

tomaron datos de oxígeno disuelto y temperatura del agua con un oxímetro marca Cole-Parmer modelo 5946-70, además con un medidor de pH model CL 351 se tomaron estos valores del agua.

2.1.1. Tamaño Poblacional

Con los valores de la captura mensual de Procambarus clarkii se analizó el tamaño poblacional de acuerdo a la captura por unidad de esfuerzo, según el modelo de Leslie-Davis (1939) en Ricker (1975). Que se basa en una regresión lineal de la captura acumulada en función de la captura total en cada estrato temporal y se utilizaron las siguientes ecuaciones:

$$\begin{aligned} \text{ec. 1)} & C_t = q N_t \\ \text{ec. 2)} & N_t = N_o - k_t \\ \text{ec. 3)} & \text{sustituyendo la ec. 1} \\ & C_t = q [N_o - k_t] \\ \text{ec. 4)} & C_t = qN_o - qk_t \\ \text{ec. 5)} & N_o = a/b \quad b = q \end{aligned}$$

Donde:

N_t = Promedio de la población sobreviviente en el intervalo de tiempo t .

C_t = Captura obtenida durante el intervalo t .

k_t = Captura acumulada al empezar el intervalo t , más la mitad de lo capturado durante el intervalo.

q = Coeficiente de capturabilidad

f_t = Esfuerzo de captura durante el intervalo.

N_o = Tamaño poblacional original.

a y b son constantes de la ecuación de regresión lineal.

Los límites de confianza del tamaño poblacional original estimado son las raíces de la ecuación cuadrática:

$$N^2 (q^2 - t^2 p S_{yx}^2 C_{22}) - 2(q^2 N_o - t^2 p S_{yx}^2 C_{12}) + (q^2 N_o^2 - t^2 p S_{yx}^2 C_{11}) = 0$$

Donde:

$$C_{11} = \frac{Sx^2}{nSx^2}$$

$$C_{12} = \frac{Sx}{nSx^2}$$

$$c_{22} = \frac{1}{sx^2}$$

$$S_{xy} = s(XY) - (SX)(SY)/n$$

$$S_{y^2} = s(Y^2) - (SY)^2/n$$

$$S_{x^2} = s(X^2) - (SX)^2/n$$

t_p = El valor de t correspondiente a una probabilidad dada (P)

para $n - 2$ grados de libertad.
 n = número de colectas.

Uno de los fundamentos de este método, es que si se toman muestras sucesivas de una misma población y los individuos no se regresan al seno de la misma, hay un descenso en el número de organismos capturados en colectas posteriores y si la tasa de disminución es constante, esta puede estimarse y utilizarse para determinar el tamaño poblacional. El procedimiento de muestreo requiere que las muestras se tomen con un esfuerzo constante, en el mínimo de tiempo posible y que los organismos se dispersen homogéneamente en el área, entre muestreo y muestreo (Franco, et al. ,1985). Con este método el esfuerzo de captura es conocido o determinado, pero puede haber variaciones en la captura debido a factores no conocidos (Ricker, 1975).

2.1.2. Proporción Sexual y Estado de la muda

Los acociles capturados fueron separados por sexos, en base a las características dimórficas de estos crustáceos, principalmente en lo señalado por Hobbs, Jr. (1976), por la modificación de los pleópodos I que se presenta en los machos; sin embargo podemos reconocer dos tipos de machos, la Forma I (activo) que es capaz de copular a una hembra, ya que sus pleópodos son coriáceos y esculpidos y la Forma II (pasivo) que no es capaz de copular a la hembra, ya que sus pleópodos son suaves y no esculpidos, esta condición se presenta al mudar un acocil y pueden ser confundidos con los juveniles. Otra morfo característica es la presencia de ganchos en los izquiopoditos del tercer y cuarto pereiópodos de los machos de esta especie.

El estado de la muda en cada cangrejo de río fue determinado por el método de Huner y Barr (1984), que se basa en el desarrollo de las setas marginales de los urópodos (setogénesis) y estableció cinco estadios (A, B, C, D y E), con sus respectivos subestadios, similar a la clasificación de Drach; además se basa en la consistencia y coloración del exoesqueleto:

A,B y C: No hay retracción de la epidermis en la base de las setas de los urópodos. La coloración en general es clara.

A y B: Conos internos aparecen arriba de la base de las nuevas setas no desarrolladas.

A: Fluido se puede ver a través de los cañones de las nuevas setas en cangrejos de río vivos. El exoesqueleto es muy suave.

B: No se observa el fluido como anteriormente se mencionó, el exoesqueleto es más rígido.

C: Los conos internos están muy desarrollados. El exoesqueleto es

rígido, pero permanece ligeramente flexible lateralmente.

D: Hay retracción de la epidermis en la base de las setas antiguas de los urópodos.

D(0) y D(1): El exoesqueleto es oscuro y rígido como el Estado C.

D(0): El borde la epidermis retraída es lisa y sin forma distintiva.

D'(1): El borde tiene una forma columnar, pero no hay evidencia de una extensiva invaginación distal.

D''(1): Hay invaginación distal como la forma de una nueva seta.

D'''(1): La invaginación es completa y la nueva seta formada aparece como tubos dentro de tubos; hay barbulas laterales que se forman a lo largo del cañón de la seta nueva.

D(2), D(3) y D(4): El exoesqueleto es muy oscuro y quebradizo; el nuevo exoesqueleto se puede separar del viejo.

E: Exoesqueleto muy oscuro y es el proceso de la propia muda.

2.1.3. Relaciones Biométricas y Crecimiento Relativo

Se realizó análisis de correlación y regresión potencial, utilizando y combinando las variables morfométricas seleccionadas; longitud total (LT), longitud del cefalotórax (LC), anchura del cefalotórax (AC), anchura abdominal (AAB), longitud de la quela (LQ) y peso total (PT).

La ecuación utilizada fue:

$$Y = a \cdot X^b \quad (\text{regresión potencial})$$

Para el análisis de los datos morfométricos se utilizó el paquete estadístico SPSS/PC, versión 3 (1988).

Los valores del coeficiente de regresión (b) en cada regresión potencial, se utilizaron para estimar el tipo de crecimiento alométrico en estos organismos, el cual es usado en muchos animales como en crustáceos, según Teissier (1960) y Huber (1985).

$b = 1$ (=3) Isometría

$b > 1$ (>3) Alometría positiva

$b < 1$ (<3) Alometría negativa

cuando se relaciona un factor de crecimiento en volumen como el peso con un factor de crecimiento lineal como la talla, se utiliza un valor de isometría igual a 3.

El término de alometría se refiere a que una variable morfométrica se incrementa más o menos rápido con respecto a otra variable de referencia. En cada estimación se hicieron pruebas de

significancia con una prueba de t student para probar la siguiente hipótesis:

$$H_0 : b = 1 \text{ (o 3)}$$

$$H_a : b \neq 1 \text{ (o 3)}$$

Para calcular la t se utilizó la siguiente ecuación:

$$t = \frac{(\text{Parámetro estimado}) - (\text{Valor hipotizado de } b)}{\text{Error típico del Parámetro estimado}}$$

Zar (1974)

donde: si $t_{\text{calculada}}$ es mayor que t_{tabulada} se rechaza la H_0 .

Adicionalmente, para cada relación morfométrica analizada por regresión, se determinó por análisis de covarianza, si había una diferencia significativa o interacción por sexo o estado de la muda y entre ambos factores.

2.1.4. Distribución de Frecuencias en Talla mensuales

Con los datos de LC obtenidos en cada captura mensual de los acociles, se determinó la distribución de frecuencias en talla utilizando para su análisis el paquete estadístico SPSS/PC, versión 3 (1988). Las clases de talla y su frecuencia observada se utilizaron para hacer gráficas utilizando el programa Harvard graphic, version 2.12 (1988).

2.2. Estudio de Laboratorio

2.2.1. Regeneración

En los Artrópodos como en los crustáceos, existe los procesos de autotomía y regeneración de apéndices de diversos tipos. La autotomía en crustáceos en realidad son tres procesos de diferente origen, como son la autotilía, autofasia y autotomía; pero con el mismo principio de desprender el apéndice en un punto de fractura que se localiza en los primeros segmentos. Este proceso se acompaña de la regeneración de apéndices, con un gran desarrollo al presentarse la ecdisis (Bliss, 1956 en Waterman, 1960). En el presente trabajo para estudiar la regeneración y su relación con la muda, se utilizó un total de 53 acociles, pero se presentó una mortalidad de 22 organismos, quedando un lote de 13 hembras y 18 machos de Procambarus clarkii. Todos estos fueron

colectados en el Parque Canoas, Monterrey, N.L. y Congregación La Boca, Santiago, N.L.. En cada uno de los organismos se tomaron datos de peso total (PT), longitud total (LT), longitud del cefalotórax (LC), longitud de la quela desde la coxa (LQ) y longitud de la quela desde el plano de fractura (LQF) y peso total sin quelas (PTS). Posteriormente se procedió con unas pinzas a la extirpación de ambas quelas desde el plano de fractura (plano autotomizador), que se localiza en el izquipodito del apéndice. Cada acocil fue depositado individualmente en peceras de vidrio de 26 x 15 x 15 cm., con un nivel de agua de 3 a 4 cm. Se realizó cambios de agua dos veces por semana y el alimento ofrecido ad libitum fue alimento para peces (bagrina) marca Purina.

Cada mes se midió el crecimiento en longitud de ambas quelas en regeneración, además de la consistencia y formación de este apéndice. Se hicieron revisiones diarias para observar mortalidad y muda en los acociles; para este último se determinó el crecimiento postmudal por sexos.

Para evaluar el crecimiento de las quelas, se utilizó una modificación del índice de regeneración de Bliss (1956) (en Waterman, 1960), que ha sido usado comunmente en crustáceos braquiúros para evaluar el proceso de crecimiento de apéndices. Este índice utiliza la relación que hay entre la longitud del apéndice mutilado y la anchura del cefalotórax. En el presente estudio modificamos esta relación ya que consideramos que la variable anchura del cefalotórax debe ser sustituido por longitud del cefalotórax, porque el crecimiento en los acociles es más notorio en longitud que en anchura a diferencia de los braquiúros. El índice anterior cuando lo utilizamos para evaluar el crecimiento por efecto de muda, sin importar el tiempo, nosotros lo hemos llamado RCQ (Relación del Crecimiento Longitudinal de la Quela al mudar):

Bliss (1956)

$$I.R. = LR_t / LC \times 100 \quad \text{Donde:}$$

LR_t = longitud del apéndice regenerado en cada tiempo

LC = longitud del cefalotórax

$$RCQ_1 = LQ_1 / LT \times 100$$

$$RCQ_2 = LQ_2 / LT \times 100$$

Donde:

LQ = Longitud de la quela en regeneración

RCQ_1 = Crecimiento de la quela (incluyendo el crecimiento mudal y basal)

RCQ_2 = Crecimiento de la quela por efecto de la muda. Todas las medidas en milímetros.

Los valores promedio de crecimiento por sexo fueron analizados mediante la prueba de t para diferencias entre dos medias con diferente tamaño muestral con sus varianzas sin diferencia significativa. Para comprobar que no hay diferencia significativa entre las varianzas de las muestras a comparar, se utilizó la prueba de diferencias entre dos varianzas, con una probabilidad F y si existió una diferencia significativa entre las varianzas, se utilizó la prueba de igualdad de las medias cuyas varianzas se supone son desiguales con una prueba de t (Sokal y Rohlf, 1979).

Las comparaciones de medias fueron entre:

Crecimiento promedio de las quelas por efecto de la muda entre los sexos.

Crecimiento promedio de las quelas por la combinación del crecimiento basal y de la muda entre los sexos.

Valores promedio del RCQ_2 de las quelas entre los sexos.

Crecimiento promedio de las quelas por efecto de la segunda muda entre los sexos.

Crecimiento promedio de las quelas en la primera y segunda muda sin considerar el sexo.

Frecuencia promedio en días entre la primera y segunda muda entre los sexos.

Frecuencia promedio en días entre la segunda y tercera muda entre los sexos.

Frecuencia promedio en días entre la primera y segunda muda con respecto a la frecuencia promedio entre la segunda y tercera muda en machos.

Frecuencia promedio en días entre la primera y segunda muda con respecto a la frecuencia promedio entre la segunda y tercera muda en hembras.

Las pruebas estadísticas fueron las siguientes:

Método de la prueba de t de las diferencias entre dos medias cuando los tamaños de muestra son diferentes y menores de 30, con grados de libertad de $n_1 + n_2 - 2$ (Sokal y Rholf, 1979).

$$t_s = \frac{(X_1 - X_2) - (M_1 - M_2)}{\sqrt{\frac{[(n_1 - 1)S^2_1 + (n_2 - 1)S^2_2]}{n_1 + n_2 - 2} \cdot \frac{n_1 + n_2}{n_1 n_2}}}$$

t típico = $t_{0.05}$ [G.L.]

Las Hipótesis fueron:

$$H_0: M_1 = M_2$$

$$H_a: M_1 \neq M_2$$

Método de significancia de diferencia entre dos varianzas

$$F_s = S^2 \text{ mayor} / S^2 \text{ menor}$$

Esta prueba es de dos colas, se busca el valor crítico de $F_{0.05/2, [n_1, n_2]} = F_{0.025, [v_1, v_2]}$, como es de dos colas se dobla la probabilidad quedando: $1/F_{0.025, [v_1, v_2]}$

Las Hipótesis fueron:

$$H_0: S^2_1 = S^2_2$$

$$H_a: S^2_1 \neq S^2_2$$

Método de igualdad de las medias de dos muestras cuyas varianzas son desiguales.

$$t_s = \frac{(Y_1 - Y_2) - (M_1 - M_2)}{\sqrt{\frac{S^2_1}{n_1} + \frac{S^2_2}{n_2}}}$$

2.2.2. Crecimiento Postmudal en laboratorio.

Con los datos de incremento en milímetros del cefalotórax después de una muda en acociles sin quelas y con quelas (no mutiladas), se evaluó el crecimiento postmudal usando una regresión líneal.

$$LC_2 = a + b LC_1$$

donde: LC_2 = longitud del cefalotórax postmudal

LC_1 = longitud del cefalotórax premudal

a y b son constantes de la regresión

Las regresiones se hicieron por sexo y tratamiento. Para

determinar si la relación entre estos parámetros es significativa, se hicieron análisis de varianza utilizando una prueba de F en cada regresión.

2.2.3. Crecimiento individual

Para estudiar el crecimiento de Procambarus clarkii, se utilizaron juveniles eclosionados en laboratorio, esperando un tiempo de 10 días para que se separaran de la madre y lleguen la mayoría al tercer estadio, tal como lo señala Price y Payne (1984). La talla promedio de estos fué 7.36 mm de longitud total. Los juveniles fueron depositados en dos cajas de plástico con una superficie cada una de 2310 cm², la densidad promedio al inicio del experimento fue de un acocil/45 cm². Debido a la alta mortalidad que se presentó en los primeros meses, los acociles se depositaron al final del bioensayo en un sólo recipiente. Para ambos contenedores existió filtración y aireación constante del agua, mediante un sistema de filtros de cascada. Cada 10 días el agua fue renovada con agua desclorada. La temperatura del agua en promedio fue 25 +/- 2.3 °C y el fotoperíodo promedio con luz natural y del laboratorio fue 12 horas-luz durante el experimento. El alimento proporcionado ad libitum diariamente fue bagrina marca Purina, que contiene un 33.98% de proteína en base seca. La cantidad inicial de juveniles utilizados fueron 129 acociles. El bioensayo comprendió desde Julio de 1990 a Abril de 1991 (nueve meses). Mensualmente se tomaron datos de la longitud total (LT) y longitud del cefalotórax (LC) en los organismos sobrevivientes.

2.2.3.1. Tasa de Incremento Relativo

Para analizar el crecimiento individual y promedio en cada edad, se utilizó la tasa de incremento relativo (Ricker, 1975), de acuerdo a la siguiente relación:

$$T.I.R. = (l_2 - l_1) / l_1$$

Donde:

l_1 = longitud inicial promedio

l_2 = longitud final promedio

Estos valores se expresaron en porcentaje, la finalidad de utilizar esta tasa es de conocer la relación del incremento de talla en cada edad y comparar los valores observados mensualmente.

2.2.3.2. Crecimiento Relativo (Alometría).

El uso y características de este método, ya fue explicado anteriormente. En este caso es para acociles mantenidos en laboratorio.

2.2.3.3. Crecimiento de los acociles usando el modelo de von Bertalanffy

Utilizando el paquete de programas FSAS (Saila, et. al, 1988) en la computadora, se procedió a incluir en este paquete todos los valores individuales de LT en cada mes y por un proceso interactivo se pudo estimar los principales parámetros de la ecuación de von Bertalanffy:

$$L_t = l_{\infty} [1 - e^{-k(t - t_0)}]$$

k = coeficiente de crecimiento (relación del catabolismo y anabolismo).

t_0 = Es la talla teórica que se tiene cuando la edad es igual a cero.

l_{∞} = longitud asintótica máxima alcanzada.

Este programa proporciona el error típico y el coeficiente de variación en cada parámetro estimado. Así como un análisis de varianza para determinar si la curva de crecimiento fue significativa, usando una prueba de F.

Se elaboró una gráfica utilizando los valores promedio de LT en cada edad y los límites mínimos y máximos.