

GUIDO CAMPADELLI

Istituto di Entomologia dell'Università di Bologna

Tecniche di allevamento per Ditteri Tachinidi con particolare riguardo agli adulti.

(Ricerche eseguite col contributo del C.N.R.)

I Tachinidi sono Ditteri che, oltre ad essere molto interessanti da un punto di vista biologico, svolgono un ruolo estremamente utile in agricoltura. Allo stadio larvale essi vivono infatti come parassiti di altri Insetti causandone la morte; in questo modo contribuiscono notevolmente a ridurre il numero degli Esapodi nocivi. Raramente attaccano specie utili, come il Baco da seta, nel quale caso si rivelano molto dannosi. Per questi motivi l'Uomo deve considerare i Tachinidi dei preziosi ausiliari da difendere e diffondere ogni qualvolta se ne presenti la possibilità.

Data la loro importanza economica, in vari casi essi vengono allevati in condizioni artificiali al fine di moltiplicarli in grande numero per poi liberarli in pieno campo. L'azione limitante che essi svolgono sulle popolazioni di vari Insetti dannosi si rivela spesso talmente elevata da giustificare i numerosi tentativi di sfruttamento della loro attività entomofaga ai fini della lotta biologica. Inoltre l'allevamento continuato di Tachinidi in laboratorio permette di saggiare l'attività degli insetticidi nei loro confronti; sarebbe infatti altamente auspicabile che i prodotti messi a punto dall'industria chimica fossero regolarmente provati su specie entomofaghe per realizzare pesticidi selettivi in vista della lotta integrata.

Non va poi dimenticata l'enorme importanza scientifica di questi Ditteri per lo studio dei problemi del parassitismo degli Insetti entomofagi e dei loro intimi rapporti con le vittime.

DIETE PER GLI ADULTI.

Una condizione indispensabile per l'allevamento dei Ditteri Tachinidi è la disponibilità di un pabulum atto non solo a mantenere in vita gli adulti ma a favorirne altresì la proliferazione. Numerosi ricercatori hanno messo

a punto, per diverse specie, diete artificiali o semiartificiali opportunamente adattate.

Prendiamo in considerazione quindi la composizione delle varie diete partendo dalle più semplici fino alle più complesse.

1) *A c q u a e z u c c h e r o*. Possono essere somministrati assieme ovvero separatamente.

Nel primo caso si formano soluzioni che vengono distribuite sotto forma di goccioline due volte al giorno, al mattino e alla sera. All'interno della gabbia di allevamento vengono talora immessi rametti sulle cui foglie, oltre che sulle pareti della gabbia, viene irrorato il liquido zuccherino. Così si è operato per *Microphthalma europaea* Egg. (Cochereau, 1970) e *Voria ruralis* (Fallen) (Elsey e Rabb, 1970).

Nel secondo caso si procede nel modo seguente: l'acqua può essere fornita semplicemente spruzzandola all'interno della gabbia ogni giorno, come si è fatto, ad esempio, per *Euphorocera edwardsii* (Williston) (Wilkinson e Biever, 1974), *Exorista mella* (Walk.) (Adam e Watson, 1971) e *Lixophaga diatraeae* Tns. (Scaramuzza, 1930) ⁽¹⁾; ovvero, in modo più raffinato e razionale, con una provetta di vetro lunga una decina di cm che viene capovolta sul fondo di una capsula Petri ricoperta da carta da filtro; in questo modo la carta resta in permanenza fortemente inumidita così che i Ditteri possono usufruire di un rifornimento costante di acqua. Così hanno proceduto, ad esempio, Bryan et alii (1969) nel caso di *Carcelia illota* (Curran), *Exorista mella* (Walker), *Lespesia archippivora* (Riley), *Palexorista laxa* Curran e *Voria ruralis* (Fallen). Ad altre specie infine l'acqua è offerta imbevuta in piccole spugne.

Lo zucchero, poi, viene somministrato sotto forma di cubetti applicati ai lati della gabbia mediante paraffina oppure, più semplicemente, in forma granulata da spargere sulla gabbia una volta ogni due giorni. In qualche caso, come per *Lixophaga diatraeae* Tns. parassita di Lepidotteri Piralidi minatori della canna da zucchero, quest'ultimo è somministrato ponendo all'interno della gabbia pezzetti di midollo della medesima pianta che lo produce (Scaramuzza, 1930).

2) *A c q u a e m i e l e*. Anche in questo caso le due sostanze possono essere rifornite mescolate o distinte. Per *Centeter unicolor* Ald. (Parker, 1934) e per *Diatraeophaga striatalis* Towns. (Etienne, 1965, 1966, 1968) il miele viene spalmato su striscie di cartone disposte all'interno della gabbia, mentre l'acqua viene rifornita impregnandone batuffoli da porre all'interno e alla sommità delle gabbie ovvero mediante pezzetti di cellulosa inumidita.

⁽¹⁾ In questo modo si ottiene anche lo scopo di mantenere elevato il tenore di umidità, di cui i Ditteri Brachiceri Ciclorafi sovente abbisognano.

Per *Trichopoda pennipes* F. (O'Connor, 1950) viene approntata una soluzione di miele e acqua da cospargere sulle gabbie.

3) **Acqua, miele e zucchero.** Quest'ultimo può essere somministrato separatamente in cubetti mentre il miele viene propinato in soluzione acquosa al 20%. Questa dieta è stata utilizzata per *Blondelia nigripes* (Fallen), *B. piniariae* Htg. e *Zenillia libatrix* Panz. (Dowden, 1933, 1934). Per *Exorista rossica* Mesnil ed *E. segregata* (Rond.) (Reardon et alii, 1973) si è proceduto similmente, solo che non vengono precisati i rapporti quantitativi nella soluzione di miele ed acqua, la quale è peraltro servita tramite una spugna collocata sul fondo della gabbia. Parimenti dicasi per *Sturmiopsis parasitica* (Curr.) (Nagarkatti e Rao, 1975); l'unica differenza consiste nel fatto che la soluzione di acqua e miele è imbevuta in batuffoli di cotone idrofilo anzichè in una spugna. In certi casi le zollette di zucchero sono sostituite con pezzi di midollo di canna da zucchero come, ad esempio, per *Leschenaultia exul* Townsend (Bess, 1936).

4) **Acqua, zucchero (o miele) e uva passa.** L'aggiunta di quest'ultimo ingrediente è stata praticata con una certa frequenza. A *Diatraeophaga striatalis* Towns. Breniere et alii (1966) la offrono « al naturale » sul fondo della gabbia. In altri casi l'uva passa viene schiacciata e lasciata in permanenza nella gabbia, mentre le soluzioni zuccherine somministrate in batuffoli di cotone idrofilo vengono al solito rinnovate ogni giorno per evitare fenomeni fermentativi che sarebbero letali per i nostri Ditteri. Questa tecnica è stata adottata da Bennett (1969) per *Lixophaga diatraeae* Towns., da Simmonds (1958) per *Diatraeophaga striatalis* Towns. e *Palpozenillia palpalis* (Ald.) e da Landis e Howard (1940) per *Paradexodes epilachnae* Ald. Il miele può essere servito o spalmato su striscie di cartoncino tipo Bristol (Breniere et alii, 1966) oppure in soluzione acquosa al 10% (Maw e Coppel, 1953). A proposito dell'uva passa frantumata questi ultimi Autori sostengono che essa è importante per *Phryxe pecosensis* (Tns.), poichè contiene le proteine necessarie per la maturazione delle gonadi e l'ovideposizione.

5) **Zucchero e banana.** Per quanto ne so ci si è valse di questa dieta solo per allevare gli adulti di *Chaetogaedia monticola* Bigot (Severin et alii, 1915).

6) **Zucchero, miele e agar.** Sono i costituenti della formula di Holloway (1939). I quantitativi variano secondo il tipo di dieta che si vuole realizzare, come da prospetto qui riportato:

Dieta	Soluzione di agar all'1%	Miele	Zucchero granulare
n. 1,40% U.R.	50 cc	25 cc	—
n. 2,40-70% U.R.	50 cc	25 cc	10 g
n. 3,50-90% U.R.	50 cc	25 cc	25 g

Questo pabulum è stato utilizzato da Biliotti e Persoon (1965) per allevare gli adulti di *Doryphorophaga doryphorae* Riley, con l'aggiunta, a parte, di acqua e fiori freschi da rinnovare ogni giorno, nonchè da Hurpin e Fresneau (1964) in riguardo a *Microphthalma europaea* Egg.; in quest'ultimo caso il miele agarizzato viene somministrato sotto forma di pastiglie poste su piccoli rettangoli di cartone.

7) Acqua, miele e lievito di birra. È stata impiegata per *Spoggosia bezziana* (Bar.) (Rao e Rao, 1964). Alla soluzione di acqua e miele si aggiungono 1-2 gocce di proteine di lievito di birra idrolizzate.

8) Miele, agar, nipagina (metil-p-idrossibenzoato) e acqua. I primi tre componenti figurano rispettivamente nelle seguenti percentuali: 20%, 2% e 1‰; la rimanente parte è costituita da acqua. Dalla mescolanza di tali ingredienti si ottiene una soluzione semifluida che viene somministrata sotto forma di goccioline poste su adatti substrati quali, ad es., lastre di vetro (usate da Delobel e Laviolette (1969) per *Phryxe caudata* Rond.).

9) Miele, agar, nipagina, acqua distillata, lievito di birra e acido ascorbico. Ai primi tre ingredienti, presenti nelle stesse percentuali della dieta precedente, si aggiungono: 1,5 g di acido ascorbico e 1,5 g di lievito di birra (Bacto Yeast Extract); il restante 74% è costituito da acqua distillata. Tale dieta è stata usata da Campadelli (1975) per *Nemoraea pellucida* (Meig.) e *Sturmia bella* Meig. Questo tipo di pabulum viene cambiato ogni quattro giorni mentre le diete costituite essenzialmente da acqua, miele o zucchero devono essere cambiate tutti i giorni per evitare eventuali fermentazioni. Tuttavia ho potuto constatare che un pabulum semplificato, costituito da acqua distillata (70 g) e da miele (30 g), riesce a mantenere in vita per circa venti giorni e più gli adulti di *Nemoraea* e *Sturmia* e a fare maturare le uova microtipiche di quest'ultima. La somministrazione della soluzione viene effettuata mediante un batuffolo di cotone idrofilo posto sopra un substrato quale, ad esempio, un pezzetto di plastica alquanto più grande del batuffolo stesso. L'acqua viene fornita da una provetta di vetro (3,5 × 12,5 cm) capovolta su una capsula Petri (9 cm di diametro 12 cm di altezza) avente il fondo ricoperto da carta da filtro (Campadelli, 1975).

Sulla concentrazione delle soluzioni impiegate per l'allevamento delle specie finora nominate generalmente non si hanno dati precisi. Per altre diete sono prescritti quantitativi ben determinati che la seguente tabella A ci permette di conoscere.

TABELLA A. - Percentuali dei costituenti delle diete allestite per l'allevamento degli adulti di alcuni Ditteri Tachinidi.

	Acqua	Miele	Zucch. granulare	Autore
<i>Alophora lepidifera</i> (Malloch)	80		20	Attia (1973)
<i>Ceromasia auricaudata</i> Tns.	90	10		Coppel e Maw (1954)
<i>Drino munda</i> (Wied.)	50 o 80	50	20	Abdu et alii (1967)
<i>Exorista flaviceps</i> Macq.	90	10		Rahman (1966)
<i>Goniophthalmus halli</i> Mesn.	95	5		Patel e Sing (1972)
<i>Lixophaga diatraeae</i> Tns.	50	50		Mohanraj e Saxena (1964), Rao (1967)
<i>Lixophaga mediocris</i> Ald.	90	10		Du Rant (1967)
<i>Lydella</i> sp.	90-95		10-5	Hsiao et alii (1966)
<i>Madremyia saundersii</i> (Will.)	90	10		Coppel e Maw (1954)
<i>Metagonistylum minense</i> Tns.	50	50		Mohanraj e Saxena (1964)
<i>Nemoraea pellucida</i> (Meig.)	70	30		Campadelli (1975)
<i>Omotoma fumiferanae</i> Tot.	90	10		Coppel e Smith (1957)
<i>Paratheresia claripalpis</i> Wulp. (1)	50	50		Mohanraj e Saxena (1964)
<i>Phorocera incrassata</i> Smith	90	10		Coppel (1958)
<i>Phryxe pecosensis</i> (Tns.)	90	10		Maw e Coppel (1953)
<i>Sturmia</i> sp.	90	10		Coppel e House (1947)
<i>Sturmia bella</i> Meig.	70	30		Campadelli (1975)
<i>Sturmiopsis inferens</i> Towns.	50	50		Rao e Baliga (1968)
<i>Voria ruralis</i> (Fall.) (2)	90		10	Brubaker (1968)

(1) Per l'allevamento di questo Dittero si aggiunge del nettare somministrato tramite giovani capolini di girasole.

(2) Oltre agli ingredienti citati viene suggerita l'aggiunta di qualche zolletta di zucchero e di ulteriore acqua nei recipienti.

GABBIE.

Prima di prendere in considerazione fattori quali temperatura, umidità relativa, fotoperiodo, ecc., ritengo opportuno sottolineare l'importanza che la forma e le dimensioni delle gabbie hanno per il raggiungimento di risultati positivi.

Dalla letteratura consultata risulta che per alcune specie viene usato un unico tipo di gabbia che serve, ad un tempo, per l'allevamento, l'accoppiamento e l'ovideposizione. In altri casi invece vengono impiegate due gabbie distinte, rispettivamente per l'accoppiamento e l'isolamento delle femmine fecondate. Per altre specie infine viene usato anche un terzo tipo di gabbia opportunamente adattato per l'ovideposizione.

Le gabbie a triplice uso sono in genere di dimensioni modeste ma costituite da materiali disparati. Quelle impiegate per *Carcelia illota* (Curran), *Euclatoria armigera* (Coq.), *Exorista mella* (Walk.) *Leschenaultia adusta* (Loew), *Lesperesia archippivora* (Ril.), *Palxorista laxa* (Curran), *Voria ruralis* (Fall.) sono formate da una intelaiatura di alluminio (30 × 30 × 30 cm oppure 15 × 30 × 60 cm) chiusa da una rete metallica finissima; su di un lato

viene applicata una piccola porta fissata, mediante cerniera, alla intelaiatura (Bryan et alii, 1969).

Le gabbie per *Euphorocera edwardsii* (Will.) sono invece chiuse ai lati con fogli di plastica trasparente e schermate alla base nonchè alla sommità (Wilkinson e Biever, 1974).

Quelle di *Leschenaultia exul* Towns. (Bess, 1936) sono formate da una intelaiatura di legno e chiuse con lastre di vetro (14,75 × 19,75 × 9,75 cm).

La gabbia di *Microphthalma europaea* Egg. è costituita da un cilindro di materia plastica (rhodoid) di 7 cm di altezza e 4 di diametro, tappezzato internamente di mussola che permette ai Ditteri di posarsi più comodamente. Tale cilindro s'incestra in un recipiente di polistirolo (6 cm di diametro) ripieno d'acqua in cui pesca uno stoppino che, attraverso un foro praticato nel mezzo della separazione dei due cilindri, sporge all'interno del primo recipiente. Per capillarità l'acqua sale alla sommità dello stoppino permettendo agli Insetti di abbeverarsi. Dopo l'accoppiamento il maschio viene tolto mentre la femmina viene lasciata in situ a completare la gestazione (Hurpin e Fresneau, 1964).

Per *Nemoraea pellucida* (Meig.) e *Sturmia bella* Meig. sono state utilizzate gabbie di allevamento costituite da una intelaiatura di alluminio (25 × 25 × 40 cm) racchiusa in un manicotto di tulle, la cui estremità aperta, una volta introdotti gli adulti, viene stretta mediante un laccio (Campadelli, 1975).

Similmente gli adulti di *Phryxe caudata* Rond. sono allevati in gabbie cubiche (50 × 50 × 50 cm) con pareti di tulle (Delobel, 1970).

Quelle di *Voria ruralis* (Fall.) sono formate di legno compensato buche-rellato affinché sia assicurata una certa aerazione (Elsey e Rabb, 1970).

Del tutto eccezionali sono infine le gabbie impiegate per l'allevamento di *Doryphorophaga doryphorae* Riley (Biliotti e Persoon, 1965). Esse hanno una capienza di oltre 20 m³ e pertanto sono poste all'aperto, su terra battuta coperta di sabbia, e parzialmente mantenute all'ombra di un paravento di canne segate nel senso della lunghezza; inoltre una delle pareti è coperta da una tenda vegetale fatta di muschio frondoso. Le pareti sono costituite da un reticolo metallico a maglie sufficientemente piccole per evitare l'uscita degli adulti.

Gabbie distinte per usi diversi. Per *Diatraeophaga striatalis* Towns. Etienne (1965, 1966, 1968) impiega gabbie di accoppiamento di forma cubica (cm 45-50 di lato) con pareti di mussola bianca, su una delle quali è applicata una cerniera, e gabbie simili, ma più piccole (25-30 cm di lato), per isolarvi le femmine una volta fecondate (1).

(1) Lo stesso Autore ha pure allevato *Pseudoperichaeta laevis* Vill. ponendo gli adulti in gabbia di plastica (40 × 30 × 30 cm) nelle quali su tre facce laterali e sulla parte posteriore venivano praticati dei fori di 10 cm di diametro chiusi da una rete metallica fine.

Brenière et alii (1966), per la suddetta specie usano una gabbia del tutto simile, però ancorata ad una intelaiatura esterna della stessa forma ma leggermente più grande. Dopo l'accoppiamento le femmine vengono isolate in cilindri di tela di nylon (capacità 1 dm³ circa) a maglie larghe, ma ovviamente non tali da permettere la fuoriuscita degli adulti. Poichè da ripetute esperienze si è constatato che in tali condizioni si verifica una mortalità del 30% nei primi sei giorni successivi alla fecondazione, si è ricorsi a gabbie cubiche di mussola di capacità notevolmente superiore (25 cm di lato) mantenute in ambienti con U.R. e temperatura pari, rispettivamente, al 75-90% e 23-26 °C; con questa modifica la mortalità si è ridotta al 10%.

Per *Drino (Prostumia) imberbis* (Wied.), *Eucarcelia illota* (Curr.), *Exorista fallax* (Mg.) e *Goniophthalmus halli* Mesnil, Achan et alii (1968) utilizzano una gabbia cubica (cm 30 di lato) con le pareti e il soffitto di stoffa e provvista di manicotti. In tale gabbia, contenente maschi di 2-3 giorni, vengono immerse le femmine man mano che sfarfallano; successivamente la gabbia è esposta alla luce solare per una quindicina di minuti il che provoca un rapido accoppiamento. Con una provetta di vetro vengono prelevati gli individui ancora in copula e appena questi si separano le femmine sono poste tutte insieme in una piccola gabbia (7,5 × 10,5 × 7,5 cm) per completare la gestazione.

Anche per *Exorista rossica* Mesnil e *E. segregata* (Rond.) Reardon et alii (1973) impiegano due tipi di gabbie con pareti di mussola: una, grande, destinata all'accoppiamento (cm 47,5 × 30 × 30) e una, al solito più piccola, per le femmine fecondate (15 × 15 × 15 cm). Quando gli adulti non vengono utilizzati per l'accoppiamento sono posti in cella climatica con temperatura di 19 °C e all'oscurità completa.

Per l'accoppiamento di *Lixophaga diatraeae* Tns. Bennett (1969) utilizza gabbie di medie dimensioni (35 × 25 × 25 cm) con le pareti laterali e posteriore chiuse con tela di nylon o tela per formaggi, mentre la parte frontale è costituita da un pannello di plastica scorrevole. Le femmine una volta fecondate vengono introdotte a gruppi di 5-10 in gabbie a forma cubica (lato cm 10) affinché venga portata a termine la maturazione delle uova.

Per *Lixophaga diatraeae* Tns., *Metagonistylum minense* Tns. *Paratheresia claripalpis* Wulp. Mohanraj e Saxena (1964) impiegano due tipi distinti di gabbie per la cui descrizione, estremamente complessa, si rimanda alla pubblicazione originale. Prima di loro Scaramuzza (1930) utilizzò una gabbia di allevamento (35 × 40 × 90 cm) formata con tela che solitamente viene impiegata per ricoprire i formaggi; per gli accoppiamenti adottò gabbie di forma cilindrica, costituite da una intelaiatura di filo metallico resistente e ricoperte con tela bianca di cotone. In gabbie misuranti 37,5 cm in altezza e 30 cm nel diametro venivano posti 40 adulti dei due sessi; in altre più capaci (37,5 × 45 cm) 60 maschi e altrettante femmine.

Per *Lydella grisescens* R-D. Hsiao et alii (1966) adottano gabbie d'accoppiamento (27,5 × 20 × 20 cm) e gabbie per femmine fecondate (25 × 17,5 × 20 cm)

praticamente uguali.

Per *Sturmiopsis inferens* Towns. (Rao e Baliga, 1968) la gabbia per l'accoppiamento consiste semplicemente in una provetta di vetro (7,5 × 2,5 cm) la cui apertura è chiusa mediante un tappo di cotone; una volta avvenuta la copula la femmina viene posta in una gabbia vera e propria sebbene piccola (10,5 × 10,5 × 7,5 cm), per completare la gestazione.

Per *Sturmiopsis parasitica* (Curr.) Nagarkatti e Rao (1975) favoriscono l'accoppiamento agitando una provetta di vetro contenente femmine neosfarfallate e maschi di due tre giorni; in tale modo, rotolando gli uni sugli altri, viene facilitato l'incontro dei sessi. Avvenuta la fecondazione la femmina viene isolata in una gabbia (11 × 11 × 8 cm) per completare la maturazione delle uova che richiede dai 18 ai 19 giorni, mentre i maschi sono confinati in altre gabbie (30,5 × 30,5 × 30,5 cm).

Per *Exorista mella* (Walk.) Adam e Watson (1971) allestiscono due tipi di gabbie per l'accoppiamento: una cilindrica di plastica trasparente (11,5 cm di altezza e 7,5 cm di diametro) alle cui estremità vengono praticati due fori del diametro di 5 cm ognuno, chiusi con nylon, ed una cubica di 30 cm di lato.

Gabbie di ovideposizione. Per *Centeter unicolor* Ald. Parker (1934) impiega come gabbia per l'ovideposizione un tubo di vetro (10 cm di lunghezza e 1,2 cm di diametro) le cui estremità vengono chiuse mediante pezzetti di mussola tenuti fermi con elastici; all'interno vengono sistemati pezzetti di foglie di castagno sulle quali verranno deposte le uova.

Per *Leschenaultia exul* Towns., che depone uova microtipiche, Bess (1936) usa una gabbia costituita da una scatola di legno con pareti di vetro (14,75 × 19,75 × 9,75 cm).

Per *Microphthalma europaea* Egg. Cocheran (1970) utilizza due tipi di gabbie: la prima, per l'accoppiamento (3 × 3 × 2 m), viene situata all'aria aperta. Essa è formata da telai di legno sui quali viene fissata una tela tipo zanzariera in plastica; dopo l'accoppiamento le femmine vengono trasferite in gabbie per l'ovideposizione, costituite da una scatola in plastica aerata (11 cm di diametro e 16 di altezza) (vedi tecnica di parassitizzazione).

La letteratura relativa all'allestimento delle gabbie descritte in precedenza per l'allevamento dei Ditteri in laboratorio è vastissima.

Come abbiamo visto le dimensioni della gabbia o delle gabbie variano con la specie del parassita che per accoppiarsi in alcuni casi necessita di notevole spazio, come ad es. *Doryphorophaga doryphorae* Riley (4 × 3 × 1,80 m), mentre in altri è sufficiente uno spazio ridotto come per *Centeter unicolor* Ald. (provetta di vetro lunga 10 cm e con diametro 1,2 cm). Inoltre le dimensioni delle gabbie variano anche in relazione al numero di individui che si vogliono introdurre.

La forma delle gabbie destinate agli accoppiamenti e alle successive fasi dell'allevamento è generalmente cubica o di parallelepipedo, con dimensioni medie rispettivamente di 30 × 30 × 30 cm o 35 × 25 × 25 cm.

A mio avviso converrebbe utilizzare tre tipi di gabbie: una per l'accoppiamento, una per l'allevamento ove vengono poste le femmine fecondate per completare la maturazione delle uova e una per l'ovideposizione di dimensioni variabili a seconda del numero di ospiti. L'impiego di due gabbie distinte per l'accoppiamento e la segregazione delle femmine fecondate permette la ulteriore utilizzazione dei maschi i quali come è noto, possono accoppiarsi più volte nel corso della loro vita.

In verità si potrebbe usare un'unica gabbia per entrambe le operazioni, ma così facendo non si sfruttano al massimo tutti i maschi o le femmine introdotti alla rinfusa e promiscuamente nel medesimo spazio.

CONDIZIONI CLIMATICHE.

Temperatura.

La temperatura di allevamento dovrebbe essere tale da permettere uno sviluppo normale nel più breve tempo possibile. La maggiore parte delle specie si accoppia più rapidamente a temperature varianti tra i 18 e i 24 °C.

Gli studi compiuti negli ultimi 15 anni sulla influenza della temperatura sul ciclo biologico degli Insetti hanno dimostrato che le temperature, prossime a quelle letali per la specie, possono invertire la differenziazione del sesso nella maggiore parte degli Insetti. Infatti per alcuni Ditteri, es. *Drosophila melanogaster* (Meig.) e culicidi del genere *Aedes*, temperature levate e vicine al valore letale per la specie hanno una azione femminilizzante (Bergerard, 1975).

Con temperature basse si ha uno sviluppo più lento; in particolare modo a livello dello stadio pupale. Bartlett (1941) scoprì che una diminuzione di 0,55 °C nella temperatura media mensile, determina un rallentamento di almeno un giorno nel ciclo biologico di *Metagonistylum minense* Tns. Il ciclo di *Lixophaga* fu allungato da 33 (alla temperatura di 21,4 °C) a 36 giorni (alla temperatura di 16,9 °C) (Gallo, 1951 b). Per *Leucostoma simplex* (Fallen) si è poi accertato che la longevità degli adulti è inversamente proporzionale alla temperatura: a 32,2 °C gli adulti vivono da 2 a 5 giorni; a 26,6 °C vivono da 5 a 15 giorni; a 21,1 °C da 8 a 12 giorni; a 15,5 °C da 15 a 30 giorni; comunque la temperatura ottimale in questo caso è di 26,6 °C (Hendrick e Stern, 1970).

Anche in *Voria ruralis* (Fall.) si è constatato che la durata della vita è inversamente proporzionale alla temperatura: a 20 °C è in media di 19,4 gg, mentre a 30 °C è praticamente dimezzata, solo 10,7 gg (Jackson et alii, 1969).

I dati sono moltissimi per cui ho ritenuto opportuno riportare una tabella (B) riassuntiva dei valori di temperatura relativi a varie specie.

TABELLA B. — Temperature impiegate per l'allevamento in laboratorio di alcuni Ditteri Tachinidi.

	Temperature	Autore
<i>Alophora lepidofera</i> (Mall.)	25-30 °C	Attia, 1973
<i>Bessa harvey</i> (Tns.)	21 ± 1 °C	Monteith, 1962
<i>Carcelia illota</i> (Curr.)	26,6 ± 2 °C	Bryan et alii, 1969
<i>Diatraeophaga striatalis</i> Towns.	25 °C	Etienne, 1965, 1966, 1968 (1)
<i>Diatraeophaga striatalis</i> Towns.	20-26 °C	Brenière et alii, 1966; Betbeder-Matibet, 1967
<i>Doryphorophaga doryphorae</i> Riley		
<i>Drino munda</i> (Wied.)	25,5-27,7 °C	Abdu et alii, 1967
<i>Eucelatoria armigera</i> (Coq.)	26,6 ± 2 °C	Bryan et alii, 1969
<i>Euphorocera edwardsii</i> (Will.)	25 ± 1 °C	Wilkinson e Biever, 1974
<i>Euphorocera haywardi</i> (Blanch.)	24 °C	Arce, 1970
<i>Exorista mella</i> (Walk.)	26,6 ± 2 °C	Bryan et alii, 1969
<i>Exorista mella</i> (Walk.)	22-25,5 °C	Adam e Watson, 1971
<i>Exorista flaviceps</i> Macq.	25 °C	Rahman, 1966
<i>Goniophthalmus halli</i> Mesn.	27 ± 1 °C	Patel e Sing, 1972
<i>Leschenaultia adusta</i> (Loew)	26,6 ± 2 °C	Bryan et alii, 1969
<i>Lespesia archippivora</i> (Ril.)	26,6 ± 2 °C	Bryan et alii, 1969
<i>Leucostoma simplex</i> (Fall.)	26,6 °C	Hendrick e Stern, 1970
<i>Lixophaga diatraeae</i> Tns.	25 °C	Rao, 1967; Etienne, 1971, 1972
<i>Lixophaga diatraeae</i> Tns.	25,5-32,2 °C	Scaramuzza, 1952
<i>Lixophaga diatraeae</i> Tns.	28-30 °C	Kaalra et alii, 1969
<i>Lixophaga mediocris</i> Ald.	26,6 ± 2 °C	Du Rant, 1967
<i>Lydella</i> sp.	25-27 °C	Hsiao et alii, 1966
<i>Madremyia saundersii</i> (Will.)	23 °C	Coppel e Maw, 1954 b
<i>Microphthalma europaea</i> Egg.	25 °C	Hurpin e Fresneau, 1964
<i>Nemoraea pellucida</i> (Meig.)	24 ± 1 °C	Campadelli, 1975
<i>Omotoma fumiferana</i> Tot.	23 °C	Coppel e Smith, 1957
<i>Pales pavida</i> Meig.	21 °C	Biliotti e Desmier, 1971
<i>Palexorista laxa</i> (Curr.)	26,6 ± 2 °C	Bryan et alii, 1969
<i>Paratheresia claripalpis</i> Wulp.	27 °C	Mohanraj e Saxena, 1964
<i>Phryxe caudata</i> Rond.	23 ± 1 °C	Grenier, 1973
<i>Phryxe caudata</i> Rond.	25 °C	Delobel e Laviolette, 1969; Delobel, 1970
<i>Phryxe pecosensis</i> (Tns.)	23 °C	Maw e Coppel, 1953
<i>Phorocera hamata</i> Ald. e Webb.	23 °C	Baldwin e Coppel, 1949
<i>Pseudoperichaeta laevis</i> Will.	25 °C	Etienne, 1975 (2)
<i>Sturmia bella</i> Meig.	24 ± 1 °C	Campadelli, 1975 (3)
<i>Sturmia</i> sp.	22,7 °C	House, 1947
<i>Sturmiopsis inferens</i> Towns.	26,6-27,2 °C	Rao e Baliga, 1968
<i>Sturmiopsis parasitica</i> (Curr.)	26 °C	Nagarkatti e Rao, 1975
<i>Voria ruralis</i> Fall.	26,7 °C	Bryan et alii, 1969; Elsey e Rabb, 1970
<i>Voria ruralis</i> Fall.	24 °C	Brubaker, 1968

(1) La temperatura si riferisce alle gabbie degli accoppiamenti che vengono poste alla oscurità completa.

(2) Rappresenta la temperatura che si veniva ad instaurare nella parte assolata della gabbia fra le 14,15 e le 16,30, momento in cui avevano luogo con maggiore intensità gli accoppiamenti.

(3) Tale temperatura era mantenuta costante sia nella fotofase (16 h) che nella scotofase (8 h).

Ovviamente la temperatura influisce anche sulla durata dello sviluppo larvale del parassita; come esempio possiamo citare il caso di *Lespesia archipivora* (Ril.) (Bryan et alii, 1968). Infatti usando temperature da un minimo di 15 °C, con un aumento graduale di 5 °C fino a un massimo di 30 °C, si è potuto osservare che il parassita ha una sua temperatura ottimale a seconda dell'ospite parassitizzato.

T. ottimale	Ospite	N. larve parassitizzate	Pupari ottenuti	% sopravvissuti	Durata stadio larvale più stadio pupale
25 °C	<i>Trichoplusia ni</i> (Hubn.)	34	118	85	15,4 ± 1,4
30 °C	<i>Heliothis zea</i> (Boddie)	71	134	75	14,0 ± 1,7
20 °C	<i>Spodoptera exigua</i> (Hubn.)	31	114	88	22,9 ± 2,4
25 °C	<i>Estigmene acrea</i> (Drury)	31	114	88	13,2 ± 2,2

U m i d i t à .

Le varie specie di Tachinidi hanno esigenze diverse per quanto riguarda l'umidità, tuttavia un'umidità relativa del 55-60% è generalmente idonea per l'allevamento di tali entomofagi.

Per *Microphthalma europaea* Egg. (Cocherou, 1970) il grado igrometrico all'interno della gabbia viene mantenuto spruzzando con acqua le pareti della medesima quattro volte al giorno. Similmente per *Lixophaga mediocris* Ald. (Du Rant, 1967) si spruzza acqua giornalmente con un atomizzatore.

Come per la temperatura, così anche per l'umidità, riporto in una tabella, per ragioni di maggiore chiarezza i valori igrometrici relativi a numerose specie.

TABELLA C. - Percentuale dell'umidità relativa nelle gabbie di allevamento di alcuni Ditteri Tachinidi in laboratorio.

	U.R. %	Autore
<i>Bessa harveyi</i> (Tns.)	60	Monteith, 1962
<i>Carcelia illota</i> (Curr.)	70 ± 3	Bryan et alii, 1969
<i>Centeter unicolor</i> Ald.	60	Parker, 1934
<i>Diatraeophaga striatalis</i> Towns.	80-90	Betbeder-Matibet, 1967; Etienne, 1965, 1966, 1968 (1)
<i>Diatraeophaga striatalis</i> Towns.	75-90	Brenière et alii, 1966
<i>Doryphorophaga doryphorae</i> Riley	40-60	Biliotti e Persoon, 1965 (2)
<i>Drino munda</i> (Wied.)	70-90	Abdu et alii, 1976
<i>Eucelatoria armigera</i> (Coq.)	35 ± 15	Bryan et alii, 1969
<i>Euphorocera edwardsii</i> (Will.)	55 ± 10	Wilkinson e Biever, 1974
<i>Euphocera haywardi</i> (Blanch.)	62,5	Arce, 1970
<i>Exorista mella</i> (Walk.)	35 ± 15	Bryan et alii, 1969
<i>Exorista flaviceps</i> Macq.	30-40	Rahman, 1966
<i>Leschenaultia adusta</i> (Loew)	35 ± 15	Bryan et alii, 1969

segue

	U.R. %	Autore
<i>Lespesia archippivora</i> (Ril.)	35 ± 15	Bryan et alii, 1969
<i>Lixophaga diatraeae</i> Tns.	80-90	Etienne, 1971, 1972
<i>Lixophaga diatraeae</i> Tns.	60-70	Rao, 1967
<i>Lixophaga diatraeae</i> Tns.	85-95	Kaalra et alii, 1969
<i>Lixophaga mediocris</i> Ald.	72	Du Rant, 1967
<i>Lydella</i> sp.	70-80	Hsiao et alii, 1966
<i>Madremyia saundersii</i> (Wil.)	60	Coppel e Maw, 1954
<i>Microphthalma europaea</i> Egg.	70-80	Hurpin e Fresneau, 1964
<i>Nemoraea pellucida</i> (Meig.)	70 ± 5	Campadelli, 1975
<i>Pales pavida</i> Meig.	30-40	Biliotti e Desmier, 1971
<i>Palexorista laxa</i> (Curr.)	35 ± 15	Bryan et alii, 1969
<i>Paratheresia claripalpis</i> Wulp.	50	Mohanraj e Saxena, 1964
<i>Phryxe caudata</i> Rond.	95 ± 5	Grenier, 1973
<i>Phryxe caudata</i> Rond.	65	Delobel e Laviolette, 1969 ⁽³⁾
<i>Phryxe caudata</i> Rond.	65	Delobel, 1970
<i>Phryxe pecosensis</i> (Tns.)	60	Biliotti, 1956; Maw e Coppel, 1953
<i>Phorocera hamata</i> Ald. e Webber	60	Baldwin e Coppel, 1949
<i>Phorocera incrassata</i> Smith.	60	Coppel, 1958
<i>Sturmia bella</i> Meig.	70 ± 5	Campadelli, 1975
<i>Sturmia</i> sp.	60	Coppel e House, 1947
<i>Sturmiopsis inferens</i> Towns.	80-90	Rao e Baliga, 1968
<i>Voria ruralis</i> (Fall.)	35 ± 15	Bryan et alii, 1969

Fotoperiodo.

Si può osservare facilmente come nell'avvicinarsi delle stagioni gli Insetti subiscano delle variazioni fisiologiche che permettono loro di adattarsi alle condizioni ambientali. Il fattore che più di tutti gli altri condiziona il comportamento, le forme e gli adattamenti ecologici degli Insetti è senza dubbio il fotoperiodo.

In base a queste considerazioni gli Autori hanno potuto stabilire dei fotoperiodi, in laboratorio, che permettono lo svolgimento continuo di generazioni da parte di alcuni Tachinidi, oltrechè dei loro ospiti, senza che abbiano a verificarsi fenomeni di diapausa.

Per *Carcelia illota* (Curr.), *Eucelatoria armigera* (Coq.), *Exorista mella* (Walk.), *Leschenaultia adusta* (Lowe), *Lespesia archippivora* (Ril.) *Palexorista laxa* (Curr.), *Voria ruralis* (Fall.) sono richieste 10 ore di luce e 14 di oscurità (Bryan et alii, 1969).

Per *Sturmiopsis parasitica* (Curr.) (Nagarkatti e Rao, 1975), *Drino munda* Wied. (Abdu et alii, 1967) e *Phryxe caudata* Rond. (Grenier, 1973) sono richieste 12 ore di luce e 12 di oscurità.

(1) L'umidità relativa si riferisce alla cella climatica nella quale viene fatta oscurità completa.

(2) Umidità relativa registrata fra le 14,15 e le 16,30.

(3) Delobel e Laviolette (1969), per questa specie, apportano una piccola variazione a favore della scotofase che allungano a 13 ore.

Per *Microphthalma europaea* Egg. (Hurpin e Fresneau, 1964), *Nemoraea pellucida* (Meig.) e *Sturmià bella* Meig. (Campadelli, 1975) è stato impiegato un fotoperiodo con fotofase di 16 ore e scotofase di 8 ore.

Intensità luminosa.

A riguardo di questo argomento non mi è stato possibile unificare i dati espressi dai vari Autori in Watt, candele, lux, ecc. per quanto riguarda la illuminazione atta a favorire gli accoppiamenti.

L u x ⁽¹⁾. Per *Diatraeophaga striatalis* Towns. si usano 15-25.000 lux (Betbeder-Matibet, 1967); per *Exorista flaviceps* Macq. 232,50 lux (Rahman, 1966); per *Lixophaga mediocris* Ald. $23,25 \pm 5$ lux (Du Rant, 1967); per *Microphthalma europaea* Egg. 1500 lux (Hurpin e Fresneau, 1964); per *Nemoraea pellucida* (Meig.) e *Sturmià bella* Meig. 2000-4000 lux a seconda che la misurazione venga effettuata sul fondo o sulla parte superiore della gabbia (Campadelli, 1975).

W a t t. Per *Lixophaga diatraeae* Tns. si sono applicati lampade di 40 Watts (Kaalra et alii, 1969).

C a n d e l e. Per *Euphorocera haywardi* (Blanch.) viene utilizzata una lampada del valore di 590 candele (Arce, 1970).

Aggiungo ancora che talora bastano piccoli accorgimenti in riguardo alla luce per favorire gli accoppiamenti. Così Achan et alii (1968) collocano a questo scopo una lampada accanto alla gabbia di *Eucarcelia illota* (Curr.), mentre Hsiao et alii (1966) inducono la copula in *Lydella* sp. ponendo semplicemente gli adulti alla luce solare, sono infatti sufficienti una ventina di minuti di esposizione per raggiungere lo scopo.

ACCOPPIAMENTO

La principale difficoltà che si incontra nell'allevamento dei Ditteri Tachinidi è quella di ottenere l'accoppiamento nelle condizioni artificiali di laboratorio. Di qui è sorta la necessità di ricorrere a vari espedienti per poterlo facilitare. In linea di massima i maschi si accoppiano più volte nel corso della loro vita; in certi casi tuttavia essi si accoppiano due volte sole come ad esempio quelli di *Ceromasia auricaudata* Tns. (Coppel e Maw, 1954 a).

Le femmine dei Tachinidi di norma sono sessualmente mature subito dopo lo sfarfallamento ⁽²⁾, mentre i maschi mostrano poca tendenza alla copula nel primo o nei primissimi giorni della loro vita di adulti. Tuttavia la durata dello sviluppo preimmaginale è generalmente più breve di quello

⁽¹⁾ Alcuni valori espressi in footcandles, sono stati riportati in lux: un footcandle corrisponde a 0,93 lux.

⁽²⁾ È eccezionale il caso di *Ceromasia auricaudata* Tns. le cui femmine sono disponibili per la copula soltanto tre giorni dopo lo sfarfallamento (Coppel e Maw, 1954 b).

delle femmine di uno o più giorni ⁽¹⁾; di conseguenza i maschi sono presenti e sessualmente maturi al momento dello sfarfallamento del sesso opposto. In generale la copula deve avvenire entro tale lasso di tempo. Brenière et alii (1966), in riguardo a *Diatraeophaga striatalis* Towns., affermano che la coppia ideale è quella formata da femmine sfarfallate lo stesso giorno con maschi che abbiano un giorno di vita.

L'accoppiamento dei Tachinidi può essere facilitato:

- 1) scuotendo il recipiente in cui si trovano, in modo che gli adulti rotolino gli uni sugli altri;
- 2) introducendo un gran numero di adulti (con predominanza di maschi);
- 3) usando larghe gabbie all'aperto, protette dalla luce solare diretta;
- 4) provocando uno shock luminoso col trasferimento delle gabbie da una oscurità completa alla luce solare.

L'accoppiamento di *Euphorocera edwardsii* (Will.) (Wilkinson e Biever, 1974) e di *Lixophaga diatraeae* Tns. (Scaramuzza, 1930) viene favorito sottoponendo gli adulti ad una luce diffusa; quello di *Leschenaultia exul* Towns. ponendo gli adulti in gabbie ricoperte con tela e poste alla luce solare diretta (Bess, 1936).

Per *Pseudoperichaeta laevis* Villeneuve (Etienne, 1975), invece, l'illuminazione e lo spazio nel quale si trovano gli adulti sembrano poco importanti per la riuscita degli accoppiamenti.

Nel caso di *Diatraeophaga striatalis* Towns. (Etienne, 1969) si può ottenere l'accoppiamento sia con femmine vergini sfarfallate da qualche ora che con femmine vecchie di sei giorni. Tuttavia affinché una femmina subisca una fecondazione normale debbono essere trascorse 24 ore dal suo sfarfallamento; prima di tale periodo si ha ugualmente l'accoppiamento ma la fertilità delle uova è quasi nulla. Per i maschi l'età non ha alcuna importanza sia che abbiano alcune ore di vita sia che abbiano sei giorni. Il maschio dopo avere effettuato il primo accoppiamento conserva un potere fecondante pari a quello dei maschi vergini ma la sua longevità diminuisce.

Da notare poi che le femmine non fecondate, come ad esempio quelle di *Doryphorophaga doryphorae* Ril. (Biliotti e Persoon, 1965), possono presentare un comportamento di deposizione apparentemente normale ma le uova che esse emettono non sono vitali.

Un altro fattore importante ai fini dell'accoppiamento è il numero dei maschi rispetto a quello delle femmine da introdursi nella gabbia.

(1) Da un minimo di un giorno, come ad esempio in *Plagiprospherysa trinitatis* Zell. (Beg e Bennett, 1974) e *Alophora lepidofera* (Malloch) (Attia, 1973), ad un massimo di 4-5 giorni, come accade per *Sturmiopsis inferens* Towns. (Rao e Baliga, 1968). In media però la differenza di età tra i due sessi è di 2-3 giorni come succede per *Paratheresia clari-palpis* Wulp., *Lixophaga diatraeae* Tns., *Metagonistylum minense* Tns. (Mohanraj e Saxena, 1964), *Exorista fallax* (Meig.), *Eucarcelia illota* (Curr.) (Achan et alii, 1968).

In genere il rapporto numerico tra i due sessi è di 1:1. Talora nella gabbia si immette una sola coppia, come nel caso di *Goniophthalmus halli* Mesn. (Patel e Sing, 1972), *Plagiprospherysa trinitatis* Zell. (Beg e Bennett, 1974), *Sturmiopsis inferens* Towns. (Rao e Baliga, 1968) e *Microphthalma europaea* Egg. (Hurpin e Fresneau, 1964); talvolta anche un numero elevato di individui in relazione anche alla capienza del contenitore; così per *Pales pavidata* Meig. s'immettono nella stessa gabbia 300 maschi con altrettante femmine (Biliotti e Desmier, 1971), per *Eucelatoria armigera* (Coq.) 50 e 50 (Bryan et alii, 1969), per *Euphorocera edwardsii* (Will.) (Wilkinson e Biever, 1974), *Palexorista laxa* (Curr.) e *Voria ruralis* (Fall.) (Bryan et alii, 1969) 25 e 25, per *Carcelia illota* (Curr.) 10 e 10 (Bryan et alii, 1969).

In altri casi invece si preferisce tenere più alto il numero dei maschi rispetto a quello delle femmine. Così Maw e Coppel (1953) a ciascuna femmina di *Phryxe pecosensis* (Tns.) affiancano 2 maschi, e a quelle di *Ceromasia auricaudata* Tns. fino a 3. Similmente Reardon et alii (1973) immettono nelle gabbie da 10 a 20 femmine di *Exorista segregata* Rond. con una trentina di maschi più vecchi di un paio di giorni. Anche altri Autori ritengono che il numero dei maschi debba prevalere senza peraltro indicare in quale misura.

TECNICHE DI PARASSITIZZAZIONE.

Dobbiamo distinguere due metodi di parassitizzazione: quello naturale e quello artificiale.

Parassitizzazione naturale.

Tale procedimento consiste nel far sì che ospite e parassita si trovino nello stesso ambiente e vengano a contatto tra loro, come avviene in natura, senza l'intervento diretto dell'Uomo che tende a forzare con vari sistemi l'incontro dei due simbiotici antagonisti.

Il seguente schema riporta un esempio di tecnica di parassitizzazione

Parassita	Ospite	N. larve ospiti	Tempo di esposizione parassita-ospite	N. pupari per larva	N. parassiti
<i>Carcelia illota</i> (Curr.)	<i>Heliothis</i> sp.	18-20	6 ore	1-2	
<i>Eucelatoria armigera</i> (Coq.)	<i>Heliothis</i> sp.	10-20	2 ore	1-7	50 coppie
<i>Exorista mella</i> (Walk.)	<i>Estigmene acraea</i> (Drury)	10-20	4 ore	2-4	
<i>Lespesia archippivora</i> (Ril.)	<i>Spodoptera exigua</i> (Hbn.)	500 ⁽¹⁾	2 ore	4-5 (in media)	
<i>Palexorista laxa</i> (Curr.)	<i>Heliothis</i> sp.	10-20	4 ore		25 coppie
<i>Voria ruralis</i> (Fall.)	<i>Tricoplusia ni</i> (Hbn.)	20	2 ore		25 coppie

⁽¹⁾ Dopo l'esposizione dell'ospite al parassita vengono prelevati gruppi di 30-50 larve che poi vengono poste entro recipienti dalle pareti cerate e contenenti dai 226,80 ai 453,60 g di dieta per l'ospite, a seconda del numero di larve (30-50).

naturale applicata da Bryan et alii (1969).

In tutti i casi descritti le larve da parassitizzare sono poste entro contenitori assieme alla dieta artificiale sulla quale sono allevate.

Per *Microphthalma europaea* Egg. Cochereau (1970) utilizza una scatola (28 × 28 × 9 cm) contenente della terra nella quale vengono infossate, parzialmente, 4 scatole da ovideposizione; ognuna di queste contiene il dittero che così può contaminare, mediante larvette vaganti, l'ospite rappresentato da larve di Scarabeidi affondate nel substrato.

La parassitizzazione naturale viene pure effettuata da Walker (1974) con *Dexia rustica* F. e da Biliotti (1956) con *Phryxe caudata* Rond. Nel caso di *Eucarcelia illota* (Curr.) si utilizza una provetta chiusa con un batuffolo di cotone (7,5 × 2,5 cm) entro la quale viene posto sia l'ospite che il parassita. Per *Drino imberbis* (Wied.) e *Exorista fallax* (Meig.) si adopera una provetta delle stesse dimensioni, però capovolta così che l'apertura poggi sopra un foglio di carta da filtro (Achan et alii, 1968).

Per *Pseudoperichaeta laevis* Vill. la deposizione delle uova avviene quando il parassita sfiora, in volo, la larva ospite. Appena l'uovo è deposto sguscia il planidio che cerca subito un punto di penetrazione (Etienne, 1975).

Per *Euphorocera edwardsii* (Will.), si mette la larva ospite *Pieris rapae* (L.) al suo 5° stadio direttamente entro la gabbia di accoppiamento (Wilkinson e Biever, 1974).

Per *Lespesia archippivora* (Riley) si utilizza la gabbia di ovideposizione alla cui sommità, ricoperta da una rete metallica, si pone una capsula Petri capovolta che racchiude le larve ospiti, rappresentate, in questo caso, da vari Nottuidi *Trichoplusia ni* (Hbn.), *Heliothis zea* (Boddie), *Spodoptera exigua* (Hbn.) e *Estigmene acraea* (Drury) (Bryan et alii, 1968).

Nel caso di *Doryphorophaga doryphorae* Ril. si attua una parassitizzazione naturale mettendo, nello spazio ristretto di una gabbietta, larve di *Doryphora*, preferibilmente all'inizio del 4° stadio e una femmina già fecondata (Biliotti e Persoon, 1965).

Per *Exorista mella* (Walk.) si procede in modo che numerose femmine fecondate vengano a trovarsi con le larve ospiti (*Estigmene acraea* (Drury)) per circa 24 ore, tempo necessario e sufficiente per una loro parassitizzazione (Bryan et alii, 1969).

Per *Voria ruralis* (Fall.) sono stati utilizzati ospiti naturali: *Peridroma saucia* (Hbn.), *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith), *Trichoplusia ni* (Hbn.) e *Autographa californica* (Speyer). Tra questi ospiti il più idoneo ad essere parassitizzato è risultato *T. ni* (Hbn.). Le larve ospiti all'ultimo stadio sono poste in una gabbia della capacità di circa 28 dm³ in presenza di numerosi adulti di *Voria*, per circa 4 ore. Successivamente le larve vengono rimosse e poste individualmente in recipienti di plastica di 30 ml contenenti dieta, in attesa dello sfarfallamento del parassita (Jackson et alii, 1969).

Anche per *Leschenaultia exul* (Loew) si procede ad una parassitizzazione naturale. Le foglie di ciliegio, sulle quali è avvenuta l'ovodeposizione, vengono

prelevate e poste in un recipiente di metallo (5 cm di diametro e 1,2 di altezza) ove l'ospite naturale (*Malacosoma americana* Fabr.), precedentemente introdotto, finisce col mangiarle (Bess, 1936).

La parassitizzazione operata da Bryan et alii (1969) con *L. adusta* (Loew) è in parte naturale e in parte artificiale. Essi infatti introducono nella gabbia del dittero striscie di carta sulle quali le femmine ovidepongono. Le uova possono essere utilizzate immediatamente oppure conservate mediante refrigerazione per un periodo di 1-7 giorni. Il loro distacco si ottiene inumidendole con una soluzione molto debole di sodio ipoclorito. Successivamente si sfiorano le uova con una piccola quantità di dieta così che restano attaccate a tale pabulum che poi verrà somministrato alle larve di *Estigmene acrea* (Drury) quando sono al loro ultimo stadio larvale.

Parassitizzazione artificiale.

Per la parassitizzazione artificiale, largamente impiegata in ricerche sperimentali sui problemi del parassitismo, si procede nel modo seguente: si pratica nelle femmine vivipare od ovovivipare del parassita una incisione ventrale che mette allo scoperto il gonodotto impari stipato di «germi»; successivamente, lacerate le pareti del gonodotto, si ottiene lo sgusciamento e la fuoriuscita delle larvette (cfr. ad esempio Mellini, 1958 e 1962). Con uno spillo entomologico montato su manico è possibile prelevare, una alla volta, le larvette neosgusciate e deporle sul dorso delle larve ospiti.

Nel caso si tratti di femmine deponenti uova microtipiche, es. *Sturmia bella* Meig., si procede almeno inizialmente in modo simile (Campadelli, 1975). Aperto l'addome della femmina l'ovidutto impari gremito di piccolissime uova viene isolato e collocato in un vetrino da orologio col fondo ricoperto di carta bibula imbevuta di acqua distillata. Mediante pinzette viene lacerata la parete dell'ovidutto provocando in tal modo la fuoriuscita delle uova. L'intera operazione viene effettuata al binoculare. I «germi» così disponibili vengono prelevati mediante un finissimo pennellino e trasferiti sul pabulum dell'ospite (*Galleria mellonella* L.) (1).

Un'altra tecnica di parassitizzazione artificiale, ma più complicata, consiste nell'introdurre la larvetta parassita direttamente nel lacunoma dell'ospite. Allo scopo si pratica una piccola incisione nell'ospite previamente anestetizzato e posto su un disco di paraffina. Tale procedimento è stato ad esempio seguito per *Lydella thompsoni* Hert. (Hsiao et alii, 1966); negli ospiti, rappresentati da larve di *Galleria mellonella* L., *Ostrinia nubilalis* Hbn. e *Papaipema nebris* (Suess.) si apre dunque un pertugio a livello della membrana intersegmentale fra il 1° e 2° segmento addominale e vi si introduce, con l'aiuto di un fine pennellino, la larvetta endofaga. In tale modo si otten-

(1) Ho usato modeste quantità di substrato trofico per costringere le larve di 6° e 7° età ad ingerirlo entro un breve lasso di tempo e con esso le uova.

gono risultati soddisfacenti avendo agevolato al massimo la presa di possesso dell'ospite da parte del parassita.

Anche nel nostro Istituto, seguendo lo stesso procedimento, abbiamo parassitizzato larve di *Galleria mellonella* L. ⁽¹⁾ con *Nemoraea pellucida* (Meig.) ottenendo risultati positivi. Peraltro faccio notare che sono stati conseguiti risultati soddisfacenti anche ponendo semplicemente il planidio sul corpo dell'ospite (Campadelli, 1975).

Anche per *Sturmiopsis parasitica* (Curr.) è stata praticata con successo la parassitizzazione artificiale. Dopo il periodo di gestazione (18-19 gg) la femmina viene uccisa e se ne mette allo scoperto l'« utero » pieno di larvette (500-900); mediante un fine pennello fatto di peli di cammello, le larvette sono prelevate e poste sulla larva ospite (vedi tabella D). Le larve così parassitizzate vengono introdotte in una provetta sterilizzata (5×1 cm) contenente un pezzo di canna da zucchero e gambo di sorgo (1,5×0,5 cm) (Nagar-katti e Rao, 1975).

TABELLA D. — Ospiti utilizzati per *Sturmiopsis parasitica* (Curr.) e rispettive percentuali di parassitizzazione.

<i>Chilo auricilius</i> (Dugn.)	25,0
<i>Chilo indicus</i> (Kapur)	37,5
<i>Chilo infuscatellus</i> Sn.	37,5
<i>Chilo partellus</i> (Swinh.)	62,8
<i>Corcyra cephalonica</i> (Stnt.)	0
<i>Galleria mellonella</i> L.	10
<i>Sesamia inferens</i> (Wilk.)	40,4
<i>Tryporyza nivella</i> F.	0

Dalla tabella si può dedurre che gli ospiti che si prestano maggiormente per la parassitizzazione artificiale sono rappresentati da *C. partellus* (Swinh.) e *S. inferens* (Wilk.).

In *Lixophaga diatraeae* Tns. e *Diatraeophaga striatalis* Tns., dopo 9-10 gg dall'accoppiamento, l'addome viene aperto e l'ovidutto impari, contenente le larvette ancora racchiuse negli involucri dell'uovo, è rimosso e posto in una goccia di soluzione fisiologica o in una goccia d'acqua di rubinetto; successivamente, mediante un pennellino fine, le larvette sono prelevate e poste sulla larva ospite (da 1 a 3 larvette su ognuna). L'ospite è poi posto su un piccolo pezzo di midollo di canna da zucchero, che è il suo pabulum naturale, ed introdotto in una provetta di vetro (7,5×1,8 cm)

(1) Le larve sono anestetizzate mediante immersione in acqua per circa mezz'ora. Successivamente vengono prelevate una alla volta, asciugate su carta bibula e poste su un vetrino da orologio. Qui viene praticata la suddetta incisione; dopo avere introdotto la *L*₁ del parassita si ricopre con un altro vetrino da orologio. Le larve, una volta ripresa la propria attività, vengono poste in una capsula Petri (17 cm di diametro e 3 cm di altezza) contenente la dieta.

chiusa con un tappo di cotone (Bennett, 1969). Per la sopracitata *Diatraeophaga striatalis* Towns. Etienne (1965, 1966) impiega una tecnica alquanto diversa. L'addome della femmina viene aperto 8 giorni dopo l'accoppiamento; le uova vengono poste su di un disco di carta da filtro imbevuto di acqua e le larvette che ne sgusciano sono man mano prelevate con una micropipetta per capillarità. A parte si prende un pezzetto di canna da zucchero (6 cm di lunghezza) spaccato a metà e su ogni metà si praticano dei cunicoli entro i quali vengono poste due o tre larve a seconda delle loro dimensioni. Con le micropipette di cui sopra si abbandonano i planidi sulle larve ospiti.

Nel caso di *Palpozenillia palpalis* (Ald.) la femmina viene esaminata dopo 9 giorni dall'accoppiamento, l'utero viene rimosso e posto su un vetrino da microscopio, mentre le uova microtipiche vengono distese su un sottile velo d'acqua. Le uova contenenti larve a sviluppo ultimato vengono utilizzate subito, mentre quelle che contengono embrioni poco sviluppati sono mantenute in ambiente umido per 1-2 giorni. Per la parassitizzazione della larva ospite si procede utilizzando un tubo cilindrico di vetro aperto alle due estremità (1,2 × 0,3 cm). Una di queste viene chiusa con un tappo di midollo di canna da zucchero che porta sulla superficie interna una o più uova, l'altra apertura viene otturata con un batuffolo di cotone dopo aver introdotto nel tubo la larva con l'estremità cefalica rivolta verso le uova. La larva, nel tentativo di uscire, si troverà costretta a mangiare il midollo e inevitabilmente anche le uova autoparassitizzandosi. I tubi di vetro debbono essere posti in un recipiente contenente pezzi di midollo al fine di consentire alle larve ospiti, uscite dai rispettivi tubi, di completare l'accrescimento (Bennett, 1969).

Anche per *Microphthalma europaea* Egg., che depone planidi, si effettua una parassitizzazione artificiale (Hurpin e Fresneau, 1964). In questo caso la gabbia fatta di rhodoid, come quelle generalmente utilizzate per l'allevamento e l'accoppiamento, viene sovrapposta ad un recipiente delle stesse dimensioni ripieno d'acqua e ricoperto con mussola sulla quale la femmina matura, non avendo a disposizione l'ospite, depone i planidi. Questi per geotattismo e igrotattismo positivo e fototattismo negativo cadono sulla superficie dell'acqua ove restano sostenuti dalla tensione superficiale. Successivamente con un paio di pinzette sottili i planidi vengono prelevati e posti su larve di Scarabeidi: *Cetonia aurata* L., *Potosia cuprea* F. e *Oxythyrea funesta* Poda.

CONSERVAZIONE DEI PUPARI

Anche i pupari esigono particolari condizioni perchè possa avvenire un regolare sfarfallamento degli adulti.

I pupari di varie specie vengono posti in speciali contenitori, sovente assieme a materiali adatti a mantenere un certo grado di umidità.

Le sostanze a cui più di frequente si ricorre per questo scopo sono le seguenti:

S f a g n o . Nel caso di *Sturmiopsis inferens* Towns. (Rao e Baliga, 1968) i contenitori sono costituiti da capsule Petri di medie dimensioni al cui interno viene posto sfagno sterilizzato e bagnato giornalmente con acqua fredda, quindi strizzato per allontanare l'umidità in eccesso.

M u s c h i o . Nel caso di *Lixophaga diatraeae* Tns. (Kaalra et alii, 1969) il muschio, una volta inumidito, viene posto all'interno di capsule Petri.

M u s c h i o e r e s i d u i d i c a n n a d a z u c c h e r o . Usati per *Diatraeophaga striatalis* Towns., *Palpozenillia palpalis* (Ald.) e *Lixophaga diatraeae* Tns. che sono appunto parassiti di Lepidotteri minatori di questa ultima pianta (Bennett, 1969). I pupari sono sistemati in cassette di legno (20×20×30 cm) con i suddetti materiali inumiditi e sterilizzati; su ogni parete sono infisse due provette (2,5×12,5 cm) di vetro atte a catturare gli adulti man mano sfarfallano⁽¹⁾ e così trasferirli nelle gabbie di allevamento.

T o r b a . È stata impiegata, ad esempio, per la conservazione dei pupari di *Microphthalma europaea* Egg. (Mohanraj e Saxena, 1964; Hurpin e Fresneau, 1964).

C e l l u l o s a . Etienne (1965, 1966, 1968, 1971) l'ha ripetutamente sfruttata, previa leggera umidificazione, per *Diatraeophaga striatalis* Towns.

C o t o n e i d r o f i l o . Per *Sturmiopsis inferens* Towns. Kamran e Raros (1971) utilizzano scatole (7,5×6,5×21,25 cm) entro le quali i batuffoli di cotone imbevuti di acqua sono ricoperti con carta assorbente sulla quale sono posti i pupari.

F i b r e d i p l a s t i c a e t e r r a . Questo materiale è stato posto sul fondo di un recipiente di vetro da Patel e Sing (1972) per i pupari di *Goniophthalmus halli* Mesn.

In altri casi invece i pupari vengono conservati, specie se per brevi periodi in attesa degli sfarfallamenti, in contenitori di svariata forma e materiale, senza l'aggiunta di sostanze umidificanti. In loro vece siffatte gabbie presentano sovente accorgimenti vari che facilitano la cattura degli adulti man mano sfarfallano. A questo scopo le più comuni sono le cassette di legno adottate da Scaramuzza (1952) per *Lixophaga diatraeae* Tns.; esse misurano cm 12×20×25 e su ognuna delle pareti laterali sono aperti otto fori del diametro di 2,5 cm, in ognuno dei quali viene inserito un tubo di vetro della lunghezza di 7,5 cm. In questi tubi vengono attirati per fototattismo gli adulti che dopo essere stati sessati vengono collocati nelle gabbie per gli accoppiamenti.

Talora per fornire un adeguato appoggio agli adulti neosfarfallati, che debbono distendere le ali e consolidare i loro tegumenti, vengono collocati all'interno di tali contenitori supporti vari; Biliotti (1956), ad esempio, per

(1) È chiaro che in questo caso gli adulti sono catturati sfruttando il loro fototattismo.

Phryxe caudata Rond. immette striscie di carta piegata a fisarmonica. Talvolta per provvedere alle prime esigenze delle immagini da poco formate s'introduce, come hanno fatto Elsey e Rabb (1970) per *Voria ruralis* (Fall.), una capsula Petri col fondo ricoperto da un pezzetto di carta da filtro dello stesso diametro sulla quale viene capovolta una provetta piena d'acqua.

Infine volendo conservare i pupari per lungo tempo occorre adottare, oltre che basse temperature, anche particolari accorgimenti. Così Biliotti e Desmier De Chenon (1971), che in laboratorio hanno mantenuto in vita quelli di *Pales pavida* Meig. per più di un mese, pongono in evidenza che prima di porli a 4 °C è necessario lasciare trascorrere 4 giorni dalla loro formazione; successivamente posti alla temperatura di 20 °C lo sviluppo riprende normalmente.

RIASSUNTO

Data l'enorme importanza pratica, oltre che scientifica, dei Ditteri Tachinidi in vari casi si sono realizzati allevamenti in condizioni artificiali al fine di moltiplicarli in grande numero per poi liberarli in campo a scopo di lotta biologica. Sovente però la loro moltiplicazione in laboratorio presenta notevoli difficoltà, così si è ritenuto opportuno consultare l'ampia bibliografia concernente questa famiglia, al fine di riunire i dati relativi alle tecniche d'allevamento.

Le maggiori difficoltà s'incontrano nel mantenere in vita gli adulti, nell'ottenere gli accoppiamenti e successivamente femmine capaci di prolificare. Di solito la dieta è costituita da acqua e miele in varie concentrazioni secondo la specie; a volte viene inoltre somministrato, a parte, dello zucchero in forma granulare o di cubetti. Le soluzioni zuccherine debbono in ogni caso essere rinnovate tutti i giorni, al fine di evitare fermentazioni nocive all'insetto.

Oltre la dieta un fattore importante è rappresentato dalla gabbia o dalle gabbie in cui il Tachinide viene allevato. Alcuni Autori infatti utilizzano un'unica gabbia che serve per gli accoppiamenti, per consentire alle femmine fecondate di portare a maturità le uova e da ultimo per la proliferazione. Altri invece sono concordi per l'uso di due o tre tipi distinti di gabbie per queste tre fasi della vita degli adulti.

Per quanto riguarda la forma, le gabbie sono generalmente cubiche o a forma di parallelepipedo; la loro capacità varia in relazione al numero di individui che vi si vogliono allevare.

Dopo avere esaminato l'aspetto tecnico sono presi in considerazione i fattori fisici quali temperatura, umidità relativa, fotoperiodo e intensità luminosa. La temperatura delle celle varia da specie a specie, a secondo del luogo di origine del dittero; tuttavia, in genere, si aggira sui 24 °C; così pure la U.R. oscilla in media sui 60-70%. Gli altri due fattori, fotoperiodo e intensità luminosa, variano da specie a specie sempre in relazione al paese d'origine del Tachinide.

Due fattori molto importanti per ottenere gli accoppiamenti sono il rapporto numerico dei sessi e l'età dei maschi rispetto a quella delle femmine. In quanto alla sex ratio è di solito consigliabile che il numero dei maschi superi largamente quello delle femmine. Per quanto riguarda l'età degli adulti, generalmente il maschio deve essere più vecchio della femmina di due-tre giorni; quest'ultima poche ore dopo essere sfarfallata è già in grado di essere fecondata.

Anche i pupari esigono particolari attenzioni perchè possa avvenire un regolare sfarfallamento. Innanzitutto debbono essere conservati entro recipienti di medie dimensioni, nei

quali va introdotto muschio, sfagno ecc., sempre sterilizzati per evitare l'insorgenza di muffe ed opportunamente bagnati per mantenere un certo grado di umidità indispensabile per la sopravvivenza del dittero.

Per quanto riguarda la parassitizzazione negli allevamenti possiamo distinguerne una naturale e una artificiale. La prima si verifica quando ospite e parassita vengono posti insieme in modo che quest'ultimo possa aggredire la vittima senza l'intervento diretto dell'Uomo. Nel secondo caso il contatto tra i due simbionti antagonisti viene realizzato dall'Uomo stesso che depone la larvetta neosgusciata dell'entomofago sul corpo o dentro il corpo dell'ospite, dopo averla prelevata mediante un pennellino dalle vie genitali della femmina parassita.

Rearing techniques for Diptera Tachinidae with particular regard to the adults.

S U M M A R Y

Due to the great practical, besides scientific, importance of Diptera Tachinidae, in various cases they have been reared in artificial conditions in order to multiply their number and release them in fields with the aim of biological control. Often, however, multiplication in laboratory presents great difficulties, such that we felt it would be best to consult the ample literature concerning this family in order to collect the data regarding the rearing techniques.

The greatest difficulties involve keeping the adults alive, having them mate and following this, obtaining females capable of proliferating. The diet is usually made up of water and honey in different concentrations, depending on the species; sometimes, besides this latter, granulated and lump sugar is given apart. In any case the sugar solutions have to be renewed everyday in order to avoid fermentations which are harmful to the Insect.

Besides the diet, the cage or cages in which the Tachinidae are reared represents an important factor. In fact, some Authors use just one cage which is for mating, in order to permit the females to mature the eggs and finally for proliferation. Instead, others agree on the use of two or three distinct types of cages for these three stages of adult life.

With regard to shape, the cages are generally cube-shaped or parallelepiped; their capacity varies in relation to the number of Insects to be reared.

After having examined the technical aspect, the physical factors, such as temperature, relative humidity, photoperiod and light intensity are considered. The chamber temperature varies from species to species, depending on the Diptera's place of origin; however, it is usually around 24 °C. Thus the relative humidity is usually around 60-70%. The other two factors, photoperiod and light intensity, vary from species to species always in relation to the Tachinidae original country.

Two factors which are very important for mating are the sex ratio and the age of the males with regard to that of the females. With regard to the sex ratio it is usually advisable that the number of males exceed that of the females. With regard to the age of the adults, the males should generally be older than the females by two-three days; these latter are able to be fertilized just a few hours after having left the cocoon.

Particular attention must also be given to the pupae so that normal flight takes place. First of all, they must be kept in medium-sized containers, where moss, sphagnum etc. should be introduced; these latter should always be sterilized to avoid moulds and suitably moistened to maintain a certain moisture level indispensable for the survival of the Diptera.

With regard to the parasitization in rearing we can distinguish between natural and artificial parasitization. The former occurs when host and parasite are put together so that this latter can attack the victim without the direct interference of humans. In the second

case the contact between the two symbiont antagonists is caused by human beings who place the newly-hatched larvae of the entomophagous Insect on or in the body of the host, after having extracted them from the genital organs of the female parasite using a small brush.

BIBLIOGRAFIA CITATA

- ABDU R., CHAUTHANI, HAMM J., 1967. - Biology of the exotic parasite *Drino munda* (Diptera: Tachinidae). - *Ann. ent. Soc. Am.*, 60: 373-376.
- ACHAN P. D., MATHUR K. C., DHARMADHIKARI P. R., MANJUNATH T. M., 1968. - Parasites of *Heliothis* spp. in India. - *Techn. Bull. Comm. Inst. Biol. Control.*, 10: 129-150.
- ADAM S. D., WATSON T. F., 1971. - Adult biology of *Exorista mella*. - *Ann. ent. Soc. Am.*, 64: 146-149.
- ARCE M. G., 1970. - Morfologia de los estados inmaduros y aspectos biologicos de *Euphorocera haywardi* (Blanchard) (Dipt.: Tach.) parásita de *Colias lesbia* (F.). - *Revista de Investigaciones Agropecuarias, INTA, Patologia Vegetal*, 7: 106-127.
- ATTIA F. I., 1973. - *Alophora lepidofera* (Diptera: Tachinidae) a native parasite of the rutherghlen bug, *Nysius vinitor* and the grey cluster bug, *Nysius cleavelandensis* (Hemiptera: Lygaeidae) in Australia. - *S. Aust. ent. Soc.*, 12: 353-354.
- BALDWIN W. F., COPPEL H. C., 1949. - Observations on the emergence of *Phorocera hamata* A. and W. (Tachinidae). - *Can. Ent.*, 79: 221-223.
- BARTLETT K. A., 1941. - The biology of *Metagonistylum minense* Tns. a parasite of the sugar cane borer. - *Puerto Rico Experiment Station Bull.*, 40: 1-20.
- BEG M. N., BENNETT F. D., 1974. - *Plagiprospherysa trinitatis* (Dipt.: Tachinidae), a parasite of *Felasmopalpus lignosellus* (Lep.: Phycitidae) in Trinidad, W.I. - *Entomophaga*, 19: 331-340.
- BENNETT F. D., 1969. - Tachinid flies as biological control agents of sugar cane moth borers. - In: *Pests of sugar cane*, (Williams J. R., Metcalfe J. R., Montgomery R. W., Mathes R.), Elsevier Publishing Company, Amsterdam, London, New York, 561 pp.
- BERGERARD J., 1975. - Action de la temperature sur la determination et la differentiation sexuelle des Insectes. - *Bull. Soc. Zool. France*, I: 85-94.
- BESS H. A., 1936. - The biology of *Leschenaultia exul* Townsend, a Tachinid parasite of *Malacosoma americana* Fabricius and *Malacosoma distria* Hubner. - *Ann. ent. Soc. Am.*, 29: 593-613.
- BETBEDER-MATIBET M., 1967. - Note sur la biologie de *Diatraeophaga striatalis* Townsend Tachinaire parasite de *Proceras sacchariphagus* Boj. - *Entomophaga*, 12: 161-173.
- BILIOTTI E., 1956. - Biologie de *Phryxe caudata* Rondani (Dipt. Larvaevoridae) parasite de la chenille processionnaire du pin (*Thaumetopoea pityocampa* Schiff.). *Rev. Path. Vég. Ent. Agric. France*, 35, 1: 50-65.
- BILIOTTI E., PERSON C. J., 1965. - Possibilites d'utilisation de *Doryphorophaga doryphorae* Riley dans la lutte biologique contre le Doryphore. - *Ann. Soc. Ent. Fr. (N.S.)*, 1: 251-262.
- BILIOTTI E., DESMIER DE CHENON R., 1971. - Le parasitisme de *Pales pavidata* Meig. (Dip.: Tachinidae) sur *Galleria mellonella* L. (Lep.: Galleriidae). Mise au point d'un élevage permanent en laboratoire. - *Ann. Zool. Ecol. anim.*, 3:361-371.

- BRENIÈRE J., BETBEDER-MATIBET M., ETIENNE J., RAKOTONDRAHAJA., 1966. - Une tentative d'introduction à la Réunion et à Madagascar de *Diatraeophaga striatalis* Townsend pour la lutte contre *Proceras sacchariphagus*, borer ponctué de la canne à sucre. - *L'Agron. trop.*, 3: 361-384.
- BRUBAKER R. W., 1968. - Seasonal occurrence of *Voria ruralis*, a parasite of the cabbage looper, in Arizona, and its behavior and development in laboratory culture. - *J. econ. Ent.*, 61: 306-309.
- BRYAN D. E., JACKSON C. G., PATANA R., 1968. - Laboratory studies of *Lespesia archippivora* in four lepidopterous hosts. - *J. econ. Ent.*, 61: 819-823.
- BRYAN D. E., JACKSON C. G., STONER A., 1969. - Rearing cotton Insect parasites in the laboratory. - *Prod. Res. Rep.* 109, U.S. D.A., pp. 1-3.
- CAMPADELLI G., 1975. - *Galleria mellonella* L. quale ospite di sostituzione per Ditteri Larvevoridi. - *Boll. Ist. Ent. Univ. Bologna*, 32: 203-213.
- COCHEREAU P., 1970. - Élevage en nouvelle-Calédonie de *Microphthalma europaea* Egg. (Diptera, Tachinidae) sur l'hôte de substitution *Protaetia fusca* Hrbt. (Coleoptera, Scarabaeidae, Cetoniinae). - *Entomophaga*, 15: 281-285.
- COPPEL H. C., HOUSE H., 1947. - A description of cages used for the large-scale breeding of *Sturmia* sp., a Tachinid parasite of sawflies. - *Can. Ent.*, 79: 74-80.
- COPPEL H. C., MAW M. G., 1954 a. - Studies on Dipterous parasites of the spruce budworm, *Choristoneura fumiferana* (Clem.) (Lepidoptera: Tortricidae). III. *Ceromasia auricaudata* Tns. (Diptera: Tachinidae). - *Can. J. Zool.*, 32: 144-156, 16 figs.
- 1954 b. - Studies on Dipterous parasites of the spruce budworm, *Choristoneura fumiferana* (Clem.) (Lepidoptera: Tortricidae). IV. *Madremyia saundersii* (Will.) (Diptera: Tachinidae). - *Can. J. Zool.*, 32: 314-323, 16 figg.
- COPPEL H. C., SMITH B. C., 1957. - Studies on dipterous parasites of the spruce budworm, *Choristoneura fumiferana* (Clem.) (Lepidoptera: Tortricidae). V. *Omotoma fumiferanae* (Tot.) (Diptera: Tachinidae). - *Can. J. Zool.*, 35: 581-592.
- COPPEL H. C., 1958. - Studies on dipterous parasites of the spruce budworm, *Choristoneura fumiferana* (Clem.) (Lepidoptera: Tortricidae). VI. *Phorocera incrassata* Smith (Diptera: Tachinidae). - *Can. J. Zool.*, 36: 453-462.
- DELOBEL B., LAVIOLETTE P., 1969. - Elevage de *Phryxe caudata* Rond. (Larvaevoridae) parasite de *Thaumetopoea pityocampa* Schiff. sur un hôte de remplacement: *Galleria mellonella*. - *C.R. Acad. Sc. Paris*, 268 Serie D: 2436-2438.
- DELOBEL B., 1970. - *Galleria mellonella* L., hôte de remplacement pour *Phryxe caudata* Rond. (Dipt. Larvaevoridae) parasite de *Thaumetopoea pityocampa* Schiff. - *Ann. Zool. Ecol. anim.*, 2: 373-379.
- DOWDEN P. B., 1933. - *Lydella nigripes* and *L. piniariae*, fly parasites of certain tree-defoliating caterpillars. - *J. agric. Res. Washington, D.C.*, 46: 963-995.
- 1934. - *Zenillia libatrix* Panzer, a Tachinid parasite of the gypsy moth and brown-tail moth. - *J. agric. Res. Washington, D.C.*, 48: 97-114, 4 figg.
- DU RANT, III, J. A., 1967. - Studies on the bionomics of the parasite *Lixophaga mediocris* Aldrich, its host, *Rhyacionia frustrana* (Comstok) and the host-parasite relationship. - *Diss. Abstr.*, 28 B: 221.
- ELSEY D. K., RABB R. L., 1970. - Biology of *Voria ruralis* (Diptera: Tachinidae). - *Ann. ent. Soc. Am.*, 63: 216-222.
- ETIENNE J., 1965. - Introduction de *Diatraeophaga striatalis* à la Réunion. - In: *Rapport Annual 1965, IRAT-Réunion*, pp. 64-78.
- 1966. - Elevage à la Réunion de *Diatraeophaga striatalis* Townsend, tachinaire parasite du borer ponctué de la canne à sucre, *Proceras sacchariphagus* Bojer. - *IRAT-Réunion*, pp. 32.

- 1968. — Two years of the Javanese tachinid *Diatraeophaga striatalis* Towns., a parasite of the cane moth borer *Proceras sacchariphagus* Boj., in Réunion Island. - *I.S.S.C.T. Proceedings* 1968, 13-th Congress, Taiwan Elsevier Publishing Company Amsterdam, pp. 1305-1320.
- 1969. — Étude en laboratoire de la Tachinaire *Diatraeophaga striatalis* Townsend, parasite naturel de *Chilo sacchariphagus* Bojer. - *Entomophaga*, 14: 407-419.
- 1971. — Tentative d'implantation de deux espèces de Tachinaires contre *Chilo sacchariphagus* a la Réunion. - *Agron. Trop.*, 26: 337-339.
- 1972. — *Lixophaga diatraeae* Towns. reared on non-congeneric lepidopterous hosts. - *Proceedings of 14-th Congress, I.S.S.C.T.*, 1972, pp. 496-501.
- 1975. — Notes sur l'élevage et la biologie de *Pseudoperichaeta laevis* (Dipt.: Tachinidae) sur hôte de laboratoire. - *Entomophaga*, 20: 105-111.
- GALLO, 1951 b. — A introducao da *Lixophaga diatraeae* em nosso meio. - *Revta Agric. Piracicaba*, 26: 117-126.
- GRENIER S., 1973. — Influence de l'accouplement sur la descente des oeufs dans l'utérus du parasite *Phryxe caudata* Rondani (Diptera Tachinidae). - *Ann. Zool. Ecol. anim.*, 5: 379-384.
- HENDRICK R. D., STERN V. M., 1970. — Biological studies of three parasites of *Nabis americanoferus* (Hemiptera: Nabidae) in Southern California. - *Ann. ent. Soc. Am.*, 63: 382-391.
- HOLLOWAY J. K., 1939. — An agar preparation of *Sturmia* sp., a parasite of sawflies. - *J. econ. Ent.*, 32: 154.
- HOUSE H. L., 1947. — The laboratorii propagation of *Sturmia* sp., a parasite of sawflies. - *Rept. Quebec Soc. Protection Plants*, 30: 60-62.
- HSIAO T. H., HOLDAWAY F. G., CHIANG H. C., 1966. — Ecological and physiological adaptations in Insect parasitism. - *Ent. exp. appl.*, 9: 113-123.
- HURPIN B., FRESNEAU M., 1964. — Sur la biologie de *Microphthalma europaea* Egg., Tachinaire parasite des larves de Scarabaeidae. - *Entomophaga*, 9: 187-205.
- JACKSON C. G., BUTLER JR. C. D., BRYAN D. E., 1969. — Time required for development of *Voria ruralis* and its host, the cabbage looper, at different temperatures. - *J. econ. Ent.*, 62: 69-70.
- KALRA A. N., DAVID H., BANERJI D. K., 1969. — Preliminary observations on the Cuban fly, *Lixophaga diatraeae* Tns., an exotic parasite of moth borers of sugarcane. - *Indian sugar*, 19: 1-5.
- KAMRAN M. A., RAROS E. S., 1971. — Introduction, laboratory propagation, and field releases of *Sturmiopsis inferens* in the Philippines. - *J. econ. Ent.*, 64: 1277-1280.
- LANDIS B. J., HOWARD N. F., 1940. — *Paradexodes epilachnae*, a Tachinid parasite of the Mexican bean beetle. - *U.S.D.A. Tech. Bull.*, 721: 1-31.
- MAW M. G., COPPEL H. C., 1953. — Studies on Dipterous parasites of the spruce budworm, *Choristoneura fumiferana* (Clem.). II. *Phryxe pecosensis* (Tns.) (Diptera: Tachinidae). - *Can. J. Zool.*, 31: 392-403.
- MELLINI E., 1958. — Effetti della penetrazione precoce nell'ospite sullo sviluppo del parassita. - *Atti dell'Accademia delle Scienze dell'Istituto di Bologna*, Serie XI, 5: 1-9.
- 1962. — Studi sui Ditteri Larvevoridi. VIII. *Strobliomyia tibialis* R.D. su *Lithosia complana* L. (Lepidoptera Arctiidae) e generalità sulla sopravvivenza degli Insetti ospiti all'esodo dei parassitoidi. I *Boll. Inst. Ent. Univ. Bologna*, 26: 103-129, 28 figg.
- 1962. — Studi sui Ditteri Larvevoridi. IX. *Steiniella callida* Meig. su *Melasoma populi* L. (Coleoptera Chrysomelidae). - *Boll. Inst. Ent. Univ. Bologna*, 26: 131-159, 13 figg.

- 1962. — Studi sui Ditteri Larvevoridi. X. Influenze degli stati postembrionali dell'ospite (*Melasoma populi* L.) sul ritmo di sviluppo del parassita (*Steiniella callida* Meig.). - *Boll. Inst. Ent. Univ. Bologna*, 26: 161-177, 5 figg.
- MOHANRAJ MRS. G., SAXENA A. P., 1964. — On the introduction into India of some Tachinid parasites of sugarcane moth-borers. - *Techn. Bull. Comm. Inst. Biol. Control*, 4: 43-61.
- MONTEITH L. G., 1962. — Loss of attractiveness *Bessa harveyi* (Tns.) (Diptera: Tachinidae) of host larvae during cold storage. - *Can. Ent.*, 94: 881-883.
- NAGARKATTI S., RAO V. P., 1975. — Biology of and rearing technique for *Sturmiopsis parasitica* (Curr.) (Diptera, Tachinidae), a parasite of graminaceous borers in Africa. - *Bull. ent. Res.*, 65: 165-170.
- O'CONNOR, 1950. — *Trichopoda pennipes* F. in Fiji and the British Solomon islands. - *Agric. J.*, 21: 61-92.
- PARKER L. B., 1934. — Notes on the life history and biology of *Centeter unicolor* Aldrich. - *J. econ. Ent.*, 27: 486-491.
- PATEL R. C., SINGH H. R., 1972. — Biology and breeding method of *Goniophthalmus halli* Mesnil (Diptera: Tachinidae), a larval parasite of *Heliothis armigera* (Hbn.). - *Indian J. agric. Sci.*, 42: 739-743.
- RAHMAN M., 1966. — Observations on the biology of *Exorista flaviceps* Macquart, a parasite of *Pieris rapae* L., in South Australia. - *Proc. agric. Symp.*, pp. 125-129.
- RAO V.P., RAO V. S., 1964. — *Spoggosia* (*Stomatomyia*) *bezziana* (Bar.), a Tachinid parasite of the coconut caterpillar *Nephantis serinopa* Meyr. - *Techn. Bull. Comm. Inst. Biol. Control*, 4: 95-111.
- RAO J. K., 1967. — Trials with the taiwan strain *Lixophaga diatraeae* Tns. in India. - *Techn. Bull. Comm. Ist. Biol. Control*, 9: 25-29.
- RAO J. K., BALIGA H., 1968. — *Sturmiopsis inferens* Towns., a Tachinid parasite of sugarcane and paddy stem borers. - *Techn. Bull. Comm. Inst. Biol. Control*, 10: 33-48.
- REARDON R. C., STATLER M. W., MC LANE W. H., 1973. — Rearing techniques and biology of five gypsy moth parasites. - *Env. Ent.*, 2: 124-127.
- SCARAMUZZA L. C., 1930. — Preliminary report on a study of the biology of *Lixophaga diatraeae* Tns. - *J. econ. Ent.*, 23: 999-1004.
- 1952. — La mosca cubana. Informe sobre la introduccion de la *Lixophaga diatraeae* Tns., la mosca cubana, para el control biologico del barreno de la cana en el Perú. - *Mems. Estac. exp. agric. nac. agric.*, Lima, s/n1: 18 pp.
- SEVERIN H. H. P., SEVERIN H. C., HARTUNG W., 1915. — The stimuli which cause the eggs of the leaf-ovipositing Tachinidae to hatch. - *Psyche*, 22: 132-137.
- SIMMONDS F. J., 1958. — The effect of lizards on the biological control of scale Insects in Bermuda. - *Bull. ent. Res.*, 49: 601-612.
- WALKER M. G., 1974. — Notes on the biology of *Dexia rustica* F., a Dipterous parasite of *Melolontha melolontha* L. - *Proc. zool. Soc. Lond.*, 113: 126-176, 15 figg., 21 ref.
- WILKINSON J. D., BIEVER K. D., 1974. — Biological studies of *Euphorocera edwardsii* (Diptera: Tachinidae), an endoparasitoid of *Pieris rapae*. - *Ann. ent. Soc. Am.*, 67: 285-286.