

LE ZANZARE ITALIANE: GENERALITA' E IDENTIFICAZIONE DEGLI STADI PREIMAGINALI (Diptera, Culicidae)

ROBERTO ROMI, GIORGIO PONTUALE e GUIDO SABATINELLI (*)

INTRODUZIONE	5
NOTE MORFOLOGICHE	7
CICLO DI SVILUPPO	12
IMPORTANZA SANITARIA	14
LE SPECIE ITALIANE	16
RACCOLTA, CONSERVAZIONE E PREPARAZIONE DI LARVE E NINFE	21
CHIAVE DEI GENERI PER LE UOVA	23
CHIAVE DEI GENERI PER LE NINFE	25
CHIAVE DEI GENERI PER LE LARVE DI QUARTO STADIO	25
CHIAVE DELLE SPECIE DEL GENERE <i>ANOPHELES</i>	26
CHIAVE DELLE SPECIE DEL GENERE <i>Aedes</i>	27
CHIAVE DELLE SPECIE DEL GENERE <i>COQUILLETTIDIA</i>	29
CHIAVE DELLE SPECIE DEL GENERE <i>Culex</i>	29
CHIAVE DELLE SPECIE DEL GENERE <i>CULISETA</i>	31
DIAGNOSI, NOTE BIOLOGICHE E DISTRIBUZIONE DELLE SPECIE ITALIANE	31
Genere <i>Anopheles</i> Meigen, 1818	32
<i>Anopheles (Anopheles) algeriensis</i> Theobald, 1903	33
<i>Anopheles (Anopheles) claviger</i> (Meigen, 1804)	34
<i>Anopheles (Anopheles) hyrcanus</i> (Pallas, 1771)	35
Complesso <i>maculipennis</i>	36
<i>Anopheles (Anopheles) atroparvus</i> Van Thiel, 1927	37
<i>Anopheles (Anopheles) labranchiae</i> Falleroni, 1926	37
<i>Anopheles (Anopheles) maculipennis</i> Meigen, 1818	38
<i>Anopheles (Anopheles) melanoon</i> Hackett, 1934	38
<i>Anopheles (Anopheles) messeae</i> Falleroni, 1926	39
<i>Anopheles (Anopheles) sacharovi</i> Favre, 1903	39
<i>Anopheles (Anopheles) subalpinus</i> Hackett & Lewis, 1935	40
<i>Anopheles (Anopheles) marteri</i> Sevenet e Prunelle, 1927	40
<i>Anopheles (Anopheles) petragrani</i> Del Vecchio, 1939	41
<i>Anopheles (Anopheles) plumbeus</i> Stephens, 1828	42
<i>Anopheles (Cellia) hispaniola</i> (Theobald, 1903)	42
<i>Anopheles (Cellia) sergentii</i> (Theobald, 1907)	43
<i>Anopheles (Cellia) superpictus</i> Grassi, 1899	44
Genere <i>Aedes</i> Meigen, 1818	45
<i>Aedes (Aedes) cinereus</i> Meigen, 1818	46
<i>Aedes (Aedes) geminus</i> Peus, 1970	47
<i>Aedes (Aedimorphus) vexans</i> (Meigen, 1830)	48
<i>Aedes (Aedimorphus) vittatus</i> (Bigot, 1861)	49
<i>Aedes (Finlaya) echinus</i> (Edwards, 1920)	50
<i>Aedes (Finlaya) geniculatus</i> (Olivier, 1791)	51
<i>Aedes (Ochlerotatus) annulipes</i> (Meigen, 1830)	52

(*) Istituto Superiore di Sanità, Laboratorio di Parassitologia, Viale Regina Elena, 299 - 00161 Roma.

<i>Aedes (Ochlerotatus) atropalpus</i> (Coquillet, 1902)	53
<i>Aedes (Ochlerotatus) berlandi</i> Seguy, 1921	54
<i>Aedes (Ochlerotatus) cantans</i> (Meigen, 1818).	55
<i>Aedes (Ochlerotatus) caspius</i> (Pallas, 1771)	56
<i>Aedes (Ochlerotatus) cataphylla</i> Dyar, 1916	57
<i>Aedes (Ochlerotatus) communis</i> (De Geer, 1776)	58
<i>Aedes (Ochlerotatus) detritus</i> (Haliday, 1833).	59
<i>Aedes (Ochlerotatus) dorsalis</i> (Meigen, 1830).	60
<i>Aedes (Ochlerotatus) mariae</i> Sergent e Sergent, 1903.	61
<i>Aedes (Ochlerotatus) pulcritarsis</i> (Rondani, 1872)	62
<i>Aedes (Ochlerotatus) pullatus</i> (Coquillet, 1904)	63
<i>Aedes (Ochlerotatus) punctor</i> (Kirby, 1837)	64
<i>Aedes (Ochlerotatus) rusticus</i> (Rossi, 1790)	65
<i>Aedes (Ochlerotatus) surcoufi</i> (Theobald, 1912).	65
<i>Aedes (Ochlerotatus) sticticus</i> (Meigen, 1838)	66
<i>Aedes (Ochlerotatus) zammitii</i> (Theobald, 1903)	67
<i>Aedes (Rusticoides) refiki</i> Medschid, 1928.	68
<i>Aedes (Stegomyia) aegypti</i> (Linné, 1762)	69
<i>Aedes (Stegomyia) albopictus</i> (Skuse, 1894).	69
Genere <i>Coquillettidia</i> Dyar, 1905.	71
<i>Coquillettidia buxtoni</i> (Edwards, 1923)	72
<i>Coquillettidia richiardii</i> (Ficalbi, 1899)	72
Genere <i>Culex</i> Linné, 1758	73
<i>Culex (Culex) brumpti</i> Galliard, 1931	74
<i>Culex (Culex) laticinctus</i> Edwards, 1913	75
<i>Culex (Culex) mimeticus</i> Noè, 1899	76
<i>Culex (Culex) pipiens</i> Linné, 1758.	76
<i>Culex (Culex) theileri</i> Theobald, 1903	78
<i>Culex (Culex) torrentium</i> Martini, 1925.	79
<i>Culex (Culex) univittatus</i> Theobald, 1901	79
<i>Culex (Barraudius) modestus</i> Ficalbi, 1889	81
<i>Culex (Maillotia) hortensis</i> Ficalbi, 1889	82
<i>Culex (Neoculex) impudicus</i> Ficalbi, 1890.	82
<i>Culex (Neoculex) martinii</i> Medschid, 1930	84
<i>Culex (Neoculex) territans</i> Walker, 1856	84
Genere <i>Culiseta</i> Felt, 1904	85
<i>Culiseta (Culiseta) annulata</i> (Schrank, 1776).	86
<i>Culiseta (Culiseta) subochrea</i> (Edwards, 1921)	87
<i>Culiseta (Allotheobaldia) longiareolata</i> (Macquart, 1838)	88
<i>Culiseta (Culicella) fumipennis</i> (Stephens, 1825)	88
<i>Culiseta (Culicella) litorea</i> (Shute, 1928)	89
<i>Culiseta (Culicella) morsitans</i> (Theobald, 1901).	90
Genere <i>Orthopodomyia</i> Theobald, 1904	91
<i>Orthopodomyia pulcripalpis</i> (Rondani, 1872).	91
Genere <i>Uranotaenia</i> Lynch Arribalzaga, 1891	92
<i>Uranotaenia (Pseudoficalbia) unguiculata</i> (Edwards, 1913)	93
IDENTIFICATION KEYS OF THE ITALIAN CULICIDAE	93
FIGURE	100
RIASSUNTO/SUMMARY	132
BIBLIOGRAFIA	133

I Culicidi rappresentano un importante capitolo della Entomologia Medica per la vastità dei problemi di salute pubblica che essi pongono e per la complessità dell'ecologia e della biologia delle numerose specie vettrici.

In Italia, il lungo periodo antecedente all'eradicazione della malaria ha visto una intensa attività di ricerca sulle popolazioni di zanzare distribuite in tutto il territorio nazionale: l'attività di lotta antimalarica aveva necessariamente coinvolto in questa tematica entomologica Università e strutture sanitarie regionali e locali, diffondendo attraverso articoli su riviste scientifiche e materiale elaborato ad hoc preziose conoscenze sulla diagnostica e biologia delle specie vettrici e non.

I problemi sanitari posti in questi ultimi decenni nel nostro paese dalle popolazioni di Culicidi sono stati affrontati inizialmente in un ambito scientifico più ristretto, essendo ormai venuta meno quella compagine strutturale di risorse umane preposte alla lotta antimalarica.

Vi è oggi un rinnovato interesse per la diagnosi e biologia dei Culicidi da parte dei ricercatori ed operatori di sanità pubblica a causa di problematiche sanitarie emergenti. Di primaria importanza appaiono quelle legate all'adattamento di alcune specie ad ambienti fortemente antropizzati, all'espansione di strutture abitative su vaste aree che consentono lo sviluppo di Culicidi, alla graduale ricolonizzazione anofelica di zone bonificate dalla malaria, e all'importazione di specie molto aggressive.

Il presente lavoro è nato dall'esigenza, presentata dai collaboratori al programma nazionale di sorveglianza epidemiologica del Laboratorio di Parassitologia dell'Istituto Superiore di Sanità, di disporre di uno strumento di consultazione in forma semplice che, senza essere una revisione sistematica, permetta, anche ai non specialisti, di identificare il materiale raccolto sul campo.

Gli stadi preimaginali sono quelli più frequentemente disponibili, e quindi il presente lavoro ha come parte centrale le chiavi di identificazione delle larve. Sono inoltre fornite le chiavi per le uova e le ninfe fino al livello di genere. L'identificazione delle zanzare adulte sarà oggetto di una prossima pubblicazione.

I percorsi diagnostici, le note di biologia e distribuzione e l'ampia bibliografia sulla fauna culicidica italiana presentati, crediamo conferiranno alla pubblicazione la programmata praticità d'uso e validità scientifica.

Giancarlo Majori
Direttore Laboratorio di Parassitologia
Istituto Superiore di Sanità

L'illustrazione della fauna italiana è da molti anni affidata ai volumi della "Fauna d'Italia" dell'Editore Calderini di Bologna, volumi di eccellente livello ma di cui sinora solo tre si riferiscono a famiglie di Ditteri. Di recente ad opera della stessa casa editrice è apparsa un'opera di grande importanza per la fauna italiana, cioè la checklist delle specie suddivise in fascicoli che dal numero 63 al numero 78 riguardano le famiglie di Ditteri presenti in Italia.

Un ulteriore avanzamento delle conoscenze faunistiche del nostro paese comporterebbe la compilazione di "guide" per il riconoscimento delle specie elencate nelle suddette liste, guide provviste di chiavi e figure, che ne rendessero facile e pratico l'impiego.

Purtroppo, come risulta da quanto affermano gli stessi Autori che hanno compilato le liste, sono assai poche le famiglie di Ditteri italiani per le quali si possa asserire di aver raggiunto "un buon livello" di conoscenza faunistica. È quindi della massima importanza far notare che tra queste poche si possono includere proprio i Culicidi, cioè le zanzare.

Se poi, per la compilazione di chiavi analitiche si volessero privilegiare gruppi di interesse pratico, non si potrebbe certo negare che i Culicidi presentino tutte le caratteristiche per esservi a buon diritto inclusi.

Ho letto quindi con il massimo interesse questo lavoro ammirando lo sforzo effettuato per conciliare il massimo rigore scientifico con semplicità e chiarezza al fine di ottenere un'opera scientificamente valida ed al tempo stesso di pratica e facile consultazione.

So bene quanto sia difficile far capire l'importanza scientifica della tassonomia in un ambito scientifico prevalentemente medico o chimico-fisico auguro quindi ai miei ex colleghi il massimo successo per questo loro lavoro sia all'interno che all'esterno dell'Istituto Superiore di Sanità.

Leo Rivosecchi
già Direttore Laboratorio di Parassitologia
Istituto Superiore di Sanità

Le zanzare, sono ditteri appartenenti alla famiglia Culicidae. Se ne conoscono oltre 3500 specie appartenenti a circa 30 generi raggruppati in 3 sottofamiglie. Circa i tre quarti delle specie vivono in aree tropicali e subtropicali e le restanti sono diffuse nella Regione Oloartica.

A Rondani si devono i primi lavori di carattere generale sui Culicidi italiani. Nel 1856 indicava presenti in Italia tre generi di zanzare: *Anopheles* Meigen, 1818, *Culex* Linné, 1758 ed *Aedes* Meigen, 1818 e nel 1872 segnalava 12 specie, di cui 6 nuove per la scienza, tutte attribuite al genere *Culex*.

È a Ficalbi (1899) che si deve il primo consistente contributo alla conoscenza di questi ditteri per il territorio italiano. Nel suo lavoro vengono infatti ridescritte e inquadrare sistematicamente e corologicamente venti specie di zanzare: 16 appartenenti al genere *Culex* e 4 ad *Anopheles*. Noè (1899) pubblica un altro importante studio con la descrizione di due nuove specie attribuite al genere *Culex*.

Grassi, scopritore assieme a Ross del ciclo di sviluppo dei parassiti malarici, effettua tra il 1900 ed il 1924, alcuni studi sugli anofelini studiandone gli aspetti di sistematica, ecologia e biologia e identificando nelle *Anopheles* i vettori della malaria; un rendiconto dei suoi studi entomologici è stato redatto da La Face (1956). Nella metà degli anni '20, Falleroni apre la strada alla identificazione morfologica delle *Anopheles* che verranno poi definite come "complesso *maculipennis*" attraverso l'esame delle uova (1925, 1926a, 1926b). La Face (1926, 1929, 1932), allieva di Grassi, pubblica negli stessi anni importanti contributi tra cui una revisione del genere *Anopheles* e ulteriori studi morfologici sugli anofelini italiani. A partire dagli anni '30, anche Raffaele, Direttore dell'Istituto di Malariologia Ettore Marchiafava, dedica parte della sua attività scientifica allo studio degli anofelini italiani (1932, 1954, 1961).

Importanti contributi alla conoscenza del "complesso *maculipennis*" vengono dati da Missiroli (1933, 1938), Direttore del Laboratorio di Malariologia dell'Istituto di Sanità Pubblica, oggi Istituto Superiore di Sanità, da Hackett e Missiroli (1935), da Corradetti (1933, 1945), da Mosna (1937). Missiroli e i suoi collaboratori svolsero inoltre un ruolo di particolare rilievo nell'eradicazione della malaria in Italia (Missiroli 1948).

Negli anni successivi alla seconda guerra mondiale vengono con-

dotte alcune ricerche in singole regioni italiane. Sono di Aitken (1954) quelle relative alla Sardegna e di Mariani (1956) quelle per la Sicilia.

Frizzi, dell'Istituto di Zoologia dell'Università di Pavia, apre la strada allo studio citogenetico del "complesso *maculipennis*" (Frizzi 1953, Canalis et al. 1954), confermando definitivamente le intuizioni di Falleroni.

Dagli anni '60 in poi, lo studio di questi insetti viene approfondito da Mario Coluzzi dell'Istituto di Parassitologia dell'Università di Roma "La Sapienza". A lui ed al suo gruppo si devono approfonditi studi (1960a, 1960b, 1961a, 1961b, 1961c, 1962a, 1962b, 1968) su vari aspetti della sistematica, dell'ecologia e della biologia dei Culicidi, affrontati con il supporto delle moderne tecniche di indagine genetica. Con M. Coluzzi hanno spesso collaborato Sabatini, in studi sulla biologia e sistematica di varie specie del genere *Anopheles* ed *Aedes* (1981, 1989), Bullini (1980, 1982) e Cianchi (1980) in ricerche condotte con sistemi gene-enzima, Petrarca e Sabatinelli (1976, 1980) in ricerche sull'ecologia, genetica e morfologia del "complesso *pipiens*". Infine, recentemente Coluzzi e Sabatini hanno curato la checklist delle specie di Diptera Culicidae della fauna italiana (Boorman et al. 1995).

Il Laboratorio di Parassitologia dell'Istituto Superiore di Sanità è oggi incaricato, per il Sistema Sanitario Nazionale, del coordinamento delle attività di sorveglianza epidemiologica nel settore dell'entomologia medica. Nell'ambito di queste attività si è ritenuto opportuno procedere alla elaborazione di uno strumento che permetta, anche ai non specialisti, di identificare con relativa facilità le zanzare raccolte sul campo, sperando in tale modo di contribuire, in tempi brevi, anche ad una migliore conoscenza della ecologia e distribuzione dei Culicidi italiani.

Parte centrale del lavoro sono le chiavi di identificazione delle larve, lo stadio di sviluppo dei Culicidi più facile da reperire in natura. Sono inoltre fornite le chiavi per le uova e le ninfe fino al livello di genere. L'identificazione delle zanzare adulte sarà oggetto di un prossimo lavoro.

Nella elaborazione delle chiavi sono stati privilegiati, quando possibile, i caratteri di più semplice osservazione e che offrono un buon potere discriminante, rinunciando talvolta a seguire l'inquadramento sistematico. Alle chiavi fa seguito la diagnosi morfologica degli stadi preimaginali di ogni genere e quella della larva di ogni

specie con note sulla biologia e distribuzione. Per permettere ulteriori approfondimenti viene infine riportata un'ampia bibliografia riguardante le zanzare della fauna italiana dal 1960 ed i lavori più importanti pubblicati prima di quella data.

Per quanto riguarda la terminologia utilizzata nelle diagnosi morfologiche, essa è frutto di un compromesso tra termini di uso comune nella letteratura italiana e la terminologia inglese standardizzata da Harbach e Knight (1980).

Le chiavi di identificazione sono state elaborate utilizzando un sistema informatico esperto tra i più diffusi tra i botanici e gli entomologi (DELTA System, Dallwitz 1980; Dallwitz et al. 1993).

NOTE MORFOLOGICHE

Nei paragrafi che seguono viene descritta la morfologia generale degli stadi preimaginali dei Culicidi limitatamente ai caratteri utili alla identificazione.

Uovo. L'uovo dei Culicidi (figg. 1-11, 107-113) è lungo circa 1 mm e di forma allungata. Il rivestimento che circonda il tuorlo, è composto da tre strati (figg. 8, 11): lo strato più interno, molto sottile, chiamato membrana vitellina, lo strato intermedio, più o meno sclerificato, chiamato endocorion, lo strato più esterno, che ricopre l'endocorion e che spesso presenta ispessimenti superficiali e reticolazioni, chiamato esocorion. Secondo alcuni Autori la membrana vitellina, termine che non rispetta le omologie embriologiche con gli altri gruppi animali, è in realtà parte integrante del corion. L'uovo dei culicini italiani (figg. 1-4, 6-7) ha forma allungata, con una estremità più arrotondata ed una estremità più appuntita, mentre quello degli anofelini (fig. 5) generalmente presenta una caratteristica forma a banana, con la superficie superiore concava e quella inferiore convessa.

La stabilità delle uova di *Anopheles* sulla superficie dell'acqua è assicurata da due strutture che originano dall'esocorion: la prima è costituita da una coppia di "galleggianti", formazioni vescicolari poste ai due lati dell'uovo in posizione centrale; la seconda è costituita da una frangia, che si estende longitudinalmente da galleggiante a galleggiante (fig. 5). La frangia è resa più rigida da ispessimenti trasversi chiamati columelle.

Nel genere *Culex* l'estremità dell'uovo che poggia sull'acqua presenta una caratteristica struttura a forma di coppa chiamata corolla,

che origina dall'esocorion e ha funzioni idrostatiche (figg. 3, 8). Nel genere *Orthopodomyia* Theobald, 1904, le uova sono contornate da una larga frangia longitudinale, costituita da due strutture membranose sovrapposte che originano dall'esocorion (fig. 6). La parte superiore della frangia è costituita da una serie di trabecole biforcute all'apice, omologhe delle columelle, che servono a rendere più rigida la struttura. La frangia separa circa un terzo della superficie esterna dell'uovo (quella superiore), dai rimanenti due terzi che invece sono sommersi.

LARVA. Il riconoscimento di una larva della famiglia dei Culicidi rispetto a quelle degli altri ditteri acquatici non risulta di particolare difficoltà (Rivosecchi 1984). Solo le larve dei Culicidi hanno segmenti toracici così fortemente dilatati rispetto a quelli addominali e fusi in un unico blocco di aspetto tondeggiante (figg. 24, 27). Altri caratteri distintivi sono: il capo ben distinto dal torace e l'assenza di dischi adesivi e di pseudopodi nei segmenti addominali. Si distinguono facilmente dai Chaoboridae, famiglia più vicina sistematicamente, per avere i tegumenti del corpo non trasparenti, il corpo senza vescicole idrostatiche ed il capo senza antenne raptatorie.

Le setole utilizzate per la tassonomia delle larve e delle pupe hanno una nomenclatura che varia sensibilmente secondo gli autori. I termini da noi adottati sono seguiti tra parentesi dal riferimento al sistema di notazione proposto da Harbach e Knight (1980). La notazione per queste setole consiste di un numero arabo che indica la posizione sequenziale secondo un andamento dorsoventrale e medianolaterale, legato con un trattino ad una lettera o numero romano che indica il segmento anatomico su cui è inserita la setola: "C" per capo, "P" per protorace nella larva e paletta natatoria nella pupa, "M" per mesotorace, "T" per metatorace, "I-VIII" per i primi otto segmenti addominali, "X" per l'ultimo segmento addominale (apparentemente il nono) e "S" per il sifone.

Le larve dei Culicidi possono misurare da meno di un millimetro (primo stadio) a poco più di un centimetro (quarto stadio). La larva di IV stadio è l'unica i cui caratteri sono utilizzati correntemente per l'identificazione. La larva ha il corpo segmentato in tre parti principali: capo, torace ed addome.

Il capo (figg. 25, 28) è una struttura più o meno globulare debolmente sclerificata e appiattita dorsoventralmente. Nella sua parte dorsale è composto da un grande sclerite centrale chiamato fronte-

clipeo, da due piccoli scleriti laterali, ove sono situati gli occhi, chiamati scleriti epicranici e da un piccolo sclerite trasversale, situato anteriormente al fronteclipeo, chiamato preclipeo.

Le antenne originano dai lati del capo e portano una setola o un ciuffo di setole (1-A), nella parte mediana o basale, ed un paio di lunghe e robuste setole chiamate sub-terminali (2-3-A), nella parte apicale. L'apice delle antenne porta altre setole terminali. La superficie delle antenne può essere liscia o ricoperta di spicole.

Sul pre-clipeo sono inserite due robuste spine fortemente sclerificate (1-C). Sul clipeo degli anofelini sono inserite due paia di setole, definite interne (2-C) ed esterne (3-C) rispetto al piano sagittale; queste setole sono assenti nei culicini della fauna italiana. Sulla fronte sono inserite 5 paia di setole chiamate rispettivamente setole post-clipeali (4-C), frontali interne (5-C), frontali medie (6-C), frontali esterne (7-C) e suturali interne (8-C), variamente ramificate e posizionate nelle diverse specie.

L'apparato boccale è costituito dalle mandibole, dalla placca del mento, dalle spazzole e dalle setole periboccali.

Il torace (fig. 29) è diviso virtualmente in tre porzioni antero-posteriori: pro, meso e metatorace. Nelle larve si riscontrano un massimo di 15 paia di setole sul protorace, 14 sul mesotorace e 13 sul metatorace. Negli anofelini le setole 9-12 di ogni porzione toracica originano da un tubercolo comune, sono disposte in posizione ventrolaterale e vengono chiamate pleurali. Quelle meso e metapleurali sono le più utilizzate in tassonomia.

L'addome è composto da 9 segmenti apparenti. L'VIII segmento comprende strutturalmente anche parte del nono segmento addominale embrionale (figg. 26, 31). Nei segmenti I-VIII degli anofelini ed in quelli VI-VIII del genere *Orthopodomyia* sono presenti, sulla parte dorsale del segmento, degli scleriti variamente estesi. Nelle larve delle specie italiane del genere *Orthopodomyia* lo sclerite sull'VIII segmento si estende a coprire largamente i lati del segmento stesso. Nelle larve delle specie italiane del genere *Uranotaenia* Lynch Arribalzaga, 1891, un largo sclerite è presente sui lati dell'VIII segmento.

Un massimo di 12 setole sono presenti sul I segmento addominale, 15 dal II al VII e 7 sull'VIII (di cui solo le 1-5 sono abitualmente utilizzate in tassonomia). Negli anofelini le setole 1 dei segmenti II-VII sono multifide con rami fortemente dilatati e vengono chiamate setole palmate (fig. 30).

Nella maggior parte dei culicini, sono presenti una o più file di

spicole, nella parte centro-distale di ogni lato dell'VIII segmento, a volte le spicole sono disposte irregolarmente. La gran parte degli autori italiani utilizza correntemente per queste spicole il termine di scaglie.

Il X segmento addominale (nono segmento addominale apparente) comprende i segmenti addominali embrionali decimo, nono (parte), undicesimo e telson. Sia negli anofelini (fig. 31) che nei culicini (fig. 26) sul X segmento è presente un largo sclerite, denominato sella che copre la maggior parte delle superfici dorsale e laterali. In qualche specie di *Aedes* lo sclerite è saldato ventralmente a formare un anello completo. Sul X segmento sono disposte 4 paia di setole. Una setola laterale (1-X) è inserita sulla sella, normalmente sul margine posteriore. Le setole 2-X e 3-X costituiscono assieme la cosiddetta spazzola dorsale, di queste la 2-X è quella situata in posizione mediale ed è anche chiamata caudale interna mentre la 3-X, in posizione laterale, è anche chiamata caudale esterna. Lungo la linea mediana del X segmento, in posizione posteroventrale, è disposto un numero variabile di lunghe setole (4-X). Questo complesso di setole viene chiamato spazzola ventrale. La maggior parte di queste setole, talora tutte, originano da un'area chiamata griglia, area barrata o area cratale, costituita da una rete di creste sclerificate.

Nei culicini è presente, nella parte dorsale dell'VIII segmento, un tubo sclerificato chiamato sifone al cui apice si trova l'apparato spiracolare. Il sifone origina embriologicamente dai segmenti addominali VIII e IX. Il sifone è omologo negli anofelini alla placca del pettine e alla fascia sclerificata presente posteriormente alla base dell'apparato spiracolare. L'indice sifonico, spesso usato in tassonomia, si calcola dividendo la lunghezza dorsale (anteriore) del sifone, misurata dalla base all'apice, escludendo l'apparato spiracolare, per la larghezza del sifone misurata alla base. Sul sifone è presente, ad esclusione del genere *Orthopodomyia*, una fila bilaterale, variamente sviluppata, di spicole inserite nella parte posterolaterale della porzione basale. Questa serie di spicole, chiamate anche spine da alcuni autori, è chiamata pettine. Sul sifone sono presenti 2 setole (1-2-S) e sull'apparato spiracolare 11 setole (3-13-S). L'impianto della setola basale del sifone (1-S) rispetto all'estensione del pettine è un carattere primario per distinguere *Culiseta* Felt, 1904, e *Aedes*, mentre la presenza di più setole supplementari impiantate in posizione subventrale (1a-S, 1b-S, ecc. dalla prossimale alla distale) permette di differenziare il genere *Culex* dagli altri generi di culicini. La forma

della setola preapicale del sifone (2-S) è importante nella tassonomia del genere *Culex*.

Sulla parte posteriore del X segmento, attorno all'apertura anale, sono presenti 4 papille (fig. 26), di varia lunghezza, che probabilmente derivano embriologicamente dai cerci dell'undicesimo segmento addominale. Il rapporto tra lunghezza delle papille anali e la lunghezza della sella è un carattere utilizzato in tassonomia.

NINFA. Il terzo stadio di sviluppo delle zanzare è chiamato ninfa o pupa. Questa è divisa in due parti principali: cefalotorace e addome (fig. 12).

Il cefalotorace comprende il capo ed il torace. Il termine cefalotorace è solo descrittivo e non significa che capo e torace siano uniti come nei crostacei o negli aracnidi. In questa struttura la cervice, che negli insetti separa il capo dal torace, è fortemente ridotta ed i due elementi risultano contigui. Sul cefalotorace si riconoscono: lo scutum, che costituisce l'area principale del dorso, l'area delle ali mesotoraciche, che occupa largamente la parte laterale e mediale del torace, e le trombette respiratorie.

Le trombette, inserite nella parte dorsolaterale dello scutum, contengono gli spiracoli mesotoracici e sono mobili. L'apice è troncato obliquamente a formare la pinna che permette di forare la superficie dell'acqua mettendo in comunicazione il meato con l'aria atmosferica. I tegumenti delle trombette possono essere interamente reticolati oppure reticolati nella parte distale e striati trasversalmente nella parte prossimale, quest'ultima viene anche chiamata area tracheoide. La forma delle trombette respiratorie nelle ninfe delle zanzare appartenenti alla nostra fauna può essere ricondotta a tre tipi fondamentali: subcilindrica, caratteristica dei culicini ad esclusione di *Coquillettidia* Dyar, 1905, nettamente conica, caratteristica di *Anopheles*, e con apice ristretto e modificato per forare i tessuti delle piante, caratteristico del genere *Coquillettidia* (figg. 21-23).

L'addome che segue al cefalotorace è composto da dieci segmenti apparenti. I segmenti I-VIII hanno forma subtrapezoidale e sono appiattiti dorsoventralmente. Il IX segmento è assai ridotto ed è rappresentato dorsalmente dal lobo mediale caudale. Sulla parte dorsale del IX segmento è presente una piccola appendice lobiforme e articolata chiamata cercus. Ventralmente, sullo stesso segmento, è presente il lobo genitale, nelle femmine è piccolo e allungato mentre nei maschi è grande e bilobato.

L'addome termina con un paio di palette natatorie che sono appendici del lobo mediale caudale anche se apparentemente sembrano originare dalla parte posterolaterale dell'VIII segmento. Lungo la linea mediana delle palette è presente una nervatura che serve a rinforzare la struttura permettendo una maggiore propulsione durante il movimento. I margini delle palette possono essere lisci o dentellati. Le palette sono variamente conformate secondo i generi, e il rapporto tra la lunghezza e la larghezza delle palette (indice) è utilizzato in tassonomia (figg. 13, 14). Le setole, numerate progressivamente in relazione alle omologie con quelle delle larve, sono variamente conformate nei differenti generi e specie. Particolare importanza ha la setola numero 9 sui segmenti addominali III-VII la cui forma e collocazione permette di distinguere *Anopheles* da *Culex*. La disposizione e la forma delle setole presenti all'apice delle palette (1 e 2-P) offrono caratteri diagnostici importanti per differenziare alcuni generi (figg. 17-19).

CICLO DI SVILUPPO

Il ciclo biologico dei Culicidi comprende quattro stadi di sviluppo: uovo, larva, ninfa ed adulto, di cui i primi tre sono acquatici.

UOVO. Le uova, bianche appena deposte, scuriscono rapidamente a seguito dell'opacizzazione dell'endocorion. La maggior parte delle specie depone le uova direttamente sulla superficie dell'acqua, altre (*Aedes*, *Culiseta* subg. *Culicella* Felt, 1904) su substrati umidi attorno alle raccolte d'acqua. Alcune zanzare (*Culex*, *Culiseta*, *Coquillettia*, *Uranotaenia*) depongono le uova a gruppi, affiancate tra loro, perpendicolarmente alla superficie dell'acqua a formare aggregati galleggianti a forma di zattera, altre (*Anopheles*, *Aedes*, *Orthopodomyia*) le depongono isolatamente sulla superficie dell'acqua. Le uova deposte direttamente sull'acqua schiudono nell'arco di pochi giorni, mentre quelle di *Aedes* deposte sui substrati umidi sono poi in grado di resistere all'essiccamento anche per mesi e di schiudere non appena sono sommerse dall'acqua.

LARVA. Le larve di alcune specie di zanzare si sviluppano in raccolte d'acqua permanenti come stagni, aree palustri, ruscelli, torrenti; altre in raccolte temporanee quali pozze, canalette, cavi degli alberi (specie fitotelmatofile) o contenitori d'acqua di uso domestico.

Esistono specie che possono colonizzare solo acque dolci o solo acque salate, altre invece possono adattarsi ad un ampio gradiente di salinità. Per respirare le larve salgono alla superficie dell'acqua ove gli stigmi respiratori entrano in contatto con l'aria atmosferica. Fanno eccezione le larve di *Coquillettidia*, che utilizzano l'aria presente nei tessuti delle piante acquatiche mediante l'inserimento dell'apice del sifone, opportunamente adattato, nelle parti immerse dei vegetali. Per nutrirsi la larva si serve delle spazzole boccali che con il loro movimento formano un vortice filtrando le particelle e i microrganismi presenti nell'acqua. Le larve di zanzara attraversano quattro stadi di sviluppo separati da tre mute. La durata del ciclo larvale varia da specie a specie ed è fortemente influenzata dalla temperatura dell'acqua e dalla disponibilità di cibo. Per esempio, in condizioni ottimali di laboratorio (28 °C) *Culex pipiens* Linné, 1758, completa il ciclo preimaginale in circa 10 giorni.

NINFA. La ninfa è molto mobile, non si nutre, e staziona nei pressi della superficie dell'acqua per respirare. Fanno ancora eccezione le ninfe di *Coquillettidia*. Lo stadio di pupa dura generalmente pochi giorni, quindi il tegumento si lacera ed emerge l'adulto (sfarfallamento).

ADULTO. L'adulto è un insetto dall'aspetto fragile, con l'addome affilato e zampe lunghe e sottili. Le dimensioni variano da pochi millimetri a più di 1 cm. Il capo è caratterizzato dall'apparato boccale pungitore-succhiatore. Poco dopo essere sfarfallate le zanzare adulte sono già in grado di accoppiarsi. In generale esse si nutrono di liquidi vegetali zuccherini, ma le femmine hanno bisogno di periodici pasti di sangue per maturare le uova. Le zanzare pungono diverse specie animali dai rettili all'uomo. La preferenza per l'uomo sul quale effettuare il pasto di sangue viene detta antropofilia mentre quella per gli animali, generalmente mammiferi, viene detta zoofilia. In alcune specie, dette autogeniche, le femmine sono in grado di deporre uova senza pasto di sangue, utilizzando le riserve proteiche accumulate durante la fase larvale. Dopo aver effettuato il pasto di sangue le zanzare restano a riposo per diverse ore durante la fase della digestione. Le zanzare che restano a riposo all'interno delle abitazioni o di altri fabbricati, generalmente stalle, sono dette endofile, mentre quelle che si riposano sulla vegetazione o nei ricoveri aperti vengono dette esofile. Una femmina può deporre da poche decine a più di

un centinaio di uova. L'intervallo tra due ovodeposizioni, e quindi anche tra due pasti di sangue, è detto ciclo gonotrofico. La sua durata varia da 2 a 5 giorni secondo le specie e la temperatura ambientale. Non si conosce con esattezza quanto in natura possa vivere un adulto di zanzara, metodi indiretti danno stime, in condizioni favorevoli, di 3-4 settimane, tuttavia gli adulti ibernanti di alcune specie possono sopravvivere anche più di sei mesi. Alcune zanzare effettuano un solo ciclo di sviluppo l'anno e sono dette univoltine. La conoscenza delle caratteristiche biologiche delle singole specie è un elemento fondamentale per valutare la capacità vettrice e per dirigere opportunamente gli interventi di controllo.

IMPORTANZA SANITARIA

L'importanza delle zanzare come vettori di agenti patogeni è legata soprattutto alla trasmissione della malaria, una malattia che causa ancora oggi milioni di morti ogni anno nel mondo. Nel nostro paese la malaria è stata eradicata alla fine degli anni '40, ma alcune specie di anofeli, che erano responsabili della trasmissione, sono tuttora presenti sul nostro territorio in densità epidemiologicamente rilevanti (Romi et al. 1994; Romi et al. 1997). L'eventualità che si verifichino in Italia sporadici casi indigeni di malaria, almeno per *Plasmodium vivax* è reale, considerando l'aumento del numero di casi di malaria importati ogni anno e la frequentazione delle zone rurali dell'Italia centromeridionale da parte di soggetti africani ed asiatici per i lavori agricoli stagionali (Sabatinelli et al. 1994, 1995). Sebbene Ramsdale e Coluzzi (1975) non siano riusciti ad infettare in laboratorio esemplari italiani di *An.labbranchiae* Falleroni, 1926, con ceppi afrotropicali di *Plasmodium falciparum*, è ormai dimostrato che popolazioni italiane della zanzara possono infettarsi con ceppi di *P.vivax*, come già accaduto in Corsica (Sautet e Quilici 1971) e recentemente in Italia (casi di Grosseto nell'agosto 1997). Inoltre non si può escludere che *An.superpictus* Grassi, 1899, possa infettarsi anche con ceppi afrotropicali di *P.falciparum* (Zulueta De et al. 1975).

Molte specie di zanzare sono in grado di trasmettere arbovirus. I più importanti tra questi appartengono alle famiglie Bunyaviridae (genere *Bunyavirus* e *Phlebovirus*), Togaviridae (gen. *Alphavirus*) e Flaviviridae (gen. *Flavivirus*). La gran parte delle arbovirosi sono infezioni che interessano gli animali, alcune si trasmettono tra serbatoi animali e l'uomo (zoonosi) mentre poche sono trasmesse esclusivamente da uomo a uomo (antroponosi) (es. la dengue).

I Culicidi sono anche in grado di trasmettere elminti appartenenti alla superfamiglia Filarioidea, agenti etiologici di filariasi umane ed animali.

Non va inoltre sottovalutata l'importanza delle zanzare come fonte di molestia arrecata con la semplice azione ectoparassitaria. In molti casi il fastidio supera la soglia della sopportabilità, ostacolando le attività all'aperto o rendendo difficilmente vivibili aree turistiche, tanto da creare stagionalmente delle vere e proprie emergenze sanitarie.

Le specie che in Italia rivestono un interesse sanitario, sia come vettori di malattie che come fonte di molestia, sono circa una dozzina, raggruppate nei generi *Anopheles*, *Aedes* e *Culex*.

Tra gli anofelini *Anopheles labranchiae*, *An.sacharovi* Favre, 1903, e *An.superpictus* furono i 3 vettori accertati di malaria in Italia, mentre altre specie appartenenti al "complesso *maculipennis*" contribuiscono al mantenimento dell'endemia in zone dove non erano presenti i vettori principali. Dei tre vettori *An.sacharovi*, il cui sviluppo è legato alla presenza di aree palustri con acque salmastre, è praticamente scomparso dal nostro paese, o vi sopravvive comunque in densità tali da non rappresentare più un rischio sanitario. Gli altri due vettori sono invece ancora molto comuni nell'Italia centromeridionale e in Sicilia e, dove spesso hanno recuperato gli spazi perduti con gli interventi di disinfezione durante la campagna di eradicazione della malaria. *An.labranchiae* è presente anche in Sardegna ed in densità molto rilevanti nella provincia di Grosseto, dove l'impianto di colture risicole su ampia scala ha creato nuove ed estremamente favorevoli condizioni di sviluppo (Romi et al. 1992, 1997a).

Tra i culicini di interesse sanitario ricordiamo *Culex pipiens*, la comune zanzara di città, la cui proliferazione è spesso legata all'urbanizzazione stessa che crea nuovi focolai per lo sviluppo massivo della specie. Inoltre questa zanzara ha sviluppato popolazioni resistenti ad alcuni insetticidi (Severini et al. 1993) rendendo difficoltosi gli interventi di controllo. Anche la costruzione di insediamenti turistici a ridosso di aree protette, o comunque fino ad oggi scarsamente popolate, crea oggi nuovi problemi di convivenza con specie tipicamente rurali quali *Aedes caspius* (Pallas, 1771), *Ae.detritus* (Haldiday, 1833), *Ae.vexans* (Bigot, 1861) e *Culex modestus* Ficalbi, 1889.

Cx.pipiens, *Ae.caspius* e *Ae.vexans* sono state indicate come potenziali vettori di arbovirus, supposti agenti di encefaliti umane (Saccà et al. 1968), sebbene in popolazioni italiane di Culicidi sia sta-

to isolato in un'unica occasione un virus Tahyna (Verani et al. 1979; 1995). I tre Culicidi sono anche vettori di filarie appartenenti al genere *Dirofilaria*. Si tratta di elminti parassiti dei cani e di carnivori selvatici (*Dirofilaria repens* e *D.immitis*), che occasionalmente possono essere trasmessi all'uomo, nel quale non sono però in grado di riprodursi (Pampiglione et al. 1995).

Alle specie italiane potenzialmente vettrici si è aggiunta *Aedes albopictus* (Skuse, 1894), zanzara di origine asiatica recentemente importata nel nostro paese attraverso il commercio di copertoni usati. Nelle zone d'origine *Ae.albopictus* è un efficiente vettore di arbovirus ma in Italia, in assenza dei serbatoi d'infezione, il rischio sanitario creato da questa specie è molto basso. *Ae.albopictus* è anche in grado di inserirsi nel ciclo di trasmissione della filariosi canina (Cancri et al. 1995), ma è soprattutto l'azione ectoparassitaria esplicata all'aperto ed in pieno giorno che ne fa una temibile fonte di molestia.

LE SPECIE ITALIANE

La varietà di biotopi e la complessa orografia del nostro paese offrono ai Culicidi una grande varietà di ambienti estremamente differenti tra loro, che vanno dalle aree palustri costiere ai laghetti alpini che raccolgono acque di scioglimento delle nevi. In particolare risultano colonizzati da questi ditteri sia i biotopi ad acque lotiche sia quelli ad acque lentiche dove sono generalmente più abbondanti (cfr. Rioux 1958). Esiste inoltre una stretta corrispondenza tra i Culicidi e le varie fitocenosi che meriterebbe sicuramente di essere approfondita.

Attualmente la fauna italiana comprende 64 specie di zanzare appartenenti a 2 sottofamiglie e 7 generi. Alla sottofamiglia Anopheleinae appartiene il solo genere *Anopheles*, presente con 16 specie, raggruppate in due sottogeneri. Alla sottofamiglia Culicinae appartengono i rimanenti 6 generi: *Aedes* con 26 specie raggruppate in 6 sottogeneri, *Coquillettidia* con 2 specie, *Culex* con 12 specie raggruppate in 4 sottogeneri, *Culiseta* con 6 specie raggruppate in 3 sottogeneri, *Orthopodomyia* e *Uranotaenia* con una specie ognuna.

Viene qui riportato l'elenco delle specie di Culicidi appartenenti alla fauna italiana. Rispetto alla checklist pubblicata nel 1995 (Boorman et al.) sono stati operati quattro cambiamenti: lo spostamento di *Aedes vittatus* dal sottogenere *Stegomyia* Theobald, 1901, al sotto-

genere *Aedimorphus* Theobald, 1903 (Huang 1977), la correzione del nome *Ae.pulchritarsis* (Rondani, 1872) in *Ae.pulcritarsis*, secondo la sua grafia originale ritenuta valida (Snow 1986) e l'aggiunta di due nuove specie, *Aedes geminus* Peus, 1970, di recente segnalazione (Zamburlini 1996c) E *Aedes atropalpus* (Coquillett, 1902), appartenente alla fauna neartica, rinvenuta nel settembre 1996 in provincia di Treviso in copertoni d'auto importati dagli USA (Romi et al. 1997b).

genere *Anopheles* Meigen, 1818

subg. *Anopheles* Meigen, 1818

algeriensis Theobald, 1903

atroparvus Van Thiel, 1927

claviger (Meigen, 1804)

hyrcanus (Pallas, 1771)

labranchiae Falleroni, 1926

maculipennis Meigen, 1818

marteri Sevenet e Prunelle, 1927

melanoon Hackett, 1934

messeae Falleroni, 1926

petragnani Del Vecchio, 1939

plumbeus Stephens, 1828

sacharovi Favre, 1903

subalpinus Hackett e Lewis, 1935

subg. *Cellia* Theobald, 1902

hispaniola (Theobald, 1903)

sergentii (Theobald, 1907)

superpictus Grassi, 1899

genere *Aedes* Meigen, 1818

subg. *Aedes* Meigen, 1818

cinereus Meigen, 1818

geminus Peus, 1970

subg. *Aedimorphus* Theobald, 1903

vexans (Meigen, 1830)

vittatus (Bigot, 1861)

subg. *Finlaya* Theobald, 1903

echinus (Edwards, 1930)

geniculatus (Olivier, 1791)

subg. *Ochlerotatus* Lynch Arribalzaga, 1891

- annulipes* (Meigen, 1830)
- atropalpus* (Coquillet, 1902)
- berlandi* Seguy, 1821
- cantans* (Meigen, 1818)
- caspius* (Pallas, 1771)
- cataphylla* Dyar, 1916
- communis* (De Geer, 1776)
- detritus* Haliday, 1833
- dorsalis* (Meigen, 1830)
- mariae* Sergent e Sergent, 1903
- pulcritarsis* (Rondani, 1872)
- pullatus* (Coquillet, 1904)
- punctor* (Kirby, 1837)
- rusticus* (Rossi, 1790)
- sticticus* (Meigen, 1838)
- surcoufi* (Theobald, 1912)
- zammitii* (Theobald, 1903)

subg. *Rusticoidus* Shevcenco & Prudkina, 1973

- refiki* Medschid, 1928

subg. *Stegomyia* Theobald, 1901

- aegypti* (Linné, 1762)
- albopictus* (Skuse, 1897)

genere *Coquillettidia* Dyar, 1905

- buxtoni* (Edwards, 1923)
- richiardii* (Ficalbi, 1889)

genere *Culex* Linné, 1758

subg. *Culex* Linné, 1758

- brumpti* Galliard, 1931
- laticinctus* Edwards, 1913
- mimeticus* Noè, 1899
- pipiens* Linné, 1758
- theileri* Theobald, 1903
- torrentium* Martini 1925
- univittatus* Theobald, 1901

subg. *Barraudius* Edwards, 1921

- modestus* Ficalbi, 1889

subg. *Maillotia* Theobald, 1907

hortensis Ficalbi, 1889

subg. *Neoculex* Dyar, 1905

impudicus Ficalbi, 1890

martinii Medschid, 1930

territans Walker, 1856

genere *Culiseta* Felt, 1904

subg. *Allotheobaldia* Broelemann, 1919

longiareolata (Macquart, 1838)

subg. *Culicella* Felt, 1904

fumipennis (Stephens, 1825)

litorea (Shute, 1928)

morsitans (Theobald, 1901)

subg. *Culiseta* Felt, 1904

annulata (Schrank, 1776)

subochrea (Edwards, 1921)

genere *Orthopodomyia* Theobald, 1904

pulcripalpis (Rondani, 1872)

genere *Uranotaenia* Linch Arribalzaga, 1891

subg. *Pseudoficalbia* Theobald, 1912

unguiculata (Edwards, 1913)

La particolare posizione geografica dell'Italia, ne fa luogo di incontro di molte specie di Culicidi tra quelle a distribuzione tipicamente nordpaleartica come *Anopheles atroparvus*, e quelle prettamente più meridionali e afrotropicali, come *An.labbranchiae*, che qui raggiungono il limite settentrionale del loro areale di distribuzione. Queste specie spesso si sovrappongono in ampie zone di simpatria con specie vicarianti, come accade ad esempio per *Aedes geniculatus* e *Ae.echinus* e per *Culex impudicus* e *Cx.territans*. L'Italia funge in alcuni casi anche da limite sia per specie a distribuzione prevalentemente mediterraneo occidentale, quali *Aedes mariaae* e *Anopheles pe-tragnani*, sia per altre tipicamente mediterraneo orientali, come *Aedes zammitii* e *Anopheles claviger*.

Delle 64 specie segnalate in Italia alcune sono state rinvenute so-

lo occasionalmente ed è opportuno procedendo allo studio di materiale considerare i seguenti punti:

- *Anopheles subalpinus*, ritenuta una sottospecie di *An. maculipennis* (Rioux 1958) e poi sinonimo di *An. melanoon* (White 1978), era stata rivalutata a buona specie da Bullini e Coluzzi in base a indagini biochimiche (1982). Recentemente il suo status sembra essere è stato riconsiderato dallo stesso Coluzzi che la considera specie di dubbia validità (Boorman et al. 1995).
- *Culex brumpti* e *Anopheles sergentii* sono state segnalate solo in una sola occasione, rispettivamente in Sardegna (Aitken 1954) e nell'isola di Pantelleria (D'Alessandro e Saccà 1967);
- per *Culex univittatus* le segnalazioni sono fortemente datate (Edwards, 1926) e potrebbero riferirsi a *Cx. perexiguus* Theobald, 1903, altra specie del "complesso *univittatus*";
- le segnalazioni di *Aedes dorsalis* e *Culex torrentium* sono poche e dubbie, a causa della confusione generatasi rispettivamente con *Aedes caspius* e *Culex pipiens*, dalle quali sono praticamente indistinguibili allo stadio larvale;
- alcune specie, particolarmente adattate a specifici ambienti acquatici, quali *Anopheles sacharovi*, *An. hyrcanus*, *An. hispaniola*, risultano sempre più rare e forse addirittura estinte a causa della scomparsa dei loro biotopi di sviluppo larvale;
- *Aedes aegypti* è stata segnalata in diverse occasioni nel passato a causa di sporadici episodi di importazione accidentale. A tutt'oggi non risulta che la specie si sia insediata stabilmente sul territorio italiano, non essendo in grado di sopravvivere alla stagione fredda delle nostre latitudini.
- *Aedes albopictus*, specie recentemente introdotta in Italia con carichi commerciali, sembra invece ormai stabilmente presente sul territorio italiano;
- *Aedes annulipes*, *Ae. geminus* e *Ae. sticticus* sono state recentemente segnalate per la prima volta in Friuli (Zamburlini 1996a, 1996b, 1996c) mentre la terza anche in Toscana (Baldaccini e Gianhecchi 1989).
- *Ae. atropalpus* è stata finora rinvenuta in unico sito in provincia di Treviso (Romi et al. 1997b), in due sole occasioni ed in pochi esemplari.

Le abbreviazioni utilizzate nel testo per indicare i generi sono quelle standardizzate da Reinert (1975) con le seguenti corrispondenze: *An.*=*Anopheles*, *Ae.*=*Aedes*, *Cx.*=*Culex*, *Cs.*=*Culiseta*, *Or.*=*Orthopodomyia*, *Ur.*=*Uranotaenia*, *Cq.*=*Coquillettidia*.

RACCOLTA, CONSERVAZIONE E PREPARAZIONE DI LARVE E NINFE

La ricerca degli stadi preimaginali delle zanzare rappresenta l'attività di base per gli studi sulla biologia e sistematica dei Culicidi e per la pianificazione di ogni intervento di controllo delle specie "infestanti". Lo scopo delle indagini è quello di censire le entità presenti e i relativi siti di riproduzione. Come già descritto nel capitolo relativo alla biologia, qualunque raccolta d'acqua, anche temporanea, che permetta l'ovodeposizione della zanzara e lo sviluppo delle larve, viene definita in letteratura focolaio larvale.

La ricerca delle larve può essere effettuata durante tutto l'anno, ma il ciclo biologico della gran parte delle specie si completa tra primavera inoltrata e tardo autunno, e poche sono le zanzare che superano l'inverno allo stadio larvale. Per le specie univoltine precoci la ricerca di larve e ninfe va invece effettuata nel periodo tra la fine dell'inverno e la tarda primavera.

Le tecniche di raccolta sono ovviamente in stretta relazione alle caratteristiche ecologiche degli stadi preimaginali. Il campionamento viene abitualmente effettuato utilizzando contenitori di plastica, o mestoli montati su manici di lunghezza appropriata. Per procedere allo svuotamento delle raccolte d'acqua presenti nei cavi degli alberi si potrà fare uso di un una pera da enteroclisma o di un sifone con soffietto per il travaso di liquidi. Una volta raccolti gli esemplari vengono poi concentrati attraverso sistemi di filtraggio (per es. passino da tè) e trasferite in contenitori di dimensione appropriata. Il materiale può essere ucciso e fissato sul campo o trasportato vivo in laboratorio per l'allevamento. In questo caso è opportuno che i contenitori non siano riempiti di acqua per più di 2/3 per permettere alle larve e alle ninfe di respirare e il trasporto deve avvenire in contenitori termici. È indispensabile che le informazioni bio-ecologiche relative alla cattura siano allegate al materiale raccolto possibilmente attraverso un sistema di codifica.

Le larve e le ninfe possono essere uccise o con acqua molto calda, appena al di sotto del punto di ebollizione, o con formalina al 4%. Quelle uccise con acqua calda debbono poi essere fissate e conser-

vate in alcool a 70° o in formalina al 4%. L'aggiunta di qualche goccia di glicerina all'alcool mantiene i tegumenti più morbidi e diminuisce i rischi di fuoriuscita e di evaporazione dell'alcool dai flaconi. Il materiale organico, talora presente in sospensione nell'acqua, con l'aggiunta di formalina tende a precipitare e ad aderire irreversibilmente ai campioni raccolti; è dunque consigliabile fissare le larve con formalina solo dopo averle trasferite, con una pipetta, in acqua pulita.

Usualmente solo le larve di 4 stadio sono utili per l'identificazione di specie ma quelle degli altri stadi possono essere conservate per riferimento.

Poiché l'identificazione delle larve e ninfe delle zanzare viene effettuata attraverso l'esame della posizione, numero e forma delle setole presenti sui tegumenti (chetotassi), è necessario adoperare una estrema cautela nel trasporto del materiale e utilizzare, per il suo trasferimento nei diversi liquidi durante il montaggio, pinzette morbide o meglio ancora un piccolo pennello molto morbido.

Prima di procedere alla preparazione ed al montaggio dei campioni su vetrino essi debbono rimanere per almeno 2-3 giorni nel liquido di fissaggio. Il materiale deve essere messo a chiarificare 1-2 giorni in cloralattofenolo a freddo. Ricordiamo che questo liquido, contenente fenolo, deve essere utilizzato sotto cappa chimica. Quando i tessuti delle larve non sono ben fissati il contenuto dell'addome talora fermenta lacerando i tegumenti. Per evitare questo problema, se si deve procedere alla chiarificazione del materiale raccolto da pochi giorni, è preferibile tagliare le larve prima di metterle nel cloralattofenolo. Il montaggio definitivo dei campioni su vetrino può essere effettuato con diversi liquidi (liquido di Faure, balsamo del Canada, fenolo balsamo, Euparal). Questi liquidi presentano vantaggi e svantaggi. L'inclusione in liquido di Faure, sostanza a base di idrato di cloralio e gomma arabica, è molto pratica, si può infatti trasferire direttamente il materiale dal cloralattofenolo al liquido di Faure che asciuga rapidamente, non ha forti odori e non è tossico. L'unico inconveniente è che dopo alcuni anni nei preparati si formano dei cristalli che, oltre a essere inestetici, impediscono talora lo studio dell'esemplare. L'utilizzo di questa sostanza deve pertanto essere limitata ad allestimenti che non si desidera conservare a lungo. L'inclusione nel fenolo balsamo, liquido che si ottiene miscelando una parte di Balsamo del Canada con una parte di una soluzione satura di fenolo in alcool, è stata

molto utilizzata negli anni passati. Tuttavia molti sono gli svantaggi nell'utilizzo di questa sostanza: la manipolazione deve essere effettuata sotto cappa chimica a causa della cancerogenità del fenolo, il tempo di essiccamento è piuttosto lungo, il mezzo di montaggio durante l'essiccamento continua a diminuire di volume obbligando a colmare le bolle d'aria che si formano e infine dopo molti anni alcuni preparati scuriscono per l'ossidazione del fenolo. Il mezzo migliore di montaggio è indubbiamente l'Euparal che ha come unico difetto quello di essere scarsamente miscibile con il cloralattofenolo. È dunque necessario asciugare leggermente su carta bibula il materiale durante il passaggio dal cloralattofenolo all'Euparal. L'Euparal secca in poco tempo ed ha la stessa stabilità del balsamo del Canada. Il balsamo del Canada è sconsigliabile come mezzo di montaggio in quanto è assolutamente immiscibile al cloralattofenolo.

Nelle larve per facilitare l'osservazione dei caratteri presenti sul sifone e sull'8° segmento addominale, la parte terminale deve essere separata dal resto dell'addome mediante un taglio praticato all'altezza del 6°-7° segmento. Per le ninfe è consigliabile staccare l'addome dal cefalotorace e tagliare ventralmente quest'ultimo aprendo completamente le superfici laterali. I preparati vanno coperti con vetrino coprioggetto e messi a seccare in stufa per alcuni giorni a non più di 45°C. Le informazioni bio-ecologiche relative alla cattura vanno riportate per esteso sul preparato finito. Nel caso si faccia uso di etichette adesive, sarà bene impiegare quelle apposite per vetreria di laboratorio che non si staccano come invece avviene per quelle comunemente vendute in cartoleria.

CHIAVE DEI GENERI PER LE UOVA

1. Uova deposte singolarmente o in piccoli gruppi (fig. 1) 2.
- Uova deposte in raggruppamenti a forma di zattera (fig. 2) 5.
- 2 (1). Uova provviste di frangia lungo la circonferenza o parte di essa (figg. 5-6) 3.
- Uova sprovviste di frangia (figg. 3, 4, 7) 4.
- 3 (2). Frangia dell'esocorion formata da columelle biforcate all'apice, sempre prive di camere d'aria (galleggianti) (fig. 6) *Orthopodomyia*
- Frangia dell'esocorion formata da columelle non biforcate all'apice, nella maggior parte delle specie esse formano camere d'aria ai lati nell'uovo (fig. 5) *Anopheles* ⁽¹⁾
- 4 (2). Uovo di forma sub-ellittica con un lato usualmente più appiattito (fig. 7) *Aedes*
- Uovo di forma allungata con un apice arrotondato ed uno appuntito (fig. 4) *Culiseta* subg. *Culicella*
- 5 (1). Uova deposte in zattere galleggianti sulla superficie dell'acqua. 6.

	Uova deposte in zattere semisommerse sulla superficie dell'acqua.	<i>Uranotaenia</i>
6 (5).	Base dell'uovo con una escrescenza discoidale a forma di corolla (fig. 3)	<i>Culex</i>
-	Base dell'uovo semplice, senza escrescenza a forma di corolla.	7.
7 (6).	Superficie dell'esocorion (osservata a 100X) completamente liscia (fig. 9)	<i>Culiseta</i> s.str. e <i>Culiseta</i> subg. <i>Allotheobaldia</i>
-	Superficie dell'esocorion con numerose piccole protuberanze (fig. 10)	<i>Coquillettidia</i>

⁽¹⁾ *An.sacharovi*, *An.plumbeus* e *An.superpictus* hanno uova prive di galleggianti e dotate di una più ampia frangia, mentre *An.hispaniola* ha uova prive sia di galleggianti che di frangia.

Le specie del genere *Anopheles* sono ben discriminabili sulla base dell'ornamentazione delle uova; in particolare per quelle del complesso *An.maculipennis* (figg. 107-113) l'uovo è l'unico stadio di sviluppo che permette facilmente l'identificazione di specie. Nella tabella 1 sono riportate le caratteristiche morfologiche delle uova degli anofelini italiani.

Tab. 1 - Tavola comparativa per l'identificazione delle uova degli anofelini italiani (da Angelucci 1955 modificato).

SPECIE	ORNAMENTAZIONE E FORMA	GALLEGGIANTI
<i>An.algeriensis</i>	nero, senza macchie; poli appuntiti	con estremità ricurve, a forma di manubrio
<i>An.atroparvus</i>	grigio piuttosto scuro, macchie cuneiformi ai bordi convergenti al centro a volte formanti bande trasversali	grandi: circa il 35% della lunghezza
<i>An.claviger</i>	nero, senza macchie; stretto al centro	grandissimi: circa il 45% della lunghezza
<i>An.hispaniola</i>	nero, senza macchie; ricurvo e a clava	senza
<i>An.labranchiae</i>	grigio chiaro, poche e corte macchie cuneiformi scure ai bordi	piccoli: circa il 20% della lunghezza
<i>An.maculipennis</i>	grigio chiaro, marcate bande nere all'altezza delle estremità dei galleggianti	molto grandi: più del 40% della lunghezza dell'uovo
<i>An.marleri</i>	nero, senza macchie; stretto al centro	grandissimi: circa il 45% della lunghezza
<i>An.melanoon</i>	nero, senza disegni, rare volte leggere macchioline bianche	grandi: circa il 30% della lunghezza
<i>An.messeae</i>	grigio scuro, bande nere all'altezza delle estremità dei galleggianti quasi confuse con le macchie tra le bande stesse	molto grandi: più del 40% della lunghezza

<i>An.plumbeus</i>	nero, senza macchie; contornato da frangia	senza
<i>An.pseudopictus</i>	nero, senza macchie	stretti e lunghi
<i>An.sacharovi</i>	grigio chiaro, senza disegno, contornato di frangia	assenti in estate, rudimentali (20% della lunghezza) in primavera ed autunno
<i>An.sergenti</i>	scuro, senza macchie	molto grandi: più del 60% della lunghezza
<i>An.subalpinus</i>	grigio chiaro, bande scure all'altezza delle estremità dei galleggianti, macchie tra le bande	molto grandi: circa il 40% della lunghezza
<i>An.superpictus</i>	nero, senza macchie; contornato da larga frangia	senza

CHIAVE DEI GENERI PER LE NINFE

1. Trombette respiratorie con apice modificato per forare i tessuti delle piante acquatiche e captarne l'aria contenuta (fig. 23); palette natatorie strette e lunghe (indice uguale o superiore a 3), bordo posteriore delle palette natatorie con una incisione all'apice (fig. 14) *Coquillettidia*
- Trombette respiratorie con apice non modificato, atto a captare l'aria atmosferica attraverso la superficie dell'acqua (figg. 21, 22); palette natatorie larghe e corte (indice inferiore a 2), bordo posteriore delle palette natatorie regolarmente arrotondato (fig. 13) 2.
- 2(1). Paletta natatoria con una setola accessoria (2-P) oltre alla setola apicale (1-P) (fig. 18-19) 3.
- Paletta natatoria solo con setola apicale, senza setola accessoria (fig. 17) 4.
- 3(2). Trombette respiratorie coniche (fig. 21); setola accessoria (2-P) della paletta natatoria disposta prossimalmente rispetto alla setola apicale (1-P) (fig. 18); setola 9 sui segmenti addominali III-VII robusta e spiniforme, quella sul VII segmento inserita sull'angolo postero-esterno (fig. 16) *Anopheles*
- Trombette respiratorie subcilindriche (fig. 22); setola accessoria della paletta natatoria disposta lateralmente alla setola apicale (fig. 19); setola 9 sui segmenti addominali III-VII non spiniforme (fig. 15), quella sul VII segmento inserita ben al di sopra dell'angolo postero-esterno. *Culex*
- 4(2). Bordo posteriore delle palette natatorie liscio (fig. 13); setola terminale della paletta natatoria (1-P) con 3-4 ramificazioni *Orthopodomyia*
- Bordo posteriore delle palette natatorie più o meno denticolato (fig. 17); setola terminale della paletta natatoria semplice o bifida 5.
- 5(4). Trombette respiratorie con alla base una distinta area tracheoide (fig. 20) *Uranotaenia*
- Trombette respiratorie senza area tracheoide, al più con qualche linea parallela (fig. 22) *Culiseta* e *Aedes*

CHIAVE DEI GENERI PER LE LARVE DI QUARTO STADIO

1. Sifone respiratorio assente (figg. 27, 31) *Anopheles*
- Sifone respiratorio presente (figg. 24, 26) 2.
- 2(1). Apice del sifone con apparato spiracolare modificato per forare i tessuti delle piante (fig. 32) *Coquillettidia*
- Apice del sifone con apparato spiracolare non modificato (figg. 33, 34) 3.

- 3(2). Sifone senza fila longitudinale di spine che forma il pettine (fig. 36) *Orthopodomyia*⁽¹⁾
- Sifone con una fila longitudinale di spine che forma il pettine (figg. 33-35) 4.
- 4(3). Scaglie dell'ottavo segmento inserite sul margine distale di una placca sclerificata (fig. 37) *Uranotaenia*⁽²⁾
- Scaglie dell'ottavo segmento non inserite su una placca sclerificata ma disposte su file parallele o irregolarmente sulla superficie latero-distale (fig. 35) 5.
- 5(4)- Sifone con un solo ciuffo di setole in posizione subventrale (1-S) (figg. 34, 35) 6.
- Sifone con più ciuffi di setole in posizione subventrale (1a, 1b ..S) (fig. 33) *Culex*
- 6(5). Ciuffo di setole sifonali (1-S) impiantato presso la base del sifone (fig. 34) *Culiseta*
- Ciuffo di setole sifonali (1-S) impiantato nel terzo mediano del sifone (fig. 35) *Aedes*

⁽¹⁾ Il genere *Orthopodomyia* è rappresentato in Italia dalla sola specie *Or.pulcripalpis*.

⁽²⁾ Il genere *Uranotaenia* è rappresentato in Italia dalla sola specie *Ur.unguiculata*.

CHIAVE DELLE SPECIE DEL GENERE *ANOPHELES*

1. Setole clipeali interne (2-C) distanziate, separate tra loro da una distanza uguale o maggiore di quella che le separa dalle setole clipeali esterne (3-C) (subg. *Cellia*) (fig. 43) 2.
- Setole clipeali interne ravvicinate, separate tra loro da una distanza molto inferiore di quella che le separa dalle setole clipeali esterne (subg. *Anopheles* s.str.) (fig. 42) 4.
- 2 (1). Setole pleurali lunghe metatoraciche (9 e 10-T) composte da una setola semplice ed una ramificata (fig. 40) *An.sergentii*
- Setole pleurali lunghe metatoraciche composte entrambe da setole ramificate (piumose) (fig. 41) 3.
- 3 (2). Setole pleurali lunghe mesotoraciche (9 e 10-M) composte da una setola appena ramificata e da una semplice (fig. 44) *An.superpictus*
- Setole pleurali lunghe mesotoraciche composte entrambe da setole ramificate (piumose) (fig. 45) *An.hispaniola*
- 4 (1). Setola antennale (1-A) inserita nel terzo medio (fig. 38) 5.
- Setola antennale inserita nel terzo basale (fig. 39) 6.
- 5 (4). Setole frontali (5-7-C) molto piccole e semplici (fig. 47); setole clipeali esterne (3-C) semplici o con poche e brevi ramificazioni (meno di 8) (fig. 47); setole antepalmate del IV e V segmento (2-IV e 2-V) semplici (fig. 53); setola antennale (1-A) semplice (fig. 38); setola laterale del IV e V segmento addominale (6-IV e 6-V) con rami laterali che originano dal tronco principale (fig. 53) *An.plumbeus*
- Setole frontali lunghe, bifide o multifide (fig. 46); setole clipeali esterne molto ramificate (più di 8 rami), dendriformi (fig. 46); setole antepalmate del IV e V segmento multifide (fig. 52); setola antennale multifida; setola laterale del IV e V segmento addominale con 2-4 ramificazioni che originano da una base comune (fig. 52) *An.hyrceanus*
- 6 (4). Setole clipeali esterne (3-C) semplici o con poche e brevi ramificazioni (meno di 8) (fig. 48) 7.
- Setole clipeali esterne molto ramificate (più di 8 rami), dendriformi (fig. 46) *An.maculipennis* s.l.⁽¹⁾
- 7 (6). Setole antepalmate del IV e V segmento (2-IV e 2-V) semplici 8.
- Setole antepalmate del IV e V segmento multifide; 9.
- 8 (7). Setole clipeali interne (2-C) con numerose e sottili setole laterali (fig. 48); setole palmate con apice semplicemente acuminato non prolungato in un lungo filamento (fig. 49) *An.algeriensis*

- Setole clipeali interne semplici o con rade e sottilissime setole laterali; setole palmate (1-II-VI) con apice prolungato in filamento lungo e stretto (fig. 51) *An.marteri*
- 9 (7). Setole antepalmate del IV e V segmento (2-IV e 2-V) composte da 2 o 3 elementi, in quest'ultimo caso il mediano più corto dei laterali (fig. 54) *An.petragnani*
- Setole antepalmate del IV e V segmento composte da più di 3 elementi o da 3 ma in questo caso tutti della stessa lunghezza *An.claviger*

¹¹⁾ Le specie del complesso *maculipennis* risultano pressoché indistinguibili allo stadio larvale. Tuttavia Angelucci (1955) ha proposto dei caratteri biometrici basati sul conteggio del numero dei rami delle setole antepalmate dei segmenti addominali IV e V. Come si può constatare dallo schema di seguito riportato, le ampie zone di sovrapposizione permettono in pratica di distinguere solo le entità più divergenti. Ricordiamo inoltre che, nelle singole specie, sono state evidenziate per questo carattere importanti variazioni geografiche (Suzzoni-Blatger et al. 1990).

Somma del numero di rami delle setole antepalmate del IV e V segmento addominale (2-IV e 2-V):

- compresa tra 8 e 10 (media 9,6; deviazione standard 1,8) *An.labranchiae*
- compresa tra 10 e 13 (media 10,8; dev. st. 1,6) *An.atroparvus*
- compresa tra 12 e 16 (media 13,0; dev. st. 1,3) *An.maculipennis*
- compresa tra 13 e 18 (media 14,8; dev. st. 2,4) *An.messeae*
- compresa tra 18 e 26 (media 21,9; dev. st. 2,5) *An.melanoon*
- compresa tra 34 e 44 (media 30,8; dev. st. 4,3) *An.sacharovi*
- compresa tra 14 e 36 (media 24,5; dev. st. 3,3) *An.subalpinus*

CHIAVE DELLE SPECIE DEL GENERE *Aedes*

1. Antenne senza spicole (figg. 63, 64) 2.
- Antenne con spicole (fig. 65) 9.
2. Setole sul torace e addome rigide e di forma stellata (figg. 67, 68) 3.
- Setole sul torace e addome flessibili, semplici o multifide (fig. 66) 4.
3. Pettine sifonico che raggiunge quasi la metà del sifone; setole stellate sul torace e segmenti addominali formate da numerosi rami lunghi e spessi (fig. 68). *Ae.echinus*
- Pettine sifonico nettamente più corto della metà del sifone; setole stellate sul torace e segmenti addominali formate da pochi rami corti e sottili (fig. 67) *Ae.geniculatus*
- 4(2). Setola antennale (1-A) semplice (fig. 63) 5.
- Setola antennale bifida o multifida (fig. 64) 6.
5. Pettine del sifone con spine uniformemente ravvicinate; scaglie dell'ottavo segmento costituite da una grossa spina centrale e minute spine laterali (fig. 76) *Ae.albopictus*
- Pettine del sifone con una o più spine distali nettamente separate dalle altre; scaglie dell'ottavo segmento costituite da una spina mediana con 2-3 grosse spine laterali (fig. 74) *Ae.aegypti*
- 6(4). Denti del pettine del sifone di forma acuminata, con apice netto (fig. 77); setola sifonica (1-S) inserita prossimalmente rispetto all'ultima spina del pettine; pettine del sifone con una o più spine distali nettamente separate dalle altre; setole frontali interne (5-C) semplici 7.
- Denti del pettine del sifone di forma sub-rettangolare con apice diafano (fig. 73); setola sifonica inserita distalmente rispetto all'ultima spina del pettine; pettine del sifone con spine uniformemente ravvicinate; setole frontali interne bifide o multifide 8.
7. Scaglie dell'ottavo segmento con spina centrale ben distinta *Ae.vittatus*

- Scaglie dell'ottavo segmento a forma di spatola con bordo distale seghettato, senza spina centrale distinta *Ae.atropalpus*
- 8(6). Scaglie dell'ottavo segmento disposte su un'unica fila o alternate (fig. 71); indice sifonico uguale o inferiore a 4; sifone più corto o di lunghezza uguale a quella della setola interna della spazzola dorsale (2-X); scaglie dell'ottavo segmento in numero uguale o inferiore a 10 *Ae.pulcristarsis*
- Scaglie dell'ottavo segmento disposte su più file (fig. 72); indice sifonico superiore a 6; sifone più lungo della lunghezza della setola interna della spazzola dorsale(2-X); scaglie dell'ottavo segmento in numero superiore a 14 *Ae.berlandi*
- 9(1). Scaglie dell'ottavo segmento a forma di spatola con bordo distale seghettato, senza spina mediana distinta (fig. 75); scaglie dell'ottavo segmento in numero maggiore di 44 10.
- Scaglie dell'ottavo segmento con spina mediana nettamente distinta; scaglie dell'ottavo segmento in numero minore di 45 12.
10. Setole frontali interne (5-C) semplici (fig. 70); spazzola ventrale (4-X) con almeno 4 ciuffi di setole inserite al di fuori dell'area barrata *Ae.communis*
- Setole frontali interne bifide o multifide (fig. 69); spazzola ventrale con meno di 4 ciuffi di setole inserite al di fuori dell'area barrata 11.
11. Papille anali oblunghe più lunghe della sella *Ae.pullatus* ⁽¹⁾
- Papille anali globulose più corte della sella *Ae.detritus*
- 12(9). Setola sifonica (1-S) inserita prossimalmente rispetto all'ultima spina del pettine (figg. 57, 58) 13.
- Setola sifonica inserita distalmente rispetto all'ultima spina del pettine (figg. 55, 60, 62) 14.
13. Sifone privo di setole sulla parte dorsale eccetto la setola subapicale (2-S) (fig. 57); papille anali più lunghe della sella; spazzola ventrale (4-X) con meno di 4 ciuffi di setole inserite al di fuori dell'area barrata; setole frontali interne (5-C) semplici *Ae.cataphylla*
- Sifone con diversi ciuffi di setole sulla parte dorsale (fig. 58); papille anali più corte della sella; spazzola ventrale con almeno 4 ciuffi di setole inserite al di fuori dell'area barrata; setole frontali interne bifide o multifide *Ae.risticus*
- 14(12). Pettine del sifone con una o più spine distali nettamente separate dalle alire (figg. 55, 62) 15. ⁽²⁾
- Pettine del sifone con spine uniformemente ravvicinate (figg. 59, 61) 18.
15. Sifone con diversi ciuffi di setole sulla parte dorsale (fig. 62) *Ae.refiki*
- Sifone privo di setole sulla parte dorsale eccetto la setola subapicale (fig. 60) 16.
16. Setole frontali (5-6-7-C) disposte lungo una linea curva *Ae.cinereus* e *Ae.geminus* ⁽³⁾
- Setole frontali disposte in una linea nettamente spezzata con la setola 6-C in posizione anteriore rispetto alla 5-C 17.
17. Scaglie dell'ottavo segmento disposte su un'unica fila o alternate (fig. 60) *Ae.vexans*
- Scaglie dell'ottavo segmento disposte su più file *Ae.surcoufi*
- 18(14). Sella del segmento anale (segmento X) formata da un largo sclerite non interrotto nella parte ventrale (fig. 80) *Ae.punctator*
- Sella del segmento anale (segmento X) formata da un largo sclerite che copre solo le superfici dorsali e laterali, interrotto ventralmente (figg. 78, 79, 81) 19.
19. Papille anali globulose più corte della sella (fig. 82); setola sifonica (1-S) che raggiunge o supera con l'apice l'estremità del sifone (fig. 61); sifone più corto o di lunghezza uguale a quella della setola interna della spazzola dorsale (2-X) *Ae.mariae* e *Ae.zammitii* ⁽⁴⁾
- Papille anali coniche od oblunghe (figg. 78, 79, 81); setola sifonica che non raggiunge con l'apice l'estremità del sifone (fig. 59); sifone più lungo della lunghezza della setola interna della spazzola dorsale 20.
20. Setole frontali interne bifide o multifide 21.

- Setole frontali interne semplici *Ae.caspius* e *Ae.dorsalis* ⁽⁵⁾
- 21. Spazzola ventrale (4-X) con almeno 4 ciuffi di setole inserite al di fuori dell'area barrata (fig. 78); papille anali lunghe al massimo come la sella (fig. 78) *Ae.annulipes* e *Ae.cantans* ⁽⁶⁾
- Spazzola ventrale (4-X) con meno di 4 ciuffi di setole inserite al di fuori dell'area barrata (fig. 81); papille anali più lunghe della sella (fig. 81) *Ae.sticticus*

⁽¹⁾ In *Ae.pullatus* alcune delle scaglie dell'ottavo segmento possono presentare una debole spina centrale.

⁽²⁾ Questo carattere risulta di difficile interpretazione in alcuni esemplari di *Ae.surcouffi* in cui le spine distali sono poco distanziate tra loro.

⁽³⁾ *Ae.cinereus* e *Ae.geminus* risultano indistinguibili allo stadio larvale. *Ae.geminus* è stata descritta nel 1970 da Peus in Germania ed è stata recentemente segnalata in Friuli da Zamburlini (1996c).

⁽⁴⁾ Coluzzi e Sabatini (1968) propongono come carattere differenziale tra *Ae.mariae* e *Ae.zammitii* la forma e il numero delle scaglie dell'ottavo segmento: con spina centrale poco sviluppata, in numero generalmente maggiore di 16 per *Ae.mariae*, con spina centrale molto sviluppata, in numero generalmente minore di 16 per *Ae.zammitii*.

⁽⁵⁾ Snow (1990) ritiene *Aedes caspius* e *Ae.dorsalis* indistinguibili allo stadio larvale. Rioux (1958) le distingue in base al numero di rami delle setole frontali interne e medie: semplici in *Ae.caspius* e bifide o multifide in *Ae.dorsalis*. Marshall (1938) propone come carattere discriminante la posizione della setola sifonica: nettamente impiantata nella metà distale del sifone per *Ae.caspius* e impiantata al centro o nella metà prossimale del sifone per *Ae.dorsalis*. Gutsevich et al. (1974) distinguono le specie per lo stesso carattere proposto da Marshall a cui aggiungono:

- numero di rami della sifonica (1-S): 5-10 in *Ae.caspius* e 3-5, raramente di più, in *Ae.dorsalis*;
- numero di rami della setola caudale interna (2-X): 12-15 in *Ae.caspius* e 4-12 in *Ae.dorsalis*;
- numero di rami della setola 3-VIII: 7-14 in *Ae.caspius* e 5-8 in *Ae.dorsalis*.

⁽⁶⁾ *Ae.annulipes* e *Ae.cantans* sono difficilmente distinguibili allo stadio larvale. Snow (1990) e Marshall (1988) propongono come carattere discriminante il numero di scaglie sull'ottavo segmento: 28-38 per *Ae.cantans* e 41-44 per *Ae.annulipes*. Gutsevich et al. (1974) propongono come carattere discriminante il numero di ciuffi di setole della spazzola ventrale (4-X) inseriti nella griglia comune: 18-19 per *Ae.cantans* e 16 per *Ae.annulipes*.

CHIAVE DELLE SPECIE DEL GENERE *COQUILLETIDIA*

1. Setola numero uno dell'ottavo segmento (1-VIII) composta da 5-7 elementi; sella del segmento anale con minute spicole riunite in gruppi di 4-8 elementi (fig. 85) *Cq.buxtoni*
- Setola numero uno dell'ottavo segmento composta da 2-4 elementi; sella del segmento anale con spicole ben sviluppate disposte in elementi singoli (fig. 84) *Cq.richiardii*

CHIAVE DELLE SPECIE DEL GENERE *CULEX*

1. Tegumenti del torace e addome con corte dense spicole ben visibili sul lato dorsale del torace a forte ingrandimento. Spazzola ventrale del segmento anale (4-X) con uno o più ciuffi di setole impiantate al di fuori (prossimalmente) dell'area barrata (fig. 92) 2.
- Tegumenti del torace e addome non rivestiti da spicole. Spazzola ventrale del

- segmento anale formata da setole che originano tutte dall'area barrata (fig. 91) 4.
- 2 (1). Setola subapicale del sifone (2-S) molto sviluppata, robusta ed a forma di gan-
cio (fig. 98); setola prossimale del sifone (1a-S) impiantata all'interno al pettine
..... *Cx.hortensis*
- Setola subapicale del sifone corta, sottile e dritta, setola prossimale del sifone
impiantata al di fuori del pettine (figg. 105, 106) 3.
- 3 (2). Setola basale del sifone (1a-S) più corta del diametro del sifone al punto di in-
serzione, sifone di forma poco svasata (fig. 105) *Cx.martini*
- Setola basale del sifone di lunghezza uguale o superiore al diametro del sifone
al punto di inserzione, sifone di forma molto svasata (fig. 106)
..... *Cx.impudicus* e *Cx.territans* ⁽¹⁾
- 4 (1). Scaglie dell'ottavo segmento con spina mediana nettamente distinta (fig. 94)
..... 5.
- Scaglie dell'ottavo segmento a forma di spatola con bordo distale seghettato,
senza spina mediana distinta (fig. 95) 6.
- 5 (4). Setola subapicale dell'antenna (2-A) inserita in stretta vicinanza dell'apice (fig.
100); setola subapicale del sifone (2-S) corta, sottile e dritta (fig. 97); setola ba-
sale del sifone (1a-S) più corta del diametro del sifone al punto di inserzione
..... *Cx.theileri*
- Setola subapicale dell'antenna inserita più prossimalmente, quasi tra la setola
antennale e l'apice dell'antenna (fig. 99); setola subapicale del sifone lunga e
curvata dorsalmente (fig. 96); setola basale del sifone di lunghezza uguale o su-
periore al diametro del sifone al punto di inserzione *Cx.mineticus*
- 6 (4). Setola prossimale del sifone (1a-S) impiantata prima della fine del pettine (fig.
93, 104) 7.
- Setola prossimale del sifone impiantata dopo la fine del pettine (fig. 103) 8.
- 7 (6). Sifone con tutti i ciuffi di setole in posizione subventrale e inseriti lungo un'uni-
ca linea ventrale dritta (fig. 104); setola caudale posteriore (2-X) con 1-2 rami,
raramente 3; setola basale del sifone (1a-S) di lunghezza uguale o superiore
al diametro del sifone al punto di inserzione (fig. 104) *Cx.modestus*
- Sifone con uno o più ciuffi di setole distali disposte in posizione sub dorsale e
inseriti su un'unica fila ma con impianti a zig-zag (fig. 93); setola caudale po-
steriore generalmente con più di 3 rami (4-5); setola basale del sifone più cor-
ta del diametro del sifone al punto di inserzione (fig. 93) *Cx.laticinctus*
- 8 (6). Setola basale del sifone (1a-S) di lunghezza uguale o minore del diametro del
sifone al punto di inserzione 9.
- Setola basale del sifone di lunghezza maggiore del diametro del sifone al pun-
to di inserzione (fig. 103) *Cx.pipiens* e *Cx.torrentium* ⁽²⁾
- 9 (8). Apice del sifone con 3 ciuffi di setole di cui i due distali appaiati, lunghi più o
meno quanto il diametro del sifone al loro punto di inserzione (fig. 101)
..... *Cx.univittatus* ⁽¹⁾
- Apice del sifone con 2 soli ciuffi di setole non appaiati più corti del diametro
del sifone al loro punto di inserzione (fig. 102) *Cx.brumpti*

⁽¹⁾ Sevenet (1947) distingue le larve delle popolazioni del nord Africa di *Cx.territans* e *Cx.impudicus* in base alla lunghezza delle setole del sifone: più corte della larghezza del sifone in *Cx.territans* e uguali o più lunghe della larghezza del sifone in *Cx.impudicus*. Rioux (1958) ritiene indistinguibili le larve delle popolazioni del sud della Francia delle due specie, e noi concordiamo con la sua opinione almeno per quanto attiene agli esemplari italiani da noi esaminati.

⁽²⁾ *Cx.pipiens* e *Cx.torrentium* sono difficilmente discriminabili allo stadio larvale e sono identificabili con certezza solo gli adulti maschi. Il carattere finora utilizzato per la diagnosi allo stadio di larva (morfologia della setola laterale della sella) non risulta realmente discriminante nelle popolazioni dell'Inghilterra (Service 1968). Per completezza riportiamo qui di seguito i caratteri proposti da Harbach (1985) per distinguere le due specie nel Vicino Oriente:

- indice sifonico inferiore a 6, setola laterale della sella (1-X) usualmente semplice, setola 1-III-V con 1-2 rami, somma delle ramificazioni di detta setola sui tre segmenti di un lato dell'addome inferiore a 10, in *Cx.pipiens*.
- indice sifonico uguale o maggiore di 6, setola laterale della sella bifida nel 62% degli esemplari; setola 1-III-V con 4-5 rami, somma delle ramificazioni di detta setola sui tre segmenti di un lato dell'addome uguale o maggiore di 10, in *Cx.torrentium*.

¹³⁾ Secondo Harbach (1985, 1988), dopo la rivalutazione a livello di specie di *Cx.perexiguus* Theobald, 1903, (Jupp 1971, White 1975), andrebbero attribuite a questa specie le antiche segnalazioni di *Cx.univittatus* per il bacino del Mediterraneo, il nord Africa e l'Asia sudorientale. Non avendo potuto esaminare alcun esemplare raccolto in Italia non siamo in grado di attribuire con certezza le segnalazioni italiane a uno dei due membri del "complesso *univittatus*". Riportiamo di seguito i caratteri differenziali delle due specie così come indicati da Harbach (1985, 1988):

- setola 1-S di lunghezza uguale a quella del diametro del sifone al punto di inserzione in *Cx.univittatus*;
- setola 1-S di lunghezza molto inferiore a quella del diametro del sifone al punto di inserzione in *Cx.perexiguus*.

CHIAVE DELLE SPECIE DEL GENERE *CULISETA*

1. Sifone lungo, indice maggiore di 4 (figg. 86, 90); antenne più lunghe della capsula cefalica 2.
- Sifone corto, indice minore di 4 (fig. 87); antenne più corte della capsula cefalica 3.
- 2 (1). Pettine del sifone esteso oltre il terzo basale, con una o più spine distali nettamente separate dalle altre (fig. 90) *Cs.fumipennis*
- Pettine del sifone compreso nel terzo basale, con spine uniformemente ravvicinate (fig. 86) *Cs.litorea* e *Cs.morsitans* ⁽¹⁾
- 3 (1). Pettine del sifone nella sua parte distale composto da spine lunghe e flessibili (fig. 34) 4.
- Pettine del sifone composto unicamente da spine corte e rigide (fig. 87) *Cs.longiareolata*
- 4 (3). Setole frontali anteriori (4-C) separate da una distanza uguale o maggiore di quella che separa le setole frontali interne (5-C) (fig. 89) *Cs.annulata* ⁽²⁾
- Setole frontali anteriori separate da una distanza inferiore di quella che separa le setole frontali interne (fig. 88) *Cs.subochrea* ⁽²⁾

⁽¹⁾ Secondo Marshall e Staley (1933) le larve delle popolazioni dell'Inghilterra di *Cs.litorea* e *Cs.morsitans* sarebbero distinguibili per la lunghezza della setola sifonica: lunga meno di 2/5 della lunghezza del sifone in *Cs.morsitans* e lunga più di 2/5 della lunghezza del sifone in *Cs.litorea*. Secondo Rioux (1958) invece, le popolazioni del sud della Francia delle due specie sono indistinguibili allo stadio larvale. Il carattere non sembra affidabile anche nelle popolazioni italiane da noi esaminate.

⁽²⁾ Gutsevich et al. (1974) considerano *subochrea* sottospecie di *annulata*. Secondo Snow (1990) le larve delle popolazioni dell'Inghilterra di *Cs.annulata* e *Cs.subochrea* sono indistinguibili morfologicamente allo stadio larvale differenziate da quanto sostenuto da Rioux (1958), Marshall (1938) e Gutsevich et al. (1974). La distanza tra le setole frontali anteriori e interne risulta discriminante tra le due specie nelle popolazioni dell'Italia centrale da noi esaminate.

DIAGNOSI, NOTE BIOLOGICHE E DISTRIBUZIONE DELLE SPECIE ITALIANE

Nei paragrafi seguenti vengono riportate per ogni genere la diagnosi morfologica degli stadi preimaginali e per ogni specie la dia-

gnosi morfologica della larva, note sulla biologia e sulla distribuzione geografica. Le note sulla biologia e distribuzione si basano sia su dati già presenti in letteratura sia su osservazioni pubblicate e non, raccolte dai ricercatori dell'Istituto Superiore di Sanità negli ultimi 20 anni.

Quando possibile per le distribuzioni geografiche sono state utilizzate le categorie corologiche proposte da La Greca (1964), in altri casi l'areale è stato definito cercando di mantenere la sintesi necessaria per una moderna interpretazione zoogeografica.

Genere **Anopheles** Meigen, 1818

UOVA. Deposte singolarmente sull'acqua (fig. 114). Uovo senza escrescenza a forma di corolla su uno degli apici generalmente provvisto di frangia lungo la circonferenza o parte di essa. Frangia dell'esocorion formata da columelle non biforcute all'apice che nella maggior parte delle specie formano delle camere d'aria ai lati dell'uovo (figg. 5, 127). Le uova di *An.sacharovi*, *An.plumbeus* e *An.susperpictus*, sono prive di galleggianti e dotate di una più ampia frangia, mentre le uova di *An.hispaniola* sono prive sia di galleggianti che di frangia (tab. 1). Il colore è generalmente scuro uniforme, con l'eccezione delle uova delle specie appartenenti al complesso *maculipennis* dove è presente una ornamentazione chiara e scura specie specifica (figg. 107-113).

LARVE. Sifone respiratorio assente (fig. 120). Capo oblungo, clipeo con due paia di setole sul margine anteriore e un paio in posizione più basale. Fronte con 3 paia di setole lunghe e ramificate nella maggior parte delle specie. Setole 9-12 (pleurali) di ogni zona toracica impiantate su un tubercolo comune. Parte dorsale dei segmenti addominali I-VIII ciascuno con uno sclerite variamente esteso a seconda delle specie. Setola numero 1 dei segmenti addominali del secondo al settimo (1-II-VII) multifida e con rami fortemente dilatati (setola palmata) (fig. 121).

NINFE. Trombette respiratorie subconiche (figg. 21, 135), con apice non modificato, atto unicamente a captare l'aria atmosferica attraverso la superficie dell'acqua. Setola numero 9 dei segmenti addominali dal terzo al settimo (9-III-VII) spiniforme (fig. 16). Palette natatorie larghe e corte (indice inferiore a 2), con bordo posteriore

regolarmente arrotondato. Oltre alla setola apicale (1-P) è presente una setola accessoria (2-P) disposta prossimalmente rispetto alla setola apicale (fig. 18).

BIOLOGIA. Le femmine depongono le uova singolarmente sulla superficie dell'acqua. La larva, facilmente identificabile per l'assenza del sifone respiratorio, nuota immersa parallelamente alla superficie dell'acqua respirando attraverso una coppia di spiracoli posti sull'VIII segmento addominale e rimanendo adesa alla superficie attraverso il complesso delle setole palmate. Le femmine, che in molte specie presentano un elevato grado di antropofilia, hanno abitudini crepuscolari e notturne. Le specie presenti in Italia occupano essenzialmente ambienti rurali, dove colonizzano focolai larvali con acque generalmente chiare e con basso contenuto di materia organica in sospensione. Solo alcune specie si sono adattate a vivere in ambienti fortemente antropizzati, come *An.claviger* capace di deporre le proprie uova anche in contenitori artificiali e *An.plumbeus* che si sviluppa nelle acque contenute nei cavi degli alberi. *An.labranchiae*, *An.sacharovi* e *An.superpictus* svolsero nel nostro paese il ruolo di vettori di malaria, mentre altre specie appartenenti al complesso *maculipennis*, come *An.atroparvus*, contribuirono solo in misura minore alla trasmissione della malaria.

Anopheles (Anopheles) algeriensis Theobald, 1903

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole clipeali interne (2-C) ravvicinate (fig. 42), separate tra loro da una distanza molto inferiore di quella che le separa dalle setole clipeali esterne (3-C), con numerose e sottili setole laterali (fig. 48). Setole clipeali esterne (3-C) con poche e brevi ramificazioni (meno di 8). Setole frontali (5-7-C) lunghe, ramificate. Setola antennale (1-A) inserita nel terzo basale, multifida. Setole palmate sui segmenti addominali dal secondo al sesto (1-II-VI) con apice non prolungato in filamento (fig. 49). Setole antepalmate del quarto e quinto segmento addominale (2-IV e 2-V) semplici. Setola laterale del quarto e quinto segmento addominale (6-IV e 6-V) con 2-4 ramificazioni che originano da una base comune.

Si distingue dall'affine *An.marteri* per avere le setole clipeali interne semplici o con sottilissime setole laterali e le setole palmate (1-II-VI) senza apice prolungato in un filamento. Si distingue dalle due

specie del "complesso *claviger*" per avere le setole antepalmate del IV e V segmento semplici, e per la presenza di tre bande fronto-clipeali punteggiate.

BIOLOGIA. I focolai larvali sono costituiti da piccole raccolte d'acqua, relativamente fredde e ricche di vegetazione idrofila (*Juncus*, *Phragmites*), che si formano ai margini di aree palustri, stagni e corsi d'acqua, ma anche da pozze e canalette con acque stagnanti. Le associazioni larvali più comuni sono con *An.labranchiae* e *An.sacharovi*. La stagione fredda viene superata dalla specie allo stadio larvale mentre gli adulti compaiono tra primavera e autunno. Le femmine adulte pungono gli animali domestici e l'uomo, generalmente all'aperto, penetrando raramente all'interno di stalle e abitazioni.

DISTRIBUZIONE. La specie ha una distribuzione mediterranea con estensione al Caucaso e al Tadzhikistan (Gutsevich et al. 1974). In Italia la progressiva scomparsa degli habitat per lo sviluppo larvale sta fortemente incidendo sulla presenza della specie, una volta piuttosto comune lungo le fasce costiere della penisola, soprattutto al sud e nelle isole.

Anopheles (Anopheles) claviger (Meigen, 1804)

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole clipeali interne (2-C) ravvicinate, separate tra loro da una distanza molto inferiore di quella che le separa dalle setole clipeali esterne (3-C), semplici o con rade e sottilissime setole laterali. Setole clipeali esterne (3-C) semplici. Setole frontali (5-7-C) lunghe, ramificate. Setola antennale (1-A) inserita nel terzo basale, multifida. Setole palmate sui segmenti addominali dal secondo al sesto (1-II-VI) con apice semplicemente acuminato non prolungato in un filamento (fig. 50). Setole antepalmate del quarto e quinto segmento addominale (2-IV e 2-V) multifide; composte da più di 3 elementi o da 3 elementi ma tutti della stessa lunghezza. Setola laterale del quarto e quinto segmento addominale (6-IV e 6-V) con 2-4 ramificazioni che originano da una base comune.

Si distingue da *An.algeriensis* e *An.marteri* per avere le setole antepalmate del IV e V segmento multifide. Si distingue da *An.algeriensis* per avere delle macchie isolate pigmentate sul fronteclipeo. Si distingue dalla specie gemella *An.petragnani* per avere le setole ante-

palmate del IV-V segmento composte da più di tre elementi o da tre elementi ma tutti della stessa lunghezza.

BIOLOGIA. Colonizza piccole raccolte d'acqua pulite, fredde e generalmente ombreggiate, sia di origine naturale (sorgenti, cavità rocciose) che artificiale (vasche, pozzi e cisterne). Si rinviene spesso in associazione con *Cs.longiareolata* e *Cx.hortensis*. Sverna allo stadio larvale e la prima generazione annuale si ha a febbraio-marzo. È l'anofele più comune nei centri urbani, punge i mammiferi e frequentemente anche l'uomo. La sua spiccata esofilia ne riduce fortemente la potenzialità come vettore di malaria ed è considerato solo un vettore secondario di malaria nel Vicino Oriente.

DISTRIBUZIONE. Specie paleartica, piuttosto comune nel nostro paese, con esclusione della Sardegna dove è presente la sola specie affine *An.petragnani*.

Anopheles (Anopheles) hyrcanus (Pallas, 1771)

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole clipeali interne (2-C) semplici, ravvicinate, separate tra loro da una distanza molto inferiore di quella che le separa dalle setole clipeali esterne (3-C). Setole clipeali esterne (3-C) molto ramificate (più di 8 rami), dendriformi. Setole frontali (5-7-C) lunghe, ramificate. Setola antennale (1-A) inserita nel terzo medio, multifida. Setole palmate sui segmenti addominali dal secondo al sesto (1-II-VI) con apice semplicemente acuminato non prolungato in un lungo filamento. Setole antepalmate del quarto e quinto segmento addominale (2-IV e 2-V) multifide. Setola laterale del quarto e quinto segmento addominale (6-IV e 6-V) con 2-4 ramificazioni che originano da una base comune (fig. 52).

An.hyrcanus si avvicina morfologicamente alle specie del "complesso *maculipennis*" per avere le setole clipeali esterne dendriforme e le setole frontali ramificate. Da queste specie si distingue per avere la setola antennale inserita nel terzo medio anziché nel terzo basale.

BIOLOGIA. I focolai larvali tipici della specie sono costituiti da aree palustri ben soleggiate, ricche di vegetazione, da risaie e dalle canalette di servizio delle stesse. Gli adulti sono presenti dalla fine dell'inverno fino ad autunno inoltrato, mentre i mesi più freddi vengono superati allo stadio larvale. La specie presenta una marcata an-

tropofilia unita ad una spiccata esofilia; essa può pungere l'uomo e gli animali domestici all'aperto, dal tramonto a notte inoltrata.

DISTRIBUZIONE. La specie presenta una distribuzione paleartica con esclusione dell'Africa del Nord. Nel settore occidentale del suo areale è particolarmente abbondante lungo le coste settentrionali del mediterraneo. In Italia la progressiva scomparsa degli habitat naturali e l'impiego dei pesticidi nella coltura del riso hanno drasticamente ridotto la presenza di questa zanzara, un tempo presente in quasi tutte le regioni del nostro paese.

Complesso **maculipennis**

Con il termine di *An.maculipennis* s.l. si indica un insieme olearico di specie gemelle che, nel nostro paese, raggruppa 7 taxa: *An.maculipennis* s.str., *An.labranchiae*, *An.atroparvus*, *An.sacharovi*, *An.messeae*, *An.melanoon* e *An.subalpinus*. Le specie, che hanno caratteristiche biologiche differenti, possono essere riconosciute solo in base alla morfologia delle uova (figg. 107-113) e parzialmente, allo stadio di larva, con l'analisi biometrica della somma del numero di rami del paio di setole antepalmate del IV e V segmento addominale (vedi chiave). I nuovi approcci di tipo biochimico (Bullini e Coluzzi 1973 e 1982; Suzzoni-Blatger et al. 1990) e molecolare (Mancini et al. 1996) introdotti recentemente in laboratori specializzati, sembrano poter permettere un buon livello di discriminazione tra le specie.

Le specie del "complesso *maculipennis*" sono affini ad *An.hyrcaanus* da cui si distinguono per avere la setola antennale inserita nel terzo basale anziché nel terzo medio.

DIAGNOSI DELLE LARVE. Setole clipeali interne (2-C) ravvicinate, separate tra loro da una distanza molto inferiore di quella che le separa dalle setole clipeali esterne (3-C). Setole clipeali esterne (3-C) molto ramificate (più di 8 rami), dendriformi. Setole frontali (5-7-C) lunghe, ramificate (fig. 46). Setola antennale (1-A) inserita nel terzo basale, multifida. Setole palmate sui segmenti addominali dal secondo al sesto (1-II-VI) con apice semplicemente acuminato non prolungato in un lungo filamento. Setole antepalmate del quarto e quinto segmento addominale (2-IV e 2-V) multifide. Setola laterale del quarto e quinto segmento addominale (6-IV e 6-V) con 2-4 ramificazioni che originano da una base comune.

BIOLOGIA. I focolai larvali tipici delle specie del complesso *maculipennis* presentano caratteristiche molto diverse tra loro. *An.sacharovi* per esempio predilige acque salmastre non fredde in ambienti palustri. *An.labranchiae* e *An.atroparvus*, che oggi colonizzano pressoché esclusivamente raccolte d'acqua dolce, sono in grado di utilizzare anche acque con gradi diversi di salinità; i focolai più comuni sono costituiti da acque stagnanti o debolmente correnti, generalmente ben soleggiate. Le altre specie del complesso si sviluppano prevalentemente in acque dolci relativamente più fredde. Gli adulti pungono abitualmente il bestiame, ma possono nutrirsi anche sull'uomo con gradi di antropofilia diversi seconda delle specie. La ricerca del pasto di sangue si concentra in massima parte tra l'imbrunire e le prime ore della notte, sia all'esterno che all'interno dei fabbricati, anche in questo caso con gradi diversi di endofagia ed endofilia. La forma di sviluppo svernante è l'adulto che trova rifugio prevalentemente in stalle, magazzini ed altri fabbricati.

Anopheles (Anopheles) atroparvus Van Thiel, 1927

BIOLOGIA. I focolai larvali sono costituiti da raccolte d'acqua più o meno stagnante e, come per *An.labranchiae*, ben soleggiate e ricchi di vegetazione, quali risaie, invasi artificiali per uso industriale e irriguo, stagni e canali. Quando la malaria era ancora endemica in Italia *An.atroparvus*, insieme ad *An.melanoon*, fu ritenuto vettore occasionale in alcune aree della pianura padana dove non era stata evidenziata la presenza di altri vettori.

DISTRIBUZIONE. Specie ampiamente diffusa nell'Europa centrale e in varie zone del Mediterraneo. La specie è ampiamente diffusa nell'Italia peninsulare, mentre è assente nelle isole maggiori. In Italia settentrionale sostituisce la specie gemella più meridionale *An.labranchiae*, mentre nelle regioni del centro-sud, dove le fasce costiere sono occupate da quest'ultima specie, occupa zone interne e quote più elevate.

Anopheles (Anopheles) labranchiae Falleroni, 1926

BIOLOGIA. I focolai naturali sono costituiti principalmente da stagni e da pozze d'acqua che si formano nell'alveo di fiumi e torrenti (fig. 140) durante la stagione di magra, ma la specie ben si adatta an-

che a focolai artificiali quali canali irrigui o di bonifica, invasi artificiali e risaie (Bettini et al. 1978) (fig. 146), caratterizzati da acque non inquinate, ben soleggiate e con abbondante vegetazione sui margini. *An.labranchiae* mostra un buon grado di antropofilia pungendo tanto l'uomo quanto gli animali domestici, sia al chiuso che all'aperto.

DISTRIBUZIONE. Presenta una distribuzione ovest-mediterranea. L'areale di distribuzione in Italia comprende le due isole maggiori e buona parte del centro sud. Nell'Italia peninsulare *An.labranchiae* è presente, in maniera assai discontinua, lungo le fasce costiere dei due versanti, comunque generalmente non oltre i 200 metri di quota, dalla Calabria fino alle falde delle colline Senesi, dove viene sostituita dalla specie gemella più settentrionale *An.atroparvus*. In Sicilia ed in Sardegna invece occupa anche aree interne fino ad altitudini elevate (600-1000 metri s.l.m.) *An.labranchiae* è stato il principale vettore di malaria nel nostro paese. Oggi è presente in densità epidemiologicamente rilevanti solo in provincia di Grosseto, in Calabria, sia lungo le coste tirreniche che ioniche, ed in molte aree di Sardegna e Sicilia (Romi et al. 1994 e 1997a).

Anopheles (Anopheles) maculipennis Meigen, 1818

BIOLOGIA. La specie è stata spesso indicata in letteratura come *An.maculipennis typicus* Hackett, 1934. È dotata di ampia valenza ecologica; le larve sono in grado di sfruttare un gran numero di focolai, permanenti o temporanei, naturali e artificiali. Generalmente si tratta di acque moderatamente fredde, spesso ombreggiate, con moderato contenuto di materia organica in sospensione. È certamente la specie del complesso *maculipennis* che più si è adattata a vivere in ambienti antropizzati. La specie è prevalentemente zoofila. Gli adulti pungono soprattutto all'interno dei ricoveri animali dove rimangono per digerire il pasto di sangue.

DISTRIBUZIONE. La specie ha una diffusione sibirico-europea-mediterranea. In Italia continentale è la specie più diffusa del complesso *maculipennis*, mentre è rara in Sicilia e assente in Sardegna.

Anopheles (Anopheles) melanoon Hackett, 1934

BIOLOGIA. Le larve colonizzano habitat della stessa natura di quelli già descritti per *An.maculipennis* e *An.messeae*, ma può esser rin-

venuto in associazione anche con *An.atroparvus* (Majori et al. 1970). L'adulto è prevalentemente zoofilo. Ad *An.melanoon* è stato attribuito, insieme ad *An.atroparvus*, il ruolo di vettore occasionale di malaria nelle zone interne della pianura Padana.

DISTRIBUZIONE. Diffusa nella zona mediterraneo settentrionale, era una delle specie del complesso *maculipennis* più comuni nell'Italia peninsulare. Oggi sembra prevalentemente diffusa al nord mentre al centro e al sud occupa soprattutto le zone interne collinari. Assente in Sicilia, è da ritenersi rara o addirittura assente in Sardegna (Marchi e Munstermann 1987).

Anopheles (Anopheles) messeae Falleroni, 1926

BIOLOGIA. Specie d'acqua dolce, predilige gli ambienti con acque relativamente fredde, gli stessi adatti allo sviluppo di *An.maculipennis*, insieme al quale si può spesso rinvenire associata. L'adulto è prevalentemente zoofilo.

DISTRIBUZIONE. Specie a distribuzione sibirico-europea, è diffusa in Italia settentrionale e nell'Appennino centrale.

Anopheles (Anopheles) sacharovi Favre, 1903

BIOLOGIA. La rarefazione della specie è legata agli interventi di bonifica, alle opere di urbanizzazione e all'inquinamento, che hanno progressivamente portato alla scomparsa delle paludi costiere e delle pozze retrodunali salmastre, un tempo focolai elettivi della specie. *An.sacharovi* è stato importante vettore di malaria, soprattutto nelle regioni costiere dell'alto Adriatico. Come tutte le altre specie del complesso *maculipennis* può nutrirsi indifferentemente sul bestiame e sull'uomo, ma mostra un elevato grado di antropofilia e di endofilia.

DISTRIBUZIONE. Specie a distribuzione centroasiatica-europea-mediterranea. In Italia, prima della campagna di eradicazione della malaria, era presente in alcune aree costiere peninsulari, in particolare lungo la costa adriatica dal Veneto alla Calabria, e in Sardegna. Le ultime segnalazioni, che risalgono a una trentina di anni fa, riguardano la zona del lago di Lesina, in Puglia, e la costa settentrionale della Sardegna (Gallura). Recenti ricerche, condotte nelle

stesse zone, non hanno però evidenziato la presenza della specie (Romi et al. 1994 e 1997a).

Anopheles (Anopheles) subalpinus Hackett & Lewis, 1935

BIOLOGIA. Questa specie, il cui rango tassonomico è ancora oggetto di discussione, occupa gli habitat larvali tipici delle specie di acqua fredda del complesso *maculipennis*, quali *An.melanoon*, *An.messeae* e *An.maculipennis*. L'adulto sarebbe prevalentemente endofilo e zoofilo.

DISTRIBUZIONE. La distribuzione geografica di questa specie è da definire, probabilmente si sovrappone a quella di *An.melanoon* a cui vanno riferite la maggior parte delle segnalazioni.

Anopheles (Anopheles) marteri Sevenet e Prunelle, 1927

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole clipeali interne (2-C) ravvicinate, separate tra loro da una distanza molto inferiore di quella che le separa dalle setole clipeali esterne (3-C) (subg. *Anopheles* s.str.), semplici. Setole clipeali esterne (3-C) semplici. Setole frontali (5-7-C) lunghe, ramificate. Setola antennale (1-A) inserita nel terzo basale, multifida. Setole palmate sui segmenti addominali dal secondo al sesto (1-II-VI) con apice prolungato in filamento lungo e sottile (fig. 51). Setole antepalmate del quarto e quinto segmento addominale (2-IV e 2-V) semplici. Setola laterale del quarto e quinto segmento addominale (6-IV e 6-V) con 2-4 ramificazioni che originano da una base comune.

An.marteri si avvicina morfologicamente alle specie del "complesso *claviger*" e a *An.algeriensis* per avere le setole clipeali esterne semplici. Si distingue da *An.claviger* e *An.petragnani* per avere le setole antepalmate del IV-V segmento semplici e le setole palmate con apice prolungato in un filamento lungo e sottile. Si distingue da *An.algeriensis* per avere le setole clipeali interne semplici o con rade e sottilissime setole laterali e per le setole palmate sui segmenti addominali dal secondo al sesto (1-II-VI) con apice prolungato in filamento lungo e stretto.

BIOLOGIA. Le larve, stenoterme e stenotopiche, si riproducono in acque fredde e correnti. I focolai larvali sono costituiti da raccolte d'acqua che si formano tra le rocce nell'alveo scosceso di torrenti e

ruscelli. Le larve sono presenti dalla fine della primavera fino all'autunno. L'adulto sverna al riparo di cavità naturali (grotte, tronchi vuoti) o seminaturali (miniere), ma non nei fabbricati. L'adulto è strettamente zoofilo ed esofilo.

DISTRIBUZIONE. Specie a distribuzione mediterranea, in Italia occupa habitat tipicamente montani. È stata segnalata in Sicilia, Sardegna e in diverse località dell'Appennino centro-meridionale.

Anopheles (Anopheles) petragnani Del Vecchio, 1939

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole clipeali interne (2-C) semplici, ravvicinate, separate tra loro da una distanza molto inferiore di quella che le separa dalle setole clipeali esterne (3-C). Setole clipeali esterne (3-C) semplici. Setole frontali (5-7-C) lunghe, ramificate. Setola antennale (1-A) multifida, inserita nel terzo basale. Setole palmate sui segmenti addominali dal secondo al sesto (1-II-VI) con apice semplicemente acuminato non prolungato in un lungo filamento. Setole antepalmate del quarto e quinto segmento addominale (2-IV e 2-V) multifide, composte da 2 o 3 elementi in quest'ultimo caso il mediano più corto dei laterali (fig. 54). Setola laterale del quarto e quinto segmento addominale (6-IV e 6-V) con 2-4 ramificazioni che originano da una base comune.

Appartiene al "complesso *claviger*" e si distingue dalla specie gemella *An.claviger* per avere le setole antepalmate del IV-V segmento composte da 2 o 3 elementi, in quest'ultimo caso con il mediano più corto dei laterali.

BIOLOGIA. Colonizza piccole raccolte d'acqua chiara, sia di origine naturale (sorgenti, cavità rocciose) che artificiale (vasche, pozzi e cisterne). Si rinviene frequentemente in associazione con la specie gemella *An.claviger*, anche se sembra prediligere acque più calde. L'inverno viene superato allo stadio larvale, mentre i primi adulti appaiono tra la fine dell'inverno e l'inizio della primavera. Punge mammiferi e, frequentemente, anche l'uomo. La sua spiccata esofilia ne riduce fortemente la potenzialità come vettore di malaria.

DISTRIBUZIONE. Specie a distribuzione ovest-mediterranea, in Italia è presente in Liguria, nelle regioni centro-meridionali e nelle isole. Probabilmente in Sicilia e sul continente la sua distribuzione si

sovrappone a quella della specie gemella *An.claviger*, mentre in Sardegna è probabilmente l'unica specie del complesso *claviger* presente sull'isola (Marchi e Munstermann 1987).

Anopheles (Anopheles) plumbeus Stephens, 1828

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole clipeali interne (2-C) ravvicinate, separate tra loro da una distanza molto inferiore di quella che le separa dalle setole clipeali esterne (3-C), con numerose e sottili setole laterali. Setole clipeali esterne (3-C) con poche e brevi ramificazioni (meno di 8). Setole frontali (5-7-C) molto piccole e semplici (fig. 47). Setola antennale (1-A) semplice, inserita nel terzo medio. Setole palmate sui segmenti addominali dal secondo al sesto (1-II-VI) con apice semplicemente acuminato non prolungato in un lungo filamento. Setole antepalmate del quarto e quinto segmento addominale (2-IV e 2-V) semplici. Setola laterale del quarto e quinto segmento addominale (6-IV e 6-V) con rami laterali che originano dal tronco principale (fig. 53).

È l'unico anofelino italiano ad avere le setole frontali molto piccole e semplici e le cui larve sono rinvenibili in focolai anche all'interno dei cavi degli alberi.

BIOLOGIA. *An.plumbeus* si sviluppa prevalentemente in raccolte di acqua piovana all'interno delle cavità degli alberi ad alto fusto, quali *Platanus*, *Ulmus* e *Quercus* (fig. 147), ma può essere rinvenuta anche in contenitori artificiali con acque molto alcaline. La specie si rinviene frequentemente in associazione con *Ae.geniculatus*, *Ae.berlandi* e *Or.pulcripalpis*, anche nei centri abitati, negli alberi che fiancheggiano viali e giardini. Le uova vengono deposte all'asciutto, sopra il bordo dell'acqua e schiudono solo quando sommerse. L'inverno viene superato allo stadio larvale o a quello di uovo. L'adulto punge i mammiferi e l'uomo anche in pieno giorno all'aperto. *An.plumbeus* è stato sospettato di essere vettore occasionale di malaria in grandi centri urbani (Swellengrebel 1954).

DISTRIBUZIONE. Specie paleartica, è presente in tutta Italia ove siano presenti i caratteristici habitat adatti allo sviluppo larvale.

Anopheles (Cellia) hispaniola (Theobald, 1903)

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole clipeali semplici, clipeali interne (2-C) distanziate (fig. 43), separate tra loro da una distanza uguale o

maggiore di quella che le separa dalle setole clipeali esterne (3-C) (subg. *Cellia*); Setole frontali (5-7-C) lunghe, grosse, ramificate. Setola antennale (1-A) inserita nel terzo medio; semplice. Setole pleurali lunghe mesotoraciche (9 e 10-M) (fig. 45) e metatoraciche (9 e 10-T) composte entrambe da setole ramificate (piumose). Setole palmate sui segmenti addominali dal secondo al sesto (1-II-VI) con apice prolungato in filamento lungo e stretto. Setola laterale del quarto e quinto segmento addominale (6-IV-V) con rami laterali che originano dal tronco principale.

Il sottogenere *Cellia*, caratterizzato allo stadio larvale da setole clipeali interne molto distanziate, comprende 3 specie: *An.hispaniola*, *An.sergentii* ed *An.superpictus*. *An.hispaniola* si differenzia da *An.sergentii* per avere le setole pleurali lunghe metatoraciche composte entrambi da setole ramificate e da *An.superpictus* per avere le setole pleurali lunghe mesotoraciche composte entrambe da setole ramificate.

BIOLOGIA. I focolai larvali sono costituiti principalmente da pozze che si formano nel letto o ai margini di torrenti di montagna. La specie predilige acque poco profonde, ben ossigenate e soleggiate, coperte da alghe verdi filamentose (*Spyrogira*). I focolai di *An.hispaniola* sono molto simili a quelli di *An.superpictus* ma, preferendo in genere acque più fredde rispetto a quest'ultima specie, sul continente ed in Sicilia si rinviene prevalentemente ad altitudini maggiori. Le larve di *An.hispaniola* sono molto difficili da raccogliere perché in grado di rimanere per lungo tempo immerse quando disturbate (Trapido 1951). Sverna probabilmente come adulto, raggiungendo la densità massima alla fine dell'estate. Le larve sono presenti dalla tarda primavera ai primi mesi d'autunno. Specie prevalentemente zoofila punge anche l'uomo, generalmente all'aperto, o più raramente all'interno delle abitazioni.

DISTRIBUZIONE. Specie a distribuzione ovest-mediterranea. In Italia è rara, presente in Sicilia, Sardegna e lungo il versante ionico della Calabria.

Anopheles (*Cellia*) *sergentii* (Theobald, 1907)

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole clipeali interne (2-C) semplici, distanziate, separate tra loro da una distanza uguale o maggiore di quella che le separa dalle setole clipeali esterne (3-C). Setole clipeali ester-

ne (3-C) semplici. Setole frontali (5-7-C) lunghe, ramificate. Setola antennale (1-A) semplice, inserita nel terzo medio. Setole pleurali lunghe mesotoraciche (9 e 10-M) composte da una setola appena ramificata e da una semplice. Setole pleurali lunghe metatoraciche (9 e 10-T) composte da una setola semplice e una ramificata (fig. 40). Setole palmate sui segmenti addominali dal secondo al sesto (1-II-VI) con apice prolungato in filamento lungo e stretto. Setole antepalmate del quarto e quinto segmento addominale (2-IV e 2-V) multifide; composte da più di 3 elementi o da 3 elementi ma tutti della stessa lunghezza. Setola laterale del quarto e quinto segmento addominale (6-IV e 6-V) con rami laterali che originano dal tronco principale.

An.sergentii si differenzia da *An.superpictus* e *An.hispaniola* per avere le setole pleurali lunghe metatoraciche composte da una setola ramificata e da una semplice.

BIOLOGIA. Gli unici focolai larvali descritti in Italia erano costituiti da piccoli laghetti poco profondi e ricchi di vegetazione, originati da sorgenti termali. La presenza di *An.sergentii* fu associata ad alcuni casi di malaria da *Plasmodium vivax* (terzana benigna) verificatisi nell'isola di Pantelleria. Nell'isola raggiunge la massima densità nel tardo autunno. Nelle altre zone del suo areale di distribuzione, gli adulti di *An.sergentii* sono descritti come fortemente antropofili ed endofili (Senevet et Andarelli 1956).

DISTRIBUZIONE. Specie a distribuzione sud-mediterranea, in Italia è stata segnalata unicamente nell'isola di Pantelleria negli anni 60 (D'Alessandro e Saccà 1967).

Anopheles (Cellia) superpictus Grassi, 1899

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole clipeali interne (2-C) semplici o con rade e sottilissime setole laterali, distanziate, separate tra loro da una distanza uguale o maggiore di quella che le separa dalle setole clipeali esterne (3-C). Setole clipeali esterne (3-C) semplici o bifide. Setole frontali (5-7-C) lunghe, ramificate. Setola antennale (1-A) semplice, inserita nel terzo medio. Setole pleurali lunghe mesotoraciche (9 e 10-M) composte da una setola appena ramificata e da una semplice (fig. 44). Setole pleurali lunghe metatoraciche (9 e 10-T) composte entrambe da setole ramificate (piumose) (fig. 41). Setole palmate sui segmenti addominali dal secondo al sesto (1-II-VI) con api-

ce prolungato in filamento lungo e stretto. Setole antepalmate del quarto e quinto segmento addominale (2-IV e 2-V) semplici. Setola laterale del quarto e quinto segmento addominale (6-IV e 6-V) con rami laterali che originano dal tronco principale.

An.superpictus si differenzia da *An.sergentii* per avere le setole pleurali lunghe metatoraciche composte entrambi da setole ramificate e da *An.hispaniola* per avere le setole pleurali lunghe mesotoraciche composte da una setola ramificata e da una semplice o appena ramificata.

BIOLOGIA. I focolai larvali della specie sono molto caratteristici. Sono costituiti da pozze d'acqua poco profonde che si formano nell'alveo sassoso di fiumi e torrenti durante i periodi di magra estiva (fig. 141). Si tratta di specie estivo-autunnale che raggiunge la massima densità tra agosto e settembre. La forma svernante è l'adulto che si ripara in cavità naturali ma anche nei fabbricati. A una spiccata endofilia unisce anche un buon grado di antropofilia, tanto che può pungere indifferentemente l'uomo e il bestiame. *An.superpictus* è stato uno dei vettori accertati di malaria in Italia meridionale ed in Sicilia.

DISTRIBUZIONE. La specie presenta una distribuzione ovest-mediterranea. La sua distribuzione in Italia, che comprendeva il centro-sud e la Sicilia, è andata progressivamente riducendosi. L'inquinamento delle acque e la loro utilizzazione a scopo agricolo ed industriale hanno infatti fortemente ridotto gli habitat larvali della specie. Oggi, *An.superpictus* è ancora presente, in maniera discontinua, solamente nelle regioni meridionali ed in Sicilia. Densità anche rilevanti sono state peraltro riscontrate in Calabria, sia lungo la costa Ionica che quella Tirrenica (Sabatini et al. 1981; Romi et al. 1994).

Genere **Aedes** Meigen, 1818

UOVA. Le uova sono deposte singolarmente o in piccoli gruppi (fig. 1). Hanno forma ovoidale con usualmente un lato più appiattito. La superficie non presenta escrescenza a forma di corolla su uno degli apici né frangia. L'endocorion è particolarmente spesso (4-5 micron), l'esocorion è molto sottile e forma un reticolo di avvallamenti e tubercoli (figg. 7, 117). L'insieme delle due strutture rende le uova capaci di resistere a periodi di essiccamento.

LARVE. Sifone respiratorio presente, con apparato spiracolare non modificato, una fila longitudinale di spine che forma il pettine e un solo ciuffo di setole subventrali (1-S) impiantato nel terzo medio. Scaglie dell'ottavo segmento non inserite su una placca sclerificata ma disposte singolarmente.

Le larve hanno facies simile a quella di *Culiseta* e l'impianto della setola sifonica nel terzo medio del sifone è il carattere che va utilizzato per la diagnosi differenziale.

NINFE. Trombette respiratorie con apice non modificato, subcilindriche; prive di area tracheoide ben distinta, al più con qualche linea parallela presso la base. Setola numero 9 sull'ottavo segmento addominale (9-VIII) corta, molto più della metà della lunghezza della paletta natatoria, poco ramificata. Setole sui tergiti addominali assai lunghe. Palette natatorie larghe e corte (indice inferiore a 2), con bordo posteriore arcuato, senza incisura, più o meno denticolato (fig. 17). Palette natatorie, solo con una setola apicale (1-P), senza setola accessoria; setola apicale semplice o bifida.

BIOLOGIA. I focolai larvali sono tipicamente costituiti da raccolte d'acqua temporanea, con basso contenuto di materia organica in sospensione e vari gradi di salinità. Le zanzare di questo genere superano la stagione fredda allo stadio di uovo. L'uovo è infatti dotato di caratteristiche morfologiche tali da resistere al freddo ed all'essiccaamento, e di riattivarsi in condizioni ambientali favorevoli. Le femmine depongono le uova singolarmente nelle zone umide soggette all'inondazione. Le femmine adulte, prevalentemente esofile, pungono all'aperto nelle ore più fresche della giornata, sovente anche in pieno giorno. Alcune specie, come *Ae.caspius*, *Ae.vexans*, *Ae.albopictus* che presentano una notevole aggressività ed antropofilia, possono rivestire un interesse sanitario come potenziali vettori di arbovirus e filarie.

Aedes (Aedes) cinereus Meigen, 1818

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole frontali (5-6-7-C) impiantate lungo una linea curva a concavità anteriore. Setole frontali interne (5-C) multifide. Antenne con spicole. Setola antennale (1-A) multifida. Setole sul torace e addome flessibili, semplici o multifide. Ottavo segmento con 10-19 scaglie disposte su una o due file e con spina mediana nettamente distinta. Sifone respiratorio con indice inferiore a

4, più lungo della lunghezza della setola interna della spazzola dorsale (2-X), privo di setole sulla superficie dorsale (fig. 35). Setola sifonica (1-S) impiantata distalmente rispetto all'ultima spina del pettine, non raggiunge con l'apice l'estremità del sifone. Pettine del sifone con una o più spine distali nettamente separate dalle altre, di forma acuminata, con apice netto. Sella del segmento anale (segmento X) formata da un largo sclerite che copre solo le superfici dorsali e laterali, interrotto ventralmente.

Il sottogenere *Aedes* è rappresentato in Italia da due specie: *Ae.cinereus* e *Ae.geminus* che sono indistinguibili allo stadio larvale. *Ae.cinereus* è vicina morfologicamente a *Ae.vexans* da cui si differenzia per avere le setole frontali impiantate lungo una linea curva a concavità anteriore mentre in *Ae.vexans* sono impiantate lungo una linea nettamente spezzata con la setola 6-C in posizione anteriore rispetto alla 5-C.

BIOLOGIA. È essenzialmente una zanzara presente nelle zone rurali, che predilige ambienti aperti ricchi di vegetazione ma anche aree boschive. I focolai larvali sono costituiti da prati allagati, pozze, canali agricoli, generalmente ombreggiati. La specie ha un'unica generazione annua, o al massimo due, nell'arco della stagione estiva. Le uova schiudono tra la fine dell'inverno e l'inizio della primavera, e la fase di sviluppo acquatico si completa tra la primavera inoltrata e l'inizio dell'estate. Le femmine sono attive dalla tarda primavera all'autunno inoltrato. Gli adulti stazionano in genere tra l'erba e pungono uomo e animali anche in pieno giorno, in zone ombreggiate, oppure durante le ore più fresche della giornata.

DISTRIBUZIONE. *Ae.cinereus* appartiene ad un complesso di specie a distribuzione oloartica (Gutsevich et al. 1974). Nel nostro paese, dove è stata segnalata principalmente in Italia settentrionale (Sabatini et al. 1981), raggiunge probabilmente il limite meridionale del suo areale di distribuzione. È stata segnalata un'unica volta in Sicilia (Mariani 1956) ma la sua presenza deve essere confermata.

Aedes (Aedes) geminus Peus, 1970

DIAGNOSI DELLA LARVA. La specie è indistinguibile morfologicamente allo stadio larvale da *Ae.cinereus*.

BIOLOGIA. La biologia della specie, i cui esemplari italiani sono stati rinvenuti in raccolte d'acqua temporanee presenti in zone boschive del Carso, non è ancora ben conosciuta ma è presumibile sia del tutto simile a quella di *Ae.cinereus*.

DISTRIBUZIONE. La specie è stata descritta (Peus 1970 e 1972) su esemplari raccolti in Germania, e in seguito segnalata in altri paesi europei. In Italia è stata segnalata solo recentemente in Friuli-Venezia Giulia (Zamburlini 1996c).

Aedes (Aedimorphus) vexans (Meigen, 1830)

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole frontali (5-6-7-C) impiantate lungo una linea nettamente spezzata con la setola 6-C in posizione anteriore rispetto alla 5-C. Setole frontali interne (5-C) multifide. Antenne con spicole. Setola antennale (1-A) multifida. Setole sul torace e addome flessibili, semplici o multifide. Ottavo segmento con 7-13 scaglie con spina mediana nettamente distinta, disposte su una o due file (fig. 60). Sifone respiratorio con indice inferiore a 4, più lungo della lunghezza della setola interna della spazzola dorsale (2-X), privo di setole sulla superficie dorsale (fig. 60). Setola sifonica (1-S) impiantata nel terzo mediano del sifone, inserita distalmente rispetto all'ultima spina del pettine, non raggiunge con l'apice l'estremità del sifone. Pettine del sifone con una o più spine distali nettamente separate dalle altre; di forma acuminata, con apice netto. Sella del segmento anale (segmento X) formata da un largo sclerite che copre solo le superfici dorsali e laterali, interrotto ventralmente.

Ae.vexans è vicina morfologicamente a *Ae.cinereus* per avere antenne con spicole, scaglie dell'ottavo segmento con spina mediana nettamente distinta e spine distali del pettine sifonico nettamente separate dalle altre. Si differenzia da *Ae.cinereus* per avere le setole frontali impiantate lungo una linea nettamente spezzata con la setola 6-C in posizione anteriore rispetto alla 5-C mentre in *Ae.cinereus* sono impiantate lungo una linea curva a concavità anteriore.

BIOLOGIA. Piuttosto comune in molte regioni del nostro paese, condivide spesso gli stessi habitat larvali di *Ae.caspius*, pur preferendo la colonizzazione di acque dolci. I focolai larvali sono generalmente costituiti da raccolte d'acqua temporanee ben soleggiate, quali canali, canalette, risaie ed altri invasi irrigui. Anche il ciclo biolo-

gico è del tutto simile a quello di *Ae.caspius*, ma la presenza degli adulti va in genere rarefacendosi più rapidamente con l'avanzare dell'estate. Le femmine sono molto aggressive, con attività sia diurna che notturna.

DISTRIBUZIONE. La specie presenta una vastissima diffusione: paleartica-occidentale fino al Kazakistan (Gutsevich et al. 1974), afrotropicale, nearctica e neotropicale. In Italia la specie è piuttosto comune sia nel continente che nelle isole maggiori.

***Aedes (Aedimorphus) vittatus* (Bigot, 1861)**

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole frontali interne (5-C) semplici. Antenne senza spicole (lisce). Setola antennale (1-A) multifida (fig. 64). Setole sul torace e addome flessibili, semplici o multifide. Ottavo segmento con 6-9 scaglie con spina mediana nettamente distinta e disposte su di un'unica fila. Sifone respiratorio con indice inferiore a 4, più corto o di lunghezza uguale a quella della setola interna della spazzola dorsale (2-X), privo di setole sulla superficie dorsale. Setola sifonica (1-S) impiantata prossimalmente rispetto all'ultima spina del pettine, non raggiunge con l'apice l'estremità del sifone. Pettine del sifone con una o più spine distali nettamente separate dalle altre. Spine del pettine di forma acuminata (fig. 77). Sella del segmento anale (segmento X) formata da un largo sclerite che copre solo le superfici dorsali e laterali, interrotto ventralmente.

Ae.vittatus risulta prossima morfologicamente ad *Ae.pulcritarsis* e *Ae.berlandi* per avere antenne senza spicole e setola antennale multifida. Da entrambe si differenzia facilmente per avere i denti del pettine del sifone non diafani all'apice e quelli distali nettamente separati dagli altri. Si differenzia da *Ae.berlandi* anche per avere il sifone molto più corto e di colore chiaro anziché scuro.

BIOLOGIA. I focolai larvali caratteristici della specie sono costituiti da piccole raccolte d'acqua, ben soleggiate, che si formano nelle cavità delle rocce negli alvei dei corsi d'acqua, dal piano sub-mediterraneo a quello montano inferiore. La specie è stata talvolta rinvenuta in contenitori artificiali, del tipo di quelli di uso comune in ambiente peridomestico (Coluzzi 1961). *Ae.vittatus* è una specie fortemente antropofila ed esofila, in grado di pungere l'uomo sia durante il giorno che durante la notte, con picco nelle ore crepuscolari. Ai

nostri climi il periodo di attività è limitato ai mesi più caldi, tra primavera inoltrata ed autunno. L'ibernazione avviene allo stato di uovo, come per la gran parte delle specie del genere *Aedes*. *Ae.vittatus* è potenziale vettore di arbovirus e plasmodi aviari.

DISTRIBUZIONE. La specie ha una distribuzione sud-europeo-africana e sud-est asiatica, in Italia è stata segnalata nel centro-sud e in Sardegna.

***Aedes (Finlaya) echinus* (Edwards, 1920)**

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole frontali interne (5-C) semplici o bifide. Antenne senza spicole (lisce). Setola antennale (1-A) semplice. Setole sul torace e addome rigide e di forma stellata formate da numerosi rami lunghi e spessi (figg. 68, 122). Ottavo segmento con 12-18 scaglie disposte su di un'unica fila, formate da un'unica spina con margini laterali seghettati. Sifone respiratorio con indice inferiore a 4, più corto o di lunghezza uguale a quella della setola interna della spazzola dorsale (2-X), privo di setole sulla superficie dorsale. Setola sifonica (1-S) impiantata distalmente rispetto all'ultima spina del pettine, non raggiunge con l'apice l'estremità del sifone. Pettine che raggiunge la metà del sifone, con spine uniformemente ravvicinate, di forma acuminata, con apice netto. Sella del segmento anale (segmento X) formata da un largo sclerite che copre solo le superfici dorsali e laterali, interrotto ventralmente.

Ae.echinus e la specie affine *Ae.geniculatus* appartengono al sottogenere *Finlaya* e si distinguono da tutte le altre specie del genere per avere le setole del torace e dei segmenti addominali rigide e di forma stellata. *Ae.echinus* si distingue da *Ae.geniculatus* per avere le setole stellate formate da rami lunghi e spessi.

BIOLOGIA. *Ae.echinus* è una zanzara strettamente fitotelmatofila, le cui larve si rinvencono in piccole raccolte d'acqua, principalmente all'interno di tronchi cavi. Le caratteristiche biologiche della specie sono molto simili a quelle di *Ae.geniculatus*, insieme alla quale viene sovente rinvenuta. L'adulto punge anche l'uomo in pieno giorno ma, trattandosi di specie piuttosto rara, non è generalmente fonte di fastidio.

DISTRIBUZIONE. La specie ha una distribuzione sudeuropeo-mediterranea con estensione in Anatolia. In Italia, dove è presente so-

lamente in regioni del centro-sud e nelle isole, raggiunge probabilmente il limite settentrionale del suo areale di distribuzione, venendo sostituita più a nord dalla specie vicariante geografica *Ae.geniculatus*.

Aedes (Finlaya) geniculatus (Olivier, 1791)

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole frontali interne (5-C) semplici o bifide. Antenne senza spicole (lisce). Setola antennale (1-A) semplice. Setole sul torace e addome rigide e di forma stellata formate da pochi rami corti e sottili (fig. 67). Ottavo segmento con 11-15 scaglie disposte su di un'unica fila, con spina mediana nettamente distinta senza spinette laterali. Sifone respiratorio con indice inferiore a 4, più corto o di lunghezza uguale a quella della setola interna della spazzola dorsale (2-X), privo di setole sulla superficie dorsale. Setola sifonica (1-S) impiantata distalmente rispetto all'ultima spina del pettine, non raggiunge con l'apice l'estremità del sifone. Pettine nettamente più corto della metà del sifone, con spine uniformemente ravvicinate, di forma acuminata, con apice netto. Sella del segmento anale (segmento X) formata da un largo sclerite che copre solo le superfici dorsali e laterali, interrotto ventralmente.

Si distingue da *Ae.echinus*, l'altra specie del sottogenere *Finlaya* presente in Italia, per avere le setole stellate del torace e dell'addome formate da rami corti e sottili.

BIOLOGIA. *Ae.geniculatus* è una zanzara fitotelmatofila che colonizza le raccolte d'acqua all'interno dei tronchi d'albero (fig. 147), dove spesso si rinviene in associazione a *An.plumbeus*, *Ae.pulcritarsis* od *Or.pulcripalpis*. Può essere rinvenuta sporadicamente anche in altre piccole raccolte d'acqua, quali quelle presenti in cavità rocciose. È sostanzialmente una specie presente nelle zone rurali, molto comune nelle faggete, che però si è ben adattata a vivere a stretto contatto dell'uomo anche nelle aree urbane, dove si sviluppa in particolare nelle cavità di ippocastani e platani. Come tutte le zanzare del genere *Aedes* lo sviluppo delle larve inizia con le piogge primaverili, con presenza degli adulti fino all'autunno, dando luogo generalmente a un paio di generazioni annue. *Ae.geniculatus* è fortemente aggressiva, attacca l'uomo e gli animali anche in pieno giorno, generalmente all'aperto, raramente all'interno dei fabbricati.

DISTRIBUZIONE. Specie paleartica, presente anche nell'Asia sud-occidentale, in Italia la specie è piuttosto comune.

Aedes (Ochlerotatus) annulipes (Meigen, 1830)

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole frontali interne (5-C) multifide. Antenne con spicole. Setola antennale (1-A) multifida. Setole sul torace e addome flessibili, semplici o multifide. Ottavo segmento con 25-45 scaglie disposte su più file e con spina mediana nettamente distinta. Sifone respiratorio con indice inferiore a 4, più lungo della lunghezza della setola interna della spazzola dorsale (2-X), privo di setole sulla superficie dorsale (fig. 123). Setola sifonica (1-S) impiantata distalmente rispetto all'ultima spina del pettine, non raggiunge con l'apice l'estremità del sifone. Pettine del sifone con spine uniformemente ravvicinate, di forma acuminata, con apice netto. Sella del segmento anale (segmento X) formata da un largo sclerite che copre solo le superfici dorsali e laterali, interrotto ventralmente (fig. 78). Spazzola ventrale del segmento anale (4-X) con almeno 4 ciuffi di setole inserite al di fuori dell'area barrata. Papille anali coniche.

Ae.annulipes rappresenta la specie tipica del gruppo definito da Edwards (1932) come gruppo B. In Italia il gruppo è rappresentato anche da altre due specie, *Ae.cantans* e *Ae.surcoufi*. *Ae.annulipes* risulta difficilmente distinguibile allo stadio larvale da *Ae.cantans*. Snow (1990) e Marshall (1988) propongono come carattere discriminante il numero di scaglie sull'ottavo segmento: 28-38 per *Ae.cantans* e 41-44 per *Ae.annulipes*. Gutsevich et al. (1974) propongono come carattere discriminante il numero di ciuffi di setole della spazzola ventrale inseriti nella griglia comune: 18-19 per *Ae.cantans* e 16 per *Ae.annulipes*. *Ae.annulipes* si differenzia da *Ae.surcoufi*, terzo rappresentante italiano del gruppo, per avere le spine del pettine del sifone uniformemente ravvicinate.

BIOLOGIA. *Ae.annulipes* è una zanzara silvicola stenotopica del piano montano, adattata allo sviluppo in climi freddi. I focolai larvali sono tipicamente costituiti da raccolte d'acqua temporanee presenti dall'autunno alla tarda primavera all'interno o ai margini di aree boschive. Si tratta di acque generalmente poco profonde, chiare, con vegetazione, spesso ben soleggiate. La specie presenta una, o più raramente due, generazioni annue. L'ibernazione avviene allo sta-

to di uovo con schiusura al momento del disgelo. Il ciclo larvale si svolge tra febbraio ed aprile. Gli adulti appaiono tra aprile e maggio; pungono prevalentemente i mammiferi, quindi anche l'uomo, sia di giorno che al tramonto.

DISTRIBUZIONE. È specie europea, in Italia è stata segnalata solo recentemente in Friuli (Zamburlini 1996b).

***Aedes (Ochlerotatus) atropalpus* (Coquillet, 1902)**

DIAGNOSI DELLA LARVA. Antenna liscia o con rade spiccole; setola antennale (1-A) bifida o trifida inserita circa alla metà della lunghezza dell'antenna. Setole postclipeali (4-C) corte e ramificate; frontali interne (5-C) e medie (6-C) singole; frontali esterne (7-C) con 2-5 ramificazioni. Setole sul torace e addome flessibili, semplici o multifide. Scaglie dell'ottavo segmento in numero variabile da 21 a 58, a forma di spatola, con margine distale ornato di spine di uguale lunghezza. Indice sifonico compreso tra 1,6 e 2; pettine con 12-24 spine esteso fin quasi all'apice del sifone e con le ultime 2-4 spine distanziate nettamente dalle altre; setola sifonica inserita all'interno del pettine. Segmento anale con la sella ricoprente circa la metà del segmento stesso, setola caudale esterna (3-X) lunga.

Le larve di *Ae.atropalpus* sono facilmente riconoscibili dalle altre 25 specie di *Aedes* appartenenti alla fauna italiana, dalla combinazione dei seguenti caratteri: setole frontali interne e medie semplici; pettine sifonico con alcune spine distali nettamente separate dalle altre; scaglie dell'ottavo segmento addominale a forma di spatola, senza spina mediana distinta.

BIOLOGIA. *Ae.atropalpus* è una zanzara stenotopica del piano montano, i cui focolai larvali tipici sono costituiti da piccole raccolte d'acqua che si formano nelle cavità delle rocce presenti lungo ruscelli, rapide e laghetti. L'occasionale rinvenimento di larve in ambienti di sviluppo artificiali è stato segnalato già da molti anni, ma solo nelle ultime due decadi la specie è stata rinvenuta con frequenza in contenitori di varia natura e principalmente all'interno di copertoni usati. *Ae.atropalpus* è una specie multivoltina in grado di superare la stagione fredda allo stadio di uovo; la diapausa è indotta dalla esposizione dell'ultimo stadio larvale e di pupa a fotoperiodi brevi (<14 ore). Come per *Ae.albopictus* le femmine sfarfallate in tali condizioni de-

pongono uova che non schiudono fino al ristabilirsi di opportune condizioni di illuminazione e temperatura. Le uova deposte durante l'estate invece schiudono immediatamente e vengono deposte per la gran parte direttamente sulla superficie dell'acqua. *Ae.atropalpus* presenta un elevato grado di autogenia, essendo in grado di deporre le uova (anche più di 100) al primo ciclo gonotrofico senza bisogno di pasto di sangue. La specie, che sembra avere un capacità di spostamento in volo piuttosto ridotta, presenta una attività trofica prevalentemente diurna ed è in grado di pungere tanto l'uomo quanto altri mammiferi domestici e selvatici. Il ciclo di sviluppo di *Ae.atropalpus* è generalmente rapido: in condizioni ottimali fra 5 e 9 giorni e la maturità sessuale viene raggiunta 1 giorno dopo lo sfarfallamento.

Ae.atropalpus non viene considerata un vettore particolarmente efficiente di agenti patogeni. Tuttavia la specie è stata infettata in laboratorio con *Plasmodium gallinaceum* e con vari arbovirus quali quello della La Crosse encephalitis (LAC), e quello della St. Louis encephalitis (SLE). In Italia, in assenza dei serbatoi d'infezione di arbovirus esotici, *Ae. atropalpus* potrebbe inserirsi nel ciclo di trasmissione dei plasmodi aviari e delle filarie del cane, in particolar modo in ambiente urbano.

DISTRIBUZIONE. *Ae.atropalpus* è una zanzara neoartica, appartenente al complesso omonimo che comprende anche *Ae.epactius* Dyar e Knab, 1908, e *Ae.perichares* Dyar, 1921. I taxa del complesso sono diffusi tra il Labrador a Nord e l'Istmo di Panama a Sud. *Ae.atropalpus* è storicamente presente nel Canada occidentale e negli Stati Uniti a est del Mississippi. In Italia, larve e adulti di questa specie sono stati rinvenuti per la prima volta in un deposito di copertoni sito nel comune di Villorba, in provincia di Treviso, nel settembre 1996 (Romi et al. 1997). Fino all'agosto 1997 le ricerche effettuate sul territorio per la sorveglianza della nuova specie hanno dato esito negativo. Solo nell'ultima settimana di agosto, nello stesso sito del primo reperimento, sono state rinvenute nuovamente alcune larve di *Ae.atropalpus* in copertoni usati.

Aedes (Ochlerotatus) berlandi Seguy, 1921

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole frontali interne (5-C) multifide. Antenne senza spicole (lisce). Setola antennale (1-A) multifida con 2 o

3 elementi. Setole sul torace e addome flessibili, semplici o multifide. Ottavo segmento con 14-18 scaglie con spina mediana nettamente distinta, disposte su più file (fig. 72). Sifone respiratorio più lungo della lunghezza della setola interna della spazzola dorsale (2-X), privo di setole sulla superficie dorsale. Setola sifonica (1-S) impiantata distalmente rispetto all'ultima spina del pettine, non raggiunge con l'apice l'estremità del sifone. Pettine del sifone con spine uniformemente ravvicinate, di forma subrettangolare con parte terminale diafana (fig. 73). Sella del segmento anale (segmento X) formata da un largo sclerite che copre solo le superfici dorsali e laterali, interrotto ventralmente.

La specie è facilmente riconoscibile da tutte le altre *Aedes* italiane per avere il sifone molto lungo (indice superiore a 5) e scuro. *Ae.berlandi*, *Ae.pulcritarsis*, *Ae.geniculatus* ed *Ae.echinus* sono le uniche *Aedes* italiane strettamente fitotelmatofile.

BIOLOGIA. Si riproduce nelle grandi cavità degli alberi, soprattutto di platani, ma anche di querce ed ippocastani. Predilige cavità profonde, che contengono un grande volume d'acqua fortemente alcalina e scarsamente illuminata. La femmina è antropofila ed ha attività crepuscolare e notturna. È tra le specie fitotelmatofile più comunemente rinvenute nelle aree urbane.

DISTRIBUZIONE. Specie mediterraneo occidentale. *Ae.berlandi*, insieme ad *Ae.pulcritarsis*, fa parte del gruppo *pulcritarsis* e per molto tempo è stata confusa con quest'ultima specie; per questo motivo la sua distribuzione nell'ambito della sottoregione mediterranea resta ancora da definire. Nel nostro paese sono presenti tutte e due le specie. *Ae.berlandi* è stata segnalata in molte regioni della penisola e nelle due isole maggiori.

***Aedes (Ochlerotatus) cantans* (Meigen, 1818)**

DIAGNOSI DELLA LARVA. La larva di questa specie è difficilmente distinguibile allo stadio larvale da *Ae.annulipes*, altra specie del gruppo *annulipes* presente in Italia. I caratteri differenziali proposti dai vari Autori sono riportati nella diagnosi di quest'ultima specie.

BIOLOGIA. Le caratteristiche biologiche ed etologiche di *Ae.cantans*, specie a ciclo univoltino, con schiusura delle uova da fine in-

verno a inizio primavera, sono in generale le stesse descritte per *Ae. annulipes*. I focolai larvali tipici sono costituiti da piccole raccolte d'acqua piovana che si formano in ambiente forestale. Le femmine sono particolarmente attive subito dopo il tramonto ma pungono l'uomo e gli animali anche in pieno giorno.

DISTRIBUZIONE. La specie presenta una distribuzione centro-asiatico europea ed è molto comune in Europa centrale e Inghilterra. *Ae. cantans* è stata segnalata in Italia solo in Piemonte (Sabatini et al. 1981).

Aedes (Ochlerotatus) caspius (Pallas, 1771)

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole frontali interne (5-C) generalmente semplici. Antenne con spicole. Setola antennale (1-A) multifida. Setole sul torace e addome flessibili, semplici o multifide. Ottavo segmento con 18-28 scaglie disposte su più file e con spina mediana nettamente distinta. Sifone respiratorio (fig. 59) con indice inferiore a 4, più lungo della lunghezza della setola interna della spazzola dorsale (2-X), privo di setole sulla superficie dorsale. Setola sifonica (1-S) inserita distalmente rispetto all'ultima spina del pettine, non raggiunge con l'apice l'estremità del sifone. Pettine del sifone con spine uniformemente ravvicinate, di forma acuminata. Sella del segmento anale (segmento X) formata da un largo sclerite che copre solo le superfici dorsali e laterali, interrotto ventralmente (fig. 79). Spazzola ventrale del segmento anale (4-X) con meno di 4 ciuffi di setole inserite al di fuori dell'area barrata. Papille anali più corte della sella, coniche.

Aedes caspius e *Ae. dorsalis* sono difficilmente distinguibili allo stadio larvale. Rioux (1958) le distingue in base al numero di rami delle setole frontali interne e medie: semplici in *Ae. caspius* e bifide o multifide in *Ae. dorsalis*. Marshall (1938) propone come carattere discriminante la posizione della setola sifonica: nettamente impiantata nella metà distale del sifone per *Ae. caspius* e impiantata al centro o nella metà prossimale del sifone per *Ae. dorsalis*. Gutsevich et al. (1974) distinguono le due specie per lo stesso carattere proposto da Marshall e indicano come ulteriori caratteri discriminanti: numero di rami della setola sifonica (1-S), 5-10 in *Ae. caspius* e 3-5, raramente di più, in *Ae. dorsalis*; numero di rami della setola caudale interna (2-X), 12-15 in *Ae. caspius* e 4-12 in *Ae. dorsalis*; numero di rami della setola 3-VIII, 7-14 in *Ae. caspius* e 5-8 in *Ae. dorsalis*.

Le larve di *Ae.caspius* a *Ae.detritus* possono condividere gli stessi focolai, ma le due entità possono essere distinte facilmente per avere: le scaglie sull'VIII segmento senza spina mediana distinta e in numero superiore a 45 in *Ae.detritus* e con spina mediana distinta ed in numero inferiore a 45 in *Ae.caspius*.

BIOLOGIA. I focolai larvali possono essere sia di origine naturale quali paludi costiere, stagni e pozze retrodunali e praterie allagate (fig. 142) da acque piovane o di risorgiva, sia creati dall'uomo quali canali di drenaggio e risaie (fig. 146). L'acqua può essere dolce o a vari gradi di salinità. *Ae.caspius* viene frequentemente rinvenuta in associazione con *Ae.vexans*, *Ae.detritus*, *Cx.pipiens*, *An.maculipennis* s.l., *Cs.annulata*. La prima schiusura delle uova avviene generalmente in primavera, dipendendo anche dalla temperatura oltre che dalla disponibilità d'acqua, al contrario di quanto avviene per le uova di *Ae.detritus*. Varie generazioni possono succedersi finché i focolai non siano nuovamente asciutti. Le femmine adulte pungono sia durante il giorno che durante la notte, concentrando il picco di attività nelle ore più fresche della giornata, al crepuscolo. Esse mostrano un elevato grado di antropofilia e possono essere fonte di serio fastidio per l'uomo e gli animali domestici. Generalmente pungono all'aperto ma in presenza di densità elevate non sono rari i casi di rinvenimento all'interno di abitazioni. Gli adulti sono anche in grado di spostarsi per grandi distanze, raggiungendo i centri abitati limitrofi ai focolai larvali. L'attività degli adulti cessa in genere all'inizio dell'autunno.

DISTRIBUZIONE. Specie paleartica, è molto comune in Italia, soprattutto nelle regioni costiere.

***Aedes (Ochlerotatus) cataphylla* Dyar, 1916**

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole frontali interne (5-C) semplici. Antenne con spicole e setola antennale (1-A) multifida. Setole sul torace e addome flessibili, semplici o multifide. Ottavo segmento con 20-20 scaglie disposte su più file e con spina mediana nettamente distinta. Sifone respiratorio (fig. 57) con indice inferiore a 4, più lungo della lunghezza della setola interna della spazzola dorsale (2-X), privo di setole sulla superficie dorsale. Setola sifonica (1-S) inserita prossimalmente rispetto all'ultima spina del pettine, non raggiunge con l'apice l'estremità del sifone. Pettine del sifone con una o più spi-

ne distali nettamente separate dalle altre, di forma acuminata. Sella del segmento anale (segmento X) formata da un largo sclerite che copre solo le superfici dorsali e laterali, interrotto ventralmente.

Ae.cataphylla appartiene al gruppo *communis* (vedi *Ae.communis* per ulteriori dettagli), può essere facilmente distinta dalle altre del gruppo per avere: antenne con spicole, scaglie dell'VIII segmento con spina mediana distinta, setola sifonica inserita prossimalmente rispetto all'ultima spina del pettine e sifone respiratorio privo di setole nella sua parte dorsale.

BIOLOGIA. Si tratta di una zanzara univoltina silvicola stenotopica del piano montano, i cui focolai larvali sono costituiti da pozze di acqua chiara che si formano con lo scioglimento delle nevi ai margini di boschi o nelle radure. La temperatura dell'acqua nei focolai larvali è generalmente inferiore ai 10 °C. Le uova schiudono allo sciogliersi delle nevi e gli adulti appaiono in primavera inoltrata, scomparendo in estate. Le femmine pungono l'uomo e gli altri mammiferi.

DISTRIBUZIONE. Specie centroasiatico-europea, segnalata anche in Alaska (Gjullin et al. 1961), in Italia *Ae.cataphylla* raggiunge forse l'estensione più meridionale del suo areale di distribuzione. È stata segnalata nell'Appennino settentrionale e centrale (Coluzzi M. e Coluzzi A. 1967).

***Aedes (Ochlerotatus) communis* (De Geer, 1776)**

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole frontali interne (5-C) semplici (fig. 70). Antenne con spicole. Setola antennale (1-A) multifida. Setole sul torace e addome flessibili, semplici o multifide. Ottavo segmento con 60-80 scaglie disposte su più file irregolari, a forma di spatola con bordo distale seghettato, senza spina mediana distinta. Sifone respiratorio con indice inferiore a 4, più lungo della lunghezza della setola interna della spazzola dorsale (2-X), privo di setole sulla superficie dorsale. Setola sifonica (1-S) impiantata distalmente rispetto all'ultima spina del pettine, non raggiunge con l'apice l'estremità del sifone. Pettine del sifone con spine uniformemente ravvicinate, di forma acuminata, con apice netto. Sella del segmento anale (segmento X) formata da un largo sclerite che copre solo le superfici dorsali e laterali, interrotto ventralmente.

Ae. communis rappresenta la specie tipica del gruppo omonimo definito da Edwards (1932) come gruppo G. In Italia sono presenti altre 4 specie del gruppo; *Ae. detritus*, *Ae. pullatus*, *Ae. cataphylla* e *Ae. punctor*. *Ae. communis* si distingue da *Ae. detritus* e *Ae. pullatus* per avere le setole frontali interne semplici, e da *Ae. cataphylla* e *Ae. punctor* per avere le scaglie dell'VIII segmento a forma di spatola senza spina mediana distinta.

BIOLOGIA. È una specie silvicola, i cui focolai larvali sono costituiti da raccolte d'acqua temporanea che si formano nel sottobosco (faggete, querceti). I focolai larvali sono generalmente ben ombreggiati, ricchi di vegetazione ai bordi e di materiale organico di origine vegetale sul fondo. Le uova vengono deposte durante la stagione estiva e, sommerse dall'acqua piovana in autunno ed inverno, schiudono generalmente in pieno inverno. Gli adulti appaiono in aprile-maggio e scompaiono in autunno. *Ae. communis* punge l'uomo e il bestiame, attaccando in pieno giorno, nelle zone ombrose dei boschi.

DISTRIBUZIONE. Specie sibirico-europea presente anche nel nordamerica. In Italia la distribuzione di questa specie necessita di ulteriori approfondimenti tenendo conto delle altre specie del gruppo *communis* che sono state talora confuse tra loro (Coluzzi M. e Coluzzi A. 1967). La specie è presente nelle aree dell'Italia continentale ove è ancora presente un'ampia copertura boschiva.

Aedes (Ochlerotatus) detritus (Haliday, 1833)

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole frontali interne (5-C) bifide o multifide. Antenne con spicole. Setola antennale (1-A) multifida. Setole sul torace e addome flessibili, semplici o multifide. Ottavo segmento con 45-60 scaglie disposte su più file, a forma di spatola con bordo distale seghettato, senza spina mediana distinta (fig. 75). Sifone (fig. 56) con indice inferiore a 4, più lungo della lunghezza della setola interna della spazzola dorsale (2-X), privo di setole sulla superficie dorsale. Setola sifonica (1-S) impiantata distalmente rispetto all'ultima spina del pettine. Pettine del sifone con spine uniformemente ravvicinate, di forma acuminata. Sella del segmento anale (segmento X) formata da un largo sclerite che copre solo le superfici dorsali e laterali, interrotto ventralmente. Papille anali più corte della sella.

Ae.detritus appartiene al gruppo *communis*. I caratteri differenziali con *Ae.communis* sono già riportati nella diagnosi di quest'ultima specie. *Ae.detritus* si distingue dall'affine *Ae.pullatus* per avere le papille anali nettamente più corte della sella.

Le larve di *Ae.detritus* e di *Ae.caspius* possono condividere gli stessi focolai, i caratteri differenziali tra le due specie, vicine morfologicamente, sono riportati nella diagnosi di *Ae.caspius*.

BIOLOGIA. Condivide con *Ae.caspius* gran parte degli habitat larvali caratteristici di quest'ultima specie (vedi), pur mostrando una maggiore propensione all'acqua salmastra. Il ciclo biologico e la fenologia di *Ae.detritus* sono invece molto caratteristici. La specie supera i mesi più caldi dell'estate essenzialmente allo stadio di uovo. Lo sviluppo della specie avviene generalmente nel periodo compreso tra l'inizio dell'autunno e l'inizio dell'estate. In autunno, quando le uova vengono sommerse dalle acque, non schiudono in maniera sincrona ma molte di esse richiedono più cicli di sommersione-essiccamento prima di schiudere. Le larve superano l'inverno a vari stadi di sviluppo e il ciclo preimaginale si conclude a primavera con la comparsa dei primi adulti (Maroli et al. 1973). In genere si hanno due picchi stagionali di sfarfallamento in primavera ed in autunno più o meno inoltrati a seconda della frequenza delle precipitazioni. Gli adulti di *Ae.detritus* sono fortemente antropofili e grandi volatori essendo in grado di spostarsi anche 20 km dai focolai larvali (Rioux 1958). Pungono di giorno ed al crepuscolo, penetrando anche all'interno delle abitazioni quando la densità è elevata.

DISTRIBUZIONE. Specie paleartica molto comune lungo le fasce litoranee del nostro paese.

Aedes (Ochlerotatus) dorsalis (Meigen, 1830)

DIAGNOSI DELLA LARVA. La larva di questa specie è indistinguibile morfologicamente da quella di *Ae.caspius*. I caratteri proposti dai vari Autori per riconoscere le due specie sono indicati nella diagnosi di quest'ultima specie.

BIOLOGIA. La biologia degli stadi preimaginali *Ae.dorsalis* è del tutto simile a quello di *Ae.caspius*, i focolai larvali sono sia d'acqua dolce che salmastra. Gli adulti probabilmente presentano una feno-

logia più ridotta, da maggio a settembre. La femmina può pungere di giorno e di sera una gran varietà di mammiferi, mostrando peraltro un elevato grado di antropofilia.

DISTRIBUZIONE. Specie oloartica, diviene molto rara nella sottoregione mediterranea. Le segnalazioni per l'Italia sono dubbie. E' stata segnalata solamente al nord attraverso rinvenimenti di larve senza la conferma dell'esame di adulti, potrebbe dunque essere stata confusa con *Ae. caspius*.

Aedes (Ochlerotatus) mariae Sergent e Sergent, 1903

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole frontali interne (5-C) semplici. Antenne con spicole. Setola antennale (1-A) multifida (fig. 65). Setole sul torace e addome flessibili, semplici o multifide. Ottavo segmento con 16-25 scaglie disposte su più file e con spina mediana nettamente distinta. Sifone respiratorio (figg. 61, 124) con indice inferiore a 4, più corto o di lunghezza uguale a quella della setola interna della spazzola dorsale (2-X), privo di setole sulla superficie dorsale. Setola sifonica (1-S) impiantata distalmente rispetto all'ultima spina del pettine, l'apice delle setole più lunghe raggiunge o supera l'estremità apicale del sifone. Pettine del sifone con spine uniformemente ravvicinate, di forma acuminata. Sella del segmento anale (segmento X) formata da un largo sclerite che copre solo le superfici dorsali e laterali, interrotto ventralmente (fig. 82). Papille anali globulose.

Ae. mariae e *Ae. zammitii* sono le uniche zanzare che colonizzano le pozze di scogliera. Le due specie sono difficilmente distinguibili allo stadio larvale; Coluzzi e Sabatini (1968) propongono di differenziarle in base alla forma ed al numero delle scaglie dell'ottavo segmento: in *Ae. mariae* con spina centrale poco sviluppata ed in numero generalmente maggiore di 16, in *Ae. zammitii* con spina centrale molto sviluppata ed in numero generalmente minore di 16. *Ae. mariae* si distingue dalle altre *Aedes* alofile per avere il sifone molto corto (indice inferiore a 2) e le papille anali piccole e globulose.

BIOLOGIA. I focolai larvali di *Ae. mariae* sono molto caratteristici, essendo costituiti da piccole raccolte d'acqua di mare che si formano nelle cavità rocciose delle scogliere, attraverso gli schizzi provocati dalle onde. L'acqua di questi focolai, esposti in pieno sole, può raggiungere concentrazioni saline elevatissime a causa dell'evapora-

zione. In alcuni focolai, dove invece l'acqua marina sia stata diluita da quella piovana, *Ae.mariae* può essere rinvenuta in associazione con altri Culicidi, quali *Cs.longiareolata* e *Cx.hortensis*. Le femmine, estremamente aggressive, mostrano una spiccata antropofilia. Pungono anche durante il giorno, prevalentemente quando il cielo è coperto, penetrando anche all'interno dei fabbricati e arrecando grave disturbo alle attività turistiche.

DISTRIBUZIONE. La specie presenta una distribuzione mediterraneo-occidentale. Nel nostro paese è presente lungo le coste tirreniche della penisola e nelle isole maggiori, con esclusione probabilmente della Sicilia sud occidentale; in quest'ultima area, lungo tutta la fascia costiera continentale adriatica e ionica, viene sostituita dalla specie gemella *Ae.zammitii* (Coluzzi e Sabatini 1968). Le due specie sono identificabili con sicurezza solo utilizzando tecniche biochimiche e genetiche.

***Aedes (Ochlerotatus) pulcritarsis* (Rondani, 1872)**

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole frontali interne (5-C) multifide. Antenne senza spicole (lisce). Setola antennale (1-A) bifida o multifida. Setole sul torace e addome flessibili, semplici o multifide. Ottavo segmento con 6-10 scaglie disposte su di un'unica fila e con spina mediana nettamente distinta (fig. 71). Sifone respiratorio con indice inferiore a 4; più corto o di lunghezza uguale a quella della setola interna della spazzola dorsale (2-X), privo di setole sulla superficie dorsale. Setola sifonica (1-S) impiantata distalmente rispetto all'ultima spina del pettine, non raggiunge con l'apice l'estremità del sifone. Pettine del sifone con spine uniformemente ravvicinate, di forma subrettangolare con parte terminale diafana. Sella del segmento anale (segmento X) formata da un largo sclerite che copre solo le superfici dorsali e laterali, interrotto ventralmente.

Le antenne lisce, senza spicole, la setola antennale multifida e i denti del pettine del sifone di forma rettangolare e diafani distalmente isolano *Ae.pulcritarsis* e *Ae.berlandi* da tutte le altre *Aedes* italiane. *Ae.pulcritarsis* si distingue da *Ae.berlandi* per avere le scaglie dell'VIII segmento disposte su un'unica fila.

BIOLOGIA. *Ae.pulcritarsis*, come *Ae.berlandi*, è una specie strettamente fitotelmatofila. È stata segnalata in molte regioni dell'Italia pe-

ninsulare ed in Sicilia. I focolai larvali sono costituiti da raccolte d'acqua piovana che si formano all'interno di tronchi cavi di varie essenze, in particolare di querce, platani ed olmi. *Ae.pulcritarsis* punge l'uomo all'aperto durante il giorno.

DISTRIBUZIONE. La specie presenta una distribuzione centroasiatico-mediterranea, ma la sua distribuzione nell'ambito della sottoregione mediterranea resta ancora da definire in quanto è stata a volte confusa con la affine *Ae.berlandi*.

***Aedes (Ochlerotatus) pullatus* (Coquillet, 1904)**

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole frontali interne (5-C) multifide (fig. 69). Antenne con spicole. Setola antennale (1-A) multifida. Setole sul torace e addome flessibili, semplici o multifide. Ottavo segmento con 50-60 scaglie disposte su più file, a forma di spatola con bordo distale seghettato, senza spina mediana distinta. Sifone respiratorio con indice inferiore a 4, più lungo della lunghezza della setola interna della spazzola dorsale (2-X), privo di setole sulla superficie dorsale. Setola sifonica (1-S) impiantata distalmente rispetto all'ultima spina del pettine, non raggiunge con l'apice l'estremità del sifone. Pettine del sifone con spine uniformemente ravvicinate, di forma acuminata. Sella del segmento anale (segmento X) formata da un largo sclerite che copre solo le superfici dorsali e laterali, interrotto ventralmente. Papille anali più lunghe della sella.

Ae.pullatus appartiene al gruppo *communis*. I caratteri differenziali con *Ae.communis* e *Ae.detritus* sono già riportati nelle diagnosi di queste specie. In alcuni esemplari di *Ae.pullatus* le scaglie sull'ottavo segmento possono presentare una debole spina centrale.

BIOLOGIA. *Ae.pullatus* è una tipica zanzara stenotopica del piano montano, appartenente al gruppo *communis*. In Italia è comune sulle Alpi, dove è stata sempre rinvenuta a quote superiori a 1500 m s.l.m., e sugli Appennini settentrionali e centrali, a quote inferiori (ma sempre oltre i 1200 m). I focolai larvali sono costituiti da raccolte d'acqua più o meno ampie che originano principalmente dallo scioglimento delle nevi, situate in spazi aperti, soleggiate e pressoché prive di vegetazione sui bordi. L'unica generazione annua si sviluppa tra fine inverno ed estate. Le femmine pungono uomo e bestiame nei pressi dei focolai anche in pieno giorno.

DISTRIBUZIONE. La specie presenta una distribuzione centroasiatico-europea; è stata segnalata anche nel nord America (Gutsevich et al. 1974). In Italia è stata segnalata nelle Alpi e negli Appennini centrali (Coluzzi M. e Coluzzi A. 1967).

***Aedes (Ochlerotatus) punctor* (Kirby, 1837)**

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole frontali interne (5-C) bifide o multifide. Antenne con spicole. Setola antennale (1-A) multifida. Setole sul torace e addome flessibili, semplici o multifide. Ottavo segmento con 11-24 scaglie disposte su più file e con spina mediana nettamente distinta. Sifone respiratorio con indice inferiore a 4, più lungo della lunghezza della setola interna della spazzola dorsale (2-X), privo di setole sulla superficie dorsale. Setola sifonica (1-S) impiantata distalmente rispetto all'ultima spina del pettine; non raggiunge con l'apice l'estremità del sifone. Pettine del sifone con spine uniformemente ravvicinate, di forma acuminata. Sella del segmento anale (segmento X) formata da un largo sclerite non interrotto nella parte ventrale (fig. 80). Spazzola ventrale del segmento anale (4-X) formata da setole che originano tutte dall'area barrata. Papille anali più lunghe della sella; coniche.

Ae.punctor appartiene al gruppo *communis*. I caratteri differenziali con *Ae.communis*, *Ae.detritus* e *Ae.pullatus* sono discusse nella diagnosi delle rispettive specie. *Ae.punctor* è l'unica *Aedes* italiana ad avere la sella del segmento anale formato da un largo sclerite continuo nella parte ventrale.

BIOLOGIA. Si tratta di una zanzara silvicola, i cui focolai larvali sono costituiti da stagni o raccolte d'acqua temporanee che si formano nei sottoboschi o nelle radure di alta collina e di montagna. Il ciclo biologico è simile a quello di *Ae.communis*, con le larve che si sviluppano in pieno inverno. La specie da probabilmente luogo ad una sola generazione l'anno. Le femmine pungono i mammiferi, uomo compreso, generalmente nelle zone in ombra vicino ai focolai.

DISTRIBUZIONE. La specie presenta una distribuzione oloartica. È una delle specie appartenenti al gruppo *communis*, rinvenuta sporadicamente in Italia settentrionale.

Aedes (Ochlerotatus) rusticus (Rossi, 1790)

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole frontali interne (5-C) bifide o multifide. Antenne con spicole. Setola antennale (1-A) multifida. Setole sul torace e addome flessibili, semplici o multifide. Ottavo segmento con 12-18 scaglie disposte su più file e con spina mediana nettamente distinta. Sifone respiratorio (fig. 58) con indice inferiore a 4, più lungo della lunghezza della setola interna della spazzola dorsale (2-X). Sifone con un solo ciuffo di setole subventrali; con diverse setole sulla superficie dorsale. Setola sifonica (1-S) impiantata prossimalmente rispetto all'ultima spina del pettine, non raggiunge con l'apice l'estremità del sifone. Pettine del sifone con una o più spine distali nettamente separate dalle altre, di forma acuminata. Sella del segmento anale (segmento X) formata da un largo sclerite che copre solo le superfici dorsali e laterali, interrotto ventralmente.

La presenza di setole nella parte dorsale del sifone è caratteristica di due sole *Aedes* italiane: *Ae.rusticus* e *Ae.refiki*. *Ae.rusticus* si distingue da *Ae.refiki* per avere la setola sifonica impiantata prossimalmente rispetto all'ultima spina del pettine.

BIOLOGIA. *Ae.rusticus* è una zanzara tipica degli ambienti forestali e della macchia mediterranea. Si tratta di una specie il cui ciclo preimaginale inizia in pieno inverno, in acque relativamente fredde. Gli adulti compaiono prima dell'arrivo delle temperature estive più elevate, in genere entro luglio. I focolai larvali sono costituiti da pozze temporanee ricche di vegetazione, parzialmente ombreggiate da alberi o cespugli. Le femmine pungono animali e uomo in pieno giorno, al riparo della macchia, in prossimità dei focolai.

DISTRIBUZIONE. È una specie tipicamente europea. È stata segnalata in molte regioni dell'Italia peninsulare, generalmente a quote inferiori ai 300-400 metri s.l.m.

Aedes (Ochlerotatus) surcoufi (Theobald, 1912)

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole frontali (5-6-7-C) disposte in una linea nettamente spezzata con la setola 6-C in posizione anteriore rispetto alla 5-C. Setole frontali interne (5-C) multifide. Antenne con spicole. Setola antennale (1-A) multifida. Setole sul torace e addome flessibili, semplici o multifide. Ottavo segmento con 24-45 scaglie di-

sposte su più file, con spina mediana nettamente distinta. Sifone respiratorio (fig. 55) con indice inferiore a 4, più lungo della lunghezza della setola interna della spazzola dorsale (2-X), privo di setole sulla superficie dorsale. Setola sifonica (1-S) impiantata distalmente rispetto all'ultima spina del pettine, non raggiunge con l'apice l'estremità del sifone. Pettine del sifone con una o più spine distali separate dalle altre (in alcuni esemplari tale carattere è di difficile interpretazione), di forma acuminata. Sella del segmento anale (segmento X) formata da un largo sclerite che copre solo le superfici dorsali e laterali, interrotto ventralmente.

Terzo rappresentante del gruppo *annulipes* in Italia, *Ae. surcoufi* si distingue facilmente da *Ae. cantans* e *Ae. annulipes* per la lunghezza del sifone (indice superiore a 3) e per avere una o più spine distali del pettine del sifone distanziate dalle altre.

BIOLOGIA. I focolai larvali, temporanei o semipermanenti, sono legati principalmente allo scioglimento delle nevi. Sono costituiti da prati allagati, stagni, buche ed altre raccolte d'acqua poco profonde, ben soleggiate e con vegetazione erbacea ai bordi. La biologia e il comportamento della specie sono del tutto simili a quelli di *Ae. re-fiki*, con la quale può essere rinvenuta associata allo stadio larvale.

DISTRIBUZIONE. È il vicariante europeo di *Ae. excrucians*, un complesso di specie comprendente altri 3 taxa neartici ed uno tipicamente sibirico (Arnaud et al. 1976). *Ae. surcoufi* è una tipica specie stenotopica del piano montano. In Italia per lungo tempo è stato confuso con *Ae. excrucians* e con tale nome segnalato in regioni del centro e del nord, sempre a quote superiori ai 1300 metri s.l.m. (Coluzzi M. e Coluzzi A. 1967).

***Aedes (Ochlerotatus) sticticus* (Meigen, 1838)**

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole frontali interne (5-C) multifide. Antenne con spicole. Setola antennale (1-A) multifida. Setole sul torace e addome flessibili, semplici o multifide. Ottavo segmento con 16-28 scaglie disposte su più file, con spina mediana nettamente distinta. Sifone respiratorio con indice inferiore a 4, più lungo della lunghezza della setola interna della spazzola dorsale (2-X); privo di setole sulla superficie dorsale. Setola sifonica (1-S) impiantata di-

stalmente rispetto all'ultima spina del pettine, non raggiunge con l'apice l'estremità del sifone. Pettine del sifone con spine uniformemente ravvicinate; di forma acuminata. Sella del segmento anale (segmento X) formata da un largo sclerite che copre solo le superfici dorsali e laterali, interrotto ventralmente (fig. 81). Spazzola ventrale del segmento anale (4-X) con uno o più ciuffi di setole impiantate al di fuori (prossimalmente) dell'area barrata. Papille anali più lunghe della sella; coniche.

È vicina morfologicamente a *Ae.punctor* da cui si differenzia per avere la sella del segmento anale interrotta ventralmente.

BIOLOGIA. È una tipica zanzara silvicola di macchia e di bosco. I focolai larvali sono costituiti da pozze temporanee, più o meno estese, ben ombreggiate e poco profonde, che si formano nelle depressioni del sottobosco per l'innalzamento della falda (tra autunno e primavera) o per le piogge. La scomparsa di questi focolai con i primi caldi consente probabilmente lo sviluppo di una sola generazione annua. Il periodo di attività degli adulti non supera in genere i primi mesi dell'estate (giugno-luglio), a seconda del regime pluviometrico stagionale. Le femmine adulte, molto aggressive anche sull'uomo, sono in grado di spostarsi alcune centinaia di metri dai focolai larvali, e mostrano uno spiccato grado di endofilia.

DISTRIBUZIONE. La specie presenta una distribuzione oloartica. Nel nostro paese *Ae.sticticus* è stata segnalata solo recentemente in Toscana e Friuli (Baldaccini e Giancchetti 1989; Zamburlini 1996a).

Aedes (Ochlerotatus) zammitii (Theobald, 1903)

DIAGNOSI DELLA LARVA. La larva di questa specie è indistinguibile morfologicamente da quella di *Ae.mariae*. I caratteri proposti da Coluzzi e Sabatini (1968) per riconoscere le due specie sono indicati nella diagnosi di quest'ultima specie.

BIOLOGIA. Le caratteristiche biologiche sono del tutto simili a quelle descritte per la specie gemella *Ae.mariae*.

DISTRIBUZIONE. La specie presenta una distribuzione centroasiatico-europea. In Italia è stata segnalata lungo le fasce costiere adria-

tica e ionica della penisola, lungo quelle sud occidentali della Sicilia (tra Catania e Gela) ed a Lampedusa (Coluzzi et al. 1974). È presente anche nelle Isole Maltesi (Gatt 1996).

Aedes (Rusticoidus) refiki Medschid, 1928

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole frontali interne (5-C) multifide. Antenne con spicole. Setola antennale (1-A) multifida. Setole sul torace e addome flessibili, semplici o multifide. Ottavo segmento con 6-11 scaglie disposte su più file; con spina mediana nettamente distinta. Sifone respiratorio (fig. 62) con indice inferiore a 4, più lungo della lunghezza della setola interna della spazzola dorsale (2-X). Sifone con diverse setole impiantate sulla superficie dorsale. Setola sifonica (1-S) impiantata distalmente rispetto all'ultima spina del pettine; non raggiunge con l'apice l'estremità del sifone. Pettine del sifone con una o più spine distali nettamente separate dalle altre, di forma acuminata. Sella del segmento anale (segmento X) formata da un largo sclerite che copre solo le superfici dorsali e laterali, interrotto ventralmente.

Ae.refiki e *Ae.rusticus* e sono vicine morfologicamente per avere delle setole impiantate nella parte dorsale del sifone. *Ae.refiki* si distingue da *Ae.rusticus* per avere la setola sifonica impiantata distalmente rispetto all'ultima spina del pettine.

BIOLOGIA. I focolai larvali sono costituiti da raccolte d'acqua temporanee, in genere di superficie non molto estesa (pozze, piccoli stagni), col fondo argilloso e ricche di materiale organico di origine vegetale. L'ibernazione avviene allo stadio di uovo. Lo sviluppo larvale inizia precocemente, in pieno inverno, e gli adulti raggiungono la loro massima densità tra maggio e giugno. Punge l'uomo e altri mammiferi. In alcune località appenniniche, a causa dell'estensione dei focolai larvali, *Ae.refiki* può rappresentare un serio problema ectoparassitario stagionale (Coluzzi M. e Coluzzi A. 1967).

DISTRIBUZIONE. La specie è presente in Europa, con estensione in Anatolia. In Italia costituisce una tipica specie stenotopica del piano montano, la cui presenza è stata segnalata principalmente in regioni del centro e del nord, sempre a quote superiori ai 1000 metri s.l.m. (Coluzzi M. e Coluzzi A. 1967).

Aedes (Stegomyia) aegypti (Linné, 1762)

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole frontali interne (5-C) bifide o multifide. Antenne senza spicole (lisce). Setola antennale (1-A) semplice. Setole sul torace e addome flessibili, semplici o multifide. Ottavo segmento con 8-12 scaglie disposte su un'unica fila, formate da una spina principale mediana affiancata da 2-3 spinette per lato (fig. 74). Sifone respiratorio con indice inferiore a 4, più corto o di lunghezza uguale a quella della setola interna della spazzola dorsale (2-X), privo di setole sulla superficie dorsale. Setola sifonica (1-S) impiantata nel terzo mediano del sifone; non raggiunge con l'apice l'estremità del sifone. Pettine del sifone con una o più spine distali nettamente separate dalle altre formate spine acuminata e con apice ben definito. Sella del segmento anale (segmento X) formata da un largo sclerite che copre solo le superfici dorsali e laterali, interrotto ventralmente.

Ae.aegypti e *Ae.albopictus* sono le uniche rappresentanti del sottogenere *Stegomyia* segnalate in Italia. Sono facilmente distinguibili dalle altre specie del genere per avere antenne lisce, senza spicole, setole antennali semplici e setole frontali interne bifide o multifide. *Ae.aegypti* si distingue da *Ae.albopictus* per avere le scaglie dell'VIII segmento con 2-3 spine laterali oltre alla spina principale mediana, e per il pettine del sifone con una o più spine distali nettamente separate dalle altre.

BIOLOGIA. Le larve di *Ae.aegypti*, come quelle della specie affine *Ae.albopictus*, colonizzano piccole raccolte d'acqua in contenitori di varia natura, spesso in ambiente peridomestico, anche in piena area urbana. Nei paesi d'origine *Ae.aegypti* è un efficiente vettore di arbovirus, in particolare di quello della febbre gialla.

DISTRIBUZIONE. La specie è distribuita in tutte le aree tropicali e subtropicali. È stata segnalata solo sporadicamente nel nostro paese, dove è stata importata accidentalmente con carichi commerciali provenienti dai tropici (Piras 1917; Capra 1944). Al contrario di *Ae.albopictus*, non sono mai state segnalate colonie stabili di *Ae.aegypti* in Europa, in quanto questa non è in grado di superare i rigori della stagione fredda boreale in nessuno dei suoi stadi di sviluppo.

Aedes (Stegomyia) albopictus (Skuse, 1894)

DIAGNOSI DELLA LARVA. Setole frontali interne (5-C) bifide o multifide. Antenne senza spicole (lisce). Setola antennale (1-A) semplice

(fig. 63). Setole sul torace e addome flessibili, semplici o multifide (fig. 66). Ottavo segmento con 6-13 scaglie disposte su di un'unica fila e costituite da un'unica grossa spina (figg. 76, 125). Sifone respiratorio con indice inferiore a 4, più corto o di lunghezza uguale a quella della setola interna della spazzola dorsale (2-X), privo di setole sulla superficie dorsale. Setola sifonica (1-S) impiantata distalmente rispetto all'ultima spina del pettine, non raggiunge con l'apice l'estremità del sifone. Pettine del sifone con spine uniformemente ravvicinate, di forma acuminata. Sella del segmento anale (segmento X) formata da un largo sclerite che copre solo le superfici dorsali e laterali, interrotto ventralmente.

Ae.albopictus è il secondo rappresentante del sottogenere *Stegomyia* segnalato in Italia. Si distingue da *Ae.aegypti* per avere le scaglie dell'VIII segmento composte da un'unica grossa spina, e per il pettine del sifone con tutte le spine uniformemente ravvicinate. Quest'ultimo carattere, insieme alle setole antennali semplici permettono di differenziarla da *Ae.vittatus* con la quale può condividere alcuni focolai larvali.

BIOLOGIA. Al contrario della specie gemella *Ae.aegypti*, *Ae.albopictus* è in grado di superare i rigori dell'inverno boreale. Le femmine adulte di popolazioni stabilitesi in aree temperate sono indotte da un fotoperiodo inferiore alle 13 ore a deporre delle uova in grado di resistere all'essiccamento ed al freddo, fino a quando le giornate si saranno nuovamente allungate. Lo sviluppo della specie avviene in Italia tra maggio e ottobre, compatibilmente con le precipitazioni stagionali. I focolai larvali sono costituiti da ogni piccola raccolta d'acqua dolce che si viene a formare in contenitori della più svariata natura, sia in area rurale che nei centri abitati. Particolare importanza rivestono i copertoni usati accatastati in depositi alla periferia delle zone urbane (fig. 145). In questi ultimi assumono grande importanza i focolai costituiti dalle caditoie dei tombini per la raccolta delle acque di superficie. *Ae.albopictus* è una zanzara essenzialmente esofila, dotata di spiccata antropofilia, che può pungero durante tutto l'arco del giorno, prediligendo le ore più fresche della giornata. Nei paesi d'origine è un potente vettore di arbovirus. Nel nostro paese, in assenza di serbatoi d'infezione dei virus, potrebbe inserirsi nel ciclo di trasmissione della filariasi canina.

DISTRIBUZIONE. La specie è diffusa nella fascia tropicale e subtropicale dell'Asia sud orientale, in molte isole dell'oceano Indiano e