hipótesis.....	15
4. Objetivo general.....	15
4.1 Objetivos particulares.....	15
5. Material y métodos.....	16
5.1 Animales y alojamiento.....	16
5.2 Alimento y alimentación.....	16
5.3 Recolección de muestras.....	17
5.4 Secado y Molido.....	18
5.5 Determinación de Proteína Cruda.....	19
5.5.1 Digestión.....	19
5.5.2 Destilación.....	19
5.5.3 Titulación.....	20
5.6 Determinación de analitos.....	20
6. Análisis estadístico.....	21
7. Resultados.....	22
7.1 Fósforo.....	22
7.2 Glucosa.....	25
7.3 Magnesio.....	26
7.4 Calcio.....	27
7.5 Amoniaco.....	27
7.6 Proteína cruda.....	27
7.7 Materia seca.....	28
8. Discusión.....	29
8.1 Magnesio.....	29
8.2 Glucosa.....	30
8.3 Fósforo.....	31
8.4 Calcio.....	32
8.5 Amoniaco.....	33
8.6 Materia Seca.....	34
8.7 Proteína cruda.....	34
9. Conclusiones.....	37
10. Referencias.....	36

RESUMEN

VELÁZQUEZ RAMÍREZ ITZEL. Estimación de proteína cruda corporal y determinación de analitos en hemolinfa de tarántula terciopelo negro mexicana *Brachypelma vagans* (Ausserer 1875) proporcionando una dieta a base de grillos (*Acheta domestica*) alimentados con dos diferentes dietas (bajo la dirección de: MVZ. MPA. DR.C. Carlos Gutiérrez Olvera y M. en C. Biol. Jorge Mendoza Marroquín).

Debido al aumento en la demanda de los animales de compañía no convencionales y a la escasa información científica sobre su alimentación y nutrición para su mantenimiento, se ha tenido la necesidad de desarrollar estudios que permitan dilucidar cuestionamientos que aún no son resueltos en torno a estos animales y así comenzar a emitir recomendaciones fiables respecto a un adecuado cuidado de su nutrición. Una de las especies que ha tenido una creciente popularidad en los hogares, es la tarántula (*Brachypelma vagans*), cuya dieta en cautiverio está basada principalmente en grillos; utilizando de manera alterna tenebrios, cucarachas y ocasionalmente roedores. El presente estudio tuvo como objetivo, proporcionar información referente a los cambios en los analitos de la hemolinfa de estas tarántulas alimentadas a base de un grupo de grillos alimentados con avena y otro grupo alimentados con hojuelas para pez, así como determinar el contenido de proteína cruda en los individuos en función a las dietas mencionadas. Se emplearon 20 tarántulas de 2 años de edad, de sexo indistinto, repartidos de forma aleatoria en 2 grupos de 10 individuos cada uno, los cuales se trabajaron en dos diferentes épocas del año (marzo y octubre), los grupos de 10 individuos se dividieron en 2 subgrupos de 5 individuos los cuales se alimentaron con la dieta de avena, mientras el resto se alimentaron con la dieta de hojuelas para pez. Las muestras de hemolinfa se procesaron por medio del analizador Vet Test 3008 (Idexx Laboratories) en el que se cuantificaron los siguientes analitos: glucosa, fósforo (P), magnesio (Mg), amoníaco (NH₃) y calcio (Ca). Las muestras de tejido se obtuvieron del par de patas III y se secaron en horno a 60°C para determinar el contenido de materia seca (MS) y posteriormente ser procesadas para conocer el contenido de proteína cruda (PC) mediante el método Kjeldahl. Con los datos obtenidos se compararon las concentraciones de estos analitos a partir de las dietas consumidas por las tarántulas, y se observó la variación en la PC del par de patas III. Para el análisis estadístico se utilizó un diseño completamente aleatorizado en arreglo factorial 2x2 con mediciones repetidas (periodo con dos niveles y tratamiento con dos niveles) para glucosa, P, Mg y Ca; para el NH₃ se utilizó una Prueba de Kruskal Wallis; para la PC se empleó una Prueba de T-Student para muestras independientes entre las dos dietas; para la MS se utilizó una U de Mann – Whitney. Los programas computacionales utilizados fueron SPSS v. 22 y JMP v. 6. Los resultados obtenidos mostraron diferencias significativas ($p < 0.05$) sólo para glucosa, P, Mg y PC en cuanto a los diferentes periodos de marzo y octubre; el P además de la diferencia significativa en diferentes periodos mostró una diferencia entre los tiempos de muestreo, bajo las condiciones de este estudio. Finalmente se concluye que la influencia de la dieta proporcionada no ejerció variaciones sobre los analitos en hemolinfa. Las concentraciones altas de Ca en el alimento vivo no cambian la concentración de este analito en hemolinfa; los niveles altos de PC en las dietas ofrecidas al alimento vivo no provocaron un incremento en la concentración de nitrógeno en la composición corporal de las tarántulas, y de la misma forma no influyó en la concentración de NH₃ en la hemolinfa.

1. INTRODUCCIÓN

Tarántula terciopelo negro mexicana (*Brachypelma vagans*)

1.1. Clasificación taxonómica

Los arácnidos pertenecen al Reino Animalia, Phylum Arthropoda, Clase Arachnida, Orden Araneae, el cual se divide en tres subórdenes: Araneomorphae (arañas verdaderas), Liphistiomorphae (arañas segmentadas) y Mygalomorphae (arañas primitivas) dentro de las que se incluyen las tarántulas, que pertenecen a la Familia Theraphosidae. Existen 124 géneros y 946 especies de terafósidos descritos en el mundo. El género *Brachypelma* es uno de los mejor representados en México con 14 especies, siendo importantes porque se encuentran protegidas por leyes mexicanas (NOM-059-SEMARNAT-2010) e internacionales como la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres (CITES) y al ser comercializadas exitosamente como animales de compañía no convencionales.^{1,2,3,4}

1.2. Características anatómicas

Las tarántulas como la mayor parte de los artrópodos poseen una especie de cubierta o armadura externa llamada exoesqueleto. Éste es muy importante para las tarántulas pues no sólo le permite soportar su cuerpo y órganos internos, sino que a su vez funciona como aislante del medio evitando así la pérdida excesiva de agua, vital para estos animales, además se extiende más allá prolongándose sobre su superficie en forma de cientos de miles de pequeñas cerdas (espinas, sedas, tricobotrias, etc.) que confieren a las tarántulas ese aspecto peludo tan peculiar que las caracteriza.⁵

Estas cerdas cumplen funciones muy variadas dependiendo de su forma, ubicación y composición. Las cerdas de las tarántulas son rígidas, siendo prolongaciones del exoesqueleto, por lo tanto no crecen ni se desarrollan como el pelo.⁵

El cuerpo de las tarántulas se divide en 2 regiones principales: el prosoma (cefalotórax) y el opistosoma (abdomen); estas dos regiones se hallan unidas por un pequeño segmento llamado pedicelo.⁵

El prosoma es una región muy importante, exteriormente está endurecido, visto dorsalmente se puede observar el caparazón, el cual posee un hundimiento central llamado fóvea, éste se debe a que en esa región se sujetan los músculos del estómago succionador. Hacia la zona anterior del prosoma se puede observar el tubérculo ocular, el cual posee 8 ojos dispuestos en dos hileras de cuatro ojos cada una (Fig. 1).⁵

Adheridos al prosoma se encuentran los primeros segmentos de las patas y pedipalpos: las coxas. Estas estructuras también están presentes en la base de los quelíceros, sólo que poseen una configuración de sedas modificadas para filtrar los alimentos.⁵

El opistosoma es una parte muy flexible del exoesqueleto y es donde se albergan la mayor parte los órganos vitales de las tarántulas. Dorsalmente está recubierto de gran cantidad de sedas. En la zona ventral podemos distinguir claramente dos pares de estructuras ovales, estas son los libros branquiales mediante los cuales las tarántulas respiran. En la parte posterior del abdomen se observa el ano y un par de estructuras productoras de seda: las hileras. Todas las tarántulas presentan dos pares de hileras. El par de en medio se encuentra muy reducido y es muy poco visible, el segundo par de hileras es más largo y tienen un

aspecto digitiforme. Ambos pares de hileras pueden producir seda (Fig. 2).⁵

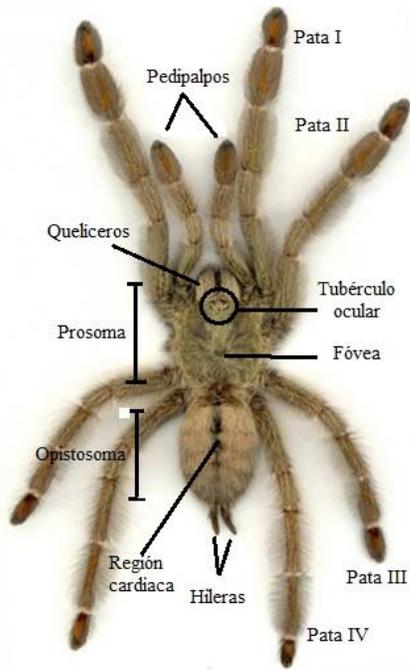


Figura 1. Vista dorsal⁵



Figura 2. Vista ventral⁵

Si bien no poseen un endoesqueleto en el sentido estricto como el de los vertebrados, si poseen una gama de otras estructuras que en conjunto cumplen similares funciones a las de un verdadero endoesqueleto (Fig.3, Fig. 4).⁵

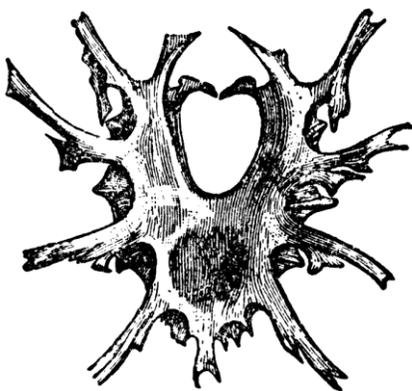


Figura 3. Endoesqueleto vista dorsal⁵

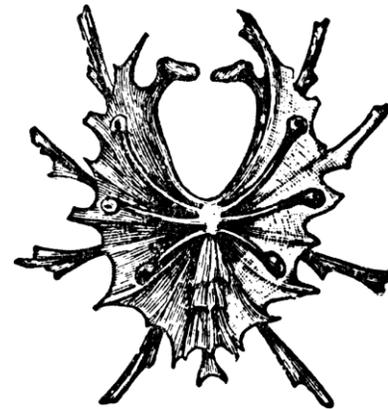


Figura 4. Endoesqueleto vista ventral⁵

Los principales elementos que forman el esqueleto interno de una tarántula son el apodema, la apófisis y el endosterno. Existe también un apodema tergal o central, que ayuda en el soporte de los músculos del estómago succionador.⁵

Este soporte se logra debido a que las células musculares se conectan individualmente con las células de los tendones, estas a su vez se conectan a los apodemas como si fuera un punto de seguridad. La unión de los tendones con los apodemas no se distingue fácilmente, pues se entrelazan gradualmente en varios puntos.⁵

1.3 Aparato digestivo

Inicia a partir de la cavidad oral que se encuentra ubicada entre la base de los quelíceros, conecta con un largo tubo digestivo llamado faringe. Este tubo atraviesa el ganglio cerebral, en esta porción se le denomina esófago. Este a su vez se conecta con un órgano muscular denominado estómago succionador. El contenido del estómago atraviesa hacia el intestino pasando por el pedicelo hacia el opistosoma. En el opistosoma forma una red tubular que recibe el nombre de túbulos de malpighi. Antes de llegar al ano, un delgado tubo recolecta los desechos que produce la tarántula (Fig. 5).³

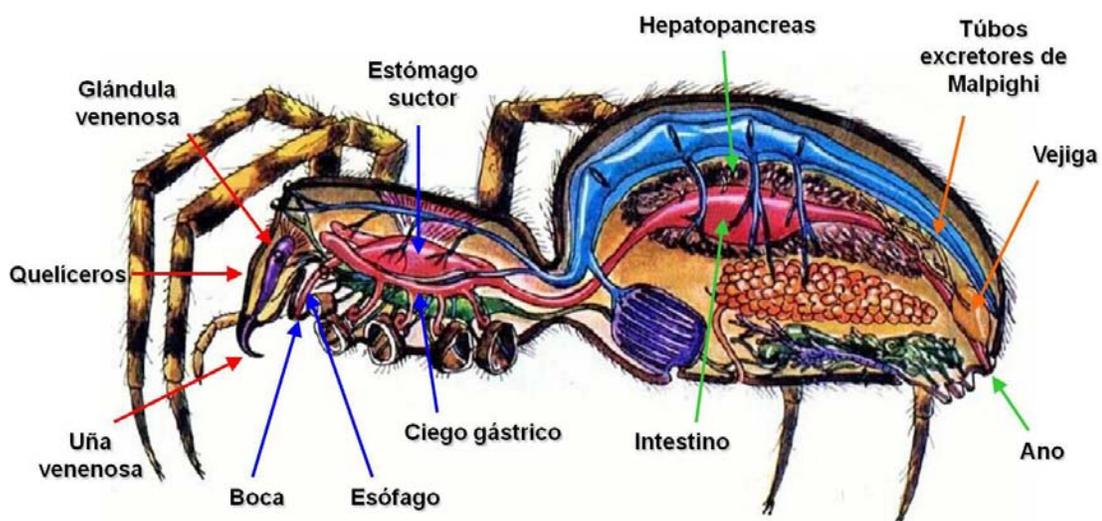


Figura 5. Aparato digestivo⁶

Las tarántulas tienen una forma peculiar de alimentarse, al morder a su presa segregan una mezcla de veneno y enzimas digestivas que no sólo matan a su presa, sino que la comienzan a digerir. Una vez que se licuan las partes internas de la presa, la tarántula comienza a succionar por la boca las partículas que son tan pequeñas como micras. Las partículas más grandes se filtran a través de unas cerdas especiales que se hallan en las coxas de los quelíceros y pedipalpos (Fig. 5).⁵

Las tarántulas poseen unas glándulas coaxiales que se ubican en la base de las coxas I y III, se ha visto que estas glándulas pueden secretar un líquido que promueve la digestión (algo similar a la función de la saliva en mamíferos), también promueven la regulación de sales dentro del organismo de la tarántula.⁵

1.4 Aparato circulatorio

En las tarántulas la circulación es de tipo abierto, es decir que sus arterias se van dividiendo y distribuyendo a lo largo de sus órganos, pero eventualmente desembocan en espacios abiertos que irrigan directamente todos los órganos y tejidos. Debido a esta peculiaridad, la sangre y los fluidos corporales de la tarántula están compuestos de la misma sustancia: la hemolinfa.⁵

El transporte de oxígeno en la hemolinfa se lleva a cabo mediante un pigmento llamado hemocianina que utiliza cobre en su sitio de transporte. Se han encontrado al menos cuatro tipos diferentes de cuerpos celulares (denominados hemocitos) directamente relacionados con la hemolinfa, aunque no se ha constatado una función clara de estos corpúsculos, se cree que ayudan a la tarántula a combatir infecciones, cuerpos o agentes extraños que puedan afectarle.⁵

El corazón de las tarántulas es un órgano tubular que se encuentra en la región dorso central del opistosoma. Internamente está incluido en una pequeña cámara llamada pericardio, que cubre al corazón con unos pequeños ligamentos y estimula la circulación de la hemolinfa. La contracción se lleva a cabo debido a la acción de pequeños filamentos nerviosos que cubren el pericardio. El corazón presenta cuatro agujeros (llamados ostia) que funcionan como válvulas, moviendo la hemolinfa en ambas direcciones debido a la presión provocada por su contracción. De esta manera la hemolinfa es irrigada en todo el prosoma y opistosoma.⁵

1.5 Hábitat y conducta social

Brachypelma vagans es una especie que habita el sureste de México desde Veracruz hasta Quintana Roo. Habita en selva baja caducifolia y selva alta; en el extremo norte de Yucatán algunas poblaciones de *B. vagans* pueden ser encontradas en la transición de la selva baja y el bosque seco espinoso. *B. vagans* parece ser una especie que se desarrolla bien en lugares urbanos y puede ser encontrada en pastizales para ganado, césped o plantaciones. Muchas especies de tarántulas mexicanas del género *Brachypelma* tienen poblaciones con distribución limitada sobre partes del Pacífico y costas del Caribe. La limitada distribución geográfica de su género, destrucción de su hábitat, altas tasas de mortandad en juveniles, tiempo en alcanzar la madurez sexual (7 – 8 años para machos, 9 – 10 años para hembras), y su alto valor en el comercio de mascotas, hacen a todas las *Brachypelma* especies propensas a encontrarse bajo una categoría de riesgo de amenaza o riesgo de extinción (Fig. 6).^{7,8}

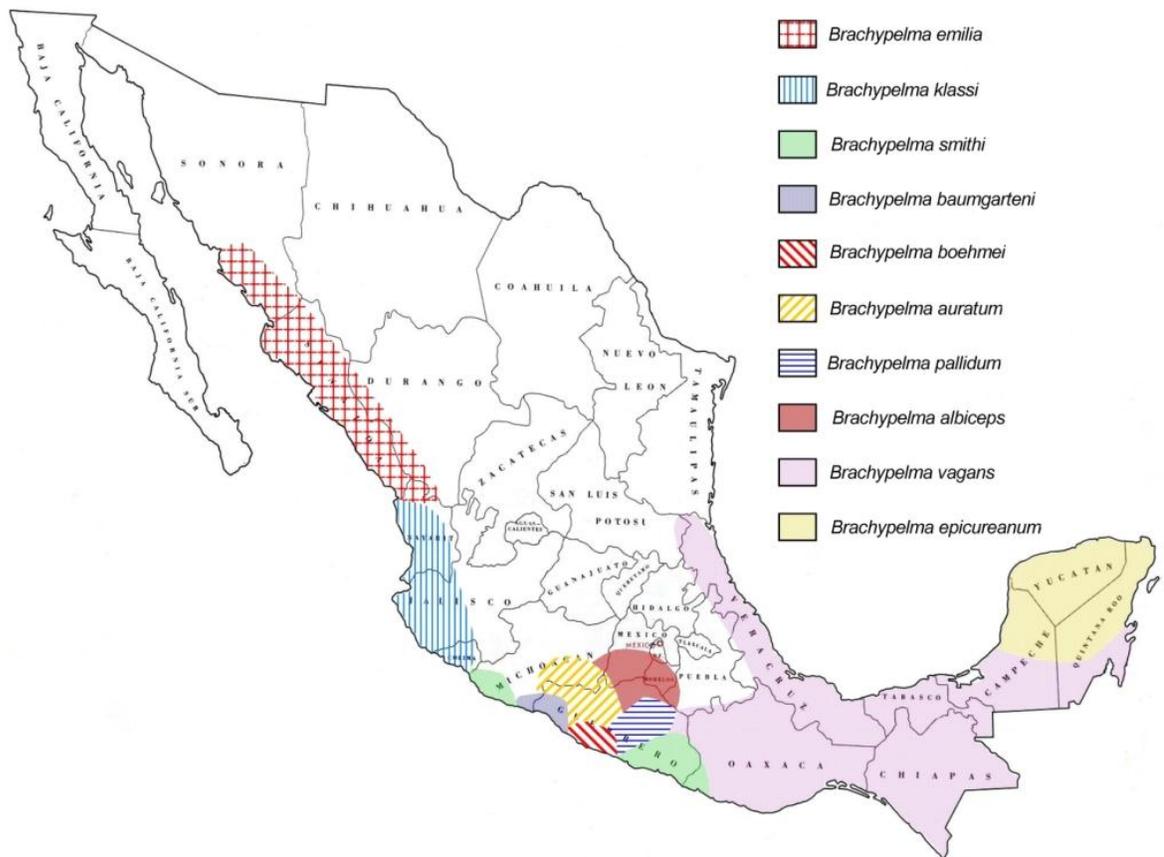


Figura 6. Distribución de las especies del género *Brachypelma* en México⁸

Como la mayoría de las tarántulas, la biología de *B. vagans* es pobremente conocida. Las hembras adultas miden 5.0 – 7.5 cm de longitud corporal y patas de hasta 13.5 cm. Los machos adultos son ligeramente más cortos con un abdomen mucho más pequeño. Las tarántulas son totalmente negras a excepción de sus largos pelos rojos en el dorso del abdomen; las hembras también tienen pelos de color marrón rojizo en las patas III y IV. Estas tarántulas pasan el día en madrigueras las cuales tienen una sola entrada, ligeramente más ancha que el cuerpo de la misma y cerrada con seda para limitar la pérdida de agua. El sitio de depredación es usualmente la propia madriguera, y las tarántulas tejen seda alrededor de la entrada para transmitir las vibraciones de su presa en movimiento. La época

de reproducción ocurre durante la temporada de lluvias donde la madriguera también sirve como sitio de anidación y las hembras hacen grandes ovisacos de seda de 4 – 5 cm de diámetro que contienen alrededor de 300 juveniles, estos sacos son construidos a través de los meses de invierno más secos con las juveniles emergiendo y permaneciendo con su madre por varias semanas después para dispersarse al final de la primavera, justo antes del inicio de las lluvias del comienzo del verano.^{9,10}

Las tarántulas mexicanas de caderas rojas son depredadoras nocturnas, se alimentan de artrópodos que habitan en el suelo y posiblemente de pequeños vertebrados. Los enemigos de las tarántulas consisten en pequeños mamíferos predadores, mientras las jóvenes tarántulas serían vulnerables a otros artrópodos particularmente de otras grandes arañas terrestres, así también como ranas y sapos. Como la mayoría de las tarántulas del nuevo mundo, *B. vagans* se defiende contra los depredadores con unos especiales pelos urticantes que se encuentran sobre su abdomen. Si estos pelos llegan a piel, pican como trozos de fibra de vidrio, pero si se meten en las membranas mucosas y especialmente los ojos, podrían lesionar o causar mucho malestar. No se ha informado que esta especie posea una mordedura grave a personas.^{11,12}

1.6 Alimentación y Nutrición

Las tarántulas son depredadores obligados que se alimentan de cualquier cosa que pase cerca y puedan manipular, desde insectos de todos tamaños hasta lagartijas, serpientes, ranas y pequeños roedores y rara vez aves. La mayoría presenta la estrategia denominada “sentarse y esperar”: aguardan cerca de la entrada de su guarida, que puede tener más de un metro y medio de profundidad, y que ellas mismas construyen raspando y acarreado la tierra con sus colmillos.⁸

Cuando perciben vibraciones en el suelo con sus innumerables receptores en forma de pelos, atacan de manera increíblemente veloz y con mucha precisión. Con sus patas, que cuentan con dos pequeñas garras en la punta, acercan la posible presa a sus colmillos. En fracciones de segundo su sencillo cerebro dividido en dos partes alrededor del esófago hace una evaluación y si determina que es una presa lo que en ese momento se encuentra a su merced, le encaja sus colmillos que llegan a medir casi dos centímetros de largo inyectándole un veneno que va a servir para matar y digerir previamente a su presa, ya que las tarántulas no pueden alimentarse con sólidos. Una vez que la presa sucumbe, la tarántula comienza literalmente a exprimirla apretándola entre sus grandes colmillos y unos pequeños dientecillos que se encuentran en la base de éstos. Gracias a una bomba succionadora que se encuentra en su estómago, absorbe los líquidos mientras el veneno actúa licuando las partes sólidas. Una cría de ratón es totalmente digerida, incluyendo huesos y piel, en 17 horas.⁸

Todas las tarántulas son insectívoras y prefieren presas vivas y activas. En cautiverio su dieta principal se basa en el grillo doméstico (principalmente *Acheta domestica*), varias especies de cucarachas, larvas de escarabajo (*Tenebrio molitor*, *Zophobas morio*) y langostas y saltamontes (*Locusta migratoria* y *Schitocerca gregaria*). Algunas tarántulas de gran tamaño ocasionalmente son alimentadas con ratones de diferentes edades, sin embargo, no todas ellas aceptan a estos animales como presas, además de que no son necesarios en su alimentación, los nutrientes que le proporcionarían son llenados por los insectos, por lo que nunca deben ser tomados como dieta base.¹²

Es importante considerar que el tamaño de la presa no debe de ser mayor al tamaño de su abdomen, sobre todo haciendo hincapié en esto en el caso de las crías y juveniles. La

cantidad de alimento a proporcionar depende de diversos factores, sobre todo la etapa de vida, recomendándose en las crías alimentar cada tercer día y en el caso de los adultos de una a tres veces por semana. El grillo parece ser la mejor opción en la alimentación de estos arácnidos, recomendándose proporcionar no más de cinco grillos a la semana. En grillos se puede observar que a mayor contenido de proteína cruda del alimento se encontró un mayor contenido de este analito en el insecto. En el caso de los tenebrios y zophobas, hay que tener cuidado con que estos no se entierren en el sustrato del terrario, porque podrían no ser detectadas por el animal. Por lo regular en la etapa de muda, tanto antes, como después de ésta, las tarántulas dejan de comer y son vulnerables al ataque de sus presas, por lo que en estos momentos se recomienda no alimentarlas. Estos arácnidos son voraces, en algunas especies es mayor la voracidad que en otras viéndose reflejada en la distensión de su abdomen, por lo cual si se proporciona gran cantidad de alimento se podría provocar la obesidad del animal y esto es más peligroso en las crías y juveniles ya que en el momento de la muda podría morir el animal, por la distensión de su abdomen y la debilidad de su nuevo exoesqueleto. Es recomendado retirar los sobrantes, presas vivas o muertas no consumidas lo antes posible (al día siguiente en el caso de presas muertas no consumidas, o uno o dos días después en el caso de presas vivas). No es aconsejable capturar insectos del campo, jardines o parques ya que podrían ser portadores de parásitos o contener productos químicos como insecticidas que podrían matar al animal. En el caso de las tarántulas arborícolas, el alimento, en el caso de grillos y gusanos deberá ser acercado al lugar de descanso de ellas, también pueden ser utilizadas para su alimentación moscas domesticas o de la fruta (*Musca domestica*, *Drosophila melanogaster* y *D. hidey*).^{12,13}

1.7 La tarántula como animal de compañía

En todo el mundo se ha expandido la pasión por las tarántulas, existiendo una gran comunidad de personas que coleccionan tarántulas como mascotas. El interesante comportamiento, formas de vida, colores y hábitos, hacen de estos animales fascinantes mascotas, además que son animales que requieren muy bajo mantenimiento y espacio, representando poco gasto para sus poseedores. Esto permite que una persona pueda tener gran cantidad de especímenes.¹⁵

En algunos países existen incluso asociaciones de personas apasionadas por esta actividad, como Inglaterra, Estados Unidos, Alemania, Malasia, Francia, España, Italia y muchos más. Este creciente número de interesados en las tarántulas ha favorecido la extracción intensa de ejemplares de su medio ambiente, tanto de manera legal como ilegal.¹⁵

En México el precio de las tarántulas ronda en \$200 pesos M.N. por ejemplar, precio significativamente más bajo que el que se puede obtener por un ejemplar que ha sido criado en cautiverio. Además de los mercados, algunos ejemplares se comercializan por Internet, en sitios de subastas en línea, donde eventualmente hay vendedores que ofrecen adultos de *Brachypelma* en \$200 o \$300 pesos M.N. Evidentemente esos ejemplares son ilegales, puesto que ninguna de las Unidades de manejo para la Conservación de la vida silvestre (UMA) registradas en México vende ejemplares adultos, además de que el precio es muy bajo para ser ejemplar de cautiverio, y aún más si fuese importado. Afortunadamente la cantidad de personas que deciden adquirir un ejemplar ilegal contra uno legal es cada vez más baja.¹⁵

Las tarántulas deben ser alojadas en recintos adecuados a su tamaño, con una tapa segura y bien ventilada y escotilla para facilitar la alimentación. El sustrato debe ser por lo menos de

5 – 8 cm el cual ofrecerá suficiente profundidad si decidieran construir una madriguera. Son excelentes sustratos tierra para macetas sin productos químicos, o cáscara de coco.¹⁶ Aunque las tarántulas adquieren la mayor parte del agua en el alimento es recomendable ofrecer agua potable en un contenedor plástico no muy profundo, brindando humedad al ambiente mediante la evaporación natural.¹⁶

2. JUSTIFICACIÓN

La creciente adquisición de mascotas no convencionales, como es el caso de las tarántulas del género *Brachypelma*, hace indispensable conocer los requerimientos mínimos necesarios para su manutención en cautiverio. La importancia sobre sus cuidados nutricionales debe ser básica para que los organismos se desarrollen de manera adecuada. Debido a que actualmente existen muy pocos estudios nutricionales en tarántulas desde su cría y mantenimiento en cautiverio, es de gran importancia conocer la estrecha relación que hay en el porcentaje de proteína cruda y los analitos de la hemolinfa de las tarántulas con los aportes de nutrientes que consumen.

No hay suficiente información que justifique científicamente la alimentación que se emplea actualmente para las tarántulas que requieren consumir insectos como base de su dieta. La mayor parte de este conocimiento se adquiere de manera empírica por parte de los criadores y coleccionistas. Sin embargo, en muchas ocasiones el problema que enfrentan es encontrar una fuente confiable para la obtención del alimento. Por lo que no es posible garantizar la correcta alimentación del alimento vivo, teniendo como probable consecuencia una mala alimentación que puede derivar en problemas nutricionales.

3. HIPÓTESIS

Se observará una variación nutricional en los valores de proteína cruda (PC) y materia seca (MS) corporal, así como el calcio (Ca), fósforo (P), magnesio (Mg), glucosa y amoníaco (NH₃) en hemolinfa de la tarántula *Brachypelma vagans* dependiendo de las dietas que consuman sus presas.

4. OBJETIVO GENERAL

Determinar la proteína cruda corporal y la modificación de analitos en hemolinfa de la tarántula terciopelo negro mexicana *Brachypelma vagans* (Ausserer 1875), al proporcionar una dieta a base de grillos (*Acheta domestica*) alimentados con dietas diferentes.

4.1. OBJETIVOS PARTICULARES

1. Determinar la materia seca (MS) y proteína cruda (PC) corporal de la tarántula *Brachypelma vagans* a través de la determinación de éstas en el par de patas III de estos animales antes y después de proporcionar una dieta de grillos previamente alimentados con dos dietas diferentes.
2. Determinar la concentración de calcio (Ca), fósforo (P), magnesio (Mg), glucosa y amoníaco (NH₃) en las muestras de hemolinfa tomadas a las tarántulas antes y después de proporcionar una dieta de grillos previamente alimentados con dos dietas diferentes.

5. MATERIAL Y METODOS

5.1. Animales y alojamiento:

Este estudio se llevó a cabo en dos estaciones del año, la primera en el periodo de marzo, y la segunda en octubre que corresponde a primavera y otoño respectivamente. Se utilizaron 10 tarántulas para cada estación del año, de la misma camada de dos años de edad, y de sexo indistinto, cada una alojada en un contenedor plástico de 30 cm de largo x 30 cm de ancho y 20 cm de altura, con una capa de 5 cm de peat moss como sustrato. Se colocó una tapa ancha de plástico como bebedero en un extremo del contenedor plástico al cual se le cambió el agua dos veces por semana o cada que se requería rellenar. Las tarántulas se mantuvieron dentro de una habitación a temperatura ambiente y humedad de 70%.



Figura 7. Tarántula *Brachypelma vagans* del estudio dentro de su contenedor plástico

5.2. Alimento y Alimentación

Antes de comenzar el experimento, se mantuvieron a las 10 tarántulas en un periodo de 15 días para aclimatarlas al medio donde se alojaron y a la alimentación cada tercer día con grillos de origen comercial. El mismo periodo se usó para adaptar a dos grupos de grillos

que se mantuvieron alimentados con las siguientes dietas, las cuales se muestran en el Cuadro 1:

- Hojuela de avena para consumo humano que contiene 7.9% de PC y 92.2% de MS
- Alimento Wardley® en hojuelas para pez que contiene 40% de PC y 96% de MS

Cuadro 1. Análisis químico proximal (AQP) en base seca de las dietas ofrecidas % Materia seca, realizado en el laboratorio de bromatología del departamento de Nutrición animal y Bioquímica de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la UNAM. *FND = fibra neutro detergente, FAD = fibra ácido detergente. (Díaz, 2014)

	Humedad	MS	PC	Cenizas	FND	FAD	Ca	P
Avena	7.8	92.2	7.00	2.00	15.38	2.68	0.44	0.33
Hojuela para pez	3.96	96.04	36.99	10.59	12.74	3.04	1.04	0.84

Las 10 tarántulas fueron divididas de forma aleatoria en dos grupos de 5 individuos cada uno. Cada grupo fue alimentado de manera independiente con grillos mantenidos con una dieta específica. Se les proporcionaron tres grillos a la semana de la siguiente manera: un día sí, dos días no, durante 30 días y se documentó el consumo por individuo.

5.3 Recolección de muestras

Al término del periodo de adaptación de 15 días, las tarántulas se anestesiaron con isoflurano al 5% en una cámara plástica transparente con pequeñas perforaciones en cada extremo de la misma, permitiendo la difusión del agente anestésico. Posteriormente se tomó la muestra 0 de hemolinfa siendo de 0.2 – 0.3 ml, utilizando una jeringa de 1ml sin

anticoagulante. La zona de toma de muestra fue la articulación fémoro – patelar. A continuación se provocó la autospasia de una de las patas III (únicamente de las tarántulas del periodo de octubre), utilizando una pinza de disección, ejerciendo un poco de presión sobre la articulación hasta obtener la pata, una vez realizado el procedimiento, se retiró el anestésico de la cámara. La segunda muestra de hemolinfa se tomó al día 30 y finalmente al día 45 se realizó el tercer muestreo de hemolinfa y se provocó la autospasia de la segunda pata III como se describió previamente.

5.4 Secado y molido

Cada muestra de patas se pesó como materia húmeda y se colocó en recipientes de aluminio previamente mantenidos en un peso constante, se mantuvieron dentro de la estufa a 60°C para su secado durante 24 horas aproximadamente. Una vez hecho esto, las muestras fueron pesadas para obtener así su peso en materia seca y se procedió a molerla con la ayuda de un mortero, se vaciaron en paquetes individuales de aluminio previamente identificados.¹⁷

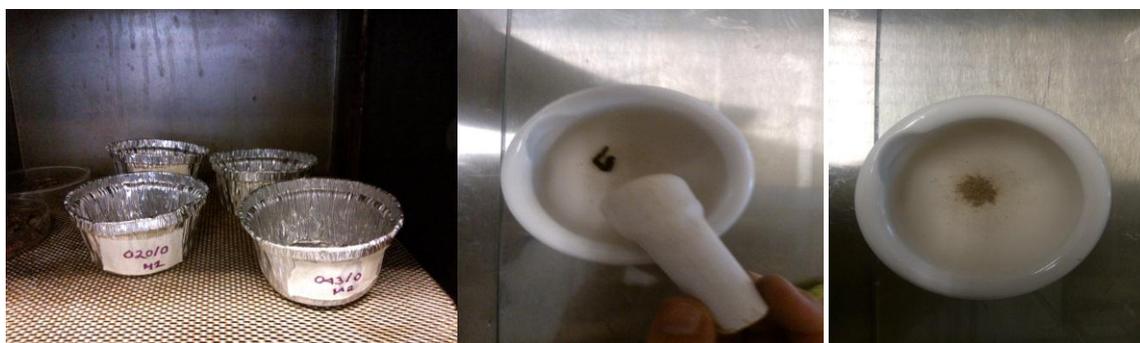


Figura 8. Muestras de patas en proceso de secado y molido

5.5 Determinación de PC

5.5.1 Digestión

Para la digestión de las muestras se pesó 0.1 g de pata, 0.15 g de sulfato de cobre, 2.5 g de sulfato de sodio, colocándose en un matraz de fondo redondo y añadiendo 10 ml de ácido sulfúrico. Se mantuvieron a una temperatura de 300° C hasta que las muestras cambiaron de un color café a un color verde esmeralda o azul claro lo cual indicó que se completó la digestión de la materia orgánica.



Figura 9. Digestión de muestras a 300° C



Figura 10. Digestión completa de muestras

5.5.2 Destilación

Una vez completada la digestión de la materia orgánica se utilizó el método Kjeldahl, con un micro Kjeldahl. Se preparan las muestras para la destilación ocupando 50 ml de ácido bórico al 4% con mezcla de indicadores, agua destilada y sosa. Se enciende el destilador, se coloca el tubo de digestión y un matraz Erlenmeyer con ácido bórico. Se obtiene el resultado cambiando su coloración de rojo a verde.



Figura 11. Micro Kjeldahl en proceso de destilación de las muestras.

5.5.3 Titulación

Posteriormente es titulado con ácido clorhídrico al 0.1 N para determinar la concentración de nitrógeno presente en las muestras y posteriormente ser transformado a través de un factor en proteína.¹⁸

La proteína cruda (PC) fue calculada con la fórmula:

$$PC = \frac{\text{ml titulados} \times \text{Normalidad del ácido clorhídrico} \times 0.014 \times 6.25}{\text{g muestra}} \times 100$$

5.6 Determinación de analitos

Cada muestra de hemolinfa se identificó y se evaluó mediante el analizador Vet Test 3008 (Idexx Laboratories), en el cual se utilizaron capas reactivas individuales que determinaron

calcio (Ca), fósforo (P), magnesio (Mg), glucosa y amoníaco (NH_3), éstas se insertaron en el analizador, posteriormente se tomó 0.1 – 0.2 mL de hemolinfa con la pipeta del equipo, y se volvió a colocar en el soporte del analizador, se comenzó a procesar las muestras, finalmente se esperaron seis minutos la impresión de los resultados de los analitos.

6. Análisis estadístico

Se utilizó un diseño completamente aleatorizado en arreglo factorial 2x2 con mediciones repetidas (periodo con dos niveles y tratamiento con dos niveles) para glucosa, P, Mg y Ca; para el NH_3 se utilizó una Prueba de Kruskal Wallis; para la PC se empleó una Prueba de T-Student para muestras independientes entre las dos dietas; para la MS se utilizó una U de Mann – Whitney. Los programas computacionales utilizados fueron SPSS v. 22 y JMP v. 6

7. RESULTADOS

Las tarántulas del presente estudio mostraron las siguientes concentraciones de los analitos evaluados en la hemolinfa en su etapa basal, sin ningún tratamiento previo, Cuadro 2 y 3.

Cuadro 2. Concentraciones de los analitos en hemolinfa de tarántula *Brachypelma vagans* en su etapa basal en el grupo I, manejadas durante el periodo de marzo. Unidades en mg/dl para glucosa, Ca, P y Mg y $\mu\text{mol/ml}$ para NH_3 . *I.C = Intervalo de confianza.

Grupo I tarántulas	Media	Desviación Estándar	I.C al 95%
Glucosa	52.6	19.05	39.0 – 66.2
Ca	11.53	4.03	8.66 – 14.4
P	4.58	0.57	4.18 – 4.98
NH_3	0.40	0.43	0.11 – 0.69
Mg	0.72	0.34	0.50 – 0.94

Cuadro 3. Concentraciones de los analitos en hemolinfa de tarántula *Brachypelma vagans* en su etapa basal en el grupo I, manejadas durante el periodo de octubre. Unidades en mg/dl para glucosa, Ca, P y Mg y $\mu\text{mol/ml}$ para NH_3 .

Grupo II tarántulas	Media	Desviación estándar	I.C al 95%
Glucosa	24.66	15.43	12.84 – 36.48
Ca	10.16	4.09	7.04 – 13.28
P	2.27	1.29	1.29 – 3.25
NH_3	0.23	0.38	-0.04 – 0.5
Mg	1.98	0.55	1.57 – 2.39

7.1 Fósforo

En la interacción periodo*tratamientos (tx) y el efecto de los tx no mostraron diferencias significativas ($P > 0.05$). Mientras que las medias de los periodos (marzo y octubre)

indicaron diferencias significativas ($P < 0.05$). Las medias, desviaciones estándar así como el intervalo de confianza al 95% para ambos periodos se muestran en el Cuadro 4 y en la Figura 12.

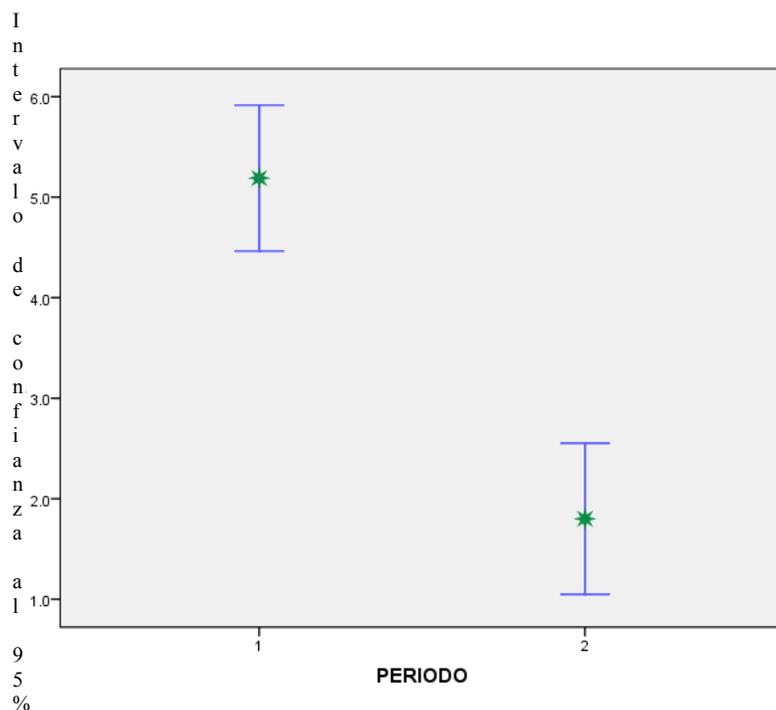


Figura 12. Concentración promedio de Fósforo (mg/dl) por periodo en hemolinfa de tarántula *Brachypelma vagans*, (1) marzo, (2) octubre.

Cuadro 4. Concentración de Fósforo (mg/dl) en hemolinfa de tarántula *Brachypelma vagans*, en periodo (1) marzo y (2) octubre *DE = Desviación estándar, I.C = Intervalo de confianza al 95%.

PERIODO	Media	± DE	I.C al 95%
1	5.190	1.5505	4.47 – 5.91
2	1.800	1.6072	1.07 – 2.53

En cuanto al efecto del muestreo con el periodo y los tratamientos los resultados son los siguientes: La interacción del Muestreo*Periodo*Tx y la interacción Muestreo*Tx no mostraron diferencias significativas ($P>0.05$), mientras que el Muestreo y la interacción de Muestreo*Periodo mostraron diferencias ($P<0.05$). Las medias de la interacción del Muestreo*Periodo se muestran en los Cuadros 5 y 6 y la Figura 13.

Cuadro 5. Concentración de Fósforo en el Muestreo 1 y 2 de hemolinfa de tarántula *Brachypelma vagans*, en la interacción muestreo*periodo, unidades mg/dl. *DE = Desviación estándar, I.C = Intervalo de confianza al 95%.

	Periodo	Media \pm DE	I.C al 95%
Muestreo 1	1	3.830 \pm 0.5458	3.44 – 4.21
	2	1.870 \pm 1.5254	0.78 – 2.95
Muestreo 2	1	6.550 \pm 0.8168	5.98 – 7.12
	2	1.73 \pm 1.7651	0.48 – 2.98

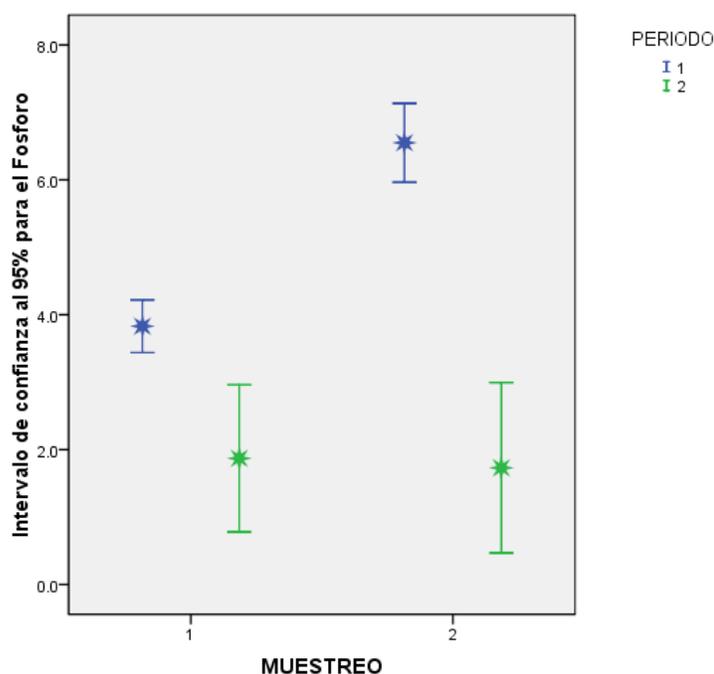


Figura 13. Concentración de Fósforo (mg/dl) para la interacción muestreo*periodo (1) marzo, (2) octubre, en hemolinfa de tarántula *Brachypelma vagans*.

7.2 Glucosa

En la interacción periodo*tratamientos (tx) y el efecto de los tx no mostraron diferencias significativas ($P > 0.05$). Mientras que las medias de los periodos (marzo y octubre) indicaron diferencias significativas ($P < 0.05$). Las medias, desviaciones estándar así como el intervalo de confianza al 95% para ambos periodos se muestran en el Cuadro 7 y en la Figura 14.

Cuadro 7. Concentración de glucosa (mg/dl) en periodo (1) marzo y (2) octubre, en hemolinfa de tarántula *Brachypelma vagans*. *DE = Desviación estándar, I.C = Intervalo de confianza al 95%.

Periodo	Media	± DE	I.C al 95%
1	47.0	8.67	42.99 - 51.10
2	18.5	19.72	9.32 - 27.77

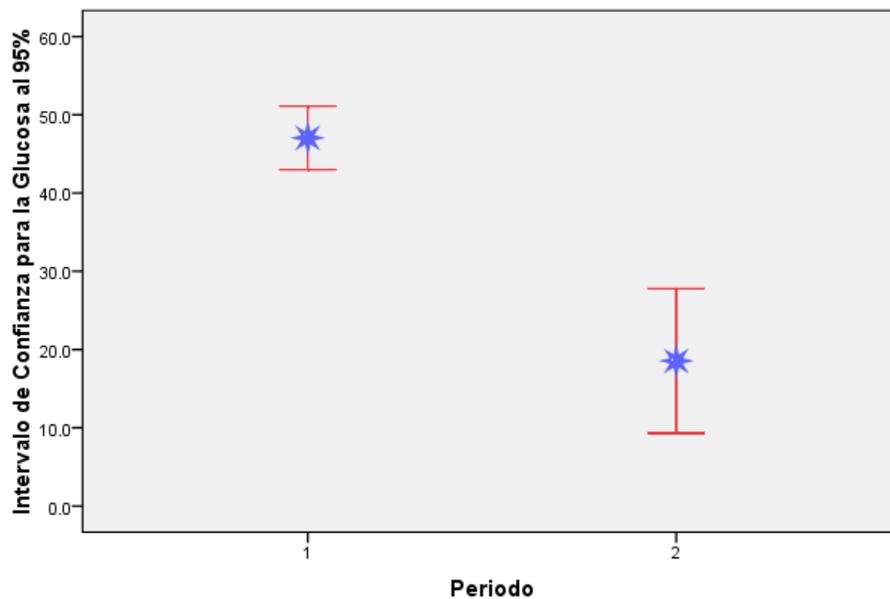


Figura 14. Concentración de glucosa (mg/dl) en periodo (1) marzo y (2) octubre, en hemolinfa de tarántula *Brachypelma vagans*.

En cuanto al efecto del muestreo con el periodo y los tratamientos no se encontraron diferencias significativas ($P > 0.05$).

7.3 Magnesio

En la interacción periodo*tx y el efecto de los tx no mostraron diferencias significativas ($P > 0.05$). Mientras que las medias de los periodos (marzo y octubre) indicaron diferencias significativas ($P < 0.05$). Las medias, desviaciones estándar así como el intervalo de confianza al 95% para ambos periodos se muestran en el Cuadro 8 y en la Figura 15.

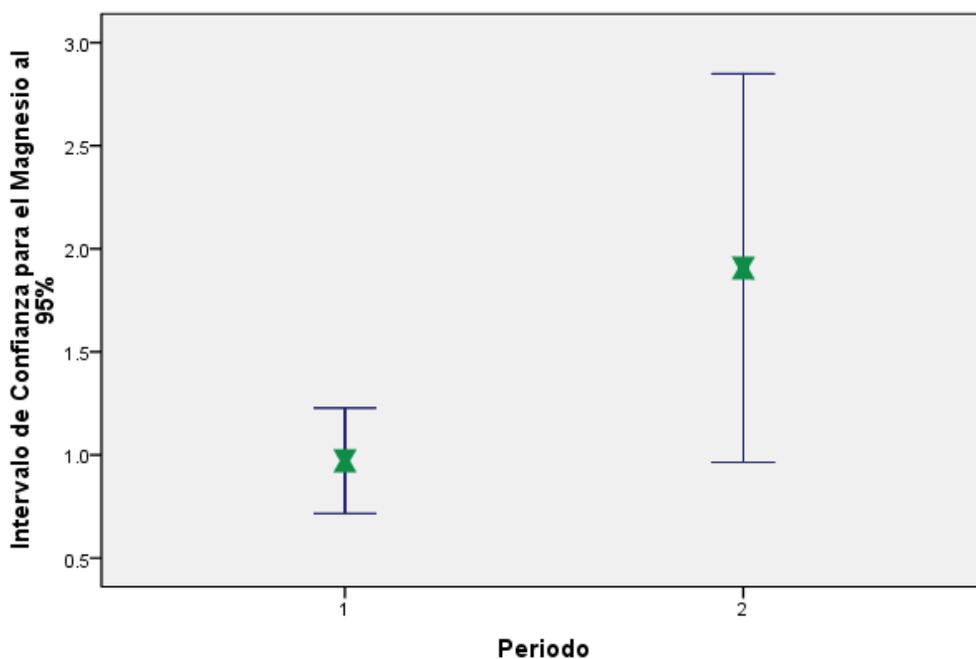


Figura 15. Concentraciones de Mg (mg/dl) en hemolinfa de tarántula *Brachypelma vagans* por periodo (1) marzo, (2) octubre.

Cuadro 8. Concentración de Mg (mg/dl) en hemolinfa de tarántula *Brachypelma vagans* en periodo (1) marzo y periodo (2) octubre. *DE = Desviación estándar, I.C = Intervalo de confianza al 95%.

Periodo	Media	± DE	I.C al 95%
1	0.97	0.54	0.71 – 1.22
2	1.90	2.01	0.96 – 2.84

En cuanto al efecto del muestreo con el periodo y los tratamientos no se encontraron diferencias significativas ($P > 0.05$).

7.4 Calcio

No se encontraron diferencias significativas en ninguna interacción ($P > 0.05$).

7.5 Amoniaco

No se encontraron diferencias significativas en ninguna interacción ($P > 0.196$).

7.6 Proteína Cruda

La interacción muestreo*tx mostraron diferencias significativas ($P < 0.05$). Las medias y desviaciones estándar se muestran en el Cuadro 9 y 10 y en la Figura 16.

Cuadro 9. Porcentaje de proteína cruda (PC) del muestreo 1 y 2 en par III de patas de tarántula *Brachypelma vagans*, en función al tratamiento (1) avena y (2) hojuela para pez.*DE = Desviación estándar, I.C = Intervalo de confianza al 95%.

	Tratamientos	Media ± DE	I.C al 95%
Muestreo 1	1	64.96 ± 18.69	38.32 – 91.6
	2	76.95 ± 6.65	68.7 – 85.2
Muestreo 2	1	80.09 ± 8.99	68.93 – 91.26
	2	69.45 ± 11.02	55.77 – 83.13

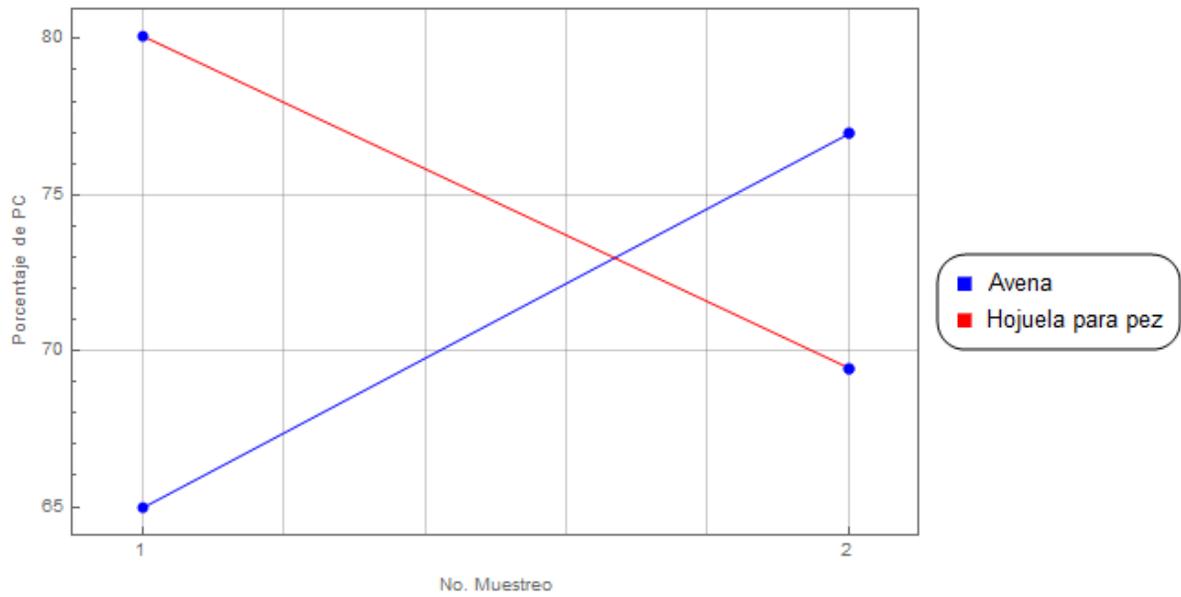


Figura 16. Porcentaje de proteína cruda (PC) del par de patas III en tarántula *Brachypelma vagans* en función al tratamiento (1) avena y (2) hojuela para pez y la interacción con los muestreos 1 y 2 (M^1 , M^2).

7.7 Materia Seca

No se encontraron diferencias significativas en ninguna interacción ($P > 0.05$).

8. DISCUSIÓN

Se han realizado diversos estudios sobre la composición de la hemolinfa en diferentes tipos de arácnidos, de los cuales una gran mayoría omite mencionar el tipo de alimentación de los individuos, de igual forma los objetivos no incluyen las variaciones que causan los tiempos de muestreo o la influencia de la alimentación sobre los rangos de analitos obtenidos, lo que este estudio intento apreciar.^{19, 20, 24}

8.1 Magnesio

En el trabajo de Walter Schartau y Thomas Leidescher (1983), se analizó la concentración de Mg, encontrándose en 9.6 mg/dl, la cual fue comparada con un estudio previo de Decker *et al.* (1980) donde lo estimaron en 2.19 mg/dl, justificando las diferencias debido a los distintos métodos utilizados tales como valoración fotométrica compleja contra absorción atómica.¹⁹ Este último valor entra en los rangos basales de las tarántulas del grupo II, que fue manejado en el periodo de octubre, con un intervalo de 1.57 – 2.39 mg/dl. En este estudio se obtuvo que al comparar los periodos de marzo y octubre, la media de los valores de Mg para marzo fueron más bajas que las de octubre, siendo de 0.97 mg/dl, mientras que la media de los valores de Mg para octubre fueron de 1.90 mg/dl. Las diferencias no se debieron a la dieta, ni a los tiempos de muestreo sino a las diferentes estaciones del año, probablemente al comportamiento alimenticio de las tarántulas bajo el efecto de la temperatura, ya que a mayor temperatura aumenta la tasa metabólica y a menor temperatura, disminuye la misma, se podría suponer que las tarántulas del periodo de marzo aumentaron su tasa metabólica por lo que requirieron elevar su nivel de oxigenación, debido a que el Mg posee una función estabilizadora de la partícula 37 S de la hemocianina

(proteína encargada del transporte de oxígeno) de acuerdo a Loewe y Linzen, (1973), al elevarse la tasa metabólica, el Mg se consume más rápido que en invierno.

8.2 Glucosa

Por otro lado, Walter Schartau y Thomas Leidescher (1983), estimaron la concentración de glucosa en 0.7 mmol/l equivalentes a 14 mg/dl, la cual fue comparada con una estimación previa en la hemolinfa de la tarántula *Aphonopelma (antes Dugesiella) hentzi*, por Steward y Martin (1970) donde midieron 0.05 g/l de glucosa equivalentes a 5 mg/dl.¹⁹ En el estudio de Trevor, *et al.* (2007), encontraron los niveles de glucosa en 18.6 mg/dl para *Theraphosa blondi*, los cuales son muy parecidos a los que se obtuvieron en este estudio en el periodo de octubre con una media de 18.5 mg/dl, mientras que para el periodo de marzo con una media de 47 mg/dl. Estas diferencias no fueron debidas a la alimentación, ni a los tiempos de muestreo, sino sugerentemente al tipo de metabolismo, probablemente en el periodo de marzo donde la tasa metabólica aumenta, la glucosa está continuamente circulando en la hemolinfa, por el contrario del periodo de octubre, donde la tasa metabólica disminuye, la glucosa es almacenada en forma de glucógeno en el tejido intersticial subyacente. La glucosa es el principal recurso de energía para tejidos de insectos y vertebrados, ambos grupos poseen un proceso de glucolisis similar. La glucosa es transportada a través de la hemolinfa en forma de trehalosa, un disacárido, y presumiblemente, este también es el caso de las arañas Theraphosideas.²⁰ Los valores de los autores mencionados entran en los rangos basales de las tarántulas del periodo II siendo el intervalo de 12.84 -36.48 mg/dl. Las comparaciones se muestran en el Cuadro 10.

8.3 Fósforo

En el estudio de Trevor, *et al.* (2007) encontraron los niveles de P en 2 mg/dl para *Theraphosa blondi* y 1.2 mg/dl para *Grammostola rosea*, cercanos a los niveles de este estudio durante el periodo 2, muestreo 1 y 2, siendo de 1.8 mg/dl, 1.8 mg/dl y 1.7 mg/dl respectivamente. Para el periodo 1, muestreo 1 y 2, las medias fueron más grandes, 5.1 mg/dl, 3.8 mg/dl y 6.5 mg/dl respectivamente. Dentro de las funciones del P en vertebrados, es componente de fosfolípidos de la membrana celular, por lo que se considera que está presente en todas las células. Participa en el metabolismo energético formando parte de AMP, ADP, ATP y creatinín fosfato. Como fosfato está presente en el RNA y DNA, vitales constituyentes requeridos para la síntesis de proteínas. Además forma parte de importantes enzimas como carboxilasa, flavo proteínas y NAD.^{21,22,23} En un análisis detallado del veneno de la tarántula (*Eurypelma*), se han encontrado los siguientes componentes de bajo peso molecular: ATP, ADP, AMP entre otros, lo cual puede indicar que dichas funciones probablemente pueden ser las mismas en estas especies de invertebrados, siendo el fósforo parte de los compuestos energéticos, probablemente debido a la tasa metabólica en el periodo de marzo el fósforo se encontraba en circulación mientras que en octubre se podría haber almacenado por lo tanto las medias del primer periodo se mostraron más altas que las medias del segundo periodo, las diferencias entre los muestreos del periodo de marzo probablemente se deban al incremento de las necesidades energéticas por el mismo aumento de la tasa metabólica, tanto que en el periodo de octubre las medias se mantuvieron estables, sin embargo se necesitarían de estudios más profundos de este analito para comprender mejor los procesos metabólicos en los que interviene en tarántulas Theraphosidaeas. Los valores que mostró el autor en tarántulas directamente capturadas de

vida silvestre entran en los rangos basales de las tarántulas del grupo II, siendo el intervalo de 1.29 – 3.25 mg/dl. Se muestran las comparaciones en el Cuadro 10.

8.4. Calcio

En el estudio de Trevor, *et al.* (2007) estimaron los niveles de Ca en dos etapas, la primera inmediatamente después de la captura de 12 tarántulas *Grammostola rosea*, y 11 tarántulas *Theraphosa blondi* y la segunda 8 semanas posteriores, donde se les proporcionaron grillos alimentados con granos de maíz y una dieta alta en Ca, proveyendo 5 grillos semanalmente. Se encontró que los niveles de Ca en hemolinfa fueron mayores (11.9 ± 1.7 mg/dl y 16.9 ± 1.8 mg/dl, respectivamente) que lo típicamente registrado en mamíferos (por ejemplo: perros y gatos, 9.0 - 11.5 mg/dl). Los niveles de Ca en hemolinfa para la araña terafosida *Aphonopelma* (antes *Eurypelma*) *californicum* también se han encontrado más altos que los de mamíferos (15.76 ± 0.52 mg/dl). Estos hallazgos sugieren que las arañas Theraphosideas requieren niveles relativamente altos de Ca, aunque el método por el cual lo logran es desconocido. En el presente estudio no hubo diferencias significativas entre las interacciones de periodos, tipo de dieta, y tiempos de muestreo obteniendo una media de Ca de 10.1 mg/dl. Los valores que menciona el autor entran en el rango basal de las tarántulas de ambos grupos, siendo el intervalo de 8.66 – 14.4 mg/dl. Muchos invertebrados poseen tejidos que contienen Ca, aunque los mecanismos del metabolismo del Ca en estas especies no están bien estudiados. Las arañas probablemente requieren Ca para garantizar la función del músculo estriado y varios otros procesos celulares fisiológicos.^{20, 24} Comparando los resultados de los estudios previos, se puede observar que a pesar de la dieta rica en Ca y el tiempo prolongado entre los dos muestreos, no hubo incremento entre las medias de los

valores de Ca en hemolinfa en los tiempos 1 y 2 (13.9 mg/dl y 11.9 mg/dl respectivamente). Probablemente las tarántulas poseen un mecanismo de regulación de Ca tal como el de la mayoría de los insectos que excretan el exceso de Ca cuando existe una gran cantidad de este analito en la dieta.¹⁴ Se muestran las comparaciones en el Cuadro 10.

8.5 Amoniac

En este estudio no hubo diferencias significativas con respecto a los niveles de amoniac, ya que no existió un cambio debido a los periodos entre grupos de tarántulas, tiempo entre muestreos y tipo de alimentación. El amoniac es generalmente considerado el mayor producto de desecho del metabolismo del nitrógeno en animales, sin embargo en algunos insectos también es reciclado como fuente de nitrógeno para la síntesis de aminoácidos. La evaluación de este analito en la hemolinfa de las tarántulas sin ningún tratamiento se encontró en 0.40 $\mu\text{mol/ml}$, la información sobre amoniac en esta especie es escasa, empero se puede comparar con ciertos invertebrados terrestres tales como las larvas del gusano de seda, que en un estudio de Hirayama, *et al.* (1997) encontró los niveles de amoniac en estos animales en 0.9 $\mu\text{mol/ml}$. En un estudio previo Hirayama *et al.* (1995) demostró que grandes cantidades de amoniac en la dieta pueden ser utilizadas por el gusano de seda, lo que podría desempeñar un papel importante en el almacenamiento temporal del grupo amino antes de la síntesis de proteínas de la seda, y la formación de seda puede por consiguiente funcionar como un sistema excretor del amoniac. Las tarántulas al poseer la capacidad de producir telaraña, podrían tener mecanismos similares, no obstante se necesitan más estudios para aclarar la capacidad de asimilación del amoniac y su utilización.^{26,27} Se muestran las comparaciones en el Cuadro 10.

8.6 Materia Seca

No hubo diferencias significativas en la materia seca ya que los tratamientos proporcionados a los grillos y al ser consumidos por las tarántulas, no promovieron mayor absorción de agua o concentración de los nutrientes en par de patas III, por lo tanto no variaron su materia seca.

8.7 Proteína Cruda

Si bien no hay suficiente investigación sobre el metabolismo proteico de las tarántulas, podría suponerse que poseen un mecanismo similar al de los vertebrados debido a las funciones de su hepatopáncreas. Este órgano es parte del aparato digestivo que comparten artrópodos, gasterópodos y peces el cual realiza las mismas funciones del hígado y páncreas en vertebrados; se ha estudiado histológicamente en camarones, donde se diferencian tipos celulares en los cuales se han encontrado la presencia de síntesis de proteínas. Con esta premisa, el aprovechamiento proteico en las tarántulas se traduce en la utilización de los aminoácidos para diversas funciones, tales como la producción de enzimas, hormonas, formación de lipoproteínas, tejidos, reproducción, y producción de seda.²⁸ La proteína cruda tuvo diferencias significativas debido a las diferentes dietas ofrecidas. Las concentraciones de nitrógeno en las patas de las tarántulas alimentadas con grillos que consumían avena, tuvieron un incremento del muestreo 1 al muestreo 2. Se ha observado que algunos artrópodos incluyendo arácnidos como la araña del desierto y la araña lobo, las cuales presentan la estrategia denominada “sentarse y esperar” (como las tarántulas de este estudio) pueden controlar la composición de su dieta mediante extracción diferencial, es decir, si la araña está consumiendo una dieta pobre en proteína, deja en los remanentes de sus presas menos cantidad de nitrógeno y si la araña está consumiendo una dieta rica en

proteína, dejará más cantidad de nitrógeno en los desechos de su presa, por lo tanto los resultados obtenidos en la concentración de nitrógeno en las patas de las tarántulas alimentadas con grillos que consumían hojuela para pez, coinciden con este proceso ya que del primer muestreo al segundo muestreo hubo un decremento del porcentaje de proteína cruda.²⁵

La hipótesis se rechaza en los casos de los analitos en la hemolinfa ya que en función de la dieta éstos no cambiaron, mientras que en el caso de la proteína cruda se acepta.

Con todo lo observado en el presente estudio se consideraría realizar experimentaciones futuras por ejemplo en animales adultos que durante las temporadas reproductivas pueden requerir más nutrientes ya que los criadores han observado en hembras durante el proceso de incubación no se alimentan, reportando la muerte de hembras tras tener una o dos camadas de crías. Sería de gran utilidad conocer si existe la relación entre el proceso reproductivo y los requerimientos nutricionales para todos aquellos criadores de tarántulas que procurando mejores dietas o más adecuadas, pudieran incrementar la producción y conservación de estos ejemplares, así como difundir la información entre Médicos Veterinarios Zootecnistas ya que la tenencia de animales de compañía no convencionales como las tarántulas cada día son más populares.

Cuadro 10. Comparación de concentraciones de analitos en hemolinfa de *Brachypelma vagans* (Grupo I y II tarántulas) en mg/dl con las determinaciones de los autores citados en tarántulas *Grammostola rosea*, *Theraphosa blondi*, *Aphonopelma californicum* y *Aphonopelma hentzi* así como la comparación de la concentración de amoniaco en $\mu\text{mol/ml}$ con larvas de gusano de seda *Bombyx mori*.

Analitos	Grupo I tarántulas media	Grupo II tarántulas media	Determinaciones de otros autores media	I.C al 95% del grupo I tarántulas	I.C al 95% del grupo II tarántulas
Glucosa mg/dl	52.6	24.66	14 ¹⁹ 5 ²⁰ 18.6 ²⁰	39.0 – 66.2	12.84 – 36.48
Calcio mg/dl	11.53	10.16	11.9 ^{20,24} 16.96 ^{20,24}	8.66 - 14.4	7.04 – 13.28
Fósforo mg/dl	4.58	2.27	2 ²⁰ 1.2 ²⁰	4.18 – 4.98	1.29 – 3.25
Amoniaco $\mu\text{mol/ml}$	0.40	0.23	0.9 ²⁶	0.11 – 0.69	- 0.04 -0.5
Magnesio mg/dl	0.72	1.98	9.6 ¹⁹ 2.19 ¹⁹	0.50 – 0.94	1.57 – 2.39

9. CONCLUSIONES

- Bajo las condiciones dadas en este experimento y de acuerdo a los resultados obtenidos no se pudo determinar que en función a la dieta los analitos evaluados cambien debido a la selección de nutrientes que ellas poseen al momento de alimentarse, este mecanismo no está estudiado a fondo, sin embargo se ha observado en arañas con el mismo comportamiento alimenticio. Por otro lado, probablemente la estación del año puede ser un factor que influyó en los niveles de glucosa, magnesio y fósforo de la hemolinfa.
- Las concentraciones altas de proteína cruda en las dietas ofrecidas al alimento vivo no provoca mayor retención de nitrógeno corporal en las tarántulas debido a la naturaleza de selección antes mencionada.
- Las concentraciones altas de Ca en el alimento vivo no provocan modificación en la concentración de este elemento mineral en la hemolinfa.
- La comparación de los rangos basales con los escasos datos encontrados en la literatura son similares, sin embargo sería recomendable realizar más estudios al respecto en otras especies de *Brachypelma*, debido a que son especies comunes en cautiverio y además son importantes por ser especies protegidas. Así como posteriormente buscar diferencias o similitudes entre otros géneros de tarántulas frecuentes de encontrar en cautiverio, de esta manera el panorama global del conocimiento de sus analitos servirá para obtener mejores nociones sobre sus dietas y saber si se puede o no mejorar el tipo de dieta que se les proporciona en cautiverio para el mantenimiento de dichos ejemplares.

- Se resalta la importancia de este tipo de estudios para el mantenimiento de especies en cautiverio y su relación con una buena salud, producción y conservación de estos organismos.

10. REFERENCIAS

1. Platnick N.I. (2013). The World Spider Catalog, Version. 11.0 American Museum of Natural History. Último acceso 2014, disponible en:
<http://research.amnh.org/iz/spiders/catalog/COUNTS.html>
2. Foelix F. R. (2011). *Biology of spiders*. Third edition. USA, New York, Oxford University Press.
3. CITES. Base de datos de especies de la CITES, Apéndice II, Junio 2013, último acceso 2014, disponible en: **<http://www.cites.org/esp/app/appendices.php>**
4. Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo NORMA Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010. Diario Oficial de la Federación Jueves 30 de diciembre de 2010, Segunda sección, pp. 1 – 78.
5. Mendoza, J. (2009). La ciencia de las tarántulas: Anatomía y Fisiología. En: Memorias del 2º Curso de manejo de tarántulas y escorpiones en cautiverio (Teórico – Práctico). pp. 16 - 21.
6. Figura 5 modificada de Gutiérrez, O. C. disponible en:
<http://mundoaranas.blogspot.mx/2013/02/las-aranas.html>
7. West R. C. (2005). The *Brachypelma* of Mexico. *Journal of the British Tarantula Society*. 20 (4): pp. 108-119.
8. Rojo R. (2004). Las tarántulas de México: pequeños gigantes incomprendidos. *Biodiversitas*. 56: pp. 8-10.
9. Carter N. (1997). Who's on CITES and why? Forum of the American Tarantula Society 6: pp. 172-173.

10. Baxter R. N. (1993). Keeping and Breeding Tarantulas. Chudleigh Publishing, Essex, England. pp. 89.
11. Marshall S. D. (1996). Old dog learns new trick. Forum of the American Tarantula Society. 5: pp. 114-116.
12. Breene R. G. (1995). Common Names of Arachnids. American Tarantula Society, Publisher. South Padre Island, Texas. pp. 94.
13. Murphy F. (1992). The care of spiders in captivity. Arachnida: proceedings of a symposium on spiders and their allies. London. pp. 96.
14. Díaz C. G. (2014). Evaluación nutricional del grillo café (*Acheta domestica*), zophoba (*Zophobas morio*) y tenebrio (*Tenebrio molitor*), alimentados con tres diferentes sustratos. Tesis de licenciatura. México, D.F., Universidad Nacional Autónoma de México. pp. 31, 43.
15. Tarántulas de México. Status de poblaciones en vida libre en el mundo, mercado ilegal y acciones de conservación, 2014, último acceso 2014, disponible en:
<http://www.tarantulasdemexico.com/statuspoblacion.htm>
16. Beginner's Guide to Tarantula Care, 2013, último acceso 2014, disponible en:
<http://tarantula-care.com/beginners-guide-to-tarantula-care/>
17. Official Methods of Analysis. 15th ed. USA: Association of Official Analytical Chemists, 1990, 934.01
18. Official Methods of Analysis. 15th ed. USA: Association of Official Analytical Chemists 1990, 954.01
19. Schartau y L. (1983) Composition of the hemolymph of the tarantula *Eurypelma californicum*. *Journal of Comparative Physiology*. B 152: pp. 73-77

20. Trevor T., Zachariah, D.V.M., Mark A. Mitchell, D.V.M., Ph.D., Clare M. Guichard, and Rimme S. Singh, B.A. (2007). Hemolymph biochemistry reference ranges for wild-caught goliath birdeater spiders (*Theraphosa blondi*) and Chilean rose spiders (*Grammostola rosea*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 38 (2): pp. 245–251
21. Shimada M. A. (2009). *Nutrición Animal*. 2nd ed. México (D.F): Trillas. pp. 192.
22. Bondi A. (1988). *Nutrición animal*. 1st ed, Zaragoza (España): Acribia
23. Pond W. G., Church D. C., Pond K. R., Schoknecht P. A. (2005) *Basic animal nutrition and feeding*. 5th ed, Danvers (MA): Wiley
24. Trevor T. Zachariah, D.V.M., M.S., and Mark A. Mitchell, D.V.M. (2009). Vitamin D3 in the hemolymph of goliath birdeater spiders (*Theraphosa blondi*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 40 (2): pp. 344–346.
25. Brüssow H. (2007). *The quest for food: a natural history of eating*. USA, New York, Springer science + Business media, LLC: pp. 554 – 555.
26. Hirayama C., Konno K., Shinbo H. (1997). The pathway of ammonia assimilation in the silkworm, *Bombyx mori*. *Journal Insect Physiology*. 43 (10): pp. 959 – 964.
27. Hirayama C., Konno K., Shinbo H. (1995). Utilization of ammonia as a nitrogen source in the silkworm, *Bombyx mori*. *Journal Insect Physiology*. 40 (10): pp. 983 – 988.
28. Laino A., Cunningham M., Suárez G., Garcia C. (2014). Identification and Characterization of the Lipid Transport System in the Tarantula *Grammostola rosea*. Argentina.