



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO.

FACULTAD DE CIENCIAS

**CRECIMIENTO DE CRÍAS DE ACOCIL *Cambarellus montezumae*
(Saussure) CON DIFERENTES DIETAS VEGETALES.**

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

BIOLOGA

PRESENTA:

ESCALANTE GARNELO ERIKA

DIRECTOR DE TESIS:

DR. JOSÉ ROMÁN LATOURNERIÉ CERVERA



México, 2013



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



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.

Hoja de Datos del Jurado

1. Datos del alumno

Escalante
Garnelo
Erika
57 49 08 73
Universidad Nacional Autónoma de México
Facultad de Ciencias
Biología
302137378

2. Datos del tutor

Dr.
Latournerié
Cervera
José Román

3. Datos del sinodal 1

Dra.
Fanjul
Peña
María Luisa

4. Datos del sinodal 2

Dr.
Villalobos
Hiriart
José Luis

5. Datos del sinodal 3

M. en C.
Nacif
Osorio
Yamel

6. Datos del sinodal 4

Biól.
García
Padilla
Gisela Marina

7. Datos del trabajo escrito

Crecimiento de crías de acocil *Cambarellus montezumae* (Saussure) con diferentes dietas vegetales.
96 p
2013

DEDICATORIA

Con especial cariño, amor y admiración a Ma. Elizabeth Garnelo Ambriz, mi hermosa madre, que me ayuda, apoya, solapa y ha estado a mi lado en todo momento con su ánimo y paciencia incondicional. TE AMO MAMI HERMOSA.

A mi hermana, Yadira, por todos los momentos que pasamos y su cariño. TE QUIERO MUCHO.

AGRADECIMIENTO

A las personas que hicieron posible la realización y culminación de este proyecto:

Al Dr. José Román Latournerié Cervera, por su paciencia, apoyo y enseñanzas; las cuales me han fortalecido en mi desarrollo personal y profesional. Gracias por ser un todo lo compartido.

Un especial agradecimiento a Gisela Marina García Padilla, por todo su ánimo, apoyo, paciencia, amistad, el gran equipo que logramos, así como todas las enseñanzas de vida. TE QUIERO MUCHO.

Al Dr. René de Jesús Cárdenas, por abrirme las puertas de su laboratorio, todas las enseñanzas y buenos momentos.

A la M. en C. Yamel Nacif Osorio, gracias por el apoyo brindado en durante todo este trabajo, así, como también por sus consejos académicos y personales.

A los miembros del jurado Dra. María Luisa Fanjul Peña y el Dr. José Luis Villalobos Hiriart por sus comentarios y aportaciones.

A todos mis miembros del Laboratorio Esther Aguilar, Felipe Rojas, Silvia Hansen por todos los momentos y ánimos.

A todos mis amigos que me han acompañado en cada etapa de mi vida y que hemos pasado tantas hermosas experiencias Diana, Karol, Alfredo, Cesar, Moy, Sergio (cuchihabitantes), Enrique, Alejandro, Gisela, Marcela y Vianey. LOS QUIERO AMIGOS.

CONTENIDO	PÁGINA
LSTA DE TABLAS	7
LISTA DE FIGURAS	9
RESUMEN	10
1. INTRODUCCIÓN	11
2. ANTECEDENTES	22
3. JUSTIFICACIÓN	27
4. HIPOTESIS	27
5. OBJETIVOS	28
6. MATERIAL Y MÉTODO	29
6.1. TRABAJO DE CAMPO	29
6.1.1. Localidad de muestreo	29
6.1.1.1. Flora	29
6.1.1.2. Fauna	30
6.1.2. Colecta de reproductores, macrófitas, inóculo y agua	31
6.2. TRABAJO DE LABORATORIO	31
6.2.1. Proceso en la degradación de las macrófitas	31
6.2.1.1. Análisis físico-químico	31
6.2.1.2. Análisis microbiológico	32
6.2.1.3. Análisis químico proximal	32
6.2.1.3.1. Proteína	32
6.2.1.3.2. Nitrógeno Total	32
6.2.1.3.3. Glucosa	32
6.2.1.3.4. Lípidos totales	33
6.2.1.3.5. Triglicéridos	33
6.2.1.3.6. Carbohidratos Totales	33
6.2.2. Mantenimiento de los reproductores y obtención de crías de <i>C.(C.) montezumae</i>	34
6.2.3. Diseño experimental	34
6.2.3.1. Crecimiento y Supervivencia	34

6.2.3.2. Tasa instantánea de crecimiento	35
6.2.3.3. Producción	35
6.2.3.4. Tasa metabólica (R)	36
6.2.3.5. Tasa de excreción nitrogenada (U)	36
6.2.3.6. Relación atómica oxígeno nitrógeno (O:N)	36
6.2.3.7. Análisis químico proximal	37
6.2.3.7.1. Proteína	37
6.2.3.7.2. Glucosa	37
6.2.3.7.3. Lípidos totales	37
6.2.3.7.4. Triglicéridos	38
6.2.3.8. Análisis estadísticos	38
7. RESULTADOS	39
7.1. Proceso de degradación de las macrófitas	39
7.1.1. Análisis físico-químico	39
7.1.2. Análisis microbiológico	41
7.1.3. Análisis químico proximal	41
7.2. Crecimiento de crías de acocil <i>C.(C.) montezumae</i>	44
7.2.1. Parámetros físico-químicos	44
7.2.2. Crecimiento y supervivencia	45
7.2.3. Tasa instantánea de crecimiento y producción	47
7.2.4. Tasa Metabólica (R)	49
7.2.5. Tasa de excreción nitrogenada (U)	50
7.2.6. Relación atómica oxígeno nitrógeno (O:N)	52
7.2.7. Análisis químico proximal	52
7.2.8. Análisis discriminante	53
8. DISCUSIÓN	55
9. CONCLUSIONES	71
10. LITERATURA CITADA	73
11. ANEXOS	86

LISTA DE TABLAS.

TABLA.		PÁGINA.
1	Parámetros físico-químicos registrados durante el proceso de degradación de las macrófitas <i>E. crassipes</i> y <i>T. latifolia</i> .	40
2	Análisis microbiológico durante el proceso de degradación de las macrófitas <i>E. crassipes</i> y <i>T. latifolia</i> .	41
3	Análisis químico proximal registrado durante el proceso de degradación de las macrófitas <i>E. crassipes</i> y <i>T. latifolia</i> .	43
4	Parámetros físico-químicos de los tres alimentos (<i>E. crassipes</i> , <i>T. latifolia</i> y Camaronina) suministrados durante 90 días, a crías de acocil <i>C.(C.) montezumae</i> .	44
5	Crecimiento en PH, LCT y LT de los acociles alimentados con <i>E. crassipes</i> en los tres tiempo de degradación, durante los 90 días.	96
6	Crecimiento en PH, LCT y LT de los acociles alimentados con <i>T. latifolia</i> en los tres tiempo de degradación, durante los 90 días.	97
7	Registro del crecimiento en PH, LCT y LT de los acociles alimentados con <i>E. crassipes</i> , <i>T. latifolia</i> y Camaronina; agrupados por alimentos, durante los 90 días.	46
8	Registro de la tasa instantánea de crecimiento (TIC) y producción de los acociles alimentados con <i>E. crassipes</i> , <i>T. latifolia</i> y Camaronina durante los 90 días.	49
9	Consumo de oxígeno (QO ₂), promedio para un organismo tipo, en los diferentes tratamientos (<i>E. crassipes</i> , <i>T. latifolia</i> y Camaronina).	50
10	Tasa de excreción nitrogenada (QNH ₄), promedio para un organismo tipo, en	51

	los diferentes tratamientos (<i>E. crassipes</i> , <i>T. latifolia</i> y Camaronina).	
11	Análisis químicos proximales promedio de los organismos al inicio y alimentados con Camaronina, <i>E. crassipes</i> y <i>T. latifolia</i> en su tres tiempos de degradación.	53
12	Análisis químico proximal, en promedio de mg/g Ps, de proteínas, lípidos, triglicéridos y glucosa de los organismos al inicio y alimentados con Camaronina, <i>E. crassipes</i> y <i>T. latifolia</i> en su tres tiempos de degradación	98
13	Valores promedio de las variables químico proximales e índices morfométricos de los acociles considerados en el análisis discriminante, en los tres tratamientos.	53
14	Correlación entre LCT, LT, PH, proteínas, glucosa, lípidos y triglicéridos en el análisis de discriminante.	54

LISTA DE FIGURAS

FIGURAS.		PÁGINA.
1	Parámetros físico-químicos registrados cada tercer día, durante cuatro semanas, en el proceso de degradación de las macrófitas <i>E. crassipes</i> y <i>T. latifolia</i> .	90
2	Nutrientes registrados cada semana en el proceso de degradación de las macrófitas <i>E. crassipes</i> y <i>T. latifolia</i> .	91
3	Parámetros físico-químicos registrados cada 15 días, durante el crecimiento de los acociles alimentados por 90 días con (a) <i>E. crassipes</i> , (b) <i>T. latifolia</i> , (c) Camaronina (Control).	92
4	Crecimiento en PH, LCT y LT de los acociles alimentados con las macrófitas (<i>E. crassipes</i> y <i>T. latifolia</i>) en los tres tiempo de degradación, durante los 90 días. Muestra las medias marginales para cada tratamiento en los índices morfométricos.	95
5	Diagramas de caja y medias marginales en el crecimiento en PH, LCT y LT, de los acociles alimentados con <i>E. crassipes</i> , <i>T. latifolia</i> y Camaronina durante los 90 días de experimento.	48
6	Análisis discriminante entre las variables (LCT, LT, PH, proteínas, glucosa, lípidos y triglicéridos) y los tratamiento (<i>E. crassipes</i> , <i>T. latifolia</i> y Camaronina).	54

RESUMEN

En nuestro país es de gran importancia el conocimiento de aquellas especies que son una fuente de alimento rico en proteína como es el caso del acocil *Cambarellus (Cambarellus) montezumae* (Saussure, 1857), el cual ha sido fuente de alimento de diversas culturas asentadas en el Valle de México. Sin embargo, en la actualidad su consumo ha disminuido debido a que las poblaciones de esta especie han sido diezgadas. No obstante, esta especie podría ser cultivada con fines comerciales, porque ofrece características favorables para su cultivo. Dado que la alimentación constituye uno de los principales puntos en el cuadro de costos de una explotación comercial, varios autores han propuesto el uso del detritus y plantas acuáticas presentes en el hábitat de estos organismos como alimento potencial en su cultivo. En este trabajo se evaluó el crecimiento de crías de acocil *C.(C.) montezumae* alimentadas con detritus de las macrófitas *Eichhornia crassipes* y *Typha latifolia* sometidas a un proceso de descomposición aeróbica.

Las macrófitas fueron sometidas a un proceso de degradación aerobia, durante 4 semanas, en las cuales se midieron los parámetros físico químicos: temperatura ($^{\circ}\text{C}$), pH, μS , mV y nutrientes [NO_3 , NO_2 , PO_4 y Dureza total]. A la par, se realizaron análisis microbiológicos de coliformes totales, coliformes fecales y mesófilas aerobias. En el tejido de las macrófitas se encontró para *E. crassipes* mayor porcentaje de humedad, Ce, carbohidratos totales, glucosa y nitrógeno total. Y para *T. latifolia* mayor porcentaje de MO, CE, lípidos, proteína y triglicéridos.

Para la evaluación del detritus, de las macrófitas, como alimento en crías de acocil *C.(C.) montezumae* se alimentaron a saciedad con el detritus proveniente de tres tiempos de degradación de las macrófitas: T_2 , T_3 y T_4 , correspondientes a (15, 21, 30 días respectivamente) y como alimento Control se empleó Camaronina, la fase de crecimiento duró 90 días. Se monitoreó la calidad del agua durante toda la etapa experimental. El mayor crecimiento (PH de $0.229 \pm 0.02\text{g}$ y LT de $21.08 \pm 0.84\text{mm}$), sobrevivencia (86%), producción ($418\text{mg}/\text{m}^2/90\text{días}$), TIC (1.31%), cantidad de lípidos y triglicéridos (12.35% y 3.82% respectivamente) y menor pérdida de energía por metabolismo aerobio (15.91%), se obtuvo en los organismos alimentados con Camaronina. En este trabajo entre tiempos de degradación para ambas plantas no se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$) en el crecimiento y en el análisis químico proximal de los acociles. Entre macrófitas los organismos alimentados con *E. crassipes* mostraron el mayor crecimiento (PH de $0.138 \pm 0.01\text{g}$ y LT de $19 \pm 0.51\text{mm}$), TIC (0.64) y producción ($149.38\text{mg}/\text{m}^2$), cantidad de glucosa (0.92%) y triglicéridos (3.68%) y el menor % de humedad ($72.61 \pm 2.36\%$).

1. INTRODUCCIÓN

En nuestro país es de gran importancia el conocimiento de aquellas especies que son una fuente de alimento rico en proteína, nutritivo y con un bajo costo, esto debido a la inminente escasez de alimentos ricos en proteína como lo es el caso del acocil *C.(C.) montezumae* (Saussure, 1857), el cual ha sido fuente de alimento de diversas culturas asentadas en el Valle de México (Villalobos-Hiriart *et al.*, 1993). Sin embargo, en la actualidad su consumo ha disminuido debido a que las poblaciones naturales de esta especie han sido diezgadas; entre los principales factores involucrados se encuentran: la introducción de especies exóticas, menores volúmenes de agua disponible, la contaminación (basura, fertilizantes y metales pesados), así como la fragmentación de su hábitat y la sobreexplotación de las poblaciones silvestres.

El aprovechamiento de especies nativas en nuestro país es muy escaso, para el caso de la especie en estudio, *C.(C.) montezumae* tiene un consumo local, dado que es capturado de manera artesanal en diversos estados del centro del país como Tlaxcala, Hidalgo, Distrito Federal y Puebla (Rodríguez y Mendoza, 1999). No obstante, esta especie podría ser cultivada con fines comerciales, porque ofrece características favorables para su cultivo ya que puede crecer en un amplio rango de temperatura, modular sus tasas metabólicas y ajustar su fenología reproductiva a las condiciones del ambiente, además de que sus requerimientos nutricionales tienen un bajo costo, lo cual coloca a esta especie como un organismos con alto potencial comercial (Aguilar, 1991; Colín, 2006; Gutiérrez-Yurrita, 2008).

Dado que la alimentación constituye uno de los principales puntos en el cuadro de costos de una explotación comercial, varios autores han propuesto el uso del detritus y plantas acuáticas presentes en el hábitat de estos organismos como alimentos potenciales de las mismas (Gutiérrez *et al.*, 1997; Aguilar, 1991; García, 1991; Guarneros, 1998; Bautista, 1999; Nacif, 2004). García-Padilla (2010) encontró que entre el 60 y 90% del total del contenido estomacal del acocil es materia vegetal, mientras que el detritus oscila entre 6 y 13%. Nystöm *et al.* (1996) menciona que el detritus es aparentemente el tipo básico de alimento en acociles adultos y ligeramente menor en juveniles.

El detritus, a pesar de su relativamente bajo contenido de materia orgánica, representa una fuente de energía para los acociles; lo que se atribuye principalmente a los organismos bentónicos asociados con éste. Inicialmente el detritus de las plantas tiene una alta proporción de carbono: nitrógeno, pero como los microorganismos ricos en proteína se alimentan y colonizan el detritus, esta proporción de carbono:

nitrógeno disminuye, y en consecuencia el detritus enriquecido por vía microbiana aumenta su valor nutricional debido a los nutrientes que pueden proporcionar los microorganismos (Huner & Barr, 1991).

Una parte esencial en el cultivo de una especie, consiste en determinar sus requerimientos energéticos, por medio del balance de energía del organismo, el cual involucra: medir el aporte de energía dietaria, los gastos de mantenimiento y la ganancia canalizada hacia reproducción, crecimiento somático, energía de reserva, o empleada hacia exoesqueleto en el caso de artrópodos, este tipo de estudio requiere de un examen minucioso de los procesos fisiológicos por los cuales la energía es transformada en los organismos vivos.

Para definir estos requerimientos de energía se han desarrollado varias aproximaciones y métodos. Comúnmente se aplican estudios bioenergéticos para estudiar el balance entre el aporte, gasto y ganancia de energía. Una manera de estudiar estas respuestas es a través del balance energético que nos permite evaluar la eficiencia metabólica de la especie y la transformación de la energía, así como analizar el balance entre el gasto y la ganancia de la energía contenida en los componentes del alimento y la capacidad para utilizarlos como combustible, sustancias de reserva y formación de tejido o gametos (Lucas, 1996).

La distribución de la energía para el metabolismo y crecimiento en los organismos se puede describir, termodinámicamente mediante la ecuación general del balance de energía propuesta por Klekowsky & Duncan (1975):

$$C = P + R + U + F$$

Donde (C) es la energía ingerida a través del alimento consumido. (P) es la fracción de la energía que corresponde al campo de crecimiento en los organismos juveniles o producción de gametos en los adultos. (R) es la porción de la energía que se canaliza en los procesos de respiración y la locomoción entre otros. (F) es la porción de energía ingerida que se pierde como heces y (U) es la parte de la energía asimilada, que se excreta como productos nitrogenados.

Este modelo indica las rutas principales que la energía contenida en el alimento sigue a través del organismo, así como las vías de distribución de ésta (Talbot, 1985).

1.1. Biología y ecología de la especie *C.(C.) montezumae*

Los acociles son crustáceos decápodos que se encuentran en aguas continentales, desde aguas lénticas y lólicas como: arroyos, lagos, presas, ríos, manantiales, ciénegas, pozas permanentes o temporales, depósitos lacustres, cuerpos de agua en cuevas e incluso estuarios; tienen una amplia distribución latitudinal que incluye climas templados y tropicales, así mismo presentan una amplia tolerancia a distintos factores ambientales (López, 2008; Cornejo, 1991; Villalobos, 1983).

Los acociles se agrupan en tres familias: Astacidae, Parastacidae y Cambaridae en las que se incluyen 29 géneros y más de 550 especies. La familia Cambaridae, con 12 géneros y 57 especies, es la más diversa del mundo y el 99% de sus miembros se distribuyen en Norteamérica (Taylor, 2002). En México, los acociles, pertenecientes a la familia Cambaridae están ampliamente representada por varias especies las cuales se localizan en el norte (Nuevo León, Coahuila y Chihuahua), en la vertiente del Pacífico (Sinaloa, Nayarit, Jalisco, Colima, Michoacán) y en la región central (Guanajuato, Querétaro, Hidalgo, Distrito Federal, Estado de México, Morelos, Puebla y Tlaxcala), (Fitzpatrick, 1983; Álvarez y Rangel, 2007).

Dentro de la familia Cambaridae se encuentra *C.(C.) montezumae* (Saussure, 1857), el cual es endémico de la meseta central de México. Ocupando desde el lago de Chapala, Jalisco, los lagos del cráter de Puebla (Rojas *et al.*, 2002), el lago de Xochimilco, la presa Guadalupe Victoria en el Estado de México, Río Lerma, Timilpa, Laguna de Xico, Lago de Guadalupe y remanentes de los antiguos lagos de Texcoco y Chapultepec (Villalobos, 1955).

Posición taxonómica según DeGrave *et al.* (2009).

Reino	Animalia
Phylum	Arthropoda
Subphylum	Crustácea
Clase	Malacostraca
Orden	Decápoda (Latreille, 1802)
Suborden	Pleicyemata (Burkenroad, 1953)
Infraorden	Astacidae (Latreille, 1802)
Superfamilia	Astacoidea (De Haan, 1841)
Familia	Cambaridae (Hobbs, 1942)
Género	Cambarellus (Ortmann, 1905)
Especie	<i>Cambarellus (Cambarellus) montezumae</i> (Saussure, 1857)

1.1.1. Hábitat

Acocil: proviene del náhuatl: a (tl) agua: cocil, que connota la idea “camarón pequeño” (Villalobos, 1955). Estos crustáceos son conocidos popularmente como “acociles o bogavantes de río”, “cangrejo de río”, “camarón de río” y “acocille o acocili” (Inclán, 1990; Morones, 1991) y en el estado de Michoacán se les conoce como “chapo” (Rodríguez, 1999).

Los acociles tiene gran capacidad para adaptarse a cambios de su hábitat, ya que sus características fisiológicas les permiten tolerar variaciones climáticas extremas, asegurar la reproducción y supervivencia de su progenie frente a situaciones extremas, e incluso, en épocas de sequía severa o pérdida total del agua del sistema, pueden vivir enterrados por meses o años.

Estos organismos son más activos en la noche y en el amanecer que durante el día, es decir, son de hábitos nocturnos (Palacios, 2003). Estos organismos se encuentran en un ambiente en donde la temperatura fluctúa bruscamente por lo que son capaces de tolerar cambios de temperatura a corto plazo (diarios) y a largo plazo (estacionales) en aguas cuya variación térmica oscila 10 a 30 °C (Cornejo, 1991) e incluso en condiciones extremas de -2 a 35°C (Latournerié, com pers.). Además, son capaces de vivir en lugares con un alto nivel de materia orgánica en descomposición (Sánchez, 2007).

A diferencia de los camarones peneidos el acocil no puede nadar, debido a que su locomoción es por medio de sus apéndices ambulatorios y cuando son perturbados o atacados realizan movimientos espasmódicos a gran velocidad con su abanico caudal extendido (Roy 1985).

C.(C.) montezumae se encuentra asociado a las raíces de la vegetación riparia como *Lemna* sp., *Nympha* sp., *Potamogeton* sp., *Eichhornia* sp., *Typha* sp. etc., en los primeros 50 cm de profundidad. (Álvarez y Rangel, 2007; Civera y Cruz, 1982), también se encuentran en grietas o galerías en el sedimento, fondos lodosos, debajo de las rocas y troncos, los cuales les proporcionan protección contra depredadores, además de que la vegetación es parte fundamental de su dieta.

Dentro de los cuerpos de agua donde habita es presa de anfibios como el ajolote (*Ambystoma* sp), peces como: el charal (*Chirostoma jordani*), la carpa (*Cyprinus carpio*), ranas (*Rana* sp), insectos acuáticos, culebras de agua (*Tamnaphis* sp), ratones y algunas aves (Morones, 1991, Civera y Cruz, 1982; Hinojosa & Zambrano, 2004).

1.1.2. Diagnosis

Los acociles presentan un cuerpo segmentado, dividido en dos tagmas: cefalotórax y abdomen, el primero incluye los ojos pedunculados, el aparato bucal, las cámaras branquiales y los sistemas: nervioso, circulatorio, digestivo y reproductivo. En el abdomen se localizan los pleópodos, el ano y el telson.

Presentan cinco pares de apéndices torácicos, tres de ellos quelados, los cuales se encuentran modificados para atrapar el alimento, la defensa y el ataque, denominados quelípedos; los otros cuatro apéndices, son más delgados y cortos, sirven de locomoción, manipulación del alimento y limpieza. Esto diez apéndices se conocen como pereiópodos. Los apéndices abdominales se conocen como pleópodos y sirven a la hembra para el transporte e incubación de los huevos (Pennak, 1978).

C.(C.) montezumae presenta dimorfismo sexual, en donde las hembras se distinguen de los machos por ser de mayor tamaño, presentan un abdomen más ancho y corto, sus quelas son cortas y anchas en contraparte con las quelas de los machos que son largas y delgadas. Al ser más ancho el abdomen de las hembras les permite una mayor superficie para portar los huevecillos (Villalobos, 1955; Civera y Cruz, 1982). Alcanzan a medir entre 30 a 50 mm de longitud total promedio, siendo los adultos los que ostentan un caparazón más consistente que los jóvenes (Villalobos, 1943).

En el macho el primer par de pleópodos está transformado en gonópodos copuladores, también se presentan pequeños ganchos los isquiopoditos del segundo y tercer par de pereiópodos. Los gonópodos se encuentran en el quinto par de pereiópodos y sus dos primeros pleópodos están modificados para efectuar la cópula; el primer par puede tener dos formas: la forma I o madurez sexual, la cual se caracteriza por presentar la punta córnea y más quitinizada, y la forma II o de inmadurez sexual. Los machos pueden alternar las formas (I y II) por medio de la muda. El segundo par de pleópodos es más largo y contribuye para que los espermátóforos sean depositados alrededor del *annulus ventralis* (Villalobos, 1955; Civera y Cruz, 1982; Morones, 1991).

Las hembras presentan los gonópodos en los coxopoditos de los terceros pereiópodos y una estructura en forma de herradura denominada *annulus ventralis*, ubicada entre el cuarto y quinto par de apéndices torácicos.

1.1.3. Reproducción

La reproducción se lleva a cabo durante todo el año y depende de las condiciones ambientales. En los acociles el acoplamiento es lento y difícil; el macho busca a la hembra e intenta voltearla con la ayuda de sus quelas. Después de varios intentos, cuando el macho domina a la hembra deposita el líquido espermático, al principio sobre las placas externas de la aleta caudal y después sobre la región ventral del cefalotórax y alrededor de los orificios externos de los oviductos en donde la materia seminal se gelifica y los filamentos resultantes son como espermátóforos tubulares resistentes que contienen el líquido seminal (Espinoza, 1992).

La hembra después de la fecundación se aísla en una guarida donde va a proseguir la gestación. El tiempo que transcurre desde la cópula hasta que los huevos son depositados en el abdomen puede ser incluso de 3 ó 4 días (Morones, 1991). Cuando los huevecillos descienden al abdomen son adheridos a los pleópodos en forma de racimo por una sustancia mucilaginosa de color blanco que produce la hembra días antes del desove. Cada huevo queda unido al pleópodo por una delgada membrana (Civera y Cruz, 1982). El número de huevos varía con la calidad del medio, disponibilidad del alimento y el tamaño del abdomen de la hembra (Santos, 1998).

La hembra provoca una circulación del agua que irriga los huevos fecundados mediante contracciones repetidas de su cola. Los huevos no fecundados se descomponen o son retirados por los apéndices abdominales los cuales limpian, peinan y raspan constantemente al racimo. La duración de la incubación depende de los parámetros del agua (Espinoza, 1992), llegando a ser de 17 a 19 días (Civera y Cruz, 1982).

La liberación no es sincrónica, sino que se da de forma gradual y en un lapso de 2-5 días. Los acociles tienen un desarrollo directo (no tienen estadios larvales) y eclosionan como un pequeño acocil, el cual es muy parecido al adulto. La cría tiene el caparazón blando y maleable, se alimenta de las reservas contenidas en su cefalotórax, permanecen adheridas a la madre y regresan a refugiarse bajo el abdomen, así durante unos diez días (Espinoza, 1992).

1.1.4. Ecdisis o muda

El acocil debe pasar por la ecdisis o muda, que consiste en renovar su caparazón o exoesqueleto el cual está compuesto de quitina impregnada de calcio. Para crecer (crecimiento en escala, es decir que el acocil incrementa su tamaño al mudar y lo detiene mientras que su exoesqueleto se endurece) o

regenerar alguna parte de su cuerpo el acócil se desprende de su exoesqueleto, el cual sale con las antenas, ojos, mandíbulas, branquias y patas, posteriormente se cubre de un nuevo caparazón (Santiago, 2001).

Durante la etapa de muda el acócil no se alimenta ya que en ese momento también está regenerando sus órganos internos, especialmente el estómago triturador. El endurecimiento del caparazón se realiza por reservas de calcio (gastrolitos) (Santiago, 2001).

Antes de la muda se forman dos gastrolitos, que son piedras de carbonato cálcico, que se localizan a los lados del estómago. Cuando se aproxima la muda, parte del calcio extraído del viejo exoesqueleto se almacena en los gastrolitos, y durante la muda, el forro articulado del esófago y el estómago, incluida la pared gástrica, se desplaza hacia adelante a través de la pared de la boca. Los gastrolitos se depositan en la cavidad del estómago en donde se disuelven; y el cuerpo reabsorbe ese carbonato de calcio para el endurecimiento inicial del exoesqueleto y la boca (Coll, 1987).

1.1.5. Aparato digestivo (Morones, 1991)

El aparato digestivo comprende la boca que se abre encima de las mandíbulas en la parte ventral de la cabeza y que continua con un esófago corto tubular que termina en el estómago, situado en el tórax y que ocupa una gran parte de la porción cefálica.

El estómago se divide en cámara cardíaca (porción ancha de gran tamaño) y cámara pilórica (más pequeña). En la cámara cardíaca se encuentra el molino gástrico (un aparato masticador) formado de piezas quitinosas calcificadas denominadas oscículos. En la entrada de la cámara pilórica se localizan numerosas cerdas, parecidas a pelos, que solo permiten el paso de las partículas finas.

El estómago no funciona como órgano de la digestión, sino como triturador (masticador y filtrador) del alimento. Después se encuentra el intestino, que es un tubo que se extiende en toda la longitud del resto del cuerpo y termina en el ano (casi en la base del telson), en el que actúan los jugos digestivos.

En el tórax, y a los lados del estómago, se encuentran dos glándulas digestivas o hepatopáncreas, con tres lóbulos a cada lado conteniendo muchos túbulos que vierten una secreción amarillenta en la parte pilórica del estómago contribuyendo a la digestión de las sustancias nutritivas.

El alimento pasa a la boca mediante las quelas del segundo y tercer par de apéndices en donde las mandíbulas lo parten en pequeños fragmentos, el alimento es triturado y, después de pasar por el

esófago, van a la cámara cardíaca: la cual presenta salientes, en ésta se encuentran los dientes fuertemente calcificados, uno mediano y dos laterales movidos por músculos insertos fuera del estómago que forman el molinillo gástrico que tritura más el alimento.

1.1.6. Alimentación

Los acociles son considerados organismos politróficos, ya que son transformadores clave de la energía dentro de los diversos niveles tróficos de los ecosistemas dulceacuícolas. Su dieta consiste principalmente en detritos de plantas, siguiendo en orden de importancia las plantas y animales vivos (Huner & Barr, 1984; Huner, 1981). El detrito es colonizado por organismos unicelulares descomponedores y epifíticos; el valor nutricional de este material está dado por esta colonización. Aunque los animales representan la menor contribución a la dieta, éstos proveen compuestos orgánicos esenciales, como colesterol y proteínas (Huner & Barr, 1984).

Estos crustáceos pueden consumir cantidades importantes de macrófitas (Nystrom & Strand, 1996), servir de presa a una amplia variedad de organismos (Hinojosa & Zambrano, 2004; Morones, 1991), así como ser depredadores tanto de vertebrados (peces) como de invertebrados (moluscos, gusanos, insectos, crustáceos) (Sagova, 2002; Guarneros, 1998; Civera y Cruz, 1982). También se ha observado canibalismo en condiciones de alta densidad poblacional y por falta de alimento (López, 2008).

Se ha mostrado que los acociles pueden modificar las cadenas tróficas al cambiar su tipo de alimentación (Nystrom, & Strand, 1996), esto se encuentra asociado con la edad, estado fisiológico del organismo, el sexo, el tamaño de la población, estación del año y la disponibilidad de alimento (García-Padilla, 2010; Guarneros, 1998).

1.2. Biología y ecología de las macrófitas *Eichhornia crassipes* ((Mart) Solms) y *Typha latifolia* (L.)

En este trabajo se seleccionaron a las macrófitas *E. crassipes* y *T. latifolia*; dado que en el hábitat del acocil *C.(C.) montezumae* las macrófitas además de servir como refugio son parte de su alimento.

La distribución de las macrófitas en cualquiera de sus formas y estadios de vida determinan las características principales de la estructura de los ecosistemas acuáticos. Su papel ecológico es ser los productores primarios y base de la alta productividad secundaria, creando diversos ambientes físicos,

como trampas de calor, reducción de la intensidad del viento en el agua, estabilizan los suelos y proveen de sustrato, refugio y alimento a diversos organismos. (Gutiérrez- Yurrita *et al.*, 1996).

1.2.1. *E. crassipes* (Mart) Solms

E. crassipes conocida como Jacinto acuático, lirio acuático, flora de huauchinago, cucharilla o patitos. Es una planta libre flotante originaria del río Amazonas, Brasil, la que por su belleza floral ha sido diseminada a casi todas las áreas tropicales y subtropicales del mundo (Lot *et al.*, 1999). En México la encontramos principalmente en los estados del centro y sur, debido a que las condiciones de clima son más favorables, constituyendo una amenaza en la mayor parte de dichos lugares (Salcedo, 1978).

En la zona lacustre de Xochimilco, dentro de las plantas acuáticas que caracterizan la vegetación, se encuentra *E. crassipes* la cual es considerada una maleza, siendo el reflejo de un estado de perturbación provocado por el enriquecimiento de nutrientes y la ausencia de predadores (Quiroz *et al.*, 2008). Su rápido crecimiento, su fácil propagación y su capacidad de adaptación le permiten cubrir en un corto plazo la superficie de los cuerpos de agua que invade (Niño y Lot, 1983), por lo cual se le extrae mecánicamente en forma permanente ya que obstruye los canales por donde fluye el agua. Así mismo, eleva los índices de evaporación del agua y modifica la calidad del agua (temperatura, pH, oxígeno disuelto, nitritos, nitratos y fosfatos) (Quiroz *et al.*, 2008). Esto impide el paso de la luz hacia el fondo, limitando el crecimiento de organismos fotosintéticos como las microalgas, que son el alimento de crustáceos y peces (Lot *et al.*, 1999). También es el hábitat y alimento de animales vectores de enfermedades como la malaria, filiarisis, fasciolosis y esquistosomiasis (Díaz, 1989).

Dentro de las bondades del lirio se ha reportado que puede ser utilizado como abono verde en el sistema de cultivo chinampero; en el tratamiento de desechos orgánicos, así como forraje de puercos, conejos, caballos, vacas, pájaros, borregos y gallinas (Escamilla, 1998; Quiroz *et al.*, 2008); pulpa para papel, gas natural, alimento de organismos acuáticos (Olvera, 1989); filtro biológico y mitigando, asimilando y acumulando nitratos, fosfatos, hidrocarburos y otros compuestos lo cual disminuye los efectos de los daños de la acumulación de contaminantes (Muramoto & Oki, 1983). También absorbe y acumula metales pesados como aluminio, cadmio, cobre, cromo, hierro, níquel, plomo, y zinc. Esta macrófita también puede ser utilizada como mejorador de suelos (Núñez *et al.*, 2004; 2005; 2009; Carrión, 2010); Además, desde el punto de vista ecológico, es hábitat, refugio y alimento de muchas especies de insectos, crustáceos y peces.

La posición taxonómica de lirio.

Reino	Vegetal
Subreino	Fanerógama
Subdivisión	Angiospermas
Clase	Monocotyledonea
Orden	Pandales
Familia	Pontederiaceae
Género	<i>Eichhornia</i>
Especie	<i>Eichhornia crassipes</i> (Mart).



Eichhornia crassipes (tomado de Carrión, 2010)

E. crassipes es una planta que flota libremente, perenne, que varía en tamaño dependiendo de las condiciones ambientales llegando a formar densos tapetes. El tallo vegetativo consiste en un solo eje cilíndrico con internodos cortos, en los nodos se producen todas las raíces, hojas e inflorescencias. Las raíces son negras con las extremidades blancas cuando son jóvenes, negro violáceo cuando son adultas; el tamaño varía de 10cm a 1m, representa del 15 al 20% de la biomasa total de la planta. Las hojas se arreglan en forma de roseta, de 3 a 10cm, tiene una superficie esponjosa notable inflada en forma de globo llamada peciolo. En las plantas flotantes es corto, esponjoso, casi esférico y en las plantas fijas cilíndrico, de hasta 40cm. Las inflorescencia es una espiga que consta de 2 a 35 flores (dependiendo del tamaño y hábitat de la planta) colocadas es forma de espiral, llegan a medir de 4 a 5cm de largo, presenta tonalidades que van del color morado al lila y al azul claro. La cápsula es donde contiene a las semillas, es de forma elíptica de 1 a 2cm de largo. Las semillas son elípticas de color negro, con 8 costillas longitudinales, de 1mm de longitud y 0.5mm de ancho. En la reproducción asexual las plantas producen estolones horizontales que desarrollan hojas arrosetadas de una yema terminal (Olivera, 1989; Rzedowski, 1990).

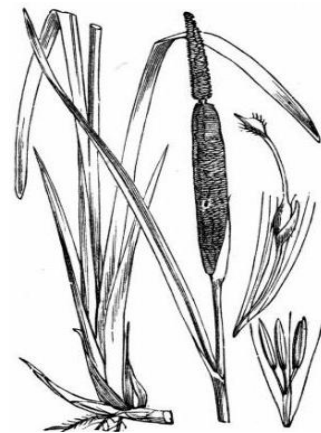
1.2.2. *T. latifolia* L

T. latifolia conocida como espadaña, masa de agua, tule, chuspata, palmilla, tule ancho, tule de agua, tule espadilla o enea. Es una planta acuática, enraizada y emergente, se le ubica en los márgenes de lagos, lagunas, pantanos, zanjas, canales, estanques y charcas temporales; se encuentra distribuida en las regiones templadas de América, Eurasia y África. En México la encontramos en Aguascalientes, Baja California, Chiapas, Colima, Distrito Federal, Estado de México, Michoacán, Nayarit, Nuevo León, Oaxaca, Puebla, Querétaro, Sonora, Tamaulipas, Tlaxcala y Veracruz (Rzedowski, 1990; Lot, 1999).

En la zona lacustre de Xochimilco, dentro de las plantas acuáticas que caracterizan la vegetación, se encuentra *T. latifolia*, la cual es utilizada en la elaboración de canastos, lazos, sillas, tapetes, cartón, papel, techos, puertas, cercas, de sombra; forraje de puercos, conejos, caballos, vacas, pájaros, borregos y gallinas (Escamilla, 1998). Sirve como bioindicador de las condiciones de los cuerpos de agua, se pueden emplear en la depuración de aguas residuales o fecales debido a su elevada capacidad de extracción de fósforo y nitrógeno (González *et al.*, 2000); en la restauración de humedales; en el tratamiento terciario de aguas residuales; y puede ser comestible (los brotes jóvenes, la base del tallo, los tallos de las flores, el polen y los rizomas) (Steven & Hoag, 2006). También absorbe y acumula metales pesados como níquel, cobre y zinc (Ye *et al.*, 1997a, 1997b; Manios *et al.*, 2003). Desde el punto de vista ecológico sirve de hábitat, refugio y alimento a muchos organismos (Benítez, 2008).

La posición taxonómica del tule.

Reino	Vegetal
Subreino	Fanerógama
Subdivisión	Angiospermas
Clase	Monocotyledonea
Orden	Pandales
Familia	Typhaceae
Género	<i>Typha</i>
Especie	<i>Typha latifolia</i> L.



Typha latifolia (Tomado Lot, 1999)

T. latifolia es una planta enraizada, emergente, perenne, llega a medir hasta 3m de altura. Las hojas en forma de cinta larga, generalmente igualando la altura de las espigas, miden de 0.6 a 1.2cm de ancho, envés levemente convexo, ápice agudo. Las inflorescencia son de color morado oscuro; espiga masculina de 10 a 30cm de largo y de 0.9 a 1.5cm de ancho, cuando liberan el polen se secan. Se encuentra comúnmente arriba de la espiga femenina, separada hasta por 7mm; la espiga femenina de 9 a 34cm de largo y 0.6 a 2.3cm de diámetro. El polen se encuentra arreglado en tétradas (Rzedowski, 1990), es un polvo anaranjado muy fino que se dispersa fácilmente con el viento. Es muy rico en proteínas, grasas, azúcares, fibras y sobretodo sales minerales (particularmente calcio y hierro) (Steven & Hoag, 2006). El fruto es de forma fusiforme de 0.8 a 1.3mm de largo y 0.3 a 0.8mm de largo. (Rzedowski, 1990).

2. ANTECEDENTES

Los estudios realizados para esta especie (*C.(C.) montezumae*) son escasos y dentro de los primeros estudios se encuentran desde 1955 los reportados por Villalobos, el cual, realizó uno de las primeras investigaciones del acocil *C.(C.) montezumae*, donde menciona aspectos taxonómicos y morfológicos, así como de distribución. Posteriormente Cantú (1959), realizó estudios sobre embriología de la especie; observó los cambios superficiales del blastodermo y su desarrollo. Reportando que los huevos de esta especie son de tipo centrolecito, el tipo de segmentación y la gastrulación se produce por movimientos de involución y convergencia. Por otra parte, Civera y Cruz (1982) realizaron estudios de conducta, estadios embrionarios (I, II, III y IV) y fecundidad en *C.(C.) montezumae* en condiciones de laboratorio y de campo. Efectuaron ensayos de incubación artificial y observaron que el éxito de este proceso depende de la temperatura, oxígeno y circulación del agua. Maldonado (1990), comparó los métodos de Temperatura Letal 50 (TL₅₀) y Temperatura Crítica Máxima o Mínima (TCM) para determinar los límites de tolerancia a la temperatura en acociles *C.(C.) montezumae*; evaluando los efectos en el stress térmico por medio de las modificaciones del comportamiento, presión osmótica y concentración iónica de sodio y potasio. Encontrando para TL₅₀ una curva de mortalidad en el intervalo de 35 a 39°C en verano e invierno, y para TCM 39 a 44°C en verano y de 40 a 41.5°C en invierno.

Aguilar (1991) realizó un análisis de crecimiento, sobrevivencia, ingesta, tasa instantánea de crecimiento, producción, y eficiencia de absorción en crías de acocil *C.(C.) montezumae* alimentados (42 días) con *Egeria densa* en proceso de descomposición (diez días), expuestos a dos temperaturas (17°C y 23°C) y cinco niveles de raciones (inanición, 1, 3, 5 y 10% Ps/ej*día). En donde los niveles de raciones 3 y 5% Ps/ej*día para ambas temperaturas resultaron los más adecuados para el crecimiento de estos organismos. Asimismo, Cornejo (1990), investigó la preferencia térmica de la especie, en relación al sexo, estado de desarrollo (juvenil, subadultos y adultos), en dos épocas del año verano e invierno. Solo en juveniles se encontró diferencias en relación al sexo, mientras que en los tres grupos se encontraron diferencias en la distribución durante el día y la noche. García (1991), comparó el crecimiento de crías de acocil *C.(C.) montezumae* alimentados con seis diferentes dietas (alimento balanceado, *Spirulina*, alimento balanceado-*Spirulina*, *Elodea densa* degradada, *E. densa* fresca y alimento balanceado-*E. densa* fresca) por 40 días. Se observó un mayor crecimiento con la dieta de alimento balanceado-*E. densa* fresca, después con alimento balanceado-*Spirulina*, alimento balanceado. Morones (1991), reportó que la talla adecuada en la cual los acociles son capaces de reproducirse en cautiverio es de 2.7cm de longitud total. Este autor registró el periodo de pre-cópula, cópula, aparición y fijación de huevecillos,

tiempo huevo-embrión, embrión-eclosión, el comportamiento de las hembras ovígeras, la relación del número de huevos, la longitud del abdomen y el número de crías por hembra.

Aragones (1995), menciona algunas recomendaciones para cultivar algunas especies que se encuentran en el lago de Xochimilco como carpa (plateda, cabezona, herbívora, negra, wuchan y común), rana (*Rana catesbeiana* y *Rana montezumae*), axolote (*Ambystoma mexicanum*) y acocil (*C.(C.) montezumae*). Moctezuma (1996) realizó estudios en esta especie de acocil sobre distribución natural, la preferencia de sustrato, selectividad de hábitat y cobertura vegetal, tolerancia a la falta de oxígeno, relaciones interespecíficas, conducta, densidad y alimentación. Por otra parte, González (1997) comparó la concentración de los metales: Fe, Cu, Mn, Zn, Pb, Cr, Co, Ni, y Cd, en *C.(C.) montezumae*, *Ambystoma mexicanum* y *Chirostoma jordani*; colectados en diferentes sitios de la zona lacustre de Xochimilco, encontrando que los organismos no son aptos para consumo según la Organización Mundial de la Salud (O.M.S). Santos (1998), caracterizó el hábitat del acocil *C.(C.) montezumae* en dos presas del estado de Tlaxcala (Antlangatepec y Buenavista) e identificó la fauna y flora asociada a esta especie. Así mismo, recabó información sobre la importancia que tiene el acocil para los pobladores de esta región. Barbosa (1998), realizó una revisión de los estudios realizados por García y Aguilar (1991), y aplicó varios modelos estadísticos a sus datos, habiendo concluido que no se encontró una relación entre la temperatura y la talla de los organismos.

En otros estudios Bárcena (2000), menciona un análisis de crecimiento en acocil *C.(C.) montezumae*, en condiciones de laboratorio y campo, alimentados con dos dietas: dieta A (40% de semilla de amaranto, 30% de levadura de cerveza y 30% de pluma de pollo) y dieta B (50% de alimento de engorda para conejo y 50% de harina de carne molida) al 4% peso húmedo/ ejemplar*día, separados por machos y hembras. Para todos los tratamientos se observó un mayor crecimiento en hembras; y los organismos de laboratorio alimentados con la dieta "A" tuvieron un mayor incremento en peso que aquellos de campo alimentados con la misma dieta. Santiago (2001) realizó estudios de crecimiento a diferentes temperaturas (19, 22 y 24°C) en esta misma especie, encontrando que el crecimiento más favorable se obtiene a los 22 °C. También observó aspectos de su ciclo biológico como: estadios embrionarios, cantidad de mudas, talla de mínima de reproducción (1.3cm); relación peso-número de crías, fecundidad, etc., y determinó que hay una mayor sobrevivencia mediante incubación artificial.

Rodríguez y Carmona (2002), midieron la pérdida de energía por metabolismo aerobio en *C.(C.) montezumae*, alimentados con ensilado de *Elodea sp.*, de 15 días de degradación, mantenidos a dos temperaturas (17°C y 23°C) y cinco niveles de ración de alimento (0, 1, 3, 5 y 10% individuo/día).

Encontrando que a temperatura de 17⁰C se observó la mayor tasa de consumo de oxígeno y la mejor eficiencia de asimilación, con respecto al ensilado no lo recomiendan como alimento óptimo para el crecimiento de este organismo. Palacios (2003), trabajó aspectos reproductivos en laboratorio en dos épocas: primavera y otoño-invierno, en acuarios tapados y destapados. También realizó observaciones de comportamiento reproductivo. Y Fragoso *et al.* (2003), realizaron un estudio donde compararon el crecimiento de acociles de esta especie alimentado con excretas de cerdo ensiladas de manera anaerobia y empastilladas, comparándolas con un alimento para tilapias, concluyendo que el ensilado de cerdaza no cubre las necesidades nutricionales de los acociles.

Hinojosa & Zambrano (2004), investigaron el efecto que tiene la carpa *Cyprinus carpio* (especie introducida) sobre la abundancia del acocil *C.(C.) montezumae* en el valle de Acambay y El Cerrillo en el Estado de México. En el cual se concluye que el acocil no es un alimento potencial para la carpa, pero, sin embargo, la carpa ejerce un efecto negativo para el habitat del acocil, ya que genera turbidez en el medio, destruye las plantas que son refugio de los acociles, por lo cual causan consecuencias en la distribución y abundancia de estos organismos. Félix y Gutiérrez (2005), realizaron un estudio poblacional de *C.(C.) montezumae* en dos localidades (El Boyecito y Las Rosas) dentro del río San Juan, en Querétaro. El Boyecito es un sitio con alta calidad del agua y sedimentos y las Rosas está altamente degradado en calidad debido a la contaminación química y orgánica. El momento de máxima reproducción se localizó en noviembre, ya que fue cuando la mayor cantidad de hembras cargadas se encontraron en ambas poblaciones; y durante los meses de diciembre y enero se localizaron las tallas más pequeñas. En las dos poblaciones el número de clases de edades estimado fue de 6. Sólo se encontraron diferencias significativas en las tallas mínimas de reclutamiento y máximas de crecimiento entre ambas poblaciones, la población de las Rosas tuvo menor talla de reclutamiento (0.4cm) y mayor talla máxima (4.0 cm) indicando que los individuos presentes en el lugar contaminado crecen más, debido posiblemente, a la mayor cantidad de materia orgánica en el sustrato

Colín (2006), realizó un estudio del efecto de la densidad en el acocil *C.(C.) montezumae*, desde la etapa de cría hasta llegar a su etapa de reproducción (22 semanas). Latournerié *et al.* (2006), midieron el crecimiento y balance energético de crías de acocil *C.(C.) montezumae* alimentadas durante cinco semanas con detritus de *Egeria densa*, encontrando al final del experimento peso de 102.5mg, con una supervivencia del 34.4%. En el análisis del balance energético obtuvieron un crecimiento (P) de 5.2 cal/día, una tasa metabólica (R) de 0.078 a 3.15 cal/día, tasa de excreción nitrogenada (U) de 0.0.1 a 0.05

cal/día y asimilación de 5.98 a 8.35 cal/día. Los resultados señalaron que el detritus es muy favorable como alimento en estos acociles.

Álvarez y Rangel (2007), realizaron un estudio poblacional de *C.(C.) montezumae* en Xochimilco, en el cual mencionan que las tallas de primera reproducción fueron de 24mm de longitud en hembras y 21mm en los machos. Asimismo, Sánchez (2007), observó que los ambientes reducidos, como los canales de Xochimilco, son adecuados para el cultivo del acocil. Este autor, contabilizó y determinó las bacterias y metales que se encontraban en el sedimento, agua y acociles y evaluó la calidad nutricional del acocil que habita la zona lacustre de Xochimilco. Vásquez (2009), realizó tres experimentos sobre reproducción y crecimiento en esta especie. En el primero se colocaron reproductores en estanques, en donde se obtuvieron 136 hembras ovígeras con un promedio de 45 huevecillos. En el segundo se colocaron 10 recipientes con una hembra y dos machos, encontrando un mayor crecimiento al final de 150 días para los machos. Y el tercero fue de densidad (77, 154 y 231 org/m²), encontrando una densidad óptima para esta especie de 77 org/m².

Arredondo *et al.* (2010), determinaron el consumo de alimento individual, tasa relativa de crecimiento, la tasa instantánea de crecimiento, incremento absoluto, producción y sobrevivencia en juveniles de acocil *C.(C.) montezumae* con diferentes densidades (77, 154 y 321 organismos/m²). Encontrando que el mejor crecimiento se presenta en una densidad de 77 organismos/m². García-Padilla (2010), realizó un estudio sobre la estimación del balance energético en condiciones naturales en el acocil, encontrando que para época cálida (mayo a septiembre) consumen 1440 cal/ej*día, mientras que en época fría (octubre a enero) 876 cal/ej*día. También determinó el contenido estomacal en estos organismos encontrando tres grupos alimenticios: detritus, materia vegetal y infauna-meiofauna. Cerón *et al.* (2010), evaluaron la influencia de la alimentación (Camaronina 35 y *Daphnia pulex*) y calidad del agua (agua del medio filtrada y no filtrada) sobre el crecimiento (peso y longitud) del acocil *C.(C.) montezumae*, registrando los mejores crecimientos en largo y peso en los organismos alimentados con Camaronina 35 independientemente de la calidad de agua. Con relación al ancho encontraron valores más altos en los organismos alimentados con el alimento Camaronina 35, pero sólo en aquellos organismos cultivados en el agua del medio no filtrada. Monroy *et al.* (2010), analizaron la influencia de los parámetros fisicoquímicos que afectan la densidad poblacional en medios naturales del acocil en el Municipio de Tezontepec de Aldama, Hgo. Concluyendo que la actividad antropogénica del municipio no es la que afecta directamente en el crecimiento del acocil, sino más bien el efecto que tienen los factores bióticos y abióticos del hábitat como el tipo de vegetación, el cual sirve de refugio y alimento para el acocil, que

al momento de ser extraído del hábitat impacta en la densidad poblacional. Cortés (2010), realizó una investigación entre la relación presa–depredador entre el ajolote (*Ambystoma mexicanum*) y el acocil (*C.(C.) montezumae*) en el lago de Xochimilco. Se probaron la reacción de diferentes tallas de ajolotes contra diferentes tallas de acociles. Encontrando que en el caso del ajolote es depredado por el acocil hasta una talla de 2.6 a 3.5cm y después el papel se invierte; y el acocil es depredado por el ajolote en los mismos intervalos de talla (2.6 a 3.5cm) y deja de ser alimento a tallas mayores.

Arredondo (2011), reporta aspectos de reproducción, muda, fecundidad e incubación artificial en acociles *C.(C.) montezumae* en condiciones de laboratorio. Ávila (2011), determinó la calidad microbiológica (mesofilas aerobias, coliformes totales y otras asociadas) de los acociles crudos (Presa de Atlangatepec y Laguna de Zempoala) y cocido (mercado de San Juan D.F.). Concluye que los organismos presentan una gran diversidad de microorganismos y algunos pueden causar enfermedades pero si los acociles se consumen cocidos se disminuye el riesgo. Aguilar-Román (2011), evaluó en efecto de tres temperaturas (20⁰C, 25⁰C y 30⁰C) en el crecimiento, sobrevivencia, producción e índices fisiológicos en crías de acocil *C.(C.) montezumae*. Encontrando en un rango de 20⁰C a 25⁰C el mejor crecimiento y producción. Santos et al. (2011), evaluaron el aporte nutricional del acocil *C.(C.) montezumae* que se encuentra en la presa Madin del Municipio de Atizapan de Zaragoza encontrando valores del 77.57% de humedad, proteína del 44.04%, 20.17% de carbohidratos, 3.56% de lípidos, 8.93% de fibra y 23.30% de minerales de los cuales solamente se cuantificaron: Na 0.60g/100g; K 0.608%; Fe 0.023%; Ca 11.85g/100g.

3. JUSTIFICACIÓN

El cultivo de *C.(C.) montezumae* es de gran importancia ya que es un complemento alimenticio para las comunidades rurales. Esta especie, rica en proteínas, ofrece características favorables para su cultivo ya que puede crecer en un amplio rango de temperaturas, puede modular sus tasas metabólicas, ajustar su fenología reproductiva a las condiciones del ambiente y sus requerimientos nutricionales son de bajo costo, colocando a esta especie como un organismo con alto potencial comercial. Sin embargo, el consumo del acocil ha disminuido debido a la sobreexplotación de las poblaciones y a la contaminación del ecosistema al que pertenecen.

Uno de los desafíos de la acuicultura es la búsqueda de mejores alimentos para la nutrición y rápido crecimiento de la especie cultivada y, al mismo tiempo, que la producción o adquisición de dicho alimento sea económico, nutritivo, y más aún, sea sustentable.

La dieta de *C.(C.) montezumae* consiste principalmente de plantas en descomposición (detrito), por lo que se decidió realizar un estudio con las macrófitas, pertenecientes al hábitat del acocil, *E. crassipes* y *T. latifolia* para determinar si estas proveen la nutrición necesaria para el desarrollo de *C.(C.) montezumae* y con ello lograr economizar en la producción de alimento para su cultivo.

4. HIPOTESIS

Las macrófitas en descomposición *E. crassipes* y *T. latifolia* les proporcionan los nutrientes necesarios para el desarrollo, crecimiento y nutrición, del acocil *C.(C.) montezumae*.

5. OBJETIVOS

5.1. OBJETIVO GENERAL

Evaluar el crecimiento de crías de acocil *C.(C.) montezumae* alimentadas con las macrófitas en proceso de descomposición *E. crassipes* y *T. latifolia*.

5.2. OBJETIVOS PARTICULARES

- ❖ Analizar el proceso de degradación aeróbica de las macrófitas *E. crassipes* y *T. latifolia*.
- ❖ Determinar las propiedades nutricionales de las macrófitas en descomposición *E. crassipes* y *T. latifolia* como alimento.
- ❖ Comparar el crecimiento de crías de acocil *C.(C.) montezumae* alimentadas con las macrófitas en descomposición.
- ❖ Comparar las propiedades nutricionales de los acociles *C.(C.) montezumae* alimentados con las diferentes macrófitas señaladas.
- ❖ Evaluar el proceso de descomposición aeróbica de las macrófitas *E. crassipes* y *T. latifolia* como fuentes potenciales de alimento para crecimiento de crías de acocil *C.(C.) montezumae*.

6. MATERIAL Y MÉTODO

6.1. TRABAJO DE CAMPO

6.1.1. Localidad de muestreo

La zona lacustre de Xochimilco comprende una serie de canales y cuerpos de agua remanente de los que alguna vez fue el lago de Xochimilco, formado por chinampas y una extensa biota. En la década de los 80's fue declarada Área Natural Protegida y Patrimonio Cultural de la Humanidad (Flores, 2009). La zona lacustre de Xochimilco se encuentra ubicada al sureste de la Ciudad de México, entre la coordenadas 19° 19' 19" y 19° 19' 15" de latitud norte y 99° 00' 58" y 99° 07' 08" de longitud oeste, a una altitud promedio de 2500 msnm. Ocupa una extensión de 116.64Km², equivalente al 7.9% del total del Distrito Federal. La delegación Xochimilco se encuentra delimitada al norte por la delegación de Coyoacán e Iztapalapa, al poniente por Tlalpan, al sur por Milpa Alta y al oriente por Tláhuac (INEGI, 2009).

El clima es templado con abundantes lluvias en verano y otoño (Cw) y su humedad varía, presentándose más húmedo en la zona rural que en la urbana. La temperatura máxima es de 24°C y la mínima de 9°C, la temperatura oscila entre los 15°C, observándose algunas heladas de octubre a marzo. La precipitación media anual es de 1201.3mm de la cual corresponde casi el 83% a la época de lluvias (Rosales, 2006).

6.1.1.1. Flora

Se encuentra formada por tres tipos de vegetación natural: vegetación halófila, vegetación acuática y subacuática, y vegetación terrestre o riparia. De acuerdo con la NOM – 059 –SEMARNAT - 2001, cuatro especies se encuentran en alguna categoría de amenazadas: *Nymphaea mexicana* (ninfa) y *Eritrina coralloides* (colorín); sujetas a protección especial *Cupressus lusitanica* (cedro blanco), y *Acer negundo var. mexicanum* (Acezintle) esta última endémica (Secretaría del Medio Ambiente, 2004).

La vegetación halófila son los pastizales bajos y densos, se distribuyen en terrenos propensos a inundaciones someras, suelos salinos, alcalinos y mal drenados. Las especies representativas son: *Distichlis spicata* (zacate salado), *Eragrostis obtusiflora* (zacahuixtle), *Sporobolus pyramidatus* (pasto remolino), *Pennisetum clandestinum* (tapete o colchoncillo), *Sesuvium portulacastrum* (cenicienta) y *Suaeda mexicana* (saladillo) (Secretaría del Medio Ambiente, 2004).

La vegetación acuática y subacuática comprende los tulares (*Typha latifolia* y *Schoenoplectus tabernaemontani*), que miden de 2 a 3m de alto y crecen a la orilla del cuerpo de agua, frecuentemente mezcladas con *Schoenoplectus californicus*. La vegetación flotante está integrada por *Lemna minúscula* (lentejilla), *Wolffia columbiana* (chilacastle), *Eichhornia crassipes* (lirio acuático) que es el más prolifero y abundante, además se ve beneficiado por la contaminación del agua y con menos frecuencia *Azolla* sp. (helecho de agua).

En la vegetación terrestre se encuentran diferentes especies de árboles como: *Salix bonplandiana* (ahuejote), *Taxodium mucronatum* (ahuehuete), acompañados por especies introducidas: *Salix babylonica* (sauce), *Ligustrum lucidum* (trueno), *Araucaria heterophylla* (araucaria), *Jacaranda mimosaeifolia* (jacaranda), *Cassuarina equisetifolia* (casuarina), *Eucaliptus spp.* (eucalipto), *Fraxinus uhdei* (fresno). (Secretaría del Medio Ambiente, 2004).

6.1.1.2. Fauna

La NOM-059-ECOL-2001, registra siete especies que son endémicas en categoría de riesgo como: *Ambystoma mexicanum* (ajolote), *Lithobates montezumae* (rana Moctezuma), *Lithobates tlaloci* (rana de Xochimilco), *Phrynosoma orbiculare* (camaleón de montaña), *Pituophis deppei* (cincuate), *Crotalus polisticus* (vibore cascabel) y *Anas platyrhynchos diazi* (pato mexicano).

En la mayor parte del año la fauna acuática se encuentra representada por grandes cantidad de invertebrados, entre las que destacan dos especies: *C.(C.) montezumae* y *Hyallolela azteca*, ya que constituyen una fuente de alimento importante para algunos reptiles, aves y mamíferos del lugar (Secretaría del Medio Ambiente, 2004). Los peces de la región son: el *Chirostoma jordani* (charal), *Cichlasoma* (mojarra), *Cyprinus carpio* (carpa), *Carassius auratus* (carpa dorada), *Girardinichthys viviparus* (mexcalpique), *Poecilia reticulata* (guppy) y *Heterandria bimaculata* (repotete) (Ávila, 2000).

En la fauna terrestre se encuentran algunos mamíferos como: *Criptotis parva* (musaraña), *Microtus mexicanus* (ratón meteorito), *Cratogeomys merriami* (tuza), *Mormoops megalophyla* (murciélago), *Didelphis virginiana* (tlacuache) y *Bassariscus astutus* (cacomixtle) (Secretaría del Medio Ambiente, 2004).

6.1.2. Colecta de reproductores, macrófitas, inóculo y agua

Los reproductores de la especie *C.(C.) montezumae* fueron capturados dentro de la zona lacustre de Xochimilco (canal del Bordo y Cuemanco), con una red de cuchara de forma triangular con apertura de malla de 1mm y se depositaron en cubetas de 40L con agua del medio. Las macrófitas *T. latifolia* y *E. crassipes* fueron colectadas en la misma zona, así como el inóculo (sedimento del fondo del canal de Cuemanco), el cual fue obtenido con una draga de fondo blando. Las muestras fueron colocadas en bolsas de plástico y el agua en bidones, todo fue trasladado al área de acuarios del Laboratorio de Acuicultura y Producción Acuática de la Facultad de Ciencias, UNAM.

6.2. TRABAJO DE LABORATORIO

6.2.1. Proceso en la degradación de las macrófitas

Se llevó a cabo un proceso de degradación con tejido de macrófitas: *T. latifolia* y *E. crassipes*. Para lo cual, se colocaron 5.250kg del tejido fragmentado de cada macrófita, de un tamaño de 3cm aproximadamente en jivas de 70L, con 100ml de inóculo (sedimento del hábitat de colecta), 25L agua del medio y 16L de agua de la llave, estos sistemas se mantuvieron con aeración constante y temperatura ambiente durante 4 semanas. Se tomaron muestras semanales de agua, sedimento y macrófita en bolsa de plástico, las cuales fueron refrigeradas (-20°C) para su posterior análisis. Se tomaron muestras de las macrófitas en bolsas de plástico de los tiempos de degradación T₂, T₃ y T₄ (15, 21 y 28 días respectivamente) para ser probados como alimento en crías de *C.(C.) montezumae*.

6.2.1.1. Análisis físico-químico

En el sistema de degradación de las macrófitas se midió cada tercer día: la temperatura (°C) y potencial de hidrogeno (pH) con un potenciómetro HI 98129, conductividad (µS) y potencial redox (mV) con un multianalizador Cole Parmer y el oxígeno disuelto (±0.05mg O₂/L) con un oxímetro YSI modelo 51B. Cada semana se tomaron muestras de agua en las que se determinaron fosfatos totales (PO₄), nitratos (NO₃) y nitritos (NO₂), con un equipo HACH DR/870, y a su vez se midió la dureza total (mg/L) y dureza de calcio (Ca, mg/L), con el método de titulación de EDTA (APHA, 1992).

6.2.1.2. Análisis microbiológico

El análisis microbiológico de coliformes totales, coliformes fecales y mesófilas aerobias en el sedimento y de las macrófitas *T. latifolia* y *E. crassipes* en cada semana de la degradación, se realizaron en el Departamento de Microbiología e Inmunología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, UNAM, los valores se expresaron en: Unidades Formadoras de Colonias (UFC) y Número Más Probable (NMP).

6.2.1.3. Análisis químico proximal

Se realizó un análisis químico proximal del tejido de las macrófitas en degradación donde se determinó: % de humedad, el contenido de ceniza (Ce), materia orgánica (MO), y el Contenido de Energía (CE) del tejido (Anexos).

Las determinaciones bioquímicas del tejido de las macrófitas en los diferentes tiempos de degradación se hicieron en el Laboratorio de Biología Experimental de la Facultad de Ciencias de la UNAM. Para el análisis proximal se tomaron sub-muestras de las plantas deshidratadas, a los cuales se le midió el contenido de Lípidos, Carbohidratos Totales, Glucosa, Proteínas, Triglicéridos y Nitrógeno Total.

6.2.1.3.1. Proteína

La cuantificación de proteína se llevó a cabo con el método colorimétrico enzimático (Kit de reactivo SpinReact). Se tomó del primer homogenizado (Anexos) de macrófita 3µl más 247µl de reactivo de Bradford SpinReact y se leyó en un espectrofotómetro Spectramax 190 a 590nm.

6.2.1.3.2. Nitrógeno Total

La cuantificación del nitrógeno total (mg/L de NH₃-N) se realizó con el método de Silicato. Se tomó 0.1mg de sub-muestra de las plantas deshidratadas y se homogenizo en 100ml de agua destilada. Se utilizó el método se Silicatos 10023 utilizando el equipo HACH DR/870 y el reactor DRB 200.

6.2.1.3.3. Glucosa

La cuantificación de glucosa se llevó a cabo con el método colorimétrico enzimático (Kit de reactivos de SpinReact). Se tomó del primer homogenizado (Anexo) de macrófita 10µl más 30µl de Buffer de Lisis más 210µl de reactivo para Glucosa SpinReact, se dejó incubar por 15 minutos a temperatura ambiente y se leyó a 500nm en el espectrofotómetro Spectramax 190.

6.2.1.3.4. Lípidos totales

La cuantificación de lípidos totales se fue con el método de Van Handel (1983) modificado por Inouye & Guiherme (2006). Se tomó del segundo homogenizado (Anexo) de macrófita 40µl y se colocó en tubo de vidrio de 5ml se dejó evaporar a temperatura ambiente. Posteriormente se agregó cuidadosamente en el fondo del tubo 100µl de H₂SO₄ concentrado y se incubó a 100°C por 10 minutos, se dejó enfriar a temperatura ambiente. Después se agregó 2.4ml de Reactivo de Vainillina y se agitó dejándose por 5 minutos (color rosa). Las muestras fueron leídas en un espectrofotómetro Beckman DU640 a 490nm.

6.2.1.3.5. Triglicéridos

La cuantificación de triglicéridos se llevó a cabo con el método colorimétrico enzimático (Kit de reactivos SpinReact). Se tomó del segundo homogenizado (Anexos) de macrófita 200µl y se colocó en tubo de vidrio de 5ml se dejó evaporar a temperatura ambiente. Posteriormente se agregó 500µl de Reactivo para Triglicéridos SpinReact, después de 30 minutos se leyó en un espectrofotómetro Beckman DU640 a 500nm.

6.2.1.3.6. Carbohidratos Totales

La cuantificación de carbohidratos totales se llevó a cado con el método de Chow & Landhäusser (2004). Se tomó 0.1mg de macrófita previamente deshidratada, el cual se colocó en un tubo de vidrio de 10ml se le agregó 5ml de Etanol a 80%, se colocó en baño maría a 95°C por 10 minutos, se centrifugó a 2500 rpm por 5 minutos. Se guardó el sobrenadante y se realizó la extracción 2 veces más, se mezclaron los sobrenadantes, los cuales fueron congelados a -20°C en tubos de plástico, para su posterior análisis.

Del sobrenadante de la planta se tomó 0.5ml y se colocaron en un tubo de vidrio de 10ml, al cual se le agregó 1ml de fenol al 2% y 2.5ml de H₂SO₄ concentrado, se incubó por 10 minutos en la oscuridad, se dejó enfriar por 30 minutos en baño maría a 22°C. Se leyó a un espectrofotómetro Spectronic 200 Milton Roy a 490nm.

6.2.2. Mantenimiento de los reproductores y obtención de crías de *C.(C.) montezumae*

En el laboratorio los organismos reproductores se mantuvieron en peceras de 40L con agua del medio filtrada, arena, aireación constante, refugios (tubos de PVC y malla fina) y fueron alimentados con Camaronina (26% de proteína), cada tercer día, y cubitos de pescado con lechuga y zanahoria, una vez por semana, se realizó limpieza y recambios parciales de agua cada 15 días.

Al observarse hembras cargadas, cada una fue colocada en peceras de 10L, aireación constante, refugio, agua y fueron alimentadas de igual forma que los reproductores. Después de 15 días de haber eclosionado (Noviembre-Diciembre) las crías fueron separadas de la madre, para evitar que fueran devoradas, éstas se depositadas en un recipiente de plástico de 100L, y se mantuvieron en las mismas condiciones que los reproductores.

6.2.3. Diseño experimental

Para la evaluación de las bondades de las macrófitas en descomposición como alimento en crías de *C.(C.) montezumae* se utilizaron 7 peceras de 40L, seis se dividieron en dos partes con un acrílico, a todas se les colocó arena, aireación constante, refugios de PVC y malla.

Se probaron las dos macrófitas en degradación: *E. crassipes* y *T. latifolia*, en tres tiempos de degradación T_2 , T_3 y T_4 (15, 21, 30 días respectivamente), con dos réplicas cada uno, se les colocó 7 organismos por réplica con peso de $75 \pm 0.01\text{mg}$, y un alimento Control: Camaronina, con 14 organismos con peso de $83 \pm 0.01\text{mg}$. El alimento fue suministrado cada tercer día a saciedad durante 90 días. El experimento se llevo a cabo a temperatura ambiente ($16.8 \pm 1.0^\circ\text{C}$), durante los meses de Diciembre a Marzo. Se midió la temperatura ($^\circ\text{C}$) y potencial de hidrogeno (pH) con un potenciómetro HI 98129, la conductividad (μS) y potencial redox (mV) con un multianalizador Cole Parmer y oxígeno disuelto ($\pm 0.05\text{mg O}_2/\text{L}$) con oxímetro YSI modelo 51B, del agua de los acuarios experimentales al inicio y cada quince días durante los 90 días que duraron los tratamientos.

6.2.3.1. Crecimiento y supervivencia

Para determinar el crecimiento en crías del acocil *C.(C.) montezumae* se midieron los índices morfométricos: longitud total (LT: desde la punta del rostro hasta la parte final del telson), longitud del cefalotórax (LCT: desde la punta del rostro, hasta la parte final del cefalotórax en su región dorsal media) con un vernier digital Caliper $\pm 0.01\text{mm}$ y el peso húmedo (PH) con una balanza Ohaus, Scout Pro \pm

0.01g, cada 15 días durante un periodo de 90 días. El porcentaje de supervivencia fue determinado como el número de organismos vivos en cada biometría.

Con la finalidad de comparar posibles diferencias en la composición proximal del tejido de los acociles, se tomaron 23 organismos al inicio de la etapa de crecimiento y todos los supervivientes al final de la fase experimental, a todos se les midieron los índices morfométricos ya señalados, fueron colocados en papel aluminio, etiquetados y congelados a -20°C hasta su análisis correspondiente.

6.2.3.2. Tasa instantánea de crecimiento (TIC)

Chapman (1971) menciona que la Tasa Instantánea de Crecimiento (G) es una medida de crecimiento exponencial; esta describe el crecimiento en un instante particular del tiempo y se estima con la siguiente ecuación:

$$G = (\ln(W_2) - \ln(W_1) / t) * 100$$

Donde:

$\ln(W_2)$ es el logaritmo natural del peso en el momento t, $\ln(W_1)$ es el logaritmo natural del peso inicial. Es común que los datos de G se multipliquen por 100, y se exprese el resultado como la tasa de crecimiento específica (TCE) en %/día.

6.2.3.3. Producción

La producción es la formación de tejido corporal total en un intervalo de tiempo y puede ser medida en términos de peso húmedo, peso seco, contenido de nitrógeno o contenido de energía. La producción fue estimada con los datos de las biometrías realizadas a los organismos mantenidos en los diferentes tratamientos, de acuerdo a la ecuación modificada por Chapman (1971):

$$P = G * B$$

Donde:

P= Producción en g

G= Tasa Instantánea de Crecimiento en g/día o %/día

B= Biomasa promedio en g

Se calculó la producción para los 90 días de fase experimental, en relación a la densidad de organismos, la cual para los tres tratamientos fue de 107 crías/m².

6.2.3.4. Tasa metabólica (R)

Fue medida a través del consumo de oxígeno (Q_{O_2}) de rutina expresado como miligramos de oxígeno consumido por peso seco por día ($\text{mg O}_2/\text{gPS} \times \text{día}^{-1}$) en crías de acociles bajo condiciones de ayuno después de los 90 días de experimento.

El consumo de oxígeno se midió en cámaras respirométricas de 120ml, se colocaron de uno a tres individuos de talla similar por cámara. Se emplearon 25 cámaras (12 para *E. crassipes*, 9 para *T. latifolia* y 4 para el Alimento Control) se sumergieron, a manera de baño maría, en una caja de plástico de 100L, a temperatura ambiente ($17.4 \pm 0.90^\circ\text{C}$). La medición del oxígeno se efectuó con un oxímetro YSI 51B ($\pm 0.05\text{mg O}_2/\text{L}$), se realizó una calibración del equipo previo al ciclo de medición. Las lecturas se tomaron cada dos horas, con períodos de aireación de media hora entre mediciones (4); es decir se tomó una lectura inicial después de la cual se cerraron las cámaras, luego de dos horas se tomó la nuestra final y se dejó con aireación por media hora, para recuperar los niveles de oxígeno. Después de las mediciones de oxígeno, se ajustaron los niveles del agua de las cámaras con agua de cambio previamente aireada.

6.2.3.5. Tasa de excreción nitrogenada (U)

Las pérdidas nitrogenadas (U) se evaluaron en los mismos organismos que se utilizaron para la medición del metabolismo, bajo el mismo procedimiento, se tomó una muestra inicial y después de dos horas se tomó la final. Para medir el nitrógeno amoniacal se empleó el método de Azul de Indofenol (Rodier, 1981), y fue expresada como $\text{mg N-NH}_4/\text{gPS} \times \text{día}^{-1}$.

Los elementos evaluados de la ecuación del balance de energía fueron estandarizados, para representar el valor promedio de los acociles, fueron transformados a equivalentes de energía usando calorimetría indirecta (R y U) utilizando un coeficiente oxicalórico (Q_{ox}) de 3.20 cal/mg O_2 propuesto por Elliot & Davison (1975) y un coeficiente de excreción (Q_{ex}) de $4.05 \text{ cal/mg N-NH}_4$ (Brafield & Solomon, 1972; Kay & Brafield, 1973).

6.2.3.6. Relación atómica oxígeno nitrógeno (O:N)

La relación atómica oxígeno-nitrógeno se obtuvo a partir de la división de los valores encontrados de consumo de oxígeno entre la excreción amoniacal, en $\text{mg/g}^{-1}/\text{h}^{-1}$. La relación Oxígeno – Nitrógeno es interpretada según Mayzaud & Conover (1988) en los siguientes términos: los valores de 7 -9.3 indica

una oxidación proteica, valores superiores a 9.3 denotan un catabolismo de lípidos y carbohidratos y valores mayores a 24 denotan el uso de carbohidratos como sustrato metabólico.

6.2.3.7. Análisis químico proximal

Se llevo a cabo un análisis químico proximal del tejido de los acociles al inicio y final de cada experimento determinando: % de humedad, el contenido de ceniza (Ce), materia orgánica (MO), y el contenido de Energía (CE) en el tejido (Anexos).

Las determinaciones bioquímicas del tejido fueron llevadas a cabo en el Laboratorio de Biología Experimental de la Facultad de Ciencias de la UNAM. Para el análisis proximal se tomaron los organismos congelados a -20°C a los cuales se le midió el contenido de Proteína, Glucosa, Lípidos y Triglicéridos.

6.2.3.7.1. Proteína

La cuantificación de proteína se llevó a cabo con el método colorimétrico enzimático (Kit de reactivo SpinReact). Se tomó del primer homogenizado (Anexos) del acocil 20µl y se diluyeron en 80µl de agua destilada en un tubo Eppendorf de 1.5ml. De la dilución se tomo 5µl se agregó 245µl de reactivo de Bradford SpinReact y se leyó en un espectrofotómetro Spectramax 190 a 590nm.

6.2.3.7.2. Glucosa

La cuantificación de glucosa se realizó con el método colorimétrico enzimático (Kit de reactivos de SpinReact). Se tomó del primer homogenizado (Anexos) del acocil 10µl más 30µl de Buffer de Lisis más 210µl de reactivo para glucosa Spinreact se dejó incubar por 15min a temperatura ambiente y se leyó a 500nm en el espectrofotómetro Spectramax 190.

6.2.3.7.3. Lípidos totales

La cuantificación de lípidos totales se llevó a cabo con el método de Van Handel (1983) modificado por Inouye y Guiherme (2006). Se tomo del segundo homogenizado (Anexos) del acocil 20µl y se colocó en tubo de vidrio de 5ml se dejo evaporar a temperatura ambiente. Posteriormente se agregó cuidadosamente en el fondo del tubo 100µl de H₂SO₄ concentrado y se incubó a 100°C por 10 minutos, se dejó enfriar a temperatura ambiente. Después se agregó 2.4ml de Reactivo de Vainillina y se agitó dejándose por 5 minutos (color rosa). Las muestras fueron leídas en un espectrofotómetro Beckman DU640 a 490nm.

6.2.3.7.4. Triglicéridos

La cuantificación de triglicéridos se llevó a cabo con el método colorimétrico enzimático (Kit de reactivos SpinReact). Se tomo del segundo homogenizado (Anexos) del acocil 200µl y se colocó en un tubo de vidrio de 5ml se dejo evaporar a temperatura ambiente. Posteriormente se agregó 500µl de Reactivo para Triglicéridos SpinReact, después de 30 minutos se leyó en un espectofotómetro Beckman DU640 a 500 nm. La curva patrón se realizo con los valores 0, 3, 6, 9µl del estándar para Triglicéridos Spinreact más 500µl de Reactivo para Triglicéridos SpinReact y se trato como la muestra.

6.2.3.8. Análisis estadísticos

Los análisis estadísticos empleados en este trabajo se realizaron de acuerdo a Zar (1974) a través de paquetes de cómputo PASW Statistics 18, STATISTICA, JMP 10.0 y el programa Microsoft Excel 2007. Se realizaron pruebas de ANOVA y contraste múltiple de medias de Tukey ($p=0.05$), para identificar las diferencias entre tratamientos, el crecimiento de los organismos se evaluó por medio de un análisis de mediciones repetidas y mediante MANOVA. Se efectuó un análisis discriminante con siete variables de respuesta para comparar los tratamientos de las macrófitas y el tratamiento control.

7. RESULTADOS

7.1. Proceso de degradación de las macrófitas

7.1.1. Análisis físico-químico

Se llevó a cabo una prueba de análisis de varianza de un factor (ANOVA), para cada uno de los parámetros fisicoquímicos: temperatura (°C), potencial de hidrogeno (pH), oxígeno disuelto (O₂), conductividad (μS) y potencial redox (mV), nutrientes [nitratos (mg NO₃/L), nitritos (mg NO₂/L) y fosfatos (mg PO₄/L), dureza total (CaCO₃/L) y dureza de calcio (CaCO₃/L)], con el fin de determinar si existe variación de estos parámetros, durante el proceso de degradación (T₀, T₁, T₂, T₃ y T₄) de *E. crassipes* y de *T. latifolia*. Los promedios de los datos por semana de estos parámetros para cada una de las plantas se muestran en la **Tabla 1**.

En la temperatura (**Figura 1a**)(**Anexos**) para *E. crassipes* (17.10 ± 0.31°C) y *T. latifolia* (17.08 ± 0.33°C); pH (**Figura 1b**) para *E. crassipes* (9.03 ± 0.29) y *T. latifolia* (8.72 ± 0.06); oxígeno (**Figura 1c**) en *E. crassipes* (6.33 ± 0.46mg/L) y *T. latifolia* (3.33 ± 0.45mg/L); conductividad (**Figura 1d**) para *E. crassipes* (2094.27 ± 70.42μS) y *T. latifolia* (2451.50 ± 103.53μS); y potencial redox (**Figura 1e**) en *E. crassipes* (1049.35 ± 35.15mV) se encontraron diferencias significativas (p<0.05) durante el proceso de degradación (T₀, T₁, T₂, T₃ y T₄). No se encontraron diferencias significativa (p>0.05) para el potencial redox (**Figura 1e**) en *T. latifolia* (1331.73 ± 81mV) durante el proceso de degradación, ni entre plantas durante la degradación con respecto a la temperatura.

Se encontraron diferencias significativas (p<0.05) para los nitritos (**Figura 2a**)(**Anexos**) en *T. latifolia* (0.49 ± 0.09mg/L); nitratos (**Figura 2b**) en *E. crassipes* (80.9 ± 25.10mg/L); fosfatos (**Figura 2c**) en *E. crassipes* (3.16 ± 0.99mg/L); dureza de calcio (**Figura 2d**) para *E. crassipes* (229.26 ± 40.21mg/L) y *T. latifolia* (373.89 ± 49.16mg/L); dureza total (**Figura 2e**) para *E. crassipes* (424 ± 12.93mg/L) y *T. latifolia* (546.6 ± 34.27mg/L) durante las cuatro semanas del proceso de degradación. No se encontraron diferencias significativas (p> 0.05) en los nitritos (**Figura 2a**) para *E. crassipes* (0.37 ± 0.11mg/L); nitratos y fosfatos (**Figura 2b, 2c**) en *T. latifolia* (122.10 ± 10mg/L y 4.46 ± 0.73mg/L respectivamente) durante la degradación.

Tabla 1. Parámetros físico-químicos registrados durante el proceso de degradación de las macrófitas *E. crassipes* y *T. latifolia*.

		<i>E. crassipes</i>					<i>T. latifolia</i>				
		T ₀	T ₁	T ₂	T ₃	T ₄	T ₀	T ₁	T ₂	T ₃	T ₄
		media ± EE	media ± EE	media ± EE	media ± EE	media ± EE	media ± EE	media ± EE	media ± EE	media ± EE	media ± EE
Temperatura	(°C)	18	18.8 ± 0.17	17.4 ± 0.52	15.6 ± 0.51	16.1 ± 0.24	18.3 ± 0.25	18.8 ± 0.31	17.9 ± 0.47	15.3 ± 0.42	15.9 ± 0.33
pH		8.5 ± 0.07	8.9 ± 0.05	9 ± 0.03	9.2 ± 0.18	9.2 ± 0.02	8.2 ± 0.04	8.4 ± 0.09	8.7 ± 0.06	8.9 ± 0.04	9.1 ± 0.02
Oxígeno	(mg O₂/l)	2.4	3.8 ± 0.75	7 ± 0.48	8.2 ± 0.31	7.6 ± 0.59	2.3 ± 0.45	1.2 ± 0.42	1.6 ± 0.49	4.9 ± 0.62	6 ± 0.32
Conductividad	(μS)	1737 ± 19	2522 ± 33	2309 ± 97	1942 ± 85	1724 ± 57	1364 ± 52	2485 ± 231	2375 ± 211	2743 ± 143	2565 ± 118
pRedox	(mV)	867 ± 9	1266 ± 19	1155 ± 47	968 ± 43	870 ± 27	675 ± 21	1327 ± 111	1570 ± 272	1430 ± 38	1219 ± 100
Nitratos	(mg NO₃/l)	40	24	66 ± 20	49 ± 19	225 ± 20	58	171	143 ± 30	136 ± 4.5	103 ± 40
Nitritos	(mg NO₂/l)	0.18	0.11	0.47 ± 0.19	0.39 ± 0.25	0.72 ± 0.46	0.10	0.79	0.48 ± 0.12	0.73 ± 0.20	0.36 ± 0.12
Fosfatos	(mg PO₄/l)	1	1.4	3.8 ± 0.50	7.4 ± 1.4	8.1 ± 0.05	6.8	3.5	4.8 ± 0.25	5.9 ± 2.45	1.4 ± 0.10
Dureza Total	(mg CaCO₃/l)	400	420	400	400	500	400	600	468	660	600
Dureza de Calcio	(mg CaCO₃/l)	112	208	216	160	449	224	353	297	248	272

Tiempo de degradación de las macrófitas: T0= 1 día, T1= 7 días, T2= 15 días, T3= 21 días, 28 días y T4= 30 días.

7.1.2. Análisis microbiológico

Se contabilizó el número de unidades formadoras de colonias (UFC) para las bacterias mesófilas aerobias y el número más probable (NMP) para coliformes fecales y coliformes totales presentes durante el proceso de degradación de ambas macrófitas, así como para el sedimento inicial. Se encontró en el sedimento 6.5×10^5 UFC/g de mesófilas aerobias, 21 NMP de coliformes fecales y 41 NMP de coliformes totales.

Durante el proceso de degradación de *E. crassipes* el promedio de mesófilas aerobias fue de 4.27×10^7 UFC/g, el mayor número se presentó en T₁ con 1×10^8 UFC/g; para las coliformes fecales se presentó un promedio de 6.99×10^4 NMP, siendo el T₄ con 1.5×10^5 NMP en donde se encontró el mayor número. Con respecto a las coliformes totales se encontraron un promedio de 9.06×10^5 NMP y el mayor número se observaron en el T₃ con 2.3×10^6 NMP (**Tabla 2**).

En la degradación de *T. latifolia* se observó un promedio de 3.14×10^8 UFC/g de mesófilas aerobias, siendo el T₁ con 1.46×10^9 NMP en el cual se registró el mayor número; para las coliformes fecales se encontró un promedio de 3.55×10^5 NMP con un mayor número en T₄ con 1.1×10^6 NMP. Con respecto a las coliformes totales se encontró un promedio de 8.8×10^5 NMP y se registró el mismo número (1.1×10^6 NMP) desde el T₁ al T₄ (**Tabla 2**).

Tabla 2. Análisis microbiológico durante el proceso de degradación de las macrófitas *E. crassipes* y *T. latifolia*.

	<i>E. crassipes</i>					<i>T. latifolia</i>				
	T ₀	T ₁	T ₂	T ₃	T ₄	T ₀	T ₁	T ₂	T ₃	T ₄
Coliformes Totales (NMP)	40	5.0×10^5	2.3×10^6	2.3×10^5	1.5×10^6	40	1.1×10^6	1.1×10^6	1.1×10^6	1.1×10^6
Coliformes Fecales (NMP)	21	1.1×10^5	6.65×10^4	2.3×10^4	1.5×10^5	21	1.1×10^5	1.1×10^4	5.55×10^5	1.1×10^6
Mesofilos Aerobios (UFC/g)	6.5×10^5	1.0×10^8	5.5×10^7	7.65×10^6	5.0×10^7	6.5×10^5	1.46×10^9	9.38×10^6	4.0×10^6	9.5×10^7

7.1.3. Análisis químico proximal

Se llevó a cabo una prueba de análisis de varianza de un factor (ANOVA), para cada uno de los análisis químicos proximales: % humedad, contenido de ceniza (Ce), materia orgánica (MO), contenido de energía del tejido (CE), proteína, lípidos, triglicéridos, glucosa, carbohidratos y nitrógeno total, con el fin de determinar si existe variación de estos parámetros, durante el proceso de degradación de *E. crassipes* y de *T. latifolia*. No se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$) para ninguno de los

parámetros antes mencionados. Con excepción de la proteína para *E. crassipes* donde se encontraron diferencias marginalmente significativas ($p=0.06$); donde T_0 presenta diferencias significativas ($p<0.05$) entre todos los demás tiempos de la degradación. Los datos por semana de estos parámetros para cada una de las plantas se muestran en la **Tabla 3**.

Durante el proceso de degradación de *E. crassipes* el promedio de porcentaje de agua en el tejido fue del $95 \pm 0.86\%$, registrándose el menor porcentaje agua en T_4 ($93 \pm 0.72\%$), el promedio de Ce fue de $23.8 \pm 1.45\%$, se observa en T_1 y T_2 (16%) la menor cantidad. Con respecto a la MO se encontró un promedio de $76.2 \pm 1.45\%$, la mayor cantidad de ésta se registró en T_2 y T_1 (84%). En el CE del tejido se encontró un promedio de 3074.5 ± 89.5 cal/g, con una mayor cantidad de energía para el T_3 con 3230 ± 351 cal/g.

En proteína el promedio fue de $33.6 \pm 1.06\%$, registrándose la mayor cantidad para T_4 y T_2 (41.2%), los lípidos registraron un promedio de $18.4 \pm 1.01\%$, y el T_1 (24.5%) se observó la mayor cantidad en estos. Con respecto a los triglicéridos se encontró un promedio de $1.7 \pm 0.05\%$, y la mayor cantidad se registró en T_3 ($7.1 \pm 0.12\%$), en glucosa el promedio fue de $19.95 \pm 0.27\%$, el valor más alto de encontró en T_1 (27%), para carbohidratos el promedio fue de $36.4 \pm 1.23\%$, registrándose el valor más alto en T_1 (43.4%). Para nitrógeno total el promedio fue de $11.8 \pm 0.90 \%$, con un valor mayor para T_1 (15.2%).

En el proceso de degradación de *T. latifolia* se registró un promedio de porcentaje de agua en el tejido de $92.91 \pm 0.82\%$, siendo T_0, T_2 y T_3 (92%) en el que se registro menor % agua, el promedio de Ce fue de $8 \pm 0.30\%$, y se observó para T_3 y T_4 (6%) la menor cantidad. Con respecto a la MO se encontró un promedio de $92 \pm 0.30\%$, donde el valor mayor fue para T_3 y T_4 (94%). El CE del tejido se encontró un promedio de 3651.8 ± 61.5 cal/g, y la mayor CE para T_2 con 3677.6 ± 130 cal/g.

En proteína para *T. latifolia* el promedio fue $43.55 \pm 1.94\%$, en T_1 (50.5%) se registró el mayor valor, para lípidos el promedio fue $23.1 \pm 1.56\%$, con un mayor valor para T_0 (27.5%). En los triglicéridos de registro un promedio de $4.35 \pm 0.09\%$, y un mayor valor para T_4 ($7.1 \pm 0.28\%$), en glucosa el promedio fue de $19.05 \pm 0.32\%$, con un mayor valor en T_4 ($24.5 \pm 1.31\%$). Con respecto a los carbohidratos el promedio fue de $28.55 \pm 2.71\%$, con un mayor valor para T_2 ($33.5 \pm 12.73\%$) y para nitrógeno total el promedio fue de $4.8 \pm 0.30\%$, registrándose el mayor valor en T_2 ($7.3 \pm 3.75\%$).

Se llevó a cabo un análisis de factores múltiples para determinar si se encontraban similitudes entre algunos análisis químicos proximales de las macrófitas (*E. crassipes* y *T. latifolia*) durante el proceso de degradación. No se encontraron diferencias significativas ($p>0.05$) entre macrófitas con respecto al % de humedad y nitrógeno total.

Tabla 3. Análisis químico proximal registrados durante el proceso de degradación de las macrófitas *E. crassipes* y *T. latifolia*.

	<i>E. crassipes</i>					<i>T. latifolia</i>				
	T ₀ media ± EE	T ₁ media ± EE	T ₂ media ± EE	T ₃ media ± EE	T ₄ media ± EE	T ₀ media ± EE	T ₁ media ± EE	T ₂ media ± EE	T ₃ media ± EE	T ₄ media ± EE
Humedad (%)	96	94	95 ± 2.20	94 ± 0.43	93 ± 0.72	92.78	93.04	92 ± 1.77	92 ± 1.89	93 ± 0.25
Ceniza (%)	22	16	16 ± 3.65	29 ± 0.55	36 ± 1.70	10	10	8 ± 1.20	6	6 ± 0.15
Materia Orgánica (%)	78	84	84 ± 3.65	71 ± 0.55	64 ± 1.70	90	90	92 ± 1.20	94	94 ± 0.15
Contenido Calórico (cal/g)	2818.8	2888	3083 ± 132	3230 ± 351	3131.7 ± 80	3389.3	3625.4	3677.6 ± 130	3652.2 ± 193	3770.3 ± 46
Proteína (%)	31.2	36	41.2 ± 1.58	38.5 ± 0.30	41.2 ± 0.31	36.6	50.5	36.2 ± 4.88	49.1 ± 0.89	49.4 ± 3.78
Lípidos (%)	24.5	12.3	11.4 ± 0.33	13.5 ± 0.41	8.4 ± 1.66	27.5	18.7	23.9 ± 3.79	17.1 ± 1.69	21.3 ± 4.67
Triglicéridos (%)	0.8	2.6	6.7 ± 0.17	7.1 ± 0.12	6.6 ± 0.03	4.4	4.30	3.5 ± 0.14	5.2 ± 0.13	7.1 ± 0.28
Glucosa (%)	27	12.9	13.5 ± 0.85	10.2 ± 0.32	19.0 ± 0.09	14.40	23.70	13.8 ± 0.55	15.7 ± 0.27	24.5 ± 1.31
Carbohidratos (%)	29.4	43.4	37.8 ± 1.63	37.5 ± 0.45	36.8 ± 0.28	30.9	26.2	33.5 ± 12.73	30.9 ± 0.42	30.4 ± 3.93
Nitrogeno Total (%)	15.2	8.4	10 ± 0.98	10.2 ± 1.78	14.9 ± 2.93	4.8	4.8	7.3 ± 3.75	2.6 ± 0.68	5.1 ± 0.08

Porcentaje en peso seco. El porcentaje de triglicéridos es en base a lípidos; de igual forma la glucosa es el porcentaje de carbohidratos totales.

7.2. Crecimiento de crías de acocil *C.(C.) montezumae*

Se evaluó las bondades de las macrófitas en descomposición *E. crassipes* y *T. latifolia*, como alimento en crías de *C.(C.) montezumae*. Se probaron las dos macrófitas en tres tiempos de degradación T₂, T₃ y T₄ con dos réplicas cada uno, y un alimento control (Camaronina), durante 90 días.

Al no encontrarse diferencias significativas ($p > 0.05$) entre replicas de los tratamientos experimentales, se agruparon los datos para cada tratamiento.

7.2.1. Parámetros físico-químicos

Se llevó a cabo una prueba de análisis de varianza de un factor (ANOVA), para cada uno de los parámetros físico-químicos: temperatura (°C), potencial de hidrogeno (pH), oxígeno disuelto (O₂), conductividad (μS) y potencial redox (mV), con el fin de determinar si existe variación de estos parámetros, durante los 90 días en que los organismos fueron alimentados con las macrófitas degradadas (T₂, T₃ y T₄). Los promedios de los datos de estos parámetros para cada una de los tratamientos después de los 90 días se muestran en la **Tabla 4**.

Tabla 4. Parámetros físico-químicos de los tres alimentos (*E. crassipes*, *T. latifolia* y Camaronina) suministrados durante 90 días, a crías de acocil *C.(C.) montezumae*.

	<i>E. crassipes</i>			<i>T. latifolia</i>			Control media ± EE
	T ₂ media ± EE	T ₃ media ± EE	T ₄ media ± EE	T ₂ media ± EE	T ₃ media ± EE	T ₄ media ± EE	
Temperatura (°C)	16.74 ± 0.01	16.74 ± 0.01	17.02 ± 0.01	16.50 ± 0.03	16.62 ± 0.03	16.79 ± 0.03	16.93
pH	9.10 ± 0.01	9.08 ± 0.01	9.06 ± 0.01	9.07 ± 0.01	9.08 ± 0.01	9.09 ± 0.01	9.12
Oxígeno (mg O ₂ /l)	7.44 ± 0.15	7.48 ± 0.15	7.06 ± 0.15	8.03 ± 0.11	7.27 ± 0.11	7.25 ± 0.11	7.26
Conductividad (μS)	545.93 ± 0.18	541.21 ± 0.18	556.71 ± 0.18	502.14 ± 1.79	544.86 ± 1.79	551.21 ± 1.79	591.85
pRedox (mV)	272.71 ± 0.13	270.57 ± 0.13	278.29 ± 0.13	251 ± 0.13	274 ± 0.13	275.14 ± 0.13	296.14

Para el caso de los alimentos suministrados: control (Camaronina), *E. crassipes* y *T. latifolia*, se realizó un análisis de Tukey, con el fin de determinar entre que alimentos y tiempos de degradación se encontraban diferencias significativas ($p < 0.05$) en los parámetros físico-químicos. En la **Figura 3 a, b y c (Anexos)** se muestran los valores de los parámetros físico- químicos cada 15 días, para los tratamientos.

En el pH se encontraron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre alimento Control con *T. latifolia* y *E. crassipes*; para potencial redox, conductividad y temperatura hay diferencias ($p > 0.05$) entre los tres alimentos. Para el oxígeno no se encontró diferencias ($p > 0.05$) entre ninguno de los alimentos.

En organismos alimentados con camaronina se encontraron diferencias significativas ($p < 0.05$) en todos los parámetros físico-químicos, durante los 90 días del experimento.

Para *E. crassipes* entre tiempos de degradación se encontraron diferencias significativas ($p < 0.05$) para pH entre T_2 y T_4 ; en la temperatura el T_4 con T_2 y T_3 ; el potencial redox y conductividad las diferencias ($p < 0.05$) fueron entre los tres tiempos (T_2 , T_3 y T_4). Para el oxígeno no se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$) entre los tres tiempos.

En *T. latifolia* entre tiempos de degradación se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$) para conductividad y oxígeno entre T_2 con T_3 y T_4 ; en el potencial redox y temperatura las diferencias ($p > 0.05$) fueron entre los tres tiempos. En el pH no se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$) entre los tres tiempos.

7.2.2. Crecimiento y supervivencia

Durante el periodo experimental se midieron los índices morfométricos: PH, LCT y LT al inicio y cada 15 días durante un periodo de 90 días. Se llevó a cabo un análisis factorial completo y uno de medidas repetidas, para cada uno de los alimentos proporcionados.

Los organismos alimentados con *E. crassipes* y *T. latifolia*, en los dos análisis estadísticos, se observaron diferencias significativas ($p < 0.05$) en el PH, LCT y LT durante los 90 días; pero entre tiempos de degradación (**Figura 4**) (**Anexos**) no se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$). El mayor crecimiento de los organismos alimentados con *E. crassipes* (**Tabla 5 Anexos**), después de los 90 días, se observó en T_3 con un PH de $0.160 \pm 0.02g$, LCT de $10.53 \pm 0.53mm$ y LT de $19.55 \pm 0.83mm$. En *T. latifolia* el mayor crecimiento (**Tabla 6 Anexos**), después de los 90 días, fue para T_3 en PH con $0.140 \pm 0.02g$, en LCT y LT fue T_2 con $10.09 \pm 0.43mm$ y $18.33 \pm 0.75mm$ respectivamente.

Los organismos alimentados con Camaronina (Tratamiento control) en los dos análisis estadísticos se observaron diferencias significativas ($p < 0.05$) en el PH, LCT y LT durante los 90 días. El PH promedio al final del experimento fue de $0.229 \pm 0.02g$, LCT de $10.63 \pm 0.51mm$ y LT de $21.08 \pm 0.84mm$.

Al no encontrarse diferencias significativas ($p > 0.05$), en los dos análisis estadísticos, entre tiempos de degradación para cada macrófita, se decidió agruparlos; en la **Tabla 7** se muestran los registros de crecimiento (PH, LCT y LT) agrupados por alimento.

Tabla 7. Registro del crecimiento en PH, LCT y LT de los acociles alimentados con *E. crassipes*, *T. latifolia* y Camaronina; agrupados por alimentos, durante los 90 días.

Alimento	Tiempo (días)	PH (g) media ± EE	LCT (mm) media ± EE	LT (mm) media ± EE
<i>E. crassipes</i>	T-0	0.076 ± 0.01	7.57 ± 0.20	15.71 ± 0.42
	T-15	0.093 ± 0.01	7.71 ± 0.26	16.61 ± 0.47
	T-30	0.096 ± 0.01	8.29 ± 0.20	16.97 ± 0.43
	T-45	0.085 ± 0.01	8.09 ± 0.23	16.11 ± 0.48
	T-60	0.130 ± 0.01	8.62 ± 0.25	17.49 ± 0.50
	T-75	0.121 ± 0.01	9.37 ± 0.24	17.48 ± 0.49
	T-90	0.138 ± 0.01	10.12 ± 0.31	19.00 ± 0.51
<i>T. latifolia</i>	T-0	0.075 ± 0.01	7.30 ± 0.31	15.29 ± 0.65
	T-15	0.096 ± 0.01	7.87 ± 0.41	16.42 ± 0.73
	T-30	0.104 ± 0.02	8.06 ± 0.32	16.25 ± 0.67
	T-45	0.104 ± 0.01	8.83 ± 0.36	17.40 ± 0.75
	T-60	0.114 ± 0.02	8.23 ± 0.39	17.18 ± 0.78
	T-75	0.101 ± 0.02	8.47 ± 0.38	17.09 ± 0.77
	T-90	0.114 ± 0.02	9.25 ± 0.49	17.45 ± 0.80
Control	T-0	0.083 ± 0.01	7.63 ± 0.32	16.05 ± 0.68
	T-15	0.083 ± 0.01	7.97 ± 0.43	17.47 ± 0.77
	T-30	0.135 ± 0.02	9.30 ± 0.33	17.98 ± 0.70
	T-45	0.180 ± 0.01	9.94 ± 0.38	20.21 ± 0.79
	T-60	0.190 ± 0.02	10.25 ± 0.41	20.10 ± 0.81
	T-75	0.213 ± 0.02	10.72 ± 0.40	20.28 ± 0.80
	T-90	0.229 ± 0.02	10.63 ± 0.51	21.08 ± 0.84

En el PH no mostró diferencias significativas ($p > 0.05$) entre *E. crassipes* y *T. latifolia*; ni entre *E. crassipes* y Camaronina hasta los 30 días del experimento, y entre *T. latifolia* y Camaronina 25 hasta los 45 días. El mayor PH observado después de los 90 días fue para los organismos alimentados con Camaronina (control) de 0.229 ± 0.02 g, siguiendo *E. crassipes* con 0.138 ± 0.01 g y por último *T. latifolia* con 0.114 ± 0.02 g.

En LCT y LT no se observaron diferencias significativas ($p>0.05$) entre *E. crassipes* y *T. latifolia*; y ni entre *T. latifolia* y Camaronina hasta los 45 días; ni entre *E. crassipes* y Camaronina hasta los 30 días para LCT y 45 días para LT. El mayor valor para LCT y LT después de los 90 días fue para el grupo de Camaronina de $10.63 \pm 0.51\text{mm}$ y $21.08 \pm 0.84\text{mm}$, respectivamente, siguiendo *E. crassipes* con $10.12 \pm 0.31\text{mm}$ y $19 \pm 0.51\text{mm}$, para *T. latifolia* con $9.25 \pm 0.49\text{mm}$ y $17.45 \pm 0.80\text{mm}$ respectivamente.

El peso húmedo (PH) promedio inicial para los acociles en el tratamiento con *E. crassipes* fue de $0.076 \pm 0.01\text{g}$, *T. latifolia* de $0.075 \pm 0.01\text{g}$ y Camaronina 25 de $0.083 \pm 0.01\text{g}$; el incremento en peso con respecto a estos valores fue del 182% para *E. crassipes*, 152% para *T. latifolia* y del 276% para Camaronina. En la **Figura 5** se presenta los diagramas de caja agrupados por tratamientos de los índices morfométricos.

En cuanto a la % de supervivencia de los organismos en los diferentes tratamientos para *E. crassipes* fue del 64%; para el T₂ del 50%, T₃ y T₄ del 71%, en *T. latifolia* fue del 45%; 57% para T₂, 29% a T₃ y 50% para T₄, para Camaronina fue del 86%, después de los 90 días

7.2.3. Tasa instantánea de crecimiento y producción

Los resultados de la tasa instantánea de crecimiento (TIC) así como los de producción por cada tratamiento en los diferentes tiempos de degradación, se presentan en la **Tabla 8**. Para la TIC dentro de los tiempos de degradación para *E. crassipes*, el valor más alto fue para T₃ (0.96); y T₃ (0.84) en *T. latifolia*. Entre alimento el valor más alto es para Camaronina con 1.31, después para *E. crassipes* con 0.64 y para *T. latifolia* es de 0.42.

En la producción para *E. crassipes* el valor más alto es para T₃ con 234.50mg/m^2 ; en *T. latifolia* es para T₃ con 184.98mg/m^2 . Entre alimentos el mayor valor de producción es para Camaronina con 418.71mg/m^2 , después para *E. crassipes* con 149.38mg/m^2 y *T. latifolia* con 89.35mg/m^2 .

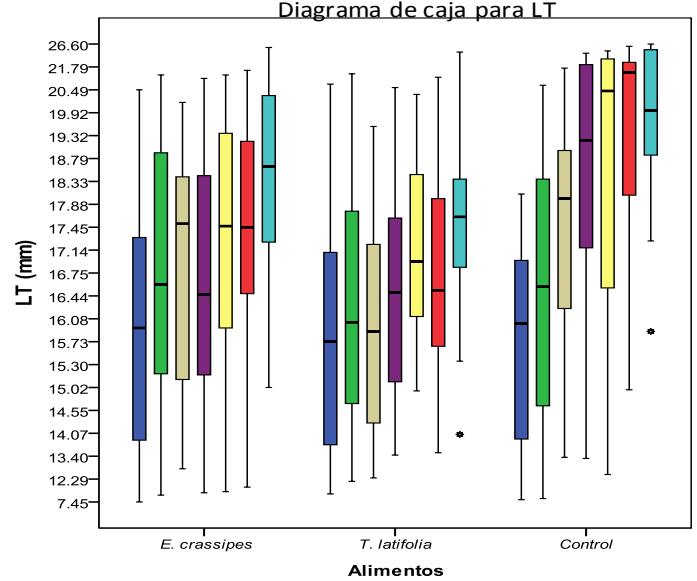
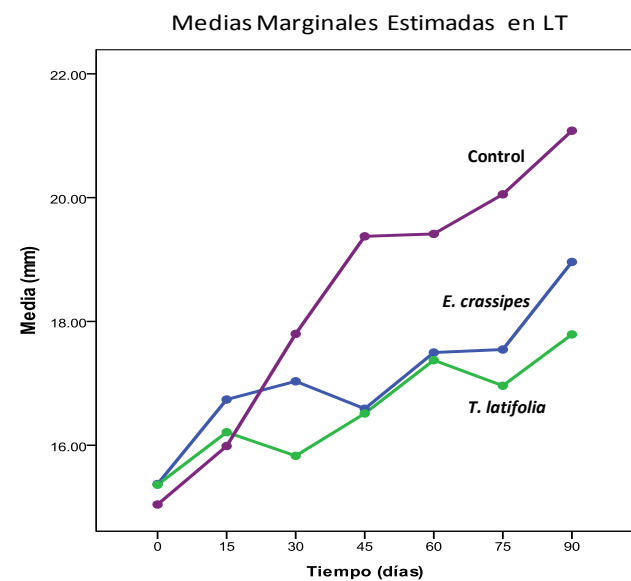
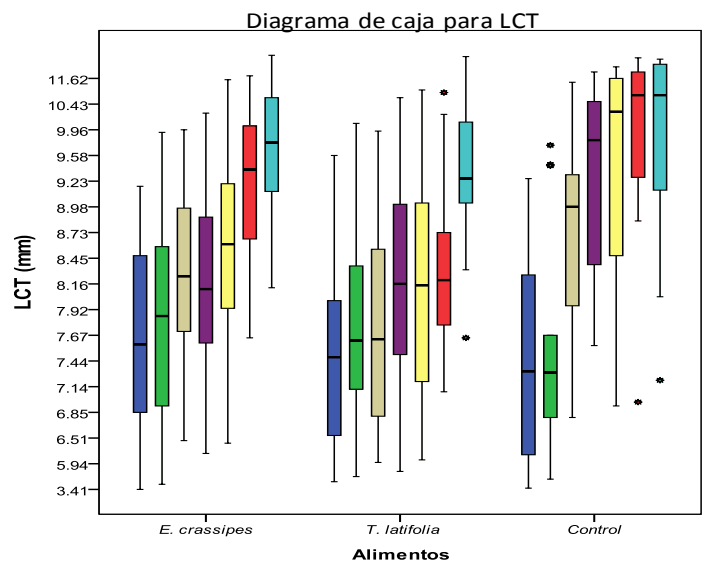
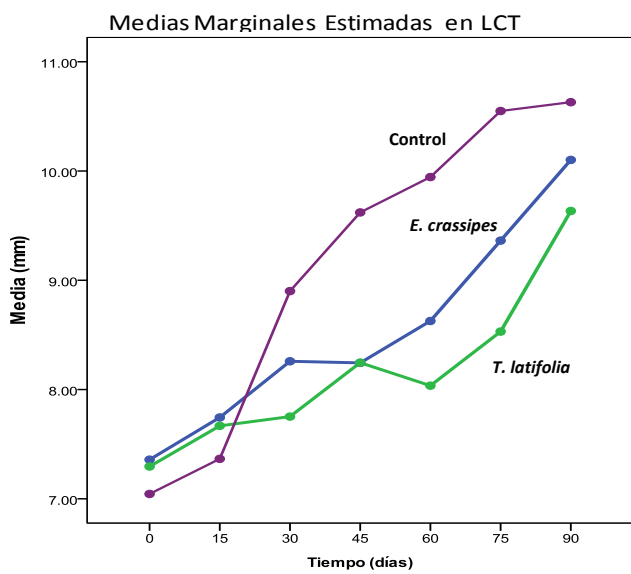
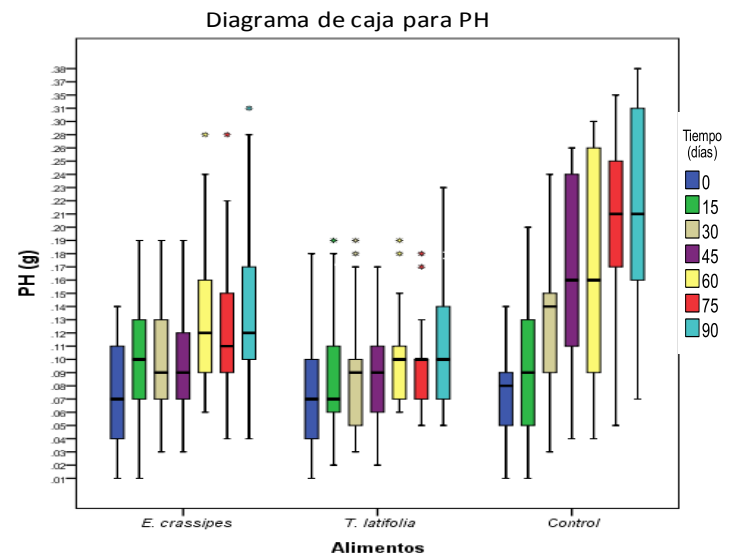
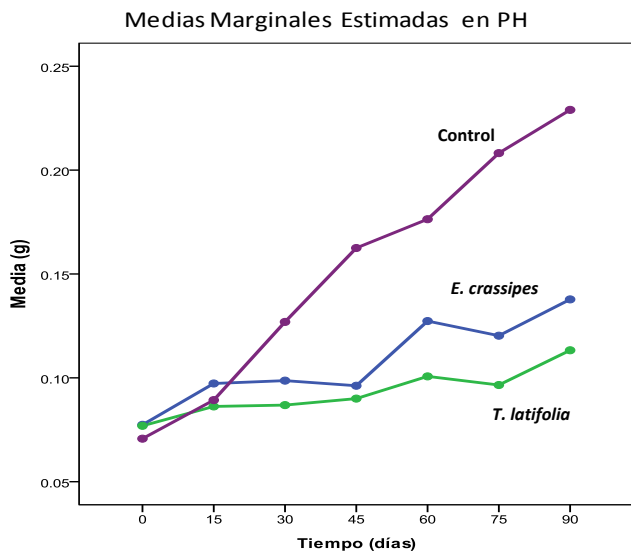


Figura 5. Diagramas de caja y medias marginales en el crecimiento en PH, LCT y LT, de los acociles alimentados con *E. crassipes*, *T. latifolia* y Camaronina durante los 90 días de experimento.

Tabla 8. Registro de la tasa instantánea de crecimiento (TIC) y producción de los acociles alimentados con *E. crassipes*, *T. latifolia* y Camaronina durante los 90 días.

Alimentos		TIC%	Producción			
			mg/0.13m ²		mg/m ²	
			día	90 días	día	90 días
<i>E. crassipes</i>	T ₂	0.59	0.19	17.39	1.49	133.79
	T ₃	0.96	0.34	30.48	2.61	234.50
	T ₄	0.36	0.12	10.38	0.89	79.85
	Total	0.64	0.22	19.42	1.66	149.38
<i>T. latifolia</i>	T ₂	0.18	0.05	4.59	0.39	35.32
	T ₃	0.84	0.27	24.05	2.06	184.98
	T ₄	0.25	0.07	6.21	0.53	47.76
	Total	0.42	0.13	11.62	0.99	89.35
Control		1.31	0.60	54.43	4.65	418.71

Para la TIC y la producción se utilizaron los datos de las biometrías y los valores se dan para el PH en mg, después de los 90 días de experimentos con cada alimento. Para la producción se muestran los valores tanto para 0.13m² y m², en un día y a los 90 días, con 107 crías/m² por tiempo de degradación en cada macrófita y por total para cada planta.

7.2.4. Tasa Metabólica (R)

La tasa de consumo de oxígeno (mg O₂/ g PS/h), se registró en un ciclo de 12 horas, y posteriormente se cálculo para un periodo de 24 horas (mg O₂ /g PS/ día). En la **Tabla 9** se muestran los valores de mg O₂ /g PS/ día, para un organismo clase talla promedio de cada uno de los alimentos suministrados

Los organismos alimentados con *E. crassipes* en el tiempo T₃ se obtuvo el consumo de oxígeno más bajo de 189.88 ± 34.01mg O₂ /g PS/día. Y los organismos alimentados con *T. latifolia* el consumo de oxígeno más bajo fue para T₂ con 171.6 ± 50.3mg O₂ /g PS/ día. Entre alimentos se obtuvo menor consumo de oxígeno para Camaronina (control) con 171.7 ± 22.2mg O₂/g PS/día, después le siguió *T. latifolia* con 239.4 ± 47.6mg O₂ /g PS/día y para *E. crassipes* 252.1 ± 28.6mg O₂ /g PS/ día.

El análisis de varianza no mostró diferencias significativas (p>0.05) entre alimento y para los tiempos de degradación en *T. latifolia*. El análisis de Tukey mostró diferencias significativas (p<0.05) solo en *E. crassipes* en T₂ con T₃ y T₄.

Tabla 9. Consumo de oxígeno (QO₂) promedio para un organismo tipo en los diferentes tratamientos (*E. crassipes*, *T. latifolia* y Camaronina).

Alimentos		Peso seco (mg)	Consumo de oxígeno		% de energía destinado a la respiración
			QO ₂		
		media ± EE	(mg O ₂ /g PS/ día)	(cal/ej.PS X día ⁻¹)	
<i>E. crassipes</i>	T ₂	32.7 ± 4.1	358.68 ± 32.03	1147.77 ± 102.51	33.46
	T ₃	39 ± 5.1	189.88 ± 34.01	607.62 ± 108.84	17.36
	T ₄	28.7 ± 4.9	207.78 ± 33.12	664.90 ± 105.99	17.76
	Total	33.5 ± 2.7	252.11 ± 28.62	806.76 ± 91.59	22.68
<i>T. latifolia</i>	T ₂	24.6 ± 6.3	171.59 ± 50.31	549.08 ± 160.97	14.86
	T ₃	34.6 ± 7.3	283.78 ± 137.05	908.10 ± 438.55	25.03
	T ₄	28 ± 6.6	262.89 ± 47.64	841.24 ± 152.44	23.78
	Total	29.1 ± 3.7	239.42 ± 47.56	766.14 ± 152.18	21.06
Control		57.5 ± 11.1	171.73 ± 22.21	549.53 ± 71.09	15.91

La tasa metabólica (mg O₂/g PS/día) fue convertida a cal/ej.PS X día⁻¹ por medio de la calorimetría indirecta, usando un Q_{ox}= 3.20 cal/mg O₂ propuesto por Elliot & Davison (1975). Entre alimento los organismos que invirtieron menos energía en el metabolismo fueron los de tratamiento control con 549.5 ± 71.1 cal/ej.PS X día⁻¹.

El porcentaje más alto de energía destinado a la respiración por los acociles se obtuvo en la dieta con *E. crassipes* del tiempo de degradación T₂ con el 33.46%, en el caso de *T. latifolia* fue el T₃ con 25.03%. Entre alimento el de menor consumo de energía, fue el alimento control Camaronina con 15.91%; para *T. latifolia* el 21.06% y en *E. crassipes* con el 22.68%. Este porcentaje de energía se considero tomando en cuenta el contenido de energía por gramos de peso seco de los acociles por tratamiento.

7.2.5. Tasa de excreción nitrogenada (U)

La pérdida nitrogenada (mg N-NH₄/g PS/día) se evaluó en los mismos organismos que se utilizaron para la medición del metabolismo, en un ciclo de 12 horas, y posteriormente se cálculo para un periodo de 24 horas (mg O₂ /g PS/ día). En la **Tabla 10** se muestran los valores de mg N-NH₄/g PS/día, para un organismo clase talla promedio y para cada uno de los alimentos.

En los organismos alimentados con *E. crassipes* y *T. latifolia* para T₂, en ambas, con 37.4 ± 6.9 y 14.6 ± 4.4mg N-NH₄/g PS/día, respectivamente, se observó la mayor tasa de excreción nitrogenada. Entre

alimentos se obtuvo la menor tasa de excreción nitrogenada en *T. latifolia* con 11.3 ± 2.4 mg N-NH₄/g PS/día, después para Camaronina (control) 13.2 ± 10.2 mg N-NH₄/g PS/día y para *E. crassipes* con 31.3 ± 4.3 mg N-NH₄/g PS/día.

El análisis de varianza no mostró diferencias significativas ($p > 0.05$) para los tiempos de degradación en *T. latifolia* y *E. crassipes*. El análisis de Tukey mostró diferencias significativas ($p < 0.05$) sólo entre *E. crassipes* y *T. latifolia*.

Tabla 10. Tasa de excreción nitrogenada (QNH₄) promedio para un organismo tipo en los diferentes tratamientos (*E. crassipes*, *T. latifolia* y Camaronina).

Alimentos		Peso seco (mg)	Excreción nitrogenada		% de energía destinado a la excreción nitrogenada
			QNH ₄		
		media \pm EE	(mg N-NH ₄ /g PS/ día)	(cal/ej.PS X día ⁻¹)	
<i>E. crassipes</i>	T ₂	32.7 \pm 4.1	37.36 \pm 6.99	151.32 \pm 28.32	4.41
	T ₃	39 \pm 5.1	27.78 \pm 6.91	112.50 \pm 28	3.21
	T ₄	28.7 \pm 4.9	28.88 \pm 9.20	116.96 \pm 37.27	3.12
	Total	33.5 \pm 2.7	31.34 \pm 4.26	126.93 \pm 17.25	3.57
<i>T. latifolia</i>	T ₂	24.6 \pm 6.3	14.64 \pm 4.45	59.29 \pm 18.01	1.60
	T ₃	34.6 \pm 7.3	8.75 \pm 4.58	35.42 \pm 18.54	0.98
	T ₄	28 \pm 6.6	10.46 \pm 4.16	42.35 \pm 16.87	1.20
	Total	29.1 \pm 3.7	11.28 \pm 2.37	45.69 \pm 9.59	1.26
Control		57.5 \pm 11.1	13.23 \pm 10.18	53.60 \pm 41.23	1.55

La tasa de excreción nitrogenada (mg N-NH₄/g PS/día) fue convertida a cal/ej.PS X día⁻¹ por medio de la calorimetría indirecta, usando un coeficiente de excreción (Q_{EX}) de 4.05 cal/mg N-NH₄ (Brafield & Solomon, 1972; Kay & Brafield, 1973).

Entre tratamientos los organismos que gastaron menos energía en excreción nitrogenada fueron los de *T. latifolia* con 45.7 ± 9.6 cal/ej.PS X día⁻¹.

El porcentaje más alto de energía destinado a la excreción nitrogenada en *E. crassipes* y *T. latifolia* fue para T₂ con 4.41% y 1.60%, respectivamente. Entre alimento el de menor consumo de energía es para *T. latifolia* con el 1.26%, le siguió Camaronina (control) con 1.55%; y para *E. crassipes* con el 3.57%.

7.2.6. Relación atómica oxígeno nitrógeno (O:N)

La excreción de nitrógeno como índice de catabolismo de proteínas se encuentra relacionada con la tasa de respiración, dado que el oxígeno es el agente oxidante del sustrato metabólico que se emplea como fuente de energía durante el catabolismo.

En la relación molecular del oxígeno (O_2) y el nitrógeno excretado ($QN-NH_4$) se consideraron los valores reportados por Mayzaud & Conover (1988) de la siguiente forma: valores de 7 -9.3 indica una oxidación proteica, valores superiores a 9.3 denotan un catabolismo de lípidos y carbohidratos y valores mayores a 24 denotan el uso de carbohidratos como sustrato metabólico. Para *E. crassipes* con una relación de 8.75 el sustrato energético es proteína, para *T. latifolia* y Camaronina (31.72 y 38.53 respectivamente) el sustrato energético es carbohidratos.

7.2.7. Análisis químico proximal

Se llevó a cabo una prueba de análisis de varianza (ANOVA), para cada uno de los análisis químicos proximales: % humedad, contenido de ceniza (Ce), materia orgánica (MO), contenido de energía del tejido (CE), proteína, lípidos, triglicéridos y glucosa, de los organismos al inicio y al final del experimento con el fin de determinar si existía variación de estos parámetros, con respecto al tiempo de degradación del alimento y entre alimentos (*E. crassipes*, *T. latifolia* y Camaronina) y los organismos iniciales. Los datos para cada uno de los grupos de organismo se muestran en la **Tabla 11**.

En los organismos alimentados con *E. crassipes* en sus tres tiempos de degradación no se encontraron diferencias significativas ($p>0.05$) para ninguno de los parámetros antes mencionados. En los alimentados con *T. latifolia* en sus tres tiempos de descomposición no se encontraron diferencias significativas ($p>0.05$) para % humedad, Ce, MO, CE, glucosa, lípidos y triglicéridos. Encontrándose diferencias marginalmente significativas ($P=0.06$) para proteínas, las diferencias fueron entre los tiempos de degradación T_2 y T_3 .

Con excepción de *E. crassipes* y Camaronina que mostraron diferencias significativas ($p<0.05$) con respecto a las proteínas. Entre alimentos y los iniciales no se encontraron diferencias significativas ($p>0.05$) entre ellos, en ninguno de los análisis químicos proximales.

El % de humedad fue menor para los organismos alimentados con *E. crassipes* ($72.61 \pm 2.36\%$); en *T. latifolia* el % de Ce ($15.14 \pm 4.38\%$) fue menor, por lo cual el de MO ($84.86 \pm 4.38\%$) es mayor. El CE del tejido fue mayor para los organismos alimentados con *T. latifolia* (3638.6 ± 77.5 cal/g). En proteína el de mayor porcentaje fueron los de *T. latifolia* con 85.48% , glucosa para *E. crassipes* con el 0.92% , lípidos y triglicéridos con el 12.35% y 3.82% respectivamente para los organismos alimentados con Camaronina.

Tabla 11. Análisis químicos proximales promedio de los organismos al inicio y alimentados con Camaronina, *E. crassipes* y *T. latifolia* en su tres tiempos de degradación.

		Humedad (%)	Ceniza (%)	Materia Orgánica (%)	Contenido Calórico (cal/g)	Proteína (%)	Lípidos (%)	Triglicéridos (%)	Glucosa (%)
Iniciales		76.65 ± 2.17	23.88 ± 4.38	76.12 ± 4.38	3425.45 ± 104.04	60.91	7.18	2.56	0.68
<i>E. crassipes</i>	T₂	66.35 ± 5.01	35.29 ± 7.58	64.71 ± 7.58	3430.61 ± 104.04	78.82	5.96	3.12	0.67
	T₃	76.28 ± 2.54	32.26 ± 5.36	67.74 ± 5.36	3499.52 ± 104.04	77.63	9.89	5.41	1.33
	T₄	75.21 ± 3.54	22.25 ± 5.36	77.75 ± 5.36	3742.86 ± 104.04	83.41	12.60	2.85	0.76
	Total	72.61 ± 2.36	29.93 ± 3.57	70.06 ± 3.57	3557.66 ± 60.07	79.40	9.23	3.68	0.92
<i>T. latifolia</i>	T₂	85.72 ± 4.34	23.08 ± 7.58	76.92 ± 7.58	3694.81 ± 104.04	64.31	12.54	2.28	0.75
	T₃	81.21 ± 6.13	21.43 ± 7.58	78.57 ± 7.58	3627.74 ± 147.13	83.15	11.15	4.56	0.85
	T₄	81.71 ± 6.13	0.92 ± 7.58	99.08 ± 7.58	3537.06 ± 147.13	81.62	12.37	0.92	0.65
	Total	82.88 ± 3.23	15.14 ± 4.38	84.86 ± 4.38	3638.60 ± 77.54	85.48	12.02	2.41	0.75
Control		82.33 ± 3.88	32.25 ± 4.38	67.75 ± 4.38	3454.62 ± 104.04	51.33	12.35	3.82	0.43

El porcentaje de triglicéridos es en base a lípidos.

7.2.8. Análisis discriminante

Se llevó a cabo un análisis discriminante con las variables: proteína, glucosa, lípidos y triglicéridos, PH, LCT y LT de los acociles (*C.(C.) montezumae*) alimentados con los tres tratamiento. La **Tabla 13** muestra los valores promedio de los indicadores considerados en el análisis discriminante.

Tabla 13. Valores promedio de las variables químico proximales e índices morfométricos de los acociles considerados en el análisis discriminante, en los tres tratamientos.

Tratamiento	n	Proteína (mg/g)	Lípidos (mg/g)	Triglicéridos (mg/g)	Glucosa (mg/g)	LCT mm	LT mm	PH g
Control	4	61.45	14.78	0.57	4.34	10.51	19.67	0.22
<i>E. crassipes</i>	3	171.63	12.98	0.41	6.72	10.69	19.82	0.17
<i>T. latifolia</i>	4	70.64	13.77	0.32	7.46	9.99	17.76	0.14
Todo	11	98.47	19.06	0.43	6.12	10.37	19.02	0.18

La **Tabla 14** muestra los valores de correlación entre las variables de los índices morfométricos (LCT, LT y PH) y análisis químico proximales (proteína, glucosa, lípidos y triglicéridos) de los acociles. Las variables LCT, LT y PH se encuentra más correlacionadas entre sí que con las variables de los análisis químicos proximales. Mientras que para los análisis químicos proximales hay una mayor relación positiva entre proteína con glucosa y lípidos, y entre la glucosa y los lípidos. Mientras que la **Figura 6** nos muestra cada grupo de los tratamientos a que variable se encuentra más relacionada.

Tabla 14. Correlación entre LCT, LT, PH, proteína, glucosa, lípidos y triglicéridos en el análisis de discriminante.

CORRELACIÓN	Proteína	Glucosa	Lípidos	Triglicéridos	LCT	LT	PH
Proteína	1						
Glucosa	0.78	1					
Lípidos	0.61	0.73	1				
Triglicéridos	0.35	0.46	-0.11	1			
LCT	-0.51	-0.76	-0.38	-0.75	1		
LT	-0.49	-0.61	-0.12	-0.88	0.89	1	
PH	-0.46	-0.63	-0.3	-0.69	0.95	0.9	1

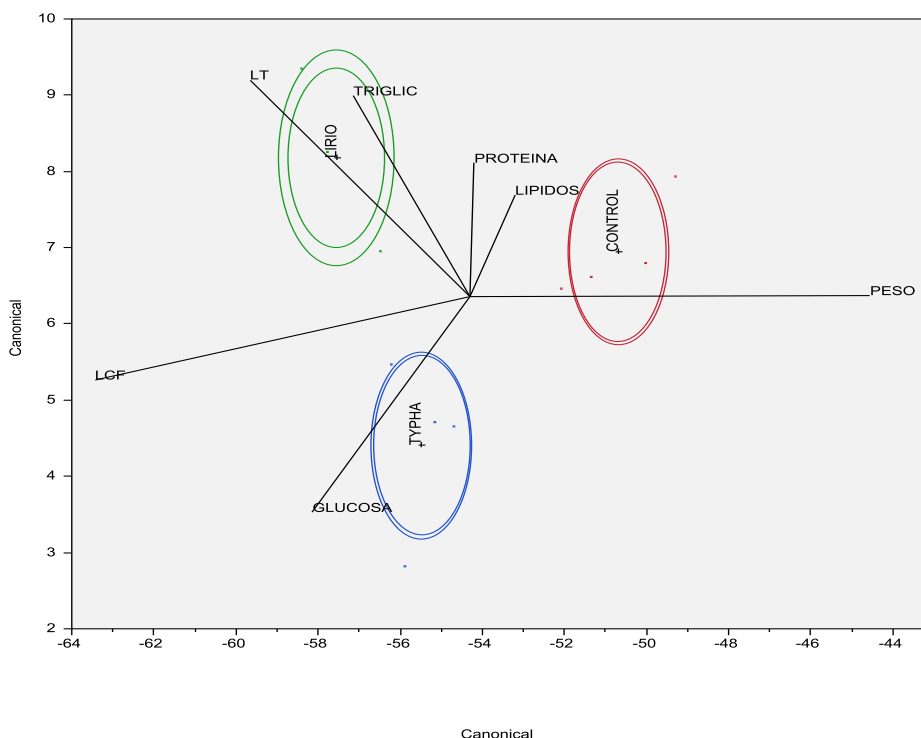


Figura 6. Análisis discriminante entre las variables (LCT, LT, PH, proteína, glucosa, lípidos y triglicéridos) y los tratamiento (*E. crassipes*, *T. latifolia* y Camaronina).

8. DISCUSIÓN

8.1. Proceso de degradación de las macrófitas

Durante el proceso de descomposición, se realiza la degradación de la planta mediante procesos físicos, químicos y biológicos que alteran su composición y por lo tanto su valor nutricional; y los efectos en el proceso de degradación depende de estos factores y del tipo de planta (Bowen, 1987).

Para el proceso de degradación aerobia, el cual produce más proteína que la descomposición anaeróbica (Nacif *et al.*, 2007), para ambas macrófitas (*E. crassipes* y *T. latifolia*) se tomaron los parámetros fisicoquímicos: temperatura (°C), potencial de hidrogeno (pH), oxígeno disuelto (O₂), conductividad (μS) y potencial redox (mV), nutrientes [nitratos (mg NO₃/L), nitritos (mg NO₂/L) y fosfatos (mg PO₄/L), dureza total (CaCO₃/L) y dureza de calcio (CaCO₃/L)] (**Tabla 1**).

Los principales factores físicos que intervienen en el proceso de descomposición son la temperatura y el oxígeno (Fry, 1987). Respecto a la temperatura (**Figura 1**) osciló, de manera similar, a lo largo de las semanas de degradación de ambas macrófitas (*E. crassipes* y *T. latifolia*) con un promedio de 17°C. Y en oxígeno disuelto no fue un limitante en este sistema de descomposición aerobia, ya que al principio se registro un bajo nivel de este factor, y posteriormente se colocaron más aereadores en el sistema de degradación, para que esté no fuera un limitante en el crecimiento de los microorganismos (**Figura 1**), aun así no fue constante durante la degradación debido al crecimiento bacteriano.

El pH (**Figura1** y **Figura2**) tendió a ser más alcalino conforme evolucionó el proceso de degradación, lo que estuvo relacionado con el incremento de la dureza de calcio y dureza total para ambos tratamientos. Nacif (2007), menciona que en un proceso de degradación de *T. latifolia* en ambiente natural (Presa Atlangatepec, Tlax.) y en el laboratorio, encontró también valores alcalinos en el pH, en ambos tratamientos. Por otra parte, los registros de oxígeno y la temperatura son muy parecidos a este trabajo en tanto que el mV, μS, NO₃, NO₂, PO₄ y contenido calórico no presentan afinidad alguna. Esto puede deberse a la cantidad y calidad de bacterias que se encuentra en el sedimento, así como a la calidad del agua, ya que para este trabajo se utilizo agua y sedimento de Xochimilco.

El potencial redox (mV) es una medida del medio a donar o recibir electrones (Wetzel, 2001). Un valor de potencial redox alto y positivo indica un ambiente que favorece la reacción de oxidación, mientras que un valor bajo y negativo indica un ambiente fuertemente reducido (Atlas y Bartha, 2002). En el proceso de degradación de ambas macrófitas se observa que el potencial redox (**Figura 1**) aumenta y después

comienzan a disminuir, tal vez sea la actividad microbiana presente, lo que puede indicar que la mayor degradación se lleva en los tiempos T2 y T3, disminuyendo para el T4. Con respecto a la cantidad de fósforo tiende a incrementarse en la degradación de *E. crassipes* y a una disminución para *T. latifolia*.

Gran parte de las sustancias orgánicas producidas por plantas y animales en lagos y ríos son descompuestas y mineralizada a través del metabolismo de varios organismos acuáticos como bacterias y hongos (Bowen, 1987), que descomponen los componentes orgánicos, que no pueden ser digeridos tan fácilmente por los organismos, e incrementan el valor nutricional de la materia orgánica (Edwards, 1987).

El conteo de bacterias mesófilas aerobias, coliformes fecales y coliformes totales presentes durante el proceso de degradación de ambas macrófitas, coadyuva a explicar como es que se lleva a cabo el proceso de degradación aerobia de estos vegetales, dado que durante el curso de la descomposición los microorganismos actúan desdoblado los nutrientes, haciéndolos más accesibles y por ende, permitiendo una mejor asimilación de estos por los organismos detritívoros.

Moss (1980) menciona que las bacterias del sedimento son especies que pueden hidrolizar polímeros de carbohidratos y otros compuestos como celulosa, lignina y quitina. Para este estudio se encontraron en el sedimento 6.5×10^5 UFC/g de mesófilas aerobias, 21 NMP de coliformes fecales y 41 NMP de coliformes totales. Para ambas macrófitas el mayor número de UFC se presentó en T₁ para las mesófilas aerobias y para las coliformes fecales en T₄ (**Tabla 2**). En coliformes totales para *T. latifolia* se presentó el mismo NMP desde el T₁ y en *E. crassipes* el mayor número se presentó en el T₃. Los UFC registradas en este proceso de degradación para ambas macrófitas (*E. crassipes* y *T. latifolia*) es mayor a lo encontrado en la descomposición de *Egeria densa* por Nacif *et al.* (2007).

Se puede observar una relación entre el oxígeno disuelto y la presencia de microorganismos mesófilos aerobios y coliformes totales, principalmente en *T. latifolia*, pues hay mayor presencia de microorganismos en T₁ y una menor cantidad de oxígeno. Mientras que para las coliformes totales en *E. crassipes* se observa (**Figura 1 y 2**) una ligera disminución en el T₂ del oxígeno en el pico máximo de crecimiento de coliformes totales.

Con respecto a los nitratos y nitritos se observa un aumento durante la degradación de ambas macrófitas esto se puede atribuir a la presencia de las bacterias que se encuentran degradando las proteínas y a los procesos metabólicos que se estaban llevando a cabo. Y para *E. crassipes* se observó una relación entre las UFC de coliformes totales y las concentraciones de nitritos y nitratos en el medio

(Figura 2 y 3), ya que en los tiempos T_1 y T_3 hay menor cantidad de UFC y de igual forma menores niveles de nitritos y nitratos; mientras en los tiempos T_2 y T_4 existe una relación directa entre UFC de coliformes totales y las concentraciones de nitritos y nitratos.

Son pocos los trabajos que se han realizado sobre la descomposición de la materia orgánica de manera aeróbica (Esteves & Barbieri 1983; Bruqueta & Neiff, 1991; Nacif, 2007; Nacif *et al.*, 2007), habiéndose reportado con mayor frecuencia los procedimientos anaeróbicos (ensilaje) (Muciño, 1981; González *et al.*, 2002; Garces *et al.*, 2006; Mier, 2009) como potencial alimento para especies acuáticas o terrestres.

8.1.1. Análisis químico proximal

Los requerimientos de nutrientes de los animales acuáticos, varían dependiendo del tipo de fuente del alimento, pero las necesidades de proteínas, lípidos, carbohidratos, vitaminas y minerales son importantes para todos los organismos. Sin embargo, el alimento debe presentar cierta proporción de estos nutrientes que le den al organismo los requerimientos necesarios, primero para el mantenimiento y actividades de rutina, y posteriormente para un mejor crecimiento y desarrollo.

El crecimiento o la formación de nuevo tejido requiere de un aporte de energía y nutrientes, no solo para los componentes del nuevo tejido, sino también, para mantener los procesos anabólicos implicados en la elaboración de estos nuevos componentes. De tal modo, que la cantidad de energía y nutrientes que un animal necesita depende de la etapa del ciclo biológico en que se encuentra, su sexo, de la estación y de las condiciones ambientales. Los animales juveniles, en crecimiento, necesitan para su mantenimiento más energía, que los maduros, aunque las necesidades energéticas se pueden ver temporalmente incrementadas debido a los procesos reproductivos (Aguilar, 1991).

En el caso de los acociles, los cuales son omnívoros y consumen plantas acuáticas y pequeñas cantidades de animales, pero gran parte de su alimento consiste en detritus enriquecido con microorganismos degradadores por lo que sus hábitos alimenticios se definen como politróficos (Pennak, 1978; Huner, 1981). En la etapa de embrión su alimentación son las sustancias nutritivas en el vitelo y cuando nace mantiene un poco de vitelo por algunos días. Las primeras fases de sus ciclo de vida los acociles transforman la materia orgánica en descomposición en alimento. Al alcanzar el estado adulto, cambian sus hábitos alimentarios se vuelven más insectívoros o carnívoros, y aprovechando la materia orgánica en descomposición. Y en el estado de senectud, donde las funciones metabólicas, se reducen a casi un tercera parte de su ritmo normal, tiene hábitos alimenticios entre herbívoro y carnívoro (Gutiérrez-Yurrita, 2008).

En el caso de *C.(C.) montezumae* en su hábitat natural García-Padilla (2010) encontró en su contenido estomacal que el material en descomposición oscila entre 6 y 13%, de materia vegetal entre el 90 y 63% y de infauna-meiofauna entre 1 y 28%. Para *C.(C.) montezumae zempoalensis*, Guarneros (1998), también reporta en su contenidos estomacal macrófitas. Se encuentran reportes también de otras especies de acociles que tienen preferencia de plantas acuáticas como *Procambarus mexicanus* por *E. crassipes* (Bautista, 1999), *Orconectes virilis* por *Chara* sp y *Lemna trisulca*, (Chambers et al., 1991), *Procambarus clarkii* y *C.(C.) montezumae* por *Elodea densa* (Wiernicki, 1984; Latournerié, 2006; Rodríguez y Carmona, 2002).

En este trabajo se utilizó como alimento dos macrófitas, *E. crassipes* y *T. latifolia*, enriquecido con sedimento y agua del medio, los cuales incrementa su valor nutricional por los microorganismos que degradan el tejido y dejan libre a una gran cantidad de elementos fácilmente asimilables para los acociles. En donde en el proceso de degradación de las macrófitas (**Tabla 3**) se encontró para *E. crassipes* valores promedio de 95% agua, 23.8% de Ce, 76.2% de MO, 33.6% de proteína, 18.4% de lípidos, 1.7% de triglicéridos, 19.95% de glucosa, 36.4% de carbohidratos, 11.8% de nitrógeno total y un CE de 3074.5 ± 89.5 cal/g. Mientras que para *T. latifolia* se encontró valores del 92.91% de agua, 8% de Ce, 92% de MO, 43.55% de proteína, 23.1% de lípidos, 4.35% de triglicéridos, 19.05% de glucosa, 28.55% de carbohidratos, 4.8% de nitrógeno total y contenido de energía de 3651.8 cal/g. Boyd (1968, 1970) realizó un estudio de contenido de aminoácidos de esta macrófita (*T. latifolia*), así, como del contenido de proteína (4g /100g de peso seco) y contenido calórico del tejido (4,262 cal/g).

Los valores para estas macrófitas (*E. crassipes* y *T. latifolia*) (**Tabla 3**) son mayores a los reportados por García (1991) y Aguilar (1991) para *Elodea* en proceso de degradación (15 días) de Ce 38.62%, MO de 61.38%, 13.61% de proteína, lípidos del 0.65%, carbohidratos del 13.56% y CE de 3327 cal/g. Y para *Elodea* fresca valores de Ce 18.06%, MO de 61.38%, 21.64% de proteína, 1.94% de lípidos, carbohidratos del 19.56% y CE de 3327 cal/g.

Boyd & Goodyear, 1971; Boyd, 1968,1970, mencionan que una gran variedad de plantas acuáticas como *Nuphar advena*, *Ceratophyllum demersum*, *Nymphae odorata*, *Eleocharis aciculata*, *Justicia americana*, *Sagittaria latifolia*, *Alternanthera philoxeroides*, entre otras, son una gran fuente de alimento rico en proteínas, y resultan buenas opciones que pueden ser utilizadas en el cultivo de crustáceos.

Otros factores a considerar dentro del alimento son: su presentación, la palatabilidad, tamaño de partícula, frecuencia de alimentación y grado de frescura; todos estos factores interactúan entre sí en la

aceptación del mismo (García, 1991). La palatabilidad (que tanto agrada un alimento, más allá de los nutrientes que este aporte), para el caso de las dos macrófitas fue buena. Se pudo observar en los acociles, colocándolos a contra luz, por el llenado de sus estómagos; pero esto se obtiene de mejor forma calculando la tasa de ingestión, por la diferencia entre el alimento suministrado y el alimento recuperado; o por el porcentaje de llenado del tracto digestivo, pero para ello es necesario sacrificar a los organismo (Rosas *et al.*, 2003).

El tamaño de partícula, ya sea pellet, hojuelas, cápsulas, alimento vivo (plantas o animales) debe ser congruente con el tamaño de los organismos. Para crías de *C.(C.) montezumae*, al tener una longitud total de 10mm aproximadamente, debe proporcionarse alimento de acuerdo a este tamaño. Las macrófitas en proceso de descomposición al ser degradadas por otros microorganismos, pueden ser ingeridas de mejor forma por los acociles. En este caso para *E. crassipes* muestro un menor tamaño que *T. latifolia*, la cual a pesar de la degradación la planta se mostraba más completa.

Con respecto a la frecuencia de alimentación en el presente trabajo no fue un determinante, ya que el alimento fue suministrado *ad libitum*; y con respecto a la frescura el alimento al encontrarse en proceso de degradación se congeló a -20°C, y de esta forma detener su descomposición; cuando fue suministrado a los organismos solo se descongeló previamente para dárselo lo más fresco posible.

Para lograr buenos resultados en la actividad acuícola es importante considerar varios aspectos como sanidad, calidad del agua y el alimento; dentro de este último, además de los nutrientes que este le puede aportar a los organismos, se debe tomar en cuenta los costos de las materias primas para su elaboración. Considerando que las macrófitas *E. crassipes* y *T. latifolia* abundan en el hábitat del acocil *C. (C.) montezumae*; la cuales les sirven como refugio y alimento, son una buena alternativa para aminorar costos de alimentación en acuicultura.

8.2. Crías de acocil *C.(C.) montezumae* alimentadas con dos macrófitas en descomposición (*E. crassipes* y *T. latifolia*)

8.2.1. Parámetros físico-químicos en los acuarios

La calidad del agua tiene influencia directa en el desarrollo de los organismos, y si estos parámetros se mantienen en niveles óptimos, el crecimiento de los organismos se expresa de mejor manera. Los parámetros de calidad de agua medido durante los 90 días de tratamiento en este trabajo fueron la temperatura (°C), potencial de hidrogeno (pH), oxígeno disuelto (O₂), conductividad (μS) y potencial

redox (mV). Se encontraron diferencias significativas ($p < 0.05$) en los parámetros antes mencionados dentro de cada tratamientos esto se puede deber al tipo de alimento suministrado, ya que al ser macrófitas en descomposición y no ser retiradas de los acuarios, propician cambios en la calidad del agua. Pero a pesar de lo anterior los parámetros en la calidad del agua (**Tabla 4**) de los acuarios se mantuvieron dentro de los óptimos reportados.

La temperatura y el oxígeno tienen una relación inversa, ya que al aumentar la temperatura del agua, disminuye la capacidad de ésta para captar oxígeno. En el presente trabajo esta relación no se ve afectada, ya que encontramos un promedio en la temperatura de promedio de 17°C y de oxígeno de 7.4 mg/l . La temperatura es uno de los principales parámetros que desempeña un papel primordial en el comportamiento, tolerancia y resistencia de las especies, ya que puede llegar a ser un factor determinante en la respuesta fisiológica como factor directriz (espacial y temporal) y controlador (funciones del organismo), modificando las funciones nerviosas, metabolismo respiratorio, captación de nutrientes e incidiendo en el desarrollo y sobrevivencia de *C.(C.) montezumae*. La capacidad del acocil a tolerar amplios intervalos de temperatura y evitar aquellas que puedan ser letales, le ha permitido una alta plasticidad ecológica que se refleja en su gran capacidad de adaptación a ambientes muy diversos.

C.(C.) montezumae en su hábitat natural vive en temperaturas que fluctúan a corto (diario) y a largo plazo (estacional) (Cornejo, 1991) en el intervalo de 10 a 30°C , y en condiciones extremas de -2 a 35°C (Flores, 2009; García-Padilla, 2010; Latournerié, com. pers.). La zona de preferencia térmica para los juveniles, subadultos y adultos oscila entre los 19°C a 25°C ; siendo este rango térmico donde se optimizan los costos del metabolismo de mantenimiento de la especie (Cornejo, 1991). Para el caso de las crías (Aguilar-Román, 2011), reporta la menor tasa metabólica y mayor crecimiento y sobrevivencia en el rango de 20 a 25°C . Palacios (2003) reporta una temperatura adecuada para *C.(C.) montezumae* en el rango que oscila entre los 12°C y los 18°C . Rodríguez y Carmona (2002) demostró que esta especie tiene una mayor tasa de ingesta y eficiencia de asimilación de alimento a 17°C que a 23°C , apoyando la preferencia de menor temperatura del acocil (Vásquez, 2009). Para la temperatura se observaron un valor promedio de 17°C en todos los tratamientos, aun así se observa **Figura 3** que la temperatura oscila a lo largo del experimento, pero se encuentra dentro de lo recomendado.

La concentración mínima de oxígeno requerida por una especie varía, pero el agua no debería presentar una concentración menor de 70% de saturación de oxígeno en organismos acuáticos (Gilbert, 1991). Con respecto a los niveles de oxígeno disponible se observó (**Figura 3**) valores por arriba de 5 mg/L . Auvergne, (1982), menciona que los valores para los acociles se deben ubicar dentro del rango de 3 a

12mg/L; y bajas concentraciones de oxígeno podrían causar la muerte o susceptibilidad a patógenos, aun así, estos organismos tienen una gran tolerancia a niveles de 1 a 2mg/L. Holdich (2002), refiere que estos organismos pueden tolerar bajas concentraciones de oxígeno gracias a que tienen un pigmento respiratorio (hemocianina) que incrementa la eficiencia del transporte de oxígeno dentro de la hemolinfa.

Los acociles requieren agua ligeramente alcalina con pH entre 6 y 8.5 en donde es imprescindible la presencia de calcio. (Palacios, 2003), señala que este elemento es necesario para la calcificación del exoesqueleto durante el crecimiento. También, el pH funciona como regulador en los procesos respiratorios y enzimáticos de todos los organismos, un valor por debajo de 5 o arriba de 9 es peligroso o letal para las comunidades dulceacuícolas (Rosas, 1976). En todos los tratamientos el pH se mantuvo dentro de lo recomendado; entre 8 y por debajo de 10 (**Figura 3**).

Si los valores del potencial redox fueran muy bajos puede presentarse problemas de anoxia en el medio, lo cual es perjudicial para algunos organismos, afectando su crecimiento, supervivencia y reproducción. (Flores, 2009). En el presente estudio en todos los tratamientos el potencial redox se mantuvo entre 200 a 400mV (**Figura 3**) esto valores están dentro de los reportados (50 a 962mV) para el hábitat de estos acociles. (Flores, 2009; García-Padilla, 2010). La conductividad es una medida de la resistencia de una solución a la corriente eléctrica y está determinada por el contenido de iones presentes (APHA, 1992). Para esta especie de acocil se reporta en su medio valores de 140 a 890 μ S a lo largo del una año (Flores, 2009; García-Padilla, 2010). Para este estudio se reporta valores dentro de los encontrados en su medio (**Figura 3**), para todos los tratamientos.

8.2.2. Crecimiento y supervivencia de crías de acocil *C.(C.) montezumae*

Uno de los recursos más importantes es la alimentación, ya que los organismos acuáticos obtienen toda la energía necesaria a partir de la transformación del alimento para el mantenimiento de sus funciones y el aumento de la biomasa (Rosas, *et al.*, 1996). En esta investigación se evaluó las bondades de las macrófitas *E. crassipes* y *T. latifolia* en procesos de descomposición sobre el crecimiento, supervivencia, producción, Tasa Instantánea de Crecimiento, algunos índices fisiológicos y análisis químico proximal en el acocil *C.(C.) montezumae*.

Cuando la cantidad ingerida de alimento sobrepasa las necesidades requeridas para el mantenimiento, se produce el aumento en las dimensiones de los organismos (longitud, volumen); a lo cual se le llama crecimiento (Werner, 1987). Siendo una respuesta de la transformación de los materiales del alimento

en constituyentes celulares, en la cual se resumen las adaptaciones fisiológicas, bioquímicas y moleculares de los organismos por lo que ha sido de gran utilidad en los ensayos nutricionales para determinar el tipo de dieta que es óptima para el cultivo de una especie.

En este trabajo entre tiempos de degradación para ambas plantas no se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$) en el crecimiento de los organismos. Aun cuando, el mayor crecimiento de los organismos alimentados con *E. crassipes* **Tabla 5** se observó en T_3 (PH de $0.160 \pm 0.02g$, LCT de $10.53 \pm 0.53mm$ y LT de $19.55 \pm 0.83mm$) al termino de los 90 días. En donde, a partir de los 60 días se puede observar **Figura 5** mayor crecimiento con respecto al PH de los organismos alimentados con *E. crassipes* en los tres tiempos de degradación (T_2 de 0.081g a 0.116g, T_3 de 0.081g a 0.137g y T_4 de 0.092g a 0.133g). Y para los organismos alimentados con *T. latifolia* el mayor crecimiento **Tabla 6**, fue para T_3 (PH con $0.140 \pm 0.02g$).

De acuerdo a lo anterior, se puede concluir que, el tiempo de degradación del ensilado, no proporciona ningún atributo diferencial para el incremento en peso de los organismos, por lo que se podría utilizar cualquiera de los tiempos de degradación. Sin embargo, para aminorar tiempo y costos de producción del ensilado se podría utilizar a los 15 días de su degradación.

Para *C.(C.) montezumae* alimentado con *Egeria densa* degradada (15 días) Latournerié (2006) reporta un crecimiento en PH de 0.102g en 35 días, mientras que para *E. crassipes* y *T. latifolia* degradadas (15 días) en un mes se encontró un crecimiento (**Tabla 4 y 5**) de 0.093g y 0.096g respectivamente, ligeramente menor, que lo reportado para los organismos alimentados con *Egeria densa*. Sin embargo en el primer estudio, los organismos iniciaron con un peso aproximado de 10mg, por lo cual la tasa de crecimiento fue mayor a los ensayos con las macrófitas de la presente investigación. Con *T. latifolia* se aproxima al PH (0.101g) hasta los 90 días; mientras que los de *E. crassipes* alcanza en esos 90 días un PH de 0.134g.

Entre macrófitas no se muestran diferencias estadísticamente significativas ($p > 0.05$) para el crecimiento. En comparación con la Camaronina (PH de $0.229 \pm 0.02g$), que fueron los organismos que crecieron más de los tres alimentos proporcionados. Los organismos tuvieron un crecimiento en comparación con los de Camaronina de un PH del 60.2% para los de *E. crassipes* y del 49.78% para los de *T. latifolia*.

C.(C.) montezumae se adapta fácilmente al alimento balanceado como es el caso de la Camaronina la cual ha sido probada con éxito en cultivos intensivos y que permite que los acociles mantengan buen estado de salud, crecimiento aceptable, supervivencia y reproducción adecuada (Vásquez, 2009; Arredondo, 2011). Esto también se observa en el presente trabajo en donde el mayor crecimiento (PH de

0.229 ± 0.02g y LT de 21.08 ± 0.84mm), supervivencia (86%), producción (418mg/m²/90días), TIC (1.31%) fue para los organismos alimentados con Camaronina. Siendo que en los análisis químicos proximal de los organismos es donde se observa los más bajos valores.

El suministro de las macrófitas *E. crassipes* y *T. latifolia* en estado de descomposición, y enriquecido con sedimento es una buena opción, ya que como se observa no hay diferencias significativas ($p > 0.05$) en el crecimiento en PH, LT y LCT en el caso de *E. crassipes* y la Camaronina hasta los 30 días; y entre Camaronina y *T. latifolia* de igual manera en PH, LCT y LT hasta los 45 días (**Figura 5**) Por lo cual, como estrategia de alimentación de bajo costo, se puede alimentar con detritus vegetal en una primer etapa y posteriormente suministrar otro alimento que les proporcione los nutrientes para optimizar su crecimiento. Ya que se ha observado que una dieta a base exclusivamente de proteína vegetal es insuficiente para mantener una alta tasa de crecimiento (Gutiérrez- Yurritia & Montes, 2001; Rodríguez y Carmona, 2002).

Se han conseguido excelentes resultados con la combinación de alimento balanceado y alimento vegetal (García, 1991), lo que al parecer indica que la presencia de una cierta fracción de alimento natural o de algún metabolito esencial contenido en él (ej. carotenos), todavía son necesarios. Los individuos que consumen dieta combinada tiene un crecimiento más rápido que aquellos que solo consumen dieta animal, y los organismos que consumen dietas vegetales tiene poco crecimiento o no sobreviven (Zimmerman, 1991).

García (1991) reporta buenos resultados en el crecimiento, producción, TIC e ingesta de *C.(C.) montezumae* alimentado con una mezcla de alimento formulado (gigante) y macrófita fresca (*Elodea*). Montemayor (2010) menciona que para crías de *Procambarus regiomontanus* se muestra un mejor crecimiento, aparte de solo dieta formulada, con la combinación de alimento formulado y berro semiacuático.

Son pocos los trabajos que se han realizado evaluando diferentes alimentos como alimento vivo, vegetal, balanceado, no adecuados a la especie, mezclas y diferentes niveles de nutrientes; en crecimiento, producción, supervivencia, ingesta, TIC, balance energético y análisis químico proximal; con diferente temperaturas, nivel de ración, clase talla, sexo, edades en acociles, etc., (Aguilar, 1991; García, 1991; Moctezuma, 1996; Latournerié, 2006; Barcena, 2000; Rodríguez y Carmona, 2002; Díaz *et al.*, 2006; Rodríguez, 1999; Castillo *et al.*, 2002; Camapaña *et al.*, 2005; Kiewek, 2002; Rodríguez *et al.*, 2010).

Y existen otros trabajos en los cuales solo se reconoce que los acociles aceptan diferentes dietas *Tubifex*, *Artemia* sp y *Daphnia*, *Poecillia reticulata*, zanahoria cocida, pero en estos trabajos se evalúan otros parámetros como la influencia de la temperatura, comportamiento, nivel de ración, número de huevos entre otros parámetros del ciclo de vida (Morone 1991; Aragonés, 1995; Santiago, 2001; Cortés *et al.*, 2002; Palacios, 2003; Cerón *et al.*, 2011).

A pesar de los valores de supervivencia que se obtiene para cada uno de los tratamientos *E. crassipes* con un promedio del 64%, en *T. latifolia* del 45% y Camaronina con el 86%; se muestra una supervivencia menor en comparación con los obtenidos por Aguilar (1991); y una mayor a los observado por Nacif (2004), García (1991). Entre macrófitas, para *E. crassipes* se observó que la supervivencia decae a los 60 días; del 88% a los 45 días a 73% a los 60 días de tratamiento; y para *T. latifolia* decrece a los 45 días; de 88% a los 30 días a 64% a los 45 días.

La disminución de la supervivencia con estas macrófitas en descomposición, se atribuye a que los organismos ya requieren de otros componentes dentro de su alimentación que las macrófitas no les pueden proporcionar. Por lo tanto, si se limita la posibilidad de elección del alimento o se mantiene una dieta concreta durante algún tiempo, determinadas carencias o excesos de la misma (de algunos minerales, vitaminas, aminoácidos, entre otros) pueden repercutir negativamente en la salud del animal, siendo una de las primeras manifestaciones la falta de apetito. (Aguilar, 1991; Cuenca y García, 1987). Otro factor que pudo influir en la mortalidad es debido a la manipulación, a pesar de que son organismos muy resistentes cuando se encuentra en etapa de muda son muy vulnerables, y al momento de las biometrías muchos de ellos se encontraban mudando.

7.2.3. Tasa instantánea de crecimiento y producción

La Tasa instantánea de crecimiento proporciona información en periodos cortos de cuanto están creciendo los especímenes, así como también a nivel poblacional y de esta forma es factible evaluar la biomasa ganada por los organismos (Aguilar, 1991). Mientras que la producción es la elaboración total de tejido durante un intervalo de tiempo y puede ser medida en términos de peso húmedo, peso seco, contenido de nitrógeno o contenido de energía (Chapman, 1971).

Para este trabajo la producción se considero en peso húmedo, obteniéndose los mejores resultados tanto en producción como en la TIC, en ambas macrófitas, en el T₃ de la degradación (**Tabla 4**). A pesar de que dentro de los organismos alimentados con *T. latifolia*, en los diferentes tiempos de degradación, T₃ refleja la menor supervivencia (29%) esto no afectó las producción y la TIC al final del tratamiento. La

TIC alcanzada en los organismos alimentados con camaronina (1.31) fue del doble que para *E. crassipes* (0.64); y entre macrófitas el *E. crassipes* superó a *T. latifolia*.

Entre macrófitas (**Tabla 8**) los acociles alimentados con *E. crassipes* mostraron una producción de 19.42mg y los de *T. latifolia* de 11.62mg, en 90 días. Por otra parte, García (1991) durante 40 días, reporta una producción de 26mg con la mezcla *Elodea* – gigante, y 17.4mg en la combinación *Spirulina*-gigante, durante un período de 40 días de crecimiento. Esto corrobora que la mezcla de alimento balanceado y vegetal proporciona una mayor producción en menor tiempo.

8.2.4. Índices fisiológicos

El aspecto nutricional y bioenergética de los especímenes en un cultivo, resultan fundamentales, ya que el conocimiento integrado de ambos rubros, permite una visión más concreta del desempeño del organismo. De esta forma podemos establecer una adecuada estrategia alimenticia y mejoras en la producción del sistema de cultivo. Los índices metabólicos de QO_2 y NH_4 indican el grado en que un individuo emplea sus reservas de energía ya sea en su hábitat, o en determinadas condiciones experimentales y/o de cultivo. Por lo cual, los índices metabólicos representan un indicador cuantitativo de la energía utilizada en los mecanismos metabólicos (Hill & Wyse, 2006).

8.2.4.1. Tasa Metabólica (R)

El metabolismo aerobio de los organismos se determina como el consumo de oxígeno y representa la energía necesaria para el catabolismo y anabolismo, si este consumo es debido a la actividad espontánea se denomina metabolismo de rutina (Beamish & Mookherjee, 1964).

La tasa de consumo de oxígeno ($mg O_2 / g PS/h$) de rutina, se registró en un ciclo de 12 horas, y posteriormente se calculó para un periodo de 24 horas ($mg O_2 / g PS / día$) para un organismo clase talla promedio de cada uno de los alimentos suministrados después de 90 días de tratamiento y en condiciones de ayuno. Los resultados indicaron que los organismos con el menor consumo de oxígeno fue para *E. crassipes* en el T_3 ($607.6 \pm 108.8 cal/ej.PS / día$), para *T. latifolia* en el T_2 ($549 \pm 160.9 cal/ej.PS / día$); el cual equivale a 17.36% y 14.86% respectivamente del porcentaje de energía destinado para cubrir las demandas de energía diarias del acocil.

Entre alimento el más bajo consumo de oxígeno (**Tabla 9**) se presentó en los organismos alimentados con Camaronina ($549.5 \pm 71.1 cal/ej.PS / día$) que equivale al 15.91% del contenido calórico del tejido; estos

fueron seguidos por *T. latifolia* (766.14 ± 152.2 cal/ej.PS /día) con el 21.06% y *E. crassipes* con el 22.68% (806.76 ± 91.6 cal/ej.PS /día).

En este estudio se observó que la cantidad de energía invertida en el metabolismo de rutina que destinaron los organismos alimentados con estas tres dietas, fue menor comparado con organismos en condiciones propias de su habitat natural, en donde aproximadamente la misma clase talla destina entre el 60% y 72% dependiendo de la época del año y considerando que su alimento es detritus, infauna, meiofauna, y materia vegetal (García-Padilla, 2010).

8.2.4.2. Tasa de excreción nitrogenada (U)

Cuando la energía del alimento se transforma en energía neta disponible para el metabolismo y el crecimiento, se pierde una parte de la energía digerible por medio de la excreción de catabolitos vía la orina y por las branquias (Guillaume *et al.*, 2004). El amonio es el principal compuesto en la excreción nitrogenada en organismos amoniotéticos, ya que este constituye alrededor del 80% de dicha excreción. La medición de productos nitrogenados es de gran importancia para investigar la influencia de factores nutricionales sobre el metabolismo de las proteínas y establecer un panorama completo del balance de nitrógeno en estos organismos (Forster & Goldstein, 1969).

La pérdida vía excreción nitrogenada (mg N-NH₄/g PS/día), para un organismo clase talla promedio y proveniente de cada uno de los alimentos proporcionados fué mayor en T₄, con 112.5 ± 25 cal/ej.PS/ día en *E. crassipes* y en el T₃ 35.42 ± 18.54 cal/ej.PS/ día en *T. latifolia*, 3.12 y 0.98% respectivamente de energía destinada a el proceso de excreción nitrogenada. Esta pérdida es resultado principalmente del catabolismo de las proteínas y su desaminación cuando los aminoácidos se utilizan para la obtención de energía en vez de ser empleadas para la síntesis de nuevas proteínas tisulares (Guillaume *et al.*, 2004).

Entre alimentos el porcentaje de energía destinado a excreción nitrogenada para *E. crassipes*, *T. latifolia* y Camaronina fue del 3.57% ,1.26% y 1.55% respectivamente. Estos valores son menores que los reportados por García-Padilla (2010), para organismos de aproximadamente la misma clase talla, el cual oscila de (11 a 12%) dependiendo de la época.

8.2.6. Relación atómica oxígeno nitrógeno (O:N)

La energía en los animales se obtiene al catabolizar los diferentes nutrientes que constituyen una dieta como son los carbohidratos, lípidos y proteínas. El balance adecuado de estos nutrientes permite suministrar energía y materias primas para una actividad anabólica óptima, lo cual incluye además del crecimiento, la reproducción y la formación de otros componentes como compuestos respiratorios y hormonas (Díaz, 1988).

Una forma de conocer la relación entre el tipo de alimento y el uso de los diferentes sustratos energéticos es a través de la evaluación de la razón O:N, en virtud de que la excreción de nitrógeno como índice de catabolismo de proteínas se encuentra relacionada con la tasa de respiración, dado que el oxígeno es el agente oxidante del sustrato metabólico que se emplea como fuente de energía durante el catabolismo. Por lo que a través de la razón O:N es posible determinar que nutrientes endógenos ó exógenos son la fuente principal de energía metabolizable, la cual es utilizada tanto para la acumulación de biomasa como para satisfacer las necesidades energéticas asociadas con el mantenimiento de la estabilidad fisiológica (Mayzaud & Conover, 1988).

En los resultados de este estudio, los organismos alimentados con *E. crassipes* mostraron una relación de O:N de 8.75 señalando la principal fuente de energía es proteína, mientras que para *T. latifolia* y Camaronina (se obtuvo 31.72 y 38.53 respectivamente), denotando que el sustrato energético es carbohidratos. Latournerié (2006), reporta para acociles alimentados con *Egeria densa* en descomposición una relación de O:N de 72, indicando una oxidación de lípidos y carbohidratos.

8.2.7. Análisis químico proximal

Desde la época prehispánica el acocil *C.(C.) montezumae* ha sido fuente de alimento de diversas culturas asentadas principalmente en el Valle de México (Villalobos *et al.*, 1993). Sin embargo en la actualidad es capturado de manera artesanal en diversos estados del centro del país como Tlaxcala, Hidalgo, Distrito Federal y Puebla (Rodríguez y Mendoza, 1999). Estos organismos, aún están profundamente arraigados a la tradición alimentaria de los pueblos rurales, hay un gran número de personas que desconocen el valor que representa consumirlo por su elevado nivel de proteínas, además de ser una especie de fácil reproducción y resistente a enfermedades. Tomando en cuenta su tamaño, el acocil *C.(C.) montezumae* se puede consumir en su totalidad, incluyéndose el exoesqueleto, lo cual representa una ventaja en relación a otras especies de mayor talla.

En este trabajo también se evaluó el valor nutricional que proporciona el acocil *C.(C.) montezumae* alimentado tanto con las macrófitas en proceso de descomposición y la Camaronina, así como en los organismos al inicio del tratamiento. Los índices evaluados fueron % humedad, contenido de ceniza (Ce), materia orgánica (MO), contenido de energía del tejido (CE), proteína, lípidos, triglicéridos y glucosa.

Para los organismos alimentados con ambas plantas en los tres tiempos de degradación, no se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$) en ninguno de los índices evaluados. Solo se observó una diferencia marginalmente significativa ($P=0.06$) para el contenido de proteína con los organismos alimentados con *T. latifolia* entre T_2 (64.31%) y T_3 (83.15%), mostrando el mayor porcentaje en este último tiempo. Entre alimentos el menor % de humedad fue para los organismos alimentados con *E. crassipes* ($72.61 \pm 2.36\%$); los de *T. latifolia* muestran el mayor % de MO ($84.86 \pm 4.38\%$) y de CE del tejido (3638.6 ± 77.5 cal/g). En proteína el de mayor porcentaje fueron los de *T. latifolia* con 85.48%, glucosa para *E. crassipes* con el 0.92%; y para lípidos y triglicéridos con el 12.35% y 3.82%, respectivamente, para los acociles alimentados con Camaronina.

En otras investigaciones Sánchez (2007), reporta para *C.(C.) montezumae* recolectados de la zona agrícola de Xochimilco valores de 16.93% de Ce, 62.12% de proteína, 6.27% de lípidos y 7.90% de fibra. García-Padilla (2010), menciona también para organismos de Xochimilco del canal de Cuemanco, valores de 28% de Ce y 72% de MO; González (1989) en Morrone (1991) señala valores para el acocil de la presa de Atlangatepec (Tlaxcala) de 78.01% de MO, 54.53% de proteína, 5.55% de lípidos y 8.72% de nitrógeno. Santos *et al.* (2011) evaluaron el aporte nutricional del acocil *C.(C.) montezumae* que se encuentra en la presa Madin del Municipio de Atizapan de Zaragoza encontrando valores del 77.57% de humedad, 76.7% de MO, 44.04% de proteína, 20.17% de carbohidratos, 3.56% de lípidos y 23.30% Ce. Rodríguez y Carmona (2002) reportan para la misma especie contenido del 73.47 % de MO, 51.38 % de proteína, 0.60 % de lípidos y contenido calórico de 3.364 cal/g. Latournerié (2006), refiere un contenido de calórico de 2459.9 cal/g y García (2010) de 2947 cal/g estos valores son menores a los encontrados en este trabajo (**Tabla 11**) para los organismos alimentados con *T. latifolia*, *E. crassipes* y Camaronina.

En el presente trabajo, el valores nutricional (**Tabla 11**) para *C.(C.) montezumae* alimentado con las distintas dietas y al compararse con los organismos al inicio de los tratamientos, se observa en proteína (60.91% iniciales) un aumento del 18.49% con *E. crassipes* y del 24.57% para *T. latifolia*; mientras camaronina muestra una disminución del 9.58%. Para lípidos (7.18% iniciales) hay un aumento promedio del 2% en los organismos alimentados con *E. crassipes*, del 4.84% en *T. latifolia* y, del 5.17% con Camaronina. En glucosa (0.68% iniciales) hay un aumento del 0.24% en los de *E. crassipes* y 0.07% en *T.*

latifolia, una disminución 0.25% en Camaronina esto se puede ver relacionado con la forma en que canalizan cada uno de los nutrientes contenidos en el alimento como fuente de energía para la formación de tejido y el mantenimiento de las funciones de rutina, para ello se sugiere realizar estudios de asimilación de los nutrientes, de encontrar los niveles óptimos de estos en diversas dietas, así como delimitar las mejores condiciones ambientales que ayuden a optimizar el crecimiento y mejorar su valor nutricional en los acociles.

La energía metabolizable de un alimento y que no es disipada en producción de calor, es retenida en el cuerpo en forma de nuevo tejido. Parte de la energía retenida es almacenada como proteína y parte como grasa, pero a medida que el animal se acerca a su tamaño de maduración una mayor proporción de la energía es almacenada como grasa corporal, la importancia de los depósitos depende de un gran número de factores (Aguilar, 1991).

La concentración de lípidos en los organismos mostró un ligero aumento con respecto a las tallas, en los diversos tratamientos ensayados, siendo los organismos alimentados con Camaronina los de mayor nivel (12.35%), y a su vez los que mostraron mayor crecimiento PH y LT ($0.229 \pm 0.02g$ y LT de $21.08 \pm 0.84mm$, respectivamente). Y entre macrófitas los organismos alimentados con *T. latifolia* mostraron mayor cantidad de lípidos (12.02%) pero no así el mayor crecimiento (**Tabla 7**), esto pudo deberse a la alta mortalidad que se presentó en estos organismos, pero a pesar de ello los organismos en los tres tratamientos alcanzaron tallas de pre-adultos (**Tabla 5 y 6**).

Álvarez y Rangel (2007) mencionan que las tallas de la primera reproducción en acociles *C.(C.) montezumae* son de 24mm de longitud en hembras y 21mm en los machos. Considerando que en la etapa de reproducción los organismos almacenan más lípidos los cuales son destinados para los procesos de maduración gonádica, fecundidad y producción de huevos. En este estudio se obtuvieron valores mayores en los acociles, conforme se acercan a la etapa de reproducción pudiéndose deber al material de reserva que estos necesitan.

El acocil ha sido considerado como una rica fuente de proteína, en este trabajo se corrobora ya que se observa una mayor cantidad de esta en los organismos alimentados con macrófitas en descomposición, se mantiene una cantidad mayor al 50% para todos los organismos. Entre los organismos alimentados con *E. crassipes* y Camaronina mostraron diferencias significativas ($p < 0.05$) con respecto a las proteínas, la **Tabla 12** muestra como los organismos alimentados con *E. crassipes* ($152.37 \pm 74.92mg/g$ Ps) presentan más del doble de proteína que los alimentados con Camaronina ($61.45 \pm 30.64 mg/g$ Ps). Con

respecto a la proteína del alimento suministrado, se puede observar una relación entre la cantidad de proteína de alimento y la contenida en los organismos, pero esto se puede corroborar mejor con análisis de asimilación de la proteína. Ya que la proteína desempeña un papel preponderante debido a que es necesaria para el desarrollo del músculo y de las gónadas, es decir, es empleada para el crecimiento, como para el proceso reproductivo de los organismos (Guillaume *et al.*, 2004). Siendo la proteína una de los nutrientes más importantes que se busca contenga un alimento. Al no mostrarse estadísticamente diferencias significativas ($p > 0.05$) en los índices evaluados; en el valor nutricional del acocil *C.(C.) montezumae* con respecto al tiempo de ensilado en *E. crassipes* y *T. latifolia* se recomienda utilizar el T₂.

En condiciones aerobias, la energía utilizada por los organismos es derivada de la oxidación de los compuestos orgánicos (proteína glucosa y lípidos) procedente de la digestión de los alimentos y de la renovación de células y tejidos (Guillaume *et al.*, 2004). En el análisis de correlación entre las variables (**Tabla 14**) se observa una relación positiva entre proteína glucosa y lípidos, que fueron para este estudio la principal fuente de energía de los acociles.

El análisis discriminante (**Figura 6**) nos muestra como cada tratamiento se encuentra más relacionado a alguna variable en particular. Para el caso de los acociles alimentados con Camaronina se encuentra mejor relación con la ganancia en peso. Por otra parte los acociles alimentados con *E. crassipes* están más relacionados con los triglicéridos y la LT. Los triglicéridos estarían vinculados con reservas de lípidos que posteriormente le ayudaran como fuente de energía en los procesos de maduración gonádica, fecundidad y producción de huevos, ya que los acociles alcanzaron tallas de pre-adulto. Y en los acociles alimentados con *T. latifolia* hay una mayor relación con la cantidad de glucosa, esto puede estar relacionado con una situación de estrés, debido a la falta de algunos nutrientes por parte del alimento que provocó la alta mortalidad.

La finalidad en la acuicultura es que los organismos en cultivo produzcan una buena calidad de tejido en el menor tiempo posible, esto se vincula directamente con la calidad del alimento proporcionado, el cual debe cumplir con los requerimientos mínimos nutricionales para el buen desarrollo, crecimiento y una buena producción de tejido. En este trabajo se encontraron buenos resultados con las macrofitas *E. crassipes* y *T. latifolia* en proceso de descomposición, las cuales podrían emplearse en las primeras etapas de crecimiento de las crías de acocil, como una estrategia alimenticia de bajo costo.

9. CONCLUSIONES

- En el proceso de degradación de las macrófitas *E. crassipes* y *T. latifolia* incrementan su valor nutricional por los microorganismos que degradan el tejido y dejan libre a una gran cantidad de elementos fácilmente asimilables para los acociles.
- Durante el proceso de degradación de las macrófitas en el análisis químico proximal no se encontraron diferencias significativas ($p>0.05$) para ninguno de los parámetros entre tiempos de degradación. Y entre macrófitas no se encontraron diferencias significativas ($p>0.05$) con respecto al % de humedad y nitrógeno total.
- En el crecimiento de los organismos entre tiempos de degradación para ambas plantas no se encontraron diferencias significativas ($p>0.05$). Se puede concluir que, el tiempo de degradación del ensilado, no proporciona ningún atributo diferencial para el incremento en peso y longitud total de los organismos, se podría utilizar cualquiera de los tiempos de degradación. Sin embargo, para aminorar tiempo y costos de producción del ensilado se podría utilizar a los 15 días de su degradación.
- No hay diferencias significativas ($p> 0.05$) en el crecimiento en PH, LT y LCT para los organismos alimentados con *E. crassipes* y la Camaronina hasta los 30 días; y entre el Camaronina y *T. latifolia* hasta los 45 días. Por lo cual, después de estos tiempo se sugiere suministrar otro alimento que les proporcione los nutrientes para optimizar su crecimiento.
- El mayor crecimiento, sobrevivencia, producción y menor consumo de oxígeno fue para los organismos alimentados con Camaronina.
- En ambos grupos de organismos alimentados con T₃ de las macrófitas en degradación se mostró una mejor TIC y Producción. Y entre macrófitas los organismos alimentados con *E. crassipes* muestran una mayor TIC y Producción. En los índices fisiológicos registrados para la Tasa metabólica (R) el menor consumo de oxígeno para los organismos alimentados con *E. crassipes* fue en el T₃ y para *T. latifolia* en el T₂, y entre macrófitas fue para *T. latifolia*. Para la Tasa de excreción nitrogenada (U) la menor pérdida fue en T₄ en *E. crassipes* y en el T₃ con *T. latifolia*, y entre macrófitas en los organismos alimentados con *T. latifolia*. Para lo cual,

- En el análisis químico proximal del tejido para los organismos alimentados con ambas plantas en los tres tiempos no se encontró diferencias significativas ($p > 0.05$) en ninguno de los índices evaluados. Por lo que con respecto al tiempo de ensilado en *E. crassipes* y *T. latifolia* se recomienda utilizar el T₂.

- El uso de los ensilados de *E. crassipes* y *T. latifolia* como alimento aporta más del doble de proteínas a la composición del tejido del acocil.

- Se encontró buenos resultados con las macrófitas *E. crassipes* y *T. latifolia* en proceso de descomposición, por lo que se sugiere usarlas como una estrategia de alimento de bajo costo durante los primeros 30 días de crecimiento en crías de acocil.

10. LITERATURA CITADA

- Aguilar, E.R. 1991. Crecimiento y producción del acocil *Cambarellus montezumae* (Saussure) (Crustacea: Astacidae) empleando alimento vegetal. Tesis de licenciatura. Facultad de ciencias. UNAM. 76p.
- Aguilar-Román, E. 2011. Efecto de la temperatura en el metabolismo energético y crecimiento de crías de acocil *Cambarellus montezumae* (Saussure). Tesis de licenciatura. Facultad de ciencias. UNAM. 89p.
- Álvarez, F. y Rangel, R. 2007. Estudio poblacional del acocil *Cambarellus montezumae* (Crustacea: Decapoda: Cambaridae) en Xochimilco, México. Revista Mexicana de Biodiversidad 78: 431-437 pp.
- APHA, AWWA, WPCF. (Public Health Association, American Water Works Association y Water Environment Federation). 1992. Métodos normalizados para el análisis de agua potable y residuales. Ed Díaz de Santos, S.A. Madrid.
- Aragones, R.G. 1995. Realizar investigación que permita conocer y aplicar la biotecnología para producir en cautiverio acocil, rana, ajolote, desarrollo de lotes. Informe servicio social. UAM-Iztapalapa. 101 p.
- Arredondo, F.L. 2011. Aspectos reproductivos del acocil *Cambarellus (Cambarellus) montezumae* (Crustacea: Decapoda: Cambaridae) en condiciones controladas. Revista Mexicana de Biodiversidad 82: 168-178pp.
- Arredondo, F.J., Vásquez, G.A., Barriga, S.I., Carmona, O.C. & Rodríguez, S.M. 2010. Effect of density on growth and feeding of the crayfish *Cambarellus montezumae* (Saussure, 1857). Journal of Applied Aquaculture. 22:66-73pp.
- Atlas, R.M. y Bartha, R. 2002. Ecología microbiana y microbiología ambiental. Madrid, España. 677p.
- Auvergne, 1982. El cangrejo de río. Mundi-Prensa. Madrid España. 119p.
- Ávila, B. E. 2000. Composición actual de la ictiofauna del lago de Xochimilco. Tesis de Licenciatura. Escuela Nacional de Estudios Profesionales Iztacala. UNAM. 72 p.
- Ávila, S.F. 2011. Determinación de la calidad microbiológica del acocil *Cambarellus montezumae*. Tesis de Licenciatura en Medicina Veterinaria Zootecnista. UNAM. 81p.

Barbosa, M. 1998. Aplicación de modelos estadísticos al estudio de crecimiento del acocil *Cambarellus montezumae* (Saussure) en condiciones de laboratorio. Tesis de especialidad (Estadística Aplicada). UNAM. 32p.

Barcena, B.L. 2000. Evaluación de dietas regionales en el crecimiento (longitud y peso) del acocil *Cambarellus montezumae*, bajo condiciones de cultivo. Tesis de licenciatura en biología agropecuaria. Universidad Autónoma de Tlaxcala. 96p.

Bautista, H.V.1999. Consumo de lirio acuáticos (*Eichhornia crassipes*-Mart) por los acociles (*Procambarus mexicanus*-Erichson, 1846) en un ciclo anual. Informe servicio social. UAM-Xochimilco. 28p.

Beamish, F.W.& Mookherjii, P.S. 1964. Respiration of fishes with special emphasis on standard oxygen consumption. In: Influence of weight and temperature on respiration of gold fish *Carassius auratus*. Can. J. Zool, 42. 161-175pp.

Benítez, P.L. 2008. Evaluación de la distribución de metales pesados en las plantas acuáticas jacinto de agua (*Eichhornia crassipes*) y tul (*Thypha* spp) utilizadas en la planta de tratamiento de aguas residuales la cerra, villa canales por medio de fluorescencia de rayos x. Maestría en ciencias y tecnología del medio ambiente. Facultad de ingeniería. Universidad de San Carlos de Guatemala, Guatemala. 68p.

Boyd, C.E. 1968. Fresh-water plants: a potencial source of protein. Economic Botany. Vol.22. No.4.359-368pp.

Boyd, C.E. 1970. Amino acid, protein and caloric content of vascular aquatic macrophytes. Ecology. Vol.51. No.5. 902-906pp.

Boyd, C.E. & Goodyear, P.C. 1971. Nutritive quality of food in ecological systems. Hydrobiology. Vol.64. No.2. 256-270p

Bowen, S.H. 1987. Composition and nutritional value of detritus. In: Moriarty, D.J. & Pullin, R.S. editors. Detritus and Microbial Ecology in Aquaculture. International Center for Living aquatic Resources Management (ICLARM) Conference Proceedings 14. 192-216pp.

Brafield, A.E. & D.J. Salomon. 1972. Oxicalorific coefficients for animals respiring nitrogenous substrates. Comparative Biochemistry Physiology 43:837-841.

Bruqueta, Z.I. & Neiff, J.J. 1991. Decomposition and colonization by invertebrate of *Typha latifolia* L. litter in Chaco cattail swamp (Argentina). *Aquatic Botany*, 40. 185-193pp.

Camapaña, T.A., Martínez, C.R., Villareal, C.H. y Civera, C.R. 2005. Estudio de los parámetros de producción del acocil Australiano *Cherax quadricarinatus* (Von Martns, 1958), variando el nivel de proteína en su dieta. *Hidrobiología*. UAM-Iztapalapa. Vol. 15. No. 3. 255-260pp.

Cantú, L.L. 1959. Contribución al conocimiento de la embriología de una especie de acocil: *Cambarellus montezumae montezumae* (Sauss). *Crustacea: Decapoda*. Tesis de licenciatura. Facultad de ciencias UNAM. 37p.

Carrión, H.C. 2010. Evaluación del lirio acuático (*Eichhornia crassipes*) como remediador de agua y mejoramiento del suelo en el ANP de Xochimilco. Tesis licenciatura en biología. UNAM. 89p.

Castillo, C.E., Cisneros, L.M., Ortiz, S.L. y Jover, C.M. 2002. Evaluación de dietas proteicas en precrías de langosta de agua dulce (*Cherax quadricarinatus*). I Congreso Iberoamericano Virtual de Acuicultura. 1-5pp.

Cerón, O.A., Monroy, A.M., León, E.j., Hernández, E.L., Montufar, S.E. 2010. Evaluación de la influencia del alimento y calidad del agua en el crecimiento de post-larvas del acocil (*Cambarellus montezumae*). I Reunión Nacional de Innovación Acuícola y Pesquera de Campeche. *Nutrición Acuícola*. 41pp.

Cerón, O.A., Monroy, A.M., León, E.j., Hernández, E.L., Montufar, S.E. 2011. Resultados preliminares sobre la reproducción como un efecto secundario en cultivos controlados del acocil de río (*Cambarellus montezumae*). Memoria II Reunión Nacional de Innovación Acuícola y Pesquera. León, Guanajuato.

Chambers, P.A., Honson, J.M. and Prepas, E.E. 1991. The effect of aquatic plant chemistry and morphology on feeding selectivity by the crafish, *Oconectes virilis*. *Freshwatwe Biology*, 25. 339-348pp.

Chapman, W.D. 1971. Production. In: Bagenal, T. (Ed.) *Methods for assessment of fish production in fresh waters*. 3er.Ed.IBP.No3. Blackwell Sci. Publ. Oxford. 1-365p.

Chow, P.s. & S.M. Landhäuser. 2004. A method for routine measurements of total sugar and starch content in woody tissues. *Tree Physiology* 24:1129-1136p.

Civera, C.R. y Cruz, S.L. 1982. Bioensayo de incubación artificial del acocil *Cambarellus montezumae*, (Saussure, 1858)(Decapoda, Astacidae). Informe servicio social. UAM Iztapalapa. 75p

Colín, H.S. 2006. Estudio sobre el crecimiento y ciclo de vida del *Cambarellus montezumae montezumae* (Saussure, 1857) de los canales de Xochimilco; México, DF. Informe servicio social. UAM Iztapalapa. 57p.

Coll, M.J. 1987. Cría del cangrejo de río. Eds. Hispano Europea. Barcelona. 158p.

Cornejo, R.A. 1991. Selección térmica del acocil *Cambarellus montezumae* (Saussure) (Crustacea: Astacidae) y su correlación con algunos índices fisiológicos: diferencias estacionales. Tesis de licenciatura. Facultad de ciencias. UNAM. 71p.

Cortés, J.E., Villareal, C.H. y Rendón, R.H. 2002. Efecto de la frecuencia alimenticia en el crecimiento y sobrevivencia de juveniles de langosta de agua dulce *Cherax quadricarinatus* (Decapoda: Parastacidae). I Congreso Iberoamericano Virtual de Acuicultura. 882-890pp.

Cortés, O.A. 2010. Interacción de depredación entre el ajolote (*Ambystoma mexicanum*) y el acocil (*Cambarellus montezumae*) especies nativas de Xochimilco. Tesis Maestría en Ciencias Biológicas. UNAM. 64p.

Cuenca, C.E. y García, G.M. 1987. Ingesta y conducta alimentaria. En Nutrición en acuicultura; Espinosa, M.J. y Labarta, U. Madrid Vol.3. 1-65pp.

DeGaves, S., Pentcheff, D., Ahyong, S., Chan, T., Crandall, K., Worschak, P., Felder, D., Feldmann, R., Fransen, C., Goulding, L., Lemaitre, R., Low, M., Martin, J., Schweitzer, C., Tshudy, D., Wetzler, R. 2009. A classification of living and fossil genera of decapods crustaceans. National University Singapore. Raffles bulletin of Zoology. Supplement No. 21: 1-109pp.

Díaz, I.C. 1988. Aspectos de la fisiología de los organismos acuáticos. Ed. Pueblo y educación, Cuba. 118p.

Díaz, Z.G. 1989. Infestación y problemas del lirio en ecosistemas acuáticos. En control y aprovechamiento del lirio acuático en México. Comisión Nacional del Agua. 43-49pp.

Díaz, F., Escalante, G., Denisse, A. y Sierra, E. 2006. Fisiología energética de *Cherax quadricarinatus* (Von Martens) alimentado con dos dietas, expuesto a un régimen constante y fluctuante de temperatura. Hidrobiológica. UAM-Iztapalapa. Vol. 16. No. 1. 35-44pp.

Edwards P. 1987. Use of terrestrial vegetation and aquatic macrophytes in aquaculture. In: Moriarty, D.J. & Pullin, R.S. editors. Detritus and Microbial Ecology in Aquaculture. International Center for Living aquatic Resources Management (ICLARM) Conference Proceedings 14. 240-281pp.

Elliot, J.M. & Davison, M.J. 1975. Energy equivalents of oxygen consumption in animal energetic. *Oecología*, 19. 195-201pp.

Escamilla, L.A. 1998. Composición química y obtención de concentrados de proteína foliar de plantas acuáticas presentes en los canales de Xochimilco. Tesis licenciatura en química de alimentos. UNAM. 98p.

Espinoza, E. G. A. 1992. Evaluación de un calentador solar rustico con funcionamiento nocturno para el cultivo del acocil mexicano (*Cambarellus montezumae*) en clima templado. Colegio Nacional de Educación Profesional Técnica el Zarco. 142p.

Esteves, F.A. & Barbieri, R. 1983. Dry weight and chemical change during decomposition of tropical macrophytes in lobo reservoir, San Pablo, Brazil. *Aquatic Botany*, 16. 285-295pp.

Félix, C.L. y Gutiérrez, Y.P. 2005. Influencia de los factores ambientales en la ecología poblacional de *Cambarellus montezumae* (Crustacea, Decápoda). Resumen. Memorias XVII Congreso Nacional de Zoología, Monterrey, N.L.

Fitzpatrick, J.F., Jr. 1983. A revision of the dwarf crawfisher (Cambaridae, Cambarellinae). *Journal of Crustacean Biology* 3(2):266-277.

Flores, R.A. 2009. Análisis preliminar de algunos factores físico-químicos indicadores de la calidad del agua en Xochimilco. Tesis de Licenciatura UNAM. 92p.

Forster, R.P. & Goldstein, L. 1969. Formation of excretory products. In: *Fish Physiology*. Vol. I. Academia press, New York. 313-350pp.

Fragoso, C.M., Auró, O.A., Álvarez, R.E. 2003. Estudio comparativo del comportamiento productivo en acuario, del acocil (*Cambarellus montezumae*) alimentado con excretas de cerdo ensiladas y empastilladas contra un alimento comercial para tilapia. *Veterinaria REDVET*.

Fry, J.C. 1987. Functional roles of major groups of bacteria associated with detritus. In: Moriarty, D.J. & Pullin, R.S. editors. *Detritus and Microbial Ecology in Aquaculture*. International Center for Living aquatic Resources Management (ICLARM) Conference Proceedings 14. 83-122pp.

García, O.A. 1991. Efecto de diversas dietas sobre la sobrevivencia y crecimiento de crías del acocil *Cambarellus montezumae* (Saussure)(Crustacea: Astacidae). Tesis de licenciatura. Facultad de Ciencias. UNAM. 73p.

García-Padilla.G. 2010.Estimación del balance energético del acocil *Cambarellus montezumae* en el lago de Xochimilco. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias. UNAM. 92p.

Garces, M.H., Suárez, H. E. y Serón, L.G. 2006. Evaluación de la calidad bromatología del ensilaje de pasto kikuyo y mani forrajero. Revista Lasallista de Investigación. Colombia. Vol. 3. No. 2. 34-37pp.

Gilbert, B. 1991. Acuicultura. Eds. Omega, S.A. Barcelona. Vol. 1. 478p.

González, V.E. 1997. Presencia de metales pesados en *Cambarellus montezumae*, *Ambystoma mexicanum* y *Chirostoma jordani*, especies endémicas comestibles del área lacustre de Xochimilco. Informe servicio social. UAM Xochimilco. 63p.

González, J., Alvir, M.R., Rodríguez, C.A. y de la Roza, B. 2000. Estudio preliminar del valor nutritivo para rumiantes de la enea (*Typha latifolia*) y del esparganio (*Sparganium* sp.). Nutrición y alimentación XXV. 291-293pp.

González, Y.J., Auro, O.A. y Anilao, T.V. 2002. Evaluación del crecimiento de carpa (*Cyprinus carpio*, var. *communus*) alimentada con cerdaza ensilada. Veterinaria México. UNAM. Vol. 33. No. 2. 109-118pp.

Guarneros, E.B. 1998. Espectro trópico y comportamientos alimentarios del acocil *Cambarellus zempoalensis* durante un ciclo anual. . Tesis licenciatura en biología. UNAM. 77p.

Guillaume, J., Kaushik, S. y Metailler, R. 2004. Nutrición y alimentación de peces y crustáceos. Ed. Mundi-Prensa, España. 475p.

Gutiérrez-Yurrita, P.J. 2008. 10. Nuevos paradigmas y retos de la ecología. En: Crustáceos de México estado actual de su conocimiento. Álvarez, F.N. y R.A. Gabino. Universidad Autónoma de Nuevo León.301-329pp.

Gutiérrez- Yurritia, P.J. & Montes, C. 2001. Bioenergetics of juvenil of red swamp crayfish (*Procambarus clarkki*). Elsevier Science,130. 29-38pp.

Gutiérrez, Y.P.J., Morales, A.O., Oviedo A., Ramírez, C.P. 1997. Distribution, spread, hábitat characterization and conservation of the crayfish species (Cambaridae) in Querétaro (Centro México). *Freshwater Crayfish* 13: 288-297pp.

Hill, W.R. & Wyse, A.J. 2006. *Animal Physiology*. Ed. Panamericana. Madrid, España. 1036p.

Hinojosa, D. & L. Zambrano. 2004. Interaction of common carp (*Cyprinus carpo*) with bentic crayfish decapods in shallow ponds. *Hydrobiology* 515: 115-122pp.

Holdich, D.M. 2002. *Biology of Freshwater Crayfish*. Blackwell Science. Oxford England. 702p.

Huner, J.V. & J.E.Barr.1984. Red swamp crawfish. Biology and exploitation. The Louisiana Sea Grant College Program, Louisiana State University.135p.

Huner, J.V. 1981. Information about the biology and culture of red crawfish *Procambarus clarkii* (Girard, 1852) (Decapoda: Cambaridae) for fisheries managers in Latin America. *An. Inst. del mar y Limnología*. UNAM. 8(1):43-50pp.

Inclan, R. 1990. Reproducción de acociles *Procambarus bouvieri* (Ortmann), en cautiverio. *Acuavisión*. Revista Mexicana de acuicultura. Año IV. Num 20. 23-26pp.

Inouye, S.L y L. R. Guiherme. 2006. Comparison of macrograimetric and microcolorimetric lipid determination methods. *Talanta*, 70 (3): 584-587.

Instituto Nacional de Estadística y Geografía (INEGI). 2009. Cuaderno estadístico delegacional de Xochimilco, Distrito Federal. Sistema Nacional de Información Estadística y Geográfica. <http://www.inegi.org.mx>. Consultado en enero 2009.

Kay, D.G. & A.E. Brafield. 1973. The energy relations of the polychaete *Neanthes virens* (Sars). *Journal Animal Ecology* 42(3): 673-692.

Kiewek, M.M. 2002. Efecto del nivel de lípidos en el desarrollo de juveniles de langosta de agua dulce *Cherax quadricarinatus* (Von Martens 1868). Tesis Licenciatura. UNAM. 78p.

Klekowsky, R.Z. & Duncan, A. 1975. Physiological approach to ecological energetics. In *Methods for Ecological Bioenergetics*. Blackwell Science Oxford. 100p.

Latournerié, C.J., Nacif, O.Y., Cárdenas, V.R. Y Romero, J.J. 2006. Crecimiento, producción y eficiencias de energía de crías de acocil *Cambarellus montezumae* (Saussure) alimentadas con detritus de *Egeria densa*. Revista electrónica de veterinaria REDVET. 7(12). 1-11pp

Lot, A., Novelo, R.A., Olvera, G.M., Ramírez, G.P. 1999. Catálogo de angiospermas acuáticas de México. Instituto de Biología. UNAM. México. 161p.

López, M.M. 2008. Sistemática de los acociles de México. En: Crustáceos de México estado actual de su conocimiento. Álvarez, F.N. y R .A. Gabino. Universidad Autónoma de Nuevo León. 115-164pp

Lucas, A. 1996. Bioenergetics of Aquatic Animals. Taylor y Francis. U.K. 1-165p.

Maldonado, R.G. 1990. Respuesta al stress térmico del acocil *Cambarellus montezumae* (Saussure), (Crustacea: Astacidae). Comparación de métodos. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias, UNAM. 75p.

Manios, T., Stentiford, E.I., Millner, P. 2003. Removal of heavy metals from a metaliferous water solution by *Typha latifolia* plants and sewage sludge compost. Chemosphere 53, 487–494pp.

Mayzaud, P. & R.J. Conover. 1988. O:N atomic ratio as a tool to describe zooplankton metabolism. Marine Ecology Progress series (45): 289-302.

Mier, Q.A. 2009. Caracterización del valor nutricional y estabilidad aeróbica de ensilados en forma de microsilo para maíz forrajero. Universidad de Cordoba. 66p.

Moctezuma, M.A. 1996. Bases biológicas y técnicas para el cultivo del acocil *Cambarellus montezumae*. Tesis maestría en acuicultura. Universidad de Colima. 85p.

Monroy, A.M., Cerón, O.A., León, E.J., Ramírez, R.D., Aguilar, P.M. y Montufar, S.E. 2010. Análisis de parámetros físico- químicos que afectan la población en medio natural del acocil (*Cambarellus montezumae*) en Tezontepec de Aldama, Hgo. I Reunión de Innovación acuícola y Pesquera Campeche. Nutrición acuícola. 43pp.

Montemayor, L.J., Mendoza, A.R., Aguilera, G.C. y Rodríguez, A.G. 2010. Influencia de la alimentación sobre la reproducción y crecimiento del acocil regio (*Procambarus regiomontanus*) especie en peligro de extinción. Ciencias Universidad Autónoma de Nuevo León, Vol. XVII. No. 3. 276-286pp.

Moriarty, D.J. 1987. Methodology for determining biomass and productivity of microorganisms in detrital. In: Moriarty, D.J. & Pullin, R.S. editors. Detritus and Microbial Ecology in Aquaculture. International Center for Living aquatic Resources Management (ICLARM) Conference Proceedings 14. 4-31pp.

Morones, B.F. 1991. Aspectos reproductivos bajo condiciones de laboratorio de *Cambarellus montezumae* (Saussure) proveniente de la zona lacustre de Xochimilco, D.F. Informe servicio social. UAM Xochimilco. 94p.

Moss, B. 1980. Further studies on the palaeolimnology and changes in the phosphorus budget of Barton Broad, Norfolk. Freshwater Biology Vol. 10, No. 3. 261–279pp.

Muramoto, S. & Oki, Y. 1983. Removal of some heavy metals from polluted water by water hyacinth (*Eichhornia crassipes*). Bull. Envir on. Contam. Toxicol. 30. 170-177pp.

Muciño, Z.R. 1981. Análisis químico del ensilado de lirio acuático (*E. Crassipes*) bajo diferentes métodos de ensilaje. Tesis de Licenciatura en Medico Veterinario Zootecnista. UNAM. 44p.

Nacif, O.Y. 2004. Evaluación del proceso de descomposición aeróbica de la macrófita *Egeria densa* presente el hábitat de *Cambarellus montezumae* y su potencial como alimento para esta especie. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias. UNAM. 63p.

Nacif, O.Y., Cárdenas, V.R., Romero, J.J. y Latournerié, C.J. 2007. Evaluación del proceso de descomposición aeróbica de *Egeria densa* como alimento potencial para especies acuáticas. REDVET. Vol. VIII. No.4. 11p.

Nacif, O.Y. 2007. Dinámica hidrológica de la presa de Atlangatepec. Tlaxcala. Análisis de indicadores bacterianos. Tesis de Maestría en Ciencias Biológicas. UNAM. 74p.

Niño, S. y Lot, A. 1983. Estudio demográfico del lirio acuático *Eichhornia crassipes* (Mart) Solms: Dinámica de crecimiento en dos localidades selectas de México. Boletín de la Sociedad Botánica de México. Vol 11, No. 45.

Núñez, L.R., Y. Meas-Vong, R. Ortega y E. Olguín 2004. Fitorremediación de aguas contaminadas: fundamentos y aplicaciones. CIENCIA, 55(3): 69-82.

Núñez-López R. A., Y. Meas-Vong, R. Ortega y E. Olgúin. 2005. Sistemas de lirio acuático (*Eichhornia crassipes*); una alternativa sustentable para el tratamiento de aguas contaminadas con metales pesados. *Aquaforum*, 39(9):29-31.

Núñez-López R. A., Y. Meas-Vong, R. Ortega y E. Olgúin. 2009. Rizofiltración, lixiviación y electro-recuperación: una propuesta integral para el tratamiento de aguas contaminadas con plomo a partir del lirio acuático (*Eichhornia crassipes*). *Ciencia@uaq*. 2(1).

Nystrom, P., C. Bronmark & W. Graneli. 1996. Patterns in benthic food webs: a role for omnivorous crayfish? *Freshwater Biology* 36: 361-646pp.

Nystrom P. & J. Strand. 1996. Grazing by native and an exotic crayfish on aquatic Macrophytes. *Freshwater Biology* 36: 673-682pp.

Olvera, V.V. 1989. Biología y ecología del lirio acuático *Eichhornia Crassipes* (Mart.) Salms. En control y aprovechamiento de lirio acuático en México. Comisión Nacional del Agua. 9-42pp.

Palacios, G.A. 2003. Aspectos de reproducción, alimentación y crecimiento en cautiverio de *Cambarellus montezumae*, Saussure 1857, (Crustacea: Decapoda) de Xochimilco. Informe final de servicio social. 44p.

Pennak, R.W. 1978. *Freshwater invertebrates of the United States*. Ed. Jhon Wiley and Sons, Nueva York. 803p.

Quiroz, F.A., Miranda, G.A., Lot, A.H. 2008. Estudio comparativo de algunas variables fisicoquímicas del agua en canales secundarios de Xochimilco con y sin *Eichhornia crassipes* (Martuis) Solms- Laubach. *Polibotánica*. IPN. México. 127-133pp.

Rojas, Y., F. Álvarez y J.L. Villalobos. 2002. Morphological variation in the crayfish *Cambarellus (Cambarellus) montezumae* (Crustacea: Decapoda: Cambaridae). In *Modern approaches to the study of Crustacea*. E. Escobar-Briones and F. Álvarez (eds.). Kluwer Academic /Plenum, New York. p. 311-317.

Rosales, B.J. 2006. La contaminación del lago Xochimilco por aguas negras y su influencia en la agricultura local. Tesis licenciatura en Geografía. UNAM. 71p.

Rosas, M.M. 1976. Datos biológicos sobre el acocil del lago de Pátzcuaro (*C. montezumae patzcuarensis*). *Memorias del Simposio sobre pesca en aguas continentales*. Tuxtla Gutiérrez, Chiapas. 40-63 pp.

Rosas, C., Sánchez, A., Díaz, E., Soto, L. A., Gaxiola, G., & Brito, R. 1996. Effect of dietary protein level on apparent heat increment and post-prandial nitrogen excretion of *Penaeus setiferus*, *P. schmitti*, *P. dourarum* and *P. notialis* postlarvae. Journal World Aquaculture. Soc. 27: 92 – 102pp.

Rosas, C., Sánchez, A., Chimal, E. y Brito, R. 2003. Manual de método para la evaluación del balance energético en crustáceos. 43p.

Rodier, J. 1981. Análisis de las aguas. Aguas naturales, aguas residuales y agua de mar. Ed. Omega. España. 137-140p.

Rodríguez Almaraz, G.A. y R. Mendoza Alfaro. 1999. Crustáceos nativos de agua dulce: conocimiento y utilización, en 3^ª Reunion Nacional de Redes de Acuicultura. Cuernavaca, Morelos. (DIGITAL).

Rodríguez, S.M. 1999. Biología y sistemática de los Cambaridos del sudeste de México y su potencial aprovechamiento en la acuicultura. Tesis de Doctorado en Ciencias Biológicas. UNAM. 118p.

Rodríguez, S.M. y Carmona, O.C. 2002. Balance energético del acocil *Cambarellus montezumae* (Saussure) (Crustacea: Astacidae: Cambaride) pérdida de energía en la tasa metabólica. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, Villahermosa, México. Universidad y ciencia 18:36. 182-134 pp.

Rodríguez, S.M., Carmona, O.C. & Arredondo, F.L. 2010. Growth of juvenile crayfish *Procambarus llamasii* (Villalobos, 1955) fed different farm and aquaculture commercial foods. Journal of Applied Aquaculture, 22. 140-148pp.

Roy, E. 1985. El cangrejo de río, biología y nutrición. Acribia, S. A. Zaragoza España.

Rzedowski, G.C. y Rzedowski, J. 1990. Flora fanerogamica del Valle de México. Instituto de Ecología. Vol 3, 274-276pp.

Sagova, M. 2002. Interaction between crayfish, benthic invertebrate, macrophyte roots and sediment in a littoral zone. Archiv fur Hydrobiologie 155: 645-665pp.

Salcedo, S. V. 1978. Fluctuación de la población de la fauna asociada al lirio acuático (*Eichhornia crassipes* Kunth) y su relación con la contaminación en el lago de Xochimilco. Tesis Licenciatura biología. UNAM. 65p.

Sánchez, M.P. 2007. Aprovechamiento de los ambientes reducidos en los canales de Xochimilco para el cultivo del acocil *Cambarellus montezumae*, para consumo humano. Tesis maestría en ciencias agropecuarias. UAM Xochimilco. 44p.

Santiago, M. C. 2001. Evaluación de la tasa de crecimiento de *Cambarellus montezumae* (Saussure 1858) (Crustacea: Decapoda) a diferentes temperaturas bajo condiciones de laboratorio y algunos aspectos de su ciclo biológico. Informe servicio social. UAM Xochimilco. 50p.

Santos, C. E. 1998. Importancia ecológica y socioeconómica del “acocil” (*Cambarellus montezumae* Crustacea: Decapoda), de dos embalses de Tlaxacala. Informe servicio social. UAM Xochimilco. 45pp.

Santos, M.S., Melo, R.V., Schettino, B.B., Jiménez, A.H., Jiménez, A.C. 2011. Consumo de acocil *Cambarellus montezumae* como fuente importante de macronutrientes. Revista Latinoamericana de Química. 75pp.

Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Norma Oficial Mexicana NOM – 059 – ECOL - 2001. 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. Publicada en el Diario Oficial de la Federación el 6 de marzo de 2004.153 p.

Stevens, M. & Hoag, C. 2006. Broad-leaved Cattail. Plant Guide. United States Department of Agriculture Natural Resources Conservation Service. Universidad de California.

Talbot, C. 1985. Laboratory in fish feeding and nutritional studies. In (Eds.) Tayler P.& Calow. P. Fish Energetics: new perspectives. Croom Helm Publishers, London. 300pp.

Taylor, C.A. 2002. Taxonomy and conservation of native crayfish stocks, en D.M. Holdich (ed.). Biology of fresh water crayfish: 236-255 Blackwell Science Ltd. 702p.

Vásquez, G.A. 2009. Aspectos sobre la reproducción y el crecimiento del acocil *Cambarellus (C.) montezumae* (Saussure, 1857), en condiciones de laboratorio. Tesis de Maestría en ciencias agropecuarias UAM-Xochimilco. 101p.

Villalobos-Hiriart, J.L., Cantú, D.A., Lira, F.E.1993. Los crustáceos de agua dulce de México. Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural 44:267-290p.

- Villalobos, A. 1943. Observaciones sobre *Cambarellus montezumae* (Saussure) y algunas formas sobre su descripción de una especie nueva. Anales del instituto de biología. Tomo XIV. Num.2. UNAM. 587-611pp.
- Villalobos, F.A. 1955. Cambarinos de la Fauna Mexicana (Crustacea: Decapoda). Tesis Doctorado. Facultad de Ciencias. UNAM. 290p.
- Villalobos, F.A. 1983. Crayfishes of México. National Autonomus University of Mexico. Smithsonian Inst. Sci. Washington. 50p.
- Werner, S. 1987. Principios fundamentales de la alimentación en los peces. Ed. .Acribia España. 275p.
- Wetzel, R.G. 2001. Limnology: lake and river ecosystems. Academic press. San Diego. 1006p.
- Wiernicki, C. 1984. Assimilation efficiency by *Procambarus clarkii* feed elodea (*Egeria densa*) and its products of decomposition. Aquaculture 36. 203-215pp.
- Ye, Z.H., Baker, J.M., Wong, M.H., Willis, A.J. 1997a. Copper and Nickel Uptake, Accumulation and Tolerance in *Typha latifolia* with and without Iron Plaque on the Root Surface. New Phytologist, Vol. 136, 481-488 pp.
- Ye, Z.H., Baker, J.M., Wong, M.H., Willis, A.J. 1997b. Zinc, Lead and Cadmium Tolerance, Uptake and Accumulation by *Typha latifolia*. New Phytologist, Vol. 136, No. 3, 469-480pp.
- Zar, J. H. 1984. Biostatistical Analysis. Prentice-Hall. USA. 1-620p.
- Zimerman, J.A. 1991. Feed behavior of Japanese crab *Protonus trituberculatus* (Miers). Fac. Agric. Kyushu. 45. 122-128pp.

11. ANEXOS

ALIMENTO CONTROL (CAMARONINA)

Laboratorio de análisis químico para alimentos

Facultad de Veterinaria y Zootecnia

Departamento de nutrición animal.

Análisis Químico

Materia seca	94.76%
Humedad	5.24%
Proteína Cruda (Nitrógeno * 6.25)	26.64%
Extracto Etéreo (Lípidos)	12.22%
Ceniza	10.45%
Fibra Cruda	1.76%
Extracto libre de nitrógeno	43.67%

Los resultados se expresan en base húmeda

*Método AOAC Química Proximal (1990)

Análisis Químicos Proximal

- **% de humedad.** Se tomaron sub-muestras (macrófita ó acocil) y se deshidrataron a 60⁰ C en una estufa Marca Blue-M, por diez días hasta obtener un peso constante. A partir de la diferencia entre Peso Húmedo (PH) y Peso Seco (PS) de las muestras se obtuvo el porcentaje de agua corporal.
- **Contenidos de ceniza (Ce) y materia orgánica (MO).** Se tomaron sub-muestras (macrófita deshidratado ó acocil deshidratado) se incineraron a 550⁰C en una mufla (Marca Lindberg) durante 3.5 hrs. A partir de la diferencia de PS y Ce de la muestra se obtuvo el porcentaje de MO.
- **Contenidos de energía (CE) o valor calórico del tejido.** Se tomaron sub-muestras (macrófita deshidratado ó acocil deshidratado) y se fabricó un pellet de 1g, se mido el valor calórico del tejido mediante el método de calorimetría directa, empleando una bomba calorimétrica (Parr 1341) estandarizada previamente con ácido benzoico.

Homogenizados macrófitas

- **Primer homogenizado (proteína y glucosa)**

Se llevo a cabo tomando de macrófita deshidratado de cada una de las semanas de la degradación *T. latifolia* 100 mg y *E. crassipes* 200 mg, cada uno fue homogenizado con 2 ml de Buffer de Lisis (pH 7.4) en un homogenizador Dounce de 7 ml el cual se encontraba sumergido en hielo para evitar la degradación del contenido del tejido. El homogenizado fue filtrado con una malla de nylon y se colocó en un tubo Eppendorf de 2 ml el cual se coloca en hielo para su posterior análisis.

- **Segundo homogenizado (lípidos y triglicéridos)**

Se tomó 100 mg de macrófita previamente deshidratado y se homogenizó con 2 ml de cloroformo:metanol (1:1) en un homogenizador Dounce de 7 ml el cual se sumergió en hielo para evitar la degradación del contenido del tejido. El homogenizado se colocó en un tubo Eppendorf de 2 ml y se centrifugo a 3000 rpm por 5 minutos a 3^oC. Una vez centrifugado se colocaron los tubos en hielo para su posterior análisis.

Homogenizado acociles

▪ Primer homogenizado (proteína y glucosa)

Cada organismo fue homogenizado con 2ml de Buffer de Lisis (pH 7.4) en un homogenizador Dounce de 7ml el cual se encontraba sumergido en hielo para evitar la degradación del contenido del tejido. El homogenizado se colocó en un tubo Eppendorf de 2ml y se centrifugó a 3000 rpm por 5 minutos a 3°C. Una vez centrifugado se colocan los tubos en hielo para su posterior análisis.

▪ Segundo homogenizado (lípidos y triglicéridos)

Se tomó 500µl del primer homogenizado se le colocó 1ml de cloroformo:metanol (1:1) en un tubo Eppendorf de 2ml y se centrifugó a 3000 rpm 5 minutos a 3°C. Se retiró el sobrenadante, el precipitado se resuspendió con ayuda del vortex y los tubos se colocaron en hielo para su posterior análisis.

Estándares del análisis químico proximal

- Estándar para Proteína: 10mg de albúmina de suero bovino y se afora con 10ml de agua destilada. La curva patrón fue realizada con los valores 0, 3, 6, 9 µl del estándar más reactivo de Bradford para completar 250 µl y se trató como la muestra.
- Estándar para Glucosa SpinReact. La curva patrón se realizó con los valores 0, 2, 4, 6 µl del estándar más 30 µl de Buffer de Lisis más reactivo para glucosa para completar 250 µl y se trató como la muestra.
- Estándar para Lípidos: 10mg de aceite de maíz y se afora a 10ml con acetona. La curva patrón fue realizada con los valores 0, 10, 25,50, 75 µl del estándar se dejó evaporar y se trató como la muestra.
- Estándar para Triglicéridos SpinReact. La curva patrón se realizó con los valores 0, 3, 6, 9µl del estándar más 500µl de reactivo para Triglicéridos y se trató como la muestra.
- Estándar de Glucosa (50µl/ml). La curva patrón fue realizada con los valores 0.1, 0.2, 0.3, 0.4, del estándar y se trató como la muestra.

Reactivos del análisis químico proximal

- **Buffer de Lisis.** Para realizar 50ml de Buffer de Lisis. Disolver en agua destilada 302.75mg de Tris, 50mg de SDS, 438.3mg de NaCl y 0.5ml de Tritón, se ajusta a Ph 7.4 y se afora a 50ml.
- **Reactivo de vainillina.** Se disolvió 150mg de vainillin en 25ml de agua destilada caliente, en baño maría, se agregó 100ml de Ácido Fosfórico al 85%, se colocó en un frasco tapado con papel aluminio.

Figura 1. Parámetros físico-químicos registrados cada tercer día durante cuatro semanas, en el proceso de degradación de las macrófitas *E. crassipes* y *T. latifolia*.

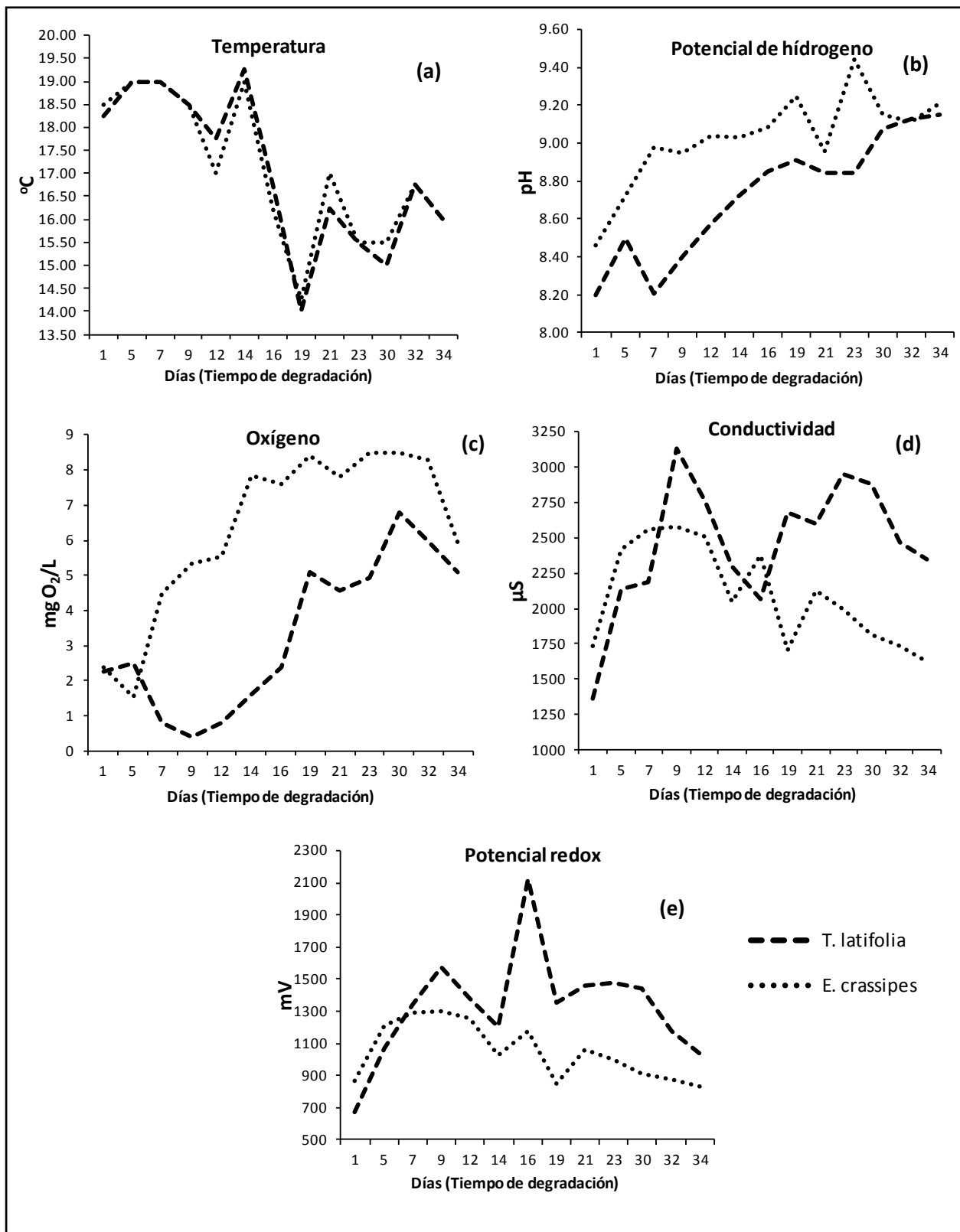


Figura 2. Nutrientes registrados cada semana en el proceso de degradación de las macrófitas *E. crassipes* y *T. latifolia*.

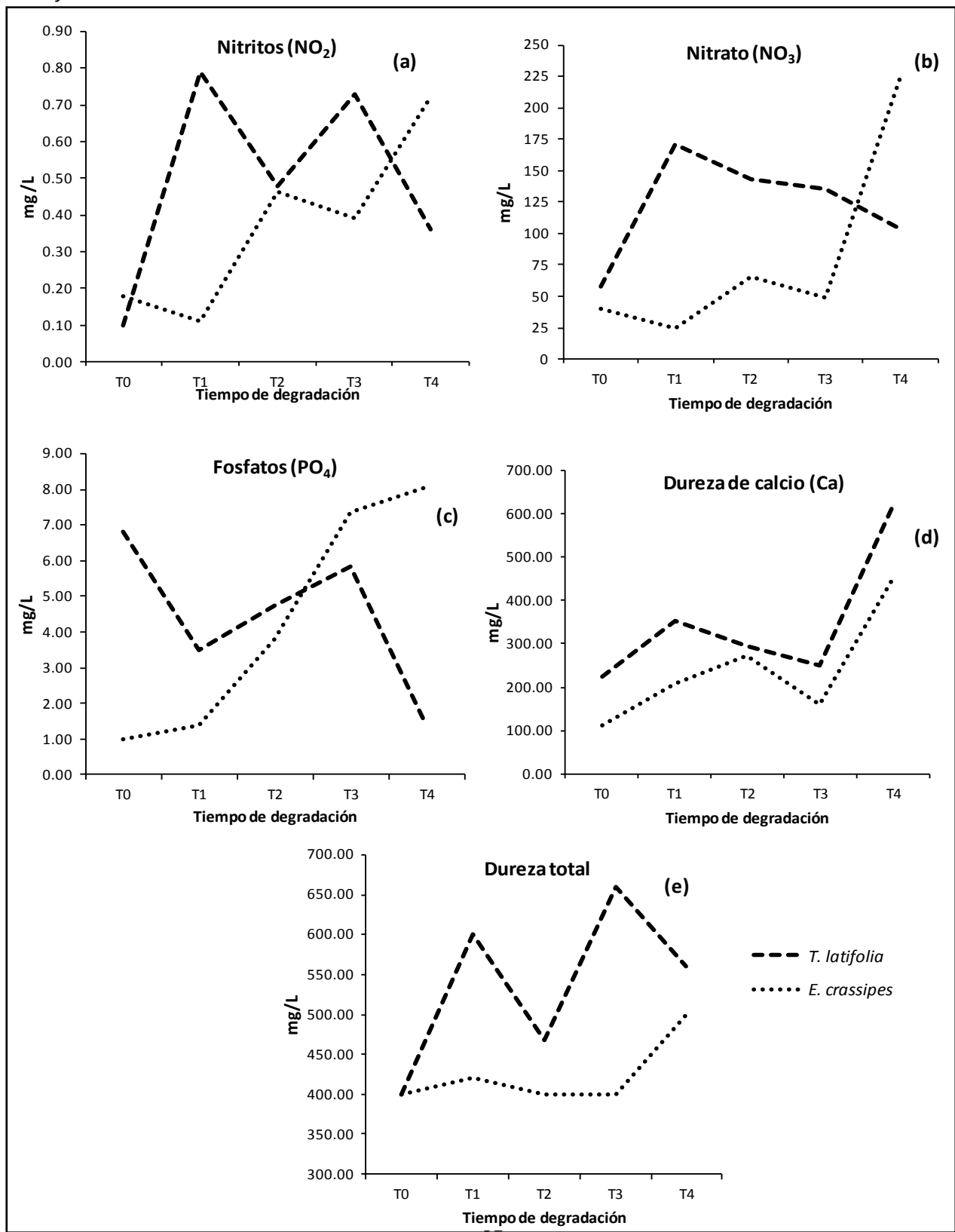
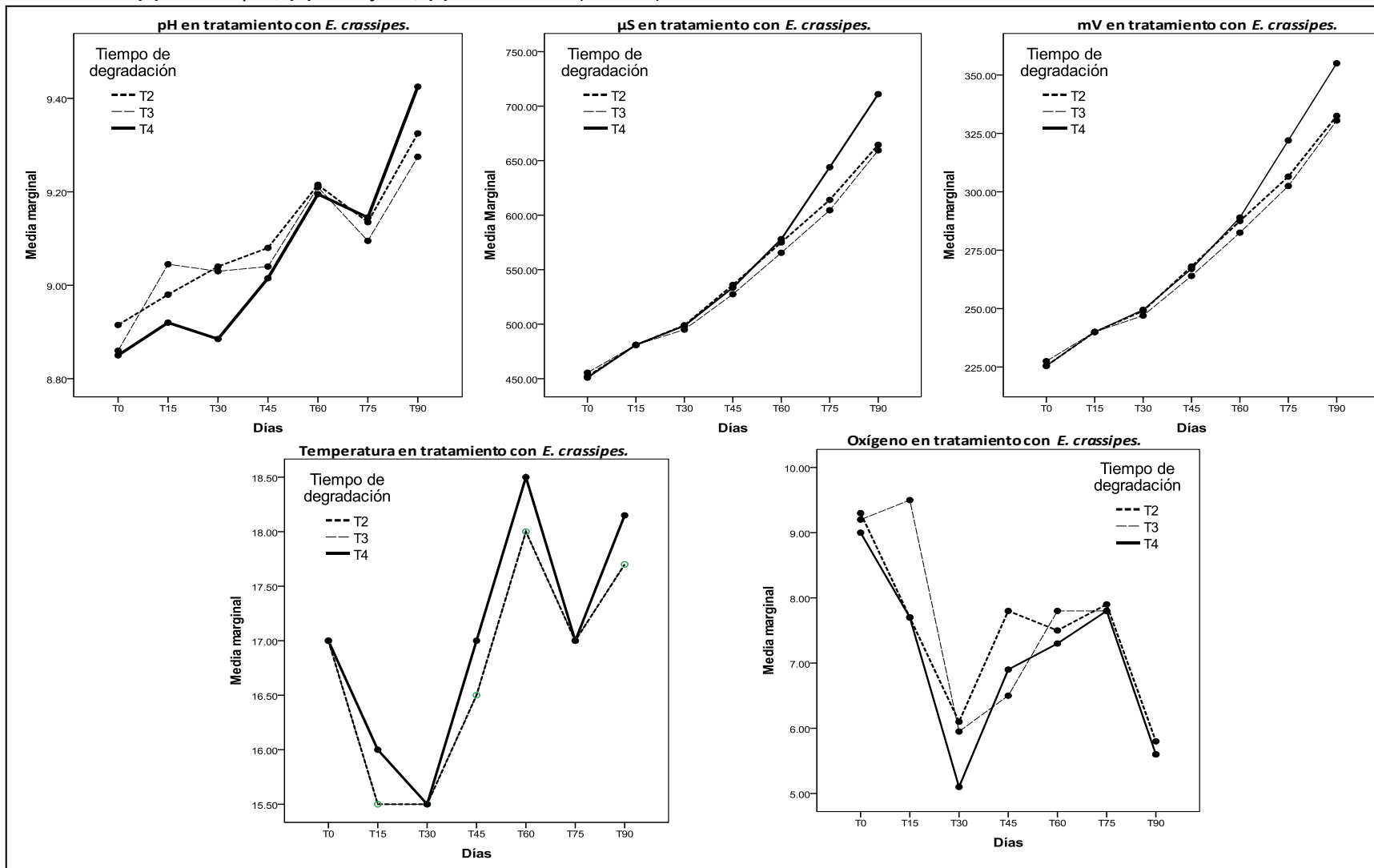
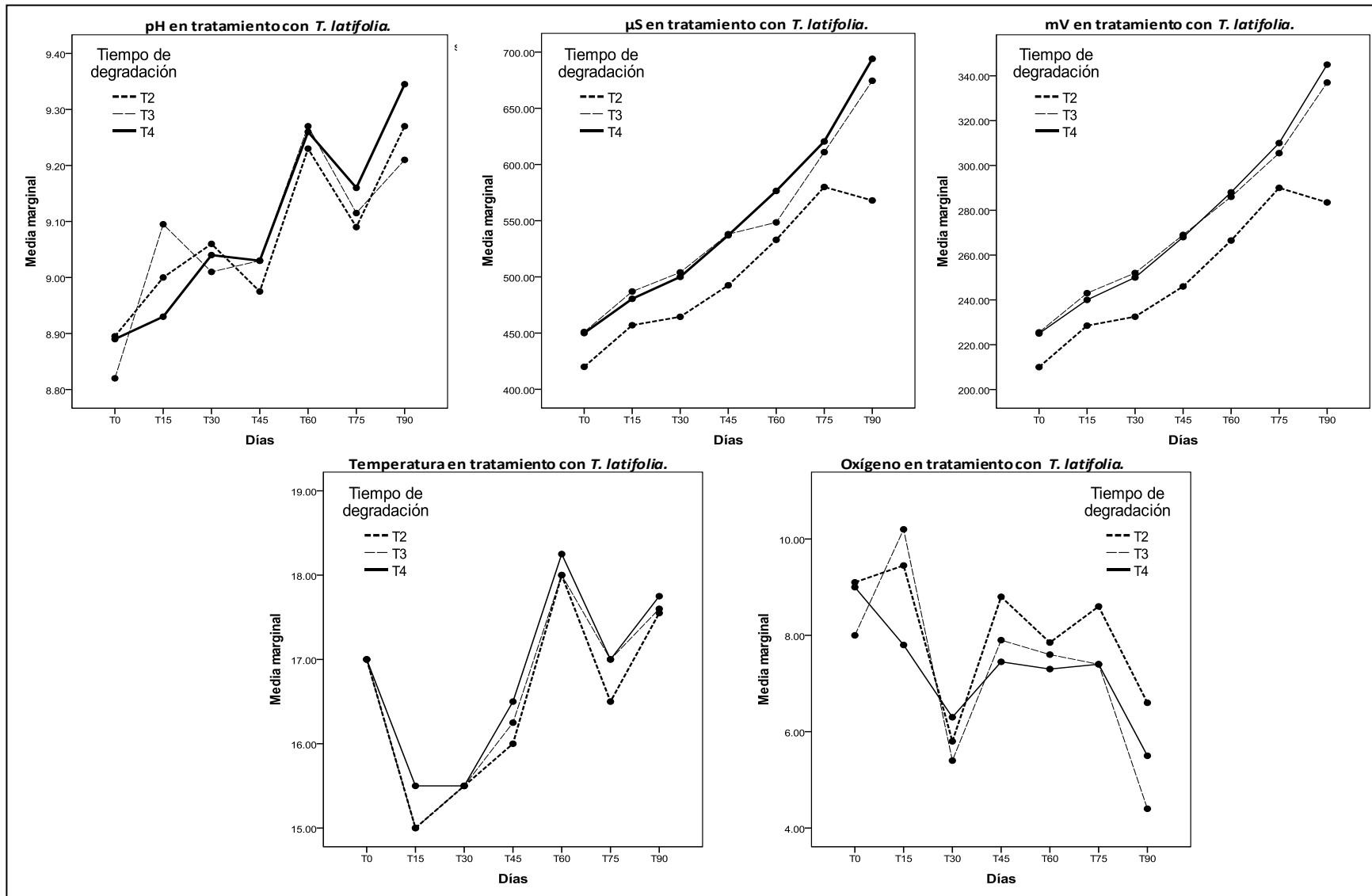


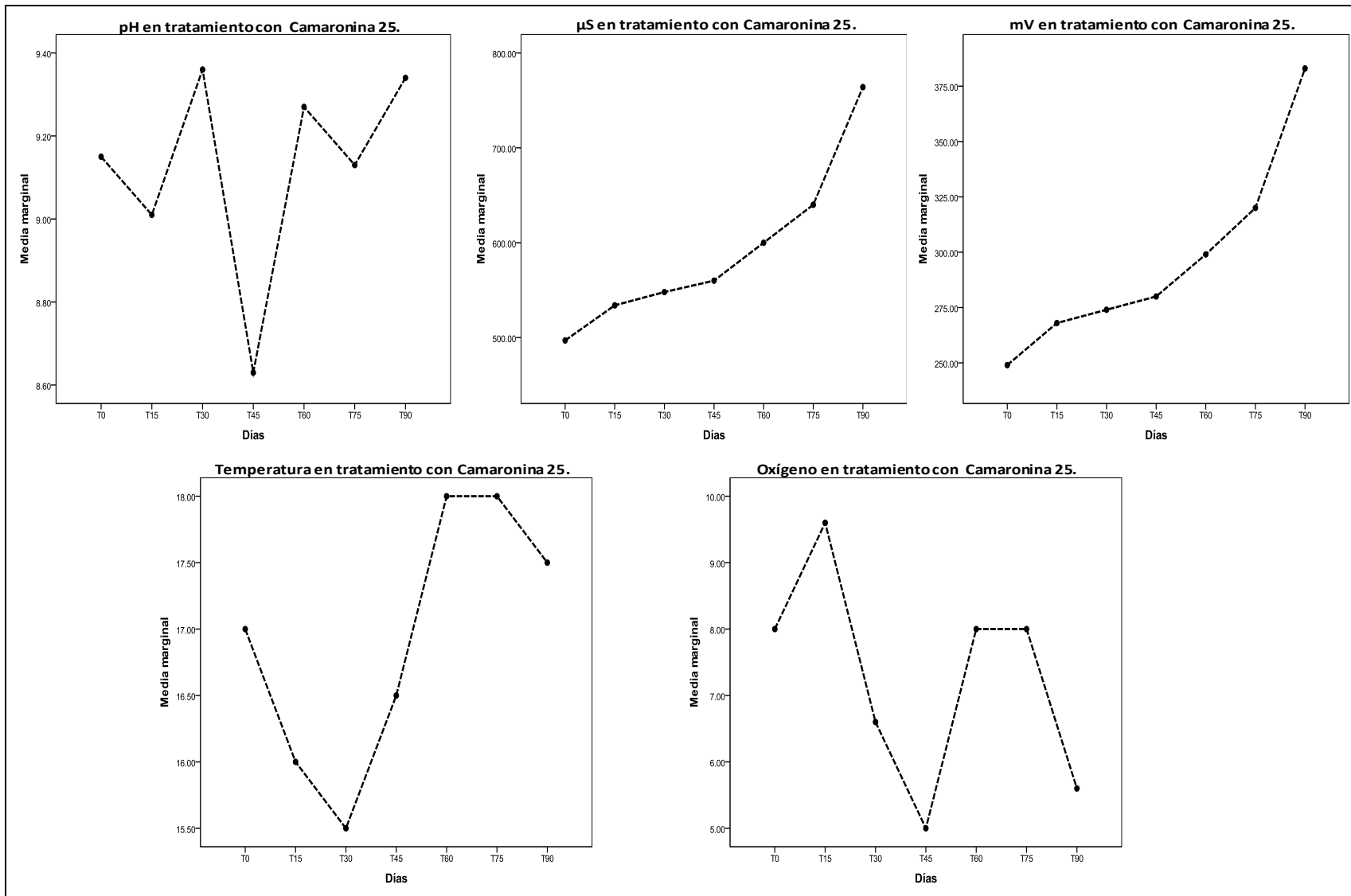
Figura 3. Parámetros físico-químicos registrados cada 15 días, durante el crecimiento de los acociles alimentados por 90 días con (a) *E. crassipes*, (b) *T. latifolia*, (c) Camaronina (Control).



(a) *E. crassipes* en los tres tiempos de degradación



(b) *T. latifolia* en los tres tiempo de degradación.



(c) Camaronina (control).

Figura 4. Crecimiento en PH, LCT y LT de los acociles alimentados con las macrófitas (*E. crassipes* y *T. latifolia*) en los tres tiempo de degradación, durante los 90 días. Muestra las medias marginales para cada tratamiento en los índices morfométricos.

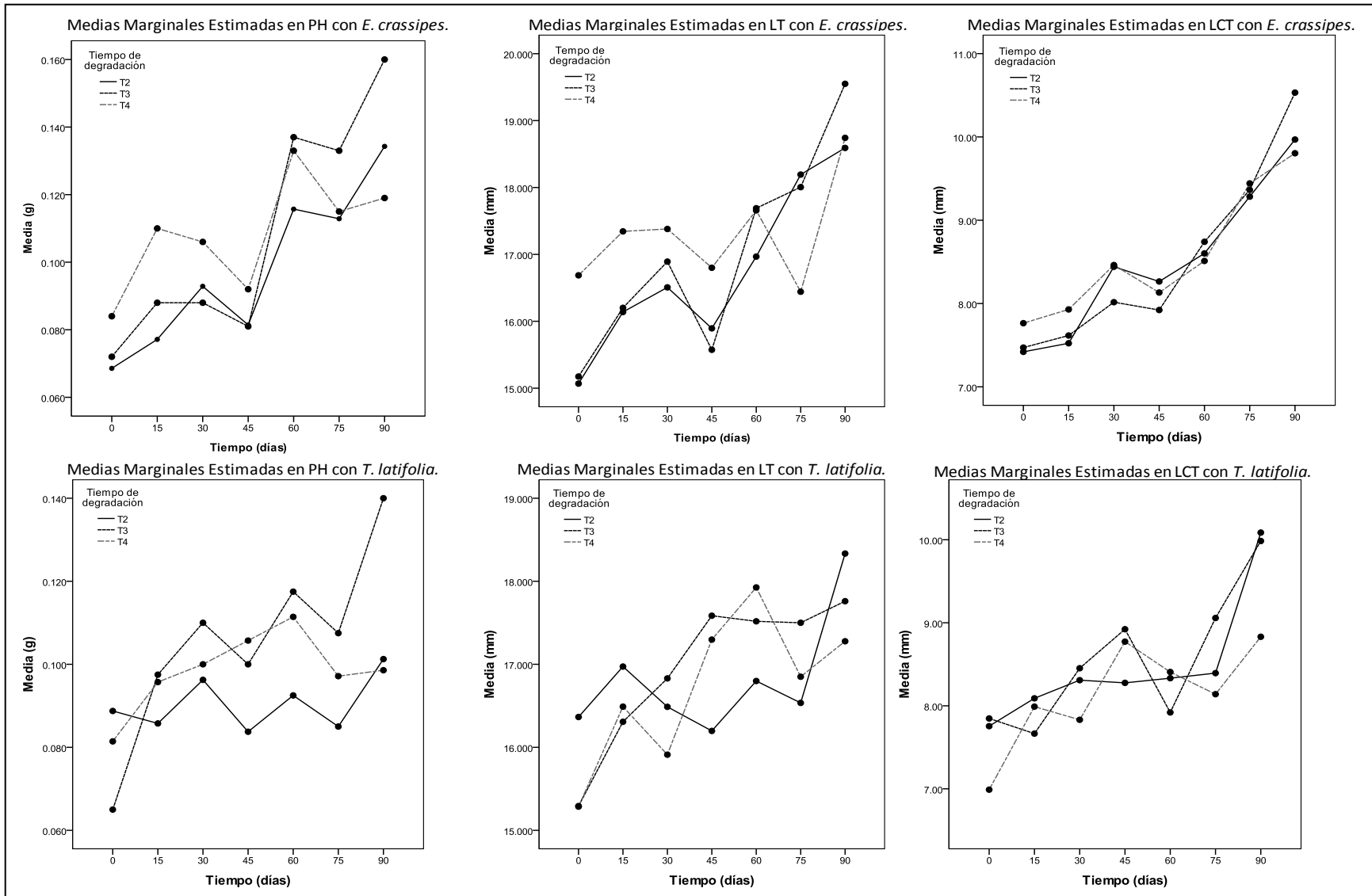


Tabla 5. Crecimiento en PH, LCT y LT de los acociles alimentados con *E. crassipes* en los tres tiempo de degradación, durante los 90 días.

Tiempo degradación	Tiempo (días)	PH (g) media ± EE	LCT (mm) media ± EE	LT (mm) media ± EE
T₂ (15 días)	T-0	0.069 ± 0.01	7.42 ± 0.33	15.07 ± 0.71
	T-15	0.077 ± 0.02	7.52 ± 0.51	16.14 ± 0.86
	T-30	0.093 ± 0.02	8.44 ± 0.33	16.51 ± 0.76
	T-45	0.081 ± 0.01	8.26 ± 0.39	15.89 ± 1.00
	T-60	0.116 ± 0.02	8.60 ± 0.43	16.97 ± 0.98
	T-75	0.113 ± 0.02	9.28 ± 0.41	18.19 ± 0.87
	T-90	0.134 ± 0.03	9.97 ± 0.62	18.59 ± 0.97
T₃ (21 días)	T-0	0.072 ± 0.01	7.47 ± 0.28	15.17 ± 0.60
	T-15	0.088 ± 0.01	7.62 ± 0.43	16.20 ± 0.72
	T-30	0.088 ± 0.01	8.02 ± 0.27	16.89 ± 0.84
	T-45	0.081 ± 0.01	7.92 ± 0.32	15.57 ± 0.84
	T-60	0.137 ± 0.02	8.74 ± 0.36	17.69 ± 0.82
	T-75	0.133 ± 0.02	9.36 ± 0.34	18.00 ± 0.73
	T-90	0.160 ± 0.02	10.53 ± 0.52	19.55 ± 0.82
T₄ (30 días)	T-0	0.084 ± 0.01	7.76 ± 0.28	16.69 ± 0.60
	T-15	0.110 ± 0.01	7.93 ± 0.43	17.34 ± 0.72
	T-30	0.106 ± 0.01	8.46 ± 0.27	17.38 ± 0.64
	T-45	0.092 ± 0.01	8.13 ± 0.32	16.80 ± 0.84
	T-60	0.133 ± 0.02	8.51 ± 0.36	17.66 ± 0.82
	T-75	0.115 ± 0.02	9.44 ± 0.34	16.44 ± 0.73
	T-90	0.119 ± 0.02	9.80 ± 0.52	18.74 ± 0.82

Tabla 6. Crecimiento en PH, LCT y LT de los acociles alimentados con *T. latifolia* en los tres tiempo de degradación, durante los 90 días.

Tiempo degradación	Tiempo (días)	PH (g) media ± EE	LCT (mm) media ± EE	LT (mm) media ± EE
T₂ (15 días)	T-0	0.090 ± 0.02	7.76 ± 0.41	16.37 ± 0.90
	T-15	0.086 ± 0.02	8.09 ± 0.50	16.97 ± 1.03
	T-30	0.096 ± 0.02	8.31 ± 0.43	16.49 ± 0.84
	T-45	0.084 ± 0.01	8.28 ± 0.45	16.20 ± 0.68
	T-60	0.093 ± 0.01	8.33 ± 0.42	16.80 ± 0.70
	T-75	0.085 ± 0.01	8.39 ± 0.36	16.53 ± 0.76
	T-90	0.101 ± 0.02	10.09 ± 0.42	18.33 ± 0.75
T₃ (21 días)	T-0	0.065 ± 0.03	7.85 ± 0.58	15.29 ± 1.27
	T-15	0.098 ± 0.03	7.67 ± 0.70	16.31 ± 1.46
	T-30	0.110 ± 0.03	8.45 ± 0.60	16.83 ± 1.19
	T-45	0.100 ± 0.02	8.92 ± 0.64	17.59 ± 0.97
	T-60	0.118 ± 0.02	7.92 ± 0.59	17.52 ± 0.98
	T-75	0.107 ± 0.02	9.06 ± 0.51	17.50 ± 1.07
	T-90	0.140 ± 0.02	9.99 ± 0.59	17.76 ± 1.05
T₄ (30 días)	T-0	0.081 ± 0.02	6.99 ± 0.44	15.29 ± 0.96
	T-15	0.096 ± 0.02	7.99 ± 0.53	16.49 ± 1.10
	T-30	0.100 ± 0.02	7.83 ± 0.46	15.91 ± 0.90
	T-45	0.106 ± 0.02	8.77 ± 0.48	17.30 ± 0.73
	T-60	0.111 ± 0.01	8.41 ± 0.45	17.93 ± 0.74
	T-75	0.097 ± 0.01	8.14 ± 0.39	16.85 ± 0.81
	T-90	0.099 ± 0.02	8.83 ± 0.45	17.28 ± 0.80

Tabla 12. Análisis químicos proximales en promedio de mg/g Ps de proteína, lípidos, triglicéridos y glucosa de los organismos al inicio y alimentados con Camaronina, *E. crassipes* y *T. latifolia* en su tres tiempos de degradación.

		Proteína (mg/g)	Lípidos (mg/g)	Triglicéridos (mg/g)	Glucosa (mg/g)
Iniciales		108.26 ± 25.02	12.77 ± 48.25	0.327 ± 2.18	6.81 ± 2.44
<i>E. crassipes</i>	T₂	171.63 ± 48.95	12.98 ± 77.44	0.405 ± 3.76	6.72 ± 5.70
	T₃	169.73 ± 42.39	15.88 ± 67.07	0.860 ± 3.26	13.34 ± 4.94
	T₄	160.76 ± 48.95	24.28 ± 77.44	0.691 ± 3.76	7.57 ± 5.70
	Total	152.37 ± 74.92	17.71 ± 126.83	0.652 ± 6.08	9.21 ± 1.90
<i>T. latifolia</i>	T₂	70.64 ± 27.85	13.77 ± 70.47	0.314 ± 2.07	7.46 ± 1.40
	T₃	122.75 ± 27.53	16.46 ± 81.37	0.75 ± 2.39	8.54 ± 1.61
	T₄	147.91 ± 27.53	22.41 ± 81.37	0.207 ± 2.39	6.52 ± 1.61
	Total	113.76 ± 64.78	17.54 ± 143.33	0.423 ± 4.36	7.50 ± 1.90
Control		61.45 ± 30.64	14.78 ± 59.09	0.565 ± 2.67	4.34 ± 2.99