

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS



“Comparación de contenido de proteína, grasa, calcio y fósforo de grillos (*Acheta domesticus*, en su etapa juvenil, alimentados con diferentes sustratos”.

por:

ADRIANA MARÍA LAZO JOVEL

ANA DELMY CASTILLO LIZAMA

PEDRO ROSALÍO ESCOBAR HENRÍQUEZ

San Salvador, Ciudad Universitaria, Septiembre de 2021

**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE PROTECCIÓN VEGETAL**



“Comparación de contenido de proteína, grasa, calcio y fósforo de grillos (*Acheta domestica*), en su etapa juvenil, alimentados con diferentes sustratos”.

Por:

**ADRIANA MARÍA LAZO JOVEL
ANA DELMY CASTILLO LIZAMA
PEDRO ROSALÍO ESCOBAR HENRÍQUEZ**

**Requisito para optar al título de:
LICENCIADO (A) EN MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

San Salvador, Ciudad Universitaria, Septiembre de 2021

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR

RECTOR:

LIC. M.Sc. ROGER ARMANDO ARIAS ALVARADO

SECRETARIO GENERAL:

ING. M.Sc. FRANCISCO ANTONIO ALARCÓN SANDOVAL

FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS

DECANO:

DR. FRANCISCO LARA ASCENCIO

SECRETARIO:

ING. AGR. BALMORE MARTÍNEZ SIERRA

JEFE DEL DEPARTAMENTO DE PROTECCION VEGETAL

ING. AGR. M. Sc. ANDRES WILFREDO RIVAS FLORES

DOCENTES DIRECTORES

ING. AGR. LEOPOLDO SERRANO CERVANTES

LIC. BIOL. ESMERALDA MARTÍNEZ UMAÑA

LIC. QUÍM. FARM. NORBIS SALVADOR SOLANO MELARA

COORDINADOR GENERAL DE PROCESOS DE GRADUACIÓN

ING. AGR. M. Sc. RAFAEL ANTONIO MENJIVAR ROSA

RESUMEN

La investigación se realizó en el Parque Zoológico Nacional de El Salvador ubicado en el municipio de San Salvador durante once semanas, iniciando el mes de junio del año 2020 y finalizando en septiembre de ese mismo año, en dicha investigación se determinó el contenido de la proteína, grasa, calcio y fósforo de los grillos (*Acheta domesticus*) en su etapa juvenil a través del cambio del alimento que se ofrece en el Parque Zoológico Nacional de El Salvador. Esto se logró a través de un estudio bromatológico que se realizó en el Departamento de Química Agrícola de la Facultad de Ciencia Agronómicas de la Universidad de El Salvador. Los métodos de análisis químicos utilizados fueron el método de micro-kjeldahl para proteína, principal objetivo de la investigación, método de soxhlet para determinar grasa, el método ultravioleta para el fósforo y el método de espectroscopia de absorción atómica (llama) para determinar el calcio. Los tratamientos utilizados fueron: tratamiento 0: concentrado para pollo de inicio con 23% de proteína; siendo este el testigo relativo, tratamiento 1: concentrado para tilapia de inicio con 28% de proteína, tratamiento 2: concentrado para perro cachorro con 26% de proteína y tratamiento 3: concentrado para gato con 30% de proteína. Los resultados fueron evaluados por medio de un análisis de varianza usando un diseño estadístico completamente aleatorizado (DCA), haciendo comparaciones por medio de la prueba de Tukey, con un nivel de significancia del 5% ($P < 0.05$); utilizando el programa estadístico InfoStat versión 2008. Los resultados determinaron: los grillos con mayor valor proteico fueron los del tratamiento con concentrado de tilapia con 60.55%, el tratamiento con el mayor valor de extracto etéreo fue el tratamiento con concentrado de perro con 23.08%, el tratamiento con el valor más alto en calcio fue el de concentrado para gato con 6627.75ppm, el tratamiento con el valor más alto en fósforo fue el de concentrado para tilapia con 10299.46ppm. Se concluye que la utilización de niveles de proteína más altos en la alimentación del grillo *Acheta domesticus* no genera mejores valores de aprovechamiento de la proteína misma en los grillos, pero utilizar niveles más altos de grasa, calcio o fósforo en la alimentación del grillo *Acheta domesticus* si genera mejores valores de aprovechamiento de dichos nutrientes en ellos.

Palabras claves: grillo doméstico, *Acheta domesticus*, análisis bromatológico.

ABSTRACT

The research was carried at National Zoological Park of El Salvador located in the municipality of San Salvador for eleven weeks, beginning in June 2020 and ending in September of the same year, in this research the content of protein, calcium and phosphorus of crickets (*Acheta domestica*) in their juvenile stage was determined, through the change of the food offered in the National Zoological Park of El Salvador. This was achieved through a bromatological study that was carried out at the Agricultural Chemistry Department of the Agronomic Sciences Faculty of the University of El Salvador. The chemical analysis methods used were the micro-kjeldahl method for protein, the main objective of the research, the soxhlet method to determine fat, the ultraviolet method for phosphorus and the atomic absorption spectroscopy (flame) method to determine calcium. The treatments used were as follow: treatment 0: starter chicken concentrate with 23% protein; This being the relative control, treatment 1: starter tilapia concentrate with 28% protein, treatment 2: puppy dog concentrate with 26% protein and treatment 3: cat concentrate with 30% protein. The results were evaluated through an analysis of variance using a completely randomized statistical design, making comparisons through the Tukey test, with a significance level of 5% ($P < 0.05$); the statistical program InfoStat version 2008 was used. The results determined: the crickets with the highest protein value were those of the treatment with tilapia concentrate with 60.55%, the treatment with the highest value of ether extract was the treatment with dog concentrate with 23.08%, the treatment with the highest value in calcium was that of concentrate for cat with 6627.75ppm, the treatment with the highest value in phosphorus was that of concentrate for tilapia with 10299.46ppm. It is concluded that the use of higher levels of protein in the diet of the cricket *Acheta domestica* does not generate better utilization values of the protein itself in the crickets, but using higher levels of fat, calcium or phosphorus in the diet of the cricket *Acheta domestica* if it generates better utilization values of said nutrients in them.

Key words: domestic cricket, *acheta domestica*, bromatological analysis.

AGRADECIMIENTOS

Primeramente, a Dios por permitirnos culminar esta etapa de nuestra vida de manera exitosa.

A nuestras familias por el apoyo y comprensión incondicional en el recorrido de este proyecto.

A Lic. Esmeralda Martínez, Bióloga del Parque Zoológico de El Salvador, por permitirnos llevar a cabo nuestra fase de campo bajo su asesoría, por haber sido pilar importante para iniciar y finalizar este proyecto, brindando consejos y apoyo, pero sobre todo por dedicarnos parte de su tiempo.

Al Ing. Leopoldo Serrano, docente del Departamento de Protección Vegetal de la Universidad de El Salvador, por darnos la oportunidad de llevar a cabo esta investigación bajo su valioso asesoramiento, por toda la paciencia, enseñanzas y lo más importante, el ánimo que nos brindó desde el primer día.

Al Lic. Norbis Solano, docente del Departamento de Química Agrícola de la Universidad de El Salvador, por guiarnos desde el inicio del proyecto y sobre todo por su orientación en el procesamiento de los tratamientos para el examen bromatológico, agradecemos su paciencia y accesibilidad en todo momento.

Al Ing. Ricardo Gómez Orellana, coordinador general de los procesos de graduación del Departamento de Protección Vegetal de la Universidad de El Salvador y a los demás docentes de dicho departamento, por todas las asesorías, correcciones y consejos brindados, para poder realizar este proyecto importante. Además, les agradecemos por darnos la oportunidad de poder realizar esta investigación en el Dpto. de Protección Vegetal, permitiéndonos ampliar conocimientos sobre esta área.

A la Universidad de El Salvador y docentes por habernos brindado las herramientas necesarias para nuestra formación y ejecución del trabajo de investigación y prepararnos académicamente para la vida profesional.

DEDICATORIA

FAMILIA: En especial a mi mamá Celina Janett Lazo y mi tía Liliam Manzanares, mi segunda mamá, por ser dos mujeres importantes, por ese apoyo incondicional desde el inicio de la carrera, por enseñarme que a pesar de los momentos difíciles la familia estar ahí siempre para ayudarme a mantener esos ánimos. Y a mis demás familiares que siempre están ahí sosteniéndome y apoyándome. A esas personas que, aunque no nos unió un lazo sanguíneo confiaron en mí y me brindaron ese amor y apoyo, un abrazo hasta el cielo a la mejor abuela que Dios puso en la tierra. A mis mascotas y a todos esos animales que son y serán una inspiración para ser una buena profesional.

AMISTADES: En especial a todas esas amistades que conocí en la universidad desde el día 1 Jacqueline Elias, Thaissa Rodas. y todas esas hermosas personas a las que tuve la oportunidad de conocer, mis queridas Wendy Bonilla, Sofía Argueta, Michelle Recinos y Sarai Ortez, por compartir desvelos, por todas las risas, enojos, tristeza, espero que vengan muchos más, les deseo muchos éxitos mis colegas.

A la Dra Yasodhara Villacorta y el Dr Erik Castillo por ser esos pilares importantes en mi formación como profesional, por enseñarme a tener siempre en cuenta esos valores por los que un día decidí estudiar veterinaria hace muchos años con apenas 9 años, ese amor y respeto hacia los animales y como deben ser tratados estos dentro de un hospital, por motivarme a seguir aprendiendo porque cada caso es un reto y es muy valioso un médico que sabe y enseña. Mis agradecimientos a Veterinaria La Sultana, bajo la dirección del Dr. Hugo Flores por todo el aprendizaje, consejos, enojos, paciencia y sobre todo la confianza brindada.

COMPAÑEROS DE TESIS: Mis compañeros de tesis Delmy Castillo y Pedro Escobar, por haber realizado esta investigación con mucho esfuerzo, por esos momentos alegres como cuando nacieron nuestros grillos y esa paciencia cuando se dieron cuenta que me daban miedo, deseo muchos éxitos en su carrera, un abrazo.

Adriana María Lazo Jovel

DEDICATORIA

EN MEMORIA DE MI MADRE: Dedico con todo mi corazón este proyecto de tesis a mi madre Stella Lizama, pues sin ella no lo habría logrado. Su bendición a lo largo de mi vida, me protege y me lleva por el camino del bien. Por eso le doy mi trabajo en ofrenda por su paciencia y amor de madre. Con amor y nostalgia hasta el cielo.

A MI PADRE: Agustín Castillo, por haberme forjado como la persona que soy en la actualidad; muchos de mis logros se los debo a usted, entre los que se incluye este. Me formó con reglas y con algunas libertades, pero al final de cuentas, me motiva constantemente para alcanzar mis anhelos. Lo amo mucho.

A MI HIJA: Luna, a quien amo inmensamente, su afecto y su cariño son los detonantes de mi felicidad, de mi esfuerzo, de mis ganas de buscar lo mejor para ella. Aún a su corta edad, me ha enseñado y me sigue enseñando muchas cosas de esta vida. Le agradezco por ayudarme a ver el lado dulce y no amargo de la vida. Fue mi motivación más grande para concluir con éxito este proyecto de tesis.

A MI ESPOSO: Alexis Lima, tu ayuda a sido fundamental, has estado conmigo incluso en los momentos más turbulentos. Este proyecto no fue fácil, pero estuviste motivándome y ayudándome hasta donde tus alcances lo permitían. Te lo agradezco muchísimo amor.

A MIS HERMANOS: Alexander Castillo, Elías Castillo, Mauricio Castillo y Daniel Castillo, parece como si nunca hubiéramos estado en paz, siempre batallando por cualquier cuestión, sin embargo, siempre llegaron los momentos en los que nuestra lucha cesó e hicimos una tregua para lograr metas conjuntas. Les agradezco no solo por estar presentes aportando cosas buenas en mi vida, sino por los grandes lotes de felicidad y de diversas emociones que siempre me han causado. Los amo a todos.

A MIS COMPAÑEROS DE TESIS: Adriana Lazo y Pedro Escobar, les agradezco por haberme dado la oportunidad de trabajar con ustedes, por su dedicación y esfuerzo en la elaboración de este proyecto en equipo, por su paciencia y amistad, les deseo siempre lo mejor en la vida.

Ana Delmy Castillo Lizama

DEDICATORIA

A MI FAMILIA: En primer lugar a mi madre Yaneth Henríquez por el amor, la paciencia y la entrega mostrados hacia mí durante este proceso, ya que sin todo eso, el mismo hubiera sido mucho más difícil y agotador, a mi padre Pedro Escobar por su ejemplo a nivel académico y por poder proporcionarme todas las facilidades posibles que hicieron que la carga fuera menos pesada, a mi hermano Roberto Escobar por el tiempo que ha invertido en apoyarme en otras responsabilidades para que yo pudiera dedicarme de lleno a concluir el trabajo de graduación y a mis abuelos Dora y Martín, que siempre tuvieron palabras de aliento, cariño y preocupación hacia mí durante el trayecto de ésta tesis. Los amo a todos.

A MI NOVIA: Pamela Sánchez, que cada vez que lo he necesitado has estado ahí con palabras de aliento, atenciones, y también esfuerzo arduo en el trabajo de campo de la investigación, sin ese soporte, todo este camino habría sido mucho más extenuante, y por eso te estaré eternamente agradecido. Te amo.

A MIS AMIGOS: Yesenia Molina, Alejandra González, Guillermo Girón, Irving González, Claudia Sánchez, Jaime Rivera, Pamela Melgar, cada quien en su momento me han ofrecido palabras de apoyo y alguna ayuda en el propio trabajo de tesis, siempre voy a recordar todo eso con mucho aprecio.

A MIS COMPAÑEROS DE TESIS: Adriana Lazo y Delmy Castillo, por convertir este grupo en un verdadero equipo, su dedicación, paciencia y esfuerzo ha sido la base para poder sacar adelante este trabajo, les deseo que puedan ver el fruto de su esfuerzo multiplicado y les aseguro que les esperan grandes cosas después de esto.

A MI MASCOTA: Mi perrita Trufa, por estar dispuesta a desvelarse conmigo las veces que fueron necesarias, su sola compañía hizo más sencillas las jornadas frente a la computadora, y eso se lo agradezco mucho.

Pedro Rosalio Escobar Henríquez

ÍNDICE GENERAL

Contenido	Pág.
RESUMEN.....	iv
ABSTRACT	iv
AGRADECIMIENTOS.....	vi
DEDICATORIA	vii
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	2
2.1. GENERALIDADES SOBRE EL GRILLO DOMÉSTICO	2
2.1.1. Características morfológicas del grillo <i>Acheta domesticus</i>	2
2.1.2. Clasificación taxonómica.....	3
2.1.3. Ciclo de vida	3
2.2. REQUERIMIENTO NUTRICIONAL DE LOS GRILLOS DOMÉSTICOS	3
2.3. CRIANZA Y MANEJO DE LOS GRILLOS DOMÉSTICOS EN CAUTIVERIO	4
2.3.1. Control de la temperatura	4
2.3.2. Contenedores	4
2.3.3 Bebederos	6
2.3.4 Limpieza	6
2.3.5 Control y monitoreo.....	6
2.4 VALOR NUTRICIONAL DEL GRILLO DOMÉSTICO	7
2.5 ALIMENTACIÓN DEL GRILLO DOMÉSTICO	8
2.6 EL GRILLO DOMÉSTICO COMO FUENTE DE ALIMENTACIÓN	8
2.6.1 Animales que se alimentan de grillos	8
2.7 EXPLOTACIÓN Y CONSIDERACIONES DE GESTIÓN PARA LOS INSECTOS SILVESTRES UTILIZADOS COMO ALIMENTO	9
2.8 ALIMENTACIÓN DE ANFIBIOS	9

2.9 ANFIBIOS EN CAUTIVERIO EN EL PARQUE ZOOLOGICO DE EL SALVADOR	11
3. MATERIALES Y MÉTODOS	13
3.1 METODOLOGÍA DE CAMPO	13
3.1.1 Localización del estudio	13
3.1.2 Duración	13
3.1.3 Unidades experimentales.....	15
3.1.4 Provisión del concentrado	16
3.2 METODOLOGÍA DE LABORATORIO	20
3.2.1 Desmontaje del experimento y traslado al laboratorio	20
3.3 METODOLOGÍA ESTADÍSTICA	21
3.3.1. Diseño estadístico.....	21
3.3.2 Descripción de los tratamientos	21
3.3.3 Modelo Estadístico.....	22
4. DISCUSIÓN Y RESULTADOS.....	23
4.1 Proteína.....	24
4.2 Extracto Etéreo.....	25
4.3 Calcio	27
4.4 Fósforo	29
5. CONCLUSIONES	31
6. RECOMENDACIONES	32
7. BIBLIOGRAFÍA.....	33
8. ANEXOS.....	36

ÍNDICE DE FIGURAS

Contenido

	Pág.
Figura 1. Grillos macho y hembra <i>Acheta domesticus</i>	2
Figura 2. Grillo hembra <i>Acheta domesticus</i>	2
Figura 3. Estructuras de jaula con diversos materiales.	5
Figura 4. Caja de plástico grande.	5
Figura 5. Ubicación del Parque Zoológico de El Salvador.	13
Figura 6. Pie de cría proporcionado por el Parque Zoológico Nacional.	14
Figura 7. Concentrado comercial obtenidos por tesistas.	14
Figura 8. Báscula digital utilizada para el pesaje de grillos y concentrados.	14
Figura 9. Área del herpetario del Parque Zoológico Nacional asignado a la investigación.	15
Figura 10. Tapaderas modificadas para iluminación y entrada de aire.	15
Figura 11. Dormitorios y depósitos para agua y alimento.	15
Figura 12. Limpieza de las cajas por tratamiento.	16
Figura 13. Concentrados comerciales molidos.	16
Figura 14. Depósitos para la comida y el agua ocupados en la 1° semana.	19
Figura 15. Depósitos para la comida y el agua ocupados en la 2° y 3° semana.	19
Figura 16. Depósitos para la comida y el agua ocupados en la 4° a la 6° semana.	19
Figura 17. Depósitos para la comida y el agua ocupados en la 7° a la 11° semana.	19
Figura 18. Pesaje de las muestras a analizar en el Laboratorio de Química Agrícola	20
Figura 19. Desmontaje del proyecto en el Parque Zoológico Nacional para transportar muestras	21
Figura 20. Comportamiento del contenido porcentual de proteína en muestras de grillos <i>Acheta domesticus</i>	24
Figura 21. Comportamiento del contenido porcentual de extracto etéreo en muestras de grillos <i>Acheta domesticus</i>	25
Figura 22. Comportamiento de la concentración de calcio en muestras de grillos <i>Acheta domesticus</i> .	27
Figura 23. Comportamiento de la concentración de fósforo en muestras de grillos <i>Acheta domesticus</i> .	29

ÍNDICE DE FIGURAS EN ANEXOS

Contenido	Pág.
Figura A 1. Ciclo de vida del grillo <i>Acheta domesticus</i>	36
Figura A 2. Manejo de rutina	36

ÍNDICE DE CUADROS

Contenido	Pág.
Cuadro 1. Composición nutricional de los grillos de campo (<i>Gryllus testaceus</i>), caseros (<i>Acheta domesticus</i>) y mormón (<i>Anabrus simplex</i>)	7
Cuadro 2. Generalidades sobre ejemplares de anfibios que se pueden encontrar en El Parque Zoológico de El Salvador.	11
Cuadro 3. Formulación de concentrado de inicio para pollos (Testigo)	17
Cuadro 4. Formulación de concentrado para tilapia (Tratamiento 1)	17
Cuadro 5. Formulación de concentrado para perro cachorro (Tratamiento 2)	17
Cuadro 6. Formulación de concentrado para gato (Tratamiento 3)	18
Cuadro 7. Raciones diarias de alimento y agua durante el primer mes de vida de los grillos por cada repetición.	19
Cuadro 8. Raciones diarias de alimento y agua durante el segundo mes de vida de los grillos por cada repetición.	20
Cuadro 9. Raciones diarias de alimento y agua durante el tercer mes de vida de los grillos por cada repetición.	19
Cuadro 10. Diseño de los tratamientos a aplicar.	22
Cuadro 11. Análisis bromatológico de grillos <i>Acheta domesticus</i>	23
Cuadro 12. Análisis de varianza de la variable porcentaje de proteína.	24
Cuadro 13. Prueba de Tukey para porcentaje de proteína.	24
Cuadro 14. Análisis de varianza de la variable porcentaje de extracto etéreo.	26
Cuadro 15. Prueba de Tukey para porcentaje de extracto etéreo.	26
Cuadro 16. Análisis de varianza de la variable concentración de calcio.	27
Cuadro 17. Prueba de Tukey para concentración de calcio.	28
Cuadro 18. Análisis de varianza de la variable concentración de fósforo	29
Cuadro 19. Prueba de Tukey para concentración de fósforo	29

1. INTRODUCCIÓN

Desde su aparición en la tierra, hace 350 millones de años, los insectos constituyen la forma de seres vivos más numerosa. El 80 % de los animales existentes son insectos. Los insectos en sus diferentes estadios (huevos, larvas, pupas y adultos) son ricos en proteína (20 a 70 %), aminoácidos esenciales, lípidos (5 a 35 %), carbohidratos (2 a 10 %), vitaminas y minerales. El consumo de insectos, por parte de animales, incluyendo al hombre es ancestral y se puede observar de forma cotidiana en la naturaleza (Valdivié 2016), dentro de estos, el grillo doméstico (*Acheta domesticus*) es fácil de criar en cautiverio y puede producir hasta 7 generaciones de grillos/año. Por ser un insecto omnívoro se puede alimentar con piensos, frutas, raíces, semillas, cereales, verduras, hojas, flores, áfidos, pequeñas orugas, pequeños insectos e incluso insectos muertos. (Erens et al.2012)

Muchos animales se pueden alimentar de grillos, pero en este caso la investigación se centró en la búsqueda del beneficio a los anfibios, estos son una parte crucial en un mundo natural y saludable, después de vivir prósperamente por más de 360 millones de años, de una tercera parte a la mitad de todas las especies de anfibios pueden desaparecer en el futuro inmediato y es parte de nuestro trabajo, contribuir a que eso no pase. (Amphibian ark 2008)

La investigación fue orientada a generar nuevas opciones alternativas de alimentación de grillos para consumo por parte de anfibios a las entidades encargadas de administrar el Parque Zoológico Nacional de El Salvador, sobre otras fuentes de alimentación para el grillo doméstico, para que este pueda aumentar su valor nutricional y así ser ofrecido a los animales, especialmente a los anfibios que habitan en dicho lugar, para que los consuman y puedan reproducirse en mayor cantidad.

2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1. GENERALIDADES SOBRE EL GRILLO DOMÉSTICO

Acheta domesticus conocido comúnmente como grillo doméstico, es una especie de insecto ortóptero probablemente originario del sudoeste de Asia, pero que se ha extendido en todo el mundo. (Walker 2007)

2.1.1. Características morfológicas del grillo *Acheta domesticus*.

El grillo doméstico llega a medir entre 25-30 mm y sus antenas llegan a alcanzar la longitud de su cuerpo. Tiene el cuerpo esbelto y cilíndrico al igual que el grillo campestre, pero es ligeramente más grande y de color más claro (marrón amarillento con franjas oscuras en la cabeza y abdomen) (Figura 1). Sus alas, que las tienen tanto el macho como la hembra, cubren el abdomen y exceden su propio cuerpo finalizando en dos espinas. (Walker 2007)

Presenta dimorfismo sexual, los machos son más pequeños y su abdomen finaliza en dos apéndices mientras que las hembras son de mayor tamaño y tienen un tercer apéndice denominado oviscapto. Éste llega a alcanzar los 20 mm y lo emplean para depositar los huevos (Figura 2). Como el resto de los grillos y mediante la fricción del primer par de alas, los machos generan un sonido alto. (Ryder 2001)

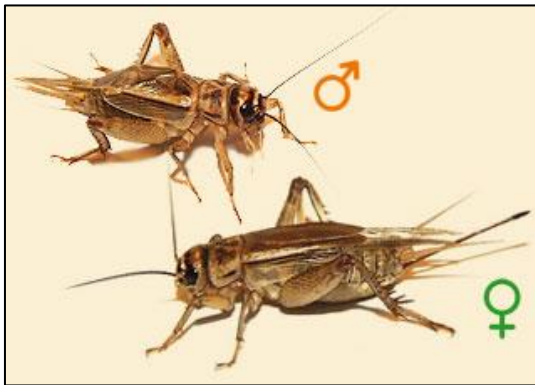


Figura 1. Grillos macho y hembra *Acheta domesticus* (vista lateral).

Fuente: Walker 2007.



Figura 2. Grillo hembra *Acheta domesticus* (vista dorsal). (Oviscapto señalado con flechas)

Fuente: Ryder 2001

2.1.2. Clasificación taxonómica

Reino: Animalia
Filo: Arthropoda
Clase: Insecta
Orden: Orthoptera
Suborden: Ensífera
Familia: Gryllidae
Género: *Acheta*
Especie: *Acheta domesticus*
(Kulzer 1998)

2.1.3. Ciclo de vida

Durante su vida el grillo doméstico pasa por tres estadios: huevo, ninfa y adulto. El tiempo que pasa el grillo en cada uno de estos estadios depende básicamente de la temperatura exterior y de su alimentación. Cuanto más alta sea la temperatura y más rica y variada la alimentación más rápido crecerá. A una temperatura entre 26 y 32°C y con una dieta adecuada, el ciclo vital de un grillo criado en cautividad dura unos dos o tres meses, dependiendo de la especie. En el caso de la *Acheta domesticus* a 29°C los huevos eclosionan a los 13 días. A esta misma temperatura el grillo doméstico muda 8 veces. En cada nueva muda los grillos prácticamente doblan su tamaño y en las dos últimas ya pueden apreciarse unas pequeñas alas y un incipiente oviscapto en el caso de las hembras. El período de crecimiento de las ninfas puede durar unas seis semanas. Tras la última muda los grillos adultos son sexualmente maduros transcurridos 3-4 días y, tras la fecundación, las hembras pueden ovopositar a los 8-10 días. Las puestas serán más frecuentes y abundantes durante las primeras semanas (Figura A 1). Los grillos adultos, a esta temperatura, pueden vivir unos dos meses. (Proteinsecta 2018)

2.2. REQUERIMIENTO NUTRICIONAL DE LOS GRILLOS DOMÉSTICOS

El conocimiento sobre la alimentación de los insectos en su entorno natural, es de gran ayuda en el desarrollo de dietas artificiales. Los componentes básicos en la nutrición de los grillos son: carbohidratos, proteínas, lípidos, vitaminas, minerales, agua, y diez aminoácidos esenciales que son: Arginina, Histidina, Isoleucina, Leucina, Lisina, Metionina, Fenilalanina, Treonina, y Valina.

Generalmente, los grillos tienen las mismas necesidades nutricionales básicas que animales más grandes. Los insectos en general, y también los grillos, necesitan de 10 aminoácidos básicos, al igual que la rata, aunque una diferencia notable es que necesitan una buena fuente de esterol. El esterol es requerido por el grillo, para la producción de la hormona de muda ecdisona. El grillo es incapaz de sintetizar esteroides por el mismo, por lo que deben obtenerlo a partir del alimento. No hay una regla sobre la cantidad de esterol necesaria en una dieta artificial, en general se considera que el 0.1% es satisfactorio en dietas artificiales. (Chaundry 2006)

2.3. CRIANZA Y MANEJO DE LOS GRILLOS DOMÉSTICOS EN CAUTIVERIO

2.3.1. Control de la temperatura

El rango de temperaturas que debe haber dentro de las jaulas para grillos es de un mínimo de veinte grados centígrados (20°C), y un máximo treinta y cinco grados centígrados (35°C). Las jaulas para grillos dependen de generadores de temperatura ambientales y se clasifican en dos clases: (1) Generadores de calor para grillos: que sirven para elevar la temperatura dentro de las jaulas cuando la temperatura ambiente baja más del límite en el rango recomendado. El generador de calor más usado por los criadores de grillos es el calentador ambiental eléctrico; (2) Generadores de frío para grillos que sirven para bajar la temperatura dentro de las jaulas cuando la temperatura ambiente sube más del límite en el rango recomendado. El generador de frío más usado por los criadores de grillos es el enfriador ambiental eléctrico. Los grillos dentro de sus jaulas nunca deben ser expuestos a los rayos directos del sol, al frío directo, y la humedad, porque pueden ocasionar la muerte masiva de grillos. (Erens et al. 2012)

2.3.2. Contenedores

Las jaulas para grillos deben ser fáciles de manejar y de limpiar por el criador. Cada una de las jaulas para grillos debe estar marcada con la letra, el número de la fila y el lugar dentro de la locación para identificar un lote particular de grillos. La razón de hacer esto es porque los grillos no pueden ser marcados individualmente para identificarlos. Las siguientes especificaciones están considerando una jaula que tiene incluida una cantidad suficiente de escondites para los grillos, los cuales aumentan la capacidad de cada jaula para contener más grillos. La cantidad de grillos adultos que puede contener cada jaula depende de la capacidad en litros de cada jaula.

Una jaula de 65 litros de capacidad puede contener un máximo de dos mil grillos adultos, una jaula de 95 litros de capacidad puede contener un máximo de tres mil grillos adultos. Para grillos recién nacidos y para las primeras etapas ninfales, las jaulas necesitan ser más pequeñas que las usadas para grillos adultos, es decir, desde ocho, hasta quince litros de capacidad, estas jaulas pequeñas también tienen la función de ser incubadoras para los huevos fertilizados de los grillos. (Mazurkiewicz *et al.* 2013)

Las jaulas para grillos pueden tener estructuras fabricadas con varios tipos de materiales como cartón, plástico, madera, vidrio, etc. Para la estructura de una jaula para grillos, se necesita una caja de plástico grande, nueva y limpia (figura 3 y figura 4). Las jaulas para grillos deben tener ventilación y debe estar en el techo de la jaula, y/o sus paredes. El mejor material para ser usado es una malla metálica de aluminio, con aberturas cuadradas para grillos recién nacidos y primeras etapas ninfales. La malla metálica es fijada a la estructura de la jaula para grillos con silicón especial para sellar los paneles de vidrio de los acuarios. Otro tipo de silicón es tóxico para los grillos. La cinta adhesiva lisa, es muy usada por los criadores para evitar escapes de grillos, y debe tener desde cinco cm hasta diez cm de ancho. La barrera de cinta adhesiva lisa debe ser adherida de forma horizontal sobre todos los bordes interiores de la jaula para grillos, y es recomendable aplicar dos líneas juntas, una al lado de la otra. (Porter 2015)



Figura 3. Estructuras de jaula con diversos materiales.



Figura 4. Caja de plástico grande.

2.3.3 Bebederos

Los bebederos, y los comederos para grillos deben ser de baja altura, así los grillos pueden subir fácilmente sobre estos, y también deben ser amplios para que una gran cantidad de grillos puedan beber, y comer a un mismo tiempo. Deben tener forma de una pequeña bandeja de poca profundidad, y con fondo plano. Pueden servir las tapas de plástico de algunos contenedores para comida. Los escondites necesitan quedar por debajo de un tercio de la altura total de la jaula para grillos para evitar el escape de los grillos. El cartón para huevo es el material más usado por los criadores como escondites para grillos. Los cartones para huevos deben ser puestos verticalmente para permitir la circulación del aire caliente para permitir que los residuos de los grillos (es decir: grillos muertos, pieles mudadas, heces, los residuos de los nutrientes) caigan sobre el fondo de la jaula. Los cartones para huevo deben colocarse juntos, uno al lado del otro, con todas las crestas y valles unas contra las otras, exactamente en la forma contraria en la cual estos se almacenan juntos. (Doris, M. 1968)

2.3.4 Limpieza

La limpieza de cada jaula para grillos idealmente debe ser hecha cada tres o cuatro días como máximo. En cada sesión de limpieza de las jaulas para grillos deben quitarse: grillos muertos, pieles mudadas, heces, los residuos de los nutrientes, y si la estructura de la jaula está fabricada con cartón y está muy sucia, entonces también puede ser eliminada. Las jaulas, bebederos, comederos, nidos para grillos y otros utensilios deben ser lavados con jabón y detergente, y después todo debe ser desinfectado. El cloro debe ser diluido con agua corriente en proporción de cinco por ciento de cloro. Después deben ser lavados y desinfectados los utensilios para grillos. (Doris, M. 1968)

2.3.5 Control y monitoreo

La persona encargada de revisión tiene fichas de control donde se toma nota cada día sobre el estado de cada jaula para grillos y de cada nido para grillos en uso, y sobre todas las actividades dentro de la locación. Se realiza un monitoreo diario de la temperatura, humedad y horas de luz. Los únicos grillos aceptables para ser usados dentro de la crianza, son los grillos nacidos en cautiverio obtenidos de una granja comercial de grillos libres de enfermedades. (Weissman 2012)

2.4 VALOR NUTRICIONAL DEL GRILLO DOMÉSTICO

Los grillos tienen un valor nutricional muy adecuado, porque tienen menos grasa que el tenebrio spp y sus niveles calcio/fósforo son mejores que los del gusano de la harina, la proporción de quitina del insecto es más baja que la del Tenebrio (*Tenebrio molitor L.*). (Mississippi State University 2000)

Las características nutricionales hacen del grillo doméstico un buen alimento para mascotas, por lo que su cría como alimento vivo es un buen recurso a la hora de alimentar a animales de terrario insectívoros. (Raubenheimer 2013)

La composición nutricional del grillo doméstico es mejor que la composición nutricional del grillo de campo (*Gryllus testaceus*) y del grillo mormón (*Anabrus simplex*) (Cuadro 1). (Valdivié 2016)

En el ámbito nutricional, cien gramos de grillos poseen 12,9 gramos de proteína, 5,1 gramos de carbohidratos, 5,5 gramos de grasas, 75,8 miligramos de calcio y 9,5 miligramos de hierro, a eso le sumamos vitamina B12 y magnesio. Asimismo, las proteínas de grillo contienen 9 aminoácidos esenciales. (Ramos 1987)

Cuadro 1. Composición nutricional de los grillos de campo (*Gryllus testaceus*), caseros (*Acheta domesticus*) y mormón (*Anabrus simplex*)

Análisis	Unidades	Campo	Caseros	Mormón
Proteína bruta	% MS	58.3	63.6	59.8
Extracto etéreo	% MS	10.3	17.3	13.3
Cenizas	% MS	3.0	5.6	6.5
Calcio	% MS	0.5	1.01	0.2
Fósforo	% MS	0.62	0.79	1.04
AMINOÁCIDOS				
Arginina	% Proteína	3.7	6.1	5.3
Cistina	% Proteína	1.0	0.8	0.1
Lisina	% Proteína	4.8	5.4	5.9
Metionina	% Proteína	1.9	1.4	1.4
Treonina	% Proteína	2.8	3.6	4.2
Triptófano	% Proteína	0.46	0.6	0.6

Fuente: Valdivié 2016

2.5 ALIMENTACIÓN DEL GRILLO DOMÉSTICO

Los grillos, al ser omnívoros, pueden comer de todo, desde hojas y semillas vegetales y hongos, pasando por algunos insectos menores como gusanos, arañas y moscas, hasta carne de animales muertos y desechos orgánicos de todo tipo. Dentro de las casas, suelen encontrarse en sitios que son encerrados, pues les gusta ingerir restos de papel o de tela. Los grillos comen en grandes cantidades, dependiendo de la cantidad de alimentos que puedan conseguir, según la zona y temporada. Inclusive, en caso de escasear los alimentos, pueden llegar a comerse entre ellos mismos, lo cual muestra que pueden ser agresivos y de que se adaptan al principio darwiniano de supervivencia del más fuerte. (FAO; Nakagaki 1991)

2.6 EL GRILLO DOMÉSTICO COMO FUENTE DE ALIMENTACIÓN

Los grillos son una de las especies de insectos que más se crían en granjas de insectos, en países tales como: China, Reino Unido, Francia, Holanda, Bélgica, Países Bajos, Costa Rica, México y Brasil, debido principalmente a su alta potencialidad de explotación. (Amphibian ark 2019)

Su utilización se centra principalmente en el suministro como alimento vivo para especies exóticas, aunque también como alimento dentro de una dieta balanceada de humanos. La insectocultura se está arraigando fuerte en la sociedad y, aunque todavía queda mucho por hacer en cuanto al cambio de mentalidad, pronto se espera consumirlo como un alimento más. (Wineriter 1988)

2.6.1 Animales que se alimentan de grillos

Algunas especies insectívoras que se alimentan de grillos son:

- Anfibios como: ranas, sapos, salamandras y tritones.
- Reptiles como: iguanas, gekos, lagartijas, pognas, camaleones, salamanquesas, tortugas, galápagos.
- Mamíferos omnívoros como son los ratones, las musarañas, los erizos y los topos.
- Arácnidos como: tarántulas y escorpiones.
- Peces de gran tamaño.
- Otros insectos tales como avispas, libélulas, etc.

La demanda de grillos como alimento vivo suele ser elevada para los criaderos de animales exóticos o lugares donde se concentra gran cantidad de estos animales. (Céspedes *et al.* 2007)

2.7 EXPLOTACIÓN Y CONSIDERACIONES DE GESTIÓN PARA LOS INSECTOS SILVESTRES UTILIZADOS COMO ALIMENTO

La FAO (2013) señala que debe considerarse lo siguiente a la hora de proteger las poblaciones de insectos en entornos naturales:

- Consultar la dieta y los medios de vida de la población local en la gestión y la conservación del hábitat natural de los insectos.
- Permitir la recolección sostenible de insectos comestibles a manos de la población local en zonas por lo demás protegidas.
- Regular el uso de plaguicidas para evitar la acumulación biológica de contaminantes en la cadena alimentaria.
- Desarrollar métodos para controlar los niveles de recolección de modo que las poblaciones de insectos beneficiosos no se vean amenazadas.
- Integrar en la medida de lo posible sistemas para la domesticación total o parcial de los insectos, con vistas a suplementar los insectos capturados mediante la recolección silvestre y a proporcionar un suministro continuo cuando las poblaciones silvestres fluctúen en función de la temporada.
- Evitar la liberación de especies no endémicas de insectos domesticados en entornos naturales.

2.8 ALIMENTACIÓN DE ANFIBIOS

El nivel metabólico de los anfibios es de 18 a 180 veces más bajo que el de las aves y mamíferos. En la época de la reproducción parece ser algo más elevado. Su nivel depende de la temperatura del cuerpo del anfibio. En los anfibios que nadan, la temperatura del cuerpo es muy similar a la del agua que les rodea, ya que el agua es buena conductora. En el aire seco, la húmeda piel de los anfibios pierde calor por evaporación, y cuando esta pérdida es más rápida que la capacidad del animal para conservar el calor de su cuerpo, la rana queda más fría que el ambiente que la rodea. Inversamente, en un ambiente húmedo en el cual la piel de la rana no pierde calor por evaporación, el cuerpo del animal se mantiene más caliente que el aire. (Frost 1985)

Hay que procurarse suficiente alimento para los cautivos. Muchas ranas y sapos, la mayoría de salamandras terrestres, apetecen las lombrices de tierra y las larvas de pequeños insectos de cuerpo blando, que pueden ser obtenidas en un jardín o huerta e introducidas en la tierra húmeda del fondo de la jaula. Algunas ranas comen solamente insectos que atrapan al vuelo, y el obtener para ellas esa clase de alimento plantea con mucha frecuencia en serio problema. El insecto más comúnmente utilizado para alimentar a los anfibios en cautiverio es el grillo doméstico, *Acheta domesticus*. Los grillos pueden ser cultivados en sus instalaciones o comprados a un proveedor. Normalmente, los proveedores ofrecen tamaños diferentes adecuados para la alimentación de los animales. Grillos cabeza de alfiler son adecuados para la alimentación de ranas venenosas, mantellas, especies pequeñas de salamandras. Los grillos adultos son aptos para las grandes especies de anfibios como sapos marinos, la mayoría de los ránidos y salamandras. (Association of Zoos & Aquariums 2008)





En El Salvador se pueden comprar grillos domésticos en Acuafauna y con gente particular que posea reptiles, además, en los zocriaderos donde también mantienen grillos para alimentar a sus animales.²



Los anfibios son en su totalidad carnívoros salvo en su etapa de renacuajo. En su dieta se incluyen babosas, lombrices, grillos y gusanos. Podrán alimentarse de unos insectos u otros en función de su tamaño, ya que por norma general a mayor tamaño de animal mayor es el tamaño del insecto que pueden ingerir. En el proceso de caza atrapan a sus presas con su lengua pegajosa y extensible, pudiendo dar pequeños saltos para cogerlas en el aire. En cautividad, algunas especies como gimnótidos (anguila eléctrica) aceptan tenebrios y grillos, aunque se decanten preferentemente por las lombrices de tierra. El suministro de grillos vivos, por lo tanto, es una forma sana de alimentación, administrándose 2 o 3 veces por semana junto con complejos vitamínicos. (Proteinsecta 2018)

² Licda. Esmeralda Martínez Umaña, encargada del área del herpetario del Parque Zoológico de El Salvador. Comunicación personal.

2.9 ANFIBIOS EN CAUTIVERIO EN EL PARQUE ZOOLOGICO DE EL SALVADOR

Cuadro 2. Generalidades sobre ejemplares de anfibios que se pueden encontrar en El Parque Zoológico de El Salvador.

Ejemplares		Hábitat	Temperatura	Humedad	Alimentación	Estado de conservación a nivel nacional
<p>Rana de cafetales de ojos negros</p> <p><i>Agalychnis moreletii</i></p>		<p>Generalmente, se puede encontrar en zonas de agua dulce y tierras colindantes, preferiblemente en clima tropical o subtropical y en zonas boscosas.</p>	<p>Día: 27-29°C noche 24°C</p>	<p>80-100</p>	<p>Se alimenta de insectos, principalmente de mosquitos.</p>	<p>Especie amenazada</p>
<p>Rana enmascarada</p> <p><i>Smilisca baudini</i></p>		<p>Habitan tanto en ambientes secos como en húmedos. Se esconden entre la vegetación cerca de ríos, charcos de agua o en estanques.</p>	<p>Día: 27-29°C noche 24°C</p>	<p>80-100</p>	<p>Insectos pequeños</p>	<p>Ninguna categoría</p>
<p>Rana de pantano</p> <p><i>Leptodactylus fragilis</i></p>		<p>Se le encuentra en el bosque tropical seco y en bosques secundarios. En pastizales y zonas abiertas cercanas a lugares húmedos, antropogénicos.</p>	<p>Día: 27-29°C noche 24°C</p>	<p>80-100</p>	<p>Se alimenta de artrópodos: arañas y escarabajos, aunque las hormigas pueden también representar una parte importante en su dieta.</p>	<p>Ninguna categoría</p>
<p>Rana tungara</p> <p><i>Engystomops pustulosus</i></p>		<p>Bosque húmedo de tierras bajas, bosque montañoso, bosque seco tropical, en hábitat antropogénicos.</p>	<p>Día: 27-29°C noche 24°C</p>	<p>80-100</p>	<p>Insectos, arácnidos, diplópodos (milpiés), gastrópodos (caracoles) e isópodos (crustáceos).</p>	<p>Ninguna categoría</p>

<p>Sapo amarillo</p> <p><i>Incilius luetkenii</i></p>		<p>Bosques secos de tierras bajas, pero también se encuentra ocasionalmente en bosques húmedos de tierras bajas y premontanos y en pastizajes alterados.</p>	<p>Día: 27-29°C noche 24°C</p>	<p>80-100</p>	<p>Insectos, isópodos, arácnidos y miriápodos (artrópodo mandibulado).</p>	<p>Ninguna categoría</p>
<p>Sapo verrugoso</p> <p><i>Rhinella horribilis</i></p>		<p>Selvas tropicales, bosques caducifolios tropicales y subtropicales, áreas semiáridas con arbustales y bosques xerófilos abiertos, etc.</p>	<p>Día: 27-29°C noche 24°C</p>	<p>80-100</p>	<p>Ingieren vertebrados pequeños e insectos de todo tipo como puede llegar a ser arañas, saltamontes, caracoles, moscas y mosquitos y todo tipo de lombrices ya sean de agua o las que se esconden debajo tierra.</p>	<p>Ninguna categoría</p>
<p>Sapo sureño</p> <p><i>Incilius coccifer</i></p>		<p>Bosque húmedo y seco de tierras bajas, así como zonas antropogénicas como pastizales, jardines y zanjas.</p>	<p>Día: 27-29°C noche 24°C</p>	<p>80-100</p>	<p>Se alimenta de una gran cantidad de invertebrados, como arañas e insectos rastreros.</p>	<p>Ninguna categoría</p>
<p>Salamandra de salvini</p> <p><i>Bolitoglossa salvini</i></p>		<p>Bosques húmedos tropicales o subtropicales a baja altitud, las plantaciones y zonas previamente boscosas ahora muy degradadas.</p>	<p>Día: 27-29°C noche 24°C</p>	<p>80-100</p>	<p>Insectos vivos</p>	<p>En peligro (Reducción)</p>

Fuente: (Meredith, A. 2012; MARN 2015)

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 METODOLOGÍA DE CAMPO

3.1.1 Localización del estudio

La investigación se realizó en las instalaciones del Parque Zoológico Nacional, ubicado en Final Calle Modelo., San Salvador, El Salvador, geográficamente localizada en una Latitud de $13^{\circ} 41' 05.3''$ Norte. Longitud $89^{\circ} 11' 47''$ Oeste. Con una elevación de 650 msnm con temperatura promedio mensual de 26°C y humedad relativa de 73% (Figura 5).

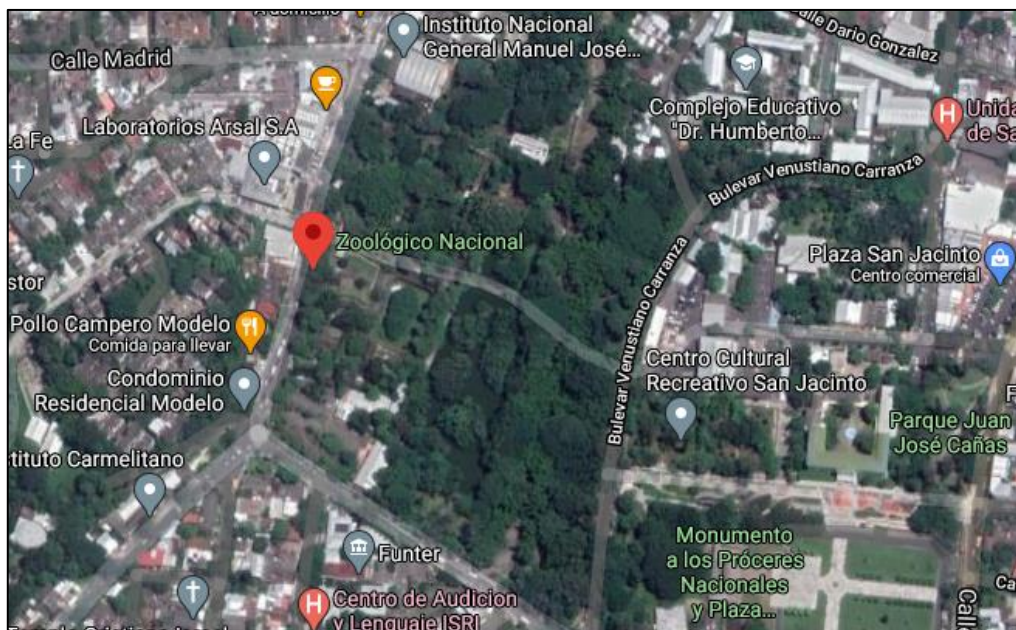


Figura 5. Ubicación del Parque Zoológico de El Salvador.

Fuente: Google Earth 2020

3.1.2 Duración

El estudio se desarrolló desde el mes de junio del año 2020 hasta el mes de diciembre del año 2020, en donde se realizaron:

- Etapa 1: Preparación de materiales

El pie de cría de larvas de grillo *Acheta domesticus*, fue proporcionado por el Parque Zoológico Nacional (Figura 6) y los alimentos para los tratamientos: concentrado para pollo, tilapia, perro y gato, fueron obtenidos por el equipo de integrantes tesisistas (Figura 7). Para el pesaje de la ración diaria de alimento se utilizó una báscula digital con capacidad de 11 libras (Figura 8).



Figura 6. Pie de cría proporcionado por el Parque Zoológico Nacional.



Figura 7. Concentrado comercial obtenidos por tesistas.

Fuente: Aliansa 2016



Figura 8. Báscula digital utilizada para el pesaje de grillos y concentrados.

- Etapa 2: Preparación de instalaciones, equipos para recepción de grillos. (dimensiones)

En el Herpetario de Parque Zoológico Nacional: Los grillos fueron alojados en una galera de dimensiones de 3 metros de largo por 3 metros de ancho y 2.50 metros de altura, con piso de tierra, con paredes de concreto y techo de lámina aluminio zinc. Al interior de esta galera se instaló un mueble metálico de 2 x 1 x 0.30 metros y sobre este mueble se colocaron dieciséis cajas de plástico traslucido con medidas 37 x 27 x 17 cm (Figura 9), que se modificaron con un agujero en la parte superior, cubierto por una malla metálica para proveer de aire y luz a las unidades experimentales (Figura 10), a la vez dentro de estos se instalaron los dormitorios hechos con un cartón de huevo por caja, un depósito para sustrato y uno para agua, el tamaño de estos varió de acuerdo a su edad (Figura 11).

Previo a la instalación se procedió a retirar con escobas el polvo y todo tipo de material que se encontraba en las paredes de la galera y del mueble metálico. El mueble metálico se lavó con abundante agua y detergente comercial para retirar la mayor parte de suciedad existente en el mismo.



Figura 9. Área del herpetario del Parque Zoológico Nacional asignado a la investigación.

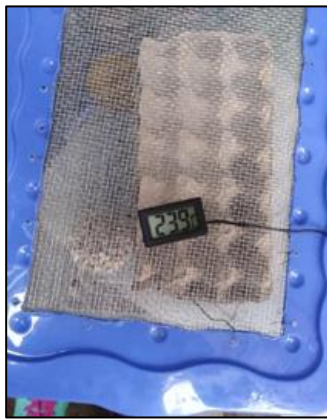


Figura 10. Tapaderas modificadas para iluminación y entrada de aire.



Figura 11. Dormitorios y depósitos para agua y alimento.

- Etapa 3: Recolección y análisis estadístico de la información.

Durante 3 meses con una hoja de registro (Anexo 1) se realizó la toma de datos en el manejo de rutina cada 2 días. Se llevó a cabo un cálculo de parámetros con un análisis bromatológico al finalizar el tiempo de manejo de rutina para finalizar con su tabulación e interpretación

3.1.3 Unidades experimentales

Se utilizaron un total de seis mil cuatrocientos grillos *Acheta domesticus* de un día de edad sin sexar, utilizando 4 tratamientos diferentes: concentrado de pollo (tratamiento testigo), concentrado de tilapia, concentrado de perro y concentrado de gato. Cada uno con 4 repeticiones, distribuyendo mil seiscientos grillos por tratamiento y 400 por repetición.

3.1.3.1 Manejo de los grillos

Al recibir los grillos se distribuyeron en cada caja plástica previamente rotulada y luego fueron colocados en el mueble metálico en orden por tratamiento. Posterior a esto se les ofreció agua en un depósito con piedras para evitar muerte por ahogamiento y se les ofreció el respectivo concentrado a utilizar por tratamiento en otro depósito, en el primer mes y medio el sustrato y el agua se les cambió diariamente, mientras que el último mes y medio estos cambios se hicieron cada 2 días, la limpieza se hizo cada 2 días durante los 3 meses con ayuda de un pincel y una espátula (Figura 12), al igual que la toma de datos (Figura A 2).



Figura 12. Limpieza de las cajas por tratamiento.

3.1.4 Provisión del concentrado

Ya que el alimento que se ofreció fue concentrado comercial para perro, gato, tilapia y pollo de inicio, se colocaron raciones de acuerdo a la etapa de vida de los grillos (Figura 13). Los concentrados comerciales poseen un tamaño de pelet demasiado grande para que el grillo lo pueda consumir correctamente, por lo que fue necesario molerlo, haciendo más fácil su consumo.



Figura 13. Concentrados comerciales molidos.

3.1.4.1 Formulación de dietas

En los siguientes cuadros (3-6) se indican los valores nutricionales de cada tipo de concentrado individualmente.

Cuadro 3. Formulación de concentrado de inicio para pollos (Testigo)

Concentrado de inicio para pollo (100 lbs)	
Proteína	23%
Grasa	4.50%
Fibra	3%
Calcio	1.50%
Fósforo total	0.70%
Ceniza	5.75%
Sal	0.60%

Fuente: www.concentradoaliana.com 2016

Cuadro 4. Formulación de concentrado para tilapia (Tratamiento 1)

Concentrado para tilapia (44 lbs)	
Proteína cruda	28%
Grasa cruda	3.50%
Fibra cruda	6%
Energía digestible	2,900Kcal/kg
Calcio	1.50%
Fósforo	0.70%
Ceniza	5%

Fuente: www.concentradoaliana.com 2016

Cuadro 5. Formulación de concentrado para perro cachorro (Tratamiento 2)

Concentrado para perro cachorro (44 lbs)	
Proteína	26%
Grasa	10%
Energía metabolizable	3,100Kcal/kg
Fósforo total	0.65%
Sal	1.50%

Fuente: www.concentradoaliana.com 2016

Cuadro 6. Formulación de concentrado para gato (Tratamiento 3)

Concentrado para gato (17 lbs)	
Proteína cruda	30%
Humedad	13%
Fibra cruda	8%
Grasa cruda	10%
Calcio	2.00%
Fósforo	0.60%

Fuente: www.concentradoalianza.com 2016.

3.1.4.2 Racionalización diaria de alimento y agua

Para la determinación de la ración de alimento ofrecido a los grillos en sus diferentes etapas, se tomó como base el modelo de raciones (Cuadro 7-9) utilizado por el departamento de biología del Parque Zoológico Nacional y la bióloga responsable del mismo.

Cuadro 7. Raciones diarias de alimento y agua durante el primer mes de vida de los grillos por cada repetición.

Semana	Etapas de vida del grillo	Cantidad de alimento (g) por caja	Cantidad de agua (ml) por caja.
1°	Ninfa pequeña	5.67	5
2°	Ninfa pequeña	11.34	25
3°	Ninfa pequeña	17.01	25
4°	Ninfa pequeña	22.68	50

Fuente: Elaboración Propia.

En la primera semana se utilizaron 2 tapas de botellas plásticas como depósito para la comida y para el agua (este último con piedras para pecera) (Figura 14), mientras que para la segunda y tercera semana se utilizaron 2 tapas de vasos desechables, planos, tanto para comida como para agua. El uso de piedras para pecera en los recipientes para agua, se debió a que estas impedían que los grillos se ahogaran y que pudieran entrar y salir de los recipientes sin dificultad (Figura 15); finalmente, para la cuarta semana se utilizaron 3 tapas planas de vasos desechables, una para comida y dos para el agua, estas últimas también con piedras para pecera (Figura 16).



Figura 14. Depósitos para la comida y el agua ocupados en la 1ª semana.

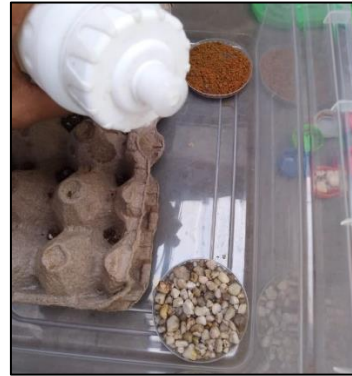


Figura 15. Depósitos para la comida y el agua ocupados en la 2ª y 3ª semana.

Cuadro 8. Raciones diarias de alimento y agua durante el segundo mes de vida de los grillos por cada repetición.

Semana	Etapas de vida del grillo	Cantidad de alimento (g) por caja	Cantidad de agua (ml) por caja
5°	Ninfa pequeña	28.35	50
6°	Ninfa pequeña	34.02	50
7°	Ninfa juvenil	39.69	75
8°	Ninfa juvenil	45.36	75

Fuente: Elaboración Propia.

En la quinta y sexta semana del segundo mes se siguieron utilizando 3 tapas planas de vasos desechables, una para la comida y dos para el agua, se redujo la cantidad de piedras en los recipientes para agua, ya que el mayor tamaño de los grillos les permitió entrar y salir de los mismos sin ahogarse (Figura 16), finalmente en la séptima y octava semana se cambiaron los depósitos para comida por depósitos para helado, con el mismo depósito y una botella se elaboró un bebedero manual (Figura 17).



Figura 16. Depósitos para la comida y el agua ocupados en la 4ª a la 6ª semana.



Figura 17. Depósitos para la comida y el agua ocupados en la 7ª a la 11ª semana.

Cuadro 9. Raciones diarias de alimento y agua durante el tercer mes de vida de los grillos por cada repetición.

Semana	Etapas de vida del grillo	Cantidad de alimento (g)	Cantidad de agua (ml)
9°	Ninfa juvenil	51.03	100
10°	Ninfa juvenil	56.70	100
11°	Ninfa juvenil	62.37	125

Fuente: Elaboración Propia.

3.2 METODOLOGÍA DE LABORATORIO

En esta fase de la investigación se procedió a obtener 4 muestras (Figura 18) por cada tratamiento: grillos alimentados con concentrado de pollo (testigo), con concentrado de tilapia (t1), con concentrado de perro (t2) y con concentrado de gato (t3), haciendo un total de 16 muestras, esto para su respectivo análisis bromatológico. Los métodos de análisis químicos utilizados fueron el método de micro-kjeldahl para proteína, principal objetivo de la investigación, método de soxhlet para determinar grasa, el método ultravioleta para el fósforo y el método de espectroscopia de absorción atómica (llama) para determinar el calcio. (Capetillo *et al.* 2010; Solano 2012)



Figura 18. Pesaje de las muestras a analizar en el Laboratorio de Química Agrícola.

3.2.1 Desmontaje del experimento y traslado al laboratorio

El desmontaje (Figura 19) se realizó pasados 77 días de la puesta en marcha del experimento, cuando estos alcanzaron la edad y el tamaño deseado para desarrollarse como ninfas juveniles.

En horas de la mañana, primero se retiraron los grillos de cada caja manualmente, se colocaron en una bolsa plástica previamente rotulada y luego fueron puestas en una hielera con hielo para su posterior traslado y congelación en el Laboratorio de Química Agrícola de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador. No se esperó a que los grillos vaciaran el contenido intestinal porque es así como se les ofrece a los anfibios que habitan en el Parque Zoológico Nacional.



Figura 19. Desmontaje del proyecto en el Parque Zoológico Nacional para transportar muestras.

3.3 METODOLOGÍA ESTADÍSTICA

3.3.1. Diseño estadístico

Para este ensayo por la naturaleza de las unidades experimentales, fueron evaluados por medio de un análisis de varianza llevado a cabo con el software estadístico Infostat versión 2008, usando un modelo completo al azar (DCA), haciendo comparaciones por medio de la prueba de Tukey, con un nivel de significancia del 5% ya que los grillos son homogéneos de acuerdo con el peso y es el diseño que más se acopla. Con cuatro tratamientos y 4 repeticiones de 400 grillos cada uno, haciendo un total de 6400 grillos. Evaluando las siguientes variables: porcentaje de proteína y grasa, además de concentración de calcio y fósforo en las muestras de los tratamientos en estudio en comparación al tratamiento testigo.

3.3.2 Descripción de los tratamientos

En el ensayo se evaluaron tres concentrados comerciales con cuatro repeticiones con diferente nivel de proteína y un tratamiento testigo de concentrado comercial, esto durante 11 semanas. (Cuadro 10).

Tratamiento 0 (testigo): concentrado para pollo de inicio con 23% de proteína.

Tratamiento 1: concentrado para tilapia con 28% de proteína.

Tratamiento 2: concentrado para perro con 26% de proteína.

Tratamiento 3: concentrado para gato. Con 30% de proteína.

Cuadro 10. Diseño de los tratamientos a aplicar.

Tratamientos	Repeticiones			
T0	T0-1	T0-2	T0-3	T0-4
T1	T1-1	T1-2	T1-3	T1-4
T2	T2-1	T2-2	T2-3	T2-4
T3	T3-1	T3-2	T3-3	T3-4

Fuente: elaboración propia

3.3.3 Modelo Estadístico

El modelo estadístico que más se adecuó a este contexto fue el diseño completamente al azar, cuyo modelo matemático es el siguiente:

$$Y_{ijk} = \mu + A_i + B_j + (A*B)_{ij} + \epsilon_{ijk}$$

$$\begin{matrix} i = 1, 2, 3, \dots, a \\ j = 1, 2, 3, \dots, b \\ k = 1, 2, 3, \dots, r \end{matrix}$$

$$\epsilon_{ijk} \sim NID(0, \sigma^2)$$

Donde:

a = Número de niveles del factor A

b = Número de niveles del factor B

r = Número de repeticiones

Y_{ijk} = Respuesta obtenida en la K-ésima repetición de i-ésimo nivel del factor A y el j-ésimo nivel del factor B; lo que es lo mismo que la variable respuesta observada en la ijk-ésima unidad experimental.

μ = Es la media del experimento sobre la cual giran las observaciones.

A_i = Efecto atribuido al i-ésimo nivel del factor A.

B_j = Efecto atribuido al j-ésimo nivel del factor B.

$(A*B)_{ij}$ = Efecto atribuido a la interacción entre el i-ésimo nivel del factor A y el j-ésimo nivel del factor B.

ϵ_{ijk} = Término de error aleatorio, donde media es 0 y varianza (σ^2), sin correlación entre sí. Es decir, el error experimental asociado a la ijk-ésima unidad experimental. (Lara 2015)

4. DISCUSIÓN Y RESULTADOS

Los resultados que se obtuvieron en el análisis bromatológico realizado en los Laboratorios de Química Agrícola de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador se detallan en el cuadro 11:

Cuadro 11. Análisis bromatológico de grillos *Acheta domestica*

Muestra No.	Dieta No.	Composición	PROTEINA %	EXTRACTO ETÉREO %	CALCIO ppm	FÓSFORO ppm
1	0	Concentrado para Pollo	56.62	20.96	2010.85	7307.69
2	0		53.39	22.57	2214.74	6681.64
3	0		50.86	25.47	1779.81	8768.51
4	0		59.87	17.06	2082.35	11648.35
5	1	Concentrado para Tilapia	63.07	15.14	4138.47	11434.29
6	1		61.05	16.36	2732.63	8439
7	1		61.22	13.89	8160.75	9615.38
8	1		56.86	14.95	7348.67	11709.15
9	2	Concentrado para Perro	53.45	24.44	4410.24	6129.40
10	2		53.49	24.00	3400.40	6571.81
11	2		61.29	20.35	2338.13	8109.50
12	2		56.33	23.52	6389.81	7322.35
13	3	Concentrado para Gato	53.65	21.98	3896.1	8325.01
14	3		57.55	20.62	5947.8	7995.67
15	3		55.36	19.85	7981.53	8229.41
16	3		55.31	18.53	8685.56	9184.95

Fuente: Departamento de Química Agrícola de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador.

Al finalizar los análisis bromatológicos realizados en el Laboratorio de Química Agrícola, se prosiguió a realizar los análisis estadísticos de varianza (ANVA) respectivos con el programa Infostat versión 2008, (cuadros 12-15).

4.1 Proteína

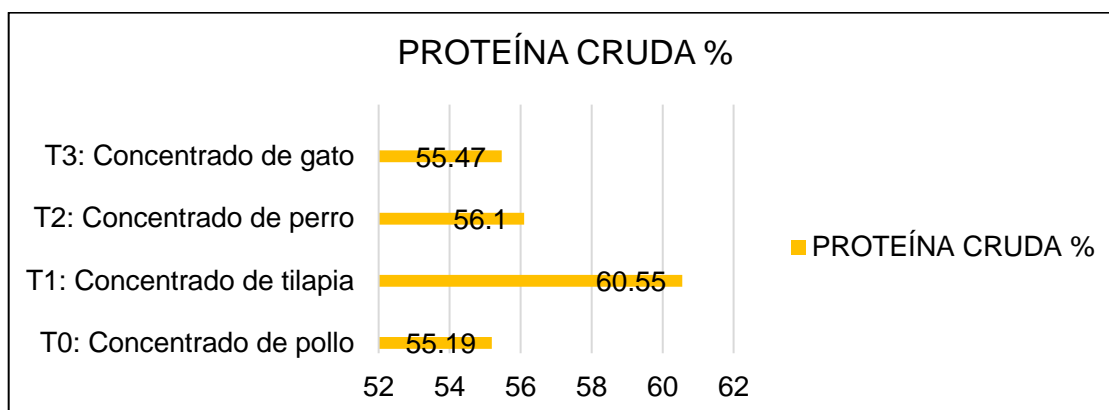


Figura 20. Comportamiento del contenido porcentual de proteína en muestras de grillos *Acheta domesticus*.

El análisis de varianza para la variable de porcentaje de proteínas no presentó diferencias estadísticas ya que resultaron no significativas ($P \geq 0,05$) (Cuadro 12); por lo que se puede decir que estadísticamente los tratamientos en estudio, no producen diferencias en el porcentaje de proteína de la muestra, con un nivel de significancia del 5%.

Cuadro 12. Análisis de varianza de la variable porcentaje de proteína.

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV	
% Proteína	16	0.40	0.25	5.45	
Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)					
F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	75.51	3	25.17	2.62	0.0985
Tratamiento	75.51	3	25.17	2.62	0.0985
Error	115.10	12	9.59		
Total	190.60	15			

En los resultados de la prueba estadística de Tukey a un nivel del 5%, los tratamientos no son estadísticamente significativos con respecto al porcentaje de proteínas de las muestras (Cuadro 13).

Cuadro 13. Prueba de Tukey para porcentaje de proteína.

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=6.50158			
Error: 9.5913 gl: 12			
Tratamiento	Medias	n	E.E.
0	55.19	4	1.55 A
3	55.47	4	1.55 A
2	56.14	4	1.55 A
1	60.55	4	1.55 A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Con tal consideración y dando respuesta a la hipótesis planteada en el trabajo de investigación, se puede decir que las diferentes dietas alimenticias no aumentan los niveles de proteína en los grillos *Acheta domesticus*.

El tratamiento con el valor más elevado de proteína en los grillos, es la dieta de concentrado para tilapia con 60.55 % y la más baja es el tratamiento con concentrado para pollo con 55.19% (figura 20). En comparación con el estudio realizado por Valdivié en el año 2016 se puede determinar que ese estudio tiene valores más elevados de proteína con 63.6%, por lo tanto, se puede aseverar un mejor aprovechamiento de las dietas ofrecidas en dicha experimentación.

Proteinsecta (2018) manifiesta que cuanto más alta sea la temperatura (26 y 32°C) y más rica y variada la alimentación más rápido crecerá, del mismo modo pasa en la asimilación de nutrientes, esta pudo verse afectada por la temperatura del área del herpetario designada a nuestra investigación, la cual oscilaba entre 23.5 y 28°C.

FAO (2013) y Nakagaki (1991) mencionan, el grillo al ser un animal omnívoro puede aprovechar de manera eficiente muchos tipos diferentes de alimento aún con sus variaciones nutricionales, existiendo la posibilidad de que los diferentes niveles de proteína de cada concentrado, hayan sido aprovechados de una forma muy poco variable y significativa.

Wright y Whitaker en el año de 2010 mencionan que cuidadores de zoológicos, veterinarios y los nutricionistas suelen centrarse en el análisis de los nutrientes en la dieta ofrecida a los anfibios, pero que el impacto de la calidad del agua en el desarrollo de los animales necesita ser revisado también.

4.2 Extracto Etéreo

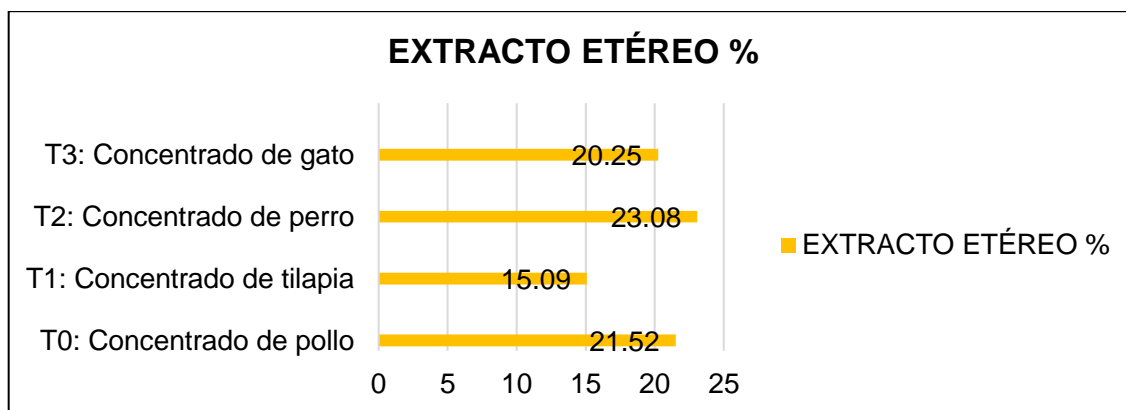


Figura 21. Comportamiento del contenido porcentual de extracto etéreo en muestras de grillos *Acheta domesticus*.

El análisis de varianza para la variable de porcentaje de extracto etéreo (grasa) presentó diferencias estadísticas ya que resultaron significativas ($P \leq 0,05$) (Cuadro 14); por lo que se puede decir que estadísticamente los tratamientos en estudio, producen diferencias en el porcentaje de extracto etéreo de la muestra, con un nivel de significancia del 5%.

Cuadro 14. Análisis de varianza de la variable porcentaje de extracto etéreo.

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV	
% Extracto Etéreo	16	0.72	0.65	10.87	
Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)					
F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	143.93	3	47.98	10.18	0.0013
Tratamiento	143.93	3	47.98	10.18	0.0013
Error	56.58	12	4.71		
Total	200.50	15			

En los resultados de la prueba estadística de Tukey a un nivel del 5% (Cuadro 15) al finalizar la semana 11, el T1 es estadísticamente significativo presentando los resultados más inferiores, entre el tratamiento T3, T0 Y T2 no hay diferencia significativa siendo los tratamientos que presentaron resultados superiores, ya que tienen los niveles de extracto etéreo más elevados.

Cuadro 15. Prueba de Tukey de porcentaje de extracto etéreo.

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=4.55832				
Error: 4.7146 gl: 12				
Tratamiento	Medias	n	E.E.	
1	15.09	4	1.09	A
3	20.25	4	1.09	B
0	21.52	4	1.09	B
2	23.08	4	1.09	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Con tal consideración y dando respuesta a la hipótesis planteada en el trabajo de investigación, se puede confirmar que la dieta de concentrado para perro tiene el valor más alto en extracto etéreo (23.08%), dieta que difiere de la ofrecida a los grillos en el Parque Zoológico Nacional de El Salvador, seguido por la dieta de concentrado para pollo (21.52%) en tercer lugar esta la dieta de concentrado para gato (20.25%) y en cuarto lugar esta la dieta de concentrado para tilapia (15.09%), por lo tanto se puede confirmar que la mejor dieta para elevar el contenido de extracto etéreo en anfibios a través del consumo del grillo *Acheta domesticus* es la de concentrado para perro (Figura 21).

En comparación con el estudio realizado por Valdivié en el año 2016, donde se presenta al grillo doméstico con un porcentaje de extracto etéreo de 17.3% se puede determinar que en este estudio se presentaron valores más elevados de grasa, por lo tanto, hubo un mejor aprovechamiento del alimento ofrecido.

Según Raubenheimer en el año 2013, estas características hacen del grillo doméstico un buen alimento para mascotas, por lo que su cría como alimento vivo es un buen recurso a la hora de alimentar a animales de terrario insectívoros ya que la grasa es necesaria para anfibios bajos de peso y deprimidos, ya que es la principal fuente de energía y es necesaria para la absorción de las vitaminas.

Mississippi State University en el año 2000 menciona que Los grillos tienen un valor nutricional muy adecuado, porque tienen menos grasa que el tenebrio spp y esto es muy importante controlarlo en las dietas de los anfibios, pues un exceso puede traer como consecuencia una lipodosis corneal en los animales.

4.3 Calcio

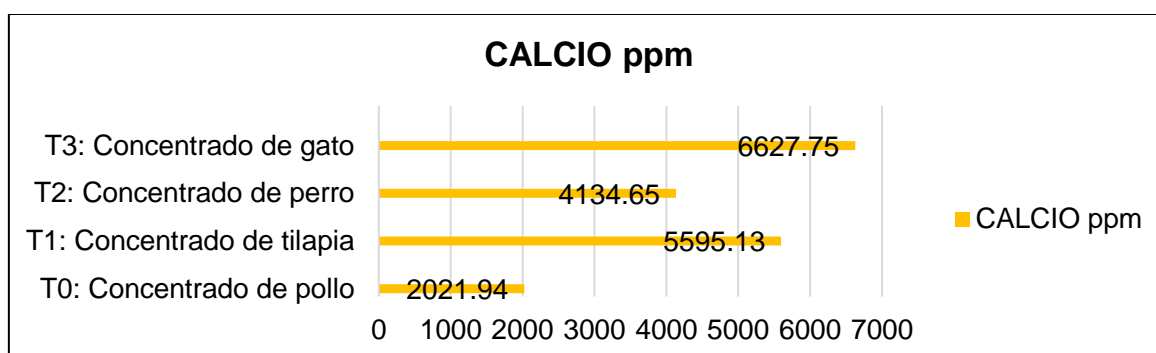


Figura 22. Comportamiento de la concentración de calcio en muestras de grillos *Acheta domestica*.

El análisis de varianza para la variable de concentración de calcio, presentó diferencias estadísticas ya que resultaron significativas ($P \leq 0,05$) (Cuadro 16); por lo que se puede decir que estadísticamente los tratamientos en estudio, producen diferencias en la concentración de calcio de la muestra, con un nivel de significancia del 5%.

Cuadro 16. Análisis de varianza de la variable concentración de calcio.

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV	
Calcio ppm	16	0.53	0.41	41.19	
Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)					
F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	47859598.79	3	15953199.60	4.45	0.0254
Tratamiento	47859598.79	3	15953199.60	4.45	0.0254
Error	42992493.91	12	3582707.83		
Total	90852092.70	15			

En los resultados de la prueba estadística de Tukey a un nivel del 5% (Cuadro 17), el tratamiento T1 es estadísticamente significativo, presentando los resultados más inferiores, del mismo modo que el T2 es estadísticamente significativo, presentando los resultados más elevados, los tratamientos T3 y T0 son similares estadísticamente.

Cuadro 17. Prueba de Tukey de concentración de calcio.

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=3973.62091				
Error: 3582707.8259 gl: 12				
Tratamiento	Medias	n	E.E.	
0	2021.94	4	946.40	A
2	4134.65	4	946.40	A B
1	5595.13	4	946.40	A B
3	6627.75	4	946.40	B
Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)				

Con tal consideración y dando respuesta a la hipótesis planteada en el trabajo de investigación, se puede confirmar que la dieta de concentrado para gato tiene el valor más alto en calcio (6627.75 ppm), dieta que difiere de la ofrecida a los grillos en el Parque Zoológico Nacional de El Salvador, seguido por la dieta de concentrado para tilapia (5595.13 ppm) en tercer lugar esta la dieta de concentrado para perro (4134.65 ppm) y en cuarto lugar esta la dieta de concentrado para pollo (2021.94 ppm), por lo tanto se puede confirmar que la mejor dieta para elevar el contenido de calcio en anfibios a través del consumo del grillo *Acheta domesticus* es la de concentrado para gato (Figura 22). En comparación con el estudio realizado por Valdivié en el año 2016, donde se presenta al grillo doméstico con un porcentaje de calcio de 1.01% se puede determinar que dicho estudio tiene valores más elevados que la investigación realizada, tomando en cuenta que 10,000 ppm equivale a 1%, esto quiere decir que en el estudio comparativo hubo un mejor aprovechamiento del alimento ofrecido.

Según Ramos (1987) en el ámbito nutricional en cuanto al calcio, un mineral esencial en la vida, el cuarto presente en el organismo después del agua, proteínas y las grasas, el grillo *Acheta domesticus* es preferido por la buena captación de este mineral indispensable para el desarrollo de varias especies existentes actualmente en el Parque Zoológico Nacional.

Wright y Whitaker en el año de 2010 mencionan que las etiologías comunes en los anfibios son un desequilibrio en los niveles de calcio y fósforo ingeridos en la dieta, y vitamina D3, o ingestión de otras sustancias (por ejemplo, vitaminas liposolubles, varios minerales, oxalatos) que interfieren con la absorción, excreción, o la utilización de cualquiera de estos tres compuestos.

4.4 Fósforo

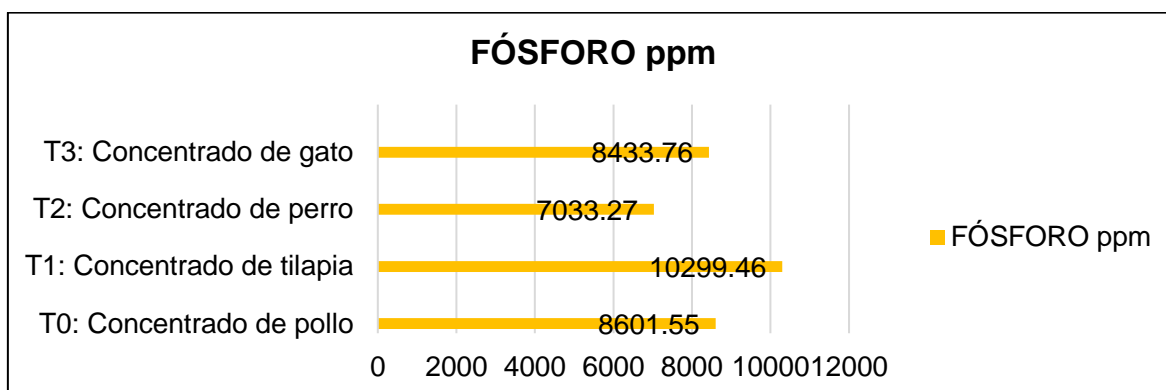


Figura 23. Comportamiento de la concentración de fósforo en muestras de grillos *Acheta domestica*.

El análisis de varianza para la variable de concentración de fósforo, presentó diferencias estadísticas ya que resultaron significativas ($P \leq 0,05$) (Cuadro 18); por lo que se puede decir que estadísticamente los tratamientos en estudio, producen diferencias en la concentración de fósforo de la muestra, con un nivel de significancia del 5%.

Cuadro 18. Análisis de varianza de la variable concentración de fósforo.

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV	
Fósforo ppm	16	0.46	0.33	16.78	
Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)					
F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	21480753.72	3	7160251.24	3.44	0.0518
Tratamiento	21480753.72	3	7160251.24	3.44	0.0518
Error	24956895.19	12	2079741.27		
Total	46437648.91	15			

En los resultados de la prueba estadística de Tukey a un nivel del 5% (Cuadro 19), el tratamiento T2 es estadísticamente significativo, presentando los resultados más inferiores, del mismo modo que el T1 es estadísticamente significativo, presentando los resultados más elevados, los tratamientos T3 y T0 son similares estadísticamente.

Cuadro 19. Prueba de Tukey de concentración de fósforo.

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=3027.50863				
Error: 2079741.2658 gl: 12				
Tratamiento	Medias	n	E.E.	
2	7033.27	4	721.07	A
3	8433.76	4	721.07	A B
0	8601.55	4	721.07	A B
1	10299.46	4	721.07	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Con tal consideración y dando respuesta a la hipótesis planteada en el trabajo de investigación, se puede confirmar que la dieta de concentrado para tilapia tiene el valor más alto en fósforo (10299.46 ppm), dieta que difiere de la ofrecida a los grillos en el Parque Zoológico Nacional de El Salvador, seguido por la dieta de concentrado para pollo (8601.55 ppm) en tercer lugar esta la dieta de concentrado para gato (8433.76 ppm) y en cuarto lugar esta la dieta de concentrado para perro (7033.27 ppm), por lo tanto se puede confirmar que la mejor dieta para elevar el contenido de fósforo en anfibios a través del consumo del grillo *Acheta domesticus* es la de concentrado para tilapia (Figura 23).

En comparación con el estudio realizado por Valdivié M. en el año 2016, donde se presenta al grillo doméstico con un porcentaje de 0.79% se puede determinar que ambos estudios poseen valores de fósforo similares, tomando en cuenta que 10,000 ppm equivale a 1%, por lo tanto, en los dos estudios hubo un buen aprovechamiento del alimento ofrecido.

Según Wright y Whitaker (2010) Muchos de los artrópodos y otros invertebrados que son cultivados para las dietas de los anfibios tienen un efecto inverso en ellos, debido a la proporción deficiente de calcio y fósforo.

5. CONCLUSIONES

Se demostró que el cambio de alimentación con diferentes niveles de proteína en las dietas de los grillos *Acheta domesticus*, no se traduce en una mayor asimilación de proteína en los mismos, que la que se obtiene actualmente con la dieta proporcionada por el Parque Zoológico Nacional de El Salvador.

En cuanto a lo abordado con anterioridad, se puede decir que, en la dieta de los grillos *Acheta domesticus* no es necesario tener mayor porcentaje de proteína que los utilizados en la presente investigación, ya que el grillo tiene un límite de asimilación de dicho macronutriente y lo que le sobra lo desecha por medio de las heces, no obstante, si se puede considerar la utilización de otra marca comercial para comparar la calidad del concentrado en el desempeño nutricional del grillo.

Se concluye que la utilización de niveles más altos de extracto etéreo, calcio o fósforo en la alimentación del grillo *Acheta domesticus* si genera mejores valores de aprovechamiento nutritivo en ellos, por lo tanto, a la actual dieta ofrecida por el Parque Zoológico Nacional de El Salvador se le puede adicionar concentrado para perro, gato o tilapia según la necesidad nutricional del grillo.

Dentro de los análisis expuestos en esta investigación se establece que, es posible utilizar concentrado para tilapia, perro o gato, además del concentrado para pollo, para la alimentación de grillos *Acheta domesticus* y que su aplicación depende del valor económico de las fuentes alimentarias.

6. RECOMENDACIONES

Se recomienda al Parque Zoológico Nacional de El Salvador el cambio de la dieta actual ofrecida a los grillos *Acheta domesticus*: concentrado para pollo, ya que, según el resultado del estudio bromatológico, dicha alimentación presenta baja conversión de macronutrientes y micronutrientes en el grillo.

Se recomienda al Parque Zoológico Nacional de El Salvador, en caso de mantener la dieta actual del grillo *Acheta domesticus*, poner en práctica el método de alimentación "gut loading" que consiste en alimentar al grillo con una dieta alta en vitaminas y minerales, 48 horas antes de ser ofrecido como presa, o bien, espolvorear al grillo con una mezcla de vitaminas y minerales inmediatamente antes de la alimentación. Esto con el objetivo de tener la mayor concentración de nutrientes en el cuerpo del grillo, y así el aprovechamiento por parte del receptor sea el máximo posible.

Se recomienda tener en cuenta esta información para la dieta de anfibios con deficiencia de estos nutrientes: basados en el estudio bromatológico de los grillos *acheta domesticus*, se observa que el concentrado para perro produce mayor contenido de extracto etéreo, el concentrado para gato produce mayor contenido de calcio y que el concentrado para tilapia produce mayor contenido de fósforo.

Se recomienda a las autoridades del Parque Zoológico Nacional, promover la realización de investigaciones que pongan a prueba otros factores como el tipo o calidad de la proteína, la calidad del agua y los diferentes factores ambientales, para impulsar una mejora en las características físicas deseadas de los anfibios.

7. BIBLIOGRAFÍA

Amphibian ark, 2008, Guía informativa global, (en línea); Consultado 14 de mayo de 2019, Disponible en <http://www.amphibianark.org/pdf/YOTF/WAZA%20Global%20InfoPack%20Spanish.pdf>

Amphibian ark, 2019, Los anfibios como indicadores de salud ambiental y su contribución a la humanidad, (en línea); Consultado 15 de mayo de 2019, Disponible en <http://www.amphibianark.org/the-crisis/amphibians-as-indicators/>

Association Of Zoos & Aquariums, 2008 Guia Para El Manejo De Anfibios En Cautiverio, Mex.

Capetillo C, Chalé W, Gutiérrez A. 2010.Instructivo para el análisis de Fibras y Lignina. Universidad Autónoma de Yucatán. 11p.

Chaundry M. 2006. Insect Diet, Feeding and Nutrition, USDA-ARS, Screwworm Research Unit, Screwworm Factory. Tuxtla Gutierrez Chiapas, MEX.

Concentrados ALIANSA, 2016, consultado el 1 de septiembre de 2019, disponible en: <https://concentradosaliana.com/>

Doris, M, Cochran, 1968, Living anphibians of the world, Los Anfibios, tercera edición, publicada por Garden City, Nueva York, Editorial Seix Barral S.A. páginas 191-199.

Erens, J.; es van, s.; Haverkort, F.; Kapsomenou, e. & Lui J. Ben, A. 2012. A bug's life large-scale insect rearing in relation to animal welfare. Wageningen University. Project commissioner VENIK. 57 p

FAO. 2013. La contribución de los insectos a la seguridad alimentaria, los medios de vida y el medio ambiente. (en línea). Consultado el 5 de enero de 2020. Disponible en: <http://www.fao.org/3/i3264s/i3264s00.pdf>

Frost, D.R. (ed.) 1985. Amphibian species of the world, a taxonomic and geographical reference. Association of Systematics Collections, Lawrence, Kansas, EUA. 732 pp.

Google Earth. 2020. Parque Zoológico Nacional. (Mapa Online) Consultado el 17 de septiembre 2019. Disponible en: <https://www.google.com/maps/d/viewer?ie=UTF8&oe=UTF8&msa=0&mid=1gue3CWi-uMuoJt2c1J-Y3YdbJww&ll=13.705260999999999%2C-89.210539999999998&z=17>

K.M. Wright & B.R. Whitaker. 2010. Amphibian Medicine and Captive Husbandry. Krieger Publishing Company.499 p.

Kulzer, L. (1998), House Cricket, (en línea); Consultado 1 de junio de 2019, Disponible en <https://crawford.tardigrade.net/bugs/BugofMonth31.html>

Lara F, Paniagua M. 2015, Experimentos Factoriales. Universidad de El Salvador. 31p

MARN. 2015. Acuerdo número 74 listado oficial de vida silvestre amenazadas o en peligro de extinción. Consultado 9 de marzo de 2020, Disponible en: http://cidoc.marn.gob.sv/documentos/acuerdo-n-74-listado-oficial-de-especies-de-vida-silvestre-amenazadas-o-en-peligro-de-extincion/?fbclid=IwAR10A6He2GDyKFUtGrOJ86gP-OrpRDss8baKMgcec-o7gIZ-KsPM2_i-o_TU

Mazurkiewicz, a.; Tumialis, d.; Pezowicz, e.; Jurbański, J.; Galewski, p. & Góral, K. 2013. The effect of density on the breeding optimization of the tropical house cricket *Gryllobates sigillatus* (Walker) (*Orthoptera: Gryllidae*). *Annals of Warsaw University of Life Sciences – SGGW Animal Science*, 52: 135–139.

Meredith, A. 2012. Manual de animales exóticos. Cuarta edición. Barcelona, España.

Mississippi State University, 2000, Department of Entomology and Plant Pathology, Insect Rearing Workshop Program, Us.

Nakagaki, B.J. & de Foliart, G.N. 1991. Comparison of diets for mass-rearing Acheta domesticus (*Orthoptera: Gryllidae*) as a novelty food and comparison of food Conversion efficiency with values reported for livestock. *Journal of Economic Entomology*, 84: 891-896.

Porter, R. 2015. Caring for feeder Crickets. General Manager of the Australian Reptile Park in NSW. (Recuperado 2015). Disponible en: <http://www.reptilepark.com.au/>

Proteinsecta, 2018, El grillo como alimento vivo, (en línea); Consultado 21 de mayo de 2019, Disponible en <https://www.proteinsecta.es/grillo-alimento-vivo/>

Ramos, J. 1987. Los insectos como fuente de proteínas en el futuro. 2da edición. Limusa

Raubenheimer, d. & Rothman, J.M. 2013. Nutritional ecology of entomophagy in humans and other primates. *The Annual Review of Entomology*, 58:141–160.

Ryder, J.J. & Siva-Jothy, M.T. 2001. Quantitative genetics of immune function and body size in the house cricket, *Acheta domesticus*. *Journal of Evolution Biology*, 14: 646-653.

Solano, N. 2012. Análisis proximal de alimentos. Universidad de El Salvador. Facultad de Ciencias Agronómicas. Departamento de Química Agrícola. 14 p.

Valdivié, M., 2016, Instituto de Ciencia Animal, Cuba, (en línea); Consultado 14 de mayo de 2019, Disponible en <https://www.engormix.com/porcicultura/articulos/los-insectos-como-fuentes-t33131.htm>

Walker TJ. (2007). House cricket, *Acheta domesticus*, Featured Creatures, University of Florida/IFAS (en línea); Consultado 1 de junio de 2019, Disponible en <http://entomology.ifas.ufl.edu/creatures/misc/crickets/adomest.html>

Weissman D. American Entomologist. 2012. (en línea); Consultado 1 de junio 2019, Disponible en <https://academic.oup.com/ae/article/52/3/168/2474794>

Wineriter SA, TJ Walker. 1988. Grupo e individuales, cría de grillos de campo (Orthoptera: Gryllidae). *Entomológica News*, pp. 53-62

8. ANEXOS

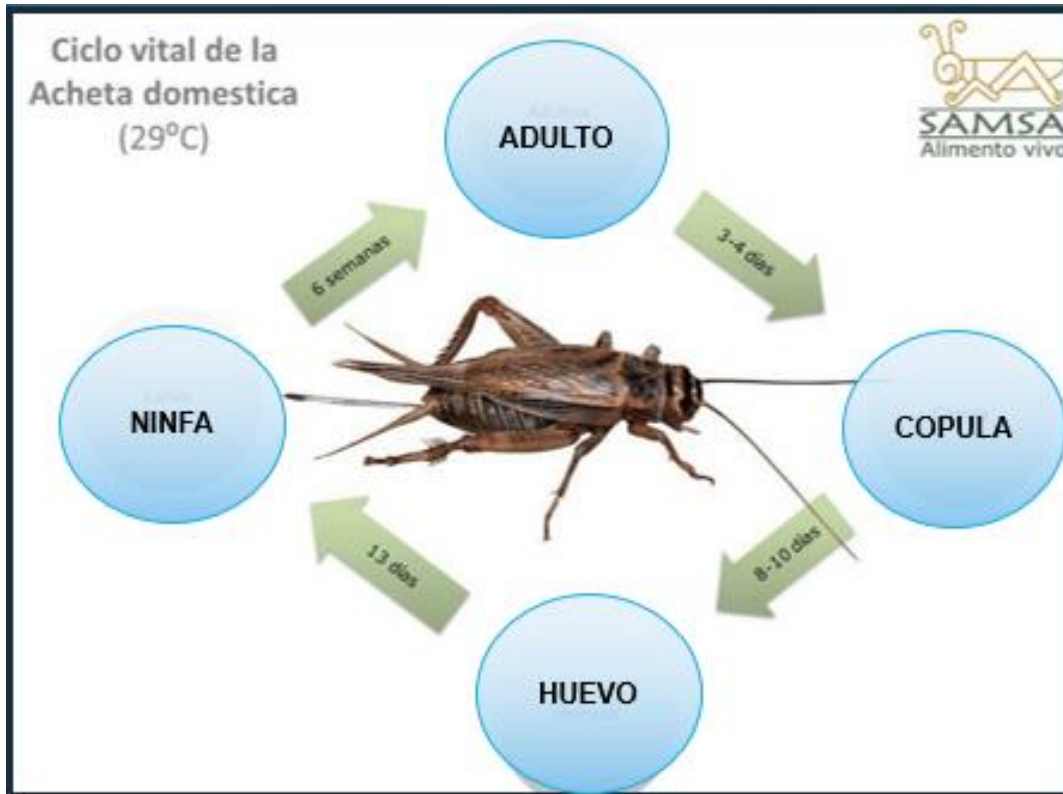


Figura A 1. Ciclo de vida del grillo *Acheta domesticus*



Figura A 2. Manejo de rutina

Anexo 1. Hoja de toma de datos en para el monitoreo de rutina.



Universidad de El Salvador
Facultad de Ciencias Agronómicas
Departamento de Protección Vegetal



Ficha de Monitoreo.

Comparación de contenido de proteína, grasa, calcio y fósforo en grillos (*Acheta domesticus*) en su etapa juvenil, alimentados con diferentes sustratos; para ser utilizados como alimentación para anfibios.

Fecha:

Parámetros		
Temperatura (°C)		
Humedad (%)		
	SI	NO
Consumo de sustrato		
Consumo de agua		
Mudas		
Mortalidad		
Presencia de Plagas		

Observaciones:

Responsable:

Nombre	Firma
Delmy Castillo	
Pedro Escobar	
Adriana Lazo	

Anexo 2. Marcha de Laboratorio para Análisis de Fibra Cruda (Técnica de La Bolsa de Papel Filtro)

Método

-Se marcó con lápiz la numeración correspondiente a las bolsas para análisis de fibra (ANKOM F57).

-Se pesó la bolsa en balanza analítica registrando el peso en la bitácora correspondiente.

-Se pesó aproximadamente 1 g de muestra molida, en malla de 1 mm, directamente en la bolsa.

-Se selló la bolsa dejando aproximadamente 0.5 cm a partir del borde con ayuda del sellador de bolsas.

-Se colocaron las bolsas con muestra en el suspendedor de bolsas (colocar 3 bolsas por canasta), del equipo de digestión y se introdujo dicho suspendedor en el equipo, poniendo la pesa sobre la última canasta para mantener el suspendedor sumergido.

-Se añadieron 2000 ml de la solución de ácido sulfúrico 0.255 ± 0.005 N a la cámara del digestor.

-Se cerró la tapa del equipo.

-Se encendieron los botones de agitación y calentamiento del equipo y se dejaron por 46 minutos en extracción. La temperatura fue controlada automáticamente a 100°C.

-Después de 46 minutos, se apagaron los botones de calentamiento y agitación.

-Se abrió la válvula de escape para drenar la cámara de digestión antes de abrir la tapa del equipo.

PRECAUCION: Se cercioró que la solución se drenó totalmente antes de abrir la tapa, ya que la cámara de digestión, estaba caliente y bajo presión.

-Se abrió la tapa del equipo.

-Se añadieron 2000 ml de agua destilada caliente (90-100° C) luego se cerró la tapa sin apretar y se encendió el botón de agitación para enjuagar durante 5 a 10 min.

-Se drenó el agua de enjuague para luego repetir el paso anterior 2 veces más.

-Se añadieron 2000 ml de solución de Hidróxido de sodio 0.313 ± 0.005 N a la cámara del digestor.

-Se cerró la tapa del equipo.

-Se encendieron los botones de agitación y calentamiento del equipo para dejar por 46 min en extracción. La temperatura fue controlada automáticamente a 100°C.

-Se retiraron las bolsas con muestra del equipo para luego presionarlas suavemente para eliminar el exceso de agua.

-Se colocaron las bolsas en un frasco resistente a la acetona y se cubrieron completamente con dicho solvente.

-Se cerró el frasco para luego poner en agitación constante de 5 a 10 min.

-Se cambió la acetona y se repetirá el proceso 2 veces más.

- Se retiraron las bolsas del frasco con acetona para luego escurrir presionando suavemente para eliminar el exceso de solvente.
- Se acomodaron en una charola y se dejaron en campana de extracción hasta que el olor a acetona desapareció.
- Se llevó la charola con bolsas a estufa a 100° C hasta peso constante.
- Se sacaron las bolsas de la estufa y se dejaron enfriar a temperatura ambiente.
- Por último, se pesó en balanza analítica anotando el peso exacto en la bitácora.

Cálculos

Este análisis se realiza por duplicado

$$\%Fibra Cruda = \frac{100 \times (W3 - W1)}{W2}$$

En donde:

W1= Peso de la bolsa

W2= Peso de la muestra

W3= Peso de la muestra después de digestión acida/alcalina

Anexo 3. Marcha de Laboratorio para Análisis de Fibra Detergente Neutro (Técnica de La Bolsa de Papel Filtro)

Método

-Se marcó con lápiz la numeración correspondiente a las bolsas para análisis de fibra (ANKOM F57).

-Se pesó la bolsa en balanza analítica apuntando el peso en la bitácora correspondiente.

-Se pesó aproximadamente 1 g de muestra molida, en malla de 1 mm, directamente en la bolsa.

-Se selló la bolsa con la muestra dejando aproximadamente 0.5 cm a partir del borde con ayuda del sellador de bolsas.

-Se incubó la muestra en una solución de buffer de pH=7 con pancreatina (4g/L), durante 4 horas en agitación a 37°C.

-Después de la incubación, se colocó la muestra en el suspendedor de bolsas (se recomienda colocar 3 bolsas por canasta), e introducirlo en el equipo de digestión correspondiente.

-Se añadieron 2000 ml de la solución de Detergente Neutro.

-Se cerró la tapa del equipo.

-Se encendieron los botones de agitación y calentamiento del equipo y dejar por 46 min en extracción. La temperatura fue controlada automáticamente a 100°C.

-Después de 46 minutos se apagaron los botones de calentamiento y agitación.

-Se abrió la válvula de escape y drenar la cámara de digestión antes de abrir la tapa del equipo.

PRECAUCION: Se cercioró que la solución se drenó totalmente antes de abrir la tapa, ya que la cámara de digestión, está caliente y bajo presión.

-Se abrió la tapa del equipo.

-Se añadieron 2000 ml de agua destilada caliente (90-100°C) luego se cerró la tapa sin apretarla y se agito para enjuagar durante 10 min.

-Se drenó el agua de enjuague y se repitió el paso anterior 2 veces más.

-Se retiraron las bolsas con muestra del equipo y se presionaron suavemente para eliminar el exceso de agua.

-Se colocaron las bolsas en un frasco resistente a la acetona y se cubrieron completamente con dicho solvente.

-Se cerró el frasco para poner en agitación constante de 5 min.

-Se cambió la acetona se va a repetir el proceso 2 veces más.

-Se retiraron las bolsas del frasco con acetona para luego escurrir presionando suavemente para eliminar el exceso de solvente.

-Se acomodaron en una charola y se dejaron en campana de extracción hasta que el olor a acetona desaparezca.

-Se llevó la charola con bolsas a estufa a 100 °C hasta peso constante.

-Se sacaron las bolsas de la estufa y se dejaron enfriar a temperatura ambiente.

-Se pesó en la balanza analítica y se anotó el peso en la bitácora.

Cálculos

Este análisis se realiza por duplicado

$$\% \text{Fibra Detergente Neutro} = \frac{100 \times (W3 - W1)}{W2}$$

En donde:

W1= Peso de la bolsa

W2= Peso de la muestra

W3= Peso de la muestra después de digestión alcalina

Anexo 4. Marcha de Laboratorio para Análisis de Fibra Detergente Acido (Técnica de La Bolsa de Papel Filtro)

Método

-Se marcó con lápiz la numeración correspondiente a las bolsas para análisis de fibra (ANKOM F57).

-Se pesó la bolsa en balanza analítica registrando el peso en la bitácora correspondiente.

-Se pesó aproximadamente 1 g de muestra molida, en malla de 1 mm, directamente en la bolsa.

-Se selló la bolsa con la muestra dejando aproximadamente 0.5 cm a partir del borde con ayuda del sellador de bolsas.

-Se colocaron las bolsas con muestra en el suspendedor de bolsas, se colocaron 3 bolsas por canasta, del equipo de digestión y se introdujo dicho suspendedor en el equipo, poniendo la pesa sobre la última canasta para mantener el suspendedor sumergido.

-Se añadieron 2000 ml de la solución de Detergente Acido.

-Se cerró la tapa del equipo.

-Se encendieron los botones de agitación y calentamiento del equipo y se dejaron por 46 min en extracción. La temperatura fue controlada automáticamente a 100°C.

Después de 46 minutos, se apagaron los botones de calentamiento y agitación.

-Se abrió la válvula de escape y se drenó la cámara de digestión antes de abrir la tapa del equipo. **Cuidado:** Se cercioró que la solución se drenó totalmente antes de abrir la tapa, ya que la cámara de digestión, está caliente y bajo presión

-Se abrió la tapa del equipo.

-Se añadieron 2000 ml de agua destilada caliente (90-100° C) se cerró la tapa, pero no se apretó y se agito para enjuagar durante 10 min.

-Se drenó el agua de enjuague y se repitió el paso anterior 2 veces más.

-Se retiraron las bolsas con muestra del equipo y se presionó suavemente para eliminar el exceso de agua.

-Se colocaron las bolsas en un frasco resistente a la acetona y se cubrirán completamente con dicho solvente.

-Se cerró el frasco y se puso en agitación constante de 5 min.

-Se cambió la acetona y se repitió el proceso 2 veces más.

-Se retiraron las bolsas del frasco con acetona y se escurrieron presionando suavemente para eliminar el exceso de solvente.

-Se acomodaron en una charola y dejó en campana de extracción hasta que el olor a acetona desapareció.

-Se llevó la charola con bolsas a estufa a 100 °C peso constante.

-Se sacaron las bolsas de la estufa dejando enfriar a temperatura ambiente.

-Se pesó en la balanza analítica y se anotó el peso en la bitácora.

Cálculos

Este análisis se realiza por duplicado

$$\% \text{Fibra Detergente Acido} = \frac{100 \times (W3 - W1)}{W2}$$

En donde:

W1= Peso de la bolsa

W2= Peso de la muestra

W3= Peso de la muestra después de digestión acida