

## Desarrollo larvario del barrenador del arroz, *Chilo suppressalis* Walker (Lepidoptera: Pyralidae), en condiciones de campo y de laboratorio (\*)

J. RAMONEDA y A. DE HARO

En el presente estudio se propone un método de previsión del período de mayor susceptibilidad de las poblaciones de *Chilo suppressalis* del Delta del Ebro a los productos fitosanitarios. Este viene a complementar al método actual basado en la obtención de las curvas de vuelo de los adultos mediante trampas de luz.

A partir de la caracterización de los estadios larvarios de este barrenador, se determina el estadio medio en que se encuentra la población objeto de estudio a distintos tiempos desde la eclosión. El ajuste de dichos valores a una ecuación sencilla permite determinar el tiempo medio de duración de cada estadio de desarrollo, así como prever el tiempo que transcurrirá hasta que la población alcance un estadio medio determinado.

J. RAMONEDA y A. DE HARO. Laboratorio de Zoología. Facultad de Ciencias. Universidad Autónoma de Barcelona. 08193 Bellaterra (BARCELONA).

**Palabras clave:** *Chilo suppressalis*, barrenador del arroz, ciclo de vida.

### INTRODUCCION

El barrenador del arroz *Chilo suppressalis* Walker (Lepidoptera: Pyralidae) es una de las plagas más importantes en los principales países productores de este cereal.

Los estudios realizados sobre la biología de este lepidóptero son numerosos, siendo una plaga con un ciclo biológico, a grandes rasgos, bien conocido (GOMEZ CLEMENTE, 1940, 1948, GOMEZ CLEMENTE y DEL RIVERO, 1952, GALICHET et al., 1976, KOYAMA, 1977, POITOUT y BUES, 1978, BOSCH, 1985, HEINRICHS et al., 1986).

Los adultos generalmente sitúan sus puestas en las hojas de las plantas de arroz. Al cabo

de 6-8 días nacen las larvas de primer estadio, las cuales, al poco tiempo de eclosionar, perforan el tallo de la planta y se alojan en su interior, donde empiezan a alimentarse. A lo largo de su desarrollo se van dispersando y atacando las cañas próximas a la de la puesta, lo que lleva a una localización bastante típica de la plaga en focos de infección. Al cabo de no menos de 25 días (duración variable en función de las condiciones ambientales) las larvas van a crisalidar en el interior de la planta; transcurridos 8-12 días emergen los adultos, de hábitos estrictamente nocturnos, cuyas hembras son receptivas la primera noche después de la emergencia (KANNO, 1979). El tiempo de vida de los adultos en el campo oscila entre 3 y 6 días (Fig. 1).

Los síntomas propios del ataque por este barrenador varían en función del estado fisiológico de la planta: cuando un fuerte ataque

(\*) Este estudio se ha realizado gracias a una "Ayuda a la Investigación" otorgada por la Fundación Caixa de Barcelona.

se realiza sobre una planta en estado vegetativo, el síntoma más típico es la aparición de la hoja central completamente seca y enrollada sobre sí misma en el plano vertical; cuando el ataque se realiza sobre una planta en estado de floración o de maduración, el síntoma más característico es la aparición de la espiga de color blanquecino con el pecíolo erguido, debido a que los granos no pesan lo suficiente como para que la espiga se incline.

Aunque los primeros datos escritos acerca de la presencia de este barrenador en la Península Ibérica se refieren al País Valenciano (la cita es de 1933 en GOMEZ CLEMENTE, 1940) parece probado que fue a principios de siglo cuando apareció por primera vez en la zona arrocerá del Delta del Ebro (Tarragona).

La incidencia de esta plaga en el Delta es muy desigual, siendo frecuente encontrar

campos completamente limpios de plaga junto a otros gravemente atacados. Tampoco hay localizaciones preferentes de la plaga, sino que su distribución es imprevisible. Esto hace que, si bien su incidencia en el global de la superficie arrocerá no suponga un porcentaje muy elevado, sí que, a nivel particular, pueda ocasionar pérdidas importantes.

Hasta el momento, la lucha contra *C. suppressalis* en los arrozales del Delta del Ebro es exclusivamente química. Los tratamientos se efectúan bajo la dirección del "Servei de Protecció dels Vegetals de la Generalitat de Catalunya" por medio de su oficina en Amposta, con la colaboración de la "Agrupació de Defensa Vegetal per al control del barrinador de l'arròs al Delta de l'Ebre". Básicamente, se utiliza fenitrotión, que se aplica mediante avionetas a ultrabajo volumen. Es de gran im-

Fig. 1.—Adulto (macho) de *Chilo suppressalis*.





Fig. 2.—Parcelas para el seguimiento de *Chilo suppressalis* en el campo.

portancia efectuar los tratamientos cuando las poblaciones están menos protegidas; dado que las larvas de este barrenador nacen en el exterior, los estadios larvarios más susceptibles a los insecticidas son los primeros.

Por ello, una forma de mejorar la eficacia de los tratamientos químicos sería conseguir un método de previsión del estadio medio de desarrollo de la población en cualquier momento de la temporada arrocera, a fin de prever el período en que en la población de plaga objeto de los tratamientos predominan los primeros estadios larvarios. Este es, precisamente, el objetivo que persigue el presente trabajo, para lo cual estudiamos, en el campo y en el laboratorio, los siguientes aspectos del desarrollo larvario de dicho barrenador:

- El número de estadios.
- La caracterización de estos estadios.
- El tiempo medio de duración de cada estadio.

## MATERIALES Y METODOS

El procedimiento seguido para obtener los datos es distinto según se trate del estudio en el campo o en el laboratorio, por lo que vamos a considerarlos por separado.

### *En el campo*

Para el seguimiento de cada generación delimitamos 14 parcelas o unidades de muestreo de 1 m<sup>2</sup> de superficie, mediante jaulas cúbicas cubiertas de malla fina (Fig. 2). De ese modo evitamos la entrada de adultos en la zona de muestreo que pudieran poner huevos fecundados y alteraran el ciclo allí controlado.

En una de las cañas centrales de cada unidad de muestreo colocamos una puesta que esté a punto de eclosionar, adosada al tallo mediante un par de tiras de cinta adhesiva (KOYAMA, 1977) (estas puestas proceden del cultivo de *C. suppressalis* en el laboratorio). Trasladando puestas de diferentes edades al campo, hemos podido comprobar que las que mejor soportan los cambios ambientales que se producen son las puestas a las que no les faltan más de 1 ó 2 días para eclosionar, lo cual se puede detectar por el color negro del esbozo de la cápsula cefálica en los embriones.

A partir del día de la eclosión, y con una periodicidad aproximada de 7 días, desplantamos todas las cañas incluidas en dos de las unidades de muestreo (Fig. 3); separamos las que presentan rastros de ataque por barrenador y las trasladamos al laboratorio, donde son observadas al binocular. De esta manera



Fig. 3.—Parcela una vez efectuado el muestreo.

se extraen y miden todas las cápsulas cefálicas, ya sean restos de muda, ya sean las de las propias larvas allí presentes.

Durante el período que transcurre entre dos mudas, las partes quitinizadas de las larvas de insecto no varían su tamaño (DYAR, 1890); de ahí que el tamaño de la cápsula cefálica sea el parámetro que con más frecuencia se utiliza para la caracterización de los estadios larvarios de los insectos.

#### *En el laboratorio*

Larvas recién eclosionadas son colocadas en tubos con dieta, a razón de una por tubo. La dieta empleada está basada en la propuesta por GUENNELON y SORIA (1973). El seguimiento periódico de estos tubos individuales nos permite determinar el número de estadios larvarios, así como las anchuras de las correspondientes exuvias. Con el fin de saber con certeza el número de estadios por los que pasa cada larva antes de crisalidar, no sacrificamos ninguna, sino que sólo medimos los restos de muda; por ello, en los resultados no aparece la distribución de anchuras correspondientes al último estadio, sino únicamente la anchura media calculada a partir de la ecuación de crecimiento.

El tratamiento que se sigue a partir de los datos obtenidos en el campo y en el laborato-

rio es similar. Consideramos por separado los tres aspectos previamente citados:

#### *Determinación del número de estadios*

Para determinar el número de estadios empleamos el método propuesto por Peterson y Haussler en 1928 (en GAINES y CAMPBELL, 1935). Consiste en confeccionar una distribución de frecuencias con las anchuras de todas las cápsulas cefálicas medidas; se presume que las anchuras que caractericen a los distintos estadios tendrán frecuencias máximas, en contraste con las anchuras con frecuencias bajas, que nos darán idea de los límites entre estadios. Visualizando esta distribución de frecuencias en forma de diagrama de barras obtendremos unos picos y unos valles que serán característicos de la especie. El número de estadios larvarios vendrá determinado por el número de picos que se observen en el diagrama de barras.

#### *Caracterización de los estadios larvarios*

Se trata de definir los intervalos entre anchuras que delimiten a los distintos estadios, a partir de las distribuciones de frecuencias de las anchuras de las cápsulas cefálicas; con ello podremos calcular la anchura media característica de cada estadio.

En el laboratorio, debido al seguimiento individualizado que se realiza sobre las larvas, sabemos en todo momento el estadio al que pertenecen las cápsulas que vamos midiendo. De este modo incluso se puede saber la proporción de larvas de un mismo tamaño que pertenecen a estadios diferentes (en los casos en que se da este solapamiento). Por consiguiente, cuando al final del desarrollo larvario de la población se hace el correspondiente balance, podemos dar ya el intervalo correspondiente a cada estadio y la anchura media característica.

En el campo, únicamente podemos utilizar la información contenida en la distribución de frecuencias, con lo cual, los intervalos correspondientes a cada estadio no tienen porque quedar estrictamente delimitados. Con el fin de poder asignar los límites más probables para cada estadio aplicamos el método propuesto por CALTAGIRONE et al. (1983): se parte de la hipótesis de que las anchuras de las cápsulas cefálicas dentro de cada estadio siguen una distribución normal. Entonces, se trata de ensayar una prueba de normalidad a cada una de las posibles distribuciones de frecuencias que puedan definir a los diferentes estadios; aquellas distribuciones que nos den un mejor ajuste a una normal serán las que tomaremos como características de cada estadio.

El ajuste de la ley de Dyar (DYAR, 1890) al desarrollo larvario de *C. suppressalis* se determina viendo si la razón de crecimiento entre estadios consecutivos es constante y calculando el ajuste de la ecuación que relaciona el logaritmo de la anchura media de cada estadio con el número del estadio correspondiente.

#### *Determinación del tiempo medio de duración de cada estadio*

Nos basamos en el método propuesto por KOYAMA (1977). Se trata de calcular el estadio medio en que se encuentra la población de la que se muestrea, a distintos tiempos desde la

eclosión. Entonces, representando en unos ejes de coordenadas el estadio medio en función del tiempo apreciamos la pauta de crecimiento que el insecto sigue en su desarrollo.

Buscando la ecuación que mejor se ajuste a los puntos de dicha gráfica, obtendremos la ecuación característica del desarrollo larvario del barrenador. Siempre y cuando el ajuste sea suficientemente bueno, podremos calcular el tiempo medio de duración de cada estadio, y el tiempo completo de desarrollo de la generación estudiada.

## RESULTADOS Y DISCUSION

### *Determinación del número de estadios*

En la figura 4 están representadas las distribuciones de frecuencias de las anchuras de las cápsulas cefálicas encontradas en el campo y en el laboratorio. Se observa que el número de estadios larvarios para la 2.<sup>a</sup> generación en el campo es 5, lo cual contrasta con los resultados del trabajo de KOYAMA (1977) en el que caracteriza 6 estadios; POITOUT y BUES (1978) consideran que el desarrollo larvario normal se realiza en 5 estadios.

En condiciones de laboratorio, las larvas pasan por 6 estadios antes de culminar su desarrollo. Además, gracias al seguimiento directo e individualizado que llevamos a cabo pudimos determinar que el 8,2% de las larvas pasaron por 7-8 estadios antes de crisalidar, lo cual también concuerda con los resultados obtenidos por POITOUT y BUES (loc. cit.) en cuanto a la existencia de mudas supernumerarias, que llevan a desarrollos larvarios con incluso 8 estadios antes de la crisalidación.

La aparición de mudas supernumerarias está relacionada con deficiencias de tipo nutritivo (Dyar, 1895, Quaintance y Bues, 1905, DECKER, 1931 en GAINES y CAMPBELL, 1935, POITOUT y Cayrol, 1969).

La temperatura también se ha señalado como factor que puede influir en el número

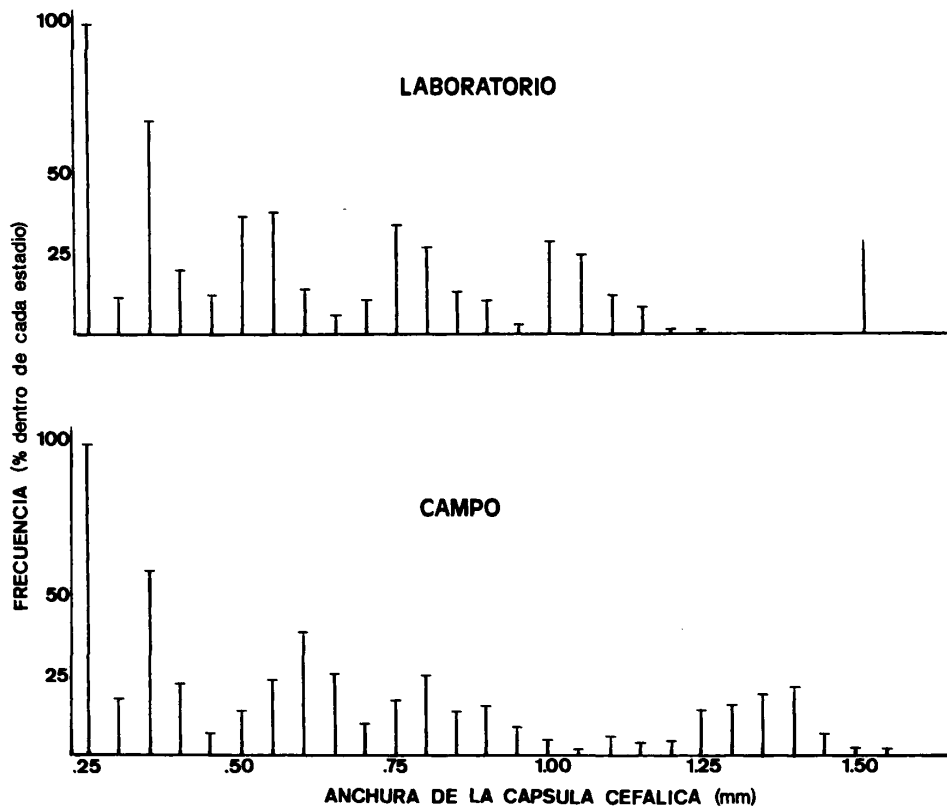


Fig. 4.—Distribución de frecuencias de las anchuras de las cápsulas cefálicas de larvas del barrenador del arroz, correspondientes a la 2ª generación en el campo y a la del laboratorio.

de estadios larvarios (Peterson y Haussler, 1928 en GAINES y CAMPBELL, 1935, POITOUT y CAYROL, 1969). En el laboratorio las larvas se crían a  $27^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ , mientras que la temperatura media a lo largo del desarrollo de la generación estudiada en el campo fue de  $24.9^{\circ}\text{C}$ , con lo cual el efecto observado resultó ser el contrario del esperado. Por consiguiente, podemos asegurar que, en las condiciones del presente estudio, la influencia de la alimentación en el número de estadios larvarios enmascara la acción que pudiera ejercer la temperatura.

En ambas distribuciones de frecuencias observamos que a una gran uniformidad para el estadio I (anchura única de 0.25 mm.) le sigue una variabilidad creciente a medida que aumenta el número del estadio; esto se puede relacionar con un mayor tiempo de exposición al ambiente, el cual incrementa la variabilidad

de por sí presente en el genotipo, tal como se ha observado en otras ocasiones (CALTA-GIRONE et al., 1983).

Un desarrollo larvario polimórfico es aquél en que las larvas sufren un número variable de mudas antes de completar su desarrollo, lo cual se traduce en un enmascaramiento de los picos de la distribución de frecuencias de los tamaños de las cápsulas cefálicas (GAINES y CAMPBELL, 1935, KISHI, 1971, SCHMIDT et al., 1977, GARCIA DEL PINO y DE HARO, 1986). Tanto en la distribución de frecuencias obtenida a partir de los datos de campo como en la obtenida a partir de los datos de laboratorio los 5 picos quedan bastante bien delimitados; además sabemos que menos del 10% de las larvas estudiadas en el laboratorio sufrieron mudas supernumerarias, con lo cual podemos asegurar que el porcentaje de larvas que en el campo sufren mudas supernumerarias es bajo.

*Caracterización de los estadios larvarios*

Para la caracterización de los estadios larvarios ajustamos las frecuencias de las anchuras de las cápsulas cefálicas de cada estadio a una distribución normal.

En la figura 5 se representa las frecuencias de las anchuras de las cápsulas cefálicas de las larvas en el campo, y la curvas correspondientes a las frecuencias esperadas dentro de cada estadio, en el caso de que dichas anchuras se distribuyeran de forma normal. A primera vista, ya se observa que el ajuste es mejor a medida que aumenta el número del estadio; el tratamiento estadístico (prueba de Kolmogorov-Smirnov  $p=0.05$ ) nos demuestra que el ajuste para los estadios II y III no es significativo, pero sí lo es para los estadios IV y V.

Antes de considerar estas distribuciones como características de los estadios larvarios de *C. suppressalis*, quisimos sopesar las limitaciones del método, aplicando las pruebas de normalidad a las distribuciones observadas para cada uno de los estadios en el laboratorio.

En la figura 6 se refleja el ajuste de dichas distribuciones a una normal; el estadio cuya distribución dista más de una normal es el II, mientras que las distribuciones de los estadios III, IV y V se ajustan de forma significativa a una normal con un 95% de confianza.

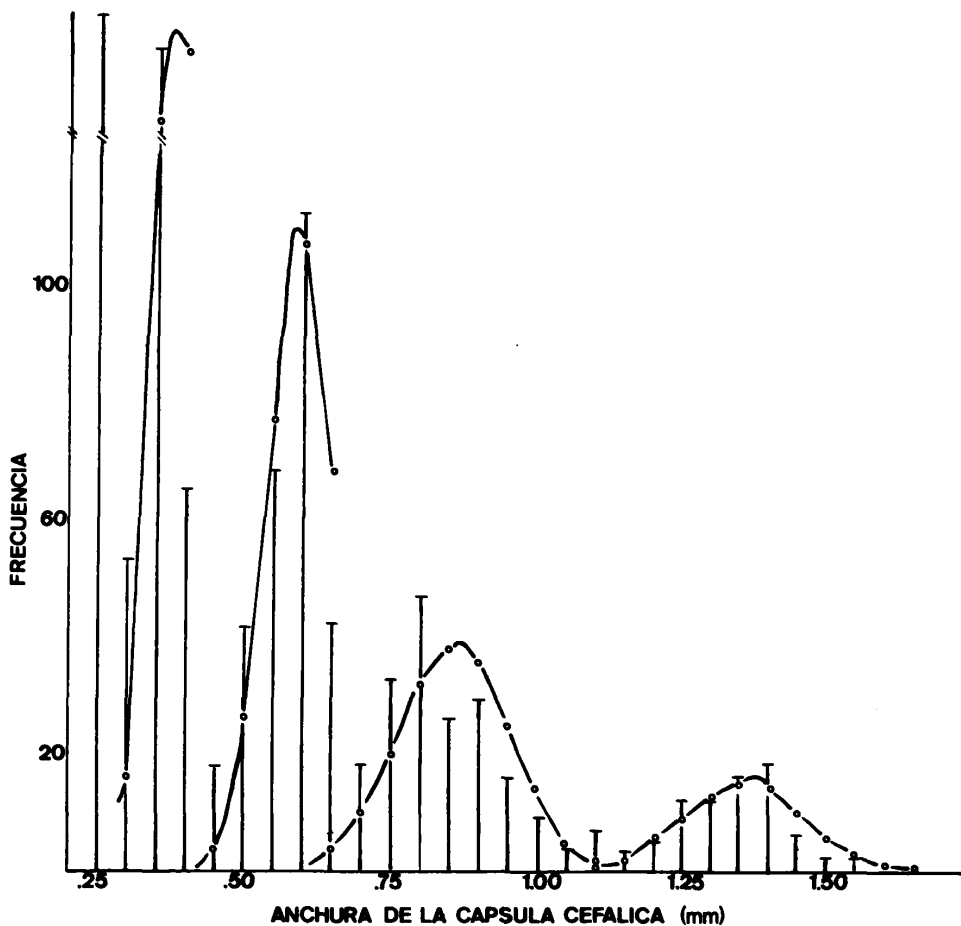


Fig. 5.—Distribución de frecuencias de las anchuras de las cápsulas cefálicas de las larvas de *Chilo suppressalis* de 2.<sup>a</sup> generación en el campo, y curvas de distribución normal correspondientes a las frecuencias esperadas, en caso de que estas anchuras se distribuyeran de forma normal dentro de cada estadio.

Esto nos confirma que, pese a las limitaciones de este método, posiblemente es el que mejor se ajusta a las condiciones reales. El hecho que las distribuciones que peor se ajustan a una normal sean las de los estadios iniciales y que éstos sean los que presentan menor variabilidad, hace que la probabilidad de equivocarse a la hora de caracterizar dichos estadios sea menor.

La caracterización de los estadios larvarios la hemos llevado a cabo mediante los siguientes parámetros: el intervalo de anchuras dentro del que se distribuyen las larvas del estadio correspondiente, la anchura media característica de cada estadio, y la razón de crecimiento entre estadios consecutivos. Los resultados obtenidos en las condiciones de campo y en las de laboratorio se observan en la Cuadro 1.

Cuadro 1.—Caracterización de los estadios larvarios del barrenador del arroz *Chilo suppressalis*

	A) CONDICIONES DE CAMPO			B) CONDICIONES DE LABORATORIO		
	Intervalos de anchuras (mm)	Anchura media (mm)	Razón de crecimiento	Intervalos de anchuras (mm)	Anchura media (mm)	Razón de crecimiento
ESTADIO I	0.25	0.25 ± 0.000		0.25	0.25 ± 0.000	
ESTADIO II	0.30-0.40	0.352 ± 0.032	1.408	0.30-86%0.40-12.5%0.45	0.354 ± 0.030	1.416
ESTADIO III	0.45-98%0.65	0.571 ± 0.055	1.621	14%0.40-87.5%0.45-55.5%0.60	0.519 ± 0.045	1.466
ESTADIO IV	2%0.65-43%1.10	0.836 ± 0.094	1.464	44.5%0.60-75%0.85-20%0.90	0.754 ± 0.067	1.453
ESTADIO V	57%1.10-1.65	1.331 ± 0.106	1.592	25%0.85-80%0.90-125	1.031 ± 0.084	1.367
ESTADIO VI					1.507	1.462

$\log Y = -0.79894 + 0.18281X$	$\log Y = -0.75716 + 0.15590X$
$r = 0.99875$	$r = 0.99947$

Y = anchura media para cada estadio.  
X = número del estadio.

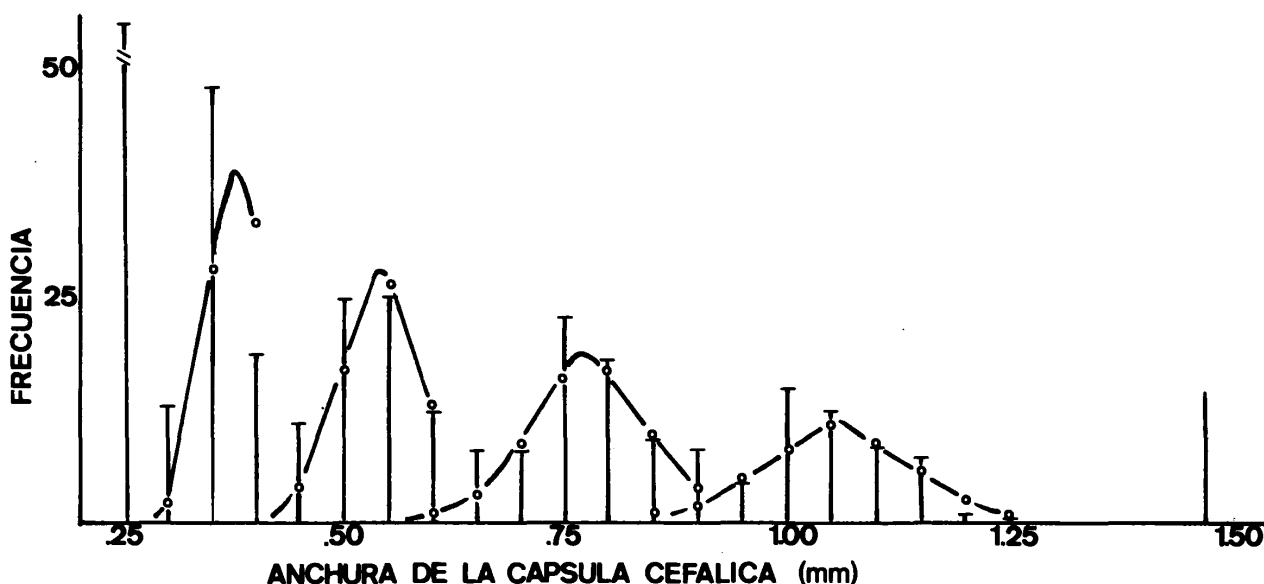


Fig. 6.—Distribución de frecuencias de las anchuras de las cápsulas cefálicas de las larvas de *Chilo suppressalis* criadas en el laboratorio, y curvas de distribución normal correspondientes a las frecuencias esperadas, en caso de que estas anchuras se distribuyeran de forma normal dentro de cada estadio.



Tal y como ya apreciábamos en la figura 4, la amplitud del intervalo característico de cada estadio es mayor cuanto mayor es el número del estadio, hecho no observado por KOYAMA (1977); el mismo autor tampoco considera, al menos a nivel práctico, que haya solapamiento de tamaños entre estadios. Las razones de crecimiento entre estadios consecutivos son menores en condiciones de laboratorio, lo cual provoca que, aun y sufriendo una muda más, las larvas de último estadio desarrolladas en el laboratorio no sean mucho mayores que las que se desarrollan en el campo.

A partir de los datos del Cuadro 1 podemos comprobar si la ley de Dyar se ajusta o no al desarrollo larvario de *C. suppressalis* en las condiciones de laboratorio la razón de crecimiento entre estadios consecutivos se mantiene muy constante; además, al relacionar el logaritmo de la anchura media de cada estadio con el número del estadio correspondiente obtenemos la ecuación de una recta con un ajuste muy bueno ( $r=0.999$ ) (Cuadro 1b). En las condiciones de campo, tal vez las razones de crecimiento entre estadios consecutivos no aparezcan tan constantes, pero de nuevo, al relacionar el logaritmo de la anchura media de cada estadio con el número del estadio correspondiente obtenemos la ecuación de una recta con un ajuste muy bueno ( $r=0.999$ ) (Cuadro 1a). Por ello, podemos afirmar que la ley de Dyar se cumple para el desarrollo larvario de este lepidóptero tanto en condiciones de campo como de laboratorio.

*Determinación del tiempo medio de duración de cada estadio*

Una vez caracterizados los estadios larvarios de *C. suppressalis* el siguiente paso es determinar el tiempo medio de duración de cada uno de ellos, así como el del desarrollo completo, con el fin de poder ajustar dichas pautas de crecimiento a ecuaciones que puedan ser utilizadas como herramientas a la hora de prever los momentos idóneos para los tratamientos.

En la figura 7 están representadas las gráficas concernientes a la evolución del estadio medio en el tiempo, y se señalan las correspondientes ecuaciones que las caracterizan. En los ejes relativos al desarrollo larvario en el campo, se ha incluido la gráfica obtenida a partir de los muestreos de 1ª generación para poner de manifiesto la clara tendencia de dichas larvas a presentar un desarrollo bastante más largo, aunque diversos factores impidieron que los muestreos se pudieran llevar a cabo hasta el final de dicha generación.

En el Cuadro 2 se expresan los tiempos medios de duración de los distintos estadios referidos a las larvas de 2ª generación en el campo y a las del laboratorio, calculados a partir de las respectivas ecuaciones características. Dado el buen ajuste con el que se han obtenido estas ecuaciones, podemos tomar estos resultados con cierta confianza.

El estadio medio de las larvas de 2ª generación en el campo aumenta de forma lineal en el tiempo, a lo largo de todo su desarrollo (Fig. 7), con lo que, aplicando la correspondiente ecuación característica, apreciamos que el tiempo medio de duración de cada uno de los estadios larvarios oscila entre los cinco y los seis días (Cuadro 2). En cambio, el estadio medio de las larvas criadas en el laboratorio aumenta de forma lineal en el tiempo hasta

Cuadro 2.—Tiempo medio de duración de cada estadio

• CONDICIONES DE CAMPO. 2.ª GENERACION:  
 $Y = 0.59436 + 0.17736 X$

	I	II	III	IV	V	TOTAL
TIEMPO (días)	5.64	5.64	5.64	5.64	5.64	28.2

• CONDICIONES DE LABORATORIO:  
 $Y = 0.9818 + 0.1976 X$

	I	II	III	IV	V	VI	TOTAL
TIEMPO (días)	4.5	4.5	4.5	4.5	4.5	9.48	31.71

Y = estadio medio.  
 X = tiempo desde la eclosión (en días).

que éstas alcanzan el último estadio, momento a partir del que se aprecia un brusco descenso de la pendiente de la recta, lo que indica que el tiempo medio de duración del último estadio larvario (estadio VI en el laboratorio) es mucho mayor que el de los estadios precedentes (Fig. 7 y Cuadro 2).

Es interesante señalar que tanto las larvas de 2.<sup>a</sup> generación en el campo como las del laboratorio invierten un tiempo similar en alcanzar el último estadio, observándose amplias diferencias en el tiempo que este último estadio larvario requiere para crisalidar (Cuadro 2). Esto determina que el desarrollo larvario completo de las larvas de la 2.<sup>a</sup> generación en el Delta se consiga en unos 28 días, mientras que las larvas del laboratorio empleen entre 31 y 70 días.

KOYAMA (1977) expone los tiempos medios de duración de cada uno de los estadios larvarios de *C. suppressalis* hasta alcanzar el último estadio (no hasta la crisalidación como en el presente trabajo). Estas larvas estudiadas en arrozales de Japón invierten entre 25 y 30

días, mientras que las estudiadas en le Delta del Ebro requieren entre 22 y 23 días, aproximadamente. Se aprecia, por consiguiente, una posible tendencia a que el desarrollo larvario completo de las larvas estudiadas en Japón sea algo más largo que el de las estudiadas en Cataluña.

## CONCLUSIONES

El estudio de *C. suppressalis* en condiciones de campo y de laboratorio nos ha permitido identificar el número de estadios larvarios y la caracterización de los mismos. Esto hace posible conocer el estadio de cualquier larva capturada en el campo.

— Las larvas de estadio I son fácilmente reconocibles porque presentan un tamaño de cápsula cefálica constante, y porque dicha cápsula es de color negro, en contraste con las de los demás estadios que son de color pardo claro.

— El estadio II se caracteriza porque su tamaño característico oscila dentro de un inter-

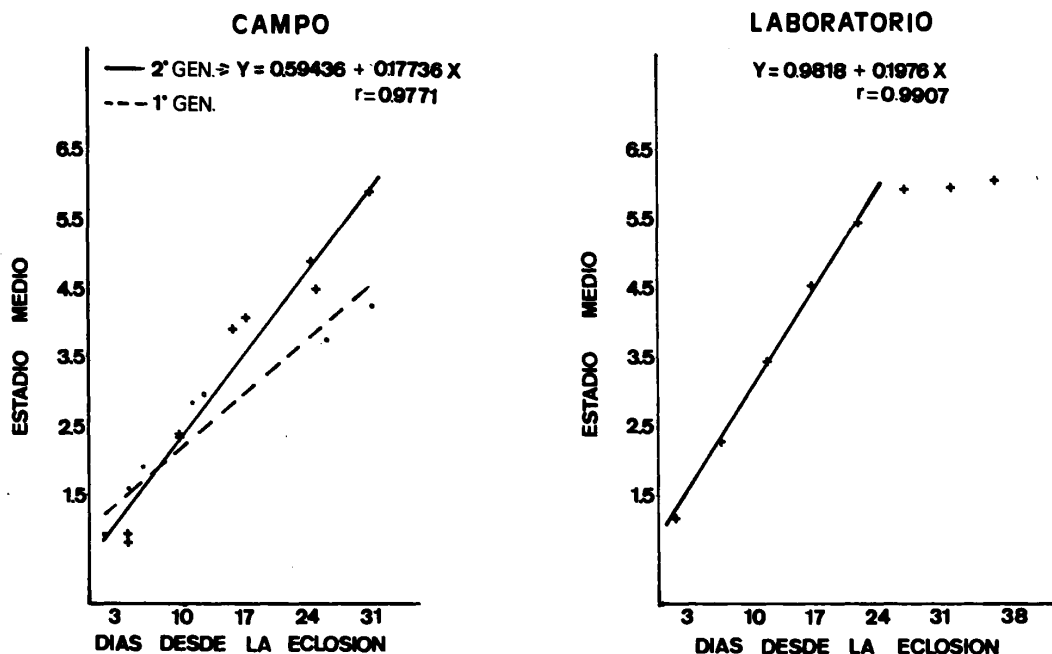


Fig. 7.—Evolución del estadio medio en el tiempo, en las condiciones de campo y de laboratorio. Para la 2.<sup>a</sup> generación en el campo se considera estadio VI a la crisálida viva. La ecuación característica de las larvas del laboratorio se obtiene a partir de los datos de los primeros 27 días de desarrollo.

valo muy estrecho, no presentando solapamiento ni con el I ni con el III; su identificación, por tanto, tampoco presenta mayor problema.

— Para los tres últimos estadios (III, IV y V) los intervalos entre los que se distribuyen las correspondientes anchuras son mayores, lo que da lugar a un cierto solapamiento entre ellos; estas zonas de solapamiento son las que nos pueden inducir a error a la hora de identificar el estadio al que pertenece una larva de algunos de estos tamaños. Sin embargo, el solapamiento es muy estrecho, y además hemos calculado la probabilidad de que una larva cuyo tamaño de cápsula cefálica está en un intervalo de solapamiento pertenezca a uno u otro estadio, con lo que se reduce la posibilidad de error.

A partir de la caracterización de los estadios larvarios de este barrenador se ha podido determinar el tiempo medio de duración de cada estadio y el del desarrollo completo, así como caracterizar el estadio medio en que, en cada momento, se encuentra una generación en el campo mediante una ecuación sencilla. Esto puede tener un gran interés aplicado, en lo que se refiere a la determinación de los momentos más idóneos para efectuar los tratamientos fitosanitarios: estas ecuaciones características permiten determinar el tiempo que va a transcurrir hasta que la población alcance un determinado estadio larvario de desarrollo. Dado que una mejora de la eficacia de los tratamientos insecticidas se consigue efectuándolos sobre los estadios más susceptibles, aplicando dichas ecuaciones se puede prever, con cierta confianza, el período en que la población se va encontrar en estos estados de desarrollo, y en el que, por tanto, la eficacia de los pesticidas será mayor.

Estas ecuaciones vienen a complementar el método de previsión que se está empleando actualmente, basado en la obtención de las curvas de vuelo de los adultos, mediante las capturas en trampas luminosas: de este modo se aprecian los momentos de máxima emergencia de adultos, que previsiblemente corresponden con próximos períodos de máxima eclosión de puestas.

La utilización conjunta de ambos métodos de previsión del estado fenológico de la plaga en un momento dado, puede revertir en una mejora en cuanto a la eficacia de los tratamientos insecticidas, que se efectúan por toda la superficie arrocera del Delta del Ebro. Esto, evidentemente, repercutirá también en una mayor protección del espacio natural que rodea al área de cultivo del arroz, espacio de indudable interés ecológico y social.

#### AGRADECIMIENTOS

Los autores expresan su mayor agradecimiento a D. Carlos Fábregues, jefe de la oficina del Servei de Protecció dels Vegetals de la Generalitat de Catalunya en Amposta y a D. Jordi Roig, técnico de la "Agrupació de Defensa Vegetal per al control del barrinador de l'arròs al Delta de l'Ebre", por la inestimable ayuda que dispensaron para posibilitar la correcta realización del trabajo de campo y por las buenas ideas que aportaron.

Especial agradecimiento merece el Dr. Javier Retana, a raíz de la lectura del manuscrito, lo que se tradujo en un gran número de buenas sugerencias.

Agradecemos también a M.<sup>a</sup> Teresa Massagué la ayuda dispensada en la confección de las gráficas.

#### ABSTRACT

RAMONEDA, J. y DE HARO, A., 1988: Desarrollo larvario del barrenador del arroz, *Chilo suppressalis* Walker (Lepidoptera: Pyralidae), en condiciones de campo y de laboratorio. *Bol. San. Veg. Plagas*, 14 (1): 107-118.

A prediction method of the major susceptibility period to the pesticides of the *Chilo suppressalis* populations from the Delta del Ebro is proposed. This method can complement the currently used one, which is based on adults catches by means of light-traps.

After characterizing the larval instars of this borer, the mean instar of the population at different times from hatching is calculated. The fit of these values to a simple equation let us estimate the mean duration of each larval instar and, so, to foresee the time required for the population to reach any mean instar.

**Key words:** *Chilo suppressalis*, rice borer, life cycle.

#### REFERENCIAS

- BOSCH, B., 1985: El cucat de l'arròs *Chilo suppressalis* Walker. Comentarios sobre biología y lucha. *Cuadernos de fitopatología*, 43-48.
- CALTAGIRONE, L.E., GETZ, W. y MEALS, D.W., 1983: Head capsule width as an index of age in larvae of navel orange-worm, *Amyelois transitella* (Lepidoptera: Pyralidae). *Environ. Entomol.*, 12(1): 219-221.
- DYAR, H.G., 1890: The number of molts of lepidopterous larvae. *Psyche*, 5: 420-422.
- GAINES, J.C. y CAMPBELL, F.L., 1935: Dyar's rule as related to the number of instars of the corn ear worm, *Heliothis obsoleta* (Fab.), collected in the field. *Ann. Ent. Soc. Am.* 28: 445-461.
- GALICHET, P.F., POITOUT, S. y LOMA, T.F., 1956: Étude préliminaire sur le comportement de la pyrale du riz, *Chilo suppressalis* Walker, vis-a-vis de trois variétés de riz cultivées en France. *Ann. Amélior. Plantes*, 26(1): 93-100.
- GARCIA DEL PINO, F. y DE HARO, A.: Determinación y caracterización de los estadios larvales de *Zeuzera pyrina* L. (Lepidoptera: Cossidae) en un cultivo de laboratorio. *Bol. Soc. Esp. Ent.* n.º 11 (en prensa).
- GOMEZ CLEMENTE, F., 1940: El barrenador del arroz. *Bol. Pat. Veg. Ent. Agr.*, 9: 51-66.
- GOMEZ CLEMENTE, F., 1948: Estudio biológico del lepidóptero *Chilo simplex* Butl. en los arrozales valencianos. *Bol. Pat. Veg. Ent. Agr.*, 16: 1-22.
- GOMEZ CLEMENTE, F. y DEL RIVERO, J.M., 1952: Contribución al conocimiento de la biología y medios de lucha contra el barrenador del arroz, *Chilo suppressalis* Walker. *Bol. Pat. Veg. Ent. Agr.*, 19: 161-188.
- GUENNELON, G. y SORIA, F., 1973: Mise au point au laboratoire d'un élevage permanent de la pyrale du riz, *Chilo suppressalis* Walker (Lepidoptera: Pyralidae), sur milieu artificiel. *Ann. Zool. Ecol. Anim.* 5(4): 547-558.
- HEINRICHS, E.A., RAPUSAS, H.R., VIAJANTE, V., MEDRANO, F.G., VEGA, C.R. y MEDINA, E.B., 1986: Development of insects (Homoptera, Lepidoptera) on traditional and modern rice cultivars. *Environ. Entomol.*, 15: 417-421.
- KANNO, H., 1979: Effects of age on calling behaviour of the rice stem borer, *Chilo suppressalis* Walker (Lepidoptera: Pyralidae) *Bull. Ent. Res.*, 69(2): 331-335.
- KISHI, Y., 1971: Reconsideration of the method to measure the larval instars by use of the frequency distribution of head-capsule widths or lengths. *Can. Ent.* 103: 1011-1015.
- KOYAMA, J., 1977: Preliminary studies on the life table of the rice stem borer, *Chilo suppressalis* (Walker) (Lepidoptera: Pyralidae). *Appl. Ent. Zool.* 12(3): 213-224.
- POITOUT, S. y BUES, R., 1978: Le cycle évolutif de la pyrale du riz (*Chilo suppressalis* Walker) dans le Delta Rhodanien. Utilisation du piégeage sexuel. *Ann. Zool. Ecol. Anim.* 10(2): 245-265.
- POITOUT, S. y CAYROL, R., 1969: Action de différents facteurs sur le nombre de stades larvaires chez la noctuelle de la tomate *Helioverpa armigera* Hbn. *Ann. Soc. Ent. Fr. (N.S.)* 5(2): 407-427.
- SCHMIDT, F.H., CAMPBELL, R.K. y TROTTER Jr., S.J., 1977: Errors in determining instar numbers through head capsule measurements of a lepidopteran—a laboratory study and critique. *Ann. Ent. Soc. Am.* 70(5): 750-756.