



**UNIVERSITÀ
DEGLI STUDI DI BARI
ALDO MORO**

**DIPARTIMENTO DI SCIENZE DEL SUOLO, DELLA PIANTA E DEGLI
ALIMENTI
*CORSO DI LAUREA MAGISTRALE IN MEDICINA DELLE PIANTE***

**Tesi di Laurea Magistrale in
ENTOMOLOGIA GENERALE ED APPLICATA**

**ENTOMOFAUNA DEL MELOGRANO NEL
SALENTO**

**Relatore:
Dr Rocco ADDANTE**

**Correlatore:
Prof. Francesco PORCELLI**

**Laureando:
Ugo PICCIOTTI**

Anno Accademico 2015-2016

Perché amo gli animali?
Perché io sono uno di loro.
Perché io sono la cifra indecifrabile
dell'erba,
il panico del cervo che scappa,
sono il tuo oceano grande
e sono il più piccolo degli insetti.
E conosco tutte le creature:
sono perfette
in questo amore che corre sulla terra
per arrivare a te.
Perché amo gli animali – A. Merini

Indice

Prefazione	2
Capitolo 1 – INTRODUZIONE	5
1.1 Principali batteriosi	8
1.2 Principali micosi	9
1.3 Principali fitofagi	11
1.3.1 Insetti	11
1.3.2 Acari.....	24
1.3.3 Nematodi.....	25
1.3.4 Altri fitofagi	25
Capitolo 2 – MATERIALI E METODI	26
Capitolo 3 – RISULTATI E DISCUSSIONE	32
3.1 Afidi	32
3.2 Tripidi	37
3.3 Rodilegno giallo.....	39
3.4 Drosofilidi	46
3.5 Nitidulidi	48
3.6 Pronubi.....	49
3.7 Altri insetti riscontrati	50
3.8 Eriofidi	54
3.9 Predatori generici	55
Capitolo 4 – CONCLUSIONI	57
Bibliografia	59
Siti consultati	64

Prefazione

Il melograno è una pianta di origine mediorientale, in particolare dei territori oggi afferenti ad Iran ed Afghanistan, dove era presente già nel Neolitico (10.000 a.C. circa). Dopo diversi millenni, il melograno si è affermato come una vera coltura frutticola ed è stata una delle prime specie da frutto ad attirare l'interesse dell'uomo.

Dalla zona di origine si è diffuso, nel corso di millenni, nell'area del Bacino del Mediterraneo (Egitto, Tunisia, Italia, Grecia e Spagna), nella zona caucasica (Georgia e Armenia) e nell'Asia centro-orientale (Turkmenistan, India, Cina e Giappone) (Pacífico *et al.*, 2015) ed è arrivato in Europa attraverso le rotte marittime internazionali dei Fenici.

I Romani chiamarono il melograno *malum punicum* (melo punico o melo di Cartagine) da cui l'attuale nome scientifico: *Punica granatum* Linnaeus, 1753.

Il melograno, sia nelle più antiche che odierne culture, trova un posto di rilievo nell'iconografia e nella simbologia. È stato lodato fin dai tempi antichi nel Vecchio Testamento della Bibbia, nella Torah ebraica e nel Talmud babilonese come frutto sacro dai poteri di fertilità, abbondanza e fortuna. Svolge anche un ruolo rilevante durante le cerimonie rappresentate dall'arte e mitologia egizia e greca ed era l'emblema personale di Massimiliano I d'Asburgo, imperatore del Sacro Romano Impero (Jurenka, 2008).

Un recente aumento della domanda di prodotti a base di melograno da parte dei consumatori nei Paesi occidentali è attribuibile alle sue caratteristiche nutrizionali e medicinali (Lansky & Newman, 2007).

La polpa dei frutti contiene il 15-30% di zuccheri (una miscela di glucosio e fruttosio); in minor quantità sono presenti acido citrico (0,5 – 3,5%), acido borico, vitamina C e tannini, che conferiscono a questo frutto proprietà astringenti e sapore

acidulo ed aromatico. Nell'epicarpo si trovano una sostanza colorante gialla ed un derivato dei tannini (acido gallotannico, fino al 30%). L'epidermide della radice contiene molti alcaloidi (anche lo 0,9%) del gruppo della pelletierina e tannini (fino al 20%). I principi attivi delle foglie sono diversi triterpeni, antinfiammatori ed antisettici (Buttaro *et al.*, 2004).

Tutto questo interesse mediatico-salutistico ha avuto come conseguenza una forte impennata delle richieste di melograno da parte dei consumatori, che ha spinto gli agricoltori ad investire in questa coltura come mai era stato fatto sino a pochi anni fa.

Tutto ciò ha portato ad una serie di azioni che nel giro di pochi anni hanno fatto sì che il melograno passasse dall'essere una coltura marginale a diventare una coltura intensiva. A tutto ciò c'è da aggiungere il successo di una nuova forma di allevamento, che consente elevate produzioni con piante più facilmente gestibili, ma anche l'introduzione di nuove cultivar da paesi esteri che hanno stravolto l'immagine classica che ogni consumatore aveva della melagrana. Infatti, i frutti di queste nuove cultivar si presentano con una pezzatura maggiore, colore più intenso ed anche una maggiore scalarità di maturazione.

Questo crescente interesse verso il melograno ha portato all'aumento della superficie di coltivazione e contemporaneamente all'incremento dell'incidenza di malattie ed infestazioni che prima, data la scarsa diffusione della coltura, erano quasi del tutto trascurabili.

In questo nuovo scenario, diventa sempre più importante conoscere la biologia della coltura e soprattutto quella dei fitofagi e patogeni che su essa svolgono la loro azione. Questo nuovo interesse verso il melograno, rende quest'ultimo *de facto* una

nuova coltura alla quale rivolgere le attenzioni per contrastare le alterazioni che gli organismi nocivi inducono sulla pianta ed ottenere produzioni più elevate.

Il presente lavoro di tesi si è prefisso i seguenti obiettivi:

- caratterizzare l'entomofauna del melograno;
- individuare e monitorare i fitofagi-chiave;
- identificare i predatori e parassitoidi dei principali fitofagi;
- fornire elementi per il razionale controllo degli insetti fitofagi del melograno.

Focalizzare l'attenzione sulla comunità di insetti che interagisce, negativamente e/o positivamente, sulla coltivazione del melograno è un passo indispensabile per poter realizzare il controllo integrato della coltura.

Capitolo 1 – Introduzione

Il melograno appartiene al genere *Punica*, descritto per la prima volta da Linneo nel 1753, incluso nella famiglia monogenerica Punicaceae, ordine Myrtales.

Il genere *Punica* comprende due sole specie: *P. granatum* e *Punica protopunica* (Balfour). La specie *P. protopunica*, detta melograno di Socotra, è endemica dell'isola di Socotra, territorio della Repubblica Democratica dello Yemen. Due sottospecie di *P. granatum* sono state distinte sulla base del colore dell'ovario, un carattere stabile che viene mantenuto quando le piante sono ottenute dai semi. *P. granatum* subsp. *chlorocarpa*, è diffusa principalmente in Transcaucasia, mentre *P. granatum* subsp. *porphyrocarpa* principalmente in Asia Centrale (Rana *et al.*, 2010).

Il melograno è un arbusto cespuglioso spinescente alto 2-6 m, a foglie caduche, con radice fittonante dotata di numerose radici ramificate in grado esplorare un ampio volume di suolo. Il tronco è molto nodoso e ramificato; i rami sono dotati di spine rosso – cineree. Le foglie sono lunghe 6 – 10 cm, lanceolate, oblunghe, opposte ed intere. Si presentano di colore verde brillante nella pagina superiore e verde chiaro nella pagina inferiore. I fiori sono molto vistosi, portati singolarmente o in gruppi di 2 – 5 all'estremità dei rami, di colore variabile anche se il colore prevalente è il rosso. Possono essere di due tipi: ermafroditi, in grado di portare i frutti, oppure maschili (60 – 70%) che poi cascolano. Il melograno si avvale sia dell'autoimpollinazione che dell'impollinazione incrociata, coadiuvata dall'attività di diversi insetti pronubi. Il frutto è una bacca, definita botanicamente balausta, delle dimensioni di una grossa mela (300 – 600 g), di forma generalmente tondeggiante e diametro variabile da 10 a 15 cm; l'epicarpo è cuoioso di colore generalmente rosso o giallastro con sovracolori verde chiaro, ma con ampia variabilità nelle tonalità, dal giallo-verde al rosso fino al viola

quasi nero. La balausta contiene gli arilli immersi in un tessuto spugnoso e costituiti da due parti: la testa ed il seme. La testa è il rivestimento del seme ed è la parte carnosa e succosa che può essere dolce, agro-dolce o acidula; il suo colore è bianco, rosa o rosso ed è ricca di acidi organici, zuccheri e composti fenolici; il seme, che contiene l'embrione, è particolarmente ricco in acidi grassi saturi. Gli arilli rappresentano la parte edule del frutto e costituiscono il 40-60% del peso totale. È importante raccogliere il frutto al momento giusto, in quanto matura esclusivamente sulla pianta, essendo un frutto aclimaterico.

La ripresa vegetativa, in funzione degli ambienti e della cultivar, avviene normalmente a cavallo tra aprile e maggio, con l'emissione delle foglie che precede di oltre un mese la fioritura. Quest'ultima è molto lunga e va da giugno a metà luglio. I frutti maturano da agosto ad ottobre, qualche volta in novembre (Avanzato *et al.*, 1991).

L'adattamento del melograno al clima mediterraneo e la diffusione in diversi ambienti caratterizzati da livelli termici e idrici differenti ha originato, nel corso dei secoli, diversi ecotipi. Esso si adatta a diversi tipi di terreno e rifugge quelli molto calcarei o salini o nei quali si verificano problemi di drenaggio (Ferrara *et al.*, 2014).

I dati produttivi relativi al melograno sono alquanto limitati, probabilmente perché è stato considerato per tanto tempo un frutto minore. I dati mondiali più recenti riportano come principali Paesi produttori: l'Iran, l'India e la Cina (Tabella 1). Tra i maggiori Paesi produttori ed esportatori sono da menzionare anche Spagna, Israele e Stati Uniti.

L'interesse nei confronti del melograno è in forte crescita a livello nazionale, specialmente in Italia meridionale, ove le caratteristiche pedoclimatiche garantiscono a

questa coltura la possibilità di poter esprimere a pieno le sue potenzialità produttive e qualitative.

Tabella 1 – Principali Paesi produttori di melograno nel mondo nel 2008 (Pacifico *et al.*, 2015).

Paese	Superficie (ha)	Produzione (t)
Iran	65.000	600.000
India	54.750	500.000
Cina	-	260.000
Stati Uniti	6.070	110.000
Turchia	7.600	90.000
Spagna	2.400	37.000
Tunisia	2.600	25.000
Israele	1.500	17.000

I dati Istat del 2014 indicano una forte espansione della coltura in Italia, ove gli attuali melograneti sono probabilmente sottostimati, almeno per regioni come la Puglia (Pacifico *et al.*, 2015) (Tabella 2).

Tabella 2 – Superficie e produzione nazionale e regionale del melograno (Istat, 2014) (Pacifico *et al.*, 2015).

Regione	Superficie (ha)	Superficie in produzione (ha)	Produzione totale (t)
Calabria	2	2	20
Puglia	73	49	550
Sardegna	31	31	185
Sicilia	34	28	168
ITALIA	144	114	979

La quasi totalità della superficie nazionale è distribuita tra Puglia, Sardegna e Sicilia. Dalla Tabella 3 è possibile osservare che in Puglia più del 50% della produzione è concentrato nella provincia di Lecce (Pacifico *et al.*, 2015).

Il melograno, come ogni altra coltura, è soggetto all'attacco di diversi organismi patogeni e fitofagi che possono comprometterne la produttività.

Tabella 3 – Superficie regionale pugliese suddivisa per provincia (Istat, 2014) (Pacifico *et al.*, 2015).

Provincia	Superficie totale (ha)	Superficie in produzione (ha)	Produzione totale (t)	Produzione raccolta (t)
Bari	2	2	26	26
Brindisi	10	10	55	50
BAT	16	12	156	150
Lecce	45	25	313	306
PUGLIA	73	49	550	532

1.1 Principali batteriosi

Ruggine batterica del melograno

La ruggine batterica è una delle principali patologie che colpisce il melograno e porta a gravi perdite di raccolto.

La malattia è causata da *Xanthomonas axonopodis* pv *punicae* (Hingorani & Singh). Questa colpisce tutte le parti della pianta e si manifesta con macchie idropiche e lesioni su foglie e frutti. In gravi casi, il patogeno può portare ad una prematura filloptosi. Le lesioni sui frutti possono portare a fessure anche nelle fasi iniziali del loro sviluppo. La coalescenza di queste lesioni può causare la spaccatura del frutto e lo sviluppo di infezioni secondarie (ad es. muffe e marciumi) o addirittura la cascola. Quando infetta rami o germogli può portare al disseccamento fino alla rottura dei medesimi. Nelle fasi progredite della patologia può infettare anche branche e fusto provocando la formazione di cancri (Munhuweyi *et al.*, 2016).

1.2 Principali micosi

Cuore nero o marciume del cuore

Una delle principali malattie fungine che incide sulla produzione del melograno è il “cuore nero” o “marciume del cuore” che è causato da *Alternaria alternata* (Keissler, 1912) e da *Aspergillus niger* (van Tieghem, 1867).

Questa malattia è difficile da individuare esternamente in quanto la buccia coriacea può risultare sana, mentre internamente il frutto può essere parzialmente o interamente affetto da marciume a partire dall'estremità del calice. Il frutto colpito può rivelare esternamente una buccia dal colore anomalo e solitamente ha un peso inferiore rispetto alla media dei frutti sani. I frutti colpiti, se messi in acqua, tendono a galleggiare e possono quindi essere discriminati dai frutti sani (Munhuweyi *et al.*, 2016).

Muffa grigia o botrite

La muffa grigia è causata da *Botrytis cinerea* (Persoon, 1794) e rappresenta la malattia economicamente più importante del melograno in post-raccolta, potendo causare perdite di prodotto fino al 30%. Questo fungo necrotrofo infetta il calice della melagrana creando un serbatoio d'infezione che si estende all'interno del frutto, causando lo sviluppo del marciume. L'impatto di questa patologia è più grave a seguito di un trauma meccanico.

La muffa grigia può essere individuata sulla zona della corona, con sviluppo di lesioni brune che si diffondono gradualmente verso la parte prossimale del frutto. Col tempo le lesioni diventano più scure, molto probabilmente a causa del gocciolio del succo degli arilli dovuto all'avanzamento dell'infezione. Le lesioni diventano evidenti in seguito all'espansione dei tessuti e sono seguite, in fase di maturazione avanzata del

frutto, dalla comparsa del micelio grigio. Infezioni possono verificarsi tra frutti adiacenti anche in celle frigorifere perché il patogeno può crescere (anche se lentamente) a temperature di $-0,5^{\circ}\text{C}$ (Munhuweyi *et al.*, 2016).

Tabella 4 – Principali malattie del melograno riportate in letteratura (Munhuweyi *et al.*, 2016).

Pathogen	disease	Area	References
<i>Al. alternata</i>	<i>Alternaria</i> black spot	United States and Israel	(Ezra <i>et al.</i> , 2010; Gat <i>et al.</i> , 2012)
<i>Al. alternata</i> (<i>Al.alternata</i> , <i>Al. tenuisissima</i> and <i>Al. arborescens</i>)	<i>Alternaria</i> internal black rot)	Greece and United Sates	(Tziros <i>et al.</i> , 2008; Zhang and McCarthy, 2012; Kanetis <i>et al.</i> , 2015)
<i>Aspergillus niger</i>	<i>Aspergillus</i> heart rot	Saudi Arabia	(Yehia, 2013)
<i>Emericella varicolor</i>	fruit rot	India	(Sharma <i>et al.</i> , 1982)
<i>Alternaria</i> spp., <i>Fusarium</i> spp. and <i>Aspergillus niger</i>	fruit rot	Egypt	(Ammar and El-Naggar, 2014)
<i>B. cinerea</i> , <i>Botrytis</i> spp.	Grey mould rot	Iran, Greece and Spain	(Mirzaei <i>et al.</i> , 2008; Bardas <i>et al.</i> , 2009; Palou and Del Rio, 2009)
<i>Ceratocystis</i> spp.	Wilt	India	(Somasekhara, 1999)
<i>Colletotrichum gloeosporioides</i>	Anthraxnose	India	(Sataraddi <i>et al.</i> , 2011)
<i>Cytospora punctatae</i>		United states	(Hand <i>et al.</i> , 2014)
<i>Cytospora punctatae</i> <i>P. glabrum</i> <i>Penicillium implicatum</i>	Fruit rot Endophyte Blue mould fruit rot	Greece Uzbekistan Pakistan	(Palavouzis <i>et al.</i> , 2015a,b) (Hammerschmidt <i>et al.</i> , 2012) (Khokhar <i>et al.</i> , 2013)
<i>Penicillium</i> spp., <i>Botrytis cinerea</i> , <i>C. granati</i> , <i>Penicillium</i> spp., <i>B. cinerea</i> Pers., <i>Fr. Aspergillus niger</i> van Tiegh <i>P. implicatum</i> <i>C.granati</i> report	Fruit rot Fruit rot Blue mould fruit rot Crown rot	Spain Spain Spain Greece, United States,	(Palou <i>et al.</i> , 2013) (Palou and Del Rio, 2009) (Labuda <i>et al.</i> , 2004) (Tziros and Tzavella-Klonari, 2008; Michailides <i>et al.</i> , 2010; Thomidis and Exadaktylou, 2011)
<i>C. granati</i> report	Die back and fruit rot, dry rot	India and Iran	(Sharma and Tegta, 2011; Mirabolfathy <i>et al.</i> , 2012)
<i>Al. alternata</i> , <i>As. niger</i> , <i>Bacterial blight</i> , <i>Botrytis</i> spp., <i>C. cladosporioides</i> , <i>C. granati</i> , <i>Phytophthora</i> spp., <i>Aspergillus</i> spp., <i>Au. Pullulan,s</i> and <i>Penicillium</i> spp.	Fruit rot	Greece, Turkey	(Pala <i>et al.</i> , 2009; Özgüven <i>et al.</i> , 2012; Thomidis, 2014)

1.3 Principali fitofagi

1.3.1 Insetti

Hemiptera (= Rhynchota)

Aleurocanthus spiniferus

La mosca bianca spinosa dell'arancio, *Aleurocanthus spiniferus* (Quaintance, 1903), è un pericoloso fitofago degli agrumi, originario dell'Asia orientale, introdotto recentemente in Puglia (Porcelli, 2008), dove, nel giro di pochi anni, è stato trovato su 95 specie botaniche differenti, incluso il melograno (Cioffi *et al.*, 2013) (Figura 1).



Figura 1 – Adulti di *A. spiniferus* (da: www.agraria.org).

Gli stadi giovanili sono di forma ovale, nerastri, con una fascia bianca cerosa visibile lungo il bordo (Figura 2).



Figura 2 – Neanidi di *A. spiniferus* (da: gd.eppo.int).

Nell'areale di origine, *A. spiniferus* riesce a compiere su *Citrus* spp. ben 5 generazioni per anno.

Diversi sono gli antagonisti di questo parassita, tra i predatori vanno ricordati i coccinellidi *Clitostethus arcuatus* (Rossi, 1794) e *Delphastus pusillus* (LeConte, 1852) ed i crisopidi *Chrysopa* spp. e *Mallada boninensis* (Okamoto); fra i parassitoidi gli afelinidi *Encarsia smithi* (Silvestri, 1926), *Encarsia merceti* (Silvestri, 1926), *Eretmocerus serius* (Silvestri, 1927) e il platigastride *Amitus hesperidum* (Silvestri, 1927). Inoltre, sono state identificate diverse specie di funghi patogeni che contribuiscono a tenere sotto controllo le popolazioni di *A. spiniferus* (Cocuzza *et al.*, 2016).

Afide del melograno

L'afide del melograno, *Aphis punicae* (Passerini, 1863), è comune nell'area del Mediterraneo, in Asia, in Africa e nel subcontinente indiano (Figura 3).



Figura 3 – Stadi preimmaginali di *A. punicae* (da: www.nbair.res.in)

Questa specie è strettamente vincolata al melograno, ma ha anche altri ospiti afferenti a diverse famiglie botaniche. Come in molte altre specie di afidi, la morfologia ed il colore di *A. punicae* possono variare in funzione di condizioni intrinseche ed

estrinseche (Dixon *et al.*, 1982; Helden *et al.*, 1994). In primavera, il corpo delle femmine vivipare attere è verde, con sifoni nerastri. In estate, le successive generazioni hanno una colorazione verde pallida e generalmente corpi significativamente più piccoli e sifoni verde pallido con apici grigio-bruni e codicola giallastra. *A. punicae* compie un olociclo monoico avviato in primavera dalle fondatrici, nate dalle uova durevoli deposte nell'autunno precedente sui rametti, vicino alle gemme dormienti. Le fondatrici partoriscono fondatrigenie, insieme alle quali compongono le prime colonie. Con l'innalzamento delle temperature, le colonie si accrescono rapidamente invadendo tutta la nuova vegetazione. La massima densità numerica delle colonie è raggiunta nel periodo della fioritura (prima metà di maggio), in cui sono infestati i germogli, i fiori ed i frutticini in accrescimento. Con l'indurimento dei germogli e l'innalzamento delle temperature, *A. punicae* si mantiene sulla pianta durante il periodo estivo grazie a sparse colonie formate da attere di piccole dimensioni, che trovano rifugio nei germogli di ricaccio e che sopravvivono alla canicola estiva riducendo l'attività metabolica e riproduttiva. Le colonie riprendono vigore e aumentano numericamente a settembre, quando le temperature si abbassano e l'umidità aumenta. In questo periodo, le colonie sono localizzate sulla pagina inferiore delle foglie o sui frutti. Dalla seconda metà di novembre, si differenziano le sessupare e quindi gli anfigonici, che produrranno l'uovo durevole. I danni arrecati dagli afidi consistono nella sottrazione di una cospicua quantità di linfa e nell'abbondante emissione di melata, su cui si sviluppano le fumaggini. Nelle zone molto assolate, l'elevata quantità di melata prodotta può innescare un "effetto lente", che può causare la causticazione di parte dei germogli. Un danno estetico è determinato dalle popolazioni tardo-estive, che imbrattano i frutti con la melata e provocano nell'epicarpo la formazione di ampie aree decolorate che

deprezzano notevolmente il prodotto destinato al consumo fresco. Gli afidi hanno numerosi antagonisti naturali (Coleotteri Coccinellidi, Ditteri Sirfidi e Cecidomidi, Neurotteri Crisopidi e Imenotteri parassitoidi dei generi *Lysiphlebus* e *Aphidius*), che, sebbene riducano notevolmente le popolazioni afidiche, non riescono a contenere significativamente i danni (Cocuzza & Lo Giudice, 2014).

Afide delle Cucurbitacee

La forma attera di *Aphis gossypii* (Glover, 1877) (Figura 4) ha dimensioni medio-piccole e colorazione che, nelle popolazioni che vivono sul melograno, è verde scuro. L'alata ha capo e torace nerastri, mentre l'addome è verdastro, come nell'attera. Si tratta di una specie cosmopolita e polifaga, facilmente rinvenibile anche sul melograno, che compie un olociclo (varie generazioni partenogenetiche più una anfigonia per anno) eteroico tra gli ospiti primari (*Rhamnus* sp., *Hibiscus* sp. e *Catalpa* sp.) e i numerosi ospiti secondari (Cucurbitacee, Solanacee, cotone e diverse altre piante sia coltivate che ornamentali). Le prime colonie compaiono in primavera sui nuovi germogli, in coincidenza con la ripresa vegetativa del melograno. Le colonie di *A. gossypii*, a differenza di quelle di *A. punicae*, si sviluppano a partire dalle alate provenienti da altre piante. Con l'innalzamento delle temperature, le colonie si accrescono rapidamente, invadendo la nuova vegetazione.

La massima densità numerica delle colonie è raggiunta nel periodo della fioritura (prima metà di maggio), in cui sono infestati i germogli, i fiori ed i frutticini in accrescimento. Con l'indurimento dei germogli e l'innalzamento delle temperature, nelle popolazioni di *A. gossypii* si differenziano le forme alate che abbandonano il melograno alla ricerca di nuove piante ospiti (Cocuzza & Lo Giudice, 2014).



Figura 4 – Femmina attera di *A. gossypii* (da: www.inra.fr).

Lepidoptera

Rodilegno giallo o falena leopardo

Il rodilegno giallo, *Zeuzera pyrina* (Linnaeus, 1761), è un lepidottero appartenente alla famiglia Cossidae.

Gli adulti sono lunghi circa 3 cm, hanno ali anteriori bianche con macchie blu metallico di varia misura, torace bianco e tomentoso con sei larghe macchie bluastre e addome nero (Figura 5). Le femmine hanno dimensioni maggiori rispetto ai maschi, con apertura alare rispettivamente di 50-70 mm e 35-50 mm, e antenne filiformi (mentre nei maschi la parte basale è bipettinata).



Figura 5 – Maschio adulto di *Z. pyrina* (da: www.uniprot.org).

La larva ha colore variabile dal rosato al giallastro, in base alla maturità, con piccoli tubercoli piliferi neri disposti in righe longitudinali lungo il corpo. La larva matura è lunga circa 50-60 mm (Figura 6).



Figura 6 – Larva matura di *Z. pyrina* (da: www.ortosemplice.it).

La specie, ampiamente diffusa in Europa, Nord Africa, Asia e Stati Uniti, è polifaga su numerosi ospiti, tra cui *Malus*, *Prunus*, *Pyrus*, *Olea*, *Acer*, *Fagus*, *Tilia*, *Platanus*, *Quercus*, *Salix*, *Populus*, *Ulmus* e *Tamarix*) (Gatwick, 1992). Nell'area del Mediterraneo può essere uno xilofago molto dannoso per il melograno.

Nel Sud Italia, ogni femmina può deporre fino a 1000 uova in gruppi di circa un centinaio, in zone riparate del tronco o delle branche. Le uova vengono deposte dalla fine di aprile a settembre, con un picco da fine giugno a inizio luglio. Dopo la schiusa le larve presentano un breve periodo di vita gregaria esofita, quindi penetrano nei rametti perforandoli solitamente alla base delle foglie e cominciano a scavare gallerie discendenti. Le larve possono emergere e penetrare più volte dai tessuti vegetali, attaccando rami progressivamente più grandi e più adatti alle loro crescenti dimensioni. La presenza delle larve è rilevabile dal rosume e dagli escrementi alla base della pianta o intorno ai fori d'uscita delle gallerie. Lo sviluppo preimmaginale si completa in 1-2

anni, a seconda che le uova si siano schiuse all'inizio o alla fine dell'estate rispettivamente (Giorgini *et al.*, 1997). L'adulto vive 8-10 giorni, cosicché l'accoppiamento e la deposizione delle uova avvengono durante questo breve periodo.

Gli attacchi larvali possono far seccare gli organi infestati, causare filloptosi e la perdita della forza meccanica di intere branche, che possono andare incontro a rottura. Una larva può uccidere un albero di 1 anno, mentre un albero di 3 anni può facilmente perdere alcune branche a seguito dell'attività larvale (Cocuzza & Lo Giudice, 2014).

Il rodilegno giallo ha numerosi nemici naturali, i quali tuttavia non sono sufficienti a controllarne le popolazioni.

Tignola rigata

La tignola rigata, *Cryptoblabes gnidiella* (Millière, 1867), è un Pyralidae nativo dell'area del Mediterraneo, introdotto in America Centrale e Latina, Nuova Zelanda, Sud-Est Asiatico ed in alcuni territori dell'Africa. Questo lepidottero è un importante parassita di agrumi, vite e melograno nel Bacino del Mediterraneo, ma anche di piante selvatiche, coltivate ed ornamentali afferenti a diverse famiglie botaniche. Le uova sono ovali ed irregolarmente reticolate. L'adulto (Figura 7) misura circa 12 mm, è giallastro, olivaceo, o grigio-bruno con ali anteriori brune attraversate da linee longitudinali color ruggine e ali posteriori di colore bianco brillante (Goater, 1986).

Gli adulti sono attivi di notte e sono attratti da sostanze zuccherine come la melata prodotta dalle cocciniglie e i liquidi che sgorgano da frutti maturi danneggiati (uva, melagrane, ecc.). Ogni femmina depone circa 150 uova sui frutti, di solito singolarmente, talora in piccoli gruppi. Le larve si nutrono all'inizio unicamente della melata prodotta da afidi o cocciniglie e si posizionano nei punti di contatto tra i frutti oppure tra frutti e foglie (Ben Yehuda *et al.*, 1991). La specie ha 5 età larvali e si

impupa vicino al sito di nutrizione larvale o sulla pianta ospite oppure nel terreno. *C. gnidiella* compie 3-4 generazioni per anno, da maggio ad ottobre nei climi mediterranei e fino a 5 in Nord Africa a seconda del clima o della pianta ospite usata come *pabulum* (Bagnoli & Lucchi, 2001).



Figura 7 – Adulto di *C. gnidiella* (da: www.waiwiki.org).

Diptera

Mosca mediterranea della frutta

La mosca mediterranea della frutta, *Ceratitella capitata* (Wiedemann, 1824) è un Tephritidae che occasionalmente può causare seri danni al melograno. La femmina (Figura 8) depone le uova in piccole crepe nell'epicarpo di frutti completamente maturi.

Su melograno le larve si sviluppano nutrendosi degli arilli e questa attività, combinata con il conseguente sviluppo di marciume, rende il frutto non commercializzabile (Braham, 2015). L'intensità dell'infestazione dipende da vari fattori, inclusa la suscettibilità varietale, l'andamento climatico stagionale e la presenza di altre piante ospiti nell'area coltivata (Cocuzza *et al.*, 2016).



Figura 8 – Femmina di *C. capitata* su melograno (foto originale).

C. capitata è una specie omodinama, ossia priva di diapausa obbligata, che può svernare in vari stadi a seconda del clima: di solito pupe nel terreno, ma anche adulti o larve se l’inverno è mite. Compie 2-7 generazioni per anno in funzione del clima e della presenza scalare di frutti da infestare.

Tra i nemici naturali, degna di nota è l’azione di un parassitoide, la *Psytalia* (= *Opius*) *concolor* (Szépligeti, 1910), che è un imenottero Braconide.

Il controllo del dittero può essere effettuato adottando il metodo “attract and kill”, che consiste nel collocare opportune trappole adulticide innescate con attrattivi paraferomonici ed aventi la superficie impregnata di deltametrina (piretroide che agisce per contatto). Le trappole attirano sia maschi che femmine i quali, posandosi sulla superficie della trappola, assumono l’insetticida e in breve muoiono (Pollini, 2014).

Drosophilidae

I Drosophilidae sono ditteri cosmopoliti di modeste dimensioni. La specie più nota di questa famiglia è la *Drosophila melanogaster* (Meigen, 1830) (Figura 9), che svolge il suo ciclo su frutti molto maturi o in fase di marcescenza, tra cui anche il melograno, del quale infesta le balauste a seguito del fenomeno del cracking.



Figura 9: *Drosophila melanogaster* (Meigen, 1830) (da: gompel.org).

Oltre alla succitata specie, di importanza cruciale per la frutticoltura è la *Drosophila suzukii* (Matsumura, 1931) che da qualche tempo è stata introdotta anche in Europa ed in Italia. Nel 2008, questo insetto originario dell'Asia è stato introdotto in Spagna (Calabria *et al.*, 2012) ed in Italia, in provincia di Pisa (Raspi *et al.*, 2011; Cini *et al.*; 2012) e subito è stato incluso nella lista A2 dell'European Plant Protection Organization (EPPO) come parassita da quarantena. Nell'ottobre 2012, un maschio di *D. suzukii* è stato trovato in Puglia (Baser *et al.*, 2015). *D. suzukii* è nota come fitofago di drupacee e piccoli frutti, che può infestare anche quando sono ancora acerbi, diversamente da altre specie di *Drosophila*, che invece infestano solo frutti molto maturi, caduti a terra o marci (Rossi Stacconi *et al.*, 2013).

D. suzukii differisce da altre specie di Drosophilidae presenti in Italia per numerosi caratteri morfologici, di cui si citano i principali. Il maschio di *D. suzukii*, leggermente più piccolo della femmina, possiede una macchia scura subdistale su ciascuna ala e due bande trasversali nere (conosciute come pettini) distali sul primo e secondo tarsomero della zampe anteriori. La femmina possiede un ovopositore leggermente ricurvo, largo, scuro, sclerificato e seghettato. Le femmine, al contrario dei maschi, non hanno macchie alari (Figura 10) (Van Timmeren *et al.*, 2012).

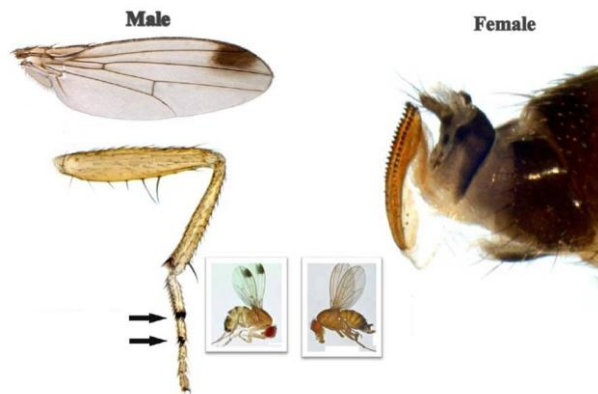


Figura 10: Caratteri sopracitati per l'identificazione (da: spottedwing.org).

Coleoptera

Nitidulidae

I Nitidulidae sono Coleotteri di piccole o medie dimensioni (1,1 – 15 mm) con corpo di forma variabile (Figura 11). Il regime trofico di questi insetti è quanto mai vario includendo specie antofaghe, fillofaghe, fitosaprofaghe, zoosaprofaghe e micetofaghe.



Figura 11– Esempio di *C. freemani* (da: www.flickr.com).

I cicli biologici dei Nitidulidae sono di norma relativamente semplici; la maggior parte delle specie si sviluppa attraverso tre età larvali, ma grande è la variabilità, da genere a genere e da specie a specie.

Molti Nitidulidae manifestano marcati tattismi positivi nei confronti di sostanze organiche, altamente volatili e fortemente aromatiche; le sottofamiglie Carpophilinae, Cryptarchinae e Nitidulinae includono specie saprofaghe attivamente attratte da composti secondari della fermentazione sia alcolica che acetica, da aldeide acetica, oltre che da vari idrocarburi aromatici, tra cui parecchi solventi organici e loro derivati.

I Nitidulidae sono cosmopoliti, in quanto presenti dalla tundra artica alle foreste pluviali tropicali, anche se la maggioranza delle specie è diffusa nelle regioni intertropicali (Audisio, 1993).

Adulti e larve di molti Nitidulidae sono predati da ragni floricoli, specialmente Thomisidae, e da Imenotteri Sphecidae; gli stadi larvali delle specie subcorticole sono frequentemente predati da Uccelli Picidae (Hay, 1972), mentre le pupe di molte forme antofaghe che si impupano nel terreno sono attaccate massicciamente da un grande numero di artropodi predatori, in particolare Coleotteri Carabidae (specialmente Pterostichini), Chilopodi ed Imenotteri Formicidae. Uova e larve neonate di molte specie fitosaprofaghe sono pure frequentemente predate da vari Coleotteri Staphylinidae, specialmente del genere *Atheta*, e da Formicidae. Gli adulti in volo sono predati da Uccelli, specialmente Apodidae e Hirundinidae (Owen, 1955).

Tabella 5 - Principali fitofagi del melograno (Cocuzza *et al.*, 2016)

Specie	Nome comune	Paesi con danni riscontrati
<i>Metcalfa pruinosa</i>	Metcalfa pruinosa	-
<i>Dialeurodes citri</i>	Mosca bianca degli agrumi	-
<i>Siphoninus phillyreae</i>	Sifonino	Grecia
<i>Aleurocanthus spiniferus</i>	Mosca bianca spinosa	-
<i>Aphis punicae</i>	Afide del melograno	Ovunque
<i>Aphis gossypii</i>	Afide delle Cucurbitaceae	Ovunque
<i>Planococcus citri</i>	Cocciniglia degli agrumi	Spagna, Turchia, Cipro
<i>Ceroplastes japonicus</i>	Cocciniglia cerosa giapponese	-
<i>Ceroplastes sinensis</i>	Cocciniglia cerosa cinese	Spagna, Turchia
<i>Saissetia oleae</i>	Cocciniglia mezzo grano di pepe	Grecia, Italia, Spagna, Israele, Portogallo
<i>Coccus hesperidum</i>	Cocciniglia bassa degli agrumi	Turchia
<i>Coccus pseudomagnoliarum</i>	Cocciniglia grigia degli agrumi	Turchia
<i>Aonidiella aurantii</i>	Cocciniglia rossa forte degli agrumi	Turchia
<i>Parlatoria aleae</i>	Parlatoria	Grecia
<i>Lepidosaphes granati</i>	Cocciniglia del melograno	Grecia, Turchia
<i>Chrysomphalus aonidum</i>	Cocciniglia biancorossa degli agrumi	Egitto, Turchia
<i>Zeuzera pyrina</i>	Rodilegno giallo	Ovunque
<i>Deudorix livia</i>	Farfalla del melograno	Cipro, Giordania, Tunisia
<i>Deudorix isocrates</i>	Minatrice dei fusti	-
<i>Dysgonia algira</i>	Disgonia	-
<i>Cryptoblabes gnidiella</i>	Tignola rigata	Turchia
<i>Apomyelois ceratoniae</i>	Falena del carrubo	Israele, Marocco, Tunisia, Turchia
<i>Euzophera bigella</i>	Falena del cotogno	Israele
<i>Thaumatotibia leucotreta</i>	Falsa carpocapsa	-
<i>Carpophilus spp.</i>	Coleotteri della frutta secca	Israele
<i>Amphicerus bimaculatus</i>	Bostrichide della vite	Grecia, Turchia
<i>Apate monachus</i>	Bostrichide nero	Italia, Turchia
<i>Ceratitis capitata</i>	Mosca della frutta	Turchia

1.3.2 Acari

Gli acari Tenuipalpidae *Tenuipalpus granati* (Sayed, 1946) e *Tenuipalpus punicae* (Pritchard & Baker, 1958) (Figura 12) e l'Eriophyidae *Aceria granati* (Canestrini & Massalongo, 1894) possono occasionalmente causare danni al melograno (Jeppson *et al.*, 1975; Döker *et al.*, 2013). Queste specie sono largamente diffuse nell'area del Mediterraneo e nel Medio Oriente. Entrambi i Tenuipalpidae possono infestare anche *Vitis vinifera* (Linnaeus, 1753), *Pistacia vera* (Linnaeus, 1753), *Prunus armeniaca* (Linnaeus, 1753), *Ficus carica* (Linnaeus, 1753) e *Olea europaea* (Linnaeus, 1753). Sono attivi tutto l'anno, ma raggiungono alte densità di popolazione in primavera ed a inizio estate. Le femmine svernano sotto la corteccia del tronco e delle branche. Queste specie infestano preferibilmente le foglie del melograno finché non iniziano ad ingiallire e seccare.



Figura 12– *Tenuipalpus punicae* (da: www.anareaskari.ir).

Causano raramente seri danni al melograno perché sono efficacemente controllati da numerosi nemici naturali, in particolare acari Phytoseiidae. Le rare infestazioni di *A. granati* possono facilmente essere individuate in quanto le foglie colpite presentano i margini arrotolati (Vacante, 2016).

1.3.3 Nematodi

Alcuni nematodi come *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White), *Helicotylenchus dihystera* (Sher, 1961), *Xiphinema* spp. e *Rotylenchulus reniformis* (Linford & Oliveira, 1940) sono associati al complesso del disseccamento del melograno assieme ad un Ascomycota, *Ceratocystis fimbriata* (Ellis & Halsted, 1890) (Sonyal *et al.*, 2011).

1.3.4 Altri fitofagi

Tra gli altri organismi talora responsabili di danni alla coltura del melograno si citano il passero, *Passer domesticus* (Linnaeus, 1758) (Aves: Passeridae), e il ratto dei tetti, *Rattus rattus* ssp. *frugivorus* (Linnaeus, 1758) (Mammalia: Muridae) (Öztürk *et al.*, 2005).

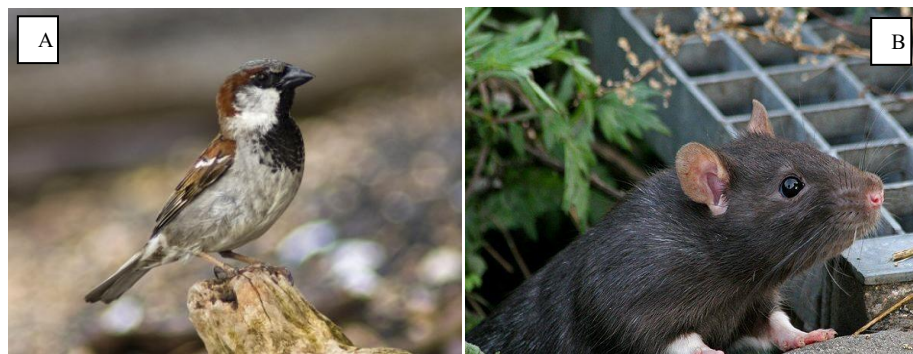


Figura 13 – A: *Passer domesticus* (da: www.wikimedia.org); B: *Rattus rattus* ssp. *frugivorus* (da: www.ibleadis.it).

Capitolo 2 – Materiali e Metodi

La ricerca è stata condotta nella Tenuta Samali dell'azienda Castriota-Scanderbeg, ubicata in agro di Leverano (LE), in Salento, territorio dove odiernamente si riscontrano i maggiori investimenti del settore melo-granicolo. L'azienda si compone di un'antica masseria, 50 ha di oliveto costituito da diverse varietà, tra cui Cellina di Nardò, Ogliarola di Lecce e Leccino, diversi terreni seminativi e circa 25 ha di melo-graneto; il tutto condotto in regime di agricoltura biologica. Il melo-graneto è disetaneo essendo composto da un appezzamento di 10 ha di piante messe a dimora nel 2016 ed un altro di 15 ha con piante di 5 anni di età. In quest'ultima frazione del melo-granato, composta da piante delle cvv Wonderful One (Figura 15) e Ako (circa 7,5 ha di ognuna) sono state svolte le attività di ricerca. Il melo-graneto in questione, in produzione da tre anni, è allevato secondo il metodo israeliano ed è stato costituito usando astoni ottenuti dalla radicazione di talee legnose. Il metodo israeliano prevede una serie di operazioni di preparazione e sistemazione del terreno, rappresentate da: 1) una lavorazione profonda, con cui si interrano i fertilizzanti organici e minerali; 2) formazione delle baule; 3) realizzazione dell'impianto d'irrigazione; 4) stesura di un film plastico bianco sulle baule con funzione pacciamante. I vantaggi che derivano da questa tecnica di sistemazione sono: miglioramento della porosità del terreno; riduzione di alcuni fattori predisponenti gli attacchi degli organismi nocivi; maggior riscaldamento degli strati superficiali del suolo, che hanno ripercussioni sull'anticipo della ripresa dell'attività radicale; limitazione delle perdite di acqua per evaporazione; riduzione della costipazione del terreno; limitazione dello sviluppo delle infestanti sin dalla fase di germinazione; attenuazione dell'azione battente delle gocce d'acqua piovana prevenendo la formazione della crosta superficiale e la costipazione del terreno;

riflessione dei raggi solari garantendo, nella fase di maturazione delle balauste, una colorazione più omogenea dei frutti, inclusi quelli posti sui rami basali e quindi meno esposti alle radiazioni solari dirette.

Le piante sono impalcate secondo la forma di allevamento adottata dal metodo israeliano, che è un vaso basso aperto a 2-3 branche, che permette una buona illuminazione all'interno della chioma. Le piante generalmente non superano i 3-3,5 m di altezza in modo da agevolare le operazioni di raccolta e potatura. Le branche fruttifere poggiano su fili metallici retti da supporti pure metallici a forma di "Y" con bracci di 1,80 m e reciprocamente distanziati 10,5 m. In tal modo si evita che i rami possano subire rotture a seguito dell'eccessivo peso della produzione. Inoltre, utilizzando queste strutture, è possibile avere una separazione fisica tra la fascia produttiva e quella vegetativa (Figura 14), il che ha risvolti positivi nella fase di raccolta, ma agevola anche gli eventuali trattamenti fitosanitari. Il sesto d'impianto adottato è di 6 x 3,5 m, con un investimento che si aggira intorno alle 475 piante per ettaro.



Figura 14 - Pianta di melograno allevata secondo il modello israeliano (foto originale).



Figura 15 - Frutti di Wonderful One (foto originale).

Il monitoraggio è stato svolto da ottobre 2015 a novembre 2016, con frequenza mensile dalla ripresa vegetativa alla fioritura e bisettimanale dall'allegagione alla sfogliatura, prendendo in considerazione differenti organi della pianta (germogli, fiori, frutti, ecc.) anche in funzione della fase fenologica.

Presenza e densità di popolazione degli artropodi infestanti il melograno sono state stimate osservando diversi organi di 200 piante-campione scelte in modo casuale ad ogni campionamento.

L'infestazione afidica è stata valutata stabilendo sei classi d'infestazione come riportato nella Tabella 6.

Tabella 6 – Scala per la valutazione dell'infestazione afidica

Classi	N° di afidi	Valore centrale della classe
0	0	0
1	1 – 9	5
2	10 – 49	29,5
3	50 – 99	74,5
4	100 – 199	149,5
5	200 – 499	349,5

Constatata la presenza di *Z. pyrina*, si è deciso di verificarne la diffusione sull'intero melograneto di 15 ha mediante attenta osservazione di ogni singola pianta sia nel ottobre 2015 che nell'ottobre 2016. L'andamento dei voli dei maschi di *Z. pyrina* è stato seguito installando il 17 giugno 2016 tre trappole a pagoda della ditta Isagro innescate con lo specifico feromone sessuale e reciprocamente distanziate di una cinquantina di metri.

Alcune larve di lepidotteri riscontrate nel melograneto sono state poste in allevamento fino allo sfarfallamento degli adulti, successivamente spillati e preparati sugli appositi stenditoi.

Campioni di artropodi sono stati periodicamente raccolti in campo e conservati a secco oppure (per ragni, afidi e tripidi) in provette contenenti etanolo al 70% per procedere successivamente alla loro identificazione.



Figura 16 - Prelievo di campioni in campo (foto originale).

Campioni di Drosophilidae, Nitidulidae ed Apoidea sono stati incollati su appositi cartoncini.

Per poter identificare gli afidi, i tripidi e le cocciniglie sono stati allestiti dei vetrini adottando la seguente procedura:

1. fissazione in alcool etilico al 95%, in modo da bloccare qualsiasi processo biochimico *post mortem*;
2. macerazione con idrossido di potassio (KOH) al 10% a caldo per ottenere la dissoluzione degli organi e tessuti interni dell'individuo, lasciando intatto il tegumento esterno; in questa fase è stato effettuato un piccolo foro sulla parte ventrale dell'insetto per agevolare l'ingresso della potassa e la fuoriuscita del contenuto corporeo;
3. lavaggi (3-4), ognuno della durata di circa 10', con acqua distillata per rimuovere ogni residuo di potassa;
4. chiarificazione con acido lattico al 50%, per rendere l'individuo diafano;
5. montaggio su vetrino utilizzando PVA (miscela di alcoli polivinilici) come mezzo d'inclusione.



Figura 17 - Allestimento per la preparazione dei vetrini (foto originale).

L'identificazione degli artropodi raccolti è stata effettuata osservando i preparati allo stereomicroscopio o al microscopio ottico composto e utilizzando le più opportune chiavi dicotomiche: Blackman & Eastop (2000) e Minks & Harrewijn (1988) per

l'identificazione degli afidi; Hodgson (1993) per quella delle cocciniglie; Audisio (1993) per i Nitidulidae; Mound & Kibby (1998) per i tripidi; Van Timmeren *et al.* (2012) per i Drosophilidae; Trotta (2005) per i ragni.

Al fine di comprendere meglio l'andamento di popolazione degli afidi in campo, sono stati utilizzati alcuni dati climatici forniti da Assocodipuglia e provenienti dalla stazione meteorologica di Leverano posta in località Arche (Codice: 0PU40) afferente alla Rete Agrometeorologica della Regione Puglia. I dati di questa stazione sono stati elaborati ricavando le medie settimanali di temperatura e umidità relativa e la somma settimanale delle precipitazioni. I dati emersi sono stati riportati in grafico e comparati con l'andamento di popolazione degli afidi.

I dati relativi all'infestazione afidica e all'andamento dei voli del rodilegno giallo sono stati inseriti in un foglio di calcolo elettronico Excel, elaborati e rappresentati graficamente.

I dati relativi all'infestazione di *Z. pyrina* nel 2015 e 2016 sono stati elaborati con il programma Statistica ottenendo due grafici di distribuzione messi a confronto per valutare la variazione del grado d'infestazione in campo.

Capitolo 3 – Risultati e discussione

3.1 Afidi

In campo sono state riscontrate le specie *A. gossypii* e *Aphis spiraecola* (Patch, 1914) mentre non è stata riscontrata la presenza di *A. punicae*, notoriamente infeudato al melograno (Cocuzza *et al.*, 2016).

Le infestazioni sono state rinvenute principalmente su gemme e giovani germogli e sporadicamente sui fiori. In base all'intensità dell'infestazione è stata osservata una più o meno marcata presenza di melata sugli organi colpiti con conseguente sviluppo di fumaggini. Solitamente, assieme alle colonie afidiche, sui germogli è stata riscontrata la presenza di *Crematogaster scutellaris* (Olivier, 1792), Imenottero Formicidae. Questa formica, come altre specie, instaura una simbiosi mutualistica con gli afidi nutrendosi di melata e fornendo protezione ai simbionti.



Foto 18: Giovane germoglio infestato da afidi (foto originale).

L'andamento dell'infestazione è rappresentato nella Figura 19.

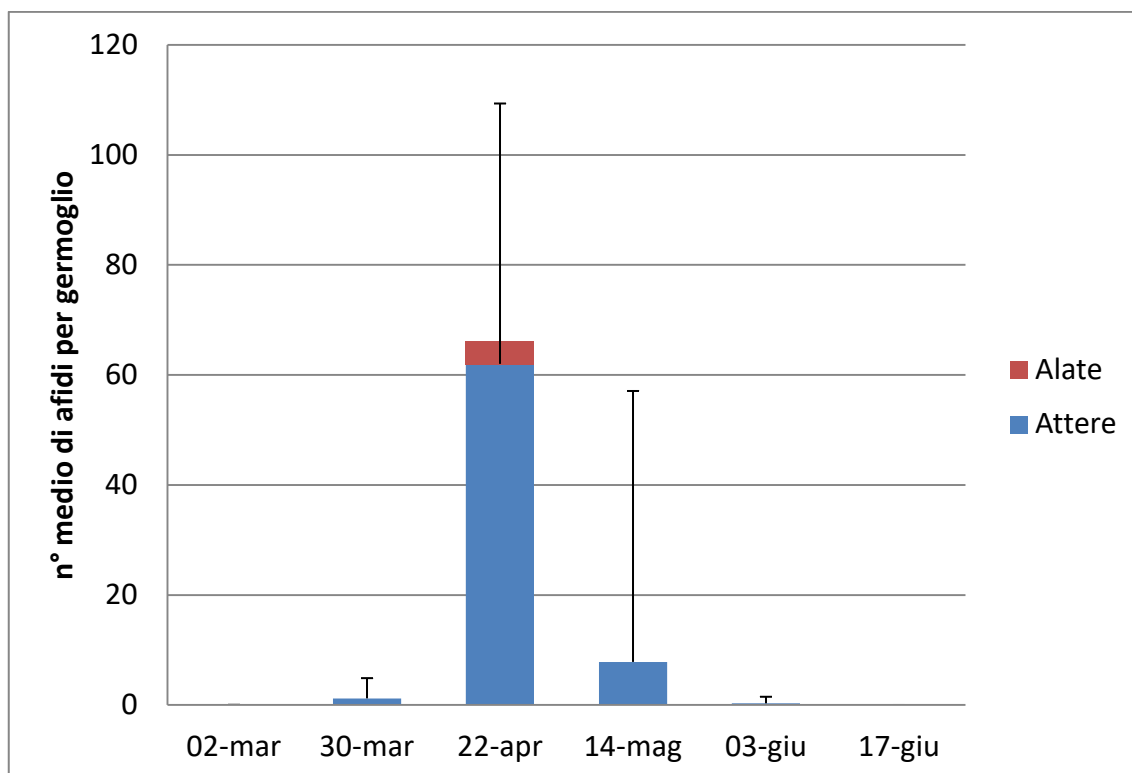


Figura 19 – Andamento della popolazione di afidi nel melograno nel 2016.
Nota: i baffi indicano l'errore standard.

I primi afidi sono stati osservati agli inizi di marzo, con un numero medio di 0,004 ($\pm 0,03$) afidi per germoglio. In questo periodo si è potuta accertare solo la presenza di forme attere. La densità di afidi è leggermente aumentata a fine marzo, presentando un incremento esponenziale il 22 aprile con un numero medio di 66,2 ($\pm 47,31$) afidi per germoglio e la comparsa delle prime forme alate, rappresentanti il 6,3% della popolazione. La comparsa delle alate è giunta in concomitanza con l'inizio della lignificazione dei germogli. *A. gossypii* ed *A. spiraecola* sono due specie con olociclo eteroico e quindi la comparsa delle alate migranti indica la propensione delle specie a lasciare il melograno per cercare altri ospiti. Il 14 maggio ci si aspettava un ulteriore incremento della densità di popolazione e della percentuale di alate, ma in campo è stata

osservata una drastica riduzione della popolazione afidica, solo in minima parte ascrivibile alla migrazione delle alate.

Per comprendere meglio la natura di questo decremento, dato che in azienda non sono stati effettuati trattamenti insetticidi, sono stati analizzati alcuni dati meteorologici del periodo considerato. Sono stati presi in esame tre parametri: temperatura ($^{\circ}\text{C}$), umidità relativa (%) e precipitazioni (mm), rappresentati rispettivamente nelle figure 20, 21 e 22 comparativamente all'andamento della popolazione afidica.

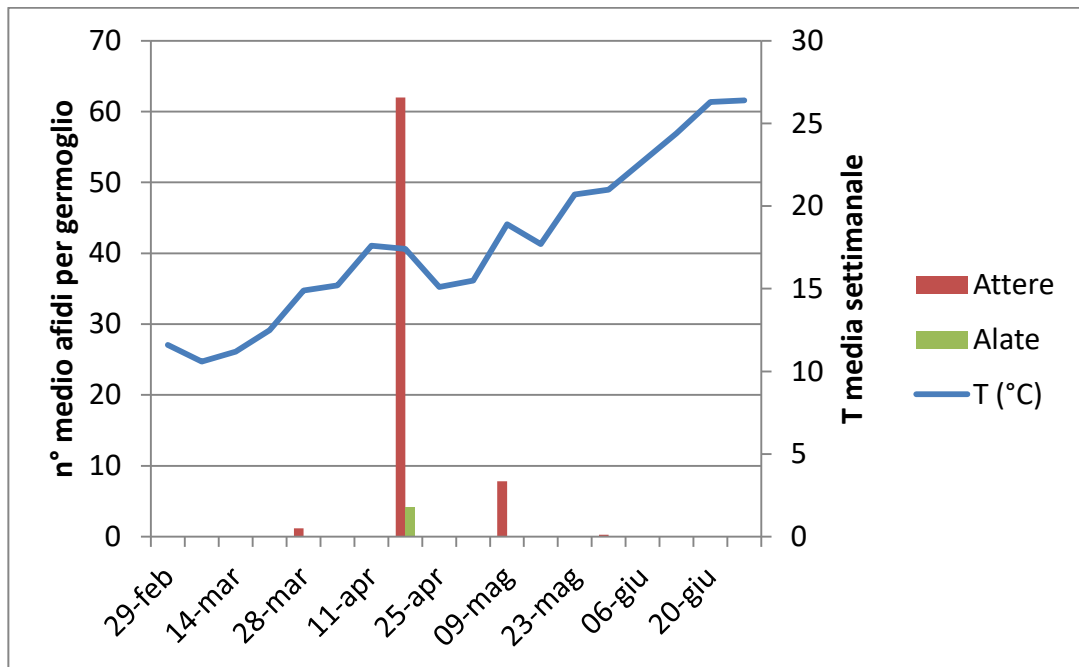


Figura 20: Comparazione dei dati inerenti all'infestazione afidica ed alla temperatura media settimanale.

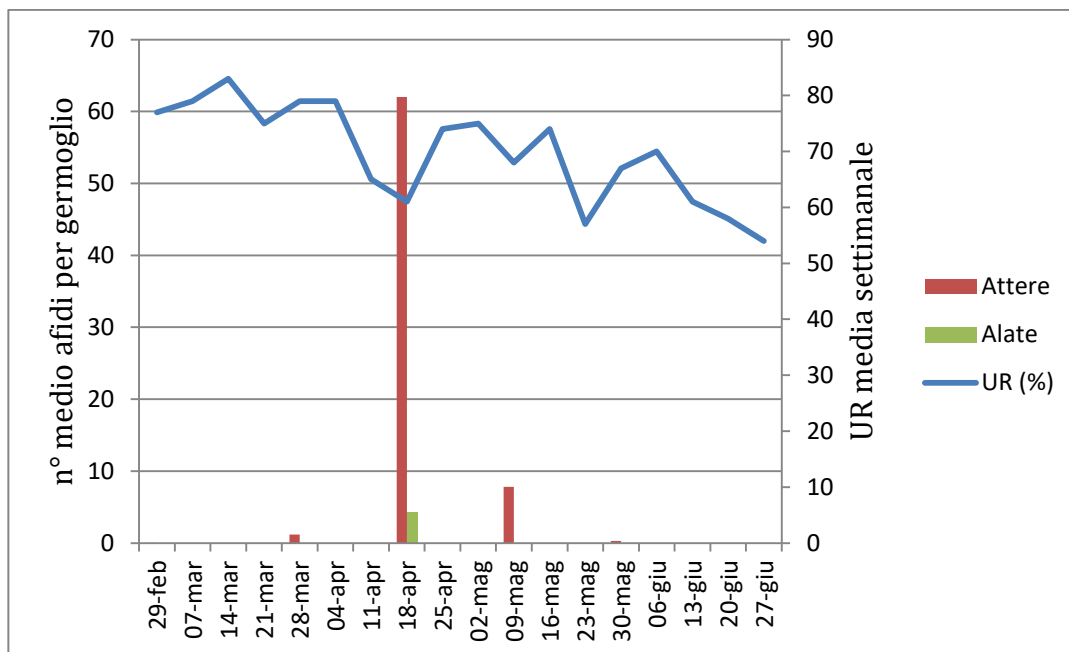


Figura 21: Comparazione dei dati inerenti all'infestazione afidica ed all'umidità relativa media settimanale.

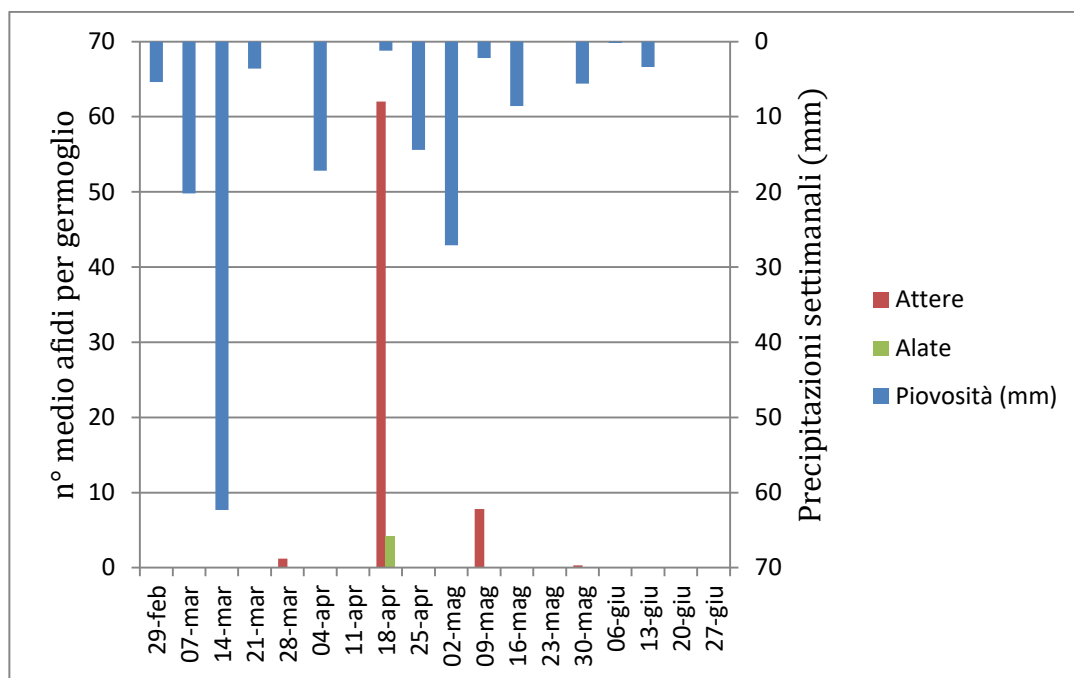


Figura 22: Comparazione dei dati inerenti all'infestazione afidica ed alle precipitazioni settimanali.

Dall'analisi dei dati si è potuto notare che nel periodo che intercorre tra il picco massimo di popolazione ed il successivo crollo si sono verificati sia un calo di

temperatura, dell'entità di 2,3°C (da 17,4°C a 15,1°C), che un picco di piovosità di 27,1 mm, mentre l'umidità relativa non sembra aver influito in alcun modo sull'andamento della densità di afidi. La concomitanza del calo termico, della copiosa pioggia e della presenza di forme alate potrebbero contribuire a spiegare, almeno in parte, l'anomalo calo della densità afidica, rinviando ad ulteriori approfondimenti la spiegazione del fenomeno.

E' opportuno evidenziare che in bibliografia non sono state riscontrate pubblicazioni che riportino l'andamento di popolazione degli afidi sul melograno.

Diversi nemici naturali degli afidi sono stati riscontrati nel corso dei campionamenti.

Tra i parassitoidi sono stati rinvenuti alcuni Imenotteri Braconidae (Figura 23), mentre come predatori sono stati ritrovati: Neurotteri Chrysopidae (Figura 24), Ditteri Syrphidae e Coleotteri Coccinellidae, in particolare *Coccinella septempunctata* (Linnaeus, 1758) (Figura 24) ed *Adalia bipunctata* (Linnaeus, 1758).



Figura 23: Braconide (da: www.pbase.com)



Figura 24: Predatori di afidi su melograno: Crisopide (a sinistra) e *Coccinella septempunctata* (a destra) (foto originali).

3.2 Tripidi

L'osservazione di campioni di fiori del melograno ha portato al ritrovamento di alcune specie di tisanotteri: *Frankliniella occidentalis* (Pergande, 1895) e *Thrips tabaci* (Lindeman) (Figura 25), entrambi appartenenti alla famiglia Thripidae, ed *Aeolothrips* spp. (Figura 26), un Aeolothripidae predatore soprattutto di altri tisanotteri (Tunç *et al.*, 2012). Di *T. tabaci* sono state ritrovate sia la forma chiara che quella scura.



Figura 25: Preparati microscopici di *F. occidentalis* (a sinistra) e *T. tabaci* (a destra) (da:www.ozthrips.org).



Figura 26: Femmina di *Aeolothrips* sp. montato su vetrino (da: keys.lucidcentral.org).

Come si può osservare dalla Tabella 6, la densità di tripidi nei fiori è andata via via decrescendo nel corso della fioritura, passando da un valore massimo di 0,86 tripidi per fiore a metà giugno a 0,28 tripidi per fiore a metà luglio.

Tabella 6: Dati dei campionamenti sui fiori.

Data	N° medio di tripidi per fiore
17/06/2016	0,86
02/07/2016	0,43
16/07/2016	0,28

La progressiva riduzione della densità dei tripidi è attribuibile in parte alla perdita di appetibilità dei fiori più vecchi e, conseguentemente, più poveri di polline, ed in parte alla loro polifagia, che li ha spinti ad abbandonare i fiori del melograno per cercare altre piante in antesi.

Poiché all'attività dei tripidi può essere associata la rugginosità dei frutti di melograno è importante monitorarne le popolazioni per essere pronti, ove l'elevata densità lo dovesse suggerire, a mettere in atto adeguate misure di controllo.

3.3 Rodilegno giallo

Z. pyrina risulta essere tra i principali fitofagi del melograno. La specie attacca organi differenti a seconda dell'età dell'ospite. Le giovani piante possono essere direttamente infestate al fusto mentre quelle di età maggiore presentano infestazioni più marcate sulle branche principali.

L'infestazione larvale di *Z. pyrina* nel melograneto è stata accertata attraverso l'osservazione dei sintomi sulle piante.

Le piante colpite da questo fitofago presentavano, in campo, numerosi sintomi che le rendevano facilmente riconoscibili rispetto a quelle sane. Inizialmente la pianta appena attaccata si presentava asintomatica e l'unica traccia evidente del fitofago erano i piccolissimi fori di penetrazione (Figura 27i), accompagnati da modeste quantità di rosime rossiccio (Figura 27d). All'aumentare delle dimensioni della larva, questa ha iniziato a scavare gallerie sempre più grandi nel legno dell'ospite. A questo punto si è notata la comparsa dei primi sintomi evidenti sulla pianta, ossia: ingiallimento della chioma (Figura 27a) e filloptosi della stessa, disseccamento delle branche e dei rametti, perdita di forza meccanica degli organi assili non più in grado di sorreggere il peso dei frutti o le sollecitazioni atmosferiche con conseguente rottura (Figura 27f), fenomeni di "cracking" sulle balauste che si presentavano come esplose (Figura 27e) ed, in casi di infestazione gravi, è stata riscontrata la morte dell'intera pianta (Figura 27b). Le balauste spaccate possono fungere da ricettacolo di malattie fungine e batteriche trasmesse poi alla pianta; inoltre, possono essere attaccate da altri insetti come Drosophilidae e Nitidulidae. Infine, il deperimento indotto dal rodilegno predispone le piante attaccate alla successiva infestazione di xilofagi secondari come i Coleotteri Scolytidae (Porcelli, comunicazione personale).

Il ciclo preimmaginale è completato in 1-2 anni, a seconda che le uova si siano schiuse all'inizio o alla fine dell'estate rispettivamente (Giorgini *et al.*, 1997); inoltre, le larve risultano essere gregarie nelle prime età ma, man mano che crescono, divengono solitarie.

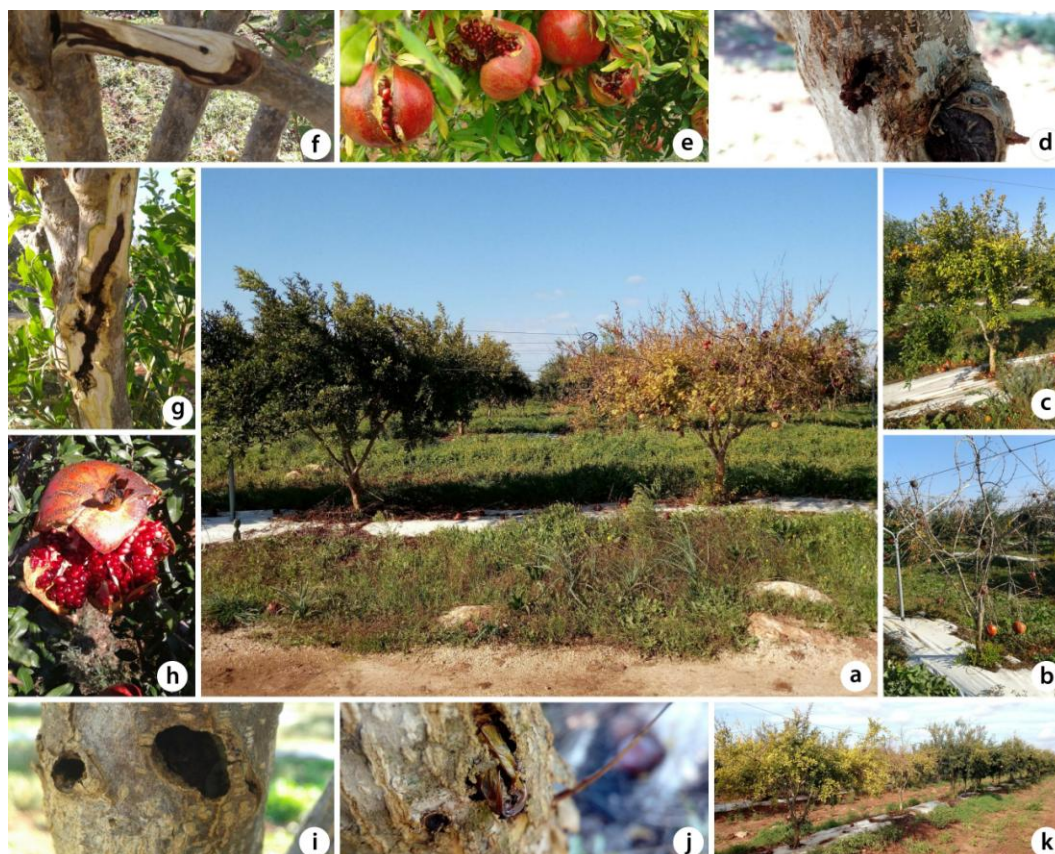


Figura 27: a) confronto tra pianta sana ed infetta; b) pianta deceduta a seguito di infestazione da *Z. pyrina*; c) pianta infestata che presenta i primi ingiallimenti; d) rosume fuoriuscito da una galleria; e) frutti spaccati; f) branca spezzata con evidente galleria; g) galleria larvale tra fusto e branca; h) frutto “esplosivo”; i) fori su tronco; j) resti della crisalide; k) piante infestate sullo stesso filare (foto originali).

L'andamento dei voli dei maschi di *Z. pyrina*, catturati mediante trappole a feromoni sessuali (Figura 28), è riportato nella Figura 29.

Considerando che le trappole sono state installate il 17 giugno 2016 non è stato possibile cogliere l'inizio del volo e agli inizi di luglio è stato osservato il picco di volo con $4 (\pm 3,61)$ maschi per trappola. Al rilievo successivo le catture sono risultate assenti

per riprendere a fine mese e protrarsi fino a fine ottobre con valori oscillanti tra 0,3 e 2,3 maschi per trappola per settimana.



Figura 28: Maschi catturati tramite trappola a feromoni (foto originale).

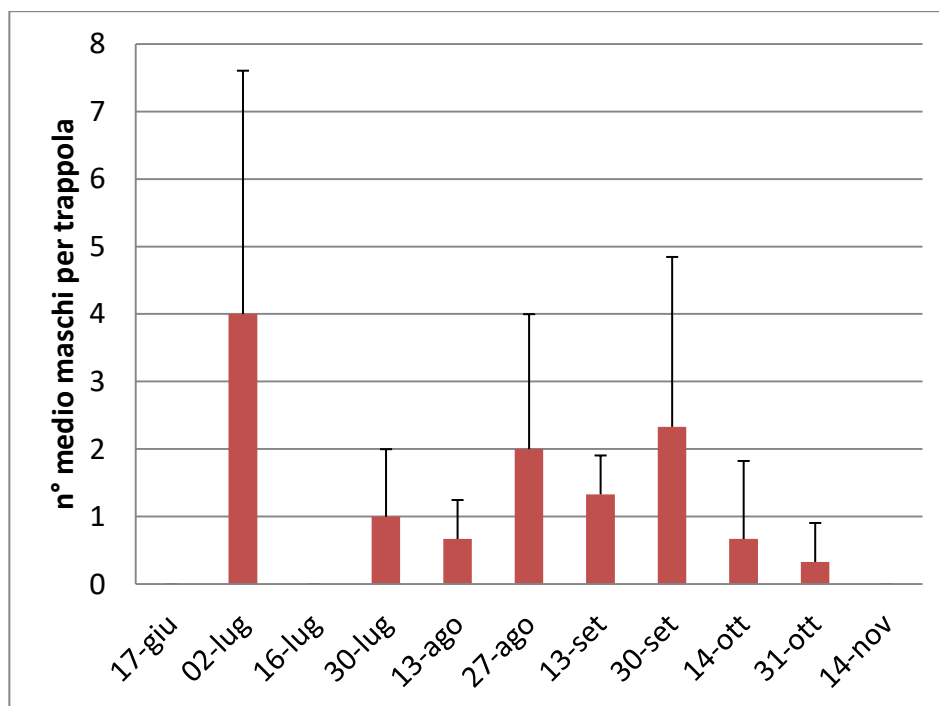


Figura 29: Andamento dei voli di *Z. pyrina* nel 2016.

I voli del rodilegno giallo possono essere prolungati nel tempo e dipendono dalle condizioni meteorologiche. Nel corso di ricerche condotte in oliveti pugliesi è stato

accertato che i maschi compaiono nella seconda metà di maggio, presentano un primo picco a fine mese ed un secondo, più consistente, nella seconda metà di agosto e terminano agli inizi di ottobre (Addante, comunicazione personale). In Bulgaria i voli dei maschi iniziano dalla prima alla terza decade di giugno, raggiungono i massimi valori tra luglio e agosto e si protraggono fino a settembre (Kutinkova *et al.*, 2006).

La specie è proterandra, ossia i maschi sfarfallano prima delle femmine; quindi conoscere l'andamento dei voli è utile per poter progettare un piano di controllo della specie. Per il controllo di questo fitofago l'impiego della confusione sessuale o le catture massali potrebbero essere delle alternative efficaci. Mentre il controllo chimico è sconsigliato, dato l'ampio periodo di sfarfallamento. Anche un'azione di potatura mirata alle giovani infestazioni potrebbe avere risvolti positivi per controllare lo xilofago.

Nel melograneto in questione non è stato effettuato alcun intervento di controllo del rodilegno pertanto è stato possibile osservare la variazione naturale del numero di piante infestate. La variazione del livello di infestazione, verificata attraverso due campionamenti eseguiti a distanza di un anno osservando tutte le piante dell'appezzamento, è evidenziata dalle Figure 30 (relativa al 2015) e 31 (relativa al 2016).

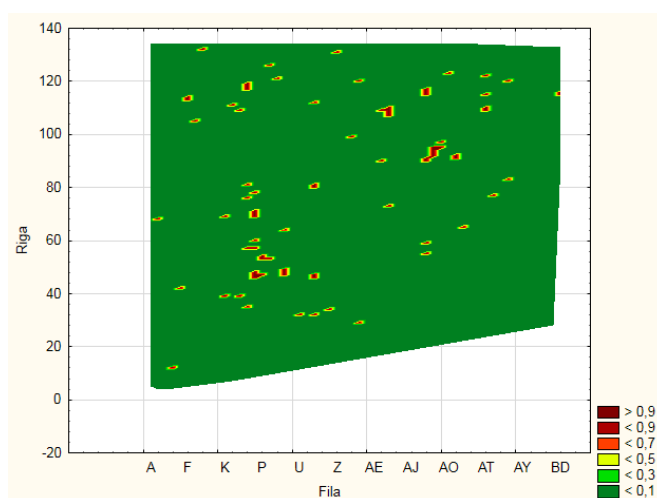


Figura 30: Grafico a dispersione della situazione dell'infestazione nel 2015.

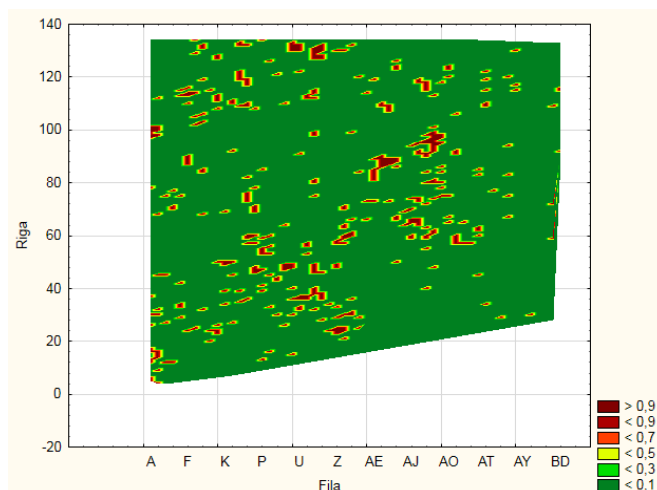


Figura 31: Grafico a dispersione della situazione dell'infestazione nel 2016.

Dal confronto delle figure risulta subito evidente che, in un anno, l'infestazione è aumentata considerevolmente. Su un totale di 6302 piante di melograno, nel 2015 ne sono state ritrovate 83 infestate, ossia l'1,3% del totale; mentre, nel 2016, il numero di piante infestate è salito a 385 raggiungendo il 6,1% del totale. Si può affermare che nel giro di un anno l'infestazione è quasi quintuplicata. Le piante infestate si presentavano quasi del tutto defogliate e con le balauste spaccate ed infestate da *Drosophilidae* e *Nitidulidae*; in alcuni casi le balauste si presentavano rinsecchite o mummificate (Figura 32).

La diffusione dell'infestazione nel melograneto oggetto di studio è frutto di una serie di concause, quali: presenza di oliveti su tutto il perimetro del campo, assenza di controllo del fitofago e propensione dello stesso a scegliere il melograno come ospite.

Confrontando le due figure si evince che alcuni focolai d'infestazione presenti nel 2015 si sono ampiamente espansi nel 2016 e questo può essere associato alla sedentarietà della femmina di *Z. pyrina* (Figura 33), notoriamente incapace di compiere voli su lunghe distanze a causa delle maggiori dimensioni e peso rispetto al molto più mobile maschio.



Figura 32: Frutto rinsecchito a seguito della spaccatura (foto originale).



Figura 33: Confronto tra maschio e femmina di *Z. pyrina* (da: www.artsdatabanken.no).

In base ai dati esposti si comprende che *Z. pyrina* è un fitofago da monitorare costantemente nei campi di melograno e da controllare fin dalle prime fasi di attacco in quanto le infestazioni non gestite possono portare ad importanti danni alla pianta e alla produzione, generando cospicue perdite.

3.4 Drosofilidi

Il melograno può resistere a temperature relativamente basse (circa -15°C) nel periodo invernale, ma gli sbalzi termici e le piogge in fase di maturazione della balausta possono causare il fenomeno del cracking (spaccatura) (Figura 34), uno dei problemi più gravi per il frutto.



Figura 34: Effetti del cracking sulle balauste (foto originale).

Le balauste spaccate sono un forte attrattivo per numerosi insetti carpfagi e glicifagi, tra i quali alcune specie di moscerini della frutta o dell'aceto appartenenti alla famiglia Drosophilidae, ordine Diptera.

I frutti attaccati dai moscerini possono essere successivamente infettati da microrganismi (principalmente batteri e lieviti) che inducono alterazioni e fermentazioni tali da renderli non commercializzabili.

Pur avendo riscontrato nel melograneto la presenza di varie specie di Ditteri Drosofilidi l'attenzione è stata volta ad accertare l'eventuale presenza di *D. suzukii*, specie aliena in grado di provocare ingenti danni.

Nessuno dei 52 campioni di Drosofilidi raccolti nel campo di melograno è risultato appartenere alla specie *D. suzukii*.

3.5 Nitidulidi

I Nitidulidae, come i Drosophilidae, possono nutrirsi a spese di numerosi frutti maturi, tra cui le balauste spaccate, da cui sono fortemente attratti per via di sostanze organiche altamente volatili e fortemente aromatiche derivanti dalla fermentazione sia alcolica che acetica (Audisio, 1993).

I campioni di nitidulidi raccolti nel melograneto sono risultati appartenere a tre specie: *Urophorus humeralis* (Erichson, 1843) (Figura 35), *Carpophilus hemipterus* (Linnaeus, 1758) (Figura 36) ed *Epuraea luteola* (Erichson, 1843) (Figura 37).

Questa è la prima segnalazione delle tre specie di nitidulidi su frutti di melograno. Cocuzza *et al.* (2016) hanno riportato la generica presenza di *Carpophilus* sp. su melagrane.



Figura 35: Esemplare di *U. humeralis* (da: www.kaefer-der-welt.de).



Figura 36: Esempio di *C. hemipterus* (da: www.kaefer-der-welt.de).



Figura 37: Esempio di *E. luteola* (da: www.kaefer-der-welt.de).

3.6 Pronubi

La fioritura del melograno è scalare e si protrae per un lungo periodo, da giugno a metà luglio, variabile a seconda della cultivar e delle condizioni climatiche. Il melograno si avvale sia dell'autoimpollinazione che dell'impollinazione incrociata, operata dagli insetti pronubi.

Nel corso dei campionamenti nel melograneto, sono stati osservati diversi insetti pronubi che svolgevano la loro azione impollinatrice, tra cui Imenotteri Apoidei Colletidae, *Bombus* spp. e *Apis mellifera* (Linnaeus, 1758).



Foto 38: **a)** Individuo del genere *Bombus* nell'atto di bottinare (foto originale); **b)** Individuo di *A. mellifera* nell'atto di bottinare (foto originale).

3.7 Altri insetti

Nel melograneto, sono stati osservati ed identificati altri insetti, riportati di seguito.

Nei fiori sono stati riscontrati Coleotteri Bruchidae, con adulti antofagi, e Cleridae, che si nutrono di altri insetti che visitano i fiori o di polline. Il 31 ottobre 2016 è stato osservato un folto gruppo di *Pyrrhocoris apterus* (Linnaeus, 1758) alla biforcazione di una branca (Figura 39). Questo Emittero Pyrrhocoridae si sviluppa soprattutto a spese di piante spontanee, delle quali punge i tessuti e i semi, e spesso usa ripararsi in anfratti per superare l'inverno costituendo aggregazioni talora imponenti (Pollini, 2014).



Figura 39: Gruppo di *P. apterus* (foto originale).

Sull'epicarpo di alcune balauste è stata riscontrata la presenza di pochi esemplari di *Coccus hesperidum* (Linnaeus, 1759) (Figura 40 - 1), una specie ampiamente polifaga che, pur frequente su agrumi e piante ornamentali, non causa abitualmente gravi danni in quanto sufficientemente controllata da numerosi nemici naturali (Tremblay, 2000).

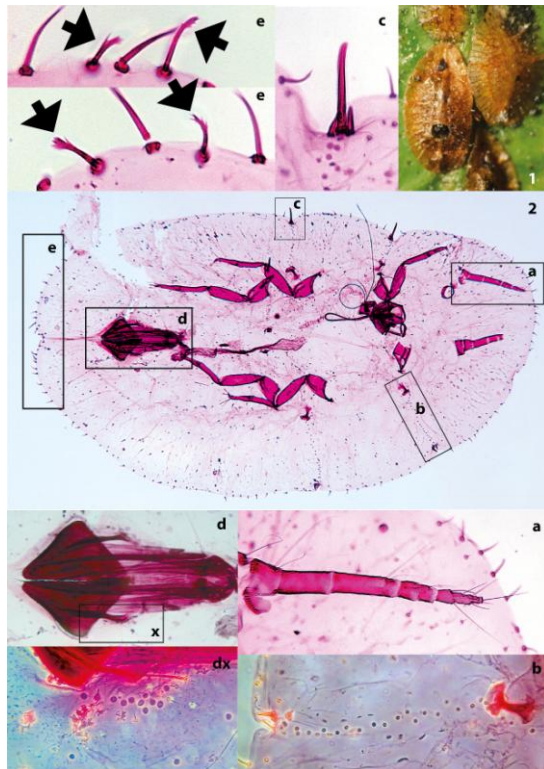


Figura 40: 1) Individui di *C. hesperidum*; 2) Corpo di un esemplare femmina preparato e montato su vetrino; 2a) antenne; 2b) pori 5-loculari; 2c) setola laterale; 2d) placca genitale; 2dx) dettaglio dei pori 7-10-loculari; 2e) setole spiracolari anteriori appuntite, bifide o leggermente fimbriate (foto originali).

Su alcune piante di melograno il 24 ottobre 2015 sono state rinvenute larve di lepidottero, che sono state messe in allevamento per farne sfarfallare gli adulti. Alcuni adulti sono risultati appartenere alla specie *Dysgonia algira* (Linnaeus, 1767) (Lepidoptera: Noctuidae) (Figura 41b), menzionata tra quelle fitofaghe del melograno.



Figura 41: a) Larva (foto originale); b) Adulto di *D. algira* (da: www.lepinet.fr).

Un altro adulto, sfarfallato in aprile, è risultato appartenere alla specie *Actinotia* (= *Chloantha*) *hyperici* (Denis & Schiffermüller, 1775) (Lepidoptera: Noctuidae) (Figura 42), polifaga, che può svernare allo stadio di larva tra gli anfratti della corteccia del melograno. In campo non sono stati osservati danni attribuibili con certezza alle due specie di nottuidi menzionate.



Figura 42: Adulto di *A. hyperici* (da: www.biopix.com).

Frequentemente, posati sulle chiome dei melograni, sono stati riscontrati adulti di *Palpita unionalis* (Hübner, 1796) più comunemente nota come Margaronia o Piralide dell'olivo (Figura 43), di cui può infestare foglie, germogli e talora drupe. La presenza di questo Lepidottero Pyraustidae nel melograneto è da ritenersi occasionale e dovuta alla presenza di estesi oliveti che circondano il campo oggetto di studio.



Figura 43: Esemplare adulto di *P. unionalis* (da: www.hlasek.com).

Infine, nel melograneto è stata riscontrata la sporadica presenza di adulti di *C. capitata* (Diptera: Tephritidae) sui frutti (Figura 44). Questo Dittero è incluso tra le

specie fitofaghe del melograno ed in alcuni casi è indicato anche come potenziale fitofago-chiave della coltura (Holland *et al.*, 2009; Öztürk & Ulusoy, 2009; Braham, 2015).

Nonostante la presenza di qualche adulto, nel corso dei campionamenti non sono mai stati osservati frutti infestati dal dittero, probabilmente a causa dell'efficacia delle numerose trappole per la cattura massale di *C. capitata* dislocate nel melograneto.

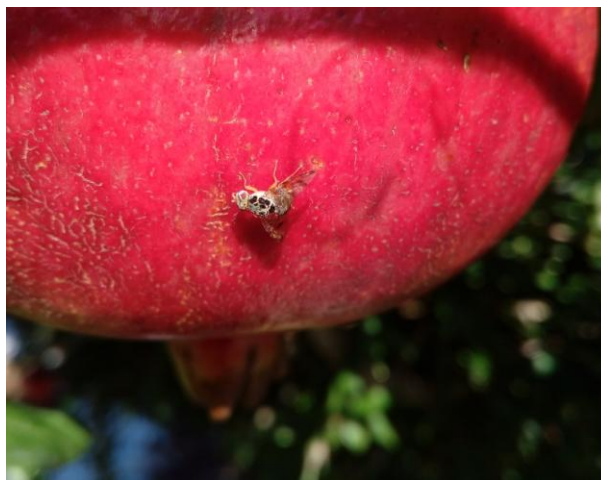


Figura 44: Adulto di *C. capitata* su balausta di melograno (foto originale).

3.8 Eriophyidae

Oltre agli insetti, nel melograneto è stata riscontrata la presenza di *A. granati* (Acari Eriophyidae), che con le sue punture di nutrizione a spese delle foglie dei giovani germogli provoca arricciamenti del lembo e accartocciamenti del margine fogliare (Figura 45). Nessun danno degno di nota è stato osservato anche sulle piante più colpite.



Figura 45: Giovane germoglio infestato da *Aceria granati* (foto originale).

3.9 Predatori generici

Nel campo oggetto di studio sono stati frequentemente osservati nel corso dei campionamenti numerosi ragni, tutti notoriamente attivi predatori soprattutto di insetti, appartenenti ai seguenti taxa:

- *Kochiura aulica* (Koch, 1838) (Theridiidae) (Figura 46b);
- *Achaearanea sp.* (Theridiidae);
- *Neoscona subfusca* (Koch, 1837) (Araneidae) (Figura 46d);
- *Philodromus sp.* (Philodromidae);
- *Pseudicius encarpatus* (Walckenaer, 1802) (Salticidae) (Figura 46c);
- *Cheiracanthium mildei* (Koch, 1864) (Eutichuridae) (Figura 46a).



Figura 46: **a)** *C. mildei* (da: nathistoc.bio.uci.edu); **b)** *K. Aulica* (da: www.maltawildplants.com); **c)** *P. encarpatus* (da: wiki.spinnen-forum.de); **d)** *N. subfusca* (da: www.dipode-vie.net).

La presenza di questi predatori potrebbe essere interpretata come indice di una gestione delle avversità biotiche del melograneto che non ha generato forti squilibri ecologici dovuti all'abuso di prodotti fitosanitari.

Capitolo 4 – Conclusioni

Un incremento della domanda di melagrane ha permesso il diffondersi di questa coltura in tutto il mondo.

L'indagine condotta nel melograneto del Salento ha evidenziato una ricca e variegata artropodofauna.

Le infestazioni di *Z. pyrina*, non controllate tempestivamente per una scelta aziendale, nel giro di un anno sono quasi quintuplicate. Considerando che le piante infestate diventano economicamente improduttive e, se non adeguatamente trattate, sono destinate a soccombere si può comprendere la pericolosità del fitofago e la possibilità che possa diventare un fitofago-chiave della coltura. Le infestazioni da rodilegno devono necessariamente essere gestite con tempestività e possibilmente adottando azioni preventive quali la confusione sessuale.

Gli afidi, pur essendo potenzialmente pericolosi, nel campo oggetto di studio non hanno raggiunto soglie di danno economico anche perché, a differenza di *Z. pyrina*, hanno una coorte di nemici naturali che può limitarne le popolazioni. Restano ancora da indagare alcuni aspetti della faunistica e bio-etologia di questi fitofagi sul melograno: dalla diversità di specie ai fattori-chiave che ne influenzano le popolazioni nel corso degli anni, alla possibilità che qualche specie possa veicolare agenti patogeni.

Gli stessi Drosofilidi e Nitidulidi hanno causato il rapido deterioramento dei frutti spaccati arrecando un danno economico in quanto anche tali frutti, pur non commercializzabili per il consumo fresco, trovano una collocazione nell'industria della trasformazione per ricavarne prodotti collocabili nell'industria alimentare, farmaceutica, ecc. Per evitare i danni di tali fitofagi bisogna puntare sulla prevenzione, adottando tutti gli accorgimenti che possono ridurre la spaccatura dei frutti.

Rimangono ancora aperti tanti scenari legati alla possibile infestazione del melograno ad opera di fitofagi polifagi ed alla plausibile introduzione di specie alloctone.

Ben lungi dall'essere esaustivo, il presente lavoro di tesi evidenzia la necessità di monitorare costantemente le popolazioni di organismi dannosi, di puntare sulla prevenzione delle infestazioni e, ove necessario, su misure di controllo integrato messe in atto con cura e tempestività valorizzando tutte quelle pratiche agricole che possono contribuire al mantenimento di equilibri ecologici favorevoli all'agricoltore.

Bibliografia

- AUDISIO P., 1993. Fauna italiana. Coleoptera. Nitidulidae – Kateretidae. Edizioni Calderini, Bologna.
- AVANZATO D., BARBERA G., BARGIONI G., BELLINI E., BERGAMINI A., CALABRESE F., DE MICHELE A., DI LORENZO R., FAEDI W., FIDEGHELLI C., FONTANAZZA G., GODINI A., GUERRIERO R., INSERO O., MONASTRA F., PAESANO G., PAGLIETTA R., ROVERSI A., TAMPONI G., TOMBESI A., 1991. Frutticoltura speciale. Reda - Edizioni per l'agricoltura, Roma: 702 – 704.
- BAGNOLI B., LUCCHI A., 2001. Bionomics of *Cryptoblabes gnidiella* (Millière) (Pyralidae Phycitinae) in Tuscan vineyards. Proceedings IOBC/WPRS Working Group “Integrated Control in Viticulture”, Ponte de Lima, Portugal, March 2 – 7, 2001.
- BASER N., OUANTAR M., BROUTOU O., LAMAJ F., VERRASTRO V., PORCELLI F., 2015. First finding of *Drosophila suzukii* (Matsumura) (Diptera: Drosophilidae) in Apulia, Italy, and its population dynamics throughout the year. *Fruits*, 70(4): 225 – 230.
- BEN YEHUDA S., WYSOKI M., ROSEN D., 1991. Phenology of honeydew moth, *Cryptoblabes gnidiella* (Millière) (Lepidoptera: Pyralidae), on avocado in Israel. *Israel Journal of Entomology*, XXV-XXVI: 149 – 160.
- BLACKMAN R. L., EASTOP V. F., 2000. Aphids on the world's crops: an identification and information guide. John Wiley & Sons. Hoboken, New Jersey: 476.

- BRAHAM M., 2015. Insect larvae associated with dropped pomegranate fruit in organic orchard in Tunisia. *Journal on Entomology and Nematology*, 7: 5 – 10.
- BUTTARO A., LANIADO N., MONTELEONE A., PELLEGRINI O., SIRTORI F., 2001. Cibi per la salute. Gli alimenti utili per avere una perfetta forma a ogni età e per curare ogni disturbo. Red Edizioni, Lavis (TN): 149.
- CALABRIA G., MÁCA J., BÄCHLI G., SERRA L., PASCUAL M., 2012. First record of the potential pest species *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae) in Europe. *Journal of Applied Entomology*, 136: 139 – 147.
- CINI A., IORIATTI C., ANFORA G., 2012. A review of the invasion of *Drosophila suzukii* in Europe and a draft research agenda for integrated pest management. *Bulletin of Insectology*, 65(1): 149 – 160.
- CIOFFI M., CORNARA D., CORRADO I., JANSEN I., PORCELLI F., 2013. The status of *Aleurocanthus spiniferus* from its unwanted introduction in Italy to date. *Bulletin of Entomology*, 66: 273 – 281.
- COCUZZA M. G. E., LO GIUDICE V., 2014. La difesa dai fitofagi del melograno. *Protezione delle colture*, 5: 10 – 14.
- COCUZZA M. G., MAZZEO G., RUSSO A., LO GIUDICE V., BELLA S., 2016. Pomegranate arthropod pests and their management in the Mediterranean area. *Phytoparasitica*, 44: 393 – 409.
- DIXON A. F. G., CHAMBERS R. J., DHARMA T. R., 1982. Factors effecting size in aphids with particular reference to the black bean aphid, *Aphis fabae*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 32: 123 – 128.

- DÖKER I., KAZAK C., KARUT K., 2013. A new pomegranate pest in Turkey, pomegranate false spidermite, *Tenuipalpus punicae* Prichard and Baker (Acari: Tenuipalpidae). Turkish Bulletin of Entomology, 3: 113 – 117.
- FERRARA G., MAZZEO A., PACUCCI C., PACIFICO A., GALLO V., CAFAGNA I., MASTRORILLI P., 2014. Melograno: un'opportunità per diversificare il reddito. L'Informatore Agrario, 6: 56 – 61.
- GATWICK J., 1992. Crop pests in the UK. Collected edition of MAFF leaflets. Chapman & Hall, London: Stem-boring caterpillars on fruit plants: 126 – 127.
- GIORGINI M., VIGGIANI G., MELLONE G., 1997. Possibilità di controllo integrato del rodilegno giallo. L'Informatore Agrario, 18: 73 – 76.
- GOATER B., 1986. British Pyralid Moths. Harley Books. Essex, England: 175.
- HAY C. J., 1972. Woodpecker (Aves, Picidae) predation on red oak borer (*Enaphalodes rufulus*, Col. Cerambycidae) in black, scarlet, and Northern red oak (*Quercus velutina*, *Q. coccinea* and *Q. rubra*). Ann. ent. Soc. Am., 65(6): 1421 – 1423.
- HELDEN A. J., DIXON A. F. G., CARTER N., 1994. Environmental factors and morphological discrimination between spring and summer migrants of the grain aphid, *Sitobion avenae* (Homoptera: Aphididae). European Journal of Entomology, 91: 23 – 28.
- HODGSON C. J., 1993. The scale insect family Coccidae: an identification manual to genera. CAB International. London: 639.
- HOLLAND D., HATIP K., BAR-YA'AKOV I., 2009. Pomegranate: botany, horticulture and breeding. In Janick, J. (eds.), Horticultural Reviews. John Wiley and Sons Inc.: 127 – 191 pp.

- JEPPSON L. R., KEIFER H. H., BAKER E. W., 1975. Mites injurious to economic plants. Berkeley, University California Press: 272 – 273.
- JURENKA J., 2008. Therapeutic applications of pomegranate (*Punica granatum* L.): a review. *Alternative Medicine Review*: 128 – 144.
- KUTINKOVA H., ANDREEV R.; ARNAOUDOV V., 2006. The leopard moth borer, *Zeuzera pyrina* L. (Lepidoptera: Cossidae) – Important pest in Bulgaria. *Journal of Plant Protection Research*, 26(2): 111 – 115.
- LANSKY E.P., NEWMAN R.A., 2007. *Punica granatum* (pomegranate) and its potential for prevention and treatment of inflammation and cancer. *J. Ethnopharmacol*, Haifa, Israel, 109(2): 177 – 206.
- MINKS A. K., HARREWIJN P., 1988. World crop pests aphids. Their biology, natural enemies and control. Elsevier Science Publishers. Amsterdam: 312.
- MOUND L. A., KIBBY G., 1998 – Thysanoptera. An identification guide. CAB International. Wallingford, U.K.: 70.
- MUNHUWEYI K., LENNOX C.L., MEITZ-HOPKINS J.C., CALEB O.J., OPARA U.L., 2016. Major diseases of pomegranate (*Punica granatum* L.), their causes and management - a review. *Scientia Horticulturae*, 211: 126- 139.
- OWEN D. F., 1955. Coleoptera taken by Swifts (*Apus apus* L.). *Journal of the Society of British Entomology*, 5(3): 105 – 109.
- ÖZTURK N., ULUSOY M. R., 2009. Pests and natural enemies determined in pomegranate orchards in Turkey. *Acta Horticulturae*, 818: 277 – 284.
- ÖZTURK N., ULUSOY M. R., BAYHAN E., 2005. Pest and natural enemy species determined in pomegranate orchards in the Eastern Mediterranean Region, Turkey. *Türkiye Entomoloji Dergisi*, 3: 225 – 235.

- PACIFICO A., MAZZEO A., PACUCCI C., MATARRESE A.M.S., FERRARA G., 2015. Il melograno: la rinascita di una coltura antica. Il Giardino Mediterraneo. Alla ricerca dell'armonia tra culture, musiche, paesaggi, giardini ... per un mediterraneo popolo di giardinieri. Vol. II. Adda Editore, Bari: 121 – 129.
- POLLINI A., 2014. Entomologia applicata. Edagricole – New Business Media, Bologna: 1848.
- PORCELLI F., 2008. First record of *Aleurocanthus spiniferus* (Homoptera: Aleyrodidae) in Puglia, Southern Italy. EPPO Bulletin, 3: 516 – 518.
- RANA T.S., NARZARY D., RANADE S.A., 2010. Systematics and taxonomic disposition of the genus *Punica* L. Fruit, Vegetable and Cereal Science and Biotechnology, India: 4 (Special Issue 2): 19 – 25.
- RASPI A., CANALE A., CANOVAI R., CONTI B., LONI A., STRUMIA F., 2011. Insetti delle aree protette del comune di San Giuliano terme, Pisa, Italy. Felici Editore, San Giuliano Terme: 219.
- ROSSI STACCONI M. V., GRASSI A., DALTON D. T., MILLER B., OUANTAR M., LONI A., IORIATTI C., WALTON V. M., ANFORA G., 2013. First record of *Pachycrepoideus vindemiae* as a parasitoid of *Drosophila suzukii* in European and Oregon small fruit production areas. Società Entomologica Italiana, Vol. 1, 11 – 16.
- SONYAL S., SATARADDI A. R., JAMADAR M.M., VIRUPAKSH PRABHU H., KULKARNI S., ASKI S., 2011. Investigation on wilt complex of pomegranate. II Symposium internacional sobre el granado. Libro de resúmenes. Madrid (IFEMA, Fruit Attraction), 19 -21 Octubre 2011: 24 – 25.

- TREMBLAY E., 2000. Entomologia applicata. Liguori Editore, Napoli. Vol. II, parte I: 408.
- TROTTA A., 2005. Introduzione al ragni italiani (Arachnida Araneae). Memorie della Società entomologica italiana, 83: 3-178
- TUNÇ İ., ÜNAL BAHŞI Ş., GÖÇMEN H., 2012. Thysanoptera fauna of the Aegean region, Turkey, in the spring. Turkish Journal of Zoology, 36(5): 592 – 606.
- VACANTE V., 2016. The handbook of mites of economic plants: identification, bio-ecology and control. London, UK: CAB International: 872.
- VAN TIMMEREN S., O'DONNELL K., ISAACS R., 2012. Spotted wing *Drosophila* identification guide. Department of Entomology, Michigan State University: 1 - 6.

Siti consultati

<http://anareaskari.ir>

<http://gompel.org/drosophilidae>

http://keys.lucidcentral.org/keys/v3/thrips_of_california/identify-thrips/key/california-thysanoptera-2012/Media/Html/browse_species/Aeolothrips_ericae.htm

<http://nathistoc.bio.uci.edu/spiders/Cheiracanthium2.htm>

<http://spottedwing.org/content/swd-fruit-pictures>

http://wiki.spinnen-forum.de/index.php?title=Pseudicium_encarpatus

<http://www.agraria.org/entomologia-agraria/aleurocanthus-spiniferus.htm>

<http://www.agraria.org/entomologia-agraria/cimice-rossonera.htm>

<http://www.artsdatabanken.no/Pages/144709>

http://www.biopix.com/chloantha-hyperici_photo-97406.aspx

<http://www.dipodevie.net/arachnides/Araneidae/Neoscona/BestOf/Neoscona%subfusca>

<http://www.freshplaza.it/article/62863/Melograno-la-sfida-della-coltivazione-specializzata>

http://www.hlasek.com/palpita_unionalis_bv4595.html

<http://www.ibleadis.it/ratto-dei-tetti-rattus-rattus/w4u/prodotti/72620,10,400166>

<http://www.lepinet.fr/especies/nation/lep/index.php?id=46220>

<http://www.maltawildplants.com/!faunafungi/maltawildlife.php?species=Kochiura%20a-ulica>

<http://www.nbair.res.in/Aphids/Aphis-punicae.php>

<http://www.ortosemplice.it/malattie-parassiti/rodilegno-giallo-zeuzera-pyrina>

<http://www.ozthrips.org/terebrantia/thripidae/thripinae/frankliniella-occidentalis>

<http://www.ozthrips.org/terebrantia/thripidae/thripinae/thrips-tabaci>

http://www.pbase.com/splluk/ecu09yrs_hymenoptera

<http://www.uniprot.org/taxonomy/1101072>

http://www.waiwiki.org/index.php?title=File:Cryptoblabes_gnidiella_2.jpg

<https://atrium.lib.uoguelph.ca/xmlui/handle/10214/5476>

https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Passer_domesticus_-_Battery_Park_-_USA-8.jpg

<https://gd.eppo.int/taxon/ALECSN/photos>

<https://www.flickr.com/photos/coleoptera-us/9738053303>

https://www.kaefer-der-welt.de/carpophilus_hemipterus.htm

https://www.kaefer-der-welt.de/epuraea_luteola.htm

https://www.kaefer-der-welt.de/urophorus_humeralis.htm

<https://www7.inra.fr/hyppz/RAVAGEUR/6aphgos.htm>

Ringraziamenti

Un ringraziamento di tutto cuore va al mio relatore, nonché mentore, Rocco Addante. Con la sua tacita e sempre vigile attenzione ho potuto portare a compimento questo mio lavoro. La calma, la gentilezza e l'immensa conoscenza che la contraddistinguono sono state per me fonte di sprono e d'ispirazione. Le sono immensamente grato Prof. perché oltre alle competenze, in questo periodo mi ha dato importanti lezioni di vita che io custodirò gelosamente e vanterò per sempre.

Un altro ringraziamento di cuore va al mio correlatore Francesco Porcelli. La follia e la vivacità che la caratterizzano la rendono una persona vulcanica e dinamica dal quale si può solo imparare. Grazie mille Prof.

Un ringraziamento del tutto speciale va all'Azienda Agricola Castriota Scanderbeg ed ai suoi titolari che mi hanno dato piena disponibilità e fiducia. Senza il vostro aiuto questo lavoro nemmeno esisterebbe. Vi sono riconoscente.

Altra figura importante per questo lavoro è stata quella di Antonio Zecca e non posso non ringraziarla. Grazie Antonio per la tua infinita pazienza e disponibilità senza le quali non avrei potuto fare granché.

Un ringraziamento tutto personale voglio farlo ad ogni membro della mia famiglia. Un alveare ricco di persone che amo. Ognuno di loro ha sempre riposto in me le proprie ambizioni personali, spronandomi così a fare sempre meglio. Voi siete stata la carica che mi ha trascinato fino a questo traguardo estenuante ma indimenticabile.

Ringrazio infinitamente la #FAMIGGHIA per creare sempre quell'ambiente familiare, che solo voi tre mi sapete dare. Grazie fratelli!

Ringrazio ognuno dei miei amici. Voi siete la ricchezza che adorna la mia vita. Fate della mia esistenza uno spettacolo. Vi porto nel cuore e li rimarrete sempre.

Un ultimo ringraziamento voglio farlo ai miei colleghi di corso. Voi sarete i miei degni alleati nell'impervio mondo del lavoro. Ognuno di voi è bravo in qualcosa di unico, sarà un piacere collaborare con voi per tutta la carriera che mi si presenta. È stato un onore conoscervi!