

**Mitteilungen aus der Biologischen Bundesanstalt
für Land- und Forstwirtschaft
Berlin-Dahlem**

Heft 176

August 1977



**Zur Biologie, Ökologie und Ethologie
der Chalcidoidea (Hym.)**

Von

Dr. Margot Bendel-Janssen

Biologische Bundesanstalt
für Land- und Forstwirtschaft
Institut für Getreide-, Ölfrucht- und
Futterpflanzenkrankheiten
Kiel-Kitzeberg

und

Institut für Pflanzenkrankheiten der
Universität Bonn

Berlin 1977

*Herausgegeben
von der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft
Berlin-Dahlem*

Kommissionsverlag Paul Parey, Berlin und Hamburg
Lindenstraße 44-47, D-1000 Berlin 61

ISSN 0067-5849

ISBN 3-489-17600-6

Das Werk ist urheberrechtlich geschützt. Die dadurch begründeten Rechte, insbesondere die der Übersetzung, des Nachdrucks, des Vortrages, der Entnahme von Abbildungen, der Funk-sendung, der Wiedergabe auf photomechanischem oder ähnlichem Wege und der Speicherung in Datenverarbeitungsanlagen, bleiben, auch bei nur auszugsweiser Verwertung, vorbehalten. Werden einzelne Vervielfältigungsstücke in dem nach § 54 Abs. 1 UrhG zulässigen Umfang für gewerbliche Zwecke hergestellt, ist an den Verlag die nach § 54 Abs. 2 UrhG zu zahlende Vergütung zu entrichten, die für jedes vervielfältigte Blatt 0,40 DM beträgt.

1977 Kommissionsverlag Paul Parey, Berlin und Hamburg, Lindenstraße 44-47, D - 1000 Berlin 61, Printed in Germany by Arno Brynda GmbH, 1000 Berlin 62. Buchbinder: C.F. Walter, 1000 Berlin 61.

I

Vorwort	1
Einleitung	3
Das Leben der Imago	
1. Ortsveränderung der Imago...	6
1.1. <u>Aktive Weise</u>	6
1.1.1. Möglichkeiten der Bewegung	6
1.1.2. Einflüsse auf die Bewegung	8
1.1.3. Radius der Bewegung	11
1.1.4. Schwarmbildung	11
1.2. <u>Passive Weise</u>	12
2. Ernährung der Imago	14
2.1. <u>Bedeutung der Nahrung</u>	14
2.2. <u>Nahrungsquellen und Formen der Nahrungsaufnahme</u>	15
3. Reproduktion	21
3.1. <u>Oogenese</u>	21
3.2. <u>Zahl gebildeter und Zahl abgesetzter Eier - Fruchtbarkeit</u>	23
3.3. <u>Speicherung der Eier</u>	24
3.4. <u>Begattung</u>	25
3.4.1. Zeitpunkt und Häufigkeit	25
3.4.2. Zusammentreffen der Geschlechter	25
3.4.3. Werbung und Paarung	26
3.4.4. Rivalität der Männchen	29
3.4.5. Inzucht (Adelphophagie)	30
3.4.6. Einfluß der Begattung auf Wirtssuche, Wirtsaufnahme und die Zahl abgelegter Eier	30
3.5. <u>Befruchtung und Geschlechtsbestimmung</u>	31
3.5.1. Allgemeines	31
3.5.2. Befruchtung des Eies	31
3.5.3. Äußere Faktoren, die eine Befruchtung und Geschlechtsbildung beeinflussen	32

II

3.5.4.	Faktoren, die das Geschlechtsverhältnis während der Entwicklung beeinflussen	34
3.5.5.	Gynandromorphismus (Zwitterigkeit)	34
3.6.	<u>Parthenogenese</u>	35
3.6.1.	Allgemeines	35
3.6.2.	Arrhenotokie	35
3.6.3.	Thelytokie	36
3.6.4.	Amphitokie	37
3.7.	<u>Eiablage</u>	38
3.7.1.	Allgemeines	38
3.7.2.	Zeitpunkt der Eiablage im Leben des Weibchens	39
3.7.3.	Ort der Eiablage bei entomophagen und phytophagen Arten	39
3.7.3.1.	Eiablage unmittelbar an den tierischen Wirt	39
3.7.3.2.	Eiablage unmittelbar in den tierischen Wirt	44
3.7.3.3.	Eiablage für befruchtete und für unbefruchtete Eier unterschiedlich	49
3.7.3.4.	Eiablage frei in das Habitat des tierischen Wirtes	50
3.7.3.5.	Eiablage in den pflanzlichen Wirt	51
3.7.4.	Lähmung oder Tötung des Wirtes vor der Eiablage	51
3.7.5.	Vorgang der Eiablage	53
3.7.6.	Eizahl je Wirt	55
3.8.	<u>Eiresorption</u>	57
4.	Lebensdauer	58

Die Parasitierung

5.	Der Lebensraum des Parasiten	60
6.	Wirtssuche der weiblichen Imago	62
7.	Wirtsprüfung und Wirtsannahme ..	66
8.	Wirtseignung	69

III

9.	Wirtsbindung	69
10.	Abwehr durch den Wirt	72
Beziehungsformen zwischen Parasit und tierischem Wirt		
11.	Allgemeines	75
12.	Direkter Parasitismus	75
13.	Indirekter Parasitismus	76
14.	Primärparasitismus	76
15.	Hyperparasitismus	76
15.1.	<u>Allgemeines</u>	76
15.2.	<u>Fakultativer und obligatorischer Hyperparasitismus</u>	77
15.3.	<u>Direkter und indirekter Hyperparasitismus</u> ...	77
15.4.	<u>Autoparasitismus</u>	78
16.	Endoparasitismus	79
16.1.	<u>Allgemeines</u>	79
16.2.	<u>Lebensweise der Parasiten</u>	79
17.	Ektoparasitismus	81
17.1.	<u>Allgemeines</u>	81
17.2.	<u>Lebensweise der Parasiten</u>	81
18.	Ektoparasitismus vermischt mit Räubertum	84
19.	Ekt- und Endoparasitismus bei einer Art im Wechsel oder in Mischform	84
20.	Solitärparasitismus	86
21.	Gregärparasitismus	87
21.1.	<u>Allgemeines</u>	87
21.2.	<u>Inferparasitismus</u>	88
21.3.	<u>Polyembryonalparasitismus</u>	88

IV

22.	S u p e r p a r a s i t i s m u s	90
22.1.	<u>Allgemeines</u>	90
22.2.	<u>Zustandekommen</u>	92
22.3.	<u>Auswirkung auf die Koparasiten</u>	92
22.4.	<u>Verhinderung des Superparasitismus</u>	94
23.	M u l t i p a r a s i t i s m u s	94
23.1.	<u>Allgemeines</u>	94
23.2.	<u>Zustandekommen</u>	95
23.3.	<u>Auswirkung auf die Koparasiten</u>	95
24.	K l e p t o p a r a s i t i s m u s	97
R ä u b e r t u m		
25.	A l l g e m e i n e s	98
P h y t o p h a g i e		
26.	A l l g e m e i n e s	99
27.	Fakultative Phytophagie	99
28.	Entomophagie in regelmäßiger Kombination mit Phytophagie	100
29.	Obligate Phytophagie	101
O n t o g e n e s e u n d G e n e r a t i o n e n f o l g e		
30.	A l l g e m e i n e s	103
31.	E m b r y o n a l e n t w i c k l u n g	104
32.	L a r v e n e n t w i c k l u n g	105
32.1.	<u>Stadienzahl</u>	105
32.2.	<u>Entwicklungsdauer</u>	105
32.3.	<u>Larvenbewegung</u>	107
32.4.	<u>Atmung</u>	108
32.5.	<u>Ernährung</u>	110
32.6.	<u>Verdauung und Exkretion</u>	111
32.7.	<u>Abhängigkeit vom Wirt und Beeinflussung des Wirtes</u>	112

33.	Puppenstadium	113
34.	Schlüpfen der Imago	115
35.	Variabilität im Habitus der Imago als Folge modifizierter Entwicklungs- bedingungen	117
36.	Ruhezeiten während der Ontogenese ...	122
37.	Generationenfolge	127
	Literaturverzeichnis	129
	Index	156

VI

Foreword	1
Introduction	3
The Adult	
1. Locomotion	6
1.1. <u>Active way of locomotion</u>	6
1.1.1. Movement (flying, walking, springing, swimming).....	6
1.1.2. Factors influencing the active way of movement (light, temperature, vegetation, size and shape of wings, sex, rhythm of oviposition) ..	8
1.1.3. Radius of locomotion	11
1.1.4. Swarm-building	11
1.2. <u>Passive way of locomotion</u> (transportation by the wind, by water, by another insect, by goods).....	12
2. Food	14
2.1. <u>Importance of food</u> (generally, prolongation of life, help in oogenesis and oviposition)	14
2.2. <u>Sources and reception of food</u> (nectar, dew, pollen, plant-juice, animal-juice)	15
3. Reproduction	21
3.1. <u>Oogenesis</u> (generally, rhythm of oogenesis)	21
3.2. <u>Number of eggs produced and deposited - fertility</u> (generally, factors influencing the number of eggs, size of female, food of female, number of hosts available)	23
3.3. <u>Egg-storing</u>	24
3.4. <u>Copulation</u>	25
3.4.1. Time and frequency	25
3.4.2. Meeting of sexes	25
3.4.3. Courtship and copulation	26
3.4.4. Male rivalry	29

VII

3.4.5.	Inbreeding (adelphophagy)	30
3.4.6.	Copulation influence on host-searching, host-acceptance and the number of eggs deposited..	30
3.5.	<u>Fertilization and sex-determination</u>	31
3.5.1.	Generally	31
3.5.2.	Egg-fertilization (preparation of egg, of sperm, act of fertilization)	31
3.5.3.	External factors influencing fertilization and sex-determination (size of host, density of parasite and parasitization of a host previously parasitised)	32
3.5.4.	Factors influencing sex-ratio during development	34
3.5.5.	Gynandromorphism	34
3.6.	<u>Parthenogenesis</u>	35
3.6.1.	Generally	35
3.6.2.	Arrhenotoky	35
3.6.3.	Thelytoky	36
3.6.4.	Amphitoky	37
3.7.	<u>Egg deposition</u>	38
3.7.1.	Generally	38
3.7.2.	Time-spaning of egg deposition	39
3.7.3.	Place of egg deposition for entomophagous and phytophagous species separated	39
3.7.3.1.	Egg deposition externally on a host(-animal) (generally, host unprotected, host protected) .	39
3.7.3.2.	Egg deposition internally into a host(-animal) (in the body cavity of the host, in or on special organs of the host, with special phenomenons of adaptation to the host)	44
3.7.3.3.	Egg deposition - different with fertilized and with unfertilized eggs	49
3.7.3.4.	Egg deposition independently in the host habitat	50
3.7.3.5.	Egg deposition in the host plant	51
3.7.4.	Paralysing or killing of the host before egg deposition	51
3.7.5.	Act of egg deposition	53
3.7.6.	Number of eggs per host	55
3.8.	<u>Egg resorption</u>	57

VIII

4. Longvity of the adult
(Longvity characterizing a species, influenced by environmental factors: the age of the host, temperature and humidity, nutrition, copulation, opportunity for egg deposition, hibernation, relative body size) 58

Parasitising

5. The environmental space of a parasite 60
6. Host searching by the female
(generally, searching motions, senses active in host searching as olfactory, optic and tactile sense) 62
7. Host examination and host acceptance 66
8. Host suitability..... 69
9. Host specificity..... 69
10. Host resistance
(precautionary measures, direct measures mechanical and physiological prevention) 72

Parasite - host - relations

11. Generally 75
12. Direct parasitism 75
13. Indirect parasitism 76
14. Primary parasitism 76
15. Hyperparasitism 76
- 15.1. Generally..... 76
- 15.2. Facultative and obligatory hyperparasitism 77
- 15.3. Direct and indirect hyperparasitism 77
- 15.4. Autoparasitism (facultative, obligatory)..... 78
16. Endoparasitism 79
- 16.1. Generally 79
- 16.2. Parasite's mode of life (paralysing of the host, locality of egg deposition, pupal stage, emergence of the adult, host stages attacked ... 79

IX

17.	E c t o parasitism	81
17.1.	<u>Generally</u>	81
17.2.	Parasite' s mode of life (locality of egg deposition, host finding by first stage larvae, larval development, pupal stage, host stages attacked)	81
18.	E c t o parasitism combined with p r e - d a t i s m	84
19.	E c t o parasitism with e n d o parasitism in a l t e r n a t i o n	84
20.	S o l i t a r y parasitism	86
21.	G r e g a r i o u s parasitism	87
21.1.	<u>Generally</u>	87
21.2.	<u>Inferparasitism</u>	88
21.3.	<u>Polyembryonalparasitism</u>	88
22.	S u p e r parasitism	90
22.1.	<u>Generally</u>	90
22.2.	<u>Evovement</u>	92
22.3.	<u>Effect on coparasites</u> (generally, reduction of mean size, reduction of reproductive capacity, incomplete morphological development, mortality)	92
22.4.	<u>Prevention of superparasitism</u>	94
23.	M u l t i parasitism	94
23.1.	<u>Generally</u>	94
23.2.	<u>Evovement</u>	95
23.3.	<u>Effect on coparasites</u> (mutual tolerance, competition)	95
24.	C l e p t o parasitism	97
P r e d a t i o n		
25.	<u>Generally</u>	98
P h y t o p h a g y		
26.	<u>Generally</u>	99
27.	<u>Facultative phytophagy</u>	99

28.	Entomophagy in regular combination with phytophagy	100
29.	Obligatory phytophagy	101
O n t o g e n e s i s a n d G e n e r a t i o n S e r i e s		
30.	G e n e r a l l y	103
31.	I n c u b a t i o n p e r i o d (lecithal, alecithal eggs, emergence of first-stage-larva).	104
32.	L a r v a l d e v e l o p m e n t	105
32.1.	<u>N u m b e r o f s t a g e s</u>	105
32.2.	<u>D u r a t i o n o f d e v e l o p m e n t</u>	105
32.3.	<u>L a r v a l l o c o m o t i o n</u>	107
32.4.	<u>R e s p i r a t i o n</u>	108
32.5.	<u>N o u r i s h m e n t</u>	110
32.6.	<u>D i g e s t i o n a n d e x c r e t i o n</u>	111
32.7.	<u>D e p e n d e n c e o n t h e h o s t a n d i n f l u e n c e o n t h e h o s t</u>	112
33.	P u p a l s t a g e	113
34.	E m e r g e n c e o f t h e a d u l t	115
35.	V a r i a b i l i t y i n t h e a d u l t a s a c o n - s e q u e n c e o f m o d i f i e d d e v e l o p m e n t a l c o n d i t i o n s .	117
36.	S t a g n a t i o n i n o n t o g e n e s i s (generally, quiescence, diapause)	122
37.	G e n e r a t i o n s e r i e s	127
	L i t e r a t u r e	129
	I n d e x	156

Vorwort

Die bei Schädlingsbekämpfern und Beschützern der Kulturpflanzen allmählich wachsende Einsicht in die potentiell große Bedeutung natürlicher Feinde von lästig oder schädlich gewordenen Insekten bildet den überaus aktuellen Hintergrund für die volle Würdigung dieses Buches. Frau Dr. Margot Bendel-Janssen hat etwas fertiggebracht, was sich viele vornehmen, die während des Studiums von bestimmten Problemen gefesselt werden, dann aber wegen einer Änderung ihrer Tätigkeit nicht zu Ende führen. Die Verfasserin hat Anregungen ihrer akademischen Lehrer, der Professoren Hans Blunck und Hans Braun, weiterentwickelt und sich der Biologie der Chalcidoidea verschrieben. Dieser überaus vielseitigen Gruppe der zumeist parasitischen Hymenopteren ist sie auch treu geblieben, als sie die häufige Metamorphose von der hauptamtlichen Wissenschaftlerin zur Hausfrau und Mutter erlebte. Rund 14 Jahre lang hat sie mit bewunderungswürdiger Zähigkeit an dem Thema weitergearbeitet. Heute liegt als Ertrag dieser kenntnisreich und beständig durchgeführten vorwiegend Literatur sammelnden und sichten- den Arbeiten eine Übersicht über die Lebensweise, Verhaltensweise und Umwelt- abhängigkeit der Chalcidoidea vor uns, wie es sie zuvor noch nicht gab. Ein Blick auf die Gliederung mit ihren 37 Kapiteln und 67 Unterabschnitten zeigt, mit welcher Genauigkeit und Liebe zum Detail hier ein reiches Beobachtungsmaterial auf- bereitet und referiert wird, das vielen Fachkollegen und erst recht weiteren In- teressenten bisher einfach nicht zugänglich war. Die großen Überkapitel verraten den weit gesteckten Rahmen der Darstellung: Das Leben der Imago (Ortsverände- rungen, Ernährung, Reproduktion, Lebensdauer); die Parasitierung; Beziehungs- formen zwischen Parasit und tierischem Wirt (mit Angaben über die verschiedenen Formen der Parasitierung); Räubertum; Phytophagie; Ontogenese und Generationen- folge. Dank eines ausgezeichneten Verzeichnisses der besprochenen Arten gelingt es auch dem schnell, sich zu orientieren, der von der systematischen Einheit und nicht von den allgemeinen Gesichtspunkten herkommt.

Die Bedeutung dieses Buches liegt nicht nur darin, daß es einen besseren Zugang zu den Lebensgewohnheiten und ökologischen Ansprüchen von zumeist parasi- tischen und damit im Zusammenhang mit der biologischen Schädlingsbekämpfung auch vielfach genutzten bzw. vielversprechenden Insekten vermittelt. Darüber

hinaus wird die Lektüre dem Allgemeinbiologen und dem Ethologen manche Phänomene vorstellen, deren Rolle erst aus der vergleichenden Betrachtung hervorgeht. Davon dürften auch Taxonomen und Systematiker profitieren, da morphologische Kriterien allein gerade bei äußerlich so ähnlichen Gruppen wie bei vielen Familien der Chalcidoidea zur Unterscheidung in Arten und Unterarten nicht mehr ausreichen. So darf man sich den Hauptwert dieser Schrift wohl daraus versprechen, daß die Fülle dessen, was bisher über die Biologie der Chalcidoidea erarbeitet worden ist, den vielen Interessenten übersichtlich verfügbar gemacht wird, die beruflich, in der Wissenschaft, aus biologischem Interesse oder bei der Abwehr von Schadinsekten mit diesen winzigen "Schlupfwespen" zu tun haben. Dafür gebührt vor allem der Verfasserin, aber auch der Deutschen Forschungsgemeinschaft und den beiden Instituten Dank, die sie so lange gefördert haben.

J.M. Franz, Darmstadt

Einleitung

Gelegentlich spricht man vom 20. Jahrhundert auch als von dem Zeitalter der Insekten, wenn nämlich bewußt wird, daß etwa 75 Prozent aller z. Z. lebenden Tierarten zu den Insekten gehören. Eine der 32 bisher benannten (Insekten-) Ordnungen bilden die Hymenoptera (Hautflügler), und zu ihnen gehören die Chalcidoidea als eine Überfamilie, die wiederum in 21 Familien (PECK 1963) aufgeteilt ist. Sie vereinigt ca. 25000 bisher benannte Arten auf der ganzen Welt, davon ca. 5000 Arten in Europa (FERRIÈRE et KERRICH 1958). Die Mehrzahl der Arten lebt entomophag (als Parasiten oder Räuber an fast allen Ordnungen der Insekten), einige Arten leben arachnophag und wenige phytophag. Der Körper der Chalcidoidea ist unauffällig (durchschnittlich ca. 1 mm lang, meist schwarz oder metallisch glänzend, selten schwarz und gelb gezeichnet), das erschwert ihre systematische Einordnung. In ihren biologischen Erscheinungsformen zeigen sie jedoch eine überaus reiche Vielfalt, die wohl mit ihrer Anpassungsfähigkeit an eine große Zahl verschiedenartig lebender Wirtsarten zusammenhängt.

Von der ersten Beschreibung der Chalcidoidea durch LINNÉ 1758 (als *Cynips* spp, NIKOL'SKAYA 1952) bis heute galt vorrangig das Interesse immer wieder der Neubeschreibung von Arten, d. h. der Morphologie des Körpers. Die Lebensweise hingegen blieb weitgehend unbekannt. Erst gegen Ende des 19. Jahrhunderts, dann wieder in den letzten 20er Jahren und erneut seit den 50er Jahren beschäftigte man sich bewußter mit der Biologie der Chalcidoidea. So jedenfalls zeigt es ein Niederschlag der Ergebnisse in der land- und forstwirtschaftlichen Literatur. Besonderen Anstoß dazu haben wohl jeweils gleichzeitig vermehrt laufende Arbeiten an Schadinsekten gegeben.

Ein zusammenfassendes Werk mit reichhaltigen Beobachtungen über die Biologie der einzelnen Familien der Chalcidoidea brachte bereits CLAUSEN (Washington) 1940. Ihm folgten SWEETMAN (Ithaca N. Y.) 1958, DeBACH et al. (Riverside) 1964, 1974, FRANZ (Darmstadt) 1961 und FRANZ et KRIEG (Darmstadt) 1974, 2. Aufl. 1976, mit Werken über biologische Schädlingsbekämpfung, in denen von der Nutzanwendung der Chalcidoidea u. a. gegen Schadinsekten die Rede ist. Auch in größeren Veröffentlichungen zur Systematik einzelner Familien wurden neuerdings

Beobachtungen über die Biologie der behandelten Arten (FERRIÈRE 1965 für Aphelinidae) oder Daten über ihre Beziehungen zu Umwelt und Wirtstier (BOUČEK et ASKEW 1968a, b für Eulophidae, Tetracampidae; DOMENICHINI 1966 für Tetrastichinae) mit veröffentlicht. Eine geschlossene Darstellung der bisher bekannten Lebensweise der Chalcidoidea schlechthin gab es jedoch noch nicht. Sie war das Ziel der vorliegenden Veröffentlichung. - Dazu wurden ca. 2000 hauptsächlich europäische und nordamerikanische Arbeiten aus den Jahren 1900 - 1976^{†)} ausgewertet, ihre Ergebnisse für die einzelnen Arten registriert und zu einer Übersichtsschau verarbeitet. - Die überraschende Vielfältigkeit in den Lebensabläufen dieser Parasitengruppe - im folgenden dargestellt - mag Biologen, Land- und Forstwirten bei einem Studium der Entomologie und den Grundlagen der integrierten Schädlingsbekämpfung förderlich sein. Darüber hinaus sollte die vorliegende Veröffentlichung helfen, Ansatzpunkte für weitere gezielte Forschungsarbeiten zu finden.

Die Zusammenstellung dieser Arbeit war nicht ohne die Hilfe so mancher Freunde und Kollegen möglich: So gedenke ich auch an dieser Stelle dankbar Herrn Prof. BRAUN'S +, Institut für Pflanzenkrankheiten, Bonn; ich danke ihm, seinem Nachfolger, Herrn Prof. Dr. WELTZIEN, und Herrn Prof. Dr. BUHL, ehem. Leiter des Instituts f. Getreide-, Ölfrucht- und Futterpflanzenkrankheiten der BBA in Kiel-Kitzeberg, für ihre großzügige Hilfestellung während der Arbeit. Ich danke Herrn BUHL und Herrn Prof. Dr. FRANZ, Institut für Biologische Schädlingsbekämpfung der BBA in Darmstadt, für wertvolle Ratschläge und die kritische Durchsicht des Manuskriptes. Herrn Dr. BOUČEK, British Museum N.H., London, hat es übernommen, mir die neueste nomenklatorische Stellung der zitierten Chalcidoidea mitzuteilen, Herr Dr. SCHMIDT, Bibliothek der BBA, Berlin, hat in dieser Hinsicht die Namen der zitierten Wirtsarten korrigiert. Fräulein Christel FALK, Bonn, sorgte unermüdlich für Literatur aus fremden Bibliotheken. Auch ihnen

^{†)} Die Arbeit wurde bereits 1973 abgeschlossen; sie konnte dann aber nicht, wie vorgesehen, als Beiheft der Zeitschrift für Angewandte Entomologie erscheinen. Die von diesem Zeitpunkt an nachgetragenen Ergebnisse aus der Literatur stellen einen repräsentativen Ausschnitt dar, der vorhandene Erkenntnisse bestätigt, aber keine grundsätzlich neuen Ergebnisse gebracht hat.

gilt hier mein Dank. - Ganz besonders danke ich meiner Familie für ihr großes Verständnis bei der Durchführung der Arbeit und meinem verehrten Lehrer, Herrn Dr. Charles FERRIÈRE, Genf, der mein Interesse an den Chalcidoidea so sehr gefördert hat. - Die Deutsche Forschungsgemeinschaft, Bonn-Bad Godesberg, hat die Arbeit von 1962 - 1970 finanziell unterstützt; auch ihr gilt mein Dank.

Münster, im Januar 1977
Friederikusstr. 19

Margot Bendel-Janssen

Das Leben der Imago

1. Ortsveränderung der Imago

1.1. Aktive Weise

1.1.1. Möglichkeiten der Bewegung

Männliche und weibliche Imagines der Chalcidoidea können sich auf mehrfache Weise fortbewegen. Vertreter der meisten Arten sind flugfähig mit Hilfe von zwei Flügelpaaren. Über die Flugbewegung selbst gibt es in der Literatur nur wenige Angaben. *Torymus varians* (Walk.) (= *Syntomaspis varians* (Walk.)) ist im Flug sehr bewegt. Vor allem die Männchen führen ihn zickzackförmig aus (CROSBY 1909). Vertreter der Eucharitidae fliegen langsam (CLAUSEN 1941), *Nasonia vitripennis* (Walk.) fliegt meist gegen den Wind (LANGE 1960). *Aphelinus asychis* Walk. (= *A. semiflavus* How.) führt einen abwärts gerichteten Flug aus und startet dafür von isolierten Positionen, Zweigspitzen u. a. (WILBERT 1965a).

Eine Reihe von Arten bewegt sich vornehmlich gehend fort. Sie haben häufig reduzierte Flügel (p. 119); es gibt aber auch Arten mit normal ausgebildeten Flügeln, deren Weibchen vorwiegend umhergehen. Dazu gehören u. a. Bewohner des Baumhabitats wie *Aphytis mytilaspidis* (Le Bar.) (IMMS 1916; SCHMUTTERER 1952); *Trichogramma embryophagum* Htg. (FLANDERS 1937a); *T. cacoeciae* March. (= *T. embryophagum cacoeciae* March., SCHÜTTE 1962; SCHÜTTE et FRANZ 1961); *Megastigmus bipunctatus* (Swed.) (LESSMANN 1974). - Bei *Aphytis proclia* (Walk.) gehen (und springen) beide Geschlechter; sie fliegen ein kurzes Stück nur, wenn sie gestört worden sind (DINTHER 1950). - *Palaeomymar* sp. (= *Petiolaria* sp.) hält beim Gehen ihre Flügel in einem Winkel von ca. 30° zu Boden gerichtet. Ähnlich verhält sich *Mymar* sp. (KRYGER 1950). - An verschiedenen *Trichogramma* spp ist die Geschwindigkeit (senkrecht) gehender Imagines getestet worden. Dabei ging *T. semblidis* (Aur.) bei 20° C in drei Stunden 5 m weit, *T. evanescens* Westw. in drei Stunden 6 m weit und *T. embryophagum* Hart. in einer Stunde 10 m weit (QUEDNAU 1958). *Lariophagus distinguendus* (Först.) legte (horizontal) gehend im Schnitt 0,5 cm/sec zurück (HASE 1920, 1924a).

Springend verändern sowohl ungeflügelte als auch geflügelte Arten ihren Standort. Der Sprung kann die überwiegend ausgeführte Fortbewegungsform einer

Art sein, s. *Aphelinus asychis* Walk. (= *A. semiflavus* How., WILBERT 1965a). Er wird spontan ausgeführt, und er dient auch als Fluchtmittel. Mehrere Arten mit Sprungvermögen besitzen an den Schienen ihres zweiten Beinpaares einen besonders langen und kräftigen Sporn. Ob er ihr Sprungvermögen fördert, ist noch nicht sicher getestet. Die Weite des Sprunges wechselt bei den einzelnen Arten. Sie beträgt bei *Trichogramma evanescens* Westw. max. 5 mm (HASE 1924a, 1926), bei *Lariophagus distinguendus* (Först.) max. 50 mm, die Höhe bei der letztgenannten Art max. 15 mm. - *Aphytis mytilaspidis* (Le Bar.) (= *Aphelinus mytilaspidis* Le Bar.) legt mit ihrem Sprung 38 - 63 mm zurück, wenn sie aufgeschreckt wurde. Dabei sind die Flügel mitbeteiligt (IMMS 1916). Hier handelt es sich um einen sog. Flugsprung, wie er auch bei *Aphelinus mali* Hald. mit Sprungweite von 200 - 300 mm (SPRENGEL 1928); *Panstenon oxylus* (Walk.); *Mesopolobus aequus* (Walk.) (= *Ahlbergiella aequa* (Walk.), v. ROSEN 1956b) und *Tetrastichus* spp (HEERING 1956) ausgeführt wird. Nach einem Flugsprung können die Tiere in den Schutzreflex einer Totstellung übergehen und bis zu einer Minute mit angezogenen Extremitäten und Fühlern bewegungslos bleiben, s. *Erdoesina alboannulata* (Ratz.) (BÖHR 1965); *Perilampus tristis* Mayr. (BERGOLD et RIPPER 1937); *Spalangia* sp. (BOUČEK 1963a). *Metaphycus helvolus* Comp. verharret nach heftigem Anblasen für mehrere Stunden regungslos (FLANDERS 1947). Die Sprungbereitschaft von *Aphytis mytilaspidis* (Le Bar.) (= *Aphelinus mytilaspidis* Le Bar.) nimmt mit zunehmendem Alter ab. Sie scheint beim Weibchen ausgeprägter zu sein als beim Männchen. Es wird vermutet, daß z.B. im dänischen Hansted Reservation viele Arten der Encyrtidae sich hauptsächlich im Sprung fortbewegen, um so besser gegen den dort herrschenden Wind anzukommen (BAKKENDORF 1965).

Neben KURIR (1944) sagt über den Sprung der Weibchen EMSCHERMANN (1969) von *Chrysocharis seiuncta* Del.: "Beim Sprung wird der Körper zunächst gesenkt. Die Flügelpaare werden sodann steil aufgehoben, und unmittelbar darauf folgt der eigentlich wirksame Bewegungsablauf, der in einem einmaligen Herabschlagen der Flügelpaare und einem Absprung durch schnelle Streckung der Beinpaare besteht. Die Richtung des Sprunges ist immer dem Reiz abgewandt, bei intensiver senkrechter Beleuchtung erfolgt der Sprung dementsprechend nach beliebigen Richtungen ...". -

Sprungfähigkeit wurde u. a. beobachtet bei *Comperia merceti* (Comp.) (LAWSON 1954); *Aphelinus jucundus* Gah. (GRISWOLD 1929); *Aphytis fuscipennis* (How.) (= *Aphelinus fuscipennis* How., DINTHER 1950); *Heydenia pretiosa* Först (HEQUIST 1957); *Macroneura vesicularis* (Retz.) (= *Eupelminus saltator* (Lind.), PHILLIPS et BOOS 1927); *Anastatus* spp, *Chrysocharis gemma* (Walk.), *Ch. syma* (Walk.) (ANANTHASUBRAMANIAN et ANANTHAKRISHNAN 1961; CAMERON 1940; KURIR 1944); *Achrysocharis ruforum* (Kraus.) (= *Achrysocharella ruforum* (Kraus.), KRAUSSE 1917).

Die Fähigkeit zu schwimmen ist bei einigen Gattungen bekannt, die systematisch nicht weiter miteinander verwandt sind. Es wurden bisher schwimmend beobachtet Arten der Gattung *Anagrus* Hal., *Caraphractus* Walk., *Hydrophilita* Ghesq. und *Prestwichia* Lubb. (BLUNCK 1923; HEYMONS 1908, 1909; JACKSON 1958, 1963, 1964, 1966; LUBBOCK 1863; MATHESON et CROSBY 1912; RIMSKI-KORSAKOV 1916, 1933). Die Schwimmfähigkeit ermöglicht den Weibchen die Suche nach ihren im Wasser vorkommenden Wirten (Eier von Dytiscidae, Odonata, Cryptocera etc.). Sie gelangen unter die Wasseroberfläche, indem sie entweder an Pflanzenteilen herunterlaufen, die aus dem Wasser herausragen, oder ohne die Hilfe einer festen Unterlage in das Wasser untertauchen. Männchen und Weibchen von *Caraphractus cinctus* Walk. z. B. senken beim Tauchen zuerst den Kopf in das Wasser, richten die Vorderbeine nach vorn, legen die Antennen an den Körper an und pressen die Mittel- und Hinterbeine gegen die Unterseite der Wasseroberfläche (JACKSON 1966). Die Fortbewegung im Wasser geschieht durch Rudern mit den normal entwickelten Flügeln, s. *Caraphractus* spp oder mit den stark behaarten Beinen, s. *Anagrus subfuscus* Först.; *Prestwichia aquatica* Lubb. Morphologische Spezialbildungen sind nicht bekannt. Der Aufenthalt unter Wasser kann bei *Prestwichia aquatica* Lubb. mehrere Tage, bei *Caraphractus cinctus* Walk. bis zu 15 Tage andauern (HEYMONS 1909; JACKSON 1958, 1966; RIMSKI-KORSAKOV 1920, 1933). Dabei schwimmen die Tiere oder sie laufen an Wasserpflanzen u. a. entlang.

1.1.2. Einflüsse auf die Bewegung

Chalcidoidea sind im allgemeinen nicht sehr beweglich. Der Einfluß von Licht und Wärme, Gestalt und Größe ihrer Flügel, die Zugehörigkeit zum weiblichen

Geschlecht, der Rhythmus der Eiablage fördern ihre Aktivität.

L i c h t und (unterschiedlich stark auch) W ä r m e stimulieren die Imagines zur Fortbewegung. Tiere mit tief schwarzer Pigmentierung und stark strukturiertem Thorax sind besonders befähigt, Wärmeenergie aus den Sonnenstrahlen zu absorbieren. Bei Bestrahlung kann ihre Körpertemperatur die sie umgebende Lufttemperatur übersteigen; sie werden dann zum Flug animiert bei Temperaturen, die bis zu 3°C unter der gewöhnlich für sie gemessenen Starttemperatur liegen (ABRAHAM 1976). - *Mesopolobus graminum* (Hardh) fliegt nur bei sonnigem Wetter umher, bei bedecktem Himmel verbleiben die Imagines auf dem Boden oder der Blattunterseite von Gramineen (FLANDERS 1947; HARDH 1953). *Aphelinus mali* Hald. wechselt bei Sonnenschein von laufender auf fliegende Fortbewegung (SCHANDER et KAUFMANN 1925). - Nach Testversuchen mit MOERICKE-Fangschalen fliegen Chalcidoidea tagsüber zwischen 12-13 und ca. 25°C , Mymaridae wohl auch schon ab 10°C umher. Eurytomidae, Encyrtidae und Chalcididae fliegen bevorzugt während der oberen der getesteten Temperaturwerte (ABRAHAM 1971, 1975; KADLUBOWSKI 1960). *Trichogramma* sp. beginnt ihren Flug bei ca. 12°C , bei ca. 25°C wird er wieder gehemmt (KADLUBOWSKI 1960). - Bei Exemplaren von *Metaphycus taxi* Alam, die auf eine Lichtquelle von 40 Watt diffuses Licht zuliefen, wuchs die Geschwindigkeit, je mehr sich die Tiere der Lichtquelle näherten. Sie betrug 0,4 cm/sec bei 50 foot candles; 0,8 cm/sec bei 90 foot candles; 2 cm bei 200 foot candles (ALAM 1956) (1 foot candle = 10,76 Lux). - Nach KLINK (1961) hat ebenfalls die Umwelttemperatur des Larvenstadiums Einfluß auf die Flugaktivität der Imago. Bei *Trichogramma cacoeciae* March. z. B. haben rel. tiefe Zuchttemperaturen (17°C) eine größere Flugaktivität zur Folge als höhere (32°C). Im Experiment reagierten *Trichogramma* spp verschiedener Herkunft auf eine bestimmte Lichtquelle mit einer unterschiedlichen Flugaktivität, s. *Trichogramma minutum* Ril. aus Kalifornien; *T. fasciatum* (Perk.) aus Peru; *T. cacoeciae* March. aus Leningrad; *T. semblidis* (Aur.) aus Berlin (KLINK 1961).

Die Flugaktivität der Imagines kann auch von der G r ö ß e und F o r m der F l ü g e l beeinflusst werden. Bei *Trichogramma* spp sind Tiere mit großen Flügeln (im Verhältnis zur Körpergröße) im allgemeinen flugaktiver als solche mit kleinen Flügeln. Die Größe der Flügel hängt ab von der Größe des Wirtseies,

in dem sich die Imago entwickelt hat, und der damit reichlich zur Verfügung gestandenen Nahrungsmenge. Sie kann begrenzt werden von steigender Temperatur im Entwicklungsstadium. Bei *Trichogramma semblidis* (Aur.) und *T. cacoeciae* March. z. B. nehmen Flügellänge und Flügelbreite mit zunehmender Entwicklungstemperatur ungefähr linear ab. Es wurden Flügelverkürzungen bis zu 11 % bei *T. semblidis* (Aur.) und bis zu 15 % bei *T. cacoeciae* March. gemessen (KLINK 1964).

Neben den genannten Außenfaktoren beeinflusst auch das G e s c h l e c h t der Imago ihre Bewegungsaktivität. Bei Versuchen an radioaktiv geladenen Exemplaren von *Trichogramma semifumatum* (Perk.) wurde in Californien festgestellt, daß sich die weiblichen Imagines schneller und weiter fortbewegten als die männlichen. Die Weibchen legten in ihrem Leben ca. 15 km zurück, die Männchen nur 2 km (STERN, SCHLINGER et BOWEN 1965).

Darüber hinaus ist von Weibchen vieler Arten bekannt, daß ihre Fortbewegungsaktivität erhöht wird, sobald sie nach der E i r e i f e einmal auf Wirtsexemplare gestoßen sind. Mehr oder weniger geradlinige Flüge können dann in gewundene Suchbahnen (Erhöhung der Wirtsfindung!) übergehen (FLANDERS 1947). Der Zeitraum, in dem das Weibchen seine reifen Eier absetzt, ist bei den einzelnen Arten unterschiedlich groß (wenige Tage oder maximal zwei bis drei Monate). Entsprechend hält der Drang sich umherzubewegen kürzer oder länger an. Das Weibchen von *Stilbula tenuicornis* (Ashm.) (= *Schizaspidia tenuicornis* Ashm.) legt sofort nach dem Schlüpfen in ca 20 Min. seine Eier ab (an Ameisen in einem Nest) (CLAUSEN 1923); danach ist der Wunsch zur Fortbewegung weitgehend erschöpft. Ähnlich verhält sich das Weibchen von *Coccophagus fasciatus* Comp., das meist auch wenige Tage nach dem Schlüpfen einen Wirt für seinen gesamten Eivorrat gefunden hat (FLANDERS 1947, s. auch proovigene Arten p. 22). Dagegen hält die Bewegungsaktivität über längere Zeit an, wenn die Eiablageraten eines Weibchens rel. klein und zahlreich sind (s. auch synovigene Arten p. 22). *Metaphycus helvolus* Comp. z. B. setzte im Experiment über 1-2 Monate lang täglich Eier ab und legte dabei beträchtliche Strecken zurück (p. 12) (FLANDERS 1947). Ebenso ist für *Metaphycus flavus* How. eine länger anhaltende Fortbewegungsaktivität bekannt (D. ROSEN 1962). - Imagines von *Megastigmus flavus*

Swed. zeigten bei Flügen in Laborversuchen die Fähigkeit, gewisse Farben zu unterscheiden. Sie sprachen auf gelbe Unterlagen dann besonders an, wenn ihre Sättigung mit Honignahrung mindestens 24-36 Stunden zurücklag; früher bevorzugten sie grüne Unterlagen für ihre Landungen (GÖTTSCHE 1976).

1.1.3. Radius der Bewegung

Der Radius - gemessen an der Ortsveränderung einer Population - ist mehr oder weniger artspezifisch. Er ist abhängig u. a. von der Art und Weise der Fortbewegung und von der Dispersion der Wirtsart. Bei einer sich vornehmlich in Flugsprüngen fortbewegenden *Tetrastichus* sp. (Parasit von *Agrilus viridis* L.) war die Verbreitung in einem befallenen Buchengebiet (Anpflanzung im 1 Meter-Verband) noch nicht einmal deutlich nesterweise und auch nach 3 und 5 Jahren der Massenvermehrung des Wirtes noch von Baum zu Baum stark unterschiedlich erfolgt (HEERING 1956). Die sich ebenfalls vor allem in Flugsprüngen fortbewegende *Aphelinus mali* Hald. legt im Laufe ihres Lebens eine Entfernung von ca. 400 m zurück (NEWCOMER 1940; HOWARD 1929; SCHANDER et KAUFMANN 1925). Eine normal fliegende Population von *Metaphycus helvolus* Comp. dagegen kann in einem Jahr eine Strecke von 40 km überwinden (FLANDERS 1947, 1950). *Prosopaltella perniciosi* Tow. dehnte sich in der Rhoneebene (regelmäßige Windböen!) in zwei Jahren ca. 60 m und in fünf Jahren nicht mehr als 150 m aus (MATHYS et GUIGNARD 1965). Diese Art verbreitete sich in Südwestdeutschland (Wirt: *Quadraspidotus perniciosus* Comst. an Apfel) in vier Jahren max. 150 m in östlicher, max. 200 m in südlicher, max. 110 m in westlicher Richtung aus (NEUFFER 1966). *Trichilogaster acaciaelongifoliae* Frog. flog dagegen nicht über den Radius des Akazienbaumes, auf dem sie schlüpfte, hinaus (NOBLE 1940).

1.1.4. Schwarmbildung

Schwarmbildung ist als Massenansammlung bei einigen Arten der Chalcidoidea bekannt. Man hat bis heute jedoch noch keine näheren Kenntnisse über ihre Ursachen und Ziele. Von *Torymus macropterus* (Walk.) wurden in Griechenland (Nähe Athen) zu zehn- bis hunderttausend Weibchen an der Unterseite der unteren Blätter zweier benachbarter Bäume (*Ulmus*?) gefunden. Die Bäume standen in einem

Tal an einem kleinen Bach. Zeichen einer besonderen Anlockung (Ausscheidungen, Schädlingsbefall, exponierte Lage) waren an ihnen nicht zu erkennen gewesen (BO-NESS 1960). - *Torymus auratus* (Fourc.) kann sich ebenfalls zu Schwärmen von einigen hunderttausend Tieren sammeln. Bei einer Beobachtung in Frankreich hatten sich in 1500 m Höhe (ebenfalls Nähe eines kleinen Baches!) Männchen und Weibchen getrennt in ca. 40 m Entfernung voneinander versammelt. Sie saßen an der Blattunterseite von *Fagus* sp., die stark von *Mikiola fagi* Htg. befallen war. Bei Störung flogen die Schwärme auf, ließen sich aber schnell wieder an der alten Stelle nieder (GRASSE 1936). Vertreter der Mymaridae versammelten sich gelegentlich im Herbst zu Schwärmen an feuchten, mit *Juncus* sp., *Carex* sp. und *Phragmites* sp. bestandenen Plätzen (HINKS 1950). Verschiedene Arten der Pteromalidae wurden mehrfach zu 30 - 50 Tieren (90 % Männchen) über Zaunpfählen und Wetterhäuschen beobachtet. Dabei standen Männchen von *Pachyneuron umbratum* Del. mit herabhängendem Hinterleib und herabhängenden Beinen "oft im Schwirrflug für mehrere Sekunden an einer Stelle". Die Weibchen "flogen direkt hohe Gegenstände an, liefen darauf umher und flogen schließlich weiter" (ABRAHAM 1971). Auch in Gebäuden hat man ab und zu Ansammlungen von Vertretern der Pteromalidae gefunden, Weibchen von *Cyclogastrella deplanata* (Nees) (= *Pteromalus deplanatus* Nees) z. B. an mehreren Stellen in England, Weibchen von *Stenomalina gracilis* (Walk.) (= *Stenomalus muscarum* (L.)) in England und der Schweiz zu Schwärmen von mehreren 100 bis 1000 Tieren. Die Tiere waren in mehreren Jahren (besonders 1919 - 1921) hauptsächlich im Herbst in Wohnräume eingeflogen, wo sie dann nur noch krabbelten oder ab und zu 1 cm weit sprangen (SCOTT 1919, 1922). Weibchen von *Pnigalio epilobii* Bouč. bilden gelegentlich über der Nährpflanze ihres Wirtes (*Mompha fulvescens* Haw. an *Epilobium angustifolium* L.) Ansammlungen, die als Vorstufe zu Schwarmbildungen gewertet werden können (BOUČEK 1966).

1.2. Passive Weise

Bei den Chalcidoidea gibt es eine passive Ortsveränderung auf mehrfache Weise. Die Tiere können z. B. vom Wind vertrieben werden, wie es bekannt ist von Vertretern der Mymaridae, Trichogrammatidae, Pteromalidae und Aphelinidae (BURNETT 1956; EHRENHARDT 1940). *Trichogramma cacoeciae* March. (= *Trichogramma embryophagum cacoeciae* March.) kann schon während kurzer Flugsprünge vom

Wind erfaßt und dann fortgetragen werden. Es wurde beobachtet, daß diese Art Eier von *Laspeyresia pomonella* (L.), die in der windabgekehrten Seite einer Baumkrone saßen, zu einem etwas höheren Prozentsatz parasitiert hatte als Eier in der windzugekehrten Seite (60,4 % : 39,5 %; STEIN 1961). Imagines verschiedener Familien der Chalcidoidea ließen sich besonders bei warmem Wetter und einer Windgeschwindigkeit von weniger als 4 m/sec von der Luftströmung forttragen und wurden u. a. 30 - 40 km vom Festland an der Elbmündung entfernt auf dem Feuerschiff Elbe 1 aufgefangen, wo sie aus ihrem Passivflug heraus bevorzugt Gelbschalen (MOERICKE 1951) (neben rot und blau getönten Fangschalen) angefliegen hatten (ABRAHAM 1971, 1973). - Dicht am Boden lebende Arten haben im allgemeinen eine geringere Dispersionsmöglichkeit mit dem Wind als z. B. in Bäumen lebende, s. auch Versuche mit *Trichogramma semifumatum* (Perk.) (HENDRIKS 1965). Bei *Prospaltella perniciosi* Tow. spielten nur relativ starke Windstöße eine Rolle. Bei mässigem Wind setzen sich die Tiere erfolgreich in schützenden Blattwinkeln fest (MATHYS et GUIGNARD 1965), ähnlich verhalten sich kleine Arten der Tetrastichidae (HEERING 1956). - Der Verwehung einer in Gärten zu Bekämpfungsmaßnahmen angesiedelten Parasitenart kann man durch sog. Windschutzstreifen erfolgreich entgegenwirken (TELENGA 1956). -

Passive Fortbewegung erreichen gewisse Arten auch auf dem Körper anderer Lebewesen. LESNE (1896) prägte dazu den Begriff der *Phoresie*: Man versteht darunter den zeitlich begrenzten, freiwilligen Transport eines Insektes auf dem Körper eines anderen, ohne daß dabei der Transporteur parasitiert würde. Lediglich wird beobachtet, daß bei einer solchen "Reise", während der der Transporteur auch seine Eier ablegt, Weibchen ihre Eier in die (noch weichschaligen) Transporteureier absetzen. Als Transporteure gelten Arten der Orthoptera und Lepidoptera, zu deren Fahrgästen Arten der Chalcidinae, Agaonidae und Trichogrammatidae, ferner *Podagrion insidiosum* (Coq.) (= *Priomerus insidiosus* Coq.) und *P. fraternum* (Westw.) auf den Hinterflügeln von *Mantis* sp. (CHOPARD 1922; RABAUD 1917), *Oligosita xiphidii* Ferr. in den Falten der Hinterflügel von *Xiphidion longipenne* de Haan (FERRIÈRE 1926) gehören. Pflanzliche Marktware kann zum Transportmittel für solche Arten werden, die in Gemüse- oder Obstsorten ihre Wirtstiere haben (Heranbildung zu Kosmopoliten!), s. *Aphytis mytilaspidis* (Le Bar.) (= *Aphelinus mytilaspidis* Le Bar., FERRIÈRE 1927).

Über eine passive Ortsveränderung im Wasser liegen bisher keine Beobachtungen vor.

2. Ernährung der Imago

2.1. Bedeutung der Nahrung

Von vielen Arten der Chalcidoidea ist bekannt, daß sie im Imaginalstadium Nahrung aufnehmen. Es wurden hauptsächlich Weibchen, nur selten Männchen bei der Nahrungsaufnahme beobachtet. Männchen saugen oft an den von Weibchen zugänglich gemachten Quellen, s. *Nasonia vitripennis* (Walk.) (COUSIN 1933; NAGEL et PIMENTAL 1963; ZOEBELEIN 1956); *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) (= *Microplectron fuscipennis* (Zett.)); *Erdoesina alboannulata* (Ratz.) (= *Pteromalus alboannulatus* Ratz.) (ZOEBELEIN 1956). Als Nahrungsstoffe dienen Kohlehydrate und Proteine, bzw. Vorstufen der Proteine. Über andere Stoffe, die aufgenommen werden, ist bisher nichts bekannt. Kohlehydrate werden in Form von Nektar und Honigtau verzehrt. Proteine und ihre Vorstufen sind im Pollen, in der Körperflüssigkeit der Wirtstiere und in geringerem Umfang auch im Honigtau zugänglich.

Besonders bei den weiblichen Imagines kann durch Nahrungsaufnahme die Lebensdauer verlängert werden. *Aphelinus mali* Hald. z. B. lebte bei Honignahrung (15°C) rund 47 Tage, ohne Nahrung nur rund 8 Tage (BONNEMAISON 1965), *Peridesmia discus* (Walk.) (= *P. phytonomi* Gah.) konnte mit Hilfe von Kohlehydraten monatelang am Leben erhalten werden (NIKOL'SKAJA 1952). Bei *Erdoesina alboannulata* (Ratz.) verlängerte Honignahrung bei 15 - 20°C die Lebensdauer der Männchen und Weibchen um rund 100 % (BÖHR 1965); ähnliche Beobachtungen wurden bei *Perniphora robusta* Rush. gemacht (FÜHRER 1975). Konnten Weibchen von *Metaphycus helvolus* Comp. neben der Ernährung mit Honigwasser gelegentlich auch Körperflüssigkeit ihres Wirtes aufnehmen, so blieben sie bei höherer Temperatur (und Unterbindung einer Eiablage) ca. 3 Monate lang, bei niedrigeren Temperaturen sogar 8 Monate am Leben (FLANDERS 1942 c, f; WYLIE 1962). Auch die Art der Wirtsnahrung kann die Lebensdauer beeinflussen. Bei *Nasonia vitripennis* (Walk.) lebten weibliche Imagines, die sich an Puppen von *Lucilia sericata* (Meig.) (= *Phaenicia sericata* (Meig.)) ernährten, ca. 3mal länger als solche, die sich an Puppen von *Musca domestica* L. ernährten (SMITH,

G.J.C. et PIMENTEL 1969). Nahrungsaufnahme verlängert nicht nur die Lebensdauer (was u.a. auch die Wirtsfindung begünstigen kann, HASSAN 1967; ROBINSON 1961b; SCEPETILNIKOVA 1960; SZMIDT 1960; ZOEBELEIN 1957), sie aktiviert auch die Lebensfunktionen im allgemeinen (FLANDERS 1942c, 1953a).

E i b i l d u n g und - r e i f u n g werden vor allem durch Proteine gefördert. Diejenigen Weibchen sind auf besondere Eiweißzufuhr angewiesen, deren Eibildung über einen längeren Zeitraum verteilt abläuft (synovigene Arten, p. 22) (EDWARDS 1954a; FLANDERS 1950; HUSSEY 1955; VARLEY et EDWARDS 1957). Bei Weibchen von *Aphelinus asychis* Walk. (= *A. semiflavus* How.) wurden Eibildung und Nahrungsaufnahme bis zum Ende des Lebens beobachtet. Größere (schwerere) Weibchen hatten ein höheres Nahrungsbedürfnis (sie legten mehr Eier ab!) als kleinere (leichtere) (s. Reproduktion p. 21, WILBERT 1965a). Über die im Freiland von diesen Tieren effektiv aufgenommene Menge Nahrung ist nichts bekannt.

Für den Wert der aufgenommenen Nahrung kann das Alter der Eiweißspender von Bedeutung sein. Weibchen von *Nasonia vitripennis* (Walk.) z .B. zeigten eine besonders hohe Anfangsrate reifer Eier, eine besonders lange Eiablagedauer und eine besonders hohe Gesamtzahl der vom einzelnen Tier produzierten Eier, wenn sie an höchstens zwei Stunden alten Puppen von *Musca domestica* L. gesaugt hatten (WYLIE 1962). - Ein Mangel an Eiweißnahrung läßt bei manchen Arten neben einer fortschreitenden Eibildung auch eine Eioresorption (p. 57) auftreten oder sie stoppt zusätzlich die Bildung neuer Eier (EDWARDS 1954; VARLEY et EDWARDS 1957; *Metaphycus helvolus* Comp. s. FLANDERS 1942e, 1953b; Schlupfwespen allgemein s. MATVEEVA 1959). Sobald erneut Eiweiß aufgenommen wird, kommt die Eioresorption zum Stillstand, und es werden auch wieder Eier gebildet.

2.2. Nahrungsquellen und Formen der Nahrungsaufnahme

Vertreter der Chalcidoidea können N e k t a r - eine zuckerhaltige Absonderung an Pflanzenorganen - in der Natur aus extrafloralen und aus nicht zu versteckt liegenden floralen Ausscheidungsöffnungen (Nektarien) aufnehmen. Sie lecken ihn auf, und zwar durch schnelles Vorstoßen und wieder Zurückziehen ihrer Glossa. Weißblütige Pflanzen werden dafür bevorzugt angefliegen (KEVAN 1973). Nektar

leckende Chalcidoidea wurden beobachtet an Rosaceae (*Rubus idaeus* L.); Papilionaceae (*Trifolium* L., *Medicago* L., *Onobrychis* Scop.); Euphorbiaceae; Umbelliferae (mit besonders leicht zugänglichen Nektarien, z. B. bei *Daucus carota* L., *Heracleum spondylium* L., HASSAN 1967) (*Pastina casativa* L., GÖTTSCHE 1976); Caryophyllaceae (*Stellaria longipes* Gold., *Tridymus* sp., KEVAN 1973); Gentianaceae (*Phacelia* sp.); Compositae (*Achilea millefolium* L., *Tanacetum vulgare* L., BOLDYREVA 1970; CUMAKOVA 1959; HASSAN 1967; MATVEEVA 1959; TALHOUK et SOEHARDJAN 1970).

Honigtau ist ein zuckerhaltiges tierisches Exkrement und enthält - je nach seinem Erzeuger - Glukose, Fruktose, Disaccharide, wechselnde Mengen von Aminosäuren (max. 3 % der Trockensubstanz, ERMIN 1950) u. a. (DOUTT 1959; ZOEBELEIN 1956). - Honigtau wird in der Baum-, Strauch- und Pflanzenregion von Vertretern der Cicadidae und Psyllidae erzeugt. Als Nahrung dient er meist solchen Arten der Chalcidoidea, die Honigtau-Erzeuger und deren Räuber parasitieren (GYÖRFI 1952). Um an Honigtau zu gelangen, bestreicht das Weibchen von *Coccophagus semicircularis* (Först.) (= *C. scutellaris* auct.) mit seinen Antennen die Dorsalseite von Schildläusen, die daraufhin langsam ihre Analplatte heben, die Analtube vorstrecken und Honigtau ausscheiden, der dann sofort aufgeleckt wird (CENDAÑA 1937). Ameisen, die bei der Gelegenheit ebenfalls Honigtau begehren, können das Parasitenweibchen an der Aufnahme hindern (FLANDERS 1953b).

Die Verfütterung von Honigtau verschiedener Erzeuger erbrachte eine unterschiedliche Lebensdauer bei den Imagines der Chalcidoidea. *Erdoesina alboannulata* (Ratz.) zeigte die größte Lebensdauer bei Fütterung mit Honig von *Physokermes piceae* Schr. und *Tuberculoides annulatus* (Hart.), die kürzeste bei Fütterung mit Honigtau von *Chaetophorella aceris* (L.) und *Phyllaphis fagi* (L.). Offenbar spielte dabei ein unterschiedliches Verhältnis von Glukose zu Saccharose eine Rolle (BÖHR 1965; ZOEBELEIN 1956). Die Aufnahme von Honigtau wurde u. a. beobachtet bei *Torymus heyeri* Wachtl., *Syntomaspis affinis* (Fonsc.) (= *S. littoralis* (Walk.)), *Ageniaspis fuscicollis* (Dalm.), *Aphycoides merceti* Ferr., *Microterys lunatus* (Dalm.) (ZOEBELEIN 1956), Encyrtidae, *Asaphes* spp, *Coccophagus* spp, *Aphelinus* spp (GYÖRFI 1943/44, 1951) und *Trichogramma* spp (WELLENSTEIN 1934). Auch einige phytophage Arten nehmen Honigtau auf, wie *Megastigmus spermotrophus*

Wachtl, die sich von Ausscheidungen bei *Adelges* sp. auf Douglasfichte ernährt (HUSSEY 1955).

Pollen enthält hauptsächlich Eiweißstoffe und Vitamine, wie Vitamin A, B₁, B₂, B₆, B₁₂, C und E. Chalcidoidea nehmen Pollen von Gräsern (*Dactylis glomeratus* L., *Holcus mollis* L., *Juncus conglomeratus* S.-F.) auf, wenn er zwischen die Spelzen auf den Grund der Blüte gefallen ist. In Laborversuchen wurde auch Pollen von *Salix* L., *Corylus* Tourn. und *Betula* Tourn. angenommen (HASSAN 1967).

Pflanzlicher Zellsaft enthält Kohlehydrate, in gewissem Umfang auch Proteine u. a. Er wird von phytophagen Imagines aufgenommen und kann dabei aus verschiedenen Organen einer Pflanze stammen. Weibchen der phytophagen *Eurytoma caraganae* (Nik.) (= *Bruchophagus caraganae* (Nik.)) gewinnen den Zellsaft aus jungen Samen in *Caraganae*-Hülsen, Weibchen der entomophagen *Perilampus aeneus* (Rossi) (= *P. italicus* (Fabr.)) aus Blattepidermis, die sie mit ihrem Ovipositor angestochen haben (CLAUSEN 1940).

Tierischer Zellsaft vermittelt den Imagines vornehmlich Eiweißstoffe. Sie gewinnen ihn gewöhnlich aus Eiern, Larven oder Puppen ihrer Wirtsart, aus Vertretern der Lepidoptera, Hymenoptera, Homoptera, Coleoptera, Diptera, Neuroptera und Chelicerata (Reihenfolge nach der Häufigkeit des Vorkommens). Gelegentlich werden für die Nahrungsaufnahme auch nahe Verwandte der Wirtsarten angegangen. Rassen von *Microterys flavus* How., die für eine Eiablage nur *Coccus hesperidum* L. anstechen, stechen *Saissetia oleae* (Bern.) auch für eine Nahrungsaufnahme an, und *Aphelinus asychis* Walk. (= *A. semiflavus* How.), Parasit diverser Blattlausarten, parasitiert gewöhnlich nicht Myzotoxoptera *tulipella* Theob, aber sie saugt an ihr (WILBERT 1964). Auch phytophage Arten decken ihren Eiweißbedarf gewöhnlich mit tierischem Zellsaft. *Megastigmus spermotrophus* Wachtl z. B., dessen Larve sich in Samen von *Pseudotsuga* sp. entwickelt, sticht zur Nahrungsaufnahme die im Zapfen ebenfalls oft vorhandene *Adelges* sp. an (HUSSEY 1955).

Je nach Konstitution und Größe des Wirtstieres und abhängig auch von der Menge

der eingebluteten Körperflüssigkeit kann der Wirt nach beendetem Parasitenfraß sofort sterben (ein Weibchen von *Anastatus japonicus* Ashm. kann in seinem Leben bis zu 24 Eier von *Porthetria dispar* (L.) (= *Lymantria dispar* (L.) durch Aussaugen zerstören, MORAVSKAYA 1975), erst in der Folgezeit eingehen oder zumindest doch unfähig sein, einem Parasiten noch volle Entwicklungsmöglichkeit zu geben, s. *Euplectrus laphygmae* Ferr. (GERLING et LIMON 1976), oder seinen Flüssigkeitsverlust wirkungslos überstehen (Apidae, Vespidae im Ei-, Larven- und Puppenstadium angesaugt von *Melittobia acasta* (Walk.), BROWNE 1922).

Chalcidoidea können tierischen Zellsaft auf verschiedene Weise entnehmen: Es gibt Arten, die ihre Wirtstiere mit den Mandibeln annagen. Dabei quillt aus der Wunde Körperflüssigkeit, die dann aufgeleckt wird, s. *Melittobia acasta* (Walk.) (PICARD 1923). Eine weitere Möglichkeit ergibt sich in direktem Zusammenhang mit der Eiablage. Dabei wird den Weibchen Zellsaft zugänglich, der nach der Ablage eines Eies ohne weiteres Zutun aus der Stichwunde austritt, s. *Metaphycus helvolus* Comp. (FLANDERS 1942f); *Aphytis* sp. (FLANDERS 1953b); *Lariophagus distinguendus* (Först.) (HASE 1924); *Tetrastichus galerucae* (Fonsc.) (= *T. xanthomelaenae* (Rond.), MARCHAL 1905); *Aphelinus asychis* Walk. (CASE, SAUER et EIKENBARY 1974); oder die Weibchen stoßen nach der Eiablage den Ovipositor erneut mehrmals in das vorhandene Loch ein und bringen damit weitere Körperflüssigkeit zum Hervorquellen, s. *Aphytis mytilaspidis* (Le Bar.) (= *Aphelinus mytilaspidis* Le Bar., GRISWOLD 1925); *Chrysocharis laricinellae* (Ratz.) (QUEDNAU 1969) oder sie stechen zuerst den Wirt an, nehmen den Zellsaft auf und legen dann in dasselbe Loch ihr Ei ab, s. *Habrocytus trypetae* Thoms. (VARLEY 1947).

Weiterhin erfolgt Zellsaftgewinnung zwar mit dem Ovipositor, aber in einem von der Eiablage getrennten Vorgang, s. *Euplectrus laphygmae* Ferr. bei Larven von *Spodoptera littoralis* (Boisd.) (GERLING et LIMON 1976); *Tetrastichus asparagi* Crawf. bei Eiern von *Crioceris asparagi* (L.) (FERRIÈRE 1917); *Dipriocampe diprioni* Ferr. bei Eiern von *Neodiprion sertifer* (Geoff.) (PSCHORN-WALCHER et EICHHORN 1974). (Durch Nahrungsaufnahme eines Weibchens können hierbei doppelt so viele Wirtseier zerstört werden wie durch Parasitierung, BARTLETT 1964). - Auch der Vorgang des Anstichs kann bei einzelnen Parasitenarten noch

unterschiedlich sein, z.B. in einer vorherigen Lähmung des Wirtes (p.) oder deren Ausbleiben; Weibchen von *Aphelinus asychis* Walk. (= *A. semiflavus* How.) lähmen ihre Blattlauswirte vor der Nahrungsaufnahme, nicht jedoch vor der Eiablage (WILBERT 1964). Sie unterscheiden sich in der unterschiedlichen Dauer der Anstiche für die Nahrungsaufnahme und die Eiablage. Das Weibchen von *Aphelinus asychis* Walk. (= *A. semiflavus* How.) z.B. braucht ca 9 Min für den Anstich zur Nahrungsaufnahme und ca. 2 1/2 Min für den Anstich zur Eiablage (WILBERT 1964); das Weibchen von *Pnigalio mediterraneus* Ferr. et Del. jeweils 20 Min und 1/2 - 1 Min (DELANOUE et ARAMBOURG 1967). Sie unterscheiden sich weiter in der unterschiedlichen Lokalisierung der Anstiche beim Wirt. *Metaphycus helvolus* Comp. sticht *Saissetia oleae* (Bern.) für die Nahrungsaufnahme im Körpermittelpunkt und für die Eiablage am Körperrand an (FLANDERS 1942f). Die Anstiche unterscheiden sich in der Annahme kleinerer (jüngerer) oder größerer (älterer) Wirtsexemplare. *Nasonia vitripennis* (Walk.) z.B. nutzt junge Wirtspuparien lediglich für die Nahrungsaufnahme, ältere dagegen für Eiablage und Nahrungsaufnahme (EDWARDS 1954a). *Microterys flavus* How. bzw. *Metaphycus helvolus* Comp. wählen für die Nahrungsaufnahme kleine Exemplare von *Coccus hesperidum* L. bzw. *Saissetia oleae* (Bern.) oder *Aonidiella aurantii* (Mask.) und große für die Eiablage (BARTLETT 1964). Schließlich unterscheiden sich die Anstiche bei der Wahl unterschiedlicher Wirtsarten. *Aphelinus asychis* Walk. (= *A. semiflavus* How.) nimmt im Labor Nahrung auch an *Myzotoxoptera tulipaella* Theob. auf, eine Eiablage ist aber nur an anderen Blattlausarten möglich (WILBERT 1964).

Beschreibung eines Anstiches zur Nahrungsaufnahme von *Aphelinus asychis* Walk. (= *A. semiflavus* How.) bei einer Blattlaus (WILBERT 1964): "Wenn der Wirt während des Nahrungsanstiches allmählich bewegungslos wird, geht das *Aphelinus* Weibchen langsam weiter zurück und führt seinen Stachel dabei oft tiefer in die Anstichwunde hinein. Dabei stellt es meistens die Hinterbeine auf das Opfer, während es anfangs wie bei Legeakten eine Berührung der Laus möglichst vermeidet. Gegen Ende des Anstiches wird der Stachel in der Wunde oft etwas vor- und zurückgeschoben, dann herausgezogen und in unmittelbarer Nähe des ersten Loches mehrmals neu eingestochen. Dann erst zieht der Parasit den Stachel ganz ein, dreht sich um und sucht mit den Fühlerspitzen die perforierte Stelle. Dabei wird die Laus mit den Fühlern direkt betastet. Hat das Weibchen die gesuchte Stelle

gefunden, so berührt es sie mit der Mundöffnung, und die Nahrungsaufnahme beginnt. Liegt die Stelle jedoch so ungünstig, daß die Fühler sie nicht entdecken können, so folgt ein neuer Anstich, meist wesentlich kürzer als der erste".

Ähnlich wie *Aphelinus asychis* Walk. (= *A. semiflavus* How.) verhält sich auch *A. jucundus* Gah., während sich z. B. *Aphidencyrthus inquisitor* (How.) auf den Wirt stellt und sich gelegentlich auch von ihm herumtragen läßt (GRISWOLD 1926). Wirte (im Ei-, Larven- oder Puppenstadium), die in Pflanzenrinde, Galle, Kokon, Puparium o. a. verborgen sitzen, können von Weibchen mancher Arten für eine Nahrungsaufnahme auch durch die Bildung einer sog. Saugröhre zwischen dem Wirtskörper und seiner Umhüllung zugänglich gemacht werden. Der Abstand zwischen Nahrungsquelle und der sie umgebenden Umhüllung darf dann nicht zu groß sein. Zwar wird der Wirtskörper gelegentlich mit dem Ovipositor näher an die Umhüllung herangeholt, s. Vertreter der Eulophidae u. a. an *Phyllocnistis labyrinthella* Bjerk. (SUNDBY 1957); *Habrolepis rouxi* Comp. (FLANDERS 1962), aber nicht immer verbleibt er in dieser neuen Stellung. Muß dann eine zu lange Röhre gebildet werden, so besteht leicht die Gefahr des Abknickens, s. *Habrocytus cerealellae* (Ashm.) (FULTON 1933). -

Eine Saugröhre besteht aus erhärtetem Sekret der Anhangsdrüse (colleterial glands) der Ovariolen (FLANDERS 1934, 1950). (Das Sekret dieser Drüsen wird auch zum Abdecken abgelegter Eier verwendet). Saugröhrenbildung kommt bei Vertretern vieler Familien der Chalcidoidea vor, besonders häufig bei den Pteromalidae. Seit der ersten Veröffentlichung von LICHTENSTEIN 1921 ist sie u. a. beschrieben worden bei *Nasonia vitripennis* (Walk.) (EDWARDS 1954b); *Mokrzeckia pini* (Hart.) (= *Schizonotus pailloti* Ferr. et Faur., FERRIÈRE et FAURE 1925); *Spintherus* sp. (FLANDERS 1962); *Habrocytus cerealellae* (Ashm.) (FULTON 1933, NOBLE 1932, VOUKASSOVITCH 1924); *Dibrachys cavus* (Walk.) (GONTARSKI 1941); *Aphelinus asychis* Walk. (= *A. semiflavus* How., HARTLEY 1922); *Mesopolobus spermatrophus* Huss. (= *Amblymerus apicalis* (Thoms.), HUSSEY 1955); *Habrocytus cionocida* Licht. (LICHTENSTEIN 1921); *Eupteromalus peregrinus* Grah. (= *Eu. nidulans* auct., PROPER 1931); *Melittobia acasta* (Walk.) (PARKER et THOMSON 1928); *Spalangia drosophilae* Ashm. (SIMMONDS 1957); *Dibrachoides dynastes* (Först.) (= *Dibrachys dynastes* (Först.)), *Spalangia* spp

(BOUČEK 1963); *Eupelmus urozonus* Dalm. (DELANOUE et ARAMBOURG 1965); *Sympiesis punctifrons* (Thoms.) (AESCHLIMANN 1969).

Wenn eine Saugröhre gebildet werden muß, läuft das Weibchen suchend und mit den Antennenspitzen tastend z. B. auf einem Kokon umher, hebt an geeigneter Stelle ruckartig das Abdomen, wobei sich der Legebohrer, vom 5. Sternit dachartig abgedeckt, im rechten Winkel zur Körperachse stellt. Jetzt drückt ihn das Weibchen durch die Kokonwand in den Wirtskörper. Der Wirt wird bei diesem ersten Anstich nur gelähmt. Das Weibchen sticht dann erneut den Legebohrer tief in den Wirtskörper ein und holt ihn soweit wieder heraus, daß nur ein kleines Stück im Wirtskörper verbleibt. Während des Zurückholens wird der Legebohrer in beiden Richtungen um seine Achse gedreht. Bald darauf tritt an seiner Basis das durchsichtige, sirupartige Sekret aus, das allseits zu einer hellen, zarten Röhre erhärtet. Bei stetigem vorsichtigen Auf- und Abgleiten des Legebohrers wird die Röhre durch ständig nachfließendes Sekret mehr und mehr bis zum Einstichloch und gelegentlich auch darüber hinaus aufgebaut; bei *Eupteromalus peregrinus* Grah. (= *Eu. nidulans* auct.) kann sie 0,3 bis 0,5 mm erreichen. Die Röhrenbildung an einem Wirtsei verläuft sehr ähnlich (*Spintherus* sp. am Ei von *Hypera postica* (Gyll.), FLANDERS 1962). - In der Röhre steigt die Körperflüssigkeit durch Zelldruck und wohl auch durch Kohäsionskräfte hoch und kann vom Weibchen aufgeleckt werden. Dabei bewegt es den Kopf leicht auf und ab und umfaßt mit der Ligula des Labiums (an der Spitze und seitlich mit behaarten Querrippen versehen, FULTON 1933) und den weit auseinandergespreizten Mandibeln das Röhrenende. Das Auflecken allein kann bis zu 60 und 90 Min andauern (FERRIERE et FAURE 1925; FULTON 1933; NOBLE 1932). Kleine und zarte Wirte, z. B. Blattlauslarven, können auf diese Weise völlig entleert werden. - Bei *Habrocytus cerealellae* (Ashm.) ist bekannt, daß das Weibchen nach der Nahrungsaufnahme durch einen zusätzlichen Einstich mit dem Ovipositor die Saugröhre wieder zerbricht und die Öffnung durch einen Flüssigkeitstropfen aus der Abdominalspitze verschließt (FULTON 1933).

3. Reproduktion

3.1. Oogenese

Chalcidoidea entwickeln sich aus einem befruchteten oder unbefruchteten Ei außerhalb des Muttertieres. Die Eier bilden sich in paarigen Ovarien mit büschelförmig

angeordneten, polytrophen Ovariolen. Die Zahl der Ovariolen in einem Weibchen ist nicht bei allen Arten konstant. Bei *Caraphractus cinctus* Walk. z. B. enthielten in einem Fall Weibchen von 1 mm Länge zwölf Ovariolen und Weibchen von 1,6 mm Länge ca. vierzig Ovariolen (JACKSON 1966); bei Weibchen von *Aphelinus asychis* Walk. (= *A. semiflavus* How.) dagegen wurde immer die gleiche Ovariolenzahl festgestellt, auch wenn die Tiere unterschiedlich groß waren (WILBERT 1965a). Es kommt auch vor, daß die Zahl der Ovariolen nicht in beiden Ovarien gleich groß ist. Kleine Tiere von *Pediobius parvulus* (Ferr.) (= *Pleurotropis parvulus* Ferr.) enthielten in einem Ovar zwei Ovariolen, im anderen nur eine (TAYLOR 1937).

Die Eibildung (Oogenese) kann schon wenige Tage nach dem Schlüpfen des Weibchens abgeschlossen sein (proovigen) oder sich über einen längeren Bereich der Lebenszeit hin erstrecken (synovigen). Es gibt Arten, bei denen jeweils nur ein Ei pro Ovariole reift (monotene type) und solche, bei denen gleichzeitig mehrere Eier pro Ovariole heranreifen (polyotene type) (FLANDERS 1950).

P r o o v i g e n e A r t e n - sie sind rel. kurzlebig - bilden in der Regel kleine, dotterarme (alecithale) Eier (hydropic eggs, FLANDERS 1942c) aus. Der Anstoß zur Eibildung ist bei ihnen nur sehr schwer noch durch Außenfaktoren zu beeinflussen. Weibchen von *Trichilogaster acaciaelongifoliae* Frogg. z. B. können schon beim Schlüpfen ca. 400 Eier in ihren Ovarien tragen (gemessen an zehn Weibchen, NOBLE 1940). Ähnlich ist es bei verschiedenen Arten der Eucharitidae, bei *Caraphractus cinctus* Walk. (JACKSON 1966), bei *Archenomus bicolor* How. (MARCHAL 1909) u. a. -

S y n o v i g e n e A r t e n - hierzu gehören die meisten der Chalcidoidea - bilden in der Regel große, dotterreiche (lecithale) Eier aus. Mit der Bildung der Eier (und eventuell auch einer zeitweiligen Speicherung) alternieren Ablage oder Resorption (cyclic ovulation) (FLANDERS 1942c, 1950). Vielfach nehmen Weibchen synovigener Arten in der Zeit der Eibildung Nahrung zu sich (p. 15) s. *Chrysocharis larinellae* (Ratz.) (QUEDNAU 1967a); *Eurytoma parva* Grt. (PHILIPS 1927). - Unter synovigenen Arten gibt es solche, bei denen der Anstoß zur Eibildung durch Außenfaktoren beeinflusst werden kann und solche, bei denen er

weitgehend einem "inneren Gesetz" unterliegt. Zu den **A u ß e n f a k t o r e n**, die eine Eibildung fördern, gehören u. a. günstige Witterung, große Wirtsdichte und oft auch die Möglichkeit zur Nahrungsaufnahme für die Weibchen. Geringe Wirtsdichte hemmt z. B. bei *Metaphycus helvolus* Comp., Parasit von *Saissetia oleae* (Bern.), die Eibildung. Vorhandene Wirte und die Möglichkeit, an ihnen Nahrung aufzunehmen, führt bei *Microterys flavus* How. schon nach drei Tagen zu einer merklichen Steigerung der Zahl abgelegter Eier (BARTLETT 1964). Bei Vertretern der Encyrtidae fördert die Häufigkeit eines Kontaktes mit Wirtstieren die Eibildung (und nicht nur die Eiablage) (FLANDERS 1942c). - Arten, deren Eibildung einem " i n n e r e n G e s e t z " folgt, sind dabei unabhängig vom Einfluß vorhandener Wirte. Sie haben die Fähigkeit, die gebildeten Eier zu speichern (p. 24). Weibchen solcher Arten sind auch weitgehend unabhängig von der Möglichkeit zur Nahrungsaufnahme während der Eibildung, s. *Metaphycus luteolus* Timb. (FLANDERS 1950).

3.2. Zahl gebildeter und Zahl abgesetzter Eier - Fruchtbarkeit

Zwischen den einzelnen Arten schwankt die Zahl gebildeter Eier von max. 30 bis max. 1000 pro begattetes Weibchen. Innerhalb einer Art wird sie durch Umweltfaktoren noch beeinflusst. Die unter den jeweils gegebenen Bedingungen gebildete Eizahl (actual fecundity) erreicht meist nur annäherungsweise die theoretisch mögliche Zahl (inherent fecundity) (FLANDERS 1954). Zu den Faktoren, die bei einem Weibchen die Zahl der von ihm gebildeten und abgesetzten Eier (meist wurden im Experiment nur die abgesetzten Eier geprüft) beeinflussen, gehören neben Temperatur, s. *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) (BURNETT 1956), *Nasonia vitripennis* (Walk.) (= *Mormoniella vitripennis* (Walk.)), MOURSI 1946a, b) und relativer Luftfeuchtigkeit, s. *Trichogramma* sp. (FRANZ et STEIN 1965) außerdem noch die Größe des Weibchens und die von ihm aufgenommene Nahrung. Es gibt gewisse Arten, bei denen g r o ß e weibliche E x e m - p l a r e mehr Eier ausbilden als kleine (SAUNDERS 1966). Die Fruchtbarkeit wächst allerdings nicht proportional mit der Körpergröße. Bei einer *Trichogramma* sp. setzten Weibchen, die sich als Einzeltiere in Eiern von *Pieris brassicae* L. entwickelt hatten und fünfmal größer waren als Weibchen, die mit noch vier Geschwistern ebenfalls nur ein *Pieris*-Ei zur Verfügung gehabt

hatten, eine nur 3,3mal höhere Eizahl ab (KLINK 1961). Bei *Aphelinus asychis* Walk. (= *A. semiflavus* How.) wuchs die Eizahl pro Weibchen ungefähr linear mit dem Logarithmus des Körpergewichtes, und ein Weibchen mittlerer Größe produzierte im Verhältnis zu seinem Körpergewicht die größte Eimasse (etwa das Vierfache seines Eigengewichtes!) (WILBERT 1965a). Die Größe des einzelnen Eies schwankte nur wenig mit der Körpergröße (WILBERT 1968). Bei vielen Weibchen der Chalcidoidea hängt die Zahl ihrer abzusetzenden Eier auch von der Menge und Art der Nahrung ab, die sie als Imago aufnehmen (und auch von der Art der Nahrung, die sie als Larve aufgenommen haben; die Menge der Larvennahrung beeinflusst ja die Körpergröße). - Ständig mit Honig gefütterte Weibchen von *Erdoesina alboannulata* (Ratz.) (= *Dirhicnus alboannulatus* (Ratz.)) z. B. legten um ca. 21 % mehr Eier ab als ungefütterte (SZMIDT 1960); auch *Perniphora robusta* Rush. bildete bei Honignahrung mehr Eier über einen etwas verlängerten Reifungsprozess aus (FÜHRER 1975). *Nasonia vitripennis* (Walk.) legte ca. 20mal mehr Eier ab, wenn sie sich als Imago (und auch, wenn sie sich als Larve) statt von einer Puppe von *Musca domestica* L. von einer Puppe von *Lucilia sericata* (Meig.) (= *Phaenicia sericata* (Meig.)) ernährt hatte (SMITH G.J. C. et PIMENTEL 1969). Hatte sich *Nasonia vitripennis* (Walk.) als weibliche Larve in einer Puppe von *Musca domestica* L. ernährt, die weniger als 48 Std. alt war, so bildete sie später mehr Eier aus, als wenn sie sich in einer älteren (weniger Nahrung bietenden) Puppe ernährt hatte (WYLIE 1962).

Eine große Zahl verfügbarer Wirtstiere wirkt sich im Freiland begünstigend auf die vom Weibchen abgesetzte Eizahl aus, s. *Nasonia vitripennis* (Walk.) (DeBACH et SMITH 1941). Wirtmangel kann zur Resorption (p. 57) reifer Eier führen (FLANDERS 1942f, 1944b, 1947).

3.3. Speicherung der Eier

Eine Speicherung reifer Eier ist in den basalen Bereichen der Ovariolen und in vergrößerten Ovidukten möglich. Proovigene Arten (mit alecithalen Eiern) speichern ihre Eier in der Regel über ein bis zwei Tage, s. *Nasonia vitripennis* (Walk.); ist darüber hinaus noch keine Ablage möglich, so erfolgt eine Resorption (KING 1961). - Bei synovigenen Arten (mit lecithalen Eiern) kommt eine

Speicherung seltener vor; sie kann jedoch - abhängig von der betreffenden Art und den gegebenen Außenbedingungen - über längere Zeit andauern. *Chrysocharis laricinellae* (Ratz.) kann bei ca. 30°C ausgereifte Eier über ca. fünf Monate speichern (QUEDNAU 1967a). - Während einer Eispeicherung können zusätzliche Eier neugebildet und gleichzeitig gespeicherte resorbiert werden (SCHNEIDER 1941). Eispeicherung kann die Eiproduktion eines Weibchens rel. gering halten, s. *Trichogramma* sp. (SALT 1934b).

3.4. Begattung

3.4.1. Zeitpunkt und Häufigkeit

Weibliche Chalcidoidea sind gewöhnlich gleich nach dem Schlüpfen begattungsbereit, männliche meist erst ein bis drei Tage später. Innerhalb einer Population schlüpfen die Männchen in der Regel einige Tage vor den Weibchen. Die Begattung geschieht unabhängig davon, ob die Weibchen anschließend Eier ablegen oder erst in Winterruhe gehen, s. *Mesopolobus aeguis* (Walk.). Die Bereitschaft zur Begattung kann bei einem Weibchen nach einer gewissen Zeit aufhören; bei *Pachycrepoideus vindemmiae* (Rond.) (= *P. dubius* Ashm.) endet sie etwa fünf Tage nach dem Schlüpfen (CRANDELL 1939). Die Weibchen werden - je nach der Art - 1mal, s. *Habrocytus cerealellae* (Ashm.) oder mehrmals, s. *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) (WILKES 1966); *Melittobia acasta* (Walk.) 2 - 3mal (BROWNE 1922; PARKER et THOMPSON 1928) in ihrem Leben begattet. Männchen vollziehen die Begattung mehrmals innerhalb kurzer Zeit und gehen dann ein.

3.4.2. Zusammentreffen der Geschlechter

Es ist wenig über das Verhalten, insbesondere die gegenseitige Suche von Männchen und Weibchen vor der Begattung bekannt. Vermutlich finden sich die Tiere innerhalb ihres Wirtsbereiches mit Hilfe ihrer olfaktorischen und optischen Sinneswahrnehmung. Dabei sind Duftreize selbst aus größerer Entfernung (und in geringerer Konzentration) eher wahrnehmbar als optische Reize (Sinneswahrnehmung bei der Wirtssuche p. 6 3). Möglicherweise spielen auch taktile Reize eine zusätzliche Rolle, wenn z. B. das Männchen von *Megastigmus bipunctatus* (Swed.) noch nicht geöffnete Schlupflöcher in Beerenzapfen von *Juniperus* sp. erkennt und hier das Weibchen erwartet, um es zu begatten, noch bevor sich bei der

Schlüpfenden die Flügel voll entfaltet haben (LESSMANN 1974). Bei *Coccophagoides utilis* Doult. z. B. wird der Duft, den unbegattete Weibchen (ca. 12 Stunden nach dem Schlüpfen) ausscheiden, von den Männchen auf ca. 100 mm wahrgenommen (BROODRYK et DOUTT 1966). Optische Wahrnehmung ist erst auf einem Abstand von ca. 15 mm möglich; sie wird den Männchen erleichtert, wenn sich die Weibchen bewegen. Männchen gregärer Arten erwarten die Weibchen vielfach am Ausschlüpfloch aus dem gemeinsamen Wirtstier und begatten sie hier. Eine Begattung kann auch schon im Innern des Wirtes erfolgen, s. *Prestwichia aquatica* Lubbock in Eiern von Dytiscidae (RIMSKI-KORSAKOW 1938); *Pteromalus puparum* (L.) in Puppen von *Pieris brassicae* L. Voraussetzung dafür ist genügend Platz, denn eine räumliche Beengtheit verhindert schon die Entfaltung des Werbespieles, s. *Nasonia vitripennis* (Walk.) (= *Mormoniella vitripennis* (Walk.) (BARRAS 1960a). In den Fällen, in denen auch der Wirt einer Art gregär und dazu noch in einem größeren geschlossenen Bereich lebt, ist den in Nachbarschaft schlüpfenden Männchen und Weibchen eine besondere Gelegenheit zur Begattung im Wirt gegeben. Vielfach sind die Männchen solcher Arten auch nur in ihrem unmittelbaren Schlüpfbereich lebensfähig, z. B. dann, wenn es sich um Arten handelt, bei denen die Komplexaugen und (oder) die Flügel fehlen, bzw. stark reduziert sind, s. *Melittobia acasta* (Walk.) in Erdnestern gewisser Hymenoptera; *Blastophaga psenes* (L.) in Samenanlagen von *Ficus carica* (L.) oder bei denen die mangelhaft ausgebildeten Beine nur beschränkt eine Fortbewegung gestatten, s. *Melittobia acasta* (Walk.) (BROWNE 1922; GRAHAM-SMITH 1919; PARKER et THOMPSON 1928; PICARD 1922).

Bei den Arten mit der Fähigkeit, zumindest zeitweise unter Wasser zu leben, können sich Männchen und Weibchen auch unter Wasser finden und begatten. Bei *Caraphractus cinctus* Walk. z. B. erkennt das Männchen unter Wasser in sehr kurzer Entfernung das Weibchen. Nahe beieinander sitzende, aber durch die Wasseroberfläche getrennte Tiere von *Caraphractus cinctus* Walk. nehmen sich offenbar nicht wahr (Lichtbrechung!) (JACKSON 1966).

3.4.3. Werbung und Paarung

Das Werbungsspiel und die Paarung werden im folgenden nach Untersuchungen an *Nasonia vitripennis* (Walk.) (= *Mormoniella vitripennis* (Walk.) (BARRAS

1960a) wiedergegeben. Sie wurden u. a. auch beobachtet bei *Metaphycus taxi* Alam (ALAM 1957b); *Eupelmus urozonus* Dalm. (ASKEW 1961g); *Erdoesina alboannulata* (Ratz.) (BÖHR 1965); *Melittobia acasta* (Walk.) (BROWNE 1922); *Pnigalio mediterraneus* Ferr. et Del. (DELANOUE et ARAMBOURG 1967); div. Chalcidoidea (FARWICK 1947); *Blastophaga psenes* (L.) (JOSEPH 1958); *Chrysocharis laricinellae* (Ratz.) (QUEDNAU 1967a); div. Eulophidae (SUNDBY 1957); *Leptomastix dactylopii* How. (ZINNA 1959).

Das Männchen beginnt die Werbung, indem es auf den Rücken des Weibchens klettert und hier Ruhestellung einnimmt. Den Kopf hält es mitten über die vom Weibchen vorgestreckten Flagellen. Seine Vordertarsen berühren fast immer dessen Kopf. Dabei bleibt auch das Weibchen in Ruhestellung. Nur seine parallel zur Unterlage gehaltenen Flagellen bewegen sich schnell in kurzem Bogen auf und ab. Dann setzt ein Spiel ein, bei dem das Männchen gleichzeitig Kopf, Antennen, Flügel und Vordertarsen bewegt. Der Kopf mit den Antennen, die oberhalb vor die weiblichen Antennen gehalten werden, wird mehrmals hintereinander sehr schnell leicht ab- und aufwärts bewegt. Dann hält das Männchen eine Weile inne. Jeweils nach einer solchen "Kopfserie" prüft es ohne direkte Berührung die Stellung der weiblichen Antennen. Es schwingt seine Antennen, die sich vor und über den weiblichen Antennen befinden, zur Seite, bis sie im rechten Winkel zur eigenen Körperachse stehen und dann wieder nach vorn hoch und zurück in die Nähe der weiblichen Antennen. Erst danach beginnt - wenn nötig - eine neue Kopfserie. Während einer solchen Werbung trommelt das Männchen mit den Vordertarsen rhythmisch auf den Kopf des Weibchens und hält es so in Ruhestellung. Seine Flügel führen im Takt mit der Kopfbewegung eine kurze, pulsierende Bewegung aus. - Das Werbungsspiel dauert bei begattungsbereiten Weibchen ein bis zwei Kopfserien und geht dann in die Paarung über. Das Weibchen gibt seine Bereitschaft durch Senken seiner Antennen kund. Weibchen, denen man die Antennen entfernt oder zumindest um sieben Glieder gekürzt hatte, lösten bei den Männchen mit einer Kopfbewegung den Paarungsversuch aus. Nach dem Werben führen die Männchen von *Nasonia vitripennis* (Walk.) (= *Mormoniella vitripennis* (Walk.)) Senkbewegungen des Abdomens und Putzbewegungen mit den Antennen in besonderer Intensität durch (Einzelheiten s. BARRAS 1969).

Die Paarung folgt unmittelbar auf das Werbungsspiel. Das Weibchen hat den Körper vorgezogen und die letzten kaudalwärts von der Geschlechtsöffnung liegenden Abdominalsternite im rechten Winkel ausgezogen. Das Männchen bewegt sich rückwärts auf dem Rücken des Weibchens und schiebt das Abdomen ventral unter das des Weibchens. Die männliche Abdominalspitze mit dem vorgestreckten Penis wird dann in die Genitaltasche des Weibchens geführt, die Spermatophore durch die trichterförmig geöffnete Vagina übertragen, und die Spermien gelangen schnell über den Spermathekagang bis in die Spermatheka. Der Spermathekagang bildet da, wo er in die Spermatheka mündet, eine muskulöse, mehr oder weniger eng- und u-förmig gebogene Schlinge, die während der Spermaübertragung durch eine Kontraktion der Ovarien gestreckt ist, und mit deren Hilfe der Ein- und Austritt der Spermatozoen reguliert werden kann, s. *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) (WILKES 1965, 1966); *Nasonia vitripennis* (Walk.) (KING 1962b). - In der Spermatheka gleiten die Spermien an der Spermathekawand entlang und gelangen wieder mit den Köpfen zuerst an den Spermathekaeingang, wo ihr Ausschlüpfen durch nachströmende Spermien verhindert wird und wo sie dann in relativer Ruhe bis zur Reaktivierung für die Eibefruchtung verbleiben. Bei *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) (WILKES 1965) und *Nasonia vitripennis* (Walk.) (KING 1962d) z. B. werden die Spermaköpfe an der Kapselöffnung zur Spermatheka durch ein unbekanntes Agens zusammengehalten, während die Spermaschwänze entlang der inneren Kapselwand liegen. Bei *Nasonia vitripennis* (Walk.) verläuft in diesem Zustand vom Spermakopf her eine ondulierende Bewegung über die Spermaschwänze hin. Es wird allgemein bei parasitischen Hymenopteren hier von einer Anaesthetisierung der Spermien gesprochen, die vermutlich durch eine leichte Säure hervorgerufen wird, die von den Spermien selbst produziert werden soll (FLANDERS 1962). Sind einmal mehrere Besamungen im Abstand von nur wenigen Minuten aufeinandergefolgt, so können fast alle Spermien in der Spermatheka Platz finden. Nach Untersuchungen an *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) lag die Höchstzahl der in einer halben Stunde eingedrungenen Spermien, gemessen an 1 732 Spermatheken, ziemlich konstant um 350 Stück (WILKES 1965). Nach dieser Zeit krümmt sich in der Regel die Schlinge des Spermathekaganges von neuem und verhindert damit einen Ein- oder Austritt von Spermien. Nicht in die Spermatheka eingedrungene Spermien verbleiben in der Vagina und werden bei einer Eiablage wieder hinausgeschoben. - Bei Spermien

von *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) wurde eine Länge von $189,70 \pm 58 \mu$ ($n = 202$) gemessen. Sie bestanden aus einem Kopf- und einem Schwanzteil. Beide Parteien zeigten Windungen: die Kopfpattie entweder rechts- oder linksgerichtete Windungen, die Schwanzpartie nur rechtsgerichtete (WILKES et LOO 1965). Nach der Paarung sitzt das Weibchen eine Weile still und reinigt sich intensiv. Anschließend kann sich ein Werbungsspiel des Männchens wiederholen. Es führt aber nicht zu einer neuen Paarung - sie ist höchstens nach erfolgter Eiablage möglich. Männchen der Chalcidoidea begatten in der Regel mehrere Weibchen; bei *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) kann ein Männchen fünfundzwanzig Begattungen vollziehen (WILKES 1965). - Eine Paarung, der keine Werbung vorausgeht, kommt bei Vertretern der Blastophaginae vor, die in Feigenblüten leben.

3.4.4. Rivalität der Männchen

Zwischen werbenden Männchen können Konkurrenzsituationen aufkommen, aus denen bei *Pirene graminea* Hal. z. B. sog. Hahnenkämpfe entstehen. Dabei stellen die Männchen die Flügel hoch, sie schnellen ruckartig vor und versuchen so, sich gegenseitig zu vertreiben (KUTTER 1934). - Ähnliches Verhalten mit hochgestellten Antennen zeigt *Megastigmus bipunctatus* (Swed.) (LESSMANN 1974). Heftigere Rivalenkämpfe sind von *Melittobia acasta* (Walk.) (GRAHAM et SMITH 1919; PARKER et THOMPSON 1928; PICARD 1922c, 1923) bekannt. Die Männchen erwarten die Weibchen z. B. am Ausschlüpfloch von Dipterentönnchen zur Begattung. Berühren ihre Antennen dabei andere Männchen, so wenden sich die Tiere ab, wenn sie ausschließlich Männchen wahrnehmen. Erkennen die Männchen aber gleichzeitig auch Weibchen und sind sie daraufhin in Erregung geraten, so entspinnen sich minutenlange Kämpfe, die in Ausnahmefällen sogar eine Stunde andauern können (GRAHAM et SMITH 1919). Die Tiere halten sich dabei gegenseitig mit den Antennen am Abdomen und beißen sich (PARKER et THOMPSON 1928), wobei der Unterlegene gelegentlich sogar den Kopf verlieren kann (PICARD 1922c, 1923). Bei *Melittobia acasta* (Walk.) kommt es leicht zu Rivalitätskämpfen unter den (nur zu 5 % vorkommenden) Männchen, weil sie dicht beieinander aus einem gregär lebenden Wirt schlüpfen und dann einen besonders starken Begattungsdrang haben.

3.4.5. Inzucht (Adelphophagie)

Inzucht kommt leicht bei solchen Arten vor, die sich gregär-parasitisch in größeren Wirtstieren entwickeln und in Wirtstieren, die ihrerseits gregär leben. Hierbei treffen junge und begattungsbereite Männchen leicht auf Weibchen aus der Nachbarschaft und es begatten sich Geschwister, s. *Melittobia acasta* (Walk.) (BROWNE 1922; PICARD 1923); *Prestwichia aquatica* Lubb., *P. solitaria* Ruschka (RIMSKY-KORSAKOW 1938); *Monodontomerus dentipes* (Dalm.); *Pteromalus puparum* (L.) (PICARD 1923). Bei *Melittobia acasta* (Walk.) kommt auch eine Begattung zwischen "Mutter und Sohn" vor. Die Weibchen (arrhenotok) legen zunächst in Erdnestern einige unbefruchtete Eier ab und erwarten die schlüpfenden Söhne, um von ihnen begattet zu werden, und erst dann verlassen sie die Wirtsnester (BROWNE 1922, PICARD 1922c).

3.4.6. Einfluß der Begattung auf Wirtssuche, Wirtsannahme und die Zahl abgelegter Eier

Bei Weibchen mancher Arten können Wirtssuche (p. 62) oder Wirtsannahme (p. 66) durch eine vollzogene Begattung beeinflusst werden. So haben z. B. Olfactometertests an der phytophagen Art *Megastigmus spermotrophus* Wachtl ergeben, daß die Weibchen erst nach der Begattung durch den Duft der Nadeln ihrer Wirtspflanze (*Pseudotsuga* sp.) angelockt werden (HUSSEY 1955). Eine Auswirkung auf die Annahme eines bestimmten Wirtes hat man bei gewissen Apheliniden gefunden (*Aneristus* sp.; *Casca* sp.; *Coccophagus* sp.; *Euxanthellus* sp.; *Phycus* sp.). Arrhenotoke *Coccophagus*-Arten z. B. legen ihre Eier vor einer Begattung nur in (oder an) einen Primärparasiten in einer Schildlaus ab, nach der Begattung nur in unparasitierte Schildläuse. Wie sich eine vollzogene Begattung auf die Zahl der von einem Weibchen abgelegten Eier auswirkt, ist noch nicht im einzelnen bekannt. Gewöhnlich setzen begattete Weibchen mehr Eier ab als unbegattete (PARKER et THOMPSON 1928; PICARD 1922c; SCHMIEDER et WHITING 1947). Es gibt auch Arten, die eine maximale Eizahl erst nach wiederholter Begattung ablegen (*Melittobia acasta* (Walk.), 2 - 3 Begattungen (BROWNE 1922)).

3. 5. Befruchtung und Geschlechtsbestimmung

3. 5. 1. Allgemeines

Die Befruchtung des Eies durch ein Spermium vollzieht sich unmittelbar vor der Eiablage. Die Geschlechtsbestimmung erfolgt genotypisch (in einigen Fällen scheint sie vom Weibchen gesteuert zu werden, p. 32). Die das männliche und weibliche Geschlecht bestimmenden Erbfaktoren sind an sog. Geschlechtschromosomen gebunden, die als xx-Chromosomen im weiblichen Geschlecht und als xo-Chromosomen im männlichen Geschlecht vorkommen (männliche Heterogonie). - In der Regel sind nicht alle von einem Weibchen abgelegten Eier befruchtet, und auch unbefruchtete Eier sind entwicklungsfähig (s. Parthenogenese p. 35 ff). So kommt - abhängig von der Häufigkeit unbefruchtet abgelegter Eier - eine Geschlechtsverteilung in einem ständig wechselnden Verhältnis zustande. - Es gibt Arten, bei denen sich aus dem unbefruchteten Ei ein Männchen entwickelt - sie sind arrhenotok (p. 35) - und es gibt Arten, bei denen sich aus dem unbefruchteten Ei ein Weibchen entwickelt - sie sind thelythok (p. 36) -. Bei nur wenigen Arten können sich aus unbefruchteten Eiern sowohl Männchen als auch Weibchen entwickeln - sie sind amphitok (p. 37) . -

3. 5. 2. Befruchtung des Eies

Ist ein Weibchen zur Eiablage angeregt, so erfolgt eine Stimulation der Ovarien oder in seltenen Fällen des Oviduktes (sofern die Eier im Ovidukt gespeichert werden). Bei Stimulation der Ovarien stoßen die Ovariolen jeweils nacheinander durch Kontraktion ein reifes Ei aus (Ovulation). Das Ei gleitet durch den Ovidukt zur Vagina hin, wobei wahrscheinlich jedes Ei von einer Gleitflüssigkeit aus einem drüsigen Gewebe an der Innenwand des Oviduktes umgeben wird, so wie sie bei *Dahlbomimus fuscipennis* (Zett.) nachgewiesen wurde (WILKES 1965).

Die Aktivierung der Spermien und der Spermathekadrüse erfolgt vermutlich gleichzeitig mit der Beförderung des Eies von der Ovariole zum Ovidukt (FLANDERS 1939a; KING 1962d). Nach Untersuchungen an isolierten Spermatheken von *Nasonia vitripennis* (Walk.) (KING 1962d) und nach Angaben von FLANDERS (1946, 1952, 1956a, 1962) werden zu diesem Zeitpunkt die Spermien durch ein

Sekret der Spermathekadrüse aktiviert und bei *Nasonia vitripennis* (Walk.) z. B. zu großen peitschenartigen Bewegungen angeregt. Muskeln, die beim Übergang von der Spermatheka in den Spermathekagang und am unteren Ende des halb-kreisförmig gebogenen Ganges ansetzen, strecken (mit ihrer ebenfalls durch die Eiablage ausgelösten Bewegung) diesen Teil und machen damit seine innere Spiralbahn passierbar. Die Spermien schrauben sich einzeln in ihr vorwärts, wobei ihre Kreiselbewegung gleichsinnig mit der Spiralverdickung des Ganges verläuft; Sekret aus der Spermathekadrüse macht dabei auch den Gang schlüpfrig (KING 1962d, WILKES 1965).

Haben die Spermien das Ende des Spermathekaganges an der Mündung in die Vagina erreicht, so treffen sie auf ein vorbeigleitendes Ei. Das ist in der Regel so gelagert, daß seine Mikropyle der Austrittsöffnung des Spermathekaganges zugewendet ist (KING 1962b; WILKES 1965). Ein Spermium dringt in die trichterartige Vertiefung der Mikropyle ein und befruchtet das Ei, das dann die Vagina hinabwandert. Bei *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) z. B. verhindern kaudalwärts gerichtete Zähne an der Innenwand der Vagina ein Zurückgleiten des Eies (WILKES 1965).

Bei besonders starker Eiproduktion können sich mehrere Eier in der Vagina überlagern, so daß nicht jedes mobilisierte Ei am Spermaustritt vorbeigleitet und somit auch nicht befruchtet werden kann. - Bei Untersuchungen an Spermien von *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) kam die Vermutung auf, daß Spermien mit linksgewundenen Kopfteilen für die Bildung der (haploiden) Männchen in begatteten Weibchen verantwortlich sein könnten. Es scheint, daß sie in die Mikropyle eines Eies eindringen können, aber nicht fähig sind, seine innere Vitellinmembran zu passieren. Solche Spermien bleiben dann in der Mikropyle stecken und versperren den Weg für nachfolgende rechtsgewundene Spermien, die eindringen könnten (WILKES et LEE 1965).

3.5.3. Äußere Faktoren, die eine Befruchtung und Geschlechtsbildung beeinflussen

Der Vorgang der Eibefruchtung kann durch äußere Faktoren beeinflusst werden. Man hat beobachtet, daß z. B. aus besonders großen Wirtstieren

mehr Weibchen als Männchen schlüpfen. Danach wurde vermutet, daß in Weibchen mit arrhenotoker Geschlechtsbestimmung bei der Wahrnehmung rel. großer, viel Nahrung für die Nachkommen versprechender Wirtstiere ein positiver Reiz auf den Eibefruchtungsmechanismus ausgeht, der zur Ablage vornehmlich befruchteter Eier anregt. - Aus Wirtstieren (*Saissetia oleae* (Bern.)) von ca. 1 mm Durchmesser schlüpften im Experiment vornehmlich Männchen von *Metaphycus helvolus* Comp., aus solchen von 1,3 - 2,5 mm Durchmesser vornehmlich Weibchen (FLANDERS 1956a). Ähnliche Beobachtungen wurden bei *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) gemacht (ULYETT 1936a). Bei *Anagyrus pseudococci* (Grit.) schlüpften aus älteren (und damit größeren) Entwicklungsstadien von *Pseudococcus* sp. relativ mehr Weibchen als aus jüngeren (kleineren) Stadien (AVIDOV, RÖSSLER et ROSEN 1967). Bei *Caraphractus cinctus* Walk. entwickelten sich in großen (max. sechzig Parasiten ernährenden) Wirtseiern von *Dytiscus* sp. mehr Weibchen als in kleineren (ca. sechs Parasiten ernährenden) Eiern von *Agabus* sp. (JACKSON 1966).

Weiterhin kann ein hohes Wirtsangebot die Eibefruchtung indirekt beeinflussen. Wirtsdichte intensiviert beim Weibchen den Anreiz zur Eiablage. Dabei kann es vorkommen, daß der Rhythmus der Spermathekdrüse bei der Aktivierung der Spermien dem gesteigerten Eiablagerhythmus nicht mehr folgt und so vermehrt reife Eier unbefruchtet abgestoßen werden (FLANDERS 1939a, 1959). - Es kann auch vorübergehend das Sekret der Spermathekdrüse aufgebraucht sein, so daß trotz vorhandenen Anreizes zeitweilig gar keine Spermien aktiviert und nur unbefruchtete Eier abgesetzt werden können, s. *Coccophagus bivittatus* Comp. (ZINNA 1961); *Coccophagus ochraceus* How., *Trichogramma* sp. u.a. (FLANDERS 1942, 1950, 1956a, 1962). Bei geringem Wirtsangebot kann es vorkommen, daß sich mehrere Weibchen zur Eiablage an einem Wirtstier versammeln. Dabei können sie sich gegenseitig so stören, daß die Befruchtung der abzulegenden Eier unterbleibt, s. *Megastigmus spermatrophus* Wachtl (HUSSEY 1955); *Nasonia vitripennis* (Walk.) (WYLIE 1966b).

Eibefruchtung kann bei einigen Arten der Aphelinidae auch gezielt unterbleiben, wenn z. B. das Weibchen beim erwählten Wirtstier eine bereits erfolgte Parasitierung festgestellt hat. Weibchen von *Coccophagoides moeris* (Walk.) (= *C. similis* (Masi)) z. B. setzen gewöhnlich dann, wenn sie auf einen noch nicht parasitierten Wirt, *Targionia vitis* Sign., treffen, befruchtete, Weibchen erbringende Eier ab. (In diesem Fall entwickelt sich der Parasit endogen

und als Primärparasit). Treffen die Weibchen jedoch auf einen bereits parasitierten Wirt (parasitiert durch einen Vertreter ihrer eigenen Art oder den von *Azotus matritensis* Merc.), so legen sie ihr Ei - auch nach voraufgegangener Begattung - unbefruchtet ab. (Der Parasit entwickelt sich dann als Hyperparasit, ZINNA 1962).

3.5.4. Faktoren, die das Geschlechtsverhältnis während der Entwicklung beeinflussen

Das Geschlechtsverhältnis einer Nachkommenschaft ist nicht nur von den Faktoren abhängig, die die Befruchtung der Eier beeinflussen, aus denen sich die Nachkommen entwickeln. Es kann auch noch durch Einflüsse abgeändert werden, die auf die Embryonal- und Larvenstadien einwirken. Dafür sind bis jetzt Faktoren wie Nahrung und Temperatur bekannt, die isoliert und in Kombination miteinander auf die Förderung bzw. Hemmung der Ausbildung von Weibchen oder Männchen einwirken. Bei *Anagyris pseudococci* (Grlt.) z. B. betrug der Weibchenanteil in Zuchtversuchen ca. 18 % bei 15°C und ca. 62 % bei 27°C (AVIDOV, RÖSSLER et ROSEN 1967); bei *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) betrug der Weibchenanteil 90 % bei 23°C und 17 % bei 31°C (die Temperaturen hatten 5 Tage lang auf die Larven eingewirkt (WILKES 1959).

3.5.5. Gynandromorphismus (Zwitrigkeit)

Unter Gynandromorphismus versteht man das Auftreten von Individuen, die männliche wie weibliche sekundäre (und primäre) Geschlechtsmerkmale aufweisen. Gynandromorphismus kommt durch eine ungleiche Verteilung der Geschlechtschromosomen bei den Furchungsteilungen zustande (WEBER 1949); er ist selten. - Das Nebeneinander von männlichen und weiblichen Merkmalen kann sich auf die längsgeteilten oder auf die quergeteilten Körperhälften beziehen. - Gynandromorphismus wurde u. a. beobachtet an: *Prospaltella perniciosi* Tow. - Antenne rechts weiblich, links männlich (MATHYS et GUIGNARD 1965); *Chrysocharis melaenis* (Walk.) - Gaster weiblich, Antenne männlich (ASKEW 1968b); *Caraphracus cinctus* Walk. - Antennen weiblich, Abdomen und Geschlechtsorgane männlich (JACKSON 1959); *Trichogramma embryophagum* Htg. - Abdomen mit weiblichen Geschlechtsmerkmalen, Antennen männlich (BÍROVÁ 1970); *Ooencyrtus subme-*

bei dieser Art können Gynandromorphe experimentell erzielt werden, wenn man das Insekt bereits im Eistadium Temperaturen aussetzt, die abwechselnd unter und über 47°C (85°F) liegen (WILSON et WOOLCOCK 1960).

3. 6. Parthenogenese

3. 6. 1. Allgemeines

Parthenogenese ist eine Jungfernzeugung. In der Biologie ist der Begriff eingeschränkt auf die Entwicklung eines Lebewesens aus einem unbefruchteten Ei (eingeschlechtliche Fortpflanzung) ohne Rücksicht darauf, ob das Weibchen, von dem das Ei stammt, begattet wurde oder nicht. - Für Vertreter der Chalcidoidea wurde die Parthenogenese erstmals von FÖRSTER 1856 für *Astichus arithmeticus* (Först.) (FLANDERS 1944a) und von ADLER 1881 für *Pteromalus puparum* (L.) (HOWARD 1881; VASSILIEW 1907) beschrieben. Parthenogenese kann bei einem Weibchen der Chalcidoidea neben der Zygogenese auftreten, d.i. "fakultative Parthenogenese" (WEBER 1949), s.u. Arrhenotokie; sie kann aber auch bei einer Art über Generationen weg anhalten, d.i. "obligatorische Parthenogenese" in Form der "konstanten Parthenogenese" (WEBER 1949), s. Thelytokie (p. 36) und Amphitokie (p. 37). Bei gewissen Arten kann sich parthenogenetische Vermehrung auch spontan einstellen, wenn diese Arten in Zucht genommen werden, s. *Prospaltella perniciosi* Tow. (FRANZ 1960). Bei einem solchen in einer Obstanlage ausgesetzten Stamm wurden auch zwei Jahre später nur zweimal je ein Männchen gefunden (MATHYS et GUIGNARD 1965).

3. 6. 2. Arrhenotokie

Bei der Arrhenotokie entwickeln sich aus unbefruchteten ("uniparental", "imparternate") Eiern Männchen, sie sind haploid, und aus befruchteten (biparental) Eiern Weibchen, sie sind diploid. Bei der Spermatogenese der (haploiden) Männchen unterbleibt die sonst übliche Reduktionsteilung, und die Spermien behalten ihren haploiden Chromosomensatz (Einzelheiten s. DOUTT 1959a, 1964). Die Entwicklung und Lebensfähigkeit von Azygoten ist im höheren Tierreich eine Ausnahme. Arrhenotokie Vermehrung ist bei den meisten Arten der Chalcidoidea zu finden. (Erwähnt sei ergänzend die Theorie, nach der die für haploid gehaltenen

Männchen in Wirklichkeit diploid sind und die zugehörigen Weibchen - zumindest zeitweise und in gewissen Gewebeteilen - tetraploid, GREENSHIELD 1936).

3. 6. 3. Thelytokie

Bei thelytoken Arten entwickeln sich aus unbefruchteten Eiern in der Regel Weibchen, Männchen treten - soweit sie überhaupt nachgewiesen wurden - nur sporadisch und vereinzelt auf (Spanandrie). Bei *Aphytis chrysomphali* (Merc.) z. B. befanden sich unter 622 aus einer Freilandzucht gewonnenen Tieren nur 6 Männchen (ROSEN, D. 1965). Bei einigen Arten kommen sie nur in sog. geographischen Rassen vor. Thelytoke Weibchen sind diploid. Die Männchen sind haploid. Begattet ein Männchen ausnahmsweise einmal ein Weibchen, so entstehen triploide Zygoten, die normalerweise nicht lebensfähig sind. - In Experimenten mit *Aphytis mytilaspidis* (LeBar.) waren Weibchen der thelytoken Rasse von Männchen der arrhenotoken Rasse dieser Art begattet worden und hatten (allerdings) lebensfähige (diploide) Nachkommen gebracht (Einzelheiten s. RÖSSLER et DeBACH 1972). - Untersuchungen an Vertretern der Ichneumonidae, Braconidae und Tenthredinidae haben zu verschiedenen Hypothesen darüber geführt, wie die Beibehaltung des diploiden Chromosomensatzes in thelytoken Weibchen zu erklären sei. Danach unterbleibt entweder die Reduktionsteilung bei der Reifungsteilung des Eikernes - oder die Reduktionsteilung findet zwar statt, sie wird aber durch eine anschließende Chromosomenverdoppelung wieder wettgemacht - oder die ganze Reifungsteilung unterbleibt (DOUTT et SMITH 1950; FLANDERS 1939a, 1944a; SPEICHER 1936, 1937; SPEICHER et SPEICHER 1938). Schließlich ist auch die Hypothese geäußert worden, daß die Gewebe in den Ovarien zeitweise tetraploid seien (GREENSHIELD 1936).

Folgende Arten vermehren sich thelytok, und Männchen wurden bei ihnen bisher noch nicht nachgewiesen: *Macroneura vesicularis* (Retz.) (= *Eupelminus saltator* (Lind.), Mc CONNELL 1918; PHILLIPS et BOOS 1927); *Aphelinus jucundus* Gah. (GRISWOLD 1929); *Encarsia tricolor* Först. (STÜBEN 1949); *Tetramesa romana* (Walk.) (= *Harmolita romana* (Walk.), STEFFAN 1956); *Adelencyrtus aulacaspidis* (Brèth.) (FERRIÈRE 1949); *Alaptus richardsi* Hincks (HINCKS 1960); *Azotus pulcherrimus* Merc. (VIGLIANI 1972/73). Bei folgenden thelytoken Arten wurden

Männchen nur ab und zu und vereinzelt nachgewiesen: *Tetrastichus inunctus* (Nees): in vier aufeinanderfolgenden Generationen (1956-1960) neben 679 Weibchen 11 Männchen (POSTNER 1973); *Trichogramma flavum* Ashm.: in sechsjähriger Zucht zweimal je ein Männchen (MARCHAL 1936); *Trichogramma cacoeiae* March.: ein einzelnes Männchen in einer Zucht (FERRIÈRE et GEIER 1956); *Tropidophryne melvillei* Comp.: in Laborzuchten unter 11487 Tieren 63 Männchen (DOUTT et SMITH 1950); *Chrysocharis seiuncta* Del.: in mehrjährigen Beobachtungen 3900 Weibchen und 37 Männchen (EMSCHERMANN 1969); *Macroneura vesicularis* (Retz.) (= *Eupelmella vesicularis* (Retz.)): Männchen nur ganz selten in der zweiten Generation des Jahres (BALDUF 1966; LEMARIE 1959; MORRIS 1938); *Ditropinotus aureoviridis* Crawl.: Männchen nur ganz selten in der zweiten Generation des Jahres (GAHAN 1933); *Comperiella bifasciata* How.: im Labor unter 1000 Weibchen 1 Männchen, im Freiland ähnlich (CILLIERS 1971); *Aphytis hispanicus* Merc.: unter 100 Weibchen 2 Männchen (ROSEN, D. 1965). Bei folgenden Arten wurden Männchen nur in besonderen geographischen Rassen gefunden: *Macroneura vesicularis* (Retz.) (= *Eupelmella vesicularis* (Retz.)): nachgewiesen in Europa (biparentale Rasse), fehlend in Amerika (uniparentale Rasse) (MUESEBECK et DOHANIAN 1927); *Leucospis gigas* Fabr.: Männchen nachgewiesen in Nordafrika, fehlend in Europa (BERLAND 1934); *Ceraninus menes* (Walk.) (= *Thripoctenus brui* Vuil.): Männchen nachgewiesen in Japan, fehlend in Europa (CLAUSEN 1940); *Habrolepis pascuorum* Merc.: Männchen nachgewiesen in Algerien, fehlend in Spanien, Sizilien (LAPERTE 1949).

3.6.4. Amphitokie

Bei den selten vorkommenden amphitoken Arten entstehen aus den stets unbefruchteten Eiern sowohl (diploide) Weibchen als auch gelegentlich (haploide) Männchen. Über den Anteil von Männchen und Weibchen ist Näheres nicht bekannt. Bei *Trichogramma embryophagum* Htg. variierte in Laborversuchen der Männchen-Weibchen-Anteil bei den Nachkommen unbegatteter Weibchen unabhängig davon, ob die Zuchttemperatur oder die Wirtsart geändert wurden. Einzeln gehaltene Weibchen erbrachten in wenigen Fällen auch nur Männchen oder nur Weibchen. Eine Begattung der Weibchen blieb ohne Einfluß auf das Geschlechtsverhältnis der Nachkommen (BÍROVÁ 1970). Bei *Habrolepis rouxi* Comp. war der Männchen-Weibchen-Anteil offenbar mit der Nahrungsart des Wirtstieres zu beeinflussen:

der Männchenanteil überwog, wenn sich der Wirt, *Aonidiella aurantii* (Mask.), auf Kürbis entwickelte; lebte das Wirtstier dagegen auf Zitrone, so überwog der Weibchenanteil (FLANDERS 1942d).

3.7. Eiablage

3.7.1. Allgemeines

Weibchen der Chalcidoidea legen ihre reifen Eier entweder in den ersten Tagen nach dem Schlüpfen oder über die Dauer ihres Lebens verteilt ab. Für den Ort der Ablage haben sie viele Möglichkeiten. Vertreter gewisser Arten setzen reife Eier ohne unmittelbare Beziehung zum Wirt frei in seinen weiteren oder engeren Lebensbereich ab; bei anderen Arten ertastet das Weibchen beim Wirt sogar spezielle Organe, um seine Eier dort hineinzubringen. Zwischen diesen beiden Extremen gibt es eine Vielzahl von Variationen. Allgemein werden tierische Wirte im Ei-, Larven-, Puppen- und seltener auch im Imaginalstadium belegt. Dabei haben die Weibchen der meisten Arten eine mehr oder weniger strenge Bindung an ein bestimmtes Entwicklungsstadium ihres Wirtes. Sie sind *m o n o p h a - s i s c h*. Eine solche Bindung kann allerdings schwanken zwischen aufeinanderfolgenden Generationen einer Parasitenart. *Aphytis mytilaspidis* (LeBar.) z.B. bevorzugt in der 1. Generation junge Larvenstadien von *Aspidiotus* sp., in der 2. Generation ausgewachsene Weibchen und in der 3. Generation ebenfalls fertige Weibchen oder deren unter gleichem Schild abgelegte Eier (FLANDERS 1940). *Eurytoma oophaga* Silv. legt seine Eier von September bis April in Ootheken von *Oecanthus pellucens* Scop. und von Mai bis August in Larven anderer Wirtsarten ab (SILVESTRI 1920). Nur in seltenen Fällen kann ein Weibchen einer Generation seinen Wirt in verschiedenen Entwicklungsstadien belegen. Es ist dann *p o l y - p h a s i s c h* (FLANDERS 1965). *Torymus nigricornis* Boh. z.B. kann seine Eier im Larven-, Puppen- und jungen Imaginalstadium von *Diplolepis quercus* L. erfolgreich absetzen (PICARD 1928). *Coccophagoides moeris* (Walk.) (= *C. similis* (Masi)) wählt für die Eiablage neben dem dritten Larvenstadium auch junge Imagines verschiedener Schildlausarten aus (ZINNA 1962).

3.7.2. Zeitpunkt der Eiablage im Leben des Weibchens

Bei p r o o v i g e n e n Weibchen (p. 22) erfolgt die Eiablage in kurzfristigen Schüben während der ersten Stunden oder Tage nach dem Schlüpfen, s. gewisse Arten der Eucharitidae und Perilampidae; *Coccophagus trifasciatus* Comp. (FLANDERS 1942c, f); *Caraphractus cinctus* Walk. (JACKSON 1966); *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) (WILKES 1965).

Die Mehrzahl der Chalcidoidea gehört zur Gruppe der s y n o v i g e n e n Arten (p. 22). Diese Weibchen beginnen schon nach Heranreifen der ersten Eier mit der Ablage; die gesamte Eibildung und Eireifung erstreckt sich aber über einen längeren Zeitraum, und die Ablage zieht sich bei reichlich vorhandenen Wirten über eine Spanne von einer Woche bis zu mehreren Monaten hin, s. *Metaphycus helvulus* Comp. u. a. (FLANDERS 1942f). Bei einigen Arten kann der Beginn der Eiablage auch vom Zeitpunkt der Begattung abhängen. Weibchen von *Melittobia acasta* (Walk.) z. B. enthalten sich selbst bei prall mit reifen Eiern gefülltem Abdomen der Ablage, wenn noch keine Begattung stattgefunden hat. Ebenso schieben sie den Ablagebeginn hinaus, wenn der Wirt noch nicht das geeignete Entwicklungsstadium erreicht hat (BROWNE 1922; THOMPSON et PARKER 1928).

Der Beginn der Eiablage kann wahrscheinlich auch durch eine bereits begonnene Eioresorption (p. 57) hinausgeschoben werden. Das zeigten u. a. Laborbeobachtungen an *Brachymeria lasus* (Walk.) (= *B. euploae* (Westw.)). Bringt man Weibchen dieser Art, bei der die Legebereitschaft gewöhnlich am 3. - 6. Tag nach dem Schlüpfen besonders groß ist, erst am 8. Tag mit Wirtstieren zusammen (wenn wahrscheinlich eine Eioresorption schon eingesetzt hat), so verhalten sich die Weibchen den Wirten gegenüber gleichgültig und legen keine Eier ab (SCHNEIDER 1941).

3.7.3. Ort der Eiablage bei entomophagen und phytophagen Arten

3.7.3.1. Eiablage unmittelbar an den tierischen Wirt

Die Ablage eines Eies außen an den Wirt ist besonders bei Vertretern der Eulophidae, seltener bei Vertretern der Pteromalidae bekannt. Wirte, bei denen die Parasiten ihre Eier außen an die Körperoberfläche ablegen, leben in der Regel geschützt in Pflanzenteilen, Gespinsten oder erhärteten Larvenhäuten. Zur

Eiablage "an" den Wirt zählen hier auch die Fälle, in denen das Ei nicht in direktem Kontakt mit dem Wirtskörper gebracht wird, sondern an die Innenwand seiner Umhüllung, die ihn so eng umschließt, daß die Larve beim Schlüpfen leicht an den Wirt gelangen kann.

Äußerliche Eiablage erfolgt vornehmlich an Wirtstieren im Larvenstadium. Eine Eiablage an einen Wirt im Eistadium ist selten. Sie wurde u. a. bei *Macrorileya oecanthi* Ashm. beobachtet (SMITH 1930). Bei *Mesopolobus aequus* (Walk.) (= *Ahlbergiella aequa* (Walk.)) und *Panstenon oxylus* (Walk.) legen die Weibchen ihre Eier an die Eier von *Delphacodes pellucidans* (Fabr.) in Internodien von Gramineenhalmen. Die Parasitenweibchen fliegen mit Vorliebe solche Halme an, an denen gerade auch Wirtsweibchen mit der Eiablage beschäftigt sind (v. ROSEN 1956).

Äußerliche Eiablage kommt nur selten an frei und ungeschützt lebenden Wirtstieren vor. In solchen Fällen bohrt sich die aus dem Ei schlüpfende Larve sofort in den Wirt ein, s. *Eretmocerus californicus* How. an Larven von Aleurodidae (GERLING 1966); *Euplectrus bicolor* (Swed.) an Larven von *Spodoptera exigua* (Hb.) (= *Laphygma exigua* (Hb.)), STEINER 1937); *Eulophus larvarum* (L.) an Larven von *Acronicta aceris* L. (MAYER 1959). *Euplectron laphygmae* Ferr. legt seine Eier bei der L_1 - L_3 von *Spodoptera littoralis* (Boisd.) einzeln dorsal, gleich an welcher Stelle auf dem Larvenkörper ab, bei der L_4 jedoch in Grüppchen dorsal auf dem apikalen Körperdrittel (wohl wegen der Gefahr des Eiverlustes bei der stärkeren Beweglichkeit älterer Larven (GERLING et LIMON 1976).

Schützende Verstecke für äußerliche Eiablagen:

In einer **E i k a m m e r**: *Podagrion splendens* Spin. legt ihre Eier an Eier von *Mantis religiosa* L. in dem Augenblick, wo sie vom Mantis-Weibchen mit einer schützenden Schicht umgeben werden (CHOPARD 1922).

In einem **K o k o n** oder **P u p a r i u m**: Zahlreiche Vertreter der Lepidoptera, Hymenoptera und Diptera bieten nach der Kokon- oder Pupariumbildung im Alt-larven- oder Puppenstadium eine günstige Möglichkeit für die Eiablage. Puparien können dann belegt werden, wenn der Wirt sich so weit von seiner letzten Larvenhaut (dem Puparium) zurückgezogen hat, daß ein kleiner Hohlraum (sub-puparial-

space, SAUNDERS 1962) zwischen ihm und der Pupariumwand entstanden ist. Das Parasitenweibchen legt dann sein Ei entweder an den Wirtskörper oder an die innere Puparium- (oder Kokon-) wand ab. *Eupelmus annulatus* Nees (= *Eu. spongipertus* Foerst.) z.B. klebt sein Ei an die Kokonwand von *Apanteles melanoscelus* (Ratz.) (MUESEBECK et DOHANIAN 1927). Weitere Beispiele geben *Elachertus nigrutilus* (Zett.) bei *Cnephasia chrysantheana* (Dup.) (ASKEW 1964); *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) (= *Microplectron fuscipennis* (Zett.)) bei *Diprion* spp (ULLYETT 1936a, CLAUSEN 1940c); *Sympiesis sericeicornis* (Nees) bei *Apanteles circumstrictus* Nees in Mine von *Lithocolletis messaniella* Z. (DELUCCHI 1958); *Habrocytus cionicida* Licht. bei *Cionus thapsi* F. (LICHTENSTEIN 1921b); *Spalangia nigra* Latr. bei *Musca domestica* L. (PARKER et THOMPSON 1928); *Nesolynx albiclavus* (Kerr.) (= *Syntomosphyrum albiclavus* Kerr.) bei *Glossina morsitans* Westw. (SAUNDERS 1962a).

Unter dem K ö r p e r s c h i l d: Die Ablage eines Eies an den Körper von Schildläusen kommt häufiger vor. Die Wirtstiere befinden sich dabei in verschiedenen Entwicklungsstadien: *Coccophagus ochraceus* How. und *C. bivittatus* Comp. legen ihre Eier an die Ventralseite ihrer Wirte, *C. ochraceus* How. legt ihre unbefruchteten Eier an späte erste bis frühe dritte Larvenstadien von *Saissetia* sp. und *Lecanium* sp. (FLANDERS 1937c; CENDAÑA 1937), und *C. bivittatus* Comp. legt sie an zweite bis dritte Larvenstadien von *Coccus hesperidum* L. (ZINNA 1961).

Aphytis proclia (Walk.) (= *Aphelinus fuscipennis* How.) und *Aphytis mytilaspidis* (LeBar.) (= *Aphelinus mytilaspidis* LeBar.) setzen in der zweiten Generation ihre Eier an weibliche Imagines von *Chionaspis salicis* L. (DINTHER 1950) und *Diaspidiotus ostreaeformis* (Curt.) (= *Aspidiotus ostreaeformis* Curt.) ab (GRISWOLD 1925), die Weibchen von *Aphytis proclia* (Walk.) an Imagines von *Quadraspidotus perniciosus* (Comst.) u.a. (BENASSY 1955).

In einen l o s e n G e s p i n n s t oder in einer B l a t t r o l l e: *Colpoclypeus florus* (Walk.) (= *C. silvestrii* Lucch.) in *Adoxophyes reticulana* Hb. (= *A. orana* F.R., JANSSEN 1958); *Sympiesis punctifrons* (Thoms.) an *Zeiraphera diniana* (Gn.) (= *Z. griseana* Hb., AESCHLIMANN 1969).

In einem M i n i e r g a n g: Minierende Coleoptera, Lepidoptera und Hymenoptera können vom ersten Larvenstadium an bis zum Puppenstadium mit Eiern belegt werden. *Derostenus* sp. belegt junge Larven von *Coleophora pruniella* Cl. u.a. (DONER 1936). Weibchen von *Solenotus* spp legen ihre Eier an Vertreter der Agromyzidae

(PARKER et THOMPSON 1928). *Sympiesis gordius* Walk. (= *Pnigalio stramineipes* (Ths.)), *Cirrospilus vittatus* Walk., *C. pictus* Nees, *Achrysocharis lyonetaiae* Ferr. u.a. befallen Jung- und Altlarven von *Microlepidoptera* verschiedener Gattungen, sowie *Diptera* (BERG 1960; EVELEENS et EVENHUIS 1968; SUNDBY 1957; TALHOUK et SOEHARDJAN 1970). Eier von *Tetrastichus ecus* (Walk.) (= *T. xanthops* (Ratz.)), *Sympiesis sericeicornis* (Nees) und *Pnigalio pectinicornis* (L.) werden an Larven und Puppen minierender *Microlepidoptera* gefunden (DELUCCHI 1958) und Eier von *Cyrtogaster vulgaris* Walk., bzw. von *Pnigalio longulus* (Zett.) an Puppen von *Phytomyza ilicis* Curt. und *Oscinella frit* L. (CAMERON 1940), bzw. *Lyonetia clerkella* (L.) (BERG 1960).

In einem Pflanzestengel: Weibchen von *Eurytoma oophaga* Silv., bzw. *Archirileya inopinata* Silv. legen ihre Eier an Eier von *Oecanthus* spp, bzw. *Cicada plebeja* Scop. u.a., die in Stengeln verschiedener Kräuter stecken (SILVESTRI 1920). *Sympiesis viridula* (Thoms.) (= *Eulophus viridulus* Thoms.) legt seine Eier an Larven von *Ostrinia nubilalis* (Hb.) (= *Pyrausta nubilalis* Hb.) in Maisstengeln (PARKER et SMITH 1933).

Unter einer Rinde oder im Stamm: Weibchen solcher Arten, die Vertreter der *Scolytidae* parasitieren, legen ihre Eier auf die Käferlarven oder unmittelbar daneben in deren Borkengängen ab. Dabei gelingt es ihnen, dünne Rinde zu durchbohren. Gelegentlich dringen die eierlegenden Weibchen selbst in die Gänge ein.

Hierher gehören u.a. *Roptrocercus eccoptogastris* (Ratz.) (= *Pachycercus eccoptogastris* Ratz., CAPEK 1957; GYÖRFI 1952); *R. xylophagorum* (Ratz.) (SCHIMITSCHEK 1931); *Rhopalicus tutela* (Walk.) (= *R. suspensus* (Ratz.), RUSCHKA 1924; SEITNER 1923; SCHIMITSCHEK 1931); *R. brevicornis* Thoms. (CHARARAS 1956); *Dinotiscus eupterus* (Walk.) (= *Pteromalus lanceolatus* Ratz., SCHIMITSCHEK 1940); *Plutothrix coelius* (Walk.) (= *Trigonoderus tristis* Walk., LYNNGNES 1956, 1959).

In einem Samen oder in einer Frucht: Das Weibchen von *Mesopolobus spermotrophus* Huss. (= *Amblymerus apicalis* (Thoms.)) legt seine Eier auf Larven von *Megastigmus spermotrophus* Wachtl, die in Samen von *Pseudotsuga* spp u.a. leben (HUSSEY 1955). Das Weibchen von *Chaetospora elegans* Westw. legt sie in Getreidekörnern auf ältere Larven von *Sitophilus granarius* (L.); dabei soll das Nagen der *Sitophilus*-Larve im Korninneren das *Chaetospora*-Weibchen zur Eiab-

lage stimulieren (ASSEM et KUENEN 1958). *Trichomalus lucidus* (Walk.) (= *T. fasciatus* Thoms.) legt seine Eier auf Larven von *Ceuthorrhynchus assimilis* (Payk.) in Rapsschoten (WALZ 1957), *Pnigalio mediterraneus* Ferr. et Del. legt seine Eier an Larven von *Dacus oleae* (Gmel.) in Olivenfrüchten (DELANOUE et ARAMBOURG 1967).

In einer G a l l e: Chalcidoidea legen ihre Eier an die Larven der Gallerzeuger, an deren Inquiline oder einfach an die Innenwand der Larvenkammer einer Galle. *Olynx euedoreschus* (Walk.) *O. arsames* (Walk.) setzen ihr Ei an die Ventralseite der (vorher nicht gelähmten) L_1 oder L_2 von *Andricus quadrilineatus* Htg., *O. arsames* (Walk.) auch an Larven verschiedener anderer *Andricus*- und *Neuroterus*-Arten (ASKEW 1961b). Weibchen von *Hobbya* spp und *Caenacis* spp belegen vorher gelähmte Larven in Cynipidengallen (ASKEW 1961d). *Eurytoma robusta* Mayr legt das Ei an eine L_3 von *Urophora jaceana* (Her.) oder an die Innenwand der Larvenkammer in Blütenköpfen von *Centaurea* sp. (ASKEW 1961b; CLARIDGE 1961b); die Weibchen von *Eu. aciculata* Ratz. und *Eu. phanacidis* Mayr haben die gleiche Gewohnheit bei *Phanacis centaureae* Kalt., die ihre Gallen in Stengeln von *Centaurea* sp. erzeugt (VARLEY 1937, 1947). *Eupelmus urozonus* Dalm. setzt sein Ei immer an die Innenwand der Larvenkammer von *Cynips divisa* Htg. oder *Myopites stylata* Fabr. und bedeckt es - ähnlich wie das Weibchen von *Macroneura vesicularis* (Retz.) (= *Eupelmella vesicularis* (Retz)) bei *Urophora jaceana* (Her.) (VARLEY 1941) - mit einem leichten Seidengewebe (ASKEW 1961g; DELANOUE et ARAMBOURG 1965). Weibchen vieler *Torymus* spp setzen ihre Eier ebenfalls in den Kammern von Cynipidengallen an *Quercus* spp ab (ASKEW 1965b).

In einem I n s e k t e n n e s t: Das Weibchen von *Melittobia acasta* (Walk.) legt seine Eier u. a. an die Larven aculeater Hymenoptera in Erdnestern (BROWNE 1922).

In einer I n s e k t e n k o l o n i e: Weibchen von *Aphelinus asychis* Walk. (= *A. semiflavus* How.) belegen die Randtiere bei kolonieweise zusammenlebenden Aphididae (WILBERT 1964).

An einen E n d o p a r a s i t e n: Weibchen von *Asaphes* spp legen ihre Eier vielfach an Vertreter der Aphelinidae, die endoparasitisch in Exemplaren von Aphidae leben (PSCHORN-WALCHER 1957).

3.7.3.2. Eiablage unmittelbar in den tierischen Wirt

Soll sich ein Parasitenei im Körperinneren eines Wirtstieres entwickeln, so kann das Ei frei in das Wirtslumen abgesetzt werden, oder in oder an spezielle Organe des Wirtes. Eine Ablage frei in das Wirtslumen ist bei allen Entwicklungsstadien möglich.

Wirt im Eistadium⁺⁾ : Eier, die parasitiert werden, sind für gewöhnlich leicht zugänglich. Sie liegen auf Pflanzenorganen oder lose in sie eingelassen. Es können auch Eier, die submers von Wasserpflanzen umwuchert sind, parasitiert werden (Eier der Dytiscidae u. a.). Sie bieten sich oft in sog. Eipaketen oder Gelegen an, so daß hier die Weibchen Gelegenheit zur Ablage gleich mehrerer Eier haben, s. *Alaptus pallidicornis* Först. bei *Corrodentia* spp (= *Psocoptera* spp, BROWN, S.C.S. 1962); *Trichogramma ?japonicum* Ashm. bei *Tryporyza* spp (ROTHSCHILD 1970). Nur seltener werden einzeln stehende Wirtseier belegt, s. *Dipriocampe diprioni* (Ferr.) (= *Tetracampe diprioni* Ferr.) bei *Diprion* spp in Nadelgewebe (FERRIÈRE 1935; NIKLAS 1956; OTTEN 1942b; RYVKIN 1957). Je nach Größe des Wirtseies werden auch mehrere Parasiteneier hineingebracht (p. 55).

Wirtseier können in einem unterschiedlich fortgeschrittenen Entwicklungsstadium belegt werden. Es gibt Arten, deren Weibchen nur frisch abgelegte Eier parasitieren, s. *Anastus japonicus* Ashm. (= *A. dispar* Rusch.) bei *Porthetria dispar* (L.) (= *Lymantria dispar* L., KURIR 1944); *Podagrion insidiosum* (Coq.) bei *Mantis prosina* Burm. (CHOPARD 1922); (s. auch Phoresie p. 13), und es gibt Arten, deren Weibchen ihre Eier auch in ältere Wirtseier mit bereits erhärtetem Chorion absetzen oder sogar noch dann, wenn sich der Embryo bereits fertig entwickelt hat, s. Vertreter gewisser Encyrtidae; *Trichogramma* spp (FLANDERS et QUED-NAU 1960; JANSSEN 1958); *Trichogramma australicum* Gir. bei *Corcyra cephalonica* Staint. (BREVIÈRE 1965); *Tetrastichus schoenobii* Ferr. und *Trichogramma ?japonicum* Ashm. bei *Tryporiza* spp (ROTHSCHILD 1970). Bei parasitierten Wirtseiern tritt vielfach wenige Tage nach der Belegung eine Dunkelfärbung auf,

⁺⁾ Die Bezeichnungen Ei-, Larven-, Puppen- und Imaginalparasit beziehen sich auf dasjenige Stadium des Wirtstieres, in dem der Parasit seine Entwicklung als Larve durchmacht.

s. *Pieris brassicae* L., 3-6 Tage nach Belegung durch *Trichogramma* sp. (FERRIÈRE et FAURE 1924); s. *Neodiprion sertifer* Geoffr. Braunfärbung nach Befall durch *Dipriocampe diprioni* (Ferr.) (PSCHORN-WALCHER et EICHHORN 1971). Dabei bilden sich Pigmentkörnchen in der Vitellinmembran des Wirtseies (FAURE 1926), denen eine Schutzfunktion für die Puppe des Parasiten gegen UV-Strahlen zugeschrieben wird (KLINK 1963).

Vertreter folgender Chalcidoidea legen ihr Ei in das Eistadium ihres Wirtstieres: *Eurythmelus* spp in Eier von Lepidoptera (MARTINEK 1963) und Heteroptera (KRYGER 1950); *Caraphractus cinctus* Walk. in Eier von Dytiscidae (JACKSON 1963, 1964); *Anaphoidea chrysomelae* Bak. in Eier von *Chrysomela americana* L. (BAKKENDORF 1960b); *Anagrus* spp in Eier von Orthoptera (BAKKENDORF 1926; RIMSKI-KORSAKOW 1938; RUSCHKA et THIENEMANN 1913; WHALLEY 1956) und Hemiptera (MAILLET 1960; WHALLEY 1956); *Patasson lameerei* Deb. in Eier von *Sitona humeralis* Steph. (AESCHLIMANN 1975); *Paracentrobia pulchella* (Clar.) (= *Monorthochaeta pulchella* B. et K.) in Eier von Hemiptera (CLARIDGE 1959c); *Ophioneurus signatus* Ratz. in Eier von Lepidoptera (GYÖRFI 1961/62); *Prestwichia* spp in Eier von Wassertieren (JACKSON 1956; RIMSKY-KORSAKOW 1938); *Trichogramma* spp in Eier von Lepidoptera, Hymenoptera, Neuroptera, Diptera, Coleoptera und Hemiptera (BAKKENDORF 1934; BILIOTTI 1958; FERRIÈRE et FAURE 1924; FLANDERS et QUEDNAU 1960; WYLIE 1960); *Pediobius cassida* Erd. in Eier von *Cassida viridis* L. (ERDÖS 1957); *Mestocharis bimaculata* (Dalm.) in Eier von Dytiscidae (BLUNCK 1923); *Tetrastichus* spp in Eier von Lepidoptera u. a. (BALDUF 1963; BILIOTTI 1958; ROMANYK et RUPEREZ 1960; ROTH et WILLIS 1954; SILVESTRI 1920); *Euderus caudatus* Thoms. in Eier von Cerambycidae (BOUČEK 1963b); *Achrysocharella ovulorum* (Ratz.) (= *Entedon ovulorum* Ratz.) in Eier von *Neodiprion sertifer* (Geoffr.) (= *Lophyrus sertifer* Geoffr., SCHÖNWIESE 1962); *Entedon ergias* Walk. (= *E. leucogramma* (Ratz.)) in Eier von *Scolytus* spp (BEAVER 1966); *Comperia merceti* (Comp.) in Eier von Orthoptera (LAWSON 1954); *Ooencyrtus kuwanae* (How.) (= *Schedius kuwanae* How.) in Eier von Lepidoptera (HOWARD et FISKE 1911; ROMANEK et RUPEREZ 1960); *Ooencyrtus* spp in Eier von Lepidoptera (BILIOTTI 1958; FERRIÈRE et VOEGELE 1961; ROMANYK et RUPEREZ 1960); *Centrodora* spp in Eier von Orthoptera (OTTEN 1941); *Eupelmus* spp in Eier von Lepidoptera

(BOUČEK 1963c; HOWARD 1891); *Anastatus* spp in Eier von Lepidoptera (BILIOTTI 1958; GYÖRFI 1961/62; KURIR 1944; ROMANYK et RUPEREZ 1960); *Podagrion* spp in Eier von Mantis spp (BAKKENDORF 1960b; GERLING 1969); *Eurytoma oophaga* Silv. in Eier von *Oecanthus pellucens* Scop. (SILVESTRI 1920); *Archirileya* spp in Eier von Orthoptera (CLARIDGE 1961a; SILVESTRI 1920) u. a.

Wirt im L a r v e n s t a d i u m: Vertreter vieler Insektengruppen werden im Larvenstadium mit Parasiteneiern belegt, gleich, ob sie in Pflanzenorgane eingeschlossen oder für das Parasitenweibchen frei zugänglich leben. Sie können gregär oder solitär vorhanden sein. Die Anzahl der frei in das Larveninnere abgelegten Eier wechselt. Sie hängt hauptsächlich von der Größe des Wirtstieres ab. Es werden Larven aller Entwicklungsstufen mit Eiern belegt, von der gerade aus dem Ei geschlüpften bis zur verpuppungsreifen Larve. Für manche Parasitenarten können Wirte in höherem Larvenstadium unzugänglich werden, weil sie dann entweder in das sie beherbergende Pflanzengewebe so tief eingedrungen sind, daß der Ovipositor des Parasitenweibchens sie nicht mehr erreicht oder weil sich mit zunehmendem Stadienalter ihre Kutikula verdickt und erhärtet hat, oder weil die Larve dann wirksam Abwehrreaktionen durch Aufbäumen ihres Vorderkörpers und Ausstoßen von Spinnfäden und Körpersaft durchführen kann, s. *Brachymeria intermedia* (Nees) bei Larven von *Porthetria dispar* (L.) (= *Lymantria dispar* L.), *Aporia crataegi* (L.), *Euproctis chrysorrhoea* (L.), *Spilota ocellana* (Den. et Schiff.) (= *Tmetocera ocellana* F.) u. a. (BOUČEK 1951); *Tetrastichus* spp bei Larven von Coleoptera, Hymenoptera und Lepidoptera (BAKKENDORF 1953).

W i r t i m P r a e p u p p e n - o d e r P u p p e n s t a d i u m: Weibchen der Chalcidoidea legen seltener ihre Eier in Wirte, die bereits das Puppenstadium erreicht haben. Das mag damit zusammenhängen, daß solche Wirte oftmals besonders geschützte, für die Parasiten nicht leicht zugängliche Verstecke aufsuchen und sie im allgemeinen eine harte und für den Ovipositor des Weibchens nur schwer zu durchstoßende Kutikula haben. - Etwas häufiger werden Parasiteneier in das Praepuppenstadium abgelegt. Dieses Stadium lebt zwar auch oft schon versteckt, ist aber noch weichhäutig. Neben Vertretern von Arten, die lediglich das Praepuppenstadium parasitieren, gibt es auch solche, die ihre Eier sowohl in das Praepuppen- als auch in das Puppenstadium ablegen.

Viele Wirte, die im (Prae-) Puppenstadium parasitiert werden, wie Arten von Lepidoptera, Diptera und Coleoptera, leben als Blattminierer, s. *Spilochalcis* side (Walk.) bei Lepidoptera (ARTHUR 1958); *Lariophagus distinguendus* (Först.) bei Coleoptera (KASHEF 1959); *Habrocytus* spp bei Mikrolepidoptera (DOUER 1936); *Pachycrepoideus vindemmiae* (Rond.) (= *P. dubius* Ashm.) bei Diptera (7 - 18 Stunden nach der Tönnchenbildung) (CRANDELL 1939); *Chrysocharis* sp. bei Diptera (CAMERON 1940).

Wirt im Imaginalstadium: Die Weibchen von nur wenigen Arten legen ihre Eier in das Imaginalstadium ihrer Wirtstiere. Belegte Imaginalstadien sind relativ weichhäutig. Das Weibchen von *Tomicobia seitneri* Rusch. z.B. legt seine Eier in den Prothorax und das Abdomen von *Ips typographus* (L.); die abgestorbenen Käfer findet man später in ihren Brutgängen wieder (RUSCHKA 1924b; SEITNER 1923). *Sectiliclava cleone* (Walk.) (= *Parapsyllaephagus adulticolus* Rob.) belegt *Psylla* spp (ROBINSON 1961a, b). *Aspidiotiphagus citrinus* (Craw) belegt junge Weibchen von Coccidae (BENASSY 1956, 1958a, 1961). *Adelencyrtus aulacaspidis* (Bréth.) belegt *Aulacaspis rosae* (BOUCHÉ) (BENASSY 1958a, 1961a; FERRIÈRE 1949). *Microterys flavus* How. belegt Coccidae (BARTLETT et LAGACE 1961; TIMBERLAKE 1913).

Gewisse Arten der Aphelinidae und Encyrtidae bringen ihre Eier bei der Ablage in oder an spezielle Organe ihrer Wirtstiere (Coccidae). Dabei setzen sie selten mehr als ein Ei ab. *Diversinervus smithi* Comp. legt seine Eier in Ganglien des peripher liegenden Nervensystems verschiedener *Lecanium* spp; hier entwickelt sich auch das erste Larvenstadium; erst dann wandert der Parasit weiter in das Wirtsinhere (FLANDERS 1939b, 1944c). *Syrpophagus aeruginosus* (Dal, .) (= *Microterys aeruginosus* (Dalm.)) scheint seine Eier ausschließlich an das Gehirn oder Bauchmark der Larve von *Cnemodon dreyfusiae* Del. et P.-W. zu legen (DELUCCHI, PSCHORN-WALCHER, ZWÖLFER 1957). - *Coccophagus basalis* Comp. legt seine Eier an das Subösophagalganglion von *Saissetia* spp; dabei meidet das Weibchen meist solche Exemplare von *Saissetia* sp., die mehr als 2 mm lang sind, weil hier das ventral gelegene Ganglion nicht mehr ohne weiteres erreicht werden kann (FLANDERS, BARTLETT et FISHER 1961). *Thomsonisca amathus* (Walk.) (= *T. typica* (Merc.)) legt seine

Eier in der vaginalen Muskelwand von Vertretern der Diaspinae ab (BENASSY 1961). *Coccophagus heteropneusticus* Comp. legt seine Eier in das Mitteldarmlumen junger Schildläuse, wie *Saissetia oleae* (Bern.) u.a. (die schlüpfende Eilarve frisst sich dann einen Weg in die Leibeshöhle). Bei besonders großen Wirtsexemplaren findet man das Parasitenei häufig auch in der Leibeshöhle, weil offenbar hier der Ovipositor des Weibchens nicht bis zum Darm reicht (FLANDERS 1939c).

S p e z i e l l e A n p a s s u n g an den Wirt: Bei einigen Vertretern der Chalcidoidea ist als Vorbereitung für die Eiablage eine gewisse Beherrschung des Wirtskörpers notwendig, wofür sich bei den Weibchen gewisse Verhaltensweisen herausgebildet haben. Sie sind u.a. bekannt bei *Hockeria eriensis* (Wall.) an Larven von Myrmeleonidae (STEFFAN 1958, 1959b; WALLACE 1942); *Lasiochalcidia guineensis* (Steff.) an *Myrmeleon inconspicuus* (STEFFAN 1959c); *Lasiochalcidia pubescens* (Klug) (= *L. igiliensis* Masi) an Neuroptera (STEFFAN 1961b); *Hybothorax graffi* Ratz. an *Myrmeleon* spp (STEFFAN 1959b, 1961a).

An zwei Beispielen sollen die von STEFFAN (1959c, 1961b) beobachteten Verhaltensweisen näher beschrieben werden: Das legebereite Weibchen von *Lasiochalcidia guineensis* (Steff.) nimmt eine Wartestellung ein, wenn es im Sand einen Trichter von *Myrmeleon inconspicuus* Ramb. gefunden hat. Dabei zeigt sein Kopf zum Trichterrand, seine Körperunterseite ist an den Sand gedrückt, der Ovipositor z.T. freigelegt, die Hinterbeine sind weit auseinandergebreitet (Femur, Tibia und Tarsus liegen in der gleichen Ebene) und beschreiben zusammen einen Kreis. In dieser Pose verharret das Weibchen regungslos u. U. länger als eine halbe Stunde und lauert auf eine Bewegung des Wirtes. Weder zudringliche Ameisen noch Berührung mit einer Pinzette seitens eines Beobachters können das Weibchen ablenken. Wirbelt nun die Larve des Ameisenlöwen Sand in ihrer Trichteröffnung hoch, so läßt sich das Parasitenweibchen rückwärts in die Öffnung hinabgleiten, hebt dabei langsam seinen Körper vom Sand ab und zieht die ausgespreizten Hinterbeine wieder an sich. Es gräbt die Tarsen und teilweise auch die Tibien in den Sand ein und umfaßt damit schließlich den Thorax des Wirtes. Während bei dem nun folgenden Angriff die Hinterbeine den Wirt halten, wird der Legebohrer in das Opfer eingehohrt, meist zwischen Kopf und Pronotum. In dieser Umklammerung kann sich der Wirt nicht mehr seiner Mandibeln bedienen; er hat lediglich noch die Möglichkeit, sich mit dem ihm aufsitzenden Parasiten tiefer in den Sand einzubohren,

womit er die Ablage des Eies aber nicht mehr verhindert.

Bei *Lasiochalcidia pubescens* (Klug) (= *L. igiliensis* Masi) macht das Weibchen einen Sprung auf den Wirt zu, wenn es ihn im Boden ausfindig gemacht hat. Das Körpergewicht wird auf die ersten beiden Beinpaare verlagert, das Abdomen gehoben und der Legebohrer in den Sand gestoßen. Die Hinterbeine werden dabei vom Boden weg nach hinten gestreckt und starr angewinkelt. Dann läuft der Parasit schwerfällig über den Sand zum Wirt hin. Macht die Wirtslarve eine Kopfbewegung, so versucht das Weibchen, sein Opfer zu ergreifen. Gräbt sich daraufhin der Wirt weiter ein, so schaufelt ihn das Weibchen wieder frei. Taucht der Wirt ganz aus dem Sand auf und flieht er, so verfolgt ihn das Weibchen. Stehen Wirt und Parasit sich erneut gegenüber, so nimmt letzterer wieder seine für die Verfolgung aufgegebene Angriffshaltung ein. Versucht nun der Wirt mit seinen mächtigen Mandibeln den Parasit zu fassen, so ergreift dieser seinerseits die Wirtsmandibeln zwischen der Tibia und dem zahnartigen Vorsprung des Femur, indem er schnell den anfangs stumpfen Winkel, den Tibia und Femur der Hinterbeine miteinander bilden, schließt. Dann richtet sich der Parasit auf seine Hinterbeine auf und führt ungehindert seinen Ovipositor zwischen Kopf und Pronotum in den Wirtskörper ein.

3.7.3.3. Eiablage für befruchtete und für unbefruchtete Eier unterschiedlich

Es gibt Arten unter den Aphelinidae, deren Weibchen befruchtete Eier streng an einen anderen Ort ablegen als unbefruchtete. Bei einigen Arten der gewöhnlich arrhenotoken Gattungen *Casca* How., *Coccophagus* Westw., *Coccophagoides* Gir., *Encarsia* Merc., *Phycus* How. und *Prospaltella* How. werden diploide Eier (endo- und primärparasitisch!) meist frei in die Leibeshöhle eines noch unparasitierten Vertreters der Coccidae, Pseudococcidae u. Aleurodidae im Larven- bis ausgewachsenen Stadium abgesetzt, s. *Coccophagoides moeris* (Walk.) (= *C. similis* (Masi), ZINNA 1962) und haploide Eier in Vertreter der Coccidae, Pseudococcidae und Aleurodidae außen an den Körper eines hier bereits als diploide weibliche Larve oder Puppe vorhandenen Parasiten (pseudoekto- und sekundärparasitisch!). Der Parasit kann zur eigenen oder zu einer anderen Art gehören, s. *Coccophagus caridei* (Brèth.) (ZINNA 1961); *Coccophagoides*

moeris (Walk.) (= *C. similis* (Masi), ZINNA 1962), oder er gehört immer einer anderen Art an, s. *Coccophagus lycimnia* (Walk.) (thelytoke Art!) (FLANDERS 1936a, 1937c, 1959). Haploide Eier können auch in eine in Coccidae, Pseudococcidae und Aleurodidae bereits vorhandene weibliche diploide Larve oder Puppe der eigenen oder einer anderen Art abgesetzt werden, s. *Coccophagus semicircularis* (Först.) (= *C. scutellaris* auct., FLANDERS 1936a, 1937b, c); *Coccophagus capensis* Comp. (FLANDERS 1936a, 1959); *Encarsia pergandiella* How. (GERLING 1966).

3.7.3.4. Eiablage frei in das Habitat des tierischen Wirts

Es gibt auch Arten der Chalcidoidea, deren Weibchen ihre Eier mehr oder weniger fern vom Wirtstier absetzen, s. Eucharitidae, Parasiten an Ameisenlarven und -puppen u. a. Die Weibchen verschiedener Arten bringen ihre Eier an Blüten- und Blattknospen und an Nischen in Blattoberflächen an. Die schlüpfenden Larven (Form eines Planidium, p. 108) heften sich an vorüberlaufende Ameisenarbeiterinnen, die solche Eiablageplätze wegen des dort auffindbaren Honigtaus bevorzugt aufsuchen, und lassen sich von ihnen in die Ameisennester tragen (Spezialfälle s. CLAUSEN 1940). - Das Weibchen von *Stilbula cyniformis* Rossi heftet seine Eier in Paketen zu ca. 1 000 Stück (proovigene Eibildung p. 22) an die Samen einer *Picris* sp., die ausgereift mit Flugorganen versehen sind. Samen und Eier werden vom Wind ergriffen, gelangen auf die Wege der Arbeiterinnen von *Camponotus aethiops* Latr. und werden von ihnen in ihr Nest getragen, wo die Parasitenlarven schlüpfen und sie die Ameisenlarven und -puppen befallen können (PARKER 1932, 1937). -

Weibchen parasitischer Perilampidae setzen ihre Eier vielfach in der Nachbarschaft zum Entwicklungsort ihres Wirtes ab. Eier von *Perilampus aeneus* (Rossi) (= *P. italicus* (Fabr.)) werden gewöhnlich entlang der Blattnerven auf der Blattspreite von Rübenblättern (der Fraßpflanze der Wirtsart *Athalia rosae* (L.) (= *A. colibri* Christ.) abgelegt. Das *Perilampus*-Weibchen setzt die Eier in die Blattepidermis, die es zuvor mit dem Ovipositor aufgeritzt hat (RIGGERT 1939). - Bei *Perilampus tristis* Mayr. (Hyperparasit) legt das Weibchen die Eier auf die Fraßpflanze seines Sekundärwirtes *Laspeyresia pomonella* (L.) (= *Cydia pomonella* L., BERGOLD et RIPPER 1937). - Bei *Perilampus*

hyalinus Say., einem Parasit von Neodiprion spp an Pinus sp., soll das Geräusch der nagenden Neodiprion-Larve das Perilampus-Weibchen zur Eiablage anregen. Es setzt seine Eier zu je zweien an der Basis der Nadeln in einem Umkreis von ca. 10 - 15 cm um den Fraßplatz der Wirtslarve herum ab (TRIPP 1962).

3.7.3.5. Eiablage in den pflanzlichen Wirt

Weibchen phytophag lebender Arten legen ihre Eier gewöhnlich in ihren Wirt, die Pflanze, ab. Dabei sind sie auf bestimmte Pflanzenabschnitte spezialisiert. Die Weibchen verhalten sich bei der Abgabe des Eies wie Weibchen entomophag lebender Arten.

Die Eiablage kann erfolgen: in Stengelabschnitte, s. Harmolita spp; in Blüten, s. Trichilogaster sp.; in junge, noch gelatinöse Samen, s. Megastigmus spp, Bruchophagus spp, Eurytoma spp; in Knospen und Blattscheiden. Allgemein werden Gymnospermen (Coniferae) und Angiospermen (Rosales, Umbelliflorae u.a.) befallen. - Eine symbiontische Erscheinung ist bei der Eiablage der phytophagen Blastophaga psenes (L.) bekannt. Das Weibchen dieser Art legt sein Ei in die Blüte von Ficus caricae L. Dabei trägt es Pollen von einer Blüte zur anderen und führt damit deren Befruchtung herbei (JOSEPH 1959).

3.7.4. Lähmung oder Tötung des Wirtes vor der Eiablage

Es gibt Arten unter den Chalcicoidea, die ihren Wirt vor der Eiablage lähmen, es gibt solche, die ihn vorher töten und andere, die ihre Eier in einen unveränderten Wirt absetzen.

Wirtslähmung erfolgt hauptsächlich bei Ektoparasiten (AESCHLIMANN 1969; DOUTT 1957; GELMROTH 1972; QUEDNAU 1967a, SUNDBY 1957) der Gattungen Habrocytus Thoms.; Dibrachoides Kurdj.; Dibrachys Först.; Lariophagus Crawl.; Cirrospilus Westw.; Eulophus Ol.; Chrysocharis Först.; Dahlbominus Hincks; Tetrastichus Hal.; Elachertus Spin. u.a. Weibchen ektoparasitischer Larven injizieren das Lähmungsgift gewöhnlich mit einem besonderen Einstich vor der Ablage ihres Eies, s. Eurytoma nesiotus Crawl. bei Asphondylia sesami Felt. (TIWARI 1974/75); Euplectrus laphygmae Ferr. bei

Spodoptera littoralis (Boisd.) (GERLING et LIMON 1976); bei Endoparasiten erfolgen Giftinjektion und Eiablage in einem gemeinsamen Einstich (FLANDERS 1950). Bei *E. laphygmae* Ferr. erlahmt die Wirtslarve kurze Zeit nach dem Einstich, und sie ist ca. 1 Minute nach der Eiablage wieder beweglich (GERLING et LIMON 1976). Der Lähmungsanstich kann wenige Sekunden bis mehrere Minuten andauern. Bei *Aphelinus asychis* Walk. (= *A. semiflavus* How.) dauert er an größeren Blattläusen länger als an kleineren (WILBERT 1964). Das Lähmungsgift fließt aus den Giftdrüsen an der Basis des Legebohrers die Stilette entlang und wird mit diesen immer tiefer und in verschiedene Richtungen in den Wirtskörper eingeführt und hier mit der Leibesflüssigkeit weiter verteilt (BISCHOFF 1927; HASE 1924b; WILBERT 1964). Eine Lähmung des Wirtes tritt um so schneller ein, je größer die injizierte Giftdosis war. Das Gift wirkt wahrscheinlich neurotoxisch (BEARD 1952). Der Wirt erlahmt meist vollständig. Nur bei wenigen Arten ist eine partielle Lähmung bekannt, s. *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) (= *Microplectron fuscipennis* (Zett.), CLAUSEN 1940). Bei *Spalangia drosophilae* Ashm. wird vermutet, daß das Weibchen an einer Veränderung der Pulsfrequenz des Wirtes den Grad der bereits eingetretenen Lähmung abschätzen kann (SIMMONDS 1954). Die Dauer der Lähmung ist unterschiedlich und scheint auf ein gewisses Optimum für das jeweilige Wirt-Parasit-Verhältnis eingespield zu sein. Junge Wirtsstadien können gewöhnlich nur kurzfristig gelähmt bleiben, besonders dann, wenn sie endoparasitiert werden. Eine Larve von *Zeiraphera diniana* (Gn.) (= *Z. griseana* Hb.) gewinnt nach ca. 24 Stunden ihre Beweglichkeit zurück, wenn sie von einem Weibchen der Eulophidae gelähmt wurde (BALTENSWEILER 1958). - Die größte Zahl gelähmter Wirte verbleibt im Lähmungszustand (DOUTT 1963). Bei diesen Tieren bleibt der Turgor des Körpers bis zu mehreren Wochen lang erhalten, wohl im Einklang mit der Dauer der Parasitenentwicklung. Dem Parasiten wird mit der Lähmung des Wirtes ein gewisser Entwicklungsschutz gewährleistet. Bei *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.), Ektoparasit an Diprionlarven, haben Experimente bestätigt, daß sich der Parasit auf ungelähmten Wirtstieren nicht normal entwickelt (SZMIDT 1960). PICARD 1923 spricht in diesem Zusammenhang von einem Konservierungseffekt. Es wurde beobachtet, daß z.B. Ameisen acht Monate lang frisch blieben, wenn sie von *Melittobia acasta* (Walk.) gelähmt, aber nicht auch parasitiert worden waren (BROWNE 1922).

Eine T ö t u n g des Wirtes mit Hilfe der Giftinjektion wurde u. a. bei *Habrocytus semotus* (Walk.) (= *H. milleri* Del. et Verb., VERBECKE 1957) und Arten der Gattungen *Achrysocharella* Gir., *Cirrospilus* Westw., *Eulophus* Müll. und *Tetrastichus* Hal. (EVENHUIS, NIKOLA et VLUG 1971; SUNDBY 1957) beobachtet. Bei diesen Arten verläuft die Larbenentwicklung relativ schnell.

3.7.5. Vorgang der Eiablage

Ein Ei wird durch den Ovipositor zu der jeweiligen Ablagestelle gebracht (morphologische Einzelheiten des Ovipositors s. JACKSON 1969; KING 1962e). Das Weibchen sucht die geeignete Ablagestelle an einem tierischen oder pflanzlichen Wirt und setzt hier seine Abdominalspitze auf. Bei ektogener Eiablage verhakt es seinen Ovipositor außen am Wirt. Lebt der Wirt geschützt (in Mine, Kokon, Pflanze oder anderem), so durchbohrt es mit dem Ovipositor zunächst dessen Umhüllung. Bei endogener Eiablage führt es den ganzen Ovipositor durch Auf- und Abwärtsbewegung des Abdomens in den Wirtskörper ein und schafft hier mit Hilfe weiterer Manipulationen Raum für das abzulegende Ei. Das Ei gelangt durch peristaltische Bewegungen des Abdomens allmählich aus dem Ovidukt in den Ovipositor. Hier wird es stark verformt, da der Querschnitt eines Ovipositors nur einen Bruchteil des Ei-Querschnitts ausmacht. Bei *Habrocytus cerealellae* (Ashm.) z. B. beträgt die lichte Weite des Ovipositors 0,011 mm und der mittlere Eidurchmesser 0,12 mm (FULTON 1933). Eine starke Verjüngung des Eies am vorderen Polende gelingt, weil das Chorion noch elastisch ist und einen starken Preßdruck aushalten kann. Während nun zunächst das vordere Polende des Eies zusammen mit einem Flüssigkeitstropfen kurz oberhalb der Ovipositorspitze hervortritt, der mittlere Teil stabförmig gestreckt im Ovipositor liegt, enthält das hintere Polende im Ovidukt noch die Hauptmasse des flüssigen Eiinhaltes. Sie wird ebenfalls durch den Ovipositor gepreßt, und dabei rutscht langsam auch der Rest des Chorions mit durch. Allmählich wird die gesamte Eimasse an der Ovipositorspitze sichtbar, und das Ei nimmt seine ursprüngliche Form wieder an. - Da der Ovipositor äußerst elastisch ist, gelingt es manchen Arten, ihr Ei an besonderer Stelle in der Umhüllung ihres Wirtstieres zu fixieren. Bei *Eupelmus urozonus* Dalm. z. B. krümmt er sich wie ein Haken, wenn er die Gallenwand von *Myopites stylata* Fabr. durchbohrt hat, und das Ei an der Unterseite

der durchbohrten Wand absetzt (DELANOUE et ARAMBOURG 1965).

Das ektogen abgesetzte Ei kann bei einigen Arten lose und ohne besondere Verankerung direkt an den Wirt oder in seine unmittelbare Nähe gebracht werden; es kann aber auch mit einem besonderen, stielähnlichen Auswuchs (Pedicellus) im Exoskelett der Wirtskutikula verankert werden (bei gewissen Aphelinidae u. a.). Bei *Euplectrus laphygmae* Ferr. haben Versuche gezeigt, daß die ankerartige Vorrichtung des Pedicellus neben der Haltefunktion auch noch eine physiologische (Wirtsstoffe vermittelnde) Funktion haben muß (GERLING et LIMON 1976). - Ektogen abgesetzte Eier werden bei einigen Arten mit einer Flüssigkeit aus dem Ovipositor bestrichen, die zu einer Schutzschicht erhärtet, oder sie werden mit einem Fadengespinnst aus dem Ovipositor bedeckt.

Das endogen abgesetzte Ei wird von den meisten Arten mehr oder weniger frei in den Wirtskörper gebracht, bei einigen kann es auch eine bestimmte Verankerung erfahren. Gewisse Weibchen der Encyrtidae ziehen mit Hilfe des Ovipositors den elastisch-weichen Eipol als sog. Eistiel aus dem Wirtskörper wieder hervor (s. auch p. 109), s. *Metaphycus luteolus* Timb.; *Microterys flavus* How. (BARTLETT et BALL 1964; BARTLETT et LAGACE 1961); *Metaphycus helvolus* Comp. (FLANDERS 1942f); *Aphytis mytilaspidis* (Le Bar.) (= *Aphelinus mytilaspidis* Le Bar., GRISWOLD 1925); *Ooencyrtus johnsoni* (How.) (MAPLE 1937); *Epilampsis* sp.; *Closterocerus* sp. (SUNDBY 1957). -

Die Einstichstelle im Wirtskörper kann bei einigen Arten durch einen Sekrettropfen aus der Abdominalspitze des Weibchens wieder verschlossen werden, s. *Chrysocharis laricinellae* (Ratz.) (QUEDNAU 1967a).

Der Prozeß der Eiablage kann wenige Sekunden, z.B. 1 sec bei *Coccophagus trifasciatus* Comp. (FLANDERS 1942f), 2 - 3 sec bei *Leptomastix dactylopii* How. (LLOYD 1966) und mehrere bis viele Minuten, z.B. 10 min bei *Aphytis mytilaspidis* (Le Bar.) (= *Aphelinus mytilaspidis* Le Bar., IMMS 1916) andauern. Er verläuft mit alecithalen Eiern meist schneller als mit lecithalen (FLANDERS 1962). - Bei Arten mit einer unterschiedlichen Entwicklungsform für befruchtete oder unbefruchtete Eier (endo- oder exogen) kommt auch ein unterschiedlicher

Ort der Eiablage vor. Weibchen von *Coccophagus ochraceus* How., deren Spermathekadrüse mit Spermasekret gefüllt ist, sitzen bei der Eiablage auf ihrem Wirt (*Saissetia* spp); sie bringen ihr befruchtetes Ei in dessen Körperinneres. Weibchen, deren Spermathekadrüse bei großem Wirtsangebot vorübergehend geleert ist, sitzen neben ihrem Wirt; sie legen ihr unbefruchtetes Ei unter dem Wirtskörper ab (FLANDERS 1956a). Brachte man nun im Experiment ein begattetes Weibchen aus der Stellung für die Ablage unbefruchteter Eier in die Stellung für die Ablage befruchteter Eier, so legte es hier kein unbefruchtetes Ei ab, sondern - nach entsprechender Neufüllung der Spermathekadrüse - ein befruchtetes. Auf diese Weise konnte man Weibchen zur Ablage von lediglich diploiden Eiern veranlassen. Umgekehrt gelang es aber nicht, Weibchen in entsprechender Stellung neben dem Wirt zur Ablage von nur haploiden Eiern zu bringen. In einem solchen Fall unterblieb die Eiablage ganz (FLANDERS 1959).

Der Vorgang der Eiablage ist u. a. beschrieben worden für die Arten *Caraphractus cinctus* Walk. (JACKSON 1966); *Melittobia acasta* (Walk.) (BROWNE 1922; PICARD 1922c, 1923); *Melittobia chalybii* Ashm. (SCHMIEDER 1933); *Chrysocharis larinellae* (Ratz.) (QUEDNAU 1967a); *Aphytis mytilaspidis* (Le Bar.) (= *Aphelinus mytilaspidis* Le Bar., IMMS 1916); *Aphelinus asychis* Walk. (= *A. semiflavus* How., WILBERT 1962); *Lariophagus distinguendus* (Först.) (HASE 1924); *Dibrachys cavus* (Walk.) (GONTARSKI 1941; MARSH 1936); *Pachyneuron* sp. (FAURE 1923); *Plutothrix coelius* (Walk.) (LYNGNES 1956, 1959, 1960) (anatomische Studie!); *Lasiochalcidia* spp (STEFFAN 1961b); *Leptomastix dactylopii* How. (ZINNA 1959).

3.7.6. Eizahl je Wirt

Die Zahl der Eier, die Weibchen in ein Wirtstier absetzen, schwankt. Sie ist größer, wenn die Eier ungezielt in den Wirtskörper gebracht werden und geringer bei mehr gezielter Ablage: belegt das Weibchen z.B. bestimmte Organe im Wirtstier, wie bei gewissen Encyrtidae und Aphelinidae, so wird nur ein Ei pro Wirt abgesetzt, s. *Diversinervus smithi* Comp. (FLANDERS 1939b). Genügt es jedoch, wenn das Ei irgendwo in den Wirtskörper gelangt, so können 3, 5, 10 und

ausnahmsweise 1000 auf einmal abgesetzt werden (5 - 6 Eier bei *Monodontomerus dentipes* (Dalm.) (MORRIS, CAMERON et JEPSON 1937); ca. 100 Eier bei *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) (= *Microplectron fuscipennis* (Zett.), ULYETT 1936b); ca. 1000 Eier bei *Stilbula tenuicornis* (Ashm.) (= *Schizaspidia tenuicornis* Ashm., CLAUSEN 1923). Die Eizahl pro Wirtstier (gleicher Altersstufe) bleibt meist konstant, auch wenn eine große Zahl Eier im Ovar herangereift ist (FLANDERS 1962). Die Eizahl kann mit steigender Temperatur schwach ansteigen bei Weibchen, die mehrere Eier bei einem Ablagevorgang absetzen, s. *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) (BURNETT 1956). - Gewöhnlich wird die Eizahl besonders bei endogenen Parasiten so bemessen, daß einerseits der Wirt von den Parasitenlarven ganz aufgezehrt wird und andererseits alle Parasiten genügend Nahrung haben (Ausnahme s. Superparasitismus p. 90; Multiparasitismus p. 94). So kann die Eizahl mit der Größe des Wirtstieres schwanken (THOMPSON et PARKER 1927; KLOMP et TEERINK 1962). *Prestwichia aquatica* f. *brevipennis* Henr. legt in kleine Eier von *Agabus* sp. nur 1 Ei ab, in größere derselben Art 5 - 8 Eier (HENRIKSEN 1922; JACKSON 1956). Am 3. Raupenstadium von *Adoxophyes reticulana* Hb. (= *A. orana* F.R.) werden regelmäßig nicht mehr als 3 Larven von *Colpoclypeus florus* (Walk.) (= *C. silvestrii* Lucch.) gefunden, am 5. Stadium dagegen 15 - 30 (gleichalte) Larven, die sich hier auch fertig entwickeln können (JANSSEN 1958). *Blastothrix britannica* Grt. lebt solitär am Larvenstadium (2. Generation) von *Lecanium* sp. und gregär (mit 50 Geschwistern) am Imaginalstadium (1. Generation) dieser Art (IMMS 1918). *Caschinchinensis* How. legt auf die kleineren Männchen der Schildlaus *Aonidiella aurantii* (Mask.) 1 Ei (befruchtet) ab, auf die größeren Weibchen mehrere Eier (befruchtet) (FLANDERS, GRESSIT et FISHER 1958); *Caraphractus cinctus* Walk. setzt gewöhnlich 3 Eier in ein Wirtsei von *Agabus bipustulatus* L. (Länge ca. 15 mm) und wohl wesentlich mehr in ein Ei von *Dytiscus marginalis* L. (Länge ca. 60 mm) (JACKSON 1966). *Euderus caudatus* Thoms. legt in Eier von *Saperda populnea* (L.) nur 1 Ei und in die größeren Eier von *Saperda carcharias* (L.) 4 - 7 Eier (BOUČEK 1963b). *Hyssopus thymus* Grt. legt mehr Eier an ältere (größere) Larven und die Puppe von *Rhyacionia buoliana* (Schiff.) als an jüngere. (Auf diese Weise finden sowohl Weibchen der dritten wie die der vierten Generation noch eine Möglichkeit, ihre Eier loszuwerden, auch wenn die Anzahl der noch unbelegt vorhandenen Wirtstiere immer geringer geworden ist, SYME 1971/72).

3.8. Eioresorption

Weibchen mit synovigenen Eiern haben die Fähigkeit, junge Eizellen (SCHNEIDER 1941) und bereits ausgereifte Eier wieder zu resorbieren. Nach Untersuchungen an *Leptomastix dactylopii* How. findet eine ständige Eioresorption gleichzeitig mit der kontinuierlichen Eineubildung und Eiablage statt (LLOYD 1966). In Zeiten ungünstiger Bedingungen für eine Ablage der Eier können die Weibchen auf diese Weise mit Eiaufbaustoffen haushalten. Die Periode der Ablage kann durch die Resorption über einen längeren Zeitraum ausgedehnt werden. - Die Resorption der Eier erfolgt im Ovar. Bei einem ausgereiften Ei kann Resorption auftreten, solange noch keine Ovulation erfolgt ist, d. h. solange das Ei noch von der Follikelmembran umgeben und noch nicht aus dem Ovar in den Ovidukt ausgestoßen worden ist. -

Bei Arten mit Ovariolen, die gleichzeitig mehrere reife Eier aufweisen (polyotene type), wird die Resorption durch den Druck angestauter Eier in den Ovariolen ausgelöst (SCHNEIDER 1941). Reife Eier stauen sich an, wenn aus Spermienmangel keine Befruchtung möglich ist und wenn Wirte fehlen (LLOYD 1958; THOMPSON et PARKER 1928). -

Die Resorption beginnt mit der Auflösung des Dotters (bzw. der Dottervorstufen). Die Abbauprodukte werden durch das Chorion und durch die Follikelmembran wieder in den Blutstrom abgegeben (Einzelheiten s. LLOYD 1966; SCHNEIDER 1941). Die Resorption kann innerhalb weniger Stunden abgeschlossen sein (BARTLETT 1964; DOUTT 1959); sie kann sich aber auch über 1 - 2 Tage hinziehen (KING 1963). Vielfach verbleibt das Chorion des Eies in den Ovariolen, wo es eine Eineubildung nicht zu stören scheint. Es kann aber auch - wenigstens teilweise - mit aufgelöst werden, s. histologische Einzelheiten bei *Brachymeria lasus* (Walk.) (= *B. euploae* (Westw.)), SCHNEIDER 1941). Bei vier Wochen alten Weibchen von *Metaphycus luteolus* Timb., die drei Wochen lang von ihrem Wirt entfernt gehalten worden waren, fand man neben reifen und in Bildung begriffenen Eiern 75 Hüllen von bereits wieder resorbierten Eiern (FLANDERS 1950). Gelegentlich kann man das Chorion resorbierter Eier auch in der Körperhöhle wiederfinden. Junge, erst zum Teil resorbierte Eier können bei günstigen Bedingungen ihr Wachstum

erneut aufnehmen. Bei Weibchen mit polyotenen Ovariolen kann es vorkommen, daß gleichzeitig mit völlig intakten Eiern auch teilweise resorbierte Eier abgesetzt werden.

4. Lebensdauer

Die Dauer des Imaginallebens ist mehr oder weniger artspezifisch. Sie kann einige Tage bis einige Monate betragen. Innerhalb einer Art leben die Weibchen gewöhnlich länger als die Männchen. Im einzelnen bestimmen auch noch verschiedene Umweltfaktoren die Lebensdauer (Temperatur, Feuchtigkeit, bei den Weibchen die Möglichkeit, Nahrung aufzunehmen, begattet zu werden, den Wirt zu finden, Eier abzulegen und den Winter zu überstehen). Schließlich kann auch die relative Körpergröße des Tieres von Einfluß auf seine Lebensdauer sein.

Kurzlebig sind solche Arten, deren Weibchen relativ schnell die Gesamtzahl ihrer Eier bilden und absetzen können (proovigene Arten, p. 22). Sie leben gewöhnlich nur wenige Tage lang. **Langlebige Arten** bilden ihre Eier sukzessive und setzen sie in Raten ab (synovigene Arten, p. 22). Sie leben einige Wochen bis einige Monate lang, s. *Eurytoma pini* Bugb.: Männchen 17 - 63 Tage, Weibchen 31 - 128 Tage (ARTHUR 1961); *Mesopolobus spermatrophus* Huss. (= *Amblymerus apicalis* (Thoms.)): 50 - 70 Tage im Labor (HUSSEY 1955); *Euchalcidia caryobori* Han.: Männchen max 75 Tage (im Mittel 50 Tage), Weibchen max. 82 Tage (im Mittel 51 Tage) (HANNA 1935); *Mestocharis bimacularis* (Dalm.): Männchen ca. 1 Monat, Weibchen bis zu 1 Jahr (JACKSON 1964); *Cirrospilus vittatus* Walk.: 3 - 4 Monate, sowohl bei 20°C im Labor als auch bei wechselnden Temperaturen im Freiland (KIRKLAND et PARAMONOV 1962; TALHOUK et SOEHARDJAN 1970).

Zu den Umweltfaktoren, die Einfluß auf die Lebensdauer einer Imago haben, gehört u.a. das **Alter des Wirtstieres**, in dem sie sich entwickelt hat. Imagines von *Nasonia vitripennis* (Walk.) z.B. haben die größte Lebensdauer, wenn ihre Entwicklung in Puppen von *Musca domestica* (L.) beginnt, die weniger als 48 Stunden alt sind (WYLIE 1962). - Ferner sind **Temperatur** und **Feuchtigkeit** von Einfluß. In der Regel wird die Lebensdauer der Imagines durch niedrigere Temperaturen verlängert, durch hohe verkürzt. Männchen von

Erdoesina alboannulata (Ratz.) können ihre längste Lebensdauer bei 5°C erreichen, Weibchen bei 10°C. Hohe Temperatur verkürzt bei diesen Tieren auch schon dann die Lebensdauer, wenn sie nur auf frühe Entwicklungsstadien eingewirkt hat (BÖHR 1965). Niedere rel. Luftfeuchtigkeit kann die Lebensdauer verkürzen. - Bei *Aphytis lingnanensis* Comp. und *Aphytis chrysomphali* (Merc.) sinkt die Lebensdauer um etwa zwei Drittel, wenn die rel. Luftfeuchtigkeit von 80 % auf 20 % gesunken ist. Sie sinkt weiter, wenn dabei die Temperatur noch steigt (DeBACH, FISHER et LANDI 1955). -

Die Möglichkeit einer Nahrungsaufnahme verlängert bei den meisten Arten die Lebensdauer (Einzelheiten p. 14).

Bei synovigenen Weibchen kann das Ausbleiben einer Begattung die Lebensdauer verlängern. In einem Experiment lebten unbegattete Weibchen von *Melittobia acasta* (Walk.) max. 225 Tage, begattete Weibchen wesentlich kürzer (BROWNE 1922). Das Fehlen einer Möglichkeit zur Eiablage wirkt sich bei verschiedenen Arten unterschiedlich aus. Bei *Comperiella bifasciata* How. lebt das Weibchen 2 - 5 mal länger (2 - 5 Wochen), wenn es keine Möglichkeit zur Eiablage findet (FLANDERS 1942d, 1947). Auch bei *Nasonia vitripennis* (Walk.) verlängert Wirtemangel die Lebensdauer der Weibchen (SAUNDERS 1966). Bei den Arten *Metaphycus helvolus* Comp., *Encyrtus fuliginosus* Comp., *Erdoesina alboannulata* (Ratz.) dagegen kann die Lebensdauer um die Hälfte bis Dreiviertel verkürzt werden, wenn die Weibchen ihre Eier nicht ablegen können. Die Ursache dafür ist wohl einmal in dem Mangel an Eiweißnahrung zu suchen, die sonst durch den Wirt geboten wird, und zum anderen - speziell bei *Encyrtus fuliginosus* Comp. - in der Anhäufung von Eischalen (Chorion) im weiblichen Organismus (s. Eioresorption p. 57), die gewöhnlich bei Eioresorption nicht auch wieder zersetzt werden (BÖHR 1965; FLANDERS 1942c, f 1947). -

In kalter Winterzeit ist die Aktivität der Imagines stark reduziert. Sie befinden sich dann in einem sog. Quieszenzstadium (p. 122) oder in einem Diapausestadium (p. 123), wodurch ihre Lebensdauer je nach der Art normalerweise um 3 - 6 Monate verlängert werden kann. -

Es gibt Hinweise dafür, daß bei Männchen und Weibchen einiger Arten ein Zusammenhang zwischen der relativen Körpergröße (Kopfkapselmessungen beim Larvenstadium) und der Lebensdauer besteht. Bei *Nasonia vitripennis* (Walk.) und *Caraphractus cinctus* Walk. z.B. lebten größere Exemplare länger als kleinere (JACKSON 1966; KING et HOPKINS 1963; SAUNDERS 1966). Das mag darauf beruhen, daß kleinere Tiere, die meist aus super- oder multiparasitierten Wirten schlüpfen, im Larvenstadium unzureichend ernährt worden sind und daher früher abbauen.

Die Parasitierung

5. Der Lebensraum des Parasiten

Arten der Chalcidoidea bewohnen mehr oder weniger konstant einen Raum, ein Habitat, in dem ihre praeimaginalen Stadien die notwendige Nahrung und Entwicklungsmöglichkeit finden. Dazu gehören bestimmte Pflanzenarten (für Phytophaga) oder bestimmte Formen der Insecta oder Arachnoidea (für Entomo- oder Arachnophaga); ferner ist ihr Habitat durch bestimmte Temperatur-, Feuchtigkeits- und Lichtverhältnisse bestimmt. *Trichogramma evanescens* Westw. z. B. findet man vornehmlich im Feldbereich, nur selten im Baumbereich; *Trichogramma embryophagum* Htg. im Wald- (Baum-) bereich, und zwar die arrhenotoke Form an Kiefern (HOCHMUTH et MARTINEK 1963), die thelytoke Form an Laubbäumen und Obstgehölzen, nur gelegentlich auch im Feld (HOCHMUTH et MARTINEK 1963; MARTINEK 1963; QUEDNAU 1960; RYVKIN 1959; TELENGA 1959); *Trichogramma semblidis* (Aur.) im Sumpfgelände (FLANDERS 1937a; QUEDNAU 1956a; 1960). Bei der Gattung *Elachertus* Spin. lebt *E. olivaceus* Thoms. an Binsen; *E. argissa* (Walk.) an Bäumen; *E. nigritulus* (Zett.) an Samenkapseln von Kräutern und gewissen Bäumen; *E. geniculatus* (Hart.) an Koniferen (ASKEW 1965c). *Spalangia drosophilae* Ashm. kommt an der Basis von Weizenhalmen vor (SIMMONDS 1955); *Nasonia vitripennis* (Walk.) im Aas, Dung, Abfall und im Bereich von Nestlingen (WYLIE 1958); *Olynx skianeuros* (Ratz.) und *Brachymeria intermedia* (Nees) vornehmlich in offenen, sonnigen Kronen von *Quercus* sp. (ASKEW 1959, 1961b; WESELOH 1972). Chalcidoidea (u.a. Parasiten) bewohnen in der Regel nicht den gesamten Lebensraum einer

erwählten Wirtsart, weil das Wirtshabitat wiederum nicht in allen Eigenschaften den Anforderungen und Möglichkeiten des Parasiten entspricht. *Mesopolobus graminum* (Hardh) z. B. findet man als Larve in Stengeln und Gallen von Gramineen. Ihre Entwicklung ist auch in einer Eichenblattgalle (*Trigonaspis* sp.) möglich, allerdings nur dann, wenn die Galle ca. 50 cm über dem Erdboden im hohen Gras vorkommt (v. ROSEN 1960). *Habrocytus semotus* (Walk.) (= *H. poecilopus* (Cr.)) parasitiert Kokons von *Apanteles glomeratus* L. gewöhnlich nur im sog. Feldmilieu (Feld, Feldrain, Wiese, Hausgarten, bis zu 50 cm Höhe an Mauern in Gärten). Sie läßt die Kokons im unmittelbar benachbarten Hausmilieu (Hauswände von 50 cm an aufwärts, offene Schuppen, Strohschober, Speicher) unbeachtet. *Dibrachys cavus* (Walk.) dagegen bevorzugt Kokons der gleichen Art im Hausmilieu und belegt Kokons im unmittelbar benachbarten Feldmilieu deutlich seltener (BENDEL-JANSSEN 1962). *Mesopolobus spermotrophus* Huss. (= *Amblymerus apicalis* (Thoms.)) parasitiert den im Samen von *Pseudotsuga* sp. lebenden Wirt *Megastigmus spermotrophus* Wachtl nur, solange der Zapfen noch nicht zu Boden gefallen ist (HUSSEY 1955).

Innerhalb ihres Habitates haben die Chalcidoidea in ihren Entwicklungsstadien einen unterschiedlich großen Ausdehnungsradius. Während die Imago ihren Lebensbereich auf einen Raum im Durchmesser von maximal mehreren Kilometern ausdehnen kann, sind die Stadien vom Ei bis zur Puppe meist auf einen kleinen Raum von wenigen Zentimetern, nur selten von einigen Metern, festgelegt. An diesen engen Raum, der zur Hauptsache durch die Art der Nahrung geprägt ist, sind die einzelnen Entwicklungsstadien mehr oder weniger angepaßt. Er bildet das für sie charakteristische *M i k r o h a b i t a t*, auf das auch die weibliche Imago eingestellt ist, wenn sie die neue Generation mit dem Ei in die entsprechende Umgebung bringt. Es kommt vor, daß eine Art mehrere Formen eines Mikrohabitates (im Zusammenhang mit mehreren Wirtsarten) akzeptiert. Verschiedene Mikrohabitats können an einer Lokalität gleichzeitig nebeneinander vorkommen und von Vertretern einer Parasitengeneration akzeptiert werden oder von Vertretern aufeinanderfolgender Generationen. Imagines von *Chrysocharis pubicornis* (Zett.) wurden im Frühjahr auf *Ilex* sp., im Herbst vermehrt auf *Laburnum* sp. gefunden (ASKEW 1968b). Es können auch mehrere Formen eines Mikrohabitates von Vertretern einer Generation an verschiedenen Lokalitäten akzeptiert werden.

6. Wirtssuche der weiblichen Imago

Weibchen der meisten Chalcidoidea suchen für die Ablage ihrer Eier gleich das Nährsubstrat, das für die Entwicklung ihrer Eier und Larven zutreffend ist; das sind Insecta und Arachnoidea in verschiedenen Entwicklungsstadien und bestimmte Pflanzen. Nur bei wenigen Arten werden die Eier frei und in größerem Umkreis zum Wirt abgesetzt. Die Suche nach einem geeigneten Wirt wird beim Weibchen ausgelöst durch vorhandene, bereits ausgereifte oder durch in Bildung begriffene Eier, durch eine vollzogene Begattung und durch verschiedene Aussenfaktoren. Die Dauer der Wirtssuche kann bei den einzelnen Arten mehr oder weniger lang sein. Die Weibchen können ihre reifen Eier eine gewisse Zeit lang speichern, sie dann wieder resorbieren (p. 57) und erneut Eier heranzubilden. Für die Suche nach einem Wirt verfügen sie über eine mehr oder weniger große Fortbewegungsfähigkeit.

Die Intensität der Wirtssuche ist zwischen verschiedenen Arten unterschiedlich: Weibchen mit hoher Fruchtbarkeit verfügen gewöhnlich über eine geringere Suchintensität (und -kapazität) als Weibchen mit niedrigerer Fruchtbarkeit (FLANDERS 1947). Die Suchintensität kann bei einer Art auch wechseln mit dem Wechsel gewisser Umwelteinflüsse. Gesteigerte Wirtsdichte z. B. steigert bis zu einem gewissen Grad die Intensität der Wirtssuche, s. *Nasonia vitripennis* (Walk.) (VELTHUIS 1965); *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) (BURNETT 1954; DeBACH 1941). Bei abnehmender Wirtsdichte kann die Intensität der Suche nach einer Wirtsart so stark abnehmen, daß vorübergehend die Bedeutung dieser Wirtsart für den Parasiten verlorengeht, s. gewisse Arten der Eulophidae bei der Wirtsart *Zeiraphera diniana* (Guën) (AESCHLIMANN 1973).

Bei der Suche nach dem Wirt durchstreift das Parasitenweibchen das wirtsspezifische Habitat in ungerichteten Suchflügen und Suchgängen. Dabei kann es zunächst noch nicht erkennen, ob der durchgestreifte Bereich die gewünschten Wirtstiere auch enthält oder nicht. Seine Suchbahn, auf der angeborene Reflexe neben unmittelbaren Reaktionen ablaufen, führt das Weibchen aber immer näher heran an die engere Umgebung, das Mikrohabitat seines Wirtstieres wie Stammteile, Rindenstücke, Blütenköpfe, Früchte, Blattrollen, Minen, Gallen an

Blättern und Stengeln, Sandtrichtern, Wirtsansammlungen wie Blattlauskolonien, Insektenester u. a. Weibchen von *Chrysocharis seiuncta* Del. z. B. lassen sich im Feldhabitat auf Blättern krautiger Pflanzen nieder; auf *Agropyron repens* L. streben sie aus einer Entfernung von wenigen Zentimetern die Internodien an, in denen der Wirt gefunden werden kann (EMSCHEMANN 1969). Weibchen von *Trichogramma cacoeciae* March. (= *T. embryophagum* var. *cacoeciae* March.) laufen während der Wirtssuche auf Bäumen besonders intensiv über deren Blätter (SCHÜTTE et FRANZ 1961). Auch bei anderen *Trichogramma* spp erhöht sich während der Wirtssuche die Laufaktivität (QUEDNAU 1958). Ist nun ein Weibchen, z. B. von *Trichogramma* sp. auf ein Wirtstier gelangt und eine Eiablage erfolgt, so vollziehen sich die bis dahin zufällig verlaufenen Suchbewegungen dann spiralförmig um den Wirt herum, und die Möglichkeiten, auf weitere Wirte zu stoßen, werden erhöht (LAING 1937). Im Bereich eines Habitates kann sich die *Parasitierung* durch eine Art entweder vorwiegend kontinuierlich oder mehr insular, diskontinuierlich, verteilen (THALENHORST 1951). Selten wird dabei das Wirtsangebot voll ausgenutzt (FLANDERS 1962). Bei *Eurytoma robusta* Mayr z. B. erfolgt die Parasitierung eher insular, wobei in jeder Insel hauptsächlich ein Weibchen seine Nachkommen abgesetzt hat. *Eurytoma curta* Walk., ein Larvenparasit von *Euribia jaceana* Her. in Blüten von *Centaurea* sp., setzt seine Eier im Bereich größter Wirtsdichte kontinuierlich ab. Dabei wird in einer einzelnen Blüte eine Wirtsansammlung allerdings nicht voll ausgenutzt (VARLEY 1941).

Verhältnismäßig einfach gestaltet sich die Wirtssuche für Parasiten von Vorratschädlingen (wenigstens solange die Lebens- und Fortpflanzungsbedingungen des Wirtes günstig bleiben). Die ständige Nähe zum Wirt vereinfacht für das Parasitenweibchen die Orientierung. Sie kann normalerweise direkt auf das Wirtstier hin erfolgen, ohne daß verschiedene, nur indirekt den Wirt anzeigende Schlüsselreize zwischengeschaltet sein müßten.

An der Wirtssuche beteiligte Sinnesorgane beim Weibchen: der olfaktorische, der optische und der taktile Sinn. Vielfach werden bei der Wirtssuche mehrere dieser Sinne gleichzeitig benötigt und angesprochen.

Bei der Wirtssuche kommt dem olfaktorischen Sinn große Bedeutung zu. Eine Geruchsaufnahme erfolgt mit Hilfe von Sinnesplatten an den

Antennengliedern. Wahrscheinlich sind die einzelnen Arten der Chalcidoidea auf ganz spezifische Duftreize eingestellt, die sie schon aus relativ großer Entfernung, d. h. in geringer Konzentration, wahrnehmen können. Die Weibchen orientieren sich an der steigenden Duftintensität und gelangen so in die Wirtsnähe. Der Duftreiz allein kann sie zur Eiablagestelle hinführen. Er kann auch von andersartigen Reizen (Lichtsinnreiz, mechanischer Reiz u. a.), die aus geringer Entfernung (max. einigen Millimetern) wirken, ergänzt oder abgelöst werden. Weibchen verschiedener Arten bewegen sich gegen den Windstrom (positive Rheotaxis), wie *Nasonia vitripennis* (Walk.) (EDWARDS 1954b). Weibchen von *Megastigmus spermotrophus* Wachtl werden nach erfolgter Begattung vom Duft der Douglasfichte angezogen, in deren Samen sie ihre Eier ablegen (HUSSEY 1955). *Brachymeria podagrica* (F.) (= *B. fonscolombi* (Duf.)), die im Fleisch lebende *Sarcophaga* sp. parasitiert, setzt in Laborversuchen ihre Eier an die Wirtslarven, wenn diese mit Fleischsaft in Berührung gekommen sind; ebenso kann Fleischsaft allein schon dann Eiablage auslösen, wenn er von Fleischstücken stammt, in denen *Sarcophagalarven* gelebt haben (ROBERTS 1933). Gewisse australische *Spalangia* spp., die sich auch durch positive Phototaxis auf ihren Suchbahnen lenken lassen, reagieren noch stärker auf den Duft von (mindestens vier und höchstens neun Tage altem) Viehdung, in dem sie gewöhnlich ihre Wirtspuparien finden (HANDSCHIN 1934). Ähnlich verhalten sich *Nasonia vitripennis* (Walk.) (DOUTT 1959; LAING 1939; WYLIE 1958; *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) (= *Microplectron fuscipennis* (Zett.), ULLYETT 1936).

Optische Sinnesreize nehmen die Chalcidoidea mit Hilfe von Komplexaugen auf, die sie - aus geringer Entfernung - auch zu einem gewissen Formsehen befähigen. Weibchen von *Nasonia vitripennis* (Walk.) nehmen Objekte in einem Abstand von 5 mm wahr (DOUTT 1964). *Eretmocerus californicus* How. erkennt in einem Glasröhrchen seinen Wirt in einem Abstand von 5 - 10 mm (GERLING 1966). - Neben der Formwahrnehmung führen auch positive und negative Phototaxien die Weibchen zum Wirt. Über Farbsehen liegen bei Chalcidoidea noch keine besonderen Untersuchungen vor (s. aber Anflug von gelben MOERICKE-Schalen, p. 13).

Das Weibchen von *Trichogramma* sp., das das Mikrohabitat des Wirtes

olfaktorisch gefunden hat, entdeckt das einzelne Wirtsei optisch. Von Sitotroga-Eiern werden die am nächsten liegenden am häufigsten wahrgenommen. Aus einem Angebot von vier verschiedenen großen Wirtseiern findet (und parasitiert) *Trichogramma* sp. die größten am leichtesten (LAING 1938, SALT 1935). Sein Wahrnehmungsabstand beträgt gewöhnlich 3 - 6 mm (FLANDERS 1935, 1947; LAING 1937, 1938; QUEDNAU 1956a). *Aphelinus asychis* Walk. (= *A. semiflavus* How.) findet im Auswahlversuch die größere Blattlaus *Macrosiphon solani* Kitt. vor den kleineren *Myzus persicae* (Sulz.) und *Myzus ascalonicus* (Donc.) (= *Rhopalosiphon ascalonicus* (Donc.), WILBERT 1964, 1968). *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) (= *Microplectron fuscipennis* (Zett.)) bevorzugt größere Kokons von *Diprion* spp (ULYETT 1936 a, b) und *Nasonia vitripennis* (Walk.) größere Puparien von *Musca domestica* L. (WYLIE 1967). *Spalangia drosophilae* Ashm. nimmt innerhalb des Wirtsmikrohabitates (die Basis von Gras- und Getreidehalmen) auf 3 - 4 mm Entfernung seinen Wirt (Dipterenpuparien) optisch wahr (SIMMONDS 1955). In dunklem, rotem Licht ist ein Wirtserkennen nicht mehr möglich. - Bei zwei australischen *Spalangia* spp, die Dipteren im Weidetierkot parasitieren, reagieren die Weibchen vom ersten Lebenstag an positiv phototaktisch und werden so angeregt, den Dunghaufen, auf dem sie geschlüpft sind, zu verlassen, um einen neuen, frischen (möglicherweise mit jungen Wirtspuparien) aufzusuchen. (Die Männchen dieser Art reagieren negativ phototaktisch. Sie verbleiben an ihrer Entwicklungsstelle und begatten die neben ihnen schlüpfenden Weibchen (HANDSCHIN 1934)). Ein ähnliches phototaktisches Verhalten zeigt auch *Nasonia vitripennis* (Walk.) in den ersten 24 std nach dem Schlüpfen in verwesendem Fleisch (EDWARDS 1954b).

Der t a k t i l e S i n n erfährt Bewegungen, Geräusche und Formen; er liegt in den Antennen, den Tarsen und der Ovipositorspitze. Auf der Suche nach dem Wirt spielen die Antennen die Hauptrolle. *Chrysocharis seioncta* Del. erkennt seinen Wirt, *Haplodiplosis equestris* Wagn., an den leichten Erschütterungswellen, die er als Larve in verdickten und vergallten Internodien von *Agropyron repens* L. hervorruft (EMSCHERMANN 1969). *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) (= *Microplectron fuscipennis* (Zett.)) orientiert sich bei *Diprion* spp an der Bewegung der Larve im Kokon (LANGE 1960; LLOYD 1956; ULLYETT 1935). *Chaetospila elegans* Westw. nimmt das Nagen der Larve von *Sitophilus granarius* (L.) in Weizenkörnern wahr (ASSEM et KUENEN 1958; LYNNGES 1956).

Plutothrix coelius (Walk.) (= *Trigonoderus tristis* Walk.) entdeckt in Holzsparrnen nagende Larven von *Anobium* sp. (LYNGNES 1956). *Caraphractus cinctus* Walk., eine unter Wasser lebende Art, tastet mit seinen Antennen die Blattoberfläche einer Wasserpflanze ab und findet dabei sein Wirtsei (JACKSON 1966). *Hockeria rubra* (Ashm.) (= *Stomatoceras rubra* Ashm.), ein Parasit von *Myrmeleon* sp., nimmt im Sand jede kleine Vertiefung wahr und durchsucht sie nach einer Wirtslarve (DOUTT 1959). Wieweit das Erkennen der Trichter im Sand allein taktiler Art ist oder optische Wahrnehmung mitspielt, steht noch dahin.

7. Wirtsprüfung und Wirtsannahme

Wirtssuche und Wirtsfindung sind noch nicht der Auslöser zur Eiablage. Vielmehr muß der Wirt selbst noch darauf geprüft werden, ob er für eine Eiablage auch geeignet ist und oft auch darauf, ob er nicht bereits parasitiert ist. Erst mit der Ablage eines Eies in oder an den Wirt hat das Weibchen den Wirt angenommen. Dabei korrespondieren erblich fixierte und mehr oder weniger streng festliegende Reizmuster im Weibchen mit einem Komplex physiko-chemischer Faktoren im Wirt. Eine nur teilweise Erfüllung der Reizschablone führt gewöhnlich noch nicht zu einer Annahme des Wirtes (BEES 1939; LLOYD 1937; ULLYETT 1936) - auch dann nicht, wenn der Wirt für die Entwicklung des Parasiten durchaus geeignet wäre (SALT 1963). *Pteromalus puparum* (L.) z.B. kann sich *in vitro* in der Hae-molymphe von Wirtsarten entwickeln, die im Freiland nicht zum akzeptierten Wirtskreis gehören (BOULETREAU 1975). Reizmuster für die Wirtsannahme bei einzelnen Arten der Chalcidoidea aufzustellen, ist z.Z. noch nicht annäherungsweise möglich. Durch Experiment und Beobachtung sind lediglich einzelne Faktoren solcher Muster bekannt. Die Prüfung des Wirtes geschieht mit den Antennen, den Komplexaugen, den Mundwerkzeugen, den Tarsen und dem Ovipositor (DOUTT 1959; GONTARSKI 1939; LLOYD 1939; MAYER 1960; QUEDNAU 1955, 1956a; SALT 1938b; ULLYETT 1936; WILBERT 1964).

Mit den Antennen kann das Weibchen den spezifischen Geruch des ausfindig gemachten Tieres prüfen, seinen Umriss, seine Größe, seine Lage, indirekt sein Alter, die Beschaffenheit seiner Kutikula und eventuell auch eine bereits erfolgte Parasitierung (KLOMP et TEERINK 1962; THOMPSON et PARKER 1927a; u. a.). Die Prüfung kan durch sog. Trommelbewegungen (drumming) ausgeführt werden,

wobei der Wirt nicht unbedingt berührt zu werden braucht, s. *Aphelinus asychis* Walk. (= *A. semiflavus* How., WILBERT 1964). Für *Nasonia vitripennis* (Walk.) sind bei der Prüfung von *Diprion* sp. die gewölbten Enden des Kokons ausschlaggebend. Wenigstens sie müssen den prüfenden Weibchen zugänglich sein; andernfalls kommt es nicht zu einer Wirtsannahme (EDWARDS 1954b; WYLIE 1958). *Trichogramma evanescens* Westw. akzeptiert nur solche Wirtseier, die ganz oder wenigstens zum größten Teil freiliegen (LAING 1937; SALT 1938a). Auf ihre Größe hin abgetastete Wirtseier werden in Beziehung zur eigenen Körpergröße ausgewählt (FLANDERS 1935; SALT 1941). *Trichogramma evanescens* Westw. bevorzugt das relativ größte Wirtsei - zumindest im Experiment; das geschieht auch dann noch, wenn der Wirt für die Parasitennachkommen zu groß ist (SALT 1935). - Eine Prüfung der Wirtslage erfolgt besonders bei verhüllten Wirten. Hier ermittelt das Weibchen u. a., ob ein genügend großer Abstand zwischen dem Wirtskörper und der Umhüllung vorhanden ist, s. *Spalangia drosophilae* Ashm. (SIMMONDS 1955). Bei *Melittobia acasta* (Walk.) muß die Wirtsgröße mindestens das Doppelte der Größe des Parasiten betragen (THOMPSON et PARKER 1927a). - Das Wirtsalter spielt insofern eine Rolle, als in Häutung begriffene Wirtstiere für eine Parasitierung ungeeignet sind, ganz besonders bei Ektoparasiten, s. *Eulophus* sp. (WIGGLESWORTH 1949). Die Beschaffenheit der Wirtskutikula scheint eine besonders wichtige Rolle bei der Prüfung des Wirtes zu spielen. Paßt die ermittelte Eigenschaft der geprüften Kutikula in das bekannte Reizmuster, so kann damit auch eine Wirtsart akzeptiert werden, die sonst nicht zum Wirtskreis des Weibchens gehört. - *Brachymeria intermedia* (Nees) akzeptiert in der Regel unbehaarte Lepidopterenpuppen und nicht zu harte Dipterentönnchen. Kokons und behaarte Puppen werden abgelehnt. Eine normalerweise behaarte Raupenhaut von *Leucoma salicis* (L.) (= *Stilpnotia salicis* (L.)) z. B. wird jedoch ebenfalls angenommen, wenn sie nach vorausgegangener Endoparasitierung erhärtet ist (puppenähnlich!) (DOWDEN 1935). - *Chartocerus subaeneus* (Först.) (= *Signiphorina subaenea* (Först.)) belegt in der Regel Schildläuse (*Spilococcus nanae* Schmutt. u. a.), wenn deren Kutikula infolge einer Parasitierung hart geworden ist. Ebenso kann aber auch *Leucopis bonae* Rohd. parasitiert werden, wenn das Tönnchen eine harte Kutikula bietet und wohl aus diesem Grund dem geforderten Schema für eine Annahme entspricht (PSCHORN-WALCHER 1957; ZWÖLFER 1961).

Mit den *Komplexaugen* prüft das Weibchen Größe, Umriss und Lage freizugänglicher Wirte.

Mit den *Tarsen* ermittelt es ebenfalls die Größe des Wirtes. Ferner erkennt es - vermutlich mittels Chemoreceptoren an den Tarsen - sogenannte Duftspuren (spoor effect) am Wirt, die von anderen Besuchern wohl aus tarsalen Sekretdrüsen auf ihm hinterlassen worden sind. Die Duftspuren bleiben gewöhnlich eine Zeitlang erhalten und Weibchen gewisser Arten wie *Trichogramma evanescens* Westw. bei Eiern von *Sialis* sp. u. a. (QUEDNAU 1956a; SALT 1937a); *Aphytis chrysomphali* Merc. bei *Aonidiella aurantii* (Mask.) (FLANDERS 1951a); *Spalangia drosophilae* Ashm. (SIMMONDS 1955) werden durch sie veranlaßt, einen solchen Wirt für eine Parasitierung nicht anzunehmen (BREVIERE 1965; DeBACH 1944; LANGE 1960; SALT 1934). Im Experiment lassen sich die Duftspuren abwaschen, und die Weibchen zeigen dann erneut anhaltendes Interesse an solchen Wirtstieren.

Mit dem *Ovipositor* vermag das Weibchen ein Wirtstier auf sein Alter, die Beschaffenheit seiner Kutikula und auf eine bereits erfolgte Parasitierung hin zu prüfen. Das Weibchen bohrt ihn dabei in den Wirt ein (oder versucht es zumindest). Bei einem bereits parasitierten Wirt wird der Ovipositor meist unverzüglich wieder herausgezogen (*Aphelinus mali* Hald. bei *Eriosoma lanigerum* (Hausm.) (EVENHUIS 1962); *Trichogramma* sp. bei *Sitotroga* sp. (SALT 1937a); *Mestocharis bimacularis* (Dalm.) bei Eiern von *Dytiscus* spp und *Caraphractus cinctus* Walk. bei Eiern von *Agabus bipustulatus* L. (JACKSON 1964).

Wie ein im Wirt vorhandener Parasit in den einzelnen Fällen wahrgenommen werden kann, ist noch nicht bekannt. Unwahrscheinlich ist eine direkte Berührung. Dagegen wäre es möglich, daß sich der Körperinhalt parasitierter Tiere verändert und daß eine solche Veränderung mit Sinneszellen am Ovipositor (SALT 1937a; WILBERT 1964) wahrgenommen wird. Ob eine Veränderung im Wirt schon durch die Eiablage oder erst durch die geschlüpfte Parasitenlarve verursacht wird oder ob sie aus einer Reaktion des Wirtes auf den Parasiten herrührt, ist noch offen (WILBERT 1964). Es gibt Fälle, in denen eine bereits erfolgte Parasitierung vom nachfolgenden Weibchen erst dann wahrgenommen wird, wenn der Parasit ein bestimmtes Alter erreicht hat. *Nasonia vitripennis*

(Walk.) z.B. erkennt im Dipterenpuparium vorhandene Parasiten erst dann, wenn sie das zweite Larvenstadium erreicht haben (WYLIE 1958).

8. Wirts e i g n u n g

Ein Wirt ist (für eine Eiablage) geeignet, wenn sich aus dem an oder in ihm abgelegten Parasitenei ohne nachhaltige Behinderung durch den Wirt ein fruchtbares Individuum entwickeln kann (SALT 1938b).

Gewöhnlich legen Parasitenweibchen ihr(e) Ei(er) auch nur dann ab, wenn der Wirt die Voraussetzung für eine Parasitenentwicklung erfüllt. Ausnahmen kommen jedoch vor, z.B. dann, wenn legebereite Weibchen über längere Zeit keine Gelegenheit zur Eiablage hatten, und eine Eioresorption noch nicht erfolgt ist (DOUTT 1959; FLANDERS 1947). In einem solchen Fall kann der Trieb zur Eiabgabe die natürliche Hemmung vor einem ungeeigneten Wirt übertreffen, s. *Aphelinus asychis* Walk. (= *A. semiflavus* How., WILBERT 1964). Die Entwicklung eines Parasiten in einem normalerweise geeigneten Wirtstier kann auch dann ungeeignet verlaufen, wenn der Wirt gerade eine "unpassende" Nahrung aufnimmt. *Habrolepis rouxi* Comp. z.B. erleidet in *Aonidiella aurantii* (Mask.) nur ganz geringe Mortalität (ca. 3 %), wenn sich der Wirt auf grape fruit entwickelt; lebt der Wirt dagegen auf Sojabohne, so sterben bis zu 100 % des Parasiten in ihm ab (DOUTT 1959). *Aulacaspis rosae* (Bouché) ist auf *Rubus idaeus* L. ein geeigneter und auf *Cucurbita* sp. ein ungeeigneter Wirt für *Adelencyrtus aulacaspidis* (Bréth.) (BENASSY 1958a). Schließlich gibt es auch noch Wirtsarten, die ungeeignet sind, weil sie über Abwehrmaßnahmen gegen bestimmte Parasitenarten verfügen (p. 72).

9. Wirts b i n d u n g

Unter Wirtsbindung versteht man das Eingestelltsein einer Parasitenart auf eine oder mehrere Wirtsarten in einem enger oder weiter begrenzten Umweltbereich zum Zwecke der Eiablage und für die Entwicklung der Nachkommen. - Je größer in einem Parasit-Wirt-Verhältnis die Toleranz des Wirtes ist und je weniger schnell (bei Endoparasiten) der Parasit seinen Wirt tötet, je älter ist in phylogenetischer Sicht die Bindung (DOUTT 1959).

Tiere, die von Weibchen der Chalcidoidea nur zum Zwecke der Nahrungsaufnahme angestochen werden, zählen nicht zu ihren Wirten. *Microterys flavus* How. z.B. nimmt an *Saissetia oleae* (Bern.) Nahrung auf, belegt aber diese *Laus* normalerweise nicht mit Eiern (BARTLETT 1964).

Wie erwähnt, kann zum Wirkskreis einer Art entweder nur eine Wirtsart gehören oder eine mehr oder weniger große Zahl von Wirtsarten. Man spricht dann von Mono-, Oligo-, Pleo- und Polyphagie der jeweiligen Parasitenart. Bei *Mono-phagie* lebt der Parasit in der Regel nur an einer Wirtsart, s. *Aphytis lepidosaphes* Comp. an *Lepidosaphes beckii* (New.) (DeBACH et LANDI 1961).

Bei *Oligophagie* lebt der Parasit an verschiedenen Arten der gleichen Gattung (Oligophagie 1. Grades) s. *Chrysocharis nephereus* (Walk.) (= *Epilampsis gunholdi* Del.) an *Lithocolletis* spp (DELUCCHI 1954) oder der gleichen Familie (Oligophagie 2. Grades), s. *Arrhenophagus chionaspidis* Aur. an *Phenacoccus aceris* (Sign.) (= *Acanthococcus aceris* Sign.) und *Aulacaspis rosae* (Bouché) (KOSZTARAB 1959). Die Vertreter einer Familie können zu näher miteinander verwandten Gattungen gehören (systematische Oligophagie) oder zu nicht näher verwandten Gattungen (disjunctive Oligophagie) (FRIESE 1964).

Bei *Pleophagie* lebt der Parasit an Arten, die zu verschiedenen miteinander verwandten Familien gehören (PSCHORN-WALCHER 1957), *Brachymeria intermedia* (Nees) z.B. an *Tortrix viridana* (L.) und *Porthetria dispar* (L.) (= *Lymantria dispar* L., STEFFAN 1959a).

Bei *Polyphagie* lebt der Parasit an Arten aus verschiedenen Ordnungen (PSCHORN-WALCHER 1957), *Tetrastichus* spp z.B. an Vertretern von Coleoptera, Hymenoptera und Diptera; *Monodontomerus* spp an Vertretern von Lepidoptera, Diptera und Hymenoptera; *Macroneura vesicularis* (Retz.) (= *Eupelmella vesicularis* (Retz.)) an Vertretern von Orthoptera, Homoptera, Coleoptera, Lepidoptera und Diptera; *Chrysocharis* spp an Erzeugern von Blattminen, die zu Lepidoptera, Coleoptera, Diptera und Hymenoptera gehören (ASKEW 1968b; CAMERON 1940; FERRIÈRE 1952a); *Chrysocharis gemma* (Curt.) (= *Epilampsis gemma* (Walk.)) an Minierern, die zu verschiedenen Ordnungen gehören (DELUCCHI 1958).

Bei *Xenophaga* kann der Parasit zufällig einmal an einer Wirtsart leben, die mit dem regelmäßigen Wirt nicht näher verwandt ist (FRIESE 1964).

Die Wirtsarten eines Vertreters der Chalcidoidea können sich systematisch nah oder auch fern stehen, ihr Lebensbereich (Mikrohabitat) ist meist sehr ähnlich. Bei systematisch weniger verwandten Gallerzeugern an Eiche z. B. sucht eine Parasitenart jeweils (verschiedene) Wirtsarten auf, die hinsichtlich ihrer Gallform, ihrer Position am Baum und ihrem jahreszeitlichen Erscheinen ähnlich sind (ASKEW 1961e; 1965c). Es kann aber auch eine Wirtsart allein, wenn sie an systematisch verschiedenen Pflanzen lebt, Mikrohabitate mit gewissen Abweichungen schaffen, die für das suchende Parasitenweibchen unauffindbar werden. Saugt z. B. die Larve von *Haplodiplosis equestris* Wagn. in Internodien von *Agropyron repens* L., so bildet sich hier eine sattelförmige Galle, in der die Larve so eng eingeschlossen wird, daß sich ihre Bewegung auf die Gallwand überträgt. Lebt die Larve dagegen in Internodien von *Hordeum* sp. und *Triticum* sp., so wird hier durch ihr Saugen eine Galle erzeugt, die geräumiger ist und in der sich daher auch ihre Bewegung nicht mehr auf die Gallwand überträgt. Im ersten Fall kann das Weibchen von *Chrysocharis seiuncta* Del. die Larve von *Haplodiplosis equestris* Wagn. wahrnehmen, im zweiten Fall nicht (EMSCHEMANN 1969).

Chalcidoidea mit einem größeren Wirtskreis befallen erfahrungsgemäß nicht alle ihre zu einem bestimmten Zeitpunkt und in einem bestimmten örtlichen Bereich zur Verfügung stehenden Wirtsarten mit gleicher Intensität (ZWÖLFER 1961, 1962; ZWÖLFER et KRAUS 1957); sie bilden vielmehr zeitlich begrenzte Befallskonzentrationen an nur wenigen Arten. Solche Konzentrationen kommen zustande, weil sich bei einem Parasitenweibchen, das einmal zur Ablage eines Eies in einem Mikrohabitat veranlaßt worden ist, ein bestimmtes Wirts-Mikrohabitat-Schema herausbildet, an das sich das Weibchen dann hält. Das gelingt ihm um so leichter, je konzentrierter die einmal gewählte Wirtsart vorkommt (ZWÖLFER 1962); s. auch pre-imaginal-conditioning = Lernvermögen bei Imagines (LANGE 1960; MAYER et QUEDNAU 1959).

Die Kenntnis über gewisse Wirtsbindungen (im Verein mit anderen biologischen Eigenschaften) wird mehr und mehr auch zum Hilfsmittel bei der systematischen

Determination (ASKEW 1965c; CLARIDGE et ASKEW 1960). Sie ist z.B. unentbehrlich bei der Trennung sog. *sibling species* (= biological units; espèces jumelles), biologischer Einheiten, die als Imago nicht morphologisch unterscheidbar sind, wohl aber dadurch, daß sie streng an verschiedenen Wirtsarten leben, wie gewisse *Trichogramma* spp (FERRIÈRE 1947, 1950); *Eurytoma rosae* Nees (CLARIDGE et ASKEW 1960) u.a. Zu weiteren bisher gefundenen Eigenschaften von *sibling species* gehören eine unterschiedliche Lebensdauer und die Unfähigkeit der Paarung miteinander (neben unterschiedlicher Wirtsbindung), s. Populationen von *Aphytis maculicornis* (Masi) aus Persien, Pakistan und Californien. Eine Heranbildung sog. *sibling species* wurde bei Populationen von *Aphytis mytilaspidis* (LeBar.) aus Griechenland beobachtet (KASIMUDDIN et DeBACH 1976a, b). - Möglicherweise sind auch einige der z.Z. noch als wenig wirtsspezifisch angesehenen Parasitenarten wie *Eupelmus urozonus* Dalm. und *Dibrachys cavus* (Walk.) in solche *sibling species* aufteilbar (ASKEW 1965c).

10. Abwehr durch den Wirt

Bei den von Parasiten befallenen Wirtstieren gibt es Verhaltensweisen, die als Abwehr gegen den Parasitenangriff ausgelegt werden können. Dabei kommen *Vorsorgemaßnahmen* vor, z.B. das Anfertigen von Gespinsten, Blattrollen u.a. durch das Wirtstier und *Direktmaßnahmen*, die in einer mechanischen oder in einer physiologischen Abwehr ablaufen. *Mechanische Abwehr* ist bei bewegungsfähigen Stadien wie Larven, soweit sie sich nicht im Häutungsstadium befinden, in beschränktem Maße bei jungen Puppen und in hohem Maße bei hemimetabolen ausgewachsenen Tieren auf verschiedene Weise möglich. Der angegriffene Wirt kann z.B. seinen Standort verändern. So kriechen Larven von *Lyonetia clerkella* (L.) im Pallsadenparenchym von Blättern hin und her und entgehen so dem Legestachel des auf dem Blatt sitzenden Parasiten (SUNDBY 1957). Andere Wirtstiere vertreiben ihre Angreifer, indem sie mit ihren Antennen oder Beinen schlagen oder indem sie sich ihrer durch pendelnde Bewegungen ihres Körpers erwehren. Auf Pflanzengewebe festsitzende Blattläuse z.B. können durch Ruck- oder Pendelbewegungen ihres ganzen Körpers ein Weibchen von *Aphelinus asychis* Walk. (= *A. semiflavus* How.) vertreiben oder - wenn es seinen Legestachel in den Wirt schon tief

eingeführt hat - den Parasiten so hin- und herzerren, daß sein Legestachel beschädigt wird (WILBERT 1964). Solch kämpferische Verteidigung ist auch bei Larven von *Chrysopa* sp. gegen *Isodromus niger* Ashm. (CLANCY 1946) und bei *Myrmeleon* spp gegen *Lasiochalcidia* spp (STEFFAN 1958, 1959c, 1961b) bekannt. Larven von Tenthredinidae und Pieridae spucken Vorderdarminhalt gegen einen angreifenden Parasiten und können ihn so abwehren.

Über die Möglichkeit einer p h y s i o l o g i s c h e n A b w e h r verfügen Vertreter von *Pseudococcus* sp.; *Eulecanium* sp.; *Agromyza* sp.; *Rhopalomyzus* sp.; *Aleyrodes* sp. u. a. Sie machen einen Endoparasiten in ihrem Körper zu Beginn seiner Entwicklungszeit unwirksam, indem sie ihn im Ei- oder frühen Larvenstadium mit einem Hämocytenbelag umschließen. Dieses Phänomen der H ä m o c y t i e r u n g wird offenbar um so eher ausgelöst, je fremder und ungewohnter (phylogenetisch) der eingedrungene Parasit für den Wirt ist.

Zur Zeit sind erst wenige Einzelheiten über Hämocytierungen bekannt. Daher werden in dem nachfolgenden Überblick auch Beobachtungen an parasitären Ichneumonidae, Braconidae und Tachinidae verwendet (ADAM 1965; ASKEW 1967a; BARTLETT et BALL 1964, 1966; BESS 1939; CENDAÑA 1937; CLAUSEN 1924; COMPERE et SMITH 1932; DOUTT 1963; FLANDERS 1934, 1964b; GERLING 1966; GRAHAM et PREBBLE 1953; PETERSEN 1961; SALT 1936, 1938b, 1956; SCHNEIDER 1950; WILBERT 1964, 1967, 1968; ZINNA 1960).

Bei einer Hämocytierung treten um den Parasiten herum spezifische Zellgebilde aus dem Wirtsblut auf. Sie bilden eine feste Hülle (mit Melanin rötlichbraun bis braunschwarz färbbar) mit einer besonders dichten Zellansammlung im Bereich seiner Mikropyle bzw. Mundöffnung, wodurch ihm die Zufuhr von Nährstoffen abgesperrt wird. Man hat beobachtet, daß eine Hämocytierung in relativ ä l t e r e n Wirten gewöhnlich schneller abgeschlossen ist als in jüngeren. Möglicherweise spielt dabei die Menge der im Wirtsblut vorhandenen Hämocyten eine Rolle, deren Zahl mit dem Alter des Tieres steigt. Bei *Myzus ascalonicus* (Donc.) (= *Rhopalomyzus ascalonicus* (Donc.)) z. B. hämocytierten 5 - 7 Tage alte Tiere deutlich schneller Eistadien von *Aphelinus asychis* Walk. (= *A. semiflavus* How.) als 0 - 1 Tag alte Tiere (WILBERT 1967). Vermutlich ist die Hämocytenzahl auch

in g r ö ß e r e n Exemplaren einer Wirtsart höher als in kleineren. Eine normal große Blattlaus von *Myzotoxoptera tulipaella* Theob. z.B. hämocytierte *Aphelinus asychis* Walk. (= *A. semiflavus* How.) im Larvenstadium gewöhnlich so stark, daß der Parasit in diesem Stadium meist auch abstarb. War der Wirt dagegen besonders klein ausgefallen, dann konnte der Parasit doch noch das Puppenstadium erreichen und sogar den Wirt abtöten (eine Imago des Parasiten konnte aber in keinem Fall schlüpfen) (WILBERT 1968). - Der Vorgang einer Parasitenhämocytiierung wird regelmäßig während der H ä u t u n g sphasen unterbrochen. Der Grund dafür liegt wahrscheinlich in einem Absinken der Hämocytenzahl während dieser Zeit.

Tritt eine normalerweise von einem Wirt hämocytierte Parasitenart in ihm als *M u l t i p a r a s i t* (p. 94) auf, d.h. nachdem der Wirt bereits von einem anderen Parasiten (einer anderen Art) belegt worden ist, dann kann sie nun toleriert werden, weil seine Hämocyten in ihrer Wirkung gehemmt worden sind. - Eine gewöhnlich hämocytierte Parasitenart kann sich ebenfalls normal in ihm entwickeln, wenn im Wirt ein Parasit gleicher oder anderer Art bereits hämocytiert wurde. In diesem Fall ist der Wirt wohl nicht in der Lage, genügend aktive Hämocyten neu zu bilden. *Tetrastichus giffardianus* Silv. z.B. kann in *Bactrocera cucurbitae* Coq. dann zur Entwicklung kommen, wenn im Wirt bereits *Opius fletcheri* Silv. hämocytiert worden ist (PEMBERTON et WILLARD 1918).

Bei einer Nachforschung darüber, inwieweit verschiedene Blattlausarten physiologische Abwehr gegen *Aphelinus asychis* Walk. (= *A. semiflavus* How.) leisten, fiel auf, daß bei Arten, die mechanische Abwehr ausüben, keine physiologische Abwehr vorkommt und daß umgekehrt Arten mit physiologischer Abwehr keine mechanische Abwehr ausüben (WILBERT 1967, 1968).

Der Erfolg der physiologischen Abwehr einer Wirtsart kann zwischen verschiedenen Populationen unterschiedlich sein. Erklärungen dafür sind bis jetzt noch nicht gefunden worden. Innerhalb einer Population scheint die Abwehrfähigkeit des befallenen Wirtstieres von seiner Vitalität schlechthin abzuhängen, s. *Neomyzus circumflexus* (Buck.), befallen von *Aphelinus asychis* Walk. (= *A. semiflavus* How.) (EL SHAZLY 1972). Bei den einzelnen Wirtsarten gibt es histolo-

gisch unterschiedliche Kapseltypen. Es ist bisher noch nicht gelungen, die Typen zu klassifizieren.

Bei folgenden Endoparasiten ist physiologische Abwehr durch den Wirt bekannt: *Coccophagus gurneyi* Comp. (diploides Stadium) in *Planococcus citri* (Risso) (= *Pseudococcus citri* Risso) und *Pseudococcus gahani* Green (CENDAÑA 1937; COMPERE et SMITH 1932); *Encarsia pergandiella* How. in *Aleyrodes* spp (GERLING 1966; ZINNA 1960); *Microterys flavus* How. und *Metaphycus luteolus* Timb. in *Coccophagus hesperidum* L. (BARTLETT et BALL 1964); *Aphelinus asychis* Walk. (= *A. semiflavus* How.) in *Myzus ascalonicus* (Donc.) (= *Rhopalomyzus ascalonicus* (Donc.)); *Myzotoxoptera staphyleae* (Koch) (= *Rhopalosiphoninus staphyleae* (Koch)) und *Neomyzus circumflexus* (Buckt.) (WILBERT 1967, 1968); *Blastothrix sericea* (Dalm.) in *Eulecanium tiliae* (L.) (= *Eu. coryli* (L.), GRAHAM et PREBBLE 1953); *Leptomastix dactylopii* How. in *Pseudococcus gahani* Green (BESS 1939); *Halticoptera patellana* (Dalm.) in *Agromyza demeijerei* Hend. (ASKEW 1968b); *Chrysocharis melaenis* (Walk.) in *Agromyza demeijerei* Hend. (ASKEW 1967b) u. a.

Beziehungsformen zwischen Parasit und tierischem Wirt

11. Allgemeines

Bei den meisten Arten der Chalcidoidea liegt parasitische Lebensweise in der Zeit ihrer Larvenentwicklung vor. Die Larven leben dann als "Mitesser" (ἑπιβροχῆς = mitessend). Sie sind stark beschränkt in der Möglichkeit sich fortzubewegen. Sie ernähren sich von unfreiwilligen Wirtstieren aus allen Klassen der Insecta, in wenigen Fällen auch aus Klassen der Arachnida. Parasiten sind immer kleiner als ihre jeweiligen Wirtstiere. Der Wirtskreis einer Parasitenart ist mehr oder weniger groß (Mono-, Polyphagie p. 70).

12. Direkter Parasitismus

Direkter Parasitismus liegt vor, wenn das Parasitenweibchen sein Ei (direkt) an oder in das Wirtstier bringt, bei dem sich die Larve entwickeln wird. Er ist die Regel.

13. I n d i r e k t e r P a r a s i t i s m u s

Bei einem indirekten Parasitismus bringt das Parasitenweibchen sein Ei nicht in direkten Kontakt zum Wirt, sondern in dessen weitere oder engere Umgebung. Der Parasit gelangt erst im Larvenstadium zufällig (oft mittels eines Trägertieres) an sein eigentliches Wirtstier (p. 50) (SWEETMANN 1958). - *Perilampus chrysopae* Crawf. z.B. legt seine Eier frei in Blatt- oder Mehllauskolonien, gelegentlich dort auch an gestielten *Chrysopa*-Eiern ab. Hier schlüpft die Larve, in diesem Fall ein sog. Planidium und heftet sich an eine zufällig vorbeikriechende junge *Chrysopa*-Larve, seinen Wirt (CLANCY 1946).

14. P r i m ä r p a r a s i t i s m u s

Man spricht von Primärparasitismus bei der Beziehung eines Parasiten zu dem ihm Nahrung spendenden Wirtstier (Primärparasit, Primärwirt).

15. H y p e r p a r a s i t i s m u s

(allg. Begriff für Sekundär-, Tertiär- usw. -Parasitismus)

15.1. A l l g e m e i n e s

Wird ein Primärparasit parasitiert und erhält er dadurch Wirtsfunktion, so liegt ein Sekundärparasitismus vor. Der Sekundärparasitismus kann sich in Tertiärparasitismus und dieser in Quartärparasitismus usw. (Hyperparasitismus 2. und 3. Grades) fortsetzen. Der jeweils zum Wirtstier gewordene Primär-, Sekundär- oder Tertiärparasit kann, wenn er seinerseits parasitiert wird, entweder noch in seinem Primär-, Sekundär-, Tertiärwirt leben oder er kann ihn bereits zur eigenen wenn auch nur noch kurzfristigen Weiterentwicklung verlassen haben; auch dann spricht man von Hyperparasiten.

Arten der Chalcidoidea leben besonders oft als Hyperparasiten. Es gibt Hyperparasiten mit einem breiten Wirtsspektrum (Wirtskreis) und solche mit einer spezifischen Wirtsgelassenheit. Die häufigste Form des Hyperparasitismus ist Sekundärparasitismus. Dieser soll daher in seinen Spezialformen nachfolgend dargestellt werden. Tertiär-, Quartär- und weitere Grade des Parasitismus sind

seltener, so daß sie hier vernachlässigt werden können.

15.2. Fakultativer und obligatorischer Hyperparasitismus

Es gibt Arten der Chalcidoidea, die sowohl hyperparasitisch als auch primärparasitisch leben können (fakultativer Hyperparasitismus) und solche, die nur hyperparasitisch leben können (obligatorischer Hyperparasitismus).

Weibchen **f a k u l t a t i v e r** Hyperparasiten reagieren bei der Wirtswahl und anschließenden Eiablage hauptsächlich auf Reize, die die äußere Beschaffenheit des Wirtes ausmachen (Eiform, Kokonbildung, Puppen- (Tönnchen-) Form u. a.). Für die Entwicklung ihrer Larven bleibt es ohne Einfluß, ob der gewählte Wirt phytophag (nicht parasitisch) oder ob er entomophag (parasitisch) lebt oder gelebt hat, ob er bereits parasitiert ist oder nicht und ob die Larven sich vom gewählten Wirt oder von einem im Wirt schon vorhandenen Parasiten ernähren müssen. *Pnigalio mediterraneus* Ferr. et Del. z. B. lebt u. a. sowohl primärparasitisch in verschiedenen *Lithocolletis* spp als auch sekundärparasitisch in deren Parasit *Apanteles circumscriptus* (Nees) (VIGGIANI 1963c). **O b l i g a t o r i s c h e** Hyperparasiten leben stets von Wirten, die selbst parasitisch leben oder gelebt haben. Unter ihnen gibt es Arten mit einer sehr spezialisierten Wirtsbeziehung (*Coccophagus* spp u. a.).

15.3. Direkter und indirekter Hyperparasitismus

Bei **d i r e k t e m** Hyperparasitismus bringt das Weibchen sein Ei in Kontakt zu dem dafür gewählten **P r i m ä r w i r t**. Dieser kann selbst noch in parasitischer Entwicklung begriffen sein, also noch im oder am Sekundärwirt (Beziehung für das abgelegte Ei) leben oder seine parasitische Larvenentwicklung abgeschlossen und seinen Wirt bereits verlassen haben. (BACHMAIER 1958 engt die Definition des direkten Sekundärparasiten ein. Nach seiner Version ist der ein direkter Sekundärparasit, der an oder in einem solchen Primärparasiten lebt, der seinen Wirt bereits verlassen hat oder der seinen Wirt ektoparasitisch bewohnt).

Bei **i n d i r e k t e m** Hyperparasitismus bringt das Weibchen sein Ei nur in oder an seinen **S e k u n d ä r w i r t**. Dabei bleibt es dem Zufall überlassen, ob sich hier auch der notwendige Primärwirt einstellen wird oder nicht und ob

er das Entwicklungsstadium erreichen wird, das für einen Angriff durch den indirekten Hyperparasiten geeignet ist. Indirekter Hyperparasitismus bedingt eine hohe Vermehrungsrate für obligatorisch hyperparasitisch lebende Arten (zum Schlüpfen der Eilarve in diesem Fall p. 104). (In den Definitionen von BACHMAIER 1958 und FRANZ 1961 spiegelt sich nur der Fall des obligatorischen indirekten Sekundärparasitismus wieder. Die Definition von FLANDERS 1963 stimmen nicht mit den hier gebrachten überein).

15.4. Autoparasitismus

Autoparasitismus s. Adelphoparasitismus (ZINNA 1962) ist eine kannibalistische Form des Hyperparasitismus. Es gibt fakultativen und obligatorischen Autoparasitismus.

F a k u l t a t i v e r Autoparasitismus kommt besonders bei solchen Arten vor, die wenig wirtsspezifisch sind. Weibchen dieser Arten legen ihre Eier zufällig an oder in Entwicklungsstadien der eigenen Art, wenn sie sich im Milieu (Ei, Galle, Kokon, Nestzelle, Schildkammer, Körperhohlraum) ihrer gewöhnlichen Wirte befinden, s. *Melittobia acasta* (Walk), Ektoparasit (PICARD 1923); *Azotus atomon* (Walk.) (= *A. pinifoliae* Merc.), Ektoparasit (SCHMUTTER 1952); *Encarsia tricolor* Först., Endoparasit (STÜBEN 1949); *Achrysocharella ovulorum* (Ratz.) und *A. ruforum* (Kraus.) (PSCHORN-WALCHER et EICHHORN 1974); Larven von *Tetrastichus mandanis* (Walk.), die sich (räuberisch) ab 2. Stadium an Eiern von *Conomelus* sp. und *Tettigella* sp. ernähren und dabei auch an Larven ihrer eigenen Art, die im ersten Stadium hier noch ektoparasitisch leben (ROTHSCHILD 1966).

Fakultativer Autoparasitismus wird gefördert, wenn durch eine gesteigerte Populationsdichte gewisser Hyperparasiten die Dichte ihrer Primärwirte im Sekundärwirt gesunken ist, s. *Marietta carnesi* (How.) bei *Comperiella bifasciata* How. in *Aonidiella taxus* Leon (UEMATSU 1972). Die Möglichkeit zum Autoparasitismus bei einer Art ist damit auch ein Faktor beim Ausgleich in der Dichte der Populationen.

O b l i g a t o r i s c h e r Autoparasitismus ist nur bei männlichen Entwicklungsstadien einiger Arten der Encyrtidae und Aphelinidae bekannt. Dabei leben die Männchen sekundärparasitisch ekto- oder endophag an oder in ihren Weibchen wie *Coccophagus semicircularis* (Först.) (= *C. scutellaris* auct.); *C. campensis* Comp.; *Prospaltella perniciosi* Tow. (Endoparasiten); *Coccophagoides moeris* (Walk.) (= *C. similis* (Masi)); *Coccophagus caridei* (Brèth.); *C. gurneyi* Comp. (BARTLETT et FISHER 1961; BESS 1939; CUMAKOVA et GORDJUMOVA 1963; FLANDERS 1936a, 1937c, 1958, 1960; RICE 1937; ZINNA 1961, 1962). Näheres zur Biologie dieser Arten s. Reproduktion p. 49).

16. E n d o parasitismus

16.1. Allgemeines

Endoparasiten entwickeln sich im Körperinneren ihres Wirtstieres. Sie nehmen seinen Körperinhalt unmittelbar auf.

16.2. Lebensweise der Parasiten

Bei Endoparasiten kann die *E i a b l a g e* in alle Wirtsstadien erfolgen; die einzelnen Arten der Parasiten sind jedoch bei der Ablage weitgehend an ein bestimmtes Wirtsstadium gebunden, in dem sie sich dann auch entwickeln. Eine Lähmung des Wirtes (p. 51) vor der Eiablage kommt nur bei wenigen Arten vor. Im Verhältnis zwischen Wirt und Parasit hat sich eine rel. lange Entwicklungszeit des Parasiten eingeschaltet, die ein voll lebensfähiges, nahrungsspendendes Wirtstier voraussetzt und es auch ermöglicht. Das Ei wird meist in den Wirtskörper abgesetzt, nur gelegentlich außerhalb desselben wie z.B. bei den Eiparasiten *Achrysocharis ruforum* (Kraus.) (= *Achrysocharella ruforum* (Kraus.)) (NIKLAS 1956); *Dipriocampe diprioni* (Ferr.) (= *Tetracampe diprioni* Ferr.) (NIKLAS 1956). Im letzten Fall dringt dann die Eilarve sofort nach dem Schlüpfen in das Wirtsinere ein.

Unter den *L a r v e n p a r a s i t e n* sind viele, besonders monophage Arten bei ihrer Parasitierung auf die Koinzidenz mit einem bestimmten Alter der Wirtslarve festgelegt. Andere, häufig polyphage Arten haben die Möglichkeit,

sich u. a. mit der Zahl ihrer abzulegenden Eier an das Alter ihrer gerade gegebenen Wirtslarve (Größe!) anzupassen. Das Ei gelangt entweder frei in das Larveninnere wie bei vielen *Tetrastichus* spp oder streng an die Innenwand der Larvenhaut oder an bestimmte Organe der Larve. Einige Larvenparasiten belegen auch schon das junge Wirtsei wie *Tetrastichus asparagi* Crawf. bei *Crioceris asparagi* (L.) (JOHNSTON 1915); *Halticoptera rosae* Burks bei *Rhagoletis basiola* (O.S.) (BALDUF 1963) und andere den Wirtsembryo wie gelegentlich *Tetrastichus heeringi* Del. bei *Agrilus viridis* L. (HEERING 1956). (Diese Arten zählen deshalb zu den Larvenparasiten, weil ihr eigentlich parasitäres Leben sich im Larvenstadium ihres Wirtstieres abspielt.)

P u p p e n p a r a s i t e n legen ihre Eier entweder in das Vorpuppenstadium, z. B. *Closterocerus trifasciatus* Westw. in die Altlarve von *Lithocolletis* spp, *Phyllocnistis* spp u. a. (VIGGIANI 1962b) oder in das Puppenstadium selbst ab, z. B. *Callitula bicolor* Spin. in die Puppe von *Oscinella frit* (L.) u. a. (SIMMONDS 1952), *Chrysocharis syma* (Walk.) in die Puppe von *Phytomyza* spp (CAMERON 1940).

Endoparasitäre I m a g i n a l p a r a s i t e n sind nur selten bekannt geworden. Man findet sie eher bei hemimetabolen Wirtsarten als bei holometabolen; *Tomocobia seitneri* Rusch. (= *Ipocoelius seitneri* Rusch.) z. B. legt seine Eier u. a. in den Prothorax des ausgewachsenen *Ips typographus* L. (RUSCHKA 1924b; SEITNER 1924).

Die **L a r v e n e n t w i c k l u n g** erfolgt bei Endoparasiten entweder an beliebiger Stelle im Wirtsinneren oder in oder an bestimmten Wirtsorganen. Der Wirtskörper bietet der Parasitenlarve auch den notwendigen Schutz. Hier entwickelt sie sich bis zur Puppe oder bei manchen Arten - wenn der Wirt weitgehend leer gefressen ist - auch bis zur Imago (Entwicklungsdauer p. 105). Arten der Chalcidoidea, die im Wirt nahe an der Larvenwand leben, verfügen vielfach über eine besondere Atemvorrichtung mit einer Verbindung zur Außenwelt (p. 108). Während der Entwicklung des Parasiten kann sich der Wirt in seinen einzelnen Larvenstadien noch häuten. Eine Häutung zur Puppe stellt allerdings eine Besonderheit dar (wie bei gewissen Lepidopterenwirten, befallen

durch Vertreter der Pteromalinae (HOWARD 1891); *Dacus bipartitus* Grah. bei Parasitierung durch *Tetrastichus giffardii* Silv. (BAKKENDORF 1953). Die Wirtslarve trifft höchstens noch einige ihrer üblichen Schutzvorkehrungen für ihr Puppenstadium, die dann aber der Parasitenpuppe zugute kommen. *Urophora cardui* L. z.B. bildet ein Puparium, in dem sich die ausgewachsene Larve von *Eurytoma serratulae* (Fab.) verpuppt (CLARIDGE 1961b).

Die H ä u t u n g zur P u p p e erfolgt meist frei und ohne eigene Kokonbildung in der leer gefressenen Wirtshülle. Bei *Tetrastichus gentilei* Del. et Guerc. z.B. scheidet die Larve vor der Puppenbildung lediglich eine Flüssigkeit aus, die das Innere der fast leer gefressenen Wirtslarve überzieht und sie nach Ablauf einer Stunde stabil macht (BOURNIER 1967). Nicht ausgenutzter Puppeninhalt kann die Verpuppung der Parasiten stören wie bei *Erdoesina alboannulata* (Ratz.) (= *Dirhicnus alboannulatus* Ratz.) in *Panolis flammea* Schiff. (SZMIDT 1960). Eine Verpuppung außen am Wirt erfolgt selten und dann höchstens an verhältnismäßig großen Wirtstieren (die nicht ganz leer gefressen wurden), s. *Eulophus* spp (= *Cratotechus* spp); *Sympiesis* spp (HOWARD 1891). In einem solchen Fall können die Puppen um die Wirtsreste herum mit ihrem Meconium an der Unterlage festgeklebt stehen. - Zum Schlüpfen der Imago s. p. 115.

17. E k t o p a r a s i t i s m u s

17.1. Allgemeines

Ektoparasiten entwickeln sich außen auf der Haut ihres Wirtes; sie müssen die Haut durchnagen, um an seinen Körperinhalt zu gelangen.

17.2. Lebensweise der Parasiten

Die E i a b l a g e erfolgt bei ektoparasitisch lebenden Chalcidoidea regelmäßig außerhalb des Wirtskörpers, und zwar an den Wirtskörper selbst oder in direkter Nachbarschaft dazu (innerhalb seines Kokons, seiner Mine, Galle oder sonstigen Einhüllung). Diese Form der Eiablage ist die häufigste. Das Ei kann auch in einer weiteren Umgebung zum Wirt abgesetzt werden, z. B. an dessen Fraßpflanze wie bei Vertretern entomophager Perilampidae, oder die Ablage erfolgt

ohne direkte Beziehung zum Wirt wie bei Vertretern der Eucharitidae. Im Regelfall, wenn nämlich die Parasiteneier am Wirt selbst oder in seiner unmittelbaren Nähe abgelegt wurden, kann sich die Larve gleich nach dem Schlüpfen auf dem Wirt festsetzen. Liegen die Eier jedoch in einer gewissen Entfernung, so bewegt sich die geschlüpfte Larve entweder aktiv zum Wirt hin, s. *Pediobius saulius* (Walk.) (VIGGIANI 1964c) oder sie läßt sich zu ihm hintragen, s. Vertreter der Eucharitidae (p. 50).

Bei vielen ektoparasitisch lebenden Chalcidoidea lähmen die Weibchen bei der Eiablage den Wirt. Die Lähmung gewährleistet u. a., daß die Wirtslarve den Parasiten z. B. im gemeinsamen Kokon nicht erdrückt, daß sie sich nicht häutet und den Parasiten dabei abstreift, oder daß sie ihm nicht davonkriecht (z. B. in einer Mine). Wirtslähmung ist u. a. bekannt bei Arten der Gattung *Caenacis* Först. und *Hobbya* Del. (ASKEW 1961d), bei *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) (SZMIDT 1960; MIJIN 1959) und *Monodontomerus aereus* Walk. (MUESEBECK 1931). Bei der letztgenannten Art ist die Wirtslähmung allerdings fakultativ.

Die Entwicklung ektoparasitischer Larven kann an beliebiger Stelle auf der Wirtshaut erfolgen. Es gibt Arten, deren Larven ein einmal in den Wirt genagtes Fraßloch nicht mehr verlassen und andere, die mehrere Fraßlöcher nagen. Es kommt auch vor, daß sich die Larve in den immer weiter leergefressenen Wirt hineinbewegt wie *Coccophagoides utilis* Doult (BROODRYK u. DOUTT 1966). In jedem Fall ist die Bewegungsmöglichkeit der Larven gering. - Schutz erfahren Larven der Ektoparasiten meist durch den besonderen "Standort" ihres Wirtes oder durch dessen spezielle "Vorkehrungen"; sie leben in Pflanzenteilen, Gespinsten, Kokons u. a. (p. 39ff). Ganz besonders geschützt leben sie unter erhärteten Körperumwandlungen ihrer (Primär- oder Sekundär-) Wirte. So findet man Larven gewisser Arten zwischen Schild und Körper von Schildläusen, zwischen Tönnchen und Nymphe von Tachinen oder zwischen der leergefressenen und erhärteten Haut einer Blattlaus und dem Larven- oder Puppenkörper ihres (Primär-) Parasiten . -

Vor allem in den beiden letztgenannten Fällen tritt leicht der Eindruck eines vorliegenden Endoparasitismus auf. Dafür spricht die allseitige und enge Umwandlung

von Parasit und Wirt. Bei näherer Betrachtung zeigt sich aber, daß der Parasit nicht allseits von der Körperflüssigkeit seines Wirtes umgeben ist (wie das bei Endoparasiten der Fall ist), sondern von Luft und daß er für seine Nahrungsaufnahme die Körperhaut seines Wirtes annagen muß. In der Literatur findet man für solche nur scheinbar endoparasitischen Fälle die Bezeichnung "Pseudoendoparasitismus" oder "pseudoendophage Entwicklung" (FERON, BENARD et POINTOUT 1961) oder "sekundärer Ektoparasitismus" (FLANDERS 1964b) (s. auch p. 84).

An ungeschützt lebenden Wirten kommen nur selten ektoparasitisch lebende Chalcidoidea vor. Man findet hier höchstens gewisse Elachertinae (HOWARD 1891) und Eulophidae. Die Larve von *Euplectrus bicolor* (Swed.), Ektoparasit an *Spodoptera exigua* (Hb.) (= *Laphygma exigua* Hb.) auf Rübenblättern, umgibt sich erst gegen Ende ihrer Fraßzeit zusammen mit dem schon schlaff gewordenen Wirt mit losen Spinnfäden (STEINER 1937). Die V e r p u p p u n g ektophager Parasiten erfolgt am Standort ihrer Larvenentwicklung in unmittelbarer Nähe ihres Wirtes (Schlüpfen der Imago p. 115).

Ektoparasiten b e f a l l e n meist das L a r v e n s t a d i u m ihres Wirtes, selten das Ei-, Puppen- oder Imaginalstadium. Für die selteneren Fälle seien einige Beispiele genannt. Es wurden gefunden am W i r t s e i: *Habrocytus lixi* Sar. an Eiern von *Lixus* spp (DOMENICHINI 1957); an der W i r t s p u p p e: *Roptrocercus xylophagorum* (Ratz.) an Larven und Puppen von *Ips cembrae* Heer (SCHIMITSCHEK 1931); *Tetrastichus ecus* (Walk.) (= *T. xanthops* (Ratz.)) an Altlarven (hauptsächlich!) und Puppen von *Lithocolletis* sp. (BERG 1960; DELUCCHI 1958); *Mesopolobus* sp. an Puppen, gelegentlich auch an Imagines von Gallbewohnern (ASKEW 1961); an der I m a g o des W i r t e s: *Azotus atomon* (WALK.) (= *A. pinifoliae* Merc.) an Weibchen von *Leucaspis* spp (BENASSY 1963; SCHMUTTERER 1952); *Macroneura vesicularis* (Retz.) (= *Eupelmella vesicularis* (Retz.)) an gerade geschlüpfter Imago von *Habrocytus trypetae* Thoms. (Ausnahmefall!) (VARLEY 1945); *Aphytis mytilaspidis* (LeBar.) u. *A. proclia* (Walk.) an Weibchen von *Quadraspidotus perniciosus* (Comst.) u. a. (BENASSY 1958b; VASSEUR et BENASSY 1953; AQUILAR, ALLEGRET et VASSEUR 1948); *Torymus nigricornis* Boh. an Larven, Puppen und gerade geschlüpften, noch weichhäutigen

Imagines von *Diplolepis quercus* L. in dessen Galle (PICARD 1928).

18. E k t o p a r a s i t i s m u s v e r m i s c h t m i t R ä u b e r t u m

Neben Parasitenarten mit rein ektoparasitischem (p. 81) oder rein räuberischem Verhalten (p. 98) sind auch Arten bekannt, die in ihrer ektoparasitischen Entwicklungsweise räuberische Eigenschaften aufweisen. So ernährt sich z. B. die Larve von *Scutellista cyanea* Motch, die unter dem Schild von Schildlausweibchen schlüpft, bevorzugt von mehreren hier ebenfalls vorhandenen Eiern des Wirtes (räuberische Eigenschaft). Sind solche nicht vorhanden, so saugt sie das Schildlausweibchen selbst aus (ektoparasitische Eigenschaft) (SILVESTRI et MARTELLI 1908; SMITH et COMPERE 1928). Ähnliche Beobachtungen sind von *Aphytis* spp und von *Apterencyrtus lambinus* (Walk.) (= *A. microphagus* (Mayr) an Schildlausweibchen bekannt (BENASSY 1955, 1961; CLAUSEN 1940; TAYLOR 1935). Bei *Aphytis mytilaspidis* (Le Bar.) besteht noch Unklarheit darüber, ob vorhandene Schildlauseier vom *Aphytis*-Weibchen oder von der aus dem *Aphytis*-Ei schlüpfenden Larve ausgesaugt werden (GRISWOLD 1925, IMMS 1916). Die Larve von *Macroneura vesicularis* (Retz.) (= *Eupelmella vesicularis* (Retz.)), hyperparasitischer Ektoparasit an *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) (= *Microplectron fuscipennis* (Zett.)), zerstört nach Beendigung ihrer eigentlichen Fraßperiode alle außer ihr im *Diprion*kokon noch vorhandenen Lebewesen wie jüngere Larven, Puppen und Imagines von *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) (MORRIS 1938). Eine Besonderheit zeigt die Eilarve einer *Habrocytus* sp. Nach dem Schlüpfen und vor Beginn ihrer eigentlichen Nahrungsaufnahme kriecht sie für einige Stunden auf ihrer Wirtslarve, einer bereits eingesponnenen *Braconiden*larve, umher und tötet jedes auffindbare Parasitenei, gleich, ob es zur eigenen oder zu einer fremden Art gehört. Stößt sie dabei auf eine andere Parasitenlarve, so wird diese - auch wenn sie um mehrere Stunden älter ist - paralyisiert, einige Minuten lang ausgesaugt und getötet (VOUKASSOVITCH 1917).

19. E k t o - u n d E n d o p a r a s i t i s m u s b e i e i n e r A r t i m W e c h s e l o d e r i n M i s c h f o r m

Neben den Formen eines reinen Ekto- und Endoparasitismus gibt es auch eine Form, bei der sich der Parasit im Larvenstadium nacheinander ekto- u n d

endoparasitisch oder umgekehrt entwickelt.

E k t o - E n d o - P a r a s i t i s m u s: Die Larve von *Coccophagus ochraceus* How. ernährt sich bis kurz nach der 2. Häutung außen an der weiblichen Imago von *Saissetia oleae* (Bern.) u. a. Dann bohrt sie sich in den Wirtskörper ein und vollendet ihre Entwicklung im Wirtsinneren (CENDAÑA 1937). *Eretmocerus serius* Silv. geht bereits vor der 2. Häutung von ektoparasitischer zu endoparasitischer Lebensweise über, zu einem Zeitpunkt, in dem sich der Wirt, eine Aleurodide, verpuppt (CLAUSEN 1940).

E n d o - E k t o - P a r a s i t i s m u s: *Perilampus hyalinus* Say lebt zunächst wie ein Endoparasit in *Neodiprion* spp. Hat der Wirt seinen Kokon gesponnen, und setzt in ihm mit dem pronymphalen Stadium die Histolyse ein, dann verläßt die Larve das Wirtsinnere und saugt von außen her weiter (TRIPP 1962). Die männliche Larve von *Coccophagus gurneyi* Comp. entwickelt sich als Hyperparasit an der voll entwickelten weiblichen Larve der eigenen Art in ihrem 1. und 2. Larvenstadium nur kurzfristig ektoparasitisch, hauptsächlich aber endoparasitisch. Im 3. Stadium verläßt sie das Wirtsinnere wieder und lebt erneut wie ein Ektoparasit (Sekundärwirt *Pseudococcus* spp) (BESS 1939; FLANDERS 1936a, b 1937c, 1959, 1964b).

M i s c h f o r m: Unter den parasitär lebenden Chalcidoidea gibt es auch Arten mit einer Wirtsbeziehung, die gleichzeitig Merkmale des Endoparasitismus und Merkmale des Ektoparasitismus birgt. Vertreter solcher Arten haben mit Endoparasiten gemein, daß sie sich unter einer zum Primärwirt (oder Sekundärwirt) echt oder scheinbar gehörenden Umwandlung befinden, von der sie eng umschlossen werden. Mit dem Ektoparasiten verbindet sie, daß sie außen am Körper ihres eigentlichen Wirtes sitzen, daß sie dabei allseits von Luft (und nicht von Wirtsflüssigkeit) umgeben sind und daß sie ihre Nahrung erst durch Annagen der Wirtshaut erreichen. Solche Parasiten werden *P s e u d o e n d o p a r a s i t e n* genannt (FERON, BENARD et POITOUT 1961 bei *Eupelmus urozonus* Dalm.) oder *secondary ectoparasites* (FLANDERS 1964b).

Pseudoendoparasitismus ist anzutreffen bei gewissen Parasiten der Diptera und

Coccidae und bei Hyperparasiten an Coccidae. Gewisse Parasiten der Diptera leben außer an der frisch gehäuteten Nymphe ihres Wirtes, geschützt durch das Wirtspuparium, s. *Spalangia* sp. an Muscidae (BOUČEK 1963a); *Eupelmus urozonus* Dalm. an L₄, Pronymphe und Nymphe von *Dacus oleae* Gruel in dem Puparium (DELANOUE et ARAMBOURG 1965). Gewisse Parasiten der Coccidae entwickeln sich außen am Körper der Wirtslaus, geschützt von deren Schild wie *Azotus atomon* (Walk.) (= *A. pinifoliae* Merc.) an *Leucaspis* spp (BENASSY 1963; KOSZTARAB 1959; SCHMUTTERER 1952); *Asitus ciliatus* Erd. (u.a. Encyrtidae) an *Chaetococcus phragmitis* March. (ERDÖS 1957c); *Coccophagus bivittatus* Comp. an L₂ und L₃ von *Coccus hesperidum* L. (ZINNA 1961). Hyperparasiten an Coccidae, z.B. verschiedene Arten der Aphelinidae, ernähren sich im männlichen Stadium außen an älteren Larven endoparasitisch lebender Primärparasiten, sobald diese den Körper ihres Wirtes ganz oder teilweise leersaugt haben. In manchen Fällen sind die Primärendoparasiten die Weibchen der (männlichen) Sekundärparasiten (*Coccophagus lycimnia* (Walk.) an L₃ oder P von *Microterys* sp., *Metaphycus* sp. u.a. in *Coccus hesperidum* L. u.a. (FLANDERS 1936a, b; 1937c, 1959); *Coccophagus insidiator* (Dalm.) an weiblicher L oder P der gleichen Art in *Gossyparia spuria* (Modeer) (FLANDERS 1952); *Coccophagoides moeris* (Walk.) (= *C. similis* (Masi) an weiblicher ausgewachsener L oder P der eigenen Art oder an L oder P von *Azotus matritensis* Merc. in *Quadraspidiotus ostreaeformis* (Curt.) u.a. (ZINNA 1962); *Coccophagus caridei* (Bréth.) an weiblicher PraeP oder P der gleichen Art oder an weiblicher PraeP oder P von *Anagyrus pseudococci* (Grllt.) in *Saissetia oleae* (Bern.) u.a. (FLANDERS 1939c; FLANDERS, BARTLETT et FISHER 1961).

20. S o l i t ä r p a r a s i t i s m u s

Bei Solitärparasitismus entwickelt sich nur e i n Parasit auf Kosten eines Wirtstieres.

Weibchen solitärparasitischer Arten setzen in der Regel in oder an jeden Wirt auch nur ein Ei ab. Finden unter Ausnahmebedingungen, z.B. Wirtmangel, mehrere Eiablagen durch Weibchen der gleichen Art (Superparasitismus) oder verschiedener Arten (Multiparasitismus) an einem Wirtstier statt, so konkurrieren meist die geschlüpften Parasitenlarven mit der Folge, daß oft nur eine

Larve überlebt. - Parasiten mit solitärer Entwicklung benötigen für eine optimale Vermehrungsmöglichkeit eine rel. große Wirtsdichte.

21. G r e g ä r parasitismus

21.1. Allgemeines

Im Gregärparasitismus entwickeln sich mehrere Parasitenlarven extern oder intern an oder in einem Wirtstier. Sie sind "Geschwister" aus einem Eiablagevorgang. Gregäre Parasiten kommen in beiden Geschlechtern vor. Sie konkurrieren in der Regel nicht miteinander. Bei der Ablage wird die Anzahl der abzusetzenden Eier für gewöhnlich nach der Nahrungskapazität bestimmt, die das Wirtstier bietet. Die Weibchen erkennen meist auch, ob der gewählte Wirt bereits belegt ist; sie unterlassen dann eine Mehrfachbelegung. Überschreitet die Parasitenzahl ausnahmsweise die Nahrungskapazität eines Wirtstieres, so stellen sich Auswirkungen ein, wie sie auch beim Superparasitismus (p. 90) vorkommen.

Die Zahl der abgesetzten Eier schwankt bei Gregärparasiten außerordentlich. Sie kann ausnahmsweise auch bis auf ein Ei zurückgehen. Die daraus schlüpfende Larve entwickelt sich dann wie ein Solitärparasit. Ob sie sich auch wie ein solcher verhält, z.B. unduldsam ist gegenüber einer (oder mehreren) Larve(n) aus späterer Eiablage am gleichen Wirt, ist nicht wahrscheinlich, aber auch nicht speziell untersucht worden. Im folgenden sind Beispiele genannt, wie Gregärparasiten ihre Eizahl nach der Größe des Wirtstieres ausrichten: *Colpoclypeus florus* (Walk.) (= *C. silvestrii* Lucch.) z.B. legt an Raupen der Sommergeneration von *Adoxophyes reticulana* Hb. (= *A. orana* F.R.) (5. Entwicklungsstadium) 10 - 15 Eier ab, an Raupen der Wintergeneration (2. Stadium) nur 2 - 3 Eier (JANSSEN 1958). *Euderus caudatus* Thoms. legt in Eier von *Saperda carcharias* (L.) 4 - 7 Eier, in die kleineren Eier von *Saperda propulnea* (L.) nur 1 Ei (BOUČEK 1963b). *Pteroptrix chinensis* (How.) (= *Casca chinensis* How.) legt in die etwas größeren, befruchteten Eier von *Aonidiella aurantii* (Mask.) bis zu 3 Eier, in die etwas kleineren, unbefruchteten Eier der gleichen Art meistens nur 1 Ei (FLANDERS 1956b). Bei *Blastothrix britannica* Grt. findet man im ausgewachsenen Tier der ersten Generation von *Lecanium* sp. bis zu 50 Parasiten, im Larvenstadium der zweiten Generation nur 1 Parasit (IMMS 1918). *Prestwichia aquatica* forma *brevipennis* Henr. belegt

das große Ei von *Agabus* sp. mit 5 - 8 Eier, das kleinere von *Erythromma najas* Hans. mit nur 1 Ei (HENRIKSEN 1922; JACKSON 1956). - Gregärparasitismus ist u. a. noch bekannt bei *Dirhicnus alboannulatus* Ratz. (SZMIDT 1960); *Tetrastichus xanthops* (Ratz.) (DELUCCHI 1958); *Euplectrus bicolor* (Swed.) (STEINER 1937); *Enaysma* sp. (DELUCCHI 1958); *Boučekiella depressa* Hoff. (ERDÖS 1957a); *Tachinaephagus zealandicus* Ashm. (OLTEN et LEGNER 1974).

21.2. Inferparasitismus

Es gibt Fälle, in denen gregärparasitische Weibchen bei der Zahl der abzulegenden Eier die Nahrungskapazität ihres Wirtes unterschätzen oder bei der Eiablage gestört werden. Das Wirtstier wird dann durch die Parasiten nicht leergefressen, und die Larven können durch verbliebenen flüssigen Körperinhalt bei ihrer Verpuppung gestört werden. In solchen Fällen spricht man von Inferparasitismus. Er wurde u. a. beobachtet bei *Mestocharis bimacularis* (Dalm.), wenn sich nur 1 - 2 Larven in einem Ei von *Dytiscus* sp. entwickelten (JACKSON 1964); *Diversinervus smithi* Comp. in *Saissetia oleae* (Bern.) (FLANDERS 1952); *Copidosoma* sp. in *Plusia* sp. (HOWARD 1891); *Erdoesina alboannulata* (Ratz) (= *Dirhicnus alboannulatus* Ratz.) in Puppen von *Galleria mellonella* (L.) (SZMIDT 1960).

21.3. Polyembryonalparasitismus

Polyembryonalparasitismus ist ein Sonderfall des Gregärparasitismus. Bei Polyembryonie entwickeln sich mehrere Individuen aus einem (befruchteten oder unbefruchteten) Ei. Gewöhnlich werden 1 - 3 Eier bei einem Ablagevorgang abgesetzt. Polyembryonie ist bei kleinen Arten endoparasitischer Encyrtidae bekannt. Sie legen ihre Eier vielfach in das Eistadium, seltener in das Junglarvenstadium des Wirtes (meistens Lepidoptera). Die Eier sind extrem klein (unter 0,1 mm) und enthalten nur wenig Ooplasma. Die Keimlinge benötigen daher schon sehr früh Nahrung aus dem Wirt.

Bei Chalcidoidea wurde Polyembryonie erstmals 1898 von MARCHAL an *Copidosoma* sp. beschrieben (und als Germinologie bezeichnet). BUGNION hatte das Phänomen bereits 1891 für *Ageniaspis fuscicollis* (Dalm.) in *Hyponomeuta* sp. beschrieben, ohne es jedoch als solches erkannt zu haben (CLAUSEN 1940). Die

Auslöser für eine zur Polyembryonie führenden Teilung sind noch nicht genau bekannt. DOUTT 1947 vermutet, daß polyembryonale Teilung auf vermehrten Chromatingehalt in der Embryoregion des Parasiteneies zurückzuführen sei. Bei der Entwicklung polyembryonaler Tiere, z.B. *Litomastix truncatella* (Dalm.), platzt schon nach sechs Teilungen (nach ca. 7 Stunden) das Chorion des Eies. Die Polarregion wächst rund um die Embryonalregion und wird zum sog. Trophamnion (DOUTT 1947, 1959; SMITH 1959; histologische Einzelheiten s. LEIBY 1922). (Anstelle von Trophamnion werden in der Literatur auch Bezeichnungen wie "Serosa", "Pseudoserosa", "trophische Membran" u. a. gebraucht). Das Trophamnion hat die Funktion, wichtige Nährstoffe aus dem Wirtskörper zu vermitteln und zu schützen (DOUTT 1959; PATTERSON 1921; histologische Einzelheiten s. SILVESTRI 1906). Nachdem nun bei der Entwicklung des sog. Polygerms die einzelnen sich bildenden Keime das Morulastadium erreicht haben, brechen nacheinander kleinere Keimmassen ab, und schließlich setzt eine jede Morula ihre Embryonalentwicklung isoliert fort (LEIBY 1922, 1930), umgeben von dem gemeinsamen Trophamnion. Dabei können sog. Larvenschnüre entstehen, Ketten von Anschwellungen, bei der jede Anschwellung eine (Parasiten-)Larve einschließt. Wirtsraupen, die solche Larvenketten in sich tragen, sind vielfach verformt und bis zur doppelten Größe auseinandergestreckt (CLAUSEN 1954). In der weiteren Entwicklung werden die Larvenketten gesprengt, bei *Ageniaspis fuscicollis* (Dalm.) (= *Encyrtus fuscicollis* Dalm.) z. B. nach der ersten Larvenhäutung des Parasiten, und die Parasiten leben anschließend frei im Wirt. Bei Nahrungsmangel kann unter den Parasiten Kannibalismus vorkommen (CLAUSEN 1940). Sie beenden ihre Larvenentwicklung erst in der ausgewachsenen Wirtslarve (SILVESTRI 1937), seltener in der Wirtspuppe. Als Überwinterungsformen sind bekannt das sog. Vielkernstadium, wenn der Wirt als Ei überwintert und die sog. Embryonenkette, wenn der Wirt als Larve überwintert (CLAUSEN 1954). Die Verpuppung der polyembryonalen Larven erfolgt in der leergefressenen Wirtshülle. Dabei kann verbliebener Wirtsinhalt erhärten und dünnwandige Kammern um die einzelnen ausgewachsenen Parasitenlarven bilden.

Eine Besonderheit stellen die sog. asexuellen Larven in der Entwicklung polyembryonaler Parasiten dar, wie *Copidosoma koehleri* Blanch. (DOUTT 1947); *C. gelechia* How. (LEIBY 1922); *C. thompsoni* Merc. (PARKER et

THOMPSON 1928; LEIBY 1930); *Litomastix truncatella* (Dalm.) (= *Copidosoma truncatellum* (Dalm.), SILVESTRI 1906). Sie werden auch unter der Bezeichnung "pseudogerms", "pseudoembryos" oder "pseudolarvae" zitiert (LEIBY 1930). Es handelt sich dabei um histologisch unvollkommene Formen, die sich äußerlich zunächst nicht von den sexualen Larven unterscheiden, aber vermutlich ohne Anlage von Gonaden, Malphigigefäßen, Atmungs- und Zirkulationssystem heranwachsen. Sie sind nur wenige Tage lebensfähig (LEIBY 1922; histologische Einzelheiten s. PATTERSON 1921; SILVESTRI 1906, 1908).

Die Zahl der an einem Wirtstier auffindbaren Embryonen variiert stark, wohl in Abhängigkeit von der Parasiten- und der Wirtsart. Es wurden gefunden von: *Syrphophagus aeruginosus* (Dalm.) 8 Parasiten an *Syrphus* spp (HADERSOLD 1939); *Agéniaspis fuscicollis* (Dalm.) 10 - 15 Parasiten an *Prays oleellus* F. und 100 Parasiten an *Hyponomeuta* sp. (MARTIN 1914); *Copidosoma thompsoni* Merc. 18 Parasiten an *Nothris senticetella* Styr. (PARKER et THOMPSON 1928); *C. geniculatum* (Dalm.) 35 Parasiten an *Exoteleia dodecella* L. (LEMARIE 1959); *C. gelechia* How. 160 Parasiten an *Gnorimoschema* sp. (LEIBY 1922, 1930); *Litomastix truncatella* (Dalm.) 1000 - 3000 Parasiten an *Plusia* spp u. v. a. (EBERLE 1939). Leider gibt es bei diesen Zahlen keine Auskunft darüber, aus wieviel Eiern die pro Wirt gezählten Larven stammten. Befruchtete Eier haben vielfach eine höhere Teilungszahl als unbefruchtete (FLANDERS 1942b, 1946). Bei *Copidosoma koehleri* Blanch z. B. entwickelten sich in 525 Zuchten aus einem unbefruchteten Ei durchschnittlich 31 (mind. 17) Larven (DOUTT 1959a).

22. Superparasitismus

22. 1. Allgemeines

Superparasitismus liegt vor, wenn ein Wirtstier zufällig von mehreren (oder einem) Parasitenweibchen der gleichen Art (monospezifisch) mehrfach mit Eiern belegt worden ist. Die Parasiten können den Wirt endo- oder ektophag befallen und solitär oder gregär bei ihm leben.

Die Definition stimmt im wesentlichen mit der von BACHMAIER 1958, IMMS 1931 und WYLIE 1963 überein.

IMMS spricht allerdings nur von mehreren Individuen der gleichen Art in einem Wirt; er läßt unberücksichtigt, daß die Parasiten infolge mehrerer Eiablagevorgänge in den Wirt gelangt sind. So hält er auch z. B. den Polyembryonalparasitismus (p. 88) für eine Form des Superparasitismus.

SMITH H. S. 1916 deutet den Superparasitismus ähnlich wie oben angegeben, spricht aber generell von Überfülle ("superabundance") im Wirt.

FISKE 1910 faßt die Begriffe Superparasitismus und Multiparasitismus (p. 94) zusammen.

PIERCE 1910 gliedert seinen Begriff Superparasitismus auf. Er spricht z. B. von "non-fatal superparasitism", wenn Vertreter einer oder mehrerer Arten sich ektoparasitisch an einem Wirtstier entwickeln; von "mixed superparasitism", wenn zwei oder mehr Arten sich an einem Wirtstier entwickeln, von "superparasitism" schlechthin, wenn eine normalerweise primärparasitisch lebende Art einen bereits parasitierten Wirt belegt und ihre Nachkommen sich dann an dem bereits vorhandenen Parasiten entwickeln und schließlich von "cannibal superparasitism", wenn es sich um Superparasitismus im obigen Sinne handelt. In seinen Beispielen starben allerdings alle Exemplare oder es überlebte nur ein Parasit.

FLANDERS 1965, FRANZ 1961, SALT 1934a sind der Ansicht, daß Superparasitismus dann vorliegt, wenn sich mehr Parasitenindividuen der gleichen Art in einem Wirt entwickeln sollen als bei ihm Nahrung finden können. FLANDERS spricht dabei von "intraspecific competition". Diese Deutung scheint nicht zutreffend. Geht man von der Überlegung aus, daß "super" adverbial metaphorisch gebraucht "überdies, außerdem, darüber, mehr" heißt, so kann "Super"-Parasitismus lediglich eine unüblich große Zahl von Parasitenindividuen in einem Wirt meinen, nicht aber zugleich schon eine Folgeerscheinung wie deren Entwicklungsabbruch. Im übrigen läßt sich auch der Nachweis, daß ein Entwicklungsabbruch auf Überbelegung beruht, praktisch nicht führen, weil der Abbruch auch auf anderen, eventuell ebenso schwer nachweisbaren, jedenfalls nicht sicher ausschließbaren Ursachen beruhen kann. Andererseits kann der Fall, daß trotz unüblich zahlreicher Parasiten in einem Wirt deren Larven dennoch zur Vollendung gelangen, nicht als n o r m a l e r Parasitierungsfall bezeichnet werden. Die Definition des Superparasitismus darf daher nur an der Mehrfachbelegung mit Eiern anknüpfen.

22.2. Zustandekommen

Superparasitismus kommt zustande, wenn ein legebereites Weibchen nicht erkennt, daß ein von ihm erwähltes Wirtstier bereits (durch ein Weibchen der gleichen Art) belegt worden ist und (oder) wenn in einem legebereiten Weibchen der Druck zur Ablage seiner herangereiften Eier stärker geworden ist als die natürliche Hemmung, Eier in einen bereits belegten Wirt abzusetzen, s. *Trichogramma evanescens* Westw. (SALT 1936); *T. evanescens minutum* Ril. (CHACKO 1969); *Spalangia drosophilae* Ashm. (IMMS 1931; LLOYD 1939; SIMMONDS 1955); *Pteroptrix smithi* (Comp.) (BAR et GERLING 1971).

22.3. Auswirkung auf die Koparasiten

Bei Gregärparasiten führt die Mehrfachbelegung zur Schmälerung von Nahrung und Raum und beeinflußt damit die Entwicklung; sie verlangsamt sie z.B. bei *Achrysocharella ruforum* (Kraus.) (PSCHORN-WALCHER et EICHHORN 1974). Übersteigt das Verhältnis von Parasitenzahl und Wirtsgröße einen bestimmten Wert, so kommt es zur Konkurrenz zwischen den Larven. Sie bewirkt entweder Mängelercheinungen, letztlich auch bei den späteren Imagines, oder den Entwicklungsabbruch und Tod einzelner oder aller Larven. Mehrere Solitärparasiten in einem Wirt töten häufig einander. Mängelercheinungen bei den Imagines können in folgender Form auftreten: Die (mittlere) Körpergröße kann reduziert worden sein, s. *Erdösina alboannulata* (Ratz.) (FANKHÄNEL 1962); *Trichogramma japonicum* Ashm. (IATOMI 1956); *T. evanescens* Westw. (SALT 1936); *T. evanescens minutum* Ril. (CHACKO 1969); *Caraphractus cinctus* Walk. (JACKSON 1969); *Nasonia vitripennis* (Walk.) (WYLIE 1965b, c, 1966a); *Tetrastichus israeli* (Mani et Kur.) (ROTHSCHILD 1970).

Ferner kann die Reproduktionskapazität verringert werden sein. Bei einer Nahrungskonkurrenz im Wirt verhungern vielfach mehr Weibchen als Männchen, weil sie eine etwas langsamere Entwicklung durchmachen, s. *Trichogramma australicum* Grt. (BREVIÈRE 1965); *T. evanescens* Westw. (SALT 1936); *T. e. minutum* Ril. (CHACKO 1969); *T. japonicum* Ashm. (IATOMI 1956); *Nasonia vitripennis* (Walk.) (WYLIE 1963, 1965b, c, 1966a). Die geschlüpften Weibchen können aus Nahrungsmangel allgemein körperlich geschwächt sein.

Die Folge ist dann u. a. , daß sie langsamer und mit kleinerem Radius fliegen, somit weniger unparasitierte Wirte finden und daß sie auf einem Wirt von einer kräftig entwickelten Konkurrentin leicht an der Eiablage gehindert werden können, s. *Nasonia vitripennis* (Walk.) (WYLIE 1965c, 1966a). Es ist auch möglich, daß bei superparasitisch aufgewachsenen Tieren **m o r p h o l o g i s c h e U n - v o l l k o m m e n h e i t e n** bei den Imagines auftreten. So können u. a. die Flügel unvollständig entwickelt sein mit der Folge, daß weibliche Tiere bei der Wirtssuche gehemmt sind, s. *Trichogramma evanescens minutum* Ril. (NARAYANAN u. CHACKO 1957); *T. japonicum* Ashm. (IATOMI 1956). Schließlich kann bei Superparasitismus ein Teil der Larven an einem Wirt - oder es können alle - vor **H u n g e r s t e r b e n** (SALT 1961). Sie können auch **k a n n i b a - l i s t i s c h** getötet werden. Hauptsächlich solitäre Arten (entomophage wie phytophage) greifen sich gegenseitig an (WYLIE 1965b). Kannibalistische Larven töten Konkurrenten im Ei und im Larvenstadium. In der Konkurrenz der Larven obsiegen bei einigen Arten vornehmlich die jeweils jüngeren, bei anderen die jeweils älteren Larven, bei wieder anderen hängt es vom Zufall ab, wer obsiegt. Larven im Häutungsstadium sind relativ unbeweglich, und dann immer einem Angreifer unterlegen. Erfolgreiche **j ü n g e r e** Larven können im ersten Stadium mit besonderen Mandibeln ausgerüstet sein (SALT 1961); sie sind vielfach auch beweglicher und aktiver als die älteren. Sie beißen ihre Konkurrenten tot und (oder) saugen sie aus, s. *Mesopolobus aequus* (Walk.) (= *Ahlbergiella aequa* (Walk.)); *Eurytoma suecica* v. Ros. (v. ROSEN 1965b) (räuberische Arten); *Brachymeria compsiluræ* (Crawf.); *B. intermedia* (Nees) (DOWDEN 1935); *Pseudocatolaccus nitescens* (Walk.) (= *P. asphondyliae* Masi, PARKER et THOMPSON 1928) (entomophage Arten); *Torymus varians* (Walk.) (= *Syntomaspis druparum* (Boh.), CUSHMAN 1916) (phytophage Art, Kleptophytophagie). Erfolgreiche **ä l t e r e** Larven obsiegen gewöhnlich auf Grund ihrer stärkeren Kräfte, s. *Microterys flavus* How. und *Metaphycus luteolus* (Timb.) in *Coccus hesperidum* L. (BARTLETT et BALL 1964); *Euderus agromyzae* Gangr. (GANGRADE 1963); *Dipriocampe diprioni* (Ferr.) (PSCHORN-WALCHER et EICHHORN 1971); *Eurytoma suecica* v. Ros. (phytophage Art) (v. ROSEN 1956b). Der Erfolg eines der Konkurrenten kann auch vom Zufall oder einem nicht bekannten Vorteil abhängen wie bei vielen anderen Arten. **A l l e P a r a s i t e n** in einem Wirt können im frühen oder späteren Larvenstadium oder als Imago vor dem Schlüpfen sterben,

weil z.B. der Wirt vorzeitig an der Überbelastung gestorben ist, s. *Nasonia vitripennis* (Walk.) in Dipterenpuppen (WYLIE 1965c; FISKE 1910) oder sie können gemeinsam verhungern. Bereits zur Imago entwickelte Parasiten können zu schwach sein, um zu schlüpfen oder sie haben aus Platzmangel im Puppenstadium so eng aufeinandergelegen, daß sie sich beim Schlüpfvorgang nicht mehr befreien können, s. *Caraphractus cinctus* Walk. (JACKSON 1966).

22.4. Verhinderung des Superparasitismus

Für die natürliche Verhinderung von Superparasitismus gibt es verschiedene Hypothesen: Bei dem sog. Spureneffekt markiert das Weibchen z.B. von *Trichogramma* sp., seinen Wirt nach der Eiablage mit einem Duftstoff, der möglicherweise aus seinen tarsalen Drüsen stammt und der die nachfolgenden Weibchen vor weiterer Eiablage abschreckt. Der Duftstoff ist eine begrenzte Zeit lang wirksam (FLANDERS 1951; SALT 1937a). Aufgrund von Beobachtungen bei *Spalangia drosophilae* Ashm. an *Drosophila* sp. könnte ein bestimmter Duft aus der Anstichwunde des Wirtes (der mittels Chemorezeptoren an Tarsen und Ovipositor aufgenommen wird) die Weibchen von erneuter Eiablage abhalten (SIMMONDS 1943, 1955). - Bei Parasitierung durch *Nasonia vitripennis* (Walk.) könnte schon die Lähmung des Wirtstieres (Puppe von *Musca domestica* L.) in Verbindung mit einer chemischen Veränderung seiner Körperflüssigkeit durch das Lähmungsgift das belegte Tier kennzeichnen (WYLIE 1965; HOLMES 1972). - Weibchen von *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) nehmen wahrscheinlich die Bewegung eines Parasiten (Larvenstadium) im Wirt wahr und lassen sich dadurch vor weiterer Eiablage abschrecken (SZMIDT 1960b).

23. M u l t i parasitismus

23.1. Allgemeines

Bei Multiparasitismus ist ein Wirtsindividuum von mehreren Primärparasiten verschiedener Arten (heterospezifisch) mit Eiern belegt. Die Parasiten können ekto- und (oder) endophag sein. Die Eiablage erfolgt in der Regel nacheinander (asynchron) beim gleichen (seltener bei aufeinanderfolgenden) Wirtsstadien (mono-, selten polyphasisch). Nur zufällig finden sie synchron statt (BACHMAIER 1958;

COMPERE et SMITH 1932; FLANDERS 1965; FRANZ 1961; IMMS 1931; SALT 1961; SMITH H.S. 1916). Ein Wirtstier ist für eine Mehrfachbelegung gewöhnlich nicht mehr geeignet, wenn die zuerst bei ihm abgesetzten Parasiten in ihrer Entwicklung bereits stark fortgeschritten sind.

PIERCE 1910 spricht bei der oben definierten Parasitierungsform von "mixed superparasitism", "combined simple ectoparasitism", bzw. "multiple endoparasitism". FLANDERS (1965) versteht unter "multiple parasitism" die Entwicklung verschiedener Parasitenarten im gleichen Stadium des Wirtes. Er spricht von "sequential parasitism", wenn sie in aufeinanderfolgenden Wirtsstadien leben.

23.2. Zustandekommen

Hierzu siehe zunächst das bei Superparasitismus p. 92 Gesagte. Darüber hinaus gilt noch: Das Zustandekommen des Multiparasitismus wird gefördert, wenn eine Wirtspopulation sich in e i n e m Entwicklungsstadium konzentriert anbietet (FLANDERS 1965) oder wenn die Entwicklung des Wirtes besonders langsam verläuft (Verlangsamung der Wirtsentwicklung kann von bereits vorhandenen Endoparasiten ausgehen).

23.3. Auswirkung auf die Koparasiten

Heterospezifische Parasiten an einem Wirt können sich gegenseitig tolerieren oder in Konkurrenz zueinander stehen. Eine gegenseitige T o l e r a n z wird am häufigsten von Gregärparasiten (p. 87) in oder (und) an einem genügend grossen Wirt ausgeübt. Gegenseitige Toleranz von Solitärparasiten kommt seltener vor, s. *Blastothrix sericea* (Dalm.) und *Metaphycus punctipes* (Dalm.) (= *Aphycus punctipes* (Dalm.)) in *Lecanium capreae* (L.) (GRAHAM et PREBBLE 1953); *Diversinervus smithi* Comp. und *Microterys saissetiae* Comp. an *Saissetia oleae* Bern.; *D. smithi* Comp. unterliegt aber im Zusammenleben mit *Coccophagus rusti* Comp. an *Saissetia oleae* Bern. (FLANDERS 1965). - Hinsichtlich eventuell auftretender Mängelercheinungen liegen die Verhältnisse bei multiparasitischer Entwicklung ähnlich wie bei Superparasitismus (p. 90).

Unter heterospezifischen Parasiten in oder (und) an einem Wirt kann eine Konkurrenz in verschiedenartigen Erscheinungsformen vorkommen: Von den aufeinandertreffenden Parasitenarten können die Vertreter einer oder mehrerer Arten sich selbst bei hinreichend im Wirt vorhandener Nahrung räuberisch angreifen und abtöten. Gelegentlich kann sich die angreifende Art dann ausschließlich von ihrem Konkurrenten ernähren (intrinsic superiority, BARTLETT et BALL 1964). *Ooencyrtus telenomicida* Vas., ein Eiparasit in Pentatomiden, tötet z.B. im Wirt auffindbare Embryonen anderer Eiparasiten (FERRIÈRE et VOEGELE 1961). *Muscidifurax zaraptor* K. et L. verzehrt Eier und Larven von Koparasiten in *Musca domestica* L. (WYLIE 1972). Junge Larven von *Mestocharis bimacularis* (Dalm.) töten in Dytiscideneiern Eier und erste Larvenstadien von *Caraphractus cinctus* Walk. und saugen sie aus (JACKSON 1964). *Microterys flavus* How. verfügt im 1. und 2. Larvenstadium über größere Aggressivität als z.B. *Metaphycus luteolus* Timb. in *Coccus hesperidum* L., auch dann, wenn die Larven einen Tag jünger sind als die Koparasiten. Im Experiment können die *Microterys*-Larven auftretende Angreifer durch eine besonders ausgeprägte Sensibilität schnell wahrnehmen und abschütteln (BARTLETT et BALL 1964).

Die Konkurrenz kann auch erst bei auftretendem Mangel an Nahrung ausgelöst werden, z.B. dann, wenn die Entwicklungsgeschwindigkeit einer der Arten schneller abgelaufen ist (Ektoparasiten) als die der anderen oder ihre Entwicklung etwas früher begonnen hat. In *Musca domestica* L. z.B. waren Larven von *Nasonia vitripennis* (Walk.) und *Muscidifurax zaraptor* K. et L. den Larven von *Spalangia cameroni* Perk. überlegen, wenn alle zur gleichen Zeit ihre Eier abgelegt hatten. *N. vitripennis* (Walk.) und *M. zaraptor* K. et L. brachten sich gegenseitig in Nahrungskonkurrenz, wenn jeweils eine der beiden Arten mindestens 24 Stunden vor der anderen ihre Entwicklung begonnen hatte (WYLIE 1962).

Ein Konkurrenzeffekt kann bei Multiparasiten auch infolge eines indirekten Angriffs ausgelöst werden. In einem solchen Fall hat der zuerst im Wirt vorhanden gewesene Parasit den Wirt derart verändert, daß er für die nachfolgenden Parasitenarten keine Entwicklungsmöglichkeiten mehr bietet. Der Wirt *Euribia jaceana* Her. z.B. wird nach Endoparasitierung durch *Eurytoma curta*

Walk. vorzeitig zur Bildung des Pupariums angeregt. Damit wird jungen, ekto-parasitisch lebenden Larven von *Habrocytus trypetae* Thoms. der weitere Zugang zur Wirtsnahrung abgedrosselt (VARLEY 1947). Arten der Gattung *Aphidius* Nees verursachen u. a. Sauerstoffmangel in Blattlauswirten. Dadurch stagniert bei Larven von *Aphelinus asychis* Walk. (= *A. semiflavus* How.) das Wachstum, und sie sterben ab (SPENCER 1926).

24. Kleptoparasitismus

Kleptoparasiten sind bei ihrer Entwicklung (an oder in einem pflanzlichen oder tierischen Wirt) auf gewisse Vorleistungen anderer, im gleichen Wirt lebender Parasitenarten angewiesen. Die benötigten Leistungen können - soweit bekannt - in der Lähmung der für eine Eiablage ausgewählten Wirtslarve, in einer Wegbereitung für die Eiablage oder in der Beschaffung von pflanzlicher Nahrung für die Larve der neuen Generation bestehen. In allen Fällen unterbinden Kleptoparasiten meist schon im Anfangsstadium ihrer eigenen Larvenentwicklung die Fortentwicklung ihrer Koparasiten.

Das Weibchen von *Eurytoma wachtli* Mayr belegt nur solche Larven (L_4) von *Pissodes validirostris* Gyll. in Zapfen von *Pinus silvestris* L., die bereits durch die Larve einer *Scambus* sp. gelähmt worden sind (längerer Legestachel!). Die geschlüpfte Eilarve von *E. wachtli* Mayr zerstört die (vom *Eurytoma*-Weibchen gelähmte) *Scambus*-Larve und entwickelt sich dann an der Larve von *Pissodes validirostris* Gyll. zur Puppe (ROQUES 1976). Weibchen von *Eurytoma pini* Bugb. legen ihre Eier oftmals an Larven von *Rhyacionia buoliana* (Schiff.), die bereits von *Exeristes comstockii* (Cress.) und *Scambus hispae* Har. parasitiert (und wahrscheinlich auch gelähmt) worden sind (ARTHUR 1961). - Weibchen von *Eurytoma monema* Rusch. (gregärer Ektoparasit) können ihre Eier nur in solche der relativ harten und dicken Kokons von *Monema flavescens* Walk. ablegen, die bereits Bohrlöcher von einer Eiablage durch *Chrysis shanghaiensis* (Smith) aufweisen. Eine Abtötung des Koparasiten im Ei- oder frühen Larvenstadium durch *Eurytoma monema* Rusch. erfolgt jedoch nur zufällig. Häufiger entwickeln sich beide Parasitenarten zunächst nebeneinander, jedoch *Eurytoma monema* Rusch. zum Schluß als Hyperparasit (CLAUSEN 1940; PIEL et COVILLARD 1933). - *Philotrypesis caricae* (L.) ist eine phytophage, von *Ficus*-Endosperm lebende

Art. Bei der Eiablage nutzen die Weibchen solche Ficus-Blüten, die durch die Eiablage einer ebenfalls phytophagen Species, *Blastophaga psenes* (L.), zu parthenogenetischer Endospermibildung angeregt worden sind. Den Nahrungswettlauf gewinnt die u. a. mit stärkeren Mandibeln ausgestattete *Philotrypesis caricae* (L.), die meist im zweiten Larvenstadium ihre Konkurrenten tötet (JOSEPH 1957, 1959).

R ä u b e r t u m

25. Allgemeines

Räuberisch lebende Chalcidoidea können sich im Larvenstadium sichtbar fortbewegen. Sie ernähren sich von mehr als einem Beutetier, das meist kleiner ist als sie selbst. Beutetiere werden als Ei, Larve, Puppe und selten auch als Imago befallen.

E i r ä u b e r: *Mesopolobus aequus* (Walk.) und *Panstenon oxylus* (Walk.) saugen in Internodien von Getreide- und Grashalmen an Zikadeneiern, s. *Calligypona pellucida* (Fabr.); sie zerstören die Eier auch ohne sie auszusaugen; in den ersten Larvenstadien saugen sie besonders intensiv (AHLBERG 1925; v. ROSEN 1955, 1956a, b, 1961). *Archirileya inopinata* Silv. lebt von Eiern gewisser Orthopteren und Homopteren in Zweigrützen; diese Art ist im 3. und 4. Larvenstadium besonders aktiv (SILVESTRI 1920). *Macrorileya oecanthi* Ashm. ernährt sich von den im Zweigmark sitzenden Eiern einer Baumgrille (SMITH, H.S. 1916). *Microterys titiani* Grlt. lebt an Eiern von *Lecanium* sp. (DeBACH 1939) und *Apterencyrtus lambinus* (Walk.) (= *A. microphagus* (Mayr)) an Eiern von *Lepidosaphes ulmi* (L.) (GRISWOLD 1926). *Tetrastichus mandanis* (Walk.) lebt im 1. Larvenstadium parasitisch in Eiern von *Conomelus anceps* (Ger.) und im 2. Larvenstadium hier und an Eiern von *Tettigela viridis* L. räuberisch (ROTHSCHILD 1966). *Tetrastichus schoenobii* Ferr., Eiparasit in *Tryporyza innotata* (Walk.), lebt zunächst endoparasitisch und erst gegen Ende des letzten Larvenstadiums räuberisch; sie zerstört dann 2 - 3 weitere Eier ihres Wirtsgeleges (ROTHSCHILD 1970).

L a r v e n r ä u b e r: *Rileya* sp. lebt von Larven gewisser Cecidomyiidae (CLAUSEN 1940).

L a r v e n - P u p p e n r ä u b e r: *Macroneura vesicularis* (Retz.) (= Eupel-

mella vesicularis (Retz.) ernährt sich von Larven und Puppen der gregär ekto-parasitisch in Kokons von *Diprion* sp. lebenden *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) (= *Microplectron fuscipennis* (Zett.)); die Räuberlarve saugt ca. 10 - 20 Larven oder Puppen aus und tötet am Ende ihrer Entwicklung alle noch im Kokon lebenden Larven, Puppen und evtl. auch Imagines (MORRIS 1938).

Phytophagie

26. Allgemeines

Nicht alle Arten der Chalcidoidea leben entomophag. Es gibt vielmehr in verschiedenen Gattungen und Familien auch Arten mit rein phytophager Ernährung (p. 15) sowie Arten, bei denen eine regelmäßige Kombination von Entomophagie und Phytophagie vorkommt (p. 100), und schließlich gibt es Arten, die sich nur gelegentlich auch phytophag ernähren (p. 99).

Phytophage Arten kommen an einjährigen und an mehrjährigen Pflanzen vor. Sie leben meist mehr oder weniger monophag und in bestimmten Abschnitten ihrer Wirtspflanzen (p. 100). Treten sie konzentriert auf, so können sie an Kulturpflanzen zu Schädlingen (Beispiele s. u.) und an Unkräutern auch zu Nützlingen werden. Phytophage Arten der Chalcidoidea unterscheiden sich - abgesehen von ihrer andersartigen Nahrung - nicht von entomophagen Arten.

Systematisch lassen sich phytophage Arten neben entomophagen einordnen. Häufig sind Phytophage nahe verwandt mit solchen Entomophagen, die in Pflanzenteilen abgeschlossen lebende Wirtsarten befallen, s. *Torymus* spp (= *Callimome* spp) u. a. (GYÖRFI 1941, 1944; OTTEN 1940).

27. Fakultative Phytophagie

Es gibt Arten, deren Larve hauptsächlich entomophag lebt und die nur zufällig oder dann, wenn sie bei ihrem tierischen Wirt nicht mehr genügend Nahrung findet, aus ihrer pflanzlichen Umgebung Nahrung aufnimmt. *Mesopolobus aequus* (Walk.) z. B. lebt räuberisch an Zikadeneiern (p. 98) und saugt gelegentlich Pflanzensaft im Stengelinneren von *Achillea millefolium* L. und *Medicago sativa* L. aus (v. ROSEN 1955, 1961). *Eurytoma robusta* Mayr lebt als Ektoparasit an *Urophora* spp in Gallen von *Cirsium* sp. u. a. und beißt gegen Ende ihrer Entwicklung die

Gallenwand an; *E. aciculata* Ratz., *E. phanacidis* Mayr (VARLEY 1937), *E. centaureae* Clar. (CLARIDGE et ASKEW 1960) und *E. flavimana* Boh. (CLARIDGE 1959a) verhalten sich ähnlich. Einen besonderen Fall bildet *Eurytoma parva* (GRLT.). Die Larve kann sich von genügend großem Harmolita-Wirt rein entomophag ernähren (das kommt aber nur selten vor) (PHILLIPS 1927); sie kann aber auch ihre zunächst entomophage Ernährung mit dem Aussaugen von Weizenhalmwänden fortsetzen; schließlich kann sie sich ganz an Halmwänden ernähren, wenn sie kein Wirtstier von Harmolita sp. findet (PHILLIPS 1927; THOMAS et HERDY 1961). Gelegentlich und rein zufällig saugen und nagen auch gewisse Arten der Torymidae und Eurytomidae, die phytophag lebende Chalcidoidea parasitieren, an Pflanzengewebe ihrer Umgebung (STEFFAN 1955).

28. Entomophagie in regelmäßiger Kombination mit Phytophagie

Es sind verschiedene Arten bekannt, deren Larve regelmäßig eine Kombination von tierischer und pflanzlicher Nahrung aufnimmt; bei manchen Arten ernährt sich die Larve zuerst entomophag und anschließend phytophag, bei anderen wechselt sie mehrmals die Nahrungsart und bei wieder anderen ernährt sie sich zuerst phytophag und dann entomophag. **Entomophagie Ernährung:** *Syntomaspis eurytomae* Puz. -Mal. lebt zunächst an fast erwachsener Larve von *Eurytoma amygdali* End. im Kern unreifer Pflaumen. Ist der Wirt verzehrt, so ernährt sich die *Syntomaspis*-Larve weiter vom Rest des Pflanzenkerns und einem Teil seiner Schale (ESCHERICH 1939); *Torymus amelanchieris* (Cushm.) (= *Syntomaspis amelanchieris* Cushm.) verhält sich ähnlich (ASKEW 1961f). *Eurytoma inquilina* (Rim. -Kors.) (= *Isosoma inquilina* Rim. -Kors.) parasitiert zuerst die Larve von *Tetramesa rossica* (Rim. -Kors.) (= *Isosoma rossica* Rim. -Kors.) und ernährt sich anschließend von den sie umgebenden Gallwänden (RIMSKY-KORSAKOW 1923). *Eurytoma salicis* Walk. saugt zunächst ihren Wirt, eine Tenthredinidenlarve in Gallen an *Salix* sp. aus und ernährt sich dann an den Gallwänden weiter (McCALLAN 1940). **Phyto-entomophagie Ernährung:** *Eurytoma bruniventris* Ratz. lebt als L_1 phytophag in der Galle von *Cynips* spp; als L_2 saugt sie die junge *Cynips*larve selbst und evtl. auch deren Ektoparasiten aus (CLARIDGE et ASKEW 1960). *Syntomaspis eurynota* Först. (= *S. cyanea* (Boh.)) lebt phytophag in der Galle von *Cynips* spp; die *Cynips*-Larve wird zunächst geschont und vermutlich halbentwickelt verzehrt, da von ihr kein

Rest in der Galle übrigbleibt. (Die Mitentwicklung der Cynips-Larve fördert das Gallenwachstum offenbar zugunsten der Syntomaspis-Larve, ASKEW 1961c).

29. Obligate Phytophagie

Chalcidoidea, die sich im Larvenstadium rein phytophag ernähren, tun das an verschiedenen Pflanzenabschnitten: im Pflanzenstengel, in der Blattscheide, in der Knospe, in der Blüte, in der Frucht und sehr häufig auch im Samen. Sie saugen oder nagen und in Einzelfällen lösen sie dabei auch Gallbildung aus.

Im Pflanzestengel: *Tetramesa hyalipennis* (Walk.) (= *Harmolita graminicola* (Gir.)) lebt an *Agropyrum repens* B.P. und bildet hier Stengelgallen (BAILEY 1957, 1959). *Tetramesa hordei* (Harr.) (= *Harmolita hordei* Harr.) lebt an junger Quecke und anderen Gräsern; sie verursacht Anschwellungen über den Nodien und Wuchsstauchung. *Tetramesa tritici* (Fitch) (= *Harmolita tritici* Fitch) lebt in Roggen, Weizen u.a. Gräsern (CANNON 1962, 1963; HEDICKE 1919; PHILLIPS 1920, 1927; v. ROSEN 1956b; WEBSTER 1905), *Tetramesa poicola* (Hed.) (= *Harmolita poicola* Hed.) an *Poa pratensis* L. und verursacht äußerlich kaum sichtbare Stengelschwellungen; sie kommt auch in Samenkulturen vor (SCHÖBER 1959). *Tetramesa romana* (Walk.) (= *H. romana* Walk.) lebt im Rindenparenchym des Stengels von *Arundo donax* L.; sie bildet Kokons über der Länge eines Internodiums (STEFFAN 1956). *Eurytoma suecica* v. Ros. hat ein sehr bewegliches Larvenstadium, das in Weizen, Gerste und Quecke lebt. Die Larve wandert im Halm abwärts, schlitzt dabei mit ihren Mandibeln die Stengelwand auf und saugt heraustretenden Saft auf, ohne jedoch die Pflanze nachhaltig zu schädigen (v. ROSEN 1956b). *Tetramesa phragmitis* (Erd.) (= *Gahaniola phragmitis* Erd.) lebt im Halm von *Phragmites communis* Trin. (ERDÖS 1957c). Vertreter diverser *Tetramesa* spp leben in Gräsern (u.a. in Weizen!), wo sie Gallen in Stengeln (gelegentlich auch in Blüten) erzeugen (CLARIDGE 1958, 1961c; PHILLIPS 1920, 1927; v. ROSEN 1956b; v. WEBSTER 1905). *Eurytomocharis* spp leben in Stengeln div. Grammineen (BUGBEE 1966).

In der Knospe: *Eurytoma calycis* Bugb. lebt in Knospen von *Pinus banksiana* Lamb. (BUGBEE 1961; THOMAS et HERDY 1961).

In der Blattscheide: *Tetramesa vaginicola* (Doane) (= *Harmolita vaginicola* Doane) legt ihre Eier in die Blattscheide von Weizen (anschließend erfolgt eine

Deformation der Blattscheide, die den Stengel abschnürt und den oberen Teil der Pflanze im Wachstum hemmt)(PHILLIPS 1920).

In der Blüte: *Tetramesa scheppigi* (Schlecht.) und *T. stipae* (De Steff.) leben in Grasblüten und verursachen Gallbildung (CLARIDGE 1961c). *Trichilogaster acaciaelongifoliae* Frogg. verursacht Gallbildung an *Acacia longifolia* Wil. (NOBLE 1940).

In der Frucht: *Eurytoma plotnikovi* Nik. lebt in *Pistacia vera* L. (DAVATCHI 1956; HUSSEY 1959; NIKOL'SKAYA 1934).

Im Samen: Die Larven der meisten *Megastigmus* spp leben im Samen von Coniferae, Rosaceae und einigen anderen Pflanzenfamilien (ausführliche Wirtspflanzenliste s. HUSSEY 1954; LESSMANN 1962; MILLIRON 1949; WOLFF et JENSS 1941). Aus der Familie der Coniferae sind u.a. die Gattungen *Abies*, *Cedrus*, *Cupressus*, *Eucalyptus*, *Juniperus*, *Larix*, *Piceae*, *Pinus*, *Pseudotsuga*, *Sorbus*, *Thuja*, *Tsuga* von folgenden *Megastigmus*-Arten befallen: *M. albifrons* Walk. (SCHEFER-IMMEL 1957); *M. pistaciae* Walk. (= *M. ballestrerii* Rond., ESCHERICH 1939); *M. brevicaudis* Ratz. (CROSBY 1909, 1913); *M. specularis* Wall. (= *M. grönblömi* Kang., HUSSEY 1954b; KANGAS 1945); *M. bipunctatus* (Swed.) (= *M. kuntzei* Kap., HUSSEY 1959; GYÖRFI 1961); *M. laricis* Marc. (MARCOVITCH 1914); *M. lasiocarpae* Crosby (ESCHERICH 1939); *M. pictus* (Först.) (SKRZYPCZYNSKA 1973) (= *M. seitneri* Hoffm., HOFFMEYER 1929; HUSSEY 1952, 1962; NUNBERG 1947); *M. pinus* Parf. (CROSBY 1913; ESCHERICH 1939; HOFFMEYER 1931; LAIDLAW 1931); *M. rafni* Hoffm. (HOFFMEYER 1929, 1939); *M. schimitscheki* Nov. (HUSSEY 1957; LESSMANN 1961/62); *M. specularis* Wall. (HEDLIN 1956); *M. spermotrophus* Wachtl (CROSBY 1913; GYÖRFI 1956, 1961/62; HOFFMEYER 1931; HUSSEY 1955, 1956, 1960; LESSMANN 1961/62); *M. suspectus* Borr. (BERLAND 1950; GYÖRFI 1956; HOFFMEYER 1929; LAIDLAW 1931; NUNBERG 1947). *M. tsugae* Crosby (CROSBY 1913; HOFFMEYER 1931); *M. wachtli* Seitn. (ESCHERICH 1939; SEITNER 1916); *M. atedius* Walk. (= *M. zwölf-feri* Schef.-Imm.) (LESSMANN 1961/62; SCHEFER-IMMEL 1957).

Aus der Familie der Rosaceae werden die Gattungen *Rosa*, *Amelanchier*, *Prunus*, *Physocarpus* u.a. von den Arten *Megastigmus amelanchieris* Cushman. (PUZANOVA-MALYSHEVA 1936); *M. aculeatus* (Swed.) (CROSBY 1909; BALDUF 1957; GYÖRFI 1961/62; KURIR 1975); *M. nigrovariegatus* Ashm. (BALDUF 1945, 1957; LESSMANN 1961/62); MILLIRON 1949); *M. physocarpi* Crosby (CROSBY 1913; WOLFF et JENSS 1941); befallen.

Aus der Familie der Anacardiaceae werden *Pistacia* spp u. a. von *M. pistaciae* Walk. (= *M. ballestrerii* Rond., WOLFF et JENSS 1941; DAVATCHI 1956; GHESQUIÈRE 1950; MONASTERO 1958/59) u. a. befallen.

Torymus varians (Walk.) (= *Syntomaspis varians* (Walk.)) kommt in Samen von *Sorbus*, *Pirus*, *Malus*, *Crataegus* u. a. vor (ASKEW 1961f; CUSHMAN 1916; EADY 1959; ZACHER 1937).

Vertreter der Gattung *Systole* leben in Samen von *Umbelliferae* (CLARIDGE 1959c, 1961a), z. B. *Systole albipennis* Walk. (CLARIDGE 1959c; FERRIÈRE 1952b); *S. coriandri* Nikol. (CLARIDGE 1959c); *S. albipennis* Walk. (= *S. foeniculi* Ott., CLARIDGE 1959c; OTTEN 1941); *S. tuonela* Clar. (CLARIDGE 1959c).

Vertreter der Gattung *Bruchophagus* leben in Samen von *Papilionaceae* (CLARIDGE 1961a), z. B. *B. gibbus* (Boh.) (BUTLER et HANSEN 1958; CRÈVECOER 1946; FERRIÈRE 1952b; OTTEN 1941); *B. platypterus* (Walk.) (CLARIDGE 1961a) (= *B. kolobovae* Fed., BATISTE 1967); *B. mutabilis* Nik. (CLARIDGE 1961a); *B. roddi* Guss. (STRONG 1962).

Vertreter der Gattung *Eurytoma* leben in den Samen von Pflanzen verschiedener Familien: *Eurytoma amygdali* End. (KLAPPERICH 1968; LESNE 1919; PUZANOVA-MALYSHEVA 1936; SCHREINER 1908) *E. attiva* Burks (BURKS 1958); *E. boučeki* Skrzyp. (SKRZYPCZYNSKA 1975); *E. calycis* Bugb. (BUGBEE 1961; THOMAS et HERDY 1961); *E. evolans* Szel. (SZELENYI 1961); *E. infracta* Mayr (FERRIÈRE 1950; MAYR 1903); *E. maura* (Boh.) (= *Bruchophagus maurus* Boh., GYÖRFI 1961/62); *E. onobrychidis* Nik. (NIKOLS'KAJA 1934); *E. ononis* Mayr (CRÈVECOER 1951; FERRIÈRE 1950); *E. rhois* Crosby (BUGBEE 1939; CROSBY 1909); *E. suecica* v. Ros. (v. ROSEN 1956b).

Ontogenese und Generationenfolge

30. Allgemeines

Chalcidoidea sind holometabol. Sie entwickeln sich aus Eiern; die Larven ernähren sich entomophag oder phytophag und durchlaufen drei bis fünf Stadien. Im Puppenstadium erfolgt eine Umwandlung zur Imago.

31. Embryonalentwicklung

Bei *lecithalen* Eiern ist es möglich, daß die Embryonalentwicklung schon im mütterlichen Organismus im Anschluß an die Befruchtung beginnt. Die Entwicklungszeit solcher Eier ist daher außerhalb des Weibchens in der Regel kürzer als bei anderen Eiern; jedoch haben *lecithale* Eier gelegentlich eine längere Ovipositionsperiode (Zeitraum von der Kopula bis zur Eiablage). *Theocolax formiciformis* Westw. z.B. hat bei 24°C und 70 % r. L. eine Embryonalentwicklungszeit von nur 1 1/2 Tagen (nach der Ablage), während seine Ovipositionsperiode (selbst bei ständig vorhandenen Wirten) 8 - 9 Tage dauert (BECKER et WEBER 1952). Da *lecithale* Eier reichlich mit Dotter versehen sind, benötigen die Embryonen für ihre Entwicklung keine Nahrung aus dem Wirt.

In *alecithalen* Eiern, die hauptsächlich bei *Endoparasiten* vorkommen, beginnt die Embryonalentwicklung frühestens nach der Ablage in den Wirt, weil die Embryonen auf die Nährflüssigkeit des Wirtes angewiesen sind. Sie entnehmen die Nahrung auf osmotischem Wege mit Hilfe einer sog. Embryonalmembran (*Serosa*), die im Ei dem Chorion anliegt und den sich bildenden Embryo mit dem Eiinhalt umschließt (HENNEGUY 1892; FLANDERS 1942c, 1962; JACKSON 1928, 1969). Das Chorion ist elastisch und dehnt sich, wenn der Embryo wächst. Bei *Coccophagoides utilis* Doult z.B. dehnt es sich während der Embryonalentwicklung etwa auf das Doppelte seiner Größe zur Zeit der Eiablage (BROODRYK et DOUTT 1966). - Die Dauer der Embryonalentwicklung ist u.a. abhängig von der Temperatur, der rel. Luftfeuchtigkeit und dem Nahrungsangebot, das normalerweise aber uneingeschränkt zur Verfügung steht. Die sog. Eilarve kann schon in einem wenig fortgeschrittenen Entwicklungsstadium schlüpfen. In der Regel verläßt sie wenige Stunden nach Abschluß ihrer Entwicklung die Eihülle. Ausnahmsweise kann aber der Schlupf auch um mehrere Monate verzögert werden (s. indirekt hyperparasitisch lebende Endoparasiten p. 77). Dann sprengt der Embryo seine Eischale nicht, solange das Ei noch von der Körperflüssigkeit seines Sekundärwirtes umgeben ist. Erst wenn der Primärwirt diese Flüssigkeit aufgesaugt hat, verläßt der Embryo das Ei. *Encarsia pergandiella* How. (endop.) z.B. braucht drei bis vier Tage für seine Embryonalentwicklung und verläßt einen halben Tag nach Entwicklungsabschluß die Eihülle (GERLING 1966). Bei *Coccophagus*

gurneyi Comp., Sekundärparasit von Pseudococcus sp., beendet das Männchen seine Embryonalentwicklung in ca. 3 Tagen. Das Schlüpfen der Larve kann sich aber noch bis zu 3 Monaten hinausziehen, so lange, bis der Sekundärwirt seinerseits vom Primärwirt (Leptomastidea sp. u. a.) leergesaugt worden ist (COMPERE et SMITH 1932; FLANDERS 1937c, 1964b). Die Embryonalexuvie wird innerhalb oder außerhalb der Eihülle abgestreift.

32. Larvenentwicklung

32.1. Stadienzahl

Jede Species der Chalcidoidea hat eine feststehende Zahl von Larvenstadien. Am häufigsten kommen Arten mit drei bis fünf Stadien vor. Bei den einzelnen Stadien wächst die Breite der chitinisierten Kopfkapsel in geometrischer Weise, wie es DRYAR 1890 für die Kopfkapseln von Lepidopterenlarven festgestellt hat. Untersuchungen bei Nesolynx albiclavus (Kerr.) (= Syntomosphyrum albiclavus Kerr.) bestätigen diese Regel. Die Verbreiterung der Kopfkapsel tritt auch dann ein, wenn die Körpergröße der getesteten Larven durch Nahrungseinschränkung (bei Superparasitismus) zurückgeblieben ist (SAUNDERS 1961), s. Eurytoma roseni Clar., (BAILEY 1966). Innerhalb eines Larvenstadiums gibt es bei Endoparasiten (BALDUF 1963) (wahrscheinlich auch bei Ektoparasiten) eine sog. Fraß-Wachstums-Phase und eine sog. Häutungsphase, die von Häutungs- und Wachstumshormonen der neurosekretorischen Gehirnzellen gesteuert werden (ANDREWARTHA 1952). In der Fraß-Wachstums-Phase steigt das Körpergewicht. In der Häutungsphase nimmt die Larve keine Nahrung auf, sie verhält sich reglos, und das Gewicht sinkt.

32.2. Entwicklungsdauer

Die Dauer der Larvenentwicklung ist bei den einzelnen Arten der Chalcidoidea sehr unterschiedlich und hängt entsprechend der Lebensweise von verschiedenen Faktoren ab. Primär wird sie von inneren, artspezifischen Einflüssen bestimmt, die in gewissem Grade von äußeren Faktoren beeinflusst werden können. **I n n e r e F a k t o r e n:** Es gibt Arten, deren Larvenzeit gewöhnlich nur wenige Tage dauert, und Arten, bei denen sie im Extrem mehr als 2 Jahre erreicht. Eine kurze Entwicklungszeit haben meist Larven solcher Arten, die im Augenblick des

Schlüpfens aus dem Ei genügend Nahrung für ihre gesamte Wachstumsphase vorfinden. Das ist u. a. bei Ektoparasiten (p. 81) der Fall. Sie können in manchen Fällen in weniger als 24 Stunden ein Stadium von einer Häutung zur anderen absolviert haben wie z. B. *Eupelmus urozonus* Dalm. (DELANOUE et ARAMBOURG 1965; DELUCCHI 1957). Eine längere Entwicklungszeit haben vielfach Endoparasiten (p. 79). Dabei kann die Entwicklung in allen Larvenstadien gleichmäßig lang erfolgen und mehr oder weniger parallel mit der Entwicklung des Wirtes verlaufen. Es kann aber auch eine längere Unterbrechung im Wachstum eingeschaltet sein. Das ist der Fall, wenn der Wirt ein Stadium erreicht hat, das vorübergehend nicht mehr genug Nahrung bietet. Bei *Eurytoma curta* Walk. z. B. beginnt die Larvenentwicklung nur langsam mit dem 2. Larvenstadium des Wirtes (*Euribia jaceana* Her.) und erst wenn dieser seine Larvenzeit abgeschlossen hat, erfolgt ein beschleunigtes und zur Vollendung führendes Larvenwachstum des Parasiten (VARLEY 1941). - Eine Entwicklungsunterbrechung kann auch hormongesteuert eintreten (s. Diapause p. 123), und zwar gemeinsam mit dem Wirt oder unabhängig von ihm. **Ä u ß e r e F a k t o r e n:** Chaldidoidea sind poikilotherm. Ihre Entwicklung wird in einem gewissen Rahmen durch steigende **T e m p e r a t u r** zeitlich gefördert und durch sinkende Temperatur verzögert. Kalte (und zu warme) Jahreszeit verursacht eine längere Entwicklungsunterbrechung (p. 122), - Auf die Entwicklungsdauer eines Parasiten haben auch die ihm zur Verfügung stehende **N a h r u n g s m e n g e** und die **N a h r u n g s q u a l i t ä t** Einfluß. Die Nahrungsmenge kann variieren mit der Zahl der Parasiten pro Wirt (s. Gregärrparasitismus p. 87; Superparasitismus p. 90, Multiparasitismus p. 94) und mit dem Stadium des Wirtes. Die Wirtslarve bietet steigende Nahrungsmenge mit steigendem Alter. (In der Wirtspuppe sinkt die gebotene Nahrungsmenge mit dem Alter). Dementsprechend braucht der Parasit eine längere Zeit, wenn seine Entwicklung in einem jüngeren Wirtsstadium beginnt. *Prospaltella perniciosi* Tow. z. B. benötigt bei 26°C für die Larvenentwicklung 30 Tage, wenn sie im 1. Larvenstadium des Wirtes beginnt, jedoch nur 18 Tage, wenn die Entwicklung in einer Larve beginnt, die bereits ihre erste Entwicklungshälfte abgeschlossen hat (FLANDERS 1961b; MATHYS et GUIGNARD 1965). Tritt bei Gregär- und Superparasiten ein gewisser Nahrungsmangel ein, so daß ungleich große Konkurrenzexemplare entstehen (s. Variabilität der Größe p. 117), so haben kleine Exemplare dennoch die gleiche Entwicklungszeit wie große, s. *Aphelinus asychis* Walk. (= *A. semiflavus* How.,

WILBERT 1965a). Es gibt auch Fälle, in denen die Entwicklungsdauer unbeeinflusst bleibt vom Alter der Wirtslarve, s. *Encarsia pergandiella* How. in *Aleurodes* sp. (GERLING 1966); *Anagyrus pseudococci* (Grit.) in *Pseudococcus* sp. (AVIDOV, RÖSSLER et ROSEN 1967). Schließlich sind auch Arten bekannt, bei denen die Entwicklungsgeschwindigkeit des Parasiten mit steigendem Alter der Wirtslarve abnimmt. Das ist wohl auf eine für den Parasiten ungünstige Veränderung der Nahrungsqualität, z.B. Absinken des Wasseranteils zurückzuführen wie z.B. bei *Nasonia vitripennis* (Walk.) in *Musca domestica* L. (WYLIE 1964). Die Entwicklungsdauer kann auch von der Wirtsart (Nahrungsqualität) abhängig sein. *Coccophagus* spp z.B. können ihre Entwicklung als Hyperparasit schneller durchlaufen, denn als Primärparasit (COMPERE et SMITH 1932).

32.3. Larvenbewegung

Larven der Chalcidoidea sind nicht auf eine besondere Fähigkeit zur Fortbewegung angewiesen, da sie sich während ihrer Entwicklung gewöhnlich nur von einem einzigen Wirtstier ernähren. Parasitisch an ihrem Wirt lebende Larven kriechen höchstens über wenige Millimeter von der Stelle. Im Wirt lebende Larven werden oftmals sogar nur mit dem Blutstrom des Wirtes bewegt. - In den Fällen, in denen die Larve aktiv ihre Stellung verändert, kann ihre Fortbewegungsweise wurmartig, spannerartig oder gelegentlich auch sprunghaft sein. - Wurmartige Kriechweise ist z.B. bei *Habrocytus* sp. bekannt (VOUKASSOVITCH 1927). Hier befindet sich auf dem zweiten Segment ventral eine kleine Ausbuchtung mit Haftfunktion. Beim Kriechen heben sich Kopf und erstes Segment. Das zweite Segment ist festgeheftet, die folgenden Segmente kontrahieren sich vom Körperende an apikalwärts. Erreicht die Kontraktionswelle das zweite Segment, löst es sich von der Unterlage, und der Körper streckt sich nach vorn. Dann heftet sich das zweite Segment wieder fest. Bei spannerartiger Fortbewegung heftet sich die Larve mit einer kaudalen Haftvorrichtung fest. Sie richtet den Körper auf, streckt ihn nach vorn und heftet sich mit den Mundhaken wieder fest. Dann hebt sie die hintere Körperpartie, krümmt sie einwärts und heftet die Hinterextremitäten in der Nähe der Mundhaken fest wie z.B. bei *Torymus macropterus* (Walk.) (VOUKASSOVITCH 1927); *Chrysocharis seiuncta* Del. (EMSCHEMANN 1969); *Syntomaspis eurytomae* Puz. - Mal. (PUZANOVA-MALYSHEVA 1936). Eine Besonderheit besteht bei Arten, deren Weibchen die Eier in

größerer Entfernung vom Wirt absetzen (p. 50) wie z.B. Vertreter der Eucharitidae und parasitisch lebende Arten der Perilampidae. Hier schlüpft aus dem Ei eine zur Fortbewegung (zum Wirt hin) spezifisch befähigte Larve, das sog. Planidium (Πλανιδίον = herumschweifen; erstmals von WHEELER nach SMITH 1916 beschrieben), (morphologische Besonderheiten s. bei BERGOLD et RIPPER 1937; FLANDERS 1963; SMITH 1916; THOMPSON 1915). Planidien können sich u.a. sprunghaft fortbewegen (CLAUSEN 1940, 1941). Passive Fortbewegung der Larven, sog. Larvenphoresie, geht mittels eines Transporttieres vor sich (s. auch Phoresie der Imago p. 13). Larvenphoresie kommt u.a. bei einem Ameisenparasiten, *Stilbula tenuicornis* (Ashm.) (= *Schizaspidia tenuicornis* Ashm.) vor. Die Parasiteneier werden in den obersten Knospen junger Triebe von *Morus alba* L. und *Castanea sativa* Mill. abgesetzt. Die schlüpfende Larve, ein Planidium, bewegt sich spannerartig aus der Knospe heraus, heftet sich u.a. an die Tarsenhaare einer vorüberlaufenden Arbeiterin von *Camponotus* subsp. *japonicus* Mayr. und wird so von ihr zum Nest und zu ihren Wirtslarven getragen (CLAUSEN 1923).

32.4. Atmung

Embryonen (- des Zusammenhanges wegen ist die Atmung auch der Embryonen und Puppen hier erwähnt -) veratmen entweder den Sauerstoff der Außenluft, und zwar über Kanälchen im Chorion, oder den Sauerstoff aus der Wirtshämolymphe durch das gesamte Chorion. Das Chorion ist bei Eiern, die sich im Wirt entwickeln, dünn, durchlässig und elastisch. Larven nehmen den für die Atmung benötigten Sauerstoff direkt aus der Luft oder indirekt auf osmotischem Wege aus der Wirtshämolymphe auf. Dabei haben sie entsprechend ihrem Entwicklungsstadium verschiedene Möglichkeiten, die bei einigen Arten auch bei den Geschlechtern noch unterschieden sein können.

Larven, die ektoparasitisch leben (sog. Peripneustier), nehmen Sauerstoff auf direktem Wege durch 4 - 9 offene Spirakel auf (WEBER 1948). An die Spirakel ist ein Tracheensystem angeschlossen, das aus röhrenförmigen Verzweigungen besteht, die immer feiner werden, bis zu den inneren Organen reichen, diese umfassen und ihnen den Sauerstoff zuführen. Endoparasitisch

lebende Larven haben - solange sie von Wirtshämolymphe ganz umspült sind - keine Spirakel und absorbieren den Sauerstoff auf indirektem Wege mit der ganzen Hautoberfläche aus der Wirtshämolymphe (Apneustier). Ist die Hämolymphe im Wirt verzehrt, so bilden sich auch bei endoparasitischen Larven Stadien mit Spirakeln und einem offenen Atemsystem aus, s. *Encarsia pergandiella* How. (GERLING 1966); *Blastothrix sericea* (Dalm.) (GRAHAM et PREBBLE 1953); *Coccophagus bivittatus* Comp. (ZINNA 1961); *Coccophagoides moeris* (Walk.) (= *C. similis* (Masi), ZINNA 1962); *Isodromus iceryae* How. (CLANCY 1946); *Chrysocharis seiuncta* Del. (EMSCHERMANN 1969b); *Mestocharis bimacularis* (Dalm.), *Caraphractus cinctus* Walk. (JACKSON 1958, 1961a, 1964); *Metaphycus punctipes* (Dalm.) (= *Aphycus punctipes* (Dalm.), SILVESTRI 1919). Die Larve von *Leptomastidea abnormis* (Grlt.) frisst kurz vor ihrer Verpuppung auch noch ein Loch in die Haut ihres Wirtstieres *Planococcus citri* (Risso), um dann mit Spirakeln weiterzuatmen (VIGGIANI et MARESCA 1972/73).

Bei Larven gewisser *Encyrtidae* gibt es noch eine Besonderheit. Sie veratmen auch als Endoparasiten atmosphärischen Sauerstoff, und zwar mit Hilfe eines sog. *metapneustischen Systems* (1 offenes Kaudal-Spirakel, 9 geschlossene Spirakel, die geöffnet werden und in Funktion treten können, wenn sie von atmosphärischer Luft umgeben sind, z.B. wenn der Wirt leer gefressen ist), s. *Metaphycus luteolus* Timb. (BARTLETT et BALL 1964); *Ooencyrtus johnsoni* (How.) (HINTON 1962); *Ooencyrtus kuwanae* (How.) (= *Schedius kuwanae* How., HOWARD et FISKE 1911); *Blastothrix britannica* Grlt. (IMMS 1918); *Microterys flavus* How. (TIMBERLAKE 1913); *Encyrtus infelix* (Embl.) (THORPE 1936 - besonders ausführlich!); *Leptomastix dactylopii* How. (ZINNA 1959, FLANDERS 1937c). Hier entwickeln sich Larven aus einem Ei, das bei der Ablage mit einem Stiel in der Haut des Wirtes verankert wird (Einzelheiten s. ZINNA 1959) und dessen Eistiel aus dem Wirtskörper heraus an die Außenluft ragt. Der Eistiel und ein Teil des Eikörpers sind streifenförmig von einer Atemplatte ("aeroscopic plate") überzogen, die aus einem lockeren Mosaik von Zellen besteht, zwischen denen sich Luft befindet, ein Phänomen, das wohl erstmals von SILVESTRI 1919 bei *Discodes aeneus* (Dalm.) (= *Phaenodiscus aeneus* (Dalm.)) beschrieben worden ist (CLAUSEN 1950, FLANDERS 1956b). Nach dem Schlüpfen aus dem Ei (im Wirt) und auch nach den ersten Häutungen bleiben der Eistiel

und der die Atemplatte tragende Teil der Eihülle kapuzenartig über einige der letzten, schwanzartig verlängerten Körpersegmente der Larve gestülpt. Diese sog. Atemkapuze ist mit einer besonderen Spirakelarmatur in den Kaudalspirakeln der Larve verhaftet (Einzelheiten s. ZINNA 1958). Unter der Atemkapuze bildet sich osmotisch eine dünne Luftschicht, in die die Spirakel des Parasiten hineinragen und atmen. Kontraktile Bewegungen der letzten Larvensegmente beschleunigen vermutlich noch den Luftaustausch. Mit zunehmendem Verschwinden der Wirtshämolymphe und dem Erschlaffen der Wirtssegmente kann die Atemkapuze eingedrückt werden. Dann öffnen sich in einem komplizierten Prozeß die bislang verschlossenen Spirakel, und die Atmung erfolgt wie bei Ektoparasiten mit einem offenen peripneustischen System (ZINNA 1958).

P u p p e n veratmen atmosphärische Luft über ein Tracheensystem mit offenen Spirakeln.

32. 5. Ernährung

Parasitische Larven der Chalcidoidea ernähren sich bei ihren Wirten am häufigsten in deren Ei (Eiparasiten) oder in oder an deren Larve (Larvenparasiten), seltener in deren Puppe (Puppenparasiten). Sie saugen flüssige Stoffe (Hämolymphe) mit dem antero-ventral gelegenen Mund auf, feste Stoffe (Wirtsorgane) ritzen sie mit den scharfen Mandibeln an und lösen sie enzymatisch auf. Bei Wirten im fortgeschrittenen Puppenstadium finden die Larven Nahrung nur noch in deren Abdomen. Eine spezielle Form der Nahrungsaufnahme haben sog. polyembryonale Parasiten (p. 88) und gewisse Encyrtidae mit ihrem Trophamnion, s. *Coccophagus capensis oleae* Comp. in Eiern von *Saissetia* sp. (FLANDERS 1959).

Während der Fraßperiode der Parasitenlarve kann die Wirtslarve voll beweglich sein und selbst auch weiterfressen (Wirte vieler Endoparasiten); sie kann aber auch gelähmt oder sogar abgetötet und in Verwesung übergegangen sein (Wirte vieler Ektoparasiten). Lähmung und Tötung des Wirtes erfolgten dann durch das Parasitenweibchen bei der Eiablage.

Beim Fraß des Parasiten werden Darm und Nervenstrang der Wirtslarve meist bis zuletzt geschont. *Copidosoma koehleri* Blanch. z.B. verzehrt in seinem Wirt (Lepidopteren-Larven) der Reihenfolge nach Fettkörper, Hämolymphe, Rückengefäß, Muskelgewebe, Darm, Malphigigefäße, Spinndrüse und Nerven-

strang (DOUTT 1947). Man sieht den Wirtslarven ihre Parasitierung erst an, wenn ihr Fettkörper vollends aufgezehrt ist, sie sich glasig und rötlich oder dunkel verfärbt haben und ihr Turgor nachgelassen hat.

Die Menge der Nahrung, die einem Parasiten in seiner Larvenzeit zur Verfügung steht, beeinflusst die Dauer seiner Entwicklung. Sie hängt ab vom Alter seines Wirtes und der Zahl der im Wirt gleichzeitig lebenden Parasiten. Ein größeres Nahrungsangebot hat gewöhnlich eine längere Entwicklungsdauer und ein größeres Parasitenexemplar zur Folge, s. *Cirrospilus vittatus* (Walk.) bei Blattminierern (TALHOUK et SOEHARDJAN 1970). Mangel an Nahrung wird von männlichen Larven besser überstanden als von weiblichen. Er kann bei Männchen allerdings leicht Zwergwuchs verursachen, s. *Philotrypesis caricae* (L.) (JOSEPH 1957), Variabilität p. 11).

32.6. Verdauung und Exkretion

Bei der Larve beginnt die Verdauung der Nahrung im Mund mit Hilfe von enzymhaltigem Speichel. Sie wird dann im Vorder- und Mitteldarm fortgesetzt. Vermutlich werden Kohlehydrate im Vorderdarm, Proteine und Lipide im Mitteldarm endgültig ausgewertet, s. *Nasonia vitripennis* (Walk.) (= *Mormoniella vitripennis* (Walk.)), EDWARDS 1954a; WEBER 1949). Der Durchgang vom Mitteldarm zum Enddarm ist während der Larvenentwicklung durch den Pylorus verschlossen. So können in dieser Zeit keine Exkremeute ausgeschieden werden. Sie werden vielmehr im Epithel oder Lumen des sackförmigen Mitteldarmes gespeichert, wo auch die Exkretstoffe aus den Malphigigefäßen aufgenommen werden. Eine Ausscheidung erfolgt entweder vor der Umwandlung zur Puppe oder kurz vor dem Schlüpfen der Imago.

Larven, die ihre Exkremeute vor der Verpuppung abgeben, scheiden sie als größere oder kleinere Bröckchen (Artspezifität!) rektalwärts aus. Bei *Eurytoma*-Arten, die in Halmen leben, s. *Eurytoma suecica* v. Ros. erscheinen dunkelgrüne, pfropfenförmige Gebilde (v. ROSEN 1956), bei *Eupelmus urozonus* Dalm. erscheint vor dem Übergang zur Praenympe eine weißliche, vor dem Übergang zur Nympe eine braunschwarze Masse (DELANOUE et ARAMBOURG 1965). Auch die Ausscheidung von farbloser Flüssigkeit (Absorptionswasser aus den Malphigigefäßen) vor der Kotabgabe ist bei einigen Arten bekannt (*Habrocytus*

cerealellae (Ashm.), NOBLE 1932).

Bei einigen Arten, die in Blattminen leben und sich auch dort verpuppen, gibt es ein besonderes Phänomen der Anpassung. Hier werden die Exkremente wie Säulen in einem Oval abgesetzt, wobei die Säulenform vermutlich die Funktion hat, den Minierraum für die zukünftige Puppe abzustützen. *Chrysocharis gemma* (Walk.) (= *Kratochviliana gemma* (Walk.)) baut 3 - 7 Säulen in Minen von *Napomyza lonicerella* Hend. und *Phytomyza* sp. (VIGGIANI 1963a, 1964b); *Pediobius singularis* (How.) (= *Pleurotropis singularis* (How.)) baut 12 - 15 Säulen in Minen von *Lithocolletis hamadryadella* (Clem.) (DOUTT 1957; VIGGIANI 1964b); *Diglyphus begini* (Ashm.) (= *Solenotus begini* Ashm.) baut 8 Säulen in Minen von Agromyziden (DOUTT 1957); *Achrysocharella formosa* (Westw.) baut Säulen in Minen von Agromyziden (ASKEW 1968b).

32.7. Abhängigkeit vom Wirt und Beeinflussung des Wirtes

Die meisten Arten der Chalcidoidea entwickeln sich parasitär, das bedeutet u. a., im Parasit ist eine mehr oder weniger starke Anpassung an seinen Wirt vorhanden und im Wirt liegt eine ausgeprägte Duldsamkeit gegenüber dem Parasiten vor. Beim Parasiten schließt die starke Anpassung auch eine große Abhängigkeit ein. Sie kann sich z. B. in der Dauer seiner Entwicklung, in seiner körperlichen Größe, in seiner Fruchtbarkeit und in seiner Sterblichkeit auswirken, die durch die Größe des Wirtstieres, durch dessen Alter, die Art seiner Nahrung u. a. beeinflussbar sind. So erfährt z. B. *Habrolepis rouxi* Comp. bei seinen Entwicklungsstadien eine Sterblichkeit von nur 3 %, wenn sich sein Wirt *Aonidiella aurantii* (Mask.) an Grapefruit ernährt; die Sterblichkeit steigt bis zu 100 % an, wenn sich der Wirt an der Sagopalme entwickelt (SMITH, J.M. 1957). Männliche Larvenstadien von *Aphelinus asychis* Walk. scheinen mit der Ausscheidung ihrer Sekrete etwas das Wachstum ihrer Wirtslarve (Vertreter der Aphidae) zu hemmen, womit ihnen wiederum das vom Wirt zur Verfügung gestellte Nahrungsangebot eingeschränkt wird (WILBERT 1969). Unvollkommene Parasit-Wirt-Verhältnisse, die Tatsache also, daß ein in einen Wirt gebrachtes Parasitenei oder die daraus geschlüpfte Larve hier nicht zur vollen Entwicklung gelangt, sind auch bekannt. Für die aktive Abwehr des Wirtes gegen den Parasiten sei auf die sog. hämocytaire Abwehr (p. 73) verwiesen.

Neben der reinen Anpassung des Parasiten an den Wirt kommt es auch vor, daß der Parasit zu eigenen Gunsten Einfluß auf den Wirt ausübt. Der Wirt kann z. B. zu einer Verlangsamung seines Entwicklungsrhythmus angeregt werden. Er kann auch zu einer jahreszeitlichen Vorverlegung eines Entwicklungsstadiums beeinflusst werden, s. Trypetidae bei Parasitierung durch *Eurytoma curta* Walk., *Eu. serratulae* (Fab.), *Eu. tibialis* Boh. (CLARIDGE 1961b; DOUTT 1963; VARLEY 1937, 1941, 1947; VARLEY et BUTLER 1933; ZWÖLFER 1967). Man spricht hier von einer Parasiteninduktion. Sie soll im Folgenden durch ein Beispiel (ZWÖLFER 1967) veranschaulicht werden.

Zu den Wirten von *Eurytoma tibialis* Boh. gehören *Urophora siruna-seva* Hg. und *Urophora affinis* Erfld., die in Blütenköpfen von Kompositen leben und diese zur Gallbildung anregen. Unparasitiert überwintern sie als Altlarven im Diapausestadium. Dabei sind die Larven mit dem Kopf zur Gallenbasis orientiert und verschließen auf diese Weise die distale schlotartige Gallenöffnung mit ihrer deckelartigen, stark chitinierten Kaudalplatte. Vor der Pupariumbildung im Frühjahr verändern die Altlarven ihre Stellung um 180° . Dann erfolgt ihre Verpuppung. Wurde eine Larve parasitiert (etwa im 2. Stadium), so verhält sie sich anders: Sie verlegt die Umorientierung in der Galle und die Pupariumbildung vom Frühjahr schon auf den Herbst. Die Diapause fällt aus. Daraufhin beschleunigt der Parasit seine eigene Entwicklung und verfällt seinerseits in Winterdiapause. Die Beeinflussung des Wirtes wirkt sich günstig auf die Parasitenentwicklung aus; denn das Puparium schützt während des Winters mehr als die Larvenhülle gegen mechanische Außeneinflüsse und dagegen, daß der Parasit im Frühjahr und Herbst selbst parasitiert wird. Weiterhin wird mit der vorzeitigen Pupariumbildung des Wirtes der Parasitenimago das Schlüpfen insofern ermöglicht oder wenigstens doch erleichtert, als auch der parasitierte Wirt sich bei seiner Pupariumbildung noch mit dem Kopf zur Gallenöffnung legt und der Parasit (der sich immer am Ende seiner Larvenentwicklung in die Körperrichtung des Wirtes legt) so mit größerer Sicherheit ein Schlüpfloch findet.

33. Puppenstadium

Die ausgereifte Larve tritt vor der Puppenhäutung in ein bewegungsloses Ruhestadium, in das ca. 24 std. andauernde Stadium der Praepuppe. Zu Beginn dieses Stadiums werden bei einigen Arten, z. B. *Aphytis proclia* (Walk.) (PARENT

1973) die Exkreme aus der Zeit der Larvenentwicklung abgegeben (bei anderen Arten geschieht das erst durch die Imago). Dann wird der Larvenkörper gedrun- gen, die Kutikula löst sich allmählich von der darunter bereits vorgebildeten Pup- penhaut, und im Larveninneren beginnt die Umwandlung. - Bei der Häutung der Puppe platzt die Larvenhaut dorsal hinter der Kopfkapsel; dann wird sie durch rhythmische Kontraktionen des Puppenkörpers caudal abgestreift. Die freiwerden- de Puppe hat die Gestalt der "pupa libera". Sie liegt während der Ruhezeit auf dem Rücken. Die zunächst weiche, farblose Puppenkutikula erhärtet schnell und wird bei Zimmertemperatur im Laufe einiger Tage braun bis schwarz.

Die Verpuppung erfolgt gewöhnlich dort, wo auch die Larve zuletzt gelebt hat. **E k t o p a r a s i t e n** verpuppen sich neben ihrem Wirt. Sie bleiben "frei" neben den Resten ihres Wirtes liegen, s. *Eulophus larvarum* (L.) an *Operophthe- ra brumata* (L.) (GRADWELL 1957; WYLIE 1960). Ein äußerlicher Schutz ist in den meisten Fällen durch Schutz für den Wirt vorhanden (p. 40ff). Nur bei wenigen Arten kommt es vor, daß die Larve selbst einen Kokon spinnt, z.B. zum Schutz vor Austrocknung, s. *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) (= *Microplectron fuscipen- nis* (Zett.), ULYETT 1936a). Die kokon- und kammerartigen Schutzwände bestehen aus einem noch nicht analysierten (mit Eosin färbbaren) Stoff (FLANDERS 1938b; IMMS 1918), der aus den Malphigigefäßen, s. *Euplectrus* spp (ASKEW 1968a) oder den paarigen Labialdrüsen, s. *Encarsia pergandiella* How. (GERLING 1966) ausge- schieden wird. Bei *Copidosoma koehleri* Blanck sollen sich diese Drüsen gleich nach der Kokonbildung wieder zurückentwickeln (DOUTT 1947). **E n d o p a r a s i t e n** verlassen entweder ihren Wirt nach vollendeter Larvenentwicklung oder sie verbringen auch das Puppenstadium im Wirt. Verlassen wird er hauptsächlich dann, wenn ihn die Larve während ihrer Entwicklung nicht leer gefressen hat (selten!). Im leeren Wirt erfolgt die Verpuppung oft, ohne daß weitere Schutzvor- richtungen gesponnen werden. Im Wirt mit übriggebliebenen Eingeweideresten können die Larven zellenartige Abschirmungen um sich herum spinnen. Sie schüt- zen sich dann vor Körperflüssigkeit aus dem Wirt, der ihre eigene Verpuppung stören könnte (s. auch *Inferparasitismus* p. 88). Ebenso sichern sie damit einen kleinen Atemluftraum für das Puppenstadium und für die schlüpfende Imago, s. *Coccophagus semicircularis* (Först.) (= *C. scutellaris* auct., FLANDERS 1938b); *Doliphoceras belibus* (Walk.) (= *D. pseudococci* Alam in *Pseudococcus newsteadi*

Green, ALAM 1959). Larven gewisser polyembryonaler Encyrtidae bauen in ihre Puppenkammern die Haut des vorletzten Larvenstadiums mit ein (NIKOL'SKAJA 1952). Bei anderen Arten werden die Kammerwände so gelegt, daß Tracheen des Wirtes in sie hineinragen (FLANDERS 1938b). Bei der Kammerbildung wird meist die übliche Form des Wirtes stark deformiert.

Bei gewissen endoparasitierten Wirtsarten kommt es vor, daß die Wirtslarve, die trotz der Parasitierung lebensfähig geblieben ist, zur eigenen Verpuppung und Überwinterung in den Boden abwandert und ihren ebenfalls ausgewachsenen Parasiten im Körper mitnimmt. Dieser verpuppt sich dann in dem allmählich doch absterben Wirt, s. *Tetrastichus asparagi* Crwf. in *Crioceris asparagi* (L.) (CLAUSEN 1954). Gewisse Arten der Eulophidae, die an *Zeiraphera diniana* (Gn.) (= *Z. griseana* Hb.) parasitieren, können im Herbst als Puppe in den Gespinströhren in Lärchennadeln zu Boden fallen und dort über Winter liegen bleiben (BALTENSWEILER 1958).

Bei Vertretern phytophager Arten kommt es vor, daß sie ihre Fraßstelle in der Pflanze mit Spinnfäden besonders abdichten. Die verpuppungsreife Larve von *Eurytoma suecica* v. Ros. z. B. benagt besonders intensiv die Wände an der Basis eines Halminternodiums und oft auch das Nodium selbst. Hier verbleibt sie wie in einer Zelle, die sie mit einem Gemisch aus gekautem Pflanzengewebe und dunkelgrünen Exkrementen abschließt (v. ROSEN 1956b).

34. Schlüpfen der Imago

Wenn die Imago in der Puppenhülle ausgereift ist, bewegt sie Beine und Mandibeln. Einige Stunden später springt dann die Hülle an der Postoccipitalnaht und weiter dorsoventral auf, und die Imago befreit sich. Sie reinigt sich von eventuell anhaftenden Hüllenresten und verharret noch eine kurze Weile am Schlüpfort. In dieser Zeit werden bei gewissen Arten die aus dem Larvenstadium noch gespeicherten Exkretstoffe, das sog. Meconium, abgestoßen.

Imagines, die ihre Puppenruhe in ihrem Wirt verbracht haben, müssen sich auch daraus noch befreien. Gewöhnlich haben die einzelnen Arten ihre Schlüpflöcher an bestimmten Stellen im Wirt. Die Art *Sectiliclava cleone* (Walk.) (= *Prionomitus cleone* (Walk.)) z. B. nagt dieses Loch gewöhnlich im dorsalen Ende des Wirtes *Psylla melanoneura* Först. Hier findet man in der Regel die Parasitenpuppen

im Wirt zum Abdominalende hin orientiert; bei einer Untersuchung wurden bereits 75 % der Larven des 2. - 3. Stadiums in dieser Lage vorgefunden (ROBINSON 1961b). THORPE (1936) spricht von diesem "turning movement" als einem "innate instinct". - Bei gregären Arten schlüpfen meist alle Tiere aus dem von der ersten Imago genagten Loch.

Ist der Parasit von seinem Wirt mit in den Erdboden getragen worden und hat er sich auch hier verpuppt (p. 115), so muß sich die geschlüpfte Imago nicht nur aus ihrer eigenen Puppenhülle und eventuell dem Wirt befreien, sondern sich zusätzlich auch noch an die Erdoberfläche arbeiten, s. *Tetrastichus asparagi* Crawf. in *Crioceris asparagi* (L.) (CLAUSEN 1954). - Phytophage Arten müssen sich aus ihrer Puppenhülle und oftmals noch aus dem sie umgebenden Pflanzengewebe befreien, *Eurytoma amygdali* End. z.B. aus harter Mandelschale (KLAPPERICH 1968).

Man hat beobachtet, daß männliche Tiere ihre Entwicklung gewöhnlich früher abgeschlossen haben als weibliche und daher auch 1 - 3 Tage früher schlüpfen, *Dipriocampe diprioni* (Ferr.) sogar 7 Tage (PSCHORN-WALCHER et EICHHORN 1974) (Proterandrie), s. auch *Eurytoma rhois*. Crosby (BUGBEE 1939); *Eurytoma suecica* v. Ros. (v. ROSEN 1956b); *Pachycrepoideus vindemmiae* (Rond.) (= *P. dubius* Ashm., CRANDELL 1939). Das Auseinanderfallen der Schlüpftermine der beiden Geschlechter wird durch die bei den Männchen später eintretende Geschlechtsreife und die Tatsache, daß die Männchen gewisse Zeit beanspruchende Suchflüge nach begattungsbereiten Weibchen unternehmen, ausgeglichen. Ausnahmsweise bei *Coccophagoides utilis* Doutt wurde beobachtet, daß die männlichen Tiere eine längere Entwicklung durchmachen als die weiblichen und daher später schlüpfen (BROODRYK et DOUTT 1966).

Der Schlupf aller Imagines einer Population erfolgt rhythmisch mit einem Tagesmaximum, das in den meisten Fällen in den frühen Morgenstunden liegt. Bei *Chrysocharis seiuncta* Del. liegt das Maximum zwischen 3 und 6 Uhr (EMSCHERMANN 1969), bei *Trichogramma fasciatum* (Perk.) etwa bei 7 Uhr (MAYER, K. 1960).

35. Variabilität im Habitus der Imago als Folge
modifizierter Entwicklungsbedingungen

Vergleicht man Freilandexemplare einer Art miteinander - gewöhnlich sind es Imaginalstadien, die verglichen werden - so lassen sich mehr oder weniger auffällig Abweichungen im äußeren Erscheinungsbild feststellen. Beobachtungen im Experiment zeigen, daß auch die physiologischen Eigenschaften einen gewissen Spielraum haben. Diese Verschiedenartigkeit im Erscheinungsbild einer Art (Variabilität) kann sowohl auf einer Verschiedenartigkeit im Erbgut (Mutation) als auch auf einer Reaktion auf verschiedenartige Umwelteinflüsse (Modifikation) beruhen. Die Fähigkeit, auf Umwelteinflüsse reagieren zu können, hat eine genetische Basis. Sie ermöglicht dem Tier eine gewisse Anpassungsbreite und vermittelt ihm damit eine besondere Überlebenschance. Bei der Variabilität der Chalcidoidea kann sowohl die eine als auch die andere Ursache eine Rolle spielen. Häufig scheinen beide miteinander das Zustandekommen einer erfolgreichen Anpassung auszumachen. Leider gibt es hierfür so gut wie keine differenzierenden Untersuchungen.

Innerhalb einer Art tritt besonders häufig Variabilität in der Größe der Imagines auf. Das gilt sowohl für entomophage wie für phytophage Arten. In der Literatur gibt es zahlreiche Angaben, wonach bei Vertretern der Chalcidoidea und anderen Schlupfwespenfamilien die größeren Imagines auch aus größeren, wohl mehr Nahrung bietenden Wirten schlüpfen, s. *Trichogramma evanescens* Westw. (RATZEBURG 1844; SALT 1940); *Aphelinus asychis* Walk. (WILBERT 1965b). Die Größe des Wirtes kann schwanken, 1. weil auch sie in einem bestimmten Alter variabel sein kann, 2. weil der Wirt in verschiedenem Alter (unterschiedliche Größe!) befallen werden kann, 3. weil verschiedene Wirtsarten (mit ungleicher Größe) befallen werden können. Schließlich schwankt die für den einzelnen Parasiten zur Verfügung stehende Nahrungsmenge auch mit der Zahl der Parasiten pro Wirt. Das wirkt sich besonders bei Superparasiten (p. 90) und Multiparasiten (p. 94) aus, s. Stummelflügeligkeit bei *Caraphractus cinctus* Walk. (JACKSON 1958); *Trichogramma evanescens* Westw. (SALT 1940). Bei *Chrysocharis laricinella* (Ratz.) bilden sich kleine Imagines aus der L_3 von *Coleophora laricella* (Hbn.) und größere aus ausgewachsenen Larven oder aus Puppen dieser

Wirtsart (QUEDNAU 1967b). *Aphytis mytilaspidis* (LeBarry) entwickelt sich in der L_2 von *Diaspis visci* (Schr.) zu kleineren Exemplaren (Herbstgeneration) als in den ausgewachsenen Wirtstieren (Frühjahrsgeneration) (SCHMUTTERER 1952). Die phytophagen *Megastigmus* spp entwickeln sich in kleineren Samen verschiedener Rosenarten zu kleineren Imagines als in größeren (meist nur 1 Tier/Same) (BALDUF 1957; HUSSEY 1955; MILLIRON 1949). *Tetramesa angustipennis* (Walk.) bildet kleinere Imagines in dünneren Internodien von *Alopecurus* spp (CLARIDGE 1961c).

Auch Unterschiede in der Nahrungsqualität, wie sie z.B. zwischen verschiedenen Wirtsarten gegeben sein können, beeinflussen die Größe des Parasiten. Männchen von *Trichogramma semblidis* (Aur.) z.B. wachsen in Eiern von *Sialis lutaria* (L.) verkleinert, ungeflügelt, mit gynäkoiden Antennen und abgewandelten Beinformen heran, während sie sich in Eiern diverser Lepidopterenarten zu größeren und geflügelten Exemplaren entwickeln (QUEDNAU 1956b; SALT 1937b). Auch ein und dasselbe Wirtstier bietet unterschiedliche Nahrungsqualität. *Nasonia vitripennis* (Walk.) z.B. wächst in älteren, nicht mehr viel flüssige Nahrung enthaltenden Tönchen von *Musca domestica* L. zu kleineren Tieren heran als in jüngeren, in denen die Fliege noch nicht so weit herangebildet ist (WYLIE 1964). Die dem Parasiten beim Wirt zur Verfügung stehende Qualität der Nahrung kann sich auch mit dessen Nährpflanze ändern, s. *Aphelinus asychis* Walk. (WILBERT 1965b); *Habrolepis rouxi* Comp. (p. 112). Ebenso ist sie unterschiedlich, wenn der Parasit im Verhältnis zum Wirt sehr viel kleiner ist und er den Wirt gregär befällt, so daß sich die einzelnen Parasitenlarven von ungleichen Körperbestandteilen des Wirtes ernähren, die sie gewöhnlich auch nur ungleich gut nutzen können. Ein Beispiel dafür bietet *Melittobia chalybii* Ashm. Diese Art lebt in Nestern von *Trypoxylon politum* (Say); sie legt hier über eine längere Zeitspanne 500 - 800 Eier pro Wirtslarve ab. Aus den ersten 12 - 20 abgelegten Eiern entwickelt sich in ca. 14 Tagen die sog. Sekundärform, deren Larven sich vornehmlich von Wirtsblut ernähren; aus dem großen Rest entwickelt sich in ca. 80 Tagen (eine Ruhezeit ist eingeschaltet) die sog. Typform, deren Larven den ganzen übrigen Rest verzehren. Die Männchen und Weibchen der Sekundärform sind größer als die der Typform (weitere Unterschiede p. 121). Die Sekundärform entsteht auch dann aus den nachfolgend (nach den ersten 20) abgelegten Eiern, wenn man diese

im Experiment an bisher noch nicht parasitierten Wirten absetzen läßt. Andererseits entstehen aus den ersten Eiern eines Weibchens Typformen, wenn diese an bereits parasitierte Wirte abgelegt werden. Bei kleineren Wirtsarten als *Trypoxylon* sp. entwickeln sich relativ weniger Imagines zur Sekundärform (SCHMIEDER 1933).

Die Tatsache, daß Weibchen im Schnitt größer werden als Männchen, ist wohl eine genetisch fixierte Eigenschaft. Sie kann in der Entwicklung eines Tieres durch die Möglichkeit einer vermehrten Nahrungsaufnahme verwirklicht werden. Es liegen Beobachtungen vor, nach denen ein eierlegendes Weibchen für befruchtete, weiblich determinierte Eier größere und in der Regel mehr Nahrung bietende Wirtstiere aussucht als für unbefruchtete, männlich determinierte Eier. Eingehende Untersuchungen darüber sind mit *Aphelinus asychis* Walk. (= *A. semiflavus* How.) in verschiedenen Arten von Blattlauswirten angestellt worden (WILBERT 1965b, 1969). Dabei hat sich u. a. ergeben, daß die Größe der männlichen und weiblichen Parasitenimagines bei gewisser Streuung innerhalb eines mittleren Bereiches nahezu linear von der Größe des Wirtes abhängt, s. *Aphelinus varipes* (Först.) (= *A. hordei* Kurdj. bei *Brachycolus noxius* Mordv., WILBERT 1969).

Wie die Größenvariabilität einzelner Körperteile eines Insektes in Beziehung stehen kann zur Variabilität der Körpergröße wurde bei *Aphelinus asychis* Walk. (= *A. semiflavus* How.) untersucht (WILBERT 1965a). Dabei zeigte sich u. a.: Kleinere Tiere haben einen rel. großen Kopf mit relativ großen Sinnesorganen. Das Abdomen kleiner Tiere ist im Verhältnis kleiner als bei größeren, jedoch das der Weibchen verhältnismäßig größer als das gleichlanger Männchen. Die relative Größe der Flügel nimmt mit der Körpergröße des Tieres ab. Der Legestachel variiert nicht so stark wie die Körperlänge.

Relativ häufig wird eine Größenvariabilität speziell bei den Flügeln der Chalcidoidea beschrieben, ohne daß eine Veränderung auch anderer Körperteile beobachtet wurde. Man spricht dann von der forma *macroptera*, f. *submacroptera*, f. *brachyptera* (ERDÖS 1956), s. *Caraphractus cinctus* Walk., eine Art, die sich in dem Wirt *Dytiscus* sp., der reichlich Nahrung bietet, gewöhnlich *macropter*

entwickelt, in den Wirten *Agabus* sp. oder *Ilybius* sp. aber brachypter, besonders dann, wenn hier mehr als 5 *Caraphractus*-Exemplare pro Wirt heranwachsen (JACKSON 1956). *Eupteromalus fulvipes* (Forb.) entwickelt sich brachypter unter bestimmten Temperatur- und Feuchtigkeitseinflüssen (GAHAN 1933). Größenvariabilität ist weiter bekannt bei *Coccophagoides moeris* (Walk.) (= *C. parvipennis* Ferr.) (FERRIÈRE 1955); *Ericydnus* spp, *E. longicornis* (Dalm.) (KERRICH 1967; FERRIÈRE 1949); *Pseudaphycus hungaricus* Erd. (ERDÖS 1956); *Leptomastix brevipennis* Ferr. (BACHMAIER 1963); *Aenasioidea ferrierei* Burks (BURKS 1964); *Mercetina picardi* (Bern.) (= *Anastatus picardi* Bern., BERNARD 1936); *Theocolax formiciformis* Westw. (BECKER et WEBER 1952). Bei *Trichogrammatoidea armigera* Nag. kommt es vor, daß männliche Formen ganz ohne Flügel (apter) heranwachsen, nämlich dann, wenn sich ein Männchen zusammen mit einem Weibchen in einem Wirtsei entwickelt hat (MANJUNATH 1972).

Eine regelmäßig wiederkehrende von äußeren Faktoren scheinbar abhängige Variabilität bei einem einzelnen Körperteil ist bei den Weibchen von *Torymus auratus* (Fourc.) bekannt. Sie bilden in der Frühjahrgeneration meist lange Legestachel aus und stechen damit dicke Eichengallen an; in der Herbstgeneration bilden sie kurze Legestachel und stechen damit deutlich dünnere Eichengallen an (ASKEW 1965b). Auch *Aphycus albicornis* Timb. hat in der Frühjahrgeneration einen längeren Legestachel als in der Sommergeneration. Im Frühjahr stechen die Weibchen bei ihrem Wirt *Phenacoccus pergandei* Cock. größere Exemplare an als im Sommer (VIGGIANI 1963b). *Trichogramma cacoeciae* March. bildet oftmals in der Wintergeneration reduzierte Flügel aus, in der Sommergeneration normal geformte (FERRIÈRE et GEIER 1956; MARCHAL 1936; SALT 1936).

Außer der Größen- und Formvariabilität kommt häufig auch eine Variabilität der Farbe vor. Farbvariabilität kann manchmal mit der Größenvariabilität parallel laufen, s. *Megastigmus pinus* Parf. (HUSSEY et KLINGLER 1954). Ob sie dann auch durch den selben oder einen anderen Faktor ausgelöst wird, bleibt noch zu klären. Bei vielen Arten mit Farbvariabilität hemmt steigende Temperatur während der Puppenruhe die Melaninbildung in der Kutikula der zukünftigen Imago. Experimente mit *Trichogramma* spp haben gezeigt, daß bei *T. minutum* Ril. die Hemmung am stärksten (bis zur Gelbfärbung) ausfällt; *T. cacoeciae* March. und *T. fasciatum* (Perk.) sind nicht ganz so temperaturempfindlich

(KLINK 1961). Bei *T. cacoeciae* March. wirkte sich der jeweilige Temperaturwert während des mittleren Puppenstadiums aus, und zwar bei den Weibchen stärker als bei den Männchen (QUEDNAU 1957a, 1957b, 1960). Die Vergleiche geographischer Rassen bestätigen die Ergebnisse der Laborversuche mit *Trichogramma* spp. In Südeuropa heranwachsende Exemplare sind vielfach melaninärmer als solche aus Nordeuropa (ASKEW 1965c, s. *Neochalcis fertoni* (Kieff.) (BOUČEK 1951); *Cirrospilus* spp (BOUČEK 1959).

Oftmals fallen auch innerhalb einer mitteleuropäischen Region die Imagines der Überwinterungsgeneration melaninreicher aus als die der Sommer- und Herbstgeneration (ASKEW 1965c) (seasonal dimorphism), s. *Sycophila variegata* (Curt.) (= *Eudecatoma variegata* (Curt.)); *S. flavicollis* (Walk.) (= *Eu. flavicollis* Walk., DOMENICHINI 1955); *Olynx gallarum* f. *pulchra* Mayr (ASKEW 1961); *Cirrospilus lynceus* Walk. (= *Atoposomoidea unipuncta* Nees, DELUCCHI 1958), *Eulophus larvarum* f. *nigribasis* Grad. (= *Comedo larvarum* f. *nigribasis* Grad., GRADWELL 1958); *Dicladocerus westwoodi* Westw. (BOUČEK 1959b); *Anagyrus schoenherri* Westw. (BAKKENDORF 1965).

Farbvariabilität wurde ohne weitere Angaben noch zitiert für *Megastigmus brevicaudis* Ratz. (CROSBY 1909); *Torymus nigricornis* Boh. (ASKEW 1965b); *Eudecatoma trogocarpi* (De Steff.) (FERRIÈRE 1968); *Eupteromalus fulvipes* (Forb.) (GAHAN 1933); *Hemiptarsenus unguicellus* (Zett.) (BOUČEK 1959b); *Ericydnus longicornis* (Dalm.) (FERRIÈRE 1956); *Anastatus lichtensteini* (Rusch.) (= *A. ameleophagus* Bern., BERNARD 1936); *Cirrospilus elegantissimus* Westw. (DELUCCHI 1958).

Auch physiologisch bedingte Eigenschaften können variieren. Bei *Melittobia chalybii* Ashm. (p. 118) haben die Weibchen der Sekundärform eine Lebensdauer von 3 - 30 Tagen, die der Typform eine solche von 60 - 75 Tagen. Daneben bildet die Sekundärform ihre Eier proovigen (p. 22), die der Typform synovigen (p. 22) aus.

Bei der gelben Art *Melittobia chalybii* Ashm. gibt es auch Variabilitätsformen im Verhalten. So verbleibt das Weibchen der Sekundärform auch nach vollendeter Entwicklung im Wirtskokon (es wird hier begattet und legt hier Eier

für die Nachfolgeneration ab), während seine Geschwister, die Weibchen der Typform vor der Eiablage ihren Wirtskokon verlassen (SCHMIEDER 1933).

36. R u h e z e i t e n während der Ontogenese

Die Entwicklung verläuft bei den meisten Arten der Chalcidoidea nicht in jeder Generation fortlaufend vom Ei bis zur Imago. Sie kann vielmehr in den einzelnen Stadien zeitlich eine Unterbrechung erfahren. Im mitteleuropäischen Klima treten solche Unterbrechungen häufiger im Winter als im Sommer auf. Als Auslöser sind Faktoren bekannt, die bei einer fortgeführten Entwicklung störend oder tödlich wirken könnten, wie Kälte, Hitze, Nahrungsmangel, Trockenheit, ungünstiger Wirtszustand u. a. Chalcidoidea schützen sich gegen die Einwirkungen solcher Faktoren, indem sie ihren Stoffwechsel auf ein Minimum herabsetzen. Man kennt zwei Formen dieses Entwicklungsstillstandes, die *W i n t e r*- und die *S o m m e r r u h e* im engeren Sinne (*Q u i e s z e n z*) und die *D i a p a u s e*, die in jeder Jahreszeit auftreten kann. Bei den einzelnen Arten ist die jeweilige Form der Entwicklungsunterbrechung genetisch festgelegt. Zur Zeit ist nur von relativ wenigen Arten bekannt, welche Form des Ruhestandes jeweils vorliegt. Auch über die physiologischen Zusammenhänge beim Entwicklungsstillstand ist nur wenig bekannt.

Die *Q u i e s z e n z* im *W i n t e r* (AGRELL 1961; FUZEAU-BRAESCH 1961; SHELFORD 1929) ist eine spontane Anpassungsform an niedrige Temperatur. Das Tier reduziert dabei seinen Stoffwechsel auf ein Minimum. Winterquieszenz kann bei jedem Entwicklungsstand eintreten. Es haben aber vor allem ausgewachsene Larven die Fähigkeit, z. B. in Winterruhe starke Kälte zu ertragen. Puppen sind relativ empfindlich gegen Temperaturveränderungen; Puppen in Winterruhe gibt es daher auch nur bei wenigen Arten. Im Imaginalstadium überwintern vornehmlich die Weibchen. Männchen werden nur selten in Winterruhe angetroffen. Sie gehen bei den meisten Arten im Herbst nach vollzogener Begattung ein (v. ROSEN 1956b).

Die Winterruhe beginnt im Herbst oder im Winter. Soweit bekannt, hängt der Zeitpunkt ihres Beginns und ihre Dauer von den um diese Jahreszeit gerade

bestehenden Temperatur- und Lichtwerten ab. Sie endet im Frühjahr oder Sommer bei Werten (Temperatursummen!), die artspezifisch sind. Parasitäre Chalcidoidea verbringen die Winterruhe als Ei oder Larve vornehmlich im oder am Körper ihres Wirtes, s. *Tetrastichus inunctus* (Nees) als L_4 an *Agevillea abietis* Hub. in Nadeln von *Abies* sp. am Baum oder auf dem Boden (POSTNER 1973). - Im Puppenstadium überwintern sie meist frei im Versteck ihres Wirtstieres, s. *Hysopus thymus* (Grft.) (SYME 1971) (= *Elachertus thymus* Grft., GELMROTH 1972); *Azotus pulcherrimus* Merc. (VIGGIANI 1972/73) oder in der Bodenstreu wie *Achrysocharella chlorogaster* Erd. (EVENHUIS, NIKOLOVA et VLUG 1971). Phytophage Arten verbleiben als Larven in ausgefressenen Samen oder in Stengelabschnitten, s. *Megastigmus* spp (CROSBY 1909; LAIDLAW 1931); *Bruchophagus* spp; *Harmolita* spp (HEDICKE 1920); *Tetramesa* spp, ebenso im Puppenstadium, s. *Tetramesa angustipennis* (Walk.); *T. fumipennis* (Walk.) (als Puppe und als ausgewachsene Larve) (CLARIDGE 1961c). Imagines überwintern unabhängig vom Wirtsort in verschiedenartigen Schlupfwinkeln, s. *Cyrtogaster vulgaris* Walk. (♀♀!), vermutlich auch *C. britteni* Ask. u.a. an Coniferennadeln, zwischen kleinen Zweigen, an Grasbüscheln, in der Bodenstreu, im Heu, in Vogelnestern u.a. (ASKEW 1965a). Die Winterruhe dauert in Mitteleuropa gewöhnlich einige Wochen bis mehrere (max. fünf) Monate lang. Einige Arten, z.B. gewisse Samenfresser (s. Phytophagie p. 99, 102), können auch 2 bis 3 Jahre oder ausnahmsweise noch länger in ihrer Winterruhe verbleiben; man sagt, sie "überliegen". Vermutlich sind dafür gewisse extreme Außenbedingungen wie niedrige Temperatur, geringe Luftfeuchtigkeit u.a. verantwortlich, s. Komplex von *Eurytoma rhois* Crosby (BUGBEE 1939); *Eurytoma danuvica* Erd. (CLARIDGE 1959b); *Torymus varians* (Walk.) (= *Syntomaspis druparum* (Boh.), CUSHMANN 1916).

Über die **Q u i e s z e n z** im **S o m m e r**, die in Mitteleuropa selten auftritt, ist praktisch nichts bekannt. Im Prinzip dürfte für sie entsprechend gelten, was für die Winterruhe gesagt worden ist.

Die **D i a p a u s e** ist ein innersekretorisch ausgelöstes und ebenso beendetes Ruhestadium, ein Stadium reduzierten Stoffwechsels, mit dem sich das Insekt auf ungünstige Umweltbedingungen wie Kälte, Trockenheit, Nahrungsmangel

Mangel oder ungünstiger Zustand des Wirtes einstellt (ANDREWARTHA 1952; FLANDERS 1944b; FUZEAU-BRAESCH 1961; HINTON 1953; HUSSEY 1955; LEES 1955; MÜLLER, H.J. 1968).

Der Begriff "Diapause" wurde von WHEELER 1893 für einen bestimmten Stillstand in der Embryogenese der Heuschrecke *Conocephalus ensiferum* (Scud.) (= *Xiphidium ensiferum* Scud.) eingeführt. Inzwischen wird dieser Ausdruck umfassender verwendet. Bereits HENNEGUY 1903 hat ihn auch in der Physiologie und Ökologie gebraucht. Nach SIMMONDS 1948 ist Diapause ein Krankheitsstadium, das durch äußere und innere Einflüsse ausgelöst wird, und nicht ein besonderer Zustand, der nach DOUTT 1959b ein Insekt befähigt, ungünstige Situationen zu überleben. Nach WIGGLESWORTH wird Diapause durch das Fehlen von Wachstums- oder Häutungshormonen ausgelöst (BALDUF 1963).

Diapause kann in jedem Entwicklungsstadium vorkommen. Bei der jeweiligen Art ist sie jedoch an ein bestimmtes Stadium gebunden. Besonders häufig findet man sie bei Eiern oder Puppen, d. h. bei den Stadien, die ohnehin schon keine Nahrungsaufnahme und Fortbewegung haben und durch ihren Aufenthaltsort auf Ruhe eingestellt sind. Bei Larven kommt Diapause besonders im ersten und letzten Stadium vor. Bei Imagines ist sie wenig bekannt. Bei Weibchen von *Metaphycus helvolus* Comp. (p. 125) stoppt während der Diapause die Eientwicklung, und bereits fertige Eier werden wieder resorbiert.

Diapause kommt fakultativ oder obligatorisch vor. **F a k u l t a t i v e D i a - p a u s e** tritt häufig bei polyzyklischen Arten als Antwort auf Veränderungen in der Umwelt auf. Sie kann in einer Generation fast alle Tiere eines bestimmten Entwicklungsstadiums einer Population erfassen und in der folgenden nur noch wenige. Der fakultative Diapausezustand wird im Insekt in einer sog. Praediapausezeit vorbereitet. In dieser Zeit werden bei Larven gewisse Reserven in Form von Fett, Glykogen und Eiweiß gespeichert. Die Auslöser einer Vorbereitungszeit, die beim Insekt (mit Ausnahme des Puppenstadiums) auf eine sog. "sensible Phase" treffen müssen, sind noch wenig erforscht. Man nimmt an, daß der Auslöser aus einem Komplex von Faktoren besteht, die miteinander in einer gewissen "Hierarchie" wirksam sind, sich aber auch gegenseitig beeinflussen (FUZEAU-BRAESCH

1961; Beispiele s.u.). Bei den meisten Arten wird die in einem bestimmten Stadium induzierte Diapause noch in derselben Generation realisiert. Es gibt aber auch Fälle, in denen die bei einer Generation auftretende Diapause bereits in der Elterngeneration induziert wurde (SIMMONDS 1947b). Bei *Nasonia vitripennis* (Walk.) tritt in der Tochtergeneration, und zwar gegen Ende des letzten Larvenstadiums dann Diapause ein, wenn das weibliche Elterntier in der Zeit der Oogenese Abkühlung oder Enthaltung von Eiweißnahrung erlebt hat (SCHNEIDERMANN et HORWITZ 1958).

O b l i g a t o r i s c h e D i a p a u s e ist relativ selten. Sie kommt u.a. bei gewissen monozyklischen Arten als ein lang andauerndes Ruhestadium vor und bedarf keiner unmittelbaren Auslöser (LEES 1955; MÜLLER, H.J. 1968).

Bei Endoparasiten gibt es Fälle, in denen Diapause beim Parasiten induziert wird, während eine Induktion beim Wirtstier nicht eintritt. Es kommt auch vor, daß nur der Wirt in Diapause geht und nicht auch sein Parasit, s. *Elachertus nigrutilus* (Zett.) bei *Laspeyresia strobilella* (L.) (BAKKE 1963) (nach ASKEW 1964 handelt es sich um *E. geniculatus* (Hart.)). Ebenso kann Diapause primär beim Wirt induziert werden und erst sekundär beim Parasiten. *Trichogramma cacoeciae* March. geht in Eiern von *Archips rosana* (L.) von Juli bis März in Diapause (MARCHAL 1936), in Eiern von *Mamestra* sp. dagegen durchläuft sie zwischen Juli und September noch mehrere Generationen (SCHWENKE 1958). - Einmal induzierte Diapause wird auch dann realisiert, wenn die ungünstigen Bedingungen, die umgangen werden sollen, nicht fortbestehen (MÜLLER, H.J. 1968).

Beispiele für Auftreten von Diapause: Die Larve von *Caraphractus cinctus* Walk, Eiparasit bei *Dytiscus* sp. u.a., geht im Altlarven- oder Praepuppenstadium zu 98 % einer Population in Diapause, wenn sie eine Tageslänge von nur 14 Stunden erfahren hat (JACKSON 1963). Bei Altlarven von *Aphelinus mali* Hald. können hohe Temperatur zusammen mit niederer relativer Luftfeuchtigkeit Diapause auslösen (FLANDERS 1944b). Niedere Temperatur in Verbindung mit kurzer Photoperiode, die auf das Muttertier oder die Larve von *Aphelinus mali* Hald. eingewirkt haben, versetzen ausgewachsene Larven dieser Art in Diapause.

Niedere Temperatur und Nahrungsmangel lösen bei *Nasonia vitripennis* (Walk.) Diapause aus (BONNEMAISON 1965). Weibliche Imagines von *Metaphycus helvolus* Comp. gehen in Diapause, sobald ihnen für 2 - 3 Wochen die Möglichkeit genommen worden ist, an ihrem Wirt *Saissetia oleae* (Bern.) zu saugen (FLANDERS 1942f, 1944b). *Diversinervus smithi* Comp., eine Art, die als Ei in das Ganglion junger *Saissetia oleae* Bern. gelegt wird, geht während des ersten Larvenstadiums in Diapause und verbleibt so, bis der Wirt ausgewachsen ist und seine Eier herangereift sind (FLANDERS 1944b). Bei *Nasonia vitripennis* (Walk.) in *Lucilia sericata* (Meig.) (= *Phaenicia sericata* (Meig.)) verfallen bei optimalen Umweltbedingungen um so mehr Nachkommen in Diapause, je höher das Alter der Mütter zur Zeit der Eiablage gewesen ist. So hatten Weibchen mit einer Lebensdauer von 17 - 28 Tagen in ihren ersten 16 Lebenstagen ca. 50 % Diapause-Nachkommen, während Weibchen mit einer Gesamtlebensdauer von maximal nur 16 Tagen in dieser Zeit nur ca. 17 % Diapause-Nachkommen hatten (WALKER et PIMENTEL 1966). Mehrere der oben genannten diapauseauslösenden Faktoren konnten auch bei *Hypopteromalus tabacum* (Fitch) nachgewiesen werden (McNEIL et RABB 1973). Unter dem Einfluß von Kurztag und Kälte fallen gewöhnlich auch um so mehr Nachkommen in Diapause, je älter die Mütter dieser Tiere sind. (Herausgeschoben wird das Alter der Mütter z.B. durch verlängerte Wirtssuche bei Wirtmangel). Auf welche Weise der mütterliche Organismus Einfluß auf die Nachkommen nimmt, ist unbekannt. Vermutet wird u.a. ein über das Ovar mitgeteilter Hormoneinfluß (SAUNDERS 1962b, 1965, 1966, 1974).

Die D a u e r einer Diapause kann unterschiedlich sein. Sie kann wenige Tage bis mehrere Jahre anhalten, s. *Nasonia vitripennis* (Walk.) (COUSIN 1932). Sie schwankt zwischen den einzelnen Arten, zwischen den Generationen einer Art und den Tieren einer Generation. Künstliche Beendigung der Diapause kann u.a. durch Kälteschocks erreicht werden, s. *Bruchophagus roddi* Guss. (STRONG 1962); *Nasonia vitripennis* (Walk.), *Tritoneptis klugii* (Ratz.) (SCHNEIDERMANN et HORWITZ 1958).

Die Diapause kann einer Art auch zur K o i n z i d e n z mit einem günstigen Wirtsstadium verhelfen (DOUTT 1959a). Viele Endoparasiten, die in ihren Wirt abgesetzt werden, solange sich dieser noch in einem jungen Entwicklungsstadium

befindet, überbrücken mit Hilfe der Diapause in ihm die Zeitspanne, während der der Wirt heranwächst, s. *Diversinervus smithi* Comp. (BALDUF 1963; FLANDERS 1944b). *Dipriocampe diprioni* (Ferr.) überdauert als ausgewachsene Larve in ihrem Wirt *Neodiprion sertifer* (Geoff.) einige Sommermonate (3 - 4 im Tiefland, weniger im Gebirge) und gewinnt damit im Herbst wieder Anschluß an das Eistadium ihres ebenfalls monozyklischen Wirtes (PSCHORN-WALCHER et EICHHORN 1971, 1974). Vielfach erwarten auch Hyperparasiten in Diapause (in ihrem Sekundärwirt) ein günstiges Befallsstadium ihres Primärwirten, s. *Cocophagus gurneyi* Comp. (FLANDERS 1944b). *Entedon ergias* Walk. (= *E. leucogramma* (Ratz,)) ist seinem Wirt, einer Scolytidenart mit einer langen Schlüpfperiode durch eine ebenso ausgedehnte Schlüpfzeit angepaßt. Sie kommt zustande, indem ein Teil der Population im Herbst als Larve in Diapause geht, und dieser Teil im Frühjahr zu einer anderen Zeit schlüpft als die Tiere, die den Winter als Puppe in Quieszenz überstanden haben (BEAVER 1966). - Auch bei phytophagen Arten verhilft die Entwicklungsverlängerung in Form der Diapause zu einer begünstigenden Koinzidenz mit dem Wirt, s. *Megastigmus spermotrophus* Wachtl (LESSMANN 1974). Im Diapausezustand können Parasiten auch eine besondere Widerstandsfähigkeit gegen ungünstige Umweltbedingungen wie Kälte, Trockenheit usw. erfahren, s. *Caraphractus cinctus* Walk. (JACKSON 1961b, 1963; MASTENIKOVA 1959); *Trichogramma* sp. (MAYER 1960); *Aphelinus mali* Hald. (BONNEMAISON 1965). - Chalcidoidea im Diapausezustand zeigen eine gewisse Immunität selbst gegen Insektizide, s. *Aphelinus mali* Hald. (EVENHUIS 1958, 1959).

37. Generationenfolge

Die Generationenfolge im (Kalender-) Jahr ist bei den einzelnen Arten der Chalcidoidea unterschiedlich. Bei ein und derselben Art ist sie jedoch mehr oder weniger gleichbleibend. Sie ist angepaßt an verschiedene Umwelteinflüsse, die den Lebensablauf hemmen oder fördern. Außergewöhnlich günstige Umweltbedingungen vor einer Winter- (oder Sommer-) Ruhe können die Entwicklung zusätzlicher Stadien oder selten auch einer zusätzlichen Generation herbeiführen. (Ob dann ein anderes als das im Laufe der Jahre angepaßte Stadium die Ruhepause übersteht, hängt von der Anpassungsfähigkeit der einzelnen Art ab.)

Es gibt Arten mit nur einer Generation, sog. *univoltine*, *monozyklische* Arten, s. *Ageniaspis atricollis* (Dalm.) (JANCKE 1932); *Anastatus japonicus* Ashm. (= *A. disparis* Rusch., KURIR 1944); *Bruchophagus caraganae* (Nik.) (HEDLIN 1956); *Diversinervus smithi* Comp. (FLANDERS 1939b); *Dipriocampe diprioni* (Ferr.) (= *Tetracampe diprioni* Ferr., NIKLAS 1956); *Perniphora robusta* Rusch. (EICHHORN et GRAF 1974) u. a., und es gibt Arten mit mehreren Generationen im Jahr, sog. *multivoltine*, *polyzyklische* Arten, s. *Bruchophagus gibbus* (Boh.) mit 2 Gen. (CRÈVECOER 1946); *Aphytis proclia* (Walk.) mit 2 - 3 Gen. (BENASSY 1958b); *Homalotylus flaminus* (Dalm.) mit 3 - 4 Gen. (IPERTI 1964); *Eurytoma bruniventris* Ratz. mit 4 - 5 Gen. (CLARIDGE et ASKEW 1960); *Chrysocharis gemma* (Walk.) (= *Kratochviliana gemma* (Walk.)) mit 5 - 6 Gen. (VIGGIANI 1967); *Aphelinus mali* Hal. mit 7 - 8 Gen. (BONNE-MAISON 1965) u. a. Folgen nur zwei Generationen einer Art aufeinander, so erscheinen die einzelnen Stadien und Generationen deutlich voneinander gesondert; folgen dagegen mehr als zwei Generationen aufeinander, so überschneiden sich die Stadien und Generationen leicht. Univoltine Arten können in manchen Fällen (u. a. bei Diapause) auch zwei bis drei Kalenderjahre für ihre Entwicklung benötigen; sie *überliegen* dann, *Halticoptera patellana* (Dalm.) z. B. 1 - 2 Jahre (NIETZKE 1940); *Megastigmus* spp 1 - 3 Jahre (ESCHERICH 1933; HEDLIN 1956); *Eurytoma danuvica* Erd. und E. *boučeki* Skrzyp. 1 - 2 Jahre (CLARIDGE 1959b; SKRZYPCZYNSKA 1975); *Dipriocampe diprioni* (Ferr.) 1 - 2 Jahre (PSCHORN-WALCHER et EICHHORN 1971) . -

Polyvoltine Arten entwickeln sich gewöhnlich an mehreren, aufeinanderfolgenden Wirtsgenerationen (und auch nacheinander oder gleichzeitig an mehreren Wirtsarten). Selten findet man mehrere Parasitengenerationen an nur einer Wirtsgeneration; das ist der Fall bei *Metaphycus helvolus* Comp., max. 6 Gen. an 1 Gen. von *Saissetia oleae* (Bern.) (FLANDERS 1947); *Anagyrus schoenherri* Westw. 2 - 3 Gen. an 1 Gen. von *Phenacoccus pergandei* Cock. (VIGGIANI 1963b).

Literaturverzeichnis

- ABRAHAM, R., 1971: Ökologische Untersuchungen an Pteromaliden (Hym., Chalcidoidea) im Grenzraum Land- Meer an der Nordseeküste Schleswig-Holsteins. - *Oecologia* (Berl.) 6, 15-47.
- , 1973: Über die Bedeutung der hohen Ausbreitungsintensität bei Chalcidoidea (Hymenoptera). - *Faun.-Ökol. Mitt.* 4, 335-344.
- , 1975: Über die Wirkung der Temperatur auf die Flugaktivität parasitischer Hymenopteren. - *Zschr. Ang. Ent.* 79, 113-123.
- , 1976: Die Wirkung von Sonnenstrahlen auf die Körpertemperatur parasitischer Hymenopteren. - *Entomol. Germanica* 2, 249-257.
- ADAM, H., 1965: Die hämocyären Abwehrreaktionen des Blutes von *Strongylogaster xanthoceros* (Stephens) und *Strongylogaster lineata* (Christ) gegen die endoparasitische Ichneumonide *Mesoleius niger* (Gravenhorst). - *Beitr. Ent.* 15, 893-965.
- ADLER, H., 1881: *Les Cynipides. I partie.* Montpellier, 117-118.
- AESCHLIMANN, J.P., 1969: Contribution à l'étude de trois espèces d'Eulophides (Hym., Chalcidoidea) parasites de la Tordeuse grise du Méleze, *Zeiraphera diniana* Guénéé (Lep., Tortricidae) en Haute-Engadine. - *Entomoph.* 14, 261-320.
- , 1973: Efficacité des parasites Eulophides de *Zeiraphera diniana* Guénéé (Lep. Tortricidae) en fonction de l'état de l'hôte. - *Entomoph.* 18, 95-102.
- , 1975: A method for the extraction of *Sitona* (Col.: Curculionidae) eggs from soil and occurrence of a mymarid (Hym.: Chalcidoidea) in the mediterranean region. - *Entomoph.* 20, 403-408.
- AGRELL, I., 1951: The diapause-problem. - *Anné biol.* 27, 287-295.
- D'AGUILAR, J., P. ALLEGRET et R. VASSEUR, 1948: Premiers observations sur des parasites du Pou de San José. - *Ann. Epiphytes*, Paris, 14, (n. s.).
- AHLBERG, O. 1925: Zikadenparasiten unter den Strepsipteren und Hymenopteren. - *Meddel. 287 Centralanst. förs pa jordbr. Ent. avd.* 46, Stockholm.
- ALAM, S.M., 1956: Life-cycle and host-parasite relationship in the field and the larval anatomy of *Metaphycus laxi* Alam. - *Proc. 10th Int. Congr. Entom.* 4, 879-888 (1958).
- , 1957: The biology of *Metaphycus taxi* Alam (Encyrtidae, Hym.) in the constant temperature room, with notes on the anatomy of its praeimaginal stages. - *Ind. Journ. Ent.* 19, 231-240 (1958).
- , 1959: The life-history in the field and the anatomy of full-grown larva of *Doliphoceras pseudococci* Alam, an endoparasite of *Pseudococcus newsteadi* Green (Hym., Encyrtidae and Hem., Coccidae). - *Beitr. Ent. Berlin* 9, 189-196.
- ANATHASUBRAMANIAN, K.S. et T.N. ANANTHAKRISHNAN, 1961: The biology of *Anastatus* sp. (Eupelmidae:Hym.) parasitic on the ootheca of *Supella supellectilium*. - *Journ. Zool. Soc. India* 13, 62-69.
- ANDREWARTHA, H.G., 1952: Diapause in relation to the ecology of insects. - *Biol. Rev.* 27, 50-107.
- ARAMBOURG, Y., 1964: Elevage permanent d'*Eupelmus urozonus* Dalm. (Hym., Chalcididae), parasite ectophage de *Dacus oleae* Gmel. (Dipt., Trypetidae) sur hôte de laboratoire. - *Rev. Path. Vég. Ent. France* 43, 183-190.
- ARTHUR, A.P., 1958: Development, behaviour and descriptions of immature stages of *Spilochalcis side* (Walk.) (Hym.; Chalcididae). - *Canad. Ent.* 90, 590-595.
- , 1961: The cleptoparasitic habits and the immature stages of *Eurytoma pini* Bugbee (Hymenoptera: Chalcidae), a parasite of the european pine shoot moth, *Rhyacionia buoliana* (Schiff.) (Lepidoptera: Olethreutidae). - *Canad. Ent.* 93, 655-660.
- ASKEW, R.R., 1959: A revision of the British species of the genus *Olynx* Förster (Hym., Eulophidae). - *Ent. Month. Mag.* 95, 49-57.
- , 1961a: A study of the biology of species of the genus *Mesopolobus* Westwood (Hymenoptera: Pteromalidae) associated with cynipid galls on oak. - *Trans. Roy. Ent. Soc. London* 113, 155-173.
- , 1961b: The biology of the British species of the genus *Olynx* Förster (Hymenoptera: Eulophidae), with a note on seasonal colour forms in the Chalcidoidea. - *Proc. Roy. Ent. Soc. London* (A) 36, 103-112.

- ASKEW, R. R., 1961c: On the biology of the inhabitants of oak galls of Cynipidae (Hymenoptera) in Britain. - Trans. Soc. Brit. Ent. 14, 237-268.
- , 1961d: Some biological notes on the Pteromalid (Hym., Chalcidoidea) genera *Caenacis* Förster, *Cecidostiba* Thomson and *Hobbya* Deiucchi, with descriptions of two new species. - Entomoph. 6, 57-67.
- , 1961e: *Ormocerus latus* Walker and *O. vernalis* Walker (Hym., Pteromalidae), parasites in cynipid oak galls. - Entomol. 94, 193-195.
- , 1961f: On the palaeartic species of *Syntomaspis* Förster (Hym., Chalcidoidea, Torymidae). - Entomol. Month. Mag. 96, 184-191.
- , 1961g: *Eupelmus urozonus* Dalman (Hym., Chalcidoidea) as a parasite in cynipid oak galls. - Entomol. 94, 196-201.
- , 1964: On the biology and taxonomy of some European species of the genus *Elachertus spinola* (Hymenoptera, Eulophidae). - Bull. Ent. Res. 55, 53-58.
- , 1965a: The holarctic species of *Cyrtogaster* Walker and *Polycystus* Westwood (Hym., Pteromalidae) including the description of a new species of *Cyrtogaster* from Britain. - Entomoph. 10, 179-195.
- , 1965b: The biology of the British species of the genus *Torymus* Dalman (Hymenoptera: Torymidae) associated with galls of Cynipidae (Hymenoptera) on oak, with special reference to alternation of forms. - Trans. Soc. Brit. Ent. 16, 217-232.
- , 1965c: Host relations in the Chalcidoidea (Hymenoptera) and their taxonomic significance. - 12th Intern. Congr. Ent. London (1964).
- , 1967a: A report on the Eulophid (Hymenoptera: Chalcidoidea) fauna of two Scottish birch woods. - Journ. Nat. Hist. 4, 571-573.
- , 1967b: Reactions of two species of Agromyzidae to parasitism by *Chrysocharis melaenis*. - J. Econ. Ent. 60, 1453-1454.
- , 1968a: Handbooks for the identification of British insects. Elasmidae and Eulophidae (Elachertinae, Eulophinae, Euderinae). Roy. Ent. Soc. London 8, 1-39.
- , 1968b: A survey of leaf-miners and their parasites on laburnum. - Trans. Roy. Ent. Soc. London 120, 1-37.
- ASSEM, v. d. J. et D. J. KUENEN, 1958: Host finding of *Choetospila elegans* Westwood (Hym., Chalc.), a parasite of *Sitophilus granarius* L. - Ent. Exp. Appl., Amsterdam 1, 174-180.
- AVIDOV, Z. et Y. RÖSSLER et D. ROSEN, 1967: Studies on an Israel strain of *Anagyrus pseudococci* (Girault) (Hym., Encyrtidae). II. Some biological aspects. - Entomoph. 12, 111-118.
- BACHMAIER, F., 1958: Beitrag zur Terminologie der Lebensweise der entomophagen Parasitenlarven. - Beitr. Ent., Berlin 8, 1-8.
- , 1961: Die "neuen Regeln" der zoologischen Nomenklatur, ausgearbeitet von der internationalen Nomenklaturkommission anlässlich des XV. internationalen Kongresses für Zoologie, London 1958. - Entomoph. 6, 163-166.
- , 1963: Zur Kenntnis der parasitischen Hymenopteren von *Spilococcus nanus* Schmutterer in Oberbayern. - Beitr. Ent. 13, 553-565.
- BAIER, M., 1964: Zur Biologie und Gradologie der Sattelmücke *Haplodiplosis equestris* Wagner (Diptera, Cecidomyiidae). - Zschr. Ang. Ent. 53, 217-273.
- BAILEY, R., 1957: Observations on the size of galls formed on couch-grass by a chalcidoid of the genus *Harmolita* Motschulsky (*Isosoma* Walker) (Hym. Eurytomidae). - Journ. Soc. Brith. Entom. 5, 199-203.
- , 1959: Facultative parasitism and dietary change in *Harmolita hyalipenne* Walker. - Nature 183, 341-342.
- , 1966: The biology of *Eurytoma roseni* Claridge (Hym., Eurytomidae). - Entomol. Month. Mag., London 102, 221-225.
- BAKKE, A., 1963: Studies on the spruce-cone insects *Laspeyresia strobilella* (L.) (Lepidoptera: Tortricidae), *Kaltenbachiola strobli* (Winn.) (Diptera: Itonidae) and their parasites (Hymenoptera) in Norway. - Rep. Norw. Forest Res. Inst. 19, 1-151.
- BAKKENDORF, O., 1926: Recherches sur la biologie de l'*Anagrus incarnatus* Haliday. - Ann. Biol. Lac. 14, 249-270.
- , 1934: Biological investigations of some Danish hymenopterous egg parasites, especially in homopterous eggs, with taxonomic remarks and descriptions of new species. - Saertryk Ent. Medd. 19, 1-134.

- BAKKENDORF, O., 1953: Description of three species of *Tetrastichus* Haliday (Micro-Hym.), with a host-list. - *Saertryk Ent. Medd.* 26, 549-576.
- , 1960a: Description of *Podagrion enei* n. sp. and notes on two other hymenopterous parasites. - *Saertryk Ent. Medd.* 29, 364-371.
- , 1960b: Description of *Anaphoidea chrysomelae* n. sp. (Hym., Mymaridae). - *Saertryk Ent. Medd.* 29, 372-375.
- , 1965: Perilampidae, Eupelmidae, Encyrtidae (Hym. Chalcidoidea) from the Hansted Reservation with description of new species. - *Saertryk Ent. Medd.* 30, 105-187.
- BALDUF, W. V., 1945: Bionomics of the rose seed chalcid, *Megastigmus nigrovariegatus* Ashm. (Hym., Callimomidae). - *Proc. Ent. Soc. Washington* 47, 185-198.
- , 1957: Variations in *Megastigmus* from rose hips (Torymidae, Hym.). *Ann. Ent. Soc. Amer.* 50, 478-483.
- , 1963: A distinct type of host-parasite relation among insects. - *Ann. Ent. Soc. Amer.* 56, 386-391.
- , 1966: Life of *Acrobasis rubrifasciella* (Lepidoptera: Phycilidae), its main parasite, *Agathis calcarata* (Hymenoptera: Braconidae) and three hyperparasites (Chalcidoidea). - *Ann. Ent. Soc. Amer.* 59, 1038-1049.
- BALTENSWEILER, W., 1958: Zur Kenntnis der Parasiten des Grauen Lärchenwicklers (*Zeiraphera griseana* Hübner) im Oberengadin. Ihre Biologie und Bedeutung während der Gradation von 1949-1958. - *Mitt. Schweiz. Anst. Forstl. Versuchswesen* 34, 399-478.
- BAR, D. et D. GERLING, 1971: Biological studies of *Pteroptrix Smithi* (Hymenoptera: Aphelinidae). *Entomoph.* 16, 19-36.
- BARRAS, R., 1960a: The courtship behaviour of *Mormoniella vitripennis* Walk. (Hymenoptera, Pteromalidae). - *Behaviour* 15, 185-209.
- , 1960b: The effect of age on the performance of an innate behaviour pattern in *Mormoniella vitripennis* Walk. (Hymenoptera, Pteromalidae). - *Behaviour* 15, 210-218.
- , 1969: Preening and abdomen dipping by male *Mormoniella vitripennis* (Walker) (Hymenoptera, Pteromalidae) after courtship. - *Behaviour* 35, 304-312.
- BARTLETT, B. R., 1964: Patterns in the host-feeding habit of adult parasitic hymenoptera. - *Ann. Ent. Soc. Amer.* 57, 344-350.
- BARTLETT, B. R. et J. C. BALL, 1964: The developmental biologies of two Encyrtid parasites of *Coccus hesperidum* and their intrinsic competition. - *Ann. Ent. Soc. Amer.* 57, 496-503.
- , 1966: The evolution of host suitability in a polyphagous parasite with special reference to the role of parasite egg encapsulation. - *Ann. Ent. Soc. Amer.* 59, 42-45.
- BARTLETT, B. R. et C. F. LAGACE, 1961: A new biological race of *Microterys flavus* introduced into California for the control of Lecanine Coccids, with an analysis of its behaviour in host selection. - *Ann. Ent. Soc. Americ.* 54, 222-227.
- BATISTE, W., 1967: Humidity and the emergence of *Bruchophagus kolobovae* (Hymenoptera: Eurytomidae) and its parasites from trefoil seeds. - *Ann. Ent. Soc. Amer.* 60, 752-756.
- BEARD, R. L., 1952: The toxicology of *Habrobracon* Venom: a study of a natural insecticide. - *Conn. Agr. Exp. Sta. Bull.* No. 562.
- BEAVER, R. A., 1966: The biology and immature stages of *Entedon leucogramma* (Ratzeburg) (Hymenoptera: Eulophidae), a parasite of bark beetles. - *Proc. Roy. Ent. Soc. London (A)* 41, 37-41.
- BECKER, G. et W. WEBER, 1952: *Theocolax formiciformis* Westwood (Hym. Chalcid.) ein Anobienparasit. - *Zschr. Parasitenkd.* 15, 339-356.
- BENASSY, C., 1955: Remarques sur deux aphelinides: *Aphytis mytilaspidis* Le Baron et *Aphytis proclia* Walker. - *Ann. Epiphyt.* 1, 11-17.
- , 1956: Observations sur la biologie d'*Aspidiotiphagus citrinus* Crawl. (Hym., Chalcidoidea, Aphelinidae). - *Bull. Soc. Ent. France* 61, 103-106.
- , 1958a: Influence de l'hôte dans la croissance endoparasitaire de quelques hyménoptères chalcidiens, parasites de cochenilles diaspines. - *Compt. Rend. Acad. Sci., Paris* 246, 179-181.
- , 1958b: Remarques sur l'écologie de *Quadraspidiotus perniciosus* Comst. dans le midi méditerranéen (Hom., Diaspidinae). - *Entomoph.* 3, 93-108.

- BENASSY, G., 1961: Contribution à l'étude de l'influence de quelques facteurs écologiques sur la limitation des pullulations de cochenilles - diaspines. - Ann.Epiphyt. 12, 157pp.
- , 1963: Observations écologiques sur le parasitisme chez les coccides. Cas de *Leucaspis pini* Hartig. - Rev.Path. Végét.Entomol.Agr. France 42, 35-45.
- BENDEL-JANSSEN, M., 1962: Ein weiterer Beitrag zur Kenntnis der Parasiten von *Apanteles glomeratus* L. - Zschr.Pflanzenkr. 69, 526-529.
- BERG, W., 1960: Zur Kenntnis der Obstbaumminiermotte *Lyonetia clerkella* L. Zschr.Ang.Ent. 45, 268-303.
- BERGOLD, G. et W. RIPPER, 1937: *Perilampus tristis* Mayr als Hyperparasit des Kiefertriebwicklers (*Rhyacionia buoliana* Schiff.) - Zschr.Parasitenkd. 9, 394-417.
- BERLAND, L., 1934: Un cas probable de parthénogenèse géographique chez *Leucospis gigas*. - Bull.Soc.Zool. France 59, 172-175.
- , 1950: Un cas chalcidien phytophage: *Megastigmus suspectus* var. *pinsapinis* Hoff. - L'Entomologiste, Paris 6, 56-57.
- BERNARD, F., 1936: Morphologie et comportement des *Anastatus* (Hym. Chalcididae) parasites d'oothèques de mantides. - Bull.Soc.Ent. France 41, 69-75.
- BESS, H. A., 1939: Investigations on the resistance of mealybugs (Homoptera) to parasitization by internal hymenopterous parasites, with special references to phagocytosis. - Ann.Ent.Soc.Amer. 32, 189-226.
- BILJOTTI, E., 1958: Les parasites et prédateurs de *Thaumtopoea pityocampa* Schiff. (Lep.) - Entomoph. 3, 23-34.
- BIROVÁ, H., 1970: A contribution to the knowledge of the reproduction of *Trichogramma embryophagum* (Hartig) (Hymenoptera, Trichogrammatidae). - Acta Ent.Bohemoslovaca 67, 70-82.
- BISCHOFF, H., 1927: Biologie der Hymenopteren - Berlin.
- BLUNCK, H., 1923: Krankheiten, Feinde und Schmarotzer des Gelbrands. - Zool.Anz. 57, 296-328.
- BÖHR, H. J., 1965: Zur Kenntnis von *Erdoesina alboannulata* (Ratz.) (Hym., Chalcid.), einem Puppenparasiten der Forleule, *Panolis flammea* Schiff. (Lepid., Noct.). - Zschr.Ang.Ent. 56, 97-147.
- BOLDYREVA, E. P., 1975: (The ecology of *Aphelinus mali* Hal. (Hymenoptera, Aphelinidae) - a parasite of the woolly apple aphid in Tadzhikistan. - Entomol.Obozrenie 49, 744-748, 1970). R. a. E. 63, 27-28.
- BONESS, M., 1960: Über Massenansammlungen, Massenschlüpfen und Massenschwärmen von Insekten. - Ent.Mitt. Zool.Staatsinst. Hamburg 26, 5pp.
- BONNEMAISON, L., 1965: Observations écologiques sur *Aphelinus mali* Haldeman parasite du puceron lanigère (*Eriosoma lanigerum* Hausman). - Ann.Soc.Ent. France NS 1, 143-176.
- BOUČEK, Z., 1951: The first revision of the European species of the family Chalcididae (Hymenoptera). - Acta Entomol. Musei Nat. Pragae 27, 1-108.
- , 1959a: *Trichomalus lonchaeae*, n. sp. (Hym. Pterom.), a parasite of Lonchaeidae (Diptera) in Germany. - Acta Entomol. Musei Pragae 33, 37-40.
- , 1959b: A study of central European Eulophidae, II: *Diaulinopsis* and *Cirrospilus* (Hymenoptera). - Acta Entomol. Musei Pragae 33, 171-194.
- , 1963a: A taxonomic study in Spalangia Latr. (Hymenoptera, Chalcidoidea). - Acta Entomol. Musei Pragae 35, 429-512.
- , 1963b: Studien über europäische Eulophidae, III: Euderinae. - Beitr. Ent. 13, 257-281.
- , 1963c: A new Eupelmus (Hymenoptera: Chalcidoidea), egg-parasite of the cicada *Tibicen haematodes*. - Acta Soc. Ent. Cechoslov. 60, 277-279.
- , 1966: Descriptions of three new reared Eulophidae (Hymenoptera) from Europe and Africa. - Acta Entomol. Bohemoslovaca 63, 373-379.
- BOUČEK, Z. et R. R. ASKEW, 1968a: Index of entomophagous insects. Hym. Chalcidoidea, palaearctic Eulophidae (excl. Tetrastichinae). - Le Francois Paris.
- , 1968b: Index of entomophagous insects. Hym. Chalcidoidea, world Tetracampidae. - Le Francois Paris.
- BOULETREAU, M., 1975: Aspects nutritionnels de la spécificité parasitaire chez *Pteromalus puparum* (Hym.: Chalcididae). - Entomoph. 20, 193-199.
- BOURNIER, 1967: Un intéressant parasite de Thysanoptères *Tetrastichus gentilei* (Hym. Chalcididae). - Ann.Soc.Ent. France (NS) 3, 173-179.

- BRADER, L., 1974/75: Zweck und Aufgaben integrierter Schädlingsbekämpfung. - Zschr. Angew. Entom. 77, 391-397.
- BREVIERE, J., 1965: Les Trichogrammes parasites de *Proceras sacchariphagus* Boj., borer de la canne à sucre à Madagascar. II partie. - Entomoph. 10, 99-117.
- BROODRYK, S.W. et R.L. DOUTT, 1966: The biology of *Coccophagoides utilis* Doult (Hymenoptera: Aphelinidae). - Hilgardia 37, 233-254.
- BROWN, S.C.S., 1962: On breeding *Alaptus pallidicornis* Förster (Hym. Chalc. Mymaridae). - Ent. Rec. Journ. Variat. 74, 277.
- BROWNE, F.B., 1922: On the life-history of *Melittobia acasta* Walker; a chalcid parasite of bees and wasps. - Parasitology 14, 349.
- BUGBEE, R.E., 1939: A discussion of the *Eurytoma rhois* complex with a description of a new species (Eurytomidae). - Ann. Ent. Soc. Amer. 32, 415-427.
- , 1961: A new species of the genus *Eurytoma* (Hymenoptera: Eurytomidae) phytophagous in the buds of jack pine (*Pinus banksiana*). - Canad. Ent. 93, 33-34.
- , 1966: A revision of the genus *Eurytomocharis* Ashmead in North America. (Hymenoptera: Eurytomidae). - Amer. Midland Natural. 75, 367-382.
- BURKS, B.D., 1958: Three species of *Eurytoma* important in biological control of weeds (Hym., Eurytomidae). Ent. News 69, 177-185.
- , 1964: Some north american parasites of *Aclerda* (Hymenoptera, Encyrtidae). - Entomoph. 9, 17-20.
- BURNETT, Th., 1954: Influences of natural temperatures and controlled host densities on oviposition of an insect parasite. - Physiol. Zool. 27, 239-248.
- , 1956: Effects of natural temperatures on oviposition of various numbers of an insect parasite (Hymenoptera, Chalcididae, Tenthredinidae). - Ann. Ent. Soc. Amer. 49, 55-59.
- BUTLER, G.D. et H.L. HANSEN, 1958: The parasites of the clover seed chalcid (*Bruchophagus gibbus*) in the United States (Hym. Chalc.). Pan. Pacif. Ent. 34, 223-229.
- CAMERON, E., 1940: The holy leaf-miner (*Phytomyza ilicis*, Curt.) and its parasites. - Bull. Ent. Res. 30, 173-208.
- CANNON, F.M., 1962: Reaction of barley varieties and hybrids to infestation by the barley jointworm, *Harmolita hordei* (Harris). - Canad. Journ. Plant Science 42, 646-650.
- , 1963: The barley jointworm, *Harmolita hordei* (Harr.) Hymenoptera/ Chalcidoidea, in Prince Edward Island. - Canad. Ent. 95, 28-35.
- CAPEK, M., 1957: Beitrag zur Kenntnis der Entomophagen von *Pityokteines vorontzovi* Jac. und anderen Tannenborckenkäfern. - Zschr. Angew. Entom. 41, 277-284.
- CATE, R.H., J.R. SAUER et R.D. EICKENBARY, 1974: Demonstration of host feeding by the parasitoid *Aphelinus asychis* (Hymenoptera: Eulophidae). - Entomoph. 19, 479-482.
- CENDAÑA, S.M., 1937: Studies on the biology of *Coccophagus* (Hymenoptera), a genus parasitic on nondiaspine Coccidae. - Calif. Univ. Pubs. Ent. 6, 337-400.
- CHACKO, M.J., 1969: The phenomenon of superparasitism in *Trichogramma evanescens minutum* Riley - I. - Beitr. Ent. 19, 617-635.
- CHARARAS, C., 1956: Hyménoptères Ptéromalides nouveaux en France comme parasites de certains Scolytides (Hym.). - Bull. Soc. Ent. France 61, 213-218.
- CHOPARD, L., 1922: Les parasites de la Mante religieuse. - Ann. Soc. Ent. France 91, 249-272.
- CILLIERS, C.J., 1971: Observations on circular purple scale *Chrysomphalus aonidum* (Linn.), and two introduced parasites in Western Transvaal citrus orchards. - Entomoph. 16, 269-284.
- CLANCY, D.W., 1946: The insect parasites of the Chrysopidae. - Univ. Calif. Publ. Entom. 7, 403-496.
- CLARIDGE, M.F., 1958: *Tetramesa* Walker 1848, a valid name for *Isosoma* Walker 1832 in place of *Harmolita* Motschulsky 1863, with a short discussion on some Eurytomid genera (Hym., Eurytomidae). - Entomol. Month. Magaz. 94, 81-85.
- , 1959a: The identity of *Eurytoma appendigaster* (Swederus, 1795) (Hym., Eurytomidae), together with descriptions of some closely allied species bred from Gramineae. - Entomol. Month. Mag. 95, 2-13.
- , 1959b: Notes on the genus *Systole* Walker, including a previously undescribed species (Hym., Eurytomidae). - Ent. Month. Mag. 95, 38-43.

- CLARIDGE, M. F., 1959c: A new species of Trichogrammatid (Hymenoptera, Chalcidoidea) parasitic in mirid eggs (Hemiptera-Heteroptera). - Proc. Royal Ent.Soc. London (B) 28, 128-131.
- , 1961a: An advance towards a natural classification of Eurytomid genera (Hym., Chalcidoidea), with particular reference to British forms. - Trans.Soc.Brit.Entom. 14, 167-185.
- , 1961b: Biological observations on some Eurytomid (Hymenoptera: Chalcidoidea) parasites associated with compositae, and some taxonomic implications. - Proc.Royal Ent.Soc. London (A) 36, 153-158.
- , 1961c: A contribution to the biology and taxonomy of some Palaearctic species of *Tetramesa* Walker (= *Isosoma* Walk; = *Harmolita* Motch.) (Hymenoptera: Eurytomidae), with particular reference to the British fauna. - Trans.Royal Entom.Soc. London 113, 175-216.
- CLARIDGE, M.F. et R.R. ASKEW, 1960: Sibling species in the *Eurytoma rosae* group (Hym., Eurytomidae). - Entomoph. 5, 141-153.
- CLAUSEN, C. P., 1923: The biology of *Schizaspidia tenuicornis* Ashm., a eucharid parasite of *Camponotus*. - Ann. Ent.Soc.Amer. 16, 195-217.
- , 1924: The parasites of *Pseudococcus maritimus* (Ehrhorn) in California (Hymenoptera, Chalcidoidea). II. Biological studies and life histories. - Calif.Univ.Pubs.Entom. 3, 253-288.
- , 1939: The effect of host size upon the sex ratio of hymenopterous parasites and its relation to methods of rearing and colonization. - Journ. New York Entom.Soc. 47, 1-9.
- , 1940a: The oviposition habits of the Eucharidae (Hym.). - Journ. Wash.Acad.Sci. 30, 504-516.
- , 1940b: The immature stages of the Eucharidae. - Proc.Entom.Soc. Washington 42, 161-170.
- , 1940c: Entomophagous insects. - McGraw-Hill Book Company, New York et London.
- , 1941: The habits of the Eucharidae. - Psyche 48, 57-69.
- , 1950: Respiratory adaptations in the immature stages of parasitic insects. - Arthropoda 1, 197-224.
- , 1954: The egg-larval host relationship among the parasitic Hymenoptera. - Boll. Labor.Zool.Gen.Agr. Portici 33, 119-133.
- COMPERE, H. et H.S. SMITH, 1927: Notes on the life history of two oriental chalcidoid parasites of *Chrysomphalus*. - Univ.Calif.Publ.Entom. 4, 63-73.
- , 1932: The control of citrophilus mealybug *Pseudococcus gahani* by Australian parasites. - Hilgardia 6, 585-618.
- COUSIN, G., 1932: Etude expérimentale de la diapause chez les insectes. - Bull.Biol.Suppl. 15, 237ff.
- , 1933: Etude biologique d'un chalcidien: *Mormoniella vitripennis* Waik. - Bull.Biol.France et Belgique 67, 371-400.
- CRANDELL, H., 1939: The biology of *Pachycrepoideus dubius* Ashmead (Hymenoptera), a pteromalid parasite of *Pipophila casei* Linnée (Diptera). - Ann.Ent.Soc.Amer. 32, 632-654.
- CREVECOEUR, A., 1946: Note sur la biologie de *Bruchophagus gibbus* Boh. (Hym., Chalcidoidea). - Bull. Ann. Soc. Ent. Belgique 32, 273-280.
- , 1951a: Torymide nouveau pour la faune belge. - Bull. Ann. Soc. Ent. Belgique 87, 145.
- , 1951b: Note sur la biologie d'*Eurytoma* (*Bruchophagus*) *ononis* Mayr. - Bull. Ann. Soc. Ent. Belgique 87, 148-150.
- CROSBY, C., 1909: On certain seed-infesting chalcis-flies. - Cornell Univ.Agr.Exp.State Dep.Ent.Bull. 265, 368.
- , 1913: A revision of the North American species of *Megastigmus* Dalm. - Ann.Ent.Soc.Amer. 6, 155-170.
- CUMAKOVA, B.M., 1959: Faktoren, welche die Wirksamkeit des Parasiten *Aphytis proclia* (Walk.) der San-José-Schildlaus bedingen (übersetzt). - IZdat.Akad.Nauk Ukrainsk.SSR, Kiev 174-181.
- CUMAKOVA, B.M. et GORDJUNOVA, Z.S., 1963: Die Regulierung des Geschlechts der Nachkommen bei einigen Apheliniden, Parasiten der Coccidae (übersetzt). - Sbornik 5. sovešč. Vses. ent. obsš. Moskva-Leningrad, 128-129.
- CUSHMAN, R.A. 1916: *Syntomaspis druparum*, the apple-seed-chalcid. - Journ.Agric.Res. 7, 487-501.
- DAVATCHI, A., 1956: Sur quelques insectes nuisibles au pistachier en Iran. - Rev.Path.Veg. 35, 17-26.
- DE BACH, P., 1939: *Microterys titiani* Gir., an egg-predator of *Lecanium corni* Bouche. - Journ.Econ.Ent. 32, 728-729.

- DE BACH, P., 1944: Environmental contamination by an insect parasite and the effect on host selection. - *Ann. Ent. Soc. Amer.* 37, 70-74.
- DE BACH et al., 1964: Biological control of insect pests and weeds. - Chapman and Hall Ltd., London, 1-844.
- , 1974: Biological control by natural enemies. - Cambridge Univ. Press, London 1-323.
- DE BACH, P., T.W. FISCHER et J. LANDI, 1955: Some effect of meteorological factors on all stages of *Aphytis lingnanensis*, a parasite of the California red scale. - *Ecology* 36, 743-753.
- DE BACH, P. et J. LANDI, 1961: The introduced purple scale parasite, *Aphytis lepidosaphes* Compere, and a method of integrating chemical with biological control. - *Hilgardia* 31, 459-497.
- DE BACH, P. et H.S. SMITH, 1941: The effect of host density on the rate of reproduction of entomophagous parasites. - *Journ. Econ. Ent.* 34, 741-745.
- DE BACH, P. et R.A. SUNDBY, 1963: Competitive displacement between ecological homologues. - *Hilgardia* 34, 105-166.
- DELANOUE, P. et Y. ARAMBOURG, 1965: Contribution a l'étude en laboratoire d'*Eupelmus urozonus* Dalm. (Hym. Chalcidoidea, Eupeimidae). - *Ann. Soc. Ent. France (NS)* 1, 817-842.
- , 1967: Contribution à l'étude en laboratoire de *Pnigalio mediterraneus* (Hym. Chalcidoidea, Eulophidae). - *Ann. Soc. Ent. France (NS)* 3, 909-927.
- DELUCCHI, V., 1954: *Pullus impexus* (Muls.) (Coleoptera, Coccinellidae), a predator of *Adelges piceae* (Ratz.) (Hemiptera, Adelgidae), with notes on its parasites. - *Bull. Ent. Res.* 45, 243-278.
- , 1957: Les parasites de la mouche des olives. - *Entomoph.* 2, 107-118.
- , 1958: *Lithocolletis messaniella* Zell. (Lep. Gracilaridae): Analysis of some mortality factors with particular reference to its parasite complex. - *Entomoph.* 3, 203-270.
- DELUCCHI, V., H. PSCHORN-WALCHER et H. ZWÖLFER, 1957: *Cnemodon*-Arten (Syrphidae) als Räuber von *Dreyfusia picea* Ratz. (Adelgidae). - *Zschr. Ang. Entom.* 41, 246-259.
- DINTHER, J.B.M., 1950: Morphologie en biologie van de Schildluis *Chionaspis salicis* L. - *Tijdschr. Plantenziekten* 56, 173-252.
- DOMENICHINI, G., 1955: Variabilità dei caratteri e nuova diagnosi di un Tisanide (Hym. Chalcidoidea) con la descrizione di una nuova specie. - *Boll. Zool. Agrar. Bachia* 21, 3-20.
- , 1957: Descrizione di Imenotteri Chalcidoidea parassiti ed iperparassiti di *Lixus iridis* Oliv. (Coleoptera Curculionidae) e di un dittero cloropide suo sinoico. - *Boll. Istit. Ent. Univ. Bologna* 22, 99-118.
- , 1966: Index of entomophagous insects. Hym. Eulophidae, Palearctic Tetrastichinae. - *Le François Paris*.
- DONER, M.H., 1936: Hymenopterous parasites of *Coleophora pruniella* Cl., and parasites recorded from other species of *Coleophora*. - *Ann. Entom. Soc. Amer.* 39, 224-244.
- DOUTT, R.L., 1947: Polyembryonie in *Copidosoma koehleri* Blanchard. - *Amer. Naturalist, Lancaster (Pa)* 81, 435-453.
- , 1957: Biology of *Solenotus begini* (Ashmead). - *Journ. Econ. Entom.* 50, 373-374.
- , 1959a: The biology of parasitic Hymenoptera. - *Ann. Rev. Entom.* 4, 161-182.
- , 1959b: Distribution of eggs by *Microbracon* (i. e. *Bracon hebetor*) (Hym., Brac.). - *Ecology* 40, 302-303.
- , 1963: Pathologies caused by insect parasites. - Steinhaus, *Insect Pathology* Vol. II, 393-422, New York.
- , 1964: Biological characteristics of entomophagous adults. - DeBach, *Biological Control of Insect Pests and Weeds*, 145-167, Chapman and Hall, London.
- DOUTT, R.L. et R.A. SMITH, 1950: Males and intersexes in a normally thelytokous insect, *Tropidophryne malvillei* Compere (Hym. Encyrtidae). - *Canad. Entom.* 82, 165-170.
- DOWDEN, P.B., 1935: *Brachymeria intermedia* (Nees) a primary parasite, and *B. compsiluræ* (Cwfd.) a secondary parasite of the gipsy moth. - *Journ. Agric. Res.* 50, 495-523.
- DRYAR, H.G., 1894: A classification of lepidopterous larvae. - *Trans. N. Y. Akad. Sc.* 8, 194pp.
- EADY, R.D., 1959: A revision of the nomenclature in the european *Torymidae* (Hym., Chalcidoidea) with special reference to the Walker types. - *Entom. Month. Mag.* 94, 257-271.
- EBERLE, G., 1939: Das goldene C (*Plusia C-aureum*) und sein Vernichter. - *Natur u. Volk, Senckenb. Naturf. Ges.* 69, 115-124.

- EDWARDS, R. L., 1954a: The effect of diet in egg maturation and resorption in *Mormoniella vitripennis* (Hym., Pteromalidae). - *Quart. Journ. Microsc. Science* 95, 459-468.
- , 1954b: The host finding and oviposition behaviour of *Mormoniella vitripennis* (Walker) (Hym., Pterom.), a parasite of muscoid flies. - *Behav.* 7, 88-112.
- EHRENHARDT, H., 1940: Untersuchungen über den Einfluß der Zehrwespe *Aphelinus mali* auf Massenwechsel der Blutlaus. - *Arb. Phys. Angew. Entom.*, Berlin 7, 1-41.
- EICHHORN, O. et P. GRAF, 1974: Über einige Nutzholzborkenkäfer und ihre Feinde. - *Anzeig. Schädlingskd.*, Pflanzen- u. Umweltschutz 47, 129-135.
- EL-SHAZLY, N. Z., 1972: Der Einfluß von Ernährung und Alter des Muttertieres auf die hämocytaire Abwehrreaktion von *Neomyzus circumflexus* (Buck.). - *Entomoph.* 17, 203-209.
- , 1972: Der Einfluß äußerer Faktoren auf die hämocytaire Abwehrreaktion von *Neomyzus circumflexus* (Buck.) (Homoptera: Aphididae). - *Zschr. Angew. Entom.* 70, 414-436.
- EMSCHERMANN, F., 1969: Zur Morphologie, Biologie und Ökologie von *Chrysocharis seiuncta* Delucchi (Hymenoptera, Chalcidoidea, Eulophidae, Entedontinae), einem Larvenparasiten der Sattelmücke *Haplodiplosis equestris* Wagner (Diptera, Cecidomyiidae). - *Zschr. Angew. Entom.* 63, 132-155, 237-262.
- ERDÖS, J., 1956: Gezogene und gesammelte neue Zehrwespen aus Ungarn. - *Acta Agr. Acad. Sci. Hung.* 6, 375-392.
- , 1957a: Series encyrtidarum novarum hungaricarum. - *Acta Zool. Acad. Sci. Hung.* 3, 5-87.
- , 1957b: Eulophidae novae gallicae (Hym.) - *Bull. Soc. Entom. France* 62, 279-287.
- , 1957c: Beobachtungen über die Insektenzönose des Schilfes. - *Ber. 8. Wandervers. Deutsch. Entomol.*, München Nr. 11. 171-177.
- ERMIN, R., 1950: Untersuchungen zur Honigtau- und Tannenhonigfrage in der Türkei. - *Rev. Fac. Sci. Univ. Istanbul* 15, 185-191.
- EVELEENS, K. G. et H. H. EVENHUIS, 1968: Investigations on the interaction between the apple leaf miner *Stigmella malella* and its parasite *Cirrospilus vittatus* in the Netherlands. - *Neth. Journ. Plant Path.* 74, 140-145.
- EVENHUIS, H. H., 1958: Een oecologisch onderzoek over de applebloedluis *Eriosoma lanigerum* (Hausm.), en haar parasiet *Aphelinus mali* (Hald.) in Nederland. - *Tijdsr. Plantenziekten* 64, 1-103.
- , 1959: Effect van insecticiden op de bloedluisparasiet *Aphelinus mali*. - *Meded. Dir. Tuinb.* 22, 306-311.
- , 1962: Betrachtungen über den Einfluß der Blutlauszehrwespe *Aphelinus mali* (Hald.) auf den Massenwechsel ihres Wirtes, der Apfelblutlaus *Eriosoma lanigerum* (Hausm.), in den Niederlanden. - *Zschr. Angew. Entom.* 49, 402-407.
- EVENHUIS, H. H. et W. NIKOLOVA et H. J. VLUG, 1971: Ein Vergleich zwischen *Achrysocharella chlorogaster* und *Cirrospilus vittatus* (Hymenoptera, Eulophidae) als Parasiten des Apfelblattminierers *Stigmella malella* (Lepidoptera, Stigmellidae) in den Niederlanden. - *Zschr. Angew. Entom.* 68, 32-40.
- FANKHÄNEL, H., 1962: Zur Lebensweise, Massenaufzucht und Einsatzmöglichkeit von *Erdoesina alboannulata* (Ratz.) gegen Kiefernschädlinge. - *Ber. 9. Wandervers. Deutsch. Entomol.* 45, 195-211.
- FARWICK, S., 1947: Zur Kenntnis der Hyperparasiten von *Pieris brassicae* L. - *Inaugural-Diss. Bonn.*
- FAURE, J. C., 1923: Nouvelles observations biologiques sur un *Pachyneuron* sp., parasite des pupes de *Syrphus balteatus* de G. - *Rev. Pathol. Vég. Entom. Agr.* 10, 4pp.
- , 1926: Contribution à l'étude d'un complexe biologique; la Pieride du chou (*Pieris brassicae* L.) et ses parasites hyménoptères. - *Lyon* 221pp.
- FÈRON, M., R. BÉNARD et S. POITOUT, 1961: La mouche de l'olive, *Dacus oleae* Gmel. et ses parasites en Corse en 1959 et 1960. - *Entomoph.* 6, 173-183.
- FERRIÈRE, CH., 1917: *Tetrastichus asparagi* Crawford., parasite du Criocère de l'asperge. - *Soc. Helv. Sc. Nat.* 99, 276-277.
- , 1926: La phorésie chez les insectes. - *Mitt. Schweiz. Entom. Ges.* 13, 489-496.
- , 1927: Chalcidiens parasites de la cochenille du pin (*Leucospis pini* Hart.). - *Rev. Suisse Zool.* 34, 55-67.
- , 1935: Two chalcidoid egg-parasites of *Diprion sertifer* Geoffr. - *Bull. Ent. Res.* 26, 571-573.
- , 1947: Les espèces ou races biologiques de *Trichogramma* (Hym. Chalc.). - *Verhandl. Schweiz. Naturf. Ges.* 127, 92-93.
- , 1949: Notes sur quelques Encyrtides de la Suisse (Hym. Chalc.). *Mitt. Schweiz. Entom. Ges. Bern* 22, 369-384.

- FERRIERE, CH., 1950: Notes sur les Eurytoma (Hym. Chalc.) I. Les types de Thomson et de Mayr. - Mitt.Schweiz. Entom.Ges. 23, 377-410.
- , 1952a: Parasites de Lyonetia clerkeella en Valais (Hym. Chalc.), Mitt.Schweiz.Entom.Ges. 25, 29-40.
- , 1952b: Les chalcidiens des Lagunes de Venise. - Boll.Soc.Venez.Storia Nat.Venezia 6, 159-178.
- , 1955: Les parasites de la cochenille des roseaux dans le midi de la France (Hym. Chalcid., Encyrtidae). - Bull.Soc.Entom. France 60, 8-15.
- , 1956: Encyrtides parasites de cochenilles (Coccidae) sur graminées. - Boll.Lab.Zool.Gen.Agr.Portici 33, 350-364.
- , 1962: La taxonomie des insectes entomophages. - Intern.Kongr.Entom. Wien 1960, 290-292.
- , 1965: Hymenoptera, Aphelinidae d'Europe et du Bassin Méditerranéen. - Masson et Cie Editeurs, Paris.
- , 1968: Notes sur quelques chalcidiens nouveaux ou peu connus. Bull.Soc.Entom.Suisse 40, 240-248.
- FERRIERE, CH. et J.C. FAURE, 1924: Sur Trichogramma evanescens Westw. parasite des oeufs de Pieris brassicae L. - Rev.Pathol.Vég.Entom.Agr. France 11, 104-118.
- , 1925: Contribution à l'étude des chalcidiens parasites de l'Apanteles glomeratus L. - Ann.Epiphyt. 11, 226-228.
- FERRIERE, CH. et P. GEIER, 1956: Observations sur l'occurrence de l'atrophie alaire chez Trichogramma cacaoeciae March. (Hym. Chalc.). - Mitt.Schweiz.Entom.Ges. 29, 397-403.
- FERRIERE, CH. et G.J. KERRICH, 1958: Handbooks for the identification of british insects. VIII, 2 Hymenoptera, Chalc., Royal Ent.Soc., London.
- FERRIERE, CH. et J. VOEGELE, 1961: Les Ooencyrtus parasites des oeufs des punaises des céréales au maroc. - Cahiers Rech.Agron. 14, 27-36.
- FISKE, W.F., 1910: Superparasitism: An important factor in the natural control of insects. - Journ.Econ.Entom. 3, 88-97.
- FLANDERS, S.E., 1924: A new parasite of the codling moth. - Journ.Econ.Entom. 17, 602.
- , 1934: The secretion of the colleterial glands in the parasitic chalcids. - Journ.Econ.Entom. 27, 861-862.
- , 1935: Host influence on the prolificacy and size of Trichogramma. - Pan-Pacific Entom. 11, 175-177.
- , 1938a: A biological phenomenon affecting the establishment of Aphelinidae as parasites. - Ann.Entom.Soc. Amer. 29, 251-255.
- , 1938b: Remarkable phenomenon of reproduction in the parasitic hymenoptera. - Journ.Econ.Entom. 29, 468.
- , 1937a: Habitat selection by Trichogramma. - Ann.Entom.Soc.Amer. 30, 208-210.
- , 1937b: Starvation of developing parasites as an explanation of immunity. - Journ.Econ.Entom. 30, 970.
- , 1937c: Ovipositional instincts and developmental sex differences in the genus Coccophagus. - Calif. Univ. Publ.Entom. 6, 401-422.
- , 1938: Cocoon formation in endoparasitic chalcidoids. - Entom.Soc.Amer. Ann. 31, 167-180.
- , 1939a: Environmental control of sex in hymenopterous insects. - Ann.Entom.Soc.Amer. 32, 11-26.
- , 1939b: A black scale parasite with promising qualities. - Journ.Econ.Entom. 32, 152.
- , 1939c: The propagation and introduction of Coccophagus heteropneusticus Comp., a parasite of lecaniine scale insects. - Journ.Econ.Entom. 32, 888-890.
- , 1940: Environmental resistance to the establishment of parasitic hymenoptera. - Ann.Entom.Soc.Amer. 33, 245-253.
- , 1942a: The deposition of non-viable eggs by hymenoptera. - Journ.Econ.Entom. 35, 283.
- , 1942b: Sex differentiation in the polyembryonic proclivity of the hymenoptera. - Journ.Econ.Entom. 35, 108.
- , 1942c: Oosorption and ovulation in relation to oviposition in the parasitic hymenoptera. - Ann.Entom.Soc. Amer. 35, 251-266.
- , 1942d: The sex ratio in the hymenoptera: a function of the environment. - Ecology, Lancaster Pa. 23, 120-121.
- , 1942e: The introduction of Physcus vestaceus Masi into California. - Journ.Econ.Entom. 35, 290.
- , 1942f: Metaphycus helvolus, an encyrtid parasite of the black scale. - Journ.Econ.Entom. 35, 690-698.

- FLANDERS, S.E., 1944a: Uniparentalism in the hymenoptera and its relation to polyploidy. - Science 100, 168-169.
- , 1944b: Diapause in the parasitic hymenoptera. - Journ.Econ.Entom. 37, 408-411.
- , 1944c: Olfactory responses of parasitic hymenoptera in relation to their mass production. - Journ.Econ. Entom. 37, 711-712.
- , 1946: Control of sex and sex-limited polymorphism in the hymenoptera. - Quart.Rev.Biol.Baltimore 21, 135-143.
- , 1947: Elements of host discovery exemplified by parasitic hymenoptera. - Ecology 28, 299-309.
- , 1950: Regulation of ovulation and egg disposal in the parasitic hymenoptera. - Canad.Entom. 82, 134-139.
- , 1951a: Mass culture of California red scale and its golden chalcid parasites. - Hilgardia 21, 1-42.
- , 1951b: The role of the ant in the biological control of homopterous insects. - Canad.Entom. 83, 93-98.
- , 1952a: Biological observations on parasites of the black scale. - Ann.Entom.Soc.Amer. 45, 543-549.
- , 1952b: A parasite of elm scale established in California. - Journ.Econ.Entom. 45, 1078-1079.
- , 1953a: Variations in susceptibility of citrus-infesting coccids to parasitization. - Journ.Econ.Entom. 46, 266-269.
- , 1953b: Predatism by the adult hymenopterous parasite and its role in biological control. - Journ.Econ. Entom. 46, 541-544.
- , 1954: Fecundity of entomophagous insects under mass culture, an effect of environmental resistance. - Ecology 35, 245-249.
- , 1956a: The mechanism of sex-ratio regulation in the parasitic hymenoptera. - Insects Sociaux 3, 325-334.
- , 1956b: Hymenopterous parasites of three species of oriental scale insects. - Boll.Labor.Zool.Gen.Agrar. Portici 33, 10-28.
- , 1958: Moranila californica as a usurped parasite of Saissetia oleae. - Journ.Econ.Entom. 51, 247.
- , 1959: Differential host relations of the sexes in parasitic hymenoptera. - Entom.Exp.Appl. 2, 125-142.
- , 1960: The status of San José scale parasitization (including biological notes). - Journ.Econ.Entom. 53, 757-759.
- , 1961: The status of San José scale parasitization. - Journ.Econ.Entom. 53, 757-758.
- , 1962: The parasitic hymenoptera: specialists in population regulation. - Canad.Entom. 94, 1133-1147.
- , 1963: Hyperparasitism, a mutualistic phenomenon. - Canad.Entom. 95, 716-720.
- , 1964a: "Male-producing factor" in the wasp Dahlbominus. - Science 145, 726-727.
- , 1964b: Dual ontogeny of the male Coccophagus gurneyi Comp. (Hym. Aphelinidae) a phenotypic phenomenon. - Nature 204, 944-946.
- , 1965: Competition and cooperation among parasitic hymenoptera related to biological control. - Canad.Entom. 97, 409-422.
- , 1971: Multiple parasitism of armored coccids (Homoptera) by hostregulative aphelinids (Hymenoptera), ectoparasites versus endoparasites. - Canad.Entom. 103, 857-872.
- FLANDERS, S.E., B.R. BARTLETT et T.W. FISHER, 1961: Coccophagus basalis (Hymenoptera: Aphelinidae) its introduction into California with studies of its biology. - Ann.Entom.Soc. 54, 227-236.
- FLANDERS, S.E., J.L. GRESSIT et T.W. FISHER, 1958: Casca chinensis, an internal parasite of California red scale. - Hilgardia 28, 65-91.
- FLANDERS, S.E. et W. QUEDNAU, 1960: Taxonomy of the genus Trichogramma (Hym., Chalc. Trichogrammatidae). - Entomoph. 5, 285-294.
- FÖRSTER, A., 1856: Hymenopterologische Studien II. - Aachen.
- FRANZ, J.M., 1961: Biologische Schädlingsbekämpfung. - In Sorauer: Handb. Pflanzenkrankh. VI, 3. Lief., 2. Aufl., Paul Parey, Berlin u. Hamburg, p. 1-302.
- FRANZ, J.M. et A. KRIEG, 1976: Biologische Schädlingsbekämpfung. - Pareys Studentexte 12, 2. Aufl. Paul Parey, Berlin u. Hamburg, p. 1-222.
- FRIESE, G., 1964: Insekten. - VEB Bibliograph.Inst. Leipzig, p.1-295.
- FÜHRER, E., 1975: Untersuchungen über die Bedeutung der Imaginalernährung für das Vermehrungspotential von Perniphora robusta (Chalc.: Pteromalidae). - Entomoph. 20, 293-299.
- FULTON, B.B., 1933: Notes on Habrocytus cerealellae, parasite of the angoumois grain moth. - Ann.Amer.Soc. Entom. 26, 536-553.

- FUZEAU-BRAESCH, S., 1961: Les déterminismes de la diapause chez les insectes. - Ann. Biolog. 37, 43-69.
- GAHAN, A. B., 1922: A list of phytophagous chalcidoidea with descriptions of two new species. - Proc. Entom. Soc. Washington 24, 33-58.
- , 1933: The serphoid and chalcidoid parasites of the hessian fly. - U.S. Dept. Agr. Miscell. Publ. 174, 148pp.
- GANGRADE, G. A., 1963: The biology and morphology of immature stages of Euderus agromyzae Gangrade (Eulophidae: Hymenoptera). - Ind. Journ. Entom. 24, 265-273.
- GAUSS, R., 1972: Amerikanische Polistes-Arten mit ihrem bislang noch unbekanntem Parasiten nach Deutschland verschleppt (Hym., Vespoidea u. Chalcidoidea). - Zschr. Angew. Entom. 70, 337-339.
- GELMROTH, K., 1972: Aufzucht und Aussetzungsversuche mit dem nordamerikanischen Parasiten Elachertus (Hyssopus) thymus Girault (Hym., Chalcidoidea, Eulophidae) zur biologischen Bekämpfung des Kiefernknospentriebwicklers Rhyacionia buoliana Schiff. (Lep., Tortricidae). - Anzeig. Schädlingskd. u. Pflanzensch. 45, 49-52.
- GERLING, D., 1966: Studies with whitefly parasites of southern California. - Canad. Entom. 98, 707-724; 1316-1329.
- , 1969: Host acceptance and oviposition by Podagrion meridionale Masi. - Entomoph. 14, 329-334.
- GERLING, D. et S. LIMON, 1976: A biological review of the genus Euplectrus (Hym.: Eulophidae) with special emphasis on E. laphygmae as a parasite of Spodoptera littoralis (Lep.: Noctuidae). - Entomoph. 21, 179-187.
- GHESEQUËRE, J., 1950: Redécouverte en France du male de Megastigmus pistaciae Walker. - Bull. Ann. Soc. Entom. Belg. 86, 226.
- GONTARSKI, H., 1939: Zur Biologie der Schlupfwespe Dibrachys cavus (Walk.). - Zschr. Morphol. Ökolog. Tiere 35, 203-220.
- , 1941: Die Schlupfwespe Dibrachys cavus Walk. als Schädling der Wachsmotte Galleria mellonella L. - Forsch. u. Fortsch. 17, 139-140.
- GÖTTSCHE, A. B., 1976: Stimmungsbedingte Gelbpräferenz beim Orientierungsverhalten adulter Megastigmus bipunctatus Swederus (Hym., Chalc., Torymidae). - Zschr. Angew. Entom. 82, 210-215.
- GRADWELL, G. R., 1957: Hosts of three species of Eulophus Geoffrey (Hym., Chalcidoidea), one new to Science and another new to Britain. - Entom. Monthl. Magaz. 93, 140-142.
- , 1958: Eulophus nigribasis Gradwell (Hym., Chalcidoidea), the overwintering form of E. larvarum (L.). - Entom. Monthl. Magaz. 94, 234-235.
- GRAHAM, K. et M. L. PREBBLE, 1953: Studies of the lecanium scale, Eulecanium coryli (L.), and its parasite, Blastothrix sericea (Dalm.), in British Columbia. - Canad. Entom. 85, 153-181.
- GRAHAM-SMITH, G. S., 1919: Further observations on the habits and parasites of common flies. - Parasitology 11, 347.
- GRASSE, P. P., 1936: Sur un double rassemblement de Torymus (Callimome) auratus Fonsc. - Bull. Soc. Entom. France 41, 262-265.
- GREENSHIELDS, F., 1936: Tetraploidy and Hymenoptera. - Nature 138, 330.
- GRISWOLD, G. H., 1925: A study of the oyster-shell scale (Lepidosaphes ulmi) and of one of its parasites Aphelinus mytilaspidis Le Baron. - Cornell Univ. Agr. Exp. Stat. Mem. 93, 1-67.
- , 1926: Notes on some feeding habits of two chalcid parasites. - Ann. Entom. Soc. Amer. 19, 331-334.
- , 1929: On the bionomics of a primary parasite and of two hyperparasites of the geranium aphid. - Ann. Entom. Soc. Amer. 22, 438-458.
- GYÖRFI, J., 1941: Beiträge zur geographischen Verbreitung der Schlupfwespen in Finnland und zur Kenntnis deren Wirte. - Ann. Entom. Fennici 7, 86-91.
- , 1944: Beiträge zur Kenntnis der Wirte von Schlupfwespen. - Zschr. Angew. Entom. 30, 79-103.
- , 1952a: Notizen über das Genus Pachyceras Ratz. (Hymenoptera, Chalcidoidea). - Ann. Hist. Nat. Mus. Nat. Hungar. Ser. N. II, 113-117.
- , 1952b: Die Schlupfwespen und der Unterwuchs des Waldes. - Zschr. Angew. Entom. 33, 32-47.
- , 1956: Nadelholzzapfen- und Nadelholzsamenschädlinge und ihre Parasiten. - Acta Agronomica, Budapest 6, 321-373.
- , 1962: Beiträge zur Kenntnis der Lebensweise der Chalcididenarten in Ungarn. - Zschr. Angew. Entom. 49, 207-223.

- HADERSOLD, O., 1939: Ergebnisse von Parasitenzuchten der Zweigstelle Stade der Biologischen Reichsanstalt für Land- u. Forstwirtschaft. - Arb. Physiol. Angew. Entom. Berlin 6, 1-14, 311-315.
- HANDSCHIN, E., 1934: Die Anziehung von Spanlangia zu ihrem Wirt. - Rev. Suisse Zool. 41, 267-297.
- HANNA, A.D., 1935: The male and the female genitalia and the biology of *Euchalcidia caryobori* Hanna. - Trans. Entom. Soc. London 83, 107-136.
- HARDH, J.E., 1953: On the shrivelheads of spring wheat and their causes in Finland. - Publ. Finnish State Agric. Res. Nr. 140, Helsinki.
- HARTLEY, E.A., 1922: Some bionomics of *Aphelinus semiflavus* (Howard), chalcid parasite of aphids. - Ohio Journ. Science 22, 209-236.
- HASE, A., 1920: Über den Putzvorgang bei der Schlupfwespe *Lariophagus distinguendus* (Först.). - Naturwissensch. Wochenschr. N.F. 81-87.
- , 1924a: Zur Kenntnis wirtschaftlich wichtiger Tierformen. 1. Über den Stech- und Legeakt, sowie über den Wirtswechsel von *Lariophagus distinguendus*. - Naturwissensch. 12, 377-384.
- , 1924b: Die Schlupfwespen als Gifttiere. - Biolog. Zentrabl. 44, 209-243.
- , 1926: Beiträge zur Lebensgeschichte der Schlupfwespe *Trichogramma evanescens* Westw. - Arbeiten Biolog. Reichsanst. Berlin 14, 171-224.
- HASSAN, E., 1920: Untersuchungen über die Bedeutung der Kraut- und Strauchschicht als Nahrungsquelle für Imagines entomophager Hymenopteren. - Zschr. Angew. Entom. 60, 238-265.
- HEDICKE, H., 1919: *Isosoma hordei* Han. als Getreideschädling. - Deutsche Entom. Zschr. 205.
- , 1920: Beiträge zu einer Monographie der paläarktischen Isosominen (Hym., Chalc.). - Arch. Naturgesch. 86, 1-165.
- HEDLIN, A.F., 1956a: Notes on the life history and habits of a chalcid *Bruchophagus caraganae* (Nik.) (Hym.: Chalcididae), infesting seeds of caragana. - Canad. Entom. 88, 622-625.
- , 1956b: Studies on the balsam-fir seed chalcid, *Megastigmus specularis* Walley (Hym. Chalc.). - Canad. Entom. 88, 691-697.
- , 1963: Die Feinde der Borkenkäfer in Schweden. 1. Erzwespen (Chalcidoidea). - Studia Forestalia Suecica 11, 1-176.
- HEERING, H., 1956: Zur Biologie, Ökologie und zum Massenwechsel des Buchenprachtkäfers (*Agrilus viridis* L.). - Zschr. Angew. Entom. 39, 76-114.
- HENDRICKS, D.E., 1967: Effect of wind on dispersal of *Trichogramma semifumatum*. - Journ. Econ. Entom. 60, 1367-1373.
- HENNEGUY, L.F., 1892: Contribution à l'embryogénie des chalcidiens. - Compt. Rend. Acad. Science, Paris 114, 133-136.
- HENRIKSEN, K.L., 1922: Notes upon some aquatic hymenoptera. - Ann. Biol. Lacust. 11, 19-37.
- HEQUIST, K.J., 1957: Über die Gattung *Heydenia* Först. (Hym. Chalc.). - Opusc. Entom. 22, 39-48.
- HEYMONS, R., 1908: Süßwasser-Hymenopteren aus der Umgebung Berlins. - Deutsche Entom. Zschr. 137-150.
- HINCKS, W.D., 1950: Notes on some British Mymaridae (Hym.). - Trans. Soc. Brit. Entom. 10, 167-207.
- , 1960: *Alaptus richardsi* sp. n. in England. - Entomologist 93, 170-172.
- HINTON, H.E., 1953: The initiation, maintenance and rupture of diapause: a new theory. - Entomologist 86, 279-291.
- , 1962: Respiratory systems of insect egg-shells. Science Progr. 50, 96-113.
- HOCHMUT, R. et V. MARTINEK, 1963: Beitrag zur Kenntnis der mitteleuropäischen Arten und Rassen der Gattung *Trichogramma* Westw. (Hymenoptera, Trichogrammatidae). - Zschr. Angew. Entom. 52, 255-274.
- HOFFMEYER, E.B., 1929: Aus Samen gezüchtete Callimomidae (Callimomidenstudien I). - Entom. Meddelelser Copenhagen 16, 323-334.
- , 1931: Notes on some North American Callimomidae (Hym. Chalc.) (Callimomid studies 3). - Entom. Meddelelser Copenhagen 17, 213-218.
- HOLMES, H.B., 1972: Genetic evidence for fewer progeny and a higher percent males when *Nasonia vitripennis* oviposits in previously parasitized hosts. - Entomoph. 17, 79-88.
- HOWARD, L.O., 1891: The biology of the hymenopterous insects of the family chalcididae. - Proc. Nat. Mus. 19, 567-588.

- HOWARD, L. O., 1929: *Aphelinus mali* and its travels. - *Ann. Ent. Soc. Amer.* 22, 341-368.
- HOWARD, L. O. et W. F. FISKE, 1911: The importation into the United States of the parasites of the gipsy moth and the browntail moth. - *U.S. Dep. Agr., Bur. Ent. Bull.* 91, 12pp.
- HUSSEY, N. W., 1952: New records of *Megastigmus* (Hym. Chalcidoidea) in Scotland with a note on the first recorded parasites of *M. spermotrophus* Wachtl. - *Scot. For. Journ.* 8, 53-55.
- , 1954: *Megastigmus* flies attacking conifer seed. - *Forestry Commis. Leaflet* 8, 10pp.
- , 1955: Life-histories of *Megastigmus spermotrophus* Wachtl (Hym., Chalcidoidea) and its principal parasite, with descriptions of the developmental stages. - *Trans. Roy. Entom. Soc. London* 106, 133-151.
- , 1956: The extend of seed-loss in Douglas Fir caused by *Megastigmus*. - *Scot. For. Journ.* 10, 191-197.
- , 1957: *Megastigmus* spp (Hym., Torymidae) associated with seeds of silver fir and cedar. - *Entom. Monthl. Mag.* 93, 252-254.
- , 1960: Two new species of *Mesopolobus* Westwood (Hym., Pteromalidae) with notes on other parasites of *Megastigmus* Dalman (Hym., Torymidae). - *Entom. Monthl. Mag.* 96, 237-239.
- , 1962: Notes on the *Megastigmus* spp (Hym., Torymidae) associated with seeds of *Larix* spp. - *Entom. Monthl. Mag.* 98, 39-41.
- HUSSEY, N. W. et J. KLINGLER, 1954: Variation in *Megastigmus pinus* Parfitt (Hym., Chalcidoidea, Torymidae). - *Entomol. Monthl. Mag.* 90, 198-201.
- IMMS, A. D., 1916: Observations of the insect parasites of some Coccidae. - *Quart. Journ. Microsc. Sci.* 61, 217-274, London.
- , 1919: Observations of the insect parasite of some Coccidae, II. On chalcid parasites of *Lecanium capreae*. - *Quart. Journ. Microsc. Sci.* 63, 293-374, London.
- , 1937: Recent advances in Entomology II. London.
- IPERTI, G., 1964: Les parasites des coccinelles aphidiphages dans les Alpes-Maritimes et les Basses-Alpes. - *Entomoph.* 9, 153-180.
- IYATOMI, K., 1956: Effect of superparasitism on reproduction of *Trichogramma japonicum* Ashmead. - 10th Intern. Congr. Entom. Montreal 4, 897-900.
- JACKSON, D. J., 1928: The biology of *Dinocampus (Perilitus) rutilus* Nees, a braconid parasite of *Sitona linerta* L. Part I. - *Proc. Zool. Soc. London* 597-630.
- , 1956: Notes on hymenopterous parasitoids bred from eggs of *Dytiscidae*. - *Journ. Soc. Brit. Entom.* 5, 144-149.
- , 1958: Observations on the biology of *Caraphractus cinctus* Walker (Hymenoptera: Mymaridae), a parasitoid of the eggs of *Dytiscidae* I. - *Trans. Roy. Entom. Soc. London* 110, 533-554.
- , 1960: Observations on three gynandromorphs of *Caraphractus cinctus* Walker (Hym., Mymaridae), and notes on antennal variations in this species. - *Entomol. Monthl. Magaz.* 95, 198-203.
- , 1961a: Observations on the biology of *Caraphractus cinctus* Walker (Hymenoptera: Mymaridae), a parasitoid of the eggs of *Dytiscidae* (Coleoptera). - *Parasitology* 51, 269-294.
- , 1961b: Diapause in an aquatic Mymarid. - *Nature (London)* 192, 823-824.
- , 1963: Diapause in *Caraphractus cinctus* Walker (Hymenoptera: Mymaridae), a parasitoid of the eggs of *Dytiscidae* (Coleoptera). - *Parasitology* 53, 225-251.
- , 1964: Observations on the life history of *Mestocharis bimacularis* (Dalman) (Hym., Eulophidae) a parasitoid of the eggs of *Dytiscidae*. - *Opuscula Entom.* 29, 81-97.
- , 1966: Observations on the biology of *Caraphractus cinctus* Walker (Hymenoptera: Mymaridae), a parasitoid of the eggs of *Dytiscidae* (Coleoptera). - *Trans. Roy. Entom. Soc. London* 118, 23-49.
- , 1969: Observations on the female reproductive organs and the poison apparatus of *Caraphractus cinctus* Walker (Hymenoptera: Mymaridae). - *Zool. Journ. Linn. Soc.* 48, 59-81.
- JACOBI, E. F., 1939: Über Lebensweise, Auffinden des Wirtes und Regulierung der Individuenzahl von *Mormoniella vitripennis* Walk. - *Arch. Néerland. Zool.* 3, 197-282.
- JANCKE, O., 1932: Die Kirschlütenmotte (*Argyresthia pruniella* L.) und ihr Parasit (*Agenispias atricollis* Dalm. Hym.). - *Gartenbauwissenschaft* 6, 303-386.
- JANSSEN, M., 1958: Über Biologie, Massenwechsel und Bekämpfung von *Adoxophyes orana* F. v. R. - *Beitr. Entomol.* 8, 291-324.
- JOHNSTON, F. A., 1915: *Asparagus-beetle* egg parasite. - *Journ. Agric. Res.* 4, 303-313.

- JOSEPH, K.J., 1957: Le parasitisme de *Phylotrypes caricae* L. (Hym. Chalcid. Callimomidae) et l'influence de la vie parasitaire sur le parasite. - *Compt.Rend.Acad.Sci. Paris* 244, 1269-1272.
- , 1959: The biology of *Phylotrypes caricae* L., parasite of *Blastophaga psenes* L. (Chalc.: parasitic Hym.) - *Proc.Int.Congr.Zool.* 1958, 15, 662-664.
- JUILLET, J.A., 1960: Some factors influencing the flight activity of hymenopterous parasites. - *Canad.Journ.Zool.* 38, 1057-1061.
- KADLUBOWSKI, W., 1960: Zur Frage der Imaginalaktivität des Eiparasiten *Trichogramma embryophagum* Hart. (Chalcidoidea, Hym.). - 11. Intern.Entomologenkongr. Wien, Sekt. 13a.
- KANGAS, E., 1945: Eine neue *Megastigmus*-Art (Hym.Chalc.) als Samenschädling an *Abies sibirica*. - *Ann.Entom.Fennici* 11, 177-184.
- KASHEF, A.H., 1959: *Lariophagus distinguendus* Först. (Hym.Pteromalidae) ectoparasite on *Rhizopertha dominica* Fab. (Col. Bostrychidae). - *Bull.Soc.Entom.Egypte* 43, 165-184.
- KERRICH, G.J., 1967: On the classification of the Anagryne Encyrtidae, with a revision of some of the genera (Hymenoptera: Chalcidoidea). - *Bull.Brit.Mus.(Nat.Hist.)Entom.* 20, 143-250.
- KEVAN, P.G., 1973: Parasitoid wasps as flower visitors in the Canadian High Arctic. - *Anz.Schädlingskd., Pflanzen- u. Umweltschutz* 46, 3-7.
- KHASIMUDDIN, S. et P. DEBACH, 1976a: Biosystematic status of three allopatric populations of *Aphytis maculicornis* (Hym.: Aphelinidae). - *Entomoph.* 21, 81-92.
- , 1976b: Biosystematic and evolutionary statuses of two sympatric populations of *Aphytis mytilaspidis* (Hym.: Aphelinidae). - *Entomoph.* 21, 113-122.
- KING, P.E., 1961: A possible method of sex ratio determination in the parasitic hymenopteran *Nasonia vitripennis*. - *Nature* 189, 330-331.
- , 1962a: Structure of the micropyle in eggs of *Nasonia vitripennis*. - *Nature* 195, 829-830.
- , 1962b: The muscular structure of the ovipositor and its mode of function in *Nasonia vitripennis* (Walker) (Hymenoptera; Pteromalidae). - *Proc.Roy.Entom.Soc. London (A)* 37, 121-128.
- , 1962c: The structure and action of the spermatheca in *Nasonia vitripennis* (Walker) (Hymenoptera: Pteromalidae). - *Proc.Roy.Entom.Soc. London (A)* 37, 73-75.
- , 1963: The rate of egg resorption in *Nasonia vitripennis* (Walker) (Hymenoptera: Pteromalidae) deprived of hosts. - *Proc.Roy.Entom.Soc. London (A)* 38, 98-100.
- KING, P.E. et C.R. HOPKINS, 1963: Length of life of the sexes in *Nasonia vitripennis* (Walker) (Hymenoptera: Pteromalidae) under conditions of starvation. - *Journ.Exp.Biol.* 40, 751-761.
- KIRKLAND, R.C. et A. PARAMONOV, 1962: Egg parasites (Eulophidae) of larch sawflies in Great Britain. - *Entomol. Monthly Magaz. London* 98, 3.
- KLAPPERICH, J., 1968: Entomologisch und wirtschaftlich bedeutsame Schadinsekten in der jordanischen Landwirtschaft. - *Anz.Schädlingskd.u.Pflanzensch.* 41, 164-168.
- KLINK, G., 1961: Über die endogene und exogene Abhängigkeit der Parasitierungs- und Flugaktivität einiger *Trichogramma*-Arten. - *Zschr. Angew. Zool.* 48, 475-492.
- , 1963: Antagonistische Wirkungen verschiedener Lichtstrahlen auf den Eiparasiten *Trichogramma* und ihre Abhängigkeit von lichtschtützenden Pigmenten. - *Zschr.Vergl.Physiol.* 46, 439-448.
- , 1964: Flügelgröße und Flugaktivität von *Trichogramma* (Hym.Chalcid.). *Zschr.Angew.Entom.* 53, 449-454.
- KLOMP, H. et B.J. TEERINK, 1962: Host selection and number of eggs per oviposition in the egg-parasite *Trichogramma embryophagum* Htg. *Nature* 195, 1020-1021.
- KOSZTARAB, M., 1959: Biological notes on the scale insects of Hungary. - *Ann.Entom.Soc.America* 52, 401-420.
- KRAUSSE, A., 1917: *Wolffiella ruforum* M. nov. gen. nov. spec., ein neuer Chalcidier aus den Eiern von *Lophyrus rufus*. - *Z. Forst- u. Jagdwesen Berlin* 49, 26-35.
- KRYGER, J.P., 1950: The european Mymaridae comprising the genera known up to c. 1930. - *Entom.Meddel.* 26, 1-96.
- KURIR, A., 1944: *Anastatus disparis* Ruschka, Eiparasit des *Lymantria dispar* L. - *Zschr.Ang.Entom.* 30, 551-586.
- , 1975: Zur Kenntnis von *Megastigmus aculeatus* Swed. (Hym.Chalc., Torymidae), eines Samenzerstörers bei der Hundsrose (*Rosa canina*). - *Zschr.Angew.Entom.* 78, 415-423.

- KUTTER, H., 1937: Weitere Untersuchungen über *Kakothrips robustus* Uzel und *Contarinia pisi* Winn., sowie deren Parasiten, insbesondere *Pirene graminea* Hal. - Mitt.Schweiz.Entom.Ges. 16, 1-62 (1934).
- LADLAW, W.B.R., 1931: Megastigmus in Scotland with an addition to the Scottish list. - Scott. Forestry Journ. 45.
- LAING, J., 1937: Host finding by insect parasites. I. - Journ.Anim.Ecol. 6, 298-317.
- , 1938: Host-finding by insect parasites. II. - Journ.Exp.Biol. 15, 281-302.
- LANGE, R., 1960: Beziehungen zwischen Entomophagen und ihrer Beute als Grundlage der biologischen Schädlingskontrolle. - Ergebn.Biol. 23, 116-143.
- LAPORTE, M.L., 1948: Hôtes nouveaux d'*Aspidiotiphagus citrinus* How., parasite de cochenilles en Algérie. - Rev. Pathol.Vég.Entom.Agr. 27, 35-37.
- , 1949: Les parasites de *Chrysomphalus ficus* Ashm. en Algérie. - Rev.Pathol.Vég.Entom.Agr. 28, 150-158.
- LAWSON, F.A., 1954: Observations on the biology of *Comperia merceti* (Compere) (Hymenoptera: Encyrtidae). - Journ.Kansas Entom.Soc. 27, 128-142.
- LEES, A.D., 1955: The physiology of diapause in arthropods. - Cambridge Monogr.Exp.Biol. 4, 151pp.
- LEIBY, R.W., 1922: The polembryonic development of *Copidosoma gelechia* with notes on its biology. - Journ. Morphol. 37, 195-230.
- , 1930: Polyembryonie in insects. - 4.Int.Congr.Entom.Ithaca 1928, Proceedings 1.
- LEMARIE, J., 1959: Erster Beitrag zur Kenntnis der Parasiten von *Exoteleia dodecella* L. (Hym., Chalc., Prototr., Bethyloidea). - Beitr.Entom., Berlin 9, 805-809.
- LESNE, P., 1896: Moers du *Limosina sacra* Meig. (Musc.Borborinae). Phénomènes de transport mutuel chez les animaux articulés. - Bull.Soc.Entom. France, 162-165.
- , 1919: Un chalcidide nuisible à l'amandier dans la région syrienne. - Ann.Epiphyties 6, 14pp.
- LESSMANN, D., 1961/62: Zur Kenntnis einiger Zapfen- und Samenschädlinge der Libanonzedler (*Cedrus libani*) in der Türkei. - Zschr.Angew.Entom. 49, 363-371.
- , 1974: Ein Beitrag zur Verbreitung und Lebensweise von *Megastigmus spermotrophus* Wachtl und *M. bipunctatus* Swederus (Hymenoptera, Chalcidoidea). - Zschr.Angew.Entom. 75, 1-42.
- LICHTENSTEIN, J.L., 1921a: Sur la biologie d'un chalcidien. - Compt.Rend.Acad.Sci. Paris 173, 733-735.
- , 1921b: Le déterminisme de la ponte chez un chalcidien *Habrocytus cionica* J.L.Licht. - Compt.Rend. Acad.Sci. Paris 173, 1416-1417.
- LLOYD, D.C., 1939: A study of some factors governing the choice of hosts and distribution of progeny by the chalcid *Ooencyrtus kuvanae* How. - Roy.Soc. London, Phil.Trans.Ser.B. 229, 275-322.
- , 1956: Studies of parasite behaviour. I. *Mastrus carpocapsae* Cushman (Hymenoptera: Ichneumonidae). - Canad.Entom. 88, 80-89.
- , 1958: Studies of parasite oviposition behaviour. II. *Leptomastix dactylopii* Howard (Hymenoptera, Encyrtidae). - Canad.Entom. 90, 450-461.
- , 1966: Some aspects of egg resorption in *Leptomastix dactylopii* How. (Hymenoptera, Encyrtidae). - Entomophaga 11, 365-381.
- LUBBOCK, J., 1863: On two aquatic Hymenoptera, one of which uses its wings in swimming. - Trans.Linn.Soc. London 24, 135-142.
- LUND, H., 1938: Studies on longevity and productivity in *Trichogramma evanescens*. - Journ.Agric.Res. 56, 421-439.
- LYNGNES, R., 1956: A useful Chalcidid, *Trigonoderus tristis* Walk. - Zschr.Angew.Entom. 39, 368-375.
- , 1959: Beitrag zur Biologie des Anobienparasiten *Trigonoderus tristis* Walk. (Hym.Chal.). - Zschr.Angew. Entom. 44, 221-225.
- , 1960: Shape and function of the ovipositor in the three hymenopterous species: *Ephialtes extensor* Thom. (Ichneumonidae), *Spathius exarator* L. (Braconidae), and *Plutothrix coelius* Walk. (Chalcididae). - Norsk Entom.Tidsskr. 11, 122-134.
- MAILLET, P.I., 1960: Sur le parasitisme d'oeufs de la cicadelle verte (*Cicadella viridis* L.) par un hyménoptère Mymaridae: *Anagrus atomus* (L.) forme *incarnatus* Hal. - Rev.Pathol.Végét.Entom.Agric. France 39, 197-203.
- MALO, F., 1961: Phoresy in *Xenufens* (Hym.: Trichogrammatidae), a parasite of *Caligo eurilochus* (Lep.: Nymphalidae). - Journ.Econ.Entom. 54, 465-466.

- MANJUNATH, T.M., 1972: Biological studies on *Trichogrammatoidea armigera* Nagaraja, new dimorphic egg parasite of *Heliothis armigera* (Hübner) in India. - *Entomophaga* 17, 131-147.
- MAPLE, J.D., 1937: The biology of *Ooencyrtus johnsoni* (Howard), and the role of the egg shell in the respiration of certain encyrtid larvae (Hym.). - *Ann.Entom.Soc.Amer.* 30, 123-154.
- MARCHAL, P., 1905: Observations biologiques sur un parasite de la galéruque de l'orme, le *Tetrastichus xanthomelaenae* (Rond.) (Hymén.). - *Bull.Soc.Entom. France* 21, 64-68.
- , 1909: Observations biologiques sur *Archenomus bicolor* How. (Hym.) parasite des *Aspidiotus*. - *Bull.Soc. Entom. France* 25, 144-145.
- , 1936: Recherches sur la biologie et le développement des Hyménoptères parasites. Les *Trichogrammes*. - *Ann.Epiphyt.Phytogén. N.S.* 2, 447-550.
- MARCOVITSCH, S., 1914: A species of *Megastigmus* reared from larch seeds. - *Canad.Entom.* 46, 435-442.
- MARSH, F.L., 1936: Egg placing by *Dibrachys boucheanus* Ratz. - *Canad.Entom.* 68, 215-216.
- MARTIN, F., 1914: Zur Entwicklungsgeschichte des polyembryonalen Chalcidiers *Ageniaspis* (*Encyrtus*) *fuscicollis*. - *Zschr.Wiss.Zool.* 110, 419-479.
- MARTNEK, I.V., 1963: (Beitrag zur Kenntnis der Eischmarotzer einiger Forstinsektschädlinge und Möglichkeiten ihrer Laborzucht.) - *Práce výzkumných ústavů lesnických ČSSR* 26, 7-48.
- MASLENNIKOVA, V.A., 1959: (On the problem of the overwintering and diapause of *Trichogrammatids* (*Trichogramma evanescens* Westw.)). - *Vestn.Leningr. Univ.* 14, 91-96, (Ser.Biol.).
- MATHESON, R. et C.R. CROSBY, 1912: Aquatic Hymenoptera in America. - *Ann.Entom.Soc.Amer.* 5, 65-71.
- MATHYS, G. et E. GUIGNARD, 1965: Etude de l'efficacité de *Prospaltella perniciosi* Tow. en Suisse parasite du pou de San-José. - *Entomophaga* 10, 193-220.
- MATVEERA, M.I., 1959: (Die Bedeutung der Zusatzernährung für verschiedene Gruppen der Schlupfwespen). - 4. S'ezd Vsesojuzu Entom.Obsč. Tezisy. Dokl. II, 162-164, Moskau-Leningrad.
- MAYER, K., 1959: Die Krankheiten und Parasiten der Ahoerneule (*Acrionicta aceris* L.). - *Anzeig.Schädlingkd.* 32, 18-21.
- , 1960: Verhaltensstudien bei Eiparasiten der Gattung *Trichogramma* (Hym.Chalc.). - *Mittell.Biol.Bundesanst. Berlin-Dahlem* 100, 3-10.
- MAYER, K. et F.W. QUEDNAU, 1959: Verhaltensänderungen bei Eiparasiten der Gattung *Trichogramma* unter dem Einfluß des Wirtes. *Zschr.Parasitenkd.* 19, 35-41.
- MAYR, G., 1903: Hymenopterologische Miscellen II. Einiges über Pteromalinen. - *Verhandl.Zool.Bot.Ges. Wien* 53, 387-403.
- MCCALLAN, E., 1940: Hymenopterous parasites of willow insects. - *Bull.Entom.Res.* 31, 35-44.
- MCCONNELL, W.R., 1918: *Eupelminus saltator* Lindm. as a parasite of the Hessian Fly. - *Journ.Econ.Entom.* 11, 168-175.
- MCNEIL, J.N. et R.L. RABB, 1973: Physical and physiological factors in diapause initiation of two hyperparasites of the tobacco hornworm, *Manduca sexta*. - *Journ.Ins.Physiol.* 19, 2107-2118.
- MUJIN, K., 1959: Competitive relations between *Dahlbominus fuscipennis* Zett. and *Habrocytus* sp. as parasites of *Diprion pini* L. - *Plant Prot. Beograd* 51, 39-45.
- MILLIRON, H.E., 1949: Taxonomic and biological investigations in the genus *Megastigmus*. With particular reference to the taxonomy of nearctic species (Hym.Chalcidoidea, Callimomidae). - *Amer.Midl.Nat.* 41, 257-420.
- MOERICKE, V., 1951: Eine Farbfalle zur Kontrolle des Fluges von Blattläusen, insbesondere der Pfirsichblattläus, *Myzodes persicae* (Sulz.). - *Nachrichtenbl.Deutsch.Pflanzensch.dienstes (Braunschweig)* 3, 23-24.
- MONASTERO, S., 1958/59: Il piu dannoso insetto del Pistacchio *Megastigmus pistaciae* Walker 1874. - *Boll.Istit. Entom.Agraria, Palermo* 3, 107-138.
- MORAVSKAYA, A.S., 1975: (The influence of adult nutrition on fecundity and length of adult life in *Anastatus disparis* (Hymenoptera, Eupelmidae), an egg-parasite of the gypsy moth.) - *Zoologicheskii Zhurnal* 152, 1809-1814. *R.a.E. A* 63, 311.
- MORRIS, K.R.S., 1938: *Eupelmella vesicularis* Ratz. (Chalcididae) as a predator of another chalcid, *Microplectron fuscipennis* Zett. - *Parasitology* 30, 20-32.

- MORRIS, K. R. S., E. CAMERON et W. F. JEPSON, 1937: The insect parasites of the spruce sawfly (*Diprion polytomum* Htg.) in Europe. - Bull. Entom. Res. 28, 341-393, London.
- MOURSI, A. A., 1946a: The effect of temperature on the sex-ratio of parasitic hymenoptera. Bull. Soc. Roy. Entom. Egypte 30, 21-37.
- , 1946b: The effect of temperature on development and reproduction of *Mormoniella vitripennis* Walk. (Hym. Chalc. Pterom.). - Bull. Soc. Roy. Entom. Egypte 30, 39-61.
- MUESEBECK, C. F. W., 1931: *Monodontomerus aereus* Walker, both a primary and a secondary parasite of the brown-tail moth and the gipsy moth. - Journ. Agric. Res. 43, 445-460.
- MUESEBECK, C. F. W. et S. M. DOHANIAN, 1927: A study in hyperparasitism, with particular reference to the parasites of *Apanteles melanoscelus* (Ratzeburg). - Bull. U.S. Dept. Agric. 1487, 1-35.
- MÜLLER, H. J., 1968: Bedeutung und Aufgaben der Systematik in der modernen Biologie. - Sitzungsber. Deutsch. Akad. Wissensch. Berlin 2, 1-20.
- NAGEL, W. P. et D. PIMENTEL, 1963: Some ecological attributes of a pteromalid parasite and its housefly host. - Canad. Entom. 95, 208-213.
- NARAYANAN et CHACKO, 1957: Superparasitism in *Trichogramma evanescens* Rll., an egg parasite of sugarcane and maize borers in India. - Proc. Ind. Acad. Sci. B 45, 122-128.
- NEUFFER, G., 1966: Zur Parasitenfauna von *Quadraspidiotus perniciosus* Comst. (Hom., Diaspidinae) unter besonderer Berücksichtigung der importierten *Prospaltella perniciosi* Tower (Hym., Aphelinidae). - Entomophaga 11, 383-393.
- NEWCOMER, E. J., 1940: Natural dispersion of *Aphelinus mali* Hald. - Journ. Econ. Entom. 33, 811.
- NIETZKE, G., 1940: Die Parasiten der Zwiebelminterfliege (*Diizomyza cepae* Her.). Zschr. Angew. Entom. 27, 71-83.
- NIKLAS, O. F., 1956: Die Erzwespe *Tetracampe diprioni* Ferrière als Eiparasit der Kiefernblattwespe *Neodiprion sertifer* Geoffr. - Beitr. Entom. 6, 320-332.
- NIKOL'SKAYA, M. N., 1934: List of chalcid flies (Hymenoptera) recorded in USSR. - Bull. Entom. Res. 25, 129-143.
- , 1952: (Two new species of seed-eaters of the family Eurytomidae (Hym. Chalc.)). - Entom. Obozr. 32, 304-306.
- , 1963: (The chalcid fauna of the U.S.S.R. (Chalcidoidea)). - Moskva - Leningrad 1-593, 1952. Israel Progr. Scientif. Transl. Jerusalem.
- NOBLE, N. S., 1932: Studies of *Habrocytus cerealellae* (Ashmead), a Pteromalid parasite of the angoumois grain moth, *Sitotroga cerealella* (Olivier). - Univ. Calif. Public. Entomol. 5, 311-354.
- , 1940: *Trichilogaster acaciae-longifoliae* Froggat (Hym., Chalc.), a wasp causing galling of the flower buds of *Acacia longifolia* Wiled, *A. floribunda* Sieber and *A. sophorae* R. Br. - Trans. Roy. Entom. Soc. London 90, 13-38.
- NUNBERG, M., 1947: Contribution to the knowledge of the genus *Megastigmus* Dalm. (Hymenoptera, Chalcididae) in Poland. - Fragm. Faun. Mus. Zool. Polonici 5, 25-27. Warszawa.
- OLTON, G. S. et E. F. LEGNER, 1974: Biology of *Tachinaephagus zealandicus* (Hymenoptera: Encyrtidae), parasitoid of synanthropic diptera. - Canad. Entom. 106, 785-800.
- OTTEN, E., 1940: Gezogene Chalcididen und ihre Wirte. - Arbeit. Morphol. Taxon. Entom. Berlin-Dahlem 7, 177-202.
- , 1941: Gezogene Chalcididen und ihre Wirte II. - Arbeit. Morphol. Taxon. Entom. Berlin-Dahlem 8, 255-266.
- , 1942a, b: Beiträge zur Kenntnis der Diprion-Parasiten. 2. Chalcididen als Diprion-Parasiten. - Arbeit. Physiol. Angew. Entom. 9, 108-126; 158-169.
- PARENT, B., 1973: Note on *Aphytis proclia* and *Anabrolepis Mayri* (Hymenoptera: Chalcidoidea), parasites of the Oystershell scale, *Lepidosaphes ulmi* (Homoptera: Coccidae). - Canad. Entom. 105, 175.
- PARKER, H. L., 1932: Notes on a collecting spot in France and a chalcid larva (*Stilbula cynipiformis* Rossi) Hym. Eucharidae. - Entom. News 43, 1-6.
- , 1937: The oviposition habits of *Stilbula cynipiformis* Rossi (Hymenoptera, Eucharidae). - Entom. Soc. Washingt. Proc. 39, 1-3.
- PARKER, H. L. et H. D. SMITH, 1933: *Eulophus viridulus* Thoms., a parasite of *Pyrausta nubilalis* Hübn. - Ann. Entom. Soc. Amer. 26, 21-39.

- PARKER, H. L. et W. R. THOMSON, 1928: Contribution à la biologie des chalcidiens entomophages. - Ann.Soc.Entom. France 97, 425-465.
- PATTERSON, J. T., 1921: The development of Paracopidosomopsis. - Journ.Morphol. 36, 1-69.
- PECK, O., 1963: A catalogue of the Nearctic Chalcidoidea (Insecta: Hymenoptera). - Canad.Entom.Suppl. 30, 1-1092.
- PECK, O., Z. BOUČEK et A. HOFFER, 1964: Keys to the Chalcidoidea of Czechoslovakia. - Mem.Entom.Soc. Canada 34, 1-120.
- PEMBERTON, C. E. et H. F. WILLARD, 1918: A contribution to the biology of fruit-fly parasites in Hawaii. - Journ. Agric.Res. 15, 419-466.
- PETERSEN, G., 1961: Hämocytäre Abwehrreaktionen des Wirtes gegen endoparasitische Insekten und ihre Bedeutung für die biologische Bekämpfung. - Ber. 9. Wanderversammig. Deutsch. Entomol. (Berlin 1961), Tagungsber. 45, 179-194.
- PHILLIPS, W. J., 1920: Studies on the life history and habits of the jointworm flies of the genus Harmolita (Isosoma), with recommendations for control. - Unit. States Dep. Agric. Bull. 808.
- , 1927: Eurytoma parva (Girault) Phillips and its biology as a parasite of the wheat jointworm, Harmolita tritici (Fitch). - Journ. Agric. Res. 34, 743-758.
- PHILLIPS, W. J. et F. W. BOOS, 1927: Two hymenopterous parasites of American jointworms. - Journ. Agric. Res. 34, 473-488.
- PICARD, F., 1922a: Note préliminaire sur l'atrophie de l'oeil chez le male d'un hyménoptère chalcidien (Melittobia acasta Walk.). - Bull. Soc. Zool. France 47, 404-414.
- , 1922b: Note sur la biologie de Melittobia acasta Walk. (Hym. Chalcididae). - Bull. Soc. Entom. France 301-304.
- , 1923: Recherches biologiques et anatomiques sur Melittobia acasta Walk. (Hym. Chalcidoidea). - Bull. Biolog. France Belgique 57, 469-508.
- , 1928: Le parasitisme et l'hyperparasitisme chez le Torymus nigricornis Boh. - Bull. Soc. Entom. France 6, 109-111.
- PIEL, P. O. et P. COVILLARD, 1933: Contribution à l'étude du Monema flavescens et de ses parasites. - Notes Entom. Chin. 1, 1-44.
- PIERCE, W. D., 1910: On some phases of parasitism displaced by insect enemies of weevils. - Journ. Econ. Entom. 3, 451-458.
- PLAUT, H. N. et F. MANSOUR, 1973: Studies on the behaviour, dispersal, and damage potential of the almond wasp Eurytoma amygdali. - Entomol. Experiment. Applic. 16, 415-421.
- POSTNER, M., 1973: Beiträge zur Kenntnis der Tannennadel-Gallmücke, Agevillae abietis Hubault (Cecidomyiidae, Diptera). II. Regulationsfaktoren, insbesondere Parasiten. - Zschr. Angew. Entom. 73, 263-294.
- PROPER, A. B., 1931: Eupteromalus nidulans a parasite of the Brown-Tail and Satin Moths. - Journ. Agric. Res. 43, 37-56.
- PSCHORN-WALCHER, H., 1957: Probleme der Wirtswahl parasitischer Insekten. - 8. Wandervers. Deutsch. Entomol. München 79-85.
- PSCHORN-WALCHER, H. et O. EICHHORN, 1971: Untersuchungen über die Eiparasiten (Hym.: Chalcidoidea) der rotgelben Kiefern-Buschhornblattwespe Neodiprion sertifer Geoff. (Hym.: Diprionidae). - Anz. Schädlingsskd. Pflanzensch. 44, 97-103.
- , 1973: Studies on the biology and ecology of the egg parasites (Hym.: Chalcidoidea) of the pine sawfly Neodiprion sertifer (Geoffr.) (Hym.: Diprionidae) in Central Europe. - Zschr. Angew. Entom. 74, 286-318.
- PUZANOVA-MÁLYSHEVA, E. W., 1936: Syntomaspis eurytomae n. sp., ein Chalcide mit gemischter Ernährung im Larvenstadium. - Zschr. Angew. Entom. 22, 631-642.
- QUEDNAU, W., 1955: Über einige neue Trichogramma-Wirte und ihre Stellung im Wirt-Parasit-Verhältnis. Ein Beitrag zur Analyse des Parasitismus bei Schlupfwespen. - Nachr. Blatt Deutsch. Pflanz. schutzd., Braunschweig 7, 145-148.
- , 1956a: Der vollständige Parasitismus bei Trichogramma als biologisches Phänomen (Hymenoptera, Chalcididae). Zschr. Paras. kd. 17, 360-364.

- QUEDNAU, W., 1956b: Die biologischen Kriterien zur Unterscheidung von Trichogramma-Arten. - Zschr. Pflanzenkrankh. 63, 333-344.
- , 1957a: Über den Einfluß von Temperatur und Luftfeuchtigkeit auf den Eiparasiten Trichogramma cacoeciae Marchal. (Eine biometrische Studie). - Mitt. Biol. Bundesanst. Land-u. Forstwirtschaft. Berlin-Dahlem 90, 1-63.
- , 1957b: Der Wert des physiologischen Experiments für die Artsystematik von Trichogramma (Hym. Chalcidoidea). - Ber. Hundertjahrfeier Deutsch. Entom. Gesellsch. Berlin 1956, 87-92.
- , 1958: Über einige Orientierungsweisen des Eiparasiten Trichogramma (Hym. Chalcidoidea) auf Grund von Licht- und Schwereereizen. - Anzeig. Schädlingskd. 31, 83-85.
- , 1960: Über die Identität der Trichogramma-Arten und einiger ihrer Ökotypen (Hymenoptera, Chalcidoidea, Trichogrammatidae). - Mitt. Biol. Bundesanst. Land-u. Forstwirtschaft. Berlin-Dahlem 100, 11-50.
- , 1967a: Notes on mating behaviour and oviposition of Chrysocharis laricinellae (Hymenoptera: Eulophidae), a parasite of the larch casebearer (Coleophora laricella). - Canad. Entom. 99, 326-331.
- , 1967b: Ecological observations on Chrysocharis laricinellae (Hymenoptera: Eulophidae), a parasite of the larch casebearer (Coleophora laricella). - Canad. Entom. 99, 631-641.
- , 1969: Laboratory propagation of the parasite Chrysocharis laricinellae (Hymenoptera: Eulophidae) and notes on interaction with its host, Coleophora laricella. - Canad. Entom. 101, 100-106.
- RABAUD, E., 1917: Sur les hyménoptères parasites des oothèques d'Orthoptères. - Bull. Soc. Entom. France 173.
- RATZBURG, J. T. C., 1848: Die Ichneumoniden der Forstinsekten in forstlicher und entomologischer Beziehung, ein Anhang zur Abbildung und Beschreibung der Forstinsekten. - 2, 144-210, Berlin.
- RICE, P. L., 1937: A study of the insect enemies of the San José scale (Aspidiotus perniciosus Comstock) with special reference to Prospaltella perniciosi Tower. - Ohio State Univ. Abstr. Doctor's Diss. 24, 267-278.
- RIGGERT, E., 1939: Untersuchungen über die Rübenblattwespe Athalia colibri Christ. - Zschr. Angew. Entom. 26, 462-516.
- RIMSKI-KORSAKOW, M., 1917: Observations biologiques sur les hyménoptères aquatiques. - Rev. Russe Entomol. 16, 209-225, 1916. Rev. Appl. Entom. A 5, 555.
- , 1921: (Parasites of insects injurious to piscicultures). - Bull. 2nd All. Russ. Entom. Phytopath. Conf. Petrograd 7, 6-8, 1920. Rev. Appl. Entom. A 9, 555.
- , 1923: Phytophage Schlupfwespen als Getreidefeinde in Russland. - Suppl. Entomol. 9, 16-22.
- , 1933: Methoden zur Untersuchung von Wasserrhymenopteren. - Handbuch Biol. Arbeitsmeth. Abderhalden 9, 227-258.
- ROBERTS, R. A., 1933: Biology of Brachymeria Fonscolombi (Dufour), a hymenopterous parasite of blowfly larvae. - U. S. Dept. Agr. Tech. Bull. 365, 22pp.
- ROBINSON, D. M., 1961a: The parasites of the psyllidae. - 2. Parapsyllaephagus adulticolus gen. et sp. nov., the first hymenopterous parasite of an adult psyllid (Homoptera). - Ann. Mag. Nat. Hist. Ser. 13, 4, 117-121.
- , 1961b: The parasites of the psyllidae. - 3. Some notes on the biology and host relationship of Parapsyllaephagus adulticolus Robinson (Hymenoptera). - Ann. Mag. Nat. Hist. 4, 155-159.
- ROMANYK, N. et A. RUPEREZ, 1960: Principales parasitos observados en los defoliadores de España con atención particular de la Lymantria dispar L. - Entomoph. 5, 229-236.
- ROOMI, M. W., Z. I. KHAN et S. A. KHAN, 1972: Pteromalus schwenkei (Hymenoptera, Pteromalidae) a new species as a primary parasite of the bean-weevil, Bruchus chinensis L., from Pakistan. - Zschr. Angew. Entom. 72, 395-400.
- ROQUES, A., 1976: Observations sur la biologie et le comportement cleptoparasite d'Eurytoma wachtli (Chalc.: Eurytomidae), parasite de Pissodes validirostris (Col.: Curculionidae) dans les cones de pin sylvestre à Fontainebleau. - Entomoph. 21, 289-295.
- ROSEN, D. 1962: An annotated test of hymenopterous parasites of citrus scales in Israel. - Entomoph. 7, 349-357.
- , 1965: The hymenopterous parasites of citrus armored scales in Israel (Hymenoptera: Chalcidoidea). - Ann. Entom. Soc. Amer. 58, 388-396.
- ROSEN, H. v., 1955: Die Identität zweier für die Landwirtschaft wichtiger Erzwespen (Hym., Chalcidoidea) und Bemerkungen zu ihrer Lebensweise. - Entomol. Tidskrift 76, 88-91.

- ROSEN, H. v., 1956a: Über die Variabilität der Erzwespen und die sich daraus ergebenden Rückschlüsse für den Systematiker. - *Zschr. Angew. Entom.* 39, 376-379.
- , 1956b: Untersuchungen über drei auf Getreide vorkommende Erzwespen und über die Bedeutung, die zwei von ihnen als Vertilger von Wiesenzirpenetern haben. - *Ann. Königl. Landwirtsch. Hochsch. Schwedens* 23, 1-72.
- , 1960: Zur Kenntnis des Pteromaliden-Genus *Mesopolobus* Westwood 1833 (Hym., Chalc.) VI. - *Opusc. Entom.* 25, 16-29.
- , 1961: Zur Kenntnis des Pteromaliden-Genus *Mesopolobus* Westwood 1833 (Hym., Chalc.) VII. - *Entom. Tidskr.* 82, 1-48.
- RÖSSLER, Y. et P. DE BACH, 1972: The biosystematic relations between a thelytokous and an arrhenotokous form of *Aphytis mytilaspidis* (LeBaron) (Hymenoptera: Aphelinidae). 1. The reproductive relations. - *Entomoph.* 17, 391-423.
- ROTH, L. M. et E. R. WILLIS, 1954: The biology of the cockroach egg parasite, *Tetrastichus hagenowii*. - *Trans. Amer. Entom. Soc.* 80, 53-72.
- ROTHSCHILD, G. H. L., 1966: Notes on two hymenopterous egg parasites of Delphacidae (Hem.). - *Entomologist's Monthl. Mag. London* 102, 5-9.
- , 1970: Parasites of rice stemborers in Sarawak (Malaysian Borneo). - *Entomoph.* 15, 21-51.
- RUSCHKA, F., 1924: Kleine Beiträge zur Kenntnis der forstlichen Chalcididen und Proctotrupiden von Schweden. - *Entom. Tidskr.* 45, 6-16.
- RUSCHKA, F. et A. THIENEMANN, 1913: Zur Kenntnis der Wasserhymenopteren. - *Zschr. Wissensch. Insektenbiol.* 9, 48-52.; 82-87.
- RYVKIN, B. v., 1957: Die Kiefernblattwespen Weißrußlands und ihre Parasiten. - *Beitr. Entom. Berlin* 7, 457-482.
- , 1959: (The biology and economic importance of *Trichogramma embryophagum* Htg. (Hymenoptera, Trichogrammatidae). - *Entomol. Obozrenije* 33, 382-393.
- SALT, G., 1934a, b: Experimental studies in insect parasitism. - I. Introduction and technique. II. Superparasitism. - *Proc. Roy. Soc. B.* 114, 450-454; 455-476.
- , 1935: Experimental studies in insect parasitism. III. Host selection. - *Proc. Roy. Soc. B.* 117, 413-435.
- , 1936: The effect of superparasitism on population of *Trichogramma evanescens* Westw. IV. - *Journ. Exp. Biol. Cambridge* 13, 363-375.
- , 1937a: Experimental studies in insect parasitism. V. The sense used by *Trichogramma* to distinguish between parasitized and unparasitized hosts. - *Proc. Roy. Soc. B* 122, 57-75.
- , 1937b: The egg-parasite of *Sialis lutaria*: a study of the influence of the host upon a dimorphic parasite. - *Parasitol.* 29, 539-553.
- , 1938a: Further notes on *Trichogramma semblidis*. - *Parasitol.* 30, 511-522.
- , 1938b: Experimental studies in insect parasitism. VI. Host suitability. - *Bull. Entom. Res.* 29, 223-246.
- , 1940: Experimental studies in insect parasitism. VII. The effect of different hosts on the parasite *Trichogramma evanescens* Westw. (Hym. Chalcidoidea). - *Proc. Roy. Entom. Soc. London A.* 15, 81-95.
- , 1941: The effect of hosts upon their insect parasites. - *Biol. Rev.* 16, 239-264.
- , 1956: Experimental studies in insect parasitism. IX. The reactions of a stick insect to an alien parasite. - *Proc. Roy. Soc. London B.* 146, 93-103.
- , 1961: Competition among insect parasitoids. - *Symposia Soc. Exp. Biol. Cambridge* 15, 96-119.
- , 1963: The defence reactions of insects to metazoan parasites. - *Parasitol.* 53, 527-642.
- SAUNDERS, D. S., 1962a: Laboratory studies on the biology of *Syntomosphyrum albiclavus* Kerrich (Hym., Eulophidae), a parasite of tsetse flies. - *Bull. Entom. Res.* 52, 413-429.
- , 1962b: The effect of the age of female *Nasonia vitripennis* (Walker) (Hymenoptera, Pteromalidae) upon the incidence of larval diapause. - *Journ. Insect Physiol.* 8, 309-318.
- , 1965: Larval diapause of maternal origin induction of diapause in *Nasonia vitripennis* Walk. - *Journ. Exp. Biol.* 42, 495-503.
- , 1966: Larval diapause of maternal origin. III. The effect of host shortage on *Nasonia vitripennis*, - *Journ. Insect Physiol.* 12, 899-903.

- SAUNDERS, D.S., 1975: Evidence for "dawn" and "dusk" oscillators in the *Nasonia* photoperiodic clock. - *Journ. Insect Physiol.* 20, 77-88, 1974. *Rev. Appl. Entom.* A 63, 198.
- SCHANDER, R. et O. KAUFMANN, 1925: Einführung des Blattlausparasiten *Aphelinus mali* (Hald.) nach Deutschland. - *Zschr. Angew. Entom.* 11, 386-394.
- SCHEFER-IMMEL, V., 1957: Eine neue *Megastigmus*-Art, *Megastigmus zwölferi* nov. spec. (Hymenoptera, Chalcidoidea) als Samenstörer von *Pinus strobus*. - *Zschr. Angew. Entom.* 41, 52-57.
- SCHMITSCHKEK, E., 1931: Der achtzählige Lärchenborkenkäfer *Ips cembrae* Heer. - *Zschr. Angew. Entom.* 17, 253-344.
- , 1940: Die Massenvermehrung des *Ips sexdentatus* Börner im Gebiete der orientalischen Fichte. - *Zschr. Angew. Entom.* 27, 84-113.
- SCHMIDT, G., 1970: Die deutschen Namen der wichtigsten Arthropoden. - *Mitteil. Biol. Bundesanst. Heft* 137.
- SCHMIEDER, R.G., 1933: The polymorphic forms of *Melittobia chalybii* Ashmead and the determining factors involved in their production (Hymenoptera: Chalcidoidea, Eulophidae). - *Biol. Bull. Woods Hole* 65, 338-354.
- SCHMIEDER, R.G. et P.W. WHITING, 1947: Reproductive Economy in the chalcidoid wasp *Melittobia*. - *Genetics* 32, 29-37.
- SCHMUTTERER, H., 1952: Zur Lebensweise der Nadelholz-Diaspidinen (Homoptera, Coccoidea, Diaspididae, Diaspidinae) und ihrer Parasiten in den Nadelwäldern Frankens. - *Zschr. Angew. Entom.* 33, 111-136.
- SCHNEIDER, F., 1941: Eientwicklung und Eiresorption in den Ovarien des Puppenparasiten *Brachymeria euploae* Wert. (Chalcidoidea). - *Zschr. Angew. Entom.* 28, 211-228.
- , 1950: Die Abwehrreaktion des Insektenblutes und ihre Beeinflussung durch die Parasiten. - *Vierteljahrschr. Naturf. Ges. Zürich* 95, 22-44.
- SCHNEIDERMANN, H.A. et I. HORWITZ, 1958: The induction and termination of facultative diapause in the chalcid wasp *Mormoniella vitripennis* (Walker) and *Tritneptis klugii* (Ratzeburg). - *Journ. Exp. Biol.* 35, 520-551.
- SCHOBER, H., 1959: Biologische und ökologische Untersuchungen an Grasmonokulturen. *Zschr. Angew. Zoolog.* 46, 401-455.
- SCHÖNWIESE, F., 1935: Beobachtungen und Versuche anlässlich einer Übervermehrung von *Lophyrus sertifer* Geoffr. (*rufus* Panz.) in Südkärnten in den Jahren 1931/1932. - *Zschr. Angew. Entom.* 21, 463-500.
- SCHREINER, J., 1908: *Eurytoma* sp., ein neuer Feind der Schwarzen Zwetsche und der Reineclaude. - *Zschr. Wiss. Ins. biol.* 4, 26.
- SCHÜTTE, F., 1962: Aktuelle Fragen des *Trichogramma*-Einsatzes. - *Zschr. Angew. Entom.* 50, 131-137.
- SCHÜTTE, F. et J.M. FRANZ, 1961: Untersuchungen zur Apfelwicklerbekämpfung (*Carpocapsa pomonella* (L.)) mit Hilfe von *Trichogramma embryophagum* Hartig. - *Entomoph.* 6, 237-247.
- SCHWENKE, W., 1953: Über ungewöhnliche Verlängerung der Entwicklungszeit endoparasitischer Hymenopteren und Dipteren und ihre Bedeutung für die biologische Bekämpfung. - *Trans. I. Int. Conf. Ins. Path. Biol. Contr. Praha*, 487-490.
- SCOTT, H., 1919: Swarming of the chalcidoid *Pteromalus deplanatus* Nees in buildings. - *Entomologist's Monthl. Mag. London* 55, 13-16.
- , 1922: Note on some hymenopterous parasites and other enemies of *Tortrix viridana* Linn., with further records of chalcidoidea swarming in buildings. - *Entomologist's Monthl. Mag.* 59, 56-61.
- SEITNER, M., 1916: Über Nadelholzsaamen zerstörende Chalcididen. - *Zentralblatt f. d. ges. Forstwesen, Wien* 42.
- , 1923: Beobachtungen und Erfahrungen aus dem Auftreten des achtzähligen Fichtenborkenkäfers *Ips typographus* L. in Oberösterreich und Steiermark in den Jahren 1921 bis einschl. 1923. - *Zentralbl. f. d. ges. Forstwesen Wien* 49, 2-11.
- SIERPINSKI, Z., 1963: (*Copidosoma geniculatum* (Dalm.) (Hymenoptera, Chalcidoidea) - parasite of *Exoteleia dodecella* L. (Lepidoptera, Gelechiidae)). - *Polskie Pismi Entom.* B 73-78.
- SILVESTRI, F., 1906: Sviluppo dell' *Ageniaspis fuscicollis* (Dalm.) Thomson. - *Rend. R. Acad. Lincei, classe sci. fi. mat. nat.* 15, 650-657.
- , 1908: Contribuzioni alla conoscenza biologica degli Imenotteri parassiti. II-IV Sviluppo dell' *Ageniaspis fuscicollis*, dell' *Encyrtus aphidivorus*, dell' *Oophthora semblidis*. - *Boll. Lab. Zool. Gen. Agr. Scuola Sup. Agric. Portici* 3, 22-84.

- SILVESTRI, F., 1919: Contribuzioni alla conoscenza degli insetti dannosi e dei loro simbrionti. V. La cocciniglia del Nocciuolo (*Eulecanium coryli* L.). - Boll. Lab. Zool. Gen. Agr. R. Scuola Agric. Portici 13, 127-192.
- , 1920: Contribuzione alla conoscenza dei parassiti delle ova del grilletto canterino (*Oecanthus pellucens* Scop., Orth., Achetidae). - Boll. Lab. Zool. Gen. Agr. R. Scuola Sup. Agric. Portici 14, 219-250.
- , 1937: Insect polyembryonie and its general biological aspects. - Bull. Mus. Compar. Zool. Harvard Coll. 81, 469-498.
- SILVESTRI, F. et G. MARTELLI, 1903: La cocciniglia del Fico (*Ceroplastes rusci* L.). - Boll. Lab. Zool. Gen. Agr. R. Scuola Sup. Agric. Portici 2, 297ff.
- SIMMONDS, F.J., 1943: The occurrence of superparasitism in *Nemeritis canescens* Grav. - Rev. Can. Biol. 2, 15-58.
- , 1947: Some factors influencing diapause. - Canad. Entom. 79, 226-232.
- , 1948: The influencing of maternal physiology on the incidence of diapause. - Phil. Trans. Roy. Soc. London B 233, 385-414.
- , 1952: Parasites of the frit-fly, *Oscinella frit* (L.), in eastern North America. - Bull. Entom. Res. 43, 503-542.
- , 1953a: Inter-relationship of the parasites of the frit-fly, *Oscinella frit* (L.), in eastern North America. - Bull. Entom. Res. 44, 387-393.
- , 1953b: Observations on the biology and mass-breeding of *Spalangia drosophilae* Ashm. (Hymenoptera, Spalangidae) a parasite of the frit-fly *Oscinella frit* (L.). - Bull. Entom. Res. 44, 773-778.
- , 1955: Host-finding and selection by *Spalangia drosophilae* Ashm. - Bull. Entom. Res. 45, 527-537.
- , 1957: Superparasitism by *Spalangia drosophilae* Ashm. - Bull. Entom. Res. 47, 361-376.
- SKRZYPCZNSKA, M., 1973: Zwei Parasitenarten (Hym., Chalc., Eupelmidae und Pteromalidae) von *Megastigmus pictus* (Fürst.) (Hym., Chalc. Torymidae) in Lärchensamen. - Anz. Schädl. Kunde, Pflanzen-u. Umweltschutz 46, 60-61.
- , 1975: *Eurytoma boučeki* n. sp. (Hymenoptera, Eurytomidae), its stages of development, biology and economic importance. - Zschr. Angew. Entom. 79, 204-213.
- SMITH, G. J. C. et D. PIMENTEL, 1969: The effect of two host species on the longevity and fertility of *Nasonia vitripennis*. - Ann. Entom. Soc. Amer. 62, 305-308.
- SMITH, H. S., 1917: The habit of leaf-oviposition among the parasitic hymenoptera. - Science, Lancaster 44, 92b-926, 1916; Psyche 24, 63-68.
- SMITH, H. S. et H. COMPERE, 1928: A preliminary report on the insect parasites of the black scale, *Saissetia olea* (Bern.) - Calif. Univ. Publ. Entom. 4, 231-334.
- SMITH, J. M., 1957: Effects of the food plant of California red scale, *Aonidiella aurantii* (Mask.) on reproduction of its hymenopterous parasites. - Canad. Entom. 89, 219-230.
- SMITH, L. M., 1930: A hymenopterous egg parasite of three crickets. - Calif. Univ. Publ. Entom. 5, 165-172.
- SPEICHER, B. R., 1936: Are hymenoptera tetraploid? - Nature 138, 78.
- , 1937: Oogenesis in a thelytokous wasp, *Nemeritis canescens* (Grav.) - Journ. Morphol. 61, 453-472.
- SPEICHER, K. G. et B. R. SPEICHER, 1938: Diploids from unfertilized eggs in *Habrobracon*. - Biol. Bull. 74, 247-252.
- SPENCER, H., 1926: Biology of the parasites and hyperparasites of aphids. - Ann. Entom. Soc. Amer. 19, 119-153.
- SPRENGEL, L., 1928: Untersuchungen über den Blutlausparasiten *Aphelinus mali* Hald. - Anzeig. Schädlingskd. 4, 151-160.
- STEFFAN, J., 1955: Note sur *Monodontomerus strobili* Mayr. - Plant Prot. 27, 40-42.
- , 1955: Note sur la biologie d'*Harmolita romana* (Walk.) (Hym., Eurytomidae). - Bull. Soc. Entom. France 61, 34-35.
- , 1958: Comportement de *Lasiochalcidia igliensis* (Ms.) et de l'espèce nouvelle *L. pugnatrix* (Hym. Chalc.). Parasites de fourmillions. - Bull. Mus. Hist. Nat. Paris 30, 503-512.
- , 1959a: Les espèces françaises du genre *Brachymeria* (Westw.) et commentaires sur leur biologie (Hym. Chalcididae). - Cahiers Naturalistes Paris 15, 35-43.
- , 1959b: Les chalcidiens parasites de fourmillions (I). - Vie et Milieu 10, 303-317.

- STEFFAN, J. 1959c: Comportement de *Lasiochalcidia guineensis* Steff., chalcidide parasite de fourmilions. - Compt. Rend. Acad. Sci. Paris 249, 1932-1933.
- , 1961a: Comportement de l'*Hybothorax graffi* Ratz., chalcidide parasite de fourmilions. - Compt. Rend. Acad. Sci., Paris 252, 460-462.
- , 1961b: Comportement de *Lasiochalcidia igiliensis* Ms., chalcidide parasite de fourmilions. - Compt. Rend. Acad. Sci., Paris 253, 2401-2403.
- STEIN, W., 1961: Die Verteilung des Eiparasiten *Trichogramma embryophagum cacoeciae* (Htg.) in den Baumkronen nach seiner Massenfreilassung zur Bekämpfung des Apfelwicklers. - Zschr. Pflanzenkrankh. 68, 502-508.
- STEIN, W. et J.M. FRANZ, 1960: Die Leistungsfähigkeit von Eiparasiten der Gattung *Trichogramma* (Hym., Trichogrammatidae) nach Aufzucht unter verschiedenen Bedingungen. - Naturwissensch. 47, 262-263.
- STEINER, P., 1937: Beiträge zur Kenntnis der Schädlingsfauna Kleinasiens. III. *Laphygma exigua* Hb., ein Großschädling der Zuckerrüben in Anatolien. - Zschr. Angew. Entom. 23, 177-222.
- STERN, V.M., E.J. SCHLINGER et W.R. BOWEN, 1965: Dispersal studies of *Trichogramma semifumatum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) tagged with radioactive phosphorus. - Ann. Entom. Soc. Amer. 58, 234-240.
- STRONG, F.E., 1962: Laboratory studies of the biology of the alfalfa seed chalcid, *Bruchophagus roddi* Guss. (Hymenoptera: Eurytomidae). - Hilgardia 32, 229-249.
- STÜBEN, M., 1949: Zur Biologie der Chalcidide *Encarsia tricolor*. - Biol. Zentralbl. 68, 413-429.
- SUNDBY, R., 1957: The parasites of *Phyllocnistis labyrinthella* Ejerik. and their relation to the population dynamics of the leaf-miner. - Norsk Entom. Tidsskr. Supp. II, 1-153.
- SWEETMAN, H.L., 1958: The principles of biological control. Chalcidoidea. - W.C. Brown, Comp. Dubuque, Iowa, 140ff.
- SYME, P.D., 1971: The life history and biology of *Hyssopus thymus* (Hymenoptera: Eulophidae), a parasite of the european pine shoot moth (Lepidoptera: Olethreutidae) in Ontario. - Canad. Entom. 103, 1691-1696.
- , 1972: The influence of constant temperatures on the non-diapause development of *Hyssopus thymus*. - Canad. Entom. 104, 113-120.
- SZELENYI, G., 1961: (Die in Leguminosensamen lebenden Eurytoma (Bruchophagus) -Arten Ungarns (Hym. Chalcidoidea). - Ann. Inst. Prot. Plant. Hungarici 8, 131-138.
- SZMIDT, A., 1960a: Beiträge zur Biologie von *Dirhincus alboannulatus* (Ratz.) (Hym. Chalc.) als Grundlage einer Massenzucht für die biologische Bekämpfung. - Entomoph. 5, 155-163.
- , 1960b: Die Wirtswahl von *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) (Hym. Chalcididae) und die Eignung des Wirtes für den Parasiten. - Anz. Schädlingskd. 33, 20-22.
- TALHOUK, A.S. et M. SOEHARDJAN, 1970: Some notes on the bionomics of *Cirrospilus vittatus* (Hym., Chalcidoidea), an important parasite of the apple-leaf miner, *Stigmella malella* (Lep., Stigmellidae). - Entom. Berichten 30, 76-77.
- TAYLOR, T.H.C., 1935: The campaign against *Aspidiotus destructor* Sign. in Fiji. - Bull. Entom. Res. 26, 1-100.
- TELENGA, N.A., 1956: *Trichogramma evanescens* Westw. and *T. pallida* Meyer (Hymenoptera, Trichogrammatidae) and their employment for destroying pest insects in the USSR. - Rev. Entom. URSS 35, 599-610.
- , 1959: Taxonomical and ecological characteristics of species from the genus *Trichogramma* (Hym. Chalc.). - Trans. 1. Int. Conf. Ins. Path. Biol. Contr. (Praha 1958), 335-360.
- THALENHORST, W., 1951: Die Koizidenz als gradologisches Problem. Eine synökologische Studie. - Zschr. Angew. Entom. 32, 1-48.
- THOMAS, J.B. et H. HERDY, 1961: A note on *Eurytoma calicis* Bugbee (Hym., Eurytomidae) occurring in shoots of jack pine (*Pinus banksiana* (Lamb.)). - Canad. Entom. 93, 34-39.
- THOMPSON, W.R., 1915: Contribution à la connaissance de la larve planidium. - Bull. Scient. France et Belgique 48, 319-349.
- THOMPSON, W.R., et H.L. PARKER, 1927a: The problem of host relations with special reference to entomophagous parasites. - Parasitol. 19, 1-34.
- , 1927b: Études sur la biologie des insectes parasites: la vie parasitaire et la notion morphologique de l'adaptation. - Ann. Soc. Entom. France 96, 113-146.

- THOMPSON, W.R. et H.L. PARKER, 1928: Contribution à la biologie des chalcidiens entomophages. - Ann.Soc. Entom. France 97, 425-465.
- THORPE, W.H., 1936: On a new type of respiratory interrelation between an insect (chalcid) parasite and its host (Coccidae). - Parasitol. 28, 517-540.
- TIMBERLAKE, P.H., 1913: Preliminary report on the parasites of *Coccus hesperidum* in California. - Journ.Econ. Entom. 6, 293-303.
- TIWARI, N.K., 1974/75: *Eurytoma nesiotae* Crawford (Hym.:Chalcidoidea) an external parasite of gall midge *Asphondylia sesami* Felt. - Zschr. Angew.Entom. 77, 189-194.
- TRIPP, H.A., 1962: The biology of *Perilampus hyalinus* Say (Hymenoptera: Perilampidae), a primary parasite of *Neodiprion swainei* Midd. (Hymenoptera: Diprionidae) in Quebec, with description of the egg and larval stages. - Canad.Entom. 94, 1250-1270.
- UEMATSU, H., 1972: (Studies on *Marietta carnesi* (Hymenoptera: Aphelinidae) a hyperparasite of diaspine scales (Homoptera: Diaspididae). 1. Host relation). - Jap.Journ.Appl.Entom.Zool. 16, 187-192.
- ULLYETT, G.C., 1936a: Host selection by *Microplectron fuscipennis* Zett. (Chalc., Hym.). - Proc.Roy.Soc.B 120, 253-291.
- , 1936b: The physical ecology of *Microplectron fuscipennis* Zett., (Hymenoptera, Chalcididae). - Bull. Entom.Res. 27, 195-217.
- URBAHNS, T.D., 1920: The clover and alfalfa seed chalcis-fly. - Bull.Unit.States Dep.Agric. 812.
- VANDEL, A., 1935: Relations entre le sex des hyménoptères parasites et la taille de leurs hôtes. - Bull.Soc.Entom. France 40, 136-137.
- VARLEY, G.C., 1937: Descriptions of the eggs and larvae of four species of chalcidoid hymenoptera parasitic on the knapweed gall-fly. - Proc.Roy.Entom.Soc. London B 6, 122-130.
- , 1941: On the search of hosts and the egg distribution of some chalcid parasites of the knapweed gall-fly. - Parasitology 33, 47-66.
- , 1947: The natural control of population balance in the knapweed gall-fly (*Urophora jaceana*). - Journ. Anim.Ecol. 16, 139-187.
- VARLEY, G.C. et C.G. BUTLER, 1933: The acceleration of development of insects by parasitism. - Parasitology 25, 233-268.
- VARLEY, G.C. et R.L. EDWARDS, 1957: The bearing of parasite behaviour on the dynamics of insect host and parasite populations. - Journ.Anim.Ecol. 26, 471-477.
- VASSEUR, R. et C. BENASSY, 1953: Sur la faune parasitaire du Pou de San-José (*Quadraspidiotus perniciosus* Comst.) dans la région lyonnaise et ses relations avec les conditions climatiques. - Ann.Epiphyties 2, 183.
- VASSILIEW, G., 1907: Über neue Fälle von Parthenogenese in der Familie der Chalcididae. - Zschr.Wiss.Insektenbiol. 3, 386-387.
- VELTHUIS, H.H.W., F.M. VELTHUIS-KLUPPEL et G.A.H. BOSSINK, 1965: Some aspects of the biology and population dynamics of *Nasonia vitripennis* (Walker) (Hymenoptera: Pteromalidae). - Entom.Exper.Appl. 8, 205-227.
- VERBEKE, J., 1957: Biology and parasites of *Coleophora frischella* L. (Lep. Coleophoridae). - Bull.Inst.Roy. Sciences Nat. Belgique 33, 1-27.
- VIGGIANI, G., 1962: Contributi alla conoscenza degli insetti e loro simbioti. 1. La *Phytomyza heringiana* Hendel (Dipt.Agromyzidae) nuovo minatore del Melo per l'Italia. - Boll.Labor.Entom.Agr.Portici 20, 31-69.
- , 1963a: Contributi alla conoscenza degli insetti fitofagi minatori e loro simbioti. 2. Studio morfo-biologico del *Colastes braconius* della *Napomyza ionicerella* Hend. (Dipt.Agromyzidae). - Boll.Labor.Entom. Agr. Portici 20, 185-243.
- , 1963b: Contributi alla conoscenza degli insetti fitofagi minatore e loro simbioti. 3. Reperti etologici sulla *Lithocolletis blancardelle* F. in Campania e studio morfo-biologico dei suoi entomoparassiti. - Boll.Labor.Entom.Agr. Portici 21, 1-63.
- , 1963c: Osservazioni sulla morfo-biologia del *Prnigalio mediterraneus* Ferr.et Del. (Hym.Eulophidae). - Entomoph. 8, 191-198.
- , 1964a: La specializzazione entomoparassitica in alcuni Eulofidi (Hym., Chalcidoidea). - Entomoph. 9, 111-118.

- VIGGIANI, G., 1964b: Contributi alla conoscenza degli insetti fitofagi minatori e loro simbrionti. 4. Morfo-biologia del *Pediobius saulius* Walk. (Hym. Eulophidae) e considerazioni sulle altre specie congeneri europee. - *Boll. Labor. Entom. Agr. Portici* 22, 205-244.
- , 1964c: Centri di studi entomologici della Confederazione Elvetica. - *Boll. Labor. Entom. Agr. Portici* 22, 123-130.
- , 1967: Ricerche sugli Hymenoptera Chalcidoidea. 14. Morfo-biologia della *Kratochviliana gemma* Walk. (Hym. Eulophidae). - *Boll. Labor. Entom. Agr. Portici* 25, 229-260.
- , 1975: (Studies on Hymenoptera Chalcidoidea XL. Observations on the morphology and bionomics of *Azotus pulcherrimus* Merc. (Hymenoptera: Aphelinidae).) - *Boll. Labor. Entom. Agr. Portici* 30, 300-311, 1972/73. *Rev. Appl. Entom. A* 63, 1270.
- VIGGIANI, G. et A. MARESCA, 1975: (Studies on Hymenoptera Chalcidoidea XXXIV. Morphological and biological data on *Leptomastidea abnormis* (Grlt.) (Hym. Encyrtidae), an important parasite of *Planococcus citri* (Risso).) - *Boll. Labor. Entom. Agr. Portici* 30, 55-65, 1972/73. *Rev. Appl. Entom. A* 63, 1268.
- VOUKASSOVITCH, P., 1924: Sur la multiplicité des parasites de la pyrale de la vigne (*Oenophthira pilleriana* Schiff.). - *Compt. Rend. Soc. Biol. Paris* 90, 402-405.
- , 1927: La lutte pour la possession de l'hôte chez les larves de chalcidides (ectoparasites solitaires). - *Bull. Biol. France et Belgique* 1, 315-325.
- WALKER, I. et D. PIMENTEL, 1966: Correlation between maternal longevity and incidence of diapause in *Nasonia vitripennis* Walker (Hymenoptera, Pteromalidae). - *Gerontolog.* 12, 89-98.
- WALLACE, G. E., 1942: Observations on the life-history of a new chalcidoid wasp, an internal parasite of antlion larvae. - *Ann. Carn. Mus.* 29, 31-40.
- WALZ, A. J., 1957: Observations on the biologies of some hymenopterous parasites of the cabbage weevil in Northern Idaho. - *Ann. Entom. Soc. Amer.* 50, 219-220.
- WEBER, H., 1949: *Grundriß der Insektenkunde*. - Fischer Jena.
- WEBSTER, F. M., 1905: The joint worm (*Isosoma tritici* Fitch.). - *Circ. No. 66, Unit. Sta. Dep. Agr. Bur. Entom.*
- WELLENSTEIN, G., 1934: Biologische Freilandversuche über die Verwendbarkeit der Eiparasiten *Trichogramma minutum* Ril. und *Trichogramma evanescens* Westw. zur Bekämpfung der Forleule. - *Mitteil. Forstwissenschaftl.* 1, 78-101.
- WESELOH, R. M., 1972: Spatial distribution of the gipsy moth (Lepidoptera: Lymantriidae) and some of its parasitoids within a forest environment. - *Entomoph.* 17, 339-351.
- WHALLEY, P. E. S., 1956: On the identity of species of *Anagrus* (Hym., Mymaridae) bred from leaf hopper eggs. - *Entomolog. Monthl. Mag.* 92, 147-149.
- WHEELER, W. M., 1907: The polymorphism of ants. - *Bull. Amer. Mus. Nat. Hist.* 23, 1-93.
- WIGGLESWORTH, V. B., 1949: Behaviour of a parasitic chalcid of the genus *Comedo* (Eulophidae) during oviposition. - *Proc. Roy. Entom. Soc. London C Journ. Meetings* 14, 24.
- WILBERT, H., 1964: Das Ausleseverhalten von *Aphelinus semiflavus* How. und die Abwehrreaktion seiner Wirte. - *Beitr. Entom.* 14, 159-219.
- , 1965a: Die Auswirkungen der Körpergröße von *Aphelinus semiflavus* Howard (Hym., Aphelinidae) auf einige Organe und ihre Leistungsfähigkeit. - *Zschr. Morph. Ökol. Tiere* 55, 804-834.
- , 1965b: Die Größenvariabilität von *Aphelinus semiflavus* Howard (Hym., Aphelinidae) und ihre Ursachen. - *Zschr. Pflanzenkrankh.* 72, 670-684.
- , 1967: Mechanische und physiologische Abwehrreaktionen einiger Blattlausarten (Aphididae) gegen Schlupfwespen (Hymenoptera). - *Entomoph.* 12, 127-137.
- , 1968: Einige Beziehungen zwischen Blattläusen (Aphididae) und ihren Parasiten. - *Zschr. Angew. Entom.* 61, 396-401.
- , 1969: Die Ursachen der geschlechtlichen Größendifferenzen bei *Aphalinus asychis* Walker (Hym., Aphelinidae). - *Zschr. Parasitenkd.* 32, 220-236.
- WILKES, A., 1959: Effects of high temperature during postembryonic development on the sex ratio of an arrhenotokous insect, *Dahibominus fuliginosus* (Nees) (Hym. Eulophidae). *Canad. Journ. Genet. Cytol.* 1, 102-109.

- WILKES, A., 1965: Sperm transfer and utilization by the arrhenotokous wasp *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) (Hymenoptera: Eulophidae). - *Canad. Entomol.* 97, 647-657.
- , 1966: Sperm utilization following multiple insemination in the wasp *Dahlbominus fuscipennis*. - *Canad. Journ. Genet. Cytol.* 8, 451-461.
- WILKES, A. et P. E. LEE, 1965: The ultrastructure of dimorphic spermatozoa in the hymenopteron *Dahlbominus fuscipennis* (Zett.) (Eulophidae). - *Canad. Journ. Genet. Cytol.* 7, 609-619.
- WILSON, F. et L. T. WOOLCOCK, 1960: Temperature determination of sex in a parthenogenetic parasite, *Ooencyrtus submetallicus* (Howard) (Hym.: Encyrtidae). - *Austral. Journ. Zool.* 8, 153-169.
- WOLFF, M. et O. JENSS, 1941: Zur *Megastigmus*-Frage. - *Zschr. Forst-u. Jagdwesen* 73, 113-136.
- WYLIE, H. G., 1953: Factors that affect host finding by *Nasonia vitripennis* (Walk.) (Hymenoptera: Pteromalidae). - *Canad. Entomol.* 90, 597-608.
- , 1960: Insect parasites of the winter moth *Operophtera brumata* L. (Lep.-Geom.) in Western Europe. - *Entomoph.* 5, 111-129.
- , 1962: An effect of host age on female longevity and fecundity in *Nasonia vitripennis* (Walk.) (Hymenoptera: Pteromalidae). - *Canad. Entom.* 94, 990-993.
- , 1963: Some effects of host age on parasitism by *Nasonia vitripennis* (Walk.) (Hymenoptera: Pteromalidae). - *Canad. Entom.* 95, 881-886.
- , 1964: Effect of host age on rate of development of *Nasonia vitripennis* (Walk.) (Hymenoptera: Pteromalidae). - *Canad. Entom.* 96, 1023-1027.
- , 1965a: Discrimination between parasitized and unparasitized house fly pupae by females of *Nasonia vitripennis* (Walk.) (Hymenoptera: Pteromalidae). - *Canad. Entom.* 97, 279-287.
- , 1965b: Effects of superparasitism on *Nasonia vitripennis* (Walk.) (Hymenoptera: Pteromalidae). - *Canad. Entom.* 97, 326-331.
- , 1965c: Some factors that reduce the reproductive rate of *Nasonia vitripennis* (Walk.) at high adult population densities. - *Canad. Entom.* 97, 970-977.
- , 1966a: Some effects of female parasite size on reproduction of *Nasonia vitripennis* (Walk.) (Hymenoptera: Pteromalidae). - *Canad. Entom.* 98, 195-198.
- , 1966b: Some mechanism that affect the sex ratio of *Nasonia vitripennis* (Walk.) (Hymenoptera: Pteromalidae) reared from superparasitized housefly pupae. - *Canad. Entom.* 98, 645-653.
- , 1967: Some effects of host size on *Nasonia vitripennis* and *Muscidifurax raptor* (Hymenoptera: Pteromalidae). - *Canad. Entom.* 99, 742-748.
- , 1972: Oviposition restraint of *Spalangia cameroni* (Hymenoptera: Pteromalidae) on parasitized housefly pupae. - *Canad. Entom.* 104, 209-214.
- ZACHER, F., 1937: Samenzerstörende Erzwespen. - *Mitt. Vorratsschutz* 13.
- ZINNA, G., 1959: Ricerche sugli insetti entomofagi. 1. Specializzazione entomoparassitica negli Encyrtidae: Studio morfologico, etologico e fisiologico del *Leptomastix dactylopii* Howard. - *Boll. Lab. Entom. Agr. Portici* 18, 1-150.
- , 1960: Esperimenti di lotta biologica contro il cotonello degli agrumi (*Pseudococcus citri* (Risso)) nell' Isola di Procida mediante l'impiego di due parassiti esotici, *Pauridia peregrina* Timb. e *Leptomastix dactylopii* How. - *Boll. Lab. Entom. Agr. Portici* 18, 257-284.
- , 1961: Ricerche sugli insetti entomofagi. 2. Specializzazione entomoparassitica negli Aphelinidae: Studio morfologico, etologico e fisiologico del *Coccophagus bivittatus* Compere, nuovo parassita del *Coccus hesperidum* L. per l'Italia. - *Boll. Lab. Entom. Agr. Portici* 19, 301-359.
- , 1962: Ricerche sugli insetti entomofagi. 3. Specializzazione entomoparassitica negli Aphelinidae: Interdipendenze biocenotiche tra due specie associate. Studio morfologico, etologico e fisiologico del *Coccophagoides similis* (Masi) e *Azotus matritensis* Mercet. - *Boll. Lab. Entom. Agr. Portici* 20, 73-184.
- ZOEBELEIN, G., 1956a, 1956b: Der Honigtau als Nahrung der Insekten. - *Zschr. Angew. Entom.* 38, 369-416; 39, 129-167.
- , 1957: Die Rolle des Waldhonigtaus im Nahrungshaushalt forstlich nützlicher Insekten. *Forstwiss. Centralbl.* 76, 24-34.

- ZWÖLFER, H., 1961: A comparative analysis of the parasite complexes of the european fir budworm, *Choristoneura murinana* (Hüb.), and the North American spruce budworm, *G. fumiferana* (Clem.). - Techn. Bull. No 1, Commonwealth Inst. Biol. Control 1-162.
- , 1962: Die Orientierung entomophager Parasiten als Problem der angewandten Entomologie. - Zschr. Angew. Entom. 50, 93-98.
- , 1967: Wechselseitige Beeinflussung des Entwicklungsablaufes bei entomophagen Parasiten und deren Wirten, erörtert am Beispiel von *Coleophora*-Arten (Lep., Coleophoridae) und *Urophora*-Arten (Dipt., Trypetidae). - Anz. Schädlingsskd. 40, 113-120.
- ZWÖLFER, H. et M. KRAUS, 1957: Biocoenotic studies on the parasites of two fir- and two oak tortricids. - Entomoph. 2, 173-196.

Index

- Acanthococcus aceris
s. Phenacoccus a.
- Achrysocharella Gir. (Euloph.) 53
-- chlorogaster Erd. 123
-- formosa (Westw.) 112
-- ovulorum (Ratz.) 45, 78
-- ruforum (Kraus.)
s. Achrysocharis r.
- Achrysocharis (Euloph.)
-- lyonetae 42
-- ruforum 8, 78, 79, 92
- Achrysocharoides (Euloph.) 88
- Acronicta, Noctuid., Lepidopt.
-- aceris 40
- Adelencyrtus (Encyrt.)
-- aulacaspidis 36, 47, 69
- Adelges, Adelg., Hemipt.
- Adoxophyes, Tortric., Lepidopt.
-- reticulana 41, 56, 87
-- orana
s. reticulana
- Agabus, Dytisc., Coleopt. 33, 88,
120
-- bipustulatus 56, 68
- Agonidae 13
- Ageniaspis (Encyrt.)
-- atricollis 128
-- fuscicollis 16, 88, 89, 90
- Agevillea, Cecidom., Dipt.
-- abietis 123
- Agrilus, Buprest., Coleopt.
-- viridis 11, 80
- Agromyza, Agromyz., Dipt. 41, 112
-- demejerei 75
- Ahlbergiella aequa
s. Mesopoloibus ae.
- Alaptus (Mymar.)
-- pallidicornis 44
-- richardsi 36
- Aleurodes, Aleurod., Hemipt. 73,
75, 107
- Aleurodidae, Hemipt. 40, 49, 50
- Amblymerus apicalis
s. Mesopoloibus spermotrophus
- Anagrus (Mymar.) 8, 45
- Anagrus (Encyrt.)
-- pseudococci 33, 34, 86, 107
-- schoenherri 121, 128
- Anaphoidea (Mymar.)
-- chrysomelae 45
- Anastatus (Eupelm.)
-- ameleophagus
s. A. lichtensteini
-- disparis
s. A. japonicus
-- japonicus 18, 44, 128
-- lichtensteini 121
-- picardi
s. Mercetina p.
- Andricus, Cynip., Hymenopt.
-- quadrilineatus 43
- Aneristus (Aphelin.) 30
- Anobium, Anobiid., Coleopt. 66
- Aonidiella, Diaspid., Hemipt.
-- aurantii 19, 38, 56, 68, 69, 87,
112
-- taxus 75, 78
- Apanteles, Bracon., Hymenopt.
-- circumstrictus 41, 77
-- glomeratus 61
-- melanoscelus 36, 41
- Aphelinidae 12, 33, 43, 47, 49, 54,
55, 79
- Aphelinus (Aphelin.) 16
-- asychis 6, 7, 15, 17, 18, 19,
20, 22, 43, 52, 55, 65, 67, 72,
73, 74, 75, 97, 106, 112, 117,
118, 119
-- fuscipennis
s. Aphytis proclia
-- hordei
s. A. varipes
-- jucundus 8, 20, 36
-- mali 7, 9, 11, 14, 68,
125, 127, 128
-- mytilaspidis
s. Aphytis m.
-- semiflavus
s. A. asychis
-- varipes 119
- Aphidencyrus (Encyrtid.)
-- inquisitor 20
- Aphididae, Hemipt. 11, 40, 43
- Aphidius, Bracon., Hymenopt. 97
- Aphycoidea (Encyrt.)
-- merceti 16
- Aphycus (Encyrt.)
-- albicornis 120
-- punctipes
s. Metaphycus p.
- Aphytis (Aphelin.) 18, 84
-- chrysomphali 36, 59, 68
-- fuscipennis
s. A. proclia
-- hispanicus 37
-- lepidosaphes 70
-- lingnanensis 59
-- maculicornis 72
-- mytilaspidis 6, 7, 13, 18, 36,
38, 41, 54, 55, 72, 83, 84, 128
-- proclia 6, 8, 41, 83, 113, 128
- Apidae, Hymenopt. 18
- Aporia, Pier., Lepidopt.
-- crataegi 42, 43, 46
- Apterencyrtus (Encyrt.)
-- lambinus 84, 98
-- microphagus
s. A. lambinus
- Archips, Tortric., Lepidopt.
-- rosana 125
- Archirileya (Eurytom.) 45
-- inopinata 42, 98
- Arrhenophagus (Eupelm.)
-- chionaspidis 70
- Asaphes (Pteromal.) 16, 43
- Asitus (Encyrt.)
-- ciliatus 86
- Asphondylia, Cecidomy., Dipt.
-- sesami 51
- Aspidiotiphagus (Aphelin.)
-- citrinus 47
- Aspidiotus, Diaspid. Hemipt. 38
-- ostreaeformis
s. Diaspidiotus o.
- Astichus (Euloph.)
-- arithmeticus 35
- Athalia, Tenthredin., Hymenopt.
-- colibri
s. A. rosae
-- rosae 50
- Atoposomoides (Euloph.)
-- unipuncta
s. Cirrospilus lynceus
- Aulacaspis, Diaspid., Hemipt.
-- rosae 47, 69, 70

- Azotus (Aphelin.)
-- atomon 78, 83, 86
-- matritensis 34, 86
-- piniifoliae
 s. A. atomon
-- pulcherrimus 36, 123
- Bactrocera, Tephrit., Dipt.
-- cucurbitae 74
- Blastophaga (Agaon.)
-- psenes 26, 27, 51, 98
- Blastothrix (Encyrt.)
-- britannica 56, 87, 109
-- sericea 75, 95
- Boučekiella (Encyrt.)
-- depressa 88
- Brachycolus, Aphid., Hemipt.
-- noxius 119
- Brachymeria (Chalcid.)
-- compsilurae 93
-- euplocae
 s. B. lasus
-- fonscolombi
 s. B. podagrica
-- intermedia 46, 60, 67, 70, 93
-- lasus 39, 57
-- podagrica 64
- Braconidae, Hymenopt. 73
- Bruchophagus (Eurytom.) 51, 123
-- caraganae 128
-- funebris
 s. B. gibbus
-- gibbus 103, 128
-- kolobovae
 s. B. platypterus
-- maurus
 s. Eurytoma maura
-- mutabilis 103
-- platypterus 103
-- roddi 103, 126
- Caenacis (Pteromal.) 43, 82
- Calligypona, Delphac., Hemipt.
-- pellucida 98
- Callimome
 s. Torymus
- Callitula (Pterom.)
-- bicolor 80
- Camponotus, Formic., Hymenopt
-- aethiops 50
-- japonicus 108
- Caraphractus (Mymar.)
-- cinctus 8, 22, 26, 33, 34, 39,
 45, 55, 56, 60, 66, 68, 92, 94,
 96, 109, 117, 119, 120, 125,
 127
- Caropocapsa
 s. Laspeyresia
- Casca
 s. Pteroptrix
- Cassida, Chrysomel., Coleopt.
-- viridis 45
- Cecidomyiidae, Dipt. 98
- Cerambycidae, Coleopt. 45
- Ceraninus (Euloph.)
-- menes 37
- Ceuthorrhynchus, Curcul., Coleopt.
-- assimilis 43
- Chaetococcus, Coccid., Hemipt.
-- phragmitis 86
- Chaetophorella, Aphidoid., Hemipt.
-- aceris 16
- Chaetospila (Pterom.)
-- elegans 65
- Chalcididae 9
- Chalcidinae 13
- Chartocerus (Signiphor.)
-- subaeneus 67
- Chionaspis, Diaspid., Hemipt.
-- salicis 41
- Chrysis, Chrysid., Hymenopt.
-- shanghaiensis 97
- Chrysocharis (Euloph.) 47, 51, 54,
 70
-- gemma 8, 70, 112, 128
-- laricinellae 22, 25, 27, 54, 55,
 117
-- melaenis 75
-- nephereus 70
-- pubicornis 61
-- seiuncta 7, 37, 63, 65, 71, 107,
 109, 116
-- syma 80
- Chrysomela, Chrysomel., Coleopt.
-- americana 45
- Chrysopa, Chrysop., Neuropt. 72,
 73, 76
- Cicada, Cicad., Hemipt.
-- plebeja 42
- Cicadidae, Hemipt. 16
- Cionus, Curculion., Coleopt.
-- thapsi 41
- Cirrospilus (Euloph.) 51, 53, 121
-- lyncus 121
-- pictus 42
-- vittatus 42, 58, 111
- Closterocerus (Euloph.) 54
-- trifasciatus 80
- Cnemosdon, Syrph., Dipt.
-- dreyfusiae 47
- Cnephasia, Tortric., Lepidopt.
-- chrysantheana 41
- Coccidae, Hemipt. 47, 49, 50, 86
- Coccophagoides (Aphelin.)
-- moeris 33, 38, 49, 50, 79, 86,
 109, 120
-- parvipennis
 s. moeris
-- similis
 s. moeris
-- utilis 26, 82, 104, 116
- Coccophagus (Aphelin.)
-- basalis 47
-- bivittatus 33, 41, 86, 109
-- capensis 50, 79, 110
-- caridei 49, 79, 86
-- fasciatus 10
-- gurneyi 75, 79, 85, 104, 127
-- heteropneusticus 48
-- insidiator 86
-- lycimnia 50
-- ochraceus 33, 41, 55, 85
-- rusti 95
-- scutellaris
 s. semicircularis
-- semicircularis 16, 50, 79, 114
-- similis
 s. Coccophagoides
 moeris
-- trifasciatus 39, 54
- Coccus, Cocc., Hemipt.
-- hesperidum 17, 19, 41, 86,
 93, 96
- Coleophora, Coleophor., Lepidopt.
-- laricella 117
-- pruniella 41
- Coleoptera 17, 41, 45, 46, 47, 70
- Colpoclypeus (Euloph.)
-- florus 41, 56, 87
-- silvestrii
 s. florus
- Comedo
 s. Eulophus
- Comperia (Encyrt.)
-- merceti 8, 45

- Comperiella (Encyrt.)
-- bifasciata 37, 59, 78
Conocephalus, Conocephal., Orthopt.
-- ensiferum 124
Conomelus, Delphac., Hemipt. 78
-- anceps 98
Copidosoma (Encyrt.) 88
-- gelechia 89, 90
-- geniculatum 90
-- koehleri 89, 90, 110, 114
-- thompsoni 89, 90
-- truncatellum
s. Litomastix t.
Corcya, Galler., Lepidopt.
-- cephalonica 44
Corrodentia, Psocopt. 44
Cratotechus
s. Eulophus
Crioceris, Chrysomel., Coleopt.
-- asparagi 18, 80, 115, 116
Cryptocerata
s. Hydrocorisae
Cydia
s. Laspeyresia
Cynipidae, Hymenopt. 39
Cynips, Cynip., Hymenopt. 100
-- divisa 43
Cyrtoaster (Pteromal.)
-- britteni 123
-- vulgaris 42, 123
Dacus, Tephrit., Dipt.
-- bipartitus 81
-- oleae 43, 86
Dahlbominus (Euloph.) 51
-- fuscipennis 14, 23, 25, 28, 29,
31, 32, 33, 34, 39, 41, 52, 56,
62, 64, 65, 82, 84, 94, 98, 114
Delphacodes, Cicad., Hemipt.
-- pellucidans 40
Derostenus (Euloph.) 41
Diaspidiotus, Diaspid., Hemipt.
-- ostreaeformis 41
Diaspinae, Diaspid., Hemipt. 48
Diaspis, Diaspid., Hemipt.
-- visci 118
Dibrachoides (Pteromal.) 51
-- dynastes 20
Dibrachys (Pteromal.) 51
-- cavus 20, 55, 61, 72
-- clisiocampae
s. D. cavus
-- dynastes
s. Dibrachoides d.
Dielisocerus (Euloph.)
-- westwoodii 121
Diglyphus (Euloph.)
-- begini 112
Diptolepis, Cynip., Hymenopt.
-- quercus 38, 84
Dipriocampe (Tetracamp.)
-- diprioni 18, 44, 45, 79, 93,
116, 127, 128
Diprion, Diprion., Hymenopt. 41,
44, 65, 67, 98
Diptera 17, 40, 42, 45, 47, 65, 70,
85
Dirhencus (Pteromal.)
-- alboannulatus
s. Erdoesina a.
Discodes (Encyrt.)
-- aeneus 109
Ditropinotus (Torym.)
-- aureoviridis 37
Diversinervus (Encyrt.)
-- smithi 47, 55, 88, 95, 126,
127, 128
Doliphoceras (Encyrt.)
-- belibus 114
-- pseudococci
s. belibus
Drosophila, Drosophil., Dipt. 94
Dytiscidae, Coleopt. 8, 26, 44, 45
Dytiscus, Dytisc., Coleopt. 33, 68,
88, 119, 125
-- marginalis 56
Elachertinae (Euloph.) 83
Elachertus (Euloph.)
-- argissa 60
-- geniculatus 60, 125
-- nigrifolius 41, 60, 125
-- olivaceus 60
-- thymus
s. Hyssopus thymus
Enaysma
s. Achrysocharoides
Encarsia (Aphelin.)
-- pergandiella 75, 103, 107, 109,
114
-- tricolor 36, 78
Encyrtidae 7, 9, 16, 23, 44, 47, 54,
55, 79, 88, 110, 115
Encyrtus (Encyrt.)
-- fuliginosus 59
-- fuscicollis
s. Ageniaspis f.
-- infelix 109
Entedon (Euloph.)
-- ergias 45, 127
-- leucogramma
s. ergias
-- ovulorum
s. Achrysocharella o.
Epilampsis
s. Chrysocharis
Erdoesina (Pteromal.)
-- alboannulata 7, 14, 16, 24, 27,
59, 81, 88, 92
Eretmocerus (Aphelin.)
-- californicus 40
-- serius 85
Ericydnus (Encyrt.) 120
-- longicornis 120
Eriosoma, Pemphig., Hemipt.
-- lanigerum 68
Erythromma, ?
-- najas 88
Euchalcidia (Chalcid.)
-- caryobori 58
Eucharitidae 6, 22, 39, 50, 82, 108
Eudecatoma
s. Sycophila
Euderus (Euloph.)
-- agromyzae 93
-- caudatus 45, 56, 87
Eulecanium, Lecan., Hemipt. 73
-- coryli
s. Eu. tiliae
-- tiliae 75
Eulophidae 20, 27, 39, 62, 83, 115
Eulophus (Euloph.) 51, 81
-- larvarum 40, 114, 121
Eupelmella
s. Macroneura
Eupelminus
s. Macroneura

- Eupelmus (Eupelm.) 45
-- annulatus 41
-- spongipartus
 s. Eu. annulatus
-- urozonus 27, 43, 53, 72, 85, 86,
 106, 111
Euplectrus (Euloph.) 114
-- bicolor 40, 83, 88
-- laphygmae 18, 40, 51, 52
Euproctis, Lymantr., Lepidopt.
-- chrysoorrhoea 42, 43, 46
Eupteromalus (Pteromal.)
-- fulvipes 120, 121
-- nidulans
 s. Eu. peregrinus
-- peregrinus 20, 21
Euribia, Thephrit., Dipt.
-- jaceana 63, 96, 106
Eurytoma (Eurytom.) 51
-- aciculata 43, 100
-- amygdali 100, 103, 116
-- attiva 103
-- boučeki 103, 128
-- bruniventris 100, 128
-- calycis 101, 103
-- caraganae 17
-- centaureae 100
-- curta 63, 96, 106, 113
-- danuvica 123, 128
-- evolans 103
-- flavimana 160
-- infracta 103
-- inquilina 100
-- maura 103
-- monemae 97
-- nesiotis 51
-- onobrychidis 103
-- ononis 103
-- oophaga 38, 42, 45
-- parva 22, 100
-- phanacidis 43, 100
-- pini 58, 97
-- plotnikovi 102
-- rhois 103, 116, 123
-- robusta 43, 63, 99
-- roseni 105
-- salicis 100
-- serratulae 81, 113
-- suecica 93, 101, 103, 111, 115,
 116
-- tibialis 113
-- wachlii 97
Eurytomidae 9, 100
Eurytomocharis (Eurytom.) 101
Euxanthellus (Aphelin.) 30
Exeristes, Ichneumon., Hymenopt.
-- comstockii 97
Exoteleia, Gelech., Lepidopt.
-- dodecella 90
Gahaniola
 s. Tetramesa
Galleria, Galler., Lepidopt.
-- mellonella 88
Glossina, Musc., Dipt.
-- morsitans 41
Gnorimoschema, Gelech., Lepidopt.
 90
Gossyparia, Eriococcid., Hemipt.
-- spuria 86
Habrocytus (Pteromal.) 47, 51, 84,
 107
-- cerealellae 20, 21, 25, 53, 111
-- cionicida 20, 41
-- lixi 83
-- milleri
 s. H. semotus
-- poecilopus
 s. H. semotus
-- semotus 53, 61
-- tryptetae 18, 83, 96
Habrolepis (Encyrt.)
-- pascuorum 37
-- rouxi 20, 37, 69, 112, 118
Halticoptera (Pteromal.)
-- patellana 75, 128
-- rosae 80
Haplodiplosis, Cecidom., Dipt.
-- equestris 65, 71
Harmolita
 s. Tetramesa
Heydenia (Pteromal.)
-- pretiosa 8
Hobbya Del. (Pteromal.) 43, 82
Hockeria (Chalcid.)
-- eriensis 48
-- rubra 66
Homalotylus (Encyrt.)
-- flaminius 128
Hybothorax (Chalcid.)
-- graffi 48
Hydrocorisae, Hemipt. 8
Hydrophilita (Trichogrammat.) 8
Hymenoptera 17, 26, 40, 41, 43, 45,
 46, 70
Hypera, Curculion., Coleopt.
-- postica 16, 21
Hyponomeuta, Hyponomeut., Lepidopt.
 88, 90
Hypopteromalus (Pteromal.)
-- tabacum 126
Hyssopus (Euloph.)
-- thymus 56, 123
Ichneumonidae, Hymenopt. 73
Ilybius, Dytisc., Coleopt. 120
Ipocaelius (Pteromal.)
-- seitneri
 s. Tomicobia s.
Ips, Scolyt., Coleopt.
-- cembrae 83
-- typographus 47, 80
Isodromus (Encyrt.)
-- iceryae 109
-- niger 73
Isosoma
 s. Eurytoma
Kratochviliana
 s. Chrysocharis
Laphygma
 s. Spodoptera
Lariophagus (Pteromal.) 51
-- distinguendus 6, 7, 18, 47, 55
Lasiochaicidia (Chalcid.) 55, 73
-- guineensis 48
-- igiliensis
 s. L. pubescens
-- pubescens 48, 49
Laspeyresia, Tortic., Lepidopt.
-- pomonella 13, 47, 50
-- strobilella 125
Lecanium, Lecan., Hemipt.
-- capreae 95
Lepidoptera 13, 17, 40, 41, 45, 46,
 47, 70, 88
Lepidosaphes, Diaspid., Hemipt.
-- beckii 70
-- ulmi 98
Leptomastidea (Encyrt.) 105
-- abnormis 109
Leptomastix (Encyrt.)
-- dactylopii 27, 54, 55, 57, 75,
 109
-- brevipennis 102

- Leucaspis, Diaspid., Hemipt. 83, 86
Leucoma, Lymantr., Lepidopt.
-- salicis 67
Leucopis, Chamaemy., Dipt.
-- bonae 67
Leucospis (Leucosp.)
-- gigas 37
Lithocolletis, Gracillar., Lepidopt.
-- hamadryadella 112
-- messaniella 41
Litomastix (Encyrt.)
-- truncatella 89, 90
Lixus, Curculion., Coleopt. 83
Lophyrus
s. Neodiprion
Lucilia, Calliphor., Dipt.
-- sericata 14, 24, 126
Lymantria
s. Porthretia
Lyonetia, Lyonet. Lepidopt.
-- clerkella 42, 72

Macroneura (Eupelm.)
-- vesicularis 8, 36, 37, 43, 70, 83, 84, 98
Macrorileya (Eurytom.)
-- oecanthi 40, 98
Macrosiphon, Aphid., Hemipt.
-- solani 65
Mamestra, Noct., Lepidopt. 125
Mantis, Mantod., Orthopter.
-- prosina 41, 44
-- religiosa 36, 40
Marietta (Aphelin.)
-- carnesi 78
Megastigmus (Torym.)
-- aculeatus 102
-- albifrons 102
-- amelanchieris 102
-- atedius 102
-- ballesrerii
s. M. pistaciae
-- bipunctatus 6, 25, 29, 102
-- brevicaudis 102, 121
-- flavus 10
-- grönblömi
s. M. specularis
-- kuntzei 102
-- laricis 102
-- lasiocarpae 102
-- nigrovariegatus 102
-- physocarpi 102
-- pinus 102, 120
-- pistaciae 102, 103
-- rafni 102
-- specularis 102
-- spermotrophus 16, 17, 30, 33, 61
-- tsugae 102
-- wachtli 102
Melittobia (Euloph.)
-- acasta 18, 20, 25, 26, 27, 29, 30, 39, 43, 52, 55, 59, 67, 78
-- chalybii 55, 118, 121
Mercetina (Eupelm.)
-- picardi 120
Mesopolobus (Pteromal.)
-- aequus 7, 25, 40, 93, 98, 99
-- graminum 9, 61
-- spermotrophus 20, 42, 58, 61
Mestocharis (Euloph.)
-- bimacularis 45, 58, 68, 88, 96, 109
Metaphycus (Encyrt.)
-- flavus 10
-- heivulus 7, 10, 11, 14, 15, 18, 19, 23, 33, 39, 54, 59, 124, 126, 128
-- luteolus 23, 54, 57, 75, 93, 96, 109
-- punctipes 95, 109
-- taxi 9, 27
Microlepidoptera, Lepidopt. 42, 47
Microplectron
s. Dahibominus
Microterys (Encyrt.)
-- aeruginosus
s. Syrphophagus ae.
-- flavus 17, 19, 23, 47, 54, 70, 75, 93, 96, 109
-- lunatus 16
-- saissetiae 95
-- titiani 98
Mikiola, Cecidomy., Dipt.
-- fagi 12
Mokrzeckia (Pteromal.)
-- pini 20
Mompha, Momphid., Lepidopt.
-- fulvescens 7, 12
Monema, Limacod., Lepidopt.
-- flavescens 97
Monodontomerus (Torym.)
-- dentipes 30, 56
Monorthochaeta
s. Paracentrobia
Mormoniella
s. Nasonia
Musca, Musc., Dipt.
-- domestica 14, 15, 24, 41, 58, 65, 94, 96, 107, 118
Muscidifurax (Pteromal.)
-- zaraptor 96
Mymar (Mymar.) 6, 9, 12
Myopites, Tephrit., Dipt.
-- stylata 43, 47, 53
Myrmeleon, Myrmeleon. Neuropt.
48, 61, 66, 73
-- inconspicuus 45
Myzotoxoptera, Aphid., Hemipt.
-- staphyleae 75
-- tulipaella 17, 19, 74
Myzus, Aphid., Hemipt.
-- ascalonicus 61, 65, 73, 75
-- persicae 65

Napomyza, Agromyz., Dipt.
-- lonicerella 112
Nasonia (Pteromal.)
-- vitripennis 6, 14, 15, 19, 20, 23, 24, 26, 27, 28, 31, 32, 33, 58, 59, 60, 62, 64, 67, 68, 92, 93, 94, 96, 107, 111, 118, 126
Neochalcis (Chalcid.)
-- fertoni 121
Neodiprion, Diprion., Hymenopt.
51, 85
-- sertifer 18, 45, 127
Neomyzus, Aphid., Hemipt.
-- circumflexus 74, 75
Nesolynx (Euloph.)
-- albiclavus 41, 105
Neuroptera 17, 41, 45, 48
Neuroterus, Cynip., Hymenopt. 43
Nikiola, Cecidom., Dipt.
-- fagi 6
Nothris, Gelech., Lepidopt.
-- senticetella 87, 90

Oecanthus, Gryll., Orthopt. 42
-- pellucens 38, 45
Oligosita (Trichogrammat.)
-- xiphidii 13

- Olynx (Euloph.)
-- arsames 43
-- euedoreschus 43
-- gallarum f. pulchra 121
-- skianeuros 60
Ooencyrtus (Encyrt.) 45
-- johnsoni 54, 109
-- kuwanae 45, 109
-- submetallicus 34
-- telenomicida 96
Ophioneurus (Trichogrammat.)
-- signatus 45
Opus, Bracon., Hymenopt.
-- fletcheri 74
Oscinella, Chlorip., Dipt.
-- frit 42, 80
Ostrinia, Pyral. Lepidopt.
-- nubilalis 42

Pachyceras
s. Roptrocerus
Pachycrepoides (Pteromal.)
-- dubius
s. P. vindemmiae
-- vindemmiae 25, 47, 116
Pachyneuron (Pteromal.)
-- umbratum 12
Palaeomymar (Mymar.) 6
Panolis, Noct., Lepidopt.
-- flammea 81
Panstenon (Pteromal.)
-- oxylus 7, 40, 98
Paracentrobia (Trichogrammat.)
-- pulchella 45
Parapsyllaephagus
s. Sectiliclava
Patasson (Mymar.)
-- lameerei 45
Pediobius (Euloph.)
-- cassidae 45
-- parvulus 22
-- saulius 82
-- singularis 112
Peridesmia (Pteromal.)
-- discus 14
-- phytognomi
s. discus
Perilampidae 39, 50, 108
Perilampus (Perilamp.)
-- aeneus 17, 50
-- chrysopae 76
-- hyalinus 51, 85
-- italicus
s. P. aeneus
-- tristis 7, 50
Perniphora (Pteromal.)
-- robusta 14, 24, 128
Petiolaria
s. Palaeomymar
Phaenicia, Calliphor., Dipt.
s. Lucilia
Phaenodiscus
s. Discodes
Phanacis, Cynip., Hymenopt.
-- centaureae Kalt. 43
Phenacoccus, Pseudococc., Hemipt.
-- aceris 70
-- pergandei 120, 128
Philotrypesis (Torym.)
-- caricae 98, 111
Phyllaphis, Callaph., Hemipt.
-- fagi 16
Phyllocnistis, Gracillar., Lepidopt.
80
-- labyrinthella 20
Phycus (Aphelin.) 30, 49
Phytomyza, Agromyz., Dipt. 80,
112
-- ilicis 42
Pieridae, Lepidopt. 73
Pieris, Pier., Lepidopt.
-- brassicae 23, 26, 45
Pirene (Pteromal.)
-- graminea 29
Pissodes, Curculion., Coleopt.
-- validirostris 97
Pianococcus, Pseudococc., Hemipt.
-- citri 75, 109
Pleurotropis
s. Pediobius
Plusia, Noct., Lepidopt. 88, 90
Plutothrix (Cleonym.)
-- coelius 55, 66
Pnigalio (Euloph.)
-- epilobii 12
-- longulus 42
-- mediterraneus 19, 27, 43, 77
-- pectinicornis 42
-- stramineipes
s. Sympiesis gordius
Podagrion (Torym.)
-- insidiosum 13, 44
-- splendens 40
Porthetria, Lymantr., Lepidopt.
-- dispar 18, 44, 46, 70
Prays, Hyponomeut., Lepidopt.
-- oleellus 90
Prestwichia (Trichogrammat.) 8, 45
-- aquatica 8, 26, 30
-- f. brevipennis 56, 87
-- solitaria 30
Priomerus
s. Podagrion
Prionomitus
s. Sectiliclava
Prospaltella (Aphelin.)
-- perniciosi 11, 13, 34, 35, 79, 106
Pseudaphycus (Encyrt.)
-- hungaricus 120
Pseudocatolaccus (Pteromal.)
-- asphondyliae
s. P. nitescens
-- nitescens 93
Pseudococcidae, Hemipt. 49, 50
Pseudococcus, Pseudococc., Hemipt.
33, 73, 85, 105, 107
-- citri
s. Planococcus c.
-- gahani 75
-- newsteadi 114
Psocoptera
s. Corrodentia
Psylla, Psyll., Hemipt. 47
-- melanoneura 114
Psyllidae, Hemipt. 16
Pteromalidae 12, 20, 39
Pteromalinae (Pteromal.) 81
Pteromalus (Pteromal.)
-- alboannulatus
s. Erdoesina a.
-- deplanatus
s. Cyclogastrella d.
-- lanceolatus
s. Dinotiscus eupterus
-- puparum 26, 30, 35, 66
Pteroptrix (Aphelin.)
-- chinensis 56, 87
-- smithi 92
Pyrausta, Pyral., Lepidopt.
-- nubilalis
s. Ostrinia n.
Quadraspidotus, Diasp., Hemipt.
-- ostreaeformis 86
-- perniciosus 11, 41, 83
Rhagoletis, Tephrit., Dipt.
-- basiola 80

- Rhopalicus (Pteromal.)
 -- brevicornis 42
 -- suspensus
 s. R. tutela
 -- tutela 42
- Rhopalomyzus
 s. Myzus
- Rhopalosiphon
 s. Myzus
- Rhopalosiphoninus
 s. Myzotoxoptera
- Rhyacionia, Tortric., Lepidopt.
 -- buolianae 56, 97
- Rileyia (Eurytom.) 98
- Roptrocerus (Torym.)
 -- eceptogastris 42
 -- xylophagorum 42, 83
- Saissetia, Lecani., Hemipt. 41, 47,
 55, 110
 -- oleae 17, 19, 23, 33, 48, 70, 85,
 86, 88, 95, 126, 128
- Saperda, Cerambyc., Coleopt.
 -- carcharias 56, 87
 -- populnae 56, 87
- Sarcophaga, Sarcophag., Dipt. 64
- Scambus, Ichneumon., Hymenopt.
 -- hispae 97
- Schedius
 s. Ooencyrtus
- Schizaspidia
 s. Stilbula
- Schizonotus
 s. Mokrzeckia
- Scolytidae, Coleopt. 42
- Scolytus, Scolyt., Coleopt. 45
- Scutellista (Pteromal.)
 -- cyanea 84
- Sectiliclava (Encyrt.)
 -- cleone 47, 115
- Sialis, Sial., Neuropt. 68
 -- lutaria 118
- Signiphorina
 s. Chartocerus
- Sitona, Curcul., Coleopt.
 -- humeralis 45
- Sitophilus, Curculion., Coleopt.
 -- granarius 42, 62, 65
- Sitotroga, Gelech., Lepidopt. 65, 68
- Solenotus
 s. Diglyphus
- Spalangia (Pteromal.) 7, 64, 65, 86
 -- cameroni 96
 -- drosophilae 20, 52, 60, 65, 67,
 68, 92, 94
 -- nigra 41
- Spilochalcis (Chalcid.)
 -- side 47
- Spilococcus, Pseudococc., Hemipt.
 -- nanae 67
- Spilonota, Tortric., Lepidopt.
 -- ocellana 46
- Spintherus (Pteromal.) 20, 21
- Spodoptera, Noct., Lepidopt.
 -- exigua 83
 -- littoralis 18, 40, 52
- Stenomalina (Pteromal.)
 -- gracilis 12
- Stenomalus
 s. Stenomalina
- Stilbula (Eucharit.)
 -- cyniformis 50
 -- tenuicornis 10, 56, 108
- Stilpnotia
 s. Leucoma
- Stomatoceras
 s. Hockeria
- Sycophila (Torym.)
 -- flavivollis 121
 -- trogoearpi 121
 -- variegata 121
- Sympiesis (Euloph.)
 -- gordius 42
 -- punctifrons 41
 -- sericeicornis 41, 42
- Syntomaspis (Torym.)
 -- affinis 16
 -- amelanchieris
 s. Torymus a.
 -- cyanea
 s. S. eurynota
 -- druparum
 s. Torymus varians
 -- eurynota 100
 -- eurytomae 100, 107
 -- littoralis
 s. affinis
 -- varians
 s. Torymus v.
- Syntomosphyrum
 s. Nesolynx
- Syrphophagus (Encyrt.)
 -- aeruginosus 47, 90
- Syrphus, Syrph., Dipt. 90
- Systole (Eurytom.)
 -- albipennis 103
 -- coriandri 103
 -- foeniculi
 s. albipennis
 -- tuonela 103
- Tachinaephagus (Encyrt.)
 -- zealandicus 88
- Tachinidae, Dipt. 73
- Targionia, Diaspid., Hemipt.
 -- vitis 33
- Tenthredinidae, Hymenopt. 73
- Tetracampe
 s. Dipriocampe
- Tetramesa (Eurytom.) 51
 -- angustipennis 123
 -- brevicornis 123
 -- fumipennis 123
 -- hordei 101
 -- hyalipennis 101
 -- phragmitis 101
 -- poicola 101
 -- romana 36
 -- rossica 100
 -- scheppigi 102
 -- stipae 102
 -- tritici 101
 -- vaginicola 101
- Tetrastichus (Euloph.) 7, 11, 45, 46,
 51, 53, 70, 80
 -- asparagi 18, 80, 115, 116
 -- ecus 42, 83, 88
 -- galerucae 18
 -- gentilei 81
 -- giffardianus 74
 -- giffardii 81
 -- heeringi 80
 -- inunctus 37, 123
 -- israeli 92
 -- mandanis 78, 98
 -- schoenobii 44, 98
 -- xanthops
 s. T. ecus
- Tettigella, Cicadell., Hemipt. 75,
 78
 -- viridis 98
- Theocolax (Pteromal.)
 -- formiciformis 103, 120

- Thomsonisca (Encyrt.)
-- amathus 47
-- typica
 s. amathus
Thripoctenus
 s. Ceranisus
Tmetocera
 s. Spilonota
Tomicobia (Pteromal.)
-- seitneri 47, 80
Tortrix, Tortric., Lepidopt.
-- viridana 70
Torymidae 100
Torymus (Torym.) 43, 98
-- amelanchieris 100
-- auratus 12, 120
-- heyeri 16
-- macropterus 11, 107
-- nigricornis 38, 83, 121
-- varians 6, 93, 103, 123
Trichilogaster (Pteromal.) 51
-- acaciaefoliae 11, 22, 102
Trichogramma (Trichogrammat.) 6,
 9, 16, 23, 33, 44, 45, 64, 65, 68,
 72, 94, 127
-- australicum 44, 92
-- cacaoeciae 6, 9, 10, 12, 37, 63,
 120, 121, 125
-- embryophagum 6, 34, 37, 60
-- e. cacaoeciae
 s. cacaoeciae
-- evanescens 6, 7, 60, 67, 68, 92,
 117
-- fasciatum 9, 116, 120
-- flavum 37
-- japonicum 44, 92, 93
-- minutum 9, 92, 93, 120
-- semblidis 6, 9, 10, 60, 118
-- semifumatum 10, 13
Trichogrammatidae 12, 13
Trichogrammatoidea (Trichogrammat.)
-- armigera 120
Trichomalus (Pteromal.)
-- fasciatus
 s. lucidus
-- lucidus 43
Trigonaspis, Cynip., Hymenopt. 61
Trigonoderus
 s. Plutothrix
Tritneptis (Pteromal.)
-- klugii 126
Tropidophryne (Encyrt.)
-- melvillei 37
Tryporyza, Pyral., Lepidopt. 44
-- innotata 98
Trypoxylon, Trypoxylon., Hymenopt.
-- politum 118
Tuberculoides, Callaphid., Hemipt.
-- annulatus 16
Urophora, Tephrit., Dipt. 99
-- affinis 113
-- cardui 81
-- jaceana 43
-- siruna-seva 113
Xiphidion, Tettigon., Orthopt.
-- longipenne 13
Zeiraphera, Tortric., Lepidopt.
-- dimiana 41, 52, 62, 115
-- griseana
 s. Z. dimiana