

*El uso de Neaplectana dutkyi Jackson, 1965
(DD-136; Nematoda: Neoaplectanidae) en la
lucha biológica contra algunas plagas de
insectos*

T E S I S

QUE PARA OPTAR POR EL TITULO DE

B I O L O G O

P R E S E N T A

RAQUEL ALATORRE ROSAS

México

1971



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

A MIS PADRES

A G R A D E C I M I E N T O S

Deseo expresar mis más sinceros agradecimientos al Ing. Jaime Carrillo Sánchez, Jefe del Departamento de Silvicultura y Ordenación de Bosques del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, al Biol. Federico Islas Salas, de la Sección de Entomología, por su interés y amplias facilidades en la elaboración de este trabajo.

Expreso mi agradecimiento al Biol. Rafael Lamothe Argumedo, de la Universidad Nacional Autónoma de México, por su valiosa ayuda, brindada durante la elaboración del presente trabajo, su colaboración fue constante y en ningún aspecto escatimó tiempo ni esfuerzo para brindarla.

De manera especial agradezco la revisión del manuscrito y sus consejos a los señores sinodales: M. en C. Margarita Bravo Hollis; Dra. Leonila Vázquez García; M. en C. Rafael Martín del Campo y a la Dra. Julieta Ramos Elordy.

Agradezco también a todas las personas cuyo nombre no aparece, pero que moral o materialmente me ayudaron en el desarrollo de este trabajo.

P R O L O G O

En la Sección de Entomología del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, al estudiar y combatir numerosas plagas de insectos, se han visto en la necesidad de suprimir el uso de algunos pesticidas (DDT), usados en el combate químico contra plagas. Por este motivo, han buscado otros medios, adecuados para combatir las poblaciones de insectos; esto ha sido solucionado primeramente al cambiar las técnicas de aplicación, y en segundo lugar con el uso de organismos que en condiciones naturales se alimentan de los insectos que son plagas, efectuando una reducción natural de dichas poblaciones.

En un principio en México estos organismos depredadores fueron importados, pero posteriormente, a través del tiempo, han sido obtenidos en el citado laboratorio como parte de un proyecto de crianza en masa de agentes pagótenos.

Entre los principales agentes obtenidos, se cuenta el hongo Metarrhizium anisopliae S. y el nemátodo entomófago DD-136, Dutkyi 1955 (N. dutkyi, Jackson 1965).

Este nemátodo ha sido tema de numerosos trabajos realizados por científicos extranjeros, quienes comunican la biología y el valor que representa como agente biológico en el combate de plagas; el presente trabajo se suma a los ya existentes, comunicando la biología y posición sistemática de dicho nemátodo.

C O N T E N I D O

	<i>Página</i>
I.— <i>INTRODUCCION</i>	1
a) <i>Historia del género</i>	
b) <i>Clave para las especies</i>	
II.— <i>MATERIALES Y METODOS</i>	13
III.— <i>RESULTADOS</i>	25
a) <i>Descripción morfológica de sus estadios biológicos</i>	
b) <i>Uso del Nemátodo como agente de regulación biológico</i>	
V.— <i>CONCLUSIONES</i>	47
VI.— <i>LITERATURA CONSULTADA</i>	55

I N T R O D U C C I O N

Los bosques de México constituyen un importante renglón económico; por su riqueza natural, su valor intrínseco consiste en los productos y beneficios que se logran cuando se les protege y aprovecha adecuadamente.

El bosque representa una asociación de plantas de tipo maderable que ocupan un área extensiva de tierra; dicha asociación se rige por una serie de factores limitantes del medio ambiente, que tienden a mantener un equilibrio biológico.

En México el área forestal se calcula en más de 50 millones de hectáreas (Griffiths, 1951), clasificadas en: a) Bosques tropicales y subtropicales y b) bosques de zonas templadas y frías. La masa forestal permanece casi intacta, salvo lo que se refiere a algunas especies de maderas preciosas y algunas especies de pinos, que se explotan con cierta intensidad. La explotación del bosque en general, representa una producción de 5.1 millones anuales de metros cúbicos de madera (Villaseñor, 1970).

Las cifras mencionadas indican que el bosque es escasamente aprovechado, lo cual se debe a diferentes factores que contribuyen a la alteración o desequilibrio funcional de éste, trayendo como consecuencia el debilitamiento o muerte del arbolado. Entre estos factores se menciona: el mal manejo de los bosques; las sequías, las heladas y vientos fríos, los incendios, etc., que ocasionan perjuicios directos o indirectos.

Como ejemplo del manejo inadecuado se encuentra la destrucción de

la riqueza forestal sin aprovechamiento; el debilitamiento y destrucción del arbolado joven y adulto seguido por el incremento de organismos nocivos (insectos, hongos, bacterias, virus. . .), que causan daños fisiológicos e histológicos a la vegetación forestal debilitada, constituyéndose así plagas o enfermedades forestales.

En la mayoría de los casos estos organismos han existido latentes o reproduciéndose escasamente en el lugar mismo de su desarrollo, aunque sin causar daños aparentes, de tal manera que es difícil advertir su presencia.

Las poblaciones de insectos en un tiempo y lugar dado están determinados por la interacción del potencial biótico y la resistencia ambiental. El número de insectos varía de año en año, pero generalmente dentro de límites restringidos. La variación es causada por la resistencia ambiental, que regula su aumento o disminución.

Cuando alguno de los factores que forman parte de la resistencia ambiental cambia, entonces se altera el equilibrio biótico del bosque, poniéndose de manifiesto el potencial reproductivo de los insectos dañinos; el potencial reproductivo, es la habilidad a multiplicarse en un tiempo dado cuando se releva a un organismo de alguna resistencia ambiental.

Los brotes o plagas de insectos son una condición temporal caracterizada por un número excesivo de insectos y por daños a materiales valiosos. Existen dos clases de brotes: esporádicos y periódicos. Un brote esporádico es aquél que aparece repentinamente en una área pequeña y durante una estación; después de ello, la población vuelve a su índice normal. Estos brotes se encuentran asociados generalmente con la alteración de condiciones que a menudo son el resultado de las actividades del hombre.

Los brotes periódicos son más serios, pueden presentarse en áreas debilitadas como resultado de la alteración de algunos de los factores ambientales. Estos brotes causan con cierta frecuencia la destrucción de una considerable parte de los bosques atacados. Constituyen algunos de los más importantes y difíciles problemas en el complejo insecto-bosque. Su regulación depende de la habilidad del hombre para mantener las antiguas condiciones existentes en el bosque, que en general son desfavorables a grandes poblaciones de insectos dañinos.

Los insectos dañinos que constituyen plagas de árboles son agrupados en tres divisiones: 1) plagas forestales, 2) plagas de árboles ornamentales o frutales, y 3) plagas de productos forestales, (Graham, 1952). Muchos de los insectos dañinos pueden actuar como plagas en las diferentes divisiones, pero los métodos de regulación son o pueden ser diferentes.

El combate de insectos puede ser definido como la regulación de sus actividades en interés del hombre; las prácticas tienden a reducir las poblaciones a un nivel que no sea perjudicial, llamado "Punto de Equilibrio".

Los métodos más empleados se clasifican en: factores de regulación natural y factores de regulación aplicada.

La regulación natural es una condición del medio ambiente que limita las poblaciones de insectos y que generalmente no puede ser alterada por la mano del hombre. Se divide en: a) factores climáticos (temperatura, humedad, aire, etc.), b) factores topográficos o físicos que incluyen las barreras que interfieren con la libre migración de los insectos de un lugar a otro y c) factores bióticos, entre los cuales se encuentran todos los factores de naturaleza biológica existente en un área determinada. En México el uso de agentes biológicos ha sido limitado por la falta de un amplio conocimiento de ellos.

Las prácticas de regulación aplicada, como su nombre lo indica, son métodos empleados por el hombre, encaminados siempre a la reducción de una población de insectos. Estos métodos se pueden dividir en: Químicos, mecánicos, legislativos, culturales y biológicos.

Los métodos químicos, mecánicos, culturales y legislativos, se han empleado para reducir plagas con variables grados de éxito durante mucho tiempo, pero existen numerosas causas que limitan su uso; por ejemplo, en la lucha química se emplean substancias tóxicas (insecticidas) que en ocasiones alteran el balance biótico existente; debido al efecto temporal de los insecticidas, que obliga a realizar numerosas aplicaciones, y que traen como consecuencia el desarrollo de variedades resistentes entre los insectos que son plagas y que por otro lado no podrán ser dominados fácilmente. Como consecuencia de sucesivas aplicaciones se tiene también la contaminación de plantas y animales, así como del medio ambiente. Por estas y muchas otras razones la lucha química ve limitado su campo de acción.

La lucha biológica, considerada como una de las fases más importantes de la regulación aplicada, es definida como la manipulación artificial de los factores de naturaleza biológica, tales como: depredadores, parásitos y patógenos. Este tipo de lucha implica: 1) la introducción de estos organismos en áreas donde no están presentes y son necesarios, y 2) la obtención y crianza masiva de estos, los depredadores o parásitos que pueden ser producidos en condiciones de laboratorio, insectario, o bien ser colectados en su hábitat natural cuando son abundantes.

En México la lucha biológica ha empezado a incrementarse (Alcocer, 1968), con la introducción de agentes biológicos, entre los que se cuentan insectos, nemátodos, hongos, bacterias y virus; estos últimos actúan como agentes patógenos produciendo enfermedades a insectos.

Los organismos parásitos a través del tiempo, han tenido numerosas definiciones; actualmente la definición más acertada es la que considera que un organismo parásito es un organismo simbiote que depende de su hospedero necesariamente para la síntesis de uno o más de sus nutrimentos para llevar a cabo su metabolismo, causando en general daños a éste.

De todos los parásitos (nemátodos, hongos, insectos), los insectos entomófagos son los que han recibido mayor atención por parte de los entomólogos. No constituyen una unidad taxonómica sino que son encontrados en varios órdenes y familias diversas.

Los insectos parásitos, en algunos aspectos, están en una posición intermedia entre depredadores y parásitos. A menudo muestran una especificidad hospedatoria, un elevado potencial biótico del parásito, y la capacidad del depredador para consumir muchos organismos. Esta clase intermedia de relación se presenta, entre otros, en los himenópteros y dípteros, principalmente.

La efectividad de un parásito en la regulación de plagas depende de ciertas características. Algunas de las más importantes son:

- 1) La reproducción rápida del parásito, lo cual depende también del número de hospederos existentes.*
- 2) Ser capaz de atacar a más de una especie de hospedadores.*

- 3) *La habilidad de encontrar y parasitar a sus hospederos, característica que determina la efectividad de un parásito.*
- 4) *El parásito debe ser capaz de competir, en caso de que exista un doble parasitismo, ya sea con individuos de la misma o de diferente especie.*

La diferencia relativa de estas características varía en casos individuales, como sucede en los grupos de parásitos más ampliamente usados; entre ellos podemos mencionar a los insectos y los nemátodos.

Los nemátodos son un grupo de amplia distribución geográfica, cuentan con formas libres y parásitas, importantes desde el punto de vista médico, veterinario, y económico. Los nemátodos o gusanos redondos, sin segmentación, se encuentran cubiertos por una cutícula secretada por la capa hipodérmica, en general los nemátodos son transparente o de color blanco amarillento; presentan un dimorfismo sexual marcado.

Los nemátodos han sido importantes a través del tiempo por el parasitismo y daños que producen en plantas y animales, incluyendo al hombre. Actualmente su importancia es mayor, ya que se les está empleando como agentes biológicos, para la regulación de plagas de insectos.

El número de nemátodos existentes en el mundo es incierto; hacia 1930, había descritas 4601 especies de nemátodos; cerca de la mitad eran parásitas y las restantes de vida libre. Filipjev indica que cerca de 200 nuevas especies son descritas anualmente. Se calcula que el número de especies existentes en el mundo es de 50,000, número dado para formas libres y parásitas.

Los nemátodos parásitos y los de vida libre son notablemente semejantes. Ciertas especies de vida libre se encuentran en íntima relación con otros organismos animales particularmente con los que habitan en el suelo; algunos nemátodos han sido encontrados en asociación con moluscos, crustáceos, insectos y vertebrados. Algunas de estas relaciones no son más que accidentales, y en otros casos parecer ser un parasitismo facultativo; en este caso el nemátodo puede tener una forma larvaria que actúe como parásito mientras que las formas adultas son libres (Noble, 1964).

En general los nemátodos parásitos se caracterizan por la presencia de un estado infectivo, cuya formación, es considerada como una adaptación y a la vez una modificación de su ciclo de vida, (Rogers, W.P. 1963).

El estado infectivo constituye un puente, por el cual los nemátodos pueden moverse de un medio ambiente en que son formas libres a otro en que actuarán como parásitos, o de un medio en que presentan un solo hospedero a otro medio de diversos hospederos.

Las formas parásitos ostentan todos los grados de parasitismo y atacan virtualmente todos los grupos de plantas y animales. Las numerosas especies asociadas a insectos, de acuerdo con Filipjev (1934), ocasionan un parasitismo que puede ser dividido en tres grupos:

- 1) Nemátodos que viven en el tubo digestivo de insectos.
- 2) Semiparásitos o parásitos facultativos, que actúan también como saprófagos. Los miembros de este grupo se encuentran alimentándose en la cavidad del cuerpo del insecto muerto, y pueden o no ser responsables de su muerte. Algunos miembros tienen generaciones alternantes, unas libres y otras parásitas.
- 3) Por último, un grupo de nemátodos altamente especializados, parásitos obligados, desplegando su mayor actividad en la cavidad del cuerpo del insecto.

En el segundo grupo se encuentran incluidos numerosos grupos taxonómicos de nemátodos, la mayoría pertenecientes a las familias Mermithidae, Diplogasteridae, Rhabditidae y Neoaplectanidae; que ocasionan a menudo la esterilización o muerte de los insectos hospederos.

En la familia Neoaplectanidae se incluyen nemátodos de extrema patogenicidad a los hospederos, particularmente de ciertas plagas forestales y agrícolas (Sabolev, 1953), atrayendo la atención de muchos científicos por las inter-relaciones biológicas existentes entre nemátodos e insectos.

HISTORIA DEL GENERO

En 1929, Steiner describió por primera vez el género Neoaplectana, con la especie tipo N. glaseri, citando como hospedero a pupas y estados adultos del escarabajo japonés (Papillia japonica). El género se encuentra estrechamente relacionado con los géneros Aplectana Steiner, 1923 y Steirnerinema Travassos 1927.

Inicialmente el género Neoaplectana fue colocado dentro de la familia Oxyuridae; pero posteriormente Filipjev en 1934 combina a Neoaplectana y a Steirnerinema dentro de la familia Steirnerematidae y en la subfamilia Steirnereminae.

Ulteriormente el género Steirnerinema es considerado como un sinónimo del género Oxysomatium, Railliet y Henry, 1913, quedando la familia Steirnerematidae representada únicamente por el género Neoaplectana Steiner 1929. En 1953 Sabolev considera a Neoaplectana como género tipo de la familia Neoplectanidae creada por él.

La diagnosis genérica original, dada por Steiner en 1929, ha sido enmendada por Turco (1971), considerando a sus especies como. . . "Rhabditoi-des, todos formas saprófitas o parásitas de artrópodos. Hembra; presenta tres labios indistintos con seis papilas labiales y seis cefálicas, boca a menudo reducida o vestibulada; esófago con cuerpo simple, ítsmo indistinto, bulbo terminal con musculatura reducida. Gonadas anfídelfas; cada ovario generalmente reflejado una vez; oviducto corto; útero voluminoso y generalmente lleno de huevos y larvas; abertura vulvar generalmente abierta en o cerca de la mitad del cuerpo. Macho; generalmente más pequeño que la hembra. Gonadas monórquicas, testículo generalmente reflejado una sola vez; espículas pareadas, arqueadas, simétricas; gubernáculo presente; papilas genitales en series pares dispuestas en las regiones preanal, adanal y postanal.

La primera especie descrita, N. glaseri por Steiner en 1929, fue estudiada posteriormente por Glaser, 1940; numerosas experiencias demostraron el valor del nemátodo como agente de regulación biológica del escarabajo japonés; Glaser y colaboradores, en 1940, trabajaron sobre métodos de obtención masiva del nemátodo, obteniendo un medio libre de contaminantes, en el que se produjeron generación tras generación de nemátodos vivos.

Más tarde se acumula abundante información biológica y ecológica para otras especies del género Neoplectana; J. M. Hoy, en 1954, describe el ciclo de vida de Neoplectona leucaniae, así como sus relaciones interspecíficas con insectos, en el mismo año es descrita una nueva especie N. carpocapsae Weiser, 1955, pero se encontró que muchos de los individuos estaban muertos, por lo cual mucho de su ciclo de vida está basado en especulaciones (Schmiege, 1963).

En 1955, Dutky y Hough observaron gran mortalidad en larvas de Carpocapsa pomonella "palomilla de los manzanos", mortalidad causada por un nemátodo y una bacteria asociada; dicho nemátodo no es descrito taxonómicamente, por ello ha sido nombrado como nemátodo DD-136, clave correspondiente al número adquisitivo dado por Dutky.

Experimentalmente este nemátodo mostró un amplio rango de hospederos, produciendo infecciones en muchos insectos. Por ello Dutky y sus colaboradores en el laboratorio de Patología de Betsville, establecieron rápidamente un método de propagación, usando larvas de la palomilla de la cera, Galleria melonella, como hospedero primario; aún cuando también fueron empleados medios de cultivo artificiales.

Se han realizado pruebas de susceptibilidad de numerosos insectos al nemátodo y a su bacteria asociada; actualmente se cuenta con una lista que incluye a insectos de diversos órdenes (Dutky, 1956): Lepidoptera, Coleoptera, Hymenoptera, Orthoptera, etc.

En 1962 es descrita la biología y las relaciones existentes entre nemátodo e insecto; también Schmiege, 1962, hace mención de factores positivos y negativos, como resultado del empleo de este nemátodo parásito de insectos. Dentro de las ventajas mencionadas se encuentran las siguientes:

- 1.— Actúan como parásitos primarios de muchas especies de insectos.
- 2.— Tienen una gran capacidad para vivir en el suelo sin necesidad de hospedero.
- 3.— Amplia tolerancia a las temperaturas.
- 4.— Propagación y almacenamiento; gran número de larvas infectivas

pueden ser propagadas rápidamente en insectos hospederos vivos y en medios artificiales. Pueden ser almacenados por un año o más sin perder su infectividad.

5.— *Resistencia a substancias químicas, insecticidas, fungicidas, etc.*

6.— *Faciles de aplicar. Las larvas al ser aplicadas por aspersión, no son dañadas a altas presiones.*

Con los estudios realizados por Schmiede en 1962, se pensó que este nemátodo pertenecía a la especie descrita por Weiser en 1954, N. carpocapsae, pero aparentemente Schmiede no observó material vivo de esta especie (Poimar, 1967). Posteriormente, Jackson, 1965, encuentra algunas diferencias entre ambos nemátodos, y los trata como especies separadas. El considera que el nemátodo pertenece a la especie N. dutkyi; esta especie inicialmente es invalidada y mantenida como un "nomen nudum", por la falta de una publicación formal de la descripción.

En 1967 Poimar efectuó una serie de experiencias encaminadas a descifrar las relaciones existentes entre el nemátodo DD-136 y N. carpocapsae; como resultado de una serie de cruces realizadas entre ambas especies, concluye que son capaces de cruzarse produciendo una progenie normal, viable. Con base en ésto ambas especies fueron consideradas coespecíficas, asignándoles el rango infrasubespecífico de variedad; quedando el nemátodo DD-136 como variedad de Neoplectana carpocapsae.

Posteriormente, en 1971, Turco realiza una redescrición de las especies existentes en el género Neoplectana dutkyi, especie dada por Jackson en 1965, y que anteriormente había sido invalidada. Turco, en el mismo trabajo, propone una clave específica en la cual quedan incluidas 14 especies de las 18 existentes dentro del género Neoplectana Steiner, 1929.

Clave específica del género Neoplectana Steiner, 1929.

1.—Aspecto lateral de las espículas, con costillas	2
Aspecto lateral de las espículas, sin costillas	6
2.—Espículas con velo <u>N. georgica</u> , Kakulija, Veremchuk, 1965	
Espículas sin velo	3
3.—Espículas con costillas laterales <u>N. chresima</u> Steiner, 1942.	
Espículas sin costillas laterales	4
4.—Longitud del cuerpo del macho mayor de 750 u	5
Longitud del cuerpo del macho menor de 750 u	
..... <u>N. carpocapsae</u> , Weiser, 1955	
5.—Longitud de la espícula o gubernáculo, mayor de 50 u <u>N. feltiae</u> , Filipjev. 1934.	
Longitud de la espícula o gubernáculo, menor de 50 u <u>N. janickii</u> Weiser y Kohler, 1955	
6.—Porción terminal del macho, mucronada	7
Porción terminal del macho, no mucronada	11
7.—Espículas y gubernáculo serrado en el eje distal	
<u>N. bothynoderi</u> Kirjanova, Puchkova, 1955	
Espículas y gubernáculo no serrado en su eje distal	8
8.—Longitud del cuerpo de la hembra mayor de 2,000 u	9
Longitud del cuerpo de la hembra menor de 2,000 u	10
9.—Distancia vulvar mayor de 50 u <u>N. bibionis</u> , Boviën, 1937	
Distancia vulvar menor de 50 u <u>N. melolontha</u> Weiser, 1958....	
10.—Longitud de la espícula mayor de 50 u	

	<u>N. leucaniae</u> Hoy, 1954.	
	Longitud de la espícula menor de 50 u	
 <u>N. dutkyi</u> Jackson, 1965	
11.—	Longitud del cuerpo de las hembras mayor de 2,800 u.	12
	Longitud del cuerpo de las hembras menor de 2,800 u	
 <u>N. menozzii</u> Travassos, 1931	
12.—	Cuerpo de la hembra, de mayor diámetro a la altura	
	del bulbo basal del esófago <u>N. hoptha</u> Turco, 1970	
	Cuerpo de la hembra, con el mismo diámetro en toda	
	su longitud	13
13.—	Extremo distal de la espícula con ganchos	
 <u>N. glaseri</u> Steiner, 1929	
	Extremo distal de la espícula, sin ganchos	
 <u>N. affinis</u> Bovien, 1937	

MATERIAL Y METODOS

Los nemátodos empleados en el presente trabajo fueron obtenidos en forma experimental en el laboratorio, a partir de cepas puras adquiridas por intermedio del Dr. Dutky (1968) del Laboratorio de Patología del Departamento de Agricultura de Estados Unidos.

Las cepas corresponden al nemátodo DD-136 y fueron empleadas en el laboratorio de Entomología del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales con el propósito de propagarlo en forma masiva y emplearlo como agente en el combate biológico de plagas; además, para conocer la biología y posición sistemática del mismo.

I: CICLO BIOLOGICO

Para seguir el desarrollo embrionario y postembrionario del nemátodo, se empleó la técnica usada por Roman y Hedwing (1969) en el desarrollo de Ptratylenchus scibneri Steiner, para lo cual fue necesario:

a.- Formas larvarias y embrionarias que se aislaron de hembras adultas, obteniéndose de esta manera formas embrionarias de diversos estadios. Las formas larvarias provenientes de medios de cultivo artificiales, fueron seleccionadas antes de que mudaran, siendo empleadas larvas de tercer estadio larvario.

b.- Obtenido el material necesario, se montaron independientemente formas larvarias y embrionarias, en gotas de agua o de linfa-agua: la linfa fue

extraída del cuerpo de gallinas ciegas, formas larvianas de Phyllophaga sp. y también de Ephestia (Anagusta) Kühniella; el montaje fue hecho en placas de cristal excavado.

c.— Se colocó un cubreobjetos sobre unos puentes de parafina—lanolina. A los costados del cubreobjetos se dejan unas pequeñas aberturas que permiten realizar el intercambio gaseoso y el recambio de agua.

d.— Cada una de las placas con formas embrionarias fue colocada en cámara húmeda e incubada a 25°C.

e.— Las placas fueron sometidas a observaciones constantes; en el caso de las que contenían estados larvianos; las observaciones se realizaron cada 24 horas; pero en el caso de formas embrionarias, las observaciones fueron realizadas cada 5 o 10 minutos aproximadamente. Todas las observaciones fueron hechas bajo un microscopio de contraste de fase a 500 y 1250 aumentos.

2: ESTUDIO TAXONOMICO

A.— El estudio taxonómico del nemátodo se llevó a cabo con ejemplares adultos seleccionados y obtenidos experimentalmente en medios de cultivo artificiales. Los ejemplares fueron colocados en agua destilada para evitarles los residuos del medio de cultivo, y posteriormente fueron fijados en alcohol al 70^o/o, o bien en FAA, fijador a base de formol, alcohol y ácido acético. Después fueron montados en lactofenol, líquido aclarante que nos permitió ver con claridad las estructuras internas de los ejemplares.

Solución de lactofenol.

fenol 10 gr.
ácido láctico 10 ml.
glicerol 10 ml.
agua destilada . . . 10 ml.

Algunos de los ejemplares fueron aclarados y montados en lactofenol—azul de algodón, que contiene 0.0025^o/o de azul de algodón disuelto antes de ser mezclado con el lactofenol.

B.— Los ejemplares aclarados y montados en portaobjetos fueron observados bajo un microscopio de contraste de fases a 125 y 500 aumentos; para detallar los caracteres diferenciales de esta especie con las ya existentes. Para la medición de la longitud y anchura del cuerpo, así como de los órganos del último, fue empleado un ocular micrométrico; asimismo, en la elaboración de esquemas, fue empleado un ocular cuadrulado. Los ejemplares de gran tamaño fueron esquematizados usando una cámara clara.

Los valores obtenidos en la medición de las estructuras del cuerpo, fueron referidos como el índice "De Man", de acuerdo con este índice, los valores corresponden a las tres porciones principales del cuerpo:

d = Relación de la longitud del cuerpo a la máxima anchura, expresado como:

$$\frac{\text{LONGITUD TOTAL}}{\text{ANCHURA MAXIMA}} =$$

b = Longitud total del cuerpo comparada con la longitud del esófago. El esófago es medido desde el extremo anterior de la región cefálica hasta la porción basal del esófago expresado como:

$$\frac{\text{LONGITUD TOTAL}}{\text{LONGITUD DEL ESOFAGO}} =$$

c = Longitud total del cuerpo comparada con la longitud del tallo (del ano al extremo posterior). Esto es expresado como:

$$\frac{\text{LONGITUD TOTAL}}{\text{LONGITUD DEL TALLO}} =$$

V = Distancia vulvar (del extremo anterior a la vulva), comparada con la longitud del cuerpo. Esto es expresado en por ciento como sigue:

$$\frac{\text{LONGITUD TOTAL DEL EXTREMO ANTERIOR}}{\text{LONGITUD TOTAL DEL CUERPO}} \times 100 =$$

(este valor sólo es empleado con hembras).²

$$t = \frac{\text{LONGITUD TOTAL DEL TESTICULO}}{\text{LONGITUD TOTAL}} \times 100 =$$

3: OBTENCION EXPERIMENTAL Y MANTENIMIENTO

Los nemátodos, para poder ser utilizados como agentes de control biológico, necesitan estar presentes en grandes cantidades; para la obtención masiva de poblaciones de nemátodos, fue necesario cultivarlos en condiciones experimentales; se emplearon para ello dos tipos de medios de cultivo: artificiales y naturales.

Los medios artificiales son elaborados a base de sustancias químicas que reúnen características nutricionales para el desarrollo del nemátodo. El medio de cultivo más empleado fue ideado por Glaser (1942), cuya composición es la siguiente:

fosfato dibásico o monobásico de potasio . . .	1.0 g.
sulfato de magnesio	0.2 g
dextrosa	0.1 g
agar	1.5 g
agua destilada	100 ml.

Otro de los medios empleados con menos frecuencia, pero con bastante éxito, es a base de reconstituyentes secos:

huevo sólido entero (en polvo)	170 gr
agua destilada	500 ml

Al primer medio de cultivo, además de las sustancias indicadas se le agregó una porción (0.5 cm) de carne de cerdo, la cual proporciona al nemátodo los esteroides necesarios para su desarrollo y reproducción. En el medio a base de reconstituyentes secos, fue necesario mezclarlo perfectamente, para lo cual fue llevado a una licuadora operada a baja velocidad, evitando de esa manera la formación de espuma.

Ambos medios de cultivo se colocaron en tubos o cajas de Petri de 10 cm. de diámetro (5 a 10 centímetros cúbicos) se esterilizaron a 13-15 libras de presión durante 30 minutos (Glaser et. al., 1942). Ulteriormente fueron colocados en la estufa de cultivo a una temperatura de 25° a 30° C durante dos días para comprobar su esterilidad, y se inocularon los tubos a cajas con 100 a 200 nemátodos infectivos o algunas hembras grávidas tomadas de cepas puras.

Los tubos sembrados se mantuvieron a 25° C; después de 15 días, los tubos estaban llenos de nemátodos, y sus paredes empezaban a cubrirse con formas larvianas infectivas. Estos fueron mantenidos durante tiempo indefinido, de tal manera que los cultivos podían ser utilizados para resembrar, o bien ser lavados con formol al 0.10/o, con objeto de obtener nemátodos infectivos, necesarios para aplicaciones en áreas plagadas.

Los medios de cultivo a base de sustancias químicas, fueron empleados principalmente para obtener cepas puras sirviendo a la vez como una reserva de nemátodos.

Las larvas infectivas, además de haber sido obtenidos en medios artificiales, también fueron obtenidas a partir de insectos hospederos infectados que constituyen un medio de cultivo natural para el nemátodo.

Entre los insectos hospederos empleados, recurrimos a las larvas de lepidópteros y coleópteros, principalmente. Este material biológico requirió, antes de ser empleado:

1.— ser anestesiados, preferentemente con bióxido de carbono, o bien con un algodón humedecido en cloroformo, evitando el contacto directo con el cuerpo del insecto.

2.— ser esterilizados: para ello se empleó la solución dada por Dutky en 1967, consiste de:

hipoclorito de sodio	500 ml
carbonato de sodio	500 ml

En esta solución esterilizante se colocaron las larvas de insecto, durante dos minutos; se sacaron y pasaron a agua destilada para quitar el exceso de solución y posteriormente fueron puestos en contacto con el nemátodo parásito.

Las larvas de insectos fueron colocadas en cámaras de inoculación, cada cámara consistía de una caja de Petri, en la cual se habían colocado dos papeles filtro Whatman No. 2 de 9 centímetros de diámetro. En cada cámara se colocaron de 10 a 20 larvas de insectos, según su tamaño. La cámara fue

humedecida con agua destilada a la que se agregó enseguida 0.5 ml de una suspensión de nemátodos, conteniendo aproximadamente 10,000 nemátodos en estado larvario infectivo.

La presencia de agua es vital para que los nemátodos puedan moverse. Cada cámara fue colocada en la estufa de cultivo a 30° C durante 24 horas; cinco días después de la exposición de los insectos a las larvas infectivas, fueron removidos y colocados en trampas. Las trampas empleadas constaban de una caja de Petri cubierta externamente con papel filtro; esta caja se coloca boca abajo en una charola esmaltada; finalmente la charola fue cubierta con papel Ega-Pack para protegerla. Se esterilizaron a calor seco a 120° C durante cinco horas aproximadamente, se dejan enfriar las charolas y posteriormente las larvas de insecto infectadas con nemátodos se colocaron sobre la caja de Petri invertida. En cada trampa se coloca una solución formolada al 0.1°/o (1:1000) hasta que la cuarta parte de la caja de Petri, se cubra.

Los nemátodos que lograron parasitar a los insectos se reprodujeron constantemente, obteniéndose varias generaciones de nemátodos infectivos; estos nemátodos salieron al exterior del insecto hospedero, dirigiéndose hacia la solución formolada a través del papel filtro humedecido que les sirve de sustrato. Los nemátodos infectivos se concentraron en la solución que contenía cada charola, y posteriormente fueron removidos. Los nemátodos procedentes de trampas; en envases estériles se colocaron en el refrigerador a 5° - 7° C; de vez en cuando se les oxigenó el medio, con objeto de preservarles un ambiente adecuado para su mantenimiento.

4: UTILIZACION

Los nemátodos obtenidos en cultivos artificiales y en larvas de insectos, fueron empleados posteriormente en trabajos experimentales de laboratorio y de campo.

Los trabajos de campo fueron realizados en el área correspondiente al Ejido Lázaro Cárdenas, en Uruapan, Michoacán y en la zona experimental de Chiltepec, Estado de México. Las zonas mencionadas son boscosas, constituidas por diferentes especies de pinos: Pinus montezumae, P. pseudostrobus, P. michoacana y P. leiophylla, dañadas en mayor o menor grado principalmente por dos tipos de insectos que constituyen dos plagas forestales importantes.

En la zona de Uruapan se encuentra un insecto desfoliador o mosca sierra denominada Zadiprion vallicola Rohwer (Hymenoptera; Diprionidae); en la zona de Chiltepec se ha localizado la plaga de insectos floemáticos, Dendroctonus adjunctus Bldf (Coleoptera: Scolytidae). Ambas plagas constituyen un gran problema desde el punto de vista forestal y económico, ya que causan la destrucción de numerosas áreas forestales.

La biología de estas plagas ha sido estudiada por técnicos del Departamento de Entomología (INIF), lo cual nos brindó un conocimiento que tomamos como base para realizar experiencias encaminadas a combatirlas.

Los métodos de combate o regulación dirigidos sobre dichas plagas fueron combinados, es decir, se emplearon métodos de regulación química y biológica.

Como es sabido, en el combate químico se emplean sustancias que son tóxicas para los insectos; en esta ocasión se usaron diferentes insecticidas y fungicidas para comprobar cuál era el que nos podía brindar mejores resultados en la regulación de dichas plagas.

En las prácticas de regulación biológica, fueron empleados parásitos y agentes de tipo patógeno. Entre estos últimos se encuentran bacterias y hongos; el hongo empleado fue Metarrhizium anisopliae S., que corresponde a una cepa mutada, obtenida experimentalmente en el laboratorio, el uso del hongo sobre la mosca sierra ha brindado resultados promisorios.

Los parásitos empleados fueron de dos tipos: uno corresponde a insectos benéficos del grupo de los Hymenoptera: Ichneumonidae, grupo constituido por numerosas especies parásitas importantes, como por ejemplo Trichogramma sp. que fue liberado en la región plagada de Uruapan, Mich.; el otro parásito empleado en esta zona como en la de Chiltepec, corresponde al nemátodo DD-136 (N. dutkyi Jackson, 1965), nemátodo entomófago de considerable importancia en la regulación de plagas.

El método de aplicación varió de acuerdo con el tipo de plaga, ya que ambas plagas tienen diferente hábitat alimenticio.

En la zona de Uruapan, las aplicaciones fueron hechas por aspersión; de esta manera los nemátodos caen en forma de rocío sobre las ramas de los pinos, pudiendo penetrar por vía oral, en el momento en que las larvas de la mosca sierra se encontraban alimentando de las agujas de pino.

Las referencias nos indican que éste no es el único método eficaz para la aplicación del nemátodo, sino que existen otros métodos, como por ejemplo la aplicación del nemátodo en el suelo, alrededor de los árboles plagados; de este modo hay la posibilidad de que el nemátodo suba a través de las raíces, o bien que parasite, en el caso de Zadiprion, a las larvas que se encuentran en el suelo formando capullo.

Otro método de que se tiene referencia es el de inyección de nemátodos en los árboles. Este método actualmente se emplea en el área de Chiltepec, siendo considerado efectivo para dominar al insecto floemático. Los nemátodos inyectados pueden parasitar a larvas, pupas o preimagos del insecto que se encuentran localizados principalmente en la corteza interna.

Las aspersiones del agente biológico fueron realizadas durante la noche; es recomendable realizarlas a esta hora, porque así se conserva mayor tiempo la humedad que requiere el nemátodo, dando tiempo a que parasite a su futuro hospedero. Si las aspersiones fueran realizadas durante el día, la sequía podrá influir en la muerte del nemátodo.

Las aspersiones fueron efectuadas con dos tipos de bombas aspersoras; una de ellas corresponde a una aspersora de viento Mist-Blower, la cual presenta una capacidad de 10 lt. de agua, y su potencia máxima es de 3.2 CV. Es necesario, antes de usar una aspersora, remover el filtro para permitir el libre paso

de los nemátodos. La otra aspersora empleada corresponde a la bomba de alta presión Kyoritsu IIP-40 A, con una presión de \pm 500 libras por pulgada cuadrada; esta alta presión permitió alcanzar las copas de los árboles, que por ser tan grandes (\pm 27m) no pueden ser asperjados con la primera bomba. Esta bomba aspersora, a pesar de su alta presión, no causó ningún daño a los nemátodos asperjados; esto se comprobó al hacer observaciones de muestras del líquido asperjado. Para cada árbol plagado se requieren dos millones de nemátodos diluidos en un galón de agua; por ello es necesario producir grandes cantidades de nemátodos en el laboratorio.

En el área plagada de Chiltepec, Edo. de México, no fue posible realizar aspersiones como en la zona de Uruapan debido a que el insecto descortezador (Dendroctonus adjunctus) se encuentra en la corteza interna del árbol y, aún cuando los nemátodos fueran asperjados, sería casi imposible que penetraran en la corteza y parasitaran al insecto. Como anteriormente se indicó, el método empleado en esta área fue el de inyección; se emplearon inyectores de la marca "Jim Jem Tree Inyector", inyector manual, con capacidad de 2 lt; la abertura que realiza la navaja del inyector es de 2 cm. de profundidad, suficiente para depositar 1 centímetro cúbico de la solución de nemátodos. Estos inyectores fueron poco empleados, debido a que la herida que producía en el árbol era amplia, pero no profunda, lo cual traía como consecuencia que el nemátodo no llegara a los insectos. Posteriormente fueron empleadas unas hachas con extremos punzantes, que hacen perforaciones de 5 cm. de profundidad; en cada perforación se coloca la suspensión de nemátodos. La aplicación es realizada por medio de pipetas anchas, graduadas y provistas de una perilla de hule; después cada perforación se tapa por medio de pequeños taquetes de madera, con el fin de evitar la evaporación del líquido en que se encuentra contenido el nemátodo. El número de perforaciones hechas, varía de 2 a 4 según el grosor del árbol.

Estos métodos han sido los empleados principalmente en la aplicación del nemátodo entomófago. Actualmente se tienen numerosos planes experimentales, cuyo fin es que el nemátodo se establezca en las zonas plagadas, lo cual favorecería la reducción de las poblaciones de las plagas citadas, hasta su punto de equilibrio, de ser posible.

R E S U L T A D O S

CICLO DE VIDA:

El ciclo de vida de esta especie es muy semejante al de las otras del mismo género; el hecho más notable es la combinación de hábitat saprófito y parásito que presentan.

DESARROLLO EMBRIONARIO:

El desarrollo embrionario del nemátodo DD-136 se efectúa en el interior del cuerpo de la hembra (ovovivípara); después de las 24 horas aproximadamente de ocurrida la fecundación se notan las formas embrionarias en diversos estadios, contenidas en el útero.

HUEVO:

Los huevos son de forma redondeada, de color blanco amarillento de paredes lisas sin ornamentaciones, miden 41 u de ancho por 41 u de largo.

Los huevos justo antes de la fertilización son ovales y presentan una cubierta protectora; además, en uno de los extremos se encuentran gruesas granulaciones citoplásmicas que parecen rodear el núcleo.

El primer plano de división, perpendicular al eje mayor del huevo, da lugar a la formación de dos blastómeros de igual tamaño; en cada blastómero formado, se observan movimientos citoplásticos, como resultado de los cuales ocurre una reorganización citoplásmica, manifestándose el eje longitudinal de cada blastómero como una escotadura central. El blastómero inferior es el primero en dividirse dando lugar a un tercer blastómero transitorio; dos minutos más tarde, se divide el blastómero superior originándose el cuarto blastómero, siendo todos del mismo tamaño hasta ese momento.

Los cuatro blastómeros se agrupan formando una T; esta forma es transitoria; ocurre posteriormente una redistribución de los blastómeros, superior e inferior izquierdos, formando de esta manera la agrupación romboidal característica.

El desarrollo, inmediatamente después del estado de 4 células, fue caracterizado por algunas rápidas divisiones en el extremo anterior del embrión, resultando un polo con pequeñas células, comparadas con las del extremo posterior, que son de mayor tamaño. El embrión, después de tres horas aproximadamente, alcanzó el estado de 18 células; los planos de división continúan; los blastómeros disminuyen de tamaño, alargándose notablemente el embrión, que ya constituye una blástula.

Diez horas después, la forma embrionaria encerrada en la cubierta del huevo, presenta un extremo más ancho (21.6 u), correspondiente al extremo cefálico en donde es posible notar una escotadura que corresponde a la formación de la boca; y un extremo posterior angosto que correspondera a la región caudal, y que mide 10.8 u de ancho.

El lóbulo anterior del embrión incrementó en longitud, lo mismo que el lóbulo posterior. El embrión se constituye en una larva con forma de "S", en la cual se nota un ligero bulbo esofágico que se continúa con el tubo digestivo en el lóbulo posterior. El tamaño del huevo que contiene esta forma embrionaria es de 43.2 u de largo por 46.8 u de ancho, mientras que la forma larvaria encerrada mide 86.4 u de longitud. Esta larva es capaz de moverse en el interior de la cutícula del huevo; al salir constituye el primer estadio larvario del ciclo. A 25°C la larva nació a las 19 horas después de la fecundación.

DESARROLLO POSTEMBRIONARIO

La larva necesita mudar cuatro veces antes de alcanzar el estado adulto. Las duraciones promedio (horas) de los cuatro estadios larvales en medio de cultivos favorables fueron, primero, 14-20; segundo, 24-30; tercero, 40-45 y cuarto 45-48.

Primer estadio larval

Descripción

Consideramos como primer estadio larval, cuando la larva emerge del útero de la hembra; mide 259.2 u (216.0 - 259.2) de largo por 19.77 u (16.8 - 21.6) de ancho. Su cuerpo es alargado, cubierto por una cutícula ligeramente estriada con el extremo posterior del cuerpo ligeramente terminado en punta; cerca del ano se encuentran localizados los fasmidios.

Presentan una cavidad bucal pequeña, casi visible, comunicada en su parte basal con el esófago, el cual mide 65.11 u de largo por 16.8 u (16.9 - 18.4) de ancho en su base; comunica inmediatamente, con el intestino que está representado por una sola capa celular, carente de inclusiones citolámicas, ocupa toda la cavidad del cuerpo y termina en el extremo posterior del mismo en el ano; la abertura anal se encuentra localizada a 23.2 u (21.0 a 25.4) del extremo posterior del cuerpo.

Discusión

Las formas juveniles de primer estadio se desarrollan en el interior del útero de la hembra, se mueven activamente hasta que la pared del útero se rompe, pasando entonces a la cavidad del cuerpo de la misma hembra; las formas larvarias en general no salen a través de la vulva, pocas son las formas embrionarias que se desarrollan en el exterior, pero en el caso de las larvas; como el desarrollo casi es simultáneo, se concentran en el útero sin poder salir, causando casi siempre la muerte de la madre.

Si las formas larvarias son colocadas en agua, no se alimentan, siendo incapaces de mudar por la ausencia de suficientes reservas en el intestino.

Segundo estadio larval

Descripción.

El segundo estadio larval comprende el desarrollo entre la primera y segunda muda, sus dimensiones varían de 247.6 u (313.2 a 464.4) de largo por 19.77 u (19.2 a 25.2) de ancho. Son de color oscuro en la región en que se encuentra el intestino, pero en las regiones anterior y posterior del cuerpo son de color blanco transparente. En el extremo anterior del cuerpo se observa la cavidad bucal reducida, ancha, que se encuentra rodeada de pequeñas papilas labiales. La cavidad bucal, en su parte basal, se comunica con el esófago musculoso, provisto de un pseudobulbo y un bulbo musculoso, que mide 70.0 a 97.2 u de largo por 19.6 a 21.6 u de ancho.

Discusión.

En condiciones favorables, el desarrollo de este segundo estadio larval ocurre generalmente en el interior del cuerpo de la madre; el primer estadio larvario, al atravesar la pared del útero y llegar a la cavidad del cuerpo de la madre, muda, convirtiéndose en segundo estadio larvario; éste es el que destruye principalmente el cuerpo de la hembra. La larva, al salir al medio que le rodea, necesita romper la cutícula de la madre, para lo cual requiere de múltiples esfuerzos antes de lograrlo.

El segundo estadio larvario, cuando se encuentra con un suplemento alimenticio suficiente, es capaz de mudar alcanzando el cuarto estadio larvario o preadulto, suprimiendo de esta manera el tercer estadio larvario.

Tercer estadio larval

Descripción

Las formas larvarias del tercer estadio son alargadas, miden de 606.2 u (586.8 a 680.4) de longitud total por 35.2 u (28.8 a 46.8) de ancho. Presentan un esófago de tipo cilíndrico en su parte anterior que mide de largo 125.0 u (114.0 a 140.0) por 35.68 u (25.2 a 36.0) de ancho en la parte basal del bulbo esofágico; el bulbo se continúa en su parte posterior con el intestino. En la

parte anterior del intestino se localiza un receptáculo de tipo bacteriano, en donde se aloja la bacteria denominada Achromobacter nematophyllus Poinar y Tomas, la cual es liberada por el nemátodo cuando parasita un nuevo hospedero.

El intestino se encuentra formado por una sola capa de células con pocas reservas alimenticias, termina en el ano, localizado a 35.28 u del extremo posterior del cuerpo. El extremo posterior de la larva termina en punta.

Discusión

Este tercer estadio larvario se caracteriza por presentar una cubierta a manera de saco, correspondiente a la cutícula del segundo estadio larvario; la cutícula retenida forma una cubierta libre que encierra al llamado tercer estadio larval o infectivo. La presencia de este estadio infectivo no es obligatorio, sólo si hay condiciones adversas para su desarrollo. El nemátodo de segundo estadio muda reteniendo su vieja cutícula como saco protector. Este estadio es considerado como una forma de resistencia, en el cual pueden pasar largos períodos sin alimentos. El tercer estadio larvario puede ser mantenido viable en el suelo o en el agua; es incapaz, al igual que el primer estadio, de mudar ya que no cuenta con suficientes reservas alimenticias.

El estado infectivo, para mudar, necesita de substancias nutritivas, las cuales en condiciones naturales son proporcionadas por los insectos hospederos, pudiendo infectar por vía oral a los insectos existentes en el suelo.

El estado juvenil infectivo, como ya se dijo, va acompañado de una bacteria patógena para el insecto hospedero. Cuando el nemátodo es ingerido con el alimento por las larvas de insecto, aquel pasa a través de la pared del intestino a la cavidad del cuerpo, liberando la bacteria que, al multiplicarse rápidamente, produce una septicemia que mata al hospedero. El nemátodo se alimenta del contenido del cuerpo del insecto muerto; treinta y seis horas después de la infección, la mayoría de los órganos de las larvas han sido destruídos.

Dentro del insecto hospedero, los nemátodos son muy activos; a las 48 horas de infección se ha incrementado el número de larvas, que llenan por completo el cuerpo del insecto hospedero, el cual parece un saco lleno de pequeños gusanos.

El número de generaciones presentes dentro de un insecto hospedero depende del número existente de larvas infectivas. Generalmente dos o más generaciones son necesarias para producir suficientes larvas que ocupen todo el cuerpo del insecto hospedero; el tiempo requerido para el desarrollo de las larvas infectivas de la siguiente generación de larvas infectivas, es de 3 a 8 días, de acuerdo con la susceptibilidad del insecto hospedero, a una temperatura de 20° a 27°C, a menor temperatura las larvas tardan más tiempo en desarrollarse.

Cuarto estadio larval

Descripción.

En el cuarto estadio larval o preadulto, al mudar ya es posible distinguir ejemplares machos y hembras:

MACHO. Es más pequeño que la hembra; presenta su cuerpo cubierto por una cutícula ligeramente estriada; la región anterior del cuerpo es estrecha, mientras que la posterior es ensanchada y curvada. Mide de 687.6 a 838.8 u de largo por 43.2 a 49.4 u de ancho; y el esófago, localizado en el extremo anterior del cuerpo, está provisto de un pseudobulbo ligeramente musculoso, se continúa con el istmo esofágico, pequeña porción que une al pseudobulbo con el bulbo esofágico musculoso y provisto de un sistema valvular. El esófago mide de 118.8 a 147.6 u de largo por 36.0 a 57.6 u de ancho. El anillo nervioso dista del extremo anterior del cuerpo 108 u y se encuentra rodeando al esófago en la parte anterior del bulbo esofágico basal. El poro excretor dista del extremo anterior del cuerpo de 37.4 a 46.8 u y se abre en la región ventral del cuerpo anterior al anillo nervioso.

El extremo posterior del cuerpo es de forma cónica, se encuentra provisto de una colita terminada en punta; el aparato reproductor, constituido por un testículo simple, filamentosos y un par de espículas, las cuales aún no se distinguen claramente por la falta de quitinización total, miden de 37.8 a 42.0 u de largo por 7.0 u de ancho en su región proximal; el gubernáculo, estructura anéxica del aparato reproductor, mide de 22.4 a 26.6 u de largo, al igual que las espículas; el gubernáculo aún no se ha quitinizado totalmente.

HEMBRA: Tanto los machos como las hembras, en el cuarto estadio

larvario, en general son del mismo tamaño; existen algunos ejemplares hembras que miden de 682.8 a 1262.8 u de longitud por 43.2 a 68.4 u de ancho. Su cuerpo es alargado, ligeramente curvado ventralmente; se encuentra cubierto por una cutícula estriada; el extremo anterior del cuerpo es angosto mientras que la región situada al nivel del bulbo esofágico, es más ensanchada. El esófago, así como la posición del anillo nervioso y del poro excretor, tienen la misma posición presentada por el macho.

El aparato reproductor es de tipo anfidelfo, los ovarios se encuentran a ambos lados del cuerpo y son sinuosos; se extienden hacia el extremo anterior en el primer tercio de la longitud total del cuerpo, no llegando al nivel del esófago; la región vulvar se encuentra localizada ligeramente hacia el extremo posterior del cuerpo, a una distancia de 460.8 u del extremo anterior. Presenta dos labios prominentes que hacen saliente en el cuerpo de la hembra. El extremo posterior del cuerpo es cónico y está provisto de una colita, al igual que en el macho, terminada en punta; el tallo (ano - cola) mide de 49.0 a 57.4 u de largo por 29.4 a 32.2 u de ancho.

Discusión.

La formación del cuarto estadio larval varía de acuerdo con la presencia del suplemento alimenticio existente, ya que si existe, el tercer estado larval es suprimido, pasando directamente del 2o. al 4o. estadio larval; requiere tan solo de 26 a 28 horas para que se efectúe este paso; pero en condiciones adversas es necesario más tiempo para alcanzar el cuarto estadio larval.

El cuarto estadio larval, en condiciones experimentales, fue susceptible de formar una cubierta protectora en un medio carente de substancias nutritivas, pudiendo notarse ya las estructuras reproductoras más o menos diferenciadas.

ADULTOS

Descripción.

MACHO. Los machos son más pequeños y delgados que las hembras, miden de 831.6 a 1981.6 u de largo, comprendiendo la cola, por 50.4 a 140.4 u en su porción más ancha. Su cuerpo, de forma cilíndrica y cubierto de una

cutícula estriada. El extremo anterior del cuerpo es angosto, mientras que el posterior, curvado ligeramente sobre su región ventral, es más ancho. La región cefálica presenta tres labios, provistos de seis papilas labiales y seis cefálicas, que rodean a la boca, la cual es pequeña y ancha, mide de 5.2 a 5.6 u de largo por 18.2 a 23.8 u de ancho. La boca se comunica directamente con el esófago; el esófago es de forma cilíndrica está provisto de un pseudobulbo y un bulbo musculoso, el bulbo presenta 3 válvulas esofágicas. Mide de 166.4 a 194.4 u de largo y 39.0 a 79 u de ancho en su región basal. A menudo la base del esófago se encuentra insertada dentro de la región anterior del intestino. El anillo nervioso se encuentra rodeando el istmo esofágico, justo en su parte anterior; dista 137.4 a 144 u del extremo anterior del cuerpo. El poro excretor, ventral, es generalmente anterior al anillo nervioso y, se encuentra a 65.0 a 70.0 u del extremo anterior del cuerpo.

El macho presenta un solo testículo reflejo, consistente de una zona germinal y una de crecimiento. Un vaso deferente conspicuo con paredes musculares. Presenta espículas pares, simétricas, arqueadas y gruesas, con dos costillas laterales; su tamaño oscila de 39.3 a 63.0 u de largo por 7.8 a 14.0 u de ancho en su región proximal. La región proximal de las espículas es cefalada; en el primer tercio de su longitud cada una de las espículas presenta una pequeña pertuberancia interna; el extremo posterior de la misma termina en una ligera proyección que semeja un pequeño gancho, el cual sale a través de la abertura cloacal. El gubernáculo se encuentra ligeramente curvado, al igual que las espículas; es una estructura quitinizada; mide 46.8 a 51.8 u de largo; en su región proximal, ligeramente cefalada, mide 5.2 a 5.6 u de ancho. En vista dorsal presenta dos proyecciones laterales conectadas por una membrana transparente.

El tallo del macho presenta 23 papilas de tipo amamelonado dispuestas de la siguiente manera: dos hileras de seis papilas preanales, la primera preanal es relativamente grande; dos pares de papilas se encuentran situadas a ambos lados del orificio anal (adanales) y tres pares de papilas postanales. Existe una papila impar localizada entre las espículas, que también es postanal.

HEMBRA. Las hembras presentan un cuerpo grueso y un poco encorvado ventralmente; el cuerpo de la hembra, al nivel del bulbo esofágico, se ensancha al igual que a la altura del orificio anal y de la región vulvar.

Las hembras son de mayor tamaño que los machos, miden de 1586.2 a

6267.8 u de largo por 139.4 a 354.2 u de ancho en la región media del cuerpo. La parte anterior del cuerpo se estrecha, en ella se localiza la cavidad de la boca, cuya descripción es semejante a la del macho. La cavidad oral llega a medir 7.0 u de largo por 22.4 u de ancho. La boca se comunica directamente con el esófago, es de forma cilíndrica, de tipo musculoso, presenta una longitud promedio de 151.7 u. La parte anterior del esófago se encuentra ligeramente expandida, se continúa, con el pseudobulbo que, a través del istmo, se comunica con el bulbo esofágico. El bulbo, musculoso, está provisto de tres válvulas esofágicas, las cuales a menudo se encuentran insertadas en la porción anterior del intestino. El intestino se encuentra ocupando casi la mitad del cuerpo de la hembra, está formado por una sola capa de células planas provistas de gran cantidad de gránulos alimenticios. El anillo nervioso se encuentra rodeando al istmo esofágico exactamente en la parte anterior del bulbo. Dista 51.18 u del extremo anterior del cuerpo. El poro excretor se localiza en la región ventral, es anterior al anillo nervioso, dista 67.0 u del extremo anterior del cuerpo.

Las hembras son ovovivíparas, su aparato reproductor anfídelfo. Los ovarios son opuestos y reflejados, presentan una zona germinal y una de crecimiento larga, la cual se comunica con el oviducto, porción glandular comunicada a su vez con el útero. Los úteros son dobles, almacenan los huevos y formas embrionarias ya formadas, son tubulares, extendiéndose anteriormente hasta el primer tercio de la longitud total del cuerpo, y posteriormente hasta el recto. Los úteros desembocan en una pequeña vagina provista de paredes musculosas, que se comunica con la región vulvar por un pequeño tubo u ovipositor; la región vulvar se manifiesta por la presencia de dos protuberancias musculares o labios vulvares. Este poro genital se encuentra localizado ligeramente hacia el extremo posterior del cuerpo; dista del extremo anterior de 972.0 a 3388.0 u y del posterior de 756.0 a 2787.4 u.

Discusión

El tamaño de los nemátodos varió experimentalmente de acuerdo con:

1.— Cantidad del medio de cultivo o bien con tamaño del insecto hospedero, y 2.— Número de larvas infectivas presentes. La primera generación de nemátodos adultos siempre fue caracterizada por nemátodos de gran tamaño; en cambio, las generaciones sucesivas de adultos en el mismo medio o insecto, son siempre de menor tamaño; esto puede deberse quizás al aumento de po-

blación, que se encuentra incrementándose constantemente, en contraste con la cantidad de alimentos aprovechable que es menor, ya que mientras mayor cantidad de alimento exista, o bien mientras más susceptible sea el insecto a la infección, mayor número de generaciones serán producidas; esto está en relación directa con el tamaño del insecto (Schmiege 1962).

El estado adulto, tanto de hembras como de machos, puede ser diferenciado del cuarto estado larvario; porque en el cuarto estadio no han madurado aún las células reproductoras, y además, por el menor tamaño que presentan los individuos.

Desarrollo Postembrionario:

Los incrementos en la longitud y anchura del cuerpo, longitud del esófago y tallo se encuentran comprendidos en la tabla No. 1. Los incrementos mostrados por el tercer estadio larvario fueron pequeños en comparación con los del estado adulto. Con excepción de la longitud y anchura del tallo, el incremento total del cuarto estadio larval en el macho es igual que el de la hembra; tanto la longitud total, anchura y longitud esofágica en ambos sexos fueron aproximadamente iguales al terminar el cuarto estadio larvario. No obstante en algunas ocasiones las hembras son de mayor tamaño que los machos.

Como resultado en la variación de crecimiento de las partes del cuerpo estudiadas, los índices ^{De Mann}, a, b, c, varían en los diversos estados de desarrollo como se indica en la tabla No. 2.

TABLA No. 2

	No. y Sexo	a	b	c	t	V
1er. Edo. larval	9	12.5	3.68	10.68		
2o. Edo. larval	12	15.86	4.45	11.74		
3er. Edo. larval	12	17.83	4.48	17.18		
4o. Edo. larval	8 ♂	13.34	7.66	15.40		
4o. Edo. larval	8 ♀	16.2	20.5	19.38		363 ^o / _o
Estado adulto	10 ♂	15.09	8.79	35.76	372 ^o / _o	
Estado adulto	10 ♀	17.47	28.51	34.09		498 ^o / _o

Los valores están dados en u

t = longitud testicular en porcentaje

v = distancia vulvar por ciento

TABLA 1.

VALOR EN INCUBACION	NUMERO Y SEXO	LONGITUD CUERPO	ANCHURA CUERPO	LONGITUD ESOFAGO	ANCHURA ESOFAGO	LONGITUD TALLO	ANCHURA TALLO
Incremento 1er. Edo.	9	247.6	19.7	65.1	16.8	23.2	9.66
Incremento 2do. Edo.	12	371.3	23.3	83.3	20.6	31.6	11.3
Incremento 3er. Edo.	12	606.2	35.2	125	35.6	35.2	10.6
Incremento 4to. Edo.	8 ♂	769.3	57.6	100	41.3	67.6	41.2
Incremento 4to. Edo.	8 ♀	977.0	60.0	149	49.9	50.4	28.7
Incremento total, 1er. - 4to.	♂	1994.5	135.9	374	114.4	157.6	169.7
Incremento total, 1er. - 4to.	♀	2202.2	138.4	422	122.6	140.4	147.8
Incremento del Edo. adulto.	10 ♂	1334.1	88.4	151	55.6	37.3	45.8
Incremento del Edo. adulto.	10 ♀	3989.6	228.2	139	117.0	55.4	73.1

Dimorfismo Sexual

En los primeros estados de desarrollo, el primordio genital se encuentra representado por pocas células (2 a 4); en el tercer estadio larvario no es fácil notar el desarrollo de este primordio por la presencia de una cutícula protectora; después de mudar este estadio, la longitud del cuerpo y el primordio genital toman diferentes cursos de desarrollo en ambos sexos. En las hembras, los extremos de las gonadas se desarrollan simétricamente. La región vulvar empieza a diferenciarse. Durante el 4o. estadio larval las espículas del macho van adquiriendo mayor quitinización. Durante el estado adulto, posterior al desarrollo y diferenciación tiende a incrementar el dimorfismo sexual.

PRUEBAS DE LABORATORIO

I:

La posibilidad de usar el nemátodo DD-136 (N. dutkyi Jackson 1965) como agente de regulación biológica de insectos que son plagas en el campo, ha sido investigada en un gran número de experiencias de laboratorio sobre algunas de las plagas de campo. Las formas infectivas del nemátodo fueron obtenidas de insectos hospederos o de placas de cultivo, mantenidas en soluciones isotónicas y empleadas posteriormente en varias especies.

Las formas infectivas del nemátodo fueron colocadas en diversas soluciones fungicidas, con el objeto de comprobar su resistencia a los fungicidas que fueron aplicados anteriormente en el campo en las zonas plagadas; en la tabla No. 3, se indica el porcentaje aproximado de supervivencia del nemátodo después de 72 horas.

BIBLIOTECA CENTRAL
U. B. A. M.

Dimorfismo Sexual

En los primeros estados de desarrollo, el primordio genital se encuentra representado por pocas células (2 a 4); en el tercer estadio larvario no es fácil notar el desarrollo de este primordio por la presencia de una cutícula protectora; después de mudar este estadio, la longitud del cuerpo y el primordio genital toman diferentes cursos de desarrollo en ambos sexos. En las hembras, los extremos de las gonadas se desarrollan simétricamente. La región vulvar empieza a diferenciarse. Durante el 4o. estadio larval las espículas del macho van adquiriendo mayor quitinización. Durante el estado adulto, posterior al desarrollo y diferenciación tiende a incrementar el dimorfismo sexual.

PRUEBAS DE LABORATORIO

I:

La posibilidad de usar el nemátodo DD-136 (N. dutkyi Jackson 1965) como agente de regulación biológica de insectos que son plagas en el campo, ha sido investigada en un gran número de experiencias de laboratorio sobre algunas de las plagas de campo. Las formas infectivas del nemátodo fueron obtenidas de insectos hospederos o de placas de cultivo, mantenidas en soluciones isotónicas y empleadas posteriormente en varias especies.

Las formas infectivas del nemátodo fueron colocadas en diversas soluciones fungicidas, con el objeto de comprobar su resistencia a los fungicidas que fueron aplicados anteriormente en el campo en las zonas plagadas; en la tabla No. 3, se indica el porcentaje aproximado de supervivencia del nemátodo después de 72 horas.

BIBLIOTECA CENTRAL
E. R. A. M.

TABLA No. 3

Capacidad del nemátodo DD-136 a sobrevivir en algunos fungicidas

Fungicidas	12 hs.	24 hs.	36 hs.	48 hs.	60 hs	72hs.
Acido bórico	50 ^o /o	15 ^o /o	5 ^o /o	0 ^o /o	—	—
Anilina roja	100 ^o /o	100 ^o /o	90 ^o /o	90 ^o /o	80 ^o /o	80 ^o /o
Azufre humectable	40 ^o /o	5 ^o /o	0 ^o /o	—	—	—
Captán	90 ^o /o	80 ^o /o	70 ^o /o	50 ^o /o	50 ^o /o	40 ^o /o
Caldo bordelés	80 ^o /o	80 ^o /o	50 ^o /o	20 ^o /o	10 ^o /o	5 ^o /o
Polyoxón	70 ^o /o	45 ^o /o	20 ^o /o	5 ^o /o	0 ^o /o	—

Concentración al 2^o/o.

Los resultados obtenidos nos indican que las larvas del nemátodo son capaces de sobrevivir durante 72 horas o más en algunos fungicidas; como se indica en la tabla No. 3, la supervivencia es mayor en anilina roja, captán y caldo bordelés.

Los insectos empleados en el laboratorio para comprobar su grado de susceptibilidad, fueron colocados en cajas de Petri, provista de papel filtro, el cual actúa como un sustrato necesario para la migración de los nemátodos en suspensión (10,000) hacia su hospedero.

El tiempo que tardan los nemátodos para infectar a los insectos varía de acuerdo con la actividad presentada por el insecto, con el número de insectos hospederos, el tamaño de los mismos y el estado en que son infectados; en el caso de las formas larvarias de insectos hospedero, el nemátodo entra pasivamente, mientras el insecto se alimenta, o activamente cuando el insecto no se alimenta, o está en reposo; esta entrada activa sucede frecuentemente en el estado de pupa. El grado de susceptibilidad de los insectos está en relación directa con el tiempo que tarda el nemátodo en parasitar a los insectos.

En las pruebas de susceptibilidad fueron empleados formas larvarias, pupas y adultos de 10 tipos de insectos (tabla 4), encontrándose que el cuerpo

suave de las larvas fue deteriorado más rápidamente después de la infección, ya que ésta ocurre entre las 24 y las 48 horas de ser puestos los insectos en contacto con la forma infectiva del nemátodo.

Los principales insectos usados fueron:

1.— Anastrepha ludens Loew (Diptera) “mosca de la fruta”; se emplearon formas larvarias, las cuales resultaron ser muy susceptibles al ataque del nemátodo; el tiempo que tarda en ser infectado varía de 24 a 36 horas. Estas larvas constituyeron un buen medio de propagación de la forma infectiva del nemátodo, aunque en escala reducida.

2.— Ephestia kuehniella, (Lepidoptera) “potilla de la harina del mediterráneo”; al igual que la mosca de la fruta, es muy susceptible al parasitismo del nemátodo; el número de larvas infectivas que pueden ser producidas por cada larva es aproximadamente de 30,000.

3.— Phyllophaga sp. (Coleoptera) “gallina ciega”; las formas larvarias fueron empleadas inicialmente en el laboratorio; los nemátodos fueron puestos en contacto de dos maneras con el insecto: una consistió en inyectar al nemátodo por vía oral o bien intracuticular, y la otra, en que el nemátodo fue colocado en forma de gotas sobre el cuerpo de las larvas. En ninguno de los dos casos se obtuvieron resultados favorables; las larvas de insecto fueron capaces de resistir más de seis días a la infección.

Las larvas de gallina ciega infectadas eran colocadas en pequeños envases que contenían tierra estéril. Las observaciones realizadas cada 24 horas; nos mostraron que las larvas de gallina ciega estaban muertas, pero no por el nemátodo, sino que quizás por la falta de oxígeno o pérdida de motilidad del insecto por falta de espacio en el pequeño frasco. No obstante, algunas de las larvas sí llegaron a infectarse y a morir a causa del nemátodo, lo cual fue posible de comprobar al realizar disecciones de dichas larvas, que nos mostraron la presencia del nemátodo.

4.— Epilachna varivestis, (Coleoptera) Muls. “conchuela del frijol”, estos coleópteros obtenidos de la sección de “Diets de Sanidad Vegetal”, mostraron ser muy susceptibles, tanto en el estado adulto como en el larvario. Debido a la falta de material vivo suficiente, las pruebas efectuadas fueron escasas.

TABLA

SUSCEPTIBILIDAD DE ALGUNOS INS

NOMBRE CIENTIFICO	ORDEN	NOMBRE
<u>Zadiprion vallicola</u> Roh.	Hymenoptera	Mosca sierra
<u>Dendroctonus adjunctus</u> Blf.	Coleoptera	Barrenador
<u>Ips</u> spp.	Coleoptera	Descortezador
<u>Anastrepha ludens</u> Loew.	Diptera	Mosca de la
<u>Phyllophaga</u> spp.	Coleoptera	Gallina ciega
<u>Epilachna varivestis</u> Muls.	Coleoptera	Conchuela d
<u>Protoparce sexta</u> .	Lepidoptera	Gusano de c
<u>Rotschildia orizaba</u> .	Lepidoptera	Cuatro espe
<u>Parandra, Cylene</u>	Coleoptera	Sisa
<u>Sinopsia mexicanaria</u>	Lepidoptera	Falso medido
<u>Esphestia kühniella</u> Zell.	Lepidoptera	Palomilla de mediterrane

FACTORES AL NEMATODO DD-136

ESTRATO COMUN	ESTADIO	SUSCEPTIBILIDAD	DIAS
1	L	PS	5
	L, A	MS	3
or	L, A	MS	2
fruta	L	MS	2-3
a	L	MS	
el frijol	L, P	MS	2
uerno	L	PS	8-12
jos	L, P	S	5
	L	S	2
or del tepozán	L	PS	10
la harina del	L	MS	3-5

5.— Zadiprion vallicola Rowher, (Hymenoptera) "mosca sierra", fueron empleadas formas larvarias de 4o. y 5o. estados; las larvas fueron colocadas en el invernadero sobre ramas de pino. Posteriormente los nemátodos en suspensión fueron rociados sobre las ramas, con el objeto de que las larvas, al alimentarse, ingirieran al nemátodo. Se hicieron observaciones cada 12 horas aproximadamente, para ver el grado de mortalidad presente.

Otras larvas de Zadiprion vallicola, estuvieron sujetas al ataque directo por el nemátodo, que tuvo efecto en cajas de Petri provistas de papel filtro humedecido; aproximadamente 1,000 formas infectivas fueron colocadas en la caja que contenía 20 larvas de mosca sierra.

Ninguno de ambos métodos experimentados en el laboratorio brindó resultados satisfactorios, aunque se notó que las larvas eran estimuladas al estar en contacto con el nemátodo; se notó esto porque después de 20 a 24 horas de la infección las larvas presentaban parte de su intestino, especialmente en su porción posterior, evaginado. Esto es quizás causado por la bacteria asociada al nemátodo, la cual produce una septicemia en el insecto hospedero.

6.— Se tenía conocimiento de que el área forestal de Chiltepec; en el Estado de México, estaba siendo destruida en alto grado por el insecto descortezador Dendroctonus adjunctus (Coleoptera); formas larvarias y adultas fueron utilizadas en el laboratorio, con el fin de probar su grado de susceptibilidad, y así poder ser combatido en el campo.

Las formas larvarias y adultas de Dendroctonus adjunctus, después de ser esterilizadas, fueron puestas en contacto con el nemátodo infectivo; el tiempo requerido por el nemátodo para infectar al insecto hospedero fue de 24 a 36 horas aproximadamente; en general siempre fue rápida la parasitación que sufrieron tanto las formas larvarias como adultas; estos datos nos sirvieron para seguir adelante en las pruebas de campo.

PRUEBAS DE CAMPO

Las pruebas de campo fueron y están siendo realizadas sobre dos tipos de plagas en particular: Zadiprion vallicola o "mosca sierra" y Dendroctonus adjunctus, descortezador de pinos.

Las aplicaciones fueron hechas teniendo un conocimiento previo de la biología de estos insectos; aún cuando las experiencias realizadas sobre el cuarto estado larvario de "mosca sierra" no fueron del todo favorables, se procedió a la aplicación del nemátodo DD-136; las aplicaciones fueron hechas por aspersión.

Fueron realizadas dos aplicaciones en diferentes épocas del año; una fue hecha después de que las larvas habían emergido, o sea, sobre el primer estado larvario (VIII-70); y la segunda aplicación, sobre larvas de tercer estado larvario, en ambos casos, las pruebas fueron limitadas, pero no obstante suficientes para saber si el nemátodo era un buen agente reductor de la plaga.

Las aplicaciones fueron hechas entre las 6 y 7 p.m.; en el primer caso, fueron aplicados después de haber llovido, lo cual favoreció a la movilización del nemátodo hacia sus futuros hospederos. A las doce horas de efectuada la aplicación, los pinos plagados presentaban aún, gran cantidad de larvas del insecto desfoliador vivas; posteriores observaciones nos mostraron que el primer estado de Zadiprion vallicola era susceptible al nemátodo infectivo. Algunas de las ramas del pino asperjado, que contenía larvas de primero y segundo estados larvarios fueron traídas al laboratorio central (México, D.F.) para realizar, observaciones posteriores; después de cinco días de efectuada la aspersión, se encontraron larvas del insecto parasitadas por el nemátodo. En el caso del tercer estado larvario, éste coincidió con el tiempo de parasitación, ya que después de cinco días se encontraron las larvas del insecto completamente secas y adheridas a las acículas del pino; se consideró que estas larvas fueron muertas por el nemátodo, el cual, al alimentarse de los órganos internos del insecto, dejan simplemente la cubierta externa de éste, emigrando los nemátodos posteriormente, si es que cuentan con suficiente humedad, hacia otro nuevo hospedero.

El insecto descortezador Dendroctonus adjunctus constituye una plaga reconocida en varias zonas boscosas de la República Mexicana, actuando como plaga primaria en la destrucción de bosques; ha sido un insecto muy difícil de combatir, aún con los métodos existentes. En el área de Chiltepec se han efectuado numerosas pruebas con el nemátodo DD-136, (N. dutkyi) tomando como base los resultados obtenidos en el laboratorio.

Las primeras aplicaciones del nemátodo fueron hechas sobre árboles

plagados muertos; los cuales presentaban principalmente formas larvarias del descortezador; esta aplicación, realizada con un inyector manual, fue de 50,000 nemátodos aproximadamente, colocados en dos litros de agua que sirvió para varios árboles. Como era de esperarse, los resultados fueron nulos, primero por la escasez de humedad en el medio ambiente, humedad que podría favorecer el ascenso o descenso de los nemátodos aplicados, y segundo porque el número de nemátodos aplicados era insuficiente aún para un árbol. Posteriormente fueron realizadas nuevas experiencias en el campo.

La inyección del nemátodo fue efectuada a 5 cm de profundidad en árboles plagados, a la altura de 1 1/2 m aproximadamente; los nemátodos, en soluciones concentradas, fueron colocados en perforaciones, hechas sobre el árbol. Las observaciones después de la aplicación, fueron hechas cada 8 días; a los 15 días, muestras de corteza de los árboles tratados fueron tomadas a diferentes alturas, pudiendo probarse que el nemátodo había ascendido a 4 metros; posteriores observaciones nos indican que el nemátodo podía ascender hasta 6 o 7 metros aproximadamente.

En dicha ocasión, se obtuvo un 70% de mortalidad del insecto descortezador. Numerosas experiencias se han realizado continuamente con este insecto, pero aún no se obtienen los resultados deseados; por ello se sigue realizando aplicaciones sobre este tipo de plaga.

De los resultados iniciales de estas pruebas, podemos concluir que las larvas de mosca sierra y del descortezador son hospederos susceptibles bajo condiciones óptimas para el nemátodo, pero que la mosca sierra es más susceptible en los primeros estado larvario que en los últimos. Además de que las formas de 4o. y 5o. estado larvario, empleadas en el laboratorio, al ser puestas en contacto con los nemátodos en las cajas de Petri, el nemátodo pudo ser afectado por las bacterias o microorganismos existentes en los desechos orgánicos de dichas larvas. En el caso del descortezador, los resultados, aunque alentadores, no fueron muy amplios; primeramente por la escasa producción que se tiene de los nemátodos en el laboratorio y por la falta de una especie hospedera que constituye una forma de propagación constante para dicho nemátodo, en consecuencia, se tiene que las aplicaciones se ven limitadas por dichos factores y, además, por la falta de un lugar adecuado para la producción masiva de dicho agente, que contribuye a limitar la producción del nemátodo.

Suponemos que en el medio ambiente, el nemátodo ve limitado su campo de acción, quizás por la sequía existente en el medio, además, por la acción competitiva que efectúa entre los microorganismos existentes en el árbol atacado, como por ejemplo: otros nemátodos del tipo de los fitoparásitos, hongos, levaduras, etc., que se encuentran ya establecidos, o bien son introducidos por el insecto, tales como el hongo azul, Ceratocystis sp.

C O N C L U S I O N E S

Desde 1955, en que fue encontrado el nemátodo DD-136, ha sido tema de numerosos trabajos de investigación, como posible agente biológico en la regulación de plagas de insectos. Debido a las controversias existentes entre los autores no se había determinado la situación taxonómica de este nemátodo, por lo que actualmente es considerado dentro de la siguiente clasificación:

Phylum	Nematoda
Clase	Secernentea (Phasmidea)
Orden	Rhabditida Chitwood, 1933
Suborden	Rhabditata Chitwood, 1933
Superfam	Rhabditoidea (Oerley, 1880) Travassos 1930
Familia	Neoplectanidae Savolev, 1954
Subfam.	Neoplectaninae Savolev, 1954.
Género	<u>Neoplectana</u> Steiner, 1929
Especie	<u>N. dutkyi</u> Jackson, 1965.

El nemátodo DD-136, fue identificado como N. dutkyi Jackson 1965, por comparación de las especies existentes en la literatura; no obstante, existe una clave específica del género Neoplectana (Turco 1971), en la cual los caracteres dados para N. dutkyi, no concuerdan con los presentados por nuestro ejemplar. Los caracteres específicos diferenciales están definidos por la presencia de costillas en las espículas, el tamaño de las mismas, la longitud del cuerpo de machos y hembras, así como por la forma mucronada de la parte terminal del cuerpo, caracteres que presenta nuestro nemátodo a diferencia de N. dutkyi, de acuerdo a la redescrición dada por Turco; no obstante, concluimos que

pertenece a esta especie por los datos obtenidos de la literatura.

El número de especies (Tabla 5) conocidas actualmente dentro del género Neoaplectana Steiner, 1929, es de 18:

1	<u>N. glaseri</u>	Steiner, 1929
2	<u>N. menozzii</u>	Travassos, 1931
3	<u>N. feltiae</u>	Filipjev, 1934
4	<u>N. bibionis</u>	Bovien, 1937
5	<u>N. affinis</u>	Bovien, 1937
6	<u>N. chresima</u>	Steiner, 1942
7	<u>N. leucaniae</u>	Hoy, 1954
8	<u>N. carpcapsae</u>	Weiser, 1955
9	<u>N. janickii</u>	Weiser y Kohler, 1955
10	<u>N. bothynoderi</u>	Kirjanova y Puckova, 1955
11	<u>N. melolontha</u>	Weiser, 1959
12	<u>N. dutkyi</u>	Jackson, 1965
13	<u>N. georgica</u>	Kakulija y Veremchuk, 1965
14	<u>N. tilovi</u>	Veremchuk, 1966
15	<u>N. belorussica</u>	Veremchuk, 1966
16	<u>N. kirjanovae</u>	Veremchuk, 1966
17	<u>N. agriotis</u>	Veremchuk, 1969
18	<u>N. hoptha</u>	Turco, 1970

Estas dieciocho especies han sido reconocidas como parásitos de la cavidad del cuerpo de insectos, principalmente de coleópteros y lepidópteros, como se representa en la tabla No. 5; de todas ellas, solamente cuatro han sido localizadas hasta ahora en Nortemérica: N. glaseri, N. hoptha, N. chresima, y N. dutkyi.

Neoaplectana glaseri, es semejante a N. dutkyi solamente por la presencia de ejemplares adultos de gran tamaño, tanto machos como hembras; las espículas; caracterizadas por su forma ligeramente curvada, con su extremo distal terminado en un pequeño gancho, es un carácter diferencial de N. glaseri, además de la forma del cuerpo que guarda la misma anchura en toda su longitud.

En Neoaplectana chresima, la forma de las espículas, así como la presencia de costillas laterales en ellas, hacen a N. chresima semejante a N. dutkyi; sin

embargo, son numerosos los caracteres que las diferencian; la presencia de un gubernáculo curvado posteriormente y recto en su extremo proximal, terminando en un pequeño botón, y por la forma del extremo posterior del cuerpo, no mucronada.

Neoaplectana hoptha presenta el cuerpo más ensanchado a la altura del bulbo esofágico basal, al igual que N. dutkyi, pero es diferente en la forma de las espículas que terminan en una región proximal alargada y su región distal estrecha; el gubernáculo es largo y no curvado, y el extremo posterior del cuerpo no mucronado.

Además de estas especies, se menciona a Neoaplectana carpocapsae Weiser, 1955, que aunque fue encontrada en Europa, es importante porque además de que presenta el mismo hospedero (Carpocapsa pomonella), que N. dutkyi, fue considerada por Poimar en 1966 como una variedad de N. Carpocapsae. Estas especies son semejantes por la presencia de costillas laterales en las espículas y el gubernáculo, presencia en el extremo posterior del cuerpo de un mucrón; pero difieren porque la espícula, en su extremo proximal, está ligeramente alargada, y el gubernáculo en su extremo distal, es estrecho y el proximal no cefalado. La longitud del cuerpo de los machos y hembras es menor que el de N. dutkyi.

TABLA 5

CUADRO DE ESPECIES, HOSPEDEROS Y
AL GENERO NEOAPLECTAI

Especie del género <u>Neoplectana</u>	Hospedero	Grupo si
<u>glaseri</u>	<u>Popillia japonica</u>	Coleopt
<u>menozzii</u>	<u>Conorrhynchus mendicus</u>	Lepido
<u>Feltiae</u>	<u>Feltia segetum</u>	Lepido
<u>bibionis</u>	<u>Bibio ferruginatus</u>	Dipter
<u>affinis</u>	<u>Bibio ferruginatus</u>	Dipter
<u>crenata</u>	<u>Heliothis armigera</u>	Lepido
<u>leucanae</u>	<u>Crambus simplex</u>	Lepido
<u>carpocapsae</u>	<u>Carpocapsa pomonella</u>	Lepido
<u>janickii</u>	<u>Acantholida nemoralis</u>	
<u>bothynoderi</u>	<u>Bothynoderis punctive</u>	
<u>melolontha</u>	<u>Melolontha melolontha</u>	Coleopt
<u>dutkyi</u>	<u>Carpocapsa pomonella</u>	Lepido
<u>georgica</u>	<u>Amphymallon solstitialis</u>	Coleopt
<u>agriotis</u>	<u>Agriotis lineatus</u>	Lepido
<u>hoptha</u>	<u>Popillia japonica</u>	Coleopt
<u>titovi</u>		
<u>belorussica</u>		

L = larva

I = imago o adulto

P = pupas

LOCALIDAD CORRESPONDIENTE

VA STEINER 1929.

stemático	Estado infectado	Localidad
era	L	Moreston, N. Y.
ptera	I	Bientina, Ital.
ptera	L	Viatka, Austria
a		Odense, Dinamarca
a		Odense, Dinamarca
ptera	P, L	Moreston, N. Y.
ptera	L, P	Nva. Zelandia
ptera	L	Chcoslovaquia
	L	Dakramq, Silesia
	L	Ukrania, U. R. S. S.
era		Chcoslovaquia
ptera	L	Virginia, E. U. A.
era		Georgian, U. R. S. S.
ptera	L, I, P	Leningrado, U. R. S. S.
era	I	

Nota: Las últimas dos especies corresponden a trabajos originales que fué imposible conseguir.

R E C O M E N D A C I O N E S

Es necesario hacer notar que nuestros bosques están cada vez más expuestos al ataque de numerosos insectos destructores, los cuales realmente no han sido estudiados.

Es recomendable hacer muestreos regionales para conocer las plagas existentes y su expansión, así como la posibilidad de conocer los organismos predadores, parásitos o patógenos que se encuentran actuando como reguladores naturales de dichas plagas.

El conjunto de dichos conocimientos nos permitirá efectuar programas de lucha química y biológica principalmente, con el fin de preservar los bosques sanos y potencialmente aprovechables para el hombre.

Los agentes biológicos (insectos, nemátodos, hongos, etc.) deberán conocerse con mucha precisión con el fin de obtener producciones masivas de los mismos en condiciones experimentales, lo cual será posible solamente con la instalación de laboratorios de lucha biológica y con el previo conocimiento de dichos agentes.

BIBLIOGRAFIA CONSULTADA

- Alcocer Gómez, L. y M. Méndez Villa. 1960. Estudios preliminares de Laphioma frugiperda Smith y Abbot, por un nemátodo de la familia Mermithidae. Memoria del 2o. Congreso Nac. Ent. y Fit., E.N.A. Chapingo, México. pp. 73-91.
- Alcocer Gómez L. 1968. El combate microbiológico de algunas plagas por medio de agentes patógenos para insectos. Fitófilo 60: 12-22.
- Ashraf M., and A.A., Berryman. 1970. Biology of Sulfuretylenchus elongatus (Nematoda: Sphaerulidae), and Its Host Scolytus ventrale (Coleoptera: Scolytidae). Can. Ent. 102 (2): 197-213.
- Clausen, C.P. 1940. Entomophagus Insects. Mc. Graw-Hill Book Co. Inc. 688 p.
- De Bach, P. 1969. Control Biológico de las plagas de insectos y malas hierbas. Comp. Ed. Continental. México, 949 p.
- Dougherty, E.C. 1951. Evolution of Zöoparasitic Groups in the phylum Nematoda, with Special Reference to Host-Distribution. J. Parasit. 37: 353-378.
- Dutky, S. R. 1955. Nematode borne that attacks is discovered by USDA scientist, New Release, 3216, 2 pp.

Dutky, S. R. and W. S. Hough. 1955. Note on a parasitic nematode from codling moth larvae Capocapsa pomonella (Lepidoptera: Olethreutidae). Proc. ent. Soc. Wash. 57: 244.

Dutky, S. R. 1962. A technique for rearing the greater wax moth. Proc. ent. Soc. Wash. 64: 56-58.

Dutky, S. R. Thomson, J. V., and Cantwell, E. G. 1962. A. Technique for rearing the greater wax moth. (Lepidoptera: Galleridae). Proc. ent. Soc. Wash. 64: 56-58.

Dutky, S. R. 1967. An Appraisal of the DD-136 nematode for the control of Its Host-Parasite Relationships. United States Department of Agriculture. Agricultural Research Service, Entomology research division, Beltsville 139-140.

Dutky, S. R., Robbins, W. E., and Thompson, J. V. 1967. The demonstration of sterols as requirements for the growth development and reproduction of the DD-136 nematode (Abstract) Nematologica, 13 (1): 139-140

Fenton, F. A. 1959. Field Crop Insects. Mc. Millan Company. New York. 116-147 pp.

Filipjev, I. N., Schuurmans Stekhöven, J. H. 1941. A manual of Agricultural Helminthology, E. J. Brill. Leiden. 373 pp.

Glaser, R. W. and Norman R. Stoll. 1940. Exsheating and sterilizing infective, Nematode larvae. J. Parasit. 26: 87-94.

Glaser, R. W., E. E. Mc. Coy and H. B. Girth. 1940. The biology and Economic Importance of a nematode parasitic in insect. J. Parasit. 26: 479-493.

Glaser, R. W., E. E. Mc. Coy and H. B. Girth. 1942. The biology and culture of Neoapectana chresima a new nematode parasitic in insects. J. Parasit 28: 123-126.

Graham, A. S. 1952. Forest Entomology. Mc Graw-Hill Book Company Inc. New York, 351 pp.

- Griffiths, D. T. 1954. Aprovechamiento de los Recursos Forestales: Inforiae sobre Silvicultura. Reproducción del documento No. 251 de la O.A.A. Tomo 1: 5-79 p.
- Hansen, E. L., Yarwood, E. A. Jackson, G. J., and Popimar, Jr. G. O. 1968. Axenic culture of *Neoplectana carpocapsae* in liquid media. *J. Parasit.* 54 (6): 1236-1237.
- Hoy, J. M. 1954. The biology and host range of *Neoplectana leucaniae*, a new specie of insect parasitic nematode. *Parasitology.* 44: 392-399.
- Hynnian, L., 1951. The Invertebrates: *Acanthocephala Aschelminthes, and Entoprocta.* Mc. Graw-Hill Book Company, Inc. New York Vol. III, 197-455.
- Jackson, G. J. and Siddiqui, W. A. 1961. "Folic acid in axenic cultures of *Neoplectana*". *J. Parasit.* 51 (5): 727-730.
- Jackson, G. J., 1965. Differentiation of three species of *Neoplectana* (Nematoda: Rhabditida), grow axenically. *Parasitology.* 55: 571-578.
- Jackson, G. J., 1969. Passage of *Leptomonad Leishmania tarentolae* through Digestive of Nematodes, *Neoplectana glaseri.* *Proc. Helminth Soc. Wash.* 36. (2): 188-189.
- Jaques, R. P. 1961. Mortality of five apple insects induced by the nematode DD-136. *J. econ. Ent.* 60 (3): 741-743.
- Jaques, R. P., Stultz, H. T. y Huston, F. 1968. The mortality of the pale apple leafroller and Winter moth by fungus and nematodes applied to soil. *Can. Ent.* 100 (8): 813-818.
- Lapage, G. V. 1953. The second ecdysis of infective Nematode larvae. *Parasitology,* 26: 186.
- Martignoni, M. E. and Steinhaus, E. A. 1961. Laboratory Exercises in Insects Microbiology and Insects Pathology. Burgess Publ. Co. Minn. 75 pp.

- Mc Coy, E. E. Girth, H. B. and Glaser, R. W. 1938. Notes on a giant form of the nematode Neoplectana glaseri. J. Parasit. 26: 37.
- Moore, G. E. 1965. The bionomics of a insect parasitic nematode. J. Kan. ent. Soc. 38: 105.
- Munroe, E. G. 1971. Control Biológico en Canadá, 1959-1968: Synopsis. Commonwealth Institute of Biological Control Trinidad. Technical Communication No. 4: 213-255.
- Niklas, O. F. 1967. Die Nematoden DD-136 (Neoplectana sp) und Neoplectana carpocapsae Weiser, 1955 (Rhabditoidea) als Insecten parasiten. Eine "Literaturübericht". Mill. Biol. Bund Anst, Ldu Forstw; 124: 40.
- Poimar, G. O., Jr. 1966. The presence of Achromobacter nemathophylus in infective stage (of Neoplectana satage) of Neoplectana sp. (Steirnerematidae: Nematoda) Nematológica 12: 105-108.
- Poimar, G. O. 1967. Description and Taxonomic Position of the DD-136 Nematode (Steirnerematidae, Rhabditoidea), and Its Relationship to Neoplectana carpocapsae Weiser. Proc. Helminth. Soc. Wash. 34 (2): 199-209.
- Poimar, G. O. Jr., and Thomas, M. G. 1966. Significance of Achromobacter nemathophylus Poimar and Thomas (Achromobacteraceae: Eubacteriales) in the development of the nematode DD-136 (Neoplectana sp.: Steirnerematidae). Parasitology, 56: 385-390.
- Poimar, G. O., and Lenteneger, R. 1968. Anatomy of the infective and normal Third-Stage juveniles of Neoplectana carpocapsae Weiser (Steirnerematidae: Nematoda). J. Parasit. 54 (2): 340-350.
- Roger, W. P., and Sommerville, R. I. 1963. The infective of nematode parasitic and its significance in parasitism Adv. Parasit. 1: 109-177.
- Roman, J. and Hedwing, H. 1969. Embriogenesis and Postembriogenesis in species of Pratylenchus (Nematoda: Tylenchidae). Proc. Helminth Soc. Wash. 36. (2): 164.

- Sabolev, A. A. 1964. (More Exact Information on (Rhabditida Superfamilies Rhabditoidea and Aphelenchoidea) Parasitic in Insect) Rabot. Gel'mirzhol 75let Skrajabin. Akad Nauk SSSR. 676-684.
- Schmiege, D. C. 1962. The biology and host-parasitic relationships of a Neoplectanid nematode parasitic on some forest insect pests. Ph. D. Thesis University of Minesota. 97 pp.
- Schmiege D. C. 1963. The Feasibility of Using a Neoplectanid Nematode for Control of some Forest Insect Pests. J. Econ. Ent. 56 (4): 427-431.
- Schmiege, D. C. 1964. A note on the taxonomy of an undescribed insect parasitic nematode in the genus Neoplectana. Parasitology. 54 (2): 233-236.
- Sherman, W. I., and G. J. Jackson, 1963. Zymograms of the Parasitic Nematodes Neoplectana glaseri and N. carpocapsae., Grow Axenically. J. Parasit. 49 (3): 392-397.
- Steinhaus, A. E. 1963. Insect Pathology and Advanced Treatise. Academic Press. New York and London. 1: 363-392.
- Steiner, G. 1929. Neoplectana glaseri, ng., nsp., (Oxyuridae) a new nemtic parasite of the Japanese Beetle (Popillia japonica Newm). J. Wash. Acad. Sci. 19: 436-440.
- Stoll, N. R. 1953. Axenix cultivation of the parasitic nematode Neoplectana glaseri, in a fluid medium containing rawliver extract; J. Parasit, New York. 39 (4), sec. 1: 422-444.
- Stoll, N. R. 1953. Continued infective for japanese beetle grubs of Neoplectana glaseri (Nematoda) after seven years axenic culture. The Rockefeller Institute for Medical Research. New York. Thapar Commemoration Volume 259-268.
- Sweetman, H. L. 1936. The biological Control of Insects. Comstock Publishing. Co. Inc. 560 p.
- Thatcher, T. O. 1961. Forest Entomology. Burgess Publishing Co. Minneapolis. 108-179.

- Thorne, G. 1961. Principles of Nematology. Mc. Graw-Hill, New York, 553 pp.
- Turco, C. P. 1970. Neoaplectana hoptha, sp. n. (Neoaplectanidae: Nematoda). A parasite of the Japanese Beetle (Popillia japonica Newm). Proc. Helminth. Soc. Wash. 37 (1): 119-121.
- Turco, C. P., W. H. Thames, Jr. and S. M. Hopkins. 1971. On the taxonomic Status and Comparative Morphology of Species of the Genus Neoaplectana Steiner (Neoaplectanidae: Nematoda). Proc. Helminth. Soc. Wash. 1: 38; 68-79.
- Turco, C. P., Hopkins S. M., and Thames, W. H. Jr. 1970. Susceptibility of five insect pest to Neoaplectana glaseri Steiner, 19 29, J. Parasit. 56 (2): 277-280.
- Veremchuk, G. V. 1963. (Some results of culturing Neoaplectana sp. on nutrient media) In (Helminths of man, animals and their control). Papers on helminthology presented to Academician K. I. Skryabin on his 85th birthday. Moscow: Izdatestvo Akad. Nauk. SSSR, pp. 198-200 (Helminth Abstract. 1969. 38 (1-4): 2161.
- Veremchuk, G. W. 1964. (On the systematic position of Steinernematidae Chitwood & Chitwood 1937 (Nematoda: Rhabditida) (abstract) Maternach, knof. uses. Oblhch. Gelminth. Part, 1: 55-58.
- Veremchuk, G. V. 1969. (A new species of Neoaplectana) (Rhabditida: Steinernematidae pathogenic to insects.) Parazitologiya, 3 (3): 249-252. (Helminth, Abstr. 1970. serie A. 39 (2): 1679.
- Verduzco, G. J. 1952. Algunos aspectos del Problema de Sanidad Forestal en Mexico. Chapingo, México. 180 pp.
- Verduzco, G. J. 1954. Breves notas sobre Incendios Forestales. Nota Técnica (10-IV-54), pp. 9.
- Villaseñor, A. R. 1969. El Instituto Nacional de Investigaciones Forestales. No. 17 pp. 57.

- Waterhouse, D. F., and F. Wilson. 1968. Biological control of pest and Weeds. Sci. J. Australia. 4 (12): 31-37.
- Weiser, J. 1955. Neoaplectana carpocapsae n. sp. (Anguillulata: Sternernematinae) nový cizopasník housenek abalece jableneho, Carpocapsa pomonella Linn. Acta. Zool. Bohemoslov. 19 (10): 44-52.
- Welch, H. E. and Briand, L. J. 1961. Field experiments on the use of a nematode for the control of vegetable crop insect. Proc. Ent. Soc. Ontario. 91: 197-202.
- Welch, H. E. and Briand. 1961. Test of the nematode DD-136 and an associated bacterium for control of Colorado Potato Beetle. Leptinotarsa decemlineata, Say. Canadian Ent. 93: 759-763.
- Welch, H. E. 1962. Nematodes as agents for insect control. Proc. Ent. Soc. Ontario. 92: 4-19.
- Welch, H. E. 1971. Various Target Species: Attempts with DD-136. Commonwealth Inst. of Biological Control Trinidad. Technical Communication No. 4: 62-65.
- White, E. F. 1927. A method for obtaining infective nematode larvae from cultures. Science. 66: 302-303.
- Zondag, M. J., Nuttall. 1969. Control of Sirex noctilio. Forest Research Inst. New Zeland Forest Service. pp. 61-62.

TABLA 6

CUADRO COMPARATIVO DE LAS ESPECIES DE NEOAPLECT

		glaseri	menozzii	feltiae	bibionis	affinis	chresima	leuconiae	carpocapsae
Longitud total	♀	3337-4133	1100-1600	3800-5940	3074	3075	1265-1795	1950	684-1610
Longitud total	♂	700-1005	800-860	1335-1420	770	1000	630-1180	950	529-708
a= $\frac{\text{Longitud total}}{\text{anchura máxima}}$	♀	13-17.6	18.6	10.8-28.1	14.6	14.6	12.3-13.2	11.7	7.1-13.4
a= $\frac{\text{Longitud total}}{\text{anchura máxima}}$	♂	14-16.2	11.9	11.9-12.2	11.8	16.9	6.8-11.6	14.6	8.8-12
b= $\frac{\text{Longitud total}}{\text{long. esófago}}$	♀	19.6-23.9	12.9	15.8-25.8	11.2	11.2	8.2-9.6	11.3	4-13
b= $\frac{\text{Longitud total}}{\text{long. esófago}}$	♂	4.7-7.3	10.4	9.1-9.5	12	8.3	5.1-8.6	7.5	4.7-5.3
c= $\frac{\text{Longitud total}}{\text{long. terminación}}$	♀	49-69	26.7	63-85	10.3	10.3	23.8-41.5	19.5	9-53.6
c= $\frac{\text{Longitud total}}{\text{long. terminación}}$	♂	26.3-37	41	39-41	30.8	33.3	19.3-23.6	26.4	21-35
Longitud de la espícula		56-66	56	60-81	60	62	54-80	65	42-60
Longitud del gubernáculo		37-45	40	52-53	37	36	40-46	40	40-42
Espículas con costillas		-	-	+	-	-	+	-	+

Tabla 6. Cuadro comparativo de 14 especies de las 18 géneros Neoplectana, Steiner, 1929

ANA, STEINER 1929.

anickii	bothynoderi	melolontha	georgica	hoptha	durkyi
1323	1200-2200	2736	935-1727	1170	1586.2-6267.8
1110	740-940	1020	792-1100	600	831.6-1986.6
12.6	5.6-18	13.2	11-18.3	12.1	11.37-17.6
13.8	6.9-9	15.5	16.5-24.4	13.3	14.1-16.5
15.6	8.2-11.7	13.2	6.4-6.8	5.7	10-30
7.3	5.4-6	7.7	5.2-6.5	6.4	10-61
24	12.5-31.3	15.2	16-45	20.2	25.9-99.3
27.7	18.1-18.5	22.7	29-33.9	20.4	23.1-55.5
42	64-65	58	42-53	46	39.0-63.0
24	35-40	44	24-34	28	46.8-51.8
+	-	-	+	-	+

existentes dentro del

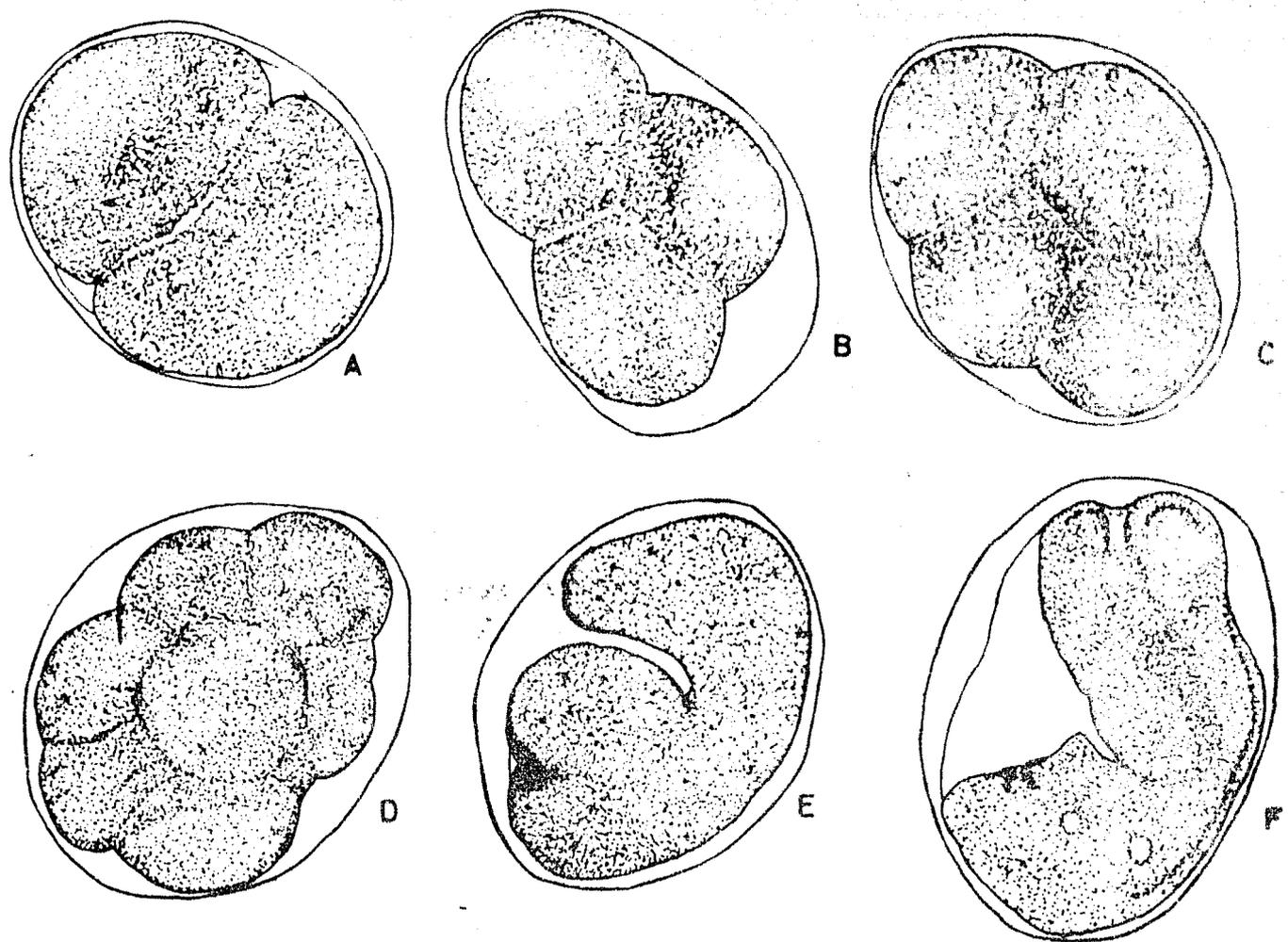


Fig. 1. Dibujo de algunas formas embrionarias de *Neoptectana dutkyi* Jackson, 1965.

A-D: Fases de segmentación del huevo.

E-F: Formas embrionarias, con el extremo anterior y posterior diferenciados.

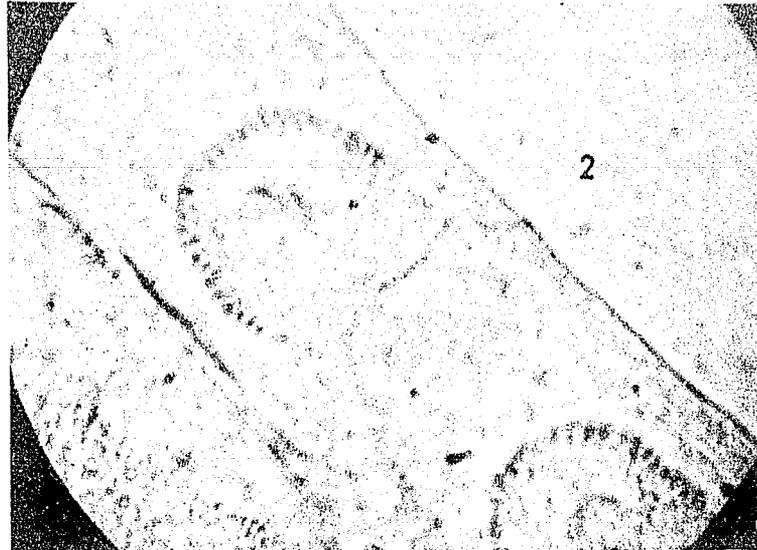
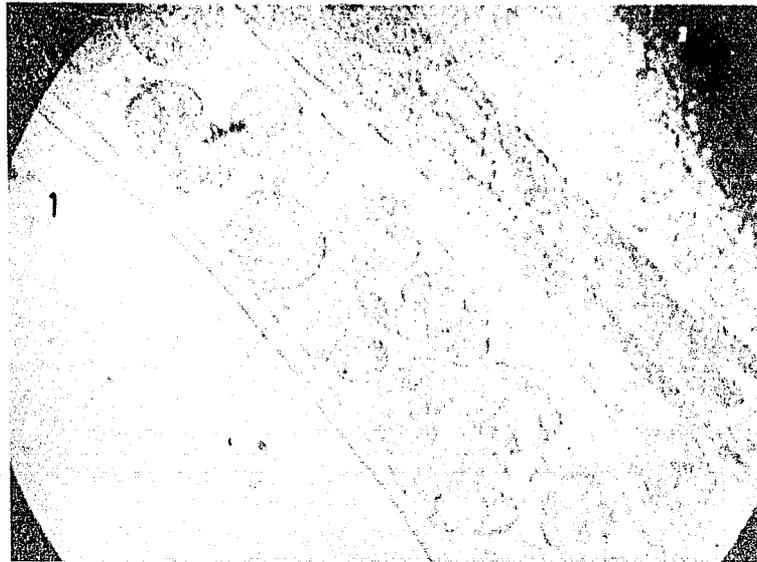


Fig. 2. Fotomicrografía mostrando formas embrionarias de diversos estadios, contenidas en el útero, y 2: aspecto de los huevos justo antes de la fertilización.

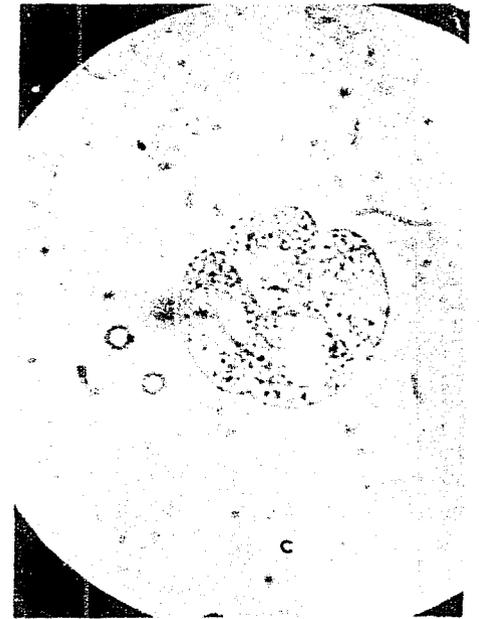
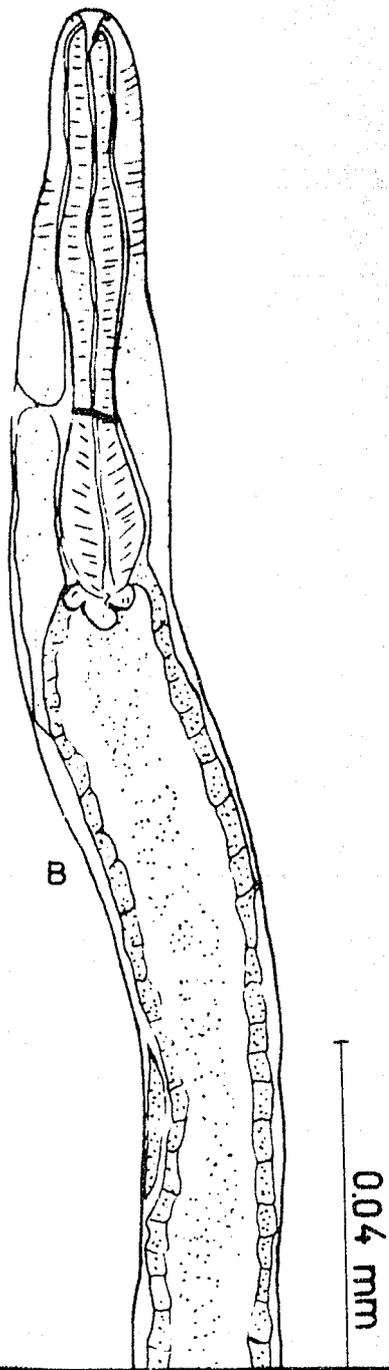
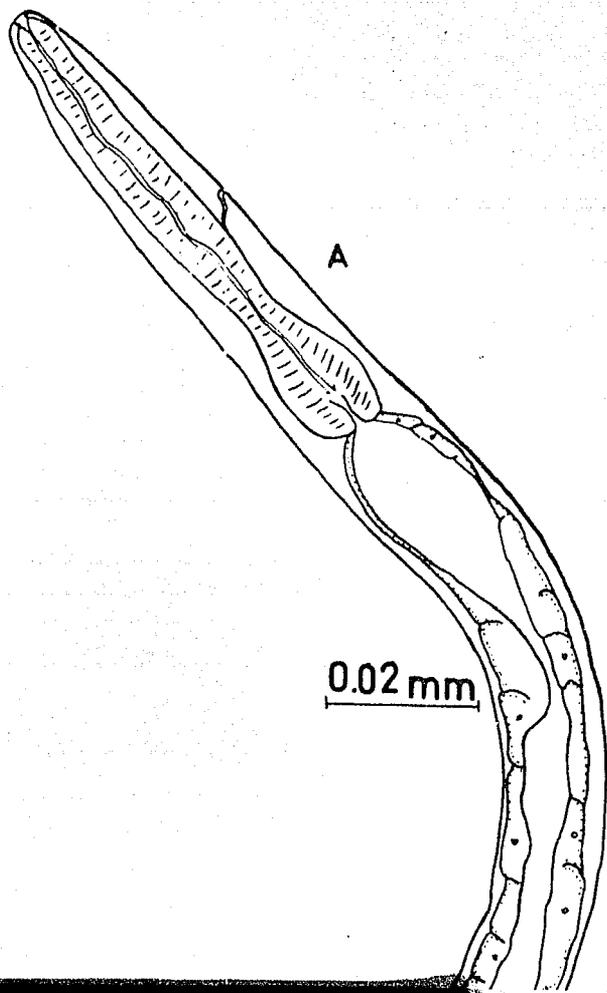


Fig. 3. Fotomicrografía mostrando la reorganización y formación de la forma embrionaria con cuatro blastómeros.



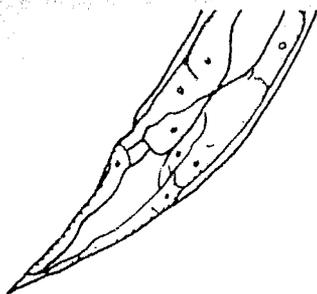
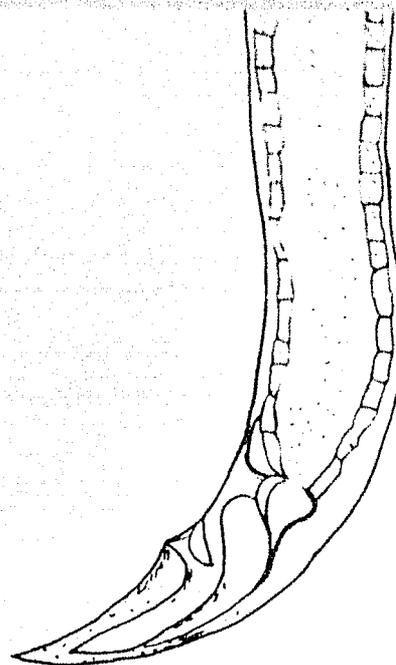
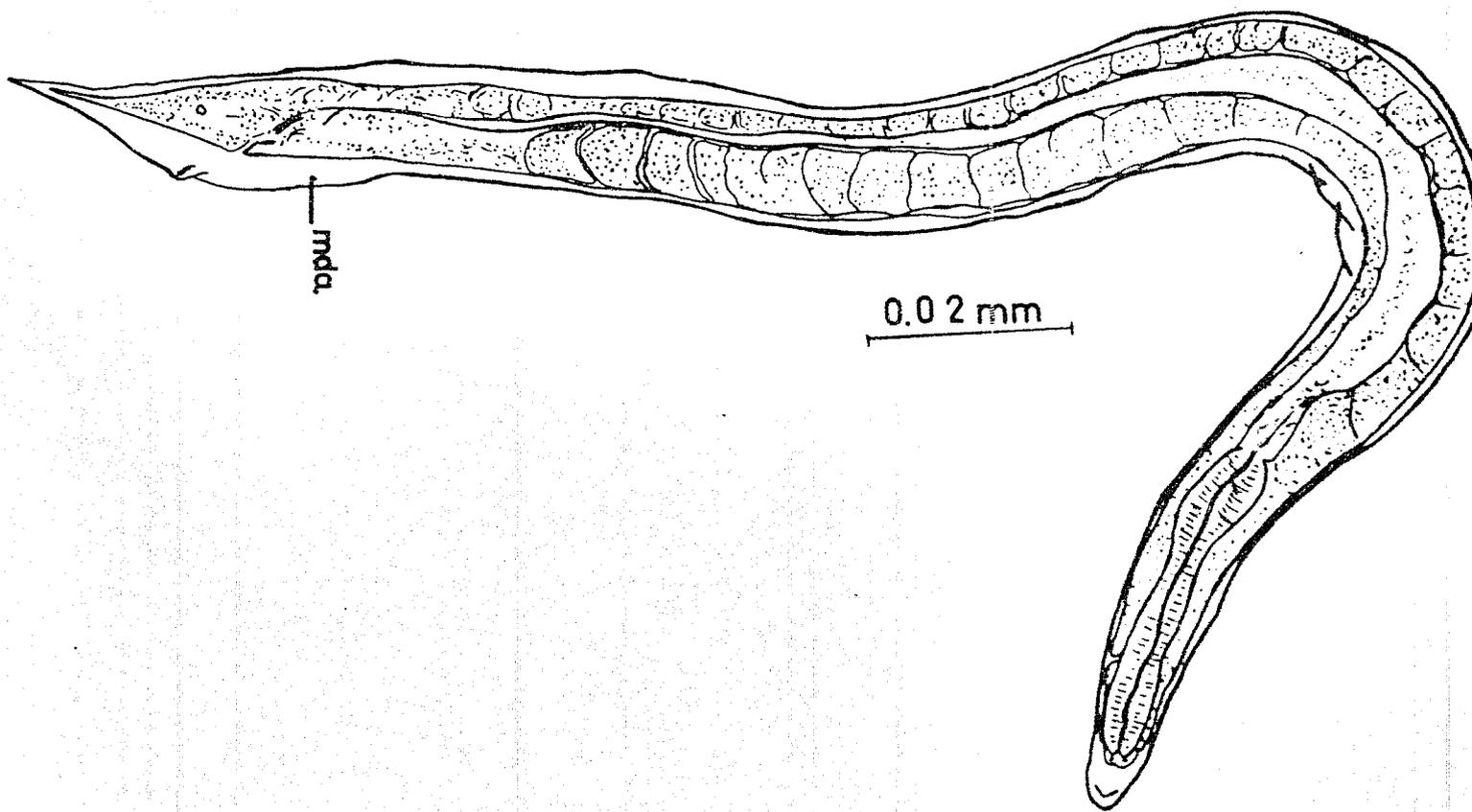


Fig. 4. Dibujo de formas larvarias de *N. dutkayi*.

A: Primer estadio larvario.

B: Segundo estadio larvario.





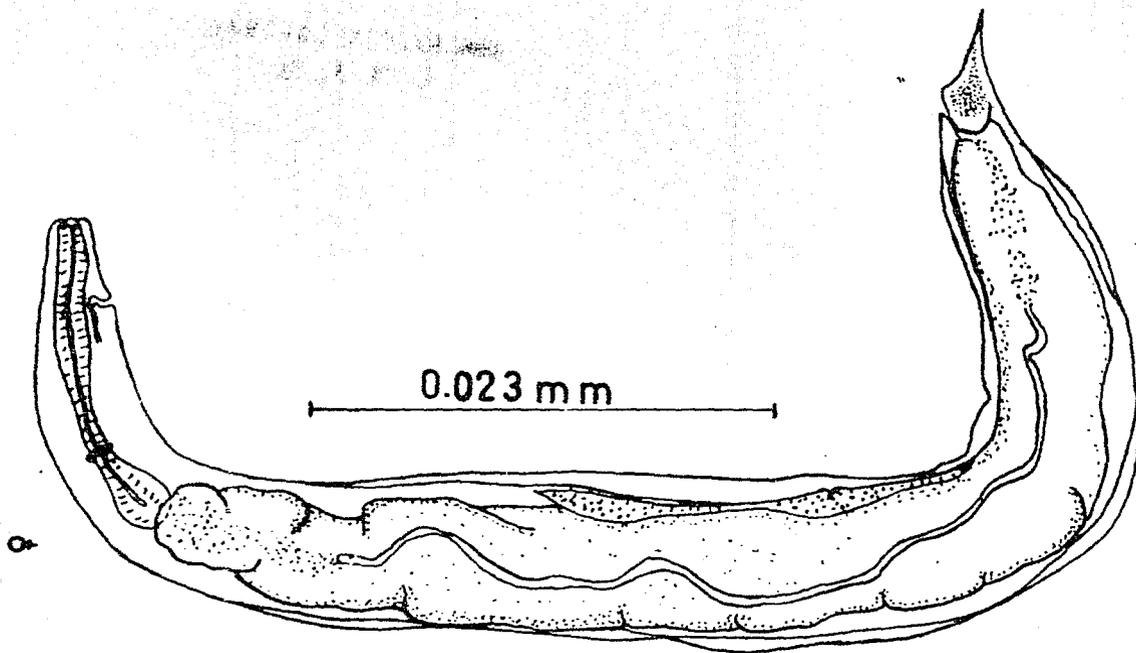
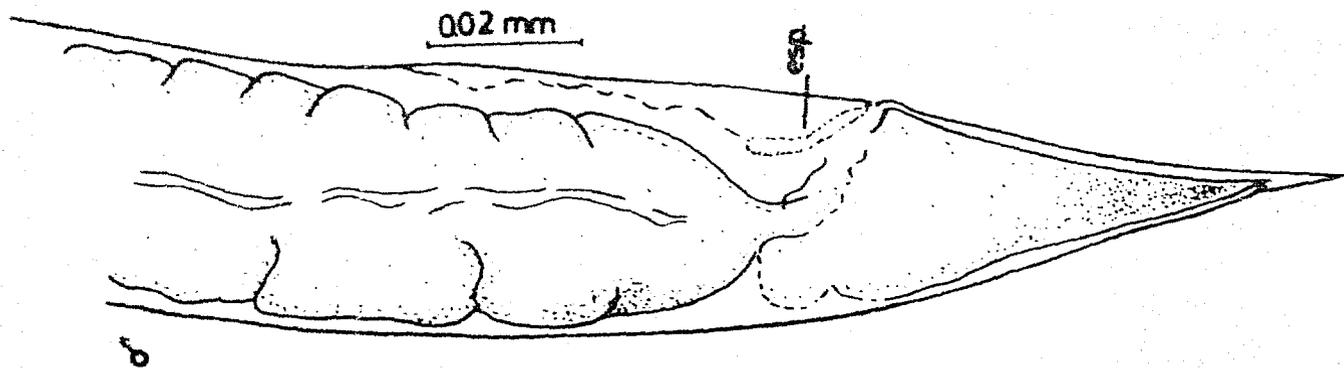


Fig. 6. Dibujo del cuarto estadio larvario.

A: Hembra de *N. d. t.*

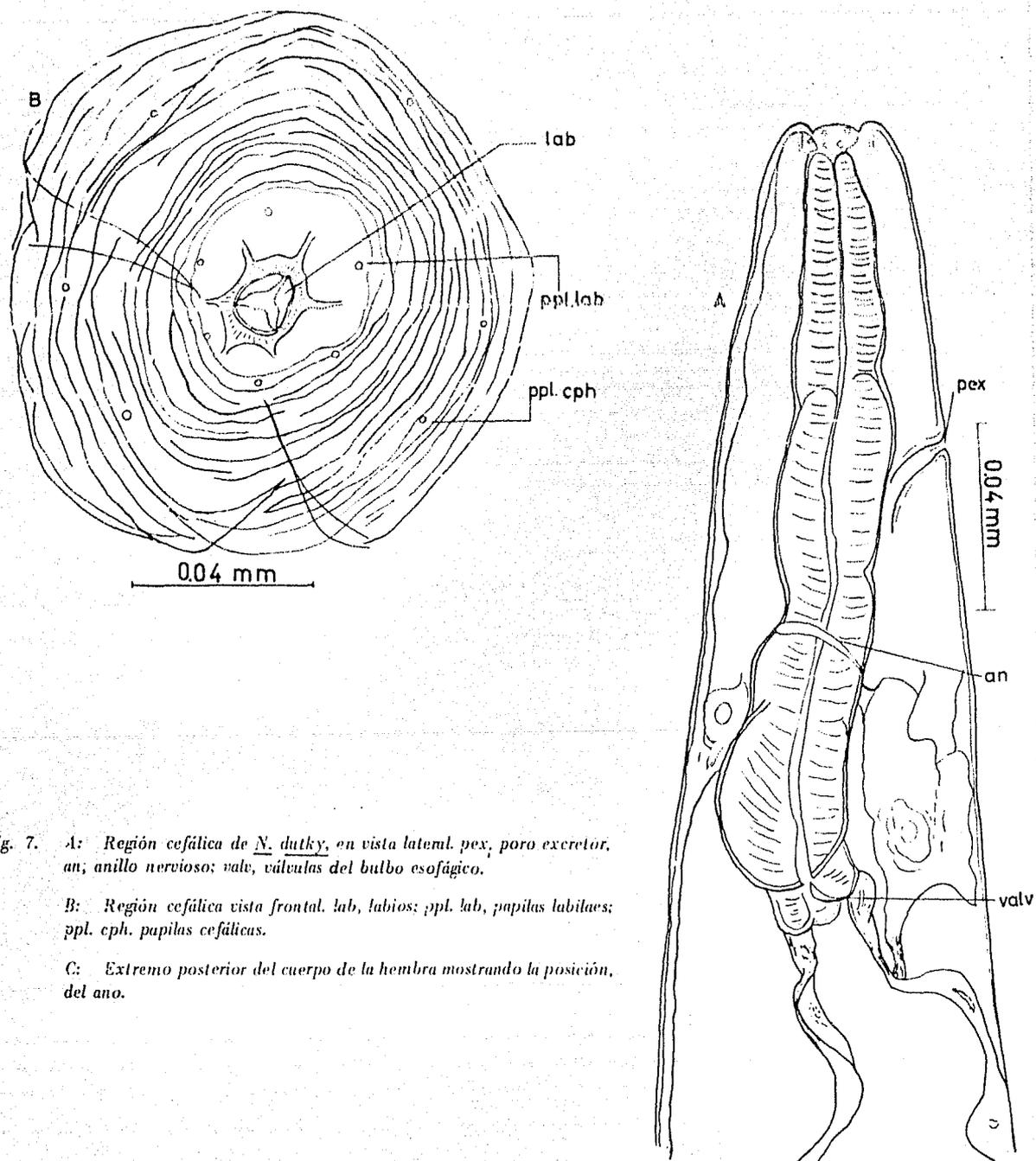
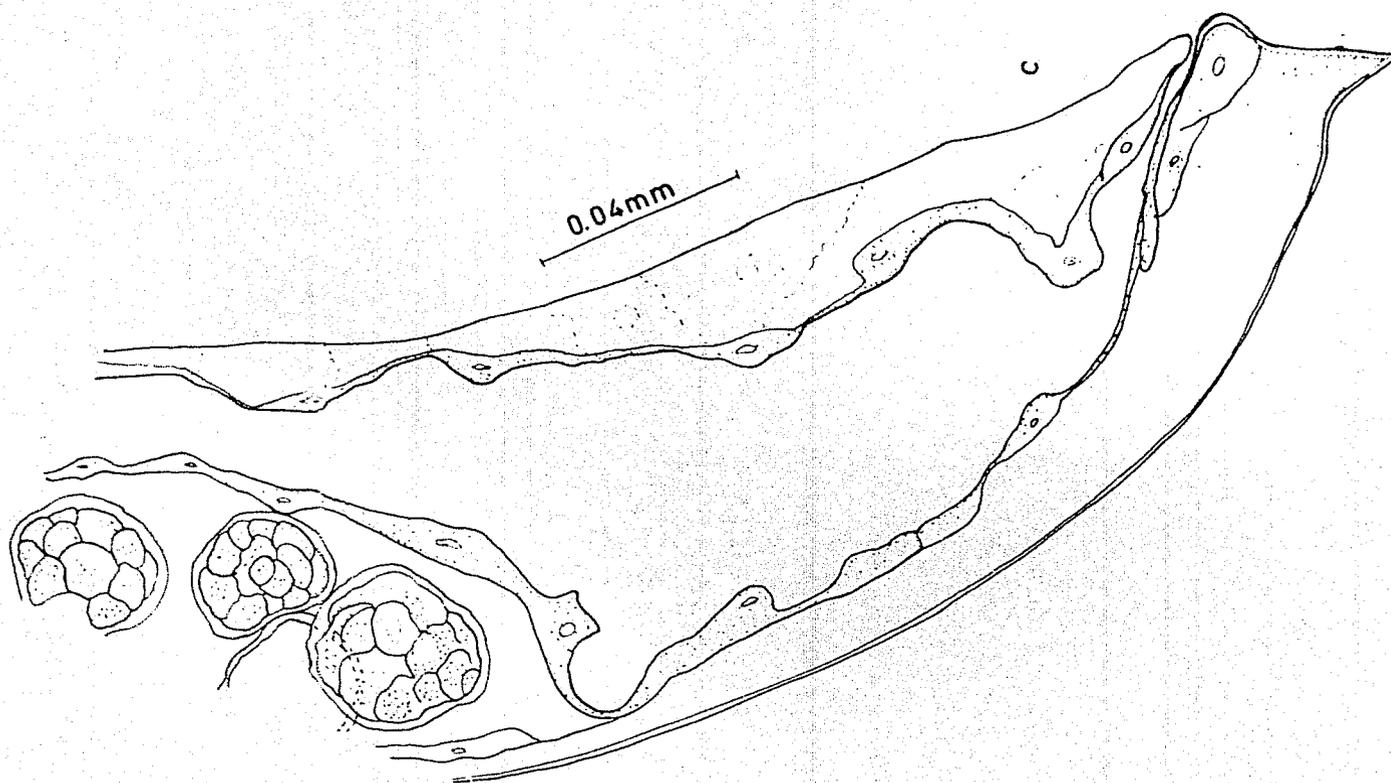


Fig. 7. A: Región cefálica de *N. dutky*, en vista lateral. pex, poro excretor; an, anillo nervioso; valv, válvulas del bulbo esofágico.

B: Región cefálica vista frontal. lab, labios; ppl. lab, papilas labiales; ppl. cph, papilas cefálicas.

C: Extremo posterior del cuerpo de la hembra mostrando la posición del ano.



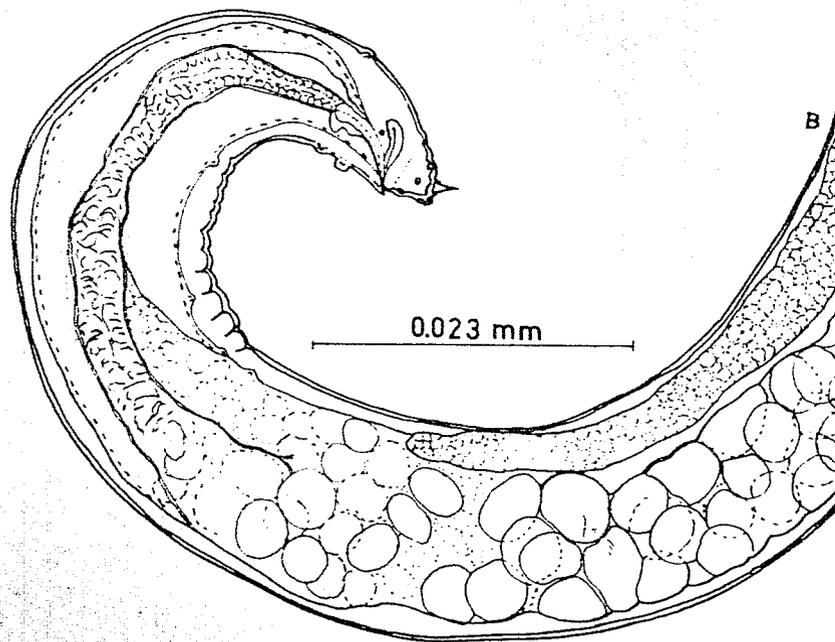
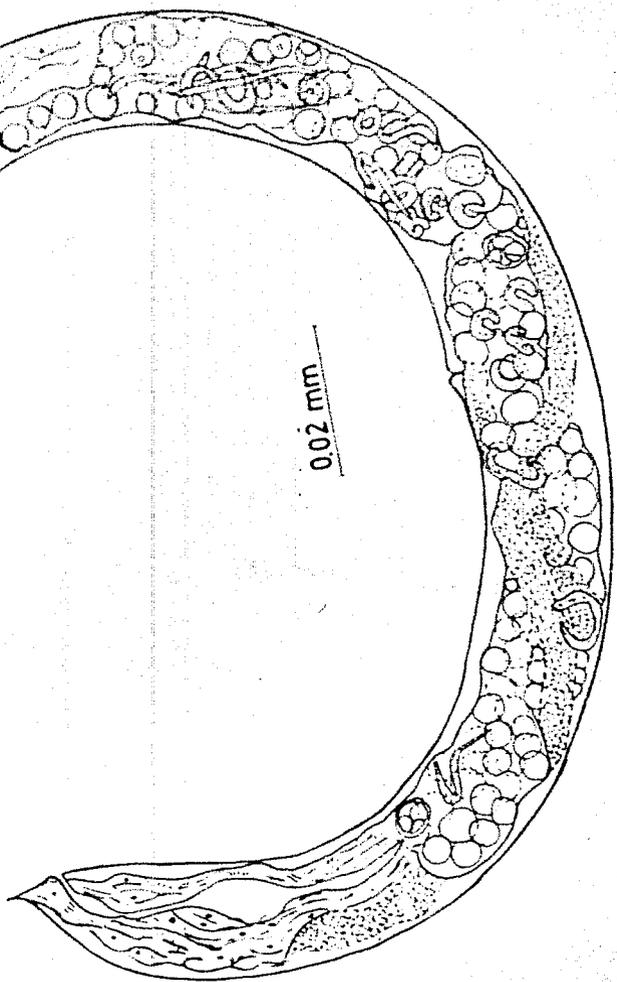
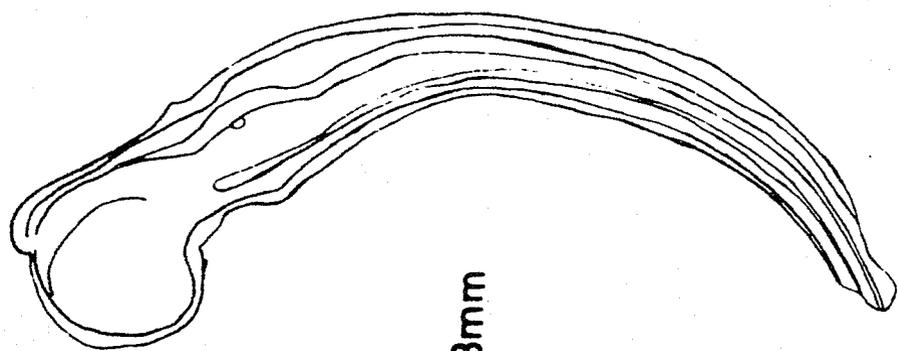
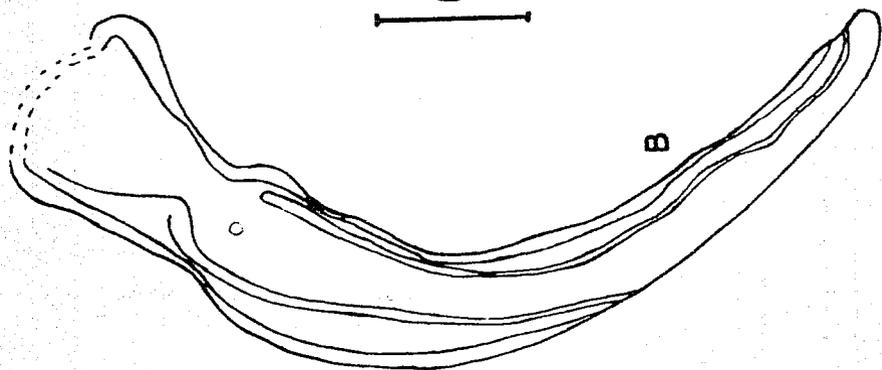


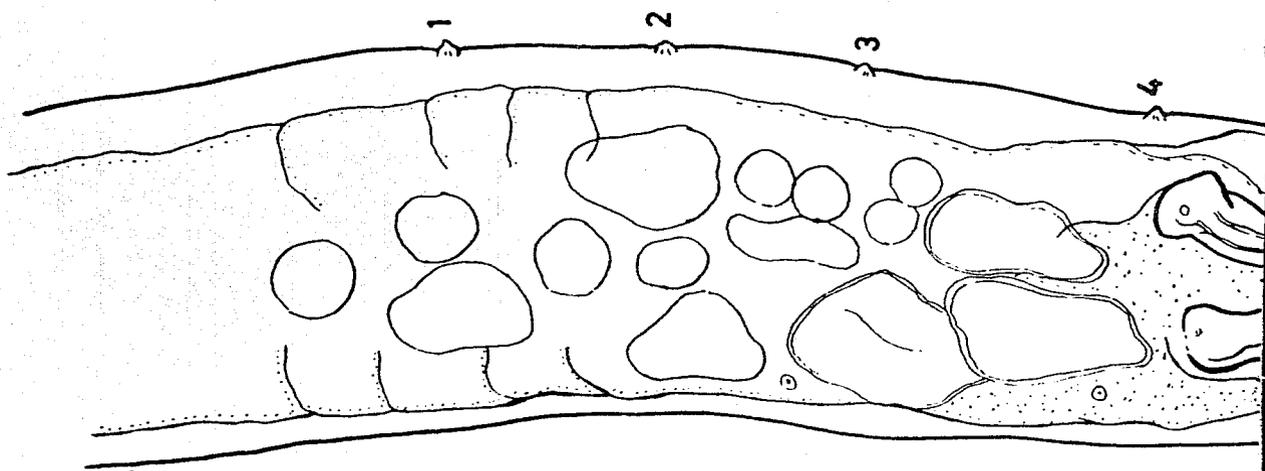
Fig. 8.A. Formus adultus de *Neoplectana dulkyi* Jackson, 1965. (DD-136).



0.08mm



0.04 mm



A

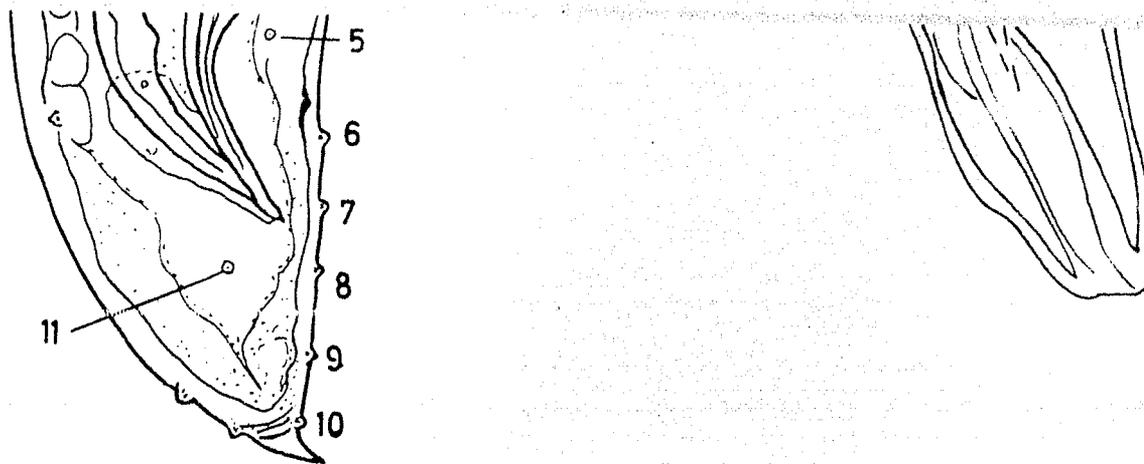


Fig. 9. A: Extremo posterior del macho; 1, 11, papilas preanales, adanales y postanales.

B: Vista lateral de las espículas, izquierda y derecha.

C: Gubernáculo, vista ventral, 1250x.

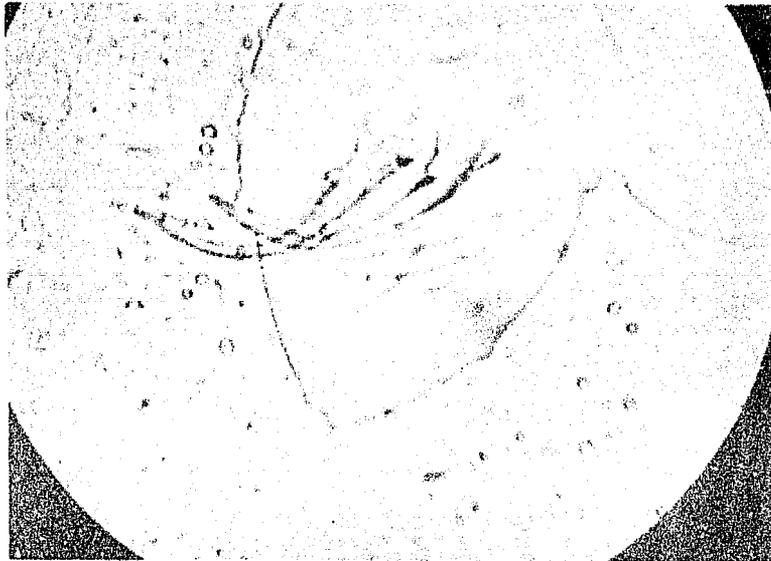


Fig. 10. Fotomicrografía del extremo posterior del cuerpo del macho, mostrando las espículas y el gubernáculo.

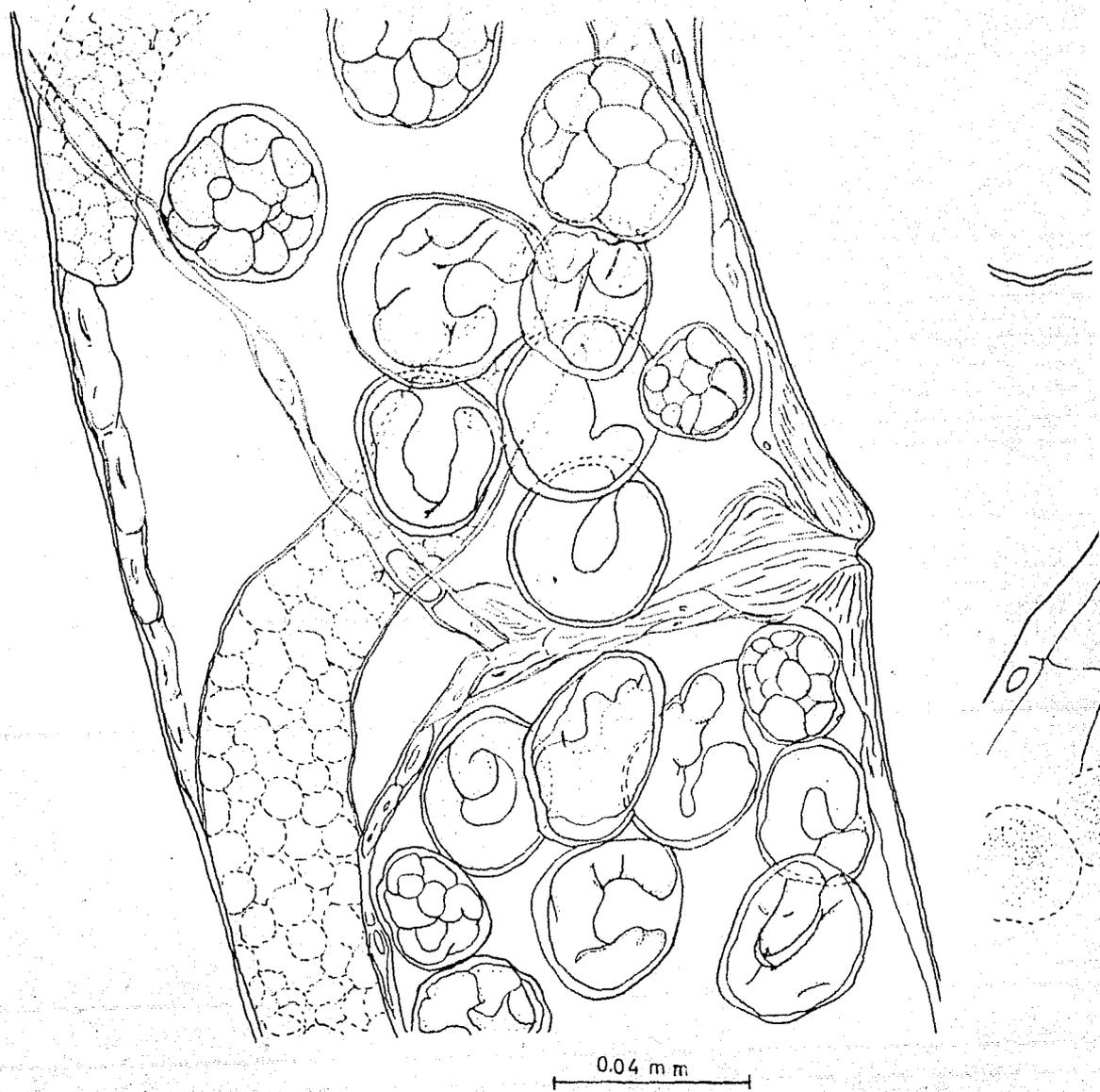


Fig. 11. Dibujo de la región vulvar de N. dutkyi.

B: Disección a nivel de la región vulvar de
Neoplectana dutkyi Jackson, 1965.

