

**ALMA MATER STUDIORUM
UNIVERSITA' DI BOLOGNA**

**FACOLTA' DI SCIENZE MATEMATICHE FISICHE E
NATURALI**

**Corso di laurea in SCIENZE E TECNOLOGIE PER
L'AMBIENTE E IL TERRITORIO**

**La distribuzione della Zanzara Tigre nell'Area Vasta
Romagna e correlazioni con i fattori ambientali
Tesi di laurea in Fisica Avanzata**

Relatore

Prof. Andrea Contin

Presentata da

Samanta Puggioni

(III sessione)

Anno Accademico 2008/2009

1. INTRODUZIONE

1.1 Inquadramento sistemico di *Ae.albopictus*

1.2 Ciclo vitale di *Ae.albopictus*

1.2.1 Influenza dei fattori climatici sul ciclo vitale

1.3 Caratteristiche morfologiche ed anatomiche di *Ae.albopictus*

1.3.1 L'adulto

1.3.1.1 La regione del capo

1.3.1.2 Il torace

1.3.1.3 L'addome

1.3.1.4 Il sistema circolatorio

1.3.1.5 Il sistema respiratorio

1.3.1.6 Il sistema nervoso

1.3.1.7 L'apparato digerente ed escretore

1.3.1.8 L'apparato riproduttore

1.3.2 Le uova

1.3.3 La larva

1.3.4 La pupa

1.4 Criteri di riconoscimento di *Ae.albopictus* in campo ed in laboratorio

1.4.1 Riconoscimento allo stadio di uovo

1.4.2 Riconoscimento allo stadio larvale

1.4.3 Riconoscimento allo stadio di pupa

1.4.4 Riconoscimento allo stadio di adulto

1.5 Etologia dell'adulto di *Ae.albopictus*

1.5.1 Habitat urbano e periurbano

1.5.2 Capacità di diffusione

- 1.5.3 *Attività ematofaga*
- 1.5.4 *Formazione di sciame ed accoppiamento*
- 1.6 *Areale d'origine di Ae.albopictus e sua distribuzione nel mondo*
- 1.7 *Importanza sanitaria di Ae.albopictus*
 - 1.7.1 *Virus Chikungunya*
 - 1.7.2 *Altri virus*
- 1.8 *Strategie di lotta contro Ae.albopictus*
 - 1.8.1 *Lotta antilarvale*
 - 1.8.2 *Lotta agli adulti*
 - 1.8.2.1 *Utilizzo del maschio sterile*
 - 1.8.3 *Sorveglianza e monitoraggio di Ae.albopictus*
 - 1.8.3.1 *Monitoraggio mediante ovitrappole*
 - 1.8.3.2 *Indici di popolazione*
 - 1.8.3.3 *Pupal Demographic Survey Method*
 - 1.8.3.4 *Relazione tra i diversi metodi di campionamento*
- 1.9 *Obiettivi dello studio*
- 2 **MATERIALI E METODI**
 - 2.1 *Pianificazione e gestione dello studio*
 - 2.1.1 *Aree di studio: Ravenna, Forlì e Cesena*
 - 2.1.2 *Periodo di studio*
 - 2.1.3 *Campionamenti*
 - 2.1.3.1 *Scheda tecnica*
 - 2.1.4 *Dati meteorologici*
 - 2.1.5 *Analisi statistica*
- 3 **RISULTATI E DISCUSSIONI**

3.1 *Andamento stagionale del numero delle uova di Ae.albopictus*

3.2 *Analisi dei dati di colonizzazione in funzione del grado di manutenzione del giardino/cortile*

3.3 *Analisi dei dati di colonizzazione in funzione del grado di ombreggiatura del giardino/cortile*

3.4 *Analisi dei dati di colonizzazione in funzione del grado di manutenzione e di ombreggiatura del giardino/cortile*

3.5 *Analisi della tipologia di focolai di Ae.albopictus rilevati nello studio*

3.5.1 *Caditoie private*

3.5.2 *Bidoni*

3.5.3 *Sottovasi*

3.5.4 *Altre tipologie*

3.6 *Analisi dei Fattori Ambientali e Indici di popolazione*

3.6.1 *Analisi dei Fattori Ambientali e House Index*

3.6.2 *Analisi dei Fattori Ambientali e Container Index*

3.6.3 *Analisi dei Fattori Ambientali e Breteau Index*

3.6.4 *Analisi dei Fattori Ambientali e Pupe per giardino*

4 *CONSIDERAZIONI FINALI*

5 *TABELLE E GRAFICI*

6 *FIGURE E IMMAGINI*

7 *BIBLIOGRAFIA*

1. **INTRODUZIONE**

La straordinaria capacità di adattamento ad ambienti diversi da quello di origine, la plasticità biologica e la variabilità genetica hanno contribuito insieme all'intensificazione dei trasporti internazionali alla diffusione mondiale di *Ae.albopictus* (Skuse 1894) oggetto di particolari attenzioni in ambito scientifico (Si veda Figura 1).

A partire dalla seconda metà del secolo scorso, l'areale della Zanzara Tigre si è esteso dalla regione di origine del Sud-Est Asiatico (regione biogeografica orientale: Bangladesh, Cambogia, Isole Chagos, Cina, India, Indonesia, Giappone, Laos, Malesia, Myanmar, Nepal, Pakistan, Filippine, Singapore, Sri Lanka, Taiwan, Thailandia, Vietnam. Bellini et al. 2005) a diversi continenti (America, Africa, Europa). In Italia è stata segnalata per la prima volta a Genova nel 1990 (Sabatini et al 1990) dopodichè si è rapidamente diffusa in gran parte del Nostro Paese (Romi et al. 1999, Romi et al. 2001).

Dall'ambiente asiatico forestale di origine dove colonizzava piccole raccolte di acqua contenute in cavità di alberi o ascelle fogliari, si è spostata prima nelle aree suburbane e poi a quelle urbane (Hawley 1988), adattandosi al nuovo ambiente attraverso la colonizzazione dei contenitori artificiali. In Italia, *Ae.albopictus* colonizza tutte le raccolte di acqua di piccola o modesta dimensione, per la maggior parte di origine antropica (Carrieri et al 2007) quali per esempio barattoli, sottovasi, teli di plastica, tombini, e altro (Bellini et al.2005). Queste sue capacità di colonizzare ambienti urbani, unite alla sua aggressività nei confronti dell'uomo ed alla possibilità di essere vettori di arbovirus patogeni, come la Chikungunya, sono i motivi per i quali in Emilia-Romagna è stata predisposta una

rete di monitoraggio e sono state promosse attività di studio e di lotta specifiche.

1.1 Inquadramento sistemico di *Ae.albopictus*

Ae.albopictus, meglio conosciuta come Zanzara Tigre, è un Invertebrato Eumetazoo a simmetria bilaterale per cui fa parte dei Bilateri Protostomi ed appartiene al Phylum degli Artropodi (Arthropoda, Latreille 1829. Si veda Tabella 1). Come tale, la sua caratteristica corporea di base è l'organizzazione in metameri, protetti da un tegumento formato, procedendo dall'esterno verso l'interno, da cuticola, epidermide e membrana basale. La cuticola è chitinoso, ovvero costituita dal polisaccaride azotato chitina, che le conferisce resistenza alle deformazioni meccaniche e agli attacchi di sostanze chimiche. Il rivestimento cuticolare rappresenta l'esoscheletro dell'animale, e ne ricopre anche gli arti, fungendo da antagonista alla muscolatura e obbligando l'animale alla metamorfosi per passare da uno stato di accrescimento all'altro del suo ciclo biologico. La muscolatura è solo striata e di origine mesodermica, per cui i muscoli, attraverso lo sviluppo di sottili fibrille o tonofibrille, rimangono uniti con lo strato epidermico (Snodgrass et al. 1935).

Durante l'accrescimento, le tonofibrille vengono eliminate con la cuticola e vengono poi ricostruite. L'adulto è un Artropode terrestre mandibolato, quindi appartiene ai Mandibulata Tracheata. Il corpo è suddivisibile in tre regioni, capo, torace ed addome, di cui solo la seconda possiede tre paia di zampe e due paia di ali, una delle quali nei Ditteri è utilizzata come bilanciere, inoltre sono presenti antenne come appendici cefaliche, tutte caratteristiche che inquadrano l'animale tra gli Esapodi (Subphylum Hexapoda). La Classe è quella degli Insetti (Insecta, Linnaeus 1758) perché possiede, diversamente dalle altre Classi degli Esapodi, le appendici boccali ben visibili dall'esterno, motivo per il quale si definiscono ectognati (Gullan

et al. 2006). Questa classe è molto significativa non solo per il numero elevatissimo di specie che la riguardano, ma anche per il grado di evoluzione dei suoi componenti. Alcuni punti di evidente sviluppo rispetto ad organismi di altre classi sono: il dimorfismo sessuale, il sistema circolatorio, il sistema respiratorio tracheale ed i tubi malpighiani come organi escretori (Servadei et al. 1972). L'Ordine è quello dei Ditteri (Diptera, Linnaeus 1758) di cui fanno parte gli insetti olometaboli, cioè che subiscono una metamorfosi completa. In effetti, *Ae.albopictus* esce dall'uovo come larva in acqua avente una forma totalmente differente dall'adulto che è terrestre ed alato (Pollini A. 2002). Durante la fase di preimmagine, la larva raggiunge la maturità e diventa pupa in seguito a quattro mute successive, necessarie per aumentare le sue dimensioni in modo ponderale e lineare. La pupa in qualche giorno subisce un radicale cambiamento di forma e sfarfalla l'adulto. La diversità esistente tra lo stadio di preimmagine e quello di immagine costituisce un vantaggio biologico poiché permette a un unico individuo di sfruttare più opportunità (per esempio di cibo) in tempi successivi. Il Sottordine è quello dei Nematoceri (Nematocera, Shiner 1862) caratterizzato da adulti provvisti di antenne formate da sette o più articoli simili l'uno all'altro per forma e dimensioni, e la Famiglia è quella dei Culicidi (Infraordine Culicomorpha, Superfamiglia Culicoidea, Famiglia Culicidae, Meigen 1818). Questa si distingue dalle altre famiglie per il corpo esile, le antenne diversamente strutturate nei maschi e nelle femmine, le larve e le pupe acquatiche e mobilissime. Inoltre, caratteristica comune a tutte le Culicidae, l'apparato boccale dell'adulto maschio è succhiante mentre quello dell'adulto femmina è pungente-succhiante perché quest'ultima, oltre a nutrirsi di nettare, melata, e liquidi zuccherini, svolge attività ematofaga, necessaria per il completamento dello sviluppo delle proprie uova. Della famiglia Culicidae, sottofamiglia Culicinae fanno parte il genere *Culex*

(*Culex*, Linnaeus 1758. Un esempio è la *Culex pipiens*, conosciuta come la zanzara comune delle regioni temperate europee. Si veda Figura 2), il genere *Aedes* (Meigen 1818), di cui fanno parte tre sottogeneri e sei specie, tra cui il sottogenere *Stegomyia* (Theobald 1901) di cui fanno parte *Ae.albopictus* ed *Ae. aegypti* (Si veda Figura 3). Della sottofamiglia *Anophelinae* fanno parte le zanzare del genere *Anopheles* (Meigen 1818. Si veda Figura 4).

1.2 Ciclo vitale di *Ae.albopictus*

Ae.albopictus è una specie olometabola con ciclo di vita multivoltino (Pollini, 2002) ovvero dato da più generazioni che si susseguono durante l'anno. In Italia il ciclo annuale inizia a marzo, quando la temperatura supera 10°C, con la schiusura delle uova svernanti in diapausa embrionale ed i primi adulti si osservano a fine aprile- inizio maggio (Romi R., 2001). Durante la stagione estiva *Ae.albopictus* può svolgere fino a 9 generazioni e raggiunge il picco di popolazione a metà agosto- inizio di settembre (). Da metà settembre con la diminuzione delle ore di luce, le femmine iniziano a deporre uova in diapausa embrionale e la popolazione cala gradualmente fino ad esaurirsi verso novembre inoltrato.

Il ciclo vitale (Si veda Figura 5) si divide in due fasi principali: un'acquatica ed una terrestre. La fase acquatica è caratteristica dello stadio di uovo e del successivo sviluppo postembrionale che si svolge attraverso quattro età larvali e termina con la pupa. La fase terrestre o aerea comprende invece solo lo stadio di adulto. Lo sviluppo dell'insetto (Tremblay, 1991) in acqua si completa in un intervallo di tempo la cui durata dipende dalle condizioni climatiche ed ambientali, nonché dall'eventuale attraversamento di una fase di quiescenza invernale sostenuta sottoforma di uovo. La schiusura delle uova avviene una volta completata l'embriogenesi, il cui inizio si ha con l'immersione in

acqua stagnante non salina e con temperatura e tenore di ossigeno idoneo. La tensione dell'ossigeno rappresenta un fattore limitante (Martini S., 2000). Le uova embrionate, sommerse in acque aventi una concentrazione diversa di ossigeno (1,5 ppm e 7,6 ppm), presentano una percentuale di schiusa diversa (rispettivamente 94% e 62%): minore è la tensione di ossigeno e maggiore è la percentuale di uova che si schiudono. Se poi le uova vengono dissecate prima di essere sommerse, la schiusa avviene a concentrazione di ossigeno disciolto molto bassa (Imai e Maeda 1979).

La deposizione può avvenire anche sopra l'acqua in quanto, grazie alla possibilità di entrare in diapausa, le uova possono sopravvivere in ambiente asciutto, però, una volta avvenuto l'umettamento, un'ulteriore essiccazione risulta fatale per la maggior parte della popolazione. Per questi motivi, l'adulto femmina, diversamente per esempio da *Cx pipiens*, depone singolarmente le sue uova su supporti solidi di varia natura, solitamente verticali lisce e di colorazione scura, appena sopra il livello dell'acqua, in modo tale che l'embriogenesi si avvii solo a seguito di un innalzamento del livello del liquido (Bellini et al. 2005).

Lo stadio larvale e quello di pupa sono privi di forme svernanti. Le larve si accrescono fino al raggiungimento della maturità, attraverso quattro età larvali, distinte le une dalle altre dalla muta. Le larve di prima età risultano essere meno resistenti alle condizioni avverse rispetto a quelle di età superiore. Per esempio, solo le larve di terza e quarta età, così come le pupe, sono in grado di sopravvivere per un giorno intero senza acqua purché l'umidità relativa non scenda sotto il 90% (Soti T. and Mori M., 1992). Nello stadio larvale esiste uno stretto legame con la disponibilità di cibo e la densità di popolazione. Un aumento della densità di popolazione o un decremento dell'apporto di alimenti, infatti, causa un incremento della

mortalità larvale ed una diminuzione della taglia degli adulti (Mori 1979). In particolare, le ridotte dimensioni dell'adulto hanno una conseguenza importante sulla fecondità dell'adulto (Martini S. 2000). Nelle femmine infatti si hanno ovari con pochi ovarioli e quindi con poche uova da deporre, mentre nei maschi si hanno un ritardo nell'inizio della spermatogenesi ed una riduzione dei testicoli rispetto alla norma. Si è osservato inoltre che le larve allevate in carenza di cibo si differenziano tra maschi e femmine per la diversa velocità di sviluppo. Le larve femmine allungano il proprio ciclo vitale fino a oltre i cinquanta giorni, mentre i maschi non subiscono una sostanziale alterazione, sottolineando ulteriormente la loro maggiore velocità di crescita (Mori 1979). Mediamente, in condizioni di nutrizione idonee e se la temperatura si avvicina ai 25°C, dopo cinque o al massimo dieci giorni si ha il passaggio a pupa, e, dopo circa due o tre giorni, lo sfarfallamento ad adulto.

La metamorfosi (Tremblay, 1985) è determinata da un equilibrio ormonale tra l'ormone della muta ecdisone, prodotto dalle ghiandole toraciche e l'ormone giovanile neotenina, spesso indicato con la sigla JH (acronimo di Juvenile Hormone), prodotto dai corpi allati del sistema cardio-aortico. Nel corso dell'ultimo stadio larvale la secrezione della neotenina viene interrotta e l'ecdisone stimola la metamorfosi.

Lo sfarfallamento (Tremblay, 1985) avviene in periodi diversi a seconda del sesso: nei maschi si ha 12-24 ore prima delle femmine (proterandria). Nei primi giorni gli adulti manifestano una sostanziale inattività, dopo di che iniziano ad alimentarsi di sostanze zuccherine e acquisiscono l'energia necessaria per l'attività di volo. A circa quarantotto o settantadue ore dallo sfarfallamento, i maschi creano sciami e in volo avviene l'accoppiamento. La femmina dopo l'accoppiamento svolge il pasto di sangue necessario per la maturazione delle uova. A 4-10 giorni dalla prima suzione, la femmina può procedere ad

un'altra azione ematofaga per deporre nuovamente uova e così via fino al massimo quattro deposizioni. Le uova deposte per ogni pasto di sangue vanno da quaranta ad ottanta e, in condizioni ideali, una femmina compie fino a quattro cicli gonotrofici deponendo complessivamente 150-300 uova (Bellini et al. 2005). La durata di vita dell'adulto è variabile, da 15 giorni per i maschi fino ad un mese per le femmine.

1.2.1 Influenza dei fattori climatici sul ciclo vitale

Il clima è fondamentale per lo svolgimento del ciclo vitale di un insetto, ed è tanto più favorevole quanto più si avvicina a quello del suo paese di origine. Il 40-50% delle variazioni nella densità di una popolazione è relazionata a cambiamenti nelle condizioni climatiche (Arthur T. DeGaetano, 2004). I fattori meteorologici che più influiscono sono: la temperatura, l'umidità, il fotoperiodo e le precipitazioni.

La temperatura e il fotoperiodo concorrono alla determinazione della tipologia di uova deposte. Gli stadi fotosensibili sono rappresentati dalle pupe e dalle femmine adulte. In ambienti temperati (temperatura media di 21°C o comunque al di sotto dei 26°C) la riduzione del numero di ore di luce induce le femmine a produrre uova diapausanti ovvero uova che riescono a sopravvivere durante tutti i mesi invernali arrestando l'embriogenesi per poi riprenderla in primavera (in Italia da inizio marzo. Wang 1962, Toma et al. 1982). In particolare esiste un fotoperiodo critico (Cpp) che corrisponde al numero delle ore di luce che portano alla schiusura del 50% delle uova alla temperatura di 21°C. In Italia Cpp è di circa 12 ore (11 ore e 52 min, si veda Grafico 1) ed in Emilia Romagna si verifica normalmente a fine settembre (Carrieri et al. 2010, In corso di pubblicazione). La sensibilità al fotoperiodo è condizionata dall'andamento della temperatura. Le popolazioni esposte a temperature alte (per esempio 29°C) sono poco sensibili

all'effetto del fotoperiodo e possono arrivare ad inibire la formazione di uova diapausanti. A temperature inferiori invece l'effetto del fotoperiodo aumenta (Hawley WA, 1988).

Le precipitazioni che avvengono nei mesi primaverili ed estivi in genere favoriscono lo sviluppo e la persistenza della popolazione. Tuttavia, ad episodi singoli ed intensi di pioggia segue una diminuzione della densità di individui nel mese successivo, probabilmente a causa del dilavamento dei rispettivi habitat (Arthur T. DeGaetano, 2004). L'umidità e la temperatura concorrono al completamento del ciclo vitale in modo proporzionale: se l'ambiente è caldo-secco o freddo-umido si ha un decremento della popolazione, mentre se è caldo-umido se ne ha un aumento (Arthur T. DeGaetano, 2004).

Il peso dei fattori climatici si nota anche nella differente tempistica del ciclo vitale tra l'Italia settentrionale e l'Italia meridionale (Romi R., 2001). Alle latitudini 44°-46° nord, il periodo di sviluppo della specie è più corto rispetto a quello del sud. In meridione tendenzialmente si hanno temperature medie più elevate, ma precipitazioni e umidità inferiori che rendono l'ambiente meno idoneo allo sviluppo della specie (R.Romi, 1999). L'altitudine sembra essere un ulteriore dato da non trascurare. In pianura e nelle aree collinari più basse, umide e calde, come la Pianura padana, lo sviluppo larvale e la sopravvivenza degli adulti sono favoriti (R.Romi, 1999).

La notevole sensibilità di *Ae.albopictus* alle variazioni dei parametri ambientali è dimostrata anche attraverso modelli matematici di simulazione capaci di relazionare le informazioni meteo-climatiche con la dinamica di popolazione (Vallorani R et al. 2007). Dai dati così ottenuti è emerso che le variazioni termiche influiscono sul ciclo vitale della specie soprattutto nelle aree urbane, dove sono garantiti acqua, nutrimento, riparo e attività ematofaga.

1.3 Caratteristiche morfologiche ed anatomiche di *Ae.albopictus*

1.3.1 L'adulto

L'adulto di *Ae.albopictus* appare esile ed allungato, in genere di piccole dimensioni e lunghezza da 4 mm a 10 mm (Si veda Figura 1).

E' un invertebrato segmentato e come tale possiede uno scheletro esterno articolato detto esoscheletro, caratteristico di tutti gli artropodi ed originato dalla cuticola, uno strato inerte che riveste anche gli arti, i supporti interni per l'attacco dei muscoli e le ali, e anche alcune parti interne come i tubi tracheali, i dotti ghiandolari, la parte anteriore del canale digerente ed il mesenteron. La cuticola è secreta dall'epidermide che costituisce un singolo strato di cellule con cui forma il tegumento (Zaffagnini et al. 1977). L'epidermide (Si veda Figura 6).secerne anche componenti cuticolari, come cere, cementi, feromoni e composti difensivi, attraverso pori canale, canali della cera o altri dotti. Generalmente si suole differenziarla in due strati: la procuticola, spessa, con funzione di supporto e l'epicuticola che la ricopre, più sottile e con funzione protettiva. L'epicuticola è composta da lipidi idrofobici che impediscono la disidratazione ed è ricoperta da cere che possono trattenere l'acqua, scoraggiare la predazione, impedire l'ingresso eccessivo di acqua piovana e riflettere la radiazione solare. La procuticola, così chiamata perchè è il primo elemento cuticolare ad essere secreto, è un complesso di proteine e di chitina. Questo strato si differenzia poi ulteriormente in un'endocuticola spessa, coperta da una sottile esocuticola

soggetta ad un processo di sclerificazione che ne produce l'incurimento rendendo le proteine insolubili. Il processo è irreversibile e si ha grazie alla formazione di legami tra catene chimiche adiacenti mediante ponti fenolici (tannizzazione chinonica) che provocano una disidratazione controllata delle catene stesse. La cuticola risulta resistente in gran parte grazie alla presenza della chitina le cui molecole, riunite in fasci e in microfibrille flessibili, sono immerse in una matrice proteica e danno una grande resistenza alla tensione (Cohen 1991). Le microfibrille infatti sono disposte parallelamente tra loro e ciascuno strato successivo giace sullo stesso piano del precedente con un orientamento sfalsato di pochi gradi permettendo la formazione di ponti a idrogeno in numero massiccio.

Per facilitarne lo studio, si è soliti dividere il corpo dell'insetto in tre regioni: capo, torace e addome (Si veda Figura 7).

1.3.1.1 La regione del capo

Il capo è costituito da una capsula cefalica o cranio, dato dalla saldatura di porzioni dell'esoscheletro fortemente sclerotizzate ed indurite, dette scleriti, che ne compromettono la mobilità. Sul capo non sono presenti ocelli ma solo una coppia di occhi composti (Servadei et al. 1972).

L'occhio composto è dato da unità individuali chiamate ommatidi (Si vedano la Figura 11 e Figura 12), ciascuna delle quali possiede una lente cuticolare sovrapposta ad un cono cristallino che convoglia e mette a fuoco la luce attraverso una decina di cellule retiniche allungate. Queste cellule sono raggruppate intorno all'asse longitudinale di ciascun ommatidio e ognuna di esse fornisce un raddomero al raddoma posto al centro dell'ommatidio (Tremblay 1985). Il campo visivo di ogni ommatidio differisce da quello dei vicini e tutti insieme forniscono all'insetto una visione a 360° dell'ambiente

circostante. La sensibilità alle immagini in movimento è alta, ma non è permessa facilmente la stima delle distanze perché gli occhi composti risultano troppo ravvicinati ed il loro potere di risoluzione è troppo basso. Per orientarsi, utilizzano il riconoscimento del piano di polarizzazione della luce ultravioletta, grazie al quale sono in grado anche di avere un indicatore della superficie dell'acqua. Il genere *Aedes* è sensibile a frazioni diverse dello spettro luminoso, in particolare, dai raggi ultravioletti con una lunghezza d'onda (λ) di 323 nm al rosso-arancio con una λ di 621 nm (sensibilità massima a λ 323-345 nm) e al verde con λ massima di 523 nm (Muir et al. 1992)

Nella regione del capo (Servadei et al. 1972) è presente l'apparato boccale, limitato dorsalmente ed anteriormente dal *labium* (Si veda Figura 13) la cui parte interna, rivolta verso la cavità boccale, costituisce il palato. Il *labium* o labbro superiore o epifaringe, è situato dorsalmente rispetto all'apertura boccale e si presenta come un segmento più o meno quadrangolare, non provvisto di una funzionalità specifica, che può concorrere alla presa degli alimenti. L'apparato boccale è ben visibile, motivo per cui l'insetto è definito ectognato, ed è rivolto verso il basso in quanto l'asse maggiore del capo è diretto perpendicolarmente e verso il basso rispetto all'asse del corpo (capo ipognato). Il marcato dimorfismo sessuale determina delle differenze importanti nella funzione e nei componenti dell'apparato boccale, a causa delle quali il maschio è semplicemente succhiante mentre la femmina è sia succhiante che pungente. Nella femmina il lato ventrale del labbro superiore è fortemente concavo e conformato a doccia in tutta la sua lunghezza. Il secondo paio delle appendici boccali, dopo il labbro superiore, è dato da appendici pari e simmetriche dette mandibole (Si veda Figura 14). Queste nella femmina sono sottili ed allungate, e nell'estremità distale assumono la forma di una lama acuminata tagliente. Il terzo paio delle appendici

boccali è dato da appendici pari e simmetriche dette mascelle, alla cui base si inseriscono i palpi mascellari. La mascella presenta un marcato sviluppo del lobo esterno o galea, che si mostra sottile e allungata come la mandibola e termina con un'espansione a lama denticolata. Il labbro inferiore, o proboscide, è conformato a doccia e termina con due lobi fino a formare il labellum, che ha funzione sensoriale. Dalla cavità orale (Si veda Figura 15) sporge la prefaringe o ipofaringe, assimilabile ad una sorta di lingua, conformata a lamina allungata e percorsa, nel suo interno, da un dotto escretore, detto canale salivare, attraverso il quale viene iniettata la saliva. La perforazione è eseguita dalle estremità taglienti delle mandibole e delle galee mascellari e nella ferita vengono infilati tutti gli stilette (nome con cui sono indicate le appendici boccali, ad eccezione del labbro inferiore, per la loro forma marcatamente sottile e allungata). Le ghiandole salivari entrano in funzione al momento della puntura e secernono un liquido irritante, con proprietà anticoagulanti. La suzione è praticata dal canale alimentare, formato dalla concavità dell'epifaringe chiusa ventralmente dall'ipofaringe che svolge l'attività di pompaggio. Il labbro inferiore normalmente conserva gli stilette in posizione di riposo; durante l'alimentazione invece si ripiega a gomito (Si veda Figura 16), con l'estremità che funge da guida nell'atto della penetrazione. Nel maschio invece l'apparato boccale è succhiante e presenta l'epifaringe fusa con la prefaringe e ha mandibole e mascelle rudimentali che non consentono di perforare. Inoltre, i palpi mascellari maschili sono più lunghi rispetto a quelli della femmina, all'incirca come la proboscide (Si veda Figura 17).

Tra le strutture cefaliche esterne si identificano un paio di antenne come appendici pari, mobili e segmentate, composte da 15 articoli (Servadei et al. 1972). Ciascuna antenna è lunga circa 1,5 mm, ed è divisibile in tre segmenti principali: il primo, alla base, è detto scapo, il secondo, intermedio, è chiamato

pedicello, mentre la parte rimanente, filamentosa e multisegmentata, è conosciuta come flagello. Di questi il pedicello è vistosamente più grosso per la presenza dell'organo di Johnston, che contiene un numero elevato di sensilli tricoidei, o scolopidi, aventi un ruolo fondamentale nella riproduzione e nel volo. I sensilli infatti registrano i movimenti del flagello antennale rispetto al corpo e determinano la velocità di volo grazie al movimento dell'aria. Le antenne dei maschi sono più sviluppate e piumose di quelle delle femmine perché per percepire i feromoni sessuali femminili necessitano di un'area superficiale più ampia (Si vedano Figura 18 e Figura 19).

1.3.1.2 Il torace

Il torace è suddiviso in tre segmenti: protorace, mesotorace e metatorace. Nel metatorace si trova una coppia di ali trasparenti, membranose e sottili, lunghe circa 3 mm, che l'insetto utilizza per il volo (Si vedano la Figura 20 e Figura 21).

Le ali sono espansioni cuticolari rivestite da setole ed aventi un profilo subrettangolare, con margine posteriore convesso e lobo anale ampio. Le nervature (Comstock et al. 1898) che le sostengono, sono dei tubuli sclerificati all'interno dei quali passano le trachee, l'emolinfa ed i nervi. E' d'uso distinguere le nervature in longitudinali e trasversali: le prime decorrono dalla zona ascellare ad uno dei margini, mentre le seconde mettono in connessione fra loro le vene longitudinali. Ogni nervatura ed ogni cellula da essa racchiusa ha una specifica denominazione che segue il Sistema di Comstock-Needham. Un secondo paio di ali, fortemente ridotte, ha la funzione di bilancere. I movimenti delle ali per il volo sono governati da muscoli alari indiretti e diretti (Blaney 1976). I muscoli alari indiretti sono uniti al tergo ed allo sterno, e sono responsabili dell'elevazione e della depressione delle ali. L'elevazione o battuta verso l'alto, avviene attraverso contrazioni che muovono il tergo e con esso

la parte prossimale dell'ala verso il basso, mentre la depressione o battuta verso il basso è prodotta dalla contrazione di un secondo gruppo di muscoli, che corrono dalla parte anteriore fino a quella posteriore del torace, deformando la scatola toracica e sollevando il tergo (Si veda la Figura 22, lettera (c) e lettera (d)). I muscoli alari diretti, distinti in ascellari, basalari e subalari, connettono gli scleriti ascellari ad altri scleriti toracici e agiscono direttamente sulle ali, complicandone i movimenti. In questo caso la battuta dell'ala verso l'alto è attuata attraverso la contrazione di muscoli attaccati alla base dell'ala nel punto di snodo, mentre la battuta verso il basso è prodotta dalla contrazione di muscoli che si estendono dallo sterno fino alla base dell'ala, all'esterno del punto di snodo (Si veda la Figura 22, lettera (a) e lettera (b)). L'inizio del volo può coinvolgere le zampe, che spingono l'insetto nell'aria e la conseguente perdita di contatto con il terreno da parte del tarso induce la stimolazione neurale dei muscoli diretti e da qui il ciclo di battuta delle ali. Un adulto in genere può compiere fino a 200-300 battiti di ala al secondo e possono raggiungere una velocità attorno ai 5 Km/h.

Da ogni segmento toracico (Snodgrass 1935) si diparte una coppia di zampe: le anteriori o protoraciche, le medie o mesotoraciche e le posteriori o metatoraciche. L'arto è composto da sei segmenti: coxa, trocantere, femore, tibia, tarso e post-tarso (Si veda Figura 23). Il tarso è suddiviso in cinque parti detti tarsomeri, nel cui lato inferiore sono presenti dei lobi ventrali, i pulvilli, che favoriscono l'adesione alle diverse superfici. All'estremità della zampa, sul pretarso, si trovano un paio di unghie laterali. Per muovere gli arti, l'insetto contrae e rilassa delle coppie di muscoli che sono agonisti ed antagonisti e che si attaccano alla cuticola.

1.3.1.3 L'addome

L'addome dell'adulto è cilindrico, relativamente lungo e sottile, ed è costituito da undici segmenti o uriti (Si veda Figura 25). Di questi, il primo rimane incorporato nel torace e risulta ridotto così come l'ultimo, che inoltre ha una tipica forma a punta (Si veda Figura 26). I primi sette uriti, detti pregenitali, sono simili per struttura e per mancanza di appendici. Il nono ed il decimo urite costituiscono la terminalia, o ipopigio, e qui sono presenti i genitali. Gli ultimi uriti nei maschi subiscono una torsione di 180° nell'arco di ventiquattro ore dallo sfarfallamento, invertendo reciprocamente la posizione degli urotergiti o anelli addominali dorsali, e degli urosterniti o anelli addominali ventrali. I genitali, insieme ad altre strutture interne ed esterne, compongono l'apparato riproduttore (descritto più nel dettaglio al paragrafo 1.3.1.8). Nell'adulto femmina la parte esterna è data dall'ovopositore, una struttura tubolare sclerificata attraverso la quale avviene la deposizione delle uova. Più precisamente l'ovopositore è di sostituzione, perché è estraneo all'apparato riproduttore ma allo stesso tempo è integrato funzionalmente con esso. Sempre nella parte terminale dell'addome è situato anche l'apparato riproduttore maschile, e comprende due testicoli, i canali deferenti, il dotto eiaculatore, l'organo copulatore e le ghiandole accessorie (Servadei et al. 1972.)

Per quanto riguarda i sistemi circolatorio, respiratorio, nervoso e l'apparato digerente ed escretore, di seguito ne sono descritti i caratteri generali (Si veda Figura 27).

1.3.1.4 Il sistema circolatorio

Il sistema circolatorio (Tremblay 1985) è aperto ed il fluido corporeo, l'emolinfa, circola liberamente intorno agli organi interni occupando cavità che nel loro insieme prendono il nome di emocoele. Il flusso dell'emolinfa è mantenuto da un sistema di pompe muscolari che lo muovono attraverso compartimenti

separati da setti fibromuscolari o da membrane. La pompa principale è il vaso pulsatile dorsale che decorre dall'addome al capo, la cui parte anteriore è chiamata aorta e la parte posteriore, per analogia con i Vertebrati nella funzionalità, è detta cuore. Tutti gli scambi chimici fra i diversi tessuti avvengono attraverso l'emolinfa in quanto trasporta ormoni, distribuisce i nutrienti ed elimina i cataboliti verso gli organi escretori. L'emolinfa serve anche da riserva d'acqua poiché il suo principale componente è il plasma (una soluzione acquosa di ioni inorganici, aminoacidi, proteine, ed altri composti), ed è il sito in cui vengono deposte molecole associate alla protezione dal freddo.

1.3.1.5 Il sistema respiratorio

Il sistema respiratorio dell'adulto è formato da trachee, tracheole, sacchi aerei e stigmi (Si veda Figura 28). Le trachee sono tubuli dati da invaginazioni del tegumento del quale possiedono la stessa struttura istologica assumendo un aspetto anulare caratteristico (Snodgrass 1935). Le loro ramificazioni sono dette tracheole e sono tubuli di piccole dimensioni, anche qualche micron, e riescono a garantire il rifornimento di ossigeno a tutti i tessuti, raggiungendo ogni parte del corpo. Le trachee si differenziano anche in strutture più complesse, derivanti dalla loro dilatazione, detti sacchi aerei. La funzione principale dei sacchi aerei è quella di accumulare l'aria e cederla gradualmente quando i tessuti lo richiedono, mentre altre funzioni sono la regolazione aerostatica o idrostatica e la risonanza acustica. Gli stigmi o spiracoli tracheali sono le aperture tegumentali che mettono in comunicazione la rete interna con l'ambiente esterno. L'apertura è delimitata da un orlo sclerificato, detto peritrema, e si apre in una camera, detta atrio, all'interno del quale sono disposte setole incrociate che fungono da filtro. Gli stigmi vengono chiusi dopo l'inspirazione

per permettere all'aria incamerata di diffondersi attraverso la rete tracheale. L'inspirazione è controllata dai gangli della catena ventrale in risposta al rapporto fra la concentrazione di ossigeno e la concentrazione di anidride carbonica presente. L'espiazione non si alterna necessariamente all'inspirazione, infatti può seguirla anche dopo diverse ore. L'apertura degli stigmi è regolata anche dall'umidità dell'ambiente esterno, in modo da proteggere l'insetto dall'evaporazione.

1.3.1.6 Il sistema nervoso

Il sistema nervoso si distingue in un Sistema Nervoso Centrale (SNC), in uno periferico e in uno viscerale, quest'ultimo con funzioni neurovegetative. Il SNC è formato da una serie di gangli o centri nervosi, connessi da una coppia di cordoni nervosi longitudinali detti connettivi. I gangli sono distinti in tre toracici ed otto addominali (Si veda Figura 29). La catena dei gangli toracici ed addominali si trova sul pavimento della cavità del corpo e prende il nome di cordone nervoso ventrale. Il cervello, o centro gangliare dorsale del capo, è invece composto da tre paia di gangli fusi, corrispondenti ai primi tre segmenti del capo. In particolare i segmenti sono: il protocerebro (Horridge 1965), associato con gli occhi, il deutocerebro, che innerva le antenne, ed il tritocerebro, che gestisce i segnali provenienti dal corpo. Il sistema nervoso viscerale si suddivide in tre sottosistemi: il sistema stomodeale o stomatogastrico, il sistema viscerale ventrale ed il sistema caudale ventrale. I nervi ed i gangli di questi sottosistemi innervano la parte anteriore e posteriore del tubo digerente, numerosi organi endocrini, gli organi della riproduzione ed il sistema tracheale. Infine, il sistema nervoso periferico è costituito da tutti gli assoni dei neuroni delle strutture sensoriali cuticolari e dei neuroni motori che si irradiano verso i muscoli

partendo dai gangli del sistema nervoso centrale e del sistema nervoso stomodeale.

1.3.1.7 L'apparato digerente ed escretore

L'apparato digerente è assimilabile ad un canale con percorso più o meno rettilineo che attraversa tutto il corpo dell'animale longitudinalmente (Dow 1986). Questo tratto si distingue in tre regioni diverse dal punto di vista funzionale ed istologico, che prendono il nome di stomodeo nella parte anteriore, mesentero al centro e proctodeo nella parte posteriore (Si veda Figura 30). Dello stomodeo fanno parte la cavità orale in continuità con l'apertura boccale e contenente l'ipofaringe (impropriamente identificata come lingua per assimilazione con i Vertebrati), la faringe in cui si identifica il cibarium che rappresenta l'inizio vero e proprio del canale digerente, e l'esofago. Nel suo tratto finale lo stomodeo mostra tre strutture principali: l'ingluvie o diverticolo con funzione di serbatoio di cibo, il ventriglio o stomaco masticatore, e la valvola cardiaca che è il punto di passaggio dell'alimento dallo stomodeo al lume del mesentero. Nella femmina, il tratto anteriore dello stomodeo, dalla faringe all'esofago, è caratterizzato dalla presenza di dentelli più o meno sviluppati, la cui funzione è quella di rompere i globuli rossi del sangue ingerito. Il mesentero (Servadei et al. 1972) può essere conformato a sacco con un andamento più o meno tortuoso e diverticoli a fondo cieco. In questa parte centrale dell'intestino si completa la digestione attraverso la demolizione enzimatica delle macromolecole e l'assorbimento dei principi nutritivi. Il mesentero comunica con il proctodeo attraverso la valvola pilorica, un restringimento regolato da un sistema muscolare che agisce come uno sfintere. Il proctodeo svolge il compito di riassorbire l'acqua ed elimina verso l'esterno i cataboliti e tutto ciò che non è stato digerito attraverso l'ano. Nel tratto iniziale del proctodeo confluiscono i tubuli

malpighiani, cinque organi dell'apparato escretore localizzati nella cavità addominale, la cui funzione principale è quella di filtrare l'emolinfa, i prodotti del metabolismo proteico come ammoniaca, urea e acido urico, e regolare gli equilibri salini. La produzione di escreti è quindi il risultato di due processi intimamente connessi: l'escrezione vera e propria e l'osmoregolazione, cioè il mantenimento di una composizione favorevole dei fluidi corporei. Inoltre, i prodotti secondari del metabolismo non sono necessariamente eliminati come rifiuti, ma ad esempio, i composti difensivi delle piante vanno a formare la base biochimica per la sintesi di altri composti utilizzati nella comunicazione, per l'avvertimento o la difesa.

1.3.1.8 L'apparato riproduttore

L'apparato riproduttore, diverso nel maschio e nella femmina, si compone di parti interne ed esterne localizzate nella parte terminale dell'addome (Snodgrass 1935).

L'apparato riproduttore femminile (Si veda Figura 31) include una coppia di ovari, il cui compito è quello di rilasciare gli ovociti maturi, o uova, negli ovidotti laterali che si uniscono poi a formare l'ovidotto comune o mediano. L'apertura del mediano, chiamata gonoporo, è nascosta in una inflessione della parete del corpo che forma la camera genitale o borsa copulatrice, così detta perchè durante l'accoppiamento diventa una tasca copulatoria. Nella camera genitale (Pollini 2002) si aprono due tipi di ghiandole ectodermiche: la spermateca, che conserva gli spermatozoi fino alla fecondazione, e le ghiandole accessorie, le cui secrezioni circondano e proteggono le uova e le cementano al substrato (motivo per cui vengono anche chiamate ghiandole colleteriche e ghiandole del cemento). Ogni ovario è composto da un insieme di tubi ovarici detti ovaríoli, ciascuno dei quali è costituito da un filamento terminale o germario, un vitellario ed un pedicello. Gli ovaríoli contengono

una serie di ovociti in diverso stadio di sviluppo, ognuno circondato da uno strato di cellule follicolari con il quale prende il nome di follicolo. Durante l'accoppiamento, il seme del maschio, o sperma, penetra nell'uovo attraverso i micropili, stretti canali che attraversano il guscio. Quando le uova sono fecondate, passano, attraverso il dotto mediano, nella tasca genitale o vagina, dove vi rimangono fino al raggiungimento della maturazione.

L'apparato riproduttore maschile (Si veda Figura 32) è formato da due testicoli, ciascuno dei quali contiene una serie di tubuli o follicoli testicolari nei quali sono prodotti gli spermatozoi. Il dotto spermatico o vaso deferente posteriormente costituisce l'organo di accumulo dello sperma detto vescicola seminale. La coppia di vasi deferenti si unisce in seguito a formare un dotto eiaculatore il cui ruolo è quello di portare lo sperma al gonoporo. Nell'apparato maschile sono presenti anche ghiandole accessorie le cui secrezioni formano la spermatofora, un pacchetto che avvolge gli spermatozoi e contribuisce alla formazione del liquido seminale che li nutre durante il trasferimento alla femmina. Tali secrezioni inoltre possono modificare il comportamento della femmina, talvolta provocandone la non recettività verso altri maschi.

1.3.2 Le uova

Le uova hanno forma ovoidale ellittica, leggermente appiattita da un lato, con dimensioni che possono variare in un range di lunghezza da circa 0,55 mm a 0,62 mm e di larghezza da circa 0,2 mm a 0,16 mm (Si veda Figura 33). Al momento della deposizione sono di colore biancastro, poi si scuriscono velocemente fino a diventare nero lucido (Bellini et al. 2005). Con ingrandimenti maggiori a 100 volte la loro dimensione è possibile notare che il rivestimento esterno delle uova, chiamato esocorion, diversamente dalle altre specie affini,

presenta dei tubercoli emisferici in rilievo. L'involucro esterno può essere più o meno ispessito e ceroso a seconda che le uova siano rispettivamente diapausanti o non diapausanti, ovvero siano in grado o meno di entrare in uno stato di quiescenza in cui si ha l'arresto dell'embriogenesi ed una forte resistenza al disseccamento e alle basse temperature. Il periodo di embrionazione si conclude quando l'uovo rimane sommerso e si ha la schiusura, che avviene in un tempo variabile da sei a dieci giorni a seconda delle condizioni ambientali.

L'embrionazione (Servadei et al. 1972) inizia con la divisione per mitosi del nucleo dello zigote e la produzione di numerosi nuclei figli che generano un sincizio. Questi nuclei migrano verso la periferia dell'uovo in un punto in cui la membrana si introflette stimolando la cellularizzazione dello strato superficiale e formando un blastoderma dello spessore di una cellula. La segmentazione superficiale che avviene è una conseguenza della grande quantità di tuorlo presente, necessaria alla nutrizione dell'embrione fino alla schiusura. Da cellule periferiche si forma il blastoderma che si differenzia per formare un abbozzo embrionale o disco germinativo, ed una sottile membrana che in seguito diventa il rivestimento dell'embrione. Con la gastrulazione, il disco germinativo si ripiega e affonda nel tuorlo, formando un embrione a due foglietti e la cavità amniotica. A questo punto, l'abbozzo embrionale diventa una banderella germinativa dall'aspetto segmentato. Questa progressivamente si differenzia, aumentando progressivamente la visibilità del corpo larvale. Dopo catatrepsi, nome con cui si indica il movimento che l'embrione compie per essere nella sua posizione definitiva all'interno dell'uovo, si ha la specializzazione funzionale di cellule e tessuti. Dai tessuti embrionali (Si veda figura 34) si evolveranno poi i tessuti dell'adulto.

1.3.3 La larva

Con il nome di larva, che in latino significa maschera, si indica il primo stadio preimaginale degli insetti olometaboli.

Le larve di *Ae.albopictus* sono apode, vermiformi, di dimensione variabile a seconda dell'età fino ad arrivare ad una lunghezza di circa un centimetro (Si vedano Figura 35 e Figura 44). La testa è ben visibile, con antenne lisce, senza spicole, setole frontali interne bifide o multifide, setola antennale semplice e setole toraciche e addominali flessibili, semplici o multifide. L'apparato boccale è di tipo masticatore caratterizzato da mandibole denticolate e da una spazzola di setole posizionata nel labbro superiore, usata come organo per filtrare i detriti organici di cui si nutre. L'addome presenta l'ottavo segmento con otto scaglie organizzate in una sola fila (Si veda Figura 39), in modo da formare un'unica grossa spina. Nella regione tronco-conica presenta il sifone respiratorio, (Si veda Figura 41) dotato di due spiracoli all'estremità, per il sistema tracheale il metapneustico. Il sifone ha lunghezza uguale o è poco più corto della setola interna della spazzola dorsale e non presenta setole sulla superficie dorsale (Si vedano Figura 40 e Figura 42). La setola sifonica è in posizione distale rispetto all'ultima spina del pettine ed il suo apice non raggiunge l'estremità del sifone. Il pettine, infine, possiede spine uniformemente ravvicinate e con forma acuminata. Grazie al sifone respiratorio le larve di *Ae.albopictus*, e in generale tutte le larve della sottofamiglia *Culicinae*, rimangono in posizione inclinata rispetto alla superficie ed incamerano ossigeno dall'aria riuscendo così a vivere anche in acque molto inquinate prive di ossigeno, nutrendosi di detriti vegetali che filtrano dall'acqua (Si veda Figura 43).

Lo stadio larvale si divide in quattro età, diverse per dimensione corporea e distinte le une dalle altre dall'evento della muta. La

muta rappresenta il cambio della cuticola ed avviene quando le dimensioni della larva diventano troppo grandi rispetto a quelle dell'esoscheletro. A quel punto, viene rilasciato l'ormone ecdisone e, al di sotto della vecchia cuticola o exuvia, si ha la formazione di una nuova epidermide, più estesa della precedente. Questa nuova cuticola appena esposta all'aria risulta molle, ma poi si indurisce nel giro di alcuni minuti. Nel processo svolge un ruolo importante anche la neotenina o ormone giovanile, in assenza del quale la muta porta alla formazione della pupa. La muta avviene in corrispondenza di una fenditura esuviale della cuticola che si forma lungo una linea a solco, preformata, detta sutura epicraniale. Questo solco è a forma di Y e si diparte dalla regione post-occipitale fino a decorrere anteriormente lungo l'occipite ed il vertice per poi dividersi in due rami divergenti che si prolungano nell'area facciale.

In linea generale, in condizioni costanti di disponibilità di cibo, volume di acqua nel focolaio e densità larvale, ad una temperatura di circa +25°C lo stadio di larva ha una durata di circa quattro-sette giorni, mentre ad una temperatura di circa +15°C le larve diventano pupe in circa venti giorni (Hawley 1988).

1.3.4 La pupa

Lo stadio di pupa è l'ultimo stadio in acqua di *Ae.albopictus* e costituisce quindi la fase precedente a quella di adulto. La pupa ha dimensioni di qualche millimetro di lunghezza, un addome muscoloso, ed un grande cefalotorace che le conferisce la tipica forma a virgola (Si veda Figura 47). Nella parte dorsale del cefalotorace sono presenti due cornetti respiratori che rivolge verso la superficie dell'acqua per incamerare ossigeno dall'ambiente esterno (Tremblay 1991). La pupa si definisce obtecta in quanto possiede abbozzi visibili di ali ed arti quasi

incollati al corpo e racchiusi da un'unica cuticola derivante dall'ultima muta larvale (Si veda Figura 48). Per tutta la sua esistenza non si alimenta, mentre risulta immobile solo all'inizio del suo stadio, dopo il quale compie movimenti rapidi dentro l'acqua, a scatti o balzi, grazie ai muscoli addominali ed alle alette caudali (Si veda Figura 49). La mobilità viene acquisita in seguito al passaggio dallo stato di preimmagine a quello di immagine, pur essendo ancora racchiuso dalla cuticola pupale. Questa situazione, in cui l'insetto è definito adulto farato, si verifica in corrispondenza dell'intervallo di tempo compreso tra il distacco della cuticola e la fuoriuscita dell'adulto o ecdisi. La schiusura è regolata dal rilascio di ormoni e neuro peptidi. In particolare la prima fase, detta di preschiusura, è attivata dall'ormone scatenante l'ecdisi rilasciato dalle ghiandole epitracheali, indicato con la sigla ETH, e dall'ormone della schiusura prodotto da cellule neurosecretrici del cervello, indicato con la sigla EH. Questi, stimolando l'uno il rilascio dell'altro, scatenano comportamenti di preschiusura come la ricerca di un luogo idoneo per l'ecdisi o i movimenti preparatori per liberarsi della vecchia cuticola. La produzione da parte delle cellule del cordone nervoso ventrale del *Cardioacceleratory Peptides*, indicato con la sigla CAP, di concerto ad altri neuroormoni e cardiopeptidi, porta all'attivazione del comportamento di schiusura (Gerd Gade 2003). Questo si esplicita con contrazioni dell'addome, accelerazioni del battito cardiaco, aumento della circolazione dell'emolinfa, movimenti della base delle ali e loro espansione. L'adulto riesce a rompere la cuticola pupale per spinta con il dorso lungo una linea di apertura longitudinale e dorsale (Si veda Figura 50). L'adulto neosfarfallato si presenta con una cuticola inizialmente poco resistente, grazie alla quale la superficie corporea può espandersi. A seguito di ingestione di aria, per espansione dei sacchi tracheali ed aumento della pressione emolinfatica, il corpo dell'adulto infatti si dilata, inoltre avviene il rigonfiamento

delle ali in attesa del quale pendono appiattite verso il basso. A seconda che la temperatura sia rispettivamente superiore o inferiore a +20°C, ipotizzando gli altri parametri costanti, giunge allo stadio di adulto attraverso sfarfallamento dopo circa due giorni.

1.4 Criteri di riconoscimento di *Ae.albopictus* in campo ed in laboratorio

Nello studio il riconoscimento di *Ae.albopictus* (larve, pupe e adulti) è stato realizzato principalmente in campo attraverso l'individuazione visiva delle caratteristiche morfologiche e comportamentali tipiche della specie e, solo in caso di dubbio, il materiale è stato raccolto ed esaminato in laboratorio con l'ausilio dello stereomicroscopio.

1.4.1 Riconoscimento allo stadio di uovo

Il riconoscimento delle uova viene realizzato in laboratorio. Le uova della specie appartenente al genere *Culex* o *Culiseta* possono essere avvistate in campo anche ad occhio nudo in quanto le femmine le depongono verticalmente sull'acqua ferma in zattere di sei-sette millimetri di lunghezza e tre-quattro millimetri di spessore (Si veda Figura 35). *Ae.albopictus* invece depone le uova singolarmente e per poterle riconoscere occorre esaminarle allo stereomicroscopio. In caso di dubbio inoltre è necessario l'allevamento in laboratorio fino alla III-IV età larvale o fino all'adulto. L'analisi allo stereomicroscopio permette di verificare le dimensioni, la colorazione e la forma delle uova, con ingrandimenti di circa 100 volte la loro grandezza (Si veda Figura 36). La forma è ovoidale ellittica, appiattita da un lato, mentre le dimensioni sono variabili: tra 0,55 mm e 0,62 mm di lunghezza, e circa 0,2 mm di larghezza (Si veda Figura 33). La colorazione può essere dal bianco-

sporco al nero lucido, a seconda del tempo trascorso dalla deposizione. Per differenziare *Ae.albopictus* dalla sua specie affine *Ae.geniculatus*, spesso in compresenza nel campione esaminato, si osservano le dimensioni e la scultura della superficie del corion. Le uova di *Ae.geniculatus* sono più grandi, hanno una lunghezza di 0,70 mm ed una larghezza di 0,23 mm, e l'esocorion presenta una struttura stellata (Si vedano Figura 37 e Figura 38).

1.4.2 Riconoscimento allo stadio larvale

Per il riconoscimento larvale si osservano le seguenti caratteristiche morfologiche: apodicità, dimensioni, colore, grado di segmentazione e lunghezza del sifone. In laboratorio le larve di quarta età si determinano con certezza grazie allo stereomicroscopio a basso ingrandimento. Dall'osservazione microscopica iniziale si notano la colorazione del tegumento, variabile dal marrone chiaro/grigiastro al nero, le dimensioni tra 1 mm e 12 mm, e la struttura corporea distinta in capo, torace ed addome (Si veda Figura 39). La testa è ben visibile, con antenne lisce, senza spicole, setole frontali interne bifide o multifide, setola antennale semplice e setole toraciche e addominali flessibili, semplici o multifide (Si veda Figura 44). Il torace presenta setole flessibili, semplici o multifide, e, a differenza di *Ae.geniculatus*, non si vedono setole toraciche e addominali di forma stellata. All'estremità dell'addome è presente una struttura tubulare che corrisponde al sifone respiratorio, distinto da *Ae.geniculatus* per l'assenza dell'auricola sifonica (Bellini et al. 2005). Per determinare l'appartenenza della larva al genere *Aedes*, distinta per esempio dai generi *Culex* ed *Anopheles*, si notano le diverse dimensioni del sifone (Si veda Figura 45) e, attraverso un'osservazione microscopica a 50-100 ingrandimenti, si verifica che sia presente una formazione spinosa detta pettine

(Si veda la Figura 40). L'unico ciuffo di setole che costituisce il pettine permette di discriminare tra *albopictus* e *aegypti* (Si veda Figura 46). Con ingrandimenti ancora maggiori (100-250), si possono notare ulteriori caratteri diagnostici della larva di *Ae.albopictus* come: le setole antennali semplici, la posizione precisa del pettine (VIII segmento addominale) e la sua formazione data da un'unica spina centrale non dentellata ed una spazzola ventrale posta al IX segmento addominale, formato da quattro paio di setole (Si veda Figura 44). Infine il X segmento ha una sella formata da un largo sclerite che copre le superfici dorsali e laterali interrompendosi centralmente (Bellini et al. 2005).

1.4.3 Riconoscimento allo stadio di pupa

La distinzione in campo si può ottenere dall'analisi di alcune caratteristiche morfologiche salienti. In particolare, procedendo nel confronto con *Cx.pipiens*, maggior competitore di *Ae.albopictus* in Italia (Carrieri et al. 2003), si notano differenze nel movimento in acqua e nel colore. La pupa di *Ae.albopictus* percorre un tratto lineare meno lungo e rotea su se stessa con una frequenza maggiore rispetto alla pupa di *Cx.pipiens*, inoltre ha una colorazione più chiara. Dal punto di vista diagnostico alcune caratteristiche distintive sono: le dimensioni di solito non superiori a qualche millimetro, la forma a virgola data dalla sproporzione tra la coda e il cefalotorace, la presenza di due cornetti respiratori all'altezza della parte dorsale del cefalotorace (Si veda Figura 47) e le alette caudali con peluria (Si veda Figura 49).

1.4.4 Riconoscimento allo stadio di adulto

Le caratteristiche morfologiche salienti dell'adulto, presenti nel maschio e nella femmina di *Ae.albopictus*, possono essere

individuate ad occhio nudo o con l'ausilio di una lente di ingrandimento. *Ae.albopictus* cade in un range di dimensioni medio-piccolo: l'intervallo di lunghezza è 4-10 mm (Bellini et al. 2005), differenziandosi per esempio da *Cx.pipiens* che ha un intervallo di lunghezza più ristretto, di 6-8 mm (V.Petrarca, pdf). Il corpo è diviso in capo, torace ed addome, ed ha un solo paio di ali visibili. La pigmentazione ha una colorazione dominante nera, spezzata da zebreature bianche (Si veda Figura 1). In particolare, ad una osservazione microscopica a 10-20 ingrandimenti si notano una linea mediana di scaglie bianche che si estende dal capo al torace, scaglie argentee alla base della costa e bande basali trasversali nei segmenti addominali (Si vedano Figura 10-A e 10-B). Gli arti sono attraversate da bande bianche: nel femore ci sono anellature trasversali, mentre anellature bianche basali si presentano nei tarsi del terzo paio di zampe posteriori. I tarsi del paio posteriore di zampe presentano bande bianche basali sui primi quattro segmenti, mentre il quinto è interamente bianco e la tibia è uniformemente scura (Si vedano Figura 8, Figura 23 e Figura 24). Nella femmina si notano scaglie scure sulla proboscite ed i palpi mascellari non hanno anellature di scaglie bianche in tutte le loro parti ma solo nella porzione distale (Si veda Figura 11), mentre nei maschi i palpi, lunghi quasi come la proboscite, sono bandeggiati di bianco (Si veda Figura 17).

1.5 Etologia dell'adulto di *Ae.albopictus*

Il comportamento dell'adulto di *Ae.albopictus* è caratterizzato dall'elevata aggressività delle femmine verso l'uomo, dall'attività ematofaga diurna, dall'elevata resistenza alla temperatura, dal grande potenziale di diffusione passiva e dalla bassa capacità di spostamento attivo.

1.5.1 Habitat urbano e periurbano

In Italia *Ae.albopictus* colonizza soprattutto le aree urbane densamente popolate, preferendo gli ambienti ombreggiati, umidi e freschi. Non è però impossibile trovare adulti anche in ambienti assolati, come nei parcheggi dei supermercati o dei centri commerciali. La specie è tendenzialmente esofila, tuttavia sono sempre più numerose le segnalazioni di presenze all'interno delle abitazioni, in cantine o altri luoghi chiusi (CAA, Zanzara Tigre). Per l'ovideposizione e quindi per lo sviluppo larvale, l'adulto ricerca microdepositi di acqua aventi residui organici e detriti come per esempio in cavi d'albero, pneumatici, sottovasi, annaffiatoi, secchi, bidoni, vasche, caditoie stradali, tombini o altri contenitori che possono essere presenti in giardini, terrazzi o anche le strade e suoli pubblici (SSR Emilia Romagna, zanzaratigreonline).

1.5.2 Capacità di diffusione

Gli spostamenti attivi dell'adulto in genere non coinvolgono, con il vento a favore, più di qualche centinaio di metri dal proprio luogo di sviluppo, ed in altezza non superano il metro. In realtà, grazie per esempio alla possibilità di spostarsi attraverso corridoi ombreggiati tra diverse aree di insediamento, la distanza dal focolaio può raggiungere il chilometro e l'altezza può oltrepassare il metro (SSR Emilia Romagna, zanzaratigreonline).

Gli spostamenti sono molto più ampi se si considerano i fenomeni di trasporto passivo dovuti per esempio all'ospitalità trovata all'interno di automobili, camion, treni, navi e aerei. La diffusione mondiale è infatti avvenuta principalmente attraverso il commercio internazionale di copertoni usati (Romi 1998).

Nonostante lo spostamento attivo non sia elevato, di fatto l'adulto ha un'alta capacità di diffusione. L'insediamento in un

territorio avviene inoltre seguendo uno schema che la caratterizza. Quando la specie si instaura in una zona, si distribuisce in modo graduale ed eterogeneo, colonizzando tutta l'area inizialmente "a macchia di leopardo", poi "a isole", ovvero in modo sparso sempre più fitto e con punti sempre più ampi, in cui la densità di popolazione è più alta rispetto alle vicinanze (Dalla Pozza et al. 1994).

1.5.3 Attività ematofaga

L'attività ematofaga avviene nelle ore diurne più fresche o in pieno giorno se la temperatura, l'umidità e l'ombreggiatura lo permettono, mentre nei giorni più caldi dell'estate si concentra nella prima parte della mattina e nel tardo pomeriggio. Questa è sicuramente la differenza comportamentale più evidente rispetto alla zanzara comune *Cx.pipiens*, che svolge la sua attività soltanto di notte ed è endofila (Dalla Pozza et al. 1994). La femmina è attratta dai mammiferi, soprattutto dall'uomo, ma in assenza di questi può pungere rettili, uccelli ed anfibi (Bellini et al. 2005). Sull'uomo agisce entro il primo metro di altezza ed è particolarmente attirata da indumenti di colore scuro. Le punture possono avvenire in numero superiore ad una da parte di una stessa femmina ed entro pochi minuti, ma, se la suzione ha permesso di accumulare abbastanza sangue, almeno 5 mg (Tremblay 1991), il pasto successivo si ha a distanza di tre-cinque giorni. Verso lo scadere del terzo giorno, l'adulto cerca il luogo adatto per l'ovideposizione perché le sue uova, grazie all'importo proteico acquisito con l'ingestione di sangue, hanno completato la maturazione.

1.5.4 Formazione di sciami ed accoppiamento

L'incontro tra i sessi e la segnalazione della disponibilità all'accoppiamento avviene durante i periodi primaverile ed

estivo, solitamente verso il tardo pomeriggio, con la formazione di sciami. Gli sciami sono aggregazioni aeree danzanti di adulti maschi che si spostano e si concentrano in luoghi caratterizzati da zone ombreggiate con vegetazione arbustiva. La formazione di uno sciame riduce la perdita di energia nella ricerca del partner in quanto, unito alla percezione di stimoli olfattivi associata alla maturazione sessuale, svolge un forte effetto attrattivo sulle femmine e favorisce la variabilità genica (Tremblay 1991), permettendo a più individui di accoppiarsi in un breve lasso di tempo. I maschi riconoscono e sono attratti dalle femmine in base a stimoli acustici che riescono a percepire grazie all'organo di Johnston situato nelle antenne. Questo permette di discriminare il ronzio emesso dalle ali della femmina in volo: minore è la frequenza del ronzio che viene percepita e minore è la sua maturità sessuale. L'accoppiamento si svolge in volo, tendenzialmente in ambienti ristretti, motivo per cui la specie è definita stenogama, e dura in genere pochi secondi. Una femmina in genere si accoppia con un solo maschio in quanto il secreto genitale prodotto dal maschio inibisce la femmina a svolgere altri accoppiamenti (Tremblay 1991).

1.6 Areale d'origine di *Ae.albopictus* e sua distribuzione nel mondo

Ae.albopictus è una specie di origine asiatica attualmente presente in diversi paesi temperati europei, americani ed africani (Si veda Figura 51).

Il suo areale d'origine comprende tutta l'Asia sud-orientale, tra la Nuova Guinea entro il 10° parallelo a sud, il Madagascar ad ovest ed il Giappone fino al 40° parallelo a nord (Hawley 1988). In questi ambienti silvicoli l'habitat tipico è dato dalle cavità negli alberi aventi piccole quantità di acqua. In seguito, la colonizzazione ha toccato prima gli ambienti suburbani e poi

quelli urbani, adattandosi ad infestare recipienti di diversa forma e natura (Bellini et al. 2007). Dalla seconda metà del secolo scorso la presenza della specie si è estesa alla regione afrotropicale, comparendo per esempio in Cameroon, Djibouti, La Réunion, Madagascar, Mauritius, Nigeria, Sud Africa e Seychelles. L'infestazione nel 1986 è arrivata negli stati americani, in particolare nella parte a nord, fino allo stato dell'Illinois in prossimità del 42° parallelo (Nawrocki SJ, Haeley WA, 1987). In seguito le aree infestate sono state Bolivia, Brasile, Isole Cayman, Colombia, Cuba Repubblica Dominicana, El Salvador, Guatemala, Messico, ed in alcune isole dell'Australia, come le Hawaii (Reiter P. 1998). In Europa sono stati segnalati adulti per la prima volta nel 1988 in Albania, quindi in Italia, a Genova, nel 1990. Altre colonie stabili in Europa sono rilevate in Francia (Schaffner and Karch 1999), Belgio (Schaffner et al. 2004), Serbia e Montenegro (Petric et al 2001), Svizzera (Flacio et al. 2004), Grecia (Samanidou et al. 2005), Spagna (Aranda et al., 2006), Croazia (Klobucar et al., 2006), Slovenia, Paesi Bassi e Bosnia-Erzegovina (Scholte and Schaffner, 2007).

La diffusione della specie a livello mondiale può essere considerata una conseguenza della globalizzazione, in particolare per quanto concerne il commercio di copertoni usati. In Italia l'ingresso di *Ae.albopictus* è stato collegato al movimento di tale merce importata dagli USA (Dalla Pozza et al 1992). Allo stesso modo, la rapida diffusione interna si è giustificata con il commercio interno di pneumatici usati che le grandi aziende importatrici venete ed emiliano-romagnole, hanno rivenduto ad imprese minori per le opere di rigenerazione (R.Romi, Majori G., 1998). L'origine americana della popolazione rilevata in Italia è confermata dall'analisi genetica delle popolazioni di zanzara italiane (Urbanelli et al. 1990).

Sul territorio italiano (Si veda Figura 52) le segnalazioni pervenute all'Istituto Superiore della Sanità mostrano la presenza discontinua di focolai attivi almeno in trenta province e centocinquanta comuni, distribuiti sulle regioni Emilia Romagna, Veneto, Friuli-Venezia Giulia, Lombardia, Piemonte, Lazio, Liguria, Campania e Toscana (R.Romi 2001). Negli anni, con l'eccezione del biennio 1997-1998, caratterizzato da stabilità, è stato registrato un progressivo incremento del numero di province e comuni infestati, in particolare nel biennio 1999-2000, in cui si sono verificate piogge e temperature medie elevate. La maggior parte delle aree infestate è concentrata nella parte nord-occidentale del paese, dove le condizioni climatologiche sono più favorevoli allo sviluppo della specie.

La diffusione in Italia sembra essere fortemente collegata alle variazioni climatiche avvenute nell'ultimo decennio, soprattutto per quanto riguarda la variabilità a livello stagionale dal punto di vista termometrico e pluviometrico (Vallorani R. et al. 2007). Le proiezioni climatologiche inoltre hanno previsto un'ulteriore diffusione della specie nei prossimi 40-50 anni, con un incremento a partire dal 2035 (Vallorani R. et al. 2007)..

1.7 Importanza sanitaria di *Ae.albopictus*

L'importanza sanitaria di *Ae.albopictus* è in relazione al suo ruolo di possibile vettore di patogeni indigeni ed esotici pericolosi. Alle nostre latitudini *Ae.albopictus* potrebbe inserirsi nel ciclo di trasmissione di almeno sette arbovirus trasmessi da zanzare di cui è stata riportata attività nel bacino del Mediterraneo. Questi includono i virus Sindbis (SIN) e Chikungunya (CHIK) per la famiglia Togaviridae; West Nile (WN) Usutu e Menigoencefalite Turco-Israeliana (ITM) tra i Flaviviridae; Thahyna (T AH), Rift Fever Valley (RFV) e Batai (BAT) tra i Bunyaviridae, il virus Orungo per la famiglia dei Reoviridae. La competenza di *Ae. albopictus* a trasmettere

alcuni di questi arbovirus (SIN, cmK, WN e RFV) è stata dimostrata sperimentalmente (Si vedano Tabella 2-A, Tabella 2-B, Tabella 2-C, Tabella 2-D). Di seguito vengono esplicitate le caratteristiche dei principali virus di cui la Zanzara Tigre si è fatta portatrice.

1.7.1 Virus Chikungunya

Il virus Chikungunya (CHIKV) appartiene alla famiglia di Togaviridae e al genere Alphavirus, di cui sono caratteristici i virus a RNA a singola elica. Il nome è proprio della lingua della popolazione Makonde, di Newada, e significa “ciò che curva”, a sottolineare la sintomatologia dolorosa della malattia che il virus trasmette all’ospite. La malattia è attualmente endemica nei Paesi dell’area dell’Oceano Pacifico, come per esempio l’ India, La Réunion, Madagascar, Indonesia, Mauritius, Seychelle e dintorni, quindi pu  essere definita una malattia tropicale. Le prime epidemie note si fanno risalire agli anni ’50 in paesi asiatici ed africani. I principali vettori del CHIKV sembrano essere *Ae.albopictus*, *Aedes polynesiensis* e *Ae.aegypti*, e si presume che il virus si trasmetta attraverso il ciclo uomo-zanzara-uomo. In Africa le epidemie sono seguite da periodi di silenzio di tre-quattro anni durante i quali si suppone che il virus si mantenga in un ciclo scimmia-zanzara-scimmia (Diallo M., 1999). Intorno al marzo del 2005, un’epidemia importante di Chik si   verificata tra l’isola de la Réunion, nella Repubblica Francese, ed altre zone limitrofe dell’Oceano Indiano, coinvolgendo il 20-25% della popolazione corrispondente: secondo l’Organizzazione Mondiale della Sanit , circa 200.000 persone. In Europa la prima epidemia si   verificata in Italia dalla met  del mese di agosto a poco pi  della met  del mese di settembre nel 2007. Il focolaio primario si   realizzato nell’area di Castiglione di Cervia e Castiglione di Ravenna, due piccole localit  contigue della provincia di Ravenna, a partire da

un primo caso rappresentato da un uomo proveniente dall'India. Un mese dopo, a settembre, si sono formati gli altri quattro focolai secondari nelle città di Cesena, Forlì, Cervia e Rimini. In totale i casi confermati in laboratorio sono stati 214 e di questi tutti hanno presentato febbre alta, gravi dolori articolari e, per il 50% dei casi, rash cutaneo. A causa di patologie concomitanti gravi ed età elevata (oltre gli ottanta anni), si è verificato un decesso, mentre gli altri soggetti hanno mostrato un decorso della malattia benigno con remissione spontanea. Per ottenere la conferma diagnostica dell'infezione, vengono eseguite una serie di analisi diverse a seconda del tempo trascorso dalla comparsa dei primi sintomi. A distanza di cinque-sei giorni si può attuare l'identificazione del genoma attraverso tecniche di polimerizzazione degli acidi nucleici, mentre se sono trascorsi più di sette giorni, si attua una diagnosi in base alla dimostrazione di una specifica risposta anticorpale nel siero dei soggetti infetti. In generale, la viremia nell'uomo corrisponde a circa tre-dieci giorni prima della comparsa dei sintomi della malattia. Di questi il principale è l'artralgia ed insorge solitamente in modo improvviso ed intenso, insistendo per lunghi periodi anche dopo la sparizione degli altri malesseri. In base a studi svolti in seguito all'epidemia de La Réunion,   stato registrato che il 15% dei soggetti guariti dalla CHIKV ha continuato ad accusare dei dolori articolari a distanza di venti mesi dall'esordio della malattia. Nella maggior parte dei casi l'artralgia   corredata da febbre persistente molto alta, cefalea, mialgia e dolore al dorso (Pialoux G. et al. 2007). Il 40% dei soggetti presenta anche sintomi cutanei come eritema pruriginoso maculo papulare, edema del volto e simili. L'infezione sembra colpire con maggiore frequenza le persone con un'et  superiore ai settanta anni, e pare avere una mortalit  bassa a meno che non si abbiano complicanze neurologiche o particolari carenze del sistema immunitario.

1.7.2 Altri Virus

Altri possibili virus ed arbovirus trasmissibili attraverso la puntura di *Ae.albopictus* sono: Meningite turco-israeliana, Rift Valley, Batai, Tahyna Sindbis, Dengue, Febbre gialla ed Encefalite di S.Louis, Usutu. Tra i virus citati, il virus CHIKV convive molto spesso nei paesi tropicali con un altro virus a RNA monoelica, appartenente al genere Flavivirus, che porta ad una febbre detta “spacca ossa” ed il cui vettore occasionalmente è *Ae.albopictus* oltre a *Ae. aegypti*. Il virus è chiamato Dengue (DenV) e ha la caratteristica di scatenare una febbre con sintomatologia del tutto simile alla CHIKV (Dottori M. 2008) a meno che il soggetto colpito non abbia anticorpi non neutralizzanti. In quest’ultimo caso la malattia prende il nome di “febbre emorragica” e si discosta dalla tipologia classica perché i sintomi febbrili durano più a lungo e hanno un’intensità crescente. La febbre può raggiungere infatti i 41°C e rimanere tale per giorni, causando astenia, tachicardia, ipotensione, fenomeni emorragici gastrointestinali e collasso cardiocircolatorio. Un altro virus, che provoca uno stato febbrile simile ad una semplice influenza, è il West Nile (Wnv), della famiglia dei Flaviviridae. Il Wnv è diffuso in Africa, Asia, America, Australia ed anche in Europa. Ha un periodo di incubazione di due-quattordici giorni e la maggior parte delle persone che lo contraggono non mostrano sintomi, mentre un 20% presentano febbre leggera, nausea, linfonodi ingrossati e sfoghi cutanei. Solitamente i sintomi scompaiono dopo qualche giorno o al massimo una settimana e raramente si richiede il ricovero in ospedale. In Emilia-Romagna nel 2008 e 2009 sono stati registrati diversi casi umani di Wnv ed è stata constatata la circolazione del virus in uccelli, cavalli, zanzare, appartenenti alla specie *Cx.pipiens*.

1.8 Strategie di lotta contro *Ae.albopictus*

Ad oggi, il numero degli episodi riferiti a malattie trasmesse da vettori all'uomo è in aumento. Secondo l'Organizzazione Mondiale della Sanità negli ultimi trenta anni sono state introdotte una quarantina di nuove patologie infettive con 1100 focolai epidemici di varia natura in tutto il mondo. Le cause sono da attribuire da una parte alla globalizzazione e al movimento di merci, animali e persone che ne consegue, dall'altra, considerando l'Italia ma anche l'Europa in generale, ai cambiamenti climatici che rendono le condizioni ambientali idonee ad accogliere e sviluppare agenti tropicali. Per evitare l'insediamento di agenti patogeni esotici, si fa ricorso a strategie di lotta coordinate ed integrate contro i possibili vettori, e nel particolare contro *Ae.albopictus*. La puntura di questo insetto non è da sottovalutare anche per le reazioni allergiche che può provocare, con gonfiori, arrossamenti, prurito ed irritazioni persistenti. Alla luce di tutto questo ed in seguito all'epidemia di CHICK del 2007, la Regione Emilia Romagna ha promosso un Piano Regionale per la lotta alla Zanzara Tigre, teso a creare una rete di sorveglianza in cui cooperano i cittadini, i Comuni e le Ausl. Le strategie di lotta riguardano da una parte il censimento e la mappatura periodica dei focolai larvali non eliminabili o presenti in aree sensibili, dall'altra l'eliminazione di focolai attraverso la lotta antilarvale e la lotta adulticida, il monitoraggio dei livelli di infestazione nelle diverse aree, l'applicazione di strumenti normativi e sanzionatori, e la divulgazione delle informazioni per sensibilizzare la popolazione.

1.8.1 Lotta antilarvale

La lotta antilarvale ha lo scopo di eliminare i focolai esistenti ed evitare che se ne creino altri, sia in aree pubbliche che private. Le prime azioni sono di tipo preventivo, quindi comprendono

l'individuazione di potenziali luoghi in cui possa avvenire o sia avvenuta l'ovideposizione o/e la crescita larvale e l'eliminazione dove è possibile di tali strutture. Contemporaneamente si utilizzano prodotti larvicidi per trattare pozzetti stradali, caditoie, tombini e tutti gli altri ambienti nei quali esiste un ristagno di acqua non eliminabile. La disinfestazione deve essere effettuata dal mese di aprile al mese di ottobre e deve essere ripetuta dopo ogni pioggia abbondante. Tra i principi attivi presenti in formulati granulari o liquidi, i più utilizzati sono il pyriproxyfen, il diflubenzuron ed il *Bacillus thuringiensis israelensis* (Si veda Tabella 3).

Per quanto riguarda la lotta biologica, oltre all'utilizzo del batterio sporigeno *Bacillus thuringiensis israelensis* e del pecilide *Gambusia* spp., agenti molto efficaci sono i Copepodi Ciclopoidi, Crustacea, di dimensione superiore ad 1 mm (Veronesi R. 2009). Questi agiscono contro larve di prima e di seconda età, attaccandole anche senza poi mangiarle totalmente. Tale comportamento, assunto in presenza di un numero larvale abbondante, porta il copepode ad uccidere 30-40 larve al giorno, che corrisponde a più del proprio fabbisogno giornaliero (Si veda Figura 53).

1.8.2 Lotta agli adulti

Per la lotta all'adulto è di primaria importanza la prevenzione, che si traduce in comportamenti di difesa e protezione verso se stessi e gli altri. Questo significa evitare di essere attaccati da femmine di *Ae.albopictus*, e preoccuparsi, nel caso si sia stati punti, di isolare l'insetto in modo che non possa deporre le sue uova. Alcuni accorgimenti a questo fine possono essere: zanzariere idonee ad ogni finestra, utilizzare prodotti repellenti da applicare sulla cute, utilizzare abiti che arrivino a coprire le caviglie e che siano possibilmente di un colore non troppo scuro. Alcuni tra i principi attivi utilizzati nei repellenti più diffusi

sono: il Dietiltoluamide, la Picridina, il Citrodiol e la Citronella. In aree particolarmente infestate ed in presenza di serbatoi di infezione possono essere fatti trattamenti adulticidi con prodotti a base di piretroidi. Questi prodotti se utilizzati con le dovute precauzioni (secondo le indicazioni del Dipartimento di Sanità Pubblica dell'Ausl competente per quel territorio) hanno un impatto sull'ambiente e sull'uomo non elevato. Il meccanismo di azione è incentrato sull'alterazione della polarizzazione della membrana delle cellule nervose, provocando convulsioni nell'insetto e seguente morte per blocco dell'apparato respiratorio (Bellini et altri 2005).

1.8.2.1 Utilizzo del maschio sterile

Questa tecnica, il cui acronimo è SIT dall'inglese *Steril Insect Technique*, è una strategia di lotta genetica che prevede la produzione ed il rilascio di adulti maschi sterili (Bellini et al. 2007). La sterilizzazione del maschio, ottenuta attraverso irraggiamento allo stadio di pupa con radiazioni gamma, permette l'accoppiamento con le femmine selvatiche inducendone la sterilità. Il collasso della popolazione che ne dovrebbe derivare non è al momento dimostrato, anche se alcuni lanci sperimentali di maschi in campo hanno dato risultati incoraggianti. Ad esempio, nel 2008-9 sono stati lanciati 310.000 maschi sterili attraverso diciannove lanci sull'abitato di Boschi (provincia di Bologna), e, grazie al posizionamento di quindici ovitrappole, sono state raccolte 6.702 uova aventi una fertilità media del 26% invece che dell'85%. Questa riduzione ha determinato il 72% di sviluppo di zanzare in meno rispetto alle aree prese da testimone (CAA, 2009). La buona riuscita della tecnica è favorita dal parziale isolamento geografico e genetico delle popolazioni italiane di *Ae.albopictus*, dalla agevole separazione dei sessi (si sfrutta la diversità di dimensione tra maschi e femmine durante lo stadio di pupa),

dalla scarsa capacità di spostamento attivo e dalla possibilità di allevamento massale.

1.8.3 Sorveglianza e monitoraggio di *Ae.albopictus*

1.8.3.1 Monitoraggio mediante ovitrappole

Un metodo di monitoraggio quantitativo comunemente utilizzato in Italia si basa sull'impiego di ovitrappole (Hawley 1988, Bellini et al. 1996). Le ovitrappole vengono posizionate in modo pianificato su maglie regolari in cui è stata suddivisa preventivamente l'area. Con i dati raccolti è possibile misurare il grado di infestazione, verificare l'efficacia dei trattamenti, definire le soglie di intervento e programmare i piani di lotta integrata. L'ovitrappola è costituita da un vasetto e da una listella di masonite. Il vaso è in plastica, di colore nero, e le sue dimensioni standard sono: 12 cm di altezza, 8 cm di diametro, e circa 400 ml di capacità (Si veda Figura 53). Su ogni ovitrappola è presente un'etichetta in cui è scritto il codice della stazione di monitoraggio in cui viene posizionata. La listella non è di solito più corta di 12,5 cm, è larga 2 cm e possiede un lato liscio ed uno rugoso suddiviso in grate con i bordi in rilievo. Le ovitrappole vengono riempite con acqua dechlorata e, grazie ad un foro presente a circa 2/3 della sua altezza, il volume di acqua si mantiene a circa 300 ml. A questo punto viene inserita all'interno del vaso la stanghetta di masonite con il lato rugoso rivolto verso il centro del contenitore. Per la collocazione, solitamente si sceglie, all'interno dell'area stabilita, il punto in cui le possibilità di incontro con la zanzara sono le maggiori possibili, quindi vicino a vegetazione, in ombra, al riparo dal vento e ad una altezza tra i 50 cm e 1 m da terra (ISS, linee guida). Le ovitrappole devono essere controllate settimanalmente, sempre lo stesso giorno, per evitare che le uova schiudano, ed il substrato di deposizione deve essere sostituito. La listella di masonite prelevata viene poi letta allo

stereomicroscopio per il riconoscimento ed il conseguente conteggio delle uova.

1.8.3.2 Indici di popolazione

Per il campionamento della popolazione e per la verifica dell'efficacia dei programmi di lotta delle zanzare appartenenti al sottogenere *Stegomyia*, ci si basa anche sugli Indici di popolazione (Focks 2003).

Tra quelli tradizionali, i più diffusi sono *House Index* (HI), *Container Index* (CI) e *Breteau Index* (BI). HI indica la percentuale di case con almeno un focolaio di sviluppo larvale, CI indica la percentuale di contenitori infestati e BI indica il numero di focolai colonizzati per cento giardini osservati. Verso la fine degli anni '60, l'Organizzazione Mondiale della Sanità ha elaborato l'indice DI (la figura di densità) per la sorveglianza in tutto il mondo, definendo i rapporti empirici tra gli *Stegomyia Indices* (WHO 1973. Si veda Tabella 4).

Questi indici hanno tuttavia alcune imperfezioni. CI ha un'efficacia più bassa rispetto agli altri, perché riflette soltanto la proporzione dei contenitori positivi (infestati) in una zona, senza prendere in considerazione il numero di contenitori presenti per zona, per abitazione o per persona, mentre HI non riflette il numero di contenitori positivi per casa positiva. BI sembra essere il migliore perché combina le diverse informazioni sui contenitori e sulle case. Tutti e tre gli indici non considerano però che i contenitori di dimensioni diverse producono un numero diverso di adulti.

Più recentemente, Tun-Lin-Lin ed altri (1995) hanno sviluppato e valutato l'Indice di Produttività dell'Adulto (API) basato sulla somma dei contenitori per tipologia moltiplicata per un indice che rappresenta la densità di ogni tipologia di contenitore.

L'idea alla base dell'API è sviluppare un indice che tenga conto delle differenze nella densità larvale del contenitore.

1.8.3.3 Pupal Demographic Survey Method

Il Metodo di Ricerca Demografica Pupale (PDSM) è al momento il metodo di campionamento della popolazione più usato in epidemiologia per definire una soglia di trasmissione (Focks and Chadee 1997, Focks et al. 2000, Focks and Alexander 2006, Chadee et al. 2007). Questo presenta alcuni vantaggi: basandosi sul fatto che la mortalità a livello di pupa è molto bassa consente di correlare il numero di pupe a quello degli adulti, inoltre, individuando i luoghi di sviluppo larvale, permette di contare in un'area il numero assoluto di pupe presenti e quindi stimare la popolazione.

1.8.3.4 Relazione tra i diversi metodi di campionamento

Attualmente in bibliografia si trovano informazioni discordanti sulla relazione esistente tra gli indici tradizionali e la densità di popolazione. Tun-Lin nel 1996 ha evidenziato una correlazione del BI sia con la densità larvale che con la densità di adulti (Si veda Tabella 5); viceversa Focks e Chadee nel 1997 non hanno trovato nessuna relazione tra gli indici tradizionali e il numero di pupe per ettaro o per persona (Si veda Tabella 6). Nel 2003, in uno studio svolto a Rovigo dal Centro Agricoltura Ambiente (Bellini R., Carrieri M. et al. 2008) è stata evidenziata, in un'area di 1 Km², una relazione tra il CI ed il numero medio di uova raccolte con le ovitrappe (Si veda Tabella 7).

1.9 Obiettivi dello studio

Obiettivo dello studio è l'individuazione delle correlazioni esistenti tra i fattori ambientali e lo sviluppo della popolazione di *Ae.albopictus* nell'Area Vasta Romagna. A tale fine si vogliono

analizzare i dati raccolti confrontandoli con la bibliografia esistente e con i diversi metodi normalmente utilizzati per stimare la densità di popolazione.

2 MATERIALI E METODI

2.1 Pianificazione e gestione dello studio

2.1.1 Aree di studio: Ravenna, Forlì e Cesena

Lo studio è stato realizzato a partire dal giugno del 2008 nei 3 capoluoghi di Provincia che compongono l'Area Vasta Romagna (Cesena, Forlì e Ravenna) in collaborazione con le rispettive AUSL e ARPA, e con il Centro Agricoltura Ambiente "G. Nicoli".

Per evitare contaminazione tra i dati residenziali e quelli pubblici, prima dell'inizio dei campionamenti è stata attuata disinfestazione ad opera di ditte specializzate incaricate dal Comune (Si veda Tabella 8). I larvicidi utilizzati, a base di pyriproxyfen a Cesena e a base di diflubenzuron a Forlì ed a Ravenna, sono stati inseriti nelle caditoie stradali pubbliche, mentre gli adulticidi sono stati utilizzati in casi critici durante l'estate e nelle aree sensibili (scuole e parchi) a fine estate. A primavera infine, solo nelle aree in cui nel 2007 è stata riscontrata la presenza di Chikungunya, è stata svolta disinfestazione capillare.

2.1.2 Periodo di studio

Nel corso della stagione favorevole del 2008 sono stati realizzati tre turni di raccolta dei dati in ognuna delle tre città, in modo da campionare densità di popolazione crescenti (Si veda Tabella 9).

2.1.3 Campionamenti

Ogni area di studio è stata suddivisa in sei quadranti equivalenti e per ognuno di questi sono stati estratti a random cinquanta indirizzi con relativo numero civico tra le diverse tipologie abitative esistenti (Si vedano Grafico 2, Grafico 3 e Grafico 4). Ciascun'area selezionata è stata ispezionata per tre giorni consecutivi nei tre turni di monitoraggio (Si vedano Tabella 10-A e Tabella 10-B). Durante le ispezioni, effettuate da 3 squadre di 2 operatori tecnici esperti ciascuna, sono stati rilevati tutti i focolai attivi, e quindi i contenitori di varia natura aventi acqua con larve e/o pupe di *Ae. albopictus*, e tutti i focolai potenziali, ovvero i diversi ricettacoli aventi acqua ma privi di larve e/o pupe. Ogni ispezione, della durata media 15-20 minuti, è stata attuata con l'ausilio di un palmare con GPS per la raccolta dati, setacci o retini e pipette per il prelievo delle larve/pupe. Ad ogni turno d'ispezione si è estratto un nuovo campione eliminando dal data-base i civici già ispezionati (i focolai attivi rinvenuti durante le ispezioni sono stati rimossi o trattati). Nel caso di civici inaccessibili ci si è indirizzati al successivo o al precedente sul medesimo lato della strada. Nei tombini (Si veda Figura 55), il campionamento è stato realizzato con un retino a maglia fitta e, mediamente, sono stati campionati circa quattro litri di acqua. Una volta aperta la caditoia si sono attesi non meno di trenta secondi prima di procedere al campionamento per dare il tempo alle eventuali larve/pupe presenti di risalire verso la superficie dopo essere scese sul fondo perchè disturbate dal movimento di apertura del tombino. Dopo aver fatto in modo di non trovarsi mai con la luce del sole alle spalle, per evitare l'immersione di larve/pupe durante la proiezione dell'ombra del corpo sull'acqua, si è immerso il retino e si è mosso verticalmente seguendo le pareti del pozzetto. Alla retinata è seguito il prelievo di parte del liquido del tombino con un dipper (Si veda Figura 56), il cui contenuto si è rovesciato in

una vaschetta di plastica avente 500-1000 ml di acqua all'interno per facilitare l'osservazione delle larve/pupe.

2.1.3.1 Scheda Tecnica

Per il rilievo dei dati durante le ispezioni è stata utilizzata una scheda tecnica, distinta per capoluogo, area e giorno d'ispezione, è compilata secondo uno schema prestabilito (Si veda Tabella 11). La scheda tecnica è stata suddivisa in più colonne, riferite a quattro argomenti: dati del sopraluogo, *Premise Condition Index* (PCI), caratteristiche dei focolai ed altre informazioni rilasciate dal residente intervistato.

Di seguito sono descritte le principali colonne della scheda:

- Nella colonna dei dati del sopraluogo vengono inserite le informazioni relativi all'abitazione esplorata: la sua localizzazione (via/piazza e n°civico) e l'individuazione della tipologia abitativa di cui si tratta. In particolare nella subcolonna "tipologia abitativa" è stata inserita la sigla ABV per un'abitazione/condominio con giardino o cortile, AB per un'abitazione/condominio senza giardino, AO per abitazione con area ortiva di pertinenza, IND per edificio industriale, commerciale o artigianale, SC per edificio scolastico, ospedale, casa di cura, oppure, per struttura diversa, la sigla ALTRO (Si veda Tabella 12)
- Nella colonna del PCI (Si veda Tabella 13) si inseriscono i dati relativi al grado di disordine e di ombreggiatura del giardino/cortile dell'edificio in esame. Ad ogni luogo si deve attribuire un giudizio di disordine: ad un giardino/cortile ben ordinato ed in ottime condizioni di manutenzione, corrisponde il valore "1", a condizioni di abbandono o comunque di grave disordine si dona il valore "3", mentre in presenza di situazioni intermedie il valore è "2" Parallelamente, se la quantità di ombreggiatura presente è

minima (meno del 25% dell'area) o addirittura assente, per cui il cortile rimane assolato, il valore corrispondente è "1", se l'ombreggiatura è media o con pochi alberi, quindi la percentuale ombreggiata è inferiore al 50% ma superiore al 25%, si segna "2", infine se l'area è molto ombreggiata per la presenza di alberi o cespugli alti o comunque il cortile risulta con una percentuale di ombra superiore al 50% rispetto al soleggiato, il numero corrispondente è il "3".

- Nella colonna dei Focolai si deve cercare di caratterizzarli. A tale fine si considerano: la tipologia di focolaio, il numero di contenitori trovati in cui è presente acqua (focolaio effettivo), la somma di questi e di quelli considerati potenziali, ed il numero di pupe calcolato per focolaio ispezionato. Le tipologie di focolai considerate si distinguono in: tombini (sigla TO), sottovaso (sigla SO), secchio (sigla SE), bidone (sigla BI), telo di plastica (sigla TE). Inoltre, tutti gli altri tipi di focolai (come vaso, copertone, vasca, giocattolo, ...) si indicano con la sigla "A" per capienza circa minore di 1 litro, "B" per capienza da 1 litro ad un massimo di circa 10 litri, e "C" per capienza maggiore di 10 litri (Si veda Tabella 14).
- L'ultima colonna considera le altre informazioni che il residente può fornire. In questa è stata inserita in una sub-colonna il numero delle persone residenti al numero civico esaminato e, in un'altra, si considera il numero delle punture di zanzara che uno degli abitanti ha ricordato di aver ricevuto il giorno precedente l'intervista.

2.1.4 Dati Meteorologici

Nelle città di Ravenna, Forlì e Cesena, sono state prese in considerazione le variabili meteorologiche riportate in Tabella 16, secondo le coordinate indicate in Tabella 15, relativamente al periodo di durata dello studio.

Dall'osservazione dei dati si può notare che:

- Le tre città hanno un andamento simile per quanto riguarda la variazione della Pressione atmosferica. Si evidenzia un picco di minimo intorno al 21 maggio (21esima settimana dell'anno) ed un picco di massimo vicino al 20 di luglio (29esima settimana dell'anno). Ravenna risulta essere la città con Pressione atmosferica maggiore, seguita da Forlì e Cesena. (Si vedano Grafico 5 e Grafico 6)
- La velocità media giornaliera del vento nelle città di Forlì e Ravenna è simile (2,1-2,4 m/s), mentre a Cesena è significativamente più alta (3,1-3,2 m/s). Si sottolineano due picchi massimi: uno tra il 10-20 di giugno e l'altro tra il 10-20 di luglio (Si vedano Grafico 7 e Grafico 8).
- L'umidità relativa ha uno sviluppo simile in tutte e tre le aree presentandosi con picchi mediamente più alti dal 21 di maggio al 20 di luglio. Ravenna rimane la città con umidità relativa più alta (60%).(Si vedano Grafico 9 e Grafico 10)
- Le precipitazioni giornaliere si concentrano tra la fine di maggio e la metà di giugno, con picchi importanti intorno al 21 maggio (21esima settimana dell'anno) ed il 10 di luglio. Cesena risulta la città meno piovosa. (Si veda Grafico 11)
- La temperatura segue il medesimo andamento in tutte e tre le città: rimane al di sotto dei 24°C fino a circa il 25 giugno e oscilla poi fino ai primi di settembre tra i 24°C e i 29°C. Si possono evidenziare tre picchi minimi: intorno al 21 maggio, tra il 10 giugno ed il 20 giugno e tra il 20 luglio ed il 30 luglio. (Si veda il Grafico 12)

2.1.5 Analisi statistica

I dati sono stati analizzati mediante ANOVA, a una o a due vie, ed i dati percentuali sono stati trasformati prima dell'analisi in modo angolare. Come test per la separazione delle medie è

stato utilizzato il *Newman-keuls*. Per l'analisi esplorativa dei dati ambientali e climatici è stata utilizzata la *Backward Stepwise Regression Analysis* grazie alla quale è rimossa una variabile alla volta in funzione della sua importanza nella spiegazione della variabilità.

3 RISULTATI E DISCUSSIONI

3.1 Andamento stagionale del numero delle uova di *Ae.albopictus*

L'andamento del numero medio di uova raccolte durante il periodo di studio attraverso la Rete Regionale di monitoraggio mostra diversi picchi di cattura, due dei quali risultano in comune a tutte e tre le città ispezionate (Si veda Grafico 13). Il primo corrisponde alla 23esima settimana ed il secondo alla 37esima. Ulteriori picchi si susseguono con andamento abbastanza simile dalla 27esima alla 34esima settimana differenziandosi per intensità. Durante il periodo di studio, le densità di uova maggiori si sono verificate a Forlì, mentre a Ravenna e a Cesena le densità sono sempre risultate inferiori.

3.2 Analisi dei dati di colonizzazione in funzione del grado di manutenzione del giardino/cortile

Dai dati di manutenzione del giardino raccolti durante i sopralluoghi, si può osservare che circa il 13% dei civici ispezionati è privo di area cortiliva (IMG 0. Si veda Tabella 17) e la maggior parte dei giardini, circa il 66%, è ordinata ed in ottime condizioni di manutenzione (IMG 1). Solo il 16 % dei giardini ispezionati è in condizioni medie di ordine (IMG 2) ed il 5 % è in cattive condizioni di manutenzione o addirittura risultava abbandonato (IMG 3). (Si veda il Grafico 14)

Per quanto riguarda la percentuale di abbondanza dei giardini in funzione del loro grado di manutenzione, si nota che a Forlì la percentuale di case con una scarsa manutenzione (IMG 2) e con una cattiva manutenzione (IMG 3) sono il 29 %, quindi risultano maggiori rispetto a quelle riferite agli altri due centri urbani (16 % a Cesena ed 17 % a Ravenna. Si vedano Grafico 15, Grafico 16 e Grafico 17).

Dall'osservazione dei dati si evince che:

- L'Indice Medio di Manutenzione dei Giardini (IMG. $F_{2, 2070}=15,53$ e $P<0,0001$) nelle tre aree urbane analizzate è significativamente differente. In particolare si osserva che l'indice medio a Forlì ($IMG=1,39 \pm 0,62$) è superiore rispetto al valore registrato nelle altre due aree (Ravenna $IMG=1,24 \pm 0,51$ DS e Cesena $IMG=1,23 \pm 0,52$) (Si veda Tabella 18 e Grafico 18);
- Si osservano differenze significative (ANOVA $F_{2, 2069} = 49,10$ e $p<0,0001$) nella percentuale di case infestate (case in cui si ha segnalazione della presenza di almeno un focolaio di *Ae.albopictus*) nel HI in funzione delle quattro categorie di manutenzione del giardino/cortile (Si vedano Tabella 19, Tabella 20 e Grafico 19). Il test di Newman-Keuls per la separazione delle medie non evidenzia differenze significative tra il valore relativo ai giardini ben curati (IMG 1) e quelli in medie condizioni (IMG 2), mentre per i giardini in cattive condizioni di manutenzione (IMG 3) HI è significativamente superiore ($51,02\% \pm 50,25$ DS).
- Il numero medio di focolai attivi (colonizzati da larve di *Ae.albopictus*) rilevato nei civici ispezionati aumenta in modo significativo con il disordine del giardino (Si vedano Tabella 21, Tabella 22 e Grafico 20; ANOVA $F_{3,2069} = 50,63$ e $p<0,0001$). In assenza di cortile il numero di focolai attivi è molto basso (0,02 focolaio/civico), in giardini in ottime ed in medie condizioni di manutenzione sono stati rilevati

mediamente 0,61-0,94 focolai attivi/giardino mentre in giardini in cattive condizioni di manutenzione il numero di focolai attivi in media è stato 2,13 focolai attivi/civico.

- Il numero medio di pupe presente nei giardini è significativamente più alto nelle aree con una cattiva manutenzione (ANOVA $F_{3, 2069} = 8,2551$ e $p < 0,0001$) rispetto alle altre categorie, fra le quali non vi sono differenze sostanziali (Si vedano Tabella 23, Tabella 24 e Grafico 21). Si nota inoltre che in aree con una scarsa manutenzione si ha un elevato numero di pupe presente (10,6 pupe/giardino). Le aree con scarsa manutenzione rappresentano solo il 4 % dei giardini ed incidono quindi solo sul 4,3 % della popolazione residente

3.3 Analisi dei dati di colonizzazione in funzione del grado di ombreggiatura del giardino/cortile

Nella maggior parte dei casi esaminati l'ombreggiatura presente nel giardino/cortile risulta assente o inferiore al 25 % del giardino/cortile stesso, e solo nel 5% dei casi si ha una copertura arborea elevata (Si veda Tabella 25). Nelle aree campionate di Ravenna le abitazioni aventi un'ombreggiatura superiore al 25% del giardino/cortile sono il 40 %, mentre a Forlì e a Cesena la percentuale è sensibilmente inferiore ed è compresa tra 37% e 34% .

Dall'osservazione dei dati si evince che:

- Ravenna ha un Indice di Ombreggiatura Medio (IOM) superiore rispetto a Forlì e Cesena (Si vedano Grafico 22, Grafico 23 e Tabella 26) , tuttavia la differenza tra gli indici non è significativa ($F_{2,2064} = 0,84$ e $P=0,43$; Si veda Tabella 26)
- Esistono differenze significative nel valore di HI in funzione del grado di ombreggiatura della zona cortiliva (Si vedano Tabella 27 e Tabella 28; $F_{3,2063} = 39,90$, $p < 0,0001$) e si

osservano solo tra i cortili privi di giardino e le altre categorie di ombreggiatura, anche se si nota un progressivo incremento della percentuale di case infestate in funzione del grado di ombreggiatura (Si veda Grafico 24).

- Sono presenti differenze significative nel numero di focolai attivi/civico in funzione dell'ombreggiatura e si notano tra le case prive di giardino ($I_{OG}=0,02 \pm 0,23$) e quelle con giardino, e tra i giardini con una bassa ombreggiatura ($I_{OG1}=0,68 \pm 1,63$) ed elevata ombreggiatura ($I_{OG3}=1,02 \pm 1,92$). (Si vedano Tabella 29, Tabella 30 e Grafico 25; ANOVA $F_{3,2063}=19,73$ e $p<0,0001$).
- Il numero medio di pupe rilevato nei giardini molto ombreggiati ($I_{OG3}=8,73 \pm 58,14$) è significativamente superiore rispetto alle altre tipologie di ombreggiatura ($F_{3,2063}=5,98$ e $p<0,001$; Tabella 31, Tabella 32 e Grafico 26). Anche in questo caso si nota un incremento del numero medio di pupe in funzione del grado di ombreggiatura.

3.4 Analisi dei dati di colonizzazione in funzione del grado di manutenzione e di ombreggiatura del giardino/cortile

La variazione dei dati in funzione del grado di ombreggiatura (I_{OG}) e del grado di ordine e manutenzione del giardino o del cortile (I_{MG}) delle abitazioni ispezionate, si esprime attraverso il *Premise Condition Index* ($PCI = I_{OM} + I_{OG}$).

Il PCI segue l'andamento degli indici da cui deriva: assume un valore alto, pari a 6, per un numero molto basso di abitazioni mentre assume un valore basso, pari a 2, per la maggior parte dei civici ispezionati.

Dai dati raccolti si è osservato che:

- HI varia significativamente in funzione del PCI (Si vedano Tabella 33 e Tabella 34 ANOVA $F_{5,2061}=29,45$ e $P<0,0001$).

La percentuale di case con almeno un focolaio attivo è significativamente più alta nelle abitazioni con PCI=6 (giardino molto ombreggiato IOG=3 e scarsa manutenzione IMG=3). Si osserva un incremento esponenziale della percentuale di case positive in funzione del PCI

- Il Numero di focolai infestati per giardino o cortile varia significativamente in funzione del PCI (Si vedano Tabella 35, Tabella 35 e Grafico 27; ANOVA $F_{5, 2061}=23,88$ e $P<0,0001$). Anche in questo caso si osserva un incremento costante nel numero di focolai in funzione del PCI .
- Si osservano differenze significative nel numero medio di pupe rilevato nei giardini in funzione del PCI solo tra le categorie PCI 0 e PCI 5 (Si vedano Tabella 37, Tabella 38 e Grafico 28; ANOVA $F_{5, 2061} = 6,37$ e $P<0,0001$).

3.5 Analisi della tipologia di focolai di *Ae.albopictus* rilevati nello studio

Complessivamente i sopralluoghi sono stati realizzati in 2.587 abitazioni (il 4,15 % del totale di civici presenti), di cui 792 (30,61 % delle abitazioni ispezionate) possedeva almeno un focolaio di *Ae.albopictus*. Si sono contati 21.089 potenziali luoghi di sviluppo larvale (8,15 contenitori/abitazione), e tra questi 6.889 (32,67%) presentavano, al momento dell'ispezione, acqua e sostanza organica, ma solo 1.401 (il 20,34 % dei contenitori con acqua) sono risultati infestati, ovvero con larve o pupe di *Ae.albopictus*. In particolare, sono state rilevate 6.676 pupe pari ad una media di 2,58 pupe per civico ispezionato (Si vedano Tabella 39-A e Tabella 39-B). Osservando la tipologia dei focolai rilevati si nota che la maggior parte dei contenitori è composta da sottovasi (il 59,29 % di tutti i contenitori ispezionati) e tombini (Si veda Grafico 29). L'analisi dei dati in funzione della presenza di pupe evidenzia invece che i focolai con la maggiore densità di

popolazione non sono i sottovasi ma sono i tombini (73,01 % delle pupe rilevate), seguiti da bidoni per la raccolta dell'acqua piovana (7,76%), secchi (5,80 %) ed altri recipienti di medie dimensioni (Si vedano Grafico 30 e Figura 57). I sottovasi rimangono ultimi con il 3,46 % delle pupe totali.

3.5.1 Caditoie private

La percentuale media di tombini privati infestati sale dal mese di giugno al mese di agosto più o meno in tutti e tre i capoluoghi esaminati. Ravenna è la città in cui l'aumento risulta più evidente, mentre a Cesena si osserva un forte incremento a Luglio e a Forlì la percentuale è elevata già a partire da Giugno. Si nota inoltre che la percentuale massima registrata a Ravenna, corrispondente al mese di agosto, ed è simile al minor valore calcolato a Forlì. La maggior percentuale di tombini privati infestati, pari a 36,7%, si osserva a Cesena nel campionamento di luglio. (Si vedano Grafico 31 e Grafico 32).

Il numero di caditoie private colonizzate da *Ae.albopictus*, per abitazione, è significativamente differente nelle tre aree analizzate ($F_{8,1787}=5,91$ e $P<0,0001$). A Ravenna si registra il minor numero di tombini infestati/abitazione ($0,26 \pm 0,83$ DS) mentre a Forlì il numero è poco più del doppio ($0,54 \pm 1,19$ DS). Tra Forlì e Cesena la differenza invece non è significativa. (Si vedano il Grafico 33 e la Tabella 34).

L'andamento è simile anche per quanto riguarda la densità delle pupe (Si veda il Grafico 34).

3.5.2 Bidoni

Mentre non si osservano differenze significative nel numero di pupe rilevate nei bidoni per abitazione, si notano differenze importanti tra il numero totale di bidoni per abitazione, il numero di bidoni con acqua ed infestati per abitazione, in particolar

modo a Forlì (Si vedano Grafico 35, Grafico 36 e Grafico 37). Mediamente si rilevano 0,11 bidoni per abitazione e di questi lo,07 contiene acqua (63,64%), e lo 0,03 (42,86% dei bidoni con acqua) presenta larve e pupe.

3.5.3 Sottovasi

Il numero di sottovasi per abitazione è simile nelle tre aree di studio (in media $5,91 \pm 11,8$ DS), mentre si osservano differenze significative nel numero di sottovasi con acqua ed infestati per giardino (Si veda Tabella 41). Come per i Bidoni, anche per i sottovasi il numero di contenitori con acqua ed infestanti è più alto a Forlì. Il numero medio di sottovasi con acqua per giardino varia da 0,65 a 0,98 sottovaso/giardino mentre il numero di sottovasi infestati varia da 0,05 sottovasi/giardino di Cesena a 0,14 sott/giardino di Forlì. Il numero medio di pupe rilevate nei sottovasi è però molto basso (varia da 0,07 a 0,18 pupe sottovaso/giardino. Si vedano Grafico 38 e Grafico 39).

3.5.4 Altre tipologie

Dall'esame delle tipologie di focolai di sviluppo larvale rilevate nelle aree private dei tre capoluoghi, è emerso che i teli plastici, i copertoni e le vasche incidono in minima parte nello sviluppo della popolazione. Una densità apprezzabile di pupe si registra solo nei secchi e nei contenitori di medie dimensione (Si vedano Tabella 42 e Tabella 43).

3.6 Analisi dei Fattori Ambientali e Indici di popolazione

In questo capitolo sono stati analizzati i diversi indici di popolazione normalmente utilizzati per *Ae.aegypti* che tengono conto dell'infestazione presente nei giardini delle abitazioni,

come *House Index*, *Container Index*, *Breteau Index*, Pupe/giardino, Pupe/persona, indice di manutenzione e di ombreggiatura del giardino e *Premise Condition Index*. Si nota una buona correlazione tra gli indici tradizionali HI, CI e BI, in accordo con la letteratura scientifica (Tun Li net a. 2005). Come già è stato osservato per BI, HI è ben correlato con PG (Pupe per Giardino) e con IMG, mentre CI non sembra relazionarsi con gli indici di popolazione utilizzati in epidemiologia come PG, PP (Pupe per Persona) e neppure con quelli ambientali. Nessuno di questi indici sembra essere correlato con il PCI (Si veda la Tabella 43).

3.6.1 Analisi dei Fattori Ambientali e House Index

L'analisi dei fattori ambientali e climatici in funzione di *House Index* (HI) è possibile attraverso la *Backward Stepwis regression Analysis* dell'indice stesso rispetto ad un mese di campionamento (indicato nella tabella 44 come "mese M"), all'indice di manutenzione del giardino ed ai parametri climatici registrati trenta giorni prima del campionamento. HI è un indice della diffusione della zanzara in quanto esprime la percentuale di case che ne sono infestate. Si nota che ha una relazione positiva con l'IMG (Beta $0,843 \pm 0,155$) e con la Temperatura (Beta $0,556 \pm 0,159$), mentre ha una relazione inversa con la Pressione atmosferica. Non sembra esserci invece legame con il naturale incremento della popolazione di zanzare durante la stagione estiva.

La sua equazione è:

$$HI = 14,10 + 0,62 \text{ IMG} - 0,015 \text{ P} + 0,016 \text{ T} \text{ (Si veda Tabella 45)}$$

3.6.2 Analisi dei Fattori Ambientali e Container Index

L'analisi attraverso la *Backward Stepwis regression Analysis* del *Container Index* (CI) porta ad esplicitare correlazioni con i fattori climatici che sono molto simili a quelle dell'HI (Si veda Tabella 46). La percentuale di contenitori infestati infatti indica la densità dell'insetto e come tale si avvicina all'HI, instaurando una relazione positiva con i parametri ambientali IMG (Beta $0,572 \pm 0,162$) e la Temperatura (Beta $0,853 \pm 0,166$), mentre con la Pressione (Beta $-0,632 \pm 0,155$).

La sua equazione è:

$$CI = 12,72 + 0,32 \text{ IMG} - 0,013 \text{ P} + 0,018 \text{ T} \text{ (Si veda Tabella 47)}$$

3.6.3 Analisi dei Fattori Ambientali e Breteau Index

Il *Breteau Index* (BI) è un indice di popolazione che tiene conto sia della diffusione che della densità dell'insetto, per cui ha una correlazione simile ai due indici precedenti. L'analisi attraverso la *Backward Stepwis regression Analysis* del BI segnala infatti una relazione positiva con IMG e Temperatura, ed una correlazione negativa con la Pressione (Si veda Tabella 48).

La sua equazione è:

$$BI = 37,66 + 2,06 \text{ IMG} - 0,04 \text{ P} + 0,035 \text{ T} \text{ (Si veda Tabella 49)}$$

3.6.4 Analisi dei Fattori Ambientali e Pupe per giardino

Il numero di pupe per giardino (PG) è l'indice migliore per definire la densità di popolazione. Questo, al contrario dei precedenti, appare in relazione con l'accrescimento stagionale (Mese-M). In Tabella 50, dove sono esposti i risultati dell'analisi *Backward Stepwis regression Analysis* del PG, si può trovare il valore della correlazione positiva (Beta= $0,635 \pm 0,172$) con lo sviluppo stagionale di *Ae.albopictus*, con l'IMG (Beta $0,761 \pm 0,091$) e con l'Umidità Relativa (Beta= $0,656 \pm 0,173$). Come

tutti gli altri, anche l'indice PG è legato negativamente alla pressione. è:

La sua equazione è:

$$PG = 254,33 + 1,23 M + 11,44 IMG - 0,27 P + 0,12 UR$$

4 CONSIDERAZIONI FINALI

La diffusione di *Ae.albopictus* in Italia sembra essere fortemente collegata alle variazioni climatiche avvenute nell'ultimo decennio, soprattutto per quanto riguarda la variabilità a livello stagionale dal punto di vista termometrico e pluviometrico. Il clima è infatti uno dei più importanti regolatori del ciclo di sviluppo di un insetto. I fattori ambientali e climatici che si sono mostrati essere più influenti sono: l'umidità, la temperatura, la pressione, le precipitazioni, il vento ed il fotoperiodo. Le precipitazioni favoriscono lo sviluppo e la persistenza della popolazione solo se non sono eventi troppo intensi, perché altrimenti ad esse segue una diminuzione della densità di individui nel mese successivo, probabilmente per dilavamento dai rispettivi habitat prima della maturazione. L'umidità e la temperatura concorrono al completamento del ciclo vitale in modo proporzionale. La temperatura ed il fotoperiodo determinano la tipologia di uova deposte, con la conseguente possibilità di comprometterne la diapausa e quindi limitare la capacità di adattamento della specie.

Ae.albopictus colonizza soprattutto le aree urbane densamente popolate, preferendo gli ambienti ombreggiati, umidi e freschi. La maggior parte delle aree infestate è concentrata nella parte nord-occidentale del paese, dove le condizioni climatologiche rispondono a questa descrizione. .

Le aree prese in considerazione nello studio sono rappresentative degli ambienti urbani dell'Italia Centro-Settentrionale, ovvero sono caratterizzate dalla presenza di una

complessa rete di sgrondo delle acque meteoriche costituita da caditoie aperte in suolo pubblico (7-19 tombini/ha) e nei giardini privati (30-40 tombini/ha). I tombini rivestono un ruolo doppiamente importante nello sviluppo dell'insetto in quanto, come mostrato dai dati dei sopralluoghi, sono i principali punti di sviluppo larvale urbano, e sono uniformemente distribuiti sul territorio. La lotta larvicida diventa quindi una necessità più impellente ed un diritto-dovere di ogni cittadino. Nei quartieri periferici invece, sono i bidoni e i secchi ad essere i maggiori focolai potenziali di zanzare, in quanto utilizzati spesso come raccoglitori di acqua piovana per l'irrigazione dei campi e degli orti. In questi casi il rimedio più efficace, nel rispetto dell'ambiente, è rappresentato dall'utilizzo dei copecodi o del *Bacillus turingensis*. Dall'osservazione dei dati è emerso che anche il grado di ordine e manutenzione di un giardino è determinante per lo sviluppo di *Ae.albopictus*.

5 TABELLE E GRAFICI

Nome Comune	Zanzara Tigre Asian Tiger Mosquito
Phylum	Arthropoda
Subphylum	Hexapoda
Classe	Insecta
Ordine	Diptera
Sottordine	Nematocera
Famiglia	Culicidae
Genere	<i>Aedes</i>
Sottogenere	<i>Stegomyia</i>
Specie	<i>Albopictus</i>

Tabella 1: Inquadramento sistemico di *Ae. Albopictus*.

Virus Flaviviri	Infezione	Trasmissione	Pubblicazioni
Dengue	ALTA	ALTA	Mitchell et al. 1987 e 1991
Yellow fever	MEDIA	MEDIA	Mitchell 1991
St. Louis E.	BASSA	BASSA	Savage 1994
West Nile	BASSA	BASSA	Shrover 1986

Tabella 2-A: Competenza vettoriale di *Ae.albopictus* nei confronti degli arbovirus

Virus Bunyaviridae	Infezione	Trasmissione	Pubblicazioni
LaCrosse	ALTA	MEDIA	Mitchell 1991
Jamest. Canyon	ALTA	BASSA	Mitchell 1991
Keystone	ALTA	NESSUNO	Mitchell 1991
Trivittatus	BASSA	NESSUNO	Mitchell 1991
Potosi	BASSA	BASSA	Mitchell 1991
Rift Valley Fever	MEDIA	BASSA	Mitchell 1991

Tabella 2-B: Competenza vettoriale di *Ae.albopictus* nei confronti degli arbovirus.

Virus Togaviridae	Infezione	Trasmissione	Pubblicazioni
Eastern Equine	ALTA	MEDIA	Turell 1994
West. Equine	ALTA	ALTA	Mitchell 1991
Venez. Equine	ALTA	MEDIA	Turell 1992
Chikungunya	MEDIA	MEDIA	Mangiafico 1971
	ALTA	ALTA	Turell et al. 1992
Mayaro	MEDIA	MEDIA	Mitchell 1991
Ross River	MEDIA	MEDIA	Mitchell 1987

Tabella 2-C: Competenza vettoriale di *Ae.albopictus* nei confronti degli arbovirus.

Virus Reoviridae	Infezione	Trasmissione	Pubblicazioni
Orungo	BASSA	BASSA	Shroyer, 1986

Tabella 2-D: Competenza vettoriale di *Ae.albopictus* nei confronti degli arbovirus

Principio Attivo	Descrizione	Formulazione	Trattamento
Bacillus thuringensis israelensis (B.t.i.)	Batterio sporigeno	Fluido granuli polvere pastiglie	Cadenza settimanale
Piryproxyfen	Analogo all'ormone giovanile. inibisce la metamorfosi	Granuli, compresse, liquido concentrato	Ogni 4/6 settimane
Diflubenzuron	Analogo all'ormone giovanile. inibisce la sintesi della chitina	Sospensione acquosa, compresse o granuli	Ogni 3/5 settimane

Tabella 3 : Principi attivi più diffusi per la lotta antilarvale.

Figura di densità	House Index	Container Index	Breteau Index
1	1-3	1-2	1-4
2	4-7	3-5	5-9
3	8-17	6-9	10-19
4	18-28	10-14	20-34
5	29-37	15-20	35-49
6	38-49	21-27	50-74
7	50-59	28-31	75-99
8	60-76	32-40	100-199
9	>77	>41	>200

Tabella 4: Rapporti empirici tra Figura di densità e gli *Stegomyia Indices* (Brown 1974 e 1977)

Tun-Lin et al. 1996	Densità larvale	Densità adulti
Bretau Index	0,75** -0,81**	0,78**
House Index	0,79** -0,68**	0,70**
Container Index	0,89** -0,38	0,35
API	0,89** -0,83**	0,52*

Tabella 5: *Person product moment correlations* tra i tradizionali *Stegomyia Indices* e la densità larvale e degli adulti

Focks and Chadee 1997	Pupae per persona	BI	CI	HI
Pupae per ettaro	0,963**	-0,119	-0,522*	0,121
Pupae per persona		-0,181	-0,535	0,117
BI			0,590*	0,683*
CI				0,552*
HI				

Tabella 6: *Person product moment correlations* tra i tradizionali *Stegomya Indices* e la densità larvale (pupe per ettaro e pupe per persona).

Bellini R., Carrieri M. et al. 2008	CI	Numero di uova per settimana	Disagio della popolazione
CI		0,91**	0,78**
Numero di uova per settimana			0,88**

Tabella 7: *Person product moment correlations* tra il *Container Index* e il numero medio di uova raccolto mediante ovitrappole, e tra il *Container Index* ed il disagio accusato dai cittadini.

Aree di Studio	Trattamento larvicida in tombini pubblici	Presenza di Chikungunya nel 2007
Ravenna	7 cicli con Device SC15 in 24.154 caditoie	SI
Forlì	5 cicli con Device SC15 in 30.566 caditoie	NO
Cesena	5 cicli con Proxilar in 14.000 caditoie	SI

Tabella 8: Trattamenti di disinfestazione nelle aree di studio delle città di Ravenna, Forlì e Cesena.

Periodo di Campionamento	
Giugno 2008	Settimana del 24 e del 25
Luglio 2008	Settimana del 29 e del 30
Agosto 2008	Settimana del 34 e del 35

Tabella 9: Periodo in cui sono stati attuati i campionamenti nelle aree di studio delle città di Ravenna, Forlì e Cesena.

Superficie urbanizzata		
Area di studio	Totale	%
Ravenna 821 ha	1274 ha	64%
Forlì 1367 ha	2152 ha	63%
Cesena 1111 ha	2000 ha	56%

Tabella 10-A: Superficie urbanizzata nelle aree di studio delle città di Ravenna, Forlì e Cesena

Numero di abitazioni		
area di studio	N.Campionati	Totale
Ravenna 18.364	837	23.793
Forlì 27.256	924	35.436
Cesena 16.780	826	25.671

Tabella 10-B: Numero di abitazioni nelle aree di studio delle città di Ravenna, Forlì e Cesena

Dati		PCI		Focolai			Altre informazioni			
Via/Piazza	N°vivo	Tipologia abitativa	Disordine Giardino/CorTile	Ombreggiatura	Tipologia Focolaio	N° totale	N° con acqua	N° pupe osservate per focolaio	N° abitanti	N° punture nel giorno

Tabella 11: Esempio di Scheda Tecnica.

Tipologia Abitativa	Sigla
abitazione/condominio con giardino o cortile	ABV
abitazione/condominio senza giardino	AB
abitazione con area ortiva di pertinenza	AO
edificio industriale, commerciale o artigianale	IND
scuola, ospedale, casa di cura	SC

Tabella 12: Subcolonna della scheda tecnica riferita alla tipologia abitativa

Grado di disordine		Ombreggiatura	Valore
ben ordinato e in ottime condizioni di manutenzione	1	< 25%	1
situazioni intermedie	2	25-50%	2
condizioni di abbandono o comunque di grave disordine	3	> 50%	3

Tabella 13: Subcolonna della scheda tecnica riferita al giardino/cortile

Tipologia di Focolaio	Sigla
Tombino/bocca di lupo	TO
Sottovaso	SO
Secchio	SE
Bidone	BI
Telo di plastica	TE
Contenitore con capienza < 1 litro	A
Contenitore con capienza 1-10 litri	B
Contenitore con capienza > 10 litri	C

Tabella 14: Subcolonna della scheda tecnica riferita alla tipologia di focolaio

Città	Altezza (m)	Longitudine(°)	Latitudine(°)
Ravenna	2	12,20	44,41
Forlì	28	12,04	44,22
Cesena	42	12,24	44,14

Tabella 15: Rete di misura Urbane Clinur

Nome della variabile	Unità di misura
Pressione Media a livello della Stazione	millibar
Umidità relativa minima	%
Umidità relativa massima	%
Temperatura dell'aria a 2 m Minima	°C
Temperatura dell'aria a 2 m Massima	°C
Vento velocità a 10 m	m/s
Umidità relativa media	%
Precipitazione giornaliera	mm

Tabella 16: Elenco delle variabili considerate con le rispettive unità di misura.

Indice Medio di Manutenzione del Giardino/Cortile	
IMG 0	Giardino/Cortile assente
IMG 1	Ottime condizioni di manutenzione e ordine
IMG 2	Medie condizioni di manutenzione e ordine
IMG 3	Pessime condizioni di manutenzione e ordine

Tabella 17: Diversi gradi di IMG (Indice Medio di Manutenzione del Cortile/Giardino).

	Effetto			Errore		
	SS	gl	MS	SS	gl	MS
IMG	14,25	2	7,12	949,50	2070	0,46

Tabella 18: ANOVA Indice medio di Manutenzione dei Giardini (IMG) nelle tre aree studiate.

	Effetto			Errore		
	SS	gl	MS	SS	gl	MS
HI	27,48	3	9,16	385,80	2069	0,19

Tabella 19: ANOVA *House Index* (HI) in funzione del grado di manutenzione del giardino o cortile

Indice Medio di Manutenzione del Cortile/Giardino	Numero di abitazioni	House Index
		Media \pm DS
IMG 0	277	0,0144 \pm 0,1195 a
IMG 1	1375	0,2880 \pm 0,4530 b
IMG 2	323	0,3715 \pm 0,4840 c
IMG 3	98	0,5102 \pm 0,5025 d
All Grps	2073	0,2750 \pm 0,4466

Tabella 20: *House Index* (HI) in funzione delle quattro categorie di manutenzione del giardino/cortile. Le lettere diverse indicano differenze significative nel test di separazione delle medie (Newman-Keuls)

	Effetto			Errore		
	SS	gl	MS	SS	gl	MS
NFA	352,20	3	117,40	4797,25	2069	2,32

Tabella 21: ANOVA Numero medio di focolai attivi in funzione delle quattro categorie di manutenzione del giardino/cortile.

(NFA: numero di focolai attivo per civico)

Indice Medio di Manutenzione del Cortile/Giardino	Numero di abitazioni	N° di focolai attivo/civico
		Media \pm DS
IMG 0	277	0,0253 \pm 0,2317 a
IMG 1	1375	0,6124 \pm 1,3479 b
IMG 2	323	0,9381 \pm 1,7488 c
IMG 3	98	2,1326 \pm 3,6627 d
All Grps	2073	0,6565 \pm 1,5765

Tabella 22: *House Index* (HI) in funzione della manutenzione del giardino/cortile. Le lettere diverse indicano differenze significative nel test di separazione delle medie Newman-Keuls)

	Effetto			Errore		
	SS	gl	MS	SS	gl	MS
N°Pupe	8497,70	3	2832,57	709932	2069	343,13

Tabella 23: ANOVA Numero medio di pupe per civico in funzione della manutenzione del giardino/cortile.

Indice Medio di Manutenzione del Cortile/Giardino	Numero di abitazioni	N° di pupe/civico
		Media \pm DS
IMG 0	277	0,0541 \pm 0,5254 a
IMG 1	1375	2,9709 \pm 19,703 ab
IMG 2	323	4,1796 \pm 16,5865b
IMG 3	98	10,6122 \pm 30,094 c
All Grps	2073	3,1307 \pm 18,6207

Tabella 24: Numero di pupe per civico, in funzione della manutenzione del giardino/cortile.

Indice Medio di Ombreggiatura del Giadino/Cortile	
IOG 0	Ombreggiatura assente
IOG 1	Ombreggiatura < 25 %
IOG 2	Ombreggiatura tra 25 % e 50 %
IOG 3	Ombreggiatura > 50 %

Tabella 25: Diversi gradi di IOM (Ombreggiatura del giardino/cortile)

	Effetto			Errore		
	SS	gl	MS	SS	gl	MS
IOG	0,96	2	0,48	1185,291	2064	0,57

Tabella 26: ANOVA. IOG (Indice Medio di manutenzione e di ombreggiatura)

	Effetto			Errore		
	SS	gl	MS	SS	gl	MS
HI	22,60	3	7,53	389,33	2063	0,189

Tabella 27: ANOVA. *House Index* (HI) in funzione dell'ombreggiatura.

Indice Medio di Ombreggiatura del Giardino/Cortile	Numero di abitazioni	House Index
		Media \pm DS
IOG 0	277	0,0144 \pm 0,1195 a
IOG 1	1015	0,2965 \pm 0,4570 b
IOG 2	672	0,33481 \pm 0,4723 b
IOG 3	103	0,3689 \pm 0,4849 b
All Grps	2067	0,2748 \pm 0,4465

Tabella 28: *House Index* (HI) in funzione dell'ombreggiatura del cortile/giardino

	Effetto			Errore		
	SS	gl	MS	SS	gl	MS
NFA	143,14	3	47,71	4993,287	2063	2,42

Tabella 29: ANOVA. Numero di focolai in funzione dell'ombreggiatura.

Indice Medio di Ombreggiatura del Giardino/Cortile	Numero di abitazioni	N°di Focolai attivi
		Media \pm DS
IOG 0	277	0,0253 \pm 0,2317 a
IOG 1	1015	0,6808 \pm 1,6313 b
IOG 2	672	0,8229 \pm 1,684bc
IOG 3	103	1,0194 \pm 1,9199 c
All Grps	2067	0,6560 \pm 1,5768

Tabella 30: :Numero di focolai attivi/civico con giardino/cortile in funzione dell'ombreggiatura

Indice Medio di Ombreggiatura del Giardino/Cortile	Numero di abitazioni	N°pupe/giardino
		Media \pm DS
IOG 0	277	0,0541 \pm 0,5254 a
IOG 1	1015	2,9379 \pm 13,229 a
IOG 2	672	3,7931 \pm 16,775 a
IOG 3	103	8,7281 \pm 58,137 b

Tabella 31: :Numero di pupe/ giardino o cortile in funzione dell'ombreggiatura

	Effetto			Errore		
	SS	gl	MS	SS	gl	MS
N°pupe	6181,2	3	2060,4	711145	2063	344,71

Tabella 32: ANOVA. Numero di pupe/giardino in funzione dell'ombreggiatura.

Premise Condition Index (PCI)	Numero di abitazioni	N°Focolai/giardino
		Media ± DS
PCI 0	277	0,0144 ± 0,1195 a
PCI 1	843	0,2835 ± 0,4510 b
PCI 2	589	0,3039 ± 0,4603 b
PCI3	276	0,3732 ± 0,4845 b
PCI4	72	0,5000 ± 0,5035 b
PCI5	10	0,7000 ± 0,4830 c
PCI 6	2067	0,2748 ± 0,4465

Tabella 33: : Differenze significative del *House Index* (HI) in funzione del *Premise Condition Index* (PCI).

	Effetto			Errore		
	SS	gl	MS	SS	gl	MS
HI	27,47	5	5,494	384,45	2061	0,186

Tabella 34: ANOVA. Numero di pupe/giardino in funzione del *Premise Condition Index* (PCI).

Premise Condition Index (PCI)	Numero di abitazioni	N°Focolai/giardino
		Media \pm DS
PCI 0	277	0,03 \pm 0,23 a
PCI 1	843	0,58 \pm 1,27 a
PCI 2	589	0,70 \pm 1,49 a
PCI3	276	1,10 \pm 2,40 ab
PCI4	72	1,81 \pm 2,80 b
PCI5	10	1,90 \pm 1,91 b
PCI 6	2067	0,66 \pm 1,58

Tabella 35: :Numero di focolai/ giardino o cortile in funzione del *Premise Condition Index (PCI)*.

	Effetto			Errore		
	SS	gl	MS	SS	gl	MS
N°Focolai	281,3	5	56,26	4855,14	2061	2,356

Tabella 36: ANOVA. Numero di pupe/giardino in funzione del *Premise Condition Index (PCI)*.

	Effetto			Errore		
	SS	gl	MS	SS	gl	MS
N°pupe	10923,04	5	2184,6	7064	2061	342,7

Tabella 37: ANOVA. Numero medio di pupe/giardino in funzione del *Premise Condition Index* (PCI).

Premise Condition Index (PCI)	Numero di abitazioni	N°pupe/giardino
		Media ± DS
PCI 0	277	0,05 ± 0,53 a
PCI 1	843	2,73 ± 13,55 ab
PCI 2	589	2,50 ± 11,90 ab
PCI3	276	6,37 ± 35,89 ab
PCI4	72	11,14 ± 39,23 b
PCI5	10	9,60 ± 23,23 ab
PCI 6	2067	3,12 ± 18,63

Tabella 38: Variazione del Numero medio di pupe rilevato nei giardini in funzione del *Premise Condition Index* (PCI).

Città	Numero di abitazioni	Numero di abitanti per Km2	Numero di abitazioni ispezionate	Casi positivi
Ravenna	18.364	5.704	837	189
Cesena	16.780	3.752	826	262
Forlì	27.256	4.252	924	341
TOT	62.400	4.569	2.587	792

Tabella 39-A: Dati riassuntivi dell'indagine.

Città	Numero di recipienti	Recipienti con acqua	Recipienti positivi	Numero di pupe
Ravenna	5.945	2.063	303	1.326
Cesena	7.655	2.120	444	2.124
Forlì	7.489	2.706	654	3.226
TOT	21.089	6.889	1.401	6.676

Tabella 39-B: Dati relativi a generici contenitori focolai di *Ae.albopictus*

Città e relativo numero di bidoni	N.bidoni/abitazione			N.pupe bidone per abitazione
	Totale	Con acqua	Con larve e pupe	
RAV 706	0,05 ± 0,37 a	0,04 ± 0,28 a	0,01 ± 0,12 a	0,04 ± 0,64
FO 719	0,17 ± 0,81 b	0,10 ± 0,51 b	0,05 ± 0,35 b	0,45 ± 7,93
CES 695	0,12 ± 0,76 ab	0,08 ± 0,49 ab	0,04 ± 0,27 ab	0,24 ± 2,57

Tabella 40: Dati relativi a bidoni come focolai di *Ae.albopictus*.
(RAV: Ravenna; FO: Forlì; CES: Cesena)

Città e relativo numero di bidoni	N.sottovasi/abitazione			N.pupe Sottovaso per abitazione
	Totale	Con acqua	Con larve e pupe	
RAV 706	5,40 ± 11,8	0,65 ± 2,61 a	0,08 ± 0,53 ab	0,07 ± 0,88
FO 719	6,03 ± 11,1	0,98 ± 3,16 b	0,14 ± 0,90 b	0,18 ± 2,03
CES 695	6,29 ± 12,4	0,68 ± 2,29 ab	0,05 ± 0,33 a	0,07 ± 0,76

Tabella 41: Dati relativi a sottovasi come focolai di *Ae.albopictus*. (RAV: Ravenna; FO: Forlì; CES: Cesena)

	N Validi	TIPOLOGIE	Media	Dev.Std.
N.totale/giardino	2120	Secchio	0,29	1,01
		Teli plastici	0,10	1,22
		Copertoni	0,31	11,44
		Vasche	0,02	0,19
		Contenitori <1 L	0,34	3,52
		Contenitori 1<L<10	0,30	1,16
		Contenitori >10 L	0,09	0,67

Tabella 42-A: Dati relativi a tipologie diverse di focolai di *Ae.albopictus*.

	N Validi	TIPOLOGIE	Media	Dev.Std.
N. con acqua /giardino	2120	Secchio	0,16	0,65
		Teli plastici	0,04	0,70
		Copertoni	0,03	0,95
		Vasche	0,01	0,16
		Contenitori <1 L	0,18	1,66
		Contenitori 1<L<10	0,16	0,72
		Contenitori >10 L	0,06	0,49
N.infestati/giardino	2120	Secchio	0,04	0,30
		Teli plastici	0,00	0,03
		Copertoni	0,00	0,13
		Vasche	0,00	0,04
		Contenitori <1 L	0,02	0,22
		Contenitori 1<L<10	0,03	0,30
		Contenitori >10 L	0,01	0,16
N.pupe/giardino	2120	Secchio	0,18	3,02
		Teli plastici	0,00	0,00
		Copertoni	0,01	0,45
		Vasche	0,03	1,17
		Contenitori <1 L	0,03	0,56
		Contenitori 1<L<10	0,14	2,16
		Contenitori >10 L	0,10	2,51

Tabella 42-B: Dati relativi a tipologie diverse di focolai di *Ae.albopictus*.

HI	CI	BI	PG	PP	IMG	IOG	PCI
	0,85**	0,93**	0,67*	0,66	0,68*	-0,15	0,38
CI		0,77*	0,42	0,48	0,31	-0,35	0,01
Breteau Index			0,85*	0,76*	0,81**	-0,16	0,46
Pupe/giardino			-	0,93**	0,82**	-0,01	0,55
Pupe/Persona					0,63	-0,06	0,39
IMG						0,27	0,83**
IOG							0,76*
PCI							

Tabella 43: Correlazione tra indici *Dati Person product* *

p<0,05, **p<0,01

	Parametro	ES	t	p	Beta± SE
Intercept	14,103	4,059	3,474	0,018	
T (°C)	0,016	0,004	3,498	0,017	0,556±0,159
IMG	0,616	0,113	5,458	0,003	0,843±0,155
Pressione-	-0,015	0,004	-3,674	0,014	-0,543±0,148
Non c'è correlazione con: Vento (m/s); Mese -M; UR(%); Pioggia giornaliera (mm)					

Tabella 44: Backward Stepwise regression Analysis *House Index*

model				Residual		
R ²	SS	Df	MS	SS	Df	MS
0,897	0,048	3,000	0,016	0,005	5,000	0,001

Tabella 45: Dati di riferimento all'equazione di *House Index*

	Parametro	ES	t	p	Beta± SE
Intercept	12,720	3,253	3,911	0,011	
T (°C)	0,018	0,004	5,139	0,004	0,853±0,166
IMG	0,320	0,090	3,540	0,017	0,572±0,162
Pressione	-0,013	0,003	-4,088	0,009	-0,632±0,165
Non c'è correlazione con: Vento (m/s); Mese -M; UR(%); Pioggia giornaliera (mm)					

Tabella 46: Backward Stepwise regression Analysis *Container Index*

model				Residual		
R ²	SS	Df	MS	SS	Df	MS
0,888	0,028	3,000	0,009	0,004	5,000	0,001

Tabella 47: Dati di riferimento all'equazione di *Container Index*

	Parametro	ES	t	p	Beta± SE
Intercept	37,662	8,066	4,669	0,005	
T (°C)	0,035	0,009	3,962	0,011	0,411±0,1
IMG	2,059	0,224	9,180	0,000	0,926±0,01
Pressione -	-0,040	0,008	-4,994	0,004	-0,482±0,097
Non c'è correlazione con: Vento (m/s); Mese -M; UR(%); Pioggia giornaliera (mm)					

Tabella 48: Backward Stepwise regression Analysis *Breteau Index*

model				Residual		
R ²	SS	Df	MS	SS	Df	MS
0,956	0,470	3,000	0,157	0,022	5,000	0,004

Tabella 49: Dati di riferimento all'equazione di *Breteau Index*

	Param	ES	t	p	Beta± SE
Intercept	254,3	50,5	5,034	0,007	
T (°C)	0,035	0,009	3,962	0,011	0,411±0,1
IMG	11,43	1,36	8,355	0,001	0,76±0,09
P-	- 0,273	0,050	- 5,433	0,006	-0,485±0,089
Mese-M	1,230	0,332	3,698	0,021	0,635±0,172
UR %	0,122	0,032	3,782	0,019	0,65±0,173
Non c'è correlazione con: Vento (m/s); Pioggia giornaliera (mm)					

Tabella 50: Backward Stepwise regression Analysis Pupe per giardino

model				Residual		
R ²	SS	Df	MS	SS	Df	MS
0,969	21,828	4,000	5,457	0,690	4,000	0,173

Tabella 51: Dati di riferimento all'equazione di Pupe per giardino

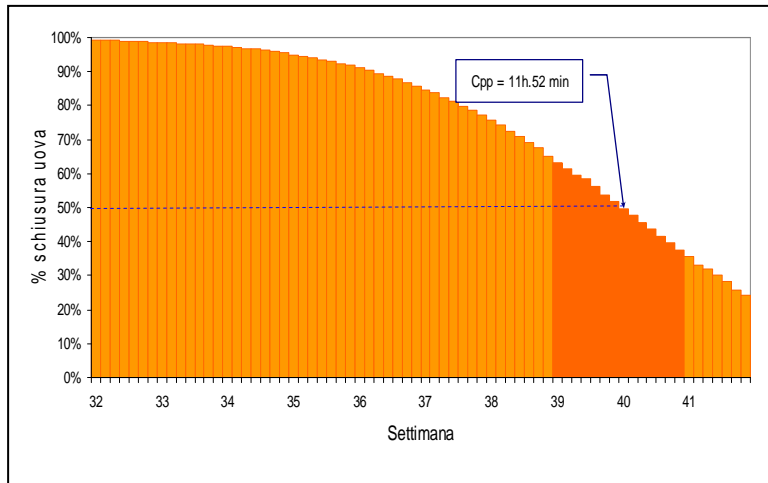


Grafico 1: Andamento stagionale della percentuale di schiusura delle uova calcolate considerando il fotoperiodo registrato a Bologna nel 2009.

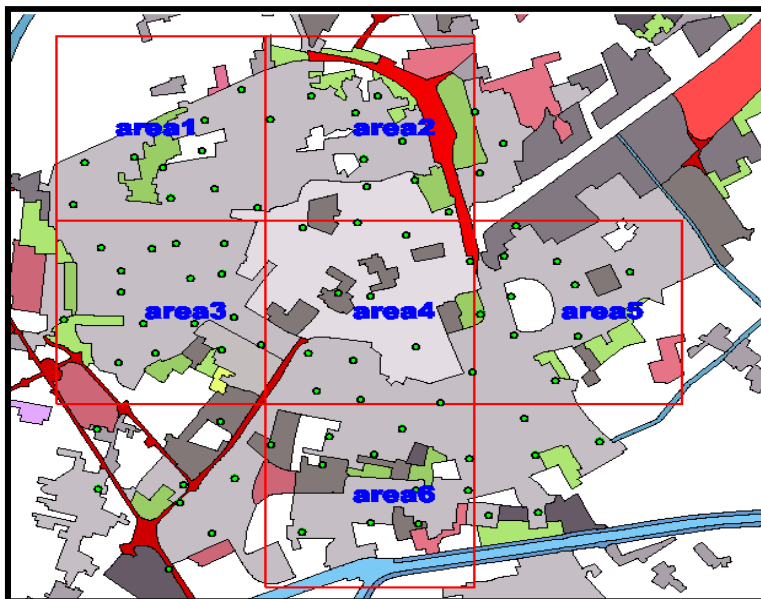


Grafico 2: Suddivisione della città di Ravenna in sei quadranti.

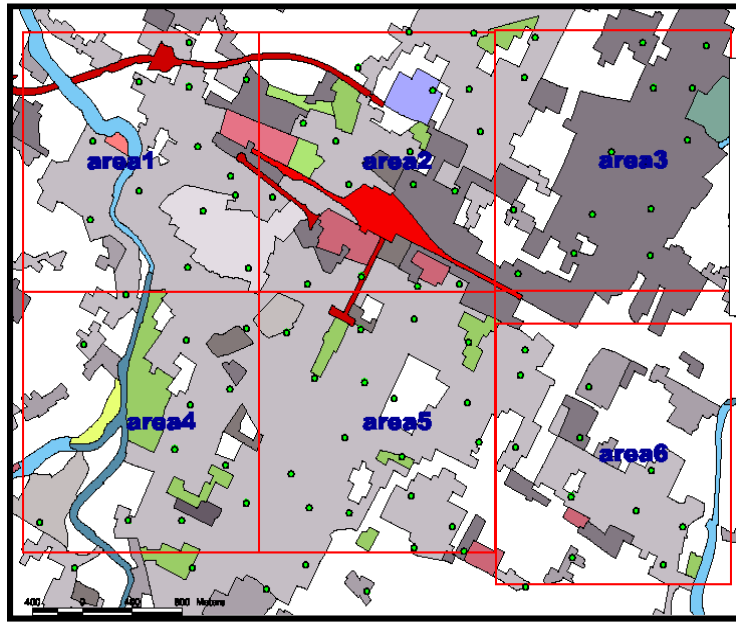


Grafico 3: Suddivisione della città di Forlì in sei quadranti.

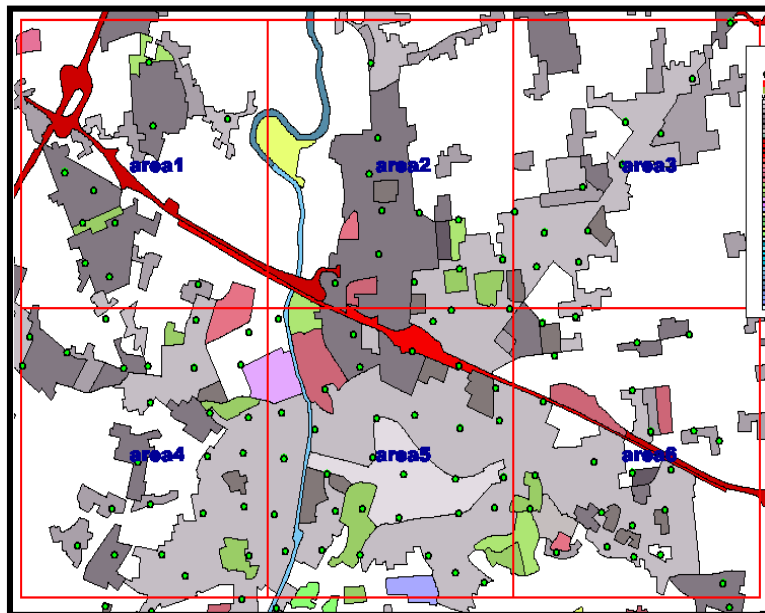


Grafico 4: Suddivisione della città di Cesena in sei quadranti.

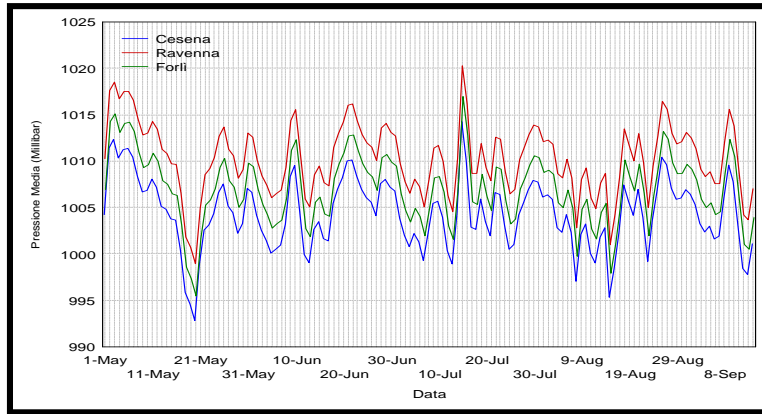


Grafico 5: Andamento della Pressione media (millibar) nelle città di Ravenna, Forlì e Cesena durante il periodo di campionamento.

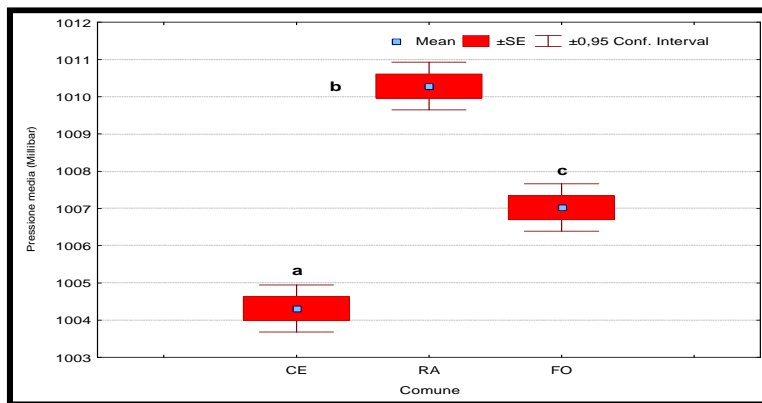


Grafico 6: Media del valore della Pressione (millibar) nelle città di Ravenna, Forlì e Cesena durante il periodo di campionamento.

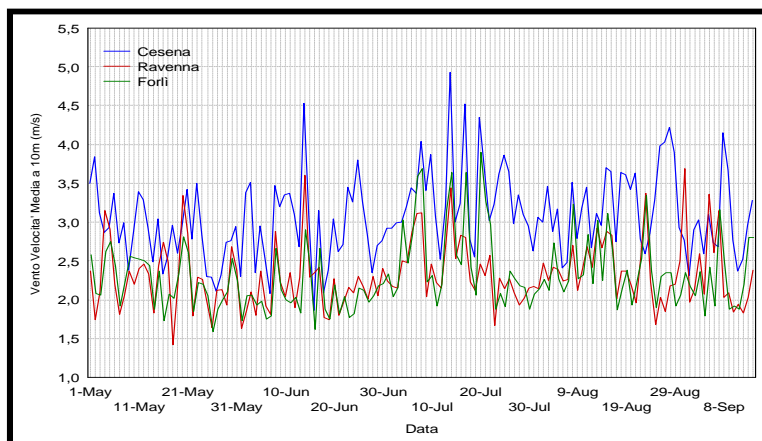


Grafico 7: Andamento della velocità media del vento (m/s) nelle città di Ravenna, Forlì e Cesena durante il periodo di campionamento.

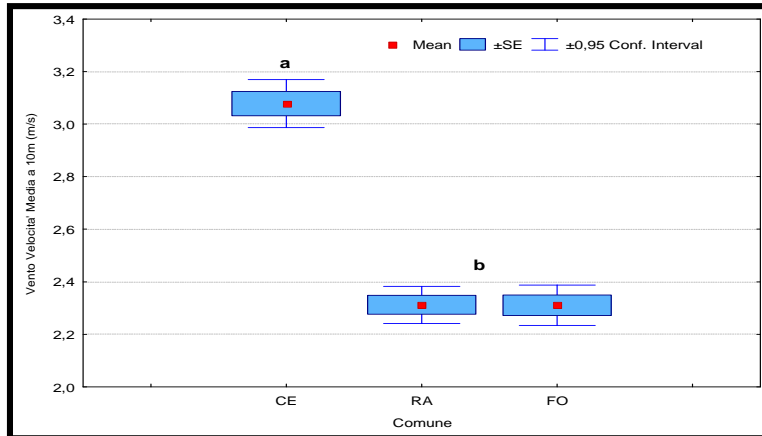


Grafico 8: Andamento della velocità media del vento (m/s) nelle città di Ravenna, Forlì e Cesena durante il periodo di campionamento.

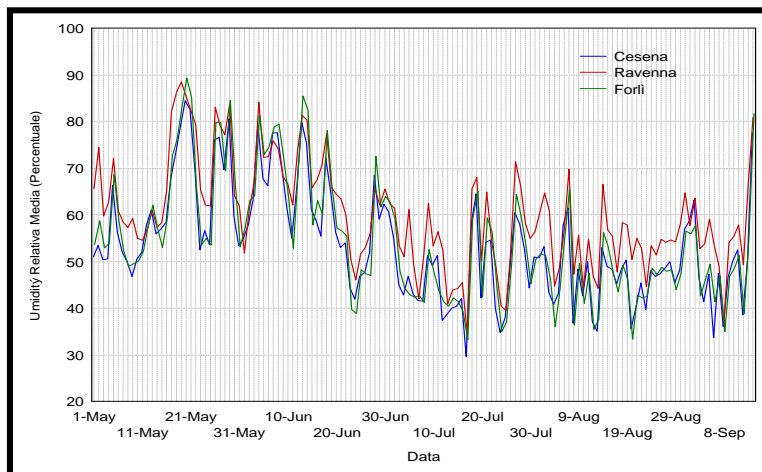


Grafico 9 Andamento della umidità relativa (%) nelle città di Ravenna, Forlì e Cesena durante il periodo di campionamento.

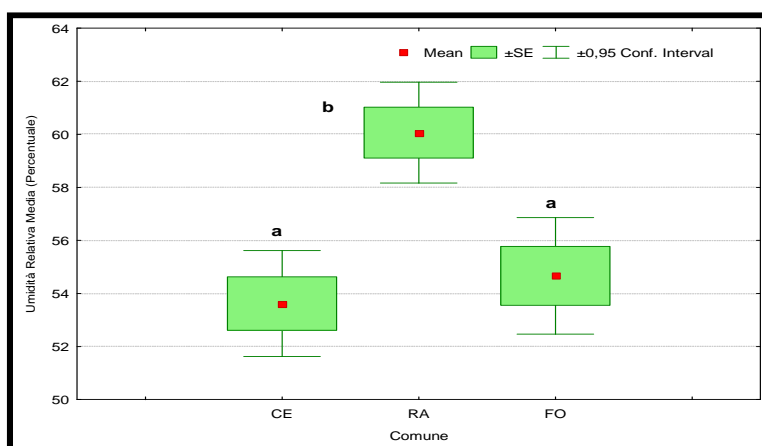


Grafico 10: valore medio dell'umidità relativa (%) nelle città di Ravenna, Forlì e Cesena durante il periodo di campionamento.

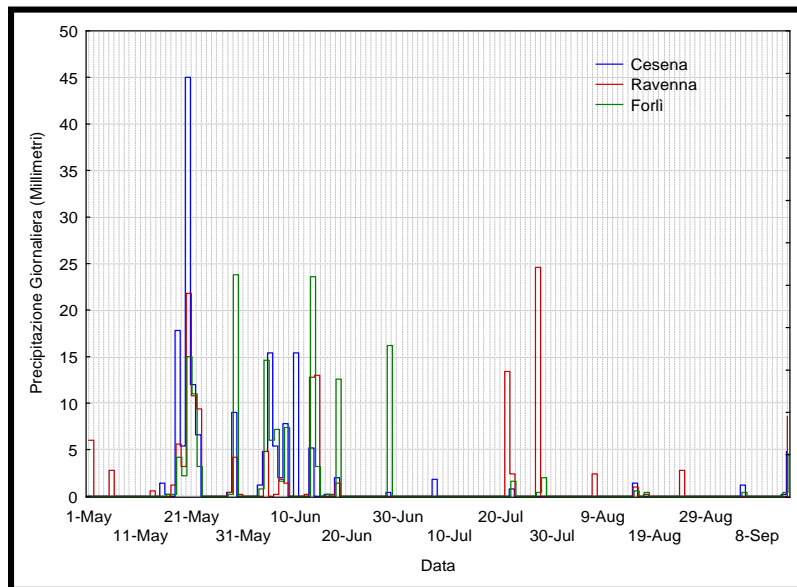


Grafico 11 Andamento della precipitazione giornaliera (mm) nelle città di Ravenna, Forlì e Cesena durante il periodo di campionamento

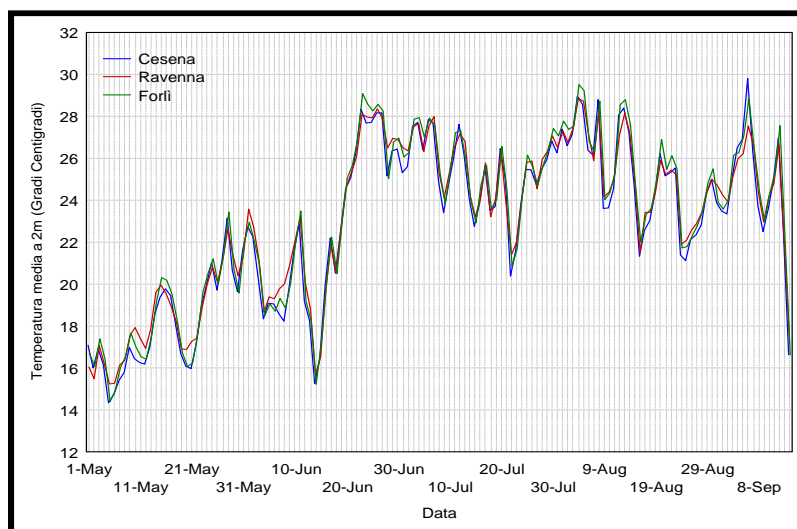


Grafico 12: Andamento della temperatura media a due metri sul livello del mare (°C) nelle città di Ravenna, Forlì e Cesena durante il periodo di campionamento.

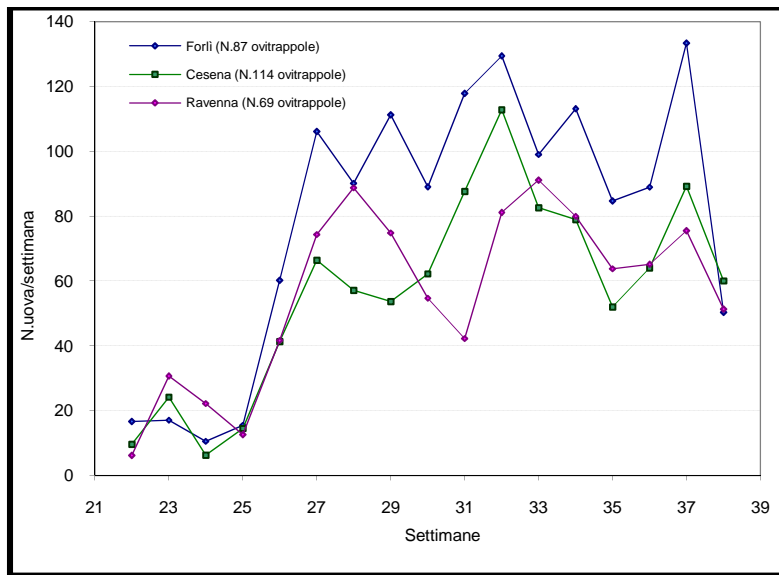


Grafico 13 : Andamento del numero medio di uova settimanale nelle città di Ravenna, Forlì e Cesena durante il periodo di campionamento.

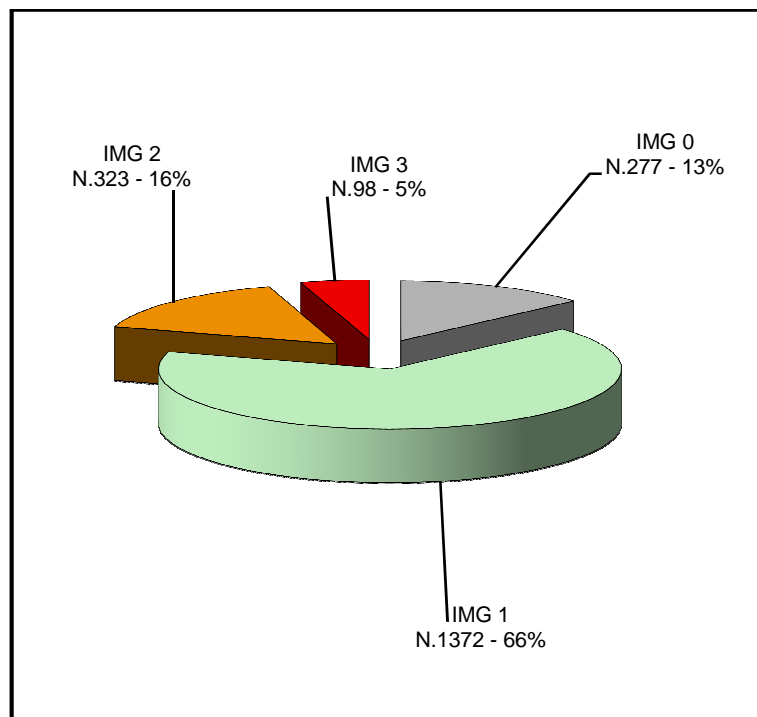


Grafico 14: Rappresentazione della condizione complessiva di manutenzione dei giardini e dei cortili (IMG) nelle aree soggette allo studio.

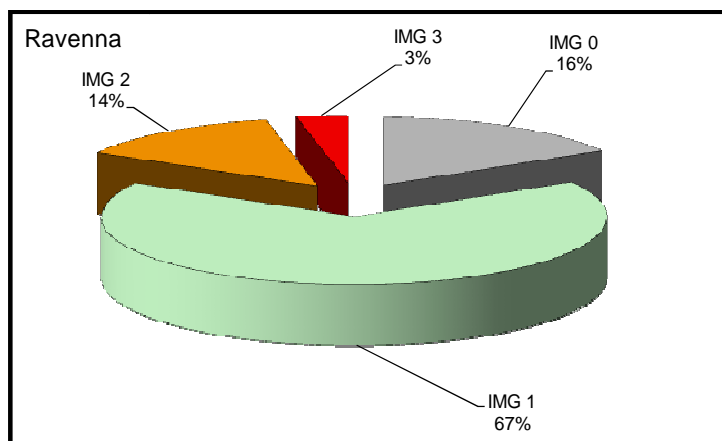


Grafico 15: Condizione di manutenzione dei giardini e dei cortili (IMG) nella città di Ravenna.

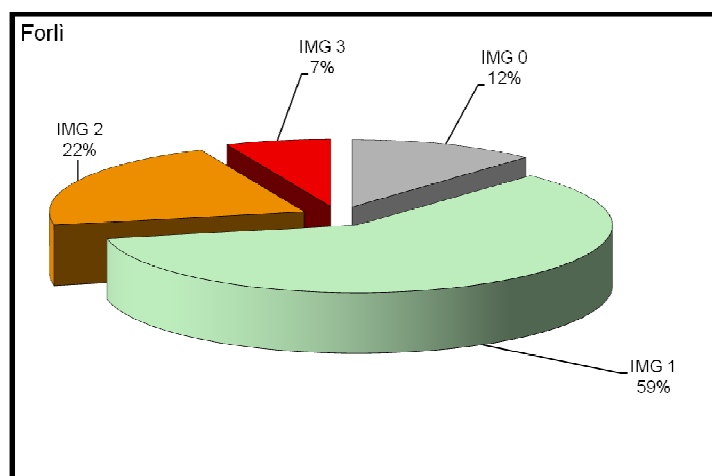


Grafico 16: Condizione di manutenzione dei giardini e dei cortili (IMG) nella città di Forlì.

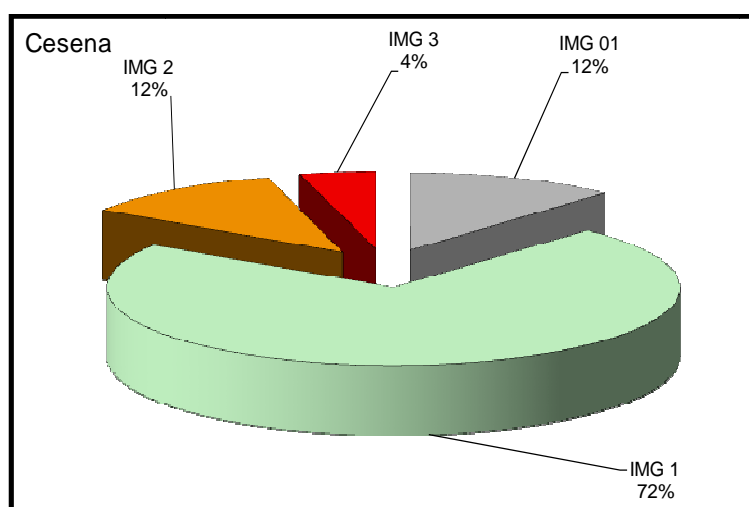


Figura 17: Condizione di manutenzione dei giardini e dei cortili (IMG) nella città di Cesena.

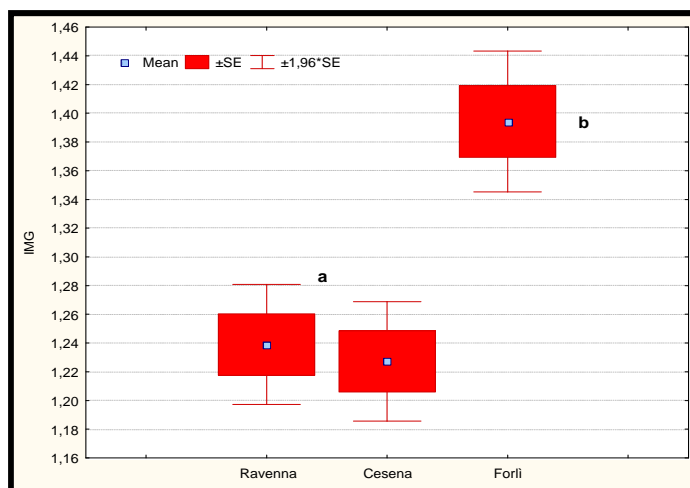


Grafico 18: Indice di manutenzione medio dei giardini/cortili (IMG) nelle aree analizzate di Ravenna, Forlì e Cesena.

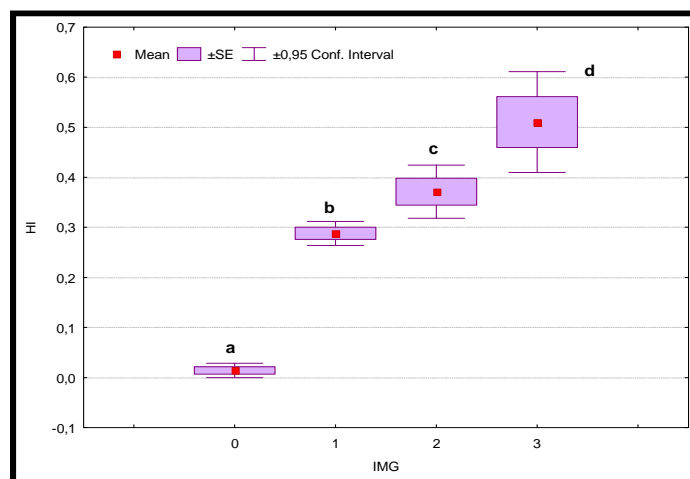


Grafico 19: *House Index* (HI) in funzione del grado di manutenzione del giardino/cortile (IMG)

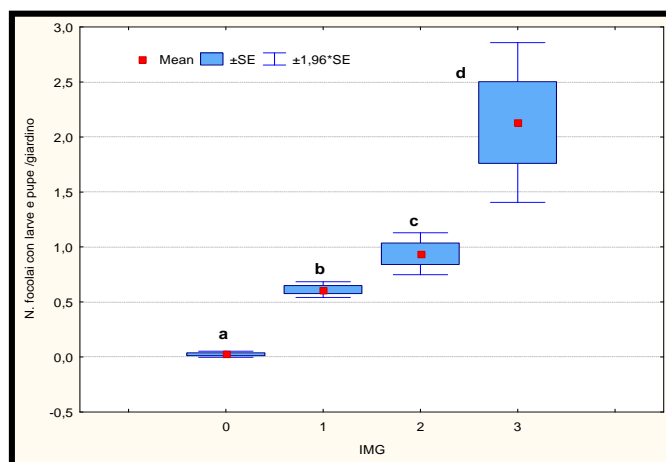


Grafico 20: Numero medio di focolai attivi rilevati nei civici ispezionati nelle aree di studio (IMG)

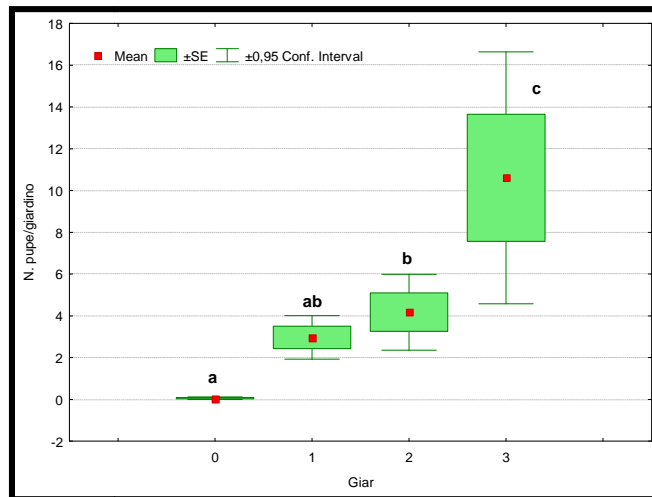


Grafico 21: Numero medio di pupe/giardino rilevato in funzione della manutenzione del giardino (IMG)

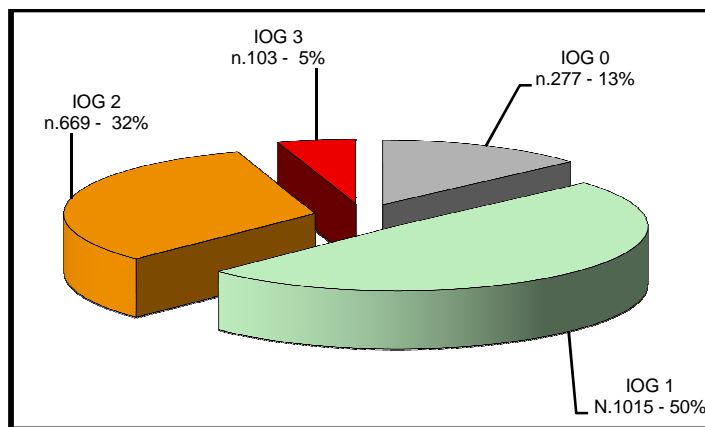


Grafico 22: Indice Medio di Ombreggiamento del giardino/cortile (IOM) nelle aree di studio di Ravenna, Forlì e Cesena

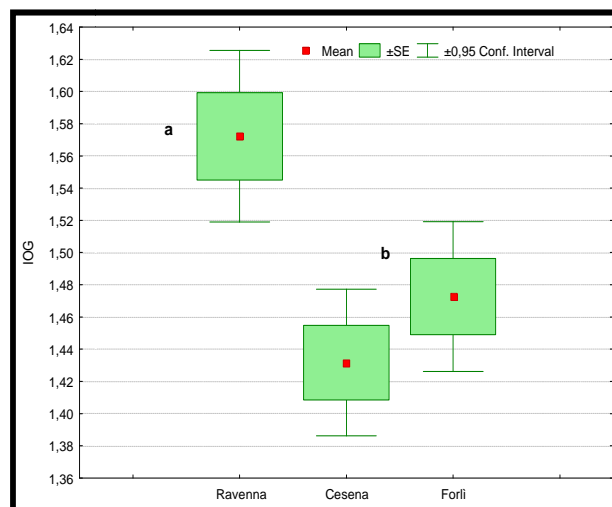


Grafico 23: IOM (Ombreggiatura del giardino/cortile) nelle aree di Ravenna, Forlì e Cesena

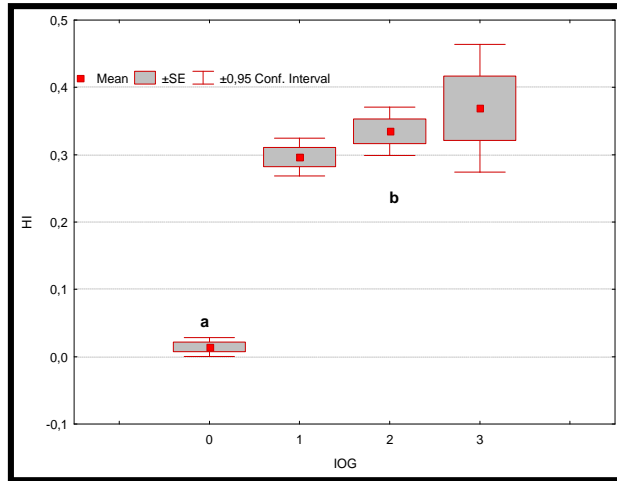


Grafico 24: *House Index* (HI) in funzione di IOG (Ombreggiatura del giardino/cortile) nelle aree di Ravenna, Forlì e Cesena

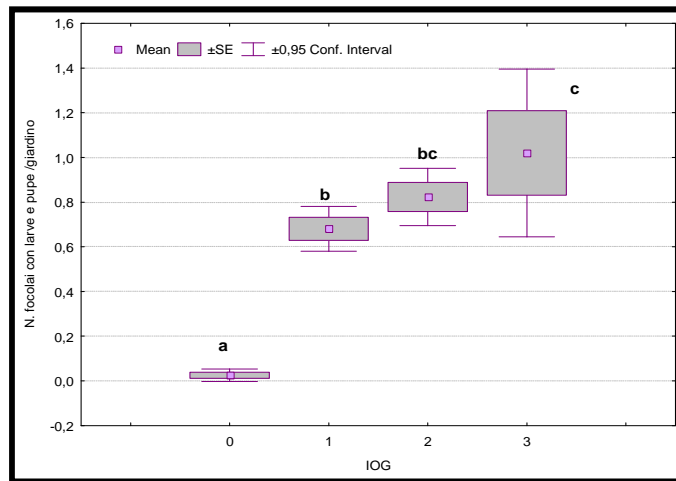


Grafico 25: Numero di focolai attivi per giardino o cortile in funzione dell'ombreggiatura (IOG)

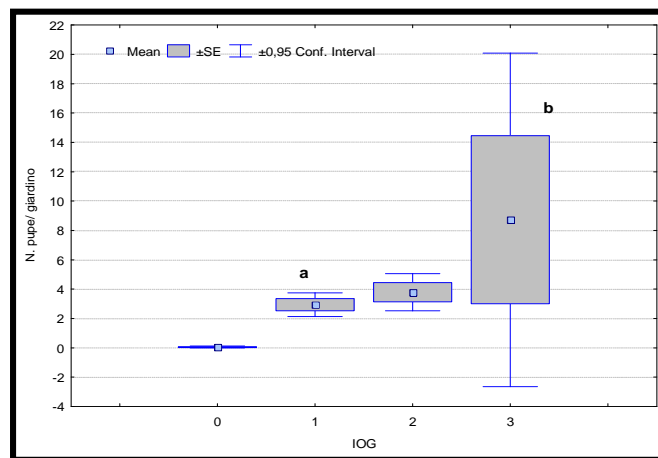


Grafico 26: Numero medio di pupae per giardino o cortile in funzione dell'ombreggiatura (IOG)

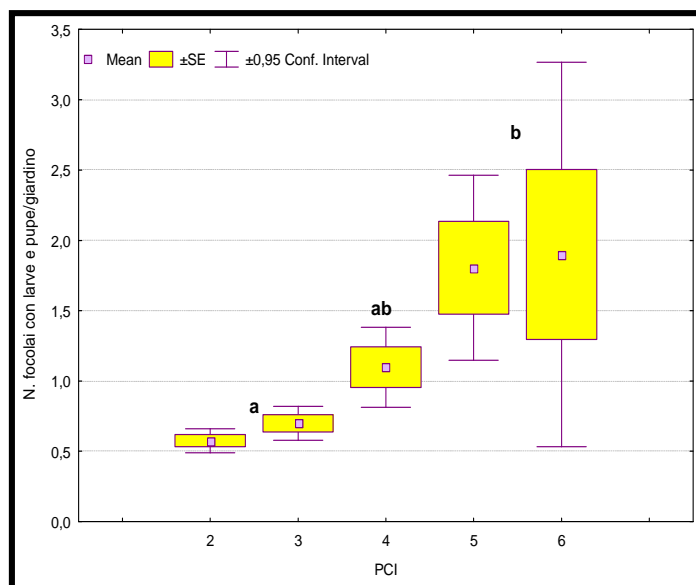


Grafico 27: Variazione del Numero di Focolai/giardino o cortile in funzione del *Premise Condition Index* (PCI)

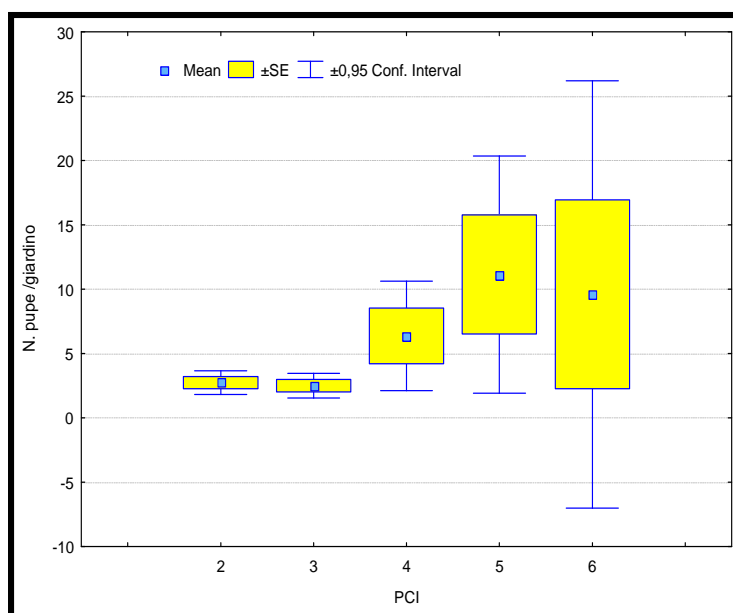


Grafico 28: Variazione del Numero di Pupe per giardino o cortile in funzione del *Premise Condition Index* (PCI).

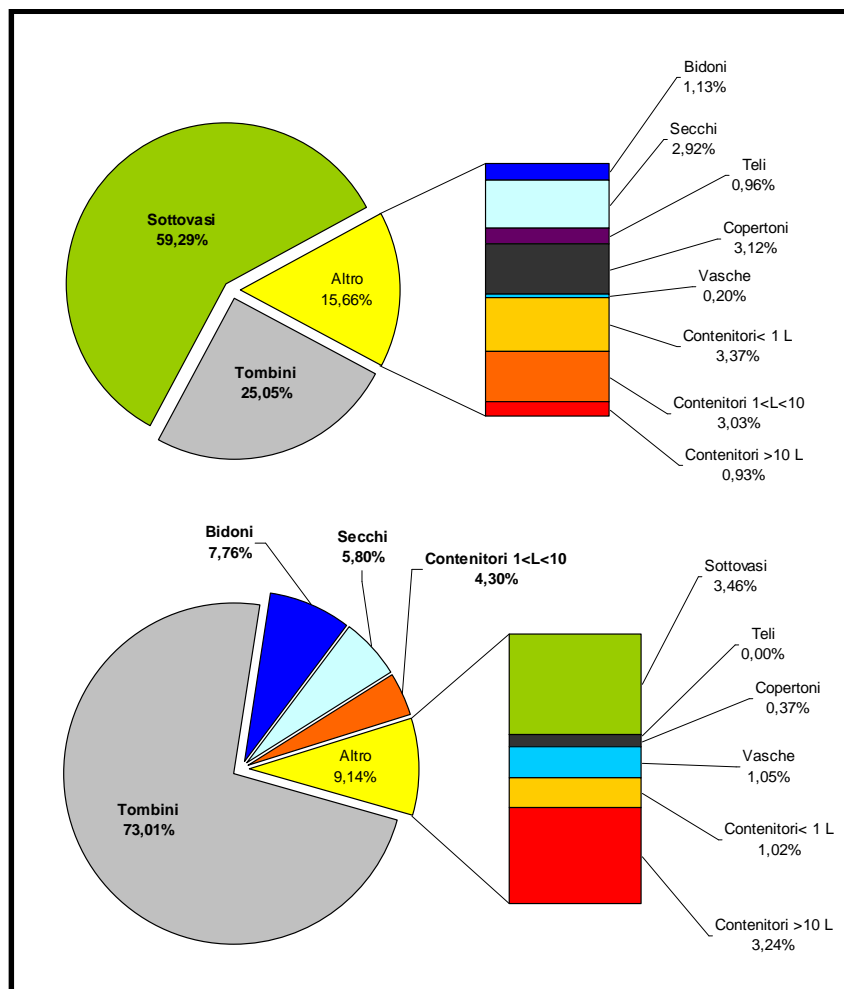


Grafico 29: in alto è rappresentata la percentuale di tipi di contenitori identificati durante lo studio; in basso è rappresentata la percentuale di tipi di contenitori in relazione alla presenza di pupe .

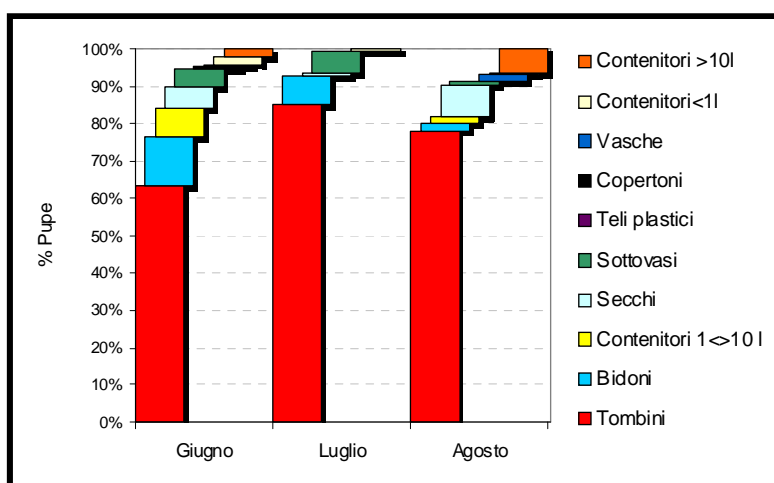


Grafico 30: Percentuale di pupe rilevate nelle diverse tipologia di focolaio

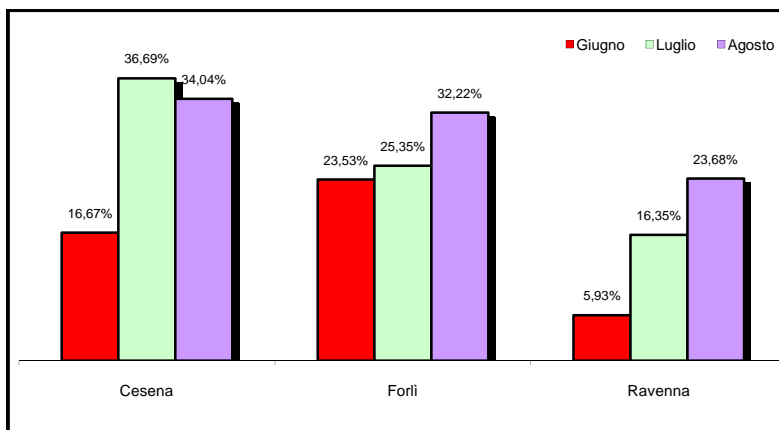


Grafico 31: Percentuale di tombini infestati nelle tre aree di studio

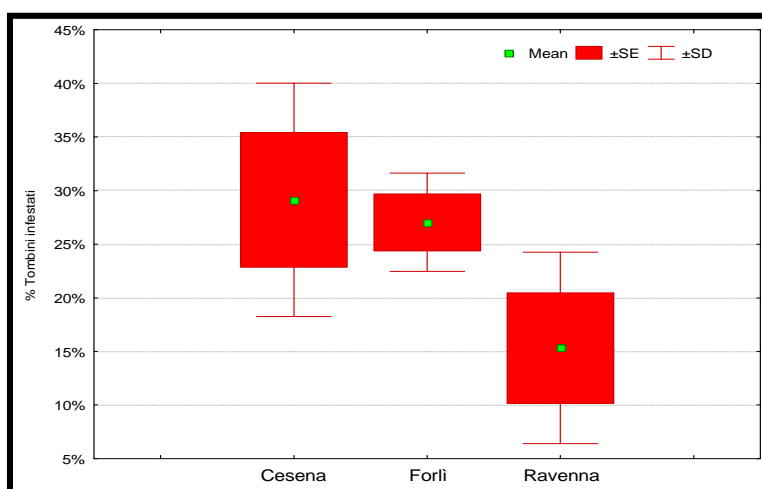


Grafico 32: Percentuale media di tombini infestati a Ravenna, Forlì e Cesena.

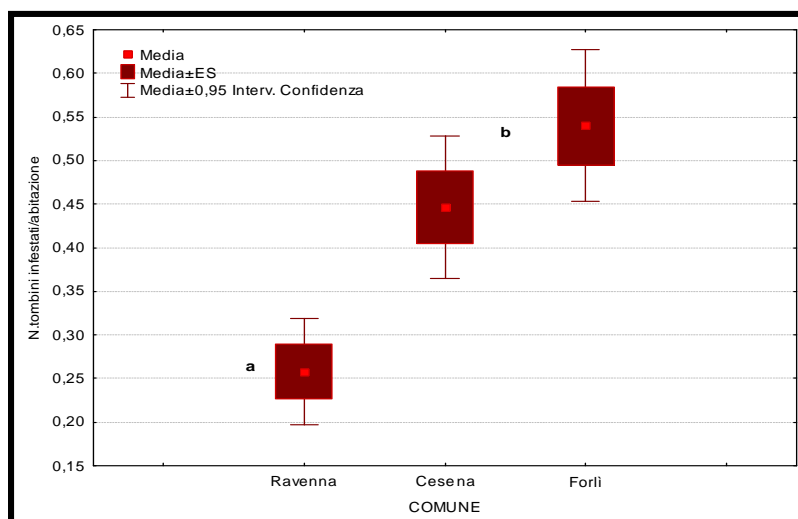


Grafico 33: Numero medio di tombini infestati/abitazione, registrato a Ravenna, Forlì e Cesena.

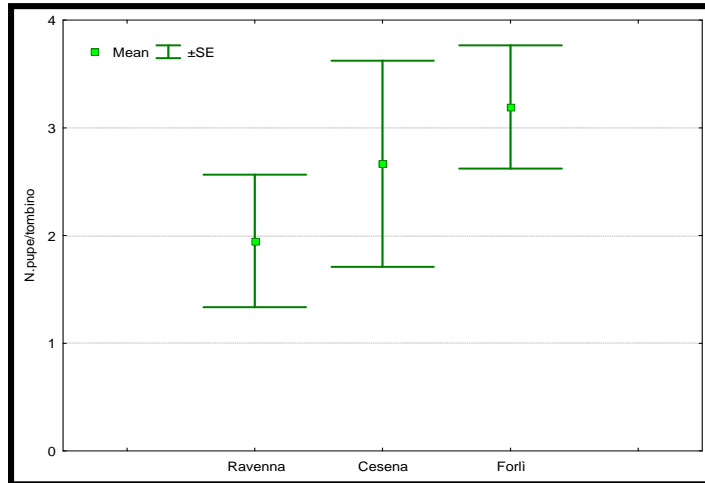


Grafico 34: Densità media di pupe per tombino privato registrata a Ravenna, Forlì e Cesena

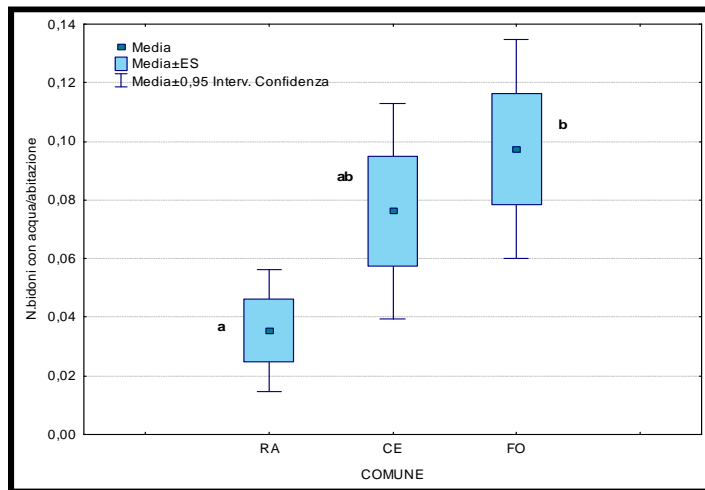


Grafico 35: Numero di bidoni con acqua per abitazione, registrato a Ravenna, Forlì e Cesena

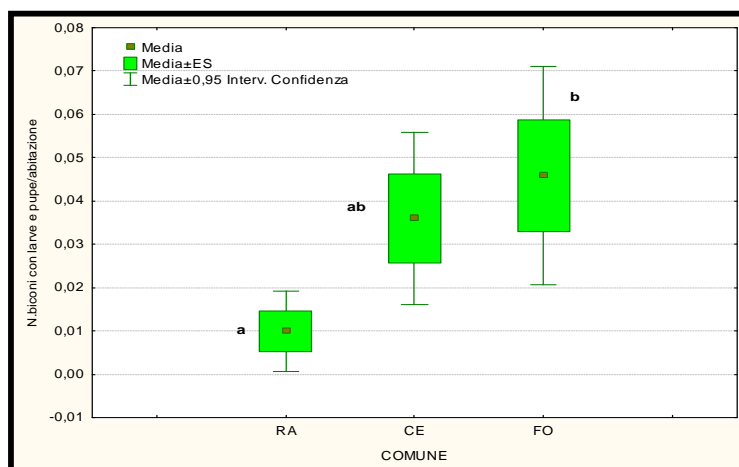


Grafico 36: Numero di bidoni con larve e/o pupe per abitazione, registrato a Ravenna, Forlì e Cesena

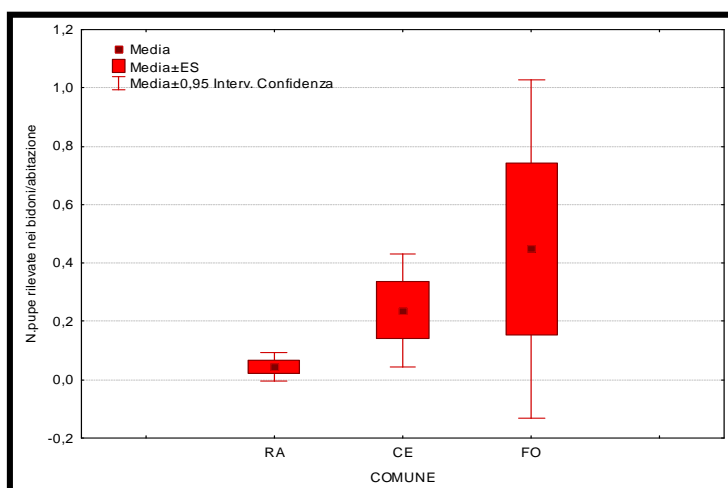


Grafico 37: Densità media di pupe nei bidoni per abitazione, registrata a Ravenna, Forlì e Cesena

6 FIGURE E IMMAGINI



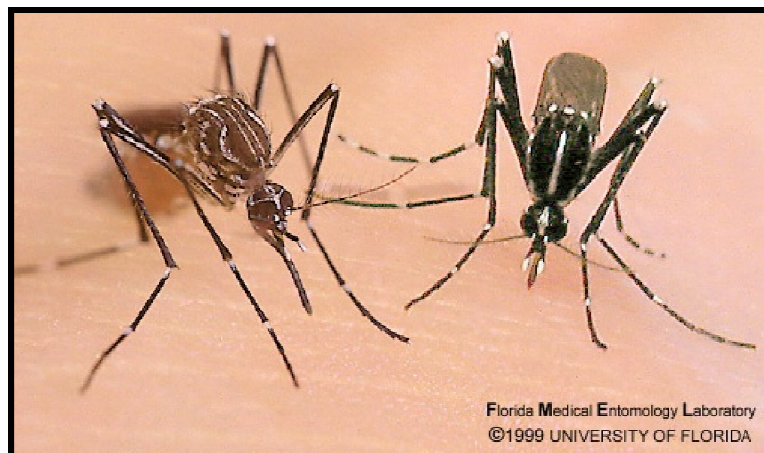
Figura 1: Foto dell'adulto femmina di *Ae. albopictus*.

Autore: Susan Ellis Courtesy



Figura 2: Foto dell'adulto femmina di *Cx pipiens*.. Autore:

M. Chevriaux



Florida Medical Entomology Laboratory
©1999 UNIVERSITY OF FLORIDA

Figura 3: Foto dell'adulto di *Ae. Aegypti* a sinistra e di *Ae. albopictus* a destra. Fonte: Florida Medical Entomology Laboratory



Figura 4: Foto dell'adulto di *Anopheles*. Fonte: Centers for Disease Control

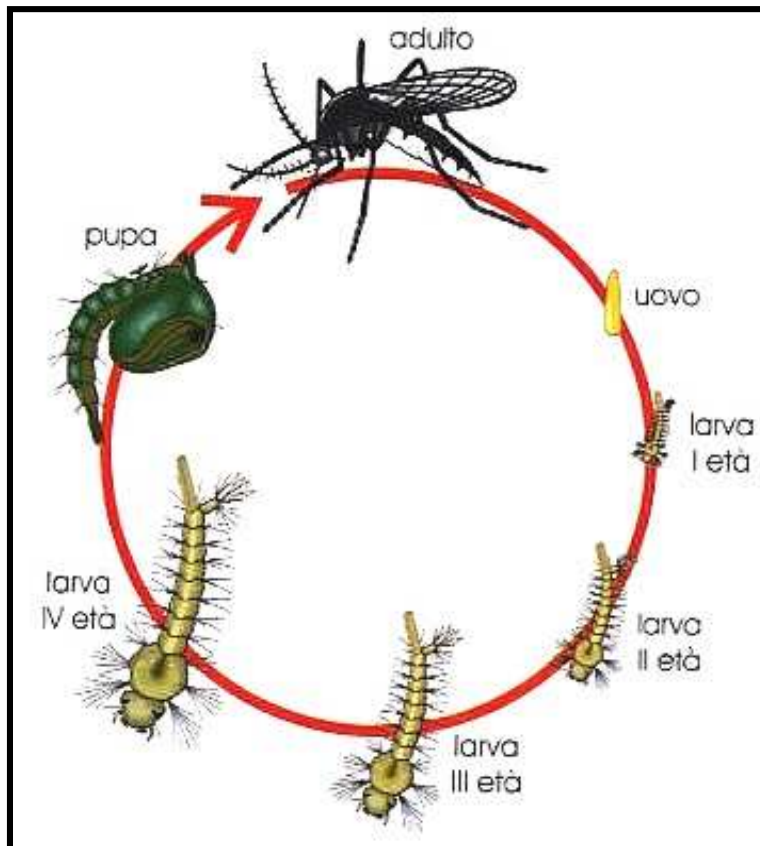


Figura 5: Illustrazione grafica del ciclo di vita di *Ae. albopictus*.

Fonte: <http://www.elicriso.it>

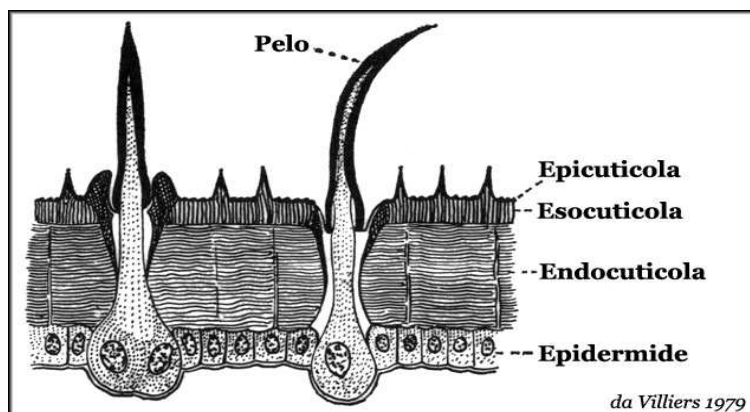


Figura 6: Rappresentazione grafica della struttura di base del tegumento di un insetto.

Fonte: Villiers 1979.

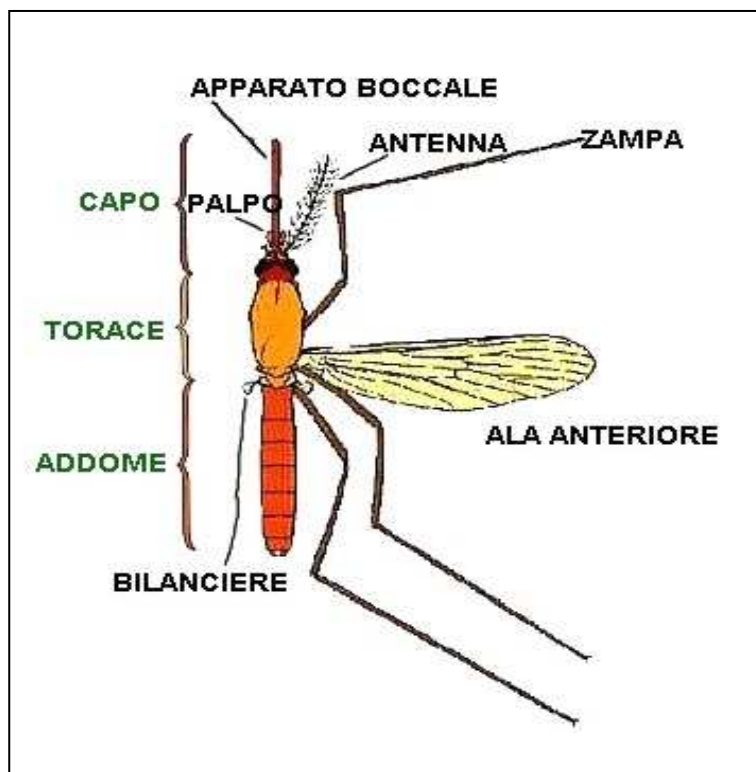


Figura 7: Rappresentazione grafica della struttura di base di un insetto adulto della Famiglia Culicidae. Fonte: <http://www.elicriso.it>

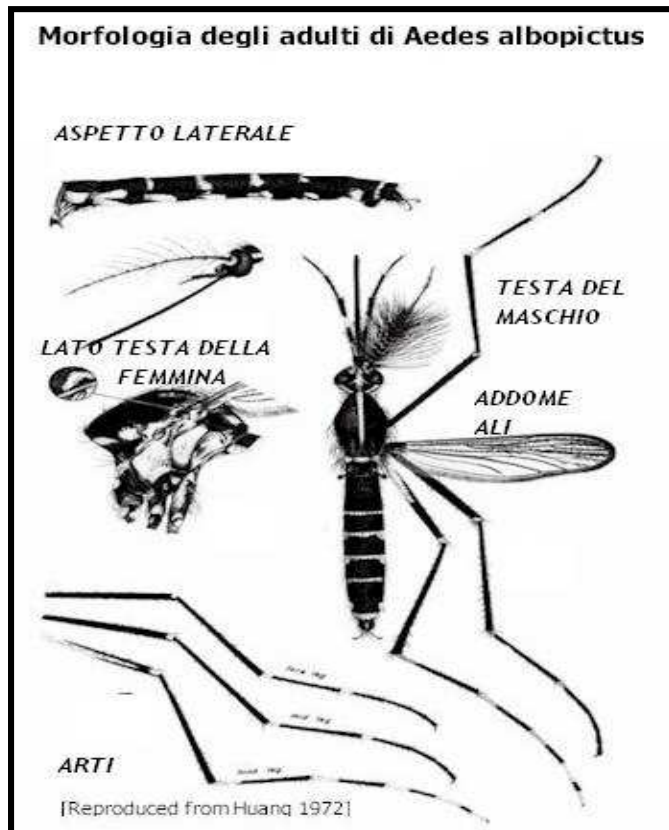


Figura 8: Rappresentazione schematica delle caratteristiche morfologiche dell'adulto di *Ae.albopictus*. Fonte:

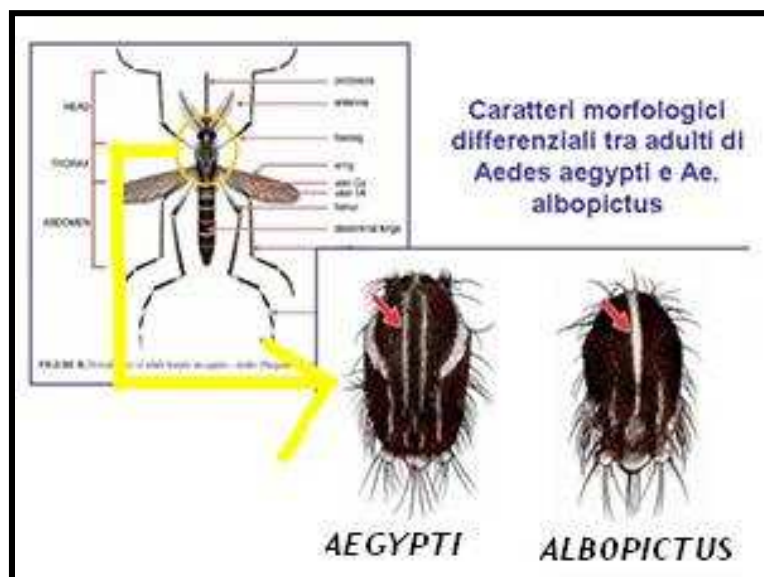


Figura 9: Rappresentazione schematica delle caratteristiche che differenziano l'adulto di *Ae.albopictus*. da *Ae.aegypti*. Fonte Floridal Medical Entomology Laboratory

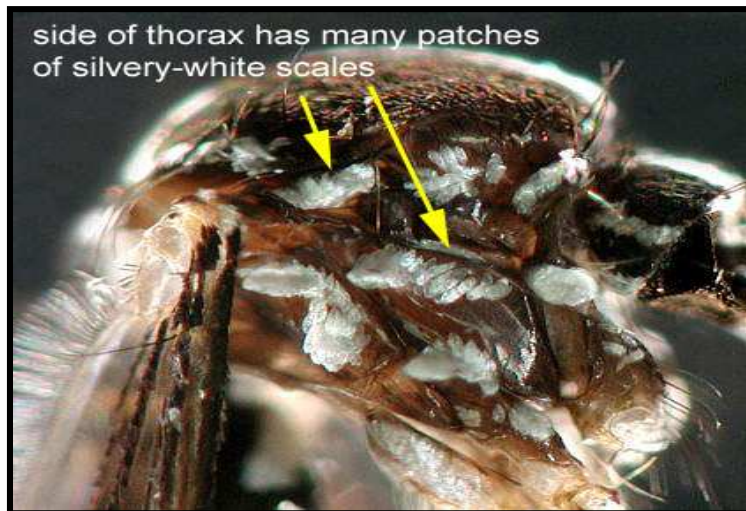


Figura 10-A: Particolare del pigmento a livello del torace di un adulto di *Ae. albopictus*.

Fonte: Floridal Medical Entomology Laboratory

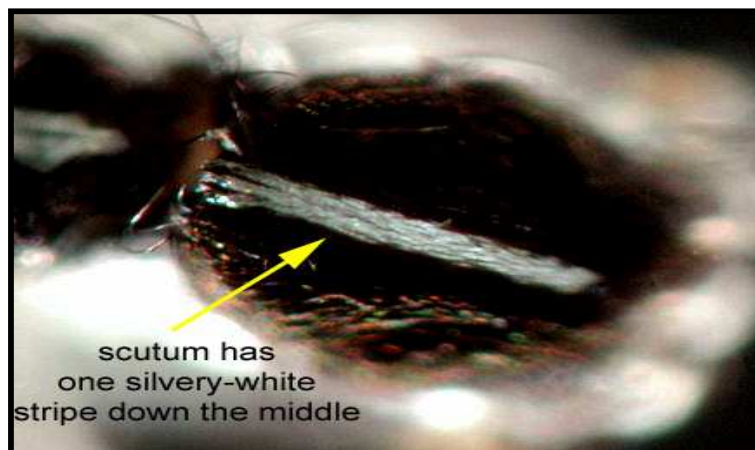


Figura 10-B: Particolare pigmentazione del torace di un adulto di *Ae. albopictus*. Fonte:

Floridal Medical Entomology Laboratory

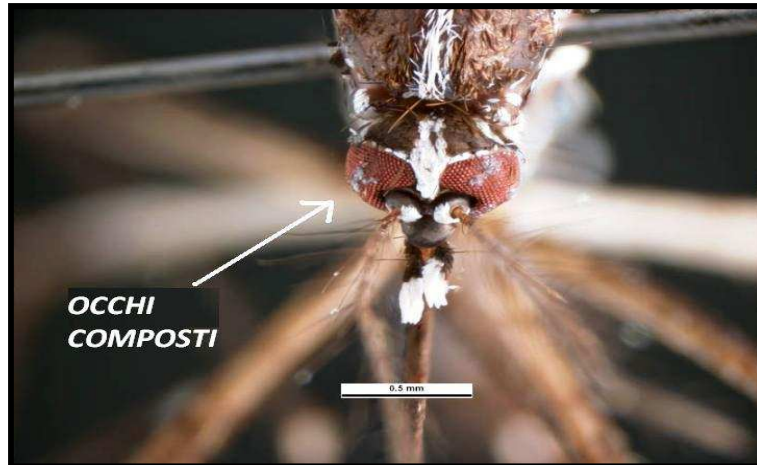


Figura 11: Foto del capo di un adulto di *Ae. albopictus*. Autore: S. Hinkley and Ken Walker

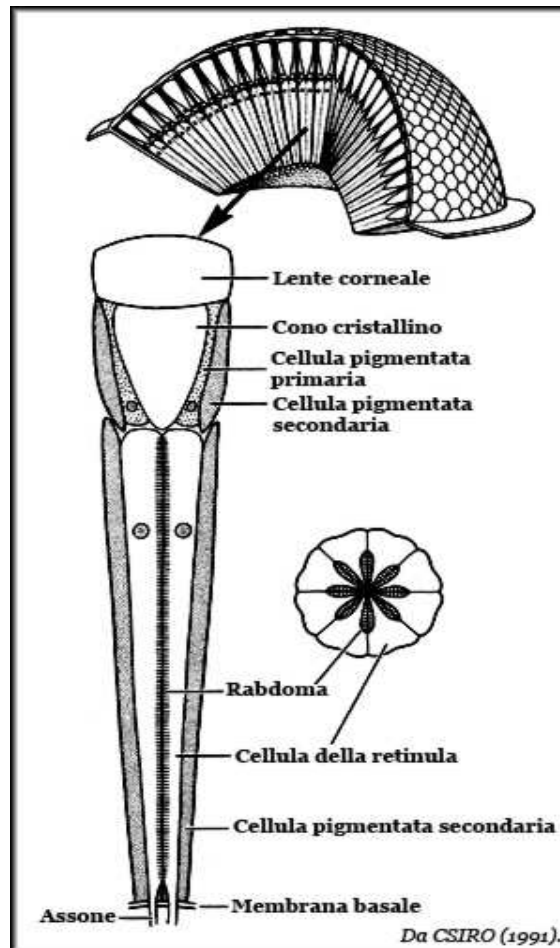


Figura 12: Rappresentazione schematica della struttura dell'occhio composto di un insetto. Fonte: CSIRO 1991.

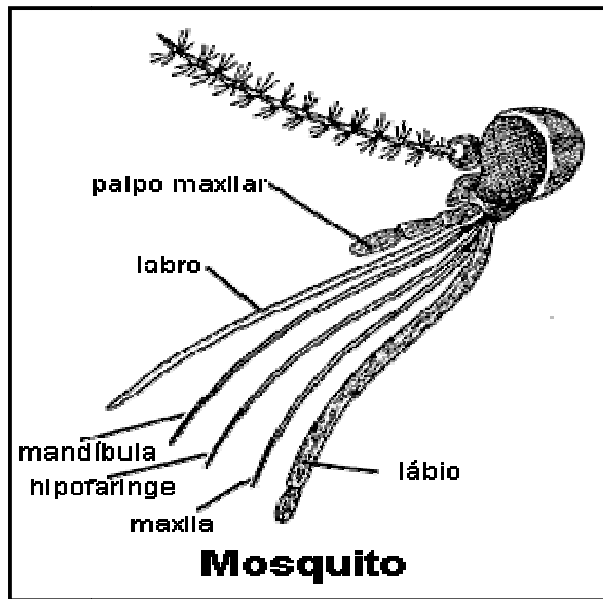


Figura 13: Illustrazione grafica dell'apparato boccale di un insetto adulto della Famiglia Culicidae. Fonte:

<http://www.ufmt.br/famev/ento/index.html>

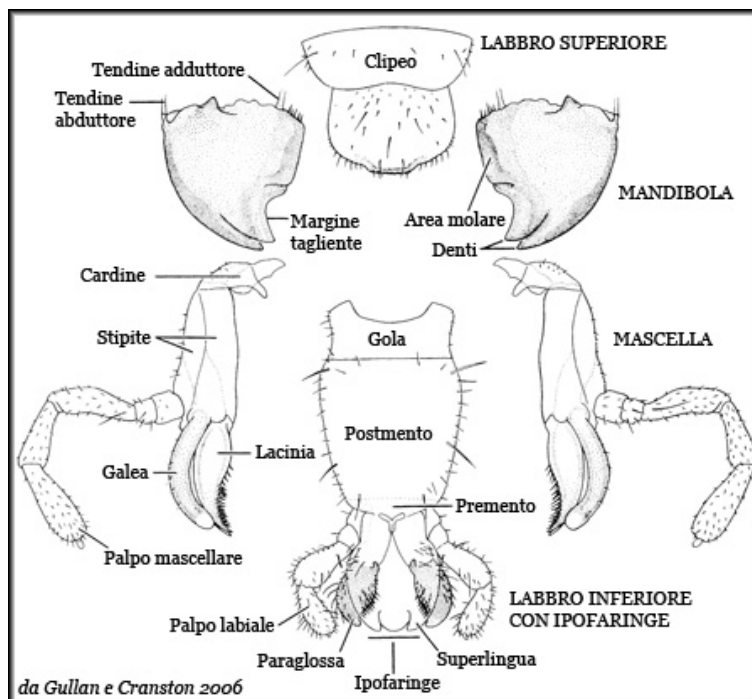


Figura 14: Schema dell'apparato boccale di un insetto adulto della Famiglia Culicidae. Fonte: Gullan e Craston 2006.

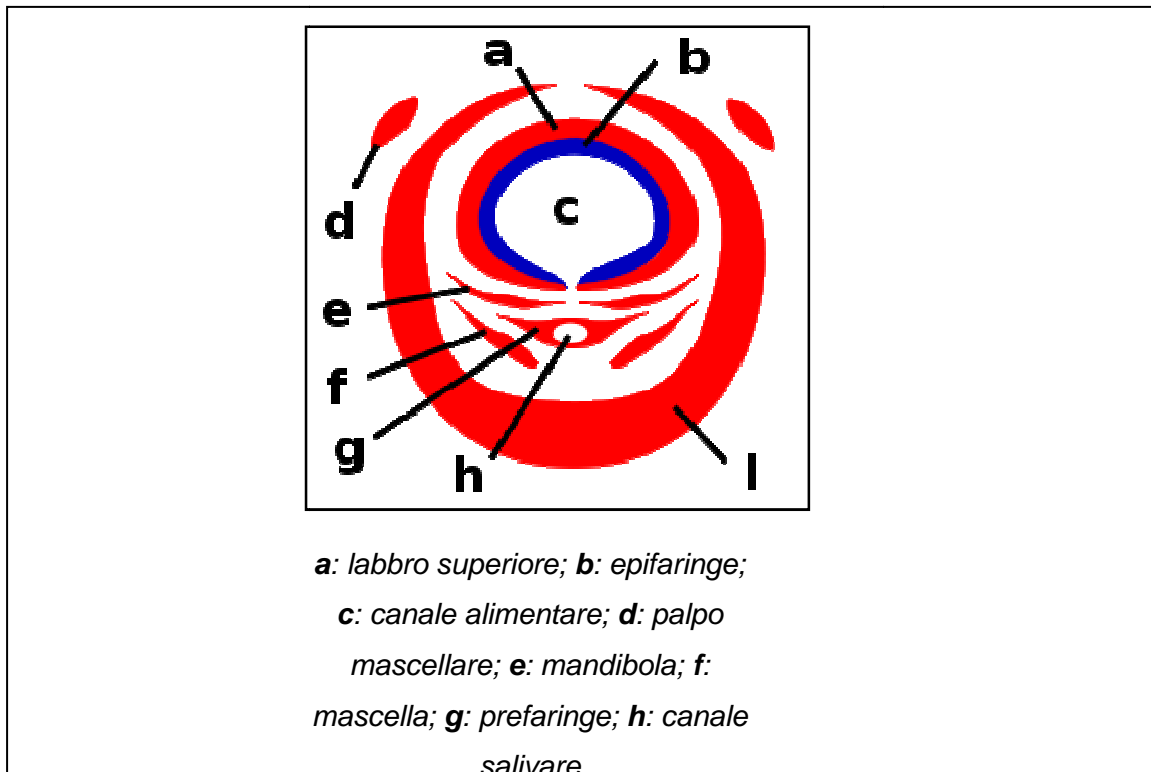


Figura 15: Sezione schematica dell'apparato boccale di un insetto adulto della Famiglia Culicidae. Autore: Giancarlo Dessì

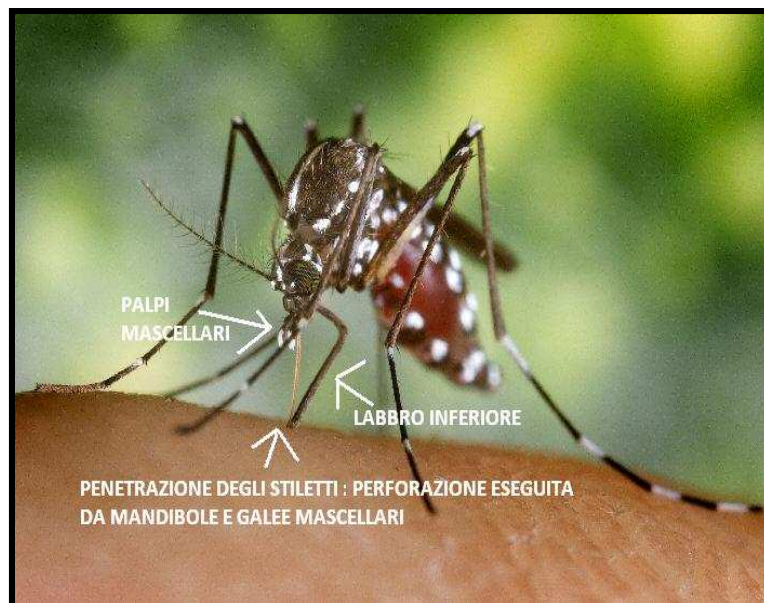


Figura 16: Foto di un adulto femmina di *Ae.albopictus* mentre svolge attività ematofaga.

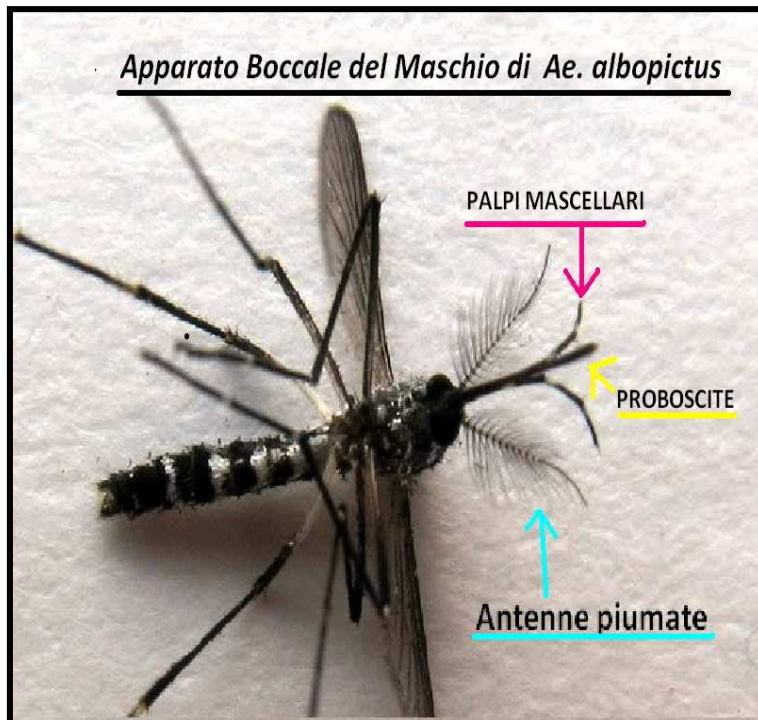


Figura 17: Foto di un adulto maschio di *Ae.albopictus*.

Autore: An Cat Dubh.

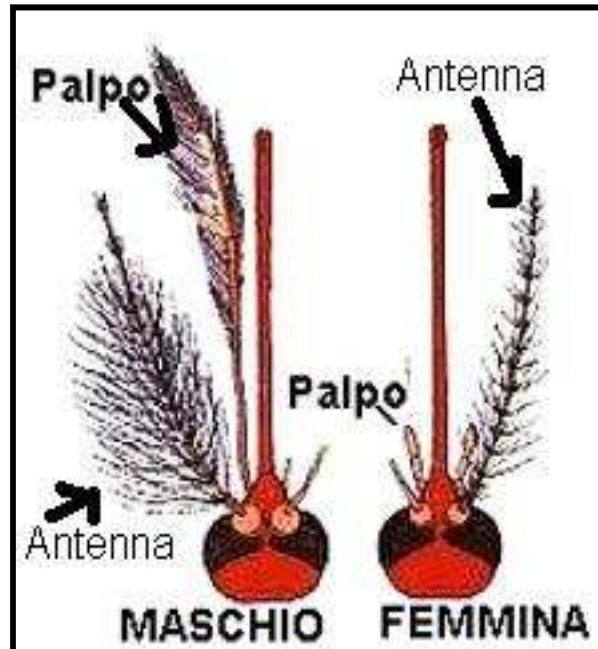


Figura 18: Rappresentazione schematica del capo di un insetto della Famiglia Culicidae.

Fonte: <http://www.elicriso.it>



Figura 19: Foto del capo di un adulto femmina di *Ae. albopictus*.

Autore. Simon Hinkley and Ken Walker, Museum Victoria.



Figura 20: Foto di un adulto di *Ae. albopictus* preso dall'alto.

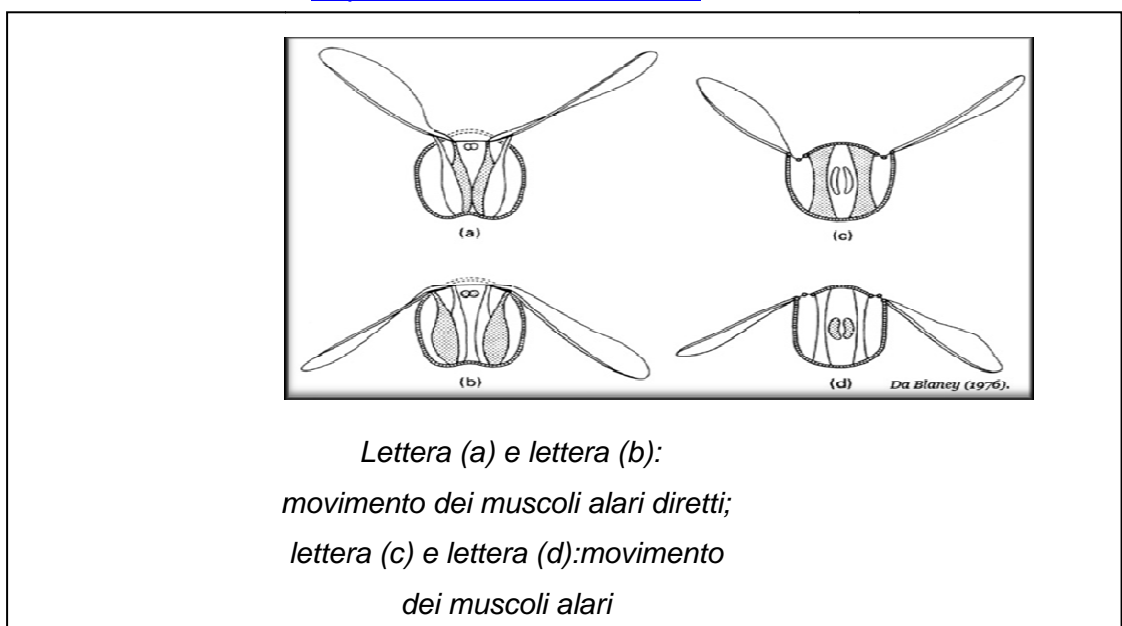
Autore. Simon Hinkley and Ken Walker, Museum Victoria.



Figura 21: Foto dell'ala di un adulto di *Ae.albopictus* .

Fonte:

<http://www.fmel.ifas.ufl.edu>



Lettera (a) e lettera (b):
 movimento dei muscoli alari diretti;
 lettera (c) e lettera (d): movimento
 dei muscoli alari

Figura 22: Rappresentazione schematica delle azioni dei muscoli alari nel movimento del volo di un insetto di Famiglia Culicidae indiretti. Fonte: Blaney 1976

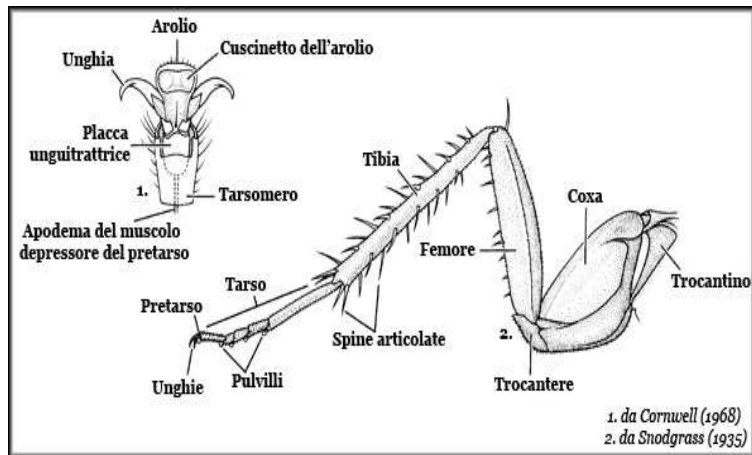


Figura 23: Rappresentazione schematica dell'arto di un insetto adulto. Autore: Simon Hinkley and Ken Walker.

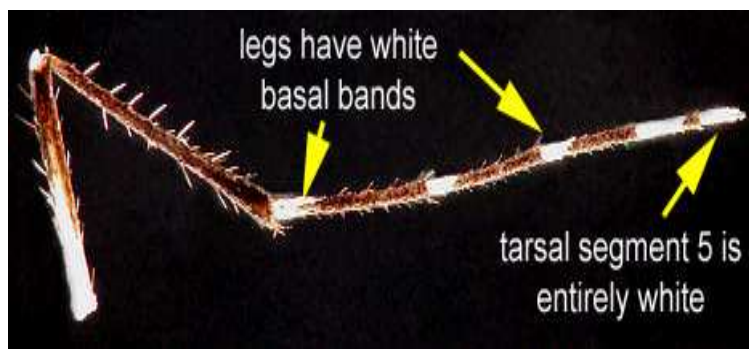


Figura 24: Illustrazione grafica di un arto di *Ae.albopictus*.

Fonte:

<http://www.fmel.ifas.ufl.edu>

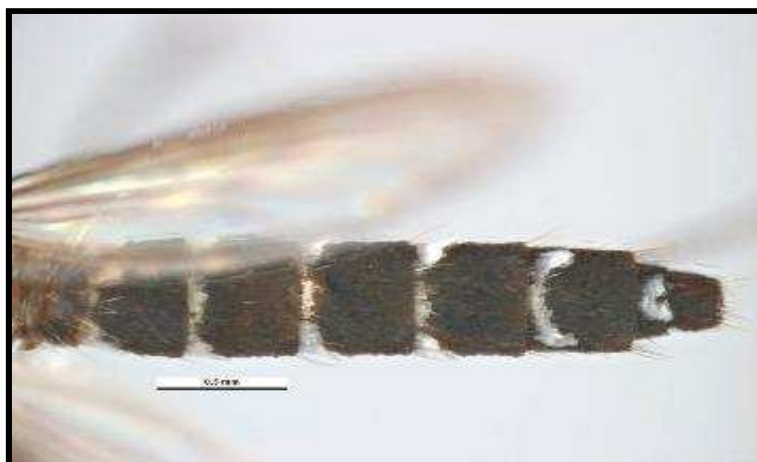


Figura 25: Foto dell'addome di un adulto di *Ae.albopictus*.
Autore: Ken Walker, Museum victoria.

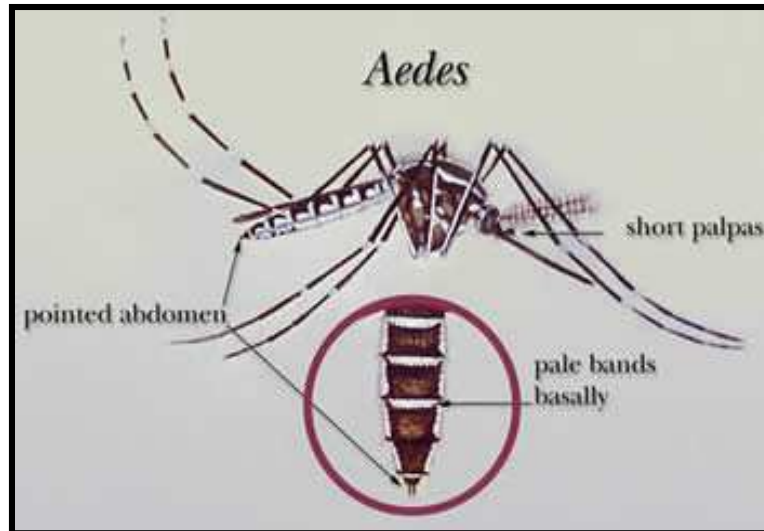


Figura 26: Illustrazione grafica dell'addome a punta di *Ae.albopictus*.

Fonte: <http://www.cdc.gov>

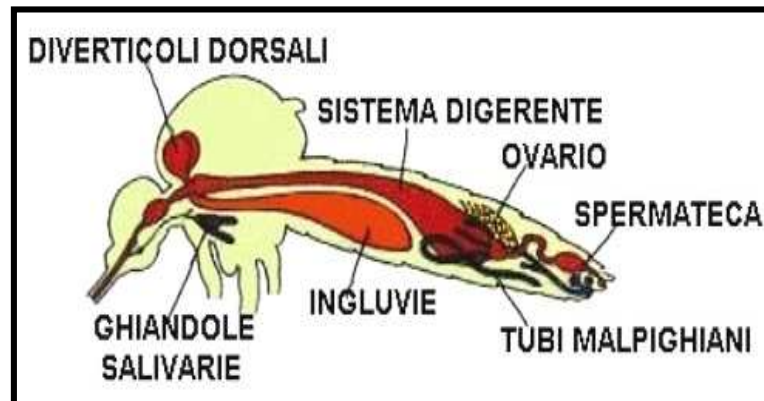


Figura 27: Illustrazione grafica dell'addome a punta di *Ae.albopictus*.

Fonte: <http://www.elicriso.it>

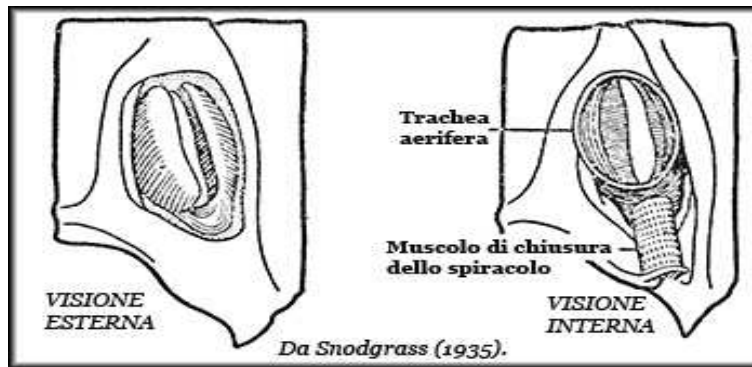
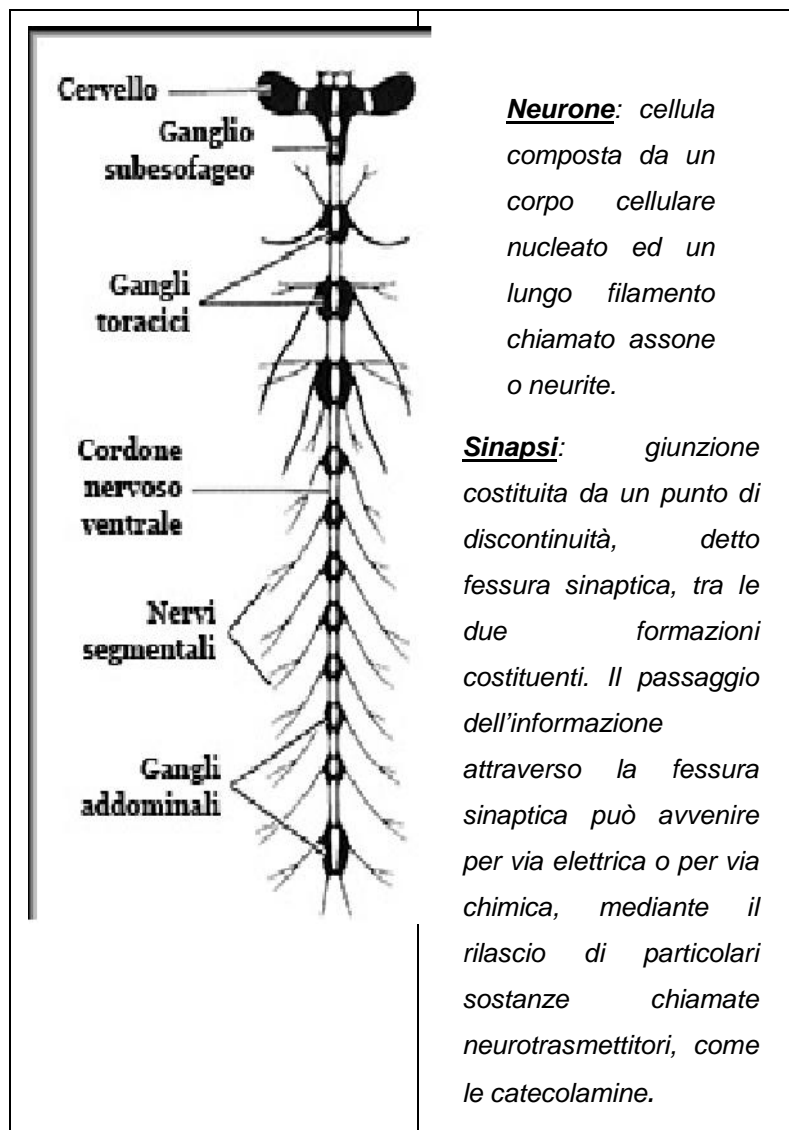


Figura 28: Rappresentazione schematica delle trachee di un insetto.

Fonte: Snodgrass 1935



	<p>Ganglio: ammasso di più <u>cellule nervose</u>, o neurone, unite insieme attraverso connettivi</p>
--	--

Figura 29: Illustrazione schematica del Sistema Nervoso Centrale di un insetto.
 Fonte: Anatomia Microscopica,
 Prof. Giovanni Pons

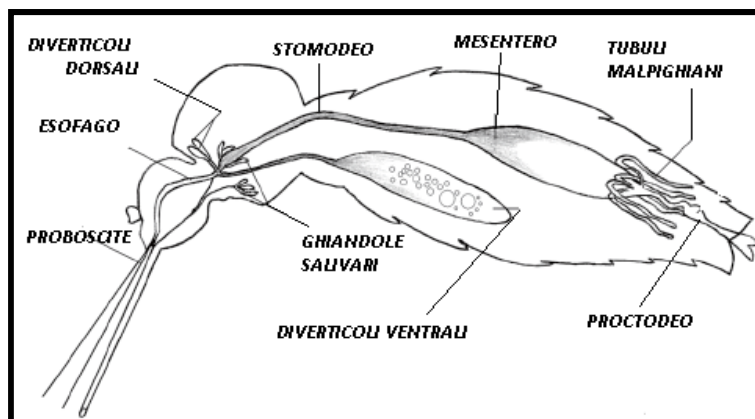


Figura 30: Illustrazione schematica del canale alimentare di un adulto di *Aedes*. Fonte:

<http://www.scielo.br>

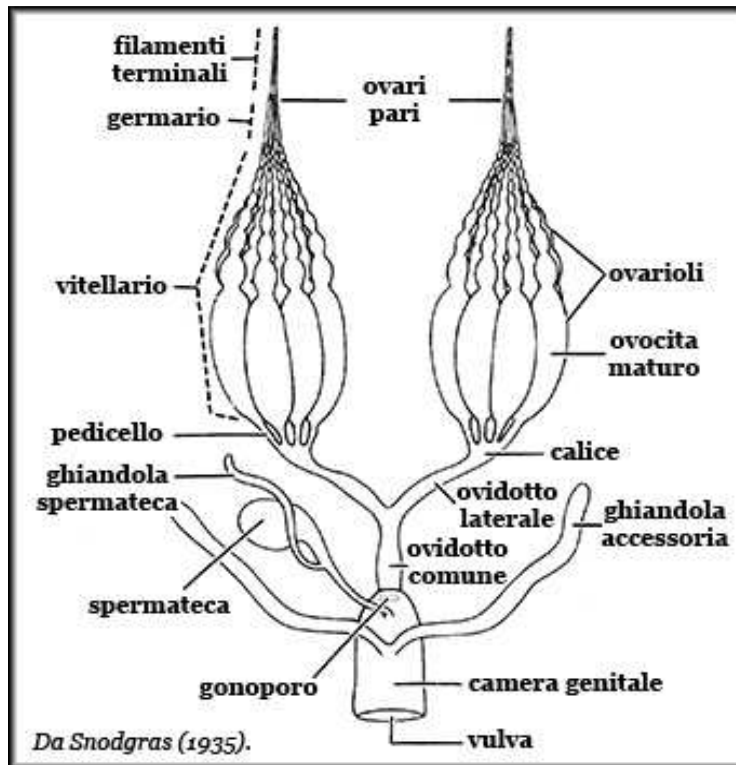


Figura 31: Rappresentazione schematica dell'apparato riproduttore femminile di un insetto adulto. Fonte: Snodgrass 1935

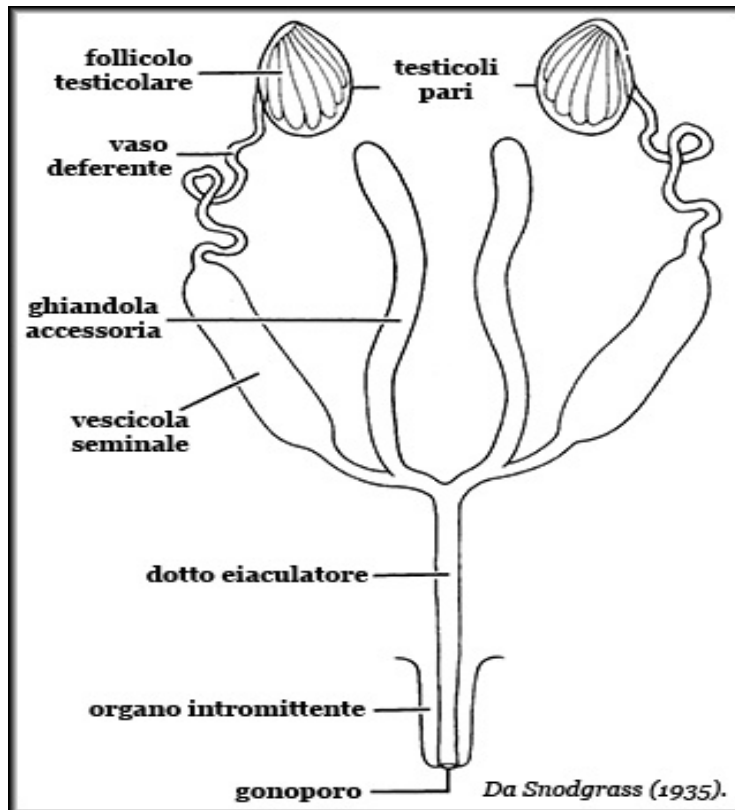


Figura 32: Rappresentazione schematica dell'apparato riproduttore maschile di un insetto adulto. Fonte: Snodgrass 1935



Figura 33: Foto di uova di *Ae.albopictus*.

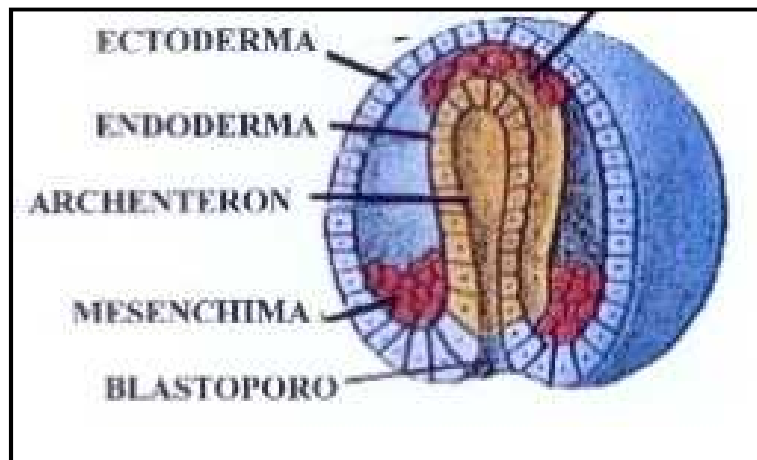


Figura 34: Immagine illustrativa dei tessuti embrionali nell'uovo di un insetto.



Figura 35: Foto di uova di *Cx.pipiens*. Autore: Luciana Bartolini



Figura 36: Uova di *Ae.albopictus* deposte su una listella di masonite viste attraverso lo stereomicroscopio.

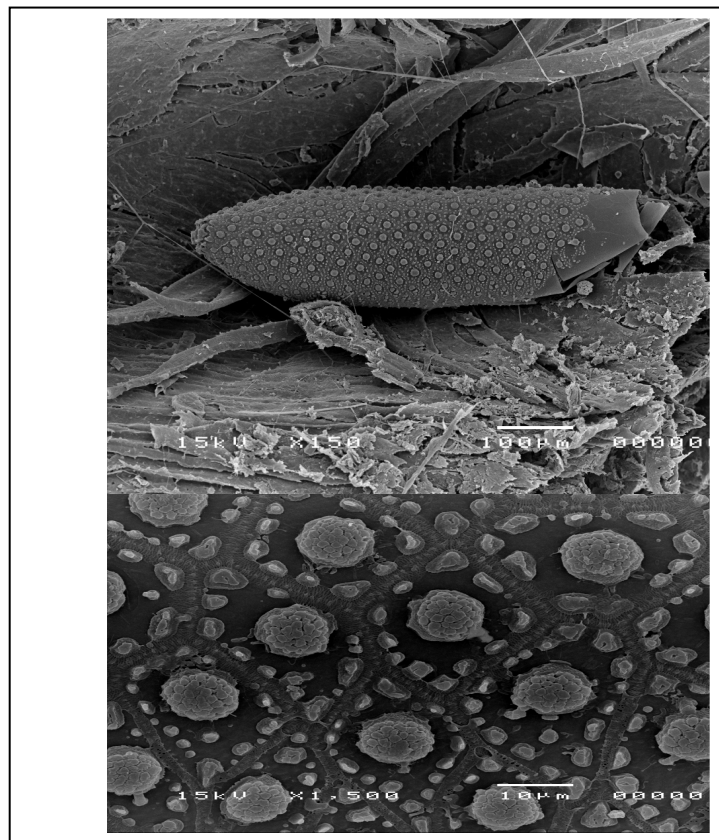


Figura 37: Particolare dell'esocorion di uova di *Ae.albopictus*



Figura 38: Particolare
dell'esocorion di uova di *Ae.*
Genticulatus

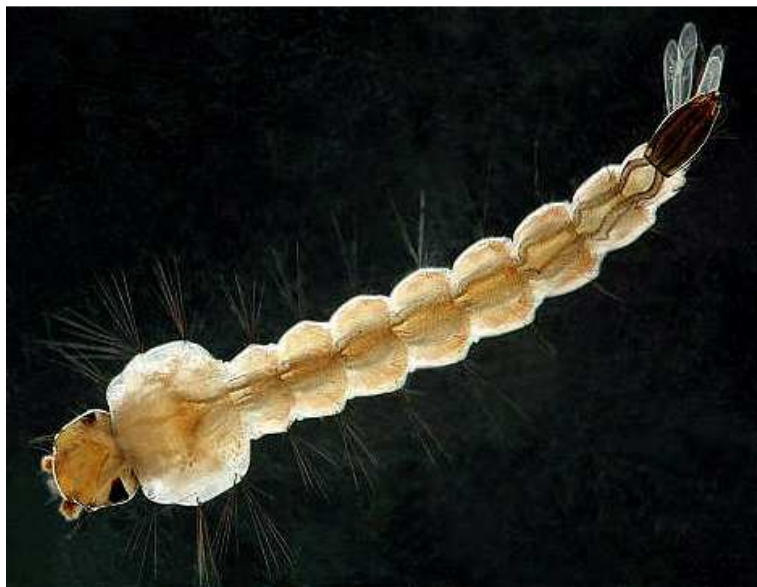


Figura 39: Foto di larva di
Ae.albopictus. Fonte: Florida
Medical Entomology Laboratory

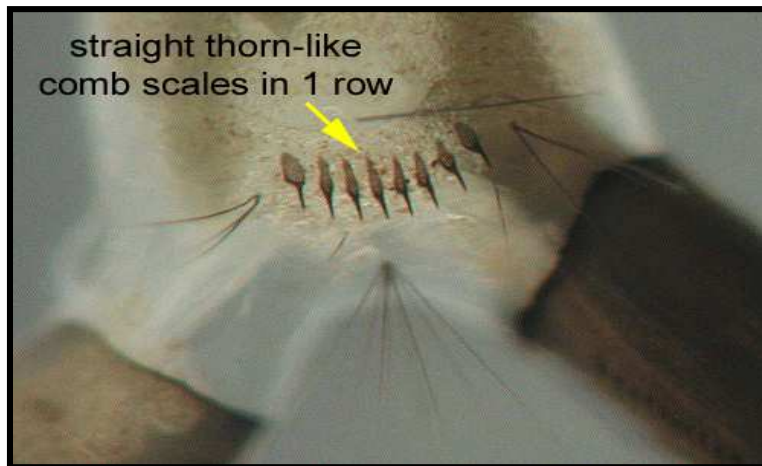


Figura 40: Particolare delle
scaglie nella larva di
Ae. albopictus. Fonte: Florida
Medical Entomology Laboratory

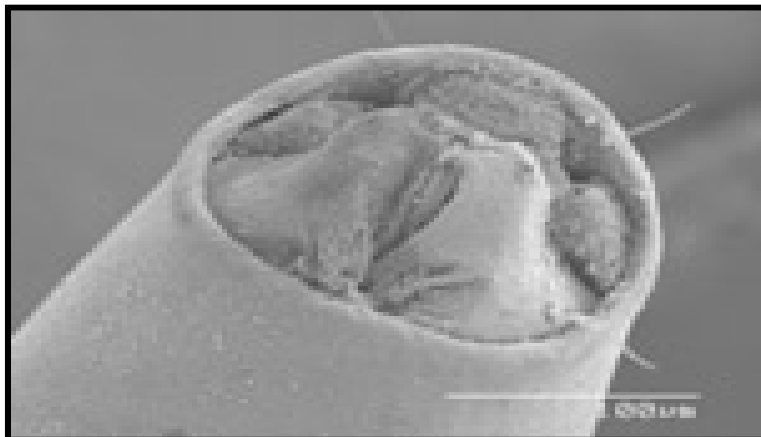


Figura 41: Apertura del sifone
respiratorio nella larva di
Ae. albopictus. Fonte: Florida
Medical Entomology Laboratory

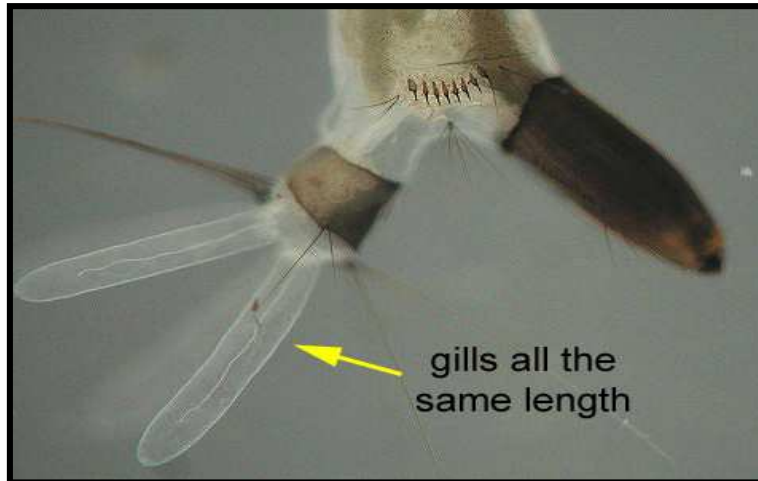


Figura 42: Particolare delle setole di uguale lunghezza vicino al sifone respiratorio nella larva di *Ae.albopictus*. Fonte: Florida Medical Entomology Laboratory



Figura 43: Foto di una larva di *Ae.albopictus*. Autore: Stephen L. Doggett

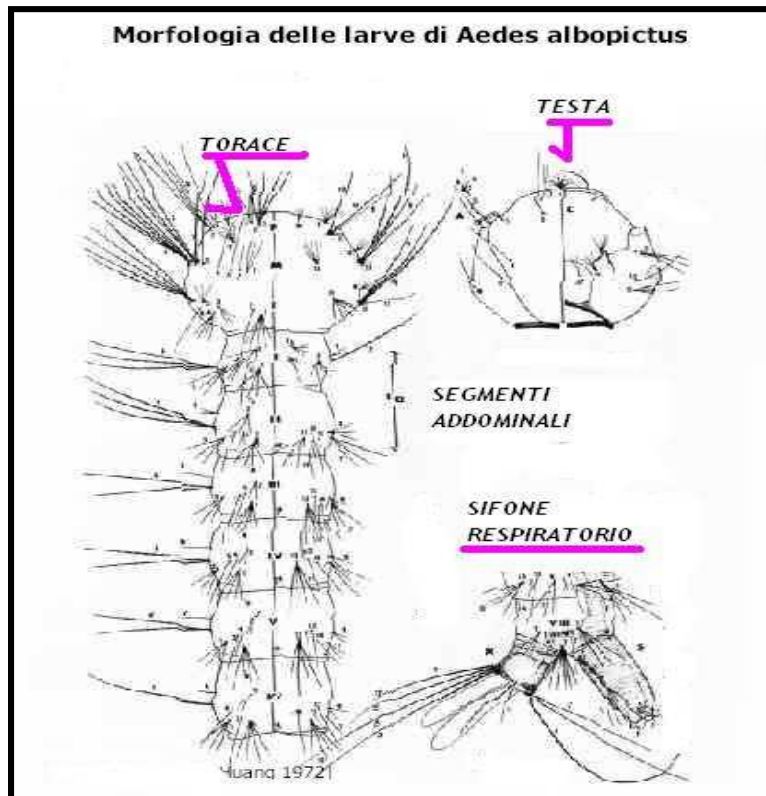


Figura 44: Illustrazione schematica delle principali caratteristiche della larva di *Ae.albopictus* . Fonte: http://www.entom.unibo.it/nuova_pa1.htm

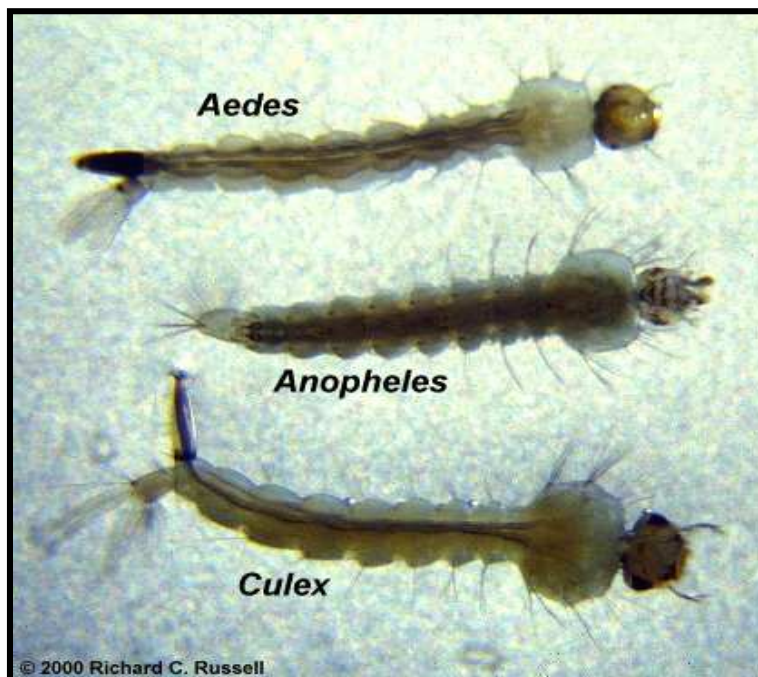


Figura 45. Foto di larve di tre generi molto comuni in Italia: *Aedes*, *Culex* e *Anopheles*

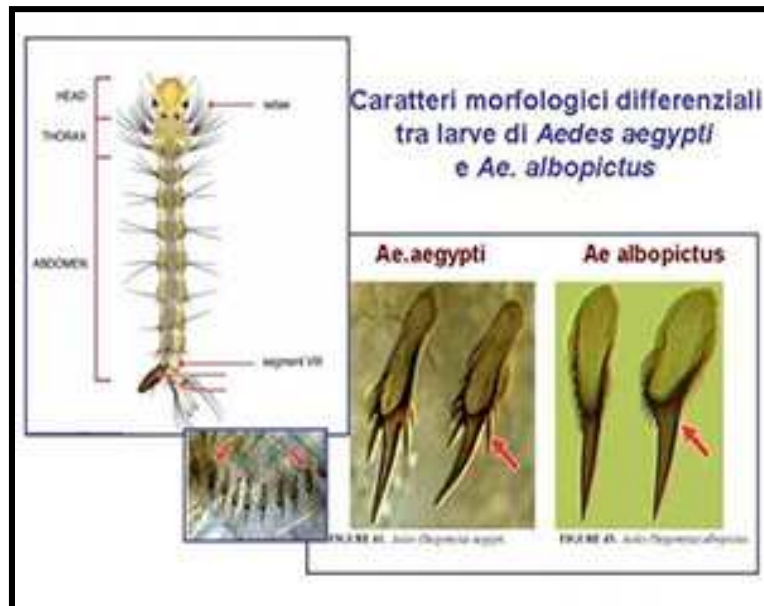


Figura 46. Particolare del pettine all' VII segmento di *Ae. albopictus* e *Ae. Aegypti*.

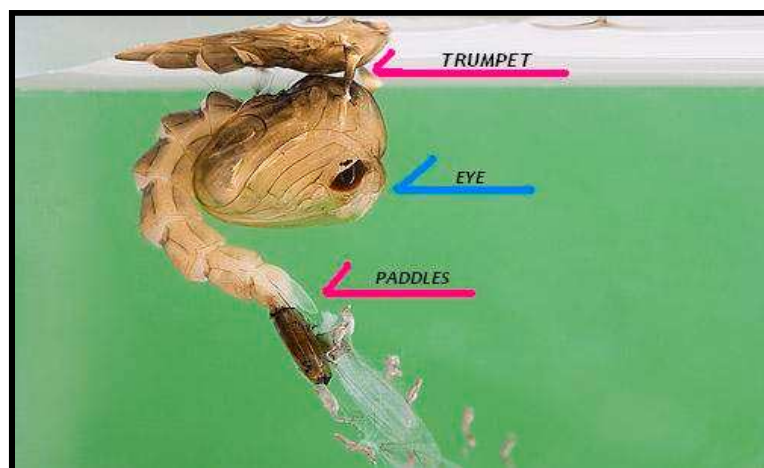


Figura 47: Foto di una pupa di *Ae. albopictus*. Autore: Ken Walker

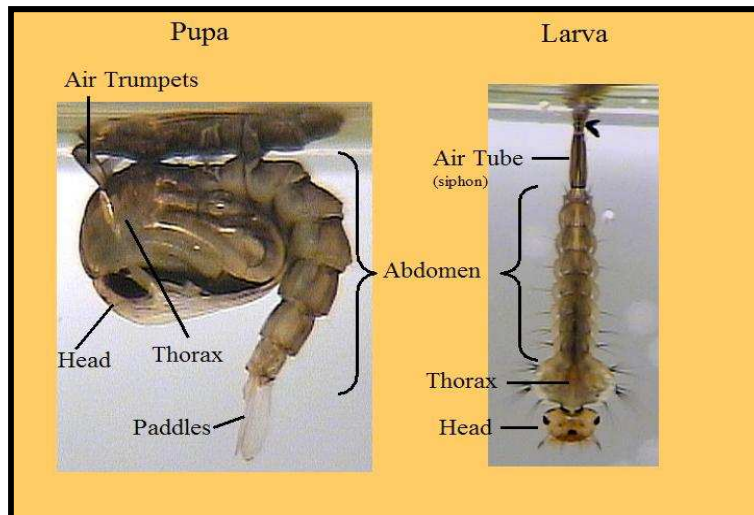


Figura 48: Confronto tra pupa e larva di *Ae. albopictus*.

Fonte: <http://www.nwmadil.com/index.htm>

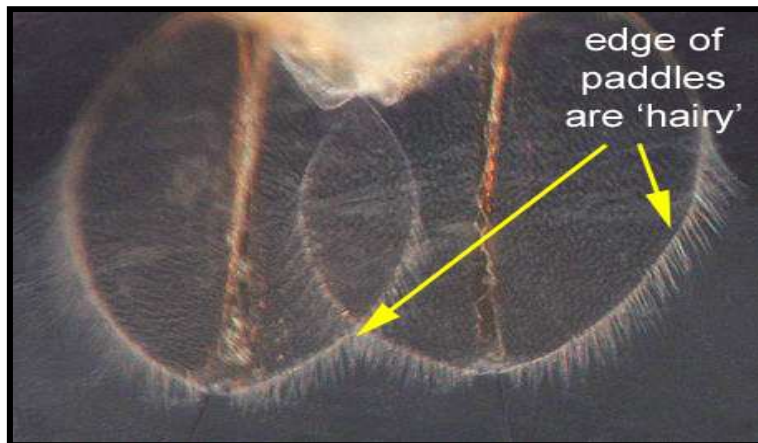


Figura 49: Particolare delle alette caudali della pupa di *Ae. albopictus*. Fonte: Florida Medical Entomology Laboratory

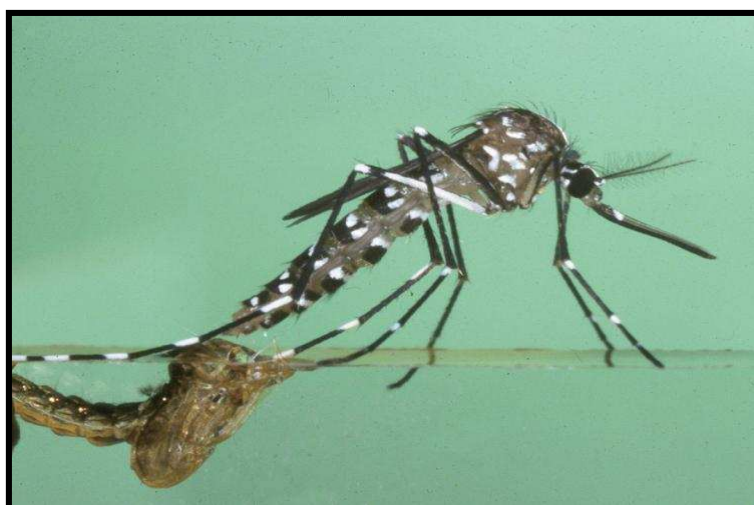


Figura 50: Sfarfallamento di *Ae. albopictus*. Autore: Ken Walker

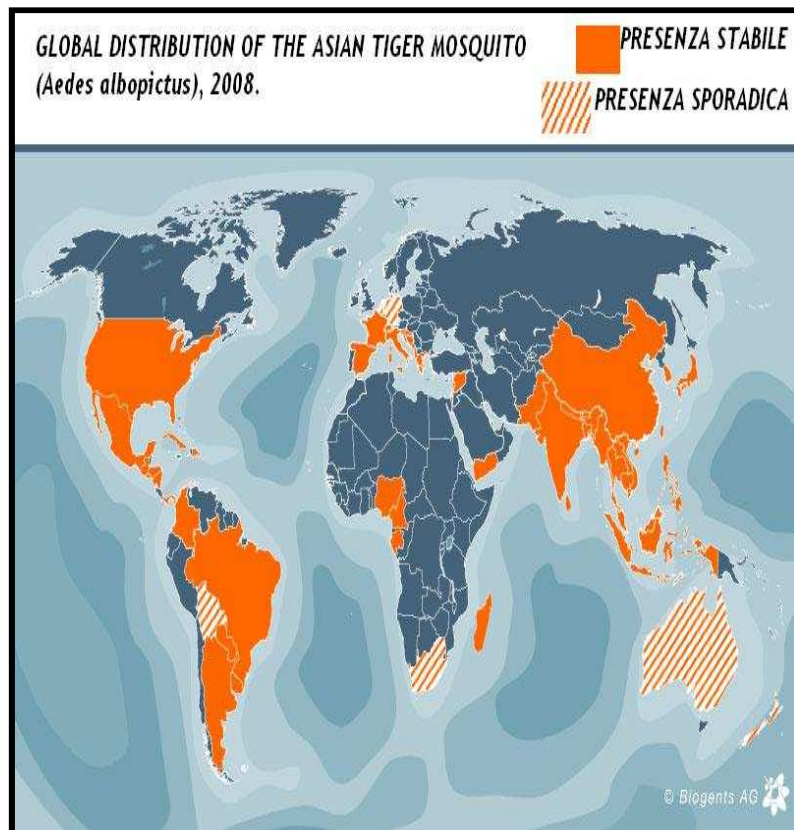


Figura 51: Distribuzione di *Ae. albopictus* nel mondo registrata nell'anno 2008. Fonte: Biogents AG
<http://www.mosquitaire.com>



Figura 52: Distribuzione di *Ae.albopictus* nel Mediterraneo registrata nell'anno 2008. Fonte: ECDC (The European Centre of Disease Prevention and Control)

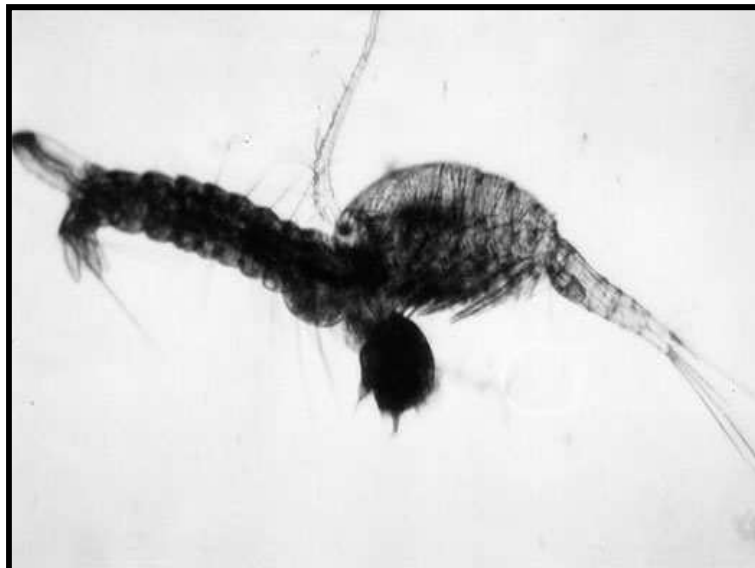


Figura 53: Mesocyclops (Copepode Ciclopoide) mentre attacca una larva del genere *Ae.aegypti*. Fonte: Kay B.et al. 2005)

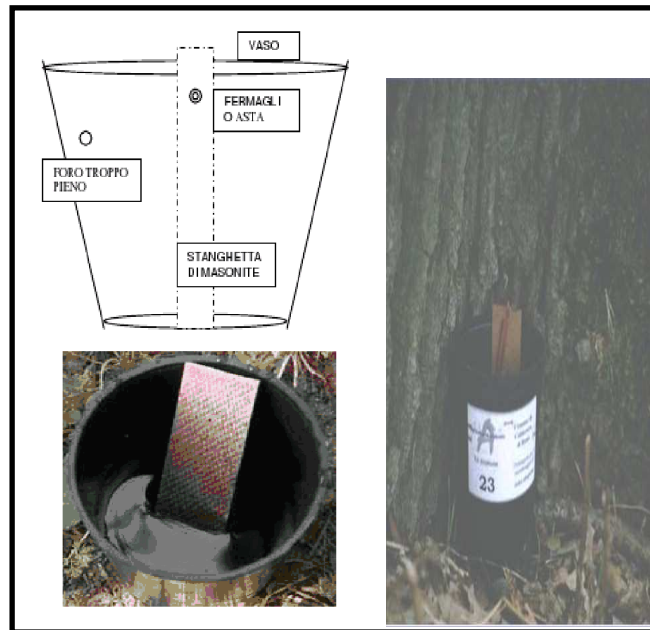


Figura 54: Ovitrapola posizionata per il monitoraggio di *Ae. albopictus*



Figura 55: Sequenza dell'ispezione di un focolaio. In alto a destra: retino usato per l'ispezione del tombino; in basso a destra: inserimento del campione in una bacinella; in basso al centro: prelievo di pupe/larve con una pipetta; In alto a sinistra: larve trovate nel campione.



Figura 56: Foto di un dipper utilizzabile per il prelievo di campioni di acqua



Figura 57: Foto di possibili luoghi in cui trovare larva/pupa di *Ae.albopictus*: caditoia privata, bidone e secchio.

7 BIBLIOGRAFIA

Allan S.A, D.L. Kline 1998 *Larval rearing water and preexisting eggs influence oviposition by Aedes aegypti and Ae. albopictus (Diptera: Culicidae)*. J Med Entomol. 1998 Nov;35(6):943-7.

Apostol B. L., W. C. Black Iv, P. Reiter, B. R. Miller 1994 *Use of Randomly amplified polymorphic dna amplified by polymerase chain reaction markers to estimate the number of Aedes aegypti families at oviposition sites in San Juan, Puerto Rico*. Am.J.Trop. Med Hyg 51(1), 1994 89-97

Aranda, C., Eritja, R., Roiz, D. 2006. *First record and establishment of the mosquito Aedes albopictus in Spain*. Med. Vet. Entomol. 20: 150-152

Bellini R., R.Veronesi, C.Venturelli, P.Angelini 2005. *Linee guida per il Controllo della zanzara tigre;*

Bellini R., A.Masetti, F.Rivasi 2007. *La zanzara tigre: un problema risolvibile?*

Bellini R., Carrieri M., Urbanelli et al. 1999. *Population structure of Aedes albopictus (Skuse): the mosquito which is colonizing Mediterranean countries*. Heredity, 4:331-337

Bellini R., Carrieri M. Burgio G., Bacchi M.. 1996. *Efficacy of different ovitrap and binomial sampling in Aedes albopictus surveillance activity* J.Am.Mosq. Control Assoc. 12(4): 632-636

Blaney W.M 1976. *How insects live* Elsevier Phaidon, Oxford.

Bonilauri P, Bellini R, Calzolari M, Angelini R, Venturi L, Fallacara F, Cordioli P, Angelini P, Venturelli C, Meriardi G, Dottori M. *Chikungunya virus in Aedes albopictus, Italy. Emerg Infect Dis.* 2008 May;14(5):852-4. No abstract available.

Buntin, G.D. (1994) *Developing a primary sampling program . Handbook of Sampling Methods for Arthropods in Agriculture* (ed by L.P. Pedigo & G.D. Buntin), pp . 99 – 115 . CRC Press , Boca Raton .

CAA, Zanzara Tigre: Centro Agricoltura Ambiente “Giorgio Nicoli *Aedes albopictus. Caratteristiche ecologiche e strategie di lotta.*” . Indirizzo web:
<http://www.caa.it/content/entomologia/ZTLotta.asp>

CAA, 2009: Centro Agricoltura Ambiente “Giorgio Nicoli. *Bene i Maschi Sterili contro le Zanzara Tigre a Boschi (Bo)nel 2009*
Indirizzo web:
http://www.caa.it/content/entomologia/News_Item.asp?content_ID=173

Carrieri M. 2007 *Monitoraggio mediante ovitrappole: evoluzione dell'infestazione in Romagna. Verso una strategia di lotta integrata alla Zanzara Tigre* Centro Stampa Giunta RER Bologna: 19-28

Carrieri M. Bellini R., Maccaferri S., Gallo L., Maini S., Celli G. 2008 *Tolerance Thresholds for Aedes albopictus and Aedes caspius in Italian urban areas* J. Am. Mosq. Control Assoc., 24(3):377–386

Carrieri M., A. Masetti, A.Albieri, B.Maccagnani, R.Bellini. 2009. *Larvicidal activity and influence of Bacillus thuringiensis var. israelensis on Aedes albopictus oviposition in ovitraps during a*

two-week check interval protocol. J. Am. Mosq. Control Assoc.
25: 149–155

Carrieri M., Albieri A. Angelini P., Baldacchini F., Bellini R.,
Venturelli C., Mascali Zeo S 2010 *Surveillance for the
Chikungunya vector Aedes albopictus in Italy: organizational
aspects of a large scale system and statistical considerations
for trap deployment*

Carrieri M., Bacchi M., Bellini R., Maini S., 2003. *On the
competition occurring between en Aedes albopictus and Culex
pipiens (Diptera Culicidae) in Italy. Environ.Entomol., 32: 1313-
1321*

Chadee D. D., R. Doon, D. W. Severson 2007 *Surveillance of
dengue fever cases using a novel Aedes aegypti population
sampling method in Trinidad, West Indies: the cardinal points
approach Acta Tropica 104 (2007) 1-7*

Chadee D. D., B. Shivnauth, S. C. Rawlins, A. A. Chen 2007
*Climate, mosquito indices and the epidemiology of dengue
fever in Trinidad (2002-2004) Annals of Tropical Medicine &
Parasitology, Vol. 101, No. 1, 69-77 (2007)*

Chadee D.D. 2009 *Oviposition strategies adopted by gravid
Aeries aegypti (L.) (Diptera" Culicidae) as detected by ovitraps
in Trinidad, West Indies (2002-2006). ACTA TROP 111 (3):
279-283*

Chopard Lucien (1938) *La biologie des orthoptères* Paul
Lechevalier Editeur, Parigi.

Cohen E. (1991) *Chitin biochemistry* In: *Physiology of the insect
epidermis* (a cura di K. Binnington e A. Retnakaran), pag. 94-
112. CSIRO Publications, Melbourne.

Comstock J.H., Needham J.G, 1898. *The wings of insects* Ithaca, New York, The Comstock Publishing Company.

CSIRO (1991) *The insects of Australia*. Seconda edizione, Melbourne University Press, Carlton.

Dalla Pozza, G., and G. Majori. 1992. *First record of Aedes albopictus establishment in Italy*. J.Am.Mosq.Control. Assoc.8: 318-320.

Dalla Pozza G., Severini C. Romi R., *Source and spreading of Aedes albopictus in the Veneto Region, Italy*. Jam Mosq Control Assoc 1994. vol 10, pp:589-592

DeGaetano Arthur T. *Meteorological effects on adult mosquito (Culex) populations in metropolitan New Jersey*. Int J Biometeorol 2004

Diallo M et al., 1999. *Vectors of chikungunya virus in Senegal: current data and transmission cycle*. Am.J.Trop.Med.Hyg.60:2, 281-286

Dow J.A.T. 1986. *Insect midgut function* Advances in insect physiology, pp 187-328

Elicriso.it *Arrivano le zanzare*. Indirizzo web: <http://www.elicriso.it>"

Fauna Europaea. Indirizzo web: <http://www.Faunaeur.org>

Flacio, E., Lüthy, P. Patocchi, N., Guidotti, F., Tonolla, M., Peduzzi, R. 2004. *Primo ritrovamento di Aedes albopictus in Svizzera*. Boll. Soc. Ticinese Sc. Nat. 92: 141-142.

Focks D. A., D. G. Haile, E. Daniels, G. A. Mount 1993 Dynamic Life Table Model for *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae): *Analysis of the Literature and Model Development* J. Med. Entomol. 30(6): (1993)

Focks D.A. and D. D.Chadee 1997 *Pupal survey: an epidemiologically significant surveillance method for Aedes aegypti: an example using data from Trinidad.* Am.J.Trop.Med.Hyg 56(2): 159-167

Focks D. A., R. J. Brenner, J. Hayes, E. Daniels 2000 *Transmission thresholds for dengue in terms of Aedes aegypti pupae per person with discussion of their utility in source reduction efforts.* Am.J.Trop.Med.Hyg 62(1): 11-18

Focks, D.A. *A review of entomological sampling methods and indicators for dengue vectors.* Special Programme for Research and Training in Tropical Diseases. 2003. World Health Organization. Geneva, Switzerland.

Focks D.A. and N.Alexander 2006 *Multicountry study of Aedes aegypti pupal productivity survey methodology: findings and recommendations* World Health Organization on behalf of the Special Programme for Research and Training in Tropical Diseases, pp56

Galliard 1962. *Recherches sur la biologie des culicids à Hanoi.* Cap.II: Reproduction et ponte d'*Aedes albopictus*, *Aedes aegypti* et *Armigeres obturans*. Ann.Parassitol.Hum.Comp, 37: 348-365

Gerd Gade, *Regulation of intermediary metabolism and water balance of insects by neuropeptides* Zoology Department, University of Cape Town, South Africa. Annual Review of Entomology, Vol.49: 93-113, 2003

Gullan Penny J. – Cranston Peter S. (2006) *Lineamenti di entomologia* Zanichelli, Bologna.

Hawley WA, 1987. *Estimation of northern limits of distribution of Aedes albopictus in North America*. J Am Mosq Control Assoc, vol 3, pp:314-317

Hawley WA. 1988. *The biology of Aedes albopictus*. J.Am. Mosq. Control Assoc. 4 (Suppl):1–40.

Horridge G.A. (1965) *Arthropoda: general anatomy* In: Structure and function in the nervous system of invertebrates, Vol II (a cura di T.H. Bullock e G.A. Horridge), pag. 801-964, W.H. Freeman, San Francisco CA.

Imai C., Maeda O. 1976 *Several Factors affecting on hatching of Aedes albopictus eggs*. Jap.J.Sanit.Zool.,27, pp: 367-372

Insect images The Source for Entomology Photos. Indirizzo web: <http://www.insectimages.org/>

ISS (Istituto Superiore della Sanità), *Zanzara Tigre*, indirizzo web: <http://www.epicentro.iss.it/problemi/zanzara/zanzara.asp>

ISS (Istituto Superiore della Sanità), *Linee guida per la sorveglianza e il controllo della “zanzara tigre” Aedes albopictus*. Indirizzo web: <http://www.iss.it/scientifica/pubblica/lineguida/zanzara/ovitrappole.htm>

Kay B., Nam V.S. 2005. *New strategy against Aedes aegypti in Vietnam*. Lancet: 365: 613-617

Klobucar, A., Merdic, E., Benic, N., Baklaic, Z., Krcmar, S. 2006. *First record of Aedes albopictus in Croatia*. J. Am. Mosq. Control Assoc. 22: 147-148

Kuno , E . (1991) *Sampling and analysis of insect populations*. Annual Review of Entomology , 36 , 285 – 304 .

Martini Simone, Castellini Stefano, 2000. *Influenza dei fattori climatici nella deposizione di uova dia pausanti in Aedes albopictus (Skuse) nel Veneto*. DisinfestazioneNawrocki SJ

Mori A. 1979. *Effects of larval density and nutrition on some attributes of immature and adult Aedes albopictus*. Trop.Med.,21: 85-103.

Muir L.E., Thorne M.J, Kay B.H. *Aedes aegypti (Diptera: Culicidae) Vision: Spectral Sensitivity and Other Perceptual Parameters of the Female Eye* Journal of Medical Entomology, Volume 29, Number 2, March 1992, pp. 278-281 (4). Publisher: Entomological Society of America

Otero M., H.G. Solari, N.Schweigmann – 2005 *A stochastic population dynamics model for Aedes aegypti: formulation and application to a city with temperate climate*

Petric, D., Pajovic, I., Ignjatovic, A., Cupina, A., Zomba, M. 2001. *Aedes albopictus (Skuse, 1894) new mosquito species (Diptera, Culicidae) in the entomofauna of Yugoslavia*. Symposia Entom. Serbia, Ent. Soc Serbia, Belgrade, pp. 26-29.

Pialoux G. et al. *Chikungunya, an epidemic arbovirolosis*. Lancet Infect Dis 2007; 7:319

Pollini Aldo *Manuale di entomologia applicata* Edagricole 2002, Bologna

Prof. Henrique Serra. *Entomologia I e Entomologia Geral – FAMEV/UFMT* Indirizzio web:
<http://www.ufmt.br/famev/ento/index.html>

Prof. Giovanni Pons *Anatomia Microscopica*,. Indirizzio web:
web.unipmn.it/~pons/index_file/Page500.htm

Rezza, G., Nicoletti, L., Angelici, R., Romi, R., Finarelli, A.C., Panning, M., Cordioli, P., Fortuna, C., Boros, S., Magurano, F., Silvi, G., Angelini, P., Dottori, M., Ciufolini, M. G., Reiter P, 1998. *Aedes albopictus and the world trade in used tires 1988-1995*. J Am Mosq Control Assoc, vol 14, pp:83-94

Romi R. 2001, *Aedes albopictus in Italia: un problema sanitario sottovalutato*. Ann.Ist.Super.Sanità, vol.37, n°2, pp. 241-247

Romi R., Majori G., 1998. *Commercio di copertoni usati e importazione di zanzare: un aggiornamento della distribuzione di Aedes albopictus e Aedes atropalpus in italia*. Notiz ISS 1998, vol 11, pp:1-5

Romi R., *Aedes albopictus in Italia: implicazioni sanitarie a dieci anni dalla prima segnalazione*. G.Ital Med Trop 1999. vol 4, pp: 69-73

Romi R, Di Luca M, Majori G. 1999. *Current status of Aedes albopictus and Aedes atropalpus in Italy*. J Am Mosq Control Assoc 15:425–427.

Sabatini, A., V. Raineri, G. Trovato, and M. Coluzzi. 1990. *Aedes albopictus in Italia e possibile diffusione della specie nell'area mediterranea*. Parassitologia.32: 301-304

Samanidou, A., Voyadjoglou, A., Patsoula, E., Spanakos, G., Vakalis, N.C. 2005. *Confirmation of Aedes albopictus (Skuse) (Diptera: Culicidae) in Greece*. Europ. Mosq. Bull. 19: 10-12.

Schaffner, F., Karch, S. 1999. *Aedes albopictus discovered in France*. SOVE Newsletter 30(4): 11.

Schaffner, F., Van Borstel, W., Coosemans, M. 2004. *First record of Aedes (Stegomyia) albopictus in Belgium*. J Am Mosq Control Assoc 2004; 20:201–203.

Scholte, E.J., Schaffner, F. 2007. *Waiting for the tiger: establishment and spread of the Asian tiger mosquito in Europe*. In: Takken W, Knols B, editors. *Emerging pests and vector-borne diseases in Europe*. Wageningen: Wageningen Academic Publishers; 2007; p. 241-2607

Servadei A.; Sergio Zangheri; Luigi Masutti. *Entomologia generale ed applicata*. Padova, CEDAM, 1972

Snodgrass R.E. (1935) *Principles of Insect Morphology* Mc Graw-Hill, New York

Soti T, Mori M. 1992. *Survival time and resistance to desiccation of diapause and not-diapause eggs of temperate Aedes (Stegomyia) mosquitoes*. Entomol.exp. appl.,63. pp 155-161

Southwood, T.R.E. 1978 *Ecological methods*. Chapman e Hall, London 524 pp

SSR Emilia Romagna (Servizio Sanitario Regionale Emilia-Romagna) *Dove vive e come si adatta la zanzara tigre*.
Indirizzo web: <http://www.zanzaratigreonline.it>

Taylor , L.R . (1961) *Aggregation, variance and the mean* .
Nature , 189 , 732 – 735 .

Taylor, L.R. (1984) *Assessing and interpreting the spatial distributions of insect*

Toma et al. 1982. *The seasonal appearance of Aedes albopictus in Okinawajima, the Ryukyu archipelago, Japan.*
Mosq.New, 42: 179-183

Tremblay Ermenegildo *Entomologia applicata* Volume III,
Ed.Liguori, 1991

Tremblay Ermenegildo *Entomologia applicata* Volume I,
Ed.Liguori, 1985

Tun-Lin W., B.H. Kay, A. Barnes – 1995 *The Premise Condition Index: A tool for streamlining surveys on Aedes Aegypti.* An.
J.Trop.Med.Hyg. 53(6): 591-594

Tun-Lin W., H. Kay, A. Barnes 1995 *Understanding productivity, a key to Aedes aegypti surveillance* Am. J. Trop. Med. Hyg.
53(6) 594-601

Tun-Lin W., B. H. Kay, A. Barnes, S. Forsyth 1996 *Critical examination of Aedes aegypti indices: correlations with abundance* Am. J.Trop.Med.Hyg. 54(5) 543-547

Udaka, 1959. *Some ecological notes on Aedes albopictus in Shikoku, in Japan.*

Urbanelli S., Bellini R., Carrieri M. Sallicandro P., Celli G. 1999 *Population structure of Aedes albopictus (Skuse): the mosquito which is colonizing Mediterranean countries.* Heredity 84 (2000) 331±337

Vallorani R., Crisci A., Messeri G., Gozzini B. *La diffusione di Aedes albopictus (Skuse) (Zanzara Tigre) in relazione ai cambiamenti climatici*. Istituto di biometeorologia, CNR, Firenze.

Villiers André Boubée, Parigi (1979) *Initiation a l'entomologie*.

Vincenzo Petrarca, *Classe Insecta*, Schede Riassuntive del corso di Parassitologia del Corso di Laurea in Scienze Biologiche, Università di Roma La Sapienza, link pdf: gbm.bio.uniroma1.it/images/update/15_MTR_Parass12.pdf

Wang 1962. *One Year's observation on the ecology of Aedes albopictus Skuse in Foochow*. *Acta Entomol. Sinica*, 11: 357-362

WHO 1972. *A system of world-wide surveillance for vectors*. Weekly Epidemiological Record. World Health Organization, 1972, 47:73-84.

Williams C. R., S. A. Long, R. C. Russell, S. A. Ritchie 2006 *Optimizing ovitrap use for Aedes aegypti in Cairns, Queensland, Australia: effects of some abiotic factors on field efficacy* Journal of the American Mosquito Control Association, 22(4):635-640, 2006

Zaffagnini Fulvio – Sabelli Bruno (1977) *Atlante di morfologia degli invertebrati* Piccin Editore, Padova.

/

RINGRAZIAMENTI

Per la realizzazione di questo studio desidero ringraziare il mio Relatore, Prof. Contin Andrea, ed il mio Correlatore , Dott. Carrieri Marco, che mi hanno pazientemente guidata nella ricerca e nella elaborazione dei dati raccolti.

Un ringraziamento particolare anche a Rotondo Rocco, mio marito, che mi ha sostenuto ed incoraggiata nel conseguimento di questa Tesi Specialistica.

