

UNIVERSIDAD DEL VALLE DE GUATEMALA

Facultad de Ciencias y Humanidades

**BIBLIOTECA
DE LA
UNIVERSIDAD DEL VALLE DE GUATEMALA**

DETERMINACION DEL CICLO GONOTROFICO DE SIMULIUM METALLICUM

(BELLARDI, 1859), S. CALLIDUM(DYAR & SHANNON, 1927) Y S. DOWNSI

(VARGAS, MARTINEZ PALACIOS & DIAZ NAJERA, 1946) (DIPTERA: SIMULIIDAE).

NIDIA RUTH RIZZO MOLINA

Trabajo de investigación presentado para optar

al grado académico de

LICENCIADA EN BIOLOGIA

Guatemala

1980

DETERMINACION DEL CICLO GONOTROFICO DE SIMULIUM METALLICUM

(BELLARDI, 1859), S. CALLIDUM(DYAR & SHANNON, 1927) Y S. DOWNSI

(VARGAS, MARTINEZ PALACIOS & DIAZ NAJERA, 1947) (DIPTERA: SIMULIIDAE).

Vo.Bo. :

(f) Richard C. Collins
Asesor: Richard C. Collins, Ph.D.

Tribunal:

(f) Richard F. Darsie
Richard F. Darsie, Jr., Ph.D.

(f) Richard C. Collins
Richard C. Collins, Ph.D.

(f) Margaret A. Dix
Margaret A. Dix

Fecha de aprobación. 19 de noviembre de 1980

A Dios.

A mis padres:

Julio y Hermelinda

A mis hermanos:

Silvia Lissette

Carlos y Luisa Eugenia

Juana Virginia

A mi abuelita:

Emilia

A mi sobrino:

Luis Fernando

A mis profesores.

A mis amigos.

AGRADECIMIENTO

Deseo expresar mi más profunda y sincera gratitud a las siguientes personas:

Dr. Richard C. Collins, por su paciencia , colaboración incondicional y asesoramiento durante el presente trabajo.

Margaret A. Dix, Directora del Departamento de Biología y Dr. Charles H. Porter, por sus oportunas sugerencias.

Andrew Berge, dueño de la finca Los Tarrales; y Mark Bressani, dueño de la finca San Jerónimo Miramar, por permitirme coleccionar el material.

Juan García y demás técnicos de la sección de Entomología Médica, por su colaboración en la recolección del material.

Ernesto Boesche, por la magnífica reproducción de los dibujos.

Stephanie Clark, por la elaboración de los rótulos.

Betty Yang y Olga Molina por su colaboración en el trabajo de mecanografía.

Graciela Contreras, por su constante apoyo.

A todas aquellas personas que de una u otra forma contribuyeron a la realización del presente trabajo.

RESUMEN

Se estudiaron los ciclos gonotróficos de Simulium metallicum, S. callidum y S. downsi, después de que las moscas fueron alimentadas con una solución de miel de abeja (fructosa) al 10% y después de ingurgitación con sangre de diversos cebos. Se determinó que la duración del desarrollo folicular de las ovarioles, en moscas recién eclosionadas, desde la fase N hasta la fase II es de 78 ± 11.4 , 78 ± 14 y 79 ± 14.6 horas para S. metallicum, S. callidum y S. downsi, respectivamente. Además, se determinó que el tiempo necesario para alcanzar la fase V (huevo) después de una alimentación con sangre es de 89 ± 6.9 , 84 ± 1 y 65 ± 5.6 horas para S. metallicum, S. callidum y S. downsi, respectivamente. La temperatura varió entre 17°C y 24°C.

Se encontró también que dichas especies son anautógenas y presentan desarrollo sincronizado de los ovarios. Se describieron los aspectos que caracterizan a las diversas fases del desarrollo del folículo primario desde la primera fase (N), hasta el huevo (fase V) y los cambios operados en la túnica después de la oviposición.

CONTENIDO

	Páginas
I. Introducción	1
II. Revisión bibliográfica	5
A. Aspectos generales de la biología de la familia Simuliidae.	5
B. Factores condicionantes en la capacidad vectorial de los simúlidos en Guatemala	7
1. Hábitos alimenticios de los adultos	7
2. Longevidad de los adultos	8
3. Amplitud de vuelo	9
4. Altura de vuelo	9
5. Parásitos y predadores.	10
C. Sistema reproductor de la familia Simuliidae	11
1. Sistema reproductor masculino	12
2. Sistema reproductor femenino	15
3. Control hormonal del desarrollo ovárico	23
III. Metodología	25
IV. Resultados	27
A. Descripción del desarrollo ovárico	29
1. Componentes de las ovariolas	29
2. Fase N	31
3. Fase I	33
4. Fase I-II	35
5. Fase II	36

	Páginas
6. Fase III	40
7. Fase IV	42
8. Fase V	44
B. Formación de dilataciones en la túnica después de la oviposición.	47
C. Tiempo requerido para el desarrollo gonotrófico	53
1. <u>Simulium metallicum</u>	
2. <u>Simulium callidum</u>	
3. <u>Simulium downsi</u>	
4. Resumen de las fases N, II y V para todas las especies.	
D. Patrones de eclosión.	62
E. Observaciones adicionales	67
1. Parasitismo	
2. <u>Simulium gonzalezi</u>	
3. Estimulación de la oviposición.	
V. Discusión	69
VI. Conclusiones	75
VII. Bibliografía	77
VIII. Apéndices.	81

LISTA DE CUADROS

		Páginas
Cuadro No. 1.	Registro de colectas de pupas de <u>Simulium</u> spp.	27
Cuadro No. 2.	Registro de colectas de hembras adultas de <u>S. metallicum</u> , <u>S. callidum</u> y <u>S. downsi</u> , ingurgitadas con sangre.	28
Cuadro No. 3.	Síntesis del desarrollo ovárico desde la fase N hasta la fase II inclusive, para las tres especies.	39
Cuadro No. 4.	Tiempo promedio, en horas, requerido por cuatro especies de <u>Simulium</u> para alcanzar las fases N, I, I-II y II a partir del momento de eclosión.	54
Cuadro No. 5.	Tiempo promedio, en horas, requerido por cuatro especies de <u>Simulium</u> para alcanzar las fases III, IV y V a partir de una ingurgitación con sangre.	55
Cuadro No. 6.	Tiempos mínimo y máximo, en horas, requeridos para el desarrollo folicular de tres especies de <u>Simulium</u> después de una alimentación con miel de abeja (fructosa).	56
Cuadro No. 7.	Tiempos mínimo y máximo, en horas, requeridos para el desarrollo folicular de tres especies de <u>Simulium</u> después de una ingurgitación con sangre.	57
Cuadro No. 8.	Porcentaje de parasitismo por hongos, nemátodos y ácaros para <u>S. metallicum</u> , <u>S. callidum</u> y <u>S. downsi</u> .	67

LISTA DE FIGURAS

	Páginas
Figura No. 1. Aparato reproductor masculino.	12
Figura No. 2. Sistema reproductor femenino	15
Figura No. 3. Ovariola, unidad funcional del ovario.	16
Figura No. 4. Estructura de la región distal de una ovariola panoística, meroística-telotrófica y meroística-politrófica.	19
Figura No. 5. <u>Simulium metallicum</u> 97 horas después de eclosión.	29
Figura No. 6. <u>Simulium metallicum</u> 12 horas después de eclosión. Epitelio diferenciado.	30
Figura No. 7. <u>Simulium metallicum</u> 12 horas después de eclosión. Folículo en fase N.	31
Figura No. 8. <u>Simulium callidum</u> 16 horas después de eclosión. Folículo primario en fase N.	32
Figura No. 9. <u>Simulium downsi</u> 13 horas después de eclosión. Folículo primario en fase N.	32
Figura No. 10. <u>Simulium metallicum</u> 96 horas después de eclosión. Folículo primario en fase N.	33
Figura No. 11. <u>Simulium downsi</u> 24 horas después de eclosión. Folículo primario en fase I.	34
Figura No. 12. <u>Simulium downsi</u> 72 horas después de eclosión. Folículo primario en fase I-II.	35
Figura No. 13. <u>Simulium callidum</u> 72 horas después de eclosión. Folículo primario en fase II.	36
Figura No. 14. <u>Simulium downsi</u> 110 horas después de eclosión. Reabsorción.	37
Figura No. 15. <u>Simulium metallicum</u> 10 horas después de ingurgitación con sangre. Folículo primario en fase III temprana.	40
Figura No. 16. <u>Simulium callidum</u> 15 horas después de ingurgitación con sangre. Folículo primario en fase III temprana.	41

	Páginas
Figura No. 17. <u>Simulium metallicum</u> 50 horas después de ingurgitación con sangre. Folículo primario en fase III temprana	42
Figura No. 18. <u>Simulium callidum</u> 48 horas después de ingurgitación con sangre. Folículo primario en fase IV.	43
Figura No. 19. <u>Simulium downsi</u> 30 horas después de ingurgitación con sangre. Folículo primario en fase IV.	43
Figura No. 20. <u>Simulium metallicum</u> 72 horas después de ingurgitación con sangre. Folículo primario en fase V.	45
Figura No. 21. <u>Simulium callidum</u> 72 horas después de ingurgitación con sangre. Folículo primario en fase V.	45
Figura No. 22. <u>Simulium downsi</u> 72 horas después de ingurgitación con sangre. Folículo primario en fase V.	46
Figura No. 23. <u>Simulium downsi</u> 2 horas después de oviposición. Saco presente.	47
Figura No. 24. <u>Simulium metallicum</u> 24 horas después de oviposición. Reliquia grande.	48
Figura No. 25. <u>Simulium callidum</u> 16 horas después de oviposición. Reliquia grande.	48
Figura No. 26. <u>Simulium downsi</u> 20 horas después de oviposición. Reliquia grande.	49
Figura No. 27. Diagrama de las fases N, I, I-II, y II para <u>S. metallicum</u> .	50
Figura No. 28. Diagrama de las fases N, I, I-II, y II para <u>S. callidum</u> .	51
Figura No. 29. Diagrama de las fases N, I, I-II, y II para <u>S. downsi</u> .	52
Figura No. 30. Desarrollo de las fases N hasta la II en función del tiempo para <u>S. metallicum</u> . Datos promedio de una sola muestra con un límite de confiabilidad al 95%.	59
Figura No. 31. Desarrollo de las fases III hasta V, medidas desde la ingurgitación con sangre en función del tiempo para <u>S. metallicum</u> . Datos promedio de una sola muestra con un límite de confiabilidad al 95%.	59

	Páginas
Figura No. 32. Desarrollo de las fases N hasta la II en función del tiempo para <u>S. callidum</u> . Datos promedio de una sola muestra con límite de confiabilidad al 95%.	60
Figura No. 33. Desarrollo de las fases III hasta la V, medidas desde la ingurgitación con sangre en función del tiempo para <u>S. callidum</u> . Datos promedio de una sola muestra con un límite de confiabilidad al 95%.	60
Figura No. 34. Desarrollo de las fases N hasta la II en función del tiempo para <u>S. downsi</u> . Datos promedio de una sola muestra con un límite de confiabilidad al 95%.	61
Figura No. 35. Desarrollo de las fases IV hasta V, medidas desde la ingurgitación con sangre en función del tiempo para <u>S. downsi</u> . Datos promedio de una sola muestra con un límite de confiabilidad al 95%.	61
Figura No. 36. Ritmo circadiano de eclosión de pupas de <u>Simulium metallicum</u> , <u>S. callidum</u> y <u>S. downsi</u> . Datos promedio de todas las colectas.	62
Figura No. 37. Ritmo circadiano de eclosión de pupas de <u>Simulium metallicum</u> , <u>S. callidum</u> y <u>S. downsi</u> . Datos obtenidos de una sola colecta.	63
Figura No. 38. Ritmo circadiano de eclosión de pupas de <u>Simulium metallicum</u> de 3 colectas diferentes.	64
Figura No. 39. Ritmo circadiano de eclosión de pupas de <u>Simulium callidum</u> de 3 colectas diferentes.	65
Figura No. 40. Ritmo circadiano de eclosión de pupas de <u>Simulium downsi</u> de 3 colectas diferentes.	66

I. INTRODUCCION

La determinación de los ciclos gonotróficos completos, una medida de la edad fisiológica de un individuo, es de importancia en la comprensión de la historia natural de una población de insectos. Para una población de transmisores de una enfermedad infecciosa, la proporción de vectores infectados aumenta en cada ciclo gonotrófico ya que con cada alimentación de sangre, necesaria para completar un ciclo, se presenta una posibilidad de picar a un individuo infectado e infectarse, o de picar a un individuo sano, estando infectado el vector y, por consiguiente, infectarlo. Según Beklemishev (citado por Detinova, 1952), el cálculo de la edad fisiológica de un vector, a partir del número de ciclos gonotróficos completados, es indispensable para el estudio de la epidemiología de todas las enfermedades transmitidas por insectos chupadores pertenecientes a los Diptera inferiores (Nematócenæ).

Estudios para establecer los diferentes aspectos de un ciclo gonotrófico tales como el desarrollo sincronizado de las ovariolas, anautogeneidad (necesidad de una ingestión de sangre para completar el desarrollo del óvulo), o autogeneidad (desarrollo ovárico sin necesidad de sangre), la presencia de dilataciones en la túnica de las ovariolas después de oviposición, etc. se han realizado principalmente para mosquitos (Detinova, 1962). Por ejemplo, Rosay (1969) aplicó la técnica para determinar la edad fisiológica utilizando las dilataciones foliculares para Aedes nigromaculis y Culex pipiens quinquefaciatus. Spencer (1976) pudo establecer un método para separar poblaciones na-

turales de Anopheles farauti por edades, utilizando cambios operados en la túnica después de la oviposición.

Se han realizado interpretaciones del ciclo gonotrófico de especies del género Simulium en base a las descripciones mencionadas anteriormente y a las descripciones del ciclo de S. damnosum (Lewis, 1959) y a la de S. ochraceum (Cupp y Collins, 1979), en la que determinaron que esta última especie muestra una concordancia gonotrófica y que es anautógena. También encontraron que después de la oviposición aparecen dilataciones o alguna pigmentación en la túnica de las ovariolas, hecho que permite separar poblaciones naturales de esta especie en paras, hembras que han completado uno o más ciclos gonotróficos y en nulíparas, - hembras que no han completado ni un ciclo gonotrófico todavía. Esta técnica es muy útil en el estudio de la transmisión de Onchocerca Volvulus (Nematoda: Onchocercidae) (Duke, 1968; Garms 1975; Collins, 1979) y otras enfermedades (Bellamy y Corbet, 1974).

La capacidad vectorial de una especie se determina, en parte, multiplicando el número total de vectores que pican en un tiempo dado, por el porcentaje de infectividad (con el patógeno) de los vectores colectados. En el caso de la oncocercosis, el potencial de transmisión se define como el número de moscas infectadas con larvas de O. volvulus del tercer estadio que posan en un hombre por unidad de tiempo, y el número total de larvas infecciosas que portan estas mismas moscas (Duke, 1968). Por consiguiente, las mediciones de transmisión de oncocercosis se basan en la disección de moscas paras en busca de larvas de filaria. Esto presupone que los posibles vectores son anautógenos y presentan concordancia

cia gonotrófica.

Se sabe que en Guatemala, además de S. ochraceum, también son antropofílicas, S. metallicum, S. callidum, S. downsi y S. gonzalezi. Se han encontrado larvas infecciosas de O. volvulus en S. metallicum y S. callidum (Garms y Ochoa, 1979; Collins, 1979), pero la paridad y nuliparidad en estas especies se ha interpretado únicamente en base a observaciones realizadas en S. ochraceum. Además, se desconoce si estas especies son anautógenas, si presentan desarrollo folicular sincronizado y la relación temporal que existe entre alimentación con néctar y sangre y el desarrollo folicular.

El estudio de la biología de los miembros de esta familia es importante debido a su función como vectores en la transmisión de enfermedades causadas por filarias. En nuestro medio, S. ochraceum, que pertenece a esta familia, es el vector principal en la transmisión de la Onchocercosis o Enfermedad de Robles. Este parásito, Onchocerca volvulus, se considera una de las causas de ceguera en Guatemala. Las complicaciones oculares resultan de la invasión directa de los tejidos del ojo por las microfilarias. Los organismos vivos pueden provocar poco daño, pero su muerte desencadena una reacción inflamatoria. Puede producir conjuntivitis, queratitis punteada, opacificación corneal, e iridociclitis crónica. La pérdida de la agudeza visual resulta, usualmente, de glaucoma secundario. Puede también producir coreoretinitis difusa y atrofia del nervio óptico (Buck, 1974; Rogel, 1979).

El objetivo general del estudio fue determinar los ciclos gonotróficos de S. metallicum, S. callidum y S. downsi. Los objetivos específicos

fueron cuatro.

1. Describir el desarrollo ovárico, antes y después de que las moscas fueran alimentadas con fructosa y con sangre, para S. metallicum, S. callidum y S. downsi.
2. Determinar el tiempo requerido para completar el desarrollo mencionado anteriormente.
3. Describir los cambios operados en la túnica de las ovariolas después de la oviposición.
4. Determinar el ritmo circadiano de eclosión de las mismas especies

II. REVISION BIBLIOGRAFICA

A. Aspectos generales de la biología de la familia Simuliidae.

Los miembros de esta familia, comúnmente llamados moscas negras, pertenecen al orden Díptera, suborden Nematóceras. Los adultos raramente exceden los 5 mm de largo y presentan un tórax abultado. Las piezas bucales están adaptadas para cortar y chupar, pero se sabe que solamente las hembras ingieren sangre (Dalmat, 1955). Las antenas son de 11 segmentos; las alas son anchas y carecen de manchas; no tienen escamas ni vellosidades, excepto por las cerdas de las venas anteriores (Lapage, 1962).

Esta familia pertenece a los insectos holometábolos y su ciclo vital comprende cuatro estadios diferentes: huevo, larva, pupa y adulto, de los cuales, los primeros tres son acuáticos y el último terrestre.

La oviposición se lleva a cabo por la hembra adulta en la superficie del agua, o poco debajo de ésta, en algún substrato como una roca desnuda, vegetación emergente, o desperdicios; los huevos se depositan desde la superficie hasta 9 centímetros por debajo de la superficie del agua. Algunas especies depositan sus huevos individualmente, pero generalmente se depositan en grupos cubiertos por una matriz viscosa. Una sola hembra puede depositar hasta 500 huevos; dependiendo de la especie; las larvas eclosionan de 3 a 20 días después dependiendo también de la especie y de la temperatura (Dalmat, 1955).

Los estadios larvarios de todas las especies permanecen en agua corriente, desde cataratas hasta pequeños riachuelos. Se alimentan de

animales y plantas muy pequeñas, o de pedazos de éstos que flotan en el agua. Así pues, la corriente no solamente supe de oxígeno a la larva sino también de alimento. A su vez, son presa de planarias y, en el estado de pupa, sufren ataques de las larvas de Tendipedidae (Diptera) que comen el hilo de los capullos (puparios). (Dalmat, 1955).

Se desconoce con exactitud el número de estadíos larvarios y el tiempo requerido para su desarrollo. Vargas (1977) indicó que el desarrollo larval hasta antes de la pupa requiere, de 23 a 44 días (según la especie de que se trate, la alimentación, la temperatura, etc.), 5 días el desarrollo de la pupa, 5 días para completar el desarrollo folicular y agregando un día extra para que se alimenten y ovipongan, se calcula que hay un máximo de cinco generaciones de las especies de simúlidos vectores de oncocercosis durante la época de transmisión en Chiapas, México (de octubre a fines de marzo = 182 días).

Las larvas de las especies guatemaltecas, cuyo desarrollo ha sido estudiado por Dalmat (1955), mudan seis veces durante un período de 20 - 30 días, dependiendo de la especie y la temperatura del agua. En el agua, el habitat de la larva, el último instar teje un pupario de seda dentro del cual se lleva a cabo el período pupal. La forma del pupario se utiliza para distinguir entre especies. El período pupal varía de 2 a 10 días, dependiendo primariamente de la temperatura del agua. Cuando emerge, el adulto sube hacia la superficie del agua y vuela copulando poco tiempo después (Dalmat, 1955). El ciclo vital de S. metallicum, por ejemplo, en condiciones favorables es de 30 - 35 días de huevo a huevo (Dalmat, 1955).

B. Factores condicionantes en la capacidad vectorial de los simúlidos en Guatemala.

1. Hábitos alimenticios de los adultos.

Las hembras, las únicas que se alimentan con sangre, tienen hábitos diurnos y prefieren picar fuera de las habitaciones de los humanos. Prefieren alimentarse durante los días soleados o nublados pero no lluviosos, pues las lluvias y los vientos las obligan a guarecerse (Dalmat, 1955). A diferencia de S. ochraceum, que pica en la cabeza, el cuello y los brazos, S. metallicum y S. callidum pican preferentemente en las partes descubiertas de los miembros inferiores (Dalmant, 1955; Ramírez-Pérez, 1977). La toma de sangre, generalmente, no dura más de cuatro o cinco minutos para S. ochraceum y S. metallicum, y se desconoce para S. callidum y S. downsi. Es importante hacer notar que la picadura de S. ochraceum no se siente y que una vez ha iniciado la ingurgitación es muy difícil desprenderla de la piel. Al contrario, en Guatemala, la picadura de S. metallicum es muy dolorosa.

Dalmat (1955) y Ramírez-Pérez (1977) consideran que S. metallicum, S. callidum, y S. downsi no son especies estrictamente antropofílicas, sino más bien zoófilas, sobre todo S. downsi, debido a que se han encontrado a esas especies alimentándose en équidos, bóvidos y cánidos. Se observó una preferencia en S. downsi por alimentarse en las orejas de los caballos, mientras que S. callidum y S. metallicum lo hacen en la parte ventral (observación personal). Por otra parte, Garms (1975) y Collins (1979), han demostrado que las poblaciones de S. ochra-

ceum son altamente antropofílicas.

Dalmat (1955) llevó a cabo una serie de experimentos a fin de conocer los efectos que causan algunos factores del medio ambiente sobre los hábitos alimenticios de tres especies antropofílicas de Guatemala. Los resultados demostraron que S. metallicum empieza a picar desde las 07:00 horas, pica principalmente de 8:00 a 10:00 horas, y que un buen número continúa picando hasta las 17:00 horas; por otra parte, S. callidum pica activamente entre las 06:00 y las 08:00 horas y entre las 17:00 y las 19:00 horas, pero casi no pica durante el día. Simulium downsi tiene su pico de actividad por la tarde, entre las 17:00 y las 19:00 horas (observación personal).

Collins, Merino y Cupp (en imprenta) reportaron que, en cebo humano, S. callidum presenta un pico de actividad entre las 15:00 y 17:00 horas, S. metallicum pica más activamente durante la tarde, especialmente entre las 14:00 y las 17:00 horas.

Debe tomarse en cuenta que estos patrones se encuentran altamente condicionados por la preferencia de estas especies por un cebo determinado.

2. Longevidad de los adultos.

Dalmat (1955) presentó el primer estudio sobre la longevidad de las hembras de simúlidos en el municipio de Acatenango, Chimaltenango. Capturaron, en cebo humano, un total de 40,083 ejemplares silvestres, los marcaron con añilina y los volvieron a liberar. En 31 estaciones establecidas en diferentes direcciones y

a diferentes distancias recapturaron 91 insectos marcados, de los cuales 54 correspondieron a S. metallicum, 29 a S. ochraceum y 8 a S. callidum. Desde el momento de liberación hasta la estación de recaptura, se estimó una longevidad de 3 a 85 días para S. metallicum, de 5 a 27 días para S. ochraceum, y de 3 a 20 días para S. callidum. Dalmat (1955) señala que este cálculo representa sólo una aproximación de la longevidad de los insectos, ya que en ese momento se desconocía el lapso de vida antes de la captura o después de la recaptura.

3. Amplitud de vuelo.

Se desconoce mucho sobre la capacidad de vuelo de los simúlidos, pero Dalmat(1955) realizó el siguiente experimento: capturó un total de 66,544 hembras silvestres, las que marcó con añilina y soltó; se recapturaron, en 33 estaciones diferentes, 31 de los ejemplares marcados. De estos, uno correspondió a S. ochraceum, y los restantes a S. metallicum. Estos insectos recorrieron una distancia de vuelo de 1.86 a 17 km en línea recta desde el momento que los soltaron hasta su captura. Teniendo en cuenta que el terreno era accidentado, es lógico suponer que algunos de ellos se detuvieron a reposar varias veces. Sin embargo, un ejemplar de S. metallicum, cuando fue recuperado al día siguiente, había recorrido siete kilómetros del sitio de liberación.

4. Altura de vuelo.

Dalmat (1955) construyó una jaula sobre una corriente de agua con abundante vegetación y observó que, en el ocaso, los simúlidos

vuelan a los sitios más bajos de la jaula y permanecen toda la noche a nivel del suelo.

El mismo autor estableció varias estaciones a diferentes alturas sobre el nivel del suelo y cerca de los árboles. Las observaciones se realizaron durante el día y las capturas por hora se efectuaron en cebo humano. Los resultados demostraron que tanto S. metallicum como S. callidum suelen picar indiscriminadamente desde el suelo hasta 40 m de altura.

5. Parásitos y predadores.

Las larvas, pupas y adultos de los simúlidos tienen numerosos enemigos naturales que limitan y controlan sus poblaciones. Sin duda que los estadios inmaduros representan la fase más vulnerable en el ciclo vital del insecto.

Ramírez-Pérez recolectó larvas adultas de S. metallicum parasitadas (del 2 al 10%) por microsporidios. Además, indica que el parasitismo suele ser más alto en los meses de verano, cuando es más abundante la población de simúlidos.

Es necesario mencionar la infestación de las larvas de los simúlidos por vermes de la familia Mermithidae, que impiden el desarrollo de los ovarios en la fase adulta.

Collins, Merino y Cupp (en proceso de impresión) reportaron un 0.6% y 0.8% de parasitismo por especies de Mermithidae para S. metallicum y S. callidum, respectivamente. Además encontraron que de 795 hembras de S. metallicum y 251 de S. callidum, 2.4% se encontraban infestadas por hongos y protozoos.

En un trabajo más reciente, Takaoka (1980), reportó que en

larvas de simúlidos los niveles de parasitismo por mermítidos, microsporidios e infecciones por hongos varía considerablemente para las tres especies de vectores de oncocercosis. Encontró que mientras S. ochraceum no es parasitado por mermítidos, S. metallicum y S. callidum sí lo son, con una incidencia de 8.9% en 27 de 51 habitats y 4.9% en 11 de 32 habitats, respectivamente. Además reportó una baja infestación por 5 diferentes especies de microsporidios en las tres especies, aunque fue más común en S. metallicum (5 especies) y S. callidum (3 especies), que en S. ochraceum (1 especie). Encontró un 0.04% de parasitismo por hongos para S. ochraceum pero no así para las otras especies.

C. Sistema reproductor de la familia Simuliidae.

El sistema reproductor de los insectos es un complejo de órganos derivados de dos capas embriológicas: 1) órganos primarios internos mesodérmicos; 2) órganos ectodérmicos secundarios, formados por invaginaciones de la cutícula, que dan lugar a vías de salida del aparato reproductor, los apéndices externos. Estos pueden agruparse en dos renglones más amplios: genitales externos y genitales internos, incluyendo cada uno las estructuras designadas en la segunda división (Snodgrass, 1935).

La reproducción es bisexual en la mayoría de los insectos (Wigglesworth, 1972); es decir, que los gametos femeninos y los masculinos son producidos y madurados por individuos diferentes.

La mayoría de los insectos son amfígenos y ovíparos. Durante la cópula, los espermatozoides se guardan en un receptáculo femenino lla-

mado espermateca. Los huevos se fertilizan al ser expulsados del oviducto y se desarrollan completamente fuera del cuerpo de la hembra (Snodgrass, 1935).

1. Sistema reproductor masculino.

En muchos aspectos, los órganos reproductores masculinos internos son similares a los femeninos. En un insecto adulto comprende dos testículos, dos canales deferentes de origen mesodérmico y que corresponden a los oviductos laterales femeninos; un tubo medio de origen ectodérmico, llamado canal eyaculador que funcionalmente es comparable con el oviducto medio femenino (Fig. 1). Encontramos además un par de glándulas accesorias.

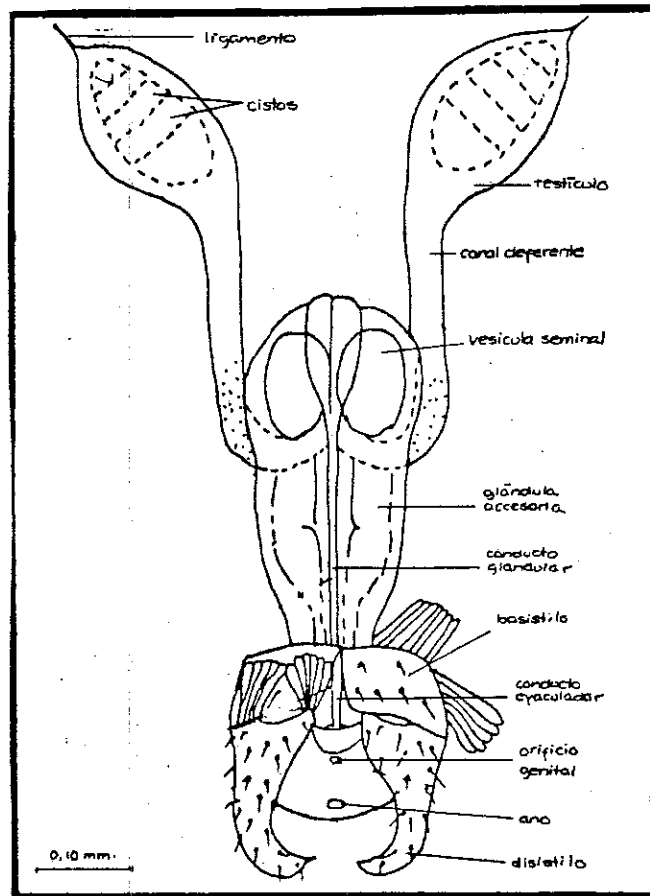


Figura No. 1. Aparato reproductor masculino. (Tomado de Ramírez-Pérez, 1977.)

La apertura externa del canal eyaculador desemboca en el eedeago que es de origen ectodérmico.

Los testículos son dos sacos periformes situados a cada lado del tubo digestivo y a nivel del sexto esternito abdominal. Puede observarse una intensa ramificación traqueal proveniente del cuarto y quinto espiráculo abdominal. Todo el testículo está recubierto por una vaina peritoneal, compuesta de dos capas que se yuxtaponen íntimamente, una túnica externa gruesa de tejido conectivo con aspecto vacuolado y una túnica interna delgada de naturaleza fibrosa que tiene numerosos núcleos pequeños. Cada testículo presenta el filamento suspensorio en su extremidad distal, y se comunica con el canal deferente en la extremidad basal. (Ramírez-Pérez, 1977).

Según Wigglesworth (1972), cada testículo está formado por folículos tubulares que varían en número y distribución en los diferentes insectos. Cada folículo consiste de una capa de epitelio que descansa sobre una membrana basal. Cada folículo contiene una sucesión de zonas o áreas en las cuales las células sexuales se encuentran en diferentes estados de desarrollo. Cada testículo en los dípteros constituye un sólo folículo que encierra numerosos cistos (Snodgrass 1959, citado por Ramírez-Pérez, 1977). Según Wigglesworth (1972) en cada testículo se pueden distinguir cuatro regiones de acuerdo a los distintos estados de desarrollo de las células germinales.

a) El germario. Es la región apical que contiene las células terminales primordiales que van a transformarse en esperma-

togonias primarias.

- b) La zona de espermatocitos. Cuando cada espermatogonia se va moviendo hacia atrás en el tubo, se va recubriendo con una capa de células somáticas. Al mismo tiempo, se divide repetidamente y se distiende esta bolsa para formar un cisto. Al principio, los cistos son redondos; pero conforme aumenta en tamaño se van tornando poliédricos debido a la mutua presión ejercida.
- c) La zona de reducción y maduración. Los espermatocitos se dividen, primero, en dos preespermátidas y luego en cuatro espermátidas. En la mayoría de los insectos, la primera división es una reducción cromosómica.
- d) La zona de transformación. Donde los espermatocitos secundarios o espermátidas se transforman en espermatozoides flagelados. En los simúlidos, la espermatogénesis termina al final del estado de vida larvaria (Ramírez-Pérez, 1977).

Los ductos genitales y las estructuras accesorias consisten, esencialmente, en un par de ductos o vasos deferentes que se encorvan posteriormente, antes de entrar en la vesícula seminal que está compuesta de dos sacos ovoides que se tocan medianamente. En esta misma dirección se proyecta el conducto eyaculador de origen ectodérmico. Este ducto está recubierto, interiormente, por una cutícula, y consta de una capa muscular formada por una capa externa de fibras circulares y una interna de fibras longitudinales. La parte terminal está dentro de una evaginación de la pa-

pared corporal que forma el edeago. Las glándulas accesorias son dos estructuras tubulares que se inician debajo de las vesículas y se reducen básicamente formando dos conductos que se unen poco antes de alcanzar el gonoporo.

2. Sistema reproductor femenino.

El sistema reproductor femenino (Fig. 2), consta de dos ovarios; dos oviductos laterales que convergen posteriormente formando un oviducto mediano o común; la bolsa copulatriz o vagina, que recibe el órgano copulador masculino durante el apareamiento; el receptáculo seminal o espermateca y finalmente un par de glándulas accesorias. (Ramírez-Pérez, 1977).

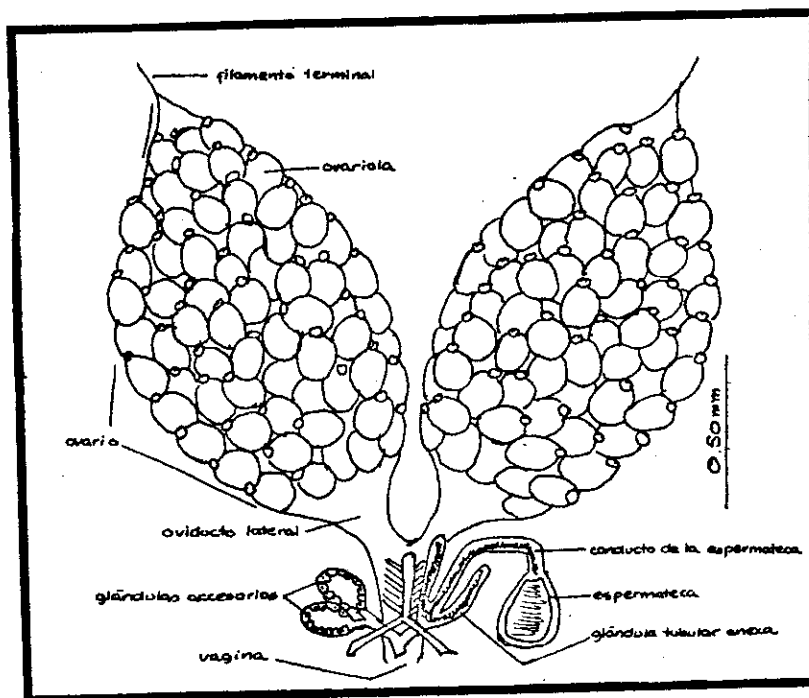


Figura No. 2. Sistema Reproductor femenino. (Tomado de Ramírez-Pérez, 1977)

Los ovarios se encuentran uno a cada lado del tubo digestivo, a nivel del 5º espiráculo abdominal. Cada uno de ellos está formado por un grupo de unidades cilíndricas llamadas ovariolas (unidad funcional) (Fig. 3), que van a converger en el extremo anterior del oviducto lateral correspondiente. El número de estas unidades funcionales puede variar de especie a especie (Snodgrass, 1935). En S. metallicum, Ramírez-Pérez (1977) encontró de 100 a 150 ovariolas por ovario. Cupp y Collins (1979) encontraron 110 (81-140) para S. ochraceum.

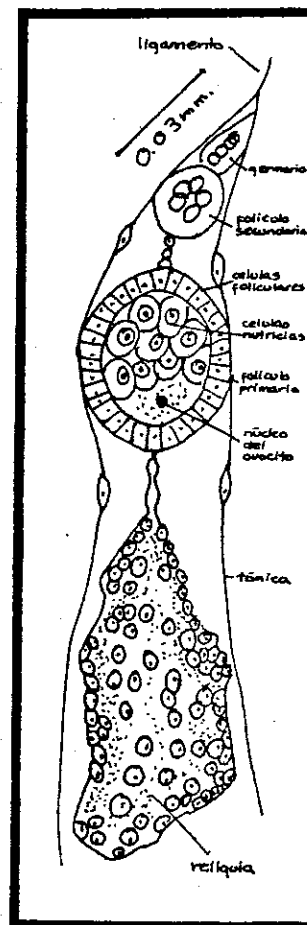


Figura No. 3. Ovariola, unidad funcional del ovario. (La reliquia se presenta únicamente en moscas paras.) (Tomado de Ramírez-Pérez, 1977.)

Ovariolas.

Las ovariolas (Fig. 3) están formadas por una capa de tejido epitelial que descansa sobre una membrana basal, y todo ello está recubierto por una envoltura de tejido conectivo llamada túnica. Según Wigglesworth (1972), cada ovariola puede dividirse en las siguientes secciones.

- a) El filamento terminal. Este se deriva del mesodermo, nace en el extremo apical del tubo y está formado por tejido conectivo. Todos los filamentos terminales forman el ligamento del ovario o filamento terminal, que lo mantiene adherido a la pared del cuerpo.
- b) El germario. Está situado en la cámara anterior del tubo y está compuesto por células terminales u oogonia que se dividen por mitosis, y luego se diferencian dando origen a oocitos primarios, oocitos secundarios y a células de nutrición o trofocitos.
- c) El vitelario. Es la región en donde los óvulos alcanzan la madurez como resultado de la acumulación de vitelo o deutoplasma. El vitelario encierra dos oocitos desiguales: el mediano, poco desarrollado, es llamado folículo secundario, y el posterior o proximal, bien diferenciado, es conocido como folículo primario.
- d) El pedicelo o pedúnculo. Es un conducto de paredes delgadas que comunica la ovariola con el conducto de la spermateca.

Todo el ovario está envuelto en una vaina peritoneal. La ova-

riola está recubierta por una membrana epitelial elástica que se extiende desde el filamento terminal hasta el pedicelo.

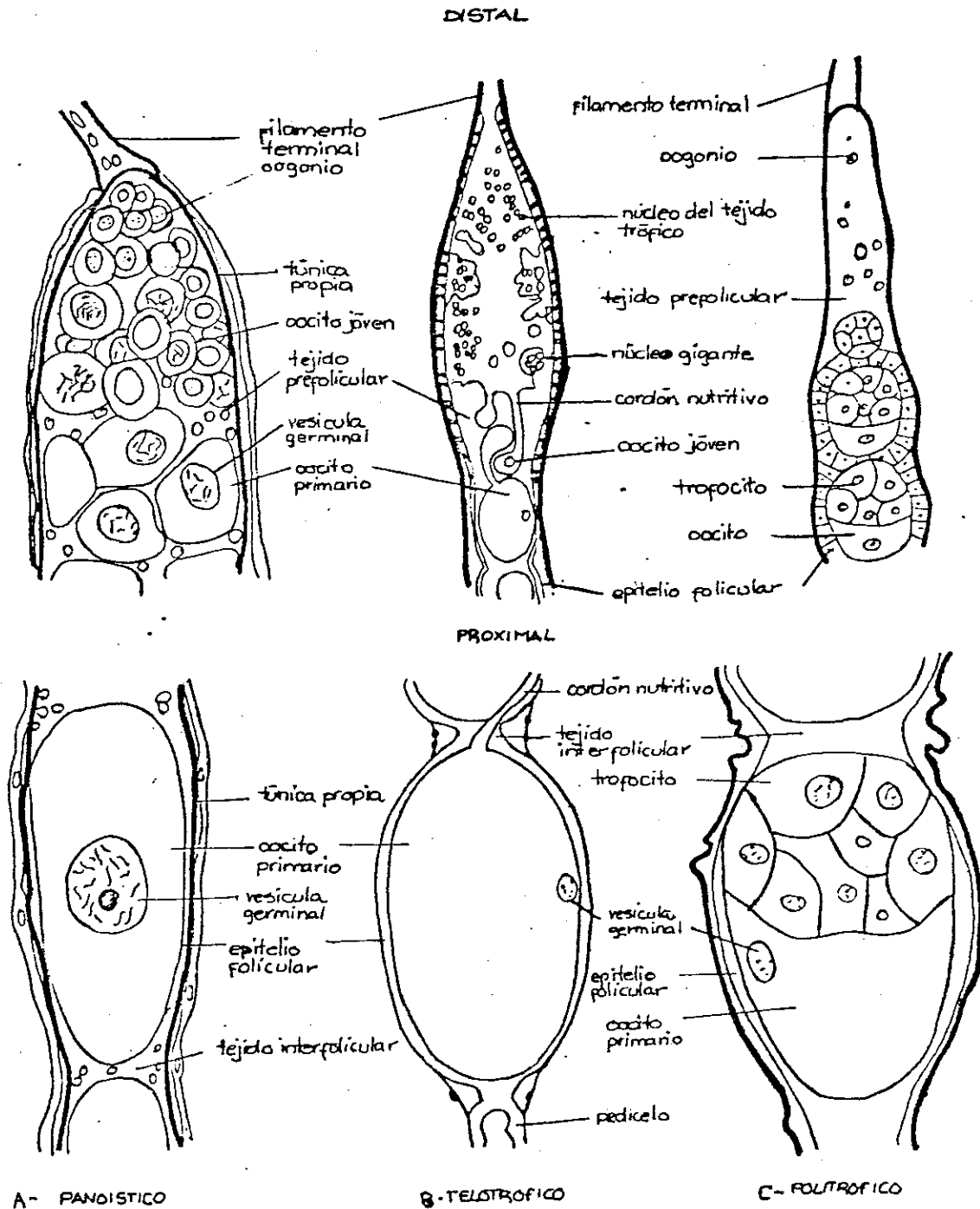
Los ovarios y los oviductos laterales son de origen mesodérmico. La bolsa copulatriz, la espermateca y el oviducto común están tapizados por una íntima quitinosa delgada que indica su origen ectodérmico (Snodgrass, 1935).

Wigglesworth (1972), reconoce dos tipos de ovaríolas (Fig. 4).

- a. Panoística, en el cual hay pocas células de nutrición y en donde la yema del huevo es producida únicamente por el epitelio del folículo. Este es probablemente el tipo de ovaríola más primitivo (Fig. 4-A).
- b. Meroística, en el cual las células de nutrición y las germinales se desarrollan de las células sexuales primitivas y contribuyen en la nutrición del oocito en sus fases tempranas de desarrollo. Este se divide en dos subgrupos.
 - b-1. Telotrófico, en el que las células de nutrición se encuentran en el ápice de cada ovaríola y están conectadas al oocito, tempranamente durante el desarrollo, por medio de cordones de nutrición (Fig. 4-B).
 - b-2. Politrófico, en el que cada oocito tiene un número de células de nutrición dentro del folículo (el orden Díptera presenta este tipo de ovaríola) (Fig. 4-C).

Figura 4

Estructura de la región distal de una ovariola, incluyendo el germario (arriba), y la región proximal con un oocito bien desarrollado (abajo) en ovariolas (A) panoística, (B) telotrófica y (C) politrófica. (Tomado de Chapman, 1971.)



Ductos genitales y estructuras accesorias.

En algunos Díptera, el conducto común o vagina se distiende anteriormente formando el útero. Asociadas a la vagina, encontramos las siguientes estructuras.

- a) El conducto de la espermateca. Generalmente es un ducto que se abre en el dorso de la vagina.
- b) La espermateca. Es un receptáculo esclerosado rodeado de una capa de células pavimentosas. Cuando la hembra copula en la naturaleza, los espermias quedan almacenados en esta cámara para fecundar los huevos que se producen durante su existencia (Wigglesworth, 1972). El lumen del conducto espermático, al igual que el de las glándulas tubulares anexas, presenta una espiral quitinosa rodeada de numerosas flánulas monocelulares (Fig. 2).
- c) La bolsa copulatrix. Es un saco periforme que se encuentra a nivel del octavo esternito abdominal; en su faz ventral se insertan los músculos dilatadores.
- d) Las glándulas accesorias. Generalmente hay un par de estas y se abren en la porción distal de la vagina. Segregan la sustancia pegajosa que aglutina los huevos al sustrato. (Wigglesworth, 1972).

Ovogénesis.

En los tres tipos de ovariolas, la diferenciación celular se lleva a cabo en el germario, el cual contiene oogonia, oocitos primarios, células de nutrición (en politróficos y telotróficos y células del epitelio prefolicular y folicular.

Las ovariolas politróficas se reconocen por la presencia de numerosos trofozoitos o células de nutrición, junto con un oocito, todo rodeado por una envoltura mesodérmica, constituyendo un folículo. El número de trofozoitos por folículo varía dentro de las diferentes especies. Según Engelmann (1970), Drosophila es el caso más estudiado dentro de los insectos que presentan este tipo de ovariolas; por esto la descripción que se hace a continuación está basada en dicho género. En este género cada germario contiene una o pocas oogonia, cada una de éstas dará origen a un citoblasto y a otra oogonia. Mientras el citoblasto continúa su recorrido a lo largo del germario, se divide cuatro veces, dando lugar a cistos de 16 células, quince de las cuáles se convertirán en células de nutrición. Finalmente, Alrededor de los cistos y entre éstos crecen células mesodérmicas que forman el epitelio folicular. Estos cistos salen del germario y se convierten en un folículo.

Vitelogénesis.

Algunas observaciones sugieren la posibilidad de que el oocito y el núcleo germinal participen en la formación de yema de algunas especies. Por ejemplo, en Drosophila, como en algunos otros géneros del orden Díptera, la mayoría del ARN ribosomal en el oocito se deriva de las células de nutrición. Durante la fase de mayor crecimiento del oocito, gránulos de yema, los cuales no se encuentran dentro de la membrana, crecen asociados a la superficie del retículo endoplasmático. Debido a que estos gránulos de yema no se encuentran encerrados dentro de una mem-

brana, se puede suponer que no se derivan de vesículas pinocíticas. Esto probablemente indica que las proteínas son sintetizadas por ARN de las células de nutrición, ya que no se ha obtenido ninguna evidencia de síntesis de ARN nuclear en el núcleo germinal (Engelmann, 1970).

En algunos grupos como Blattaria, la yema no se sintetiza exclusivamente en el oocito. Algunas proteínas se sintetizan en alguna otra parte, y a través de las envolturas ováricas y del epitelio folicular pasan moléculas intactas que son incorporadas al oocito en desarrollo. No se conoce que porción de las proteínas proviene de la sangre ingerida ni cuál es sintetizada por el epitelio folicular o el núcleo germinal. Aparentemente, el tejido de nutrición proporciona al oocito ácido desoxiribonucleico (ARN), principalmente, pero por otra parte, los miembros del Orden Díptera obtienen la mayor parte de su ARN, así como sus proteínas, de las células de nutrición (Engelmann, 1970).

El epitelio folicular segrega el corión del huevo cuando el oocito ha completado su crecimiento. Este corión es de consistencia dura y se asemeja a la cutícula externa del cuerpo, pero no es quitinosa (Snodgrass, 1935). En el extremo superior del huevo permanece una pequeña área sin cubrir que se llama micrópilo. Al principio del crecimiento se segrega otra membrana llamada vitelina.

Al pasar el huevo por la espermateca, se libera una pequeña cantidad de espermatozoides que penetran por el micrópilo. Después de que el huevo, ya completamente desarrollado pasa a través del

oviducto hacia el exterior, el epitelio folicular se rompe y degenera formando un "tapón" que permanece dentro de la ovariola por algún tiempo. Este remanente es generalmente de color amarillo o rojizo. (Engelmann, 1970).

3. Control hormonal del desarrollo ovárico.

En la mayoría de los mosquitos, los oocitos que van a dar lugar a los huevos de la primera oviposición, comienzan su desarrollo en las primeras horas después de eclosión (Gillette, 1971).

En especies anautógenas, el cuerpo alado no se activa sino hasta que el insecto obtiene una alimentación con sangre. En especies autógenas, el cuerpo alado se activa poco tiempo después de eclosionar el adulto, sin necesidad de un estímulo alimenticio (sanguíneo). (Englemann, 1968.)

En el momento de la alimentación con sangre, los oocitos se encuentran en las fases N a II. La sangre recién ingerida va directamente al estómago, el cual se distiende enormemente. Esta distensión del estómago produce la liberación de una neurosecreción por las células neurosecretoras del cerebro, lo cual inicia el primer paso del desarrollo ovárico y estimula la liberación de una segunda hormona por el cuerpo alado, que está formado por un par de glándulas situadas a ambos lados del "stomodeum", atrás del cerebro, en la parte posterior de la cabeza, o algunas veces en el protorax (Snodgrass, 1935). Esta hormona es la señal para continuar el desarrollo ovárico más allá de la fase II. Los oocitos continúan su desarrollo, recibiendo cada uno sus requerimientos nutritivos que provienen de un grupo de células de nutrición, las que se en-

dentro del folículo (en miembros de la familia Culicidae son 7 las células de nutrición). (Gillette, 1971).

Las células de nutrición proveen sustancias alimenticias al oocito sólo durante la fase inicial del desarrollo. Después el oocito se nutre de la sangre ingerida ya digerida parcialmente. (Gillette, 1971).

III. METODOLOGIA

Para alcanzar el primer objetivo específico de este estudio fué necesario contar con moscas nulíparas. Para esto se recolectaron pupas en la finca Los Tarrales, Patulúl, Suchitepéquez, de acuerdo a la metodología de Figueroa, Collins y Kosek(1979, pero con algunas modificaciones (Apéndice 1); las pupas fueron transportadas al laboratorio en la ciudad de Guatemala y se mantuvieron a temperatura ambiente, la que varió para cada colecta (Cuadro No.1). Inmediatamente después de eclosionar, las moscas fueron alimentadas con una solución de miel de abeja al 10%, para luego disectarlas a intervalos de cuatro horas en una solución Ringer pa ra insectos. Se contó con un grupo control alimentado solamente con a g u a, haciéndose las disecciones de las moscas de este grupo a los intervalos de tiempo mencionados anteriormente. Se describieron las diferentes fases (estados) del desarrollo de los folículos primarios siguiendo la metodología de Christopher, modificada por Mer (1936), descrita por Detinova (1962 y utilizada por Cupp y Collis (1979 para describir el ciclo de S. ochraceum. Se fotografiaron estas fases usando un fotomicroscopio Leitz Dialuz-20 de contraste de fase. Además, se describió el es t a d o de desarrollo de los folículos primarios en moscas recién eclosionada s, sin alimentar. Utilizando un "tracing device" se hicieron esquemas de los estados "ideales" de cada fase del desarrollo desde la fase N hasta la fase II, para las 3 especies.

En pruebas preliminares se obtuvieron porcentajes de eclosión bastante bajos, probablemente debido a los cambios en temperatura a que se v i e r o n sometidas las pupas al ser transportadas del campo al laboratorio y a la edad de estas; probablemente las pupas muy jóvenes son más sensibles

a cualquier cambio y, por consiguiente, es más difícil completar su desarrollo en un medio extraño.

Se hicieron colecciones adicionales que se mantuvieron durante cuatro días en el laboratorio de Quixayá, Patulul, Suchitepéquez, donde se logró un alto porcentaje de eclosión (80%). Se revisaron cada cuatro horas para poder obtener una curva de porcentaje de eclosión a través de las 24 horas del día.

Para describir el desarrollo de los folículos después de una alimentación con sangre, se recolectaron moscas en un voluntario infectado con O. volvulus. A fin de reducir el riesgo para el voluntario, no se recolectaron más de 100 moscas por hombre, por día.

El sistema de colectas utilizando voluntarios humanos como cebo resultó poco efectivo debido a que el número de moscas atraídas era muy bajo. Se utilizó entonces un caballo como cebo, aumentando así la colecta. Simulium metallicum se recogió en la región abdominal y casi durante todo el día. Simulium callidum también se recogió en la región abdominal del caballo y especialmente durante la tarde. Simulium downsi se recolectó por la tarde, de las orejas del cebo.

Utilizando la misma metodología, se disectaron moscas hembras a intervalos de dos horas después de haber sido alimentadas, para poder describir el desarrollo del folículo primario hasta la etapa de huevo. Para S. downsi las disecciones se iniciaron varias horas después de la colecta debido al tiempo necesario para transportarlas al laboratorio. Se estimularon hembras grávidas para oviponer. Para esto se ensayaron dos métodos: a) el método de CO₂ propuesto por Dalmat en 1950 (Apéndice III), y b) el método propuesto por Monroy en 1979 (Apéndice III). Esto permitió describir los cambios operados en la túnica después de la oviposición.

IV. RESULTADOS

A continuación se presenta el registro de colectas de pupas y adultos realizadas durante el trabajo. Se incluyen únicamente las colectas que resultaron representativas (Cuadros Nos. 1 y 2).

Cuadro No. 1
Registro de colectas de pupas
de Simulium spp.

No. de Colecta	Fecha	Sitio /Colección	Intervalo /disección	Temperatura máxima y mínima**
1	5/X/79	Los Tarrales	cada 2 horas	23-16
2	8/X/79	Río Corralito Los Andes	cada 4 horas	24-16
3	12/X/79	Los Andes	cada 6 horas	25-16
4	16/X/79	Los Andes sitio 4	cada 6 horas	27-16
5	30/XI/79	Los Tarrales	cada 6 horas	20-14
6	12/XII/79	Los Andes	cada 6 horas	32-18
7	1/XII/79	*		33-18
8	2/XII/79	Los Tarrales*	cada 6 horas	29-19
9	5/XII/79	Los Tarrales*	cada 6 horas	32-18
10	10/XII/79	Los Tarrales*	cada 6 horas	33-19
11	11/XII/79	Los Tarrales*	cada 6 horas	33-16
12	12/XII/79	Los Tarrales*	cada 6 horas	32-18
13	14/XII/79	Los Tarrales*	cada 6 horas	33-18
14	15/XII/79	Los Tarrales	cada 6 horas	22-13
15	4/I/80	Los Tarrales	cada 6 horas	22-14
16	8/I/80	El Jardín	cada 6 horas	28-13
17	11/I/80	El Jardín	cada 6 horas	26-13

* Muestras trabajadas en el laboratorio de Quixayá, Patulul, Suchitepequez.
Las demás muestras se trabajaron en el laboratorio de la Universidad del Valle.

*** Datos proporcionados por el INSIVUMEH.

Cuadro No. 2

Registro de colectas de hembras adultas de S. metallicum, S. callidum
y S. downsi ingurgitadas con sangre

No. de colecta	Fecha	Sitio	Cebo	Intervalo/ Disección	Temperatura Promedio
1	07/11/80	Los Tarrales	caballo y humano	cada 2 horas	20°C (17-24)
2	10/11/80	Miramar	caballo	cada 2 horas	20°C (17-24)
3	26/11/80	Los Tarrales	caballo	cada 2 horas	20°C (17-24)
4	27/11/80	Los Tarrales	caballo y humano	cada 2 horas	20°C (17-24)
5	29/11/80	Miramar	caballo	cada 2 horas	20°C (17-24)

Nota:

- 1 - Todas las muestras se trabajaron en el laboratorio de la Universidad del Valle.
- 2 - Se tomaron en cuenta solo colecta de más de doce individuos.

A. Desarrollo ovárico.

1. Componentes de las ovariolas.

Cada ovariola está formada por un folículo primario, un folículo secundario y un germario (Fig. No. 5).

El folículo primario consiste de células de nutrición sin una aparente diferenciación, cuyo tamaño y número varía de una especie a otra. En S. metallicum, a diferencia de las otras dos especies, puede observarse un epitelio diferenciado (Fig. No. 6).



Figura No. 5. Simulium metallicum 97 horas después de eclosión. Muestra claramente el folículo primario (FP) en fase II temprana, el folículo secundario (FS), el germario (G), y el ligamento suspensorio (L). (40x).

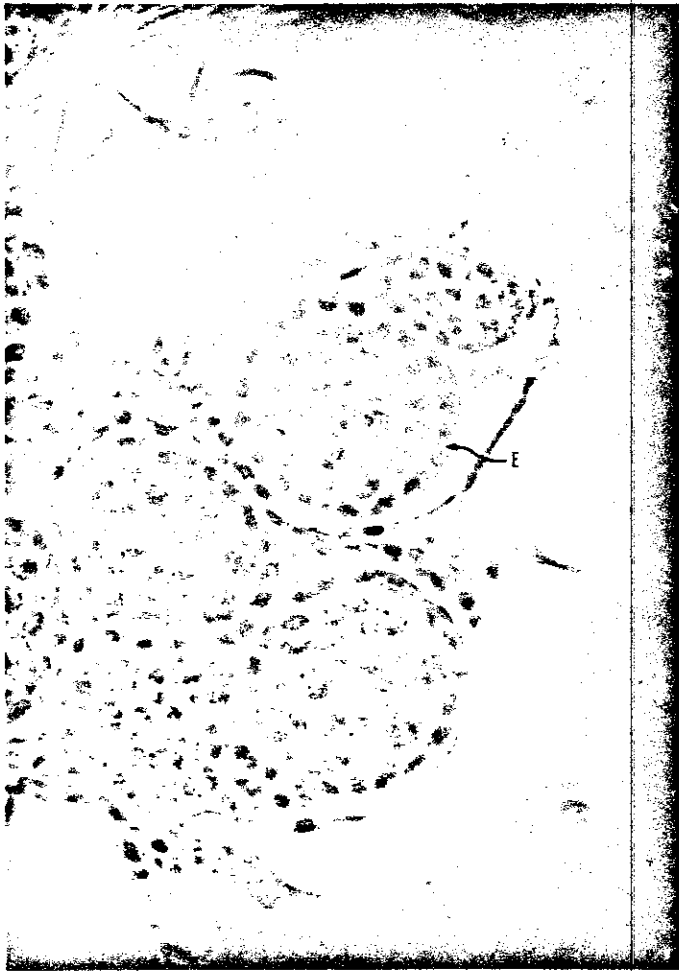


Figura No. 6. Simulium metallicum 12 horas después de eclosión. Muestra un epitelio diferenciado (E). (40x).

2. Fase N.

Se caracteriza por la presencia de dos folículos elipsoidales y un germario diferenciado. En esta fase, a excepción de S. metallicum, no se aprecia ninguna diferenciación en el folículo primario. El folículo secundario es más pequeño que el folículo primario. (Figs. Nos. 7, 8 y 9). Esta fase puede durar de 12 ± 3.9 horas para S. metallicum, 11 ± 3.1 horas para S. callidum y 12 ± 4.1 horas para S. downsi. (Los datos utilizados para calcular el tiempo provienen de la muestra número 16, Cuadro 1.)

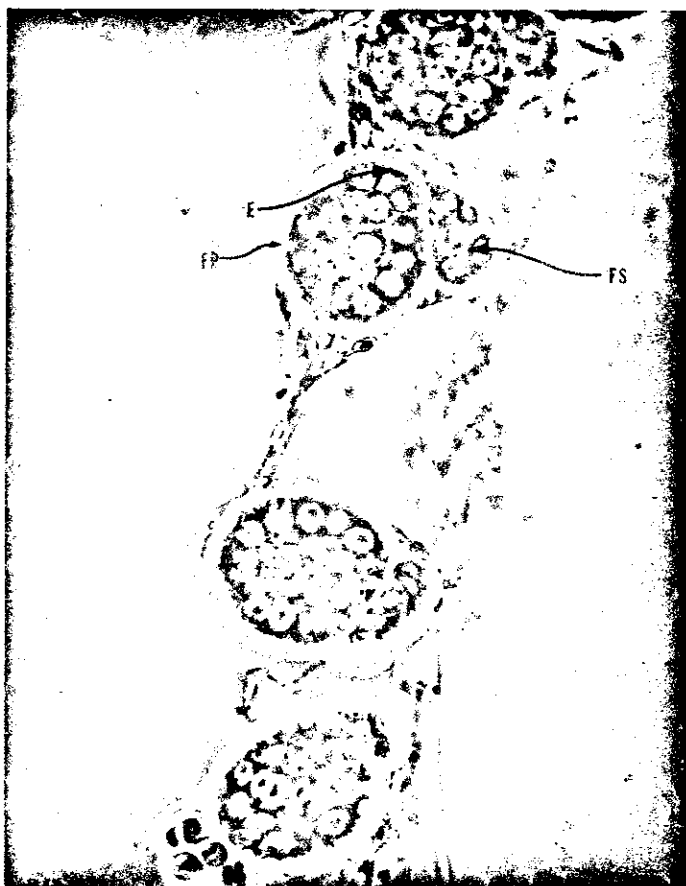


Figura No. 7 Simulium metallicum 12 horas después de eclosión. Folículo en fase N. No es posible hacer la distinción entre el oocito y las células de nutrición. E: epitelio; FP: folículo primario; FS: folículo secundario). (40x).

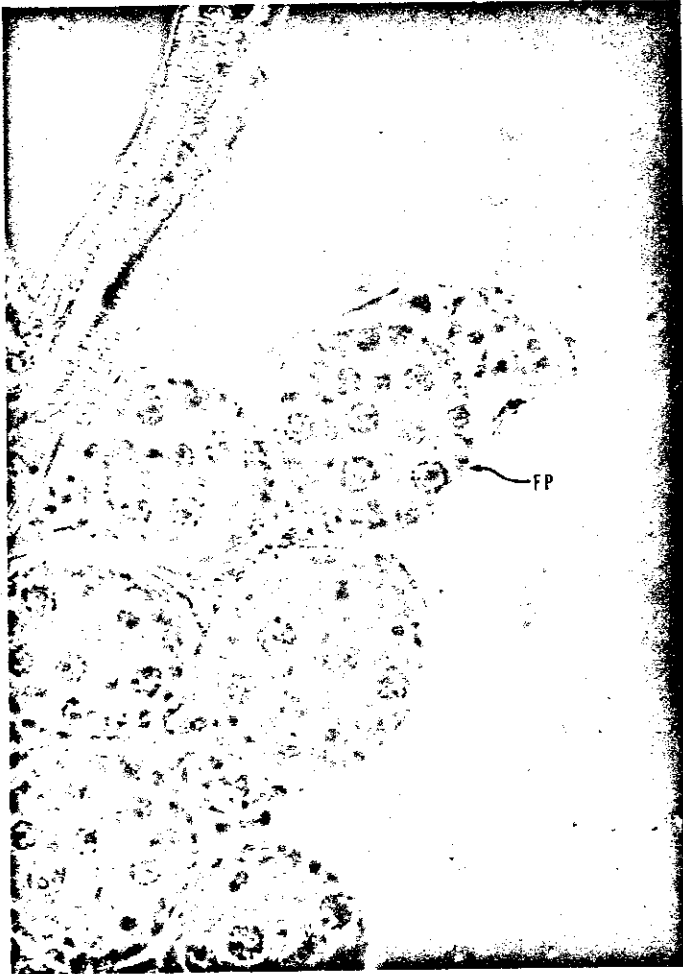
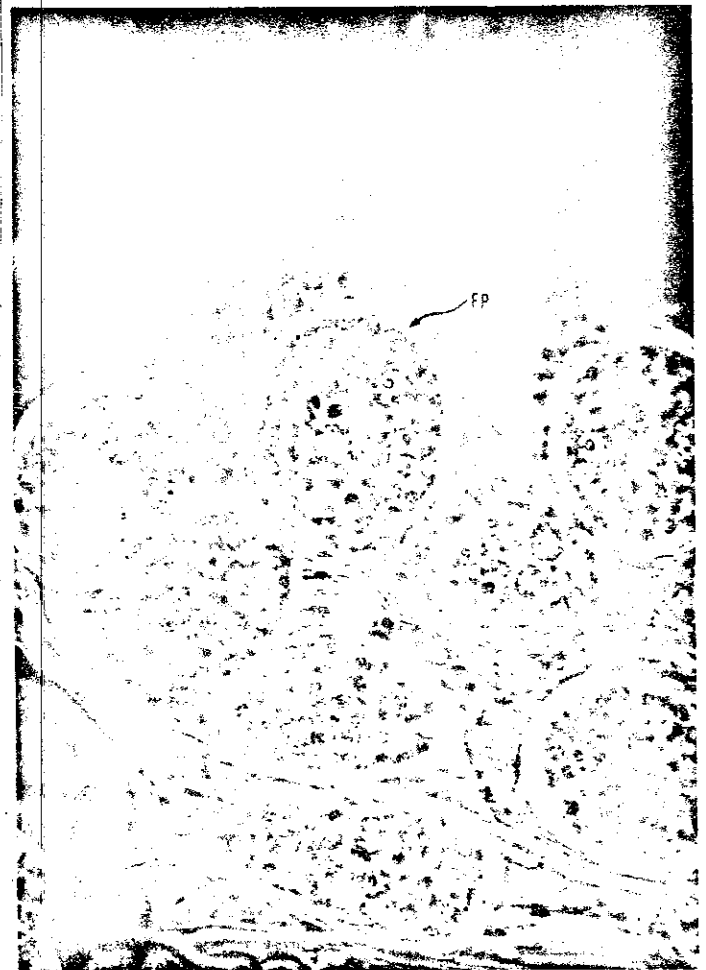


Figura No. 8. Simulium callidum 16 horas después de eclosión. Folículo primario (FP) en fase N. No es posible hacer la distinción entre el oocito y las células de nutrición. (40x).

Figura No. 9. Simulium downsi 13 horas después de eclosión. Folículo primario (FP) en fase N. No es posible hacer la distinción entre el oocito y las células de nutrición. (40x).



3. Fase I.

Esta fase se distingue por la presencia del núcleo del oocito bien diferenciado en el extremo proximal del folículo primario. En S. metallicum el epitelio continúa diferenciándose, mientras que en las otras dos especies aún no se distingue (Figs. 10, 11 y 27). Esta fase se presenta aproximadamente 24 ± 2.6 horas para S. metallicum, 31 ± 5.5 horas para S. callidum y 17 ± 4.2 horas para S. downsi, después de eclosionar. (Muestra No. 16, Cuadro No. 1.)

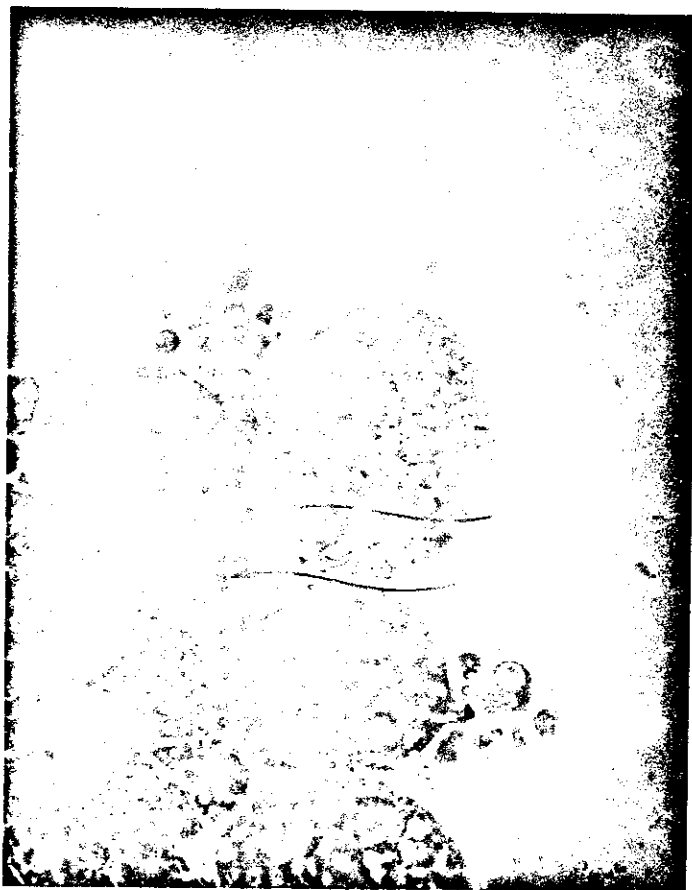


Figura No. 10. Simulium metallicum 96 horas después de eclosión. Folículo primario en fase I. El núcleo del oocito (NO) bien diferenciado de las células de nutrición (CN). (40x)



Figura No. 11. Simulium downsi 24 horas después de eclosión. Folículo primario en fase I. El núcleo del oocito (NO) bien diferenciado de las células de nutrición (CN). (40x).

4. Fase I-II.

Esta fase comienza con el apareamiento de algunos gránulos de yema alrededor del núcleo diferenciado del oocito.

En S. metallicum el epitelio está totalmente desarrollado y puede apreciarse una aparente diferenciación del oocito. Para las otras dos especies pueden distinguirse el oocito y el epitelio, aunque no están totalmente diferenciados (Fig. No. 12).

Esta fase se inicia aproximadamente a las 54 ± 9.9 horas para S. metallicum, a las 52 ± 14.3 horas para S. callidum y a las 63 ± 19.8 horas para S. downsi, después de eclosionar.

(Muestra número 16, Cuadro I.)



Figura No. 12. Simulium downsi 72 horas después de eclosión. Folículo primario en fase I-II avanzada. Muestra claramente el núcleo del oocito (NO) rodeado de gránulos de yema (Y). Las células de nutrición (CN) se encuentran en la parte distal del folículo primario. (FS: folículo secundario; G: germario.). (40x)

5. Fase II.

Se reconoce por la presencia de un oocito que ocupa casi la mitad del espacio folicular. El epitelio folicular de tipo cuboidal está presente en las tres especies. El núcleo del oocito es visible aún y los gránulos de yema son abundantes alrededor de éste (Fig. No. 13).



Figura No. 13. *Simulium callidum* 72 horas después de eclosion. Folículo primario en fase II. Muestra un epitelio (E) diferenciado. El núcleo del oocito (NO) es visible y ocupa casi la mitad del espacio folicular. Las células de nutrición (CN) localizadas en el extremo distal del folículo. (25x).

En las tres especies analizadas, el desarrollo del ovario no puede continuar con una dieta de miel de abeja (fructosa) solamente, sino hasta que la mosca sea alimentada con sangre (fase de reposo). Si la sangre no se obtiene en un lapso prudencial de tiempo (aproximadamente 100 horas), el folículo primario se reabsorberá (Fig. No. 14). La reabsorción se caracteriza por la presencia de vacuolas; núcleo del oocito claramente visible y gránulos de yema dispersos y desintegración irregular del epitelio.

Esta fase ocurre aproximadamente a las 78 ± 11.4 horas para S. metallicum, a las 78 ± 14 horas para S. callidum y a las 79 ± 14.6 horas para S. downsi. (Muestra número 16, Cuadro No. 1.)



Figura No. 14. Simulium downsi 110 horas después de eclosión. Folículo primario reabsorbiéndose. (O: oocito; NO: núcleo del oocito.). (40x).

A continuación se presenta, en el Cuadro No 3, una síntesis del desarrollo ovárico desde la fase N hasta la fase II inclusive, para las tres especies.

Descripción de los estados de desarrollo desde la fase N hasta la fase II para S. metallicum, S. callidum y S. downsi

Fase	<u>S. metallicum</u>	<u>S. callidum</u>	<u>S. downsi</u>
N	<ul style="list-style-type: none"> -Epitelio visible. -No existe diferenciación del oocito de las células de nutrición. 	<ul style="list-style-type: none"> -Epitelio no es visible. -No existe diferenciación del oocito de las células de nutrición. 	<ul style="list-style-type: none"> -Epitelio no es visible. -No existe diferenciación del oocito de las células de nutrición.
I	<ul style="list-style-type: none"> -Epitelio continúa desarrollándose. -Núcleo del oocito visible. 	<ul style="list-style-type: none"> -Epitelio no es visible. -Núcleo del oocito visible. 	<ul style="list-style-type: none"> -Epitelio no es visible. -Núcleo del oocito visible.
I-II	<ul style="list-style-type: none"> -Epitelio totalmente desarrollado. -Núcleo del oocito visible. -Gránulos de yema presentes. -Oocito diferenciable. 	<ul style="list-style-type: none"> -Epitelio no es visible. -Núcleo del oocito visible. -Gránulos de yema presentes. -Oocitos sin diferenciar? 	<ul style="list-style-type: none"> -Epitelio no es visible. -Núcleo del oocito visible. -Gránulos de yema presente. -Oocitos sin diferenciar?
II	<ul style="list-style-type: none"> -Epitelio completamente desarrollado. -Núcleo del oocito visible. -Gránulos de yema abundantes. -El oocito y la yema ocupan casi medio espacio folicular. 	<ul style="list-style-type: none"> -Epitelio visible. -Núcleo del oocito visible. -Gránulos de yema abundantes. -El oocito y la yema ocupan casi medio espacio folicular. 	<ul style="list-style-type: none"> -Epitelio visible. -Núcleo del oocito visible. -Gránulos de yema abundantes. -El oocito y la yema ocupan casi medio espacio folicular.

Reabsorción: Se caracteriza por la presencia de espacios o vacuolas. El núcleo del oocito es claramente visible y los gránulos de yema se encuentran dispersos. El epitelio se desintegra en forma irregular.

6. Fase III.

Se reconoce cuando ya no es posible ver el núcleo del oocito debido a la acumulación de yema, la cual ocupa aproximadamente $3/4$ partes del espacio folicular. Las células de nutrición se encuentran en el extremo anterior del folículo. Puede apreciarse un engrosamiento del epitelio (Figs. Nos. 15 y 16).

Ocurre aproximadamente a las 12.6 ± 3.3 horas para S. metallicum, y 16 ± 3 horas para S. callidum, después de una ingurgitación con sangre. (Muestras 2, 3, 4 y 5, Cuadro 2.)



Figura No. 15. Simulium metallicum 10 horas después de ingurgitación. Folículo primario en fase III temprana. El oocito (O) ocupa la mitad del espacio folicular. El núcleo está oculto por la acumulación de yema. Las células de nutrición (CN) se encuentran en el extremo distal. (E: epitelio; FS: folículo secundario; G: germario.) (40x).



Figura No. 16. *Simulium callidum* 15 horas después de ingurgitación. Folículo primario en Fase III temprana. El oocito (O) ocupa la mitad del espacio folicular. El núcleo está oculto por la acumulación de yema. Las células de nutrición (CN) se encuentran en el extremo distal. (40x)

7. Fase IV.

En esta fase la configuración general del folículo cambia. Las células de nutrición se ubican en el extremo anterior del folículo y la yema ocupa casi todo el espacio folicular (Figs. 17, 18, y 19).

Se inicia aproximadamente a las 43 ± 11.7 horas para S. metallicum, a las 40 ± 8 horas para S. callidum y a las 40 ± 4.6 horas para S. downsi, después de la ingurgitación con sangre. (Muestras Nos. 2, 3, 4 y 5, Cuadro No. 2).

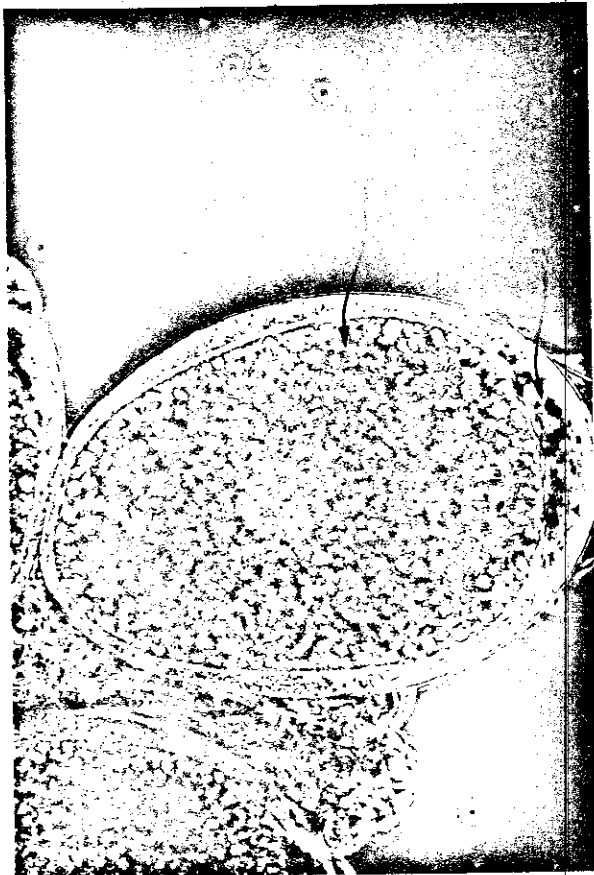
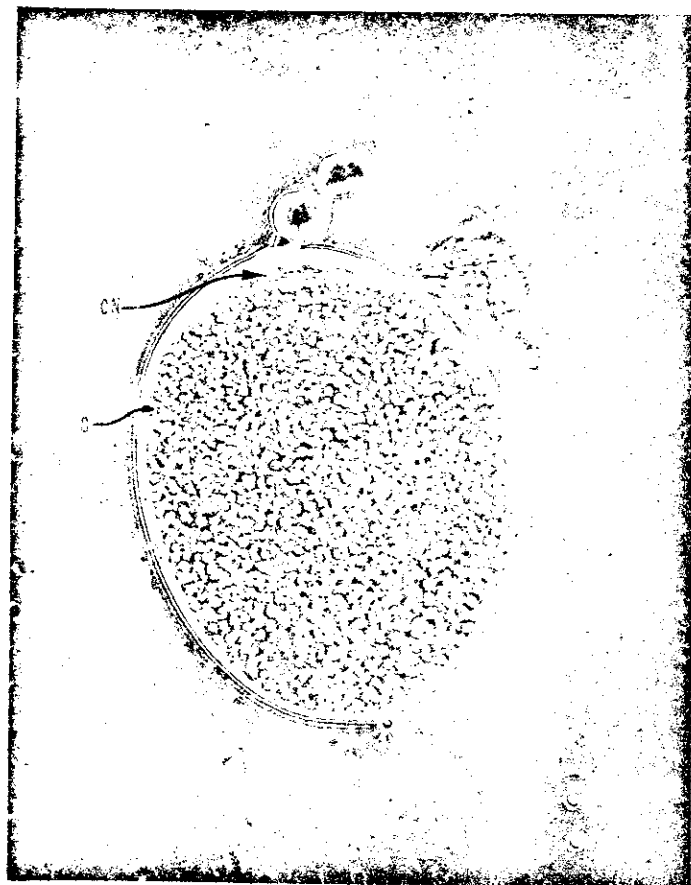


Figura No. 17 Simulium metallicum 50 horas después de ingurgitación. Folículo primario en fase IV. El oocito (0) ocupa casi todo el espacio folicular. Las células de nutrición casi no se ven. (25x)



Figura No. 18. Simulium callidum 48 horas después de ingurgitación. Folículo primario en fase IV. El oocito (O) ocupa casi todo el espacio foli-cular. Las células de nutrición (CN) casi no se ven. (25x).

Figura No. 19. Simulium downsi 30 horas después de ingurgitación. Folículo primario en fase IV. El oocito (O) ocupa casi todo el espacio foli-cular. Las células de nutrición (CN) casi no se ven. (25x).



8. Fase V.

Cuando el folículo alcanza la fase V puede observarse claramente el corión totalmente formado, y el micrópilo. Las células de nutrición desaparecen. En este momento el folículo secundario ha comenzado a desarrollarse y se encuentra en la fase I-II (Figs. Nos. 20, 21 y 22).

Ocurre aproximadamente a las 80 ± 6.9 horas para S. metallicum, a las 72 ± 1.6 horas para S. callidum y 65 ± 5.6 horas para S. downsi, después de la alimentación con sangre, y marca el final de la ovogénesis. (Muestras Nos. 2, 3, 4 y 5, Cuadro 2.)

Puede notarse una marcada diferencia en la forma del huevo de cada especie. Mientras que S. metallicum tiene el corión en forma de alas, las otras dos especies lo tienen en forma continua y casi del mismo grosor. El huevo de S. callidum y S. downsi pueden diferenciarse por la forma del micrópilo, ya que el cono que forma el micrópilo de S. callidum es bastante más grande. (Figs. Nos. 20, 21 y 22.)

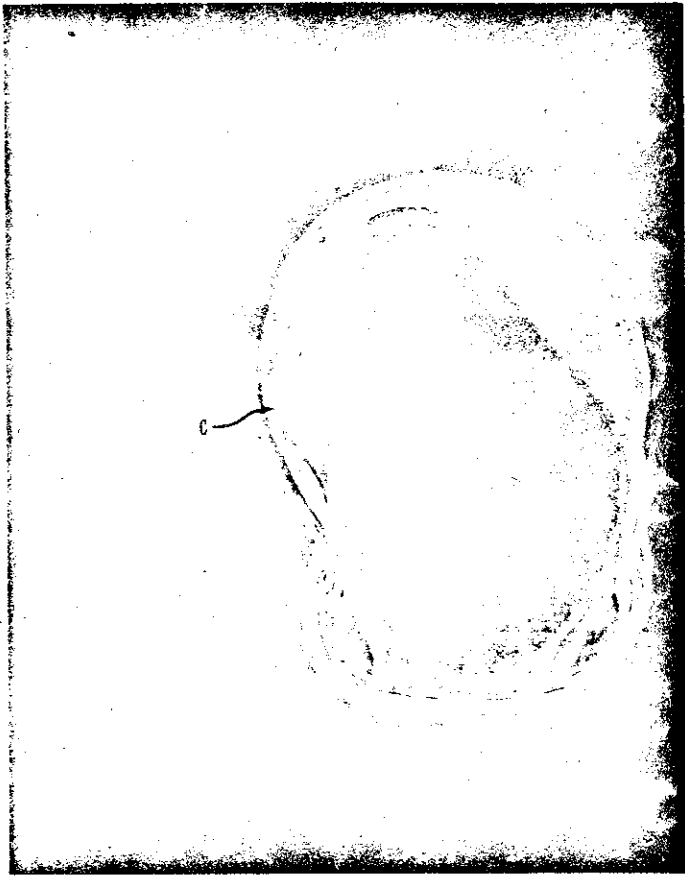
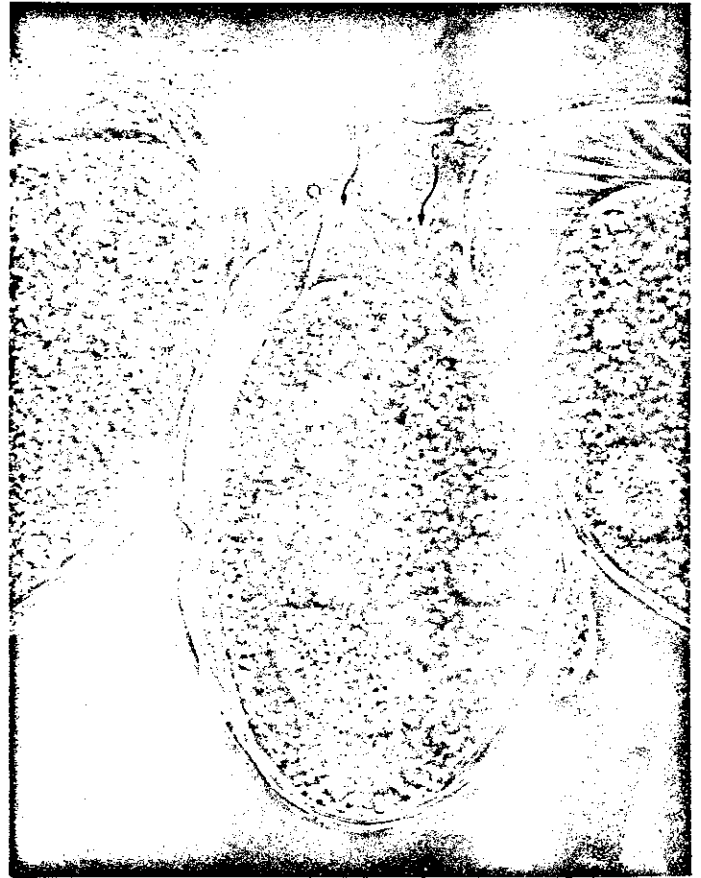


Figura No. 20. Simulium metallicum 72 horas después de ingurgitación. Fase V, huevo. Corión (C) bien diferenciado. (25x)

Figura No. 21. Simulium callidum 72 horas después de ingurgitación. Fase V, huevo. Corión (C) y micrópilo (MP) bien diferenciados. (Las manchas claras en el folículo provienen del desecamiento de la preparación). (25x).



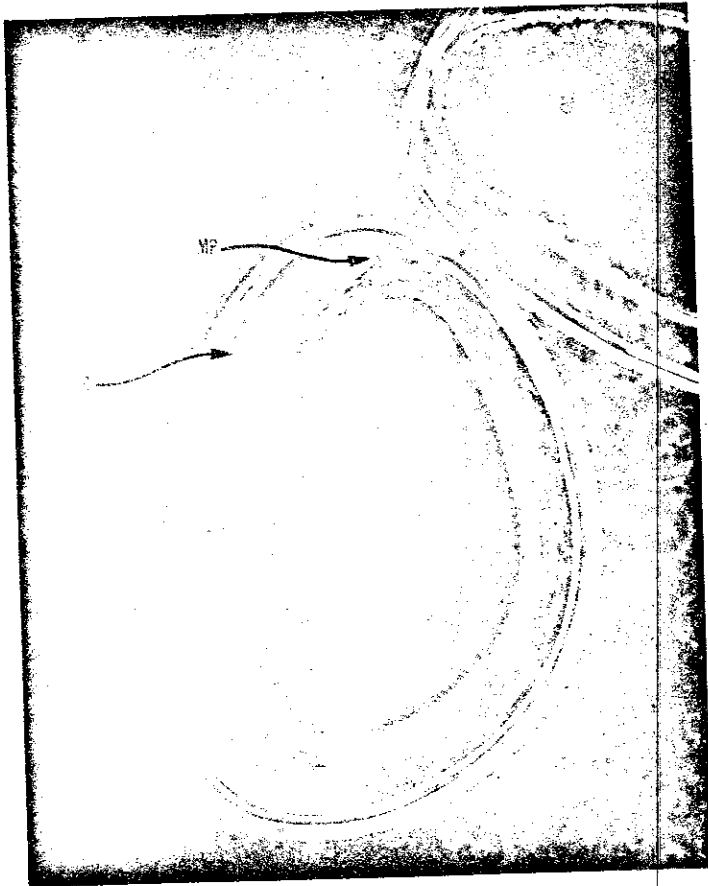


Figura No. 22. Simulium downsi 72 horas después de ingurgitación. Fase V, huevo. Corión (C) y micrópilo (MP) bien diferenciados. (25x).

B. Formación de dilataciones en la túnica después de oviposición.

Se estableció que inmediatamente pasada la oviposición las tres especies presentan cambios en la túnica. Durante las primeras horas puede observarse un saco de gran tamaño, que está formado por una distensión de la túnica que contiene restos celulares (Fig. No. 23). Veinte y cuatro horas después puede observarse que estas dilataciones se han convertido en reliquias foliculares que se localizan inmediatamente debajo del folículo en desarrollo (Figs. Nos. 24, 25 y 26).



Figura No. 23. Simulium downsi 2 horas después de oviposición. Saco (S) presente. Folículo primario (FP) en fase II. (40x)

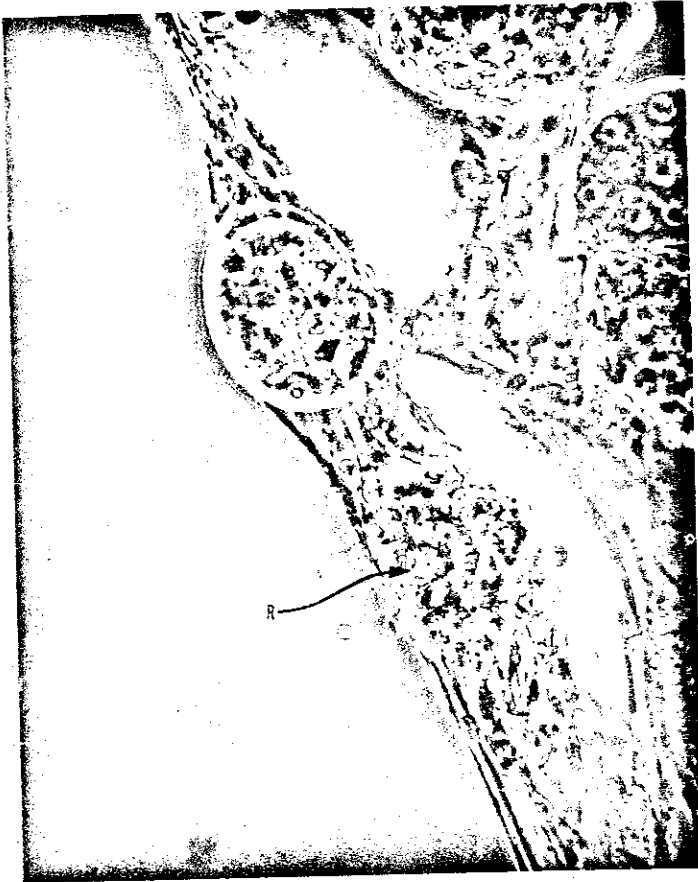


Figura No. 24. Simulium metallicum 24 horas después de oviposición. Reliquia grande (R) presente. (40x).

Figura No. 25. Simulium callidum 16 horas después de oviposición. Reliquia grande (R) presente. Folículo primario (FP) en fase I-II. (25x).





Figura No. 26. Simulium downsi 20 horas después de oviposición. Reliquia grande (R) presente. (40x).

De las cuatro primeras fases del desarrollo para cada una de las especies estudiadas se hizo dibujos utilizando un "tracing device". Todos fueron hechos con el mismo aumento y pueden apreciarse las diferencias en tamaño dentro de la misma especie, y las diferencias en tamaño entre las especies (Figs. Nos. 27, 28 y 29)

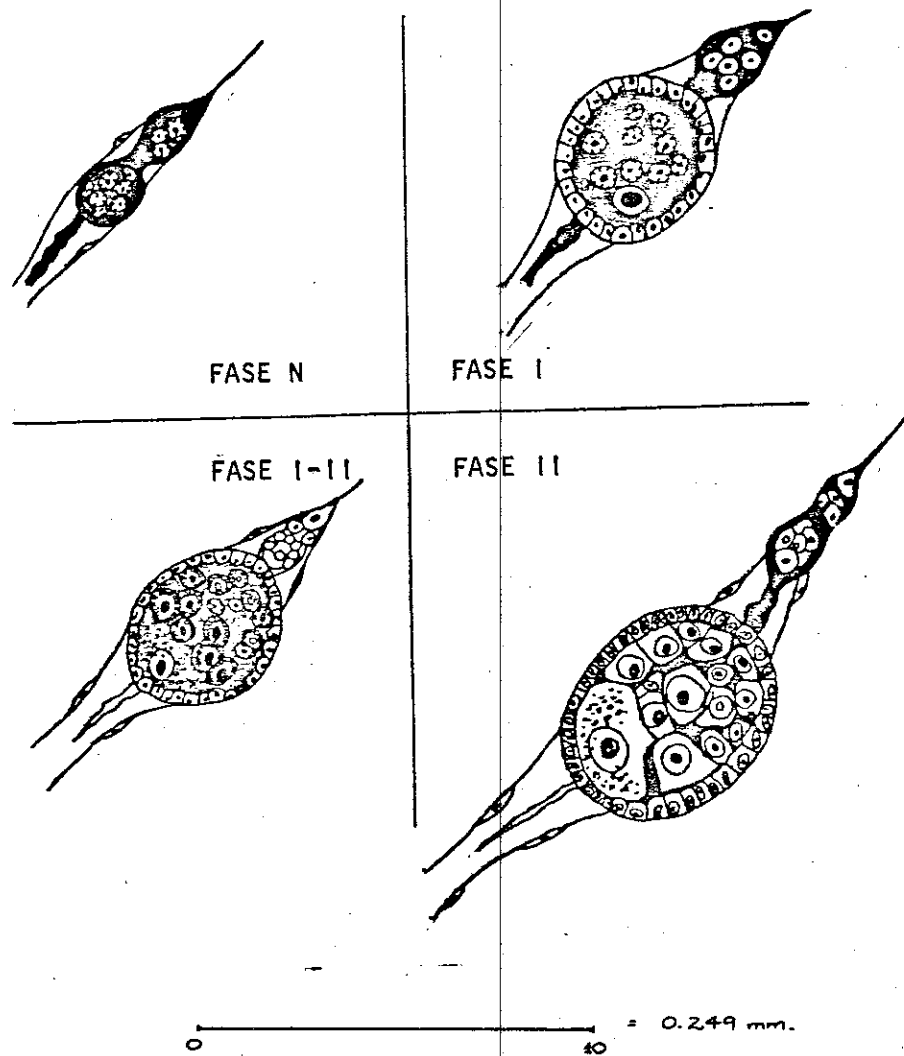


Figura No. 27

Diagrama del desarrollo foli-
cular de *S. metallicum* (40X).

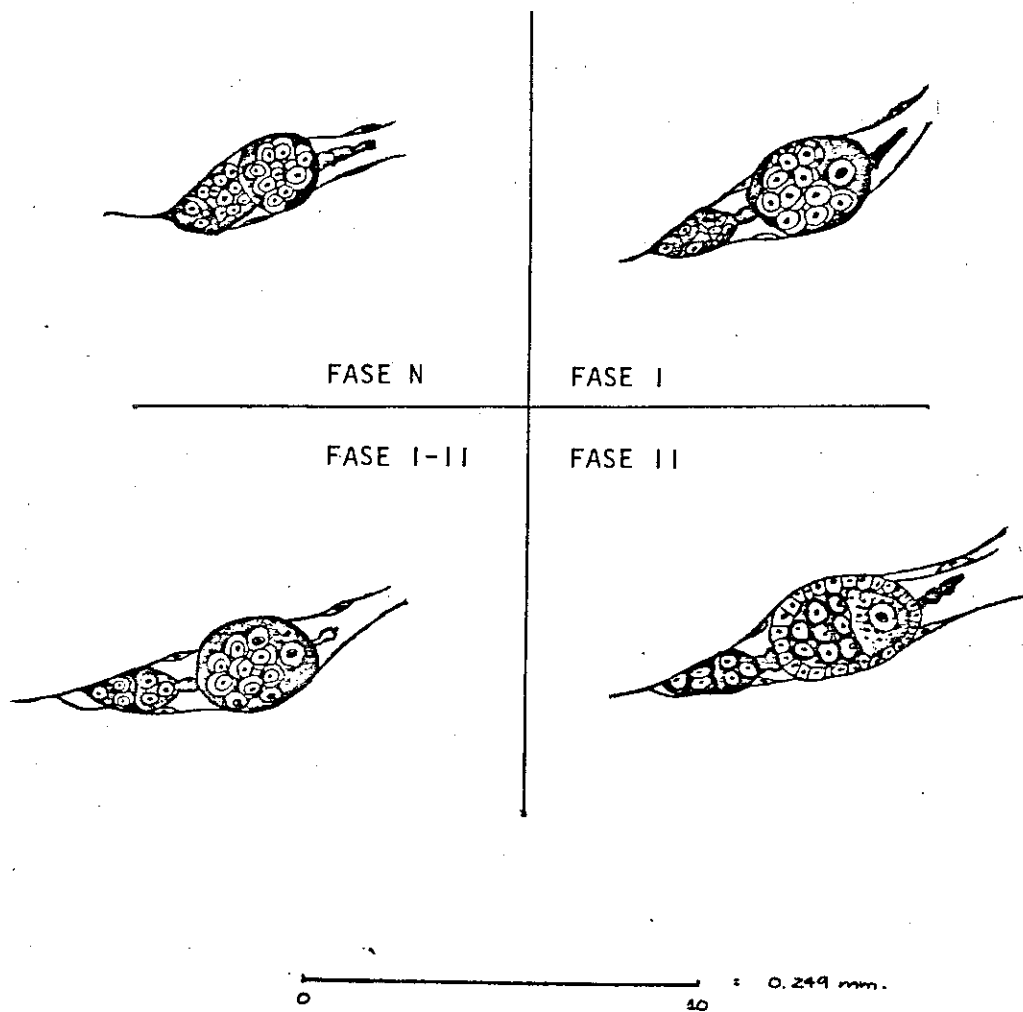


Figura No. 28
Diagramas del desarrollo foli-
cular de S. callidum (40X).

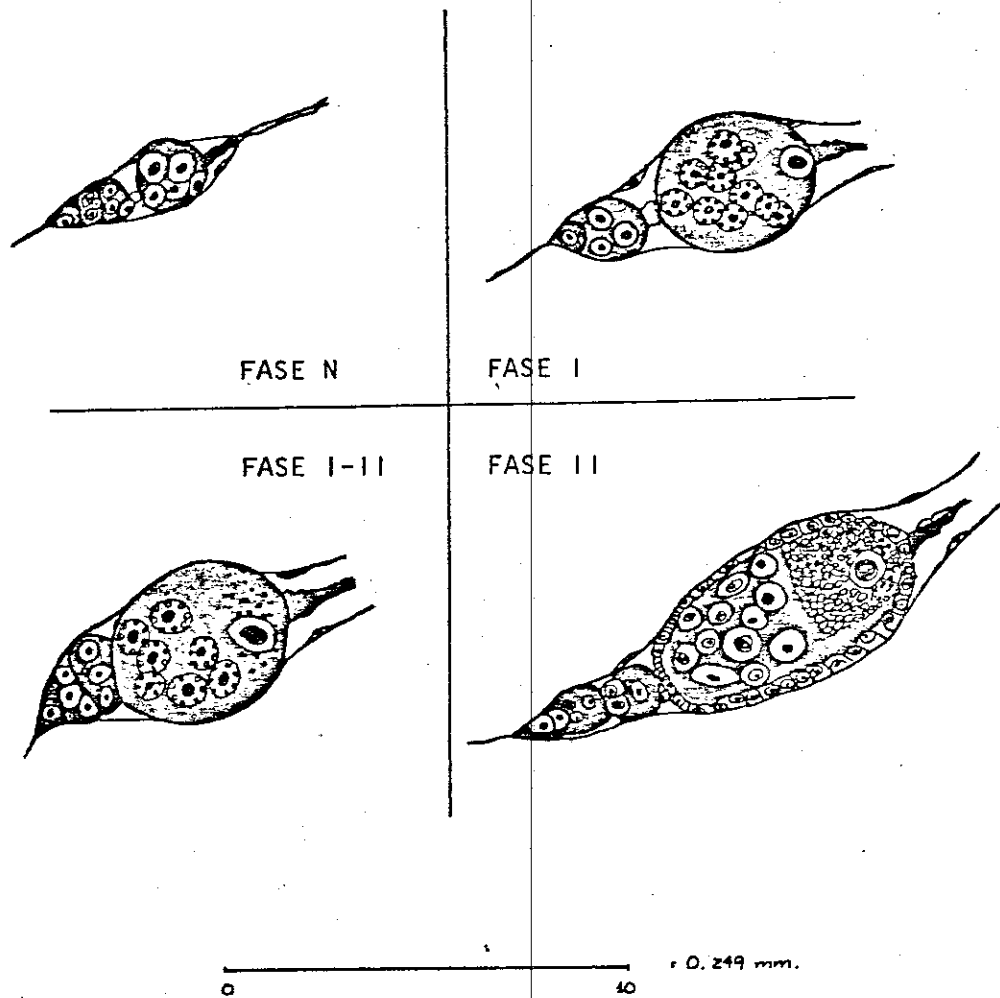


Figura No. 29
Diagramas del desarrollo foli-
cular de S. downsi (40X).

C. Tiempo requerido para el desarrollo gonotrófico.

En los Cuadros Nos. 4 y 5 puede observarse el tiempo promedio que las tres especies de Simulium requieren para completar su ciclo gonotrófico. En el cuadro No. 4 se registran los tiempos desde el momento de la eclosión hasta la fase II, fase en la que se detiene el desarrollo hasta que la mosca se alimente con sangre. Durante esta primera etapa las moscas fueron alimentadas con una solución al 10% de miel de abeja.

En el cuadro No. 5 aparecen los tiempos requeridos para completar la oogénesis desde el momento de la ingurgitación con -- sangre.

En los cuadros 6 y 7 aparecen los rangos de dispersión de los tiempos observados.

Los datos fueron tomados a temperatura ambiental (ver Cuadros 4 y 5).

Cuadro No. 4

Tiempo promedio, en horas, requerido por cuatro especies de Simulium para alcanzar las fases N, I, I-II y II a partir del momento de eclosión mantenidas a una temperatura de 13 a 22 °C. (Muestra No. 16, Cuadro No. 1.)

Fase	<u>S. metallicum</u>	<u>S. callidum</u>	<u>S. downsi</u>	<u>S. ochraceum</u> ⁴
N	12±3.9 ² (22) ³	11±3.1 (19)	12±4.1 (11)	24
I	24±2.6 (20)	31±5.5 (18)	17±4.2 (14)	--
I - II	54±9.9 (23)	52±14.3 (16)	63±19.8 (15)	--
II	78±11.4 (21)	78±14.0 (10)	79±14.6 (11)	48

1 - Datos tomados de Cupp & Collins (1979)

2 - Límite de confiabilidad al 95%

3 - Número de moscas examinadas

Cuadro No. 5

Tiempo promedio, en horas, requerido por cuatro especies de Simulium para alcanzar las fases III, IV y V, a partir de una ingurgitación con sangre, mantenidas a una temperatura de 17°C a 24°C. (Muestras Nos. 2, 3, 4, y 5, Cuadro No. 2)

Fase	<u>S. metallicum</u>	<u>S. callidum</u>	<u>S. downsi</u>	<u>S. ochraceum</u> ¹
III	12.6±3.3 ² (11) ³	16±3.0 (14)	--	36
IV	43±11.7 (14)	40±8.1 (13)	40±4.6 (9)	48
V	80±6.9 (8)	72±(1.0 (5)	65±5.6 (6)	60

1 - Datos tomados de Cupp & Collins (1979)

2 - Límite de confiabilidad al 95%

3 - Número de moscas examinadas

Cuadro No. 6.

Tiempo mínimo y máximo (en horas) requerido para el desarrollo folicular de tres especies de Simulium después de una alimentación con miel de abejas (fructosa), y mantenida a una temperatura que varió entre 13 y 22 °C. (Muestra No. 16, Cuadro No. 1.)

Fase	<u>S. metallicum</u>	<u>S. callidum</u>	<u>S. downsi</u>
N	1-26	1-24	6-24
I	17-32	21-72	7-27
I-II	20-96	32-79	7-97
II	42-132	48-92	48-116

Cuadro No. 7.

Tiempos mínimo y máximo (en horas) requerido para el desarrollo folicular de tres especies de Simulium después de una alimentación con sangre, y mantenida a una temperatura que varió entre 17 y 24 °C. (Muestras 2,3,4,5, Cuadro No. 2).

Fase	<u>S. metallicum</u>	<u>S. callidum</u>	<u>S. downsi</u>
III	8-21	10-24	
IV	20-76	24-57	30-50
V	74-96	71-73	62-72

El tiempo necesario para el desarrollo gonotrófico de cada especie se presenta en forma gráfica en las figuras 30, 31, 32, 33, 34 y 35.

Figura No. 30. Desarrollo de las fases N hasta la II en función del tiempo para S. metallicum. Datos promedio de una sola muestra con un límite de confiabilidad al 95%.

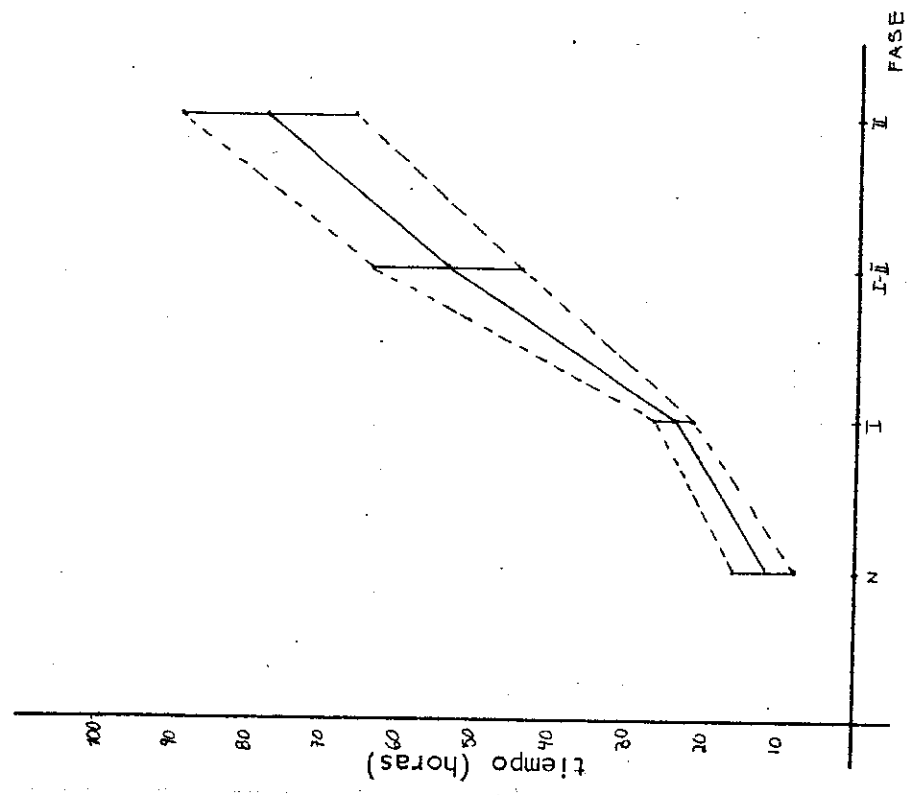


Figura No. 31. Desarrollo de las fases III hasta V, medidas desde la ingurgitación con sangre en función del tiempo para S. metallicum. Datos promedio de una sola muestra con un límite de confiabilidad al 95%.

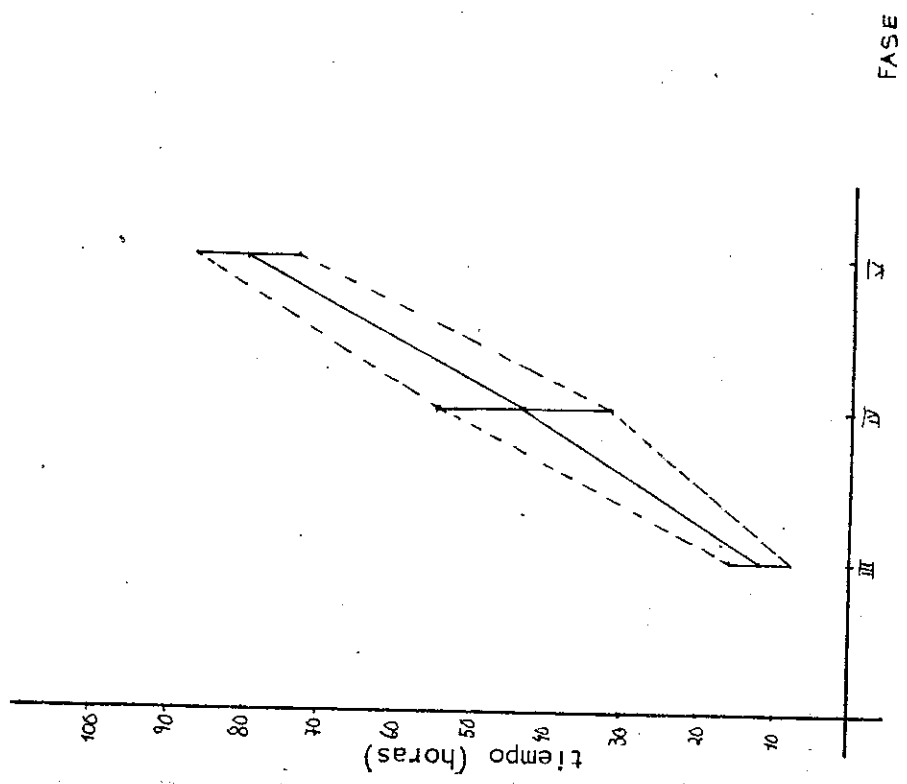


Figura No. 33. Desarrollo de las fases III hasta V, medidas desde la ingurgitación con sangre en función del tiempo para S. callidum. Datos promedio de una sola muestra con un límite de confiabilidad al 95%.

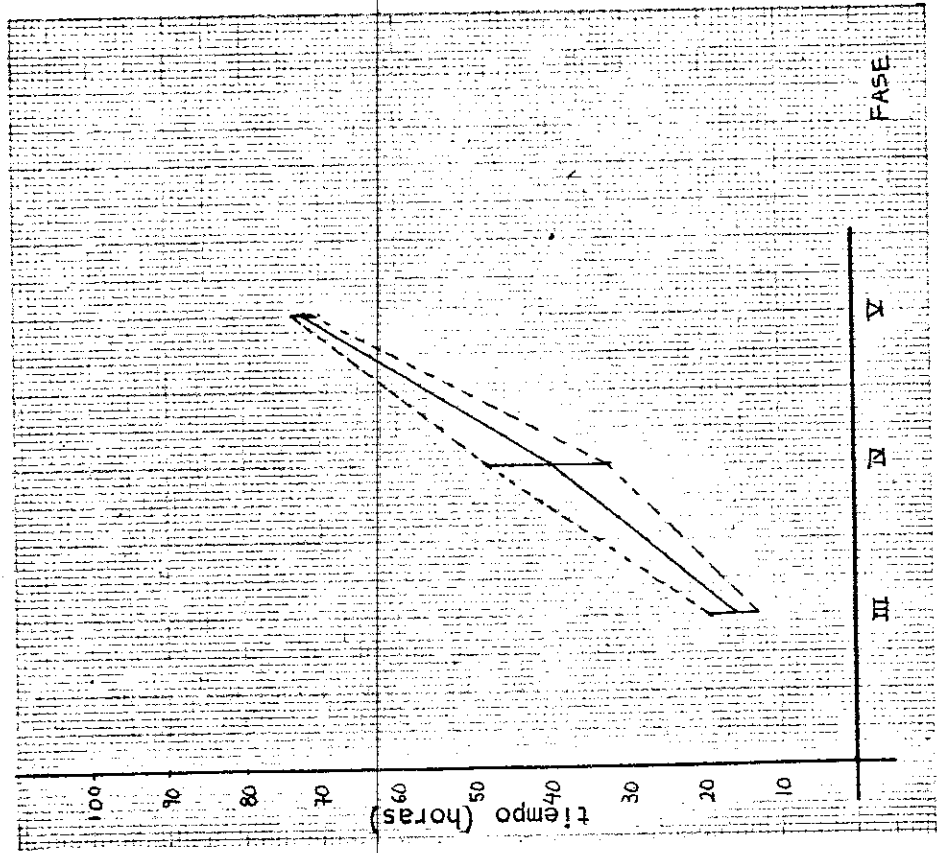


Figura No. 32. Desarrollo de las fases N hasta la II en función del tiempo para S. callidum. Datos promedio de una sola muestra con un límite de confiabilidad al 95%.

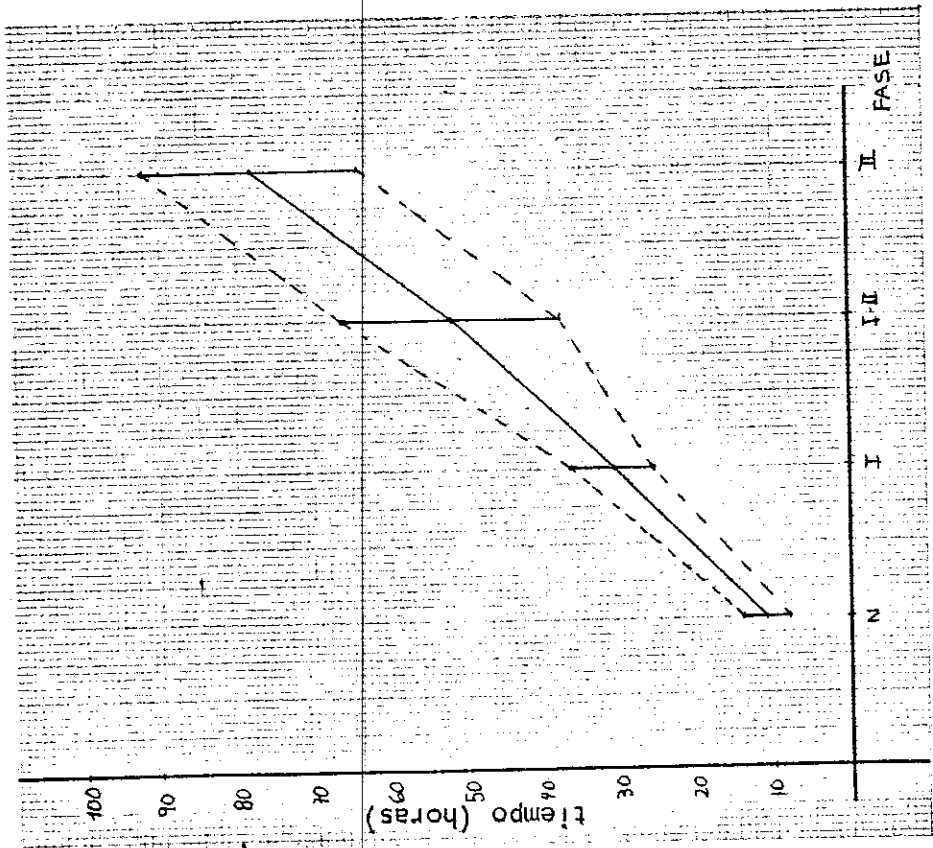


Figura No. 34. Desarrollo de las fases N hasta la II en función del tiempo para S. downsi. Datos promedio de una sola muestra con un límite de confiabilidad al 95%.

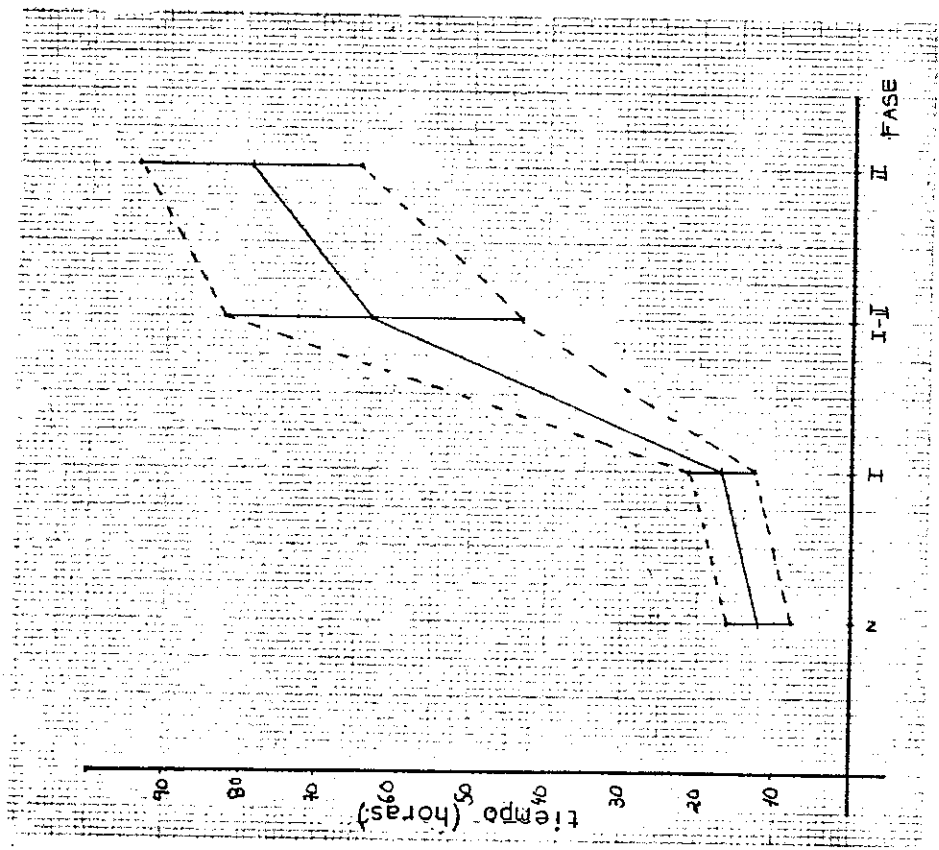
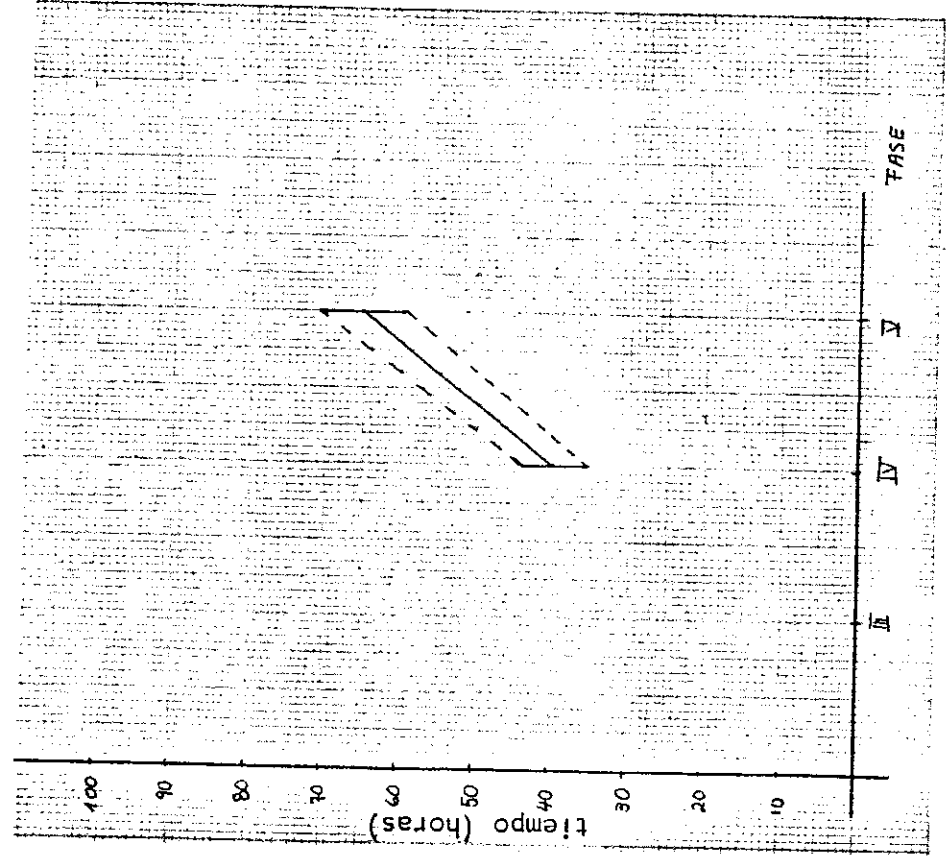


Figura No. 35. Desarrollo de las fases IV hasta V, medidas desde la ingurgitación con sangre en función del tiempo para S. downsi. Datos promedio de una sola muestra con un límite de confiabilidad al 95%.

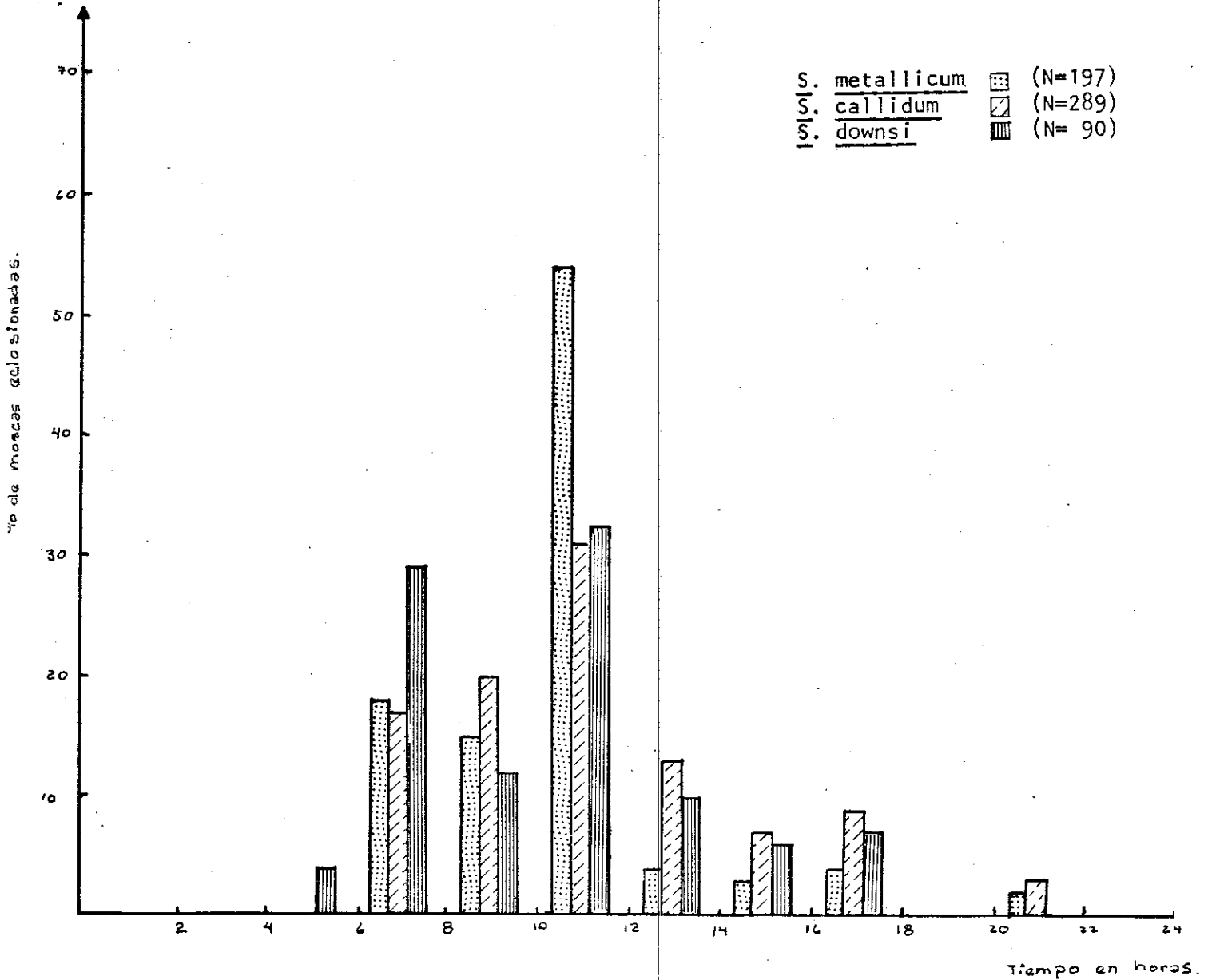


D. Patrones de eclosión.

Para establecer los patrones de eclosión se consideraron únicamente colectas en las que se obtuvo un 80% o más de eclosión.

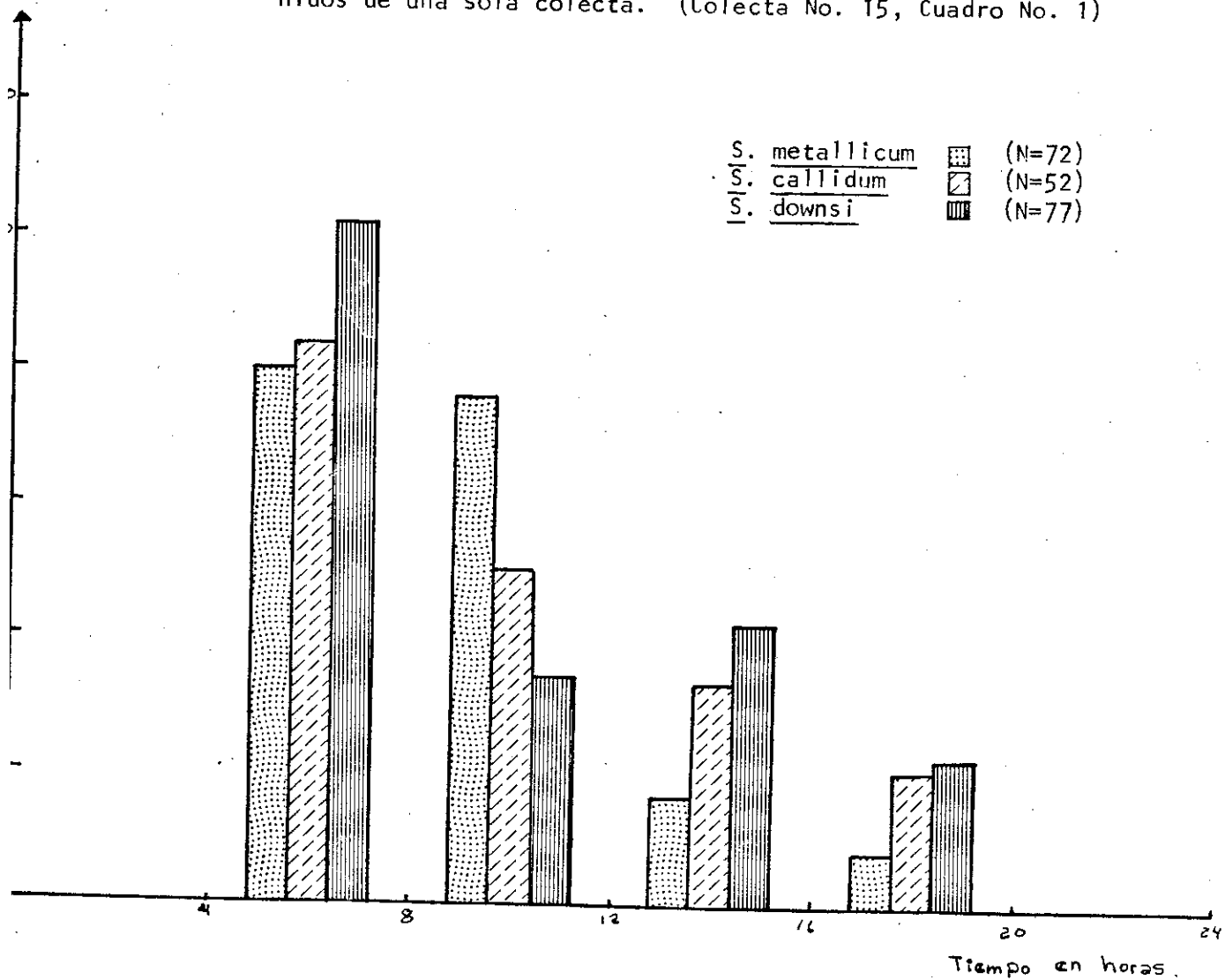
En la figura No. 36 se presenta el patrón de eclosión de todas las colectas realizadas para cada especie.

Figura No. 36. Ritmo circadiano de eclosión de pupas de Simulium metallicum, S. callidum y S. downsi. Datos promedios de todas las colectas.



En la Figura No. 37 se presenta el patrón de eclosión de las moscas de una sola colecta, para las 3 especies, en la cuál se contó con un alto número de pupas de cada una de éstas y se obtuvo un alto porcentaje de eclosión (83%). Las pupas de esta colecta se desarrollaron bajo las mismas condiciones y estuvieron sometidas a las mismas variaciones de temperatura. Debido a la uniformidad de condiciones y al alto número de individuos de las 3 especies, esta colecta es de mucha importancia, a pesar de que no se presentó de nuevo una situación similar durante todo el estudio.

Figura No. 37. Ritmo circadiano de eclosión de pupas de *Simulium metallicum*, *S. callidum* y *S. downsi*. Datos obtenidos de una sola colecta. (Colecta No. 15, Cuadro No. 1)



En las Figuras Nos. 38, 39 y 40 se muestra la variabilidad en el porcentaje de moscas eclosionando a través del día, en 3 colectas diferentes para cada especie.

Figura No. 38. Ritmo circadiano de eclosión de pupas de Simulium metallicum de 3 colectas diferentes.

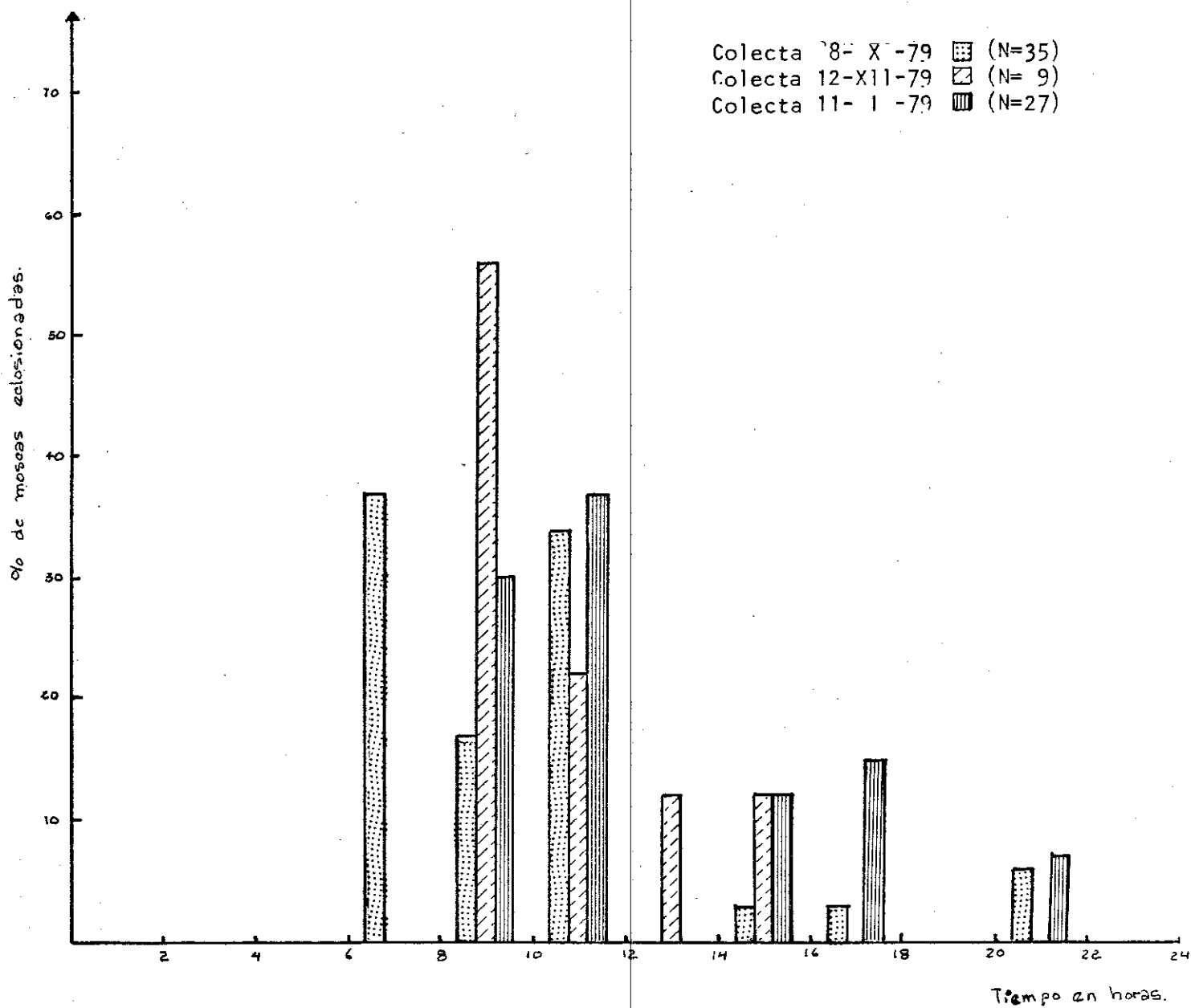





Figura No. 39. Ritmo circadiano de eclosión de pupas de Simulium callidum de 3 colectas diferentes.

Colecta 30-XII-79 (N=37)  (N=37)
 Colecta 12- XI-79  (N=51)
 Colecta 11- I -80  (N=35)

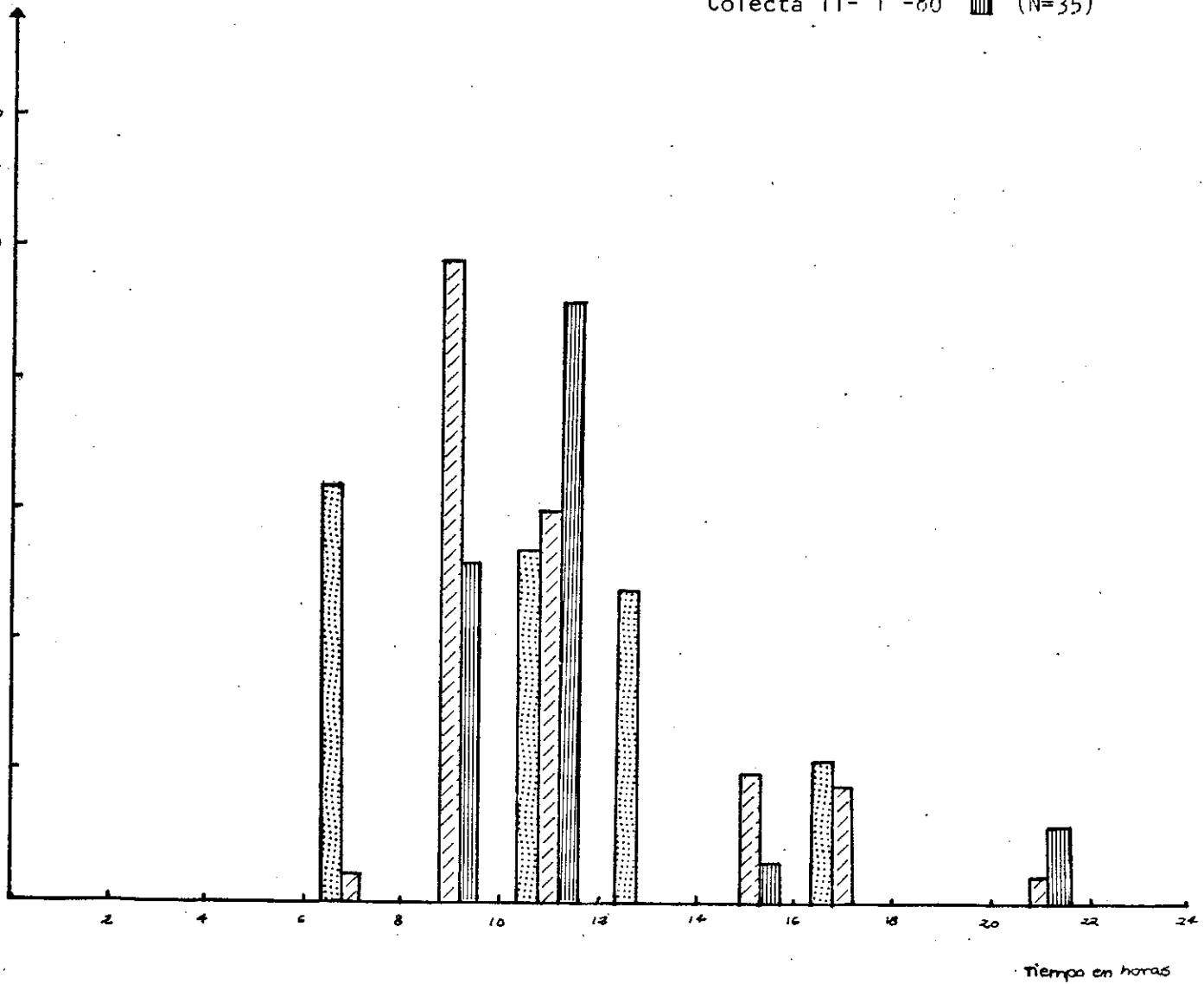
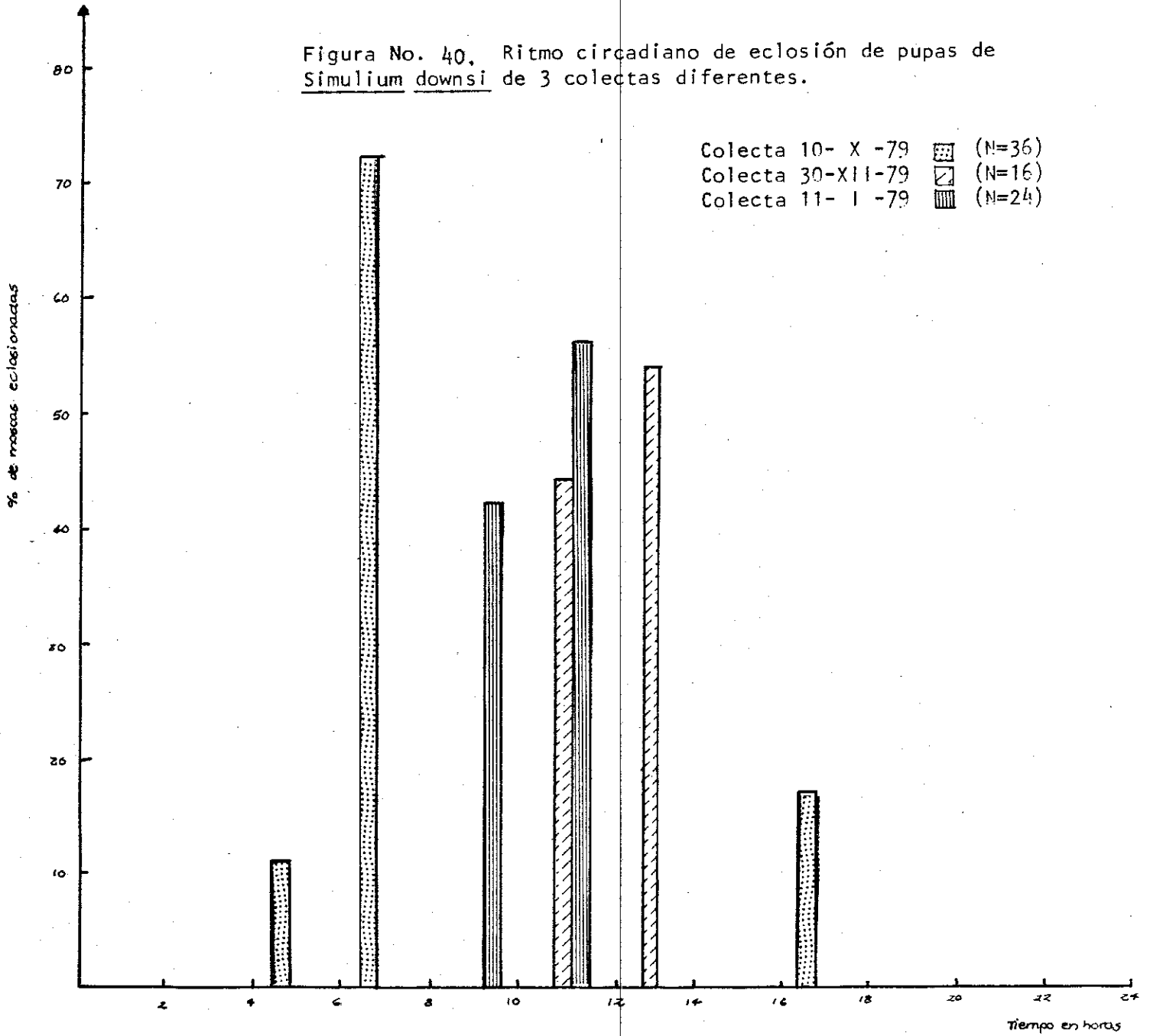


Figura No. 40. Ritmo circadiano de eclosión de pupas de Simulium downsi de 3 colectas diferentes.



E. Observaciones adicionales.

Al llevar a cabo las disecciones pudo anotarse el número de moscas que se encontraban parasitadas por hongos, nemátodos y ácaros, los dos primeros muy importantes ya que impiden el desarrollo de los ovarios. Los resultados se muestran en el cuadro No. 8.

Cuadro No. 8

Porcentaje de parasitismo por hongos, nemátodos y ácaros para S. metallicum, S. callidum y S. downsi.

Especie	hongos	nemátodos	ácaros	No. total de moscas
<u>S. metallicum</u>	4%	2%	5%	129
<u>S. downsi</u>	1%	2%	8%	87
<u>S. callidum</u>	7%	4%	7%	111

Al llevar a cabo las disecciones de 101 ejemplares de S. gon-zalezí, recolectados en la finca el Jardín, Chicacao, Suchitepé-quez, se encontró un 12% de ginandromorfismo. Además, las pocas observaciones de adultos después de ser alimentados con fructosa y sangre indican que esta especie es muy similar a S. metallicum en aspectos del ciclo gonotrófico. Se comprobó, además, que es una especie anautogéna y que el desarrollo folicular es sincrónico.

Se indujo oviposición en las 3 especies utilizando los métodos propuestos por Dalmar (1950) y por Monroy (1979). De estos dos métodos resultó más efectivo el de Monroy, aunque no fue totalmen-

te exitoso. Con este método se alcanzó un 16% de oviposición, mientras que con el de Dalmat solamente se consiguió un 9%, contando oviposiciones parciales (huevos retenidos). Además, con el método de Monroy se obtuvieron huevos fértiles que eclosionaron, siendo posible observar larvas del primer estadio de las tres especies (Apéndice III).

V. DISCUSION

Aunque las temperaturas ambientales durante la incubación de las diferentes especies de moscas no fueron constantes, aparentemente el ciclo de N-II es más corto en *S. ochraceum* que en las otras especies. Además, los folículos de *S. ochraceum* se desarrollan hasta la fase V en 24 horas menos que *S. callidum* y en 20 horas menos que *S. metallicum*. El tiempo para el desarrollo gonotrófico de *S. downsi* fue muy similar a la de *S. ochraceum* (Cuadro No. 5).

Si después de eclosionar se alimentan con una solución de miel al 10%, el desarrollo de todos los folículos termina al alcanzar la fase II, en 78 ± 11.4 horas para *S. metallicum*, 78 ± 14 para *S. callidum* y 79 ± 14.6 para *S. downsi* (muestra No. 15, Cuadro 1). Esto indica que dichas especies son anautógenas y presentan concordancia gonotrófica. Las moscas pueden permanecer vivas en el laboratorio aproximadamente 19 ± 4 días, alimentadas únicamente con la solución de miel.

Las moscas del grupo control que se alimentaron desde el inicio con agua n- sobrevivieron más de 30 horas ($\bar{x} = 24$) y las moscas disectadas no pasaron de la fase N. Debido a la alta mortalidad, el número de moscas disectadas en este grupo fue bastante bajo ($N = 28$).

Se pudo observar que el tiempo requerido para completar este desarrollo depende de la temperatura. Por ejemplo, en muestras recolectadas durante los meses de más calor (marzo) (Cuadro No. 1), el tiempo requerido para alcanzar la fase II fue de 50 horas para *S. callidum*, mientras que en diciembre el tiempo mínimo fue de 78 horas para la misma especie. Para los fines de este trabajo se utilizaron los datos de la muestra que

presenta una menor discrepancia, debido a que la carencia de una incubadora hacía que la influencia de los cambios de temperatura afectara el desarrollo de una misma especie.

Según Detinova (1962), la efectividad epidemiológica de un vector está definida por los siguientes factores:

1. Duración extrínseca del ciclo del parásito.
2. Duración del ciclo gonotófico del vector.
3. Edad a que las hembras son potencialmente peligrosas.
4. Porción de hembras en la edad mencionada anteriormente (edad infecciosa).
5. Número de mosquitos (*Simúlidos* en este caso) en el lugar de alimentación
6. Grado de contacto entre hombre y mosca.

Como las tres especies cohabitan en el mismo lugar y probablemente transmiten la misma enfermedad, los parámetros 1, 3, 4 y 5 son constantes y no tienen influencia en el hecho de que *S. ochraceum* sea un mejor vector que las otras tres especies.

El parámetro No. 6 permanece constante si consideramos la probabilidad que tiene cada especie de encontrarse con el hombre, y descontamos la preferencia de cebo. Si tomamos en cuenta la preferencia de cebo, entonces el parámetro No. 6 alcanza una gran importancia ya que *S. ochraceum* es altamente antropofílica y las otras tres especies son más bien zoófilas.

Debido a que el tipo de vector que se presenta es anautógeno y al alto grado de contagio en la población, la probabilidad que tiene el vector de infectarse durante la primera alimentación es muy alta, así, al concluir

el primer ciclo del factor infeccioso (parásito), ciento ochenta horas aproximadamente (Collins, 1980), todas las moscas se encuentran en la que Detinova llama la edad peligrosa.

La distribución de las especies por población total de vectores es un factor desconocido. Si suponemos que no existe ninguna razón para privilegiar a una especie, llegamos a la conclusión de que una de las ventajas de un insecto sobre otro para convertirse en un vector más apropiado es tener un ciclo gonotrófico más corto.

En el cuadro No. 5 vemos que, de las cuatro especies mencionadas, S. ochraceum tiene un ciclo bastante más corto. Mientras que para S. metallicum, S. callidum y S. downsi se requiere un mínimo de 65 horas para alcanzar la fase II, para S. ochraceum se necesitan solamente 48 horas. Esto muestra una clara diferencia en la frecuencia con la que estas moscas se van a alimentar y, por consiguiente, en su poder de infectividad. Por otra parte, S. ochraceum va a completar su ciclo en 60 horas, mientras que las otras especies lo van a hacer en 65-84 horas. Esto no hace más que corroborar lo expuesto anteriormente.

Está claro que una población de una especie de vectores va a ser más efectiva si puede picar con mayor frecuencia en un lapso dado de tiempo, ya que con cada alimentación aumenta la proporción de moscas infectadas y, por consiguiente, la probabilidad de infectar a un individuo sano de quien se alimente en el siguiente ciclo.

Podemos decir, entonces, que un insecto con un ciclo más corto va a ser más efectivo, o va a cumplir mejor su función como vector que un insecto con un ciclo gonotrófico más largo.

Por otra parte, en URS se ha utilizado con mucho éxito la edad fisiológica de los insectos como parámetro de la efectividad epidemiológica del vector.

Los trabajos realizados por Detinova (1962) llevan a probar la relación directa entre ambos hechos.

Al querer extrapolar esta relación a nuestra región tropical, nos encontramos con varios problemas y discrepancias entre las dos poblaciones de insectos, lo cual nos hacen recapacitar sobre la importancia de la edad fisiológica como parámetro en estas dos regiones.

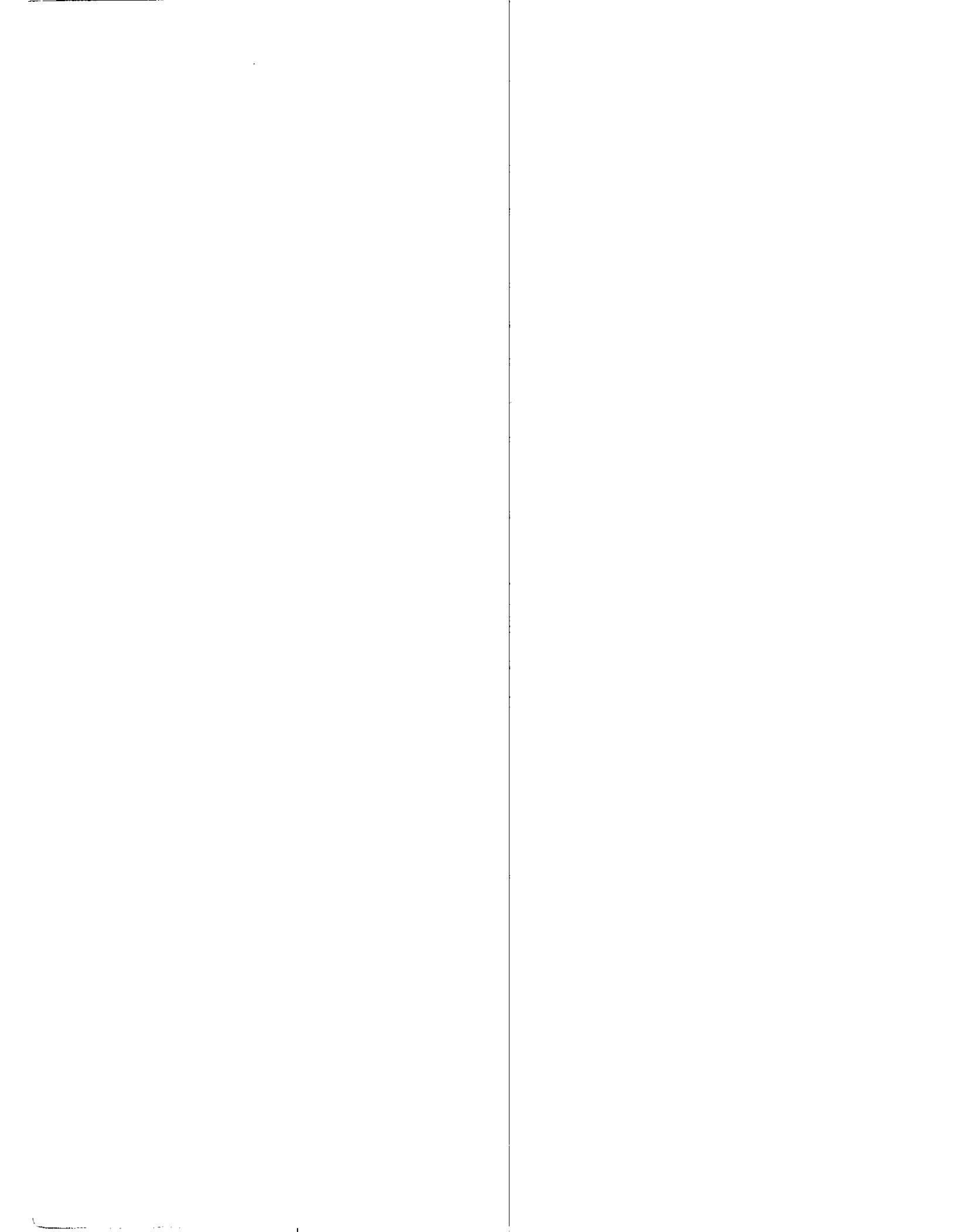
En primer lugar, Detinova (1962) postula que en los trópicos las variaciones de temperatura del ambiente no afectan la velocidad de digestión de la sangre; es decir, todas las moscas desarrollan a la misma velocidad. Sin embargo, las variaciones de temperatura y humedad de media noche a medio día y de marzo a diciembre sí son considerables (Cuadro 1). Al mismo tiempo, estas poblaciones de simúlidos habitan en regiones cuya altitud varía entre los 2000 y 9000 pies (Dalmat, 1955), (600 a 2700 metros), lo que también puede ocasionar variaciones en la temperatura y, por consiguiente, sí existe una variación en la velocidad de crecimiento que no es despreciable y que debe tomarse en cuenta en el momento de calcular tiempos de posibles picaduras infecciosas.

Por otra parte, las poblaciones infecciosas que existen en la URS son autógenas en contraposición a las especies del género Simulium que se estudiaron, que son anautógenas. Y, además, la población humana con la que conviven los simúlidos del trópico está altamente contaminada con O. volvulus, por lo que la probabilidad de que una mosca

pique a un individuo no infectado es baja.

De los datos obtenidos sobre los patrones de eclosión, podemos observar que las tres especies muestran una marcada tendencia a eclosionar durante la mañana (Figs. Nos. 36 y 37), hecho que nos induce a pensar que las especies sí tienen un ritmo fijo para eclosionar. Mientras que S. metallicum tiene un pico bastante marcado entre las 10:00 y las 12:00 horas, las otras dos especies tienden a aumentar gradualmente durante la mañana. El porcentaje de eclosión de las tres especies baja notoriamente durante la tarde y no se encuentran moscas eclosionando por la noche.

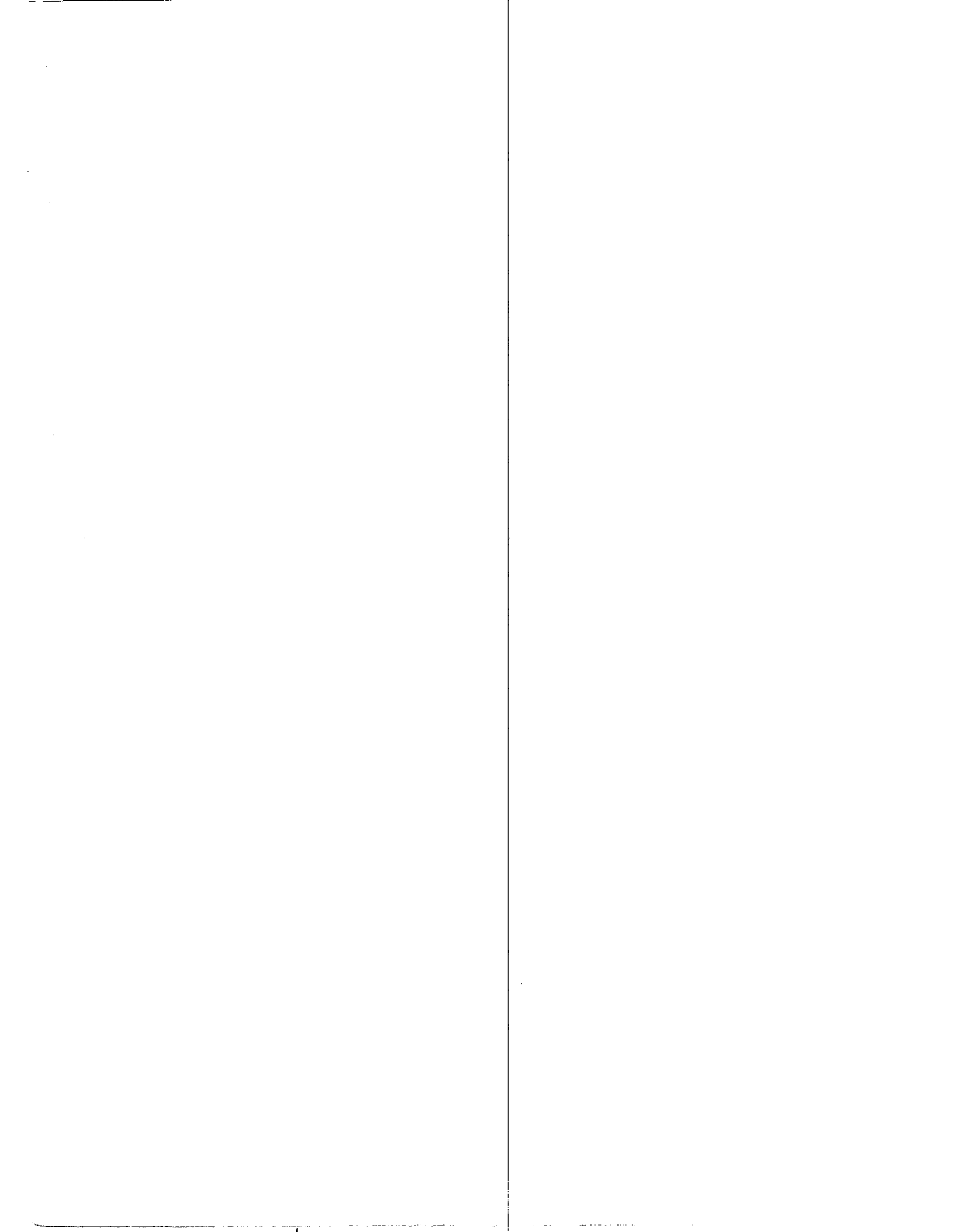
Es necesario hacer notar la gran variabilidad que presentan las diferentes colectas (Figs. Nos. 38, 39 y 40) con respecto al horario de eclosión, aunque el porcentaje más alto sigue manteniéndose por la mañana. Esta variabilidad podría deberse a factores tales como nutrición durante el período larvario, temperatura a la que se mantuvieron las pupas, sitio de donde proviene cada colecta, variaciones en el fotoperíodo, etc.



VI. CONCLUSIONES

De los resultados obtenidos podemos concluir que:

1. El tiempo requerido para completar un ciclo gonotrófico es de 80 ± 6 horas para S. metallicum, 84 ± 1 horas para S. callidum y 65 ± 5.6 para S. downsi a una temperatura de 17 a 24°C.
2. Las tres especies estudiadas son anautógenas ya que requieren de una alimentación de sangre para continuar el desarrollo folicular hasta la fase V.
3. El tiempo de desarrollo sí varía de especie a especie y este es más largo para S. metallicum y para S. callidum que para S. ochraceum (vector en Guatemala). La diferencia en tiempo entre S. downsi y S. ochraceum podría deberse a diferencias en temperatura.
4. El tiempo necesario para completar un ciclo gonotrófico varía considerablemente dentro de cada especie debido a la influencia de la temperatura.
5. Se observó un marcado traslape entre las fases I y I-II, en todas las especies, por lo que dichas fases no pueden utilizarse como parámetros para correlacionar la edad cronológica y la edad fisiológica de una mosca.
6. Una menor duración del ciclo gonotrófico aumenta la proporción de infección de la población de un vector debido a que puede realizar un mayor número de picaduras en el mismo lapso de tiempo.

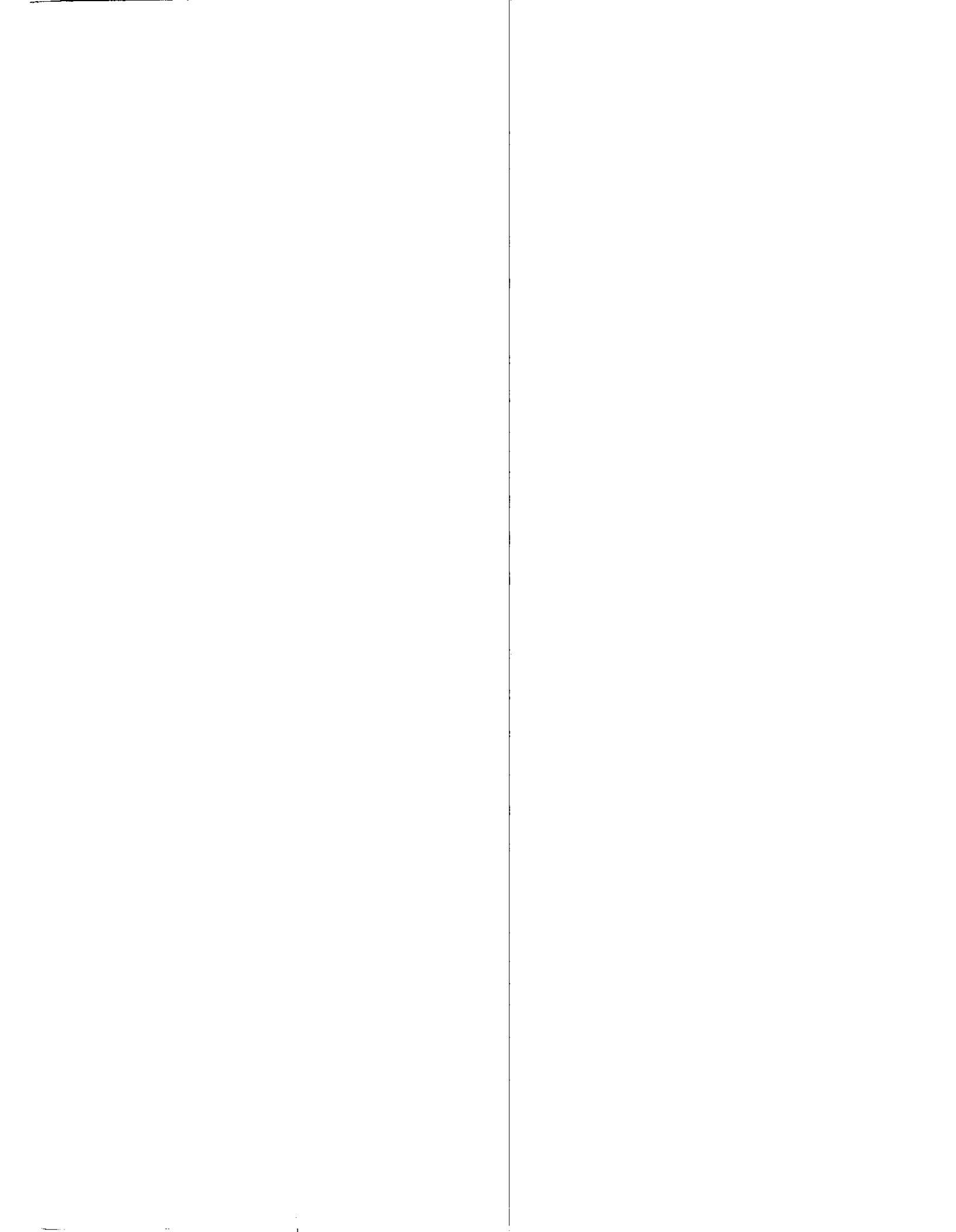


VII Bibliografía

1. Bellamy E. y P. Corbett. 1974. Occurrence of ovariole dilatations in nulliparous mosquitoes. *Mosquito News* 34(3): 334.
2. Buck, A.A. 1974. Onchocerciasis. Symptomatology, pathology, diagnosis. World Health Organization.
3. Chapman, R.F. 1971. The insects. Structure and function. 2nd Ed. American Elsevier Pub. Co., New York, 819 pp.
4. Collins, R.C. 1979. Development of Onchocerca volvulus in Simulium y Simulium metallicum. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 28: 491-195.
5. ----- . 1979. Onchocerciasis transmission potential of four species of Guatemalan Simuliidae. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 28: 491-495.
6. Collins, R.C., M.E. Merino y E.W. Cupp. Seasonal trends and diurnal patterns of man biting activity of four species of Guatemalan Simuliidae. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* (en proceso de impresión).
7. Cupp, E.W. y R.C. Collins. 1979. The gonotrophic cycle in Simulium ochraceum. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 28: 422-426.
8. Dalmat, H.T. 1950. Induced oviposition of Simulium flies by exposure to CO₂. *Pub. Health Report.* 65: 545-546.
9. ----- . 1955. The black flies of Guatemala and their roles as vectors of onchocerciasis. *Smithsonian Misc. Coll.* Vol. 125, No. 1, 425 pp.
10. Detinova, T.S. 1962. Age-grouping methods in Diptera of medical importance. *World Health Org.* No. 47, 216 pp.
11. Disney, R.R.L. 1970. The timing of first blood meal in Simulium damnosum. *Ann. Trop. Med. Parasitol.* 64: 123-128.
12. Duke, B.O.L. 1968. Studies on factors influencing the transmission of onchocerciasis. IV. The biting cycles, infective biting density, and

13. Duke, B.O.L. 1971. The ecology of onchocerciasis in man and animals, p. En A.M. Follis, (ed.) Ecology and physiology of parasites, U. of Toronto Press, Canada
14. Engelmann, F. 1968. Endocrine control of reproduction in insects. Ann. Rev. Entomol. 13: 1-26.
15. -----, 1970. The physiology of insect reproduction. Pergaman Press. Oxford, Inglaterra., 307 pp.
16. Figueroa, M.H., R.C. Collins y W.J. Kozek. 1977. Postprandial transportation and maintenance of Simulium ochraceum infected with Onchocerca volvulus. Am. J. Trop. Med. Hyg. 26: 75-79.
17. Garms, R. 1975. Observations on filarial infections and parous rates of anthropophilic black flies in Guatemala, with reference to the transmission of Onchocerca volvulus. Tropenmed. Parasitol., 26: 169-182.
18. Garms, R. y J.O. Ochoa. 1979. Further studies on the relative importance of Guatemalan blackfly species as vectors of Onchocerca volvulus. Tropenmed. Parasitol. 30: 120-128.
19. Gillette, S.D. 1971. Mosquitos. Weidenfeld and Nicolson. Inglaterra.
20. Lapage, G. 1962. Veterinary helminthology and entomology. 5a. ed. Williams and Walkins Co. E.U.A., 600 pp.
21. Lewis, D.J. 1959. Observations on Simulium damnosum in the southern Cameroons and Liberia. Ann. Trop. Med. Parasitol. 54:208-223.
22. Monroy, C. 1979. Informe final de Ejercicio Profesional Supervisado -EPS- realizado en el Servicio Nacional de Erradicación de la Malaria -SNEM- durante el período comprendido del 1° de marzo al 3 de septiembre de 1979. Serie de Informes EPS REF: B. Gu. 3.1.79.

23. Ramírez-Pérez, H. 1977. Estudio sobre la morfología de Simulium metallicum, vector de la oncocercosis humana en Venezuela. Org. Pan. San. No. 338, 140 pp.
24. Rogel, G. 1979. Infectious and inflammatory diseases, Cap. 33, pp 18-19. En T.D. Duane, (ed.), Clinical ophthalmology. Vol. V. Harper and Row. E.U.A.
25. Rosay, B. 1969. Anatomical indicator for assessing age of mosquitos: changes in ovarian follicles. Ann. Entomol. Soc. Am. 62:605-611.
26. Snodgrass, R.E. 1935. Principles of insect morphology. MacGraw Hill. New York, E.U.A. 667 pp.
27. Spencer, M. 1976. Age-grouping of anopheline female population with particular reference to Anopheles farauti (No. 1 Laveran) 1906 revised by Byan 1973 (Diptera: Culicidae) in Papua, New Guinea. World Health Org. No. 865.
28. Takaoka, H. 1979. Pathogens of blackfly larvae in Guatemala and their influences on natural populations of three species of onchocerciasis vectors. Am. J. Trop. Med. Hyg. 29(3): 462-467.
29. Vargas, L. 1977. Transmisión de la Oncocercosis. Departamento de Educación Sanitaria (SEM). Guatemala.
30. Wigglesworth, V.B. 1972. Principles of insect physiology. 7a. ed. Halsted Press. U.S.A. 827 pp.



VIII. APENDICE

1. Metodología de recolección de pupas de acuerdo al método de Figueroa, Collins y Kozek (1979), con algunas modificaciones.

La recolección de pupas se llevó a cabo en varios riachuelos de las fincas Los Tarrales, San Lázaro, Los Andes y El Jardín, en el departamento de Suchitepéquez.

Los sustratos con las pupas se recogieron en bolsas plásticas con agua. En el lugar de colecta se cortaron los sustratos, de manera que las pupas quedaran separadas individualmente. Cada pupa se colocó en un tubo de polietileno de 75 mm de largo por 12 mm de diámetro. La tapa tenía una perforación para permitir una buena aereación. Se hizo una segunda perforación de mayor tamaño, en el extremo opuesto, para colocar un tapón de algodón por donde, al nacer, serían alimentadas las moscas. En cada tubo se insertó una tira de papel filtro grueso, de tamaño aproximadamente 10 x 70 mm. Después de colocada la pupa en el tubo, se puso una gota de agua al papel para mantener la humedad dentro del tubo, (Más de una gota de agua causaría un exceso de humedad y, al nacer la mosca se pegaría a las paredes del tubo.) Los tubos ya preparados se guardaron en cajas plásticas transparentes, para no alterar el fotoperíodo, y con toallas húmedas envueltas en papel de estaño, colocadas en el fondo, para mantener un ambiente húmedo.

Las moscas recién eclosionadas se mantuvieron a temperatura ambiental.

11. Caracterización del desarrollo del folículo primario (Adaptado de Mer por Cupp y Collins, 1979)

Fase N:

Se caracteriza por la presencia de dos folículos elipsoides y un germario diferenciado. En esta fase se aprecia muy poca diferenciación de los folículos; ni el epitelio folicular ni el núcleo del oocito son visibles. En moscas recién eclosionadas, el folículo distal es a menudo casi tan grande como el folículo proximal. Esta fase dura aproximadamente 24 horas.

Fase I:

El inicio de esta fase se da 24 horas después, cuando el núcleo del oocito es evidente en el folículo proximal.

Fase I-II:

Después de algunas horas de la fase I, se pueden apreciar algunos gránulos de yema en el oocito. Las células de nutrición son evidentes. El epitelio folicular no se ha diferenciado aún.

Fase II:

Se reconoce por la presencia de un oocito en desarrollo que ocupa hasta la mitad del espacio folicular. El epitelio folicular, de tipo cuboide, está presente. Esta fase ocurre aproximadamente a las 48 horas después de eclosión, y es el estado o fase de reposo de moscas anautógenas alimentadas con azúcar en el laboratorio.

Fase III:

Se presenta 36 horas después de la fase N. Durante esta fase ya no es posible ver el núcleo del oocito debido a la acumulación de yema, la cual ocupa más o menos el 80% del espacio folicular. Las células de nutrición se encuentran en el extremo posterior del folículo. El folículo secundario (distal) y el germario son visibles aún.

Fase IV:

Esta fase es bastante transitoria, ocurre aproximadamente 48 horas después de una ingestión de sangre. En esta fase cambia la configuración general del folículo. Las células de nutrición están comprimidas hacia el extremo posterior y la yema ocupa todo el espacio folicular.

Fase V:

Es evidente aproximadamente 60 horas después de la ingestión de sangre. Está presente el corión con un micrópilo muy evidente. En el extremo posterior se pueden ver remanentes de células de nutrición. El folículo secundario ha empezado a desarrollarse y se encuentra en la fase I. Esta es la última fase de la ovogénesis.

III. A. Oviposición inducida por exposición a CO₂, por Dalmat (1950).

Se colocaron las moscas en frascos de boca ancha y a través de una manguera de hule se les introdujo gas CO₂ durante 20 segundos. La cantidad de CO₂ que pasó del cilindro a la cámara de moscas (frasco) se controló con un manómetro. Tres o cuatro minutos después de cerrada la llave, se pasaron las moscas a otro recipiente en donde pudieran oviponer.

B. Oviposición inducida, por Monroy (1977), con algunas modificaciones.

En tubos de polietileno de 75 mm de largo por 12 mm de diámetro se cultivaron moscas ingurgitadas con sangre, durante 70 horas. La boca del tubo se cerró con papel parafilme, al que se le hizo un agujero pequeño que permitió la entrada del agua.

Los tubos, colocados en una rejilla, se sumergieron en una bandeja de peltre con agua (pH 7.2 - 7.6, a 19 °C). El agua penetró en el tubo y subió por capilaridad. Las moscas depositaron sus huevos en el agua y éstos se adhirieron al papel parafilme.

Materiales:

1. Tubos de polietileno
2. Cajas plásticas transparentes de 30 x 23 x 10 cm.
3. Papel filtro (preferiblemente No. 2)
4. Termómetro
5. Fotomicroscopio Leitz Dialuz-20 de contraste de fase, cámara y "tracing device".
6. Cilindro de CO₂ gas.
7. Manómetro
8. Papel parafilme
9. Medidor de pH

