

ALMA MATER STUDIORUM - UNIVERSITÀ DI BOLOGNA

DIPARTIMENTO DI SCIENZE E TECNOLOGIE AGROAMBIENTALI

Viale G. Fanin 44- 40127 Bologna

ENTOMOLOGIA

DOTTORATO DI RICERCA IN ENTOMOLOGIA AGRARIA

XXI CICLO

Settore scientifico disciplinare di afferenza: AGR/11 – Entomologia generale e applicata

NUOVE TECNICHE PER L'ALLEVAMENTO MASSALE DI
DITTERI DEL GENERE *COENOSIA* MEIGEN

Presentata da: Marta Valentini

Coordinatore Dottorato

CH.MO PROF. PIERO BARONIO

Relatore

CH.MO PROF. MARIO COLOMBO

Esame finale anno 2009

INTRODUZIONE.....	3
PARTE GENERALE	4
GENERE <i>COENOSIA</i> MEIGEN	4
SPECIE EUROPEE DEL GRUPPO <i>TIGRINA</i>	6
<i>Caratteri morfologici</i>	6
<i>Distribuzione geografica</i>	7
<i>Biologia</i>	8
<i>COENOSIA</i> SPP. COME AUSILIARI.....	11
<i>Interesse e selezione</i>	11
<i>Dinamiche di popolazione</i>	12
<i>Efficienza di predazione in laboratorio e possibilità di impiego in serra</i>	13
<i>Rapporto con altri ausiliari</i>	14
<i>Allevamento massale</i>	15
<i>Open rearing</i>	17
PARTE SPERIMENTALE.....	19
PREDE	19
<i>Prove di appetibilità</i>	19
Materiali e metodi	19
Risultati	19
<i>Allevamento di Bradysia paupera Tuomikoski</i>	20
Materiali e metodi	20
Risultati	23
<i>Allevamento di Scatella stagnalis Fallén</i>	26
Materiali e metodi	26
Risultati	28
<i>Allevamento di Drosophila melanogaster Meigen</i>	31
Materiali e metodi	31
Risultati	32
<i>Considerazioni</i>	35
<i>COENOSIA ATTENUATA</i> STEIN	37
<i>Allevamento in vivo</i>	37
Materiali e metodi	37
<i>Prove preliminari di allevamento</i>	37
<i>Allevamento su B. paupera</i>	38
<i>Allevamento su D. melanogaster</i>	39
Risultati	40
<i>Prove preliminari di allevamento</i>	40
<i>Allevamento su B. paupera</i>	41
<i>Allevamento su D. melanogaster</i>	41
Considerazioni	42
<i>Allevamento in vitro</i>	42
Materiali e metodi	42
Risultati	45
Considerazioni	46
<i>Prove con adulti catturati in serra</i>	47
Materiali e metodi	47
Risultati	49
Considerazioni	55
<i>Prova con adulti sfarfallati in allevamento</i>	55
Materiali e metodi	55
Risultati	56
Considerazioni	57
<i>Monitoraggio</i>	58
Materiali e metodi	58
Risultati	58
CONSIDERAZIONI CONCLUSIVE	62
BIBLIOGRAFIA	64
ALLEGATO.....	68

INTRODUZIONE

Il genere *Coenosia* Meigen è costituito da specie polifaghe predatrici sia allo stadio adulto, sia larvale. In Europa è stata rilevata la presenza spontanea di specie del gruppo *tigrina* nelle serre. In tali ambienti *Coenosia* spp. sono in grado di insediarsi stabilmente per lunghi periodi, svolgendo nella comunità dei Ditteri predatori un ruolo preminente nel contenimento di importanti avversità. Nella gamma d'ospiti degli adulti, infatti, sono compresi anche Aleirodidi, Agromizidi e Sciaridi, che vengono predati allo stadio immaginale, a differenza di quanto avviene con altri antagonisti. *Coenosia* spp. sono state dunque individuate come potenziali agenti di controllo biologico e sono stati intrapresi studi per valutarne le effettive possibilità di applicazione in programmi di lotta biologica e integrata in serra. Verificate in laboratorio l'efficienza di predazione e la compatibilità con altri antagonisti, gli studi sono stati indirizzati all'allevamento dell'insetto, nell'ottica di una produzione massale. In Germania *Coenosia* spp. sono state allevate *in vivo*, per la prima volta, su Sciaridi moltiplicati su fibra di legno inoculata con *Fusarium* spp.. La procedura, riferimento per modifiche e studi successivi condotti anche in Italia, si svolge in tre fasi: preparazione del substrato per gli Sciaridi, moltiplicazione di questi ultimi e introduzione delle *Coenosia* spp.. Il metodo è molto laborioso, soprattutto nella prima fase che presuppone l'allevamento in purezza di *Fusarium* spp.; necessita di tempi lunghi per la moltiplicazione dell'ospite e, come sperimentato in prove successive condotte in Italia, non garantisce produzioni regolari. Se dunque può essere applicato per studi in laboratorio, il sistema di allevamento risulta incompatibile con le esigenze economiche di una produzione massale. Nonostante parziali semplificazioni abbiano consentito di produrre il quantitativo di pupe necessarie allo svolgimento delle prove sperimentali in serra, ad oggi non è stata avviata una produzione commerciale di *Coenosia* spp..

Sulla base di tali premesse, la presente ricerca è stata condotta allo scopo di studiare delle migliorie che rendano il sistema più pratico ed economico, in previsione di una eventuale produzione massale.

PARTE GENERALE

GENERE *COENOSIA* MEIGEN

Il genere *Coenosia* Meigen è il più ampio tra i Cenosiini (Henning, 1955-1964; Couri e Pont, 2000). Comprende circa 360 specie e 6 sottospecie nel mondo (Pont, 1986; Wan-qi Xue e Yan-feng Tong, 2003), per la maggior parte concentrate nella regione paleartica dove sono state individuate 108 specie. 16 specie e una sottospecie sono state segnalate nella regione orientale (Cui e Li, 1996) e 83 specie e due sottospecie in Cina (Wan-qi Xue e Yan-feng Tong, 2003; Wan-qi Xue e Yan-feng Tong, 2004). Nella regione nearctica sono presenti 84 specie di *Coenosia* (Huckett e Vocheroth, 1987) e 39 in quella neotropica. Il genere è presente anche nella regione afrotropicale, dove *Coenosia* spp. sono ampiamente diffuse (Pont, 2007).

I caratteri che distinguono il genere sono:

- fronte del maschio e della femmina della stessa lunghezza;
- un paio di sete orbitali reclinate, l'arista con peli molto brevi (figg. 1, 2);
- proboscide modificata per la predazione, con robusti denti prestomali (figg. 3-5);
- scuto con un paio di sete presuturali dorsocentrali e 3 paia di sete postsuturali dorsocentrali (fig. 6), 3 sete catepisternali disposte ai vertici di un triangolo, la seta proepimerale diretta centralmente (fig. 7), il maschio senza la seta prealare;
- tibie posteriori con una seta anteroventrale e una anterodorsale (Huckett e Vocheroth, 1987; Xue e Chao, 1996).

Il genere *Coenosia* è stato diviso in cinque gruppi: *flavimana*, *intermedia*, *pumila*, *testacea* e *tigrina*. Le specie del gruppo *tigrina* si riconoscono facilmente perché le sete anteroventrali e anterodorsali delle tibie posteriori sono inserite alla stessa altezza e parallele, come appaiate (Henning, 1961) (figg. 8, 9). Il gruppo comprende 8 specie e 2 sottospecie note. In Europa sono diffuse *C. tigrina* Fabricius, *C. humilis* Meigen, *C. atra* Meigen, *C. strigipes* Stein e *C. attenuata* Stein (Henning, 1964). In Cina oltre a *C. attenuata*, *C. strigipes* e *C. humilis* sono presenti *C. strigipes bannaenensis* subsp. nov., *C. exigua* Stein, *C. breviaedeagus* Wu et Xue, *C. albisquama* sp. nov. e *C. attenuata brunnea* subsp. nov. (Wan-qi Xue e Yan-feng Tong, 2003). Negli Stati Uniti si trovano *C. tigrina*, *C. humilis* e *C. attenuata* (Hoebeker et al., 2003).

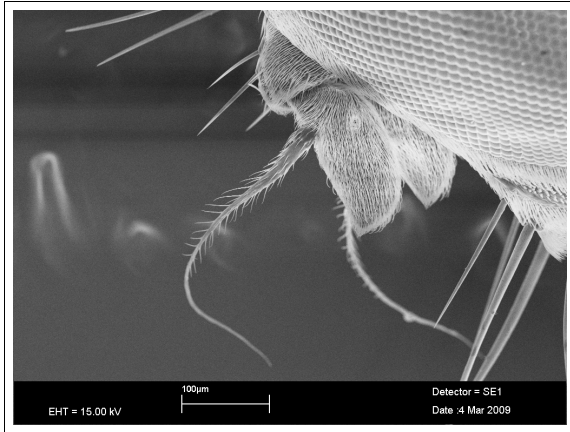


Fig. 1. Antenne di *C. atra* Meigen (foto di M. Saracchi).

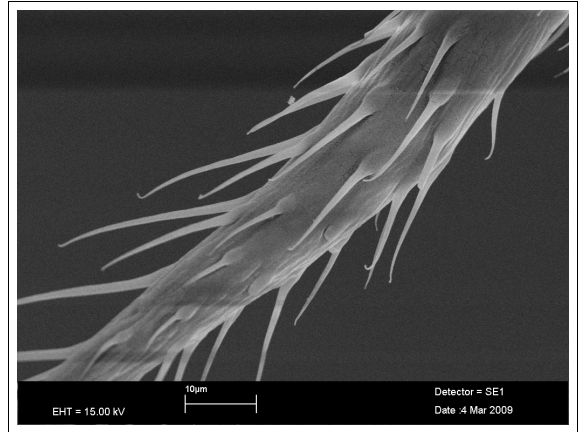


Fig. 2. Particolare dell'arista di *C. atra* Meigen (foto di M. Saracchi).

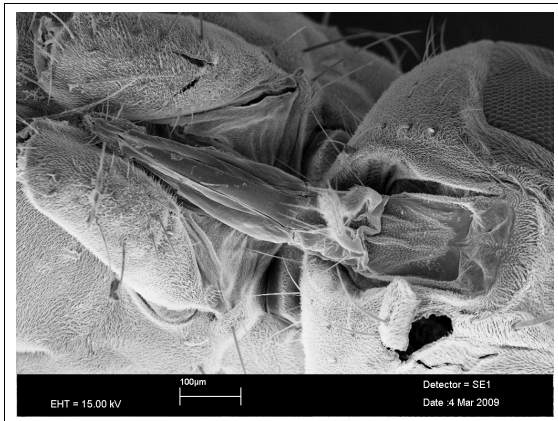


Fig. 3. Proboscide di *C. attenuata* Stein (foto di M. Saracchi).

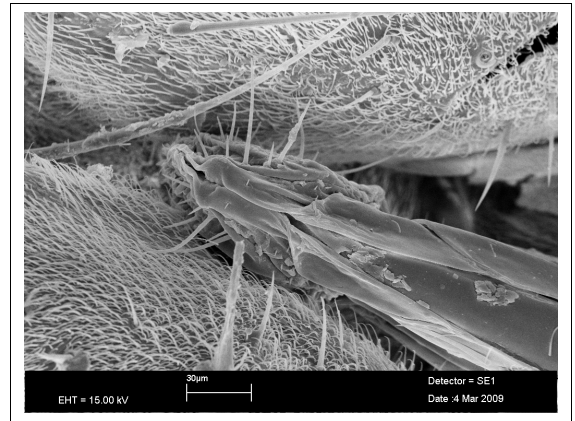


Fig. 4. Particolare della proboscide di *C. attenuata* Stein (foto di M. Saracchi).

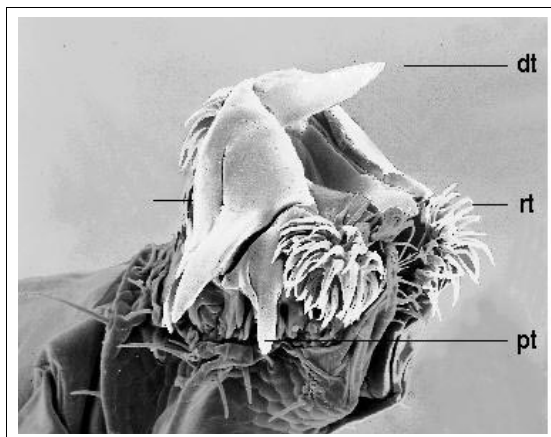


Fig. 5. Disco orale della proboscide di *Coenosia atra* Meigen. dt = dente a forma di pugnale; rt = 'raspa'; pt = denti prestomali (Kühne, 1998).

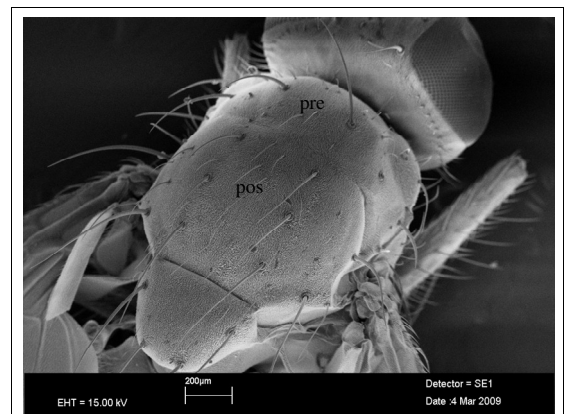


Fig. 6. Torace di *C. attenuata* Stein. pre = regione presuturale (con un paio di setole dorsocentrali); pos = regione postsuturale (con tre paia di setole dorsocentrali) (foto di M. Saracchi).

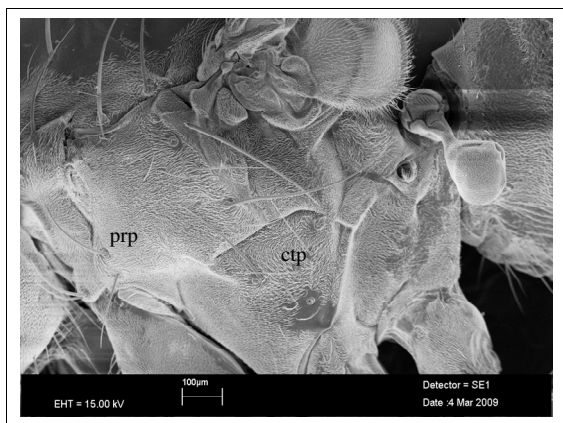


Fig. 7. Lato pleurale del torace di *C. attenuata* Stein. ctp = regione catepisternale (con tre sete disposte ai vertici di un triangolo); prp = seta proepimerale (foto di M. Saracchi).

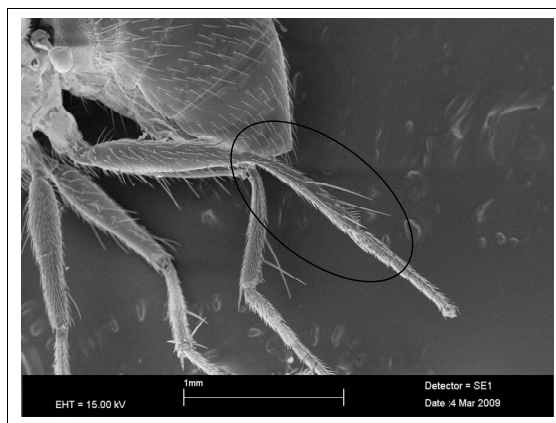


Fig. 8. Tibia posteriore di *C. atra* Meigen, con le sete anteroventrale e anterodorsale appaiate (foto di M. Saracchi).

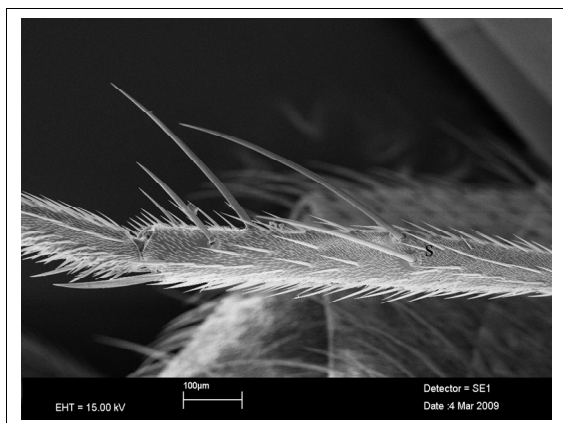


Fig. 9. Particolare della tibia posteriore di *C. attenuata* Stein. s = sete tibiali appaiate (foto di M. Saracchi).

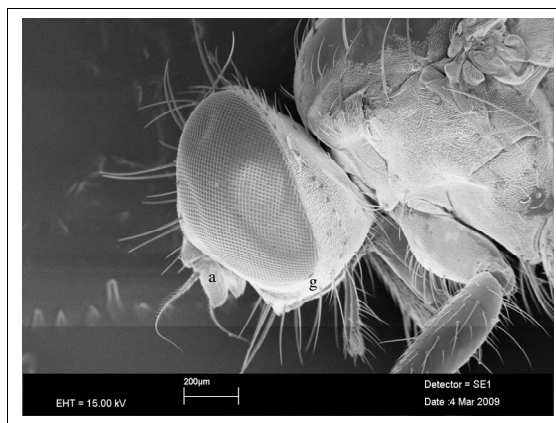


Fig. 10. Capo di *C. atra* Meigen. a = terzo antennomero; g = guancia (foto di M. Saracchi).

SPECIE EUROPEE DEL GRUPPO *TIGRINA*

Caratteri morfologici

La determinazione viene effettuata sugli adulti e i caratteri per distinguere le specie variano nei sessi. Nei maschi si considerano il colore dei femori, di torace e addome e delle antenne. Nelle femmine, invece, i caratteri distintivi sono: il rapporto tra la larghezza delle guance e del terzo antennomero (fig. 10), il colore dei femori medio e posteriore, il colore di torace e addome, la maculatura dell'addome. Di seguito si riporta una chiave dicotomica per l'identificazione delle specie europee del gruppo *tigrina* (da Henning, 1964).

Presenza di 2 setole appaiate a metà delle tibie posteriori Gruppo *tigrina*

Maschi

1. Femori prevalentemente neri 2
Femori prevalentemente gialli 4
2. Femori gialli all'estremità; lunghezza del corpo 4,5-7 mm *Coenosia tigrina* Fabricius
Femori completamente neri 3
3. Torace e addome grigio chiaro polvere; parte dorsale dell'addome con aree brune; lunghezza del corpo 2,5-4 mm. *C. humilis* Meigen
Torace e addome nero lucido; lunghezza del corpo 2,5-3 mm *C. atra* Meigen
4. Antenne completamente scure; addome con coppie di macchie brune ben distinte; lunghezza del corpo 2,5-3,5 mm *C. strigipes* Stein
Antenne completamente gialle; addome privo di disegno bruno o, se presente, indistinto; lunghezza del corpo 2,5-3 mm *C. attenuata* Stein

Femmine

1. Larghezza delle guance superiore a quella del terzo antennero; lunghezza del corpo 4,5-7 mm *C. tigrina* Fabricius
Larghezza delle guance inferiore a quella del terzo antennero 2
2. Femori medi e posteriori quasi completamente gialli, bruni solo nel terzo distale; lunghezza del corpo 3-4 mm *C. strigipes* Stein
Femori medi e posteriori quasi completamente neri, solo all'estremità giallastri 3
3. Addome e torace nero lucido; lunghezza del corpo 3-4 mm *C. atra* Meigen
Addome e torace non nero lucido 4
4. Addome con una sottile linea mediale bruna e strisce traverse laterali; lunghezza del corpo 3-4 mm *C. attenuata* Stein
Addome con una sottile linea mediale bruna e macchie brune laterali quasi rotonde; lunghezza del corpo 3-5 mm *C. humilis* Meigen

Distribuzione geografica

C. tigrina – In Europa è presente in Albania, Austria, Belgio, Bosnia, Bulgaria, Cipro, Corsica, Creta, Croazia, Danimarca, Dodecanneso, Erzegovina, Estonia, Finlandia, Francia, Germania, Gran Bretagna, Grecia, Irlanda, Isole Baleari, Isole Channel, Italia, Iugoslavia, Kaliningrad Region, Lettonia, Lituania, Macedonia, Malta, Norvegia, Paesi Bassi, Polonia, Portogallo, Repubblica Ceca, Repubblica della Moldavia, Romania, Russia centrale, nordoccidentale e meridionale, Sicilia, Slovacchia, Spagna, Svezia, Svizzera, Ucraina e Ungheria. La specie è presente nella regione est paleartica, nel Vicino Oriente, in Nord Africa e nella regione nearctica (Pont, 2007).

C. humilis – In Europa è segnalata in Austria, nelle Azzorre, nelle Baleari, in Belgio, Bulgaria, Corsica, Creta, Croazia, Danimarca, Finlandia, Germania, Gran Bretagna, Grecia, Italia, Isole

Canarie, Jugoslavia, Macedonia, Madera, Norvegia, Paesi Bassi, Polonia, Portogallo, Repubblica Ceca, Romania, Sicilia, Slovacchia, Slovenia, Spagna, Svezia, Svizzera e Ungheria. E' presente anche nella regione afro-tropicale, est paleartica, nel Vicino Oriente, in Nord Africa, nella regioni orientale e nearctica.

C. atra – In Europa è diffusa in Albania, Austria, Belgio, Gran Bretagna, Bulgaria, Corsica, Danimarca, Estonia, Francia, Germania, Grecia, Italia, Lettonia, Macedonia, Paesi Bassi, Polonia, Repubblica Ceca, Romania, Russia nordoccidentale, Sicilia, Slovacchia, Slovenia, Spagna, Svezia, Svizzera e Ungheria. E' segnalata anche nella regione est paleartica, nel Vicino Oriente e in Nord Africa.

C. strigipes – In Europa è presente in Austria, Bulgaria, Corsica, Germania, Italia, Polonia, Repubblica Ceca, Romania, Russia orientale e nordoccidentale, Slovacchia, Spagna, Svizzera, Ungheria e Ucraina. Segnalazioni riguardano anche le regioni afrotropicale, est paleartica e orientale (Gregor, 2002; Pont, 2007).

C. attenuata – La specie è di origine sud paleartica, ma l'attuale areale di distribuzione comprende tutte le regioni zoogeografiche (Pont, 2007). La diffusione è probabilmente avvenuta grazie al trasporto di piante ornamentali e del loro mezzo di coltura (Kühne *et al.*, 1997; Schrameyer, 1991; Hoebeke *et al.*, 2003). Nelle regioni più fredde vive confinata nelle serre, dove riesce a superare l'inverno. La presenza spontanea di *C. attenuata* in serra è stata segnalata nel 1991 in Italia, in particolare in Liguria e Lombardia (Colombo e Eördegh) e in Germania (Schrameyer). Nel 1999 il predatore è stato rinvenuto a Malta (Ebejer e Gatt) e in serre francesi (Martínez e Cocquempot, 2000). *C. attenuata* è stata individuata in Portogallo nel 2002 (Prieto *et al.*, 2003; 2005) e nello stesso anno è stata segnalata in Spagna (Rodríguez-Rodríguez e Aguilera, 2002), sempre in ambiente protetto. In Turchia la specie è stata individuata in pieno campo, in piantagioni di cotone (Pohl *et al.*, 2003). La presenza del predatore è stata riscontrata anche a Cipro, in Grecia, nelle Isole Canarie e Madera (Pont, 2007). Le prime individuazioni nella regione neotropica risalgono al 1999: adulti del predatore sono stati catturati in serre dell'Ecuador e in campi coltivati nel sud del Perù, dove la specie è spontaneamente diffusa sulle coltivazioni intensive di peperone, mais, erba medica, agrumi, fino a 1440 m di quota (Martínez-Sánchez *et al.*, 2002). Nello stesso anno esemplari di *C. attenuata* sono stati raccolti per la prima volta nella regione nearctica, in serre di Stati Uniti e Canada (Hoebeke *et al.*, 2003).

Biologia

Come tutte le specie di genere *Coenosia*, quelle del gruppo *tigrina* sono predatrici polifaghe sia allo stadio adulto, sia larvale. Tra quelle presenti in Europa, *C. tigrina*, *C. attenuata* e *C. strigipes* sono state maggiormente studiate. Alcune caratteristiche, quali il comportamento di predazione, possono

essere estese a tutte le specie del genere, mentre altre, quali i parametri biologici, devono essere considerate specifiche.

Predazione

Gli adulti di *Coenosia* sostano sulle parti più alte dei vegetali o sulle strutture di sostegno presenti in serra e, non appena percepiscono il movimento di qualche insetto, spiccano il volo e catturano la preda afferrandola con le tre paia di zampe. Quindi si posano nuovamente e, continuando a trattenere la vittima con le zampe anteriori, ne spingono il capo in avanti e in basso, in modo da infiggere i labelli nel punto di inserzione del capo della preda, che viene completamente svuotata (Evans, 1930; Perron *et al.*, 1956; Morris e Cloutier, 1987; Colombo e Eördegh, 1991). Per questo comportamento le specie di genere *Coenosia* vengono comunemente chiamate ‘hunter flies’, ‘tiger flies’ (Téllez Navarro e Tapia Pérez, 2006) o anche ‘killer flies’ (Hoebeke *et al.*, 2003). La penetrazione della vittima avviene grazie a strutture specializzate della proboscide, modificata per la predazione. Al centro del disco orale è presente un dente a forma di pugnale, modificazione degli scleriti discali, che l’adulto infigge nel tegumento della preda, iniettandovi saliva per paralizzarla. Con denti prestomali a forma di tenaglia, laterali ai labelli, il predatore allarga la lacerazione e penetra nella vittima con l’intera proboscide; attraverso una sorta di raspa liquefa i muscoli e tessuti interni e quindi li sugge (Kühne, 1998) (fig. 5). Sebbene la preda muoia pochi istanti dopo l’attacco, il predatore può continuare ad alimentarsi su di essa fino a 10-15 minuti e, se disturbato, si sposta in volo portando con sé la vittima (Perron *et al.*, 1956). I maschi di *Coenosia* spp. sono spesso oggetto di cannibalismo da parte delle femmine, di dimensioni maggiori (Morris e Cloutier, 1987; Colombo e Eördegh, 1991; Moreschi e Süß, 1998; Moreschi 1999; Kühne, 2000). Ciò si verifica anche in condizioni di sovrabbondanza di prede (Morris e Cloutier, 1987).

Anche le larve sono predatrici e posseggono un’armatura cefalofaringea robusta, con cui riescono a perforare l’esoscheletro delle vittime. Il capo è costituito da due lobi fusi dorsalmente e presenta ventralmente una fessura longitudinale, attraverso la quale possono scorrere gli uncini boccali. Muovendoli ripetutamente avanti e indietro, le larve ledono il tegumento della vittima penetrandovi con il capo e spesso parte del corpo, per rasparne i tessuti interni e suggerne il contenuto (Moreschi e Süß, 1998; Sesenbach *et al.*, 2005). Prede naturali sono piccoli artropodi o anellidi presenti nel terreno (Yanhke e George, 1972; Morris e Pivnick, 1991; Moreschi e Süß, 1998). Larve di *C. tigrina* in campo sono state osservate alimentarsi su *Eisenia rosea* (Savigny) (Annelida: Epistophora: Lumbricidae) e prove di laboratorio hanno dimostrato che possono completare lo sviluppo anche su *Allolobophora caliginosa* (Savigny) (Annelida: Epistophora: Lumbricidae) (Yanhke e George, 1972). La ricerca della preda non sembra essere orientata: su *C. attenuata*, per esempio, si è osservato in laboratorio che le larve si muovono saggiando indistintamente con l’apparato boccale qualsiasi cosa circostante prima di incontrare la vittima. Spesso la abbandonano prima di averla consumata completamente, per tornare ad alimentarsi sulla carcassa in seguito, incontrandola nuovamente. Il predatore attacca indifferentemente larve giovani e mature, ma gli

attacchi che si concludono con l'uccisione della vittima sono più frequenti nel caso di prede delle prime età. Un'alimentazione costituita esclusivamente da larve di prima età, tuttavia, non sembra consentire al predatore di completare lo sviluppo. Larve di *C. attenuata* alimentate esclusivamente con larve di *Bradysia paupera* Tuomikoski (Diptera: Sciaridae) di prima età, infatti, non sono state in grado di impuparsi (Sesenbach *et al.*, 2005). Fenomeni di cannibalismo in condizioni di scarsità di prede si verificano anche allo stadio larvale (Kühne, 2000).

Sviluppo

C. tigrina – In Quebec, dove sono stati condotti studi sulla biologia dell'insetto, gli adulti sono presenti in campo dall'inizio di maggio alla fine di ottobre; all'inizio della primavera si possono trovare nei letti caldi, dove la temperatura è meno rigida. La specie sverna in prevalenza come larva. Le femmine catturate in campo possono deporre in un giorno da 20 a 25 uova ciascuna. Le uova vengono deposte in genere nella prime fasi della vita della femmina e singolarmente, sparpagliate sulla superficie del terreno o immediatamente sotto; si possono trovare in campo da fine maggio a ottobre inoltrato. Le uova fecondate hanno una percentuale di schiusura elevata e l'85% di esse schiude entro 3-5 giorni dalla deposizione. In laboratorio si è osservato dopo l'accoppiamento un periodo di preovideposizione di 8-18 giorni, 15 in media (Perron *et al.*, 1956). La biologia di *C. tigrina* è stata studiata a differenti temperature e in diverse condizioni di accoppiamento, in laboratorio. A 25°C le femmine adulte non vivono più di un mese, mentre quasi 2 a 15°C. La presenza del maschio riduce il periodo di preovideposizione, che può durare da una a tre settimane. A 25°C e con la presenza costante del maschio le femmine depongono una media di 230 uova. Contrariamente a quanto riportato in precedenza (Perron *et al.*, 1956), si è riscontrato che l'ovideposizione avviene in gruppi da 10-30 unità a seconda della temperatura. La percentuale di schiusura decresce con l'età della femmina, a meno che non sia garantita fino alla morte la presenza costante di un maschio. Per quanto riguarda la predazione, il massimo tasso giornaliero per le femmine adulte è stato osservato a 25°C; i maschi predano meno delle femmine e il tasso di predazione decresce con l'età. Alla temperatura di 25°C le uova schiudono in 5 giorni, lo sviluppo larvale si completa in 15 giorni e lo stadio di pupa ne dura 12. A 15°C, invece, le uova impiegano 11 giorni per schiudersi, le larve si sviluppano in 35 giorni e la pupa dura 28 giorni. I maschi si sviluppano più lentamente delle femmine e allo sfarfallamento sono meno pesanti (Morris e Cloutier, 1987).

C. attenuata – Le uova sono castano chiaro, di forma allungata e vengono deposte a gruppi di 4 fino a 26 elementi. Le femmine le inseriscono nelle fessure del terreno, più in profondità possibile. L'incurvamento dell'addome consente loro di raggiungere con l'ovopositore di sostituzione profondità di circa 5 mm (Moreschi e Süß, 1998). In laboratorio è stato riscontrato un periodo di preovideposizione di circa 4 giorni (Kühne *et al.*, 1997), dopo il quale la maggior parte delle uova viene deposta in un periodo di tre settimane (Kühne, 2000). Le larve misurano, appena sgusciate, 1,2 mm e raggiungono a maturità i 5-6 mm. L'impupamento avviene nel terreno; il pupario è di

colore bruno chiaro, piuttosto trasparente. Le pupe presentano dimorfismo sessuale: quelle delle femmine sono molto più grandi di quelle maschili (Moreschi e Süß, 1998). In allevamento, gli adulti possono vivere fino a 7 settimane, ma più del 50% non sopravvive più di 3 settimane (Kühne *et al.*, 1997).

La biologia dello sviluppo della specie è stata approfondita con prove di laboratorio effettuate a differenti temperature. Da esperimenti condotti in Italia è emerso che per temperature superiori a 21°C la percentuale di schiusura delle uova in acqua distillata oscilla tra il 60 e il 100%. La durata dello stadio di uovo è di 4-6 giorni a 25°C e cresce a temperature inferiori. Tra 8 e 14°C le uova schiudono in 14-20 giorni e a 7°C sembra che lo sviluppo embrionale non possa completarsi. Tra 27 e 40°C, invece, le uova schiudono mediamente in soli 3 giorni. A 25°C, larve alimentate con pezzetti del lombrico *Eisenia fetida* (Sav.) hanno completato lo sviluppo in 20-23 giorni e lo stadio di pupa è durato in media 20 giorni. (Moreschi e Süß, 1998). In studi condotti in Germania, la durata dello stadio di uovo è risultata di circa 5 giorni a 25°C (Kühne *et al.*, 1997). Con l'umidità ottimale del 70%, il completo sviluppo delle larve su Sciaridi ha richiesto 15,4 giorni a 21°C e 10,4 giorni a 25°C. Lo stadio di pupa è durato in media 15,9 giorni a 21°C e 10,5 giorni a 25°C (Kühne *et al.*, 1997).

C. strigipes – Su preda *B. paupera*, a 25°C il ciclo biologico si compie in 27 giorni: lo stadio di uovo dura 5 giorni, quello di larva 11 e altrettanti la pupa (Kühne, 1998). I tempi di sviluppo complessivi, dall'ovideposizione allo sfarfallamento degli adulti, sono simili per *C. strigipes*, *C. attenuata* e *C. humilis*: fra 40 e 43 giorni a 20°C e tra 26 e 27 giorni a 25°C. In *C. atra*, invece, lo sviluppo è più rapido, completandosi a 20°C in circa 33 giorni (Kühne, 2000).

Più Autori riportano, per diverse specie di *Coenosia*, di non aver mai osservato le larve mutare e che, nonostante le dimensioni del corpo aumentino considerevolmente durante lo sviluppo larvale, le parti sclerificate dell'armatura cefalofaringea e gli spiracoli anteriori e posteriori rimangono invariati. Da ciò deducono che la larva schiuda dall'uovo nell'età finale (LeRoux e Perron, 1960; Yanhke e Gorge, 1972; Kühne *et al.*, 1994; Sesenbach *et al.*, 2005), presumibilmente la terza (Kühne, 2000).

COENOSIA SPP. COME AUSILIARI

Interesse e selezione

La comunità di Ditteri predatori presenti nelle serre è costituita da due gruppi molto differenti per biologia e comportamento: gli Hybotidi (Diptera: Empidoidea) e i Muscidi del genere *Coenosia* (Kühne *et al.*, 1994; Kühne, 2000). Entrambi non solo colonizzano tali ambienti per brevi periodi accedendovi dalle aree circostanti, ma sono in grado di completare lo sviluppo nel terreno della coltura, insediandosi stabilmente nelle serre per lunghi periodi. Sono polifagi e la loro gamma di

prede comprende importanti avversità delle colture in serra. A differenza delle *Coenosia* spp., gli Hybotidi non predano insetti in volo: *Platypalpus articulatus* Macquart e *P. kirtlingensis* Grootaert, per esempio, cacciano i Tripidi adulti e *Stilpon nubilus* Collin preda gli stadi preimmaginali di Tripidi e di Omotteri Fulgoroidei (Kühne e Schrameyer, 1994).

Il genere *Coenosia* è caratterizzato da una spiccata polifagia: gli adulti predano qualsiasi artropode in volo, di dimensioni uguali o inferiori alla propria. La gamma di vittime comprende dunque piccoli Ditteri come Chironomidae, Drosophilidae, Ephydriidae, Psychodidae (Kühne *et al.*, 1997), Scatopsidae (*Scatopse transversalis* Loew) (Kühne, 2000) e Dolichopodidae (*Medetera* sp.) (Moreschi e Süß, 1998), ma anche Cicadellidae (*Eupteryx* sp. ed *Empoasca* sp.) (Schrameyer, 1991; Kühne, 1998) e soprattutto importanti gruppi di insetti nocivi per le colture protette: Aleyrodidae, in particolare *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) e *Bemisia tabaci* (Gennadius), Sciaridae (*Bradysia* spp.) e Agromyzidae (*Liriomyza huidobrensis* Blanchard) (Schrameyer, 1991; Kühne, 2000). Nelle comunità dei predatori in serra, le specie di genere *Coenosia* hanno un ruolo preminente nel contenere tali avversità in quanto:

- sono in grado di raggiungere densità di popolazione efficaci nelle condizioni ambientali della serra;
- grazie alla spiccata polifagia possono alimentarsi anche su prede non nocive per la coltura, mantenendo la popolazione in serra anche in periodi in cui la densità degli insetti nocivi è minima;
- sono i primari antagonisti degli stadi adulti di Aleirodidi, Agromizidi e Sciaridi.

Per queste ragioni *Coenosia* spp. sono state selezionate per essere utilizzate come antagonisti da introdurre in programmi di lotta biologica e integrata in serra (Kühne, 2000). Sono stati dunque effettuati studi per approfondirne le dinamiche di popolazione, valutare l'efficacia delle diverse specie in laboratorio e in serra, verificare l'interazione con altri ausiliari e mettere a punto sistemi di allevamento massale.

Dinamiche di popolazione

La dinamica di popolazioni naturali di *C. attenuata* in relazione all'avvicendamento colturale e ai trattamenti fitosanitari è stata studiata in serre fredde e riscaldate, in Lombardia. Nei mesi invernali il predatore non è presente nelle serre fredde. Alcuni individui vi accedono dalle aree circostanti in primavera-estate, ma popolazioni stanziali non si sviluppano finché in serra non vengono introdotte le piante in coltura, nel caso specifico talee di *E. pulcherrima*. Le massime densità di popolazione (1 adulto/m²) sono state raggiunte circa un mese dopo l'introduzione delle talee, periodo compatibile con i tempi di sviluppo di *C. attenuata*. Ciò conferma che le popolazioni più consistenti derivano dagli stadi preimmaginali presenti nel terreno dei vasi. Nelle serre calde *C. attenuata* è presente tutto l'anno, con una densità basale riscontrata di 2 adulti/m². A partire da giugno, la densità aumenta fino a raggiungere in luglio il valore massimo (5 adulti/m²), mantenuto

fino a ottobre quando torna a diminuire riassetandosi sul valore basale. In questo caso le fluttuazioni sembrano legate all'andamento stagionale. I trattamenti chimici riducono quasi a zero la densità di popolazione di *C. attenuata* per 8-10 giorni, quando cominciano a sfarfallare gli adulti che al momento del trattamento erano allo stadio preimmaginale nella terra dei vasi. Trattamenti ripetuti a cadenze ravvicinate sono dunque incompatibili con la presenza stabile di *C. attenuata* in serra, mentre è sufficiente una gestione oculata degli interventi fitosanitari per mantenere densità di popolazione efficaci (Moreschi, 1999).

La dinamica di popolazione di *C. attenuata* in campo è stata studiata in Turchia, su coltivazioni di cotone (*Gossypium hirsutum* L. (Malvaceae)) nella regione di Çukurova (circa 36,79°N, 35,29°E; 12 m s.l.m.), caratterizzata da estati calde aride e inverni miti e piovosi. La densità di popolazione raggiunge il picco a fine luglio-inizio agosto, periodo in cui è più necessario contenere le infestazioni di *B. tabaci*, fitofago chiave della coltura. Nel periodo di osservazione, il triennio 1998-2000, è stata registrata una densità media di 3,7 adulti/m², con un massimo di 16,7 adulti/m² nel 2000. Gli stadi preimmaginali di *C. attenuata* richiedono elevate umidità, per cui sopravvivono ai periodi in cui il terreno è sommerso per l'irrigazione. Il predatore è quindi ben adattato all'agroecosistema della regione, risultando un potenziale agente di controllo biologico anche in questi ambienti (Pohl *et al.*, 2003).

Efficienza di predazione in laboratorio e possibilità di impiego in serra

In laboratorio è stato osservato che il numero medio di prede/giorno per adulto varia a seconda delle dimensioni (volume e peso corporeo) della vittima. Per *C. attenuata*, ad esempio, il consumo medio giornaliero di prede per adulto è risultato di 1,5 con vittima *Drosophila melanogaster* Meigen (Diptera: Drosophilidae) e di 6,9 con vittima *B. paupera*. Sulla base del medesimo parametro è stata comparata l'efficienza di predazione di *C. attenuata*, *C. humilis*, *C. strigipes* e *C. atra*: quest'ultima è risultata meno efficiente rispetto alle altre, tra loro equivalenti. A parità di consumo medio giornaliero di prede, tuttavia, *C. strigipes* è più longeva di *C. attenuata* e *C. humilis*, per cui il numero di prede uccise durante l'intera vita è risultato più che doppio rispetto a queste specie, senza essere influenzato dall'età (Kühne, 2000). *C. attenuata* è caratterizzata da un comportamento particolarmente aggressivo che la spinge, in condizioni di affamamento, a predare anche adulti di *C. strigipes* nonostante le dimensioni maggiori (Moreschi e Süß, 1998). L'efficienza della specie è stata notata perché nelle serre di *E. pulcherrima* in cui era spontaneamente presente non erano necessari trattamenti chimici per il controllo di Aleirodidi e Sciaridi (Kühne *et al.*, 1997). Verificata la capacità di contenimento degli Sciaridi in laboratorio, nel 1996 per la prima volta *C. attenuata* è stata introdotta su colture ornamentali e orticole (cetriolo e pomodoro), in Germania. Allora circa 20.000 pupe del predatore furono distribuite su 20 ha di superficie in serra, con risultati positivi. L'anno successivo furono lanciati 15.000 individui di *C. humilis*, ma la specie è risultata meno efficiente (Kühne, 1998). In Italia è stata effettuata una

prova sperimentale in serra per valutare l'efficacia di *C. attenuata* nel contenere le infestazioni di Aleirodidi, (*T. vaporariorum* e *B. tabaci*) su *E. pulcherrima*. L'attività del predatore è stata confrontata con quella del trattamento con thiometoxam, il più diffuso nella pratica degli agricoltori. *C. attenuata* ha contenuto la popolazione di Aleirodidi al di sotto della soglia di danno economico per tutto il ciclo colturale; la sua efficienza nel controllo degli stadi adulti è risultata equivalente a quella del trattamento chimico. Il predatore è stato introdotto in serra allo stadio adulto, ma la soluzione è risultata meno pratica rispetto alla distribuzione delle pupe (Amoroso *et al.*, 1999).

Alla valutazione del potenziale di controllo di *C. attenuata* ha contribuito anche lo studio della risposta funzionale, vale a dire il tasso di attacco in relazione alla densità di prede disponibili, in differenti condizioni ambientali. Il predatore è risultato attivo in un ampio intervallo di temperature: da 12 a 36°C. In tale intervallo l'aumento della temperatura non inibisce né la domanda, né il tasso di ricerca della preda, entrambi correlati linearmente alla temperatura stessa. Attacchi si verificano fino a 42°C, sebbene la sopravvivenza di *C. attenuata* sia notevolmente ridotta. Queste osservazioni indicano che la specie è adattata ai climi caldi e ne hanno confermato le potenzialità di utilizzo in serra negli ambienti mediterranei (Gilioli *et al.*, 2005).

Rapporto con altri ausiliari

Oltre ai citati fenomeni di cannibalismo e di predazione tra specie congeneri, *C. attenuata* è stata osservata nell'atto di predare altri ausiliari, come i Miridi (*Macrolophus* sp.) (Colombo e Eördegh, 1991; Téllez Navarro e Tapia Pérez, 2006). Si è reso necessario dunque studiare l'interazione della specie con altri antagonisti, per valutare la probabilità di fenomeni di *intraguild-predation* (predazione all'interno del medesimo livello trofico) ai danni di organismi già impiegati in programmi di lotta biologica o integrata in serra (Martínez-Sánchez *et al.*, 2002). Prove di laboratorio in Germania non hanno evidenziato interferenze significative di *C. attenuata* con altre specie di ausiliari come come *Aphidoletes aphidimyza* (Rondani) (Diptera: Cecidomyiidae), *Encarsia formosa* Gahan (Hymenoptera: Aphelinidae), *Dacnusa sibirica* Telenga (Hymenoptera: Braconidae) e il nematode *Steinernema feltiae* (Kühne, 2000). Ulteriori studi sono stati eseguiti in Spagna. Adulti di *C. attenuata* sono stati isolati insieme ad adulti dei parassitoidi *Aphidius colemani* (Haliday), *Diglyphus isaea* (Walker), *Eretmocerus mundus* Mercet (Hymenoptera: Aphidiidae, Eulophidae, Aphelinidae) e dei predatori polifagi *Nesidiocoris tenuis* Reuter e *Orius laevigatus* (Heteroptera: Miridae, Anthocoridae), in presenza e in assenza di prede alternative (Aleirodidi). I risultati indicano che i predatori non sono praticamente oggetto di predazione da parte di *C. attenuata*, probabilmente per le dimensioni e la capacità di reagire agli attacchi. Tra i parassitoidi, *A. colemani* e *D. isaea* sono prede più vulnerabili rispetto a *E. mundus*, ma in ogni caso la presenza di Aleirodidi riduce significativamente il tasso di predazione (Téllez

Navarro e Tapia Pérez, 2006). Si può affermare dunque che l'impiego di *C. attenuata* è compatibile con quello di altri antagonisti in serra (Kühne, 1995; Kühne *et al.*, 1997)

Allevamento massale

In Germania è stato messo a punto nel 1993 un primo sistema di allevamento *in vivo* di *Coenosia* spp. in tre fasi, riferimento per studi e modifiche successive. L'allevamento avveniva alla temperatura costante di 25°C, in gabbie di 60x60x40 cm, con preda *B. paupera* allevata su fibra di legno inoculata con *Fusarium* spp.. Prima fase era la preparazione del substrato alimentare e di sviluppo per lo Sciaride. Occorreva innanzitutto allevare *Fusarium* spp. in purezza, in laboratorio. Con il fungo veniva quindi inoculata la fibra di legno preventivamente sterilizzata e posta sul fondo delle gabbie di allevamento. Dopo lo sviluppo del micelio, nelle gabbie venivano introdotti adulti di *B. paupera*, perché si moltiplicassero sul substrato. Raggiunta una densità di popolazione delle prede sufficiente, si procedeva con l'introduzione degli adulti di *Coenosia* spp.. Sebbene il metodo fosse adatto per un allevamento in laboratorio, era troppo costoso per una produzione massale di *Coenosia* spp., soprattutto a causa della laboriosità dell'allevamento di *B. paupera* (Kühne *et al.*, 1994). Così il metodo è stato modificato, utilizzando come preda *Scatopse transversalis* Loew (Diptera: Scatopsidae) allevata su semplice fibra di legno addizionata di farina d'avena. L'allevamento si svolgeva sempre a una temperatura costante di 25°C, in gabbie di 55x60x40 cm, costituite da un recipiente in plastica basale sovrastato da una struttura a parallelepipedo in organza dotata di una manica per consentire l'esecuzione delle operazioni. Sul fondo delle gabbie venivano posti circa 15 l di fibra di legno, preventivamente sterilizzata per evitare infestazioni di acari e altri artropodi indesiderati. Per consentire lo sviluppo di *S. transversalis*, alla fibra venivano aggiunti circa 250 g di farina d'avena e si mescolava il substrato. Nelle gabbie venivano introdotti fino a 50 adulti di *Coenosia* spp., con l'accortezza di fornire loro anche adulti di *D. melanogaster* per evitare il cannibalismo. Nell'arco di 20 giorni era possibile ottenere 600-800 pupe per gabbia. Da questo metodo, più semplice, efficace ed economico del precedente, nel 1995 è stato sviluppato dalla 'Katz Biotech Services' (Welzheim, Baden-Württemberg) un sistema di produzione massale commerciale di *C. attenuata* e *C. strigipes* e nel 1996 di *C. humilis* (Kühne, 2000).

In seguito alla segnalazione di *C. attenuata* nelle serre, anche in Italia sono state effettuate delle prove di allevamento *in vivo* di *Coenosia* spp.. Inizialmente si è tentato un allevamento a ciclo aperto. Adulti di *C. attenuata* e *C. strigipes* catturati in serra venivano mantenuti in gabbie di 2x0,5x0,5 m, alimentati con adulti di *D. melanogaster*. In ciascuna gabbia venivano posti 4 vasi di *Zebrina pendula* Schnitzl (Commelinaceae) infestate con *T. vaporariorum*: le foglie offrivano a *Coenosia* spp. superfici di appoggio da cui attaccare gli Aleirodidi, il terriccio costituiva un naturale substrato di ovideposizione. Per facilitare la raccolta delle uova, sul fondo delle gabbie sono state collocate anche delle capsule di Petri contenenti terriccio. Da queste ogni giorno venivano prelevate le uova, conservate singolarmente in acqua distillata fino alla schiusura. Il

mantenimento degli adulti è risultato possibile anche in gabbie di dimensioni inferiori (63x52x56 cm), più comode da utilizzare. In questo caso, per prevenire fenomeni di cannibalismo allo scarseggiare degli Aleirodidi, come ulteriore preda sono stati forniti a *Coenosia* spp. adulti di *D. melanogaster*. Il Drosophilide veniva allevato su substrato agarizzato, in beute collocate direttamente all'interno delle gabbie. Le larve neosgusciate di *C. attenuata* e *C. strigipes* venivano trasferite singolarmente su sezioni di *Eisenia fetida* (Sav.) (Annelida: Opisthophora: Lumbricidae). Il lombrico era allevato a sua volta in cassoni di PVC contenenti terriccio a pH 6, arricchito con residui vegetali di facile decomposizione (Moreschi e Süß, 1998). Il metodo era molto complesso: implicava infatti l'allevamento di *Z. pendula*, *B. tabaci*, *D. melanogaster* ed *E. fetida*. Era inoltre molto laborioso, richiedendo frequenti controlli dei substrati di allevamento, la raccolta quotidiana delle uova, l'isolamento delle singole larve e la frequente sostituzione delle sezioni di lombrico che si deterioravano in breve tempo. A fronte di tale dispendio, la percentuale di sfarfallamenti è risultata minima: solo il 2,06% delle larve alimentate ha completato lo sviluppo.

Considerati questi problemi, è stata sperimentata una metodica per allevare *in vivo* *C. attenuata* e *C. strigipes* a ciclo chiuso, seguendo lo schema sviluppato in Germania (Kühne *et al.*, 1994). Le specie sono state allevate in apposite gabbie con fondo estraibile per la raccolta delle pupe, in una serra alla temperatura costante di $25 \pm 5^\circ\text{C}$ senza regolazione dell'umidità. Come preda per *Coenosia* spp. è stata utilizzata *B. paupera*. Il substrato di allevamento dello Sciaride veniva preparato miscelando terriccio, l'ammendante per floricoltura 'Culti-fibre' (costituito da sfilacciatura di corteccia) e pezzi di corteccia nella proporzione di 1:2:1. Tale substrato, soffice, ben drenato e adatto a mantenere un buon livello di umidità, veniva sterilizzato con vapore a 120°C , quindi arricchito con fiocchi d'avena e infine inoculato con *Fusarium culmorum* (W.G. Smith) Saccardo (Deuteromycota), base alimentare per *B. paupera*, precedentemente coltivato in purezza in laboratorio. Quando il micelio era ben sviluppato, venivano introdotti in ogni gabbia circa 100 adulti di *B. paupera*. Entro 25 giorni si poteva osservare la prima generazione e, allo sfarfallamento della seconda, si procedeva introducendo nelle gabbie circa 30 *Coenosia* spp. adulte, con una sex ratio prossima a 1. Le uova venivano deposte direttamente nel substrato contenente le larve di *B. paupera*. Come fonte aggiuntiva di prede per gli adulti, nelle gabbie venivano introdotte le beute con il substrato di allevamento di *D. melanogaster*. Il sistema sperimentato ha garantito un tasso massimo d'incremento della popolazione (numero di adulti sfarfallati/numero di adulti introdotti in partenza nell'allevamento) pari a 2,31 per *C. attenuata* e di 9,23 per *C. strigipes*. È stato stimato che per avviare l'allevamento di *Coenosia* spp. occorrono densità medie di 4-5 larve di Sciaride/cm³ di substrato, sufficienti a garantire un'adeguata disponibilità di vittime per le larve del predatore. Data l'efficienza della predazione larvale, è risultato necessario sostituire il substrato con *B. paupera* ad ogni generazione di *Coenosia* spp., pena l'estinzione delle prede. Per ottenere rese di sfarfallamento elevate è risultato determinante mantenere l'umidità del substrato a livelli ottimali, evitando sia l'essiccazione del terriccio sia i ristagni d'acqua, entrambi fattori di mortalità

larvale. Altrettanto importante è risultata la regolazione delle condizioni ambientali: temperature e livelli di umidità lontani da quelli ottimali (25°C e 70% U.R.) hanno comportato un allungamento sensibile dei tempi di sviluppo tanto di *C. attenuata* quanto di *C. strigipes*. La combinazione di 25°C e 70% U.R. garantisce, infatti, la migliore sincronizzazione tra il ciclo biologico di *B. paupera* e di entrambe le specie di *Coenosia*, con conseguente maggior disponibilità di prede per le larve. Le medesime condizioni sono ottimali anche per l'attività di predazione degli adulti. Punto critico del sistema di allevamento è risultata la suscettibilità del substrato all'infestazione da parte di artropodi indesiderati. Particolarmente distruttivi sono gli Acari micetofagi, come *Tyrophagus* spp., che, alimentandosi sul micelio destinato a *B. paupera*, in molti casi hanno compromesso l'intero allevamento. Ulteriore pericolo è *Atheta coriaria* (Kraatz) (Coleoptera: Staphlinidae) attivo predatore di larve e pupe di Ditteri (Moreschi e Colombo, 1999). Sebbene più semplice rispetto al metodo precedentemente sperimentato (Moreschi e Süß, 1998), questo sistema è ancora troppo dispendioso per trovare applicazione nella produzione massale. L'allevamento di *B. paupera* è una fase laboriosa che necessita di strutture e competenze adatte per la coltivazione di *F. culmorum*. Richiede inoltre tempi lunghi per raggiungere le densità di popolazione idonee a sostenere lo sviluppo di *Coenosia* spp.. Durante tutto il processo di allevamento sono necessari frequenti controlli del substrato, per valutarne le condizioni di umidità e mantenerla a livelli ottimali, per verificare la presenza di micelio, monitorare la presenza di prede e stimarne la densità. Tali operazioni richiedono tempo e l'esperienza di personale specializzato: non possono essere meccanizzate, con la conseguenza di elevati costi di produzione. Le rese, inoltre, sono ancora molto variabili, lontane da una produzione standardizzata.

Sulla base del metodo ideato da Kühne (1994), *C. attenuata* è stata allevata anche su *B. impatiens* (Diptera: Sciaridae), integrando l'alimentazione degli adulti con miele non diluito, fonte glucidica. Il substrato per la moltiplicazione di *B. impatiens* e lo sviluppo larvale di *C. attenuata* è stato preparato mescolando fibra di cocco e fiocchi d'avena nella proporzione 4:1 in volume e saturando il tutto con acqua (Sesenbach *et al.*, 2005).

Open rearing

Le sperimentazioni condotte finora con lanci di *Coenosia* spp. in serra hanno permesso di constatare che tali predatori sono efficaci nel contenere Sciaridi e Aleirodidi quando si riproducono nell'ambiente per almeno una generazione. Lanci di *Coenosia* spp. non seguiti dall'insediamento non sono invece risultati efficaci nel contenere Aleirodidi e Cicaline. L'utilizzo di queste specie, infine, è risultato compatibile con quello di altri ausiliari già in uso in serra, come *E. formosa* e *D. sibirica*.

Perciò attualmente è allo studio un sistema di open-rearing mediante 'banker-plants' che consenta alle *Coenosia* spp. di inserirsi nelle comunità degli antagonisti presenti in serra anche laddove le condizioni ambientali non siano ideali per l'insediamento (Kühne, 1998). Un prerequisito per

l'insediamento di *Coenosia* spp. in serra è, per esempio, la presenza di un terreno adatto all'ovideposizione e allo sviluppo delle larve. Tuttavia le condizioni che rendono un substrato idoneo non sono ancora completamente conosciute e devono essere approfondite con ulteriori studi (Kühne, 2000). Secondo la prospettiva attuale, il controllo biologico delle avversità zoologiche in serra può essere migliorato adottando un complesso di misure complementari, tra cui il metodo delle 'banker-plants' è particolarmente importante.

Il sistema consiste nell'allevamento degli ausiliari a ciclo aperto nella serra di produzione, su ospiti alternativi e opportune piante, dette 'banker plants'. Per esempio, parassitoidi di Afidi possono essere mantenuti in serra introducendovi piante infestate da specie non nocive per la coltura (Bennison, 1992). In Brasile, per la difesa del peperone da *Aphis gossypii* Glover (Homoptera: Aphididae) mediante il parassitoide *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) (Hymenoptera: Aphidiidae), è stato sviluppato un sistema che utilizza come banker-plant il sorgo, infestato con *Schizaphis graminum* (Rondani) (Homoptera: Aphididae). Questo non è nocivo per il peperone, ma è appetito dal parassitoide, che, in presenza di *A. gossypii*, migra dal sorgo sulla coltura, dove lo individua facilmente, con tassi di parassitizzazione superiori rispetto all'ospite alternativo (Rodrigues, 1999). Sistemi analoghi potrebbero essere sviluppati per mantenere in serra popolazioni di *Coenosia* spp., il cui ruolo sarebbe di supporto e complemento all'azione degli antagonisti specifici (Kühne, 2000).

PARTE SPERIMENTALE

PREDE

Le prove con le potenziali prede sono state indirizzate inizialmente a verificare l'appetibilità per le larve di *C. attenuata*. In seguito si è proceduto con l'allevamento delle specie risultate appetibili: *B. paupera*, *S. stagnalis* e *D. melanogaster*.

Prove di appetibilità

Materiali e metodi

Sono state saggiate larve di *Scatella stagnalis* Fallén (Diptera: Ephydriidae), *Drosophila melanogaster* Meigen (Diptera: Drosophilidae), *Musca domestica* L. (Diptera: Muscidae) e di *Bradysia paupera* Tuomikoski (Diptera: Sciaridae). *D. melanogaster* e *M. domestica* sono state selezionate per la semplicità di allevamento, mentre *B. paupera* è stata considerata da paragone, dato il loro utilizzo in precedenti lavori (Kühne *et al.* 1994; Moreschi e Süss, 1998; Moreschi e Colombo, 1999). *S. stagnalis* è stata presa in considerazione perchè presente in gran parte delle serre in cui *C. attenuata* è stata raccolta. In bibliografia gli Efidridi sono indicati tra le prede per gli adulti di *Coenosia* spp. (Kühne *et al.*, 1997), ma non si riportano indicazioni relative alle larve.

Larve di *Cenosia* sono state poste al centro di capsule di Petri (diametro 5 cm), foderate con carta bibula inumidita. Vicino a ciascuna larva sono state posizionate in successione larve di pochi giorni e mature di *D. melanogaster* e *S. stagnalis*, una di *B. paupera* e una di *M. domestica*. Il comportamento di predazione di *C. attenuata* è stato monitorato allo stereoscopio.

Risultati

Allo stereoscopio è stato possibile osservare come la larva di *C. attenuata* attacchi la preda cercando di perforarne il tegumento, per penetrarvi con il capo e parte del corpo (fig. 11). Con gli strumenti a disposizione non è stato possibile verificare se le larve suggano soltanto l'emolinfa della preda oppure si alimentino anche degli organi interni.

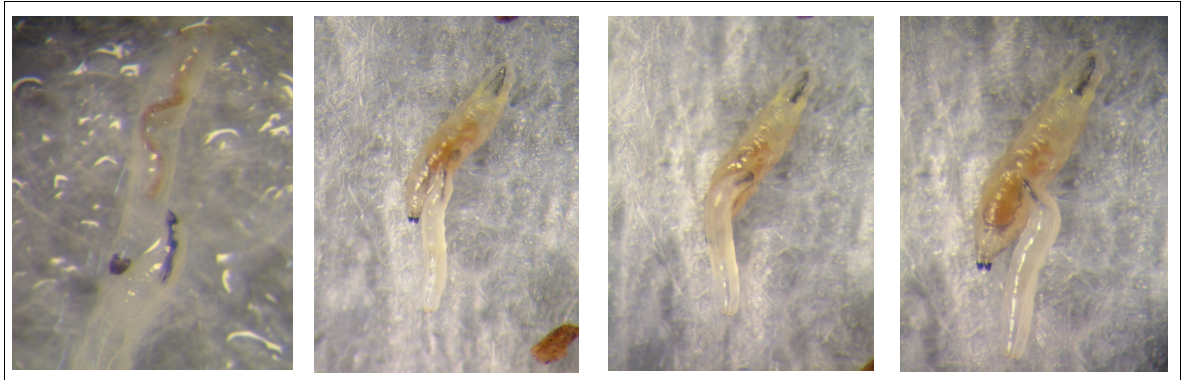


Fig. 11. Larva di *C. attenuata* durante la predazione di una larva di *S. stagnalis*

La larva di *B. paupera* è risultata la più appetita: *Cenosis* ne ha forato in pochi secondi il tegumento per penetrarla; in pochi minuti sono state uccise anche le larve non mature di *S. stagnalis* e *D. melanogaster*, perforate dopo ripetuti tentativi. *C. attenuata* non è riuscita invece a perforare il tegumento delle larve mature di *Scatella*, di *Drosophila* e di *Mosca*.

Per quanto riguarda lo stadio adulto delle prede, l'appetibilità di *D. melanogaster* e *B. paupera* da parte degli adulti di *Cenosis* è stata confermata e si è osservata in più occasioni la predazione di *S. stagnalis*.

Allevamento di Bradysia paupera Tuomikoski

Materiali e metodi

Come preda di sostituzione per *C. attenuata*, *B. paupera* veniva allevata su fibra di cocco umida inoculata con *Fusarium* spp., sviluppate su cariossidi di avena (Kühne *et al.* 1994; Moreschi e Süss, 1998; Moreschi e Colombo, 1999). Tale sistema risultava laborioso, oneroso in termini di tempo ed economici e non garantiva una produzione costante di prede. Pertanto, con l'obiettivo di semplificare il metodo di allevamento della preda, sono state effettuate con *B. paupera* le prove seguenti.

Prova 1

Per semplificare il più possibile la preparazione del substrato per *B. paupera*, si è deciso di provare ad allevarla utilizzando solo fibra di cocco inumidita e lievito, così da rendere superflua la coltivazione e inoculazione del substrato con *Fusarium* spp., prima di introdurvi gli Sciaridi.

Prendendo spunto da una pubblicazione di Binns (1973), una prova preliminare è stata effettuata utilizzando 8 barattoli di plastica da 200 cc, con le pareti forate in modo da consentire il ricambio d'aria all'interno. Nel coperchio di ognuno è stata



Fig. 12. Barattoli utilizzati nella prova preliminare di allevamento di *B. paupera* su fibra di cocco e lievito di birra.

disposta una capsula di Petri (diametro 5 cm) colmata con fibra di cocco inumidita e addizionata di 250 mg di lievito di birra secco per uso animale (Laboratorio Dottori Piccioni s.r.l.) (fig. 12). Prima del trasferimento in cella climatizzata a 25°C, 60% U.R. e fotoperiodo 12:12, in ogni barattolo sono stati introdotti 10 adulti neosfarfallati. Quotidianamente, i singoli campioni sono stati ispezionati allo stereoscopio, per seguire lo sviluppo degli individui presenti.

Prova 2

Verificato, nella prova precedente, che *B. paupera* può completare lo sviluppo su fibra di cocco umida e lievito di birra, si è voluto sperimentare un sistema di allevamento dello Sciaride su tale substrato. Partendo da una popolazione selvatica di *B. paupera*, presente in una cella climatizzata con la temperatura di 25°C, il 60% di umidità e fotoperiodo 12:12, sono stati allestiti tre allevamenti in continuo. Sei contenitori di plastica per alimenti (capacità 1000 ml) sono stati riempiti per metà con fibra di cocco inumidita, addizionata di 14 g di lievito di birra in polvere per uso animale (Laboratorio Dottori Piccioni s.r.l.), e sono stati riposti aperti nella cella per consentire l'ovideposizione degli Sciaridi. Prima dell'utilizzo, la fibra di cocco è stata sottoposta a un trattamento termico nel forno a microonde, a potenza 100 W per 10 minuti, per ridurre la carica microbica e la presenza organismi indesiderati.



Fig. 13. Fasi di preparazione degli allevamenti di *B. paupera*.

Dopo 8 giorni, i contenitori sono stati isolati due a due in 3 gabbie di plexiglas (20x20x35 cm), arbitrariamente denominati A, B e C, in cui sono stati introdotti ulteriori adulti selvatici (fig. 13). In seguito, a seconda della necessità sono stati aggiunti al substrato acqua, lievito di birra in polvere e la fibra di cocco è stata rimescolata. Periodicamente veniva registrato il numero di adulti morti e vivi in ogni gabbia.

Prova 3

Un sistema di allevamento in continuo alternativo a quello precedente è stato sviluppato a partire da una pianta infestata da *B. paupera*, posizionata in una gabbia di plexiglas (21x21x28 cm, con un lato chiuso da organza). Sul terriccio del vaso sono stati appoggiati alcuni funghi *Agaricus bisporus* (J.E. Lange) Pilát, come substrato aggiuntivo per le larve. Ulteriori funghi sono stati introdotti ogni settimana. Quando nella gabbia si è registrato un aumento significativo del numero di adulti, in un'altra gabbia



Fig. 14. Allevamento *in vivo* di *B. paupera* su terriccio con funghi *A. bisporus*.

di plexiglas è stato preparato un recipiente con terriccio (terriccio universale Compo Sana®) sterilizzato e inumidito, su cui sono stati trasferiti alcuni degli *A. bisporus* infestati dalle larve di *B. paupera* dell'allevamento di partenza. Si è quindi provveduto a mantenere il substrato ben umido e ad aggiungere nuovi funghi, fino allo sfarfallamento degli adulti e oltre. Allo stesso modo è stato preparato un altro recipiente in un'altra gabbia. Sulle pareti delle gabbie, come ulteriore fonte alimentare per gli Sciaridi, sono state fissate delle provette a fondo piatto rovesciate e chiuse con cotone idrofilo, contenenti una soluzione 15 g/30 cc di miele e acqua (fig. 14). Così è stato possibile disporre di tre gabbie di allevamento di *B. paupera in vivo*: quella di partenza (denominata D) e altre due (E ed F), utilizzati nelle prove di allevamento *in vivo* di *C. attenuata*.

Dato che la fibra di cocco e il terriccio naturale sono facilmente soggetti a infestazioni di nematodi e acari, prove successive sono state effettuate per verificare se fosse possibile allevare *B. paupera* in assenza di tali substrati:

Prova 4

Sono stati confrontati due possibili substrati di allevamento:

1. carta bibula inumidita e lievito di birra;
2. soluzione acqua-agar con lievito di birra.

Come testimone è stata utilizzata solo carta bibula inumidita.

I substrati sono stati disposti in capsule di Petri di diametro 5 cm e per ogni tesi sono state effettuate 4 ripetizioni (4 capsule per tesi). I substrati sono stati preparati nel modo seguente:

1. per ogni capsula sono stati preparati 5 dischi di carta bibula, posti a strati alterni con 0,25 g di lievito di birra in polvere per uso zootecnico (Laboratorio Dottori Piccioni s.r.l.), per un totale di 1 g/capsula (4 strati). Gli strati sono stati imbibiti poi con acqua fino a saturazione;

2. è stata preparata una soluzione con 100 ml di acqua distillata, 0,1 g di agar e 5 g di lievito di birra in polvere per uso zootecnico. Dopo qualche minuto di ebollizione, il composto è stato versato nelle capsule di Petri e lasciato raffreddare.

Per ogni capsula del testimone sono stati preparati 3 dischi di carta bibula, immersi in acqua e sovrapposti all'interno della capsula stessa.

Tutte le capsule sono state inserite in una gabbia di plexiglas (21x21x28 cm, con un lato chiuso da organza), contenente una pianta infestata da *B. paupera*, e lasciate esposte per 1 settimana agli adulti dello Sciaride. Ogni giorno sono stati registrati il numero di ovideposizioni per ogni capsula e l'eventuale sviluppo di muffe.

La prova è stata ripetuta, posizionando direttamente, in ciascuna delle capsule con i substrati, 12 larve di *B. paupera*, prelevate dall'allevamento *in vivo*.

Prova 5

Funghi *A. bisporus* infestati da larve di *B. paupera* sono stati isolati in barattoli di plastica da 200 cc, per verificare se fosse possibile allevare lo Sciaride soltanto sui funghi.

Studio della biologia

È stato effettuato in occasione della *prova 1* (pag. 20). Oltre al numero di sfarfallamenti nei barattoli, infatti, durante l'osservazione quotidiana del substrato veniva registrato il numero di uova, larve e pupe visibili sulla superficie. Questi dati sono stati utilizzati per ricostruire i tempi di sviluppo di *B. paupera*.

Risultati

Prova 1

In tre dei recipienti, gli adulti sono morti prima di poter deporre alcun uovo, mentre nei restanti 5 sono sopravvissuti abbastanza a lungo da ovideporre e dar luogo a una nuova generazione. Il substrato fibra di cocco e lievito di birra è risultato dunque idoneo allo sviluppo della specie e perciò è stato utilizzato nelle prove successive.

Prova 2

Nel grafico si riportano le curve cumulative degli sfarfallamenti nelle gabbie di allevamento A, B e C (fig. 15). Il risultato più incoraggiante si è ottenuto nella gabbia A, con un tasso di accrescimento in 30 giorni di 16,57 adulti sfarfallati per adulto introdotto.

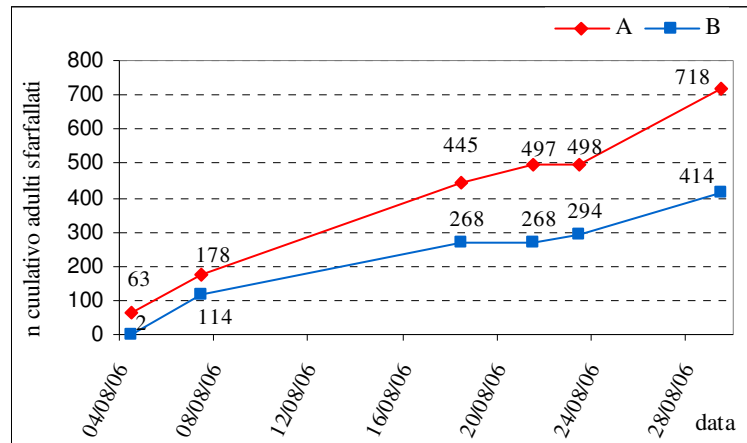


Fig. 15. Andamento degli sfarfallamenti negli allevamenti A, B e C.

Nella gabbia C, invece, i risultati non sono stati altrettanto positivi: è stato necessario introdurre un numero di adulti nettamente superiore rispetto a quello delle altre gabbie e il tasso di accrescimento in 30 giorni è risultato di 3 adulti sfarfallati per adulto introdotto. La variabilità nei risultati ottenuti dalle tre gabbie (tab. 1), a parità delle condizioni di allevamento, indica che la procedura necessita di essere migliorata per ottenere produzioni più regolari.

	Gabbia A	Gabbia B	Gabbia C
Numero di adulti introdotti	50	50	120
Numero di adulti sfarfallati	718	414	72
Rapporto sfarfallati/introdotti	14,36	8,28	0,60
Durata dell'osservazione (gg)	34	34	16
Intervallo introduzione - inizio sfarfallamenti (gg)	8	8	10
Numero medio di adulti sfarfallati/giorno	27,62	15,92	12,00

Tab. 1. Confronto fra i diversi allevamenti di *B. paupera*.

Occorre inoltre sottolineare come tutti gli allevamenti siano stati compromessi da infestazioni di nematodi che si sono sviluppati nel substrato, sopravvisuti al trattamento termico della fibra di cocco oppure introdotti durante le operazioni successive dell'allevamento. Da qui la necessità di migliorare le procedure di sterilizzazione iniziale della fibra di cocco e di manipolazione del substrato in purezza nelle fasi seguenti.

Prova 3

Il sistema di allevamento in continuo è risultato semplice, economico ed efficace: i tre allevamenti realizzati, infatti, sono rimasti produttivi per oltre cinque mesi. Tuttavia nel terriccio si sono sviluppate infestazioni di acari predatori Mesostigmata e di nematodi, che a lungo andare hanno portato gli allevamenti all'esaurimento.

Prova 4

Nessun uovo è stato deposto in alcuna delle capsule; dopo soli 3 giorni di esposizione tutti i substrati sono stati compromessi dalla presenza di muffe. Sugli stessi substrati nessuna larva è stata in grado di sopravvivere.

Prova 5

Nessun adulto è sfarfallato, né è stata osservata alcuna pupa. Probabilmente *B. paupera* necessita del terriccio o della fibra di cocco per impuparsi; l'ipotesi trova conferma nell'osservazione che, nell'allevamento *in vivo* (prova 3, pag. 22), le pupe si trovano localizzate nel terriccio alla base dei funghi infestati.

Biologia

In tutti e 5 i barattoli in cui *B. paupera* si è sviluppata (vedi risultati *prova 1*, pag. 23), l'accoppiamento è stato osservato il medesimo giorno dello sfarfallamento e l'ovideposizione è avvenuta $1,40 \pm 0,89$ DS (deviazione standard) giorni dopo lo sfarfallamento stesso. In tutti i campioni, dopo l'ovideposizione sono state osservate le larve ed è stato dunque possibile calcolare la durata media dello stadio di uovo. In 3 di essi, invece, il substrato si è deteriorato prima che gli Sciaridi potessero completare lo sviluppo, per cui la durata media degli stadi larvale e di pupa è stata calcolata sui 2 restanti campioni (tab. 2, fig. 16).

Stadio	Durata (gg)	n
Uovo	$6,80 \pm 3,77$	5
Larva	$9,00 \pm 2,83$	2
Pupa	$3,50 \pm 0,71$	2
Adulto	$2,50 \pm 1,69$	8

Tab. 2. Tempi di sviluppo di *B. paupera* allevata su fibra di cocco e lievito, a 25°C, 60% U.R. e fotoperiodo 12:12. I valori sono espressi come media \pm DS; n è il numero dei barattoli su cui è stata calcolata la media.

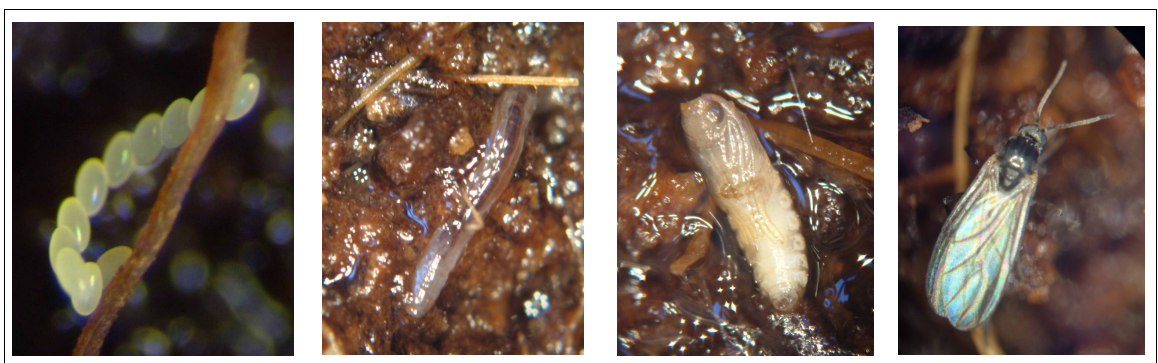


Fig. 16. Uovo, larva, pupa e adulto di *B. paupera*.

Allevamento di Scatella stagnalis Fallén

Materiali e metodi

Dato che in bibliografia non sono disponibili informazioni sulle esigenze nutrizionali e la tecnica di allevamento della specie, si è provato ad individuare un substrato adatto all’ovideposizione e allo sviluppo di *S. stagnalis*, prendendo come riferimento quello utilizzato per *B. paupera*.

Prova 1

Il substrato di fibra di cocco e lievito è stato confrontato innanzitutto con la sola fibra di cocco. 20 adulti selvatici sono stati raccolti in una serra della Fondazione Minoprio (Vertemate con Minoprio - Como) e collocati in una gabbia di plexiglas (20x20x35 cm), mantenuta in cella climatizzata a 25°C, 60% U.R. e fotoperiodo 12:12, arbitrariamente denominata A. Nella gabbia sono state introdotte 4 capsule di Petri (diametro 5 cm) aperte, contenenti solo fibra di cocco inumidita, e altrettante contenenti fibra di cocco inumidita, addizionata in precedenza con lievito di birra (250 mg/capsula). Dopo 6 giorni, le capsule di ovideposizione sono state isolate ciascuna in un barattolo di plastica da 200 cc, con le pareti forate per consentire il ricambio di aria (fig. 17). I barattoli, mantenuti nella stessa cella climatizzata, sono stati osservati periodicamente: il substrato è stato inumidito a seconda delle necessità ed è stato registrato il numero di adulti sfarfallati.

Prova 2

Dato che nella prova 1 si sono riscontrate differenze significative nel numero di sfarfallamenti ottenuti dai substrati considerati (vedi risultati *prova 1*, pag. 28), con questa prova si è voluto verificare se tali differenze fossero dovute a una diversa idoneità dei substrati all’ovideposizione, oppure se, a parità del numero di uova deposte, i substrati fossero più o meno adatti allo sviluppo di *S. stagnalis*. Nella gabbia con i 20 adulti selvatici (gabbia A), mantenuta nelle stesse condizioni della prova precedente, sono state introdotte 4 capsule

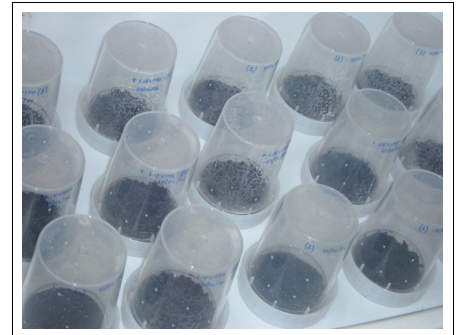


Fig. 17. Barattoli con i substrati di allevamento per *S. stagnalis*.

di Petri di diametro 5 cm, riempite con semplice fibra di cocco inumidita, e altrettante con fibra di cocco inumidita e addizionata con 250 mg di lievito di birra secco per uso zootecnico (Laboratorio Dottori Piccioni s.r.l.). Trascorse 24 ore, si contavano le uova visibili sulla superficie del substrato e le capsule venivano isolate singolarmente in barattoli di plastica da 200 cc, con le pareti forate in modo da consentire il ricambio d’aria all’interno (fig. 17). L’operazione si è ripetuta per 4 giorni consecutivi, mentre i barattoli sono stati controllati quotidianamente fino allo sfarfallamento degli

adulti, che sono stati contati come nella prova precedente. Sui dati raccolti sono stati eseguiti l'analisi della varianza e il test F, mediante il programma SPSS versione 16.0.

Prova 3

Si è provato ad arricchire il substrato fibra di cocco e lievito di birra con TNM-FH insect medium (Sigma, St. Louis, MO), un substrato commerciale sviluppato per colture cellulari *in vitro* di Lepidotteri. Si tratta di una miscela di aminoacidi, carboidrati, vitamine e minerali, con l'aggiunta di lattealbumina idrolizzata e un estratto di lievito, da cui derivano i fattori a basso peso molecolare che lo rendono più efficiente degli altri esistenti (IPL-42, IPL-52B, TC100) (Hu e Vinson, 1997). Il substrato arricchito e quello contenente soltanto lievito sono stati dunque confrontati nella prova seguente. 8 capsule di Petri (diametro 5 cm) contenenti fibra di cocco inumidita, addizionata di 250 mg di lievito di birra, ed altrettante contenenti fibra di cocco inumidita, 250 mg di lievito di birra e 1 ml di TNM-FH sono state esposte per 10 giorni a una popolazione di 51 adulti di *S. stagnalis*, in due gabbie di plexiglas (20x20x35 cm) nella cella climatizzata (25°C, 60% U.R. e fotoperiodo 12:12). Le uova presenti sulla superficie del substrato dopo l'esposizione sono state contate, le capsule sono state isolate singolarmente e controllate regolarmente fino allo sfarfallamento. Sui dati raccolti sono stati eseguiti l'analisi della varianza e il test F, mediante il programma SPSS versione 16.0.

Prova 4

Il potenziale biotico di 24 adulti vitali sfarfallati durante le prove precedenti è stato confrontato con quello di una nuova popolazione di 27 adulti raccolti in serra: i due gruppi sono stati trasferiti in cella climatizzata (25°C, 60% U.R. e fotoperiodo 12:12), in due gabbie di plexiglas (20x20x35 cm). L'allevamento con i 27 adulti selvatici è stato denominato B e quello con gli adulti sfarfallati in cattività I GEN. In ciascuno sono state esposte per 14 giorni 8 capsule di Petri (diametro 5 cm) con il substrato fibra di cocco e lievito e altrettante con quello arricchito di TNM-FH. Le uova deposte sulla superficie del substrato sono state contate e le capsule isolate singolarmente in barattoli e controllate fino allo sfarfallamento degli adulti, di cui è stato registrato il numero. Sui dati relativi al numero di uova osservate e degli adulti sfarfallati sono stati eseguiti l'analisi della varianza e il test F, mediante il programma SPSS versione 16.0.

Studio della biologia

I tempi di sviluppo di *S. stagnalis* sono stati calcolati sulla base dei dati raccolti nelle prove di confronto tra i substrati (*prove 1-3*, pagg. 26, 27). Come anche avvenuto per *B. paupera*, durante l'osservazione quotidiana dei substrati nelle capsule di ovideposizione è stato registrato il numero di uova, larve, pupe e adulti presenti.

Risultati

Prova 1

Da questa prova è emerso che il lievito di birra è essenziale per lo sviluppo di *S. stagnalis*: 3 soli adulti sono sfarfallati in uno dei barattoli con fibra di cocco imbibita, contro i 105 sfarfallati dal substrato con lievito (in media $26 \pm 17,9$ DS per barattolo) (tab. 3).

Tesi	Adulti sfarfallati	n
1	$0,75 \pm 1,50$	4
2	$26 \pm 17,95$	4

Tab. 3. Numero di adulti di *S. stagnalis* sfarfallati dalle capsule con substrato fibra di cocco (tesi 1) e fibra di cocco e lievito di birra (tesi 2): valori medi \pm DS. n = numero di barattoli su cui è stata calcolata la media.

Prova 2

Nella tabella 4 sono riportati il numero medio di uova deposte e quello degli adulti sfarfallati dalle capsule con il substrato fibra di cocco e fibra di cocco con lievito di birra. L'analisi

Tesi	Uova		Adulti	n
1	$3,94 \pm 2,89$	a	0	16
2	$17,19 \pm 7,68$	b	$11,31 \pm 11,22$	16

Tab. 4. Numero di uova deposte e numero di adulti sfarfallati dalle capsule con sola fibra di cocco (tesi 1) e con fibra di cocco e lievito (tesi 2). I valori sono espressi come media \pm DS. n = numero di capsule su cui è stata calcolata la media. A lettere uguali corrispondono valori statisticamente non differenti (test F, P = 0,05).

della varianza e il test F condotti sui dati relativi alle uova hanno evidenziato che i due substrati sono significativamente differenti (tab. 4). A conferma dei risultati ottenuti nella prova precedente, nessun adulto è sfarfallato dalle capsule con substrato privo di lievito e 181 sono sfarfallati in totale da quelle con anche il lievito di birra. Per questi motivi la fibra di cocco senza lievito non è stata più utilizzata in seguito.

Sebbene il substrato con lievito sia risultato idoneo allo sviluppo di *S. stagnalis*, numerosi individui (157 su 181) sono sfarfallati deformi (fig. 17) e sono morti dopo qualche ora. Attribuendo tali deformità a carenze nutrizionali, è stata eseguita la prova 3.



Fig. 17. Adulto di *S. stagnalis* sfarfallato deforme dal substrato fibra di cocco e lievito di birra.

Prova 3

Sul substrato arricchito con TNM-FH, in media sono state osservate meno uova e si è sviluppato un numero inferiore di adulti. L'analisi della varianza e il test F condotti sui dati indicano che la differenza nel numero di uova deposte non è significativa (tab. 5), ma sul substrato arricchito con TNM-FH si è sviluppato un numero di adulti statisticamente inferiore rispetto al substrato con sola fibra di cocco e lievito di birra (tab. 6). Si è dedotto che il prodotto non è indicato, almeno nelle dosi utilizzate, per l'allevamento di *S. stagnalis*.

Tesi	Uova	n
1	34,12 ± 25,03 a	8
2	19,87 ± 9,61 a	8

Tab. 5. Numero di uova osservate nelle capsule con il substrato fibra di cocco e lievito di birra (tesi 1) e quello arricchito con TNM-FH (tesi 2). I valori sono espressi come media ± DS. n = numero di capsule su cui è stata calcolata la media. A lettere uguali corrispondono valori statisticamente non differenti (test F, P = 0,05).

Tesi	Adulti	n
1	14,75 ± 15,91 b	8
2	2,75 ± 2,96 a	8

Tab. 6. Numero di adulti sfarfallati dalle capsule con il substrato fibra di cocco e lievito di birra (tesi 1) e quello arricchito con TNM-FH (tesi 2). I valori sono espressi come media ± DS. n = numero di capsule su cui è stata calcolata la media. A lettere uguali corrispondono valori statisticamente non differenti (test F, P = 0,05).

Prova 4

Nelle tabelle seguenti vengono riportati il numero di uova osservate sul substrato e il numero di adulti sfarfallati per adulto considerato. L'analisi della varianza e il test F mostrano come, considerando il numero di uova, la differenza tra la prima generazione e i selvatici sia al limite della significatività (tab. 7), ma il numero di adulti sfarfallati per individuo di prima generazione in allevamento è statisticamente inferiore rispetto ai selvatici (tab. 8). Si deduce quindi che la prima generazione in allevamento ha un potenziale biotico inferiore rispetto ai selvatici.

Tesi	Uova /adulto	n
1	0,97 ± 0,95 a	16
2	0,47 ± 0,22 a	16

Tab. 7. Numero di uova osservate sul substrato per adulto di *S. stagnalis* di prima generazione (tesi 1) e selvatico (tesi 2). Valori medi ± DS. n = numero di capsule su cui è stata calcolata la media. A lettere uguali corrispondono valori statisticamente non differenti (test F, P = 0,05).

Tesi	Adulti /adulto	n
1	0,10 ± 0,12 a	16
2	0,55 ± 0,59 b	8

Tab. 8. Numero *S. stagnalis* sfarfallate per adulto di prima generazione (tesi 1) e selvatico (tesi 2). Valori medi ± DS. n = numero di barattoli su cui è stata calcolata la media. A lettere uguali corrispondono valori statisticamente non differenti (test F, P = 0,05).

Nella tabella seguente viene presentato il riepilogo degli allevamenti allestiti per le prove (tab. 9).

	A	B	I GEN
Numero adulti introdotti	20	27	24
Numero adulti sfarfallati	365	119	38
Rapporto sfarfallati/introdotti	18,25	4,41	1,58
Durata osservazione (gg)	45	19	27
Intervallo introduzione - inizio sfarfallamenti (gg)	14	11	13
Numero medio adulti sfarfallati/giorno	11,77	14,88	2,71
Numero di adulti sfarfallati/giorno di ovideposizione	20,28	11,90	3,80

Tab. 9. Confronto tra gli allevamenti di *S. stagnalis*.

Come anche per *B. paupera*, i risultati ottenuti con *S. stagnalis* sono incostanti e qualora si volesse allevare *Cenosia* su tale preda, la procedura di allevamento dovrebbe essere migliorata per ottenere produzioni più regolari.

Biologia

Sulla base dei dati raccolti sono stati ricostruiti i tempi di sviluppo di *S. stagnalis*, allevata su fibra di cocco e lievito a 25°C e 60% U.R., con fotoperiodo 12:12 (tab. 10). In accordo con tali osservazioni, in tutti gli allevamenti gli sfarfallamenti non sono cominciati prima di 9 giorni dall'introduzione dei substrati nelle gabbie con gli adulti (fig. 18).

Stadio	Durata (gg)	n
Uovo	1,09 ± 0,29	23
Larva	5,50 ± 0,53	8
Pupa	6,25 ± 2,00	12

Tab. 10. Tempi di sviluppo di *S. stagnalis* allevata su fibra di cocco e lievito, a 25°C, 60% U.R. e fotoperiodo 12:12. Valori medi ± DS. n = numero di capsule su cui è stata calcolata la media.

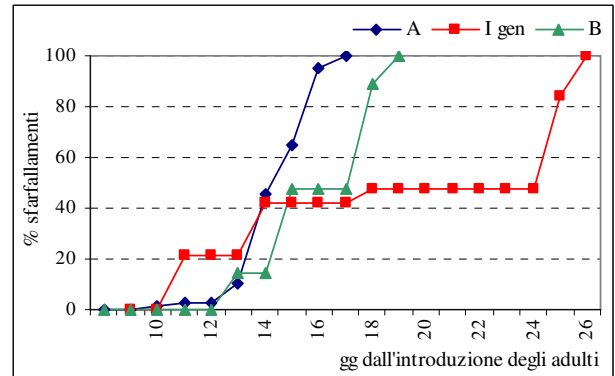


Fig. 18. Andamento degli sfarfallamenti di *S. stagnalis* durante le prove (percentuale cumulativa negli allevamenti).

Di seguito vengono presentati i diversi stadi di sviluppo di *S. stagnalis* (fig. 19).



Fig. 19. Uovo, larva, pupa e adulto di *S. stagnalis*.

Allevamento di Drosophila melanogaster Meigen

Materiali e metodi

Allevamento su dieta artificiale

Gli adulti di *D. melanogaster* sono stati utilizzati come prede per mantenere gli adulti di *C. attenuata* e nelle prove di alimentazione con gli esemplari catturati in serra. Per l'allevamento di *D. melanogaster*, è stata utilizzata una dieta artificiale da tempo in uso presso l'Istituto di Entomologia agraria di Milano (ora DiPSA) (Moreschi e Colombo, 1999). Nella tabella seguente (tab. 11) vengono riportate le dosi per circa 900 g di substrato, utili per preparare 8 beute da 500 ml.

Componenti	Dose
Agar	14 g
Lievito di birra in polvere	10 g
Acqua distillata	760 ml
Zucchero	60 g
Uvetta sminuzzata	10 g
Semola di grano duro	120 g
Nipagina	1 g

Tab. 11. Ingredienti per circa 900 g di substrato agarizzato per *D. melanogaster*.



Fig. 20. Beute con il substrato agarizzato per l'allevamento di *D. melanogaster*.

Il lievito e l'agar vengono uniti a 700 ml di acqua distillata e bolliti per 5 minuti nel forno a microonde, con potenza 700 W; al composto si aggiungono quindi i restanti ingredienti, mescolati tra loro in maniera omogenea. La dieta ottenuta viene versata sul fondo delle beute, in cui, una volta raffreddata, si introducono gli adulti di *Drosophila*. Le beute vengono chiuse con organza e mantenute a 25°C, 60% U.R. fino all'utilizzo (fig. 20). Nelle beute le generazioni di *D. melanogaster* si succedono a ciclo chiuso e il substrato si esaurisce in circa 20 giorni.

Prova 1

Utilizzare *D. melanogaster* per lo sviluppo delle larve di *C. attenuata* consentirebbe di allevare una sola preda anziché due differenti, riducendo notevolmente la complessità dell'allevamento. Sarebbe semplice allevare *C. attenuata* direttamente sul substrato sviluppato per *D. melanogaster*, in quanto è di composizione nota, semplice da preparare e già da tempo in uso. Le larve di *D. melanogaster* vi si sviluppano in breve tempo e sarebbe perciò semplice rifornire *C. attenuata* di prede disetanee in continuo. L'omogeneità del substrato, inoltre, consentirebbe un'osservazione del predatore più agevole rispetto alla fibra di cocco. Prove preliminari effettuate su dieta agarizzata, tuttavia, hanno evidenziato che questa si disidrata troppo velocemente per consentire lo sviluppo delle larve di *Cenosis*. Si è pensato perciò di provare ad aumentare il tenore di acqua, riducendo la dose di agar

rispetto alla dieta tradizionale. Per verificare se *D. melanogaster* riuscisse a svilupparsi in un substrato con minor titolo agarico, sono state confrontate in una prova le tesi seguenti, per ognuna delle quali sono state preparate 6 repliche:

- A: dieta tradizionale;
- B: dieta tradizionale con il 75% dell'agar;
- C: dieta tradizionale con il 50% dell'agar;
- D: dieta tradizionale con il 25% dell'agar.

La dieta è stata trasferita in capsule di Petri (diametro 5 cm, 6 per tesi), riposte ciascuna nel coperchio di un barattolo di plastica da 200 ml, con 10 adulti di *D. melanogaster*. Tutti i barattoli sono stati trasferiti e mantenuti in una stanza a 25°C e 60% U.R.. Ogni 6 giorni, sono stati contati per ciascun barattolo il numero di adulti introdotti sopravvissuti, il numero di larve e pupe visibili nel substrato, il numero di adulti sfarfallati. L'osservazione è proseguita per circa 50 giorni. Sui dati raccolti sono stati eseguiti l'analisi della varianza, il test F e il test di Duncan, mediante il programma SPSS versione 16.0.

Studio della biologia

Per determinare i tempi di sviluppo di *D. melanogaster*, sono state preparate 8 capsule di Petri di diametro 5 cm, riempite con il substrato di allevamento tradizionale (vedi *Allevamento su dieta artificiale*, pag. 31). Ciascuna è stata trasferita in un barattolo di plastica da 200 cc, con le pareti forate per consentire il ricambio d'aria, all'interno del coperchio. In ciascun barattolo sono stati introdotti circa 50 adulti di *Drosophila*, perché ovideponessero. Dopo 24 ore le capsule di Petri sono state estratte dai barattoli, e ispezionate allo stereoscopio per individuare gli stadi preimmaginali visibili e registrarne il numero. Controlli successivi sono stati effettuati ogni 24 ore, fino allo sfarfallamento degli adulti di prima generazione. I barattoli e poi le capsule sono stati conservati in una cella climatizzata con temperatura 25°C, 60% U.R. e fotoperiodo 12:12.

Risultati

Prova 1

Come elementi di confronto tra le diete sono stati considerati:

- 1) il numero di adulti sfarfallati, che indica l'idoneità del substrato allo sviluppo della specie;
- 2) la percentuale di sopravvivenza degli adulti introdotti fino all'inizio dello sfarfallamento di quelli di nuova generazione. Oltre tale periodo, infatti, risultato pari a 12 giorni, non è stato più possibile discernere gli adulti originari da quelli di nuova generazione. Dalle prove di appetibilità è emerso come le larve neosgusciate siano più appetibili per *C. attenuata* rispetto a quelle mature, di cui

non riesce a perforare il tegumento (vedi *Prove di appetibilità*, pag. 19). Considerando che, maggiore è la sopravvivenza degli adulti introdotti, maggiore è la scalarità di deposizione e quindi delle larve giovani presenti nel substrato a disposizione di *C. attenuata*, i substrati che consentono una sopravvivenza maggiore dovrebbero essere più idonei;

- 3) il numero di larve di prima generazione osservate, che indica la disponibilità di prede appetibili per *C. attenuata*.

Tutte le diete si sono dimostrate statisticamente equivalenti per quanto riguarda i primi due aspetti (tabb. 12, 13).

Tesi	Adulti sfarfallati	n
A	342,17 ± 169,39 a	6
B	303,17 ± 92,28 a	6
C	329,33 ± 113,25 a	6
D	201,83 ± 193,09 a	6

Tab. 12. Numero di *D. melanogaster* adulti sfarfallati sui substrati di allevamento A, B, C e D. Valori medi ± DS. n = numero di barattoli su cui è stata calcolata la media. A lettere uguali corrispondono valori statisticamente non differenti (test F, P = 0,05).

Tesi	% adulti vivi	n
A	55,00 ± 17,61 a	6
B	71,67 ± 7,53 a	6
C	61,67 ± 16,02 a	6
D	61,67 ± 16,75 a	6

Tab. 13. Percentuale di adulti vivi a 12 giorni dall'introduzione sui substrati di allevamento A, B, C e D. Valori medi ± DS. n = numero di barattoli su cui è stata calcolata la media. A lettere uguali corrispondono valori statisticamente non differenti (test F, P = 0,05).

Per quanto riguarda il terzo aspetto, il grafico seguente (fig. 21) riproduce l'andamento nel tempo del numero medio di larve osservate sulla superficie dei substrati A, B, C e D.

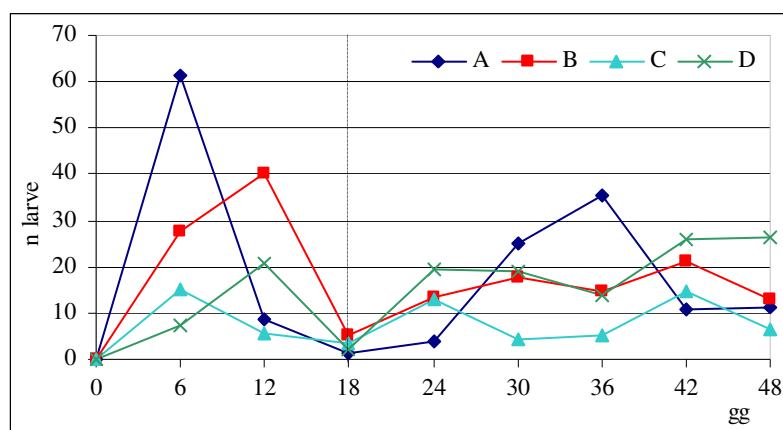


Fig. 21. Numero medio di larve di *D. melanogaster* osservate nel tempo sulla superficie dei substrati A, B, C e D.

E' possibile osservare come per tutte le tesi la prima generazione, oggetto di predazione da parte di *C. attenuata* in un eventuale allevamento, venga completata entro i primi 18 giorni. In tale periodo il numero medio di larve osservate sul substrato B risulta statisticamente superiore rispetto a quello registrato sulle diete C e D, alternative alla tradizionale (tab. 14).

Per questo motivo, quando sono state disponibili, si è provato ad allevare larve di *Cenosia* direttamente su substrato B (dieta tradizionale con il 75% di agar) (vedi *Allevamento su D. melanogaster – Prova 1*, pag. 39).

Tesi	Larve	n
A	71,50 ± 20,07	b
B	73,33 ± 25,15	b
C	24,50 ± 10,82	a
D	30,33 ± 30,92	a

Tab. 14. Numero di larve di *D. melanogaster* contate sulla superficie dei substrati A, B, C e D nei primi 18 giorni di osservazione. Valori medi ± DS. n = numero di barattoli su cui è stata calcolata la media. A lettere uguali corrispondono valori statisticamente non differenti (test di Duncan, $\alpha = 0,05$).

Biologia

Delle 8 capsule utilizzate nella prova, 6 sono andate incontro a disidratazione prima che si fosse completato il ciclo di sviluppo di *Drosophila*. Così, se è stato possibile determinare la durata dello stadio di uovo considerando tutti i campioni, per gli stadi seguenti, invece, ne sono rimasti a disposizione soltanto 2

Stadio	Durata (gg)	n
Uovo	1,00 ± 0,00	8
Larva	4,00 ± 1,41	2
Pupa	3,50 ± 0,71	2

Tab. 15. Tempi di sviluppo di *D. melanogaster* allevata su dieta artificiale, a 25°C, 60% U.R. e fotoperiodo 12:12. Valori medi ± DS. n = numero di capsule su cui è stata calcolata la media.

(tab. 15). La rapida disidratazione del substrato artificiale nelle capsule di Petri è spiegabile se si considera che nelle beute utilizzate per l'allevamento l'imboccatura stretta riduce la dispersione dell'umidità che si libera dal substrato. Nelle capsule di Petri l'imboccatura è ampia quanto la superficie libera della dieta e dunque la dispersione di umidità è superiore. Il fenomeno si è verificato nonostante tutte le capsule fossero state sigillate con parafilm.

Di seguito vengono presentati gli stadi preimmaginali di *D. melanogaster* (fig. 22).

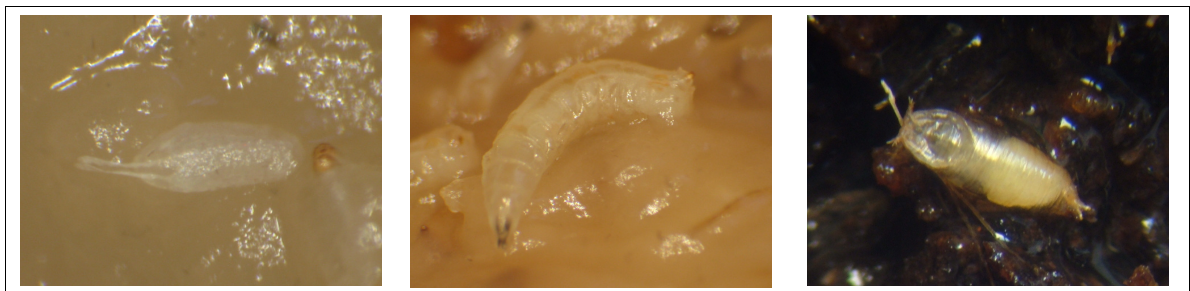


Fig. 22. Uovo, larva, pupa di *D. melanogaster*.

Considerazioni

Larve di *D. melanogaster*, *B. paupera* e *S. stagnalis* sono risultate appetibili per quelle di *C. attenuata*; in tutte si è riscontrata una maggior facilità per il predatore di penetrare le larve più giovani, che hanno il tegumento meno sclerificato. Sono seguite prove di allevamento delle specie su substrati diversi, al fine di individuare per ciascuna il metodo più adatto, soprattutto in relazione all'allevamento *in vivo* di *C. attenuata*.

B. paupera si può allevare con efficacia su terriccio o fibra di cocco inumidita, arricchiti con funghi freschi *A. bisporus*. Il metodo è più semplice ed economico di quello precedentemente in uso, che implicava la coltivazione e l'inoculazione della fibra di cocco con *Fusarium* spp.; necessita tuttavia di essere migliorato per ottenere produzioni più costanti. *S. stagnalis* può completare lo sviluppo su fibra di cocco inumidita e lievito di birra, sebbene il substrato debba essere probabilmente integrato sotto il profilo nutrizionale.

Nell'allevamento di entrambe le prede *B. paupera* e *S. stagnalis*, sui substrati si sono sviluppati funghi e acari, che ne hanno compromesso le popolazioni. Il problema non è di facile soluzione, se si considera che, essendo detriticole, le specie necessitano per svilupparsi di substrati ricchi di sostanza organica in decomposizione, ideali anche per gli organismi indesiderati nell'allevamento.

D. melanogaster è stata allevata su dieta artificiale. Nell'ottica di allevare *C. attenuata* direttamente sul medesimo substrato, e si è cercato di modificarlo per renderlo più idoneo allo sviluppo del predatore.

Confrontando i tempi di sviluppo di *B. paupera*, *S. stagnalis* e *D. melanogaster*, si possono fare alcune considerazioni. Occorre innanzitutto precisare che, siccome gli stadi preimmaginali sono difficili da individuare nel substrato, non è stato possibile seguire il ciclo biologico di tutti i singoli individui nei campioni. Perciò i tempi di sviluppo riportati (tab. 16) sono stati calcolati considerando il momento in cui larve, pupe e adulti sono stati individuati la prima volta in ogni campione e sono dunque i tempi minimi nelle condizioni di allevamento.

Stadio	<i>B. paupera</i>		<i>S. stagnalis</i>		<i>D. melanogaster</i>	
	Durata (gg)	n	Durata (gg)	n	Durata (gg)	n
Uovo	6,80 ± 3,77	5	1,09 ± 0,29	23	1,00 ± 0,00	8
Larva	9,00 ± 2,83	2	5,50 ± 0,53	8	4,00 ± 1,41	2
Pupa	3,50 ± 0,71	2	6,25 ± 2,00	12	3,50 ± 0,71	2
Totale	19,00 ± 2,00	3	14,65 ± 4,74	49	8,50 ± 0,71	2

Tab. 16. Tempi di sviluppo di possibili prede alternative per *C. attenuata*, sui rispettivi substrati, a 25°C, 60% U.R. e fotoperiodo 12:12. I valori sono espressi come media ± DS. n = numero di campioni su cui è stata calcolata la media.

Una condizione fondamentale perché si possa allevare *in vivo* a ciclo chiuso un predatore è che il substrato o l'ambiente in cui si sviluppa la vittima sia idoneo anche per il predatore stesso. I substrati per *B. paupera* e *S. stagnalis* sono adatti anche a *C. attenuata*, mentre la dieta di *D. melanogaster* non è risultata idonea, neppure se modificata (vedi parte seguente). Per questo,

sebbene sia la preda con il ciclo biologico più breve e dunque potenzialmente in grado di rifornire il substrato con larve giovani, *D. melanogaster* non può essere utilizzata per allevare le larve di *C. attenuata* in continuo, per lo meno su dieta artificiale. Data la rapidità di sviluppo *in vitro*, tuttavia, la specie può essere mantenuta in allevamento per produrre adulti con cui integrare l'alimentazione degli adulti di *C. attenuata*.

Considerando ancora le vittime, nell'allevamento del predatore devono essere costantemente presenti larve, nel substrato, e adulti in grado di ovideporre. Dato che le larve vengono in parte predate, devono essere privilegiate le specie in cui è maggiore il numero di uova/adulto e in cui la mortalità naturale è minore. Per *B. paupera*, *S. stagnalis* e *D. melanogaster*, tuttavia, questi dati non sono disponibili perché, come accennato in precedenza, non è stato possibile conteggiare tutti gli individui presenti nei vari stadi, ma solo quelli visibili sulla superficie del substrato.

Un'ulteriore caratteristica importante delle prede, per garantire la presenza continua di larve nel substrato, è quella di ovideporre scalarmente nel tempo. Tra *B. paupera* e *S. stagnalis*, la prima presenta una durata maggiore dello stadio larvale, oggetto di predazione da parte di *C. attenuata*, ma l'ovideposizione non è scalare: gli adulti iniziano infatti a ovideporre $1,40 \pm 0,89$ DS giorni dopo lo farfallamento e vivono solo $2,50 \pm 1,69$ DS giorni. Sotto questo aspetto, *S. stagnalis* sembrerebbe più adatta come preda alternativa per *C. attenuata*. Dato che però per questa specie non si disponeva di una tecnica di allevamento consolidata ed efficace quanto quella sperimentata per *B. paupera*, le prove successive di allevamento *in vivo* di *C. attenuata* sono state effettuate utilizzando gli Sciaridi.

COENOSIA ATTENUATA STEIN

Allevamento in vivo

Le prove di allevamento *in vivo* di *C. attenuata* sono state eseguite con l'obiettivo di semplificare la procedura di allevamento esistente, alla luce delle acquisizioni ottenute con le prove precedenti relative alle prede. Prove preliminari di allevamento sono state effettuate utilizzando le diverse possibili prede di cui era stata verificata l'appetibilità: *S. stagnalis* e *D. melanogaster*, *M. domestica*, *B. paupera*. Nell'ambito di queste prove è stato possibile ricostruire i tempi di sviluppo di *C. attenuata* su *B. paupera*.

Un allevamento di dimensioni maggiori è stato tentato, in seguito, con preda *B. paupera*, allevata su fibra di cocco inumidita e addizionata di funghi freschi *A. bisporus*.

Si è tentato, infine, di allevare *C. attenuata* su *D. melanogaster*, utilizzando la dieta artificiale a tenore ridotto di agar sperimentata in precedenza (pagg. 31-34) e somministrandola, priva di agar, su supporto di cotone idrofilo.

Materiali e metodi

Prove preliminari di allevamento

Prova 1

Secondo le osservazioni raccolte nelle prove effettuate, le uova di *S. stagnalis* e *D. melanogaster* schiudono un solo giorno dopo la deposizione. Si è pensato così di far deporre per 24 ore *C. attenuata* in capsule (4, di diametro 8,5 cm) contenenti il substrato fibra di cocco e lievito, adatto allo sviluppo delle prede, per poi spostarne 2 in una gabbia contenente una popolazione di Scatella, e 2 in una con una popolazione di Drosophila. Alla schiusura delle uova, le larve di *Cenosis* avrebbero trovato prede di 4 giorni a disposizione. Inoltre, gli adulti di *S. stagnalis* e *D. melanogaster* avrebbero continuato a deporre nel substrato, rifornendolo di prede in continuo.

Prova 2

E' stata effettuata una prova di allevamento su *M. domestica*. La specie è allevata da tempo presso l'Istituto di Entomologia Agraria dell'Università degli Studi di Milano (ora DiPSA): gli adulti vengono mantenuti in gabbie cubiche di materiale plastico (lato 35 cm), a 25°C e 65% U.R., alimentati con latte in polvere. Nelle gabbie vengono collocati recipienti in plastica (diametro 10 cm, altezza 7 cm) con il substrato di ovideposizione e di sviluppo per le larve, costituito da crusca (24%), acqua (71%) e latte in polvere (5%) (Saccà, 1984). 14 larve neogusciate di *C. attenuata* sono state trasferite in uno dei recipienti contenenti il substrato con le larve disetanee di *M. domestica*.

Prova 3

Sono stati utilizzati due barattoli di plastica da 200 cc. Nel coperchio è stata inserita una capsula di Petri di diametro 5 cm contenente il substrato fibra di cocco e lievito. In ognuno sono stati quindi introdotti, e lasciati fino alla morte, 12 adulti di *B. paupera* provenienti dall'allevamento (gabbie A, B e C, pag. 21), in modo che ovideponessero nelle capsule (fig. 23). Nei giorni seguenti, nei barattoli sono state trasferite le uova appena deposte di una femmina raccolta in serra durante i campionamenti: in base alla disponibilità, in uno sono state trasferite 27 uova, nell'altro 2. I barattoli sono stati mantenuti in cella climatizzata a 25°C, 60%U.R. e fotoperiodo 12:12 per tutta la durata della prova. Il substrato nei barattoli è stato controllato quotidianamente allo stereoscopio per seguire lo sviluppo di *C. attenuata*.



Fig. 23. Barattolo utilizzato per l'allevamento su piccola scala di *C. attenuata*.

Prova 4

25 larve neogusciate sono state trasferite singolarmente in capsule di Petri (diametro 5 cm) contenenti terriccio infestato da larve di Sciaridi provenienti dagli allevamenti *in vivo* D, E ed F (pag. 22). Ogni giorno, fino allo sfarfallamento degli adulti, le capsule sono state ispezionate allo stereoscopio, smuovendo delicatamente il substrato con un pennellino per verificare la vitalità delle larve e rilevare la presenza di pupe. Quindi, se necessario, venivano aggiunte ulteriori larve di Sciaridi e acqua. Le capsule di Petri sono state mantenute in una cella climatizzata, alle condizioni di 25°C, 60% U.R. e fotoperiodo 12:12.

Durante le prove 3 e 4 si è cercato di ricostruire i tempi di sviluppo di *C. attenuata*, registrando la presenza dei diversi stadi durante l'ispezione quotidiana dei substrati.

Allevamento su *B. paupera*

Prova 1

Nell'allevamento di *B. paupera* D (pag. 22) sono state introdotte 35 larve neogusciate di *C. attenuata* e altrettante nell'allevamento E. Le gabbie, mantenute a temperatura ambiente, sono state controllate ogni giorno per verificare la presenza di adulti di prima generazione eventualmente sfarfallati.

Prova 2

È stato tentato un allevamento a ciclo chiuso: 3 femmine e 9 maschi adulti di *C. attenuata* raccolti in serra sono stati introdotti nell'allevamento F (pag. 22) e lasciati fino alla morte. La gabbia è stata

mantenuta a temperatura ambiente e controllata ogni giorno per verificare la vitalità degli adulti introdotti e la presenza di eventuali adulti di prima generazione sfarfallati.

Allevamento su D. melanogaster

Prova 1

E' stata preparata una capsula di Petri (diametro 8,6 cm) contenente substrato di allevamento per *D. melanogaster* (pag. 31), preparato con il 75% dell'agar. La capsula è stata introdotta in una gabbia di plexiglas (21x21x28 cm, con un lato chiuso da organza) con adulti di *D. melanogaster*, in modo da consentire l'infestazione del substrato. Osservata la presenza di un numero consistente di larve di Drosophila, nella capsula sono state trasferite 6 larve neosgusciate di *C. attenuata*. La capsula è stata mantenuta nella gabbia con gli adulti di *D. melanogaster*, in modo da garantire un continuo rifornimento di larve giovani di Drosophila, e quotidianamente il substrato è stato controllato per verificare l'eventuale presenza di pupe di *C. attenuata*.

Prova 2

Si è provato ad allevare larve di *C. attenuata* su *D. melanogaster* in un substrato non agarizzato, utilizzando come supporto cotone idrofilo, dalla struttura in apparenza più simile a quella del terreno. Il substrato per la preda è stato preparato sulla base di quello tradizionale (pag. 31), in questo modo: 2,5 g di lievito di birra in polvere sono stati sciolti in 175 ml di acqua di fonte; dopo qualche minuto di ebollizione, alla soluzione sono stati aggiunti 15 g di zucchero e 0,4 g di nipagina. Dopo che si è raffreddato, con il composto è stato imbibito del cotone idrofilo, distribuito poi in 6 capsule di Petri (diametro 8,6 cm). Le capsule sono state trasferite, aperte, all'interno di una gabbia di plexiglas (21x21x28 cm, con un lato chiuso da organza) contenente adulti di *D. melanogaster*. Le capsule sono state periodicamente controllate per verificare la presenza di larve di *D. melanogaster* e inumidire il cotone quando necessario. Dopo 10 giorni, sul substrato erano presenti larve mature e anche pupe di *D. melanogaster*, segno che il substrato è idoneo allo sviluppo del drosofilide. In ciascuna delle 6 capsule sono state introdotte 15 larve neosgusciate di *C. attenuata* (in totale 90). Le capsule sono state mantenute, aperte, nella gabbia di plexiglas con gli adulti di *D. melanogaster*, per garantire la presenza di larve disetanee nel substrato. Le capsule venivano controllate quotidianamente per seguire lo sviluppo delle larve di *C. attenuata*.

Risultati

Prove preliminari di allevamento

Prova 1

Sebbene nessun adulto di *Cenosia* sia sfarfallato durante questa prova, larve vive del predatore e vittime uccise sono state osservate per più di 10 giorni tanto nel substrato con *Drosophila*, quanto in quello con *Scatella*.

Prova 2

Dopo alcuni giorni si sono osservate numerose larve di Mosca morte, sulla superficie del substrato, ma non è stato possibile stabilire con certezza se si trattasse di vittime di *C. attenuata*, di cui non è sfarfallato alcun adulto.

Prova 3

Dalla capsula con 27 uova non è sfarfallato alcun adulto, mentre nell'altro barattolo entrambe le *Cenosie* si sono sviluppate fino allo stadio di pupa e un adulto, maschio, è sfarfallato. Il mancato sviluppo di *C. attenuata* nella prima capsula potrebbe essere attribuito alla eccessiva densità di larve del predatore rispetto a quelle di *B. paupera*.

L'osservazione quotidiana ha consentito di rilevare i tempi di sviluppo dell'insetto: la schiusura delle uova è avvenuta fra 3 e 7 giorni dopo la deposizione. Le pupe sono state osservate 15 giorni dopo l'ovideposizione e l'adulto è sfarfallato 14 giorni dopo l'impupamento (fig. 24).

Prova 4

Delle 25 larve, soltanto una ha completato lo sviluppo. Per questa, lo stadio di uovo è durato 4 giorni, quello di larva 13 e di pupa 15 giorni (32 giorni in totale). Altre due larve si sono impupate, rispettivamente 14 e 20 giorni dopo lo sgusciamiento della larva. In tutti gli altri casi il substrato si è deteriorato con l'insorgenza di muffe o marcescenze prima che si potesse vedere la pupa.

Il numero degli individui che hanno completato il ciclo biologico in queste prove è talmente esiguo che non è possibile trarre considerazioni generalizzabili. Di seguito vengono comunque presentati gli stadi preimmaginali di *C. attenuata* (fig. 24).



Fig. 24. Uova, larva neosgusciata, larva matura e pupa di *C. attenuata*.

Allevamento su *B. paupera*

Prova 1

Nella gabbia E non è sfarfallato alcun adulto di *C. attenuata*, forse a causa della pesante infestazione di acari e nematodi. Nella gabbia D sono sfarfallati 11 femmine e 5 maschi di *C. attenuata*. Ciò significa che il 45,71% delle 35 larve introdotte ha completato lo sviluppo. Gli sfarfallamenti sono iniziati 28 giorni dopo l'introduzione delle larve e sono proseguiti fino al trentatreesimo giorno (tab. 17).

	Durata sviluppo (gg)	n
Maschi	29,80 ± 1,92	5
Femmine	28,73 ± 1,49	11
Totale	29,06 ± 1,65	16

Tab. 17. Durata dello sviluppo da larva ad adulto delle Cenosie sfarfallate nell'allevamento di *B. paupera* D. Valori medi ± s. n = numero di individui.

Prova 2

Tutti gli adulti sono morti entro 18 giorni (fig. 25). Nessun adulto di prima generazione è sfarfallato. Nel substrato di allevamento con *B. paupera* è stata riscontrata la presenza di acari predatori (*Mesostigmata*) e nematodi.

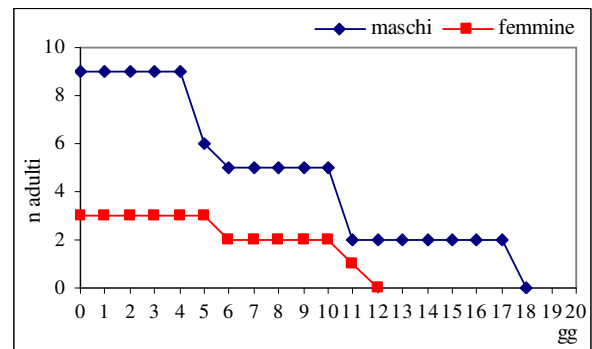


Fig. 25. Numero di adulti di *C. attenuata* maschi e femmine vivi nei giorni seguenti l'introduzione nella gabbia di allevamento F, con *B. paupera*.

Allevamento su *D. melanogaster*

Prove 1 e 2

In entrambe le prove, nessuna delle larve di *C. attenuata* introdotte sui substrati si è impupata.

Considerazioni

Nelle prove preliminari di allevamento, gli unici adulti di *Cenosia* sfarfallati si sono sviluppati su *B. paupera*. Tale risultato indica che la specie potrebbe essere più indicata delle altre, seppur appetibili, come preda per *C. attenuata* in un allevamento. Alle condizioni ottimali di 25°C e 70% U.R., le uova schiudono in circa 5 giorni, le larve si sviluppano in 10,4 giorni e in 10,5 le pupe (Kühne *et al.*, 1997). I tempi di sviluppo registrati nelle prove sono risultati di poco superiori (uovo 3-7 giorni, larva 13 giorni e pupa 15 giorni). Tale dilatazione può essere imputata alle condizioni subottimali di umidità in cui si è operato (60%), oppure a una densità di prede nel substrato non perfettamente adeguata, come già ipotizzato in una precedente sperimentazione in serra (Moreschi e Colombo, 1999). Per quanto riguarda l'allevamento *in vivo*, il risultato più incoraggiante è stato ottenuto introducendo larve di *C. attenuata* in una gabbia di allevamento di *B. paupera*. Indipendentemente dallo stadio di partenza (uovo, larve o adulti), il numero delle *Cenosie* sfarfallate è risultato nettamente inferiore rispetto a quello degli individui iniziali. Ciò si può attribuire a carenze nel sistema di allevamento, ancora incompatibile con l'ipotesi di una produzione massale di *C. attenuata*. Può essere, per esempio, che nei metodi sperimentati il rapporto tra le densità di popolazione di *Cenosia* e *Bradisia* fosse inadeguato, oppure che esigenze nutrizionali o ambientali di *Cenosia* non fossero soddisfatte. A ciò si aggiunge il problema delle infestazioni di organismi indesiderati. Non si può escludere, tuttavia, che *C. attenuata* presenti caratteristiche biologiche che ne rendono difficile l'allevamento. Pertanto si è ritenuto opportuno approfondire la biologia della specie.

Allevamento in vitro

Dato che in bibliografia non è riportata alcuna dieta specifica per l'allevamento di *C. attenuata*, si è proceduto per tentativi: sono state sperimentate una dieta per Ditteri Tachinidi, somministrata come substrato agarizzato e su supporto di cotone idrofilo, quindi diverse soluzioni: acqua e miele, TNM-FH e, da ultimo, brodo di carne.

Materiali e metodi

Prova 1

Per avere un indice di riferimento della mortalità nel tempo per le prove seguenti, 75 larve neosgusciate di *C. attenuata* sono state trasferite singolarmente in pozzetti (Microplate Iwaki in polistirene, con fondo piatto, diametro 16 mm) contenenti acqua, mantenuti in una cella climatizzata alle condizioni di 25°C, 60% U.R. e fotoperiodo 12:12. A intervalli per quanto possibile regolari è stato registrato il numero delle larve ancora vive, fino al completo esaurimento.

Prova 2

Si è pensato di utilizzare una dieta oligidica per Tachinidi (Mellini e Campadelli, 2005), con l'intento di modificarla in base alle esigenze manifestate dal predatore. Per la prova sono state utilizzate piastre da 24 pozzetti (Microplate Iwaki in polistirene, con fondo piatto, diametro 16 mm). Nella tabella (tab.18) sono riportate le dosi della dieta per due piastre. Il latte scremato, sostituito con latte in polvere ricostituito per neonati, è stato innanzitutto unito allo zucchero e trasferito nel forno a microonde per 30 secondi. Il composto è stato posto su un agitatore magnetico e portato alla temperatura di 45°C, a bagnomaria; vi sono stati quindi aggiunti, utilizzando una siringa sterile senza ago, 7 ml del tuorlo di un uovo precedentemente lavato in ipoclorito di sodio al 14%. Al composto è stata infine unita la gentamicina e vi si sono incorporati l'agar e lievito, passati nel forno a microonde per circa due minuti. Il preparato è stato lasciato sull'agitatore per qualche minuto e poi distribuito, 1,5 ml per pozzetto, nelle piastre. Queste sono state sigillate con parafilm, avvolte in carta di alluminio e trasferite in frigorifero alla temperatura di 5°C, fino all'utilizzo (fig. 26).

Componente	Dose
Latte scremato	38,5 ml
Agar 6%	13,5 ml
Tuorlo d'uovo	7 ml
Lievito di birra in polvere	3,5 g
Gentamicina 10%	3 ml
Zucchero	1 g

Tab. 18. Ingredienti per circa 70 ml di dieta artificiale.

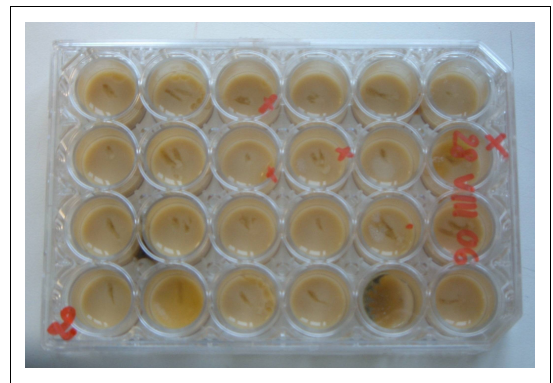


Fig. 26. Piastra a 24 pozzetti contenenti la dieta agarizzata per Tachinidi.

In questo modo sono state preparate quattro piastre: due secondo la procedura standard, nelle altre si è cercato di aumentare la densità del composto aggiungendo nei pozzetti rispettivamente semolino tiepido e latte in polvere a freddo. Tre giorni dopo, uova deposte in laboratorio da *Cenosie* catturate in serra sono state trasferite singolarmente nei pozzetti, dopo un passaggio in ipoclorito di sodio allo 0,05% (piastre A, C e D) e allo 0,5% (piastra B). Le piastre sono state nuovamente sigillate con parafilm, avvolte in carta di alluminio e trasferite in cella climatizzata a 25°C e 60% U.R.. Ogni giorno sono state controllate allo stereoscopio, rimuovendo la carta di alluminio ma senza aprirle per evitare contaminazioni, e sono state registrate la presenza o meno di muffe, la schiusura delle uova e la presenza di larve vive.

Prova 3

110 larve neosgusciate di *C. attenuata* sono state disposte in altrettanti pozzetti (Microplate Iwaki, 5 piastre da 24 pozzetti ciascuna) contenenti una dieta a base di latte scremato fresco, saccarosio, acqua distillata, lievito di birra e tuorlo d'uovo, con l'aggiunta di gentamicina. La dieta, sviluppata per l'allevamento di Ditteri Tachinidi (Dindo *et al.*, 2003), è liquida ed è stata somministrata mediante cotone idrofilo imbibito, in modo che le larve non vi affondassero, asfissiano. Nella tabella sono riportate le dosi per preparare la dieta necessaria per riempire una piastra da 24 pozzetti (tab. 19).

Componente	Dose
Latte scremato	9,6 ml
Saccarosio	0,25 g
Acqua distillata sterile	3,3 ml
Lievito di birra in polvere	0,88 g
Tuorlo d'uovo	1,75 ml
Soluzione di gentamicina 10mg/ml	0,75 ml

Tab. 19. Ingredienti per la dieta artificiale necessaria a riempire 24 pozzetti.

Per la preparazione occorre unire lo zucchero al latte in un beaker da 50 ml e l'acqua calda con il lievito in uno da 25 ml. I beaker vanno quindi autoclavati a 120°C per 10 minuti, insieme a tutto il materiale occorrente nelle fasi successive della preparazione: un beaker con acqua sterile e uno con pezzetti di cotone, capsule di Petri, bacchette di vetro, pinzette e carta. Dopo aver pulito l'uovo con sapone e ipoclorito, si separa l'albume dal tuorlo; si procede incidendo quest'ultimo con l'ago di una siringa sterile e, tolto l'ago, prelevando 1,75 g di tuorlo da incorporare al latte. Dopo aver accuratamente mescolato con una bacchetta di vetro, si aggiunge anche la soluzione di gentamicina. Da ultimo, si aggiunge alla dieta l'acqua con il lievito e si mescola nuovamente. Dopo aver disposto un batuffolo di cotone idrofilo (circa 25 g) in ogni pozzetto, lo si imbibisce con 0,4 ml di dieta (fig. 27). Tutte queste operazioni vanno eseguite sotto cappa, in modo da garantire la maggiore sterilità possibile. Dopo la preparazione, le piastre dei pozzetti sono state sigillate con parafilm e avvolte in fogli di alluminio. Ogni 5 giorni sono state ispezionate allo stereoscopio, senza rimuovere il parafilm per evitare contaminazioni, così da verificare la vitalità o meno delle larve e seguirne l'eventuale sviluppo.

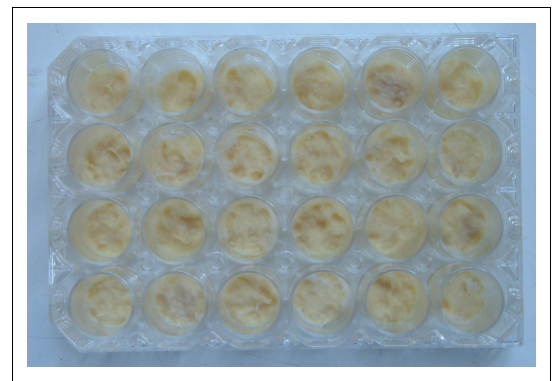


Fig. 27. Piastra a 24 pozzetti con la dieta per Tachinidi su supporto cotone.

Prova 4

24 larve neosgusciate sono state posizionate in altrettanti pozzetti contenenti ciascuno 1 ml di una soluzione miele-acqua (15 g/30 cc). Ogni 3 ore è stata controllata la vitalità delle larve.

Prova 5

24 larve neogusciate sono state posizionate in altrettanti pozzetti contenenti ciascuno 1 ml di TNM-FH Sigma, un substrato artificiale per colture cellulari.

Prova 6

10 larve neogusciate sono state trasferite singolarmente in capsule di Petri (diametro 2,5 cm) contenenti carta bibula imbibita con brodo di carne. Tale substrato è stato scelto in quanto ricco di proteine, di cui gli insetti zoofagi hanno particolare necessità. Il brodo è stato preparato sciogliendo 5 g di dado Star classico in 250 ml di acqua tiepida. Ogni 24 ore le capsule sono state controllate per verificare la vitalità delle larve.

Risultati

Prova 1

Tutte le larve sono sopravvissute a digiuno almeno 65 ore: le prime larve morte sono state rinvenute infatti soltanto nel controllo effettuato a 70 ore dalla schiusura. Da questo momento in poi il numero di larve sopravvissute è diminuito progressivamente con andamento lineare, fino a raggiungere lo 0 a 108 ore dalla schiusura (fig. 28).

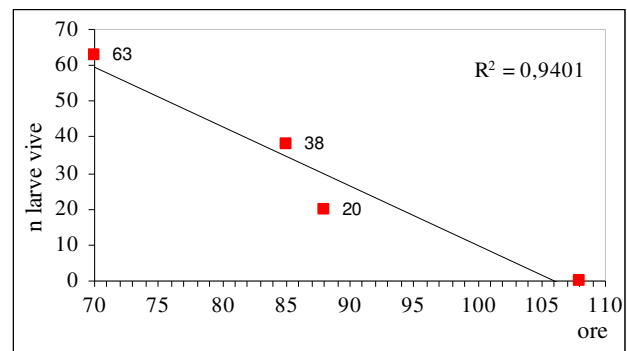


Fig. 28. Numero di larve vive, mantenute a digiuno in acqua di fonte, nelle ore seguenti la schiusura.

Prova 2

I migliori risultati si sono ottenuti nella piastra B, in cui le uova di *C. attenuata* erano state lavate con ipoclorito di sodio allo 0,5% (tab. 20). In tale piastra, con dieta standard, si è registrata la maggiore percentuale di schiusura.

Piastra	Dieta	Concentrazione ipoclorito di sodio per sciacquare le uova (%)	Schiusura delle uova (%)
A	standard	0,05	0
B	standard	0,5	45,83
C	con aggiunta di latte in polvere	0,05	16,67
D	con aggiunta di semolino	0,05	7,14

Tab. 20. Percentuale di schiusura delle uova di *C. attenuata* nelle piastre con le diverse diete.

Nella stessa piastra si sono sviluppate anche meno muffe e più lentamente nel tempo rispetto alle altre (fig. 29). 3 larve sono sopravvissute nella piastra B per almeno 5 giorni, periodo che supera di 12 ore quello massimo riscontrato nelle larve a digiuno. Ciò potrebbe indicare che le larve hanno tratto dalla dieta qualche apporto nutrizionale.

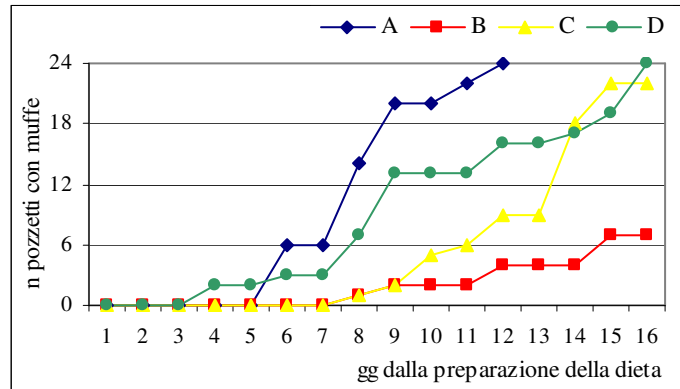


Fig. 29. Sviluppo delle muffe nelle piastre con la dieta artificiale.

Prova 3

I pozzetti sono stati sottoposti ad osservazione per 25 giorni; in nessun caso è stata osservata alcuna larva nel substrato di cotone idrofilo dopo l'introduzione, né alcuna si è impupata.

Prova 4

Tutte le larve sono morte entro 6 ore (tab. 21).

Prova 5

Tutte le larve sono morte entro 10 minuti. Ciò lascia pensare che il substrato per colture cellulari TNM-FH abbia per le larve effetti tossici, almeno puro come è stato somministrato.

Prova 6

3 larve sono sopravvissute 24 ore, nessuna 48 ore.

Ore dalla schiusura	Larve vive
0	24
3	4
6	0

Tab. 21. Numero di larve di *C. attenuata* vive nel tempo, alimentate con un a soluzione miele-acqua (15 g/30 cc).

Considerazioni

Tra i substrati artificiali sperimentati, l'unico che ha consentito alle larve di *C. attenuata* di sopravvivere più a lungo di quelle lasciate a digiuno è stata la dieta a base di latte per Ditteri Tachinidi, somministrata come substrato agarizzato. Sebbene non abbia consentito ad alcuna larva di completare lo sviluppo, la dieta può essere presa come riferimento base per lo sviluppo di un substrato più efficace.

Prove con adulti catturati in serra

Sono state effettuate con l'intento di approfondire la biologia di *C. attenuata*. Sono stati studiati individui in gruppo e isolati singolarmente. Nell'ottica dell'allevamento, si è voluto approfondire in particolar modo l'effetto di diversi tipi di alimentazione sulla sopravvivenza, predazione, ovideposizione degli adulti e percentuale di schiusura delle uova di *C. attenuata*.

Materiali e metodi

Osservazione di individui in gruppo

Adulti di *C. attenuata* sono stati raccolti in campo e mantenuti in gabbie di 55x50x35 cm, in una cella climatizzata a 25°C, 60% U.R. e fotoperiodo 12:12. Gli adulti venivano alimentati con *D. melanogaster*: una beuta con il substrato di allevamento di *Drosophila*, preparata in precedenza (pag. 31), veniva introdotta nella gabbia con le Cenosie, in modo da rifornirle di prede. Nella gabbia veniva introdotto anche un abbeveratoio con acqua e zucchero, fonte alimentare aggiuntiva. L'abbeveratoio era costituito da un barattolo in plastica da 200 cc, con un foro del diametro di circa 2 cm nel coperchio. Nel foro veniva inserita della carta bibula, posizionata in modo che fosse immersa nella soluzione all'interno del barattolo e sporgesse all'esterno del recipiente, così da consentire agli adulti di alimentarsi. Nelle gabbie venivano posizionate, infine, capsule di Petri (diametro 8,6 cm) con carta bibula inumidita, substrato di ovideposizione. In questo modo sono stati mantenuti tre gruppi di *C. attenuata*. Ogni tre giorni, fino alla morte di tutti gli adulti, le capsule con il substrato di ovideposizione venivano estratte dalle gabbie e ispezionate allo stereoscopio per individuare le uova deposte. Queste venivano contate e poi trasferite su strisce di carta bibula umida larghe circa 1 cm, all'interno di provette in vetro a fondo piatto (diametro 10 mm), chiuse con un tappo in plastica. Nei 15 giorni seguenti l'ovideposizione, ogni giorno le provette venivano aperte, per registrare il numero di uova schiuse.

Osservazione di individui singoli

Ulteriori informazioni sulla biologia degli adulti sono state acquisite utilizzando gabbiette costruite appositamente per l'osservazione di individui singoli. Le gabbiette sono state ricavate da barattoli di plastica bianchi troncoconici (diametri 12 e 10 cm, altezza 11 cm) con coperchio: il fondo è stato asportato e sostituito con organza, in modo da consentire il passaggio di aria all'interno. I barattoli venivano utilizzati con il coperchio sulla superficie di appoggio e l'organza rivolta verso l'alto. All'interno del



Fig. 30. Gabbiette per l'osservazione di adulti singoli di *C. attenuata*.

coperchio venivano posti: una capsula di Petri (diametro di 8,6 cm) con carta assorbente inumidita; substrato per l'ovideposizione; i substrati alimentari da confrontare (fig. 30).

Nelle prove, in adulti sottoposti a tipi di alimentazione differente sono stati confrontati:

- longevità;
- numero di prede/giorno;
- numero di uova deposte;
- percentuale di schiusura delle uova.

Sono state effettuate tre prove, seguendo il medesimo schema operativo: gli adulti catturati in serra venivano trasferiti in una gabbia di plexiglas (33x33x50 cm, con un lato chiuso da organza) con disponibilità di *D. melanogaster ad libitum*, per uniformarne le condizioni di partenza. Dopo 24 ore venivano isolati singolarmente nelle gabbiette descritte in precedenza e sottoposti ai diversi tipi di alimentazione. In ogni gabbietta, fino alla morte degli adulti, ogni giorno sono stati verificati: la vitalità o meno delle Cenosie, il numero di uova deposte e il numero di prede uccise. Sono state considerate prede solo quelle Drosofile che allo stereoscopio apparivano completamente svuotate e con il capo quasi o completamente distaccato dal torace, segni inequivocabili di predazione. Le uova venivano trasferite in capsule di Petri (diametro 5 cm) con acqua, avendo cura di mantenere separate le uova deposte dalle femmine nei diversi giorni. Nei 15 giorni seguenti la deposizione sono state controllate quotidianamente e registrato il numero di quelle schiuse. Le prove si sono svolte in una cella climatizzata, alle condizioni di 25°C, 60% U.R. e fotoperiodo 12:12.

I dati raccolti sono stati sottoposti all'analisi della varianza, al test F e, ove possibile, al test di Duncan. Tutte le rielaborazioni statistiche sono state effettuate mediante il programma SPSS versione 16.0. Prima dell'elaborazione statistica i valori percentuali sono stati trasformati nei rispettivi valori di arcoseno.

La scelta di includere tra gli alimenti a confronto una soluzione di acqua e miele nasce dal fatto che in bibliografia è riportato l'utilizzo di miele puro come integrazione glucidica per gli adulti di *C. attenuata* (Sesenbach *et al.*, 2005). Si è voluto quindi osservare l'effetto di tale integrazione alimentare sulla biologia della specie. Dato che, in osservazioni preliminari, si è riscontrato che le Cenosie rimanevano spesso invischiata nel miele puro, si è deciso di somministrarlo in soluzione acquosa.

Prova 1

Il confronto è stato effettuato tra 10 femmine di *C. attenuata* isolate con il solo substrato per l'ovideposizione, senza alcuna fonte alimentare, e 6 femmine rifornite quotidianamente con 10 adulti di *D. melanogaster*.

Prova 2

Sono stati confrontati tre substrati alimentari, secondo lo schema riportato in tabella (tab. 22). La soluzione miele-acqua è stata preparata diluendo 15 g di miele in 30 cc di acqua ed è stata distribuita con una pipetta sulla superficie di organza delle gabbiette. Come testimone, a un gruppo di 5 maschi e uno di 5 femmine è stata somministrata soltanto carta bibula inumidita.

n	Sesso	Alimentazione
5	♂	10 adulti <i>D. melanogaster</i> /g
5	♀	10 adulti <i>D. melanogaster</i> /g
5	♀	Soluzione miele-acqua

Tab. 22. Schema della prova di confronto tra substrati alimentari
n = numero di individui.

I dati delle prove 1 e 2 sono stati analizzati insieme.

Prova 3

Dati i risultati della prove 1 e 2, è stato condotto un ulteriore esperimento, con un maggior numero di repliche. Nella prova sono stati confrontati i seguenti substrati:

- 1) 10 adulti/giorno di *D. melanogaster*;
- 2) soluzione miele-acqua (15 g/30 cc di acqua) e 10 adulti/giorno di *D. melanogaster*;
- 3) soluzione di acqua e miele (15 g/30 cc di acqua).

Come testimone è stata utilizzata soltanto carta bibula inumidita. Per ogni tesi e per il testimone sono state utilizzate 20 femmine, per un totale di 80.

Per evitare che le Cenosie si imbrattassero con la soluzione di acqua e miele, questa non è stata più distribuita sulla superficie dell'organza come nella prova precedente, ma è stata somministrata mediante una provetta a fondo piatto in plastica, chiusa con cotone idrofilo e fissata rovesciata all'interno della gabbietta (fig. 31).



Fig. 31. Provetta per la somministrazione della soluzione miele-acqua nelle gabbiette di osservazione di *C. attenuata*.

Risultati

Osservazione di individui in gruppo

Pur sottoposte alle medesime condizioni di allevamento, tra le femmine dei diversi gruppi si è riscontrata una notevole variabilità sia nel numero di uova deposte, sia nella percentuale di schiusura (tab. 23).

	1	2	3
Durata osservazione (gg)	51	36	22
Numero di femmine	40	27	21
Numero di uova deposte	1731	955	133
Numero medio di uova per femmina	43,28	35,37	6,33
Numero medio di uova per giorno	33,94	26,53	6,05
Numero medio di uova/femmina/giorno	0,85	0,98	0,29
% schiusura	5,26	n.o.	24,81

Tab. 23. Caratteristiche e dati acquisiti sui tre gruppi di *C. attenuata* mantenuti. n.o. = non osservato.

Osservazione di individui singoli

Prove 1 e 2

Sopravvivenza – Nel complesso delle due prove, gli individui mantenuti a digiuno hanno vissuto in media per $2,187 \pm 0,40$ DS giorni dopo l'isolamento, mentre quelli alimentati con *Drosophila* sono sopravvissuti

$8,875 \pm 2,70$ DS giorni. La differenza è statisticamente significativa (tab. 24).

La seconda prova non ha evidenziato differenze significative nella longevità di maschi e femmine, tanto mantenuti a digiuno, quanto alimentati con *D. melanogaster* (tab. 25). Nel confronto tra i gruppi di femmine a digiuno, alimentate con *Drosophila* e con la soluzione di acqua e miele, quest'ultimo ha presentato la maggiore longevità media. Le differenze riscontrate sono risultate statisticamente significative (tab. 26).

	Sopravvivenza (gg)	n
Digiuno	$2,19 \pm 0,40$ a	16
<i>Drosophila</i>	$8,87 \pm 2,70$ b	16

Tab. 24. Sopravvivenza dopo l'isolamento di adulti di *C. attenuata* mantenuti a digiuno e alimentati con 10 *D. melanogaster*/g. Valori medi \pm DS. n = numero di individui. A lettere uguali corrispondono valori statisticamente non differenti (Test F, P = 0,05).

	Maschi	Femmine
Digiuno	$2,20 \pm 0,45$ a	$2,40 \pm 0,55$ a
<i>Drosophila</i>	$7,60 \pm 3,05$ b	$8,4 \pm 2,70$ b

Tab. 25. Sopravvivenza (gg dall'isolamento) di adulti maschi e femmine a digiuno e alimentati con *D. melanogaster*. Valori medi \pm DS. n = 5 per ogni gruppo (totale 20). A lettere uguali corrispondono valori statisticamente non differenti (Test di Duncan, $\alpha = 0,05$).

Tesi	Sopravvivenza	n
Digiuno	$2,4 \pm 0,55$ a	5
<i>Drosophila</i>	$8,40 \pm 2,70$ b	5
Miele	$14,00 \pm 5,15$ c	5

Tab. 26. Sopravvivenza (gg dall'isolamento) di femmine di *C. attenuata* mantenute a digiuno, alimentate con *D. melanogaster* e con una soluzione di acqua e miele. Valori medi \pm DS. n = numero di individui. A lettere uguali corrispondono valori statisticamente non differenti (Test di Duncan, $\alpha = 0,05$).

Numero di prede – La prima prova ha confermato che 10 adulti di *D. melanogaster* sono sicuramente eccedenti il fabbisogno quotidiano di prede di *C. attenuata*. Nel complesso delle due prove, ogni adulto ha predato in media $2,44 \pm 0,65$ DS Drosofile per giorno di sopravvivenza, valore nettamente superiore a quello di 1,5 prede/giorno per adulto, a 25°C, riportato in bibliografia (Kühne, 2000). La differenza tra maschi e femmine non è risultata significativa (tab. 27). Vittime sono state riscontrate ogni giorno nelle gabbiette di osservazione: l'insetto non sembra dunque alternare periodi di alimentazione a periodi di digiuno, anche perché la sopravvivenza in assenza di prede è limitata a poco più di 48 ore.

	prede/giorno		n
Maschi	$1,88 \pm 0,50$	a	5
Femmine	$2,51 \pm 0,46$	a	5
Totale	$2,44 \pm 0,65$		11

Tab. 27. Numero di prede per giorno di sopravvivenza di adulti di *C. attenuata*. Valori medi \pm DS. A lettere uguali corrispondono valori statisticamente non differenti (Test F, P = 0,05).

Numero di uova deposte – Nella prima prova, tutte le femmine alimentate con Drosofila e due di quelle a digiuno hanno ovideposto da 18 a 26 uova ciascuna, con una media di $23,5 \pm 2,39$ DS. La differenza tra il numero di uova deposte dalle femmine a digiuno e da quelle alimentate con

	uova		n
Digiuno	$4,70 \pm 9,91$	a	10
Drosofila	$23,50 \pm 2,81$	b	6
Totale	$23,5 \pm 2,39$		16

Tab. 28. Numero di uova deposte dalle femmine di *C. attenuata* isolate nella prova 1. Valori medi \pm DS. A lettere uguali corrispondono valori statisticamente non differenti (Test F, P = 0,05). n = numero di individui

D. melanogaster è risultata statisticamente significativa (tab. 28). Ogni femmina ha deposto tutte le uova in un solo giorno. Nella seconda prova le femmine a digiuno non hanno deposto, mentre le altre 10 hanno deposto da 9 a 62 uova ciascuna, con una media di $34,4 \pm 17,58$ DS. L'ovideposizione è discontinua nel tempo e le uova vengono deposte in gruppi di 15-22 (fig. 32).



Fig. 32. Gruppi di uova deposte da *C. attenuata* nelle gabbiette di osservazione.

Tesi	n uova		n
Digiuno	$0,00 \pm 0,00$	a	5
Drosofila	$29,80 \pm 22,08$	b	5
Miele	$39,00 \pm 12,45$	b	5
Totale	$22,93 \pm 21,92$		15

Tab. 29. Numero di uova deposte da femmine di *C. attenuata* sottoposti a differenti tipi di alimentazione. Valori medi \pm DS. n = numero di individui. A lettere uguali corrispondono valori statisticamente non differenti (Test di Duncan, $\alpha = 0,05$).

Le ovideposizioni delle femmine alimentate con miele (in media $39 \pm 12,44$ DS uova/femmina) sono risultate statisticamente equivalenti a quelle del gruppo alimentato con Drosofila (in media $29,8 \pm 22,08$ DS uova/femmina) (tab. 29).

Percentuale di schiusura – Nella prima prova la percentuale media di schiusura nei gruppi di uova deposte (n) è risultata dell'8,5 ± 13,43 DS % (n = 7). Nella seconda la media complessiva è risultata del 13,12 ± 19,87 DS % (n = 15), con un minimo dell'1,35% e un massimo del 62,96%. Come attestato dai valori elevati di DS, la variabilità riscontrata è molto elevata. Nel complesso delle due prove, per 8 su 21 gruppi di uova (pari al 38,09%) la percentuale di schiusura è risultata nulla. Dalla seconda prova non è emersa differenza significativa tra le uova deposte da femmine alimentate con Drosophila e quelle con la soluzione di miele (tab. 30).

Tesi	% schiusura	n
Drosophila	8,78 ± 18,65	a
Miele	18,09 ± 21,47	a
Totale	13,12 ± 19,87	15

Tab. 30. Percentuale di schiusura dei gruppi di uova deposte da femmine di *C. attenuata* sottoposte a differenti tipi di alimentazione. Valori medi ± DS. n = numero dei gruppi di uova. A lettere uguali corrispondono valori statisticamente non differenti (test F, P = 0,05).

Prova 3

Sopravvivenza – Gli 80 individui sono sopravvissuti in media 8,97 ± 7,39 DS giorni. Le femmine alimentate con *D. melanogaster* e miele hanno vissuto circa quanto quelle nutrite con solo miele, statisticamente più a lungo di quelle lasciate a digiuno e alimentate con sola Drosophila (tab. 31, fig. 33).

Tesi	Sopravvivenza	n
Digiuno	2,15 ± 0,93	a
Drosophila	6,3 ± 4,36	b
Dros. e miele	13,75 ± 6,99	c
Miele	13,70 ± 7,37	c

Tab. 31. Sopravvivenza (gg dall'introduzione) di femmine di *C. attenuata* sottoposte a differenti tipi di alimentazione. Valori medi ± DS. n = numero di individui. A lettere uguali corrispondono valori statisticamente non differenti (Test di Duncan, $\alpha = 0,05$).

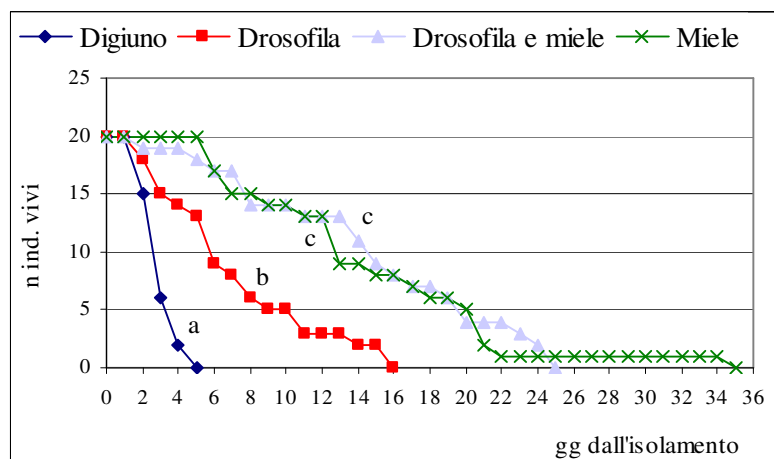


Fig. 33. Numero di femmine adulte vive nei giorni seguenti l'isolamento, sottoposte a differenti tipi di alimentazione. A lettere uguali corrispondono valori statisticamente non differenti (Test di Duncan, $\alpha = 0,05$).

Numero di prede/giorno – Il confronto è stato effettuato fra le tesi 2 (alimentazione con *D. melanogaster*) e 3 (alimentazione con *D. melanogaster* e miele). Il numero di prede uccise dalle femmine alimentate con solo *Drosophila* è risultato statisticamente superiore a quello delle femmine alimentate anche con miele (tab. 32).

Tesi	n prede/giorno	n
Drosophila	3,40 ± 1,33 b	20
Dros. e miele	0,51 ± 0,19 a	20
Totale	1,95 ± 1,74	40

Tab. 32. Numero di prede/giorno uccise da femmine di *C. attenuata* sottoposte a differenti tipi di alimentazione. Valori medi ± DS. n = numero di individui. A lettere uguali corrispondono valori statisticamente non differenti (Test F, P = 0,05).

Numero di uova deposte – Le 80 femmine hanno deposto in media 15,53 ± 18,17 DS uova ciascuna. Le femmine alimentate con *Drosophila* e miele hanno deposto un numero medio di uova statisticamente superiore rispetto a quello delle femmine nutrite con solo miele e lasciate a digiuno, mentre non è risultata significativa la differenza con gli adulti alimentati con sola *Drosophila* (tab. 33).

Tesi	n uova	n
Digiuno	11,50 ± 13,11 a	20
Drosophila	14,15 ± 20,00 ab	20
Dros. e miele	24,65 ± 21,51 b	20
Miele	11,85 ± 14,77 a	20
Totale	15,53 ± 18,17	80

Tab. 33. Numero di uova deposte da femmine di *C. attenuata* sottoposte a differenti tipi di alimentazione. Valori medi ± DS. n = numero di individui. A lettere uguali corrispondono valori statisticamente non differenti (Test di Duncan, $\alpha = 0,05$).

Il maggior numero medio di uova riscontrato nella tesi alimentata con *Drosophila* e miele è dovuto a un maggior numero di femmine deponenti, mentre il numero medio di uova deposte per femmina deponente non differisce significativamente tra le tesi (tab. 34; fig. 34).

Tesi	uova	n
Digiuno	25,55 ± 2,07 a	9
Drosophila	35,37 ± 15,09 a	8
Dros. e miele	32,87 ± 18,41 a	15
Miele	26,33 ± 9,45 a	9
Totale	30,32 ± 13,91	41

Tab. 34. Numero di uova deposte da femmine di *C. attenuata* sottoposte a differenti tipi di alimentazione. Valori medi ± DS. n = numero di femmine ovideponenti. A lettere uguali corrispondono valori statisticamente non differenti (Test di Duncan, $\alpha = 0,05$).

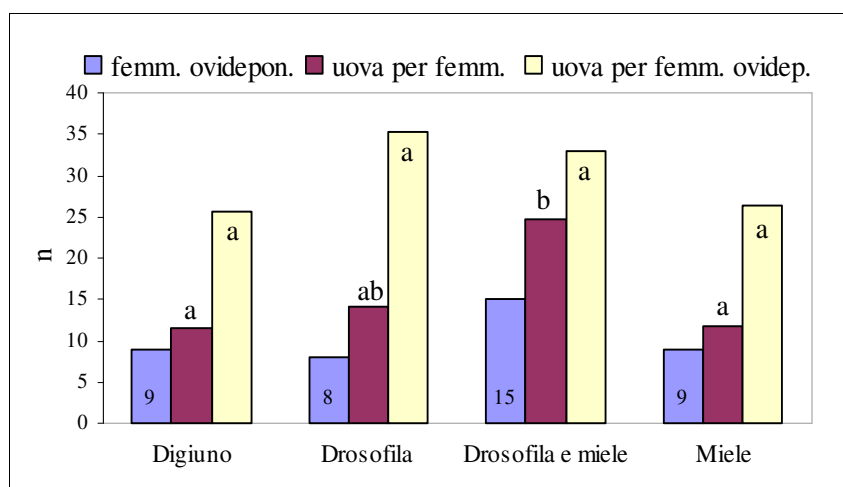


Fig. 34. Numero di femmine ovideponenti, numero medio di uova deposte per femmina, numero medio di uova deposte per femmina ovideponente, sottoposte a differenti tipi di alimentazione. A lettere uguali corrispondono valori statisticamente non differenti (Test di Duncan, $\alpha = 0,05$).

Percentuale di schiusura – Si è riscontrata una grande variabilità non solo tra le tesi, ma all'interno delle tesi stesse, come evidenziato dalle deviazioni standard elevate. Questa elevata variabilità rende di difficile interpretazione il test di Duncan per la discriminazione delle tesi (tab. 35).

Tesi	% schiusura	n
Digiuno	75,44 ± 22,16 c	9
Drosofila	53,00 ± 34,77 ab	8
Dros. e miele	18,27 ± 23,16 a	15
Miele	36,11 ± 43,64 bc	9
Totale	41,51 ± 37,06	41

Tab. 35. Percentuale di schiusura delle uova deposte da femmine di *C attenuata* sottoposte a diversi tipi di alimentazione. n = numero di femmine ovideponenti. A lettere uguali corrispondono valori statisticamente non differenti (test di Duncan, $\alpha = 0,05$).

Osservazioni generali – Si è constatato che le femmine non depongono le uova in maniera continua nel tempo, ma a gruppi di $20,31 \pm 7,59$ DS uova. Tra le femmine ovideponenti, la maggior parte ha deposto una sola volta (tab. 36); l'intervallo tra due deposizioni consecutive è risultato in media di $4,65 \pm 2,39$ DS giorni.

n ovidep.	n femmine	%
0	39	48,75
1	26	32,50
2	8	10,00
3	6	8,75
4	1	1,25
Totale	80	100,00

Tab. 36. Numero di femmine che hanno ovideposto una, due, tre e quattro volte, con la rispettiva percentuale.

Non si è riscontrata correlazione tra il numero di ovideposizioni e la sopravvivenza delle femmine. Per le Cenosie che hanno ovideposto 3 e 4 volte, si è osservato che la percentuale di schiusura dei gruppi di uova deposti in successione tende a diminuire, come indicato dalla linea di tendenza e dalla relativa equazione nel grafico (fig. 35). L'osservazione è di carattere indicativo e andrebbe confermata su un maggior numero di individui. La durata media dello stadio di uovo, calcolata sul totale delle 551 uova schiuse nel corso della prova 3, è risultata di $3,75 \pm 0,81$ DS giorni.

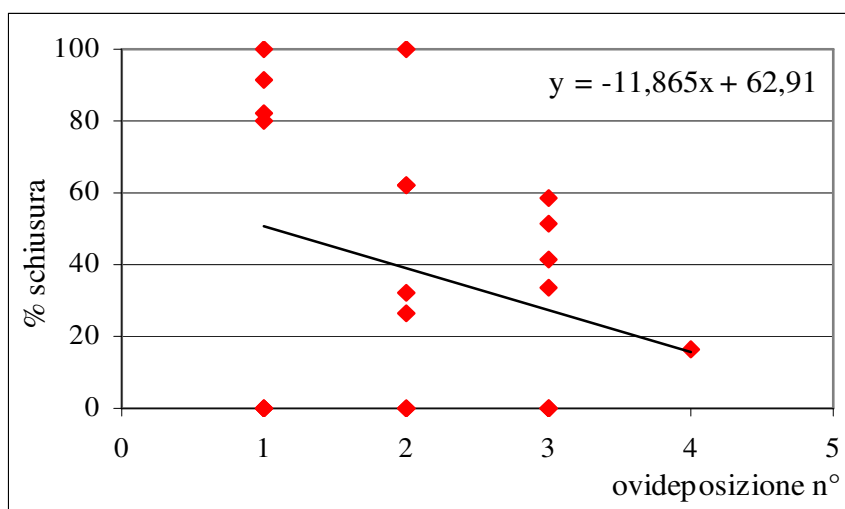


Fig. 35. Percentuali di schiusura nei gruppi di uova deposti in successione dalle femmine che hanno ovideposto 3 e 4 volte.

Considerazioni

Nelle prove di alimentazione le femmine alimentate con Drosofila e miele, al pari di quelle alimentate con solo miele, hanno vissuto più a lungo di quelle alimentate con sola Drosofila. Le stesse hanno deposto, al pari di quelle alimentate con sola Drosofila, un numero di uova superiore rispetto a quelle alimentate con miele. Il numero di femmine deponenti è risultato superiore. Si deduce che il miele sia una importante integrazione per *Coenosia* e non si esclude che anche in serra il predatore integri la predazione con fonti glucidiche come nettare o melata. Inoltre, le femmine alimentate con miele e Drosofila hanno ucciso un numero minore di prede/giorno rispetto a quelle alimentate con sola Drosofila. L'integrazione alimentare con la soluzione acqua/miele consente di aumentare la densità degli adulti in allevamento. A conferma di quanto riscontrato nella prova di osservazione collettiva, la percentuale di schiusura delle uova deposte è risulta molto variabile tra le tesi. Paradossalmente, la percentuale di schiusura delle uova deposte dalle femmine a digiuno è risultata statisticamente superiore rispetto alle altre tesi. Si è constatato che l'ovideposizione è discontinua nel tempo e le uova vengono deposte a gruppi; la percentuale di schiusura dei gruppi di uova deposti in successione tende a diminuire.

Prova con adulti sfarfallati in allevamento

È stata effettuata per osservare l'ovideposizione di *C. attenuata* e in particolar modo verificare l'ipotesi che le femmine vergini potessero deporre uova sterili. Osservando la grande variabilità nella percentuale di schiusura delle uova, infatti, era nato il sospetto che alcuni gruppi di uova non schiudessero in quanto deposte da femmine non accoppiate.

Materiali e metodi

10 femmine sfarfallate dall'allevamento D (tab. 17) sono state isolate nelle gabbiette di osservazione utilizzate nelle prove con adulti, come segue:

- 2 a 2 ore dallo sfarfallamento, senza che nella gabbia vi fosse la presenza di maschi. Tali femmine sono dunque vergini;
- 3 a 24 ore dallo sfarfallamento, con nella gabbia di allevamento maschi, anch'essi neosfarfallati, presenti;
- 5 a 24 ore dallo sfarfallamento, ciascuna insieme a un maschio di nuova generazione.

Nelle gabbiette con gli adulti è stata posizionata una capsula di Petri (diametro 8,6 cm) con carta bibula inumidita; gli individui sono stati alimentati con la soluzione di acqua e miele descritta in precedenza e 10 (le femmine singole) o 15 (le coppie) *D. melanogaster*/giorno. Quotidianamente sono stati quindi registrati la vitalità o meno degli individui, il numero di prede e di uova deposte. Le uova sono state conservate come descritto per la prova con adulti e ogni giorno è stata verificata

la percentuale di schiusura. I dati raccolti sono stati sottoposti all'analisi della varianza e al test F; in particolare è stato effettuato un confronto tra sopravvivenza e numero di prede/giorno uccise da maschi e femmine nella prima generazione e tra sopravvivenza, numero di prede/giorno e numero di uova deposte dalle femmine di prima generazione e quelli delle femmine catturate in serra (pag. 49 – prova 3, tesi 2). Le rielaborazioni statistiche sono state effettuate mediante il programma SPSS versione 16.0.

Risultati

Confronto tra maschi e femmine di prima generazione

Sopravvivenza – Gli adulti sono sopravvissuti in media $12,6 \pm 7,04$ DS giorni; tra maschi e femmine non si è riscontrata differenza statisticamente significativa (tab. 37).

	Sopravvivenza	n
Maschi	$10,6 \pm 8,93$ a	5
Femmine	$13,6 \pm 6,19$ a	10

Tab. 37. Sopravvivenza (gg) di adulti di *C. attenuata* sfarfallati in allevamento, alimentati con una soluzione di acqua e miele e 10 adulti di *D. melanogaster*/giorno. Valori medi \pm DS. n = numero di adulti. A lettere uguali corrispondono valori statisticamente non differenti. Test F, P = 0,05.

Numero di prede/giorno – Gli adulti hanno ucciso in media $0,54 \pm 0,63$ DS prede/giorno; tra maschi e femmine non si è riscontrata differenza statisticamente significativa (tab. 38).

	Prede/giorno	n
Maschi	$0,05 \pm 0,11$ a	5
Femmine	$0,79 \pm 0,65$ b	10

Tab. 38. Numero di prede/giorno uccise da adulti di *C. attenuata* sfarfallati in allevamento, alimentati con una soluzione di acqua e miele e 10 adulti di *D. melanogaster*/giorno. Valori medi \pm DS. n = numero di adulti. A lettere uguali corrispondono valori statisticamente non differenti. Test F, P = 0,05.

Confronto tra femmine di prima generazione e selvatiche

Sopravvivenza – Le femmine sfarfallate in allevamento hanno vissuto $13,6 \pm 6,19$ DS giorni (tab. 37), quelle catturate in serra $13,75 \pm 6,99$ DS giorni (tab. 31). La differenza non è risultata statisticamente significativa.

Numero di prede/giorno – Le femmine sfarfallate in allevamento hanno ucciso in media $0,79 \pm 0,65$ DS prede/giorno (tab. 38), contro le $0,51 \pm 0,19$ uccise dalle femmine selvatiche (tab. 32). La differenza non è risultata statisticamente significativa, segno che le condizioni di allevamento non riducono la capacità di predazione degli adulti, perlomeno nella prima generazione.

Numero di uova deposte – Le due femmine vergini non hanno deposto alcun uovo. Le 8 femmine fecondate sfarfallate in allevamento hanno deposto ciascuna in media un numero di uova nettamente inferiore, sebbene non statisticamente differente, rispetto alle femmine selvatiche, tutte considerate fecondate. La variabilità nel numero di uova deposte per femmina è risultata molto

elevata in entrambe le tesi. Per tutte le femmine sfarfallate in allevamento la percentuale di schiusura delle uova deposte è risultata pari a 0 (tab. 39).

Femmine	Uova	% schiusura	n
Vergini*	0	0	2
Isolate senza ♂*	10,67 ± 18,47 a	0	3
Isolate con ♂*	10,20 ± 11,50 a	0	5
Selvatiche	24,65 ± 21,51 b	18,27 ± 23,16	20

Tab. 39. Numero di uova deposte da femmine di *C. attenuata* sfarfallate in allevamento (*) e selvatiche, con la rispettiva percentuale di schiusura. Valori medi ± DS. n = numero di femmine adulte. A lettere uguali corrispondono valori statisticamente non differenti. Test F, P = 0,05.

Considerazioni

Le femmine sfarfallate in allevamento hanno vissuto quanto quelle catturate in serra: dato che di queste ultime non si conosce la data di sfarfallamento e che la cattura è necessariamente posteriore allo sfarfallamento, le femmine in cattività sono risultate meno longeve di quelle selvatiche. Le femmine sfarfallate in allevamento, inoltre, hanno deposto meno uova di quelle selvatiche, e nessuna si è schiusa. Se ne deduce che il sistema di allevamento sperimentato non soddisfa appieno i fabbisogni di *Coenosia*. Il tasso di predazione, invece, non sembra influenzato dalle condizioni di allevamento.

Le femmine vergini non hanno deposto alcun uovo, mentre hanno ovideposto sia quelle isolate dopo essere state in contatto con i maschi per sole 24 ore, sia quelle isolate insieme ai maschi stessi. Ciò conferma che l'accoppiamento comincia entro le prime ore dallo sfarfallamento (Kühne, 1994). Il numero medio di ovideposizioni per femmina è risultato simile tra i due gruppi e ogni femmina ha deposto tutte le uova in una sola volta, indipendentemente dalla presenza del maschio. Ciò lascia pensare che per l'ovideposizione non occorrono ripetuti accoppiamenti e l'ipotesi trova conferma considerando il comportamento delle femmine selvatiche nelle prove precedenti: pur isolate in assenza del maschio e dunque nell'impossibilità di accoppiarsi più volte, sono state in grado di deporre più gruppi di uova in momenti differenti. Tutte queste osservazioni concordano con la presenza di spermateca nel genere *Coenosia* (Couri e Pont, 2000) e andrebbero comunque arricchite con ulteriori dati sperimentali.

Monitoraggio

Materiali e metodi

Durante il triennio sono state visitate aziende in cui specie di genere *Coenosia* erano state trovate nel biennio 1996-97, in occasione di un precedente lavoro (Moreschi, 1999). Le aziende sono dislocate nelle province di Bergamo, Brescia, Como, Lecco, Pavia e Varese, tutte collocate ai margini di aree urbane. In tutte le serre sono presenti bancali rialzati in cemento o alluminio e la pavimentazione è in cemento, con terra sotto i bancali. In tutti i vivai i gestori ricorrono il meno possibile alla lotta insetticida con mezzi chimici. Nel corso del triennio sono state ispezionate in totale 12 aziende, delle quali alcune sono state visitate più volte l'anno, altre una sola volta. In particolare, nel 2006 sono state visitate solo poche aziende, più volte nel corso dell'anno; nel 2007 è stato ispezionato un numero maggiore di aziende, visitate nuovamente nel 2008. In ogni azienda sono state ispezionate più serre, per un totale di 5 diverse nel 2006, 58 nel 2007 e 40 nel 2008 (103 in tutto). Per ogni serra sono stati registrati, oltre alla presenza o meno di *Coenosia* spp. e al numero di catture, la coltura in atto, le piante infestanti e le popolazioni di prede presenti. Per cercare di standardizzare il più possibile le condizioni di campionamento, nel 2008 è stato registrato anche il tempo di cattura, in modo da avere dei dati di densità relativa delle popolazioni in serra comparabili tra loro.

Risultati

Sono state trovate le specie *C. attenuata*, *C. strigipes*, *C. tigrina* e *C. atra*. La più diffusa è *C. attenuata*, che è stata rinvenuta nel maggior numero di serre (tab. 40). Ciò conferma i risultati di un monitoraggio condotto nel biennio 1995-1996, nel quale tuttavia non era stata catturata *C. atra* (Moreschi, 1999). Il vivaio caratterizzato dalla maggiore variabilità di specie nel corso dei tre anni è Floricoltura Bellavista di Varese, in cui sono state trovate *C. attenuata*, *C. strigipes* e *C. atra*. I dati relativi alle catture nelle singole date di campionamento sono riportati nelle schede dell'allegato.

Le popolazioni di *C. attenuata* sembrano insediate stabilmente nelle aziende: in 7 su 10 la specie è stata trovata per più anni. Nelle Serre Cadei (Capriolo, Bs) è stata catturata solo nel 2007, sostituita da *C. strigipes* nel 2008. Presso la Floricoltura Mondelli (Montorfano, Co) *C. attenuata* è stata rinvenuta soltanto nel 2008, mentre nel 2007 era stata trovata solo *C. strigipes*. Nell'azienda Obertelli Giovanni (Voghera, Pv), infine, *C. attenuata* è stata trovata nel 2007 e nel 2008 nessuna specie di *Coenosia*. Popolazioni consistenti di *C. strigipes* sono state trovate solo presso le Serre

	2006	2007	2008
<i>C. attenuata</i>	4	26	23
<i>C. tigrina</i>	0	0	1
<i>C. strigipes</i>	0	2	1
<i>C. atra</i>	0	0	2
Tot. serre ispezionate	5	58	40

Tab. 40. Numero di serre in cui sono state rinvenute le diverse specie di *Coenosia* nel corso dei tre anni.

Cadei di Capriolo (Bs) nel 2008 e presso la Floricoltura Mondelli, nel 2007. Per quanto riguarda *C. atra*, sono stati catturati 3 esemplari, nel 2008, presso la Floricoltura Bellavista di Varese. Di *C. tigrina* è stato ritrovato un solo esemplare, nel 2008, presso l'azienda Arnoldi di Capriate San Gervasio (Bg).

Considerando le colture in atto, *Coenosia* spp. sono state catturate tanto in serre con colture miste, quanto in serre con monocolture e in assenza di coltura (tab. 41).

Piante infestanti sono state rinvenute in 20 delle 103 serre ispezionate; le più comuni sono risultate *Stellaria media* (L.) (Caryophyllaceae) e *Parietaria diffusa* M. et K. (Urticaceae). *Coenosia* spp. sono state trovate tanto in serre in cui erano presenti piante infestanti, quanto in serre in cui non c'erano (tab. 42).

Considerando le prede di *Coenosia* spp., sono state trovate popolazioni di Aleyrodidae, Dolichopodidae, Sciaridae e di Ephydriidae (*S. stagnalis*); in nessun caso si trattava di infestazioni tanto intense da risultare nocive per la coltura in atto e quelle degli Sciaridi sono risultate le popolazioni più diffuse (tab. 43).

	n serre	con <i>Coenosia</i>	%
Coltura mista	38	16	42,11
Monocoltura	62	39	62,90
Nessuna coltura	3	2	66,67
Totale	103	57	55,34

Tab. 41. Numero di serre con colture miste, monocoltura, nessuna coltura e relativa presenza di *Coenosia* spp..

Piante infestanti	n serre	con <i>Coenosia</i>	%
Presenti	20	11	55,00
Non presenti	83	46	55,42
Totale	103	57	55,34

Tab. 42. Numero di serre in cui sono e non sono state trovate piante infestanti e presenza di *Coenosia* spp. con le rispettive percentuali.

	n serre
Aleyrodidae	24
Sciaridae	36
Dolichopodidae	27
Ephydriidae	25
Nessuna popolazione	33

Tab. 43. Numero di serre in cui sono state rinvenute le popolazioni di possibili prede per *Coenosia* spp..

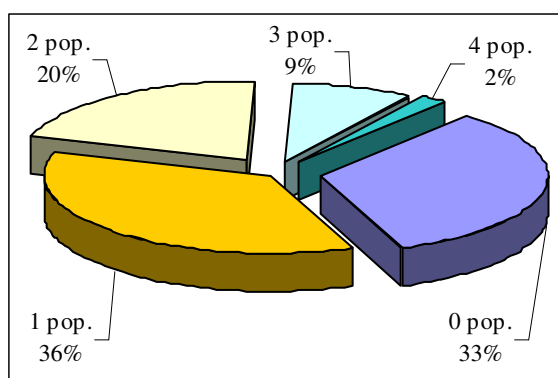


Fig. 36. Percentuale delle serre visitate con 0, 1, 2, 3 e 4 popolazioni differenti di possibili prede per *Coenosia* spp..

n popolazioni di prede	n. serre	n serre con <i>Coenosia</i>	%
0	34	14	41,2
1	37	22	59,5
2	21	13	61,9
3	9	6	66,7
4	2	2	100,0
Tot. serre	103	57	55,3

Tab. 44. Numero di serre con 0, 1, 2, 3 e 4 popolazioni di prede differenti, con presenza di *Coenosia* spp. e rispettive percentuali.

In molti casi più popolazioni di prede differenti erano presenti contemporaneamente nella medesima serra (fig. 36). La presenza di *Coenosia* spp. è stata rilevata nelle serre indipendentemente dalla presenza o meno di popolazioni di prede. Il predatore è stato rinvenuto in entrambe le serre con 4 popolazioni differenti di prede (tab. 44).

E' difficile porre in relazione i fattori considerati (coltura in atto, presenza di piante infestanti e prede) con la presenza o meno di *Coenosia* spp. nelle serre: nel corso del monitoraggio, infatti, nelle medesime condizioni il predatore è risultato talvolta presente, talvolta assente. Utilizzando i dati raccolti nel corso del 2008, è stato possibile paragonare la densità relativa di *Coenosia* spp. (n catture/10 minuti) in serre con la medesima coltura in atto, ma in condizioni di presenza di infestanti e popolazioni di prede differenti. Sono state confrontate tra loro serre con coltura mista (fig. 37), con *Chrysanthemum* spp. (fig. 38), *Euphorbia pulcherrima* (fig. 39) e *Cyclamen* spp. (fig. 40).

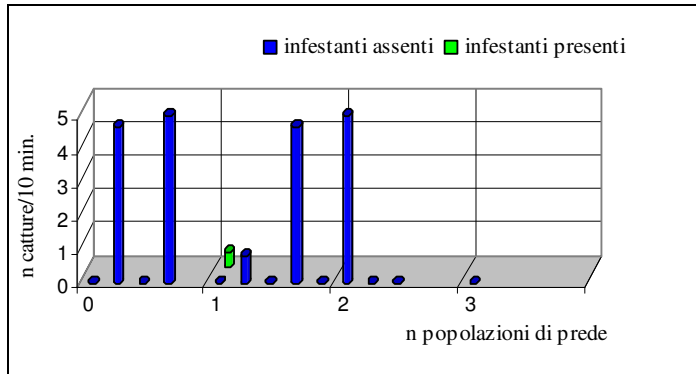


Fig. 37. Densità relativa di *Coenosia* spp. (n catture/10 min.) in serre con coltura mista in atto e numero di popolazioni di prede differenti (2008).

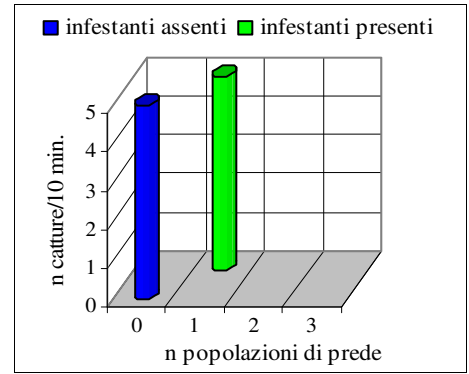


Fig. 38. Densità relativa di *Coenosia* spp. (n catture/10 min.) in serre con coltura di *Chrysanthemum* spp. in atto e numero di popolazioni di prede differenti (2008).

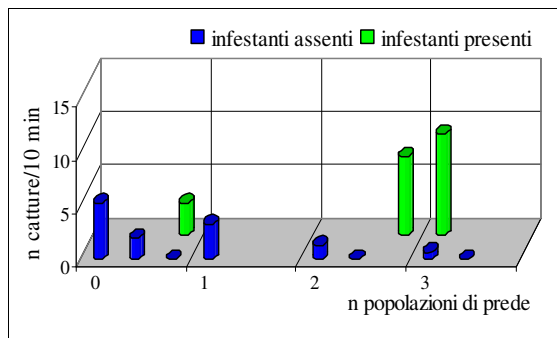


Fig. 39. Densità relativa di *Coenosia* spp. (n catture/10 min.) in serre con coltura di *E. pulcherrima* in atto e numero di popolazioni di prede differenti (2008).

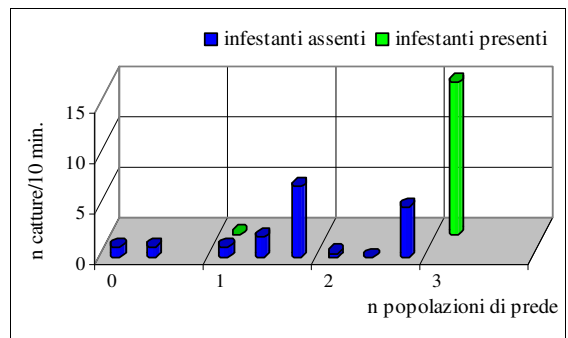


Fig. 40. Densità relativa di *Coenosia* spp. (n catture/10 min.) in serre con coltura di *Cyclamen* spp. in atto e numero di popolazioni di prede differenti (2008).

Come si può notare anche dal grafico complessivo (fig. 41), densità simili di *Coenosia* spp. sono state riscontrate in serre con condizioni diverse e viceversa.

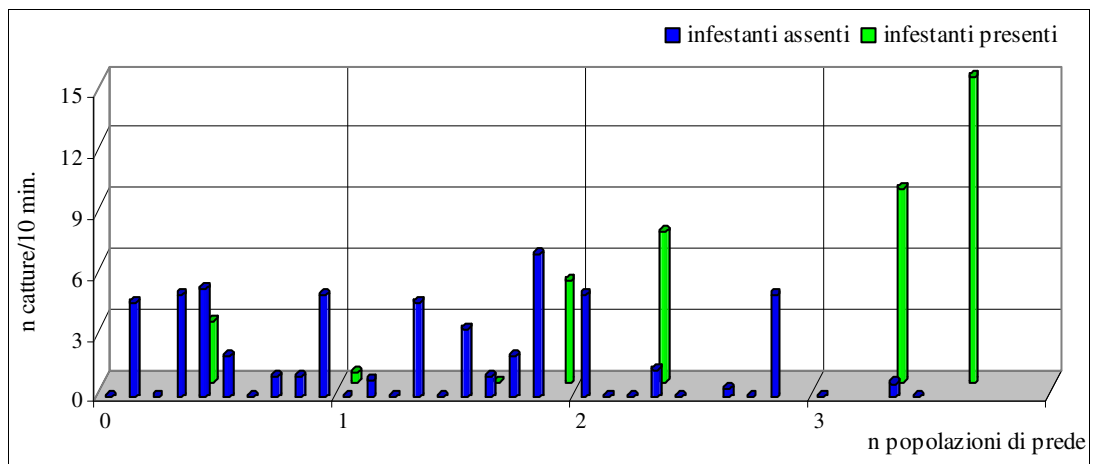


Fig. 41. Densità relativa di *Coenosia* spp. (n catture/10 min.) in serre con numero di popolazioni di prede differenti (2008).

CONSIDERAZIONI CONCLUSIVE

I dati acquisiti sulla biologia delle prede indicano che, relativamente alla durata del ciclo biologico, *D. melanogaster* è potenzialmente la più idonea a rifornire il substrato con larve giovani, prede per *C. attenuata* in un eventuale allevamento *in vivo* in continuo. Tuttavia il substrato di allevamento della specie non è idoneo allo sviluppo delle larve del predatore. *S. stagnalis*, invece, può essere allevata fibra di cocco e lievito, substrato, adatto anche allo sviluppo di *C. attenuata*. L'Efidride presenta inoltre scalarità di ovideposizione, requisito necessario per rifornire il substrato di larve disetanee. Ciononostante, *C. attenuata* non è riuscita a completare il ciclo su *S. stagnalis*, forse a causa di carenze nutrizionali riscontrate nelle prede sviluppatesi su tale substrato. Nonostante una minore scalarità di ovideposizione, *B. paupera* è, tra quelle considerate, la specie con la maggior durata dello stadio larvale. Forse per questo si è rivelata la più idonea allo sviluppo di *C. attenuata*, che solo su di essa ha completato lo sviluppo.

Una semplificazione della fase di moltiplicazione dello Sciaride è stata ottenuta allevandolo su terriccio o fibra di cocco inumiditi, addizionati periodicamente con funghi *A. bisporus* freschi. Ciò ha snellito l'intera procedura di allevamento di *C. attenuata*, che presenta comunque ulteriori margini di miglioramento. L'allevamento di *C. attenuata* realizzato in questo modo ha dato basse produzioni e gli adulti hanno vissuto meno a lungo di quelli selvatici. Il sistema di allevamento può essere migliorato, per esempio, individuando il rapporto ottimale tra le densità di popolazione di *C. attenuata* e *B. paupera*, oppure studiando le esigenze nutrizionali e ambientali specifiche del predatore e le modalità per soddisfarle pienamente. Le femmine hanno deposto un numero di uova statisticamente simile a quello delle femmine catturate in serra, ma la percentuale di schiusura è risultata pari a zero. I problemi principali riscontrati tanto nell'allevamento delle prede, quanto in quello di *C. attenuata* sono: l'irregolarità, a parità di metodo adottato, nelle produzioni ottenute e l'infestazione dei substrati da parte di organismi indesiderati, soprattutto acari micetofagi. Se al primo si può ovviare rendendo più omogenee le procedure di allevamento, il secondo problema è di più difficile soluzione. *B. paupera*, infatti, in quanto specie detriticola necessita per svilupparsi di substrati ricchi di sostanza organica in decomposizione, ideali anche per gli organismi indesiderati nell'allevamento.

Nelle prove di alimentazione degli adulti si è riscontrato che l'integrazione glucidica, fornita come soluzione acquosa di miele, determina una riduzione del tasso di predazione giornaliero. Ciò può consentire di aumentare le densità degli adulti in allevamento, riducendo l'incidenza dei fenomeni di cannibalismo.

Date le difficoltà riscontrate nell'allevamento in tutte le sperimentazioni finora condotte, non si può escludere che *Coenosia* spp. presentino delle caratteristiche biologiche che ne rendono difficile l'allevamento e che andrebbero approfondite con ulteriori studi. A ciò si aggiunga che finora non è stata realizzata alcuna produzione commerciale dell'ausiliare, neppure nei Paesi in cui gli studi

sull'allevamento sembravano più promettenti. Considerando la diffusione spontanea della specie nelle serre, confermata dal monitoraggio condotto in serre della Lombardia, lo sviluppo di tecniche di open rearing mediante 'banker plants' sembra più attuabile rispetto quello di un allevamento massale.

BIBLIOGRAFIA

- AMOROSO G., MASPERO M., FRANGI P., 2005 – Possibilità di impiego di *Coenosia attenuata* Stein nella lotta biologica contro aleirodidi su poinsettia. *Informatore fitopatologico*, 55 (9): 43-46.
- BENNISON J.A., 1992 – Biological control of aphids on cucumbers use of open rearing systems or 'banker plants' to aid establishment of *Aphidius matricariae* and *Aphidoletes aphidimyza*. *Medelingen van de Faculteit Landbouwwetenschappen Universiteit Gent*, 57 (2b): 457-466.
- BINNS E.S., 1973 – Laboratory rearing, biology and chemical control of the mushroom sciarid *Lycoriella auripila* (Diptera: Lycoriidae). *Annals of Applied Biology*, 73: 119-126.
- COLOMBO M., EÖRDEGH F.R., 1991 – Ritrovamento di *Coenosia attenuata*, attivo predatore di aleirodidi, in colture protette in Liguria e Lombardia. *Informatore agrario*, 47 (10): 187-189.
- COURI M. S., PONT A. C., 2000 – Cladistic analysis of Coenosiini. *Systematic Entomology*, 25 (3): 373-392.
- CUI Y.S., LI L.Z., 1996 – Four new species of *Coenosia* from northeastern China. *Entomologica Sinica*, 3 (3): 213-220.
- DINDO M., MARCHETTI E., GALVAGNI A., BARONIO P., 2003 – Rearing of *Exorista larvarum* (Diptera Tachinidae): simplification of the *in vitro* technique. *Bulletin of Insectology*, 56 (2): 253-257.
- EBEJER M.J., GATT P., 1999 – The species of Fanniidae and Muscidae of the Maltese Islands. *Studia Dipterologica*, 6 (1): 79-92.
- EVANS A.M., 1930 – Observations on the predacious habits and prey of *Coenosia humilis* Meigen (Anthomyiidae). *Transactions of the Entomological Society of London.*, 78: 325-329.
- GILIOLI G., BAUMGÄRTNER J., VACANTE V., 2005 – Temperature influences on functional response of *Coenosia attenuata* (Diptera: Muscidae) individuals. *Ecology and Behavior*, 98 (5): 1524-1530.
- GREGOR F., ROZKOŠNÝ R., BARTÁK M., VAŇHARA J., 2002 – The Muscidae (Diptera) of Central Europe. *Folia Fac. Sci. Nat. Univ. Masaryk. Brun., Biol.*, 107: 1-280.
- HENNING W., 1955-1964 – Muscidae. In: Lindner E. – Die Fliegen der paläarktischen Region. Bd., 7 (2). E. Schweizerbatsche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart, 63b: 1110 pp.
- HOEBEKE E.R., SESENBACH E.J., SANDERSON J.P., WRAIGHT S.P., 2003 – First report of *Coenosia attenuata* Stein (Diptera: Muscidae), an Old World 'hunter fly' in North America. *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 105 (3): 769-775.

- HU J.S., VINSON S.B., 1997 – *In vitro* rearing of *Campoletis sonorensis*, a larval endoparasitoid of *Heliothis virescens* from egg to third instar in an artificial medium devoid of insect sources. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 85: 263-273.
- HUCKETT H.C., VOCKEROTH J.R., 1987 – Muscidae. In: *Manual of Nearctic Diptera*. McAlpine J.F. (Ed.), Peterson B.V., Shewell G.E., Teskey H.J., Vockeroth J.R., Wood D.M., Research Branch Agriculture Canada. Monograph, 28 (2): 1115-1131.
- KÜHNE S., 1998 – Open Rearing of Generalist Predators: A Strategy for Improvement of Biological Pest Control in Greenhouses. *Phytoparasitica*, 26 (4): 277-28.
- KÜHNE S., 2000 – Rauberischen fliegen der gattung *Coenosia* Meigen, 1826 (Diptera: Muscidae) und die möglichkeit ihres einsetzes bei der biologischen schadlingsbekämpfung. *Studia Dipterologica – Supplement*, 9: 78 pp..
- KÜHNE S., MULLER R., MENZEL F., 1994 – Rauberische Fliegen - ein bisher weing beachteter - Nutzlingskomplex in Gewächshäusern. *Mitt. biol. BundAnst. Ld-u Forstw., Berlin, Dahlem*, 302: 1-75.
- KÜHNE S., SCHILLER K., DAHL U., 1997 – Beitrag zur Lebensweise, Morphologie und Entwicklungsdauer der räuberischen Fliege *Coenosia attenuata* Stein (Diptera: Muscidae). *Gesunde Pflanzen, Bonn*, 49 (3): 100-106.
- KÜHNE S., SCHRAMEYER K., 1994 – Zum Vorkommen räuberischer Fliegen aus der Familie Hypobotidae (Diptera: Empidoidea) in Gewächshäusern sowie Untersuchungen zur prädatoren Leistung ausgewählter Fliegen aus der Gattung *Platypalpus*. *Journal of Applied Entomology* 118: 209-216.
- LEROUX E.J., PERRON J.P., 1960 – Description of immature stages of *Coenosia tigrina* (F.) (Diptera Anthomyiidae) with notes on hibernation of larvae and predation by adults. *Canadian Entomologist*, 92: 284-296.
- MARTINEZ M., COCQUEMPOT C., 2000 – La mouche *Coenosia attenuata*, nouvel auxiliaire prometteur en culture protégée. *PHM Revue Horticole*, 414: 50-52.
- MARTÍNEZ-SÁNCHEZ A., MARCOS-GARCÍA M.A., PONT A.C., 2002 – *Coenosia attenuata* Stein, 1903 (Diptera Muscidae) nueva especie para la fauna neotropical. *Bollettino di Zoologia agraria e di Bachicoltura*, 34 (2): 269-272.
- MELLINI E., CAMPADELLI G., 1995 – Formulas for 'inexpensive' artificial diets for the parasitoid *Exorista larvarum* (L.). *Bollettino dell'Istituto di Entomologia 'G. Grandi' dell'Università di Bologna*, 50: 95-106.
- MORESCHI I., 1999 – Predatori del genere *Coenosia* in serre della Lombardia. *L'Informatore agrario* 15: 109-112.

- MORESCHI I., COLOMBO M., 1999 – Una metodica per l'allevamento dei Ditteri predatori *Coenosia attenuata* e *C. strigipes*. *Informatore fitopatologico*, 49 (7-8): 61-64.
- MORESCHI I., SÜSS L., 1998 – Osservazioni biologiche ed etologiche su *Coenosia attenuata* Stein e *Coenosia strigipes* Stein (Diptera Muscidae). *Bollettino di Zoologia agraria e di Bachicoltura*, 30 (2): 185-196.
- MORRIS D.E., CLOUTIER C., 1987 – Biology of the predatory fly *Coenosia tigrina* (Fab.) (Diptera: Anthomyiidae): reproduction, development, and larval feeding on earthworms in the laboratory. *Canadian Entomologist*, 119: 381-394.
- MORRIS D.E., PIVNICK K.A., 1991 – Earthworm mucus stimulates oviposition in a predatory fly (Diptera: Anthomyiidae). *Journal of Chemical Ecology*, 17: 2045-2052.
- PERRON J.P., LEROUX E.J., LAFRANCE J., 1956 – Notes on *Coenosia tigrina* (F.) (Diptera: Anthomyiidae), mainly on habits and rearing. *The Canadian Entomologist*, 88: 608-612.
- POHL D., UYGUR F.N., SAUERBORN J., 2003 – Fluctuations in population of the first recorded predatory fly *Coenosia attenuata* in cotton fields in Turkey. *Phytoparasitica*, 31 (5): 446-449.
- PONT A.C., 1986 – Family Muscidae. In: *Catalogue of Palearctic Diptera*, (eds. Á. Soós and L. Papp), Budapest and Amsterdam: the Publishing house of the Hungarian Academy of Sciences Budapest, Hungary and Elsevier Science Publishers, Amsterdam, the Netherlands: 199-215.
- PONT A.C., 2007 – Fauna Europea: Muscidae. In: Pape T. (ed.) *Fauna Europea: Diptera*. Fauna Europea version 1.3. Available from <http://www.faunaeur.org>.
- PRIETO R., FIGUEIREDO E., MIRANDA C., MEXIA A., 2003 – Dípteros predadores do género *Coenosia* Meigen (Muscidae) em culturas hortícolas protegidas na região Oeste. 6º Encontro Nacional de Protecção Integrada - ESA Castelo Branco, Maio.
- PRIETO R., FIGUEIREDO E., MIRANDA C., MEXIA A., 2005 – *Coenosia attenuata* Stein (Diptera: Muscidae): prospecção e actividade em culturas protegidas em Portugal. *Boletim de Sanidad Vegetal, Plagas*, 31 (1): 39-45.
- RODRIGUES S.M.M., 1999 – Parasitism rate of *Lysiphlebus testaceipes* on *Schizaphis graminum* and *Aphis gossypii*, and development of a sorghum-based banker plant system to control *Aphis gossypii* in sweet peppers in experimental greenhouse. MSc Thesis, Federal University of Lavras, Minas Gerais: 67 pp..
- RODRÍGUEZ-RODRÍGUEZ M.D., AGUILERA A., 2002 – *Coenosia attenuata*, una nueva mosca a considerar en el control biológico de las plagas hortícolas. *Phytoma España*, 141: 27-34.
- SACCÀ G., 1984 – La mosca domestica. *Rendiconti dell'Accademia Nazionale di Entomologia*, 30-32: 115-122.

- SCHRAMMEYER K., 1991 – Die räuberischen Fliegenarten (*Coenosia attenuata*, *Coenosia humilis*) ein bedeutender Faktor der biologischen Schädlingsbekämpfung. *Gesunde Pflanzen*, 43 (12): 398-400.
- SESENBACH E.J., WRAIGHT S.P., SANDERSON J.P., 2005 – Biology and predatory feeding behaviour of larvae of the hunter fly *Coenosia attenuata*. *Integrated Control in Protected Crops, Temperate Climate IOBC/wprs Bulletin*, 28 (1): 229-232.
- TÉLLEZ NAVARRO M.M., TAPIA PERÉZ G., 2006 – Acción depredadora de *Coenosia attenuata* Stein (Díptera: Muscidae) sobre otros enemigos naturales en condiciones de laboratorio. *Bolletín de Sanidad Vegetal y Plagas*, 32: 491-498.
- WAN-QI XUE, YAN-FENG TONG, 2003 – A taxonomic study on *Coenosia tigrina* species-group (Diptera: Muscidae) in China. *Entomologica Sinica*, 10 (4): 281-290.
- WAN-QI XUE, YAN-FENG TONG, 2004 – Four new species of *Coenosia* Meigen (Diptera: Muscidae) from Yunnan, China. *Entomologica Sinica*, 11 (1): 71-79.
- XUE W.Q., CHAO C.M., 1996 – Flies of China. Shenyang: Liaoning Science and Technology Press: 925-934.
- YAHNKE W.E., GEORGE J.A., 1972 – Earthworms as prey for larvae of *Coenosia tigrina* (Diptera Anthomyiidae). *Journal of Economic Entomology*, 65: 1478-79.

ALLEGATO

Dati di riferimento delle aziende visitate durante il monitoraggio nel triennio 2006-2008 e periodo di visita

Provincia	Località	Azienda	Recapito	Periodo di visita
BG	Capriate San Gervasio	AZ. AGR. ARNOLDI GIOVANNI & FIGLI	Via Bizzarri, 32 - 24042 Capriate San Gervasio (Bg)	2006, 2007, 2008
BG	Capriate San Gervasio	FLORICOLTURA EREDI DI ARNOLDI RENZO	Via Pezzi, 22 - 24042 Capriate S. Gervasio (Bg)	2006, 2008
BG	Redona	FRATELLI PIEVANI	Via Martinella, 29 (Fraz. Redona) - 24124 Bergamo (Bg)	2007, 2008
BG	Stezzano	AZ. AGR. FACUETTI	Via Zanica - 24040 Stezzano (Bg)	2007
BG	Stezzano	FLORICOLTURA ZANCHI LUIGI	Via Zanica, 31 - 24040 Stezzano (Bg)	2007
BS	Capriolo	SERRE CADEI	Via Pozze, 95 - 25031 Capriolo (Bs)	2007, 2008
CO	Montorfano	MONDELLI FLORICOLTURA di Mondelli Stefano & C. S.n.c.	Via per Albese, 6 - 22030 Montorfano (Co)	2007, 2008
CO	Vertemate con Minoprio	FONDAZIONE MINOPRIO	Viale Raimondi, 54 - 22070, Vertemate con Minoprio (Co)	2006, 2007, 2008
LC	Airuno	FLORICOLTURA FRATELLI MAURI	Via Adda, 1 - 22050 Airuno (Lc)	2007, 2008
LC	Casatenovo	FLORICOLTURA FRATELLI COLOMBO	Via S. Giacomo, 24 - 23880 Casatenovo (Lc)	2007, 2008
PV	Voghera	OBERTELLI GIOVANNI	Via Piacenza, 81 - 27058 Voghera (Pv)	2007, 2008
VA		FLORICOLTURA BELLAVISTA Di Tamborini Luigi & C. Soc.Semplice	Via Gasparotto Leopoldo, 122 - 21100 Varese (Va)	2007, 2008

Dati relativi alle catture nelle singole date di campionamento

AZ. AGR. ARNOLDI GIOVANNI & FIGLI - Via Bizzarri, 32 - 24042 Capriate San Gervasio (Bg)

Data	Serra n.	T°C	Coltura in atto	Piante infestanti	Popolazioni di Insetti	Catture	Maschi	Femmine	Specie	Tempo di cattura (min)
19/05/2006			<i>Ocimum basilicum</i>	<i>Parietaria diffusa</i>	<i>Scatella stagnalis</i>	33	9	24	<i>C. attenuata</i>	
30/08/2006			<i>Ocimum basilicum</i>	-	<i>Scatella stagnalis</i>	27	6	21	<i>C. attenuata</i>	
23/01/2007	1	16,7°C	<i>Pelargonium</i> spp.	-	<i>Scatella stagnalis</i>	0	0	0		
	2		<i>Pieris</i> sp., <i>Ficus</i> sp.	<i>Stellaria media</i>	Sciaridae	0	0	0		
	3	19,6°C	<i>Gerbera</i> spp., <i>Azalea</i> sp.	-	Aleyrodidae, <i>Scatella stagnalis</i>	6	1	5	<i>C. attenuata</i>	
	4	18,4 °C	<i>Cyclamen</i> spp.	-	Thysanoptera	5	0	5	<i>C. attenuata</i>	
	5		<i>Scindapsus aureus</i>	-	Sciaridae	4	1	3	<i>C. attenuata</i>	
	6	15,9°C	<i>Agave filifera</i>	-	Sciaridae	1	1	0	<i>C. attenuata</i>	
	7		<i>Primula acaulis</i>	-	-	0	0	0		
	8		<i>Begonia</i> sp.	-	Aleyrodidae, Sciaridae	2	0	2	<i>C. attenuata</i>	
	9	17,6°C	<i>Begonia</i> sp.	-	Aleyrodidae, Sciaridae	9	1	8	<i>C. attenuata</i>	
25/02/2007	4	20,1°C	<i>Cyclamen</i> spp.	-	<i>Scatella stagnalis</i>	60	25	35	<i>C. attenuata</i>	
04/09/2008	1		<i>Ficus</i> spp., <i>Scindapsus aureus</i>	-	Dolichopodidae, Sciaridae, <i>Scatella stagnalis</i>	0				10
	2		<i>Cyclamen</i> sp.	<i>Parietaria diffusa</i> , <i>Stellaria media</i>	Aleyrodidae, Sciaridae, <i>Scatella stagnalis</i>	29	10	19	<i>C. attenuata</i>	20
						1				
3		<i>Euphorbia pulcherrima</i>	<i>Cardamine hirsuta</i>	Aleyrodidae, sciaridae, <i>Scatella stagnalis</i>	19	7	12	<i>C. attenuata</i>	20	

FLORICOLTURA EREDI DI ARNOLDI RENZO - Via Pezzi, 22 - 24042 Capriate S. Gervasio (Bg)

Data	Serra n.	Coltura in atto	Piante infestanti	Popolazioni di Insetti	Catture	Maschi	Femmine	Specie	Tempo di cattura (min)
09/02/2006		<i>Gerbera</i> spp.,	-	-	60	10	50	<i>C. attenuata</i>	
19/05/2006		<i>Bouganvillea</i> sp., <i>Pelargonium</i> sp., <i>Solanum romanetii</i>	<i>Parietaria diffusa</i> , sotto i bancali	Aleyrodidae, Dolichopodidae, Sciaridae, <i>Scatella stagnalis</i>	5	2	3	<i>C. attenuata</i>	
30/08/2006		-	<i>Adiantum capillus-veneris</i> (Pteridaceae), sotto i bancali	Dolichopodidae	0	0	0		
21/08/2008	1	<i>Cyclamen persicum</i>	<i>Parietaria diffusa</i>	Sciaridae	0	0	0		10
	2	<i>Cissus</i> sp., <i>Nephrolepis exaltata</i> , <i>Scindapsus aureus</i> , <i>Ficus</i> spp., Crassulacee	-	Dolichopodidae	0	0	0		10
	3	<i>Euphorbia pulcherrima</i>	-		8	1	7	<i>C. attenuata</i>	15
	4	<i>Cyclamen persicum</i>	-	Sciaridae	1	1	0	<i>C. attenuata</i>	10
	5	<i>Cyclamen persicum</i>	-	-	1	1	0	<i>C. attenuata</i>	10
	6	<i>Euphorbia pulcherrima</i>	<i>Parietaria diffusa</i>	-	3	0	3	<i>C. attenuata</i>	10

FRATELLI PIEVANI - Via Martinella, 29 (Fraz. Redona) - 24124 Bergamo (Bg)

Data	Serra n.	T°C	Coltura in atto	Piante infestanti	Popolazioni di Insetti	Catture	Maschi	Femmine	Specie	Tempo di cattura (min)
13/08/2007	1		<i>Cyclamen</i> spp., <i>Gerbera</i> spp., <i>Kalanchoe</i> sp.							
	2	25-26°C	<i>Kalanchoe</i> sp.	-	<i>Scatella stagnalis</i>	14	1	13	<i>C. attenuata</i>	
	3	26°C	<i>Euphorbia pulcherrima</i>	-	-					
	4	26°C	<i>Sinningia speciosa</i>	-	<i>Scatella stagnalis</i>	6	1	5	<i>C. attenuata</i>	
	5	26°C	<i>Kalanchoe</i> sp.	-	-	7	2	5	<i>C. attenuata</i>	
	6		<i>Euphorbia pulcherrima</i>	-	-					
	7		<i>Euphorbia pulcherrima</i>	-	-					
	8	25°C	<i>Euphorbia pulcherrima</i> , <i>Gerbera</i> spp.	-	Sciaridae	7	2	5	<i>C. attenuata</i>	
	9	29,3°C	<i>Anthurium</i> sp.	-	Dolichopodidae					
21/08/2008	1		<i>Euphorbia pulcherrima</i>	-	-	2	1	1	<i>C. attenuata</i>	10
	2		<i>Cyclamen persicum</i> , <i>Euphorbia pulcherrima</i> , <i>Kalanchoe</i> sp.	-	-	5	3	2	<i>C. attenuata</i>	10
	3		<i>Euphorbia pulcherrima</i>	-	-	0	0	0		

AZ. AGR. FACUETTI - Via Zanica - 24040 Stezzano (Bg)

Data	Serra n.	Coltura in atto	Piante infestanti	Popolazioni di Insetti	Catture	Maschi	Femmine	Specie
21/08/2007	1	<i>Euphorbia pulcherrima</i>	-	<i>S. stagnalis</i> , Sciaridae	0	0	0	
	2	<i>Pelargonium</i> spp.	<i>Parietaria diffusa</i>	-	0	0	0	
	3	<i>Ficus benamina</i> , <i>F. elastica</i> , <i>Hedera helix</i> , <i>Impatiens welleriana</i>	-	Dolichopodidae	0	0	0	
	4	<i>Pelargonium</i> spp.	<i>Euphorbia</i> sp., <i>Sinapis</i> sp., <i>Trifolium</i> sp.	-	0	0	0	
	5	<i>Cyclamen</i> spp., <i>Impatiens welleriana</i> , <i>Scindapsus aureus</i>	<i>Stellaria media</i>		0	0	0	
	6	<i>Anthurium</i> sp., <i>Ficus benamina</i> , <i>F. elastica</i> , <i>Phalaenopsis</i> sp., <i>Bromelia</i> sp.			0	0	0	

FLORICOLTURA ZANCHI LUIGI - Via Zanica, 31 - 24040 Stezzano (Bg)

Data	Serra n.	Coltura in atto	Piante infestanti	Popolazioni di Insetti	Catture	Maschi	Femmine	Specie
21/08/2007	1	<i>Dieffenbachia</i> sp., <i>Ficus benjamina</i>	-	Dolichopodidae	0			

SERRE CADEI - Via Pozze, 95 - 25031 Capriolo (Bs)

Data	Serra n.	T°C	Coltura in atto	Piante infestanti	Popolazioni di Insetti	Catture	Maschi	Femmine	Specie	Tempo di cattura (min)
13/08/2007	1	33 - 37°C	<i>Hypericum</i> sp., <i>Dieffenbachia</i> sp., <i>Scindapsus aureus</i> , <i>Phitonia</i> sp., <i>Pelargonium</i> sp.	<i>Stellaria media</i>	Sciaridae, Dolichopodidae	0	0	0		
	2	33 - 37°C	<i>Dieffenbachia</i> sp., <i>Scindapsus aureus</i>	-	Dolichopodidae	0	0	0		
	3	33 - 37°C	<i>Scindapsus aureus</i>	-	-					
	4	33 - 37°C	<i>Phitonia</i> sp., <i>Scindapsus aureus</i> , <i>Anthurium</i> sp.	<i>Stellaria media</i>	Sciaridae	0	0	0		
	5	33 - 37°C	<i>Scindapsus aureus</i> , <i>Anthurium</i> sp.	-	Dolichopodidae, Sciaridae	12	1	11	<i>C. attenuata</i>	
21/08/2008	1		<i>Aglaonema</i> sp., <i>Dieffenbachia</i> spp., <i>Fittonia</i> <i>verschaffeltii</i> , <i>Maranta</i> <i>leuconera</i> , <i>Philodendron</i> <i>scandens</i> , <i>Scindapsus</i> spp., <i>Spathiphyllum</i> sp., <i>Syngonium</i> <i>podophyllum</i> .	-	Sciaridae, Dolichopodidae	10	4	6	<i>C. strigipes</i>	20
	2		"		Dolichopodidae	1	1	0		12
	3		"		-	0	0	0		20

MONDELLI FLORICOLTURA di Mondelli Stefano & C. S.n.c. Via per Albese, 6 - 22030 Montorfano (Co)

Data	Serra n.	T°C	Coltura in atto	Piante infestanti	Popolazioni di Insetti	Catture	Maschi	Femmine	Specie	Tempo di cattura (min)
21/08/2007	1	18,6°C	<i>Aechmea margena, Ananas comosum, Alocasia amazonica, Asplenium sp., Azalea sp., Chamaedorea sp., Chlorophytum sp., Croton spp., Davallia sp., Dracaena sp., Dieffenbachia sp., Ficus benjamina, Fittonia verschaffeltii, Guzmania lingulata, Hedera helix, Medinilla sp., Muehlenbeckia complexa, Nidularium majendorffii, Philodendron scandens, Saintpaulia sp., Schefflera arboricola, Scindapsus aureus, S.pictus, S. splendens, Zamioculcas zamiifolia</i>	-	Aleyrodidae, Dolichopodidae, <i>Scatella stagnalis</i> , Sciaridae	5	1	4	<i>C. strigipes</i>	
	2		<i>Begonia sp., Cactaceae, Cyclamen spp., Gardenia sp., Gloxinia perennis</i>	-	Dolichopodidae, Sciaridae	0				
19/08/2008	1		<i>Capsicum annum, Cyclamen persicum, Exacum blauw, Euphorbia milii, Gardenia jasminoides, Impatiens sp., Solanum pseudocapsicum, Vinca sp.,</i>	-	Aleyrodidae	7	3	4	<i>C. attenuata</i>	15
	2		<i>Anthurium sp., Aphelandra squarrosa, Azalea indica, Begonia spp., Croton spp., Dieffembachia amoena, Dracaena spp., Ficus spp., Fittonia verschafeltii, Guzmania sp., Kalathea spp., Ludisia discolor, Medinilla magnifica, Nidularium tricolor, Philodendron xanadu, Platycerium bifurcatum, Saintpaulia jonatha, Scindapsus aureus, Sinnigia speciosa, Spathiphyllum spp., Tillandsia spp., Yucca elephantipes</i>	-	Dolichopodidae, Aleyrodidae	0	0	0		

FONDAZIONE MINOPRIO - Viale Raimondi, 54 - 22070, Vertemate con Minoprio (Co)

Data	Serra n.	Coltura in atto	Piante infestanti	Popolazioni di Insetti	Catture	Maschi	Femmine	Specie	Tempo di cattura (min)
22/02/2007	1	<i>Impatiens</i> sp., <i>Pelargonium</i> spp., <i>Dipladenia sanderi</i>	-	Sciaridae	5	2	3	<i>C. attenuata</i>	
	2	<i>Pelargonium</i> spp.	-	Sciaridae, <i>Scatella stagnalis</i>	3	1	2	<i>C. attenuata</i>	
02/08/2007		-	-	Dolichopodidae	20	2	18	<i>C. attenuata</i>	
27/08/2008	coltivazione 1	<i>Euphorbia pulcherrima</i>	-	Aleyrodidae, Sciaridae, <i>Scatella stagnalis</i>	0	0	0		
	coltivazione 2	<i>Cyclamen persicum</i>	-	Sciaridae	7	1	6	<i>C. attenuata</i>	10
	coltivazione 3	<i>Euphorbia pulcherrima</i>	-	Sciaridae, <i>Scatella stagnalis</i>	0	0	0		

FLORICOLTURA FRATELLI MAURI - Via Adda, 1 - 22050 Airuno (Lc)

Data	Serra n.	T°C	Coltura in atto	Piante infestanti	Popolazioni di Insetti	Catture	Maschi	Femmine	Specie	Tempo di cattura (min)
14/08/2007	1		<i>Begonia</i> spp., <i>Euphorbia pulcherrima</i> , <i>Impatiens walleriana</i> , <i>Opuntia</i> sp., <i>Pelargonium zonale</i> , <i>Portulaca</i> sp., <i>Rosa</i> sp.,	-	Aphidoideae, Aleyrodidae	42	9	33	<i>C. attenuata</i>	
	2	26°C	<i>Aloe</i> sp., <i>Ficus</i> spp., <i>Hedera helix</i> , <i>Pelargonium</i> spp..	-	Aleyrodidae, <i>Scatella stagnalis</i>	1	0	1	<i>C. attenuata</i>	
19/08/2008	1		<i>Begonia</i> sp., <i>Cichorium endivia</i> , <i>Foeniculum vulgare</i> , <i>Impatiens</i> sp., <i>Lactuca sativa</i> , <i>Pelargonium</i> spp., <i>Rosa</i> spp.	<i>Hedera helix</i> , <i>Parietaria diffusa</i>	Aleyrodidae	2	1	1	<i>C. attenuata</i>	45
	2		Crassulacee, <i>Beaucarnea recurvata</i> , <i>Pelargonium</i> spp.	-	Dolichopodidae	0	0	0	<i>C. attenuata</i> presente (trappole)	

FLORICOLTURA FRATELLI COLOMBO - Via S. Giacomo, 24 - 23880 Casatenovo (Lc)

Data	Serra n.	Coltura in atto	Piante infestanti	Popolazioni di Insetti	Catture	Maschi	Femmine	Specie	Tempo di cattura (min)
14/08/2007	1	<i>Chrysanthemum</i> spp.	-	Aleyrodidae, Sciaridae	10	2	8	<i>C. attenuata</i>	
	2	<i>Begonia</i> sp., <i>Chrysanthemum</i> spp.	-	<i>S. stagnalis</i> , Sciaridae	9	3	6	<i>C. attenuata</i>	
	3	<i>Cyclamen</i> spp., <i>Euphorbia pulcherrima</i> , <i>Gazania</i> spp., <i>Impatiens welleriana</i>	-	Sciaridae	9	6	3	<i>C. attenuata</i>	
	4	<i>Cyclamen</i> spp., <i>Euphorbia pulcherrima</i> , <i>Gazania</i> spp., <i>Impatiens welleriana</i>	-	-	8	1	7	<i>C. attenuata</i>	
	5	<i>Begonia</i> sp.	-	<i>Scatella stagnalis</i>					
	6	<i>Cyclamen</i> spp.	-	Sciaridae	4	0	4	<i>C. attenuata</i>	
	7	<i>Chrysanthemum</i> spp.	-	-	0	0	0		
	8	Crassulaceae	-	-	0	0	0		
	9	Crassulaceae	-	-	0	0	0		
	10	<i>Impatiens welleriana</i>	-	Sciaridae	0	0	0		
19/08/2008	vendita	<i>Begonia</i> spp., <i>Beta vulgaris</i> , <i>Brassica oleracea</i> , <i>Cichorium endivia</i> , <i>Cichorium intybus</i> , <i>Cyclamen persicum</i> , <i>Dipladenia sundevilla</i> , <i>Foeniculum vulgare</i> , <i>Gentiana</i> sp., <i>Hedera helix</i> , <i>Hibiscus</i> sp., <i>Lantana</i> sp., <i>Pelargonium</i> sp., <i>Rhododendron</i> spp., <i>Sinnigia speciosa</i> , <i>Viola</i> spp.	-	-	7	4	3	<i>C. attenuata</i>	15
	Poinsettia	<i>Euphorbia pulcherrima</i>	<i>Parietaria diffusa</i>	Aleyrodidae, Sciaridae	11	4	7	<i>C. attenuata</i>	15
	Poinsettia 1	<i>Euphorbia pulcherrima</i>		Dolichopodidae	5	3	2	<i>C. attenuata</i>	15
	0	<i>Chamaedorea elegans</i> , <i>Dracaena</i> sp., <i>Ficus</i> spp., <i>Phalaenopsis</i> sp., <i>Scindapsus aureus</i>			0	0	0		
	1	<i>Chrysanthemum</i> spp.	<i>Parietaria diffusa</i>	Aleyrodidae	5	2	3	<i>C. attenuata</i>	10
	2	<i>Chrysanthemum</i> spp.	-	-	1	1	0	<i>C. attenuata</i>	10
	3	<i>Cyclamen persicum</i>	-	-	1	0	1	<i>C. attenuata</i>	10
	4	<i>Cyclamen persicum</i>	-	<i>Scatella stagnalis</i>	2	1	1	<i>C. attenuata</i>	10
	5	<i>Kalanchoe</i> sp.	-	-	7	1	6	<i>C. attenuata</i>	10
	6	<i>Cyclamen persicum</i>	-	Aleyrodidae, Sciaridae	5	1	4	<i>C. attenuata</i>	10
7	<i>Chrysanthemum</i> spp.	-	-	5	0	5	<i>C. attenuata</i>	10	

OBERTELLI GIOVANNI - Via Piacenza, 81 - 27058 Voghera (PV)

Data	Serra n.	Coltura in atto	Piante infestanti	Popolazioni di Insetti	Catture	Maschi	Femmine	Specie	Tempo di cattura (min)
17/01/2007	1	Potus, <i>Yucca</i> sp., Orchideaceae	-	-	0	0	0		
	2	<i>Primula acaulis</i>	-	-	0	0	0		
	3	<i>Scindapsus aureus</i>	-	Dolichopodidae	2	0	2	<i>C. attenuata</i>	
	4	<i>Viola</i> sp., <i>Erica</i> sp.	-	<i>Scatella stagnalis</i>	0	0	0		
12/09/2008	1	<i>Euphorbia pulcherrima</i> , <i>Scindapsus aureus</i> , Crassulacee	-	Aleyrodidae	0	0	0		10
	2	<i>Cyclamen persicum</i> , <i>Euphorbia pulcherrima</i> , <i>Gerbera</i> spp., <i>Kalankhoe</i> sp.	-	Aleyrodidae, Dolichopodidae	0	0	0		10

FLORICOLTURA BELLAVISTA Di Tamborini Luigi & C. Soc.Semplice - Via Gasparotto Leopoldo, 122 - 21100 Varese (Va)

Data	Serra n.	T°C	Coltura in atto	Piante infestanti	Popolazioni di Insetti	Catture	Maschi	Femmine	Specie	Tempo di cattura (min)
23/08/2007	1		<i>Ficus benjamina</i> , <i>Phalaenopsis</i> sp., <i>Pieris</i> sp.,	<i>Parietaria diffusa</i>		0				
	2	22°C	<i>Anthurium</i> sp., <i>Aralia</i> sp., <i>Baucarnia</i> sp., <i>Corynocarpus laevigatus</i> , <i>Croton</i> sp., <i>Dracena</i> spp., <i>Ficus</i> spp., <i>Scindapsus aureus</i>	-	Dolichopodidae	0				
	3	25°C	<i>Pelargonium</i> spp.	-	Aleyrodidae, Dolichopodidae	0				
	4	26°C	<i>Pelargonium</i> spp.	<i>Parietaria diffusa</i> , <i>Solanum</i> sp.	Aleyrodidae, Dolichopodidae, Sciaridae	5	1	4	<i>C. attenuata</i>	
								1	<i>C. strigipes</i>	
	5			<i>Stellaria media</i>	Aleyrodidae, Dolichopodidae, Sciaridae		2	4	<i>C. attenuata</i>	
6		<i>Cyclamen</i> spp.	<i>Stellaria media</i>	Aleyrodidae, Dolichopodidae, Sciaridae		2	2	<i>C. attenuata</i>		
22/08/2008	1		<i>Euphorbia pulcherrima</i>	-	Dolichopodidae, Sciaridae, <i>Scatella stagnalis</i>	1	0	1	<i>C. attenuata</i>	15
	2		<i>Cyclamen</i> spp.	-	Sciaridae, <i>Scatella stagnalis</i>	1	?	?	<i>C. atra</i>	25
	3		<i>Cyclamen</i> spp.	-	Dolichopodidae, <i>Scatella stagnalis</i>	0	0	0		
	4		<i>Euphorbia pulcherrima</i>	-	Sciaridae, <i>Scatella stagnalis</i>	2	?	?	<i>C. atra</i>	15
	5		<i>Dracaena</i> sp., <i>Ficus</i> spp., <i>Kalanchoe</i> sp., <i>Phalaenopsis</i> spp., <i>Scindapsus aureus</i> , <i>Spathiphyllum</i> sp., <i>Zamia</i> sp.			0				10