

L'ÉLEVAGE MASSIF ARTIFICIEL DE *CERATITIS*
CAPITATA WIED.

PAR

M. FÉRON, P. DELANOUE & F. SORIA (*)

La lutte biologique réussit parfois à partir d'introductions numériquement faibles de parasites dont les potentiels d'action et de multiplication se révèlent suffisamment élevés pour conférer rapidement à l'espèce une efficacité satisfaisante. De telles réussites sont spectaculaires, mais plutôt rares, et risquent de donner une idée trop simplifiée des possibilités de la lutte biologique et de l'ampleur des moyens nécessités. La solution de nombreux problèmes doit en effet être trouvée dans des lâchers massifs et périodiques de parasites, cette périodicité pouvant être imposée par le fait que tel parasite, particulièrement actif pendant une courte période, ne pourrait pas subsister d'une année sur l'autre; ou encore parce que tel parasite verra son potentiel d'action augmenter naturellement de façon insuffisante en regard de la pullulation du ravageur.

Dans l'éventualité d'une introduction, présumée catastrophique, de *Dacus dorsalis* H. (*Dipt. Trypetidae*) en Californie, les chercheurs américains ont envisagé précisément, parmi les méthodes de lutte à employer, la possibilité de lâchers massifs de parasites. Un des points du vaste plan de travail réalisé dans ce but aux îles Hawaii de 1948 à 1951 comportait la recherche d'une méthode d'élevage massif de l'hôte, *D. dorsalis*, les mêmes recherches étant poursuivies également sur *Ceratitis capitata* WIED. et *Dacus cucurbitae* COQ.

L'élevage permanent de *C. capitata*, qui nous intéresse ici, est assez facile à conduire lorsque l'on dispose de fruits convenables. Nous avons nous-mêmes mis au point (FÉRON et SACANTANIS 1955, DELANOUE 1955) une méthode d'élevage sur banane que nous avons

(*) Travail réalisé avec la collaboration technique de Mlle M. BARTHES.

utilisée couramment pendant plusieurs années. Mais une telle méthode présente des inconvénients, qui s'aggravent dès que l'on veut augmenter dans de fortes proportions le rendement de l'élevage.

Parmi ces inconvénients, nous citerons : encombrement du matériel fruit (en cage et en incubateur), non-connaissance du rendement en larves, variations accidentelles de production, manipulations fastidieuses, enfin coût élevé.

La recherche de milieux synthétiques fut essayée avec succès par différents auteurs (MARUCCI et CLANCY 1950, GRISON, FÉRON et SACANTANIS 1950, MAEDA, HAGEN et FINNEY 1952), mais l'emploi pratique de tels milieux se heurtait à leur coût trop élevé.

Ayant rencontré ces mêmes difficultés, les chercheurs américains s'efforcèrent de trouver un milieu d'élevage des larves « suffisamment nutritif, facile à manipuler, stable, peu coûteux et fait de matériaux susceptibles d'être trouvés en Californie pendant toute l'année » (FINNEY 1953). C'est après plusieurs années de recherches que FINNEY et ses collaborateurs aboutirent à la mise au point d'un milieu à base de pulpe de carotte, parfaitement convenable pour l'élevage de *D. dorsalis*, avec un rendement de l'ordre de 60 % (FINNEY 1956), ce rendement indiquant le pourcentage de pupes obtenues à partir d'un certain nombre d'œufs déposés sur le milieu. Le même milieu est indiqué comme assez satisfaisant pour *C. capitata*, avec un rendement de 50 %. Il n'est par contre pas convenable pour *D. cucurbitae*. La composition en est la suivante :

800 cm³ de pulpe de carotte en bouillie
 16 g de levure de bière en poudre
 1,04 g de Butoben (N-Butylparahydroxybenzoate), anticryptogamique.

15 cm³ 2 N HCl dont le rôle est d'acidifier le milieu pour empêcher les fermentations bactériennes. Le pH obtenu est de 4,5 (*D. dorsalis* comme *C. capitata* supportent un pH de 4).

Un des gros avantages de ce milieu, souligné par FINNEY réside dans ses propriétés physiques particulièrement favorables au développement des larves qui pénètrent facilement sans s'asphyxier et explorent la totalité du milieu.

Cette technique a encore été considérablement améliorée du point de vue pratique en remplaçant la pulpe de carotte fraîche par une pâte obtenue à partir de poudre de carotte, facile à conserver et à stocker (CHRISTENSON, MAEDA et HOLLOWAY 1956).

Les besoins du programme de lutte biologique contre *Ceratitis capitata* et *Dacus oleae* pour le Bassin méditerranéen nous ont conduit

à essayer les techniques américaines pour obtenir un élevage massif de *C. capitata* permettant la multiplication de parasites pouvant jouer un rôle utile contre l'une ou l'autre de ces Trypétides (à défaut d'une méthode d'élevage de *D. oleae* pour laquelle les recherches sont en cours). Il nous fallait adapter la technique américaine en fonction des matériaux dont nous pouvions disposer, et en cherchant des améliorations possibles. Les recherches ont abouti à la méthode que nous exposons ci-après.

I. Obtention des œufs.

a) Pondoïr.

Les œufs de *C. capitata* sont faciles à obtenir en cage dans des quantités d'espèces de fruits, mais il est évidemment difficile de récupérer ces œufs, surtout en grand nombre, pour les reporter sur un milieu nutritif. La méthode utilisée par les américains fait cependant appel à des fruits. Des morceaux d'écorce d'orange sont perforés de trous avec une épingle, et fixés avec de la paraffine à une plaque de verre placée dans la cage. Les œufs, déposés sur la plaque de verre ou à la partie interne de l'écorce d'orange, sont récupérés par lavage à l'eau.

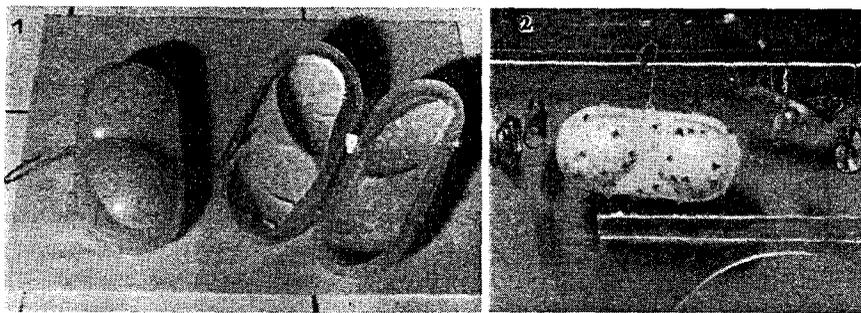


FIG. 1. — Modèle de pondoïr utilisé, fermé et ouvert, ce dernier montrant de nombreux paquets d'œufs déposés sur le tissu.

FIG. 2. — Pondoïr en place dans une cage.

Nous avons voulu nous affranchir de ces manipulations de fruits en cherchant un mode de récolte des œufs entièrement artificiel. Déjà McPHAIL et GUIZA (1956) indiquaient pour une autre Trypétide, *Anastrepha ludens* LOEW, un modèle de pondoïr artificiel à base de paraffine et tissu, que nous avons essayé mais que nous avons trouvé peu pratique.

Nos recherches sur le comportement de ponte de *C. capitata* nous ont conduit à découvrir que le stimulus essentiel induisant la ponte à travers une surface perforée est une saturation en vapeur d'eau à l'intérieur de cette surface (FÉRON 1958). Nous avons alors imaginé d'utiliser comme pondoir une sorte de boule en matière plastique perforée de nombreux trous, et tapissée intérieurement d'un tissu mousseline humide. Nous avons essayé des pondoirs de formes et dimensions extrêmement variées; celle qui s'est trouvée la plus pratique est faite de ces boîtes en plastique mou (sulfure de polyéthylène) destinées à la protection des œufs de poule; nous choisissons ces boîtes de couleur jaune, cette couleur étant celle qui favorise le plus l'activité de ponte de *C. capitata* (FÉRON 1958) (*fig. 1 et 2*).

Dans ce type de pondoir, des œufs sont déposés en très grand nombre sur le tissu. Après vingt-quatre heures, le tissu est retiré de la boîte, et trempé dans l'eau; les œufs se décollent et s'accumulent au fond du récipient. Il est alors facile de les manipuler et même de les garder un certain temps, puisqu'ils éclosent très bien dans l'eau pure et que les larves du premier âge peuvent y survivre plusieurs jours (SACANTANIS 1951).

b) *Rythme de ponte.*

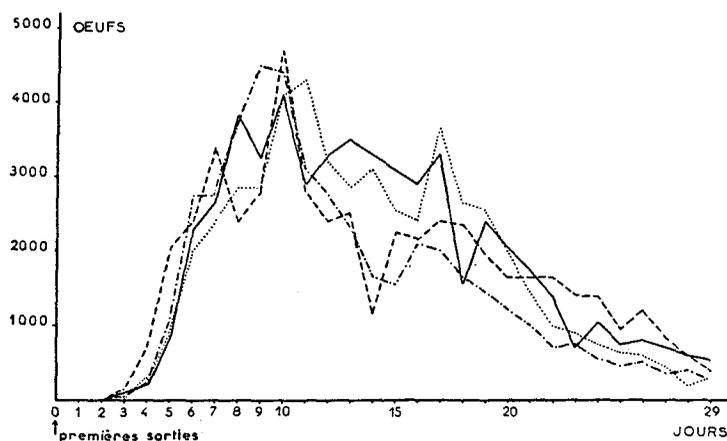
Nous avons suivi le rythme de ponte de cages contenant un nombre déterminé de mouches, de façon à savoir quelle était la période pendant laquelle le rendement en œufs devait être considéré comme le meilleur.

Les cages utilisées sont d'un modèle simplifié destiné à être utilisé en chambre conditionnée (*fig. 3*). Elles sont grillagées sur cinq faces, la sixième étant faite d'un panneau de matière plastique transparente (chlorure de polyvinyle rigide) comportant une ouverture avec porte coulissante; ce panneau étant à la face antérieure de la cage, permet d'accoler les cages en série sans gêner les manipulations intérieures; il est monté dans des rainures, et amovible vers le haut pour permettre le nettoyage de la cage. Les dimensions de ces cages sont $45 \times 35 \times 35$ cm.

Les cages sont placées en chambre conditionnée à la température de 25 °C, et avec un taux d'humidité relative de 80. Dans chacune de ces cages sont disposées 1 000 pupes formées le même jour, pour lesquelles le pourcentage d'éclosion est régulièrement, sauf accident, de 95 à 98 %. Dès que les mouches commencent à éclore, un pondoir est mis en place, et les œufs relevés chaque jour. La nourriture des mouches est assurée par des rondelles de banane suspendues dans la cage.

Le graphique I montre le rythme de ponte de quatre des cages ainsi suivies. On remarquera que les premiers œufs sont déposés très régulièrement 3 jours après la sortie des premières mouches. *C. capitata*

en effet accumule pendant son alimentation larvaire les éléments nécessaires à une maturité sexuelle rapide (ce qui n'est pas le cas de *D. dorsalis* dont les mâles requièrent une alimentation particulière pendant 12 jours pour arriver à maturité). Nous voyons également que le nombre d'œufs déposés croît rapidement pour dépasser généralement 2 000 œufs par jour à partir du sixième jour, et jusqu'au vingtième jour environ, avec un maximum très marqué, pouvant dépasser notablement 4 000 œufs, autour du dixième jour. Après le vingtième jour, le rendement décroît vite et régulièrement, en correspondance avec la mortalité des mouches. Certaines cages ont donné des nombres d'œufs anormalement bas par mortalité rapide des femelles pour une cause inconnue. Une cage a donné exceptionnellement un maximum de ponte de 7 000 œufs en 24 heures pour un nombre de femelles habituel (500 environ).



GRAPHIQUE 1. — Rythme de ponte de quatre cages contenant chacune 1 000 mouches (mâles et femelles, en nombre à peu près égal).

Pour la pratique de l'élevage, nous tirons de ces observations une marche de conduite consistant à placer dans une cage un certain nombre de pupes formées le même jour (1 000 à 3 000 pupes suivant les besoins de l'élevage), et à mettre les pondoirs du cinquième au vingtième jour, après quoi la cage est éliminée.

La fertilité des œufs pondus a été surveillée en incubant pour chaque ponte un échantillonnage de 100 œufs dans l'eau à l'étuve à 26 °C. Le pourcentage d'œufs non fertiles ne varie pas de façon significative au cours de l'évolution de la cage, et se maintient autour de 10 %. Ces œufs peuvent d'ailleurs être reconnus par un examen visuel, leur teinte grisâtre les différenciant des œufs sains qui sont d'un blanc nacré très pur.

II. Élevage des larves.

a) *Milieu d'élevage.*

Le milieu utilisé a la composition suivante :

- 100 g de poudre de carotte fine
- 20 g de levure de bière sèche
- 400 cm³ de solution d'acide benzoïque à 2 p. mille
- 10 cm³ N HCl.

La poudre de carotte utilisée est obtenue industriellement par « séchage par atomisation » d'une bouillie de carottes cuites à la vapeur. La poudre obtenue est excessivement fine et hygroscopique (taux d'humidité 11 % environ). Le procédé de fabrication ne comporte que des passages rapides à température relativement haute : 15 minutes à la vapeur à 110 °C pour cuisson, puis évaporation instantanée dans un courant d'air chaud à 145 °C. Ce procédé évite la destruction de nombreuses vitamines, ce qui permet d'expliquer, avec la grande finesse de structure, les très bons résultats obtenus (*).

La levure de bière apporte un complément indispensable, et des essais comparatifs nous ont montré que l'évolution larvaire était considérablement retardée dans les milieux sans levure.

Pour empêcher les fermentations et moisissures, nous avons essayé divers antiferments comme la Nipagine mais les meilleurs résultats ont été obtenus avec l'acide benzoïque. L'acide chlorhydrique acidifie le milieu de façon à obtenir un *pH* de 4,5 qui empêche des développements bactériens nuisibles.

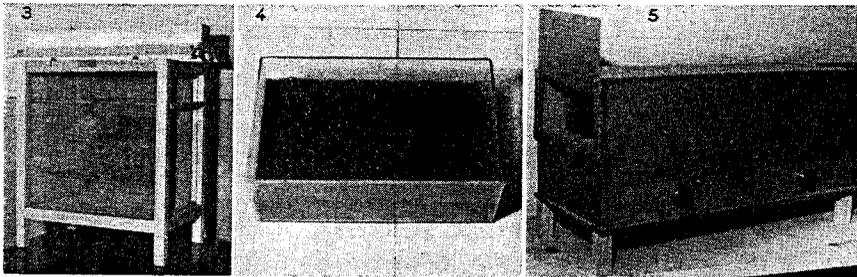


FIG. 3. Modèle de cage utilisée. — FIG. 4. Milieu d'élevage des larves, en fin d'évolution. Les points privilégiés de pénétration apparaissent en nombreuses dépressions. — FIG. 5. Dispositif d'obtention des pupes.

Le milieu correspondant aux quantités indiquées plus haut constitue une pâte qui est placée dans des boîtes en plastique de 17 × 11 cm sur une épaisseur de 2 cm. Une telle quantité de milieu

(*) Nous remercions M. GIRAUD, industriel à Sarrians (Vaucluse), de l'intérêt qu'il porte à nos divers essais et des renseignements qu'il veut bien nous communiquer.

convient pour un maximum de 3 500 larves; si l'on dépasse ce nombre, il y a concurrence, le développement est moins régulier, et les pupes obtenues sont plus petites (*fig. 4*).

b) *Ensemencement du milieu.*

Les œufs sont séparés en groupes de 3 500. Ce dosage se fait volumétriquement à partir d'une suspension d'œufs dans de l'eau glycinée à 15 %. Les œufs sont recueillis par filtrage sur un petit morceau de tissu de nylon. Il suffit ensuite de retourner ce tissu et le plaquer sur le milieu où les œufs restent collés.

c) *Evolution larvaire. Formation des pupes.*

Les boîtes contenant le milieu sont placées fermées en étuve à 26 °C. L'évolution larvaire se poursuit régulièrement. Au 8^e jour, les larves sont arrivées à la fin de leur développement. Les boîtes sont alors placées ouvertes au-dessus de bacs contenant du sable. Nous utilisons actuellement pour obtenir les pupes, des dispositifs comportant des plans inclinés qui guident les larves vers les tiroirs à sable, et permettent le contrôle séparé des différents milieux (*fig. 5*); ils sont réalisés en matière plastique. Un dispositif pour production plus massive est facile à réaliser.

III. Rendement de l'élevage.

Nous avons indiqué que le pourcentage d'œufs non fertiles était environ de 10 %. D'autre part, un contrôle portant sur l'élevage pendant 5 mois, correspondant à une production de plus de 300 000 pupes, nous donne un rendement moyen de 83 %, très supérieur à celui indiqué par les chercheurs américains.

Ayant noté que le pourcentage d'éclosion des pupes était régulièrement de 95 à 98 %, nous voyons que le rendement global de l'élevage (mouches obtenues à partir d'un certain nombre d'œufs) est au moins égal à 80 %.

La dépense pour un tel élevage produisant 3 500 mouches par jour s'élève, en produits utilisés (y compris l'alimentation des adultes) à 100 francs par jour.

Une seule personne habituée aux manipulations peut facilement assurer une production de 20 000 mouches par jour et probablement plus.

IV. Variantes possibles.

Si l'on ne dispose pas de pièces climatisées, on peut utiliser des cages et dispositifs de pupaison conditionnés tels qu'ils ont déjà été décrits (DELANOUE 1955).

L'alimentation des adultes peut être réalisée autrement qu'avec des rondelles de banane. On peut utiliser un mélange de banane écrasée et de miel formant un sirop épais suspendu dans la cage entre deux plaques de matière plastique perforée. On peut encore utiliser, suivant la méthode américaine, un mélange de miel et de levure de bière (DELANOUE 1955).

V. Résumé. Marche de l'élevage.

CAGES DE PONTE. — Entièrement grillagées, sauf une face transparente avec ouverture à glissière. Dimensions : $45 \times 35 \times 35$ cm. Placées en chambre conditionnée ($T = 26$ °C, $HR = 80$).

CHOIX DES MOUCHES PONDEUSES. — On place dans une cage 1 000 à 3 000 pupes formées le même jour; les mouches sont alimentées avec des rondelles de banane changées chaque jour, et des cotons dentaires imbibés d'eau.

PONDOIR. — Sphérique, en matière plastique jaune percée de nombreux trous. Une toile mousseline humidifiée est plaquée sur la paroi interne. Le pondoir est placé dans la cage du septième au vingtième jour, la récolte étant de 2 000 à 5 000 œufs par jour pour une cage de 1 000 mouches.

RÉCOLTE DES ŒUFS. — Le pondoir est ouvert, le tissu portant les œufs est retiré, trempé dans l'eau où les œufs se détachent. L'eau est filtrée sur tissu de nylon et les œufs comptés (méthode volumétrique).

MILIEU D'ÉLEVAGE DES LARVES.

100 g de poudre de carotte fine,
20 g de levure de bière sèche,
400 cm³ solution acide benzoïque à 2 p. mille,
10 cm³ N HCl (pour un pH de 4,5).

Le milieu est placé en boîte plastique de 17×11 cm sur une épaisseur de 2 cm. Un tel milieu peut nourrir jusqu'à 3 500 larves.

ÉVOLUTION LARVAIRE. — Les œufs sont déposés sur le milieu. Le milieu est mis à l'étuve à 26 °C. Au huitième jour, les milieux sont placés au-dessus de bacs contenant du sable dans lequel les larves sautent et se pupéfient. Les pupes sont recueillies par tamisage. Formation des pupes du neuvième au douzième jour.

ÉCLOSION DES PUPES. — Elle débute 9 jours après la formation, à 26 °C. L'éclosion des pupes formées un même jour s'échelonne sur 48 heures.

DURÉE D'ÉVOLUTION DE L'ÉLEVAGE (MINIMUM) :

Évolution de l'œuf	1 jour
— de la larve	8 jours
— de la pupé	9 —

Maturation adultes	3 jours,
TOTAL	21 — de l'œuf à l'œuf.

RENDEMENT. — Minimum 80 % (des œufs aux adultes).

SUMMARY

A method of artificial mass-breeding of *Ceratitis capitata* has been developed after the results obtained by FINNEY and CHRISTENSON. The breeding of the larvae is obtained on a medium made of powdered atomised carrot and brewer's yeast, the development of molds and bacteria being inhibited by benzoic and hydrochloric acids. Nearly 80 per cent of the eggs give adult flies. An original method for obtaining the eggs in an artificial egg-laying apparatus is described. The development of the insect is completed in 21 days at the temperature of 26 °C. A daily production of 20 000 flies or more is easily obtained, at very low cost, by the work of a single person.

BIBLIOGRAPHIE

- CHRISTENSON, L. D., S. MAEDA & J. R. HOLLOWAY. — 1956. Substitution of dehydrated for fresh carrots in medium for rearing fruit flies. — *J. ec. Ent.*, **49** (1), 135-136.
- DELANOUE, P. — 1955. Contribution à l'étude de l'élevage de *Ceratitis capitata* WIED. Méthode et appareils permettant l'élevage de la Mouche sur fruits de saison. — *Ann. Serv. Bot. Tunisie*, **28**, 23-52.
- FÉRON, M. & K. SACANTANIS. — 1955. L'élevage permanent de *Ceratitis capitata* WIED au laboratoire. — *Ann. Epiph.*, **2**, 201-214.
- FÉRON, M. — 1958. Mise en évidence d'un stimulus significatif dans le comportement de ponte de *Ceratitis capitata* WIED. (*Dipt. Trypetidae*). — *C. R. Ac. Sc.*
- FÉRON, M. — 1958. Le comportement de ponte de *Ceratitis capitata* WIED. : influence de la couleur (à paraître).
- FINNEY, G. L. — 1953. A summary report on the mass-culture of fruit-flies and their parasites in Hawaii. — *Third special report on the control of the Oriental Fruit Fly (Dacus dorsalis) in the Hawaiian Islands. Publ. Senate State California*, 139, 77-83.
- FINNEY, G. L. — 1956. A fortified carrot medium for mass-culture of the Oriental Fruit Fly and certain other Tephritids. — *J. ec. Ent.*, **49** (1), 134.
- GRISON, P., M. FÉRON & K. SACANTANIS. — 1950. Développement de la Mouche des fruits en milieu nutritif synthétique. — *C. R. Acad. Sci.*, **231**, 996-998.
- MAEDA, S., K. S. HAGEN, & G. L. FINNEY. — 1952. Artificial media and the control of microorganisms in the culture of tephritid larvae (*Diptera: Tephritidae*). — *Proc. Haw. ent. Soc.*, **15**, 177-185.
- MARUCCI, P. E. & D. W. CLANCY. — 1950. The artificial culture of fruit flies. — *Proc. Haw. Ent. Soc.*, **14** (1), 163-166.
- McPHAIL, M. & F. E. GUIZA. — 1956. An oviposition medium for the Mexican Fruit Fly. — *J. ec. Ent.*, **49** (4), 570.
- SACANTANIS, K. — 1951. Influence de l'humidité sur l'incubation des œufs de la Mouche des fruits, *Ceratitis capitata* WIED. — *C. R. IX^e Congr. Int. Ent. Amsterdam*, vol. I., 460-464.

(Station de Zoologie agricole du Centre de recherches agronomiques du Sud-Est.

Laboratoire de Zoologie du Service botanique et agronomique de Tunisie.)