

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABAD DEL CUSCO
FACULTAD DE CIENCIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGIA



**Taxonomía y distribución geográfica de los Coccinellidos
(Coleóptera: Coccinellidae) en la región Cusco.**

Tesis presentada por el Bachiller:

Abdhiel Arnaldo Bustamante Navarrete

Para optar al Título Profesional de:

BIOLOGO

Asesor: Dr. Erick Yabar Landa

2020

Dedicatoria

A mis padres, Margot y Arnaldo por todo el sacrificio y amor.

A mis abuelos Gloria y Lucho, por toda su dedicación y enseñanzas.

A mis hermanos, Barnaby, Carlos, por su apoyo en las etapas más duras. A Juan Carlos, por tu entereza hasta el final.

A Anahí, por el amor, por el apoyo, por mis hijos, por todo.

A Sebastián, Santiago, Alejandro, y Gabriel, por su cariño, y por representar mi principal motivación.

Agradecimientos

Al Dr. Erick Yabar, por el apoyo, consejos, reprimendas, y un largo etcétera. Muchas gracias. Y de la misma manera, a su esposa, la Sra. Belén, por la oportuna presión para llevar adelante el proyecto.

A Araseli y Edgar, por su apoyo e ideas frescas, pero sobre todo por su amistad.

A Javier, Jorge, Liliana, Melannie, David, Alex, por su amistad, y por el apoyo en los múltiples pasos que requirió el proyecto.

A Wander, Briseida, Vlady, Joel, Raveli, Dayria, Pamela, Narlid, Nayshia, y todos los compañeros y amigos del semestre 2019-1, por el apoyo que representaron. Gracias.

Tabla de Contenido

RESUMEN	xxv
INTRODUCCION	xxvii
IDENTIFICACION DEL PROBLEMA	xxx
OBJETIVOS	xxxii
Objetivo general:	xxxii
Objetivos específicos:	xxxii
HIPOTESIS	xxxii
VARIABLES	xxxii
Variable Independiente.....	xxxii
Variables Dependientes	xxxii
JUSTIFICACIÓN	xxxiii
CAPITULO I	1
1.1. MARCO TEÓRICO	1
1.1.1. Antecedentes del estudio de Coccinellidae en el Perú y en el Cusco.....	1
1.1.2. Morfología de la familia Coccinellidae.....	5
1.1.2.1. Adulto.....	6
1.1.2.2. Huevo	11
1.1.2.3. Larva.....	12
1.1.2.4. Pupa.....	13
1.1.3. Biología	13
1.1.4. Filogenia.....	19
1.1.5. Diversidad de los Coccinellidae en el Perú	22
1.1.6. Importancia económica.....	24
1.2. MARCO CONCEPTUAL	27
1.2.1. Sistemática y taxonomía.....	27
1.2.2. Biogeografía	28
1.2.3. Predación	28
1.2.4. Concepto morfológico de especie	29
1.2.5. Concepto tipológico de especie	29
1.2.6. Concepto biológico de especie	29
1.2.7. Concepto filogenético de especie	30
CAPITULO II	31

2.1. ÁREA DE ESTUDIO	31
2.1.1. Ubicación Política	31
2.1.2. Ubicación Geográfica	31
2.1.3. Biogeografía	33
2.2. MATERIALES.....	34
2.2.1. Material biológico:	35
2.2.2. Material y equipos de Colecta:	35
2.2.3. Reactivos y consumibles:	36
2.2.4. Materiales de laboratorio:.....	36
2.2.5. Mobiliario:.....	37
2.2.6. Equipos:.....	38
2.2.7. Programas (Software):.....	38
2.3. METODOLOGÍA	39
2.3.1. Revisión bibliográfica	39
2.3.2. Colecta de ejemplares.....	39
2.3.3. Curado y preparación	40
2.3.4. Extracción de genitalias.....	40
2.3.5. Fotografiado de habitus y genitalias.....	41
2.3.6. Elaboración de Mapas	41
CAPITULO III	43
3.1. RESULTADOS:.....	43
Tratamiento Taxonómico	53
3.1.1. Subfamilia Coccinellinae Latreille 1807	53
3.1.1.1. Tribu Coccinellini Latreille 1807	53
3.1.1.1.1. Género <i>Eriopis</i> Mulsant 1850.....	53
3.1.1.1.1.1. <i>Eriopis peruviana</i> Hofmann 1970	54
3.1.1.1.1.2. <i>Eriopis andina</i> Hofmann 1970	57
3.1.1.1.1.3. <i>Eriopis minima</i> Hofmann 1970	57
3.1.1.1.1.4. <i>Eriopis alticola</i> Hofmann 1970	58
3.1.1.1.2. Género <i>Paraneda</i> Timberlake 1943	59
3.1.1.1.2.1. <i>Paraneda pallidula guticollis</i> (Mulsant 1850)	60
3.1.1.1.3. Género <i>Neda</i> Mulsant 1850.....	60
3.1.1.1.3.1. <i>Neda aequatoriana</i> Mulsant 1853	61

3.1.1.1.3.2. <i>Neda patula</i> Erichson 1847	62
3.1.1.1.3.3. <i>Neda norrisi</i> (Guerin-Meneville 1842).....	63
3.1.1.1.4. Género <i>Cycloneda</i> Crotch 1871	63
3.1.1.1.4.1. <i>Cycloneda marcapatae</i> Oroz, Bustamante & Cosio 2009.....	65
3.1.1.1.4.2. <i>Cycloneda vandenbergae</i> González, Bustamante & Oróz 2008.....	65
3.1.1.1.4.3. <i>Cycloneda andresi</i> Oroz, Bustamante & Cosio 2009.....	67
3.1.1.1.4.4. <i>Cycloneda sanguinea</i> (Linnaeus 1763).	68
3.1.1.1.4.5. <i>Cycloneda dieguezi</i> González 2018.....	69
3.1.1.1.4.6. <i>Cycloneda arcuata</i> (Erichson 1847).....	70
3.1.1.1.4.7. <i>Cycloneda ecuadorica</i> (Timberlake 1943)	71
3.1.1.1.5. <i>Hippodamia</i> Chevrolat 1837	72
3.1.1.1.5.1. <i>Hippodamia convergens</i> (Guerin-Meneville 1842).....	73
3.1.1.1.5.2. <i>Hippodamia variegata</i> Goeze 1777.....	78
3.1.1.1.6. Género <i>Neocalvia</i> Crotch 1871	79
3.1.1.1.6.1. <i>Neocalvia blanchardi</i> (Mulsant 1850).....	79
3.1.1.2. Tribu Halysiini Mulsant 1846	80
3.1.1.2.1. Género <i>Psyllobora</i> Chevrolat 1836	80
3.1.1.2.1.1. <i>Psyllobora marshalli</i> Crotch 1874.....	81
3.1.1.2.1.2. <i>Psyllobora hybrida</i> (Mulsant 1850)	82
3.1.1.2.1.3. <i>Psyllobora abancayana</i> Almeida 1991	82
3.1.1.2.1.4. <i>Psyllobora lenta</i> Mulsant 1850.....	83
3.1.1.2.1.5. <i>Psyllobora lutescens</i> Crotch 1874	84
3.1.1.2.1.6. <i>Psyllobora luctuosa</i> Mulsant 1850	85
3.1.1.2.1.7. <i>Psyllobora constantini</i> González et al. 2017	85
3.1.1.2.2. Género <i>Oxytella</i> Weise 1902.....	86
3.1.1.2.2.1. <i>Oxytella longula</i> Weise 1902	87
3.1.1.3. Tribu Epilachnini Mulsant 1846.....	87
3.1.1.3.1. Género <i>Epilachna</i> Chevrolat 1837	88
3.1.1.3.1.1. Grupo <i>flavofasciata</i>	88
3.1.1.3.1.1.1. <i>Epilachna fausta</i> Erichson 1847.....	88
3.1.1.3.1.1.2. <i>Epilachna dives</i> Erichson 1847	89
3.1.1.3.1.2. Grupo <i>deuterea</i>	90
3.1.1.3.1.2.1. <i>Epilachna sexmaculata</i> Kirsch 1876	90
3.1.1.3.1.3. Grupo <i>v-pallidum</i>	91

3.1.1.3.1.3.1. <i>Epilachna v-pallidum</i> Blanchard 1846	91
3.1.1.3.1.4. Grupo <i>albovittata</i>	92
3.1.1.3.1.4.1. <i>Epilachna emerita</i> Gordon 1975	92
3.1.1.3.1.4.2. <i>Epilachna bistrispilota</i> Gordon 1975	93
3.1.1.3.1.4.3. <i>Epilachna pseudospilota</i> Gordon 1975	93
3.1.1.3.1.5. Grupo <i>dorsigera</i>	94
3.1.1.3.1.5.1. <i>Epilachna dorsigera</i> Erichson 1847	94
3.1.1.3.1.5.2. <i>Epilachna transverselineata</i> (Mader 1958)	95
3.1.1.3.1.5.3. <i>Epilachna cuscoi</i> Gordon 1975	96
3.1.1.3.1.6. Grupo <i>discolor</i>	96
3.1.1.3.1.6.1. <i>Epilachna discolor</i> Erichson 1847	97
3.1.1.3.1.7. Grupo <i>vittigera</i>	97
3.1.1.3.1.7.1. <i>Epilachna fenestroides</i> Gordon 1975	98
3.1.1.3.1.7.2. <i>Epilachna harringtoni</i> Gordon 1975	98
3.1.1.3.1.7.3. <i>Epilachna geométrica</i> (Weise 1899)	99
3.1.1.3.1.7.4. <i>Epilachna vittigera</i> (Crotch 1874).....	100
3.1.1.3.1.7.5. <i>Epilachna strictanotata</i> Gordon 1975	101
3.1.1.3.1.7.6. <i>Epilachna bistriguttata</i> Mulsant 1850.....	101
3.1.1.3.1.7.7. <i>Epilachna matei</i> Bustamante et al. 2018	102
3.1.1.3.1.7.8. <i>Epilachna ignobilis</i> (Weise 1902)	102
3.1.1.3.1.7.9. <i>Epilachna cushmani</i> Gordon 1975	103
3.1.1.3.1.8. Grupo <i>satipensis</i>	104
3.1.1.3.1.8.1. <i>Epilachna woytkowskii</i> Gordon 1975	104
3.1.1.3.1.9. Grupo <i>borealis</i>	105
3.1.1.3.1.9.1. <i>Epilachna paenulata</i> (Germar 1824).....	105
3.1.1.3.1.10. Grupo <i>mutabilis</i>	106
3.1.1.3.1.10.1. <i>Epilachna callangae</i> Gordon 1975.....	106
3.1.1.3.1.10.2. <i>Epilachna propinqua</i> (Weise 1899).....	107
3.1.1.3.1.10.3. <i>Epilachna pseudostriata</i> Gordon 1975.....	108
3.1.1.3.1.11. Grupo <i>cacica</i>	108
3.1.1.3.1.11.1. <i>Epilachna cacica</i> (Guerin-Meneville 1844)	108
3.1.1.3.1.12. Grupo <i>patricia</i>	109
3.1.1.3.1.12.1. <i>Epilachna sztolcmani</i> Jadwiszczak & Wegrzynowics 2003.....	109
3.1.1.3.1.13. Grupo <i>azurea</i>	110

3.1.1.3.1.13.1. <i>Epilachna lepida</i> Erichson 1847.....	111
3.1.1.3.1.14. Grupo <i>obliqua</i>	111
3.1.1.3.1.14.1. <i>Epilachna obliqua</i> Gordon 1975	112
3.1.1.3.2. Género <i>Toxotoma</i> Weise 1899	112
3.1.1.3.2.1. <i>Toxotoma venusta</i> (Erichson 1847)	113
3.1.1.3.2.2. <i>Toxotoma imitator</i> Gordon 1975	113
3.1.1.3.2.3. <i>Toxotoma cuzcoensis</i> Gordon 1975	114
3.1.1.3.2.4. <i>Toxotoma guerini</i> Gordon 1975	115
3.1.1.3.2.5. <i>Toxotoma patricia</i> Mulsant 1850	115
3.1.1.4. Tribu Azyini Mulsant 1850	116
3.1.1.4.1. Género <i>Azya</i> Mulsant 1850.....	116
3.1.1.4.1.1. <i>Azya scutata</i> Mulsant 1850.....	117
3.1.1.4.1.2. <i>Azya murilloi</i> Gordon 1980	117
3.1.1.5. Tribu Scymnini Mulsant 1846.....	118
3.1.1.5.1. Género <i>Scymnus</i> Kugelann 1794.....	118
3.1.1.5.1.1. Subgénero <i>Scymnus (Pullus)</i> Mulsant 1850	119
3.1.1.5.1.1.1. <i>Scymnus (Pullus) rubicundus</i> Erichson 1847	119
3.1.1.6. Tribu Scymnillini Casey 1899.....	120
3.1.1.6.1. Género <i>Zagloba</i> Casey 1899	121
3.1.1.6.1.1. <i>Zagloba beaumonti</i> Casey 1899	121
3.1.1.7. Tribu Hyperaspidini Mulsant 1846.....	122
3.1.1.7.1. Género <i>Hyperaspis</i> Redtenbacher 1843	122
3.1.1.7.1.1. <i>Hyperaspis festiva</i> (Mulsant 1850).....	123
3.1.1.7.2. Género <i>Diazonema</i> Weise 1926	124
3.1.1.7.2.1. <i>Diazonema fallax</i> Weise 1926.....	124
3.1.1.8. Tribu Brachiacanthini Duverger 1989.....	125
3.1.1.8.1. Género <i>Serratitibia</i> Gordon & Canepari 2013	125
3.1.1.8.1.1. <i>Serratitibia mary</i> Gordon & Canepari 2013	126
3.1.1.8.1.2. <i>Serratitibia julie</i> Gordon & Canepari 2013	126
3.1.1.8.1.3. <i>Serratitibia anna</i> Gordon & Canepari 2013	127
3.1.1.9. Tribu Cryptognathini Mulsant 1850.....	127
3.1.1.9.1. Género <i>Pentilia</i> Mulsant 1850.....	127
3.1.1.9.1.1. <i>Pentilia insidiosa</i> Mulsant 1850	128

3.1.1.9.2. Género <i>Cryptognatha</i> Mulsant 1850	129
3.1.1.9.2.1. <i>Cryptognatha gemellata</i> Mulsant 1850	129
3.1.1.10. Tribu Noviini Mulsant 1846	130
3.1.1.10.1. Género <i>Rodolia</i> Mulsant 1850.....	130
3.1.1.10.1.1. <i>Rodolia cardinalis</i> (Mulsant 1850).....	131
3.1.1.11. Tribu Ortaliini Mulsant 1850.....	132
3.1.1.11.1. Género <i>Zenoria</i> Mulsant 1850.....	132
3.1.1.11.1.1. <i>Zenoria stellaris</i> (Gorham 1899).....	133
3.1.1.12. Tribu Stethorini Dobzhansky 1924.....	133
3.1.1.12.1. Género <i>Parastethorus</i> Pang & Mao 1975	134
3.1.1.12.1.1. <i>Parastethorus histrio</i> (Chazeau & Fursch 1974).....	134
3.1.1.13. Tribu Chilocorini Mulsant 1846.....	135
3.1.1.13.1. Género <i>Exochomus</i> Redtenbacher 1843	135
3.1.1.13.1.1. <i>Exochomus bolivianus</i> Mader 1957.....	136
3.1.1.13.2. Género <i>Curinus</i> Mulsant 1850	136
3.1.1.13.2.1. <i>Curinus coeruleus</i> Mulsant 1850.....	137
3.2. DISCUSION.....	139
3.3. CONCLUSIONES.....	142
BIBLIOGRAFIA	144
ANEXOS	166
I. Mapas de distribución, política y biogeográfica, de los géneros de la familia Coccinellidae.....	167
II. Mapas de distribución de las especies de Coccinellidae en la región Cusco	173
III. Fotografías de Habitus (vista dorsal) de adultos de la familia Coccinellidae.....	192
IV. Fotografías de aparatos genitales de las diferentes especies de la familia Coccinellidae	202

Figuras

Figura 1. Habitus de diferentes tribus de Coccinellidae.....	7
Figura 2. Estructuras de interés taxonómico de la familia Coccinellidae	8
Figura 3. Estructuras relevantes para la identificación de la familia Coccinellidae, vista dorsal y ventral	10
Figura 4. Caracteres sexuales, masculinos y femeninos.	11
Figura 5. Hábitos de alimentación de la familia Coccinellidae.....	15
Figura 6. <i>Eriopis peruviana</i> Hofmann parasitado por <i>Dinocampus coccinellae</i> Schrank	18
Figura 7. Cladogramas de las propuestas de Sasaji (1968) y Slipinskii (2007)	21
Figura 9. Mapa político altitudinal de la región Cusco	32
Figura 8. Perfil altitudinal de la región Cusco	33
Figura 10. Mapa político biogeográfico de la región Cusco	34
Figura 15. Material biológico: ejemplares de Coccinellidae	35
Figura 12. Armario tipo Cornell y armarios entomológicos de la CEUC	37
Figura 14. Equipos ópticos para observación y toma de microfotografías	39
Figura 16. Toma de microfotografías con microscopio estereoscopio y microscopio compuesto	41
Figura 17. Número de especies de Coccinellidae por rango altitudinal.....	46
Figura 18. Diversidad de especies y géneros de Coccinellidae por provincia	47
Figura 19. Presencia de los géneros y especies de Coccinellidae por provincia	49

Tablas

Tabla 1. Comparación de los sistemas de clasificación de la familia Coccinellidae.....	22
Tabla 2. Datos generales de las provincias de la región Cusco.....	31
Tabla 3. Especies de Coccinellidae determinadas en el presente estudio	45

Mapas de distribución por géneros y especies

M 1. Distribución de la familia Coccinellidae en la región Cusco, según altitudes.....	50
M 2. Distribución de la familia Coccinellidae en la región Cusco, según provincias biogeográficas	52
M 3. <i>Eriopis</i> Mulsant 1850.	167
M 4. <i>Paraneda</i> Timberlake 1943.	167
M 5. <i>Neda</i> Nulsant 1850.	167
M 6. <i>Cycloneda</i> Crotch 1871.	167
M 7. <i>Hippodamia</i> Chevrolat 1837.	168
M 8. <i>Neocalvia</i> Crotch 1871.	168
M 9. <i>Psyllobora</i> Chevrolat 1836.	168
M 10. <i>Oxytella</i> Weise 1902.	168
M 11. <i>Epilachna</i> Chevrolat 1837.	169
M 12. <i>Toxotoma</i> Weise 1899.	169
M 13. <i>Azya</i> Mulsant 1850.	169
M 14. <i>Scymnus</i> Kugelann 1794.	169
M 15. <i>Zagloba</i> Casey 1899.	170
M 16. <i>Hyperaspis</i> Redtenbacher 1843.	170
M 17. <i>Diazonema</i> Weise 1926.	170
M 18. <i>Serratitibia</i> Gordon & Canepari 2013.	170
M 19. <i>Pentilia</i> Mulsant 1850.	171
M 20. <i>Cryptognatha</i> Mulsant 1850.	171
M 21. <i>Rodolia</i> Mulsant 1850.	171
M 22. <i>Zenoria</i> Mulsant 1850.	171
M 23. <i>Parastethorus</i> Pang & Mao 1975.	172
M 24. <i>Exochomus</i> Redtenbacher 1843.	172

M 25. <i>Curinus</i> Mulsant 1850.	172
M 26. <i>Eriopis peruviana</i> Hofmann 1970.	173
M 27. <i>Eriopis andina</i> Hofmann 1970.	173
M 28. <i>Eriopis minima</i> Hofmann 1970.	173
M 29. <i>Eriopis alticola</i> Hofmann 1970.	173
M 30. <i>Paraneda pallidula</i> (Mulsant 1850).	174
M 31. <i>Neda aequatoriana</i> Mulsant 1853.	174
M 32. <i>Neda patula</i> Erichson 1847.	174
M 33. <i>Neda norrisi</i> (Guerin-Meneville 1842).	174
M 34. <i>Cycloneda marcapatae</i> Oroz, Bustamante & Cosio 2009.	175
M 35. <i>Cycloneda vandenbergae</i> Gonzalez, Bustamante & Oroz 2009.	175
M 36. <i>Cycloneda andresi</i> Oroz, Bustamante & Cosio 2009.	175
M 37. <i>Cycloneda sanguinea</i> (Linnaeus 1763).	175
M 38. <i>Cycloneda dieguezii</i> Gonzalez 2018.	176
M 39. <i>Cycloneda arcuata</i> (Erichson 1847).	176
M 40. <i>Cycloneda ecuadorica</i> (Timberlake 1943).	176
M 41. <i>Hippodamia convergens</i> (Guerin-Meneville 1842).	176
M 42. <i>Hippodamia variegata</i> Goeze 1777.	177
M 43. <i>Neocalvia blanchardi</i> (Mulsant 1850).	177
M 44. <i>Psyllobora marshalli</i> Crotch 1874.	177
M 45. <i>Psyllobora hybrida</i> (Mulsant 1850).	177
M 46. <i>Psyllobora abancayana</i> Almeida 1991.	178
M 47. <i>Psyllobora lenta</i> Mulsant 1850.	178
M 48. <i>Psyllobora lutescens</i> Crotch 1874.	178
M 49. <i>Psyllobora luctuosa</i> Mulsant 1850.	178

M 50. <i>Psyllobora constantini</i> Gonzalez et al. 2017.	179
M 51. <i>Oxytella longula</i> Weise 1902.	179
M 52. <i>Epilachna fausta</i> Erichson 1847.	179
M 53. <i>Epilachna dives</i> Erichson 1847.	179
M 54. <i>Epilachna sexmaculata</i> Kirsch 1876.	180
M 55. <i>Epilachna v-pallidum</i> Blanchard 1846.	180
M 56. <i>Epilachna emerita</i> Gordon 1975.	180
M 57. <i>Epilachna bistrispilota</i> Gordon 1975.	180
M 58. <i>Epilachna pseudospilota</i> Gordon 1975.	181
M 59. <i>Epilachna dorsigera</i> Erichson 1847.	181
M 60. <i>Epilachna transverselineata</i> (Mader 1958).	181
M 61. <i>Epilachna cuscoi</i> Gordon 1975.	181
M 62. <i>Epilachna discolor</i> Erichson 1847.	182
M 63. <i>Epilachna fenestroides</i> Gordon 1975.	182
M 64. <i>Epilachna harringtoni</i> Gordon 1975).	182
M 65. <i>Epilachna geométrica</i> (Weise 1899).	182
M 66. <i>Epilachna vittigera</i> (Crotch 1874).	183
M 67. <i>Epilachna strictanotata</i> Gordon 1975.	183
M 68. <i>Epilachna bistriguttata</i> Gordon 1975.	183
M 69. <i>Epilachna matei</i> Bustamante et al. 2018.	183
M 70. <i>Epilachna ignobilis</i> (Weise 1902).	184
M 71. <i>Epilachna cushmani</i> Gordon 1975.	184
M 72. <i>Epilachna woytkowskii</i> Gordon 1975.	184
M 73. <i>Epilachna paenulata</i> Germar 1824.	184
M 74. <i>Epilachna callangae</i> Gordon 1975.	185

M 75. <i>Epilachna propinqua</i> (Weise 1899).	185
M 76. <i>Epilachna pseudostriata</i> Gordon 1975.....	185
M 77. <i>Epilachna cacica</i> (Guerin-Meneville 1844).	185
M 78. <i>Epilachna sztolcmani</i> Jadwiszczack & Wegrzynowics 2003.....	186
M 79. <i>Epilachna lepida</i> Erichson 1847.....	186
M 80. <i>Epilachna obliqua</i> Gordon 1975.	186
M 81. <i>Toxotoma venusta</i> (Erichson 1847).	186
M 82. <i>Toxotoma imitator</i> Gordon 1975.	187
M 83. <i>Toxotoma cuzcoensis</i> Gordon 1975.....	187
M 84. <i>Toxotoma guerini</i> Gordon 1975.	187
M 85. <i>Toxotoma patricia</i> Mulsant 1850.	187
M 86. <i>Azya scutata</i> Mulsant 1850.....	188
M 87. <i>Azya murilloi</i> Gordon 1980.	188
M 88. <i>Scymnus rubicundus</i> Erichson 1847.....	188
M 89. <i>Zagloba beaumonti</i> Casey 1899.	188
M 90. <i>Hyperaspis festiva</i> (Mulsant 1850).....	189
M 91. <i>Diazonema fallax</i> Weise 1926.....	189
M 92. <i>Serratitibia mary</i> Gordon & Canepari 2013.....	189
M 93. <i>Serratitibia julie</i> Gordon & Canepari 2013.....	189
M 94. <i>Serratitibia anna</i> Gordon & Canepari 2013.....	190
M 95. <i>Pentilia insidiosa</i> Mulsant 1850.	190
M 96. <i>Cryptognatha gemellata</i> Mulsant 1850.	190
M 97. <i>Rodolia cardinalis</i> (Mulsant 1850).....	190
M 98. <i>Zenoria stellaris</i> (Gorham 1899).....	191
M 99. <i>Parastethorus histrio</i> (Chazeau 1974).....	191

M 100. <i>Exochomus bolivianus</i> Mader 1957.....	191
M 101. <i>Curinus coeruleus</i> Mulsant 1850.....	191

Habitus adultos

H 1. <i>Eriopis peruviana</i> Hofmann 1970.....	192
H 2. <i>Eriopis andina</i> Hofmann 1970.....	192
H 3. <i>Eriopis minima</i> Hofmann 1970.....	192
H 4. <i>Eriopis alticola</i> Hofmann 1970.....	192
H 5. <i>Paraneda guticollis</i> (Mulsant 1850)	192
H 6. <i>Neda aequatoriana</i> Mulsant 1853.....	192
H 7. <i>Neda aequatoriana</i> Mulsant 1853.....	192
H 8. <i>Neda aequatoriana</i> Mulsant 1853.....	192
H 9. <i>Neda patula</i> Erichson 1847.....	192
H 10. <i>Neda norrisi</i> (Guerin-Meneville 1842)	193
H 11. <i>Cycloneda marcapatae</i> Oroz, Bustamante & Cosio 2009	193
H 12. <i>Cycloneda vandenbergae</i> González, Bustamante & Oróz 2008	193
H 13. <i>Cycloneda andresi</i> Oroz, Bustamante & Cosio 2009	193
H 14. <i>Cycloneda sanguinea</i> (Linnaeus 1763).....	193
H 15. <i>Cycloneda dieguezii</i> González 2018	193
H 16. <i>Cycloneda arcuata</i> (Erichson 1847)	193
H 17. <i>Cycloneda ecuadorica</i> (Timberlake 1943).....	193
H 18. <i>Hippodamia convergens</i> (Guerin-Meneville 1842)	193
H 19. <i>Hippodamia variegata</i> Goeze 1777	194
H 20. <i>Neocalvia blanchardi</i> (Mulsant 1850)	194
H 21. <i>Psyllobora marshalli</i> Crotch 1874.....	194

H 22. <i>Psyllobora hybrida</i> (Mulsant 1850).....	194
H 23. <i>Psyllobora abancayana</i> Almeida 1991	194
H 24. <i>Psyllobora lenta</i> Mulsant 1850	194
H 25. <i>Psyllobora lutescens</i> Crotch 1874.....	194
H 26. <i>Psyllobora luctuosa</i> Mulsant 1850.....	194
H 27. <i>Psyllobora constantini</i> González et al. 2017.....	194
H 28. <i>Oxytella longula</i> Weise 1902	195
H 29. <i>Epilachna fausta</i> Erichson 1847	195
H 30. <i>Epilachna dives</i> Erichson 1847	195
H 31. <i>Epilachna sexmaculata</i> Kirsch 1876.....	195
H 32. <i>Epilachna v-pallidum</i> Blanchard 1846.....	195
H 33. <i>Epilachna emerita</i> Gordon 1975	195
H 34. <i>Epilachna emerita</i> Gordon 1975	195
H 35. <i>Epilachna emerita</i> Gordon 1975	195
H 36. <i>Epilachna emerita</i> Gordon 1975	195
H 37. <i>Epilachna bistrispilota</i> Gordon 1975.....	196
H 38. <i>Epilachna pseudospilota</i> Gordon 1975	196
H 39. <i>Epilachna dorsigera</i> Erichson 1847.....	196
H 40. <i>Epilachna dorsigera</i> Erichson 1847.....	196
H 41. <i>Epilachna transverselineata</i> (Mader 1958).....	196
H 42. <i>Epilachna cuscoi</i> Gordon 1975	196
H 43. <i>Epilachna discolor</i> Erichson 1847	196
H 44. <i>Epilachna fenestroides</i> Gordon 1975	196
H 45. <i>Epilachna fenestroides</i> Gordon 1975.....	196
H 46. <i>Epilachna harringtoni</i> Gordon 1975.....	197

H 47. <i>Epilachna geométrica</i> (Weise 1899).....	197
H 48. <i>Epilachna geométrica</i> (Weise 1899).....	197
H 49. <i>Epilachna vittigera</i> (Crotch 1874)	197
H 50. <i>Epilachna vittigera</i> (Crotch 1874)	197
H 51. <i>Epilachna strictanotata</i> Gordon 1975.....	197
H 52. <i>Epilachna bistriguttata</i> Mulsant 1850.....	197
H 53. <i>Epilachna matei</i> Bustamante et al. 2018.....	197
H 54. <i>Epilachna ignobilis</i> (Weise 1902).....	197
H 55. <i>Epilachna cushmani</i> Gordon 1975.....	198
H 56. <i>Epilachna woytkowskii</i> Gordon 1975.....	198
H 57. <i>Epilachna paenulata</i> (Germar 1824).....	198
H 58. <i>Epilachna callangae</i> Gordon 1975	198
H 59. <i>Epilachna propinqua</i> (Weise 1899).....	198
H 60. <i>Epilachna pseudostriata</i> Gordon 1975	198
H 61. <i>Epilachna cacica</i> (Guerin-Meneville 1844).....	198
H 62. <i>Epilachna sztolcmani</i> Jadwiszczak & Węgrzynowicz 2003	198
H 63. <i>Epilachna sztolcmani</i> Jadwiszczak & Węgrzynowicz 2003	198
H 64. <i>Epilachna lepida</i> Erichson 1847	199
H 65. <i>Epilachna obliqua</i> Gordon 1975	199
H 66. <i>Toxotoma venusta</i> (Erichson 1847).....	199
H 67. <i>Toxotoma imitator</i> Gordon 1975.....	199
H 68. <i>Toxotoma cuzcoensis</i> Gordon 1975.....	199
H 69. <i>Toxotoma guerini</i> Gordon 1975	199
H 70. <i>Toxotoma patricia</i> Mulsant 1850	199
H 71. <i>Azya scutata</i> Mulsant 1850	199

H 72. <i>Azya murilloi</i> Gordon 1980.....	199
H 73. <i>Scymnus (Pullus) rubicundus</i> Erichson 1847.....	200
H 74. <i>Zagloba mímica</i> Gonzalez & Aguilera 2009.....	200
H 75. <i>Hyperaspis festiva</i> (Mulsant 1850)	200
H 76. <i>Diazonema fallax</i> Weise 1926.....	200
H 77. <i>Serratitibia julie</i> Gordon & Canepari 2013.....	200
H 78. <i>Serratitibia mary</i> Gordon & Canepari 2013	200
H 79. <i>Serratitibia anna</i> Gordon & Canepari 2013.....	200
H 80. <i>Pentilia insidiosa</i> Mulsant 1850.....	200
H 81. <i>Cryptognatha gemellata</i> Mulsant 1850.....	200
H 82. <i>Rodolia cardinalis</i> (Mulsant 1850)	201
H 83. <i>Zenoria stellaris</i> (Gorham 1899).....	201
H 84. <i>Parasthetorus histrio</i> (Chazeau 1974)	201
H 85. <i>Exochomus bolivianus</i> Mader 1957	201
H 86. <i>Curinus coeruleus</i> Mulsant 1850	201

Genitalias (aparatos genitales)

G 1. Tegmen <i>Eriopis peruviana</i> Hofmann.....	202
G 2. Sifo <i>Eriopis peruviana</i> Hofmann.	202
G 3. Tegmen <i>Eriopis andina</i> Hofmann.....	202
G 4. Sifo <i>Eriopis andina</i> Hofmann.	202
G 5. Tegmen <i>Eriopis minima</i> Hofmann.	202
G 6. Sifo <i>Eriopis minima</i> Hofmann.	202
G 7. Tegmen <i>Eriopis alticola</i> Hofmann.....	202
G 8. Sifo <i>Eriopis alticola</i> Hofmann.	202

G 9. Hemisternitos hembra <i>Paraneda guticollis</i> (Mulsant).....	202
G 10. Tegmen <i>Neda aequatoriana</i> Mulsant.....	202
G 11. Sifo <i>Neda aequatoriana</i> Mulsant.....	202
G 12. Tegmen <i>Neda patula</i> Erichson.....	203
G 13. Sifo <i>Neda patula</i> Erichson.....	203
G 14. Tegmen <i>Neda norrisi</i> (Guerin-Meneville).....	203
G 15. Tegmen <i>Cycloneda marcapatae</i> Oroz, Bustamante & Cosio.....	203
G 16. Sifo <i>Cycloneda marcapatae</i> Oroz, Bustamante & Cosio.....	203
G 17. Tegmen <i>Cycloneda vandenbergae</i> Gonzalez, Bustamante & Oroz.....	203
G 18. Sifo <i>Cycloneda vandenbergae</i> Gonzalez, Bustamante & Oroz.....	203
G 19. Tegmen <i>Cycloneda andresi</i> Oroz, Bustamante & Cosio.....	203
G 20. Sifo <i>Cycloneda andresi</i> Oroz, Bustamante & Cosio.....	203
G 21. Tegmen <i>Cycloneda sanguinea</i> (Linnaeus).....	203
G 22. Sifo <i>Cycloneda sanguinea</i> (Linnaeus).....	203
G 23. Tegmen <i>Cycloneda dieguezi</i> Gonzalez.....	204
G 24. Sifo <i>Cycloneda dieguezi</i> Gonzalez.....	204
G 25. Tegmen <i>Cycloneda arcula</i> (Erichson).....	204
G 26. Sifo <i>Cycloneda arcula</i> (Erichson).....	204
G 27. Tegmen <i>Cycloneda ecuadorica</i> (Timberlake).....	204
G 28. Sifo <i>Cycloneda ecuadorica</i> (Timberlake).....	204
G 29. Tegmen <i>Hippodamia convergens</i> (Guerin-Meneville).....	204
G 30. Sifo <i>Hippodamia convergens</i> (Guerin-Meneville).....	204
G 31. Espermateca <i>Hippodamia variegata</i> Goeze.....	204
G 32. Hemisternitos hembra <i>Hippodamia variegata</i> Goeze.....	204
G 33. Espermateca <i>Neocalvia blanchardi</i> (Mulsant).....	204

G 34. Hemisternitos hembra <i>Neocalvia blanchardi</i> (Mulsant).....	204
G 35. Tegmen <i>Psyllobora marshalli</i> Crotch.....	205
G 36. Sifo <i>Psyllobora marshalli</i> Crotch.	205
G 37. Espermateca <i>Psyllobora hybrida</i> (Mulsant).....	205
G 38. Hemisternitos hembra <i>Psyllobora hybrida</i> (Mulsant).....	205
G 39. Sifo <i>Psyllobora abancayana</i> Almeida.	205
G 40. Tegmen <i>Psyllobora abancayana</i> Almeida.	205
G 41. Tegmen <i>Psyllobora lenta</i> Mulsant.	205
G 42. Sifo <i>Psyllobora lenta</i> Mulsant.....	205
G 43. Hemisternitos hembra <i>Psyllobora lutescens</i> Crotch.	205
G 44. Espermateca <i>Psyllobora lutescens</i> Crotch.	205
G 45. Tegmen <i>Psyllobora luctuosa</i> Mulsant.....	205
G 46. Sifo <i>Psyllobora luctuosa</i> Mulsant.	205
G 47. Tegmen <i>Epilachna constantini</i> Gonzalez et al.....	206
G 48. Sifo <i>Epilachna constantini</i> Gonzalez et al.	206
G 49. Hemisternitos hembra <i>Oxytella longula</i> Weise.....	206
G 50. Espermateca <i>Oxytella longula</i> Weise.....	206
G 51. Tegmen <i>Epilachna fausta</i> Erichson.	206
G 52. Sifo <i>Epilachna fausta</i> Erichson.....	206
G 53. Tegmen <i>Epilachna dives</i> Erichson.....	206
G 54. Sifo <i>Epilachna dives</i> Erichson.	206
G 55. Hemisternitos hembra <i>Epilachna sexmaculata</i> Kirsch.	206
G 56. Hemisternitos hembra <i>Epilachna v pallidum</i> Blanchard.....	206
G 57. Tegmen <i>Epilachna emerita</i> Gordon.	206
G 58. Sifo <i>Epilachna emerita</i> Gordon.	206

G 59. Hemisternitos hembra <i>Epilachna bistrispilota</i> Gordon.	206
G 60. Hemisternitos hembra <i>Epilachna pseudospilota</i> Gordon.....	207
G 61. Sifo <i>Epilachna dorsigera</i> Erichson.	207
G 62. Tegmen <i>Epilachna dorsigera</i> Erichson.....	207
G 63. Tegmen <i>Epilachna transverselineata</i> (Mader).....	207
G 64. Sifo <i>Epilachna transverselineata</i> (Mader).....	207
G 65. Tegmen <i>Epilachna cuscoi</i> Gordon.	207
G 66. Sifo <i>Epilachna cuscoi</i> Gordon.	207
G 67. Tegmen <i>Epilachna discolor</i> Erichson.	207
G 68. Sifo <i>Epilachna discolor</i> Erichson.	207
G 69. Tegmen <i>Epilachna fenestroides</i> Gordon.....	207
G 70. Sifo <i>Epilachna fenestroides</i> Gordon.	207
G 71. Tegmen <i>Epilachna harringtoni</i> Gordon.....	207
G 72. Sifo <i>Epilachna harringtoni</i> Gordon.	207
G 73. Tegmen <i>Epilachna geométrica</i> (Weise).....	208
G 74. Sifo <i>Epilachna geométrica</i> (Weise).	208
G 75. Hemisternitos hembra <i>Epilachna vittigera</i> (Crotch).....	208
G 76. Hemisternitos hembra <i>Epilachna strictanotata</i> Gordon.	208
G 77. Hemisternitos hembra <i>Epilachna bistriguttata</i> Mulsant.	208
G 78. Tegmen <i>Epilachna matei</i> Bustamante et al.....	208
G 79. Sifo <i>Epilachna matei</i> Bustamante et al.	208
G 80. Tegmen <i>Epilachna ignobilis</i> (Weise).....	208
G 81. Sifo <i>Epilachna ignobilis</i> (Weise).	208
G 82. Hemisternitos hembra <i>Epilachna cushmani</i> Gordon.	208
G 83. Tegmen <i>Epilachna woytkowskii</i> Gordon.....	208

G 84. Sifo <i>Epilachna woytkowskii</i> Gordon.....	208
G 85. Tegmen <i>Epilachna paenulata</i> (Germar).	209
G 86. Sifo <i>Epilachna paenulata</i> (Germar).....	209
G 87. Tegmen <i>Epilachna callangae</i> Gordon.	209
G 88. Sifo <i>Epilachna callangae</i> Gordon.....	209
G 89. Hemisternitos hembra <i>Epilachna propinqua</i> (Weise).....	209
G 90. Tegmen <i>Epilachna pseudostriata</i> Gordon.	209
G 91. Sifo <i>Epilachna pseudostriata</i> Gordon.....	209
G 92. Tegmen <i>Epilachna cacica</i> (Guerin-Meneville).....	209
G 93. Sifo <i>Epilachna cacica</i> (Guerin-Meneville).....	209
G 94. Tegmen <i>Epilachna sztolcmani</i> Jadwiszczak & Węgrzynowicz.	209
G 95. Sifo <i>Epilachna sztolcmani</i> Jadwiszczak & Węgrzynowicz.	209
G 96. Tegmen <i>Epilachna lepida</i> Erichson.	209
G 97. Sifo <i>Epilachna lepida</i> Erichson.....	209
G 98. Tegmen <i>Epilachna obliqua</i> Gordon.....	210
G 99. Sifo <i>Epilachna obliqua</i> Gordon.	210
G 100. Hemisternitos hembra <i>Toxotoma venusta</i> (Erichson).	210
G 101. Tegmen <i>Toxotoma imitator</i> Gordon.....	210
G 102. Sifo <i>Toxotoma imitator</i> Gordon.	210
G 103. Hemisternitos hembra <i>Toxotoma cuzcoensis</i> Gordon.	210
G 104. Tegmen <i>Toxotoma guerini</i> Gordon.	210
G 105. Sifo <i>Toxotoma guerini</i> Gordon.	210
G 106. Tegmen <i>Toxotoma patricia</i> Mulsant.....	210
G 107. Sifo <i>Toxotoma patricia</i> Mulsant.	210
G 108. Tegmen <i>Azya scutata</i> Mulsant.	210

G 109. Sifo <i>Azya scutata</i> Mulsant.....	210
G 110. Hemisternitos hembra <i>Azya murilloi</i> Gordon.....	211
G 111. Sifo <i>Scymnus (Pullus) rubicundus</i> Erichson.....	211
G 112. Tegmen <i>Scymnus (Pullus) rubicundus</i> Erichson.....	211
G 113. Tegmen <i>Zagloba beaumonti</i> Casey 1899.....	211
G 114. Sifo <i>Zagloba beaumonti</i> Casey 1899.....	211
G 115. Sifo <i>Hyperaspis festiva</i> (Mulsant).....	211
G 116. Tegmen <i>Hyperaspis festiva</i> (Mulsant).....	211
G 117. Hemisternitos hembra <i>Diazonema fallax</i> Weise.....	211
G 118. Tegmen <i>Serratitibia mary</i> Gordon & Canepari.....	211
G 119. Sifo (parte) <i>Serratitibia mary</i> Gordon & Canepari.....	211
G 120. Tegmen <i>Serratitibia julie</i> Gordon & Canepari.....	212
G 121. Sifo <i>Serratitibia julie</i> Gordon & Canepari.....	212
G 122. Tegmen <i>Serratitibia anna</i> Gordon & Canepari.....	212
G 123. Sifo <i>Serratitibia anna</i> Gordon & Canepari.....	212
G 124. Sifo <i>Pentilia insidiosa</i> Mulsant.....	212
G 125. Tegmen <i>Pentilia insidiosa</i> Mulsant.....	212
G 126. Espermateca <i>Cryptognatha gemellata</i> Mulsant.....	212
G 127. Sifo <i>Rodolia cardinalis</i> (Mulsant).....	212
G 128. Tegmen <i>Rodolia cardinalis</i> (Mulsant).....	212
G 129. Espermateca <i>Zenoria stellaris</i> (Gorham).....	212
G 130. Tegmen <i>Parastethorus histrio</i> (Chazeau & Fursch).....	213
G 131. Sifo <i>Parastethorus histrio</i> (Chazaeu & Fursch).....	213
G 132. Tegmen <i>Exochomus bolivianus</i> Mader.....	213
G 133. Sifo <i>Exochomus bolivianus</i> Mader.....	213

G 134. Tegmen <i>Curinus coeruleus</i> Mulsant.	213
G 135. Sifo <i>Curinus coeruleus</i> Mulsant.	213

RESUMEN

La familia Coccinellidae, es un grupo de insectos conocidos coloquialmente como "mariquitas", "chinitas" o "vaquitas de San Antonio", y es considerado además como uno de los grupos de insectos benéficos más importantes. Debido a su gran importancia económica y ecológica como depredadores de muchos artrópodos dañinos actualmente se desarrollan programas de cría e introducción de coccinélidos para su uso en tareas de control biológico.

En la actualidad se registran alrededor de 6000 especies de la familia a nivel mundial, y en el Perú están presentes cerca de 350 especies en 64 géneros. La distribución de la familia a nivel de las regiones es conocida a través de estudios parciales en Piura, Cusco, y Madre de Dios.

El examen de nuevo material colectado entre los meses de julio del 2018 y febrero del 2019, y del material presente en la Colección Entomológica de la UNSAAC, permitió el registro de 76 especies repartidas en 23 géneros dentro de 12 tribus de la subfamilia Coccinellinae. Los especímenes estudiados provienen de 106 localidades dentro de las 13 provincias de la región, en un rango altitudinal comprendido desde los 565 m, en la localidad de Pillcopata (provincia de Paucartambo) hasta los 5250 m en los alrededores del Nevado Ausangate, en la provincia de Quispicanchi. Por otro lado, existe una mayor diversidad de especies de la familia en la provincia biogeográfica (PBG) de Yungas, en comparación con la PBG de Rondonia y ningún registro conocido en la PBG de la Puna. Las provincias con una mayor riqueza de especies son La Convención, Urubamba, Anta, Calca y Paucartambo.

Los géneros con distribución más amplia en la región son, el género introducido *Hippodamia* Chevrolat, y los géneros nativos *Eriopis* Mulsant y *Cycloneda* Crotch.

Tras el análisis de la distribución de los especímenes identificados, se determinó el primer registro para el Perú de las especies *Neda norrisi* (Guerin-Meneville 1842), *Psyllobora hybrida* (Mulsant 1850), *Azya murilloi* Gordon 1980, *Serratitibia anna* Gordon & Canepari 2013 y *Zenoria stellaris* (Gorham 1899). Por otro lado, se obtuvieron como primeros registros para la región Cusco a *Paraneda pallidula guticollis* (Mulsant 1850), *Neda aequatoriana* Mulsant 1853, *Cycloneda ecuadorica* (Timberlake 1943), *Psyllobora*

marshalli Crotch 1874, *Psyllobora lenta* Mulsant 1850, *Psyllobora lutescens* Crotch 1874, *Psyllobora luctuosa* Mulsant 1850, *Psyllobora constantini* González et al. 2017, *Zagloba beaumonti* Casey 1899, *Pentilia insidiosa* Mulsant 1850 y *Curinus coeruleus* Mulsant 1850; incluidos los primeros registros de los géneros *Paraneda* Timberlake 1943 y *Zagloba* Casey 1899.

INTRODUCCION

La familia Coccinellidae es un grupo del orden Coleóptera, coloquialmente conocidos con el nombre de “chinitas”, “mariquitas”, “catarinas”, o “ladybirds”. Su gran éxito en el papel de controladores biológicos demuestra su gran importancia económica, en el Perú (O. Beingolea, 1967; O. Beingolea & Salazar, 1970; Oscar Beingolea, 1990) como a nivel mundial (Gordon, 1985; Ślipiński, 2007). Por todo ello, el estudio de esta familia es de gran importancia, especialmente para las profesiones afines a la agronomía, e instituciones relacionadas con la agricultura.

Los Coccinellidos fueron inicialmente descritos por Linnaeus (1758), que incluía 36 especies en el género *Coccinella*, pero la familia fue establecida por Latreille (1807). Coccinellidae pertenece a la superfamilia Cucujoidea, sección Clavicornia, serie Cerylonidae (Chazeau, Fursch, & Sasaji, 1989; Crowson, 1955; Robertson, Whiting, & McHugh, 2008; Sasaji, 1968; Vandenberg, 2002a), un grupo mayor entre los Polyphaga, y bastante heterogéneo, con cerca de 32 familias (Bouchard et al., 2011).

Son insectos generalmente de tamaño pequeño a mediano, midiendo entre 0,6 mm a 18 mm, forma oval a redondeada, superficie dorsal del cuerpo convexa en diferentes grados, y generalmente, con el lado ventral plano; son glabros o pubescentes, cabeza totalmente cubierta por el pronoto o expuesta en diferentes grados, antenas con 7-11 artejos, generalmente los 3 últimos en forma de clava y tarsos con 4 artejos (tetrámeros, criptotetrámeros o pseudotrímeros) o raramente 3 (trímeros). Presentan una línea postcoxal en el primer ventrito abdominal (excepto en algunos Coccinellinae) y algunas especies muestran una línea oblicua (Kovář, 1996, 2007; Sasaji, 1968; Vandenberg, 2002a).

Los Coccinellidos están ecológicamente diversificados, pueden ser fitófagos y micófagos, pero son mayormente conocidos por especialización como predadores, utilizados en el control biológico de plagas (Giorgi et al., 2009; Hodek, van Emden, & Honěk, 2012; Kutnezov, 1997; Ślipiński, 2007; Vandenberg, 2002a).

Coccinellidae es un grupo particularmente rico, se estima que posee cerca de 6000 especies a nivel mundial, distribuidas en 360 géneros (Vandenberg, 2002a), y de estas, cerca de 2000 están presentes en

la región Neotropical (Almeida & Ribeiro-Costa, 2009), pero con relaciones evolutivas más comprendidas.

La clasificación de Coccinellidae fue planteada primeramente por Mulsant (1850), que estableció múltiples agrupaciones, que aún se mantienen como subfamilias y/o tribus. Posteriormente Korchevsky (1931, 1932), y luego Blackwelder (1945) reconocen y mantienen muchos de los grupos establecidos por Mulsant. Uno de los primeros análisis, basado en taxonomía numérica, fue elaborado por Sasaji (1968), que presentó una estructura de seis subfamilias, fundamentado en afinidades no consideradas previamente; este ordenamiento fue la principal referencia en el ámbito de la sistemática clásica del grupo. Posteriormente otros autores (Chazeau et al., 1989; Fursch, 1996; Kovář, 1996) aportaron a esta nueva estructura, incluyendo grupos no considerados por Sasaji, fusionando algunas tribus y subfamilias, o elevando algunos grupos a rangos taxonómicos superiores, logrando así establecer un sistema unificado. Sin embargo, aún no hay un consenso sobre la clasificación de la familia, ante la creciente certeza de que no existen evidencias morfológicas o de comportamiento que apoyen el agrupamiento de Epilachninae, Coccidulinae, Ortaliinae, Scymninae, Chilocorinae y parte de Sticholotidinae (Giorgi et al., 2009), existiendo algunas propuestas que incluyen desde 2 subfamilias (Ślipiński, 2007), y aquellas que consideran la existencia de 18 subfamilias (Duverger, 2003).

Blackwelder (1945) proporcionó una de las primeras listas completas de la familia para el Perú, enumerando un centenar de especies. Posteriormente, González (2015) elaboró la lista más reciente del grupo, registrando 329 especies para el país. Actualmente se estima la presencia de cerca de 450 especies para el Perú (González, 2007).

La distribución geográfica de la familia Coccinellidae del Perú, se ha estudiado de manera parcial en algunas regiones del país (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, Oróz-Ramos, & Yábar-Landa, 2018; Carrasco, 1962; Gordon, 1975; Juárez-Noe & González-Coronado, 2018; Juárez-Noé & González-Coronado, 2019; Miró-Agurto & Castillo-Carrillo, 2010; Miró-Agurto & González, 2015). En tanto en la región Cusco, se han llevado a cabo varios estudios que incluyen la descripción de nuevas especies y

primeros registros (Bustamante-Navarrete, 2017; Bustamante-Navarrete, Marquina-Montesinos, & Elme-Tumpay, 2017; Bustamante-Navarrete, Oróz-Ramos, Elme-Tumpay, & Marquina-Montesinos, 2017; Bustamante-Navarrete, Oróz-Ramos, Elme-Tumpay, Marquina-Montesinos, & Yábar-Landa, 2018; Bustamante, Oróz, Elme, Marquina, & Yábar, 2018; Bustamante, Oróz, & González, 2019; Bustamante Navarrete, González Fuentes, & Oróz Ramos, 2007; Bustamante Navarrete & Yábar Landa, 2006; Carrasco, 1962; González Fuentes, Bustamante Navarrete, & Oróz Ramos, 2008; González, Bustamante, & Grez, 2018; Gordon, 1975; Hofmann, 1970), que han permitido ampliar el conocimiento de este grupo en la jurisdicción, haciendo de la fauna de Coccinellidae de la región la más diversa y conocida del país hasta el momento.

El presente estudio tiene como objetivo determinar la fauna de coccinélidos colectada en diferentes provincias de la región Cusco, y brindar datos sobre la distribución geográfica de las especies encontradas.

IDENTIFICACION DEL PROBLEMA

La familia Coccinellidae es una de los grupos de coleópteros más grandes y diversos del orden Coleóptera, y es además uno de los grupos más importantes desde el punto de vista económico, por incluir a muchas especies reconocidas como controladores biológicos.

Sin embargo, al igual que ocurre con casi la gran mayoría de insectos y artrópodos en general, el conocimiento de su riqueza, diversidad y distribución en el país, y a nivel de las diferentes regiones es incipiente, y en, muchos casos este conocimiento proviene de investigaciones del extranjero, lo que implica muchas veces que el material biológico que sustenta esas investigaciones no se encuentra depositado en colecciones dentro del territorio nacional.

El continuo cambio de las condiciones climáticas y la acción humana están causando el deterioro ambiental, lo que ocasiona presión sobre las poblaciones de insectos, incluyendo a la familia Coccinellidae, modificando sus requerimientos y ocasionando que dichas poblaciones migren, y en algunos casos desaparezcan.

En la región Cusco, no existe información actualizada, ni colección de referencia, sobre las especies de coccinélidos, de importancia agrícola y ecológica, del mismo modo, no se tiene información sobre la distribución geográfica de este grupo de insectos en el territorio.

La existencia de múltiples ecosistemas en la región Cusco dará lugar a una amplia riqueza y diversidad de especies de la familia Coccinellidae?

Las diferentes especies de la familia Coccinellidae se encuentran en todo el rango altitudinal presente en la región Cusco?

OBJETIVOS

Objetivo general:

- Determinar la taxonomía y distribución geográfica de las especies de la familia Coccinellidae en la región Cusco.

Objetivos específicos:

- Identificar las especies de la familia Coccinellidae en la región Cusco.
- Determinar la distribución geográfica de las especies estudiadas dentro de la región Cusco.
- Establecer una colección de referencia de las especies de la familia Coccinellidae en la región Cusco.

HIPOTESIS

La región Cusco, que contiene en su territorio una amplia variedad de ecosistemas ecológicos, y una amplia gradiente altitudinal, presenta una gran riqueza y diversidad de especies de la familia Coccinellidae.

VARIABLES

Variable Independiente

- Familia Coccinellidae

Variables Dependientes

- Taxonomía
- Ubicación geográfica

JUSTIFICACIÓN

- El estudio permitirá brindar un listado preliminar de las especies de la familia Coccinellidae en la región Cusco, actualizando además la distribución geográfica de las especies registradas. Esto servirá para la elaboración de líneas de base sobre la diversidad de biocontroladores con potencial uso en planes de control biológico.
- Las colectas efectuadas en el presente trabajo, y el procesado del material existente en la Colección Entomológica de la UNSAAC, permitirán conformar la primera Colección de referencia de la familia, la cual incluirá ejemplares tipo (tipos y paratipos).
- Este estudio, que contiene un inventario de fauna entomológica con importancia económica (agrícola y ecológica), se alinea a la Agenda Regional de Investigación del Cusco en los ejes temáticos: ambiental y de producción, calidad y competitividad de productos agropecuarios.

CAPITULO I

1.1. MARCO TEÓRICO

1.1.1. Antecedentes del estudio de Coccinellidae en el Perú y en el Cusco

Una de las primeras referencias sobre la familia Coccinellidae en el Perú corresponde a Erichson (1847) que citó 25 especies, destacando entre ellas a *Hippodamia connexa* (Guerin-Meneville), *Scymnus rubicundus*, *Epilachna velata*, *Coccinella sanguínea*, *Coccinella arcuata* y *Coccinella cardinalis*, estas referencias no especificaban la procedencia de los especímenes a nivel departamental/regional.

Posteriormente Crotch (1874) realizó una de las primeras revisiones mundiales de la familia, citando y describiendo nuevas especies para el Perú, dentro de los géneros *Epilachna* Chevrolat (16 especies), *Eriopis* Mulsant (1 especie), *Coccinella* Linnaeus (2 especies), *Cycloneda* Crotch (4 especies), *Neda* Mulsant (3 especies), *Brumus* Mulsant (1 especie), *Scymnus* Kugelann (1 especie) y *Pristonema* Erichson (1 especie).

Blackwelder (1945), en su catálogo del orden Coleóptera, citó 104 especies, en 26 géneros, de coccinélidos en el Perú, de nuevo los registros no especifican la procedencia a nivel departamental/regional.

Carrasco (1962) citó 06 especies de la familia Coccinellidae: *Brachyacantha bistrispustulata* var. *guttata* Weise, *Cycloneda sanguínea* (Linn.), *Azya* sp., *Hippodamia convergens* Guérin-Meneville, *Coccinellina* sp. y *Coccinella petittii* dentro de la fauna de predadores benéficos presentes en la región Cusco.

Carrasco (1968), reportó al predador *Eriopis connexa* (Germar) y al fitófago *Epilachna* (*Solanophila*) *paenulata* brindando datos sobre la biología de las diferentes especies mencionadas.

Escalante (1972), realizó pruebas de crianza del coccinélido *Hippodamia convergens* (Guerin-Meneville) brindando datos sobre la nutrición y reproducción de esta especie, además de

información sobre su biología en la localidad del Cusco, en base a material biológico (huevos) obtenido de las provincias de Cusco, Urubamba, Anta y Quispicanchi.

Gordon (1975) realizó la revisión de los coccinélidos fitófagos de la sub familia Epilachninae, hoy tribu Epilachnini, registrando más de un centenar de taxones para el Perú, y 51 especies para la región Cusco, que incluían 25 nuevas especies descritas, dentro de los géneros *Dira*, *Epilachna* Chevrolat y *Toxotoma* en base a muestras provenientes de las localidades de Kallanca, Torontoy, Machu Picchu, Quincemil y Marcapata (localidades ubicadas en la zona selvática de la región Cusco). Esta gran diversidad de coccinélidos encontrada no quedo representada en una colección de referencia en el país, debido a que el material estudiado fue depositado en colecciones extranjeras.

Ceballos (1981) reporto, nuevamente, 3 de las especies de Epilachninae registradas por Gordon en un listado de la entomofauna de la localidad de Kallanca (provincia de Paucartambo).

Carrasco (1987) mencionó a *Epilachna paenulata* (Germar) como un insecto fitófago de importancia en el cultivo de la kiwicha (*Amaranthus caudatus*) en las regiones de Cusco y Apurímac, expuso además la importancia del control biológico efectuado por las especies *Hippodamia convergens*, *Eriopis connexa*, *Coccinella petiti* y *Scymnus (Pullus) sp.* sobre los pulgones que afectan a este cultivo en las diferentes etapas de desarrollo.

La función predadora de la familia Coccinellidae fue recogida en el reporte de Yábar & Tisoc (1988) sobre los insectos asociados al cultivo del maíz en el Valle de Urubamba (provincias de Calca y Urubamba) donde registraron a los coccinélidos *Hippodamia convergens*, *Coccinellina sp.*, *Eriopis sp.* y *Scymnus sp.*, dentro de la entomofauna benéfica del cultivo, resaltando la dominancia de la población de *Scymnus* sobre las otras especies de la familia.

Aguilar, Raven, Lamas, & Redolfi (1994) estimaron en 101 el número de especies de Coccinellidae presentes en el país, esto basado en información secundaria.

Bustamante Navarrete & Yábar Landa (2006) realizaron una revisión del género *Eriopis* Mulsant en el sur del Perú, registrando 04 especies para la región Cusco incluyendo, además, aspectos de

la biología de los mismos: *Eriopsis minima* en la provincia de Canchis, *E. alticola* en la provincia de Acomayo, *E. andina* en la provincia de Calca y *E. peruviana* en las provincias de Urubamba, Calca, Chumbivilcas, Anta, Acomayo, Cusco, Canchis y Quispicanchi.

Jadwiszczak & Węgrzynowicz (2003) reportaron 35 especies de Coccinellidae, integrantes de la subfamilia Epilachninae, para la región Cusco, dentro de los géneros *Adira*, *Solanophila*, *Epilachna* y *Toxotoma*; la totalidad de los registros de *Epilachna* y *Toxotoma* corresponden a los ya reportados por Gordon (1975).

González Fuentes, Bustamante Navarrete, & Oróz Ramos (2008) describieron a la especie *Cycloneda vandenbergae* con material procedente de la Colección Entomológica de la Facultad de Ciencias de la UNSAAC. Esta especie fue identificada por Carrasco (1962) como *Coccinela petitti* en la fauna de Coccinellidos de la región Cusco, donde es muy abundante y presenta una amplia distribución.

Oróz-Ramos, Bustamante Navarrete, & Cosio Loaiza (2009) describieron 02 especies nuevas del género *Cycloneda* Crotch para la región Cusco: *Cycloneda andresi* y *Cycloneda marcapatae*, procedentes de las localidades de Ocongate y Marcapata respectivamente, ambos en la provincia de Quispicanchi.

Yábar Landa (2014) recogió gran parte de los reportes anteriores en un catálogo bibliográfico de los insectos de la región Cusco.

Miró-Agurto & Castillo-Carrillo (2010) elaboraron un listado de las especies de mariquitas en frutales de Tumbes, identificando cerca de 30 especies, 11 de las cuales fueron citadas por primera vez para el Perú.

Miró-Agurto & González (2015), elaboraron un listado de las especies de la región de Madre de Dios, registrando 19 especies, que junto a las 9 citadas anteriormente elevaron a 28 las especies para esta región suroriental.

González (2015) elaboró una lista de especies de la familia Coccinellidae para el Perú, comprendiendo 329 especies, dentro de 64 géneros. El listado, elaborado con información secundaria, no especifica distribución regional/departamental.

Bustamante-Navarrete (2017) registra a *Epilachna obliqua* Gordon 1975 por primera vez para la región Cusco. En esa contribución redescubre la especie y además entrega datos sobre las variaciones melánicas de esa especie, conocida antes solo de la región Junín.

Bustamante-Navarrete, Marquina-Montesinos, & Elme-Tumpay (2017) presentaron el primer registro de la especie *Hippodamia variegata* (Goeze 1777) en el Cusco y en el Perú. Este registro, en la provincia de Chumbivilcas, a 3741 m se constituyó, además en el registro más alto de la especie.

Bustamante-Navarrete, Oroz-Ramos, Elme-Tumpay, & Marquina-Montesinos (2017) confirmaron la presencia de la especie *Toxotoma patricia* (Mulsant 1850) en el Perú, con base a ejemplares provenientes de la localidad de Limatambo, en la provincia de Anta.

Bustamante-Navarrete, Oróz-Ramos, Yábar-Landa, Marquina-Montesinos, & Elme-Tumpay, (2017) registraron el primer caso de parasitismo sobre *Eriopis peruviana* Hofmann 1970, por el parasitoide *Dinocampus coccinellae* Schrank 1802 (Hymenoptera: Braconidae) en las localidades de Lucre (provincia de Quispicanchi) y Kayra (provincia de Cusco) sobre cultivos de maíz.

González (2018) describió a la especie *Cycloneda dieguezi* de la localidad de Urubamba, en la provincia del mismo nombre. Esta especie fue erróneamente identificada como *Coccinella petitti* por Carrasco (1962) y es difícilmente distinguible de la especie *Cycloneda arcuata* (Erichson 1847) por lo que es necesario recurrir a la disección de las genitalias.

Juárez-Noe & González-Coronado (2018) elaboraron un listado de los coleópteros de la región Piura, en base a información secundaria, y registraron, dentro de la familia Coccinellidae a 33 especies en 18 géneros.

Bustamante, Oróz, Elme, Marquina, & Yábar (2018) describieron a *Epilachna matei* para la localidad de Machu Picchu, en la provincia de Urubamba. Además, presentaron nuevos registros de *Epilachna fenestroides* Gordon 1975 y *Epilachna harringtoni* Gordon 1975 para la región Cusco y de *Epilachna strictanotata* Gordon 1975 para el Perú.

Bustamante-Navarrete, Del Castillo, Oroz-Ramos, & Yábar-Landa (2018) con base en la revisión especímenes de la tribu Epilachnini, depositados en la Colección Entomológica de la Universidad Nacional San Antonio Abad del Cusco (CEUC), identificaron 30 especies pertenecientes a los géneros *Epilachna* Chevrolat y *Toxotoma* Weise, provenientes de varias provincias de la región Cusco, en un rango altitudinal entre los 1500-2800 m, citaron por primera vez para Perú a *Epilachna v-pallidum v-pallidum* Blanchard, *E. bistrispilota* Gordon y *E. pseudospilota* Gordon, y por primera vez para la región de Cusco a *Epilachna strictanotata* Gordon, *Toxotoma venusta* (Erichson) y *Toxotoma guerini* Gordon.

Bustamante-Navarrete, Oroz-Ramos, Elme-Tumpay, Marquina-Montesinos, & Yábar-Landa (2018) registraron a *Epilachna bistriguttata* Mulsant 1850 por primera vez para el Perú, en la localidad de Machu Picchu, en la provincia de Urubamba, esta especie era conocida solamente de la localidad tipo, en Bolivia.

González, Bustamante, & Grez (2018) en base a la revisión de bibliografía y diferentes colecciones entomológicas, incluyendo la Colección Entomológica UNSAAC (CEUC), documentaron los registros de coccinélidos que habitan en altitudes extremas de América del Sur, obteniendo información de 35 especies con al menos una localidad sobre los 3.500 m, entre ellos el registro de mayor altitud, a los 5250 m, para *Eriopsis minima* Hofmann 1970 en el nevado Ausangate (Quispicanchi, Cusco).

1.1.2. Morfología de la familia Coccinellidae

1.1.2.1. Adulto

Los representantes de la familia Coccinellidae, conocidos comúnmente como mariquitas, suelen presentar cuerpos de formas redondeadas a ovales, un perfil convexo y mayormente compactos, y con las extremidades parcialmente ocultas. Existen especies, pocas, que presentan un cuerpo más esbelto y diferenciado (menos compacto), de formas aplanadas, y con las extremidades muy sobresalientes. En casi todas las especies no se presentan adornos de cualquier tipo en la superficie dorsal, carenas, estrías, espinas, cuernos, abultamientos, que sobresalgan y rompan el diseño del cuerpo. El tamaño de las especies del grupo ronda entre los 2-6 mm, pero existen especies que miden cerca de 1 mm y otras que pueden alcanzar los 18 mm. La mayoría de las especies ostentan colores aposemáticos amarillos, anaranjados y rojos, con adornos de colores blanco y negro, en tanto otras muestran colores opacos en tonos terrosos que van desde el amarillo pajizo al castaño oscuro y negro. Muy pocas especies presentan diseños con adornos metálicos de brillos verdes, azules, violetas o cobrizos. Los diseños del pronoto son muy variados, pero enfocadas principalmente en áreas grandes de colores diferentes o manchas pequeñas ovales o irregulares. La pilosidad es rara en muchas de sus especies, en tanto en otras es tupida y abundante (González, 2014a).

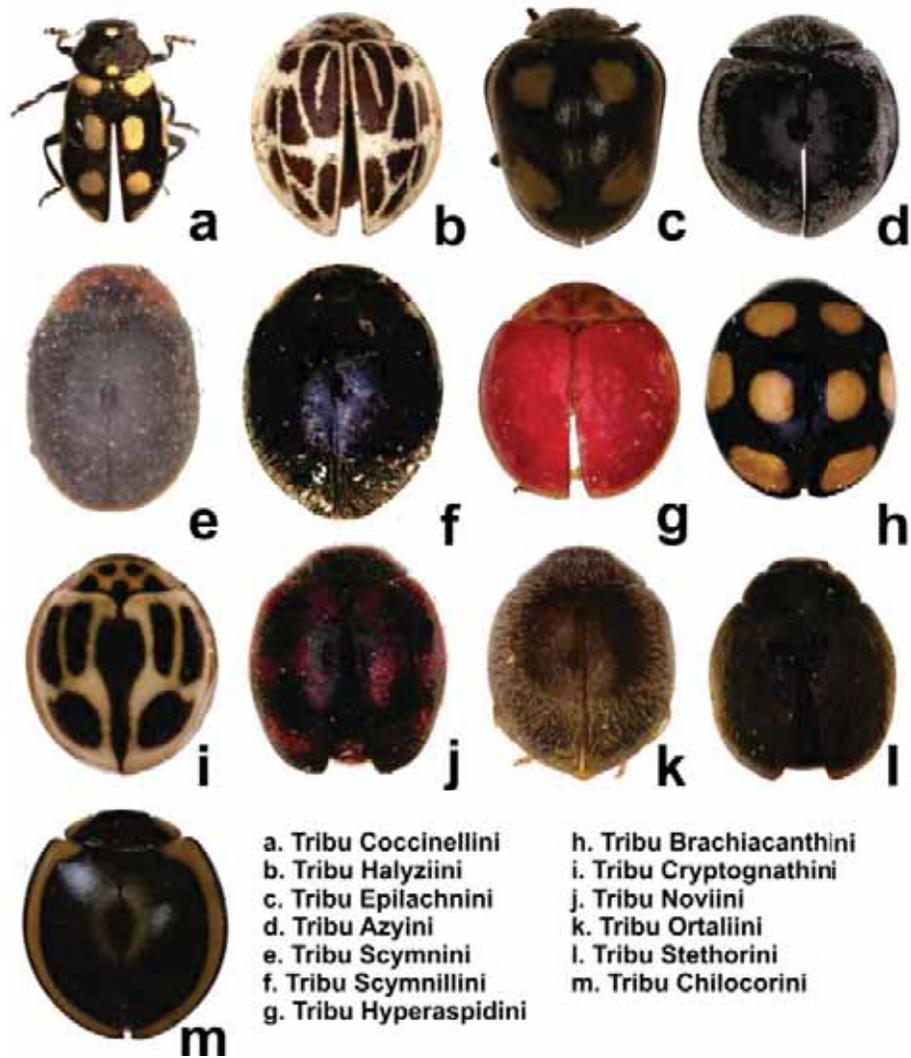


Figura 1. Habitus de diferentes tribus de Coccinellidae

La cabeza presenta inserción frontal en el protórax, en tanto en otras pocas especies la inserción se da debajo de éste (algunas Coccidulinae), y en otras la cabeza queda expuesta (Coccinellini). Los ojos tienen ubicación lateral, y generalmente son ovalados o mayormente arriñonados, pudiendo tener escotaduras o penetración de las genas o del clipeo en su estructura. Las mandíbulas son del tipo masticador, y pueden terminar en un diente simple, dos dientes terminales o múltiples dientecillos, esta última condición es particular de especies fitófagas (Epilachninae) o micófagas (Halyziini). El clipeo en algunos grupos se encuentra expandido lateralmente, llegando a cubrir el lado inferior de los ojos y la base de las antenas (Chilocorinae).

La sutura frontoclipeal ausente permite distinguir esta familia de otras cercanas. Los palpos maxilares presentan cuatro segmentos, el último de los cuales es casi siempre de forma triangular o securiforme, y en algunos pocos casos oval (*Microweiseinae*) o con forma de barril (*Scymnini*), pudiendo estar truncados en ángulos variados (González, 2014a).

Los representantes de la familia presentan características de 6-11 antenómeros, del tipo clavada, terminadas en una maza de uno a cinco antenómeros. Las antenas pueden ser muy cortas, menores a la distancia entre los ojos (*Scymninae*), de un largo equivalente al ancho de la cabeza (*Coccinellinae*) o, raramente, medianas y sueltas, y en este caso pueden alcanzar los bordes posteriores del pronoto (*Coccidulini*). La longitud de las antenas, la forma y tamaño de los segmentos antenales, su grado de compactación y la posición de la inserción antenal son caracteres sistemáticos importantes.

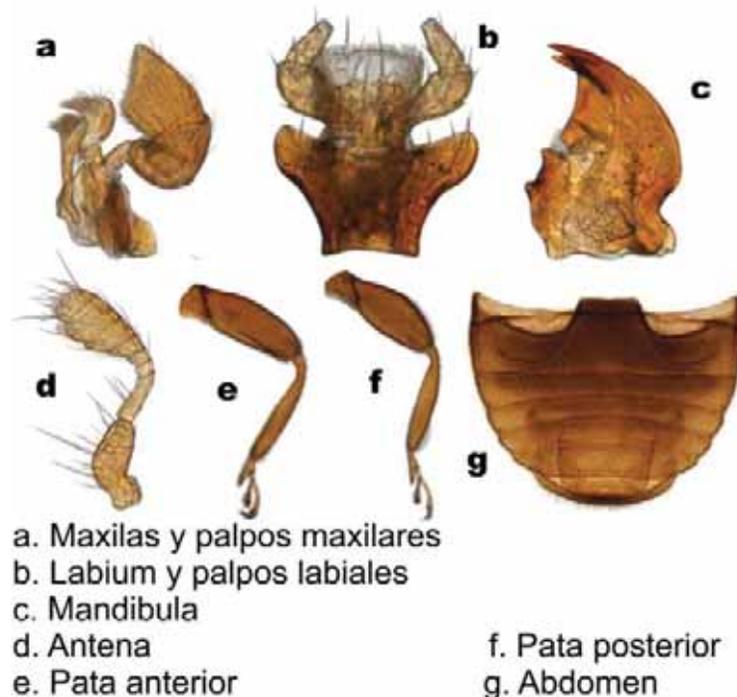


Figura 2. Estructuras de interés taxonómico de la familia Coccinellidae

El pronoto generalmente es convexo y compacto, con un orificio anterior para la inserción de la cabeza, y en contados casos presenta estrías por el borde lateral y los ángulos anteriores (*Microweiseini*) (González, 2014a). Los élitros son usualmente lisos y convexos, y que en su

borde inferior se doblan formando la epipleura, la cual, en algunos taxones, suele poseer cavidades para recibir a los fémures en reposo. Los élitros son independientes, y sirven para cubrir las alas metatorácicas membranosas. La venación en las alas membranosas suele estar muy reducida, limitándose casi siempre a las venas radial, cubital y anal. En la cara ventral del protórax el prosterno tiene forma muy variada, y esta característica tiene importancia en la sistemática del grupo. En ciertos géneros y algunas especies la parte central de esta estructura muestra carenas de posición y extensión variable. En el costado presenta piezas laterales o hipómeros, que en su extremo posterior y por detrás de las cavidades coxales se unen con el proepímero, estructura que es vestigial en la familia. El mesotórax y metatórax presentan una pieza central ventral, el mesosterno y el metasterno, y estructuras laterales, el mesoepisterno y metaepisterno, las que están acompañadas en su extremo posterior por otra estructura mucho más pequeña, el mesoepímero y metaepímero, las cuales normalmente presentan colores blanco o crema. Finalmente, en la parte posterior de cada segmento se ubican las respectivas cavidades coxales, donde se insertan las patas (González, 2014a).

El abdomen presenta generalmente seis ventritos, pero existen grupos que pueden presentar solo cinco (*Cryptognathini* y *Scymnillini*), e incluso otros que aparentemente muestran siete (hembras de *Hyperaspidini* y *Brachiacanthini*). Las líneas postcoxales se presentan en el primer ventrito y son un carácter distintivo de la familia que está ausente en pocas especies (algunos *Coccinellini*). Las líneas postcoxales normalmente son completas, limitando una placa postcoxal cerrada de forma semicircular, pudiendo o no tocar el borde posterior del segmento abdominal, o bien pueden ser descendentes, llegando a tocar y unirse con el borde posterior o lateral del ventrito abdominal, y en ciertos casos se hallan interrumpidas y terminan su recorrido sin alcanzar ningún borde (González, 2014a).

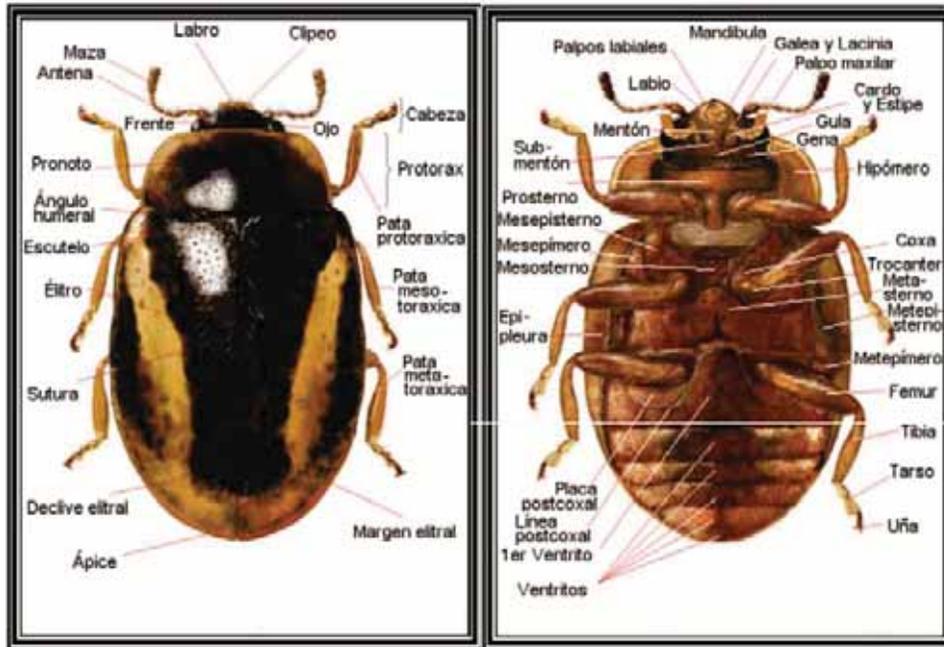


Figura 3. Estructuras relevantes para la identificación de la familia Coccinellidae, vista dorsal y ventral

Las patas son de estructura simple o con modificaciones para recibir las tibias y/o tarsos. El primer y segundo tarsitos son de estructura bilobular, y presentan escobillas de pelos en el lado inferior, el tercer tarsito es diminuto y está ubicado en la base del cuarto (en los pseudotetrámeros), aunque a veces puede no existir (en los trímeros). Tibias y tarsos a menudo pueden presentar ensanchamientos o proyecciones laterales que son importantes en taxonomía (*Exoplectra*, *Azya*). Las uñas tarsales pueden ser simples, bifidas o presentar un diente cuadrangular en la base. Las patas, en estado de reposo, pueden quedar completamente insertadas en cavidades debajo el cuerpo (Cryptognathini), aunque usualmente, en gran parte de las especies, solo se presentan depresiones en las epipleuras elitrales, y estas, a veces, están ausentes. La superficie corporal suele presentar una puntuación desordenada, que en contados casos puede configurar segmentos de estrías próximas a la sutura elitral. La puntuación puede ser simple o ser de dos tipos, puntuaciones apartadas o muy apretadas, pueden ser superficiales o profundas. Por otro lado, junto a la puntuación puede existir, en varios grupos, una pilosidad, que en algunas

especies puede generar diseños elitrales formados por cambios de color de esta pilosidad (González, 2014a).

El aparato genital masculino de la familia es característico, y está constituido por un tegmen con una estructura central no eyaculadora (o lóbulo basal), dos parámetros y una estructura de soporte (o trabas), la misma que se engancha con la base del sifón (o penis) que se presenta como una pieza independiente y que contiene el conducto eyaculador que se inserta a través del tegmen. El aparato genital femenino comprende a los hemisternitos, par de piezas de forma característica, ovales, circulares, cuadrangulares o en forma de paleta, que en su extremo poseen un pequeño estilo. Por detrás de los hemisternitos se ubica la bursa copulatrix, que se comunica con el conducto espermático, el cual está unido con la espermateca. Habitualmente entre la bursa y el conducto suele existir un infundibulum, estructura esclerosada muy característica de algunos grupos. La espermateca mayormente presenta forma de “C” o “J”, sin embargo, en algunos casos es esférica (Microweiseini), e incluso puede estar separada en dos piezas unidas por un conducto flexible (Hyperaspidini) (González, 2014a). Los genitales, en especial los masculinos, son básicos para identificar especies y ciertos taxones supraespecíficos.

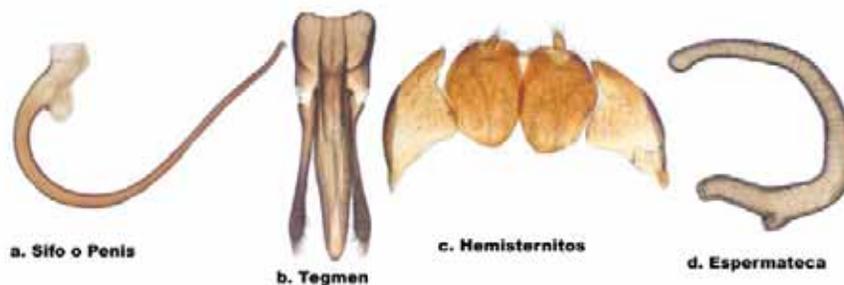


Figura 4. Caracteres sexuales, masculinos y femeninos.

1.1.2.2. Huevo

De forma general ovalada, su tamaño fluctúa entre los 0,25 mm (*Stethorus*) hasta los 2,5 mm de largo (*Neda*), pero la mayoría presenta un tamaño cercano a 1 mm. Algunas pocas especies presentan huevos esféricos. La superficie de los huevos es lisa y brillante, sin presencia de

canales, dientes, estrías, abultamientos u otros elementos presentes en otros grupos de insectos excepto una reticulación hexagonal presente en Epilachninae. El color de los huevos varia del anaranjado, amarillo al crema, existiendo algunas pocas especies que presentan huevos de colores verdosos o grisáceos. Los huevos, al madurar, se van volviendo oscuros y al salir la larva se ponen blancos (González, 2014a).

1.1.2.3. Larva

Las larvas exhiben variadas formas, son alargadas u ovaes, generalmente son aplanadas, muestran colores aposemáticos: negro con rojos, naranja o amarillo, o colores suaves, crema, rosa o marrón. Las larvas de algunas especies son hábiles cazadoras, principalmente las afidófagas de la subfamilia Coccinellinae. La mayoría de las especies coccidófagas presentan el lado dorsal del cuerpo cubierto de proyecciones cerosas blancas (*Scymnus*, *Azya*) que posiblemente contengan toxinas defensivas. Las larvas, además, presentan varios tipos de setas, simples y complejas, las cuales tienen nombres característicos (seta, chalaza, verruca, struma, scolus, parascolus y sentus), que tienen importancia taxonómica, y en unos pocos grupos las larvas tienen la piel casi desnuda (González, 2014a).

La cabeza en las larvas presenta suturas craneales que unen las diversas regiones del cráneo y estas presentan formas características según los géneros y la familia. Existen ojos simples, u ocelos, tres en cada lado de la cabeza y ubicados sobre la base de las antenas, las mismas que están conformadas por uno a tres artejos, son muy cortas y algo rígidas. El labro se encuentra ubicado en el extremo terminal del cráneo, delante de la apertura bucal. Las mandíbulas, fuertemente quitinizadas, presentan un solo diente agudo y en algunos casos poseen un canal. Los palpos maxilares están conformados por tres segmentos, y normalmente terminan en una estructura en forma de punta. Inmediatamente después de la cabeza, se ubican el protórax, mesotórax y metatórax, que se presentan como tres segmentos diferenciados que generalmente van adelgazándose, siendo el protórax el segmento más ancho; en cada segmento se presenta un

par de patas, las que están formadas por la coxa, trocanter, fémur, tibiotalarso (unión de la tibia y el tarso, que rara vez están diferenciados) y uña. Cada pata presenta una sola uña, de estructura muy parecida a la del adulto. El abdomen está formado por entre 9 y 10 segmentos visibles, los que normalmente van decreciendo en tamaño hacia el segmento posterior; el noveno segmento a menudo suele estar simplificado y carecer de estructuras pilosas, pero su forma es de gran importancia en taxonomía, y el décimo segmento abdominal posee un anillo membranoso rodeando el ano, y generalmente no es visible desde arriba. Este décimo segmento sirve como un disco de fijación y participa en la locomoción de la larva (González, 2014a).

1.1.2.4. Pupa

Este estado suele presentar colores claros, en tonos anaranjados o amarillentos, con parches y manchas negras; en el caso de las especies que se alimentan de conchuelas, las pupas son oscuras, lo que permite que se mimeticen con estas. La superficie de la pupa presenta algunos pelos y espinas poco notorias. Los apéndices son libres (González, 2014a).

1.1.3. Biología

Las especies de Coccinellidae son principalmente depredadores (zoófagos), así como hay un grupo que se alimenta de vegetales (fitófagos) y otros grupos pequeños que se alimentan de hongos (micófagos); por otro lado, muchas de las especies tienen una dieta complementaria, de tal manera que existen depredadores que en ocasiones se alimentan de polen u hongos; en resumen, la actividad alimentaria de los Coccinellidae es depredadora coccidófaga, en tanto, el hábito alimentario de las restantes familias en la serie Cerylonidae es principalmente micófaga (González, 2014a). Existen también algunos grupos de Coccinellidae que diversificaron su actividad depredadora, derivando a un hábito fitófago o secundariamente micófago (Giorgi et al., 2009).

En las especies de hábitos depredadores, tanto adultos como larvas presentan el mismo comportamiento, efectuando juntos la labor de alimentación. Las especies más habituales dentro del rango de presas de Coccinellidae son los hemípteros Sternorrhyncha: Aphididoidea (pulgones), Coccoidea (cochinillas), Aleyrodoidea (moscas blancas), Psyllidae (psílidos), y Margarodidae (cochinillas algodonosas), contra las cuales actúa como un eficaz controlador biológico; por otro lado, algunas especies depredan sobre ácaros Tetranychidae (arañitas rojas) (Biddinger *et al.*, 2009), y unas pocas se alimentan de huevos, larvas y adultos de otros ordenes de insectos, incluyendo Coleoptera, Lepidóptera y Thysanoptera, llegando además a alimentarse de otras especies de Coccinellidae (*Neocalvia* sobre *Psyllobora*) (González, 2014a). La gran mayoría de las especies de Coccinellidae se alimentan sobre un amplio rango de presas, en tanto otras muestran especificidad, hallándose algunas que se alimentan de más de medio centenar de especies de áfidos (Kutnezov, 1997). Una especie de conocidos hábitos afidófagos, *Eriopis connexa* (Germar), presenta además alimentación sobre larvas y huevos de polillas, y existen registros de esta misma especie (González, 2014a). De manera alterna, gran cantidad de especies se pueden alimentar, transitoriamente, de néctar o polen en las épocas cuando sus presas aún no están disponibles (Ślipiński & Tomaszewska, 2010); existiendo, al menos un género, *Coleomegilla*, que puede realizar su ciclo biológico completo en base a polen (González, 2014a).



Figura 5. Hábitos de alimentación de la familia Coccinellidae

Todas las especies de la subfamilia de Coccinellinae, y algunas de Scymninae, prefieren alimentarse de áfidos, en tanto la gran mayoría de Scymninae, y todas las especies de Sticholotidinae y Chilocorinae se alimentan de cóccidos, por otro lado, la tribu Stethorini (Scymninae) se especializó en arañas rojas. Coccidulinae presenta especies tanto afidófagas como coccidófagas. Existe, además, un grupo de coccinélidos de hábitos herbívoros, Epilachninae, cuyas especies pueden constituirse en plagas de algunas leguminosas, solanáceas y cucurbitáceas, aunque la mayoría se alimentan sobre la vegetación natural. Existe un tercer grupo de coccinélidos que se alimenta de hongos (Ascomycota: Erysiphales), la tribu Halyziini; esta alimentación es generalizada para el resto de familias de la serie Cerylonidae, considerándose que el hábito depredador es una sinapomorfia de Coccinellidae, en la que sólo algunos grupos han retornado a la alimentación micófaga (González, 2014a).

Las especies de Coccinellidae presentan un corto período de desarrollo y una vida adulta larga; el desarrollo desde el estado de huevo al estado de adulto dura cerca de un mes,

en tanto, el adulto llega a vivir casi un año, siendo el estado adulto la forma en que las especies pasan el período invernal. Las especies pueden presentar desarrollo univoltino o pueden tener dos o más generaciones anuales. Existen casos en los que una misma especie puede presentar ambos comportamientos, dependiendo del medio ambiente. Los individuos que salen de la hibernación entre septiembre y octubre se aparean y empiezan a oviponer en noviembre y pueden seguir poniendo huevos por varios meses. Los huevos son puestos en grupos pequeños, entre doce o veinte, en el reverso de una hoja, sobre ramitas, en la corteza o en agujeros en los árboles. La oviposición dura poco tiempo y puede superar los 50 huevos por puesta. La mayoría de las hembras ponen, en promedio, entre 300 y 500 huevos, existiendo casos, en los cuales ponen más de mil durante su vida, dependiendo de la disponibilidad y tipo de alimentación (González, 2014a).

La familia presenta una de las formas más extrañas de control de poblaciones que tiene la naturaleza: algunas hembras portan bacterias, que, en ciertas condiciones, depositan en los huevos y destruyen casi todos los machos en la puesta, no así a las hembras, y cada especie de Coccinellidae es portadora de su propia especie de bacteria asesina de machos (González, 2014a).

La eclosión del huevo puede demorar entre 3-10 días, y es el primer alimento que suelen comer las larvas recién emergidas. El estado larval suele durar cerca de un mes, y la larva pasa por cuatro estadios, aumentando gradualmente de tamaño, el que suele ser algo mayor que el del mismo estado adulto, sin embargo, algunas especies pueden presentar ocasionalmente tres o hasta cinco estadios larvales. El periodo larvario suele durar de 10 a 20 días, y puede extenderse, en algunas especies, hasta más de un mes. El canibalismo se presenta como un comportamiento casi generalizado entre las larvas recién emergidas e inclusive entre adultos (Cottrell, 2005). Las primeras larvas emergidas inician en alimentarse de los restos de los huevos eclosionados, y pueden continuar sobre los huevos aun no abiertos., e inclusive pueden hacerlo

sobre las larvas de menor tamaño. Este comportamiento se mantiene por los primeros dos días, después de los cuales la larva se separa definitivamente de la puesta.

La duración del estado pupal puede extenderse entre 6-11 días. Las pupas son del tipo libre, es decir, no están confinadas a un capullo y están unidas por su base al sustrato que puede ser una corteza, hojas, ramas, etc. El tejido del último estadio larval (exuvia) está unida normalmente a la base de la pupa. La emergencia del adulto se produce al romper, transversalmente, el lado superior de la pupa, y los adultos, al emerger, presentan colores blanquecinos o amarillentos algo translucidos, y requieren algunas horas para tomar sus colores definitivos (González, 2014a).

Si bien, no existen estudios en ambientes naturales para las especies suramericanas, observaciones en condiciones de laboratorio muestran que la fase adulta puede durar desde seis meses hasta cerca de un año. Los adultos deben enfrentar el invierno, por lo que a partir de los meses de abril o mayo deben buscar refugio. Para ello, se ocultan bajo la hojarasca o bajo tierra y en general prefieren lugares protegidos como arbustos o parches boscosos, agrupamientos rocosos, troncos caídos o bajo cortezas. Por otro lado, algunas especies se refugian en construcciones humanas, hábito denominado sinantropismo (Kutnezov, 1997). En otras especies, se forman enjambres de cientos o miles de especímenes en lugares protegidos como cavidades en el suelo, y finalmente, algunas pocas especies pueden emigrar desde los pisos de valle hacia las montañas, en búsqueda de lugares apropiados para invernar (Kovář, 1996). La cópula se concentra en los meses de primavera y verano.

Las diferentes especies de Coccinellidae presentan pocos depredadores debido a su desagradable sabor, esto porque, tanto, huevos, larvas y adultos están protegidos por quinolenos, alcaloides y pirazinas (Cottrell, 2005). Por otro lado, muchos coccinélidos tienen otro mecanismo de defensa ante sus depredadores, mediante la emisión de fluidos tóxicos que contienen determinados alcaloides (Camarano, Gonzalez, & Rossini, 2006). Debido a estos factores, muchas especies de la familia exhiben notorios colores aposemáticos que advierten

y evitan que sean confundidos con otros insectos menos desagradables. Por otro lado, esto no evita que los coccinélidos sean depredados por ciertas aves. Los coccinélidos también pueden ser atacados por otros artrópodos depredadores, principalmente asilidos (Díptera), mantidos (Mantodea), chinches (Hemíptera) y arácnidos que no afectan demasiado a las poblaciones de coccinélidos (Kutnezov, 1997).

Otra fuente de ataque sobre los coccinélidos son los parasitoides, especialmente de los órdenes Hymenoptera, de las familias Braconidae, Encyrtidae y Pteromalidae, y Díptera, de las familias Tachinidae y Phoridae. Estos parasitoides colocan uno o más huevos sobre la larva o el adulto de Coccinellidae, la cual se alimenta del huésped hasta su emergencia. El ataque siempre causa la muerte del insecto parasitado. Los niveles de parasitismo fluctúan entre el 5-40% en poblaciones naturales, pudiendo alcanzar un 60-90% (Kutnezov, 1997). En el Perú se ha mencionado la presencia de *Dinocampus coccinellae* Schrank parasitando a *Eriopis peruviana* Hofmann, *Eriopis connexa* Germar y *Cycloneda sanguínea* (Linnaeus) (O. Beingolea, 1959b; Bustamante-Navarrete, Oróz-Ramos, Yábar-Landa, Marquina-Montesinos, & Elme-Tumpay, 2017; Redolfi, 1994; Wille, 1952). Por otro lado, los coccinélidos también pueden ser atacados por hongos, bacterias y otras enfermedades, en especial parásitos internos, como organismos unicelulares (Gregarinidae, Microsporidia), y por nematodos; así como también algunas especies de ácaros y hongos causan daños menores en las poblaciones de estos insectos (Kutnezov, 1997).

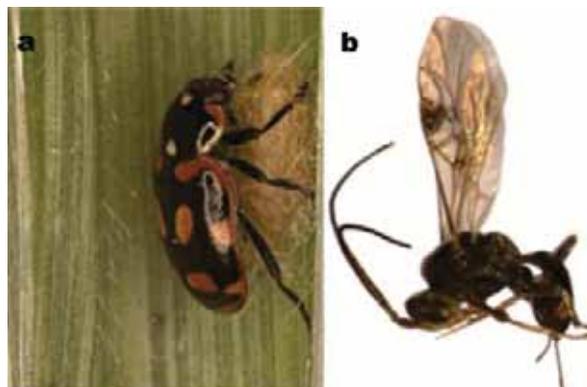


Figura 6. *Eriopis peruviana* Hofmann parasitado por *Dinocampus coccinellae* Schrank.

1.1.4. Filogenia

Coccinellidae se ubica, dentro del orden Coleoptera, en la serie Cerylonidae (Coleoptera: Polyphaga: Cucujoidea) donde están agrupadas las familias Cerylonidae, Coccinellidae, Discolomidae, Alexiidae, Corylophidae, Endomychidae y Lathridiidae (Kovář, 1996). Análisis de la filogenia efectuados en ADN confirman que esta serie es monofilética (Lawrence et al., 2011; Robertson, Whiting, & McHugh, 2008), otros análisis también sustentan la monofilia de Coccinellidae, y una importante sinapomorfia del grupo es el hábito depredador dentro de un grupo con hábitos mayormente micófagos.

Según restos fósiles, el origen de Coccinellidae se remonta al Cretáceo superior; en tanto, otras familias de la serie Cerylonidae (Corylophidae y Endomychidae, Cerylonidae y Corylophidae) surgen recién en el Terciario temprano (Kirejtshuk, 2003). Por otro lado, basado en consideraciones biogeográficas, (Gordon, 1977), plantea la presencia de un grupo inicial de *Microweiseini* al sur de Suramérica, antes de la fragmentación de Gondwana, en el Cretáceo inferior. Otros grupos también parecen presentar semejante antigüedad, como la subfamilia *Epilachninae*, de la cual, Gordon (1975), propone la teoría de una temprana dispersión hacia Suramérica en el Cretáceo superior. Por otro lado, hay que recordar que la superfamilia Cucujoidea presenta restos fósiles en el Cretáceo inferior (Kirejtshuk, 2003). Es evidente que la familia Coccinellidae es muy antigua, habiéndose formado en cuerpos continentales diferentes a los actuales lo que permitió que los diferentes grupos de la familia ingresaran a los continentes en varias oleadas, complicando la reconstrucción del grupo; lo que también ha causado que existan grupos relictos con especies aisladas, dificultando aún más establecer sus afinidades sobre la base de la evidencia actual (González, 2014a).

Las propuestas para la clasificación de la familia Coccinellidae existen desde el siglo 19; Redtenbacher (1843) propuso la primera clasificación a nivel de subfamilia, reconociendo dos grupos biológicamente

definidos, los fitofágos y los afidófagos, el grupo afidófago corresponde al que fue conocido como la subfamilia Epilachninae, y el grupo afidófago es un complejo formado por otros grupos subfamiliares.

Mulsant (1850) dividió a la familia con base en la presencia y/o ausencia de pilosidad en las especies: Trichosomides, con pelo, y los Gymnosomides, sin pelo, sin embargo, esta propuesta no perduró por ser demasiado artificial; por otro lado, el mismo autor, y posteriormente Crotch (1874), reconocieron, describieron y definieron categorías supragenéricas que corresponden a muchas de las tribus que se conocen actualmente (González, 2014a).

Con la entrada del siglo XX se logró más precisión sobre el estatus y extensión de varios grupos, pero solo se reconocían tres subfamilias: Coccinellinae, Epilachninae y Tetrabrachinae (Blackwelder, 1945; Korchevsky, 1931, 1932), este sistema era consistente con el propuesto por Redtenbacher (1843), pero dividía al grupo de los afidófagos en base a diferencias de su estructura tarsal. Al margen de estos avances, la clasificación de Coccinellidae continuaba siendo rudimentaria y extremadamente artificial.

Es con Sasaji (1968), en base a un análisis morfológico de larvas y adultos, que se propone una división en seis subfamilias: Epilachninae, Sticholotidinae, Coccinellinae, Coccidulinae, Scymninae y Chilocorinae), este ordenamiento fue la principal referencia en el ámbito de la sistemática clásica del grupo. La propuesta de Sasaji fue modificándose, con las iniciativas de (Kovář, 1996) y (Fursch, 1996). Posteriormente, Duverger (2003) propuso un nuevo esquema con 18 subfamilias, pero conservando la estructura básica del esquema de Sasaji, y creando nuevas subfamilias sin alterar las ya existentes. Pocos años después, Ślipiński (2007), propone un nuevo esquema, reacomodando 17 de las 18 subfamilias propuestas por Duverger (2003) en una gran subfamilia Coccinellinae, y por otro lado, deja a Microweiseinae, considerándolo como grupo hermano del resto de Coccinellidae. Esta propuesta con dos subfamilias ha sido confirmada por análisis moleculares, como los de Giorgi et al. (2009), y los de Seago, Giorgi, Li, & Ślipiński (2011), que es el análisis más completo hasta la fecha, y que incluye 113 caracteres sobre 116 taxa de 42 tribus reconocidas. Ambos trabajos confirman la monofilia de

Coccinellidae y el estatus de Microweiseinae como grupo hermano de los restantes Coccinellidae. El esquema de dos subfamilias fue posteriormente modificado por Ślipiński & Tomaszewska (2010) y Bouchard et al. (2011).



Figura 7. Cladogramas de las propuestas de Sasaji (1968) y Ślipiński (2007)

Sasaji (1968), modificado por Chazeau et al (1989), Fursch (1996) y Kovar (1996).	Ślipiński (2007), modificado por Ślipiński & Tomaszewska (2010) y Seago et al. (2011)
<p>Familia Coccinellidae</p> <p>a. Subfamilia Sticholotidinae</p> <p>Microweiseini</p> <p>Sukunahikonini</p> <p>Serangiini</p> <p>Cephaloscymnini</p> <p>Sticholotidini</p> <p>Argentipilosini</p> <p>b. Subfamilia Coccidulinae</p> <p>Coccidulini</p> <p>Exoplectrini</p> <p>Azyinii</p> <p>c. Subfamilia Scymninae</p> <p>Sthetorini</p> <p>Scymnillini</p>	<p>Familia Coccinellidae</p> <p>a. Subfamilia Microweiseinae</p> <p>Microweiseini</p> <p>Sukunahikonini</p> <p>Serangiini</p> <p>b. Subfamilia Coccinellinae</p> <p>Cephaloscymnini</p> <p>Sticholotidini</p> <p>Argentipilosini</p> <p>Coccidulini</p> <p>+</p> <p>+</p> <p>+</p> <p>+</p>

Scymnini	+
+	Diomini
Pentilini	Cryptognathini=
Hyperaspidini	Hyperaspidini
Brachiacanthini	+
d. Subfamilia Ortaliinae	
Noviini	Noviini
Ortaliini	Ortaliini
e. Subfamilia Chilacorinae	
Chilacorini	Chilacorini
f. Subfamilia Coccinellinae	
Coccinellini	Coccinellini
Psylloborini	+
Discotomini	+
g. Subfamilia Epilachninae	
Epilachnini	Epilachnini
Madaini	+
Eremochilini	+

Tabla 1. Comparación de los sistemas de clasificación de la familia Coccinellidae

1.1.5. Diversidad de los Coccinellidae en el Perú

Erichson (1847) da uno de los primeros acercamientos sobre la fauna de los Coccinellidae del país, citando 25 especies en su catálogo de los coleópteros del Perú.

Durante el siglo XIX, Crotch (1874) y Mulsant (1850), entre los autores más importantes, citan más especies para el país. En los inicios del siglo XX la fauna de coccinélidos se fue actualizando con la publicación de los tomos de Coccinellidae del Coleopterum Catalogus publicados por (Korchevsky, 1931, 1932).

Posteriormente Blackwelder (1945), en su monumental catálogo de los coleópteros, cita 104 especies y subespecies para el Perú; este catálogo fue la base de todos los trabajos de distribución de

coleópteros durante cerca de 50 años. Posiblemente basados en el trabajo de Blackwelder, Aguilar et al. (1994) estiman en 101 el número de especies de la familia Coccinellidae en el país.

Algunos años antes, Gordon (1975) revisó la subfamilia Epilachninae, actualmente tribu Epilachnini, del hemisferio occidental, registrando para el Perú cerca 94 especies, de las cuales 61 fueron descritas con base en material proveniente del país; en tanto 51 especies fueron registradas para la región Cusco, de las cuales 25 fueron descritas con ejemplares provenientes de distintas provincias de la región. El grupo, ya como tribu, y restringido para la región Cusco, fue estudiado por Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al. (2018) quienes registraron 30 especies dentro de los géneros *Epilachna* Chevrolat y *Toxotoma* Weise. Estos trabajos, junto a la descripción de especies nuevas, nuevos registros y aportes sobre biología y morfología de algunos Epilachnini (Bustamante-Navarrete, 2017; Bustamante-Navarrete, Oróz-Ramos, Elme-Tumpay, et al., 2017; Bustamante-Navarrete, Oróz-Ramos, et al., 2018; Bustamante et al., 2018), hacen de este grupo uno de los mejores estudiados de la familia Coccinellidae en el Perú. Por otro lado, diferentes trabajos taxonómicos de la familia, especialmente en los géneros *Eriopis* Mulsant y *Cycloneda* Crotch (Bustamante et al., 2019; Bustamante Navarrete & Yábar Landa, 2006; González Fuentes et al., 2008; Oróz Ramos, Bustamante Navarrete, & Cosío Loaiza, 2009) hacen de la región Cusco uno de los más diversos respecto a la composición de la familia Coccinellidae.

Miró-Agurto & Castillo-Carrillo (2010) efectuaron un inventario de los coccinélidos presentes en campos de frutales en Tumbes, en la región del mismo nombre, y registraron 30 especies, de las cuales 11 fueron citadas por primera vez para el país. Si bien el inventario fue restringido a un ámbito agrícola, fue una de las primeras prospecciones completas de la familia en el norte del Perú. También en el norte, Juárez-Noe & González-Coronado (2018), Juárez-Noé & González-Coronado (2019), y Juárez & González (2017) elaboraron listados de las especies de coleópteros de la región Piura, dentro de las cuales la familia Coccinellidae está representada por 40 especies.

Miró-Agurto & González (2015) elaboraron el primer listado de las especies de coccinélidos de la región suroriental de Madre de Dios, encontrando 19 especies, que junto a 11 previamente citadas para la región, elevaron el número a 30.

González (2015) elaboro la lista formal actualizada de la familia en el Perú, en la cual cito a 329 especies, en 64 géneros, de las cuales 199 eran endémicas (60%). Actualmente, González (2007) mantiene un inventario en línea sobre los coccinélidos del Perú, en la cual el número de especies registradas (incluyendo varias a nivel de género) alcanza los 462.

1.1.6. Importancia económica

Cycloneda sanguinea, *Eriopis connexa*, *Hippodamia convergens*, *Paraneda gutticollis*, *Scymnus* sp., son citados depredando a los pulgones *Aphis craccivora* Koch, *Aphis gossypii* Glover, *Aphis nerii*, *Aphis sarothamni*, *Aphis spiraeicola*, *Brevicoryne brassicae*, *Macrosiphum euphorbiae*, *Carolinaia cyperi*, *Dactynotus*, *Hyalopterus pruni*, *Hyperomyzus lactucae*, *Myzus persicae*, *Rhopalosiphum maidis*, *Rhopalosiphum padi*, *Upaphis erysimi*, *Masonaphis masoni*, *Toxoptera citricidus*, *Tuberolachnus salignus*, *Uroleucon sonchi*, en tabaco, vid, girasol, nabo, manzano, membrillero, mango, maíz, cebada, cerezo, sandia, zapallo, algodón, y papa (Valencia & Cárdenas, 1973). Por otro lado, Pesudococcidos del algodnero como *Phanococcus gossypii*, así como *Saccharicoccus sacchari* Maskell, la queresá rosada de la caña de azúcar, y *Planococcus citri* (Risso), el pulgón harinosos de los cítricos, son depredados por *Scymnus ocellatus*, *Pullus* sp., *Zagreus hexasticta*, y *Neda ostrina* (Salazar, 1972).

Varias especies de coccinélidos actúan como controladores de los “pulgones de la papa”, *Myzus persicae*, *Macrosiphum solanifolii* y *Aphis gossypii* (J. M. Herrera, 1963), así como depredando áfidos en cebada en la sierra y costa central del Perú (Ortiz, Rodríguez, & Sarmiento, 1981), y sobre larvas de *Orthezia graminis* en cultivos de arroz (Salazar, 1959). También actúan como controladores biológicos en cultivos de “tara”, alimentándose de *Aphis craccivora* (Lizárraga, 1992), y sobre *Icerya purchasi* Mask y *Planococcus citri* en manzano (O. Beingolea, 1994; De

la Cruz & Chumpitaz, 1996), así como alimentándose de especies fitófagas en campos de cultivo de camote (Cetrato & Ortiz, 1982; Rondón & Vergara, 2004; Sánchez & Redolfi, 1988; Velapatiño, 1996).

En el algodón son frecuentemente registradas *Scymnus ocellatus*, *Cycloneda sanguinea*, *Eriopis connexa*, *Hippodamia convergens*, *Microweisia sp.*, y *Megilla maculata* dentro de las especies benéficas del cultivo, controlando plagas como *Bucculatrix thurberiella*, el gusano perforador de la hoja (Lepidóptera: Bucculatricidae), *Mescinia peruella*, *Aphis gossypii*, el pulgón de la melaza, *Pectynophora gossypiella*, *Anomis texana*, *heliolithis virescens*, *Anthonomus vestitus* y de larvas de algunos lepidópteros dañinos (O. Beingolea, 1959b; Gonzalez, 1962; J. Herrera & Alvarez, 1979; J. M. Herrera, 1961; Ingunza & Gonzalez, 1964; Lobaton, 1959; Martin, 1959, 1960; Piedra, 1960; Sánchez & Vergara, 1995).

En cultivos de cítricos, las especies *Catania clauseni*, *Scymnillus sp.*, *Stethorus sp.*, *Cycloneda sanguinea*, *Hippodamia convergens*, *Eriopis connexa*, *Scymnus sp.* son citados como controladores biológicos de la “mosca blanca lanuda” de los cítricos, *Aleurothrixis floccosus*, *Aphis gossypii* (pulgón del melón), *Aphis citricidus* Kirby, *Toxoptera aurantii* (pulgón negro de los cítricos), *Toxoptera citricidus* (pulgón marrón de los cítricos) (O. Beingolea, 1959a, 1961, 1967, 1993). Por otro lado, *Coccidophilus sp.*, *Microweisia sp.*, *Pentilia sp.*, *Orcus sp.*, *Hyperaspis jocosa*, *Cryptolaemus montrouzieri*, *Lindorus lophantae* (Blais), *Stethorus sp.*, y la especie introducida *Rodolia cardinalis*, son citadas controlando a las queresas *Lepidosaphes beckii* Newman, *Selenaspidus articulatus* Morgan, *Orthezia sp.* (orthezia de los cítricos), *Planococcus citri* (piojo harinoso de los cítricos), *Pinnaspis aspidistrae* (el piojo blanco de los cítricos), e *Icerya purchasi* (queresa algodonosa de los cítricos) (O. Beingolea, 1967; O. Beingolea, Salazar, & Murat, 1969; J. M. Herrera, 1964; Marin, 1982, 1983).

En cultivos de olivo, *Scymnus ocellatus*, *Zagreus hexasticta*, *Melaleucopis sp.*, *Exochomus nitidulus*, *Hyperaspis donzelli*, e *Hyperaspis distinguendus* son registradas como especies predadoras de *Orthezia olivicola* Beingolea (O. Beingolea, 1965; O. Beingolea & Salazar, 1970),

en tanto *Orthezia citrícola* y *O. nigrispinis* son depredados por *Vedalia sp.*, *Scymnus ocellatus* Sharp, y *Zagreus hexasticta* (Crotch) (O. Beingolea, 1971).

En cultivos de maíz, varias especies de Coccinellidae son citadas efectuando control sobre especies de Aphididae, *Thrips sp.*, *Empoasca sp.*, *Diabrotica sp.*, y sobre polillas de los géneros *Spodoptera* y *Heliothis* (Gustavo & Peralta, 1975; Peralta, 1981).

En la región Cusco, *Hippodamia convergens*, *Eriopis sp.*, *Coccinellina sp.* *Coccinella petiti*, *Brachyacantha bistrispustulata v. guttata* Weise, *Cycloneda sanguínea*, *Azya sp.* son listados entre los coccinélidos depredadores en distintos cultivos de sierra y selva de la región (Carrasco, 1962, 1987; Yábar & Tisoc, 1988).

En vista de las conocidas aptitudes del grupo como controladores biológicos, se han llevado a cabo estudios sobre algunas especies, tal es el caso de la evaluación de la respuesta funcional de *Hippodamia convergens*, en diferentes densidades de *Aphis gossypii*, importante plaga del algodón en el Perú, en laboratorio (García, Zapata, & Gallegos, 1975). Por otro lado también se evaluó el ciclo biológico de *Hippodamia convergens* en condiciones de laboratorio, (Escalante, 1972). También se estudió la biología y capacidad de predación de *Coccidophilus citrícola*, depredador de la queresa de San José, *Quadraspidiotus perniciosus* (Comst.) (Cañedo, 1993), y la biología, potencial de predación, hábitos de *Scymnus sp.*, sobre *Aphis gossypii* Glover, el pulgón de la melaza, en condiciones de laboratorio (García B, 1974; Romero, Cueva, & Ojeda, 1974).

Debido a la importancia del grupo como eficiente controlador de plagas agrícolas, el estado peruano ha efectuado intentos de introducción de especies de coccinélidos foráneos como *Pentilia sp.* y *Lindorus lophantae* (O. Beingolea et al., 1969) para el control de la queresa redonda *Selenaspidus articulatus* Morg. Otra especie, *Hyperaspis jocosa* Mulsant, fue introducida al Perú para el control de *Orthezia pseudoinsignis* Morrison, plaga de plantas cultivadas y ornamentales en el Perú, *O. graminis* y *O. olivícola* desde Hawaii no ha dado resultados (O. Beingolea, 1969).

1.2. MARCO CONCEPTUAL

1.2.1. Sistemática y taxonomía

La sistemática es la más elemental disciplina de las ciencias biológicas ya que ninguna entidad viviente puede ser tratada científicamente, sin que exista alguna sistematización de ellos previamente. Según Alvarado (1990), la sistemática debe estudiar diferentes aspectos de las diversas formas de vida tales como los morfológicos-comparativos, fisiológicos, bioquímicos, biogeográficos, ecológicos y otros de una manera integral. Es así que la sistemática es la ciencia que intenta expresar las relaciones de parentesco de los seres vivos asociada a la taxonomía.

La taxonomía estudia los diferentes sistemas de clasificación, se ocupa de los procedimientos prácticos para clasificar, así como de los principios y reglas que sirven para ello; consiste esencialmente, en establecer reglas para ordenar los grupos de seres vivos. Y aunque muchos autores han tomado como sinónimos sistemática y taxonomía, estos son términos diferentes y la taxonomía trabaja colaborativamente con la sistemática.

Las bases formales del sistema actual de taxonomía biológica fueron dadas por Linneo, quien en el *Systema Naturae* propuso un método altamente eficaz, sencillo, fácil de aplicar y coherente, que enlaza de un modo práctico con las necesidades de la sistemática; este sistema se universalizó y perdura a la actualidad. Ya que de manera exitosa Linneo logró sustituir la antigua forma de nomenclatura biológica la “frase diagnóstica”, que era el resumen de los caracteres más representativos de una especie determinada, por los nombres binomiales. Así en la actualidad la categoría taxonómica de especie se denomina por la combinación del nombre genérico más el epíteto específico, siendo la única categoría taxonómica en utilizar esta combinación, puesto que los taxones supra específicos son denominados solo con un nombre. Este sistema representa en la actualidad la piedra angular de la taxonomía y sistemática, con sus debidos procedimientos nomenclaturales.

1.2.2. Biogeografía

Según Nystrom-Mast & Carthage (2010) es la ciencia que estudia la distribución geográfica de los organismos fósiles y vivientes, como resultado de diferentes procesos ecológicos y evolutivos. La biogeografía analiza la relación entre los organismos y el ambiente intentando explicar cómo cambia de acuerdo al tiempo y espacio.

La biogeografía trata de explicar preguntas como: ¿por qué una especie está presente en alguna área en particular?, o ¿por qué esa especie no se encuentra en otro determinado espacio?, ¿cuáles son los factores históricos y ecológicos que ayudan a explicar donde una especie ocurre?, ¿qué efectos tienen las placas tectónicas en la evolución?, etc.

La comprensión de estas interrogantes ha permitido que esta ciencia se desarrolle de manera más amplia en los últimos 60 años, aproximadamente, ya que se ha ampliado la comprensión del funcionamiento y comportamiento de las placas tectónicas, y se han explicado de mejor manera los mecanismos que limitan la distribución de las especies.

1.2.3. Predación

En ecología, la depredación es un tipo de interacción biológica en la que un individuo de una especie animal (el predador o depredador)¹² caza a otro individuo (la presa) para subsistir. Un mismo individuo puede ser depredador de algunos animales y a su vez presa de otros, aunque en todos los casos el predador es carnívoro u omnívoro. Esta interacción ocupa un rol importante en la selección natural. En la depredación hay un individuo perjudicado —que es la presa— y otro que es beneficiado —el depredador—, pasando la energía en el sentido presa a depredador. Sin embargo, hay que resaltar que tanto los depredadores controlan el número de individuos que componen la especie presa, como las presas controlan el número de individuos que componen la especie depredadora; por ejemplo, la relación entre el león y la cebra

1.2.4. Concepto morfológico de especie

Población o poblaciones de individuos morfológicamente afines, asociados por una distribución geográfica determinada (Morrone, 2013). Puede aplicarse a organismos asexuales y es cotidianamente utilizado para el tratamiento de registros fósiles (Aldhebiani, 2017)

Este concepto no es el más recomendable debido a que las características morfológicas a veces son subjetivas y dependen de la opinión y habilidad de la persona que las observe, como también la posibilidad de estar frente a poblaciones simpátricas y/o la existencia de poblaciones genéticamente diferentes que pueden ser muy similares o el caso contrario (Aldhebiani, 2017; Morrone, 2013).

1.2.5. Concepto tipológico de especie

Unidad taxonómica, descrita y caracterizada mediante ejemplares representativos concretos, que por ello son adoptados como "tipos" de la especie, se toman como modelo, son rotulados y conservados adecuadamente en museos zoológicos, en herbarios de un jardín botánico, o en centros análogos (Alvarado, 1990).

1.2.6. Concepto biológico de especie

Son poblaciones naturales, que ocupan un determinado nicho, tienen carga genética similar, son interfértiles y aisladas reproductivamente de otros grupos similares (Aldhebiani, 2017; Morrone, 2013).

Se discute que este concepto es solo aplicable a organismos con reproducción sexual dejando de lado a los organismos asexuales, por eso sería solamente aplicable en la mayoría de animales y vegetales; este concepto también es objetado porque infiere características biológicas teniendo en cuenta exclusivamente evidencias morfológicas, siendo el aislamiento reproductivo entre especies y la continuidad reproductiva dentro de una especie usualmente inferidos más que demostrados empíricamente (Aldhebiani, 2017; Morrone, 2013).

Aldhebiani (2017) menciona que este concepto no es práctico en la explicación de poblaciones geográficamente aisladas, que siguieron un proceso evolutivo alopátrico; también indica que este concepto es no filogenético debido a que se refiere a los procesos de entrecruzamientos pero sin hacer referencia a la ancestría y/o descendencia.

1.2.7. Concepto filogenético de especie

De una manera simple de acuerdo a este concepto se define como un grupo de organismos que comparten un ancestro en común, en detalle se puede decir que estas especies son un conjunto de individuos que exhiben un alto nivel de similitud en muchas características de un grupo monofilético basados en fenotipos discriminativos (Aldhebiani, 2017; Morrone, 2013).

El concepto filogenético integra conceptos basados en caracteres, es decir que busca explicar la presencia de un atributo correspondiente a un organismo con conceptos basados en la historia que enfatizan el grado de relación que existe entre un organismo aislado y nuevo frente a uno previamente existente (Aldhebiani, 2017).

Este concepto es aplicable a poblaciones de reproducción sexual y de origen alopátrico, la dificultad en su definición radica en la posibilidad de reconstruir con certeza la línea evolutiva que ha seguido la población.

CAPITULO II

2.1. ÁREA DE ESTUDIO

2.1.1. Ubicación Política

El área de estudio comprende 106 localidades de colecta en 48 distritos (de un total de 112), de las 13 provincias de la región Cusco. La mayoría de las localidades se ubican cerca de vías terrestres y campos de cultivo.

Provincia	Capital	Distritos	Superficie km ²	Altitud msnm
Cusco	Cusco	8	617	3414
Acomayo	Acomayo	7	948.22	3221
Anta	Anta	9	1876.12	3345
Calca	Calca	8	4414.49	2905
Canas	Yanaoca	8	2103.76	3910
Canchis	Sicuani	8	3999.27	3546
Chumbivilcas	Santo Tomás	8	5371.08	3678
Espinar	Yauri	8	5311.09	3924
La Convención	Quillabamba	14	30061.82	1063
Paruro	Paruro	9	1984.42	3068
Paucartambo	Paucartambo	6	6295.01	3005
Quispicanchi	Urcos	12	7564.79	3185
Urubamba	Urubamba	7	1439.43	2869

Tabla 2. Datos generales de las provincias de la región Cusco

2.1.2. Ubicación Geográfica

La región Cusco se ubica en el centro de la sierra sur del Perú, en los Andes centrales, y limita con otras 7 regiones: por el norte con Junín y Ucayali; por el este con Madre de Dios y Puno; por el sur con Arequipa; y por el oeste con Apurímac y Ayacucho. Posee una extensión de 71 986.50 km². El medio físico de la región Cusco es extremadamente variado, ya que confluyen alineamientos montañosos, nudo, altiplanos y mesetas, así como profundos valles y cañones. El

rango altitudinal de la región está comprendido entre los 250 m (distrito de Echarate, provincia de La Convención) y los 6373 m (nevado Ausangate, provincia de Quispicanchi).

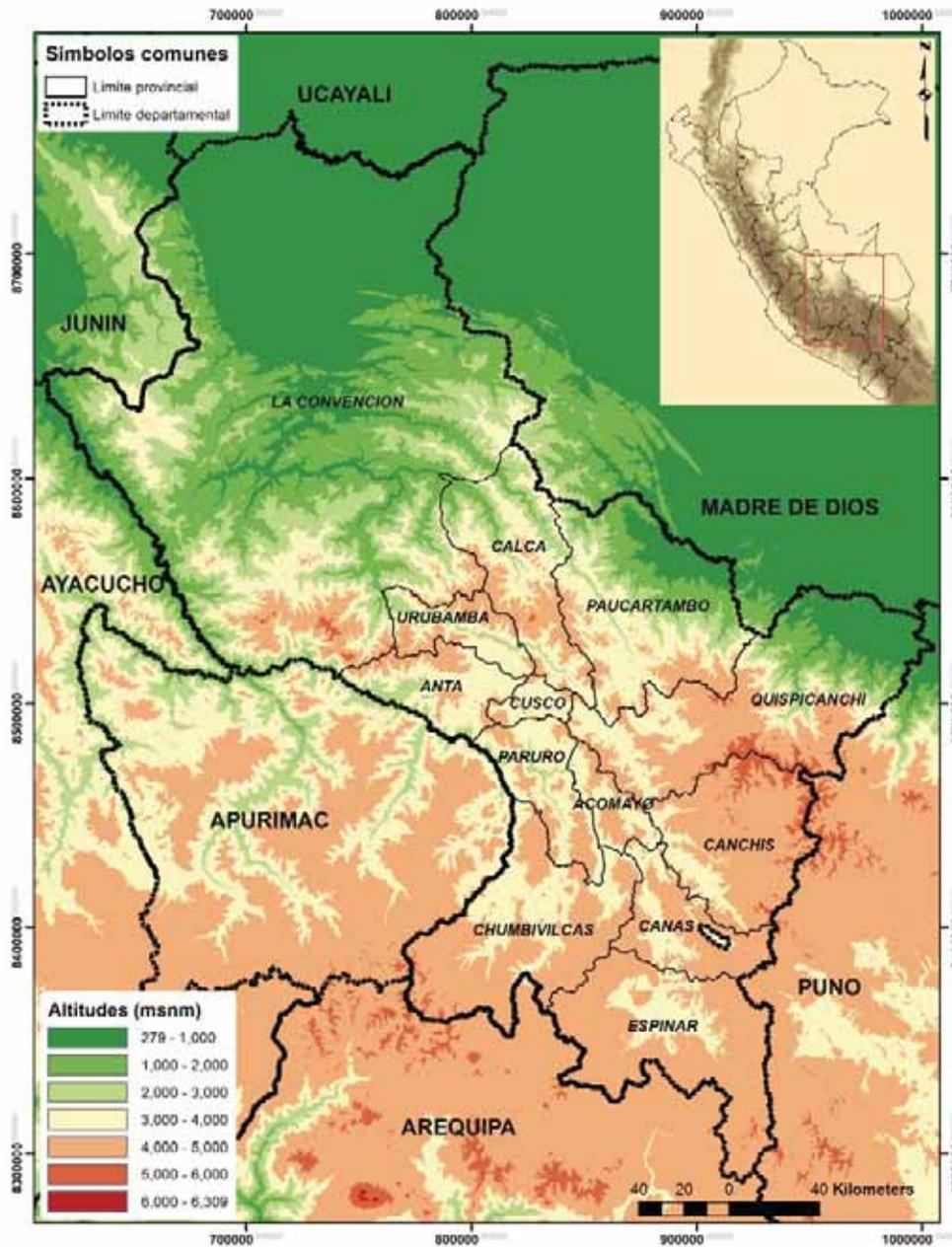


Figura 8. Mapa político altitudinal de la región Cusco

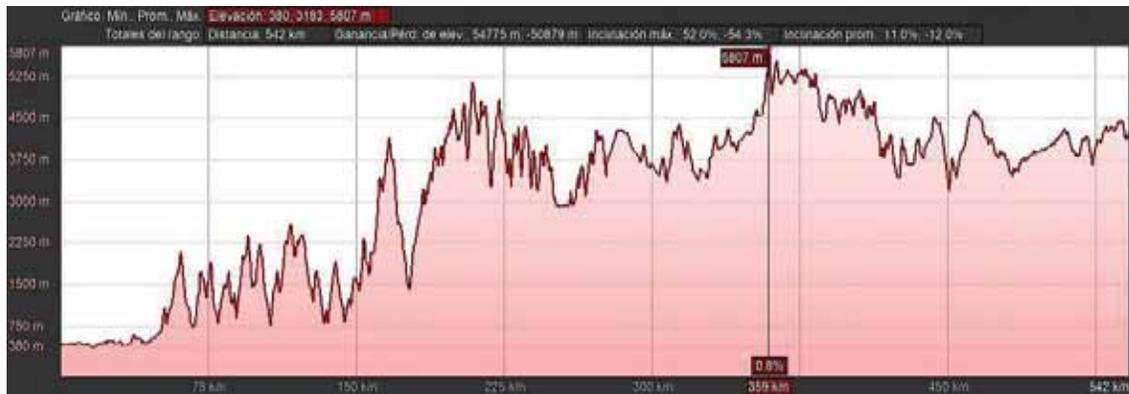


Figura 9. Perfil altitudinal de la región Cusco (Google Earth Pro)

2.1.3. Biogeografía

La región Cusco posee 3 de las provincias biogeográficas (PBG) propuestas por Morrone (2001), la PBG de La Rondonia, la PBG de Yungas, y la PBG de la Puna.

La PBG de Yungas (subregión Amazónica de la región Neotropical), comprende las laderas orientales de los Andes, entre los 300 y 3500 m de altitud, desde el norte del Perú hasta el noroeste de Argentina (Morrone, 2001), y está constituida principalmente por bosques nublados densos con clima muy húmedo y abarcan las partes altas de las cuencas de los ríos Tambopata, Inambari, Kosñipata, Urubamba y Apurímac; poseen varios pisos de vegetación y, a nivel faunístico, las partes altas de las yungas están ligadas a elementos andinos y a medida que se descende en altitud la influencia amazónica se hace evidente (Brack, 1986). En tanto la PBG de la Rondônia se localiza en el sur y centro del Brasil, noroeste de Bolivia y norte del Paraguay, y consiste en un mosaico de pastizales inundables, sabanas, bosques de galería y bosques secos, que permanecen inundados durante las temporadas de lluvias (Morrone, 2001).

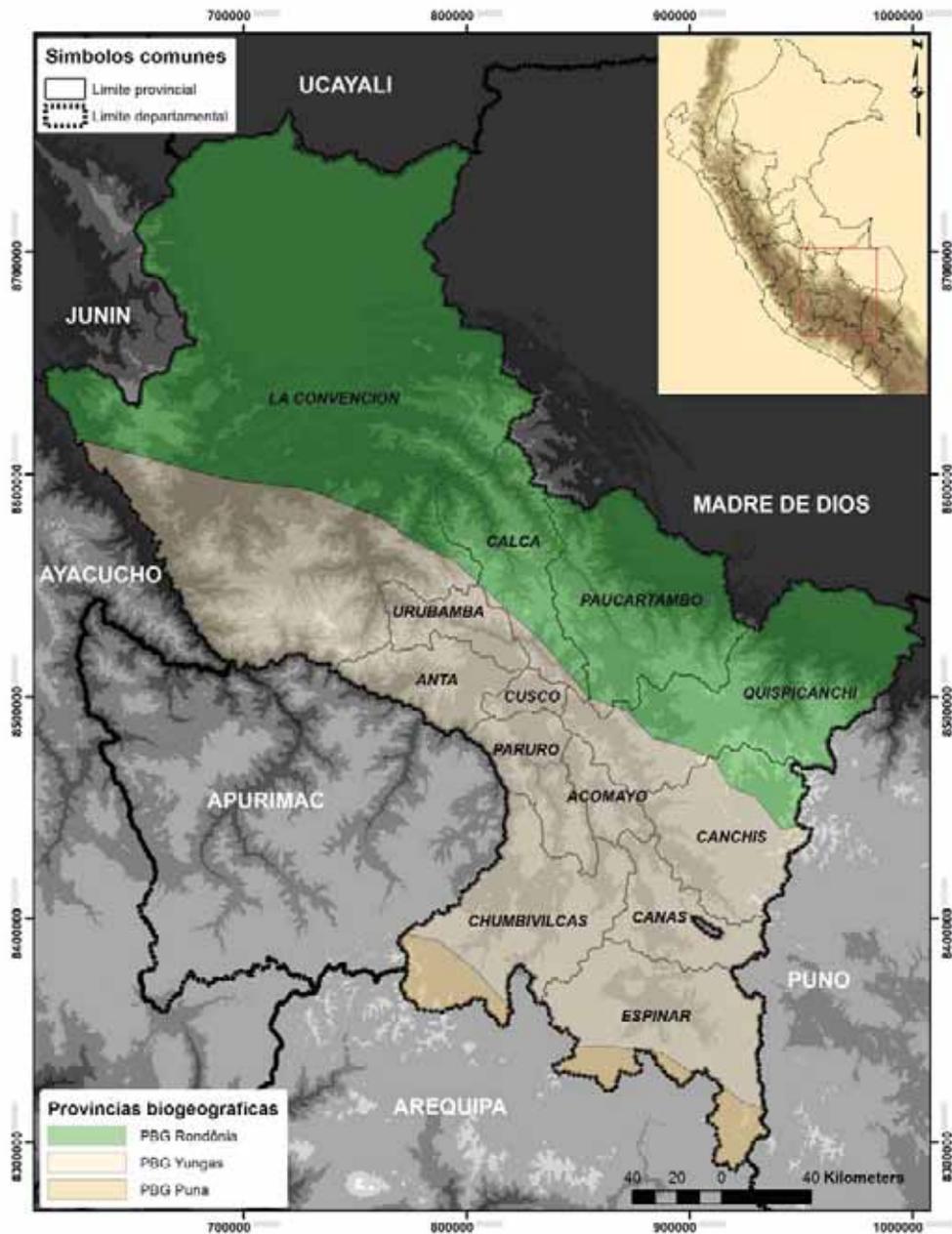


Figura 10. Mapa político biogeográfico de la región Cusco.

2.2. MATERIALES

Los materiales comprenden el equipo de colectas y de georreferenciación, materiales y reactivos de laboratorio, equipos ópticos para observación y toma de fotografías y microfotografías, equipos y programas de cómputo para la edición de textos, procesamiento de textos e imágenes.

2.2.1. Material biológico:

El material biológico está constituido por más de 2500 especímenes individuales pertenecientes a la familia Coccinellidae. Cada espécimen se halla montado, es decir está atravesado por un alfiler entomológico a nivel del tórax. En el mismo alfiler donde está montado el espécimen se halla también una o más etiquetas que contienen los datos de colecta y otros datos relevantes (biológicos, hospederos, sexo, etc.). En algunos especímenes también se encontrará un microvial con glicerina conteniendo el abdomen y/o las estructuras genitales de dicho ejemplar. Los especímenes provienen de colectas actuales y del material presente en la Colección Entomológica de la UNSAAC (CEUC-UNSAAC).



Figura 11. Material biológico: ejemplares de Coccinellidae

2.2.2. Material y equipos de Colecta:

Equipos para captura, procesamiento y transporte de material biológico, además de equipos necesarios para la georeferenciación de las colectas.

- Receptor de posicionamiento global (GPS), Garmin Etrex 30.

- Malla entomológica.
- Aspirador con cartuchos.
- Cámara letal de Cianuro.
- Pinzas metálicas flexibles.
- Viales con alcohol.
- Marcadores y cuaderno de notas.
- Linterna.

2.2.3. Reactivos y consumibles:

Insumos para el curado del material biológico, disección y procesamiento (limpieza y aclaramiento) de estructuras internas (aparatos genitales), y conservación de las mismas.

- Solución de Hidróxido de Potasio (10%).
- Glicerina comercial.
- Alcohol 97°.
- Agua oxigenada comercial.
- Papel toalla.

2.2.4. Materiales de laboratorio:

Materiales para manejo del material biológico, en procesos de disección y montaje.

- Microviales (para conservación de genitales y estructuras).
- Tubos de ensayo de vidrio (aclarado de estructuras).
- Vaso de precipitación de vidrio tipo Pyrex (baño María).
- Alfileres entomológicos de acero inoxidable: #000, #00, #0, #1.
- Estiletes de punta fina.
- Hornilla eléctrica.
- Pipetas de plástico.

- Placas portaobjetos excavados y sin excavar.
- Placas de Petri de vidrio.
- Pinza metálicas.
- Gradillas.
- Poliestireno expandido (tecnopor).

2.2.5. Mobiliario:

Mobiliario utilizado en el procesamiento del material biológico, y para el depósito temporal y final del material biológico estudiado.

- Cajas entomológicas tipo Cornell.
- Armarios entomológicos tipo Cornell.
- Cajas de transporte.
- Mesas de luz.



Figura 12. Armario tipo Cornell y armarios entomológicos de la CEUC.

2.2.6. Equipos:

Equipos de cómputo, y equipos ópticos con cámaras digitales accesorias para la observación y toma de fotografías y microfotografías.

- Computadora personal.
- Microscopio óptico con cámara digital incorporada.
- Microscopio estereoscopio con cámara digital incorporada.
- Impresora láser.

2.2.7. Programas (Software):

Programas para la georeferenciación, manejo de capas vectoriales (shapes), elaboración y edición de mapas. Programas para la toma de fotografías y microfotografías. Programas para la edición de imágenes y montaje de imágenes.

- ArcGis 10.x (elaboración de mapas).
- Google Earth Pro (ubicación de localidades).
- IS Capture (toma de microfotografías).
- Helicon Focus (compilación de fotografías).
- Corel Draw 16 (edición de plates de fotografías)
- PaintNet (edición básica de fotografías).



Figura 13. Equipos ópticos para observación y toma de microfotografías

2.3. METODOLOGÍA

2.3.1. Revisión bibliográfica

Se revisaron fuentes secundarias de información en busca de citas y registros de especies de la familia Coccinellidae para el Perú y especialmente para el Cusco. En base a la información recogida se elaboró un mapa preliminar para ubicar las áreas con pocas citas o con ausencia de ellas, para priorizar estas en la etapa de colecta. Si bien esta información es de gran importancia, no será usada en la etapa de elaboración de mapas, en la cual se tomará en cuenta solo los datos de la etapa de colecta de ejemplares.

2.3.2. Colecta de ejemplares

En base al mapa de distribución preliminar, elaborado sobre información secundaria, se efectuaron viajes a las zonas priorizadas. La colecta fue directa, mediante el uso de la malla entomológica y el aspirador. Los ejemplares capturados fueron introducidos en una cámara letal, de cianuro de potasio, y transportados al laboratorio para su procesamiento.

2.3.3. Curado y preparación

En el laboratorio se procedió a la preparación del material. El proceso comprendió dos modalidades: en el caso de los ejemplares recién colectados se efectuó el montaje en alfileres entomológicos y eventualmente la limpieza, con pinceles finos, de aquellos que tuvieran rastros de tierra y vegetación. En el caso de los ejemplares existentes en la colección entomológica, algunos con cerca de 40 años de antigüedad, la limpieza se efectuó con trementina vegetal aplicada con pinceles finos, y esperar el secado. En algunos casos fue necesario remontar los ejemplares antiguos, para ello se reblandecieron los especímenes usando una cámara húmeda por algunas horas, esto permitió reemplazar alfileres oxidados o ejemplares mal montados.

Para finalizar la preparación del material, se elaboraron etiquetas con información relevante de la colecta para cada serie de ejemplares. La información de los ejemplares, además, se incorporó a una base de datos en formato Excel (xlsx), donde se uniformizó la información de coordenadas y altitudes de colecta. Las etiquetas se elaboraron en un procesador de textos y fueron impresas en papel de 100 g en una impresora láser. Las etiquetas fueron colocadas en los alfileres usando una gradilla para estandarizar las alturas. El material montado se ubicó provisionalmente en cajas entomológicas hasta la identificación.

2.3.4. Extracción de genitales

Para la identificación del material fue necesario en la mayoría de los casos la extracción del aparato genital masculino, y en algunos casos el femenino, debido a que las claves de identificación a menudo usan este carácter para separar especies, más que caracteres externos y fácilmente visibles.

El proceso consistió en la separación del abdomen completo, el cual fue introducido en un tubo de ensayo conteniendo una solución de hidróxido de potasio al 10%. El tubo fue colocado en un vaso de precipitación con agua y sometido al calor de una hornilla eléctrica hasta su ebullición, durante 5-10 minutos. El abdomen luego es lavado en alcohol y se dispone en una placa

portaobjeto con una gota de glicerina. La extracción se efectuó, bajo observación en el microscopio estereoscopio, con ayuda de estiletes finos tratando de no dañar las estructuras o el abdomen. Las genitalias extraídas finalmente fueron conservadas dentro de microviales con glicerina en los alfileres junto a su respectivo ejemplar.

2.3.5. Fotografiado de habitus y genitalias

Los habitus de cada espécimen fueron fotografiados con una cámara AxioCam ICc5 montada en un microscopio estereoscopio Discovery V20; las estructuras genitales fueron fotografiadas con una cámara Truechrome II instalada en un microscopio Novel N-800m. En ambos casos, las fotografías fueron hechas en enfoque secuencial y combinadas usando el programa Helicon Focus y editadas en el programa Paint.net para mejorar el brillo, contraste y para corregir imperfecciones. Los plates de imágenes se elaboraron usando el programa Corel Draw 17 y finalizados en formato TIFF.

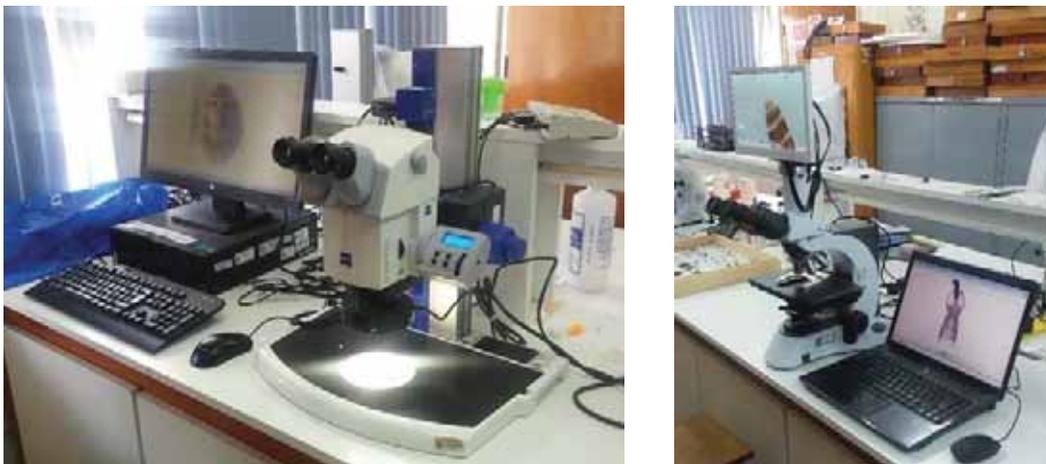


Figura 14. Toma de microfotografías con microscopio estereoscopio y microscopio compuesto

2.3.6. Elaboración de Mapas

La información geográfica de los ejemplares presentes en la colección, y la tomada durante la etapa de colectas, fue introducida en el programa Google Earth, y luego exportada en formato

kmz para luego ser importada el programa ArcGis 10, donde se transformó al formato shape (shp). Se usaron capas geográficas base de la Carta Nacional Digital (capa de regiones/departamentos y provincias) y un modelo de elevación digital para obtener la capa de fisiografía. Se elaboraron mapas de distribución por géneros y por especies.

CAPITULO III

3.1. RESULTADOS:

Se examinaron **2560 individuos** de la familia Coccinellidae, provenientes de **106 localidades** de 48 distritos (de un total de 112), de las 13 provincias de la región Cusco (Fig. M1).

Se registraron **76 especies**, agrupadas en **23 géneros** y 12 tribus, todas ellas dentro de la sub familia Coccinellinae Mulsant (Tabla 3). No se registraron especies de la subfamilia Microweiseinae.

Subfamilia Coccinellinae Latreille 1807			
Coccinellini Latreille 1807	<i>Eriopis</i> Mulsant 1850	<i>Eriopis peruviana</i> Hofmann 1970	
		<i>Eriopis andina</i> Hofmann 1970	
		<i>Eriopis minima</i> Hofmann 1970	
		<i>Eriopis alticola</i> Hofmann 1970	
	<i>Paraneda</i> Timberlake 1943	<i>Paraneda pallidula guticollis</i> (Mulsant 1850)	
	<i>Neda</i> Mulsant 1850	<i>Neda aequatoriana</i> Mulsant 1853	
		<i>Neda patula</i> Erichson 1847	
		<i>Neda norrisi</i> (Guerin-Meneville 1842)	
	<i>Cycloneda</i> Crotch 1871	<i>Cycloneda marcapatae</i> Oroz, Bustamante & Cosio 2009	
		<i>Cycloneda vandenbergae</i> González, Bustamante & Oróz 2008	
		<i>Cycloneda andresi</i> Oroz, Bustamante & Cosio 2009	
		<i>Cycloneda sanguinea</i> (Linnaeus 1763)	
		<i>Cycloneda dieguezi</i> González 2018	
		<i>Cycloneda arcula</i> (Erichson 1847)	
		<i>Cycloneda ecuadorica</i> (Timberlake 1943)	
		<i>Hippodamia convergens</i> (Guerin-Meneville 1842)	
	<i>Hippodamia</i> Chevrolat 1837	<i>Hippodamia variegata</i> Goeze 1777	
	<i>Neocalvia</i> Crotch 1871	<i>Neocalvia blanchardi</i> (Mulsant 1850)	
	Halysiini Mulsant 1846	<i>Psyllobora</i> Chevrolat 1837	<i>Psyllobora marshalli</i> Crotch 1874
			<i>Psyllobora hybrida</i> (Mulsant 1850)
<i>Psyllobora abancayana</i> Almeida 1991			
<i>Psyllobora lenta</i> Mulsant 1850			
<i>Psyllobora lutescens</i> Crotch 1874			
<i>Psyllobora luctuosa</i> Mulsant 1850			
<i>Psyllobora constantini</i> González et al. 2017			

	<i>Oxytella</i> Weise 1902	<i>Oxytella longula</i> Weise 1902
Epilachnini Mulsant 1846	<i>Epilachna</i> Chevrolat 1837	<i>Epilachna fausta</i> Erichson 1847
		<i>Epilachna dives</i> Erichson 1847
		<i>Epilachna sexmaculata</i> Kirsch 1876
		<i>Epilachna v-pallidum</i> Blanchard 1846
		<i>Epilachna emerita</i> Gordon 1975
		<i>Epilachna bistrispilota</i> Gordon 1975
		<i>Epilachna pseudospilota</i> Gordon 1975
		<i>Epilachna dorsigera</i> Erichson 1847
		<i>Epilachna transverselineata</i> (Mader 1958)
		<i>Epilachna cuscoi</i> Gordon 1975
		<i>Epilachna discolor</i> Erichson 1847
		<i>Epilachna fenestroides</i> Gordon 1975
		<i>Epilachna harringtoni</i> Gordon 1975
		<i>Epilachna geométrica</i> (Weise 1899)
		<i>Epilachna vittigera</i> (Crotch 1874)
		<i>Epilachna strictanotata</i> Gordon 1975
		<i>Epilachna bistriguttata</i> Mulsant 1850
		<i>Epilachna matei</i> Bustamante et al. 2018
		<i>Epilachna ignobilis</i> (Weise 1902)
		<i>Epilachna cushmani</i> Gordon 1975
		<i>Epilachna woytkowskii</i> Gordon 1975
		<i>Epilachna paenulata</i> (Germar 1824)
		<i>Epilachna callangae</i> Gordon 1975
		<i>Epilachna propinqua</i> (Weise 1899)
		<i>Epilachna pseudostriata</i> Gordon 1975
		<i>Epilachna cacica</i> (Guerin-Meneville 1844)
		<i>Epilachna sztolcmani</i> Jadwiszczak & Wegrzynowicz 2003
<i>Epilachna lepida</i> Erichson 1847		
<i>Epilachna obliqua</i> Gordon 1975		
<i>Toxotoma</i> Weise 1899	<i>Toxotoma venusta</i> (Erichson 1847)	
	<i>Toxotoma imitator</i> Gordon 1975	
	<i>Toxotoma cuzcoensis</i> Gordon 1975	
	<i>Toxotoma guerini</i> Gordon 1975	
	<i>Toxotoma patricia</i> Mulsant 1850	
Azyini Mulsant 1850	<i>Azya</i> Mulsant 1850	<i>Azya scutata</i> Mulsant 1850
		<i>Azya murilloi</i> Gordon 1980

Scymnillini Casey 1899	<i>Scymnus</i> Kugelann 1794	<i>Scymnus (Pullus) rubicundus</i> Erichson 1847
	<i>Zagloba</i> Casey 1899	<i>Zagloba beaumonti</i> Casey 1899
Hyperaspidini Mulsant 1846	<i>Hyperaspis</i> Redtenbacher 1843	<i>Hyperaspis festiva</i> (Mulsant 1850)
	<i>Diazonema</i> Weise 1926	<i>Diazonema fallax</i> Weise 1926
Brachiacanthini Duverger 1989	<i>Serratitibia</i> Gordon & Canepari 2013	<i>Serratitibia julie</i> Gordon & Canepari 2013
		<i>Serratitibia mary</i> Gordon & Canepari 2013
		<i>Serratitibia anna</i> Gordon & Canepari 2013
Cryptognathini Mulsant 1850	<i>Pentilia</i> Mulsant 1850	<i>Pentilia insidiosa</i> Mulsant 1850
	<i>Cryptognatha</i> Mulsant 1850	<i>Cryptognatha gemellata</i> Mulsant 1850
Ortaliini Mulsant 1850	<i>Rodolia</i> Mulsant 1850	<i>Rodolia cardinalis</i> (Mulsant 1850)
Noviini Mulsant 1846	<i>Zenoria</i> Mulsant 1850	<i>Zenoria stellaris</i> (Gorham 1899)
Stethorini Dobzhansky 1924	<i>Parasthetorus</i> Pang & Mao 1975	<i>Parasthetorus histrio</i> (Chazeau & Fursch 1974)
Chilocorini Mulsant 1846	<i>Exochomus</i> Redtenbacher 1843	<i>Exochomus bolivianus</i> Mader 1957
	<i>Curinus</i> Mulsant 1850	<i>Curinus coeruleus</i> Mulsant 1850

Tabla 3. Especies de Coccinellidae determinadas en el presente estudio

Las localidades de colecta están comprendidas en un rango altitudinal que abarca desde los 565 m, en la localidad de Pillcopata (provincia de Paucartambo) hasta los 5250 m en los alrededores del Nevado Ausangate, en la provincia de Quispicanchi.

Se ha encontrado una mayor riqueza de especies en los pisos altitudinales comprendidos por debajo de los 3000 m, siendo más rica entre los 2000 m y 3000 m, donde predominan los géneros *Epilachna* Chevrolat, *Diazonema* Weise, *Toxotoma* Weise, *Cycloneda* Crotch, *Azya* Mulsant, *Hyperaspis* Redtenbacher y *Cryptognatha* Mulsant; mientras por encima de los 3000 m, y hasta los más de 5000 m, la riqueza va decreciendo, siendo los géneros más habituales *Eriopis* Mulsant, *Hippodamia* Chevrolat y, nuevamente, *Cycloneda* Crotch.



Figura 15. Número de especies de Coccinellidae por rango altitudinal

Las provincias con mayor riqueza son La Convención (13 géneros y 36 especies), y la provincia de Urubamba (12 géneros y 31 especies). También con un importante número de taxones, están las provincias de Anta (8 géneros y 19 especies), y Calca (5 géneros y 17 especies). Con un menor grado de diversidad están las provincias de Paucartambo (7 géneros y 9 especies), Quispicanchi (4 géneros y 7 especies), y Cusco (4 géneros y 5 especies). Finalmente, las provincias con los rangos altitudinales más altos (+3500 m) son los que tienen una menor diversidad: Canchis y Chumbivilcas (3 géneros y 5 especies); Acomayo (3 géneros y 3 especies); Canas (2 géneros y 2 especies), y Espinar y Paruro (1 género y 1 especie).

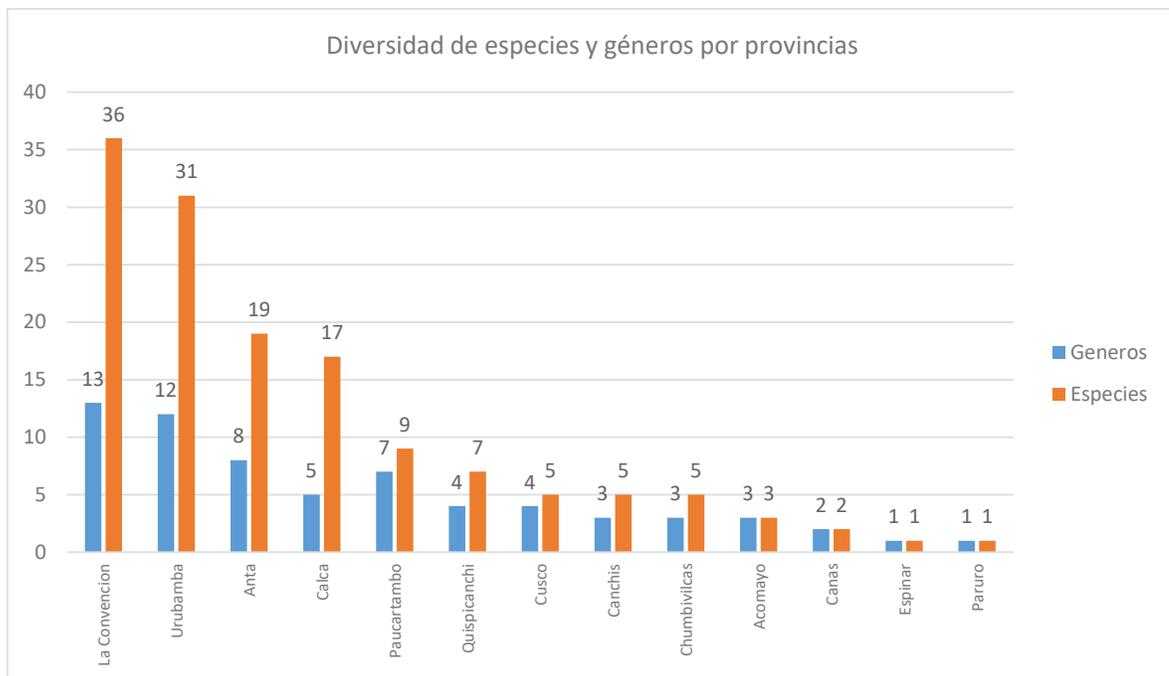


Figura 16. Diversidad de especies y géneros de Coccinellidae por provincia

Sobre la distribución de los taxones, existen géneros presentes solo en una provincia: en La Convención están los géneros *Azya* Mulsant (2 sp.), entre los 1250 m (Potrero, Santa Ana) y los 1700 m (Sicre, Huayopata); *Pentilia* Mulsant (1 sp.), a 1050 m (Macamango, Quillabamba); *Cryptognatha* Mulsant (1 sp.), a 1300 m (Sangobatea, Echarate); *Curinus* Mulsant (1 sp.), a 3000 m (San Luis, Huayopata); *Exochomus* Redtenbacher (1 sp.), a 2700 m (Choquequirao); *Zagloba* Casey (1 sp.), a 1050 m (Macamango-Quillabamba), y *Zenoria* Mulsant (1 sp.), a 1250 m (Potrero, Santa Ana). En la provincia de Urubamba, se registró a *Scymnus* Kugelann (1 especie), a 2877 m (Urubamba); *Neocalvia* Crotch (1 sp.) a 2021 m (Machu Picchu); y *Parastethorus* Pang & Mao (1 sp.), a 2880 m (Urubamba). En la provincia de Paucartambo se registró a *Oxytella* Weise (1 sp.), a 2821 m (Esperanza); y *Diazonema* Weise (1 sp.), entre los 565 m (Pillcopata, Kosñipata) y los 1400 m (San Pedro, Kosñipata). En tanto, en la provincia de Anta, solo se pudo registrar a *Paraneda* Timberlake (1 sp.), a 2500m (Limatambo).

Con una distribución que comprende dos provincias se encuentran los géneros *Serratitibia* Gordon (3 sp.), en Paucartambo y Urubamba, entre los 1500 m (Kosñipata, Paucartambo) y los 2176 m (Machu Picchu, Urubamba); *Hyperaspis* Redtenbacher (1 sp.), distribuido en Calca y La

Convención, entre los 1300 m (Sangobatea, La Convención) y los 3400 m (Huama, Calca); *Rodolia* Mulsant (1 sp.), en Urubamba y La Convención, entre los 1250 m (Potrero, La Convención) y los 2871 m (Huayllabamba, Urubamba). Por otro lado, *Neda* Mulsant (3 sp.), se encuentra distribuido en tres provincias, La Convención, Calca y Urubamba, entre los 2700 m (Choquequirao, La Convención) y los 3120 m (Mollepata, Anta).

Con una distribución más amplia se encuentran los géneros *Psyllobora* Chevrolat (7 sp.), distribuido en 5 provincias, entre los 1050 m (Macamango, La Convención) y los 3365 m (Perayoc, Cusco); *Toxotoma* Weise (5 sp.), distribuido en 5 provincias, entre los 611 m (Pillcopata, Paucartambo) y los 2926 m (Limatambo, Anta); y *Epilachna* Chevrolat (30 sp.), distribuido en 5 provincias, entre los 565 (Pillcopata, Paucartambo) y los 3450 m (Tambohuaylla, Lares, Calca).

En tanto los géneros con la distribución más amplia, a nivel de provincias, son *Cycloneda* Crotch (7 sp.), distribuido en 10 provincias, entre los 800 m (Sahuayaco, La Convención) y los 5230 m (Ocongate, Quispicanchi); *Eriopis* Mulsant (4 sp.), distribuido en 11 provincias, entre los 1350 m (Kosñipata, Paucartambo) y los 5250 m (Nevado Ausangate, Quispicanchi); e *Hippodamia* Chevrolat (2 sp.), distribuido en 8 provincias, entre los 2200 m (Urubamba, Urubamba) y los 4000 m (Acomayo, Acomayo).

Las especies más abundantes, dentro del grupo de las predadoras, son *Eriopis peruviana*, Hofmann, *Hippodamia convergens* (Guerin-Meneville), *Cycloneda dieguezi* González, y *Cycloneda vandenbergae* González, Bustamante & Oroz. *Eriopis peruviana* es el coccinélido nativo más abundante y con mayor distribución en la región Cusco, siendo casi exclusivo de la PBG de Yungas, entre los 1250 m hasta más de 4000 m. En tanto *Hippodamia convergens* es la especie introducida con mayor distribución, abarcando un rango de altitud entre los 2200 m hasta más de 4000 m. Ambas especies, junto a las del género *Cycloneda*, son, quizás, las más representativas de la familia en el rol de controladores biológicos en la región. Recientemente la

especie *Hippodamia variegata* ha sido registrada en las regiones Cusco y Arequipa; esta especie presenta un alto grado de adaptación (Bustamante-Navarrete, Marquina-Montesinos, et al., 2017; Chura & Bedregal, 2018; Iannacone & Perla, 2011), y es previsible que llegue a alcanzar la distribución de *H. convergens*.

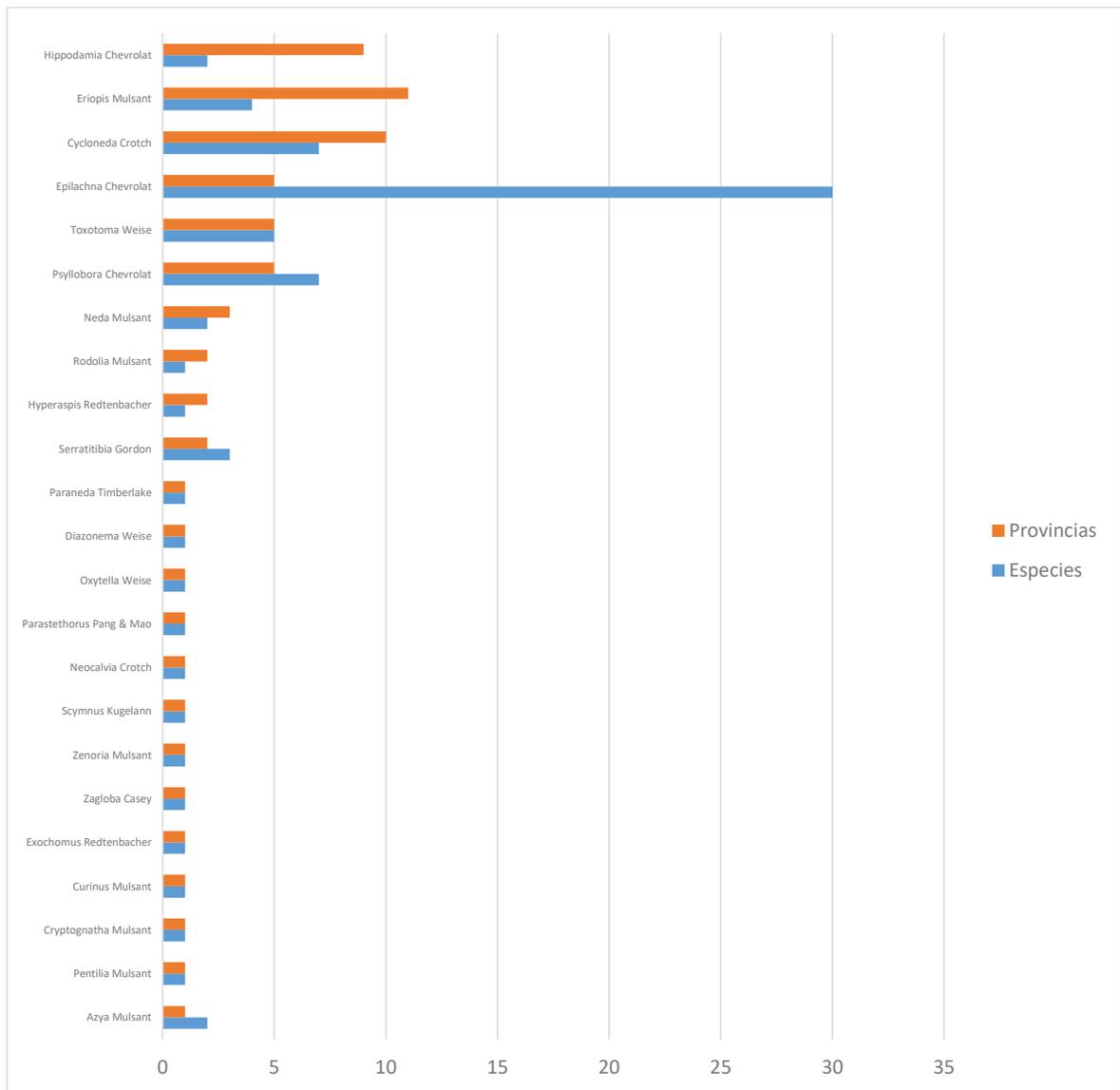
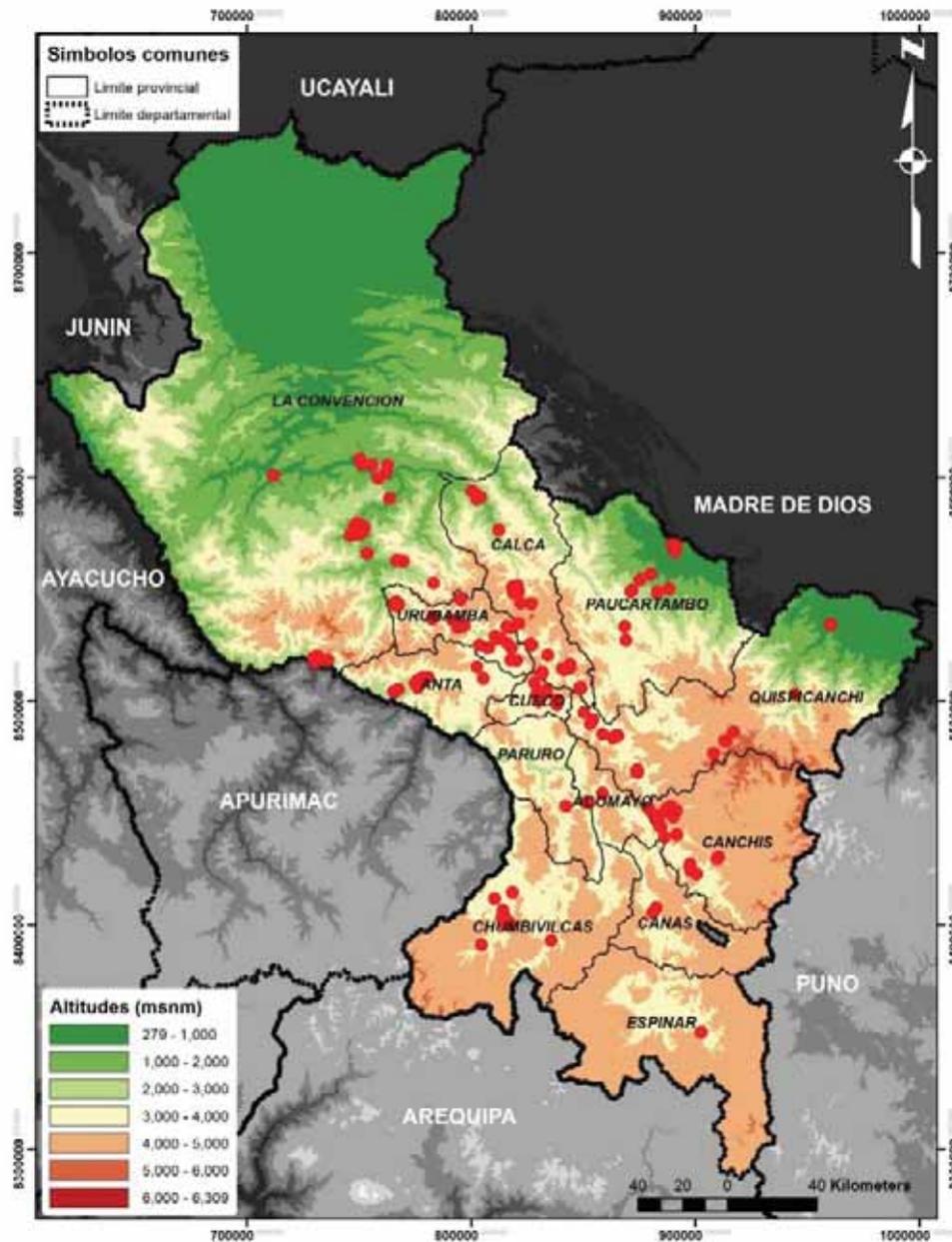


Figura 17. Presencia de los géneros y especies de Coccinellidae por provincia

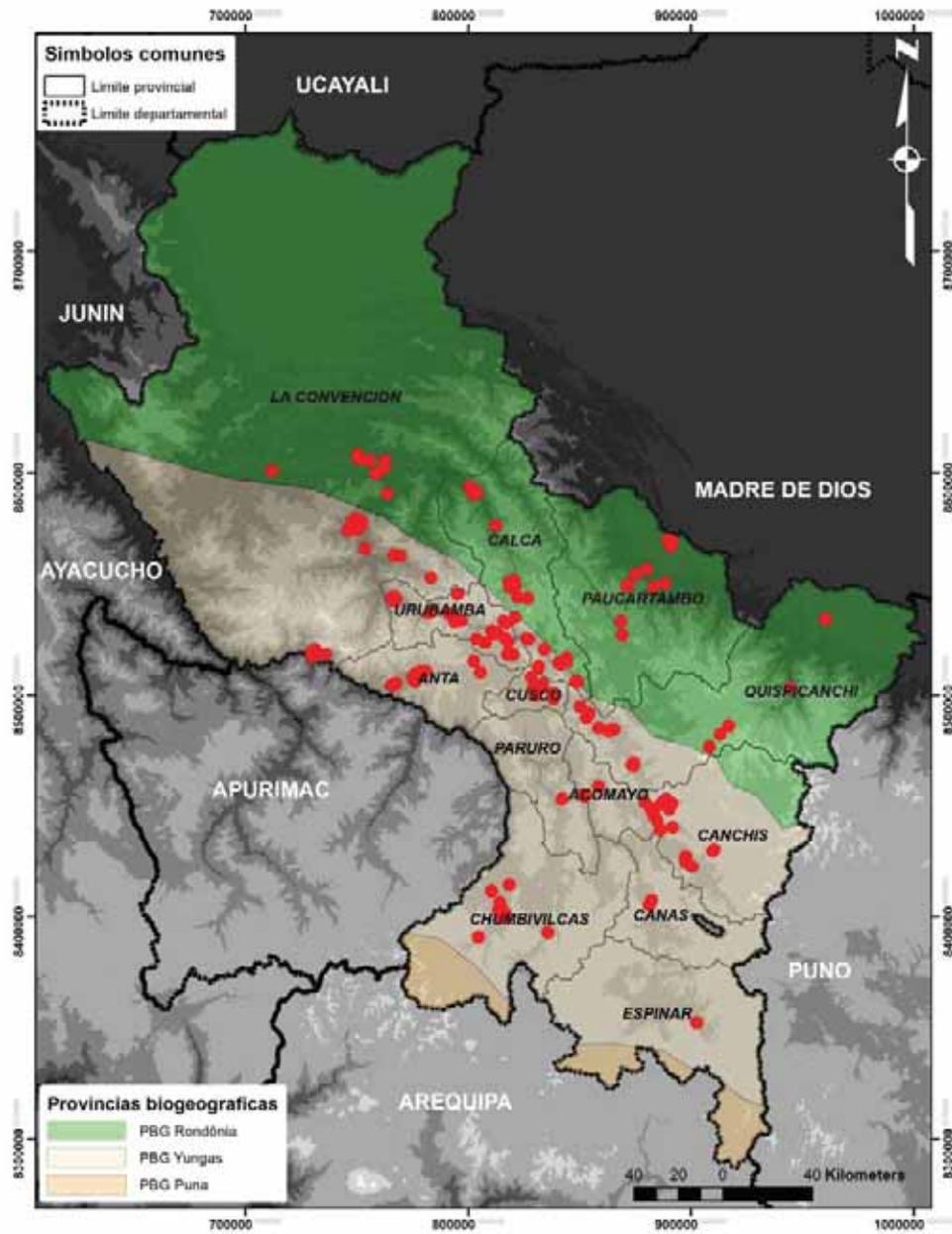


M 1. Distribución de la familia Coccinellidae en la región Cusco, según altitudes.

Desde el punto de vista biogeográfico, existen géneros con distribución exclusiva en la PBG de La Rondonia, tales como *Oxytella* Weise, *Diazonema* Weise, y *Cryptognatha* Mulsant. Dentro de este grupo se podría considerar también a los géneros *Eriopis* Mulsant, *Cycloneda* Crotch, y *Psyllobora* Chevrolat, que están ampliamente distribuidos en la PBG Yungas, pero presentan registros, escasos y aislados, dentro de la PBG Rondonia.

Por otro lado, están los géneros con distribución exclusiva en la PBG Yungas: *Curinus* Mulsant, *Paraneda* Timberlake, *Neda* Mulsant, *Hippodamia* Chevrolat, *Neocalvia* Crotch, *Scymnus* Kugelann, *Zagloba* Casey, *Pentilia* Mulsant, *Rodolia* Mulsant, *Zenoria* Mulsant, *Parastethorus* Pang & Mao, y *Exochomus* Redtenbacher.

Existen también géneros con una distribución compartida entre las PBG Rondonia y Yungas, como *Serratitibia* Gordon & Canepari, *Azya* Mulsant, e *Hyperaspis* Redtenbacher con localidades escasas, y *Epilachna* Chevrolat y *Toxotoma* Weise, con una mayor distribución de registros en ambas PBG.



M 2. Distribución de la familia Coccinellidae en la región Cusco, según provincias biogeográficas

Tratamiento Taxonómico

3.1.1. Subfamilia Coccinellinae Latreille 1807

3.1.1.1. Tribu Coccinellini Latreille 1807

Coccinellini incluye a las especies que tienen las características típicas de Coccinellidae, con colores rojos, amarillos y anaranjados y manchas negras y zonas blancas. Las especies son relativamente grandes, cuerpos sin pilosidad, brillantes, palpos maxilares con el último segmento securiforme, fémures nunca aplanados. Son de hábitos principalmente afidófagos, pero existen algunas especies que consumen también cóccidos (González, 2014a). A nivel taxonómico, el estudio de los géneros suramericanos es aún insatisfactorio, con solo unas pocas revisiones a nivel de géneros: *Eriopis* (Hofmann, 1970), *Erythroneda* (Vandenberg & Gordon, 1988), *Spilindolla* (Vandenberg & Gordon, 1996), *Olla* y *Cirocolla* (Vandenberg, 1992), *Neocalvia* (Bicho & Almeida, 1998), y *Cycloneda* (parte) (González & Vandenberg, 2006). A la actualidad existen géneros representativos sin estudiar: *Cycloneda* (gran parte), *Mononeda*, *Neda*, *Paraneda*, *Coleomegilla* y otros; por otro lado, la tribu Halyziini tiene una dieta asociada con hongos, lo cual también afecta su morfología, en especial las mandíbulas multidentadas (González, 2014a).

3.1.1.1.1. Género *Eriopis* Mulsant 1850

(M03, M26-M29, H01-H04, G01-G08)

El género es de distribución exclusiva en Suramérica (desde Colombia y Venezuela hasta el extremo austral del continente), y su mayor diversidad se encuentra en la cordillera de los Andes (altiplano de Perú, Bolivia y norte de Chile), e incluye taxones aislados junto a otros más difundidos, además de algunos endemismos como en el caso de *E. opposita* de las Islas Juan Fernández, en Chile (Bustamante Navarrete, González Fuentes, & Oróz Ramos (2007).

Hofmann (1970) revisó el género y reconoció seis especies válidas, además describió cinco especies nuevas para Bolivia, Chile y Perú; mientras Eizaguirre (2004), Bustamante-Navarrete

(2005), Bustamante-Navarrete, Oróz-Ramos, & González-Fuentes (2009) y Bustamante Navarrete et al. (2007) describieron cinco especies nuevas adicionales. Posteriormente la especie descrita por Eizaguirre fue pasada a sinonimia (Bustamante Navarrete et al., 2007). Por otro lado, Bustamante Navarrete & Yábar Landa (2006) y González (2014b) efectuaron revisiones de las especies del sur del Perú y revisión y descripción de nuevas especies del norte de Chile. Posteriormente Bustamante-Navarrete & Oróz-Ramos (2016) y González (2018) describieron tres especies adicionales más, incrementándose el número de especies descritas a 23, de las cuales, 10 están presentes en el Perú.

Distribución: ARGENTINA, BRASIL, CHILE, COLOMBIA, ECUADOR, PARAGUAY, PERÚ (Bustamante Navarrete et al., 2007; González, 2007, 2014b)

3.1.1.1.1. *Eriopis peruviana* Hofmann 1970

(M26, H01, G01-G02)

Diagnosis: longitud: 4.3-4.8 mm. Cuerpo de forma oval alargada y de lados paralelos. Manchas anterior y posterior del pronoto grandes, anchas; manchas laterales anchas. La segunda mancha elitral oval, ligeramente oblicua en relación a la línea longitudinal; tercera mancha elitral ligeramente oval, oblicua en relación a la línea horizontal. Aspecto cuadrado y robusto, con las manchas pronotales grandes y anchas.

Distribución: PERÚ (Cusco, Apurímac, Junín, Madre de Dios) (Bustamante Navarrete & Yábar Landa, 2006; González, 2007, 2015; Hofmann, 1970). Localidad tipo: Perú: Junín, Cusco (Hofmann, 1970).

De amplia distribución en la región sur del Perú, su rango de altitud abarca desde los 1350 m (Kosñipata, Paucartambo) hasta los 4041 msnm (Koricocha, Cusco) e incluye variadas zonas de vida que incluyen selva alta, bosque nublado y páramo (Bustamante Navarrete & Yábar Landa, 2006).

Carrasco (1968) registro a *Eriopis connexa* Germar en las provincias de Cusco, Calca y Urubamba, localidades donde no se ha encontrado esta especie, sin embargo, las hembras de *E. peruviana* muestran una morfología identifica a *E. connexa*, por otro lado, Hofmann (1970), realizo posteriormente la revisión del género, describiendo a *E. peruviana*. Carrasco (1987) reporto a *E. connexa* en cultivos de “kiwicha” en la provincia de Urubamba, este registro correspondería también a *E. peruviana* debido a la casi exclusividad de esta especie en esa zona. Bustamante Navarrete & Yábar Landa (2006) ampliaron la distribución de esta especie a la región Apurímac.

Material examinado: (50 ej.) Kayra/SJ[San Jerónimo]/Cu[Cusco]/Cus[Cusco], 13°33'34"S 71°52'47"O, 13.07.02[2002], 3220m, A. Bustamante [colector]; (21 ej.) Kayra 3310 msnm, San Jerónimo/Cu[Cusco]/Cus[Cusco], 19.07.2003, A. Bustamante [colector]; (1 ej.) Huacarpay, Huacarpay/Qu/Cus, 26.03.95, C.E.R.; (4 ej.) Urcos/Qu/Cus, 13°41'30"S 71°37'64"O, 07.07.02, 3210m, A. Bustamante; (7 ej.) Oropesa, 3250, Oropesa/Qu/Cus, 15.11.2004, maíz, M. Cárdenas; (1 ej.) Quiquijana, 3400m, Quiquijana/Qu/Cus, 24/Feb/2005, Quinoa, J.F. Costa y J. Farfán F.; (1 ej.) Korikocha, 21.03.08, Cus/Cus, 4041m, 13°26'33.58"S 71°55'59,27"O, W. Cosio L.; (1 ej.) Patabamba, Huaru/Qu/Cus, 09.01.99, Y. Álvarez; (1 ej.) Perú, Cusco, San Jerónimo, Pata-Pata, -13.5352/-71.8686, 03/iv/2016, 3350msnm, E. Cabrera; (3 ej.) Gallito, 06/02/08, 1350m, Sn Pedro/Kosñ/Cus, 13°03'22,4"S 72°32'45,0"O, M. Cárdenas M., (1 ej.) Chuccho, 3630m, Sto. Tomas/Ch/Cus, 20.01.95, E. Yábar; (3 ej.) Llusco, 3480m, Santo Tomas/Ch/Cus, 16.06.93, perejil, E. Yábar; (1 ej.) Buena Vista, 3600m, Santo Tomas/Ch/Cus, 11.03.93, habas, E. Yábar; (2 ej.) PER/CUS/ESP/Coporaque, Hayhuahuasi-papa. 3975msnm, 19L 226822.68 m E 8376271.09 m S, 16/II/2016, M.B. Valladares G.; (6 ej.) Perú-Cusco-Cusco, Tambomachay, 3700 msnm, 12°28'47"W 71°57'45"O, 23/03/2011, W. Daza; (2 ej.) Tancarpata, 3350, Santiago/Cu/Cus, 15.11.2004, habas, A. Oroz; (4 ej.) Collana Baja, Huaypo/An/Cus, 16/Abr/2005 – Quinoa, Cárdenas, Cosio, Costa; (3 ej.) Saratohuaylla, [Huarcocondo], 3505m, An/Cus, 01.04.94, papa, E. Yábar; (2 ej.) Misquiyacu, 2785m, Limatambo/An/Cus, 24.02.93,

papa, E. Yábar; (1 ej.) Misquiyacu, 2785m, Limatambo,/An/Cus, 17.07.94, M. Delgado; (1 ej.) Mollepata-Cusco, 767596.91 E, 8505252.71 S, 25/02/2014, M. Montoya; (2 ej.) Mollepata-Cusco, 767596.91 E, 8505252.71 S, 26/02/2014, M. Montoya; (1 ej.) Mollepata-Cusco, 767596.91 E, 8505252.71 S, 27/02/2014, M. Montoya; (10 ej.) San Salvador, 2800, Pisac/Cl/Cus, 06.02.2005, A. Bustamante; (6 ej.) PERÚ: Fundo San Román, Urco/Calca/Cusco, 02/07/2010, W. Cosio L.; (10 ej.) Chacachapampa, 3530m, Pitumarca/Ca/Cus, 13.01.94, habas, E. Yábar; (5 ej.) Mandorani, 3585m, Pisac/Cl/Cus, 19.10.93, papa, E. Yábar; (3 ej.) Huatata, Chincheros/Ur/Cus, 15.02.02, A. Bustamante; (1 ej.) Urubamba, 2877msnm, Urubamba/Ur/Cus, 27/Set/03, B3T4, A. Alfaro – Y. Valdez; (1 ej.) Urubamba, 2877msnm, Urubamba/Ur/Cus, 27/Set/03, B1T4, A. Alfaro – Y. Valdez; (1 ej.) Urubamba, 2877msnm, Urubamba/Ur/Cus, 20/Set/03, B2T4, A. Alfaro – Y. Valdez; (1 ej.) Urubamba, 2877msnm, Urubamba/Ur/Cus, 20/Set/03, B1T2, A. Alfaro – Y. Valdez; (1 ej.) Urubamba, 2877msnm, Urubamba/Ur/Cus, 11/Oct/03, B1T3, A. Alfaro – Y. Valdez; (1 ej.) Urubamba, 2877msnm, Urubamba/Ur/Cus, 24/Oct/03, B3T4, A. Alfaro – Y. Valdez; (1 ej.) Urubamba, 2877msnm, Urubamba/Ur/Cus, 13/Set/03, B2T2, A. Alfaro – Y. Valdez; (1 ej.) Urubamba, 2877msnm, Urubamba/Ur/Cus, 13/Set/03, B2T4, A. Alfaro – Y. Valdez; (1 ej.) Urubamba, 2877msnm, Urubamba/Ur/Cus, 04/Oct/03, B2T2, A. Alfaro – Y. Valdez; (1 ej.) Urubamba, 2877msnm, Urubamba/Ur/Cus, 04/Oct/03, B2T4, A. Alfaro – Y. Valdez; (1 ej.) Urubamba, 2877msnm, Urubamba/Ur/Cus, 04/Oct/03, B1T4, A. Alfaro – Y. Valdez; (5 ej.) Huayllojo, 3450m, Checacupe/Ca/Cus, 15.11.95, E. Yábar; (5 ej.) Chari, 3545m, Pitumarca/Ca/Cus, 14.01.94, habas, E. Yábar; (2 ej.) Santa Bárbara, 3885m, Sicuani/Ca/Cus, 07.08.94, E. Yábar; (5 ej.) PE: Cusco-Maras-Pichingoto, 13°17'17.94"S 72°09'47.64"W, 2881m, 9/V/2015, C. Zapata, Y. Flores, M. Villalba, D. Paredes, N. Zúñiga; (2 ej.) PE: Cusco-Maras-K'ajllaracay, 13°19'01,50"S 72°12'12.28"W, 3609m, 09/V/2015, C. Atayupanqui, J. Muñoz, R. Quispe, N. Quispe, D. Paucarmayta.

3.1.1.1.1.2. *Eriopis andina* Hofmann 1970

(M27, H02, G03-G04)

Diagnosis: longitud 3.8-4 mm. Forma oval. Las manchas pronotales anterior y posterior grandes, anchas; manchas laterales anchas. Segunda mancha elitral oval, ligeramente oblicua en relación a la línea longitudinal; tercera mancha elitral oval y oblicua.

Distribución: BOLIVIA, CHILE, PERÚ (Puno, Cusco, Huancavelica) (Bustamante Navarrete & Yábar Landa, 2006; González, 2007, 2014b, 2015; Hofmann, 1970). Localidad tipo: (de *andina andina*) Tarapacá, Chile; (de *andina boliviana*) lago Titicaca, Achacachi, Bolivia (Hofmann, 1970).

Eriopis andina fue registrada por Hofmann (1970) para Putre (3350 m) y Belén (3250 m) en Tarapacá (Chile) y la subespecie *andina boliviana* fue registrada para el Lago Titicaca (3800 m) y la localidad de Huatajata (4000 m) en la frontera Bolivia-Perú. Su distribución fue ampliada para el Perú en la región Cusco, a 3990 m (Lares, Calca) aunque sin poder establecer la subespecie (Bustamante Navarrete & Yábar Landa, 2006), y en el presente estudio se amplía a la provincia de Canas.

Material examinado: (07 ej.) Pampacorral 3990, Lares/Cl/Cus, 13°09'92" S, 71°58'68" O, 08.07.03, A. Bustamante; (15 ej.) Kiswarani, 4000, Lares/Cl[Calca]/Cus[Cusco], A. Oroz [colector], 15.02.2006; (10 ej.) Perú, Cusco, Canas, Quehue, Chirupampa, 19/III/2013, 3921 m, 14°21'21" S 71°27'15" W, J.A. Cruz.

3.1.1.1.1.3. *Eriopis minima* Hofmann 1970

(M28, H03, G05-G06)

Diagnosis: longitud 3.7-4 mm. Forma oval alargada. Manchas pronotales anterior y posterior pequeñas; manchas laterales angostas y casi siempre interrumpidas. Segunda mancha elitral oval, paralela en relación a la línea longitudinal; tercera mancha elitral redondeada.

Distribución: ARGENTINA, BOLIVIA, CHILE, PERÚ (Puno, Cusco, Arequipa, Pasco, Apurímac) (Bustamante Navarrete & Yábar Landa, 2006; González, 2007, 2014b, 2015; Hofmann, 1970). Localidad tipo: Chile, Bolivia, Perú (*Cuzco*) (Hofmann, 1970).

Especie de grandes altitudes, se halla distribuida entre los 3400 m y 4150 m. Muchos de los ejemplares de *E. minima* presentan apterismo, mayormente asociado a condiciones extremas, como es el caso de esta especie que vive a gran altitud en áreas sujetas a fuertes vientos y a bajas temperaturas (González, 2007).

Material examinado: (13 ej.) Rumira, Ollantaytambo/Ur[Urubamba]/Cusco, 15.01.2007. A. Oroz Ramos [Cusco]; (01 ej.) Tastayoc – Abra Málaga, 4000, 15.03.2006, Ollantaytambo/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], A. Bustamante [colector]; (01 ej.) Checacupe 3446m, Checacupe/Ca[Canchis]/Cus[Cusco], 15.02.99, C.E.R. [colector]; (02 ej.) Patatinta 3950m, Sicuani/Ca/Cus, 15.11.93, ajenjo, E. Yábar; (01 ej.) Tucsa 4150m, Sicuani/Ca/Cus, 08.08.94, E. Yábar; (19 ej.) PERÚ: Nevado Ausangate, Ocongate/Quispicanchi/Cusco, 03/09/2016, 5250msnm, A. Oroz Ramos; (01 ej.) Quiquijana, 3400m, Quiquijana/Qu/Cus, 24/Feb/2005, Quinoa, J.F. Costa y J. Farfán.

3.1.1.1.4. *Eriopis alticola* Hofmann 1970

(M29, H04, G07-G08)

Diagnosis: longitud: 3.8-4.1 mm. Forma oblonga y alargada. Manchas pronotales anterior y posterior pequeñas, angostas; manchas laterales angostas. Segunda mancha elitral elongada, oblicua en relación a la línea longitudinal y puede estar parcialmente unida a la primera mancha elitral; tercera mancha elitral elongada y transversal.

Distribución: PERÚ (Cusco) (Bustamante Navarrete & Yábar Landa, 2006; González, 2007, 2014b, 2015; Hofmann, 1970). Localidad tipo: *Cuzco*, Perú (Hofmann, 1970).

Esta especie se halla sobre los 3000 m de altura y es la especie del género *Eriopis* menos frecuente en la región Cusco (Bustamante Navarrete & Yábar Landa, 2006). En la localidad de

Pucacocha (laguna) en el distrito de Ocongate se registra la mayor altitud del género y de la familia en Suramérica hasta el momento, 5230 m (González et al., 2018).

Material examinado: (02 ej.) PERÚ, Ocuman, Chinchero/Ur/Cus, 09.02.2003, A. Meléndez [colector]; (01 ej.) PERÚ, Acomayo, Acomayo/Ac/Cus, 19.01.2003, A. Meléndez [colector]; (01 ej.) PERÚ Acos, Acos/Ac/Cus, 21.01.2003, A. Meléndez; (09 ej.) Pucacocha C/03/09/07, Ausangate/Ocon/Cus, 5230 m, 19L 0254878 UTM 8471436, W. Cosio L.; (02 ej.) Acomayo, Acomayo/Ac/Cus, 19.01.03, A. Meléndez; (3 ej.) Acos, Acos/Ac/Cus, 21.01.03, A. Meléndez.

3.1.1.1.2. Género *Paraneda* Timberlake 1943

(M04, M30, H05, G09)

El género *Paraneda*, junto a los géneros *Erythroneda* y *Chloroneda*, fue descrito por Timberlake (1943) para albergar a algunas especies neotropicales de *Cycloneda* Crotch (*C. pallidula* Mulsant 1850; *C. corallina* Weise 1898; *C. rubida* Mulsant 1850 y *C. metallica* Crotch 1874) (Araujo-Siqueira & Almeida, 2006). El género pertenece a un linaje conocido como "Olla y aliados" (Vandenberg, 1992), considerado como un ensamble monofilético de especies neotropicales de Coccinellini formado por los géneros *Olla* Casey, *Cirocolla* Vandenberg, *Spiloneda* Casey, *Paraneda* Timberlake, *Clynis* Mulsant, *Neda* Mulsant, *Mononeda* Crotch, *Neoharmonia* Crotch y *Procula* Mulsant (Vandenberg & Gordon, 1996). El género está representado en el Perú por una sola especie, *Paraneda pallidula guticollis* (Mulsant) (González, 2015). Es el primer registro del género para la región Cusco.

Distribución: BOLIVIA, ECUADOR, BRASIL, COLOMBIA, GUAYANA FRANCESA, VENEZUELA, GUATEMALA, MÉXICO y PERÚ (Cusco, Piura, Tumbes, Lambayeque, Lima, Ica, Madre de Dios) (González, 2007, 2010; Iannacone & Perla, 2011; Juárez & González, 2017; Miró-Agurto & Castillo-Carrillo, 2010; Trejo-Loyo & Nestor Arriola, 2012; Valencia & Cárdenas, 1973).

3.1.1.1.2.1. *Paraneda pallidula guticollis* (Mulsant 1850)

(M30, H05, G09)

Diagnosis: longitud: 4.8-5 mm. Forma oval y de color castaño amarillento. Pronoto negro con una gran mancha oblonga amarillo marfil en cada cuarto lateral, el borde delantero marrón claro, color que penetra en forma longitudinal desde el ápice hasta cerca de la base, donde se expande ligeramente. Élitros de color marrón anaranjado con la sutura negra y dos manchas amarillo marfil en la base, color que se extiende por todo el borde lateral hasta el ápice, donde se expande ligeramente.

Distribución: BOLIVIA, ECUADOR, BRASIL, COLOMBIA, GUAYANA FRANCESA, VENEZUELA, GUATEMALA, MÉXICO y PERÚ (Cusco, Piura, Tumbes, Lambayeque, Lima, Ica, Madre de Dios) (González, 2007, 2010; Iannacone & Perla, 2011; Juárez & González, 2017; Miró-Agurto & Castillo-Carrillo, 2010; Trejo-Loyo & Nestor Arriola, 2012; Valencia & Cárdenas, 1973). Localidad tipo: Cayenne (Guyana) (Mulsant, 1850).

Especie originalmente descrita como *Daulis pallidula* por Mulsant (Trejo-Loyo & Nestor Arriola, 2012). En Perú ha sido citada como depredadora de *Ceroplastes floridensis* Comstock en mango y *Aspidiotus destructor* Signoret en cocotero; también se encuentra en guanábana, mezquite (*Prosopis pallida*), mangle blanco (*Laguncularia racemosa*) y maíz, en este último depredando a *Rhopalosiphum maidis* (Fitch) (Miró-Agurto & Castillo-Carrillo, 2010; Trejo-Loyo & Nestor Arriola, 2012; Valencia & Cárdenas, 1973). Es el primer registro de la especie para la región Cusco.

Material examinado: (02 ej.) Limatambo, 2500, Limatambo/Anta/Cus[Cusco], 12.08.2003, A. Bustamante [colector], ♀, (Det. G. González 2010).

3.1.1.1.3. Género *Neda* Mulsant 1850

(M05, M31-M33, H06-H10, G10-G14)

El género *Neda* fue descrito por Mulsant (1850) para incluir 24 especies representadas por un conjunto ecléctico de especies de todo el mundo unidas apenas por tener el cuerpo grande y redondeado. La variabilidad intraespecífica del género fue estudiada por Weise (1898) y Mader (1953), pero el concepto del género no fue esclarecido. Posteriormente, Vandenberg (1992, 2002b) y Vandenberg & Gordon (1996), identifican a *Neda* como un género perteneciente al grupo designado como "*Olla* and allies", que comprende a los géneros *Olla* Casey, *Cirocolla* Vandenberg, *Spilindolla* Vandenberg, *Spiloneda* Casey, *Paraneda* Timberlake, *Clynis* Mulsant, *Procula* Mulsant, *Mononeda* Crotch, *Neoharmonia* Crotch, y *Neda* Mulsant.

No existe una revisión del género, salvo los trabajos de Araújo & Almeida (2003), quienes reubican en este género algunas especies de *Cycloneda* Crotch, y González (2018) que transfiere a *Neda ostrina* (Erichson) al género *Mononeda* Crotch. En el Perú, el género está representado por cinco especies (González, 2015).

Distribución: MÉXICO, GUATEMALA, COSTA RICA, VENEZUELA, COLOMBIA, ECUADOR, PERÚ, BOLÍVIA, CHILE, BRASIL (Araujo-Siqueira, 2005).

3.1.1.1.3.1. *Neda aequatoriana* Mulsant 1853

(M31, H06-H08, G10-G11)

Diagnosis: longitud: 7.5-8 mm. Forma circular algo oval. Cabeza negra. Pronoto negro con una gran mancha amarilla ovalar a cada lado, que ocupa los bordes delanteros y laterales, sin llegar a tocar el borde posterior. Élitros con 8 manchas negras (2:3:3), los espacios entre ellas de ancho similar al diámetro de éstas. La primera nace del húmero, redonda, apartada de la base, la segunda unida al borde anterior y lateral. Las tres siguientes similares, la cuarta más atrás y la quinta con forma de campana unida al borde lateral. La sexta forma apenas un triángulo unido a la sutura, mientras la séptima discal y la octava unida al borde lateral. Lado inferior negro excepto hipómeros y epipleuras amarillentas, patas, antenas y piezas bucales negras con áreas

marrones. El color claro dorsal puede variar del marfil al rojo. El tamaño de las manchas elitrales es variable, a veces las manchas posteriores 7 y 8 desaparecen.

Distribución: COLOMBIA, ECUADOR, VENEZUELA, PERÚ (Ancash, Junín, Lima, Piura) (González, 2007; Juárez-Noe & González-Coronado, 2018).

Crotch (1874) la consideró solo como una variedad de *N. norrisi* (Guerin-Meneville), en tanto Blackwelder (1945) y Mader (1953) la consideraron una buena especie y ese es su status actual. El estudio del género está pendiente, y la gran variedad de formas que presenta *N. norrisi* no permite por el momento establecer la validez de las especies.

Neda aequatoriana parece bastante consistente en su diseño, aun cuando no se descarta la presencia de más de un taxón con este diseño (González, 2007). Es el primer registro de la especie para la región Cusco.

Material examinado: (01 ej.) Mollepata – Cusco, 767596.91 E 8505252.71 S, 03/03/2014, M. Montoya [colector]; (01 ej.) PERÚ: Mollepata, 3121m, Anta, Cusco, 17/03/2017, -13.4883 / -72.7476, A. Elme & E. Marquina; (09 ej.) PERÚ, Cusco, La Convención, Santa Teresa, Choquequirao, -13.3928 -72.8642, diciembre 2017, 2700m, A. Laurel.

3.1.1.1.3.2. *Neda patula* Erichson 1847

(M32, H09, G012-G013)

Diagnosis: longitud: 8.8-10 mm. Forma redondeada. Pronoto negro con mancha ovalar amarillenta que ocupa gran parte de cada tercio lateral. Élitros sin bordes negros y seis pequeñas manchas cada uno (1:3:2), la primera al centro, cerca de la base, tres antes de la mitad, la exterior transversal alcanzando el borde, en línea angulosa, dos a los tres cuartos del largo. Lado inferior negro excepto hipomeros amarillos y epipleuras rojizas. El color puede variar del rojo al anaranjado y amarillo. Las manchas pueden disminuir de tamaño o incluso desaparecer.

Distribución: CHILE, PERÚ (Cusco) (Brethes, 1926; González, 2007, 2008).

Especie previamente registrada para la región Cusco (Brethes, 1926). La genitalia de esta especie es muy similar a la de *Neda aequatoriana* Mulsant y *Neda norrisi* (Guerin-Meneville), y se requiere un estudio a ver si son especies validas o variaciones de una especie única.

Material examinado: (01 ej.) Mollepata-Cusco, 767596.91 E 8505252.71 S, 04/04/2014, M. Montoya [colector]; (03 ej.) PERÚ, Cusco, La Convención, Santa Teresa, Choquequirao, -13.3928 -72.8642, diciembre 2017, 2700m, A. Laurel; (01 ej.) PERÚ: Cusco/Quillabamba, Sta. Teresa – Choquequirao, -13.3928 -72.8642, 5-20/vi/2018, 2700 m, A. Laurel.

3.1.1.1.3.3. *Neda norrisi* (Guerin-Meneville 1842)

(M33, H10, G014)

Distribución: COLOMBIA, ECUADOR, VENEZUELA, PERÚ (Ancash, Cajamarca, Cusco, Junín, Lima) (González, 2007; Juárez-Noe & González-Coronado, 2018).

Es necesaria una revisión del género y particularmente de esta especie. El aparato genital de *N. norrisi* es muy similar a la de las especies *N. aequatoriana* y *N. patula*, y es necesario el estudio de otras estructuras para verificar si estas son especies validas o variaciones de una especie única (González, 2007). Es el primer registro de la especie en el Perú.

Material examinado: (01 ej.) Palomar, 2750m, [distrito] Ollantaytambo, [provincia] Urubamba, Cusco, 28.11.2000.

3.1.1.1.4. Género *Cycloneda* Crotch 1871

(M06, M34-M40, H11-H17, G15-G28)

El nombre *Cycloneda* fue usado por primera vez por (Crotch, 1871) para sustituir el nombre *Daulis* Mulsant, 1850, que estaba preocupado por *Daulis* Erichson, 1842 (Endomychidae). Luego, Crotch (1873), efectuó la revisión de los Coccinellidae de los Estados Unidos y presento la diagnosis del género *Cycloneda* y comento que este género era muy próximo a *Coccinella* Linnaeus, 1758 y *Harmonia* Mulsant, 1850. Luego Crotch (1874) restringió el género al nuevo

mundo. Muchas especies incluidas hoy en este género fueron anteriormente consideradas por Timberlake (1943) como *Coccinellina* Timberlake, género considerado actualmente como un sinónimo (Iablokov-Khinzoryan, 1990).

Gordon (1985) revisó las especies de *Cycloneda* de América del Norte y México, comentando que este género contenía más de 50 especies en las regiones Neártica y Neotropical. El género está presente en Norte, Centro y Suramérica, así como en el Caribe, y la fauna parece ser más diversa en Suramérica, particularmente en las regiones montañosas, templadas y australes (González & Vandenberg, 2006). Las especies de *Cycloneda* parecen alimentarse principalmente de áfidos, y ocasionalmente en otros insectos y ácaros de cuerpo blando (Vandenberg, 2002b). El género fue estudiado nuevamente por Vandenberg (2002c), quien redefinió a *Cycloneda* con una visión menos restringida en torno a la especie tipo, incluyendo en el género varias especies anteriormente ubicadas en *Coccinellina* Timberlake y *Pseudoadonia* Timberlake, pero también dejando fuera gran cantidad de especies que aún están formalmente incluidas en *Cycloneda* y que no corresponden a la definición dada por esta autora (González, 2018).

En la actualidad existen 59 especies en el género *Cycloneda* (González, 2018), de las cuales solo 13 fueron incluidas por Vandenberg (2002) como correspondientes al género. Por otro lado, el género fue asimilado a un grupo de géneros definido por Vandenberg (1992) como “*Cycloneda*, *Erythroneda* y aliados”, caracterizado por el aparato genital del macho con el penis comprimido antes del ápice, el cual es membranoso y con espículas, por la guía del penis no bifurcada en el ápice, generalmente cónica u ojival, y con el aparato genital de la hembra con un infundíbulo esclerosado, cilíndrico o cónico y ensanchado en uno o ambos extremos (González, 2018).

En el Perú, González Fuentes et al. (2008), Oróz Ramos et al. (2009) y (González, 2018) describieron seis nuevas especies del género, que actualmente presenta 12 especies en el país.

Distribución: ESTADOS UNIDOS, MÉXICO, GUATEMALA, HONDURAS, NICARÁGUA, COSTA RICA, PANAMÁ, VENEZUELA, COLOMBIA, ECUADOR, PERÚ, BOLÍVIA,

CHILE, BRASIL, PARAGUAY, ARGENTINA y URUGUAY (Araujo-Siqueira & Almeida, 2006).

3.1.1.1.4.1. *Cycloneda marcapatae* Oroz, Bustamante & Cosio 2009

(M34, H11, G015-G016)

Diagnosis: longitud 3-4 mm. Cuerpo oval, convexo. Élitros negros con manchas amarillentas. El pronoto es negro con una banda blanco amarillenta contorneando los bordes frontal y lateral. Los élitros son negros, con tres manchas amarillentas en cada uno, ubicadas en cada tercio del élitro y una banda marginal que presenta un fuerte engrosamiento en la zona media del élitro.

Distribución: PERÚ (Cusco) (Oróz Ramos et al., 2009). Localidad tipo: Marcapata, Perú (Oróz Ramos et al., 2009).

Especie descrita con base en ejemplares colectados en la localidad de Marcapata, provincia de Quispicanchi, en vegetación mixta de pajonal (Poaceas) y Asteraceas, en una zona con agrupaciones de *Chusquea sp.* (Poacea) (Oróz Ramos et al., 2009). El material tipo está depositado en la Colección Entomológica UNSAAC.

Material examinado: (05 ej.) PERÚ, Cusco, 3500 msnm, Huayrackunca, Marcapata, Quispicanchi, 19L 289647 8497285, 15.IV [abril].2008, 3200msnm, W. Cosio L. & A. Oroz R. [colector].

3.1.1.1.4.2. *Cycloneda vandenbergae* González, Bustamante & Oróz 2008

(M35, H12, G017-G018)

Diagnosis: longitud: 3.2-4.5 mm. Cuerpo de forma oval. Presenta manchas elitrales negras que forman tres franjas longitudinales: una sobre el disco de cada élitro y otra formada por la unión de los bordes sutúrales negros. Eventualmente las franjas discuales pueden estar separadas por el centro formando dos manchas ovaladas cada una.

Distribución: PERÚ: Cusco (González Fuentes et al., 2008). Localidad tipo: Urubamba, Cusco, Perú (González Fuentes et al., 2008).

Carrasco (1962, 1968, 1987) identificó a *Coccinellina shannoni* Timberlake y *Coccinella petitti* Mulsant alimentándose de pulgones del maíz y kiwicha. Las descripciones proporcionadas y material presente en la Colección Entomológica de la UNSAAC confirman que Carrasco considero como especies diferentes a dos variaciones de una misma especie, y que corresponderían en realidad a este taxón recientemente descrito. Distribuida entre los 2500-3500 m de altitud, es bastante común en su área de distribución, y se encuentra principalmente sobre cultivos de maíz, alimentándose de *Aphis maidis* y permanecen hasta después de la época de cosecha (Carrasco, 1962).

Material examinado: (03 ej.) Kayra, 3220m, San Jerónimo/Cu[Cusco]/Cus[Cusco], 10/Mar[Marzo]/2005, Quinoa, J.F. Costa y J. Farfán F. [colector]; (01 ej.) Pumamarca 3450m, S.[San] Sebastián/Cu[Cusco]/Cus[Cusco], 14.09.2002, J.F. Costa [colector]; (01 ej.) Salineras 3330, San Sebastián/Cu[Cusco]/Cus[Cusco], 31.01.2004, A. Bustamante [colector]; (01 ej.) Phiry, 2470m, Ollantaytambo/Uru[Urubamba]/Cu[Cusco], 25/09/04[2004], Trat: 2, Y. Valdez – A. Alfaro [colector]; (01 ej.) Phiry, 2470m, Ollantaytambo/Uru[Urubamba]/Cu[Cusco], 15/01/05[2005], Trat: 2, Y. Valdez – A. Alfaro [colector]; (02 ej.) Phiry, 2800, Ollantaytambo/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], 25.11.2004, maíz, A. Bustamante [colector]; (04 ej.) Rumira, Cusco, 21.03.2000, C.E.R. [colector]; (02 ej.) Primavera, Ollanta [Ollantaytambo]/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], 22.01.01[2001], C.E.R. [colector]; (01 ej.) Urubamba 2877msnm, Urubamba/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], 15/Nov[Noviembre]/03[2003], B2T3, A. Alfaro – Y. Valdez [colector]; (02 ej.) Pisaq, Pisaq/Calca/Cusco, 27/Ene[Enero]/2005, Quinoa, J.F. Costa J. Farfán F. [colector]; (01 ej.) Pisac, Pisac/Cl[Calca]/Cus[Cusco], 08.01.92[1992], M. Lloclla [colector]; (02 ej.) Pisac, Pisac/Cl[Calca]/Cus[Cusco], Dic[Diciembre]-Feb[Febrero] 2005, C.E.R. [colector]; (03 ej.) Misquiyacu 2785m, Limatambo/An[Anta]/Cus[Cusco], 16.02.93[1993], E. Yábar (colector); (01 ej.) Limatambo

2500, Limatambo/Anta/Cus[Cusco], 12.12.1966, C.E.R. [colector]; (01 ej.) Huayllojo 3450m, Checacupe/Ca[Canchis]/Cus[Cusco], 04.08.94[1994], E. Yábar [colector]; (01 ej.) Llusco 3480m, Sto. [Santo] Tomas/Ch[Chumbivilcas]/Cus[Cusco], 16.06.93[1993], E. Yábar [colector]; (01 ej.) Quiquijana 3400m, Quiquijana/Qu[Quispicanchi]/Cus[Cusco], 24/Feb[Febrero]/2005, J.F. Costa y J. Farfán F. [colector]; (01 ej.) Huaro 3235m, Urcos/Qu[Quispicanchi]/Cus[Cusco], 03.12.92[1992], E. Yábar [colector]; (02 ej.) Salineras 3330, San Sebastián/Cu[Cusco]/Cus[Cusco], 31.01.2004, A. Bustamante [colector]; (01 ej.) Salineras 3350, San Sebastián/Cu[Cusco]/Cus[Cusco], 31.01.2004, A. Bustamante [colector]; (01 ej.) Aparquilla 3330m, An[Anta]/Cus[Cusco], 12.01.93[1993], E. Yábar [colector]; (01 ej.) Priscacucho, Ollanta[Ollantaytambo]/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], 22.12.2000, C.E.R. [colector]; (05 ej.) Quiquijana, 3400m, Quiquijana/Qu[Quispicanchi]/Cus[Cusco], 24/Feb[Febrero]/2005, Quinoa, J.F. Costa y J. Farfán F. [colector]; (02 ej.) Col. O. Ochoa M., Yucay-Cusco, 21.11.92. I. Tisoc; (01 ej.) Col. O. Ochoa M., Urubamba, 03-03-88, maíz, I. Tisoc; (1 ej.) Perú, Cusco, Canchis, San Pablo, Chara, -14.241199 -71.316154, 28/x/2017, 3579msnm, Y. Mamani - G. Choque.

3.1.1.1.4.3. *Cycloneda andresi* Oroz, Bustamante & Cosio 2009

(M36, H13, G019-G020)

Diagnosis: longitud: 3-4.2 mm. Cuerpo de forma oval. Presenta el pronoto negro con un borde lateral angosto de color blanco además de dos manchitas ovaladas pequeñas en el disco. Los élitros son anaranjados con una franja sutural negra ensanchada en la mitad anterior en forma de rombo y en el ápice además de dos manchas discales negras paralelas al margen lateral.

Distribución: PERÚ (Ancash, Cajamarca, Cusco, Huancavelica, Pasco) (González, 2007; Oróz Ramos et al., 2009). Localidad tipo: Ancash, Perú (Oróz Ramos et al., 2009).

Especie descrita sobre material proveniente de las regiones Cusco, Ayacucho y Ancash, es muy próxima a *Cycloneda ancoralis* (Germar) que presenta un diseño elitral similar. Los ejemplares

de la localidad de Pucacocha (laguna) fueron colectados en el piso ecológico de puna donde se alimentaban de pulgones dentro del musgo de la zona, compartiendo el hábitat con ejemplares de *Eriopsis andina* Hofmann (Oróz Ramos et al., 2009).

Material examinado: (01 ej.) Chicón 3170m, Chicón/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], 16.06.92[1992], E. Yábar [colector], Det. G. González 2012; (01 ej.) Koricocha 21.03.08[2008], Cus[Cusco]/Cus[Cusco] 4041m, 13°26'33.58" S 71°55'59.27" O, W. Cosio L. [colector]; (01 ej.) Pucacocha C[?]/03/09/07[2007], Ausangate/Ocon[Ocongate]/Cus[Cusco], 5230m, 19L 0254878 UTM 8471436, W. Cosio L. [colector]; (01 ej.) Perú, Cusco, Canas, Quehue, Chirupampa, 19/II/2013, 3949 m, 14°21'30" S 71°26'56" W, J.A. Cruz.

3.1.1.1.4.4. *Cycloneda sanguinea* (Linnaeus 1763).

(M37, H14, G012-G022)

Diagnosis: longitud: 3-6 mm. Forma semicircular. Pronoto negro con un borde claro angosto además de dos manchas diagonales en el disco. Élitros anaranjados a rojos, sin manchas.

Distribución: Cosmopolita: ARGENTINA, BOLIVIA, CHILE, ECUADOR, URUGUAY, COLOMBIA, VENEZUELA, PANAMÁ, GUATEMALA, NICARAGUA, COSTA RICA, BELICE, MÉXICO, CUBA, USA, CANADÁ. PROBABLEMENTE TODA AMÉRICA, EL CARIBE, PERÚ (Ancash, Cusco, Ica, Junín, Lima, Loreto, Madre de Dios, Tumbes) (González, 2007).

Es una de las especies más características de Coccinellidae y una de las más estudiadas. A pesar de la poca variabilidad en el diseño ha sido descrita varias veces (González, 2007).

Mencionada como controlador biológico de la “mosca blanca lanuda” de los cítricos, *Aleurothrixis floccosus*, y como controlador de los pulgones de los cítricos, *Aphis citricidus* Kirby y *Toxoptera aurantii* (O. Beingolea, 1959a, 1961). También es una especie importante dentro de la entomofauna benéfica del cultivo del algodón (O. Beingolea, 1959b; Gonzalez, 1962; J. M. Herrera, 1961; Lobaton, 1959; Martin, 1959, 1960; Piedra, 1960).

En la región Cusco, este escarabajo ha sido colectado en diferentes localidades de la provincia de La Convención sobre cultivos de cítricos como naranjos y limoneros en donde se alimenta de pulgones del género *Toxoptera* (Carrasco, 1962, 1968).

Material examinado: (04 ej.) Limatambo 2500, Limatambo/Anta/Cus[Cusco], 12.08.2003, A. Bustamante [colector]; (04 ej.) Sangobatea, Echarate/LC [La Convención]/Cusco, 03.03.1972, J. Escalante [colector]; (03 ej.) Sahuayaco, marzo 1996, 800 msnm, R. Casafranca [colector]; (03 ej.) Rumira, Cusco, 21.03.2000, C.E.R. [colector].

3.1.1.1.4.5. *Cycloneda dieguezi* González 2018.

(M38, H15, G23-G24)

Diagnosis: longitud: 3.2-5 mm. Forma oval. Pronoto negro con un borde claro y dos manchas pequeñas en el disco. Élitros negros con un patrón de manchas amarillas o anaranjadas: tres manchas laterales unidas al borde y dos manchas suturales más grandes, una basal y la otra en los $\frac{3}{4}$ del élitro.

Distribución: PERÚ: Apurímac, Ayacucho, Cusco (González, 2007, 2018). Localidad tipo: Ayacucho, Perú (González, 2018).

Carrasco (1962, 1968) y (Yábar & Tisoc, 1988) reportaron a *Coccinellina* sp., alimentándose de áfidos en cultivos de maíz en las localidades de Perayoc, San Sebastián, Anta y en el Valle de Urubamba. La diagnosis de la especie, en ambos trabajos, corresponde a un morfo cercano a la especie *Cycloneda arcuata* (Erichson), especie descrita para Perú como *Coccinella arcuata* Erichson 1847, posteriormente Mulsant (1850) describió a *Coccinella petitti* sobre un morfo similar y causó que ambas sean sinonimizadas. Posteriormente el género *Coccinella* fue restringido a especies del viejo mundo y las especies americanas fueron reordenadas en el género *Cycloneda* (González, 2006).

González (2018) los reviso ejemplares procedentes de la provincia de Urubamba identificados como *Coccinella arcula* y determino que en realidad pertenecían a una nueva especie, la cual describió como *Cycloneda dieguezi*.

Material examinado: (01 ej.) Quiquijana 3400m, Quiquijana/Qu[Quispicanchi]/Cus[Cusco], 24/Feb[Febrero]/2005, Quinoa, J.F. Costa y J. Farfán F. [colector]; (01 ej.) San Salvador 2800, Pisac/Cl[Calca]/Cus[Cusco], 06.02.2005, A. Bustamante [colector]; (02 ej.) Checacupe, Checacupe/Ca[Canchis]/Cus[Cusco], 15.02.99[1999], C.E.R. [colector]; (01 ej.) Wañacahua 3740m, Sto. [Santo] Tomas/Ch[Chumbivilcas]/Cus[Cusco], 05.02.93[1993], E. Yábar [colector]; (02 ej.) Primavera, Ollanta/Ur(Urubamba)/Cus[Cusco], 22.01.01[2001], C.E.R. [colector]; (03 ej.) Misquiyacu 2785m, Limatambo/An[Anta]/Cus[Cusco], 16.02.93[1993], E. Yábar [colector]; (01 ej.) Misquiyacu, Limatambo/An[Anta]/Cus[Cusco], 22.01.95[1995], M. Delgado [colector]; (01 ej.) Acos, Acos/01.03[2003], A. Meléndez [colector]; (01 ej.) Esmeralda 3230m, Sto.[Santo] Tomas/Ch[Chumbivilcas]/Cus[Cusco], 17.01.95[1995], E. Yábar [colector]; (01 ej.) PERÚ: CU. Kayra (INV), 13°84'00.00"S/71°64'00.00"W, 3320m, 17.X.2013, E. Mondragón, T. Montoya [colector]; (03 ej.) Pisac, Pisac/Cl[Calca]/Cus[Cusco], 08.01.92[1992], M. Lloclla [colector]; (01 ej.) Urco 2800m, Urco/Cl[Calca]/Cus[Cusco], 05.10.02[2002], J.F. Costa [colector]; (04 ej.) sin datos de colecta, C.E.R. [colector]; (01 ej.) Col. O. Ochoa M., Cusco, Tancarata, 25-02-93; (01 ej.) Salloc, Andahuaylillas, Quispicanchi, Cusco, julio 2017, *Puya ferruginea*, C.E.R.

3.1.1.1.4.6. *Cycloneda arcula* (Erichson 1847)

(M39, H16, G25-G26)

Diagnosis: longitud: 3.5 mm. Forma ovalada. Cabeza negra con región interocular anaranjada. Pronoto negro con borde crema regular y angosto y dos manchitas claras en el disco en forma de ", ". Élitros anaranjados con manchas negras variables, desde solo dos, la primera al centro

del disco y la segunda alargada en el declive apical, paralela al borde lateral hasta ejemplares con élitros negros con el borde lateral y cinco manchas amarillas.

Distribución: CHILE, PERÚ (Ancash, Arequipa, Cajamarca, La Libertad, Lima) (González, 2007, 2018). Localidad tipo: Perú (Erichson, 1847).

Esta especie fue descrita como *Coccinella arcula* Erichson, 1847 con material procedente de Perú, posteriormente Mulsant (1850) describió a *Coccinella petitti* sobre la base de un morfo similar lo que causó que ambas sean sinonimizadas. Posteriormente el género *Coccinella* fue restringido a especies del viejo mundo y las especies americanas son reordenadas en el género *Cycloneda* (González, 2006).

Carrasco (1962, 1968) reportó a *Coccinellina sp.*, alimentándose de áfidos en cultivos de maíz en las localidades de Perayoc, San Sebastián, Anta y en el Valle de Urubamba. La diagnosis de la especie, en ambos trabajos, corresponde a un morfo cercano a la especie *Cycloneda arcula* (Erichson), y es difícil determinar si se refieren a esta especie o a *Cycloneda dieguezi* González, especie muy similar y que comparte hábitat con *C. arcula*.

González (2018) revisó ejemplares de la especie procedentes de Ancash, Cajamarca, Arequipa, la Libertad y Lima, y describió por primera vez el aparato genital de ambos sexos, por otro lado estableció la extensión de las variaciones en su diseño elítral estableciendo dentro de esta especie a varios morfotipos poco pigmentados, especialmente en la parte norte de su distribución.

Los ejemplares colectados en el Cusco, corresponden con las variaciones poco pigmentadas de la especie.

Material examinado: (02 ej.) Mollepata, 3200, Anta, Cusco, agosto 2001, C.E.R.

3.1.1.1.4.7. *Cycloneda ecuadorica* (Timberlake 1943)

(M40, H17, G27-G28)

Diagnosis: longitud: 3.2-4.5 mm. Cuerpo de forma semicircular, alargada; el pronoto, negro, presenta un borde lateral claro, más ancho hacia la base, con dos manchas pequeñas, oblicuas en el disco. Los élitros anaranjados, con dos manchitas difusas claras en la base.

Distribución: ECUADOR, PERÚ (Ancash, Cusco, Junín, La Libertad, Tumbes) (González, 2007).

Timberlake (1943) describió esta especie dentro del género *Coccinellina*, género creado para incluir a las especies neotropicales del género *Coccinella*; posteriormente Iablokov-Khinzoryan (1990) considero a *Coccinellina* como sinónimo menor de *Cycloneda* Crotch, género restringido a la fauna del nuevo mundo (Araujo-Siqueira & Almeida, 2006).

Externamente su apariencia es muy similar a *Cycloneda sanguinea* Mulsant, pero presenta un menor tamaño, un color más claro y las manchas pronotales más desarrolladas, además de que su aparato genital es muy diferente (González, 2007).

Recientemente registrada para el Perú, en la región Ancash (González, 2015). Es el primer registro de la especie para la región Cusco.

Material examinado: (12 ej.) PERÚ, Cusco, La Convención, Santa Teresa, Choquequirao, -13.3928 -72.8642, diciembre 2017, 2700m, A. Laurel; (09 ej.) PERÚ, Cusco, La Convención, Santa Teresa, Choquequirao, -13.3928 -72.8642, 2700m, A. Laurel; (12 ej.) PERÚ: Cusco/Quillabamba, Sta. Teresa – Choquequirao, -13.3928 -72.8642, 5-05/V/2018, 2700 m, A. Laurel.

3.1.1.1.5. *Hippodamia* Chevrolat 1837

(M07, M41-M42, H18-H19, G29-G32)

Género que comprende cerca de 40 especies, de importancia afidófaga, de Norteamérica, Europa y Asia (González, 2007). El género fue revisado por Chapin (1946) quien dividió a las especies americanas en cuatro grupos según la estructura del aparato genital. Brown & de Ruelle (1962) estudiaron el género y establecieron comparaciones con el género *Adonia* pero sin

sinonimizarlos. Belicek (1976) colocó a *Adonia* como un sinónimo menor de *Hippodamia*, en tanto Iablokov-Khinzoryan (1982) trató a *Adonia* como un subgénero de *Hippodamia*. Gordon (1985) estudió las especies de *Hippodamia* de Norteamérica y México, siguiendo los criterios de Belicek (1976), y Chapin (1946).

Se distingue de todos los demás géneros relacionados por la carencia del margen posterior del protórax; las especies del género presentan el cuerpo poco compacto, patas largas, cabeza expuesta y protórax de lados convexos, y también son propias de este género las uñas bífidas con un agudo diente medio y la presencia de una línea postcoxal muy ajustada al margen anterior del primer segmento abdominal (González, 2006).

El género está representado en el Perú por 2 especies: *H. convergens* (Guerin-Meneville) y *H. variegata* Goeze (Bustamante-Navarrete, Marquina-Montesinos, et al., 2017; Chura & Bedregal, 2018).

Distribución: Europa, ASIA, AFRICA, NORTEAMERICA, ANTILLAS, CENTROAMERICA, SURAMERICA: CHILE, ARGENTINA, URUGUAY, BOLIVIA, BRASIL, ECUADOR, PARAGUAY, PERÚ (González, 2006, 2007; Gordon, 1985).

3.1.1.1.5.1. *Hippodamia convergens* (Guerin-Meneville 1842)

(M41, H18, G29-G30)

Diagnóstico: longitud: 4-7 mm. Forma oblonga y poco convexa. Pronoto negro, bordeado por una banda clara y con dos manchas diagonales del mismo color sobre el disco. Élitros anaranjados con seis manchas negras, separadas y pequeñas.

Distribución: ARGENTINA, CHILE, COLOMBIA, VENEZUELA, ANTILLAS, CENTROAMÉRICA, NORTEAMÉRICA y PERÚ (Cajamarca, Lima, Piura, Tumbes, Cusco) (González, 2007, 2008).

Especie Nearctica, ampliamente estudiada, de conocidos hábitos, y que por su calidad de afidófaga, se ha introducido y dispersado en varios países de Centro y Suramérica (González,

2006). Fue introducida al Perú por Wille (1942), y, tras un aparente fracaso, la especie fue encontrada posteriormente en las alturas de los andes donde se había aclimatado y desde donde desciende a la costa cada primavera y verano (Wille, 1952), confirmando la adaptación y dispersión de *H. convergens* en la costa y en la sierra, distribuyéndose actualmente en todo el Perú (Iannacone & Perla, 2011). Venero (1981) reportó la presencia de esta especie a 4000 m alimentándose de áfidos en plantas silvestres.

En el Perú, es considerada como enemigo natural de *Aphis gossypii*, *Mescinia peruella*, *Bucculatrix* sp., y larvas de algunos lepidópteros dañinos en cultivos de algodón; preda también en larvas de *Orthezia graminis* en cultivos de arroz, y son controladores de los pulgones de los cítricos, *Aphis citricidus* Kirby y *Toxoptera aurantii*, entre otros (O. Beingolea, 1959b, 1961; Gonzalez, 1962; J. M. Herrera, 1961; Ingunza & Gonzalez, 1964; Lobaton, 1959; Martin, 1959, 1960; Piedra, 1960; Salazar, 1959).

Es la especie de Coccinellidae más ubicua en la región Cusco, comportándose como un eficaz predador de áfidos en maíz, papa, col, acelga, girasol, zanahoria y alfalfa en diferentes localidades de la sierra del Cusco (Carrasco, 1962, 1968; Franco, Olazabal, & Valencia, 2005; Yábar & Tisoc, 1988). También fue reportada como activo predador de pulgones en “kiwicha” (*Amaranthus caudatus*) (Carrasco, 1987), y es considerada como la especie afidófaga predominante en el cultivo de maíz en el Valle de Urubamba superando a otros coccinélidos como *Eriopis* sp. y *Coccinella petitti* (*Cycloneda vandenbergae*?) (Yábar & Tisoc, 1988). *Hippodamia convergens*, a pesar de ser una especie introducida, tiene una mayor población que las especies de coccinélidos nativos, y sobrevive en las épocas sin cultivos en árboles de sauce y en rosales alimentándose de los pulgones de dichas plantas (Escalante, 1972).

Material examinado: (02 ej.) Chiara, 3500m, Sicuani/Ca[Canchis]/Cus[Cusco], 19.11.93, E. Yábar [colector]; (01 ej.) Sta.[Santa] Bárbara, 3960m, Sicuani/Ca[Canchis]/Cus[Cusco], 04.12.94[1994], E. Yábar [colector]; (06 ej.) Checacupe, 3450m, Checacupe/Ca[Canchis]/Cus[Cusco], 24.10.95[1995], C.E.R. [colector]; (04 ej.)

Chacchapampa, 3530m, Pitumarca/Ca[Canchis]/Cus[Cusco], 13.01.94[1994], E. Yábar [colector]; (05 ej.) Chacchapampa, Pitumarca, 3530m, habas [sustrato], 13.01.94 [1994], E. Yábar col. [colector]; (05 ej.) Chari 3545m, Pitumarca/Cus[Cusco], 14.01.94[1994], E. Yábar [colector]; (02 ej.) Chari 3545m, Pitumarca, 14.1.94 [1994], habas [sustrato], E. Yábar col. [colector]; (01 ej.) Huayllojo, 3450m, Checacupe/Ca[Canchis]/Cus[Cusco], 18.11.93[1993], E. Yábar [colector]; (04 ej.) Huayllojo, 3450m, Checacupe/Ca[Canchis]/Cus[Cusco], 04.08.94[1994], col. E. Yábar [colector]; (04 ej.) Huayllojo, 3450m, Checacupe, 4.8.94, Alfalfa [sustrato], col. E. Yábar; (01 ej.) Huayllojo, 3450m, Sicuani, 18.11.93, Hinojo [sustrato], E. Yábar col. [colector]; (02 ej.) Huayllojo, 3450, Sicuani, Alfalfa [sustrato], 7.12.94, E. Yábar col. [colector]; (01 ej.) Pulpera, 3950m, Sto.[Santo] Tomas/Ch[Chumbivilcas]/Cus[Cusco], 11.03.93. E. Yábar [colector]; (01 ej.) Chuccho 3630m, Sto.[Santo] Tomas, 20.1.95 [1995], Papa [sustrato], E. Yábar col. [colector]; (05 ej.) Esmeralda, 3230m, Sto.[Santo] Tomas/Ch[Chumbivilcas]/Cus[Cusco], 17.01.95[1995], papa, E. Yábar [colector]; (05 ej.) Esmeralda, Sto.[Santo] Tomas, 3230, 17.1.95 [1995], papa, E. Yábar col. [colector]; (06 ej.) Llusco, 3480m, Sto. [Santo] Tomas/Ch[Chumbivilcas]/Cus[Cusco], 16.06.93[1993], E. Yábar [colector]; (01 ej.) Llusco, 3570, Chumbivilcas, 10.03.93 [1993], habas, col. E. Yábar [colector]; (01 ej.) Llusco, 3450m, Sto.[Santo] Tomas, 16.6.93[1993], perejil, col. E. Yábar [colector]; (10 ej.) Urubamba 2200[m], Urubamba/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], 03.2005, C.E.R. [colector]; (02 ej.) Urubamba 2877msnm, Urubamba/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], 04/Oct[Octubre]/03[2003], B2 T4, A. Alfaro – Y. Valdez [colector]; (02 ej.) Urubamba 2877msnm, Urubamba/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], 04/Oct[Octubre]/03[2003], B3 T1, A. Alfaro – Y. Valdez [colector]; (01 ej.) Urubamba 2877msnm, Urubamba/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], 27/Set[Setiembre]/03[2003], B2 T3, A. Alfaro – Y. Valdez [colector]; (01 ej.) Urubamba 2877msnm, Urubamba/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], 20/Set[Setiembre]/03[2003], B2 T3, A. Alfaro – Y. Valdez [colector]; (01 ej.) Urubamba 2877msnm, Urubamba/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], 27/Set[Setiembre]/03[2003], B2 T1, A. Alfaro – Y.

Valdez [colector]; (01 ej.) Urubamba 2877msnm, Urubamba/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], 27/Set[Setiembre]/03[2003], B2 T4, A. Alfaro – Y. Valdez [colector]; (01 ej.) Urubamba 2877msnm, Urubamba/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], 20/Set[Setiembre]/[03]2003, B2 T4, A. Alfaro – Y. Valdez [colector]; (01 ej.) Urubamba 2877msnm, Urubamba/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], 04/Oct[Octubre]/03[2003], B2 T2, A. Alfaro – Y. Valdez [colector]; (01 ej.) Urubamba 2877msnm, Urubamba/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], 04/oct[Octubre]/03[2003], B1 T3, A. Alfaro – Y. Valdez [colector]; (01 ej.) Urubamba 2877msnm, Urubamba/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], 04/Oct[Octubre]/03[2003], B1 T4, A. Alfaro – Y. Valdez [colector]; (02 ej.) Urubamba 2877msnm, Urubamba/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], 20/Set[Setiembre]/03[2003], B3 T4, A. Alfaro – Y. Valdez [colector]; (01 ej.) Urubamba 2877msnm, Urubamba/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], 27/Set[Setiembre]/03[2003], B1 T1, A. Alfaro – Y. Valdez [colector]; (01 ej.) Priscacucho, Ollanta/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], 22.12.2000, C.E.R. [colector]; (01 ej.) Kajllarakay 09.01.08, Moray/Cus[Cusco] 3600m, 13°18'54.74" S 72°12'31.27" O, W. Cosio L. [colector]; (03 ej.) Cachicata 2830m, Ollanta/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], 16.06.92[1992], E. Yábar [colector]; (03 ej.) Chicón 3170m, Chicón/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], 16.06.92[1992], E. Yábar [colector]; (02 ej.) Chicón, 3170m, Urubamba, 16.6.92 [1992], Quinoa [colector], col. E. Yábar [colector]; (03 ej.) Mollepata – Cusco, 767596.91E 8505252.71S, 25/02/2014, M. Montoya [colector]; (01 ej.) Mollepata – Cusco, 767596.91E 8505252.71S, 26/02/2014, M. Montoya [colector]; (01 ej.) Mollepata – Cusco, 767596.91E 8505252.71S, 27/04/2014, M. Montoya [colector]; (02 ej.) Mollepata – Cusco, 767596.91E 8505252.71S, 13/03/2014, M. Montoya [colector]; (01 ej.) Mollepata – Cusco, 767596.91E 8505252.71S, 03/04/2014, M. Montoya [colector]; (01 ej.) Mollepata – Cusco, 767596.91E 8505252.71S, 11/03/2014, M. Montoya [colector]; (02 ej.) Mollepata – Cusco, 767596.91E 8505252.71S, 27/02/2014, M. Montoya [colector]; (01 ej.) Aparquilla 3330m, An[Anta]/Cus[Cusco], 12.01.93[1993], E. Yábar [colector]; (01 ej.) Aparquilla, Anta, 3330 m, 12.1.93 [1993], Papa [sustrato], col. E.

Yábar [colector]; (15 ej.) Limatambo, 2500, Limatambo/Anta/Cus, 12.08.2003, A. Bustamante [colector]; (03 ej.) Písaq, Písaq/Calca/Cusco, 27/Ene[Enero]/2005, Quinoa[sustrato], J.F. Costa y J. Farfán F. [colector]; (06 ej.) Accha 3210m, Calca/Cl[Calca]/Cus[Cusco], 17.06.92[1992], E. Yábar [colector]; (02 ej.) Accha 3210m, Calca, 17.6.94 [1994], Quinoa [sustrato], col. E. Yábar [colector]; (03 ej.) Accha 3310m, Calca, 17.6.92 [1992], Quinoa, col. E. Yábar [colector]; (01 ej.) Pillahuara, Pisac/Cl/Cus, 13.01.92, E. Yábar [colector]; (01 ej.) Urco 2800m, Urco/Cl[Calca]/Cus[Cusco], 05.10.02 [2002], J. F. Costa [colector]; (01 ej.) Chahuaytire 3800m, Pisac/Cl[Calca]/Cus[Cusco], 22.10.93 [1993], E. Yábar [colector]; (01 ej.) San Salvador 2800, Pisac/Cl[Calca]/Cus[Cusco], 06.02.2005, A. Bustamante [colector]; (01 ej.) Paucarccoto, 3185m, Chinchaypucyu, 11.01.93, E. Yábar [colector]; (02 ej.) Acomayo, Acomayo/Ac[Acomayo]/Cus[Cusco], 19.01.03[2003], A. Meléndez [colector]; (02 ej.) Acos, Acos/Ac[Acomayo]/Cus[Cusco], 21.01.03[2003], A. Meléndez [colector]; (26 ej.) Kayra, 3310 msnm, San Jerónimo/Cus[Cusco]/Cus[Cusco], 19.07.2003, A. Bustamante [colector]; (08 ej.) Kayra/S.J.[San Jerónimo]/Cusco, 13°33'34"S 13°52'47"O, 06.07.02 [2002], 3220m, J.F. Costa [colector]; (02 ej.) Kayra, 3380m, S.[San] Jerónimo/Cu[Cusco]/Cus[Cusco], 06.10.02[2002], A. Bustamante [colector]; (02 ej.) PERÚ: CU. K'ayra (CRIBA), 13°84'00.00" S / 71°64'0000"W, 3320m, 22.VIII.2013, E. Mondragón & T. Montoya; (02 ej.) PERÚ: CU. K'ayra (CRIBA), 13°84'00.00"S/71°64'0000"W, 3320m, 17.X.2013, E. Mondragón & T. Montoya; (01 ej.) Pumamarca 3450m, S. [San] Sebastián/Cu[Cusco]/Cus[Cusco], 14.09.2002, J.F. Costa [colector]; (01 ej.) Huaró, 3235m, Urcos/Qu[Quispicanchi]/Cus[Cusco], 03.12.92 [1992], E. Yábar [colector]; (03 ej.) Quiquijana, 3400m, Quiquijana/Qu[Quispicanchi]/Cus[Cusco], 24/Feb[Febrero]/2005, Quinoa [sustrato], J.F. Costa y J. Farfán F. [colector]; (02 ej.) Cusco, Limatambo, 3105, 07.05.12, -13.4792, -72.4425, E. Mondragón & T. Montoya; (01 ej.) PER/CUS/CAN/SICUANI, SAN PABLO – PAPA, 3493msnm, 19L 250571.75 m E 8428654.37 m S, 14/II/2016, M.B. Valladares G.; (01 ej.) Col. O. Ochoa M., Chequerec, Maras-Urubamba, 09-10-93; (01 ej.) Col. O. Ochoa M., Taray-Cusco, Hippodamia convergens, 22-03-88, COL. I.

Tisoc, Det.: R. Gordon; (01 ejemplar) Col. O. Ochoa M., Yucay – Cusco, 21-11-92, col. I. Tisoc; (01 ej.) Col. O. Ochoa M., Chinchero, 16-06-88, I. Tisoc; (01 ejemplar) Col. O. Ochoa M., Lucre – Cusco, 15-12-92; (01 ej.) Col. O. Ochoa M., Lucre – Cusco, 13-3-88, col: I. Tisoc; (05 ej.) Perú, Cusco, Canchis, San Pablo, Chara, -14.241199 -71.316154, 28/x/2017, 3579msnm, Y. Mamani - G. Choque.

3.1.1.1.5.2. *Hippodamia variegata* Goeze 1777

(M42, H19, G31-G32)

Diagnosis: longitud 4.8-5.1 mm. Forma oval alargada. Color negro con manchas crema en cabeza y pronoto. Pronoto con el borde lateral y delantero, con una proyección longitudinal al centro. Dos manchitas aisladas crema a cada lado del disco. Élitros anaranjados, con la base ligeramente amarilla y siete manchas negras cada uno, la primera en torno al escutelo y común, las otras seis parcialmente confluentes, las tres posteriores en general más grandes.

Distribución: ÁFRICA, ANTILLAS, ASIA, EUROPA, CENTROAMÉRICA, NORTEAMÉRICA, SURAMERICA: ARGENTINA, BRASIL, CHILE, URUGUAY, PERÚ (Cusco, Arequipa) (Bustamante-Navarrete, Marquina-Montesinos, et al., 2017; Serra, González, & Greco-Spingola, 2013).

Esta especie Paleártica se encuentra también en África e India, introduciéndose en gran parte de América (González, 2008; Honěk, Martinkova, Zaska, & Dixon, 2012), y que, junto a *H. convergens*, es una especie exótica que se ha introducido y naturalizado exitosamente en diversas zonas del país (Bustamante-Navarrete, Marquina-Montesinos, et al., 2017; Chura & Bedregal, 2018; Iannacone & Perla, 2011).

La especie fue reportada por primera vez en el Perú, en la provincia de Chumbivilcas, Cusco (Bustamante-Navarrete, Marquina-Montesinos, et al., 2017) y posteriormente en Arequipa (Chura & Bedregal, 2018), donde fue una de las especies más abundantes en la mayoría de las evaluaciones. Es posible que la especie haya migrado desde Chile, donde fue introducida en

1967, y donde se distribuyó ampliamente en el extremo norte y en la zona central del país (González, 2006; Rebolledo, Sheriff, Parra, & Aguilera, 2007).

Material examinado: (03 ej.) hembras, PERÚ, Cusco, Chumbivilcas, Espinar [?], Velille, 3741 msnm, 19L 188784(O) 8393597(S), sin dato de colector, det. Bustamante-Navarrete 2016.

3.1.1.1.6. Género *Neocalvia* Crotch 1871

(M08, M43, H23, G33-G34)

El género *Neocalvia* Crotch se distribuye desde el norte de Centroamérica al sur de Suramérica (Bicho & Almeida, 1998). El género fue descrito por Crotch (1874), designando como especie tipo a *Coccinella cayennensis* Gmelin, 1790, e incluyendo a tres especies previamente descritas y describiendo tres especies nuevas (González, 2018). Gorham (1892) describió luego a *Neocalvia areolata* y Bruch (1915) transfirió a este género una especie desde el género *Calvia* Mulsant, dejando a *Neocalvia* con ocho especies (González, 2018). El género fue revisado por Bicho & Almeida (1998), quienes efectuaron una revisión histórica y la descripción del aparato genital de seis de las ocho especies conocidas del género. Posteriormente González (2018) describió a la novena especie, *Neocalvia barrigai*, con material procedente de Brasil. El género está representado en el Perú por 1 especie, *Neocalvia blanchardi* (Mulsant) (González, 2015)

Distribución: GUATEMALA, PANAMA, GUAYANA FRANCESA, COLOMBIA, BRASIL, VENEZUELA, PARAGUAY, ARGENTINA, URUGUAY, PERÚ, BOLIVIA, ECUADOR, SURINAM, GUIANA (Bicho & Almeida, 1998; Blackwelder, 1945)

3.1.1.1.6.1. *Neocalvia blanchardi* (Mulsant 1850)

(M43, H20, G33-G34)

Diagnosis: longitud: 6-6.2 mm. Forma semicircular, convexa. Cabeza marrón claro. Pronoto marrón claro con el tercio lateral de color amarillo con una penetración amarilla en cada borde lateral, oblicua dirigida hacia el centro de la base. Escutelo marrón. Élitros amarillos con

manchas marrón claro, una a todo el largo de la sutura, dos manchas en el tercio anterior, una franja irregular a la mitad del largo y una mancha curva en el tercio apical. La primera redonda, la segunda casi lineal, unidas por el tercio anterior, la franja media aparentemente formada por 4 manchas, zigzagueante, desde la sutura hasta cerca del borde lateral, la 5 en forma de penacho, desde la sutura dirigida al borde lateral sin alcanzarlo. Patas, antenas y piezas bucales amarillas. La extensión de las manchas pronotales y elitrales algo variable.

Distribución: BOLIVIA, PERÚ (Cusco) (Bicho & Almeida, 1998; González, 2015). Localidad tipo: Valle Grande (Mulsant, 1850).

Especie descrita por Mulsant (1850) como *Calvia blanchardi*. Bicho & Almeida (1998) al efectuar la revisión del género *Neocalvia*, registraron a la especie *blanchardi* en la localidad de "Huadquina, Cuzco", con base en material colectado por la Yale Peruvian Expedition 1911.

Material examinado: (02 ej.): PERÚ, Cusco, Machupicchu, Jardines de Mandor, 13°8'50.07" S 73°32'20.11" O, 2021 msnm, 29-08-2013, M. Balladares G. [colector].

3.1.1.2. Tribu Halyziini Mulsant 1846

La tribu Halyziini fue reivindicada por Pakaluk et al. (1994) y adoptada recientemente en la clasificación de la familia por Vandenberg (2002b) junto a la tribu Coccinellini bajo Coccinellinae. La tribu es un grupo cosmopolita, estando presente en cualquier lugar donde existan hongos parasíticos. El género de la tribu más ampliamente distribuido, *Psyllobora* Chevrolat, es hallado en Europa, América, Asia y África. (Shutherland & Parrella 2009).

3.1.1.2.1. Género *Psyllobora* Chevrolat 1836

(M09, M44-M50, H21-H27, G35-G48)

Género caracterizado por poseer las mandíbulas multidentadas, asociadas a su hábito alimenticio micófago, característica compartida con los géneros *Oxytella* Weise y *Neohalyzia* Crotch, cuyas diferencias con *Psyllobora* son superficiales y ameritan una revisión (González, Perla, &

Almeida, 2017). El género fue tradicionalmente considerado como cosmopolita, sin embargo, Almeida (1992) estableció que las especies del viejo mundo pertenecen al género *Thea* Mulsant, que hasta ese momento había sido considerado como sinónimo de *Psyllobora*, quedando este último género restringido al continente americano, con 57 especies descritas, 40 de ellas en el siglo XIX. Posteriores trabajos de Almeida (1985, 1991a, 1991b, 1991c, 1992), Almeida & Marinoni (1983) y González, Perla, & Almeida (2017) agregaron más especies al género, que actualmente comprende 60 especies, de las cuales existen 8 en el Perú, 5 de ellas endémicas (González, 2015; González et al., 2017).

El género presenta tonalidades claras en el pronoto y élitros, con colores blancos, amarillos o marrones, y numerosas manchas, que van desde marrón claro a negro; para la mayoría de las especies conocidas no existen estudios sobre los aparatos genitales, quedando la identificación librada al análisis de las manchas elitrales, carácter no siempre estable ni preciso (González et al., 2017).

Distribución: BRASIL, GUAYANA FRANCESA, BOLIVIA, MEXICO, COLOMBIA, VENEZUELA, GUATEMALA, PARAGUAY, SURINAM, JAMAICA, PUERTO RICO, CUBA, ARGENTINA, PERÚ, CHILE, HONDURA, NICARAGUA, ECUADOR, PANAMA (Blackwelder, 1945; González, 2007).

3.1.1.2.1.1. *Psyllobora marshalli* Crotch 1874

(M44, H21, G35-G36)

Diagnosis: longitud: 4 mm. Forma ovalar y de color amarillo pajizo con manchas negras. Pronoto con dos puntitos laterales y una gran mancha basal negra la cual deja un borde lateral y delantero amarillos. Élitros con manchas negras fundidas las que cubren todo el disco y tres manchas laterales al tercio, dos tercios y cerca del ápice, de las cuales solo la primera toca el borde. Además, hay un punto amarillo en el medio del disco a 1/4 del largo y una manchita común sutural a nivel de los 2/3.

Distribución: GUAYANA FRANCESA, PERÚ (Blackwelder, 1945; González, 2007).

Localidad tipo: Guayana Francesa (Crotch, 1874).

Primer registro de la especie para la región Cusco.

Material examinado: (1 ej.) Trocha Unión, 2750m, Kosñipata/Pa[Paucartambo]/Cus[Cusco], 31-12-01[2001], Juan F. Costa [colector], (Det. G. González 2010).

3.1.1.2.1.2. *Psyllobora hybrida* (Mulsant 1850)

(M45, H22, G37-G38)

Diagnosis: longitud: 4.5 mm. Forma ovalar y de color amarillo marfil con manchas castañas, los bordes transparentes. Pronoto con cuatro manchas en total, dos basales y dos discales. Élitros con ocho manchas cada uno, cuatro en la mitad anterior, paralelas y alargadas, la primera y la segunda unidas en la base y el ápice, la cuarta acortada. Las cuatro posteriores en distribución irregular, la quinta detrás de la primera y la segunda, alargada pero corta, la sexta triangular unida por su extremo superior externo con la tercera, la setima corta detrás de la cuarta y unida a ésta y a la octava detrás de la setima, casi apical.

Distribución: ARGENTINA, BRASIL, PARAGUAY (Almeida, 1985; González, 2007).

Localidad tipo: Matto Grosso, Brasil (Almeida, 1985).

Almeida (1985) describió la genitalia del macho de esta especie. Primer registro de la especie para el país y para la región Cusco.

Material examinado: (01 ej.): Isilluyoc, Sambaray Alto, Santa Ana, La Convención, 1450 msnm, T-1, 28.04.14 [2014], cítricos, Fredy J. Hurtado M. [colector].

3.2.1.2.1.3. *Psyllobora abancayana* Almeida 1991

(M46, H23, G39-G40)

Diagnosis: longitud: 4.8-5.2 mm. Forma ovalar bastante ancha, poco convexa. Cabeza marrón, pronoto marrón amarillento con 4 pequeñas manchitas negras en semicírculo alrededor del

medio de la base. Escutelo negro. Élitros con 7 manchas negras, pequeñas casi punctiformes (1:5:1), a 1/8, 3/7 y 3/4 del largo, las 5 centrales formando una línea transversal que no toca la sutura ni el borde lateral. Lado inferior amarillento, excepto metasterno y parte central de los dos primeros ventritos negros, y una mancha negra en la parte media de la epipleura. Patas, antenas y piezas bucales marrón amarillento.

Distribución: PERÚ (Apurímac, Ancash, Cusco) (Almeida, 1991b; González, 2007). Localidad tipo: Abancay, Perú (Almeida, 1991b).

Especie descrita por Almeida (1991b), con material procedente de Abancay, en la región Apurímac.

Material examinado: (01 ej.): Limatambo 2500, Limatambo/Anta/Cus[Cusco], 12.08.2003, A. Bustamante [colector]; (02 ej.): PERÚ: Mollepata, 3121m, Anta, Cusco, 17/03/2017, -13.4883 / -72.7476, A. Elme & E. Marquina; (02 ej.) PERÚ: Cusco/Quillabamba, Sta. Teresa – Choquequirao, -13.3928 / -72.8642, 5-20/xi/2017, 2700 m, A. Laurel; (02 ej.) PERÚ, Cusco, La Convención, Santa Teresa, Choquequirao, -13.3928 -72.8642, diciembre 2017, 2700m, A. Laurel.

3.2.1.2.1.4. *Psyllobora lenta* Mulsant 1850

(M47, H24, G41-G42)

Diagnosis: longitud: 2.7-3 mm. Color marfil con manchas marrones. Pronoto con una manchita basal y cuatro en semicírculo. Élitros con 12 manchas (3:3:1:3:2). La quinta. y setima. unidas por el lado externo y apenas por el interno, dejando encerrada una manchita clara lenticular. La novena, y onceava unidas en una franjita longitudinal. Lado inferior marrón. Epímeros, epipleuras, patas, antenas y piezas bucales marfileñas. El color de fondo del marfil al amarillo marrón. Manchas marrones a oscuras casi negras. Todas las manchas pueden estar aisladas y la onceava puede no existir.

Distribución: BRASIL, COLOMBIA, PERÚ (González, 2007).

Primer registro de la especie para la región Cusco.

Material examinado: (04 ej.) Huayllapampa, 16.02.08 (2008), Sn. [San] Jerónimo/Cus[Cusco], 13°32'01" S 71°52'00" O, M. Puente de la Vega [colector]; (01 ej.) Huayllapampa, 16.02.08, Sn. Jerónimo/Cus, 13°32'01" S 71°52'00" O, A. Contreras; (01 ej.) Perayoc – Cusco, -13.31 - 71.57, 3365m, 22/08/13[2013], Mondragón – Montoya [colector]; (01 e.) PERÚ: CU. Kayra (INV), 13°84'00.00" S / 71°64'00.00" W, 3320m, 28.XI.2013, E. Mondragón., T. Montoya [colector]; (01 ej.) PERÚ: CU. K'ayra (INV), 13°84'00.00" S / 71°64'00.00" W, 28.XI.2013, E. Mondragón., T. Montoya.

3.1.1.2.1.5. *Psyllobora lutescens* Crotch 1874

(M48, H25, G43-G44)

Diagnosis: longitud: 3.5-4.2 mm. Pronoto con cuatro manchas en semicírculo. Élitros con nueve manchas oscuras (2:3:3:1). Las manchas 1 y 3 unidas por el lado de la sutura en una mancha en forma de gancho. Las tres últimas manchas fundidas en una sola en forma de escuadra. Color inferior marrón amarillento. Patas, antenas y piezas bucales amarillentas. El color de fondo varía desde el marfil hasta el amarillo marrón. Las manchas pueden variar de un marrón claro a oscuro. Las manchas pronotales delanteras a veces unidas en una gran mancha triangular. Las manchas 2 y 4 a veces unidas en una mancha longitudinal. Las tres manchas finales a veces parcialmente separadas o bien en una cruz formada por 4 manchas

Distribución: COSTA RICA, TRINIDAD, GUYANA, SURINAM, BRASIL, COLOMBIA, GUATEMALA, ECUADOR, PERÚ (Tumbes, Junín) (Almeida, 1985; González, 2007).

Almeida (1985) describió la genitalia del macho. Primer registro de la especie para la región Cusco. Los ejemplares fueron colectados en cultivos de cítricos.

Material examinado: (01 ej.): Isilluyoc, Sambaray Alto, Santa Ana, La Convención, 1450 msnm, T-1, 28.04.14 [2014], cítricos, Fredy J. Hurtado M. [colector]; (01 ej.) Perú, Potrero, Santa Ana, La Convención, Julio 2017, limón, A. Bustamante.

3.1.1.2.1.6. *Psyllobora luctuosa* Mulsant 1850

(M49, H26, G45-G46)

Diagnosis: longitud: 2.5-3 mm. Forma ovalada y poco convexa. Cabeza y pronoto marrón amarillento, el último con 5 manchas marrón oscuro, 4 en semicírculo alrededor de la 5, en el centro de la base. Escutelo marrón oscuro. Élitros marrón amarillento, con 11 manchas marrones (3:3:2:3), distancia entre las manchas de 1/4 a 1/2 veces el tamaño de las manchas. Mancha 7 al centro del disco, dejando un espacio claro común que abarca ambos élitros a los 2/3 del largo. Mancha 9 alargada y oblicua hacia la sutura. Manchas 2, 5, 7 y 9 formando una línea longitudinal muy regular, en especial en el borde externo, apenas interrumpida en los espacios entre las manchas. Patas, antenas y piezas bucales marrones.

Distribución: NORTEAMERICA, CENTROAMERICA, BRASIL, COLOMBIA (González, 2016). Es el primer registro de la especie para el país y para la región Cusco.

Material examinado: (02 ej.) Km 86, Ollantaytambo, Urubamba, febrero 2010, A. Bustamante; (01 ej.) Sangobatea, Echarate/LC/Cusco, 03.03.1972, J. Escalante; (01 ej.) Macamango, 1050, Santa Ana/LC/Cusco, 10.09.1973, J. Escalante; (01 ej.) PERÚ, Cusco, La Convención, Santa Teresa, Choquequirao, -13.3928 -72.8642, diciembre 2017, 2700m, A. Laurel.

3.1.1.2.1.7. *Psyllobora constantini* González et al. 2017

(M50, H27, G47-G48)

Diagnosis: longitud: 5 mm. Forma ovalar, ojival hacia atrás y de color marfil con manchas negras. Cabeza negra con mancha marfil en la frente. Pronoto con una mancha negra en la base que se extiende hasta los 3/4 del largo, sin llegar al ápice y que deja todo el borde lateral, delantero y una línea longitudinal que corta por el medio la mancha negra, de color marfil. Escutelo negro. Élitros con 8 manchas cada uno, distribuidas en 4 filas, todas aisladas de los bordes y entre sí, excepto la tercera mancha de la segunda fila, que toca el borde lateral. Reborde

elital y base del reborde pronotal negros. Lado inferior negro excepto hipómeros, epipleuras y mesepimerón marfil, fémures y tibias negras, antenas y piezas bucales marrón oscuro.

Distribución: PERÚ (Huánuco) (González et al., 2017). Localidad tipo: Huánuco, Perú (González et al., 2017).

Especie descrita con material procedente de Carpish, en la región Huánuco, y se caracteriza por su tamaño, mayor al de la mayoría de las especies del género, y por su diseño particular, con ocho manchas en disposición única (González et al., 2017). Primer registro de la especie para la región Cusco.

Material examinado: (01 ej.) “Quillabamba”, LC/Cusco, diciembre 1971, J. Escalante.

3.1.1.2.2. Género *Oxytella* Weise 1902

(M10, M51, H28, G49-G50)

Género descrito por Weise (1902) para albergar dos especies, *Oxytella subcordata*, de Brasil, y *Oxytella longula*, de Perú, y es con estas dos especies que el género es mencionado por Blackwelder (1945). Actualmente el género está representado en el Perú por la especie *O. longula*, considerada como endémica para el país (González, 2015).

Este género fue estudiado dentro de la tribu Psylloborini por Almeida (1992), y luego fue incluida dentro de la tribu Halyziini por Kutnezov (1997), junto a otras 11 especies, que incluyen a *Cleobora* (Mulsant), *Eothea* Iablokoff-Khnzorian, *Macroilleis* Miyatake, *Metamyrrha* Capra, *Microneda* Crotch, *Neohalyzia* Crotch, *Protothea* Weise y *Psyllobora* Chevrolat.

El género se caracteriza por poseer las mandíbulas multidentadas, asociadas a su hábito alimenticio micófago, característica compartida con los géneros *Psyllobora* Chevrolat y *Neohalyzia* Crotch, cuyas diferencias con *Oxytella* son superficiales y ameritan una revisión (González et al., 2017).

Distribución: BRASIL, PERÚ (Blackwelder, 1945; Weise, 1902).

3.1.1.2.2.1. *Oxytella longula* Weise 1902

(M51, H28, G49-G50)

Diagnosis: longitud: 4.5 mm. Forma oval, con los élitros en forma de ojiva, de color blanco amarillento sucio con manchas negras. Pronoto con cuatro manchas en semicírculo algo confluyente. Élitros con siete manchas negras. Dos cercanas a la base, una humeral pequeña y la otra entre ésta y el escutelo. Tres en línea transversal irregular a la mitad del largo, la más grande sutural, la menor cerca del borde extendiéndose sobre el reborde elitral. Las dos últimas a los 3/4 del largo, la más grande cercana a la sutura.

Distribución: PERÚ (Cusco) (Almeida, 1992; Blackwelder, 1945; Weise, 1902). Localidad tipo: Perú, Marcapata (Almeida, 1992).

Especie descrita por Weise (1902) con base a un ejemplar procedente de Marcapata (provincia de Quispicanchi). Almeida (1992), estudio el material tipo de la especie.

Material examinado: (01 ej.) Esperanza/Pa[Paucartambo]/Cus[Cusco], 13°10'63.5" S – 71°36'8,4" O, Juan F. Costa [colector], 2821m, (Det. G. González 2012).

3.1.1.3. Tribu *Epilachnini* Mulsant 1846

Considerada anteriormente como una subfamilia, está compuesta exclusivamente por especies fitófagas, con cerca de 500 especies descritas (Kutnezov, 1997), que presentan una distribución mayoritaria en las zonas tropicales del mundo (Gordon, 1975). Las especies de este grupo presentan un tamaño grande, superficie del cuerpo con abundante pilosidad y, como carácter fundamental, las mandíbulas multidentadas adaptadas para la masticación (González, 2015).

La tribu *Epilachnini* es cosmopolita y reúne la mayoría de las especies, casi todas en el género *Epilachna*. La tribu fue revisada, como subfamilia, por Gordon (1975). Posteriormente, fue nuevamente revisada por Tomaszewska & Szawaryn (2016). Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al. (2018) efectuaron el estudio de la tribu en la región Cusco, identificando 30 especies en los géneros *Epilachna* Chevrolat y *Toxotoma* Weise.

3.1.1.3.1. Género *Epilachna* Chevrolat 1837

(M11, M52-M80, H29-H65, G51-G99)

El género *Epilachna* Chevrolat, 1837 (Epilachnini) presenta alrededor de 580 especies (Tomaszewska & Szawaryn, 2016). Sus especies son conocidas por ser fitófagas, alimentándose de cultivos de importancia económica, siendo unas pocas consideradas plagas en cultivos como frijol, papa, pepino, etc.; sin embargo, es necesario mencionar que la gran mayoría de las especies solo se alimentan de plantas silvestres, y dado su alto grado de especificidad, no causan daños a los cultivos o a plantas ornamentales importantes para el hombre (Gordon, 1975). Se distribuye en todo el mundo, encontrándose tanto en regiones muy altas como en lugares con climas cálidos (Araujo-Siqueira & Almeida, 2004).

Distribución: ARGENTINA, BOLIVIA, BRASIL, COLOMBIA, ECUADOR, PARAGUAY, PERÚ, VENEZUELA, HUAYANA FRANCESA, GUYANAS, SURINAM, CENTROAMÉRICA, ESTADOS UNIDOS, MEXICO (Gordon, 1975; Tomaszewska & Szawaryn, 2016).

3.1.1.3.1.1. Grupo *flavofasciata*

Con distribución andina, extendiéndose desde Venezuela al norte de Argentina, y con una especie presente en el sur de Brasil (Gordon, 1975). Tomaszewska & Szawaryn (2016) transfirieron a *E. flavofasciata* al género *Toxotoma* Weise indicando que era muy probable que las restantes especies del grupo también pertenezcan a este género.

3.1.1.3.1.1.1. *Epilachna fausta* Erichson 1847

(M52, H29, G51-G52)

Diagnosis: longitud: 7,8-10,2 mm. Cuerpo ojival. Pronoto negro, subcuadrangular, más angosto que los élitros. Élitros de color negro azulado con dos manchas amarillas; la primera oval situada

en el medio de la mitad anterior, y la segunda transversal presente en el declive apical, tocando el borde lateral del élitro y sin alcanzar la sutura. La mancha posterior puede reducirse a una pequeña mancha cercana al margen lateral (forma pruinosa) y la superficie elitral puede ser algo brillante en algunos especímenes.

Distribución: ECUADOR, PERÚ (Cusco, Huánuco, Junín, Pasco) (Blackwelder, 1945; Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; González, 2015; Gordon, 1975; Jadwiszczak & Węgrzynowicz, 2003). Localidad tipo: Perú (Gordon, 1975).

Especie registrada en la región Cusco, en las localidades de Huadquina y Machu Picchu de la provincia de Urubamba; y según Gordon (1975) es posible que *E. fausta* sea una subespecie o variación de *E. flavofasciata* (LaPorte 1840) (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; Gordon, 1975).

Material examinado: (13 ej.): PERÚ, Machu Picchu, Urubamba, Cusco, FEB13, 2040 mts, CEUC-UNSAAC.

3.1.1.3.1.1.2. *Epilachna dives* Erichson 1847

(M53, H30, G53-G54)

Diagnosis: longitud: 7,5-10,5 mm. Cuerpo con forma de escudo de color negro. Élitros de color verde oscuro metálico con dos manchas amarillas en cada élitro; la primera cerca del escutelo y la segunda, algo más grande, ubicada cerca del ápice hacia el borde lateral, pero sin llegar a tocarlo. Las manchas pueden ser pequeñas (menos de 1 mm de diámetro) o grandes (hasta 3 mm de diámetro) y varían de redondas a triangulares.

Distribución: ECUADOR, PERÚ (Cajamarca, Amazonas, Cusco, Huánuco, Junín, San Martín) (Blackwelder, 1945; Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; González, 2015; Jadwiszczak & Węgrzynowicz, 2003). Localidad tipo: Perú (Gordon, 1975).

Especie registrada para la región Cusco en la localidad de Vilcanota, probablemente en referencia a un tramo del río Vilcanota entre las localidades de Huambutio y Urubamba; es

posible que *E. dives*, al igual que *E. fausta*, sean una subespecie o variación de *E. flavofasciata* (Gordon, 1975). Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., (2018) citaron a la especie posteriormente para el distrito de Lares en la provincia de Calca.

Material examinado: (71 ej.): PERÚ, Lares, Calca, Cusco, 7000ft, Marzo 1979, CEUC-UNSAAC; (28 ej.): PERÚ, Lares, Calca, Cusco, 01Marzo, 1979, 7400ft, CEUC-UNSAAC; (01 ej.): Colca, Lares/CI/Cus, 28.12.2001, W. Huaraca.

3.1.1.3.1.2. Grupo *deuterea*

Distribuido principalmente en Colombia y Venezuela, con algunas especies extendiéndose al sur del Perú y Bolivia (Gordon, 1975).

3.1.1.3.1.2.1. *Epilachna sexmaculata* Kirsch 1876

(M54, H31, G55)

Diagnosis: longitud: 7,6 mm. Cuerpo oval alargado, convexo, más ancho en el tercio anterior de los élitros. Cabeza y pronoto negros. Élitros negros con brillo verde-azulado, y con tres manchas ovales alargadas, subiguales, separadas entre sí y de los bordes; la primera cerca de la base del disco elitral, sin tocarla; la segunda cerca del borde lateral, algo más atrás que la primera, y la tercera en la mitad posterior, algo oblicua.

Distribución: PERÚ (Cusco, Pasco) (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; González, 2015; Gordon, 1975; Jadwiszczak & Węgrzynowicz, 2003). Localidad tipo: Perú (Gordon, 1975)

Los registros previos de la especie en la región Cusco se ubicaron en las localidades de Río Urubamba y San Miguel en la provincia de Urubamba (Gordon, 1975). Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., (2018) la citaron posteriormente de la localidad de Machu Picchu. El patrón elitral de la especie permite identificarla con facilidad.

Material examinado: (01 ej.) PERÚ, Machu Picchu, Urubamba, Cusco, Feb13 [febrero 13] 1979, 2040 mts [metros], CEUC-UNSAAC.

3.1.1.3.1.3. Grupo *v-pallidum*

Distribuido casi exclusivamente en Bolivia y el sur del Perú, con una especie presente en Ecuador (Gordon, 1975). La especie *E. orthostriata* (Gordon) fue transferida al género *Toxotoma* por Tomaszewska & Szawaryn (2016), quienes postularon que las demás especies del grupo también podrían pertenecer a este género.

3.1.1.3.1.3.1. *Epilachna v-pallidum* Blanchard 1846

(M55, H32, G56)

Diagnosis: longitud: 8,2-9,8 mm. Cuerpo acorazonado. Cabeza, pronoto y escutelo negros. Élitros negros con dos bandas longitudinales amarillas unidas en la parte posterior que no tocan el borde lateral ni la sutura, y tienen un ancho equivalente a la franja longitudinal negra entre ellas; algunos especímenes tienen manchas amarillas conectadas (ab. *flavoquadrivittata* Mader). Especie descrita por Gordon (1975); el mismo autor describió, con material procedente de “Cuzco: Lucma” (provincia de La Convención), la subespecie *E. v-pallidum angulata*, sobre la base de un diseño elitral diferente al de la subespecie nominal y la presencia de una extensión en el ápice de las trabas. Los ejemplares examinados en el presente estudio corresponden con la descripción de la subespecie nominal.

Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al. (2018) registraron recientemente esta subespecie para el Perú y la región Cusco.

Distribución: BOLIVIA (Cochabamba), PERÚ (Cusco, Pasco) (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; Gordon, 1975; Jadwiszczak & Węgrzynowicz, 2003). Localidad tipo: Provincia de Santa Cruz, Bolivia (Gordon, 1975).

Material examinado: (02 ej.): PERÚ, Limatambo, Anta, Cusco, Feb25, 1979, CEUC-UNSAAC.

3.1.1.3.1.4. Grupo *albovittata*

Se distribuye a lo largo de la cordillera de los Andes, desde Colombia al norte de Argentina (Gordon, 1975).

3.1.1.3.1.4.1. *Epilachna emerita* Gordon 1975

(M56, H33-H36, G57-G58)

Diagnosis: longitud: 9,2-10,9 mm. Cuerpo acorazonado. Cabeza y pronoto negros. Élitros negros con una banda amarilla longitudinal que nace en la mitad de la base y se extiende hasta los 5/6 del largo elitral, acercándose gradualmente hacia el borde sutural, en los 3/4 del élitro se desvía hacia el borde elitral en una franja un poco más ancha. La banda amarilla puede estar angostada, también reducida a una o dos bandas longitudinales, e incluso dos o tres manchas aisladas en la base, curva o en el borde lateral.

La genitalia masculina de *E. emerita* es muy cercana a la de *E. albovittata*, pero el habitus muy distintivo y la pubescencia amarilla en el cuerpo, separan a *E. emerita* de cualquier otra especie conocida (Gordon, 1975).

Distribución: PERÚ (Cusco) (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; González, 2015; Gordon, 1975; Jadwiszczak & Węgrzynowicz, 2003). Localidad tipo: Perú, Cuzco, Machu Picchu (Gordon, 1975).

Los registros previos en la región Cusco corresponden a la serie tipo recolectada en las localidades de Machu Picchu y Torontoy, en la provincia de Urubamba (Gordon, 1975).

Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al. (2018) citaron la especie posteriormente para Limatambo (Anta), Santa Teresa (La Convención), Lares (Calca).

Material examinado: (46 ej.) PERÚ, Lares, Calca, Cusco, 01Marzo 1979, 7000ft, CEUC-UNSAAC; (01 ej.) PERÚ, Limatambo, Anta, Cusco, 9600ft, Feb25 1979, CEUC-UNSAAC; (01

ej.) PERÚ, Cusco, La Convención, Santa Teresa, Choquequirao, -13.3928 -72.8642, diciembre 2017, 2700m, A. Laurel.

3.1.1.3.1.4.2. *Epilachna bistrispilota* Gordon 1975

(M57, H37, G59)

Diagnosis: longitud: 8,7 mm. Cuerpo ovalado, alargado, fuertemente convexo, con el ancho máximo en los 2/3 del largo elitral. Cabeza y pronoto negros. Élitros negros con tres manchas amarillas ovaladas; la primera y la segunda cerca de la base, una cerca al escutelo y la otra cercana al borde lateral; la tercera en los 2/3 del largo elitral, cerca al borde lateral. La genitalia ubica a esta especie en el grupo *albovittata*, sin embargo, el patrón elitral con tres manchas y la forma convexa no es el patrón típico de este grupo (Gordon, 1975).

Distribución: BOLIVIA, PERÚ (Cusco) (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; Gordon, 1975; Jadwiszczak & Węgrzynowicz, 2003). Localidad tipo: Bolivia, La Paz, Calisaya, Río Boopi (Gordon, 1975).

Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al. (2018) registraron recientemente a esta especie para el Perú, conocida previamente solo de Bolivia.

Material examinado. (1 ej.) PERÚ, Quillabamba, La Convención, Cusco, 4000 mts [?] [1050 metros], Feb20 [febrero 20] 1979, CEUC-UNSAAC.

3.1.1.3.1.4.3. *Epilachna pseudospilota* Gordon 1975

(M58, H38, G60)

Diagnosis: longitud: 8,4 mm. Cuerpo acorazonado moderadamente convexo, con el ancho máximo en el 1/3 del largo elitral. Cabeza y pronoto negros. Élitros negros con brillo azul, y dos manchas amarillas; la primera alargada cerca de la base y del escutelo, y la segunda redondeada y pequeña, cercana al borde lateral en los 3/4 del largo elitral. La genitalia es parecida a la de *E. bistrispilota*, y externamente se asemeja a una de las múltiples variaciones de *E. emerita*.

Distribución: BOLIVIA, PERÚ (Cusco) (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; Gordon, 1975; Jadwyszczak & Węgrzynowicz, 2003). Localidad tipo: Bolivia, La Paz, Chaco (Gordon, 1975).

Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., (2018) registraron recientemente a esta especie para el Perú, conocida previamente solo de Bolivia.

Material examinado. (1 ej.) PERÚ, Quillabamba, La Convención, Cusco, 4000 mts [?] [1050 metros], Feb20 [febrero 20] 1979, CEUC-UNSAAC.

3.1.1.3.1.5. Grupo *dorsigera*

Distribuido principalmente en el Perú, con una especie presente en Bolivia y el norte de Argentina (Gordon, 1975).

3.1.1.3.1.5.1. *Epilachna dorsigera* Erichson 1847

(M59, H39-H40, G61-G62)

Diagnosis: longitud: 8,5-10,1 mm. Cuerpo acorazonado, convexo. Élitros negros con brillos azules, y dos manchas amarillas discales aisladas; la primera redondeada en el cuarto anterior, y la segunda triangular en el tercio posterior. El patrón elitral es muy variable, ya que los élitros pueden ser de color marrón amarillento a rojizo.

Distribución: PERÚ (Apurímac, Cusco, Huánuco, Junín, Pasco) (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; González, 2015; Gordon, 1975; Jadwyszczak & Węgrzynowicz, 2003). Localidad tipo: Perú (Gordon, 1975).

La forma rojiza puede ser confundida con *E. discolor*, pero los bordes elitrales redondeados diferencian a ambas especies; en tanto la forma negra es muy parecida externamente a ejemplares de *E. dives*, por ello la revisión del aparato genital permite determinar la identidad de manera certera.

En la región Cusco se registró la especie en las localidades de Machu Picchu, provincia de Urubamba y Pilco; esta última localidad no pudo ser verificada fehacientemente (Gordon, 1975). Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al. (2018) citaron la especie de las provincias de La Convención, Anta y Calca.

Material examinado: (71 ej.) PERÚ, Quillabamba, La Convención, Cusco, 4000mts, Feb15 1979, CEUC-UNSAAC; (26 ej.) PERÚ, Machu Picchu, Urubamba, Cusco, Feb13 1979, 2040 mts, CEUC-UNSAAC; (41 ej.) PERÚ, Limatambo, Anta, Cusco, Feb11 1979, 9500ft, CEUC-UNSAAC; (04 ej.) PERÚ, Limatambo, Anta, Cusco, Feb25, 1979, 7600ft, CEUC-UNSAAC; (89 ej.) PERÚ, Limatambo, Anta, Cusco, 9600ft, Feb25 1979, CEUC-UNSAAC; (30 ej.) PERÚ, Lares, Calca, Cusco, 01Marzo 1979, 7400ft, CEUC-UNSAAC; (138 ej.) PERÚ, Lares, Calca, Cusco, 7000ft, Marzo1 1979, CEUC-UNSAAC.

3.1.1.3.1.5.2. *Epilachna transverselineata* (Mader 1958)

(M60, H41, G63-G64)

Diagnosis: longitud: 10,2 mm. Cuerpo ojival fuertemente convexo, coloración general negra con pilosidad amarillenta, adquiriendo un aspecto dorado. Élitros con dos franjas transversales angostas de color amarillo; la primera en el primer tercio y la segunda en los dos tercios del largo elitral.

Distribución: BOLIVIA, PERÚ (Cusco) (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; González, 2015; Gordon, 1975; Jadwyszczak & Węgrzynowicz, 2003). Localidad tipo: Bolivia, Cochabamba (Gordon, 1975).

Especie registrada previamente en la región Cusco, en la localidad de Lucma, distrito de Vilcabamba (provincia de La Convención), por la Yale Peruvian Expedition 1911 (Gordon, 1975). Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al. (2018) registraron a la especie posteriormente en la localidad de Machu Picchu (provincia de Urubamba).

Material examinado: (01 ej.): PERÚ, Machu Picchu, Urubamba, Cusco, 2040 mts, Feb13 1979, CEUC-UNSAAC.

3.1.1.3.1.5.3. *Epilachna cuscoi* Gordon 1975

(M61, H42, G65-G66)

Diagnosis: longitud: 9,9 mm. Cuerpo acorazonado fuertemente convexo, ancho máximo en la base de los élitros, lados elitrales casi rectos en la zona media. Cabeza, pronoto y escutelo negros. Élitros marrones claro a amarillos, con el borde negro en la base, ápice y en 1/6 de la sutura elitral; el borde lateral es más ancho en la zona humeral y se va adelgazando a medida que se acerca al ápice donde vuelve a engrosarse, cubriendo un décimo del largo del élitro.

Distribución: PERÚ (Cusco) (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; González, 2015; Gordon, 1975; Jadwiszczak & Węgrzynowicz, 2003). Localidad tipo: Perú, Cuzco, Callanga (Gordon, 1975).

Especie cercana a *E. sellata*, de la que se distingue por su tamaño mayor, y por la zona amarilla del élitro también mayor; sin embargo, la genitalia masculina es la única manera certera de separar ambas especies (Gordon, 1975).

El único registro previo de la especie en la región es el de Callanga (localidad tipo), provincia de Paucartambo, región de Cusco (Gordon, 1975). Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al. (2018) citaron posteriormente a la especie para el distrito de Maranura (La Convención).

Material examinado. (1 ej.) PERÚ, Maranura, parte alta [1150 metros], Santa Beatriz, La Convención, Cusco, 20/10/15 [20 octubre 2015].

3.1.1.3.1.6. Grupo *discolor*

Formado por una sola especie, *E. discolor* Erichson, distribuida en Bolivia y Perú (Gordon, 1975).

3.1.1.3.1.6.1. *Epilachna discolor* Erichson 1847

(M62, H43, G67-G68)

Diagnosis: longitud: 7,8-9,2 mm. Cuerpo oval alargado fuertemente convexo. Élitros marrones anaranjados con la base y el borde lateral negro que se va adelgazando gradualmente hacia el ápice; presencia de una mancha clara amarillenta arriñonada sobre cada élitro, carácter que permite su fácil identificación.

Distribución: BOLIVIA, PERÚ (Cusco, Junín, Pasco, Piura) (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; González, 2015; Gordon, 1975; Jadwiszczak & Węgrzynowicz, 2003).

Localidad tipo: Perú (Gordon, 1975).

Gordon (1975) registró a esta especie para la región Cusco, en la localidad de Machu Picchu, provincia de Urubamba. Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al. (2018) citaron posteriormente a la especie de las localidades de Colca, Lares (Calca), Quillabamba (La Convención), Limatambo (Anta).

Material examinado: (01 ej.) Colca, Lares/CI[Calca]/Cus[Cusco], 28.12.2001, W. Huaraca [colector]; (07 ej.): PERÚ, Lares, Calca, Cusco, 01Marzo 1979, 7000ft, CEUC-UNSAAC; (01 ej.): PERÚ, Machu Picchu, Urubamba, Cusco, Feb13, 2040 mts, CEUC-UNSAAC; (02 ej.): PERÚ, Quillabamba, La Convención, Cusco, 4000mts, Feb20, 1979, CEUC-UNSAAC; (01 ej.): PERÚ, Lares, Calca, Cusco, 01Marzo, 1979, 7000ft, CEUC-UNSAAC; (01 ej.): PERÚ, Limatambo, Anta, Cusco, 9600ft, Feb25, 1979, CEUC-UNSAAC; (20 ej.): PERÚ, Limatambo, Anta, Cusco, Feb25, 1979, 7600ft, CEUC-UNSAAC.

3.1.1.3.1.7. Grupo *vittigera*

Distribuido principalmente en el Perú, con especies presentes en Ecuador, sur de Colombia y norte de Bolivia. Este es el grupo más grande y diverso del género, en formas y patrones de coloración (Gordon, 1975). La especie *E. univittata* fue transferida al género *Toxotoma* por

Tomaszewska & Szawaryn (2016), quienes también postularon que el resto de las especies de este grupo podrían pertenecer a *Toxotoma*.

3.1.1.3.1.7.1. *Epilachna fenestroides* Gordon 1975

(M63, H44-H45, G69-G70)

Diagnosis: longitud: 5,7-7,1 mm. Cuerpo ovalado con el ancho máximo en el 1/3 del largo elitral. Cabeza, pronoto y escutelo negros; pronoto con los ángulos anteriores amarillentos. Élitros negros, cada uno con dos manchas amarillas grandes separadas de los bordes laterales y la sutura; ambas manchas están divididas por una línea negra longitudinal. Esta variación fue descrita por (Gordon, 1975).

Distribución: PERÚ (Pasco, Cusco) (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; Bustamante et al., 2018; González, 2015; Gordon, 1975; Jadwyszczak & Węgrzynowicz, 2003).

Localidad tipo: Perú, Pasco, Oxapampa (Gordon, 1975).

Conocida anteriormente de la localidad tipo, Oxapampa, en la región Pasco (centro del Perú), donde se recolectó sobre hojas de *Baccharis sp.* (Asteraceae) (Gordon, 1975). Esta especie fue reportada recientemente para la región Cusco (Bustamante et al., 2018).

Material examinado: (29 ej.) PERÚ, Machu Picchu, Urubamba, Cusco, Feb13, 2040 mts, CEUC-UNSAAC; (02 ej.) PERÚ, Limatambo, Anta, Cusco, 9600ft, Feb25, 1979, CEUC-UNSAAC.

3.1.1.3.1.7.2. *Epilachna harringtoni* Gordon 1975

(M64, H46, G71-G72)

Diagnosis: longitud: 6,2-7 mm. Cuerpo ovalado, negro. Cabeza y pronoto negros; pronoto con los ángulos anteriores amarillentos. Cada élitro presenta dos manchas redondeadas grandes de color marrón anaranjado, separadas por una franja delgada oblicua en el medio, dejando un borde delgado a lo largo de todo el élitro. La mancha posterior tiene una pequeña mancha negra aislada cerca al ápice.

Distribución: BOLIVIA, PERÚ (Cusco) (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; Bustamante et al., 2018; Gordon, 1975; Jadwiszczak & Węgrzynowicz, 2003). Localidad tipo: Bolivia, La Paz, Mapiri (Gordon, 1975).

Especie conocida solamente de Mapiri y Ancapata (localidades tipo), ambas en la región de La Paz, Bolivia (Gordon, 1975). Este taxón fue recientemente reportado para la localidad de Machu Picchu, provincia de Urubamba (Bustamante et al., 2018).

Material examinado: (48 ej.) PERÚ, Machu Picchu, Urubamba, Cusco, Feb13, 2040 mts, CEUC-UNSAAC.

3.1.1.3.1.7.3. *Epilachna geométrica* (Weise 1899)

(M65, H47-H48, G73-G74)

Diagnosis: longitud. 4,5-5,4 mm. Cuerpo oval alargado, convexo. Cabeza negra, pronoto negro con los ángulos anteriores amarillos. Élitros rojos ladrillo, con los bordes sutural y lateral negros, además de dos franjas longitudinales también negras; la franja más grande, mediana, abarca desde el humero hasta cerca del ápice elitral; la segunda franja, lateral, muy corta, casi como una mancha elongada; la franja mediana puede estar reducida a dos manchas pequeñas, separadas. Gordon (1975) indico que la franja lateral corta es solo una mancha en algunos especímenes y bastante alargada en otros; además, el extremo apical de la franja mediana a menudo se agranda y se engancha ligeramente hacia afuera.

Distribución: PERÚ (Ayacucho, Cusco, Madre de Dios, Apurímac) (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; Gordon, 1975; Jadwiszczak & Węgrzynowicz, 2003; Ratcliffe et al., 2015).

Localidad tipo: Perú, Callanga (Gordon, 1975).

Especie registrada previamente para la región Cusco, en las localidades de Callanga (localidad tipo), provincia de Paucartambo, y Machu Picchu, provincia de Urubamba (Gordon, 1975).

Material examinado: (06 ej.): sin datos de colecta, C.E.R.; (02 ej.) Misquiyacu 2785m, Limatambo/An[Anta]/Cus[Cusco], 16.02.93[1993], E. Yábar [colector]; (02 ej.) Tambohuaylla

3450m, Lares/Cus[Cusco], C[?]/05/12/07[2007], 13°08'07,77"S 72°10'23,01"O W. Cosio L. [colector]; (01 ej.) Tambohuaylla 18/12/07[2007], Lares/Cal[Calca]/Cus[Cusco], 13°08'04.16"S 72°10'25.14"O, W. Cosio L. [colector]; (23 ej.): PERÚ, Lares, Calca, Cusco, 01Marzo 1979, 7000ft, CEUC-UNSAAC; (05 ej.) PERÚ, Cusco, La Convención, Santa Teresa, Choquequirao, -13.3928 -72.8642, Diciembre 2017, 2700m, A. Laurel; (01 ej.) PERÚ: Cusco/Quillabamba, Sta. Teresa – Choquequirao, -13.3928 -72.8642, 5-06/v/2018, 2700 m, A. Laurel.

3.1.1.3.1.7.4. *Epilachna vittigera* (Crotch 1874)

(M66, H49-H50, G75)

Epilachna v-pallidum var. *vittigera* Crotch, 1874, p. 58.

Diagnosis: longitud: 5,5-7,1 mm. Cuerpo ovalado moderadamente convexo, con el ancho máximo en el primer tercio del largo elitral. Cabeza negra, pronoto negro con los ángulos anteriores amarillos. Escutelo negro y élitros amarillos completamente bordeados de negro, con una franja longitudinal negra que abarca desde la base del élitro hasta cerca del ápice; la franja negra tiene casi el mismo ancho de las franjas amarillas a cada lado.

Distribución: BOLIVIA, PERÚ (Cusco) (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; Gordon, 1975; Jadwiszczak & Węgrzynowicz, 2003). Localidad tipo: Perú (Gordon, 1975).

La especie, que se asemeja a *E. v-pallidum*, con la que fue confundida inclusive por (Crotch, 1874), presenta a menudo una franja transversal en la mitad del largo, desde la sutura al borde lateral (Gordon, 1975).

El registro previo en la región Cusco corresponde a la localidad de Machu Picchu, provincia de Urubamba (Gordon, 1975).

Material examinado: (49 ej.): PERÚ, Machu Picchu, Urubamba, Cusco, Feb13 1979, 2040 mts, CEUC-UNSAAC; (02 ej.): PERÚ, Limatambo, Anta, Cusco, 9600ft, Feb25 1979, CEUC-UNSAAC; (05 ej.): “Cusco”, sin datos de colecta.

3.1.1.3.1.7.5. *Epilachna strictanotata* Gordon 1975

(M67, H51, G76)

Diagnosis: longitud: 7,3-7,7 mm. Cuerpo acorazonado, con el ancho máximo en el primer tercio del largo elitral. Cabeza y pronoto negros. Élitros negros con una gran mancha de color rojo anaranjado que ocupa dos cuartos del largo elitral, sin alcanzar el borde lateral.

Distribución: PERÚ (Junín, Puno) (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; Bustamante et al., 2018; González, 2015; Gordon, 1975; Jadwiszczak & Węgrzynowicz, 2003). Localidad tipo: Perú, Junín, Chanchamayo (Gordon, 1975).

Especie conocida previamente de Chanchamayo (localidad tipo), región Junín, Perú (Gordon, 1975). Reportada recientemente para la región Cusco (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; Bustamante et al., 2018).

Material examinado. (1 ej.) PERÚ, Lares, Calca, Cusco, 7000ft [7000 pies=2130 metros], Marzo1 [marzo 1] 1979, CEUC-UNSAAC.

3.1.1.3.1.7.6. *Epilachna bistriguttata* Mulsant 1850

(M68, H52, G77)

Diagnosis: longitud: 5,2 mm. Cuerpo oval alargado, con el ancho máximo en el primer tercio del largo elitral. Cabeza y pronoto negros. Élitros negros con 3 manchas amarillas redondeadas, separadas; la primera algo más grande detrás del húmero, y las otras dos en el tercio posterior del élitro, una al lado de la otra.

Distribución: BOLIVIA, PERÚ (Cusco) (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; Bustamante-Navarrete, Oróz-Ramos, et al., 2018; Gordon, 1975; Jadwiszczak & Węgrzynowicz, 2003). Localidad tipo: Bolivia, Yungas; *Haut-Perou* (Gordon, 1975).

El patrón elitral con 3 manchas claras redondeadas en cada élitro, es constante en la especie y permite su separación de otras especies (Gordon, 1975).

Especie conocida previamente del norte de Bolivia. Este taxón fue reportado recientemente para el Perú en la región Cusco (Bustamante-Navarrete, Oróz-Ramos, et al., 2018).

Material examinado: (01 ej.): PERÚ, Machu Picchu, Urubamba, Cusco, Feb13, 2040 mts, CEUC-UNSAAC.

3.1.1.3.1.7.7. *Epilachna matei* Bustamante et al. 2018

(M69, H53, G78-G79)

Diagnosis: longitud: 8-11 mm. Cuerpo ojival, con el ancho máximo en el primer tercio del largo elitral. Cabeza y pronoto negros. Escutelo negro. Élitros negros, con dos manchas redondeadas de color marrón anaranjado a amarillo en cada élitro; la primera situada cerca de la base, equidistante de ambos bordes; la segunda en el tercio posterior, algo transversa, más cercana al borde lateral que a la sutura.

Distribución: PERÚ (Cusco) (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; Bustamante et al., 2018). Localidad tipo: Perú, Cusco, Machu Picchu (Bustamante et al., 2018).

Especie descrita recientemente de la localidad de Machu Picchu, provincia de Urubamba (Bustamante et al., 2018). Existen semejanzas con *Epilachna dives* Erichson y con variaciones de *Epilachna fausta* Erichson, ambas del grupo *flavofasciata*, por la conformación de las manchas elitrales.

Material examinado: (24 ej.): PERÚ, Machu Picchu, [Machu Picchu, distrito], Urubamba [provincia], Cusco [región], 2040mts, [13°9.52'15" S - 72°33'14.85" O], Feb13 [febrero 13] 1979, CEUC-UNSAAC [colector].

3.1.1.3.1.7.8. *Epilachna ignobilis* (Weise 1902)

(M70, H54, G80-G81)

Diagnosis: longitud: 5.5-7 mm. Forma ovalada, adelgazada atrás, borde lateral del élitro uniformemente redondeado, ancho máximo a 2/5 del largo del élitro, borde lateral explanado.

Cabeza y pronoto negro, el último con ángulos delanteros amarillos. Escutelo negro. Élitros negros con una gran mancha anaranjada cada uno, cubriendo gran parte del élitro, dejando solo un triángulo en la base de no más de 1/5 del largo, la parte explanada del élitro negra y un delgado borde en la mitad anterior. Lado inferior negro. Superficie dorsal con pilosidad de color blanco grisácea. Puntuación dual. Patas negras, antenas amarillas con los extremos marrón negruzco, piezas bucales amarillo a marrón negruzco.

Distribución: PERÚ (Cusco) (Gordon, 1975). Localidad tipo: Perú: Marcapata (Gordon, 1975). Especie previamente citada para la región Cusco, en la localidad tipo, Marcapata, en la provincia de Quispicanchi (Gordon, 1975).

Material examinado: (37 ej.) PERÚ, Machu Picchu, Urubamba, Cusco, 2040mts, Feb13 1979, CEUC-UNSAAC; (10 ej.) PERÚ, Quillabamba, La Convención, Cusco, 6800ft, Feb15 1979, CEUC-UNSAAC; (36 ej.) PERÚ, Machu Picchu, Urubamba, Cusco, Feb15, 2040 mts, CEUC-UNSAAC.

3.1.1.3.1.7.9. *Epilachna cushmani* Gordon 1975

(M71, H55, G82)

Diagnosis: longitud: 5-5.8 mm. Forma ovalada, fuertemente convexa, de lados elitrales constantemente curvados, ancho máximo a 1/3 del largo del élitro. Cabeza, pronoto y escutelo negros. Élitros amarillos totalmente bordeados de negro, una franja longitudinal central negra desde la base hasta casi el ápice, casi del mismo ancho de las franjas amarillas a cada lado. Puntuación elitral dual. Pilosidad blanco grisácea. Piezas bucales amarillo a marrón oscuro. Antenas amarillas con segmentos basales y apicales marrón oscuro.

Distribución: PERÚ (Cusco) (Gordon, 1975). Localidad tipo: Perú: *Cuzco* (Gordon, 1975).

Previamente registrada para la región Cusco, sin especificar localidad (Gordon, 1975).

Material examinado: (01 ej.) PERÚ: Cusco/Quillabamba, Sta. Teresa – Choquequirao, -13.3928 -72.8642, 5-6/v/2018, 2700 m, A. Laurel.

3.1.1.3.1.8. Grupo *satipensis*

Presenta dos especies en el Perú y una en Ecuador (Gordon, 1975). La especie *E. satipensis* (Gordon) fue transferida al género *Toxotoma* por Tomaszewska & Szawaryn (2016), quienes indicaron que las restantes especies del grupo también podrían pertenecer al género *Toxotoma*.

3.1.1.3.1.8.1. *Epilachna woytkowskii* Gordon 1975

(M72, H56, G83-G84)

Diagnosis: longitud: 6,5-8,1 mm. Cuerpo ovalado fuertemente convexo, giboso, con el ancho máximo en los 2/5 del largo elitral. Cabeza negra y pronoto con los ángulos anteriores amarillos. Élitros negros con dos manchas anaranjadas grandes que ocupan la mayor parte de la superficie, dejando una franja transversal negra mediana. Este patrón corresponde a la variación descrita por Gordon, (1975), que determinó que la forma con las manchas angostamente unidas en la parte media, donde la banda negra desaparecía, era el patrón típico.

Distribución: BOLIVIA, PERÚ (Amazonas, Cusco) (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; Gordon, 1975; Jadwyszczak & Węgrzynowicz, 2003). Localidad tipo: Perú, *Cuzco*, Callanga (Gordon, 1975).

Especie previamente reportada para Callanga (localidad tipo), provincia de Paucartambo, región Cusco (Gordon, 1975).

Material examinado: (06 ej.): Atalaya 790m, Kosñipata/Pa[Paucartambo]/Cus[Cusco], 11.03.02[2002], Juan F. Costa [colector]; (03 ej.): Pillcopata 565m, Kosñipata/Pa[Paucartambo]/Cus[Cusco], 26.02.2002, A. Bustamante [colector].

3.1.1.3.1.9. Grupo *borealis*

Sus miembros están presentes desde el sureste de los Estados Unidos hasta el norte de Argentina, además del sur de Bolivia y Brasil; es el grupo más ampliamente distribuido, y también uno de los más homogéneos (Gordon, 1975).

3.1.1.3.1.9.1. *Epilachna paenulata* (Germar 1824)

(M73, H57, G85-G86)

Diagnosis: longitud: 7,3-8,8 mm. Cuerpo oval alargado fuertemente convexo. Cabeza y pronoto negros, con bordes anteriores y laterales con una banda amarilla a parda. Escutelo negro. Élitros amarillos con manchas redondeadas y alineadas, formando 3 franjas y una pequeña mancha apical; la primera formada por 5 manchas, la segunda formada por 6 manchas más pequeñas, y la tercera formada por 2 manchas grandes subcuadrangulares. El pronoto puede tener un margen apical entero amarillo, completamente immaculado, o tener una mancha oscura central y una mancha lateral en cada lado conectado a lo largo de la base; la primera fila de tres manchas del élitro puede ser negra, con todas las demás manchas de color marrón rojizo, que contrasta poco con el fondo (*var. ustulata*) (Gordon, 1975).

Distribución: ARGENTINA, BOLIVIA, BRASIL, COLOMBIA, ECUADOR, PARAGUAY, PERÚ (Ayacucho, Cusco) y Uruguay (Blackwelder, 1945; Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; Gordon, 1975; Jadwyszczak & Węgrzynowicz, 2003). Localidad tipo: Argentina, Buenos Aires (Gordon, 1975).

Especie dañina para los cultivos, especialmente al estado de larva, que se alimenta sobre hojas de cucurbitáceas. Está es una de las pocas especies neotropicales de *Epilachna* citadas por su importancia económica (Gordon, 1975).

Material examinado: (04 ej.) Machacancha, Calca/CI[Calca]/Cus[Cusco], 09.03.02[2002], A. Bustamante [colector]; (01 ej.) Misquiyacu, 2785m, Limatambo/An[Anta]/Cus[Cusco], 26.01.94[1994], E. Yábar [colector]; (20 ej.): PERÚ, Lares, Calca, Cusco, 01Marzo 1979,

7400ft, CEUC-UNSAAC; (01 ej.): PERÚ, Lares, Calca, Cusco, 7000ft, Marzo 1 1979, 7400ft, CEUC-UNSAAC; (131 ej.): PERÚ, Quillabamba, La Convención, Cusco, 6800ft, Feb 15 1979, CEUC-UNSAAC; (28 ej.): PERÚ, Limatambo, Anta, Cusco, Feb 25 1979, 7600ft, CEUC-UNSAAC.

3.1.1.3.1.10. Grupo *mutabilis*

Conformado por especies conocidas de Ecuador, Perú y Bolivia, con una especie presente en las costas de Brasil (Gordon, 1975).

3.1.1.3.1.10.1. *Epilachna callangae* Gordon 1975

(M74, H58, G87-G88)

Diagnosis: longitud 9.2-10 mm. Cuerpo oval algo alargado, con el ancho máximo en los 2/5 del largo elitral. Cabeza, pronoto y escutelo negros, excepto los ángulos anteriores del pronoto que son amarillos. Escutelo negro, élitros rojizos con el margen basal y sutural angostamente negros, y con cuatro bandas longitudinales negras en cada élitro; la primera comienza cerca del escutelo y se extiende hasta los 2/3 del largo; la segunda desde el callo humeral hasta casi cerca del ápice; la tercera unida a la segunda por la base y el ápice; la cuarta muy angosta, próxima al margen del élitro.

Distribución: PERÚ (Cusco) (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; Gordon, 1975; Jadwiszczak & Węgrzynowicz, 2003; Ratcliffe et al., 2015). Localidad tipo: Perú, Callanga (Gordon, 1975).

Especie descrita como *Solanophila vittigera*, sobre material proveniente de la localidad de Callanga (Cusco), posteriormente fue trasladada al género *Epilachna* por Gordon (1975), quien la renombró a *callangae* debido a que el nombre *vittigera* estaba preocupado por la especie *Epilachna vittigera* Crotch 1874.

Material examinado: (01 ej.) PERÚ: CU. [CUSCO] Urubamba, Machupicchu, Aguas Calientes, 13°09'14.48" S / 72°31'31.39" W, 2076m, 10.ii.2014, M. Becerra [colector]; (01 ej.) sin datos de colecta; (04 ej.): PERÚ, Machu Picchu, Urubamba, Cusco, Feb13, 2040 mts, CEUC-UNSAAC; (03 ej.): PERÚ, Quillabamba, La Convención, Cusco, 4000 mts, Feb20 1979, CEUC-UNSAAC; (08 ej.): PERÚ, Lares, Calca, Cusco, 01Marzo, 1979, 7000ft, CEUC-UNSAAC.

3.1.1.3.1.10.2. *Epilachna propinqua* (Weise 1899)

(M75, H59, G89)

Diagnosis: longitud: 10,4 mm. Cuerpo oval alargado moderadamente convexo, con el ancho máximo en los 2/3 del largo elitral. Cabeza negra con mancha amarilla frontal. Pronoto negro con el borde anterior y los bordes laterales anchos de color amarillo. Élitros amarillos a anaranjados con los bordes negros y con tres bandas longitudinales negras en cada uno de ellos; la primera de color negro nace en el escutelo, extendiéndose hasta los 2/3 del largo elitral; la segunda empieza en el callo humeral y tiene casi la misma extensión que la primera; la tercera está unida a la segunda por la base y termina muy cerca al ápice y la sutura. La primera banda puede estar completamente libre, el extremo basal no toca el escutelo, la segunda banda también puede estar libre, el extremo basal no llega al callo humeral y todas las bandas presentan alguna variación en el ancho (Gordon, 1975).

Distribución: PERÚ (Junín) (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; Bustamante et al., 2018; Gordon, 1975; Jadwiszczak & Węgrzynowicz, 2003; Ratcliffe et al., 2015). Localidad tipo: Perú, Callanga (Gordon, 1975).

Especie anteriormente reportada en Callanga (localidad tipo), región Cusco y en la región Junín (Gordon, 1975).

Material examinado: (01 ej.) PERÚ: Choquequirao, A, Santa Teresa, La Convención, Cusco, julio 2017, A. Laurel.

3.1.1.3.1.10.3. *Epilachna pseudostriata* Gordon 1975

(M76, H60, G90-G91)

Diagnosis: longitud: 12,1 mm. Cuerpo oval alargado, con el ancho máximo en los 2/5 del largo elitral. Cabeza negra. Pronoto negro con los bordes laterales amarillos. Élitros negros con el borde lateral amarillo, más ancho en los 2/3 anteriores. Esta especie, fácilmente reconocible por su gran tamaño corporal, puede presentar el margen lateral del élitro con un color que varía del amarillo claro al amarillo rojizo (Gordon, 1975).

Distribución: PERÚ (Cusco) (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; Gordon, 1975; Jadwiszczak & Węgrzynowicz, 2003; Ratcliffe et al., 2015). Localidad tipo: Perú, *Cuzco*, Pampaconas (Gordon, 1975).

Especie registrada previamente en Pampaconas (localidad tipo), en el distrito de Vilcabamba, La Convención, región Cusco (Gordon 1975).

Material examinado: (01 ej.): PERÚ, CU, La Convención, Huayopata, Huamanpata, 13°3'23.38" S / 72°25'49.48" W, 2160m, 18.iii.2015, L. Villena, M. Montoya.

3.1.1.3.1.11. Grupo *cacica*

Ampliamente distribuido en gran parte de Suramérica, con especies presentes en Argentina, Brasil, Bolivia, Colombia, Ecuador, Guayana Francesa, Paraguay, Perú, Surinam y Venezuela (Gordon, 1975).

3.1.1.3.1.11.1. *Epilachna cacica* (Guerin-Meneville 1844)

(M77, H61, G92-G93)

Diagnosis: longitud: 7.8-9.7 mm. Cuerpo ovalado fuertemente convexo, con el ancho máximo en los 2/5 del largo elitral. Cabeza, pronoto y escutelo marrón claro; el pronoto presenta bordes amarillos y zonas medias negras. Élitros marrones claro con bordes laterales amarillos y los bordes sutural y sublateral negros. El color del disco pronotal varía del amarillo a formas oscuras

casi negras, mientras que el color elitral varía entre el marrón claro al oscuro, hasta casi negro (Gordon, 1975).

Distribución: ARGENTINA, BOLIVIA, BRASIL, COLOMBIA, ECUADOR, PARAGUAY, PERÚ (Amazonas, Cusco, Huánuco, Junín, Loreto, Puno, San Martín) y VENEZUELA (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; Gordon, 1975; Jadwiszczak & Węgrzynowicz, 2003; Ratcliffe et al., 2015). Localidad tipo: Bolivia (Gordon, 1975).

Frecuentemente citada alimentándose de hojas de cucurbitáceas, siendo considerada una plaga de importancia menor en cultivos agrícolas (Gordon, 1975).

Especie registrada previamente para la región Cusco, en las localidades de Callanga, provincia de Paucartambo, y Vilcanota (Gordon, 1975), esta última localidad quizás sea una referencia al tramo del recorrido del río Vilcanota entre las localidades de Huambutio y Ollantaytambo.

Material examinado: (01 ej.) Pillcopata 565m, Kosñipata/Pa[Paucartambo]/Cus[Cusco], 26.02.2002, Alfaro & Bustamante [colector]; (113 ej.): PERÚ, Quillabamba, La Convención, Cusco, 4000 mts, Feb20 1979, CEUC-UNSAAC; (01 ej.): PERÚ, Limatambo, Anta, Cusco, Feb25 1979, 7600ft, CEUC-UNSAAC; (06 ej.): PERÚ, Limatambo, Anta, Cusco, 9600ft, Feb25 1979, CEUC-UNSAAC; (02 ej.) PERÚ, Sicre, Huayopata, La Convención, 1702 m, 24.10.2012, A. Bustamante.

3.1.1.3.1.12. Grupo *patricia*

Especies distribuidas a lo largo de la cordillera de los Andes, desde Colombia al norte de Argentina (Gordon, 1975). La especie que da nombre al grupo, *E. patricia*, fue transferida al género *Toxotoma* por Tomaszewska & Szawaryn (2016) quienes postularon que las restantes especies del grupo también podrían pertenecer al género *Toxotoma*.

3.1.1.3.1.12.1. *Epilachna sztolcmani* Jadwiszczak & Węgrzynowics 2003

(M78, H62-H63, G94-G95)

Diagnosis: longitud: 6,2-7,1 mm. Cuerpo ojival moderadamente convexo, con el ancho máximo en el 1/3 del largo elitral. Cabeza, pronoto y escutelo negros. Élitros negros con dos franjas amarillas cada uno; la primera a la altura del 1/3 anterior; la segunda en los 3/4 del largo, ambas manchas no tocan el borde lateral ni la sutura. Las manchas pueden estar bastante reducidas.

Distribución: PERÚ (¿Lima?, Cusco) (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; González, 2015; Gordon, 1975; Jadwischczak & Węgrzynowicz, 2003). Localidad tipo: Perú, *Cuzco*, Torontoy (Gordon, 1975).

La especie fue descrita como *Epilachna simplex* por Gordon (1975) en base a material proveniente de Torontoy, en la provincia de Urubamba (Cusco), posteriormente fue renombrada por Jadwischczak & Węgrzynowicz (2003), dado que existía otra *Epilachna simplex* Weise 1898 descrita del viejo continente.

Material examinado: (5 ej.): Colca, Lares/CI[Calca]/Cus[Cusco], [1200 metros], 28.12.2001 [28 diciembre 2001]. W. Huaraca [col.]; (140 ej.): PERÚ, Lares, Calca, Cusco, [3200 metros], 01Marzo [01 Marzo] 1979, 7000ft [7000 pies=2100 metros], CEUC-UNSAAC; (61 ej.): “*E. simplex*”, “3-15-Cusco” [¿marzo 15?]; (2 ej.): PERÚ, Machu Picchu, Urubamba, Cusco, Feb13 [Febrero 13] 1979, 2040 mts [metros], CEUC-UNSAAC; (22 ej.) PERÚ, Lares, Calca, Cusco, 01Marzo [01 Marzo], 1979, 7000ft, CEUC-UNSAAC; (1 ej.) Colca, Lares/CI [Calca]/Cus [Cusco], 28.12.2001 [28 diciembre 2001], W. Huaraca [col.];(1 ej.) PERÚ, Limatambo, Anta, Cusco, Feb25 [Febrero 25], 1979, 7600ft [7600 pies=2300 metros], CEUC-UNSAAC; (2 ej.) PERÚ, Machu Picchu, Urubamba, Cusco, Feb13 [Febrero 13], 2040 mts [metros], CEUC-UNSAAC; (1 ej.) PERÚ, Machu Picchu, Urubamba, Cusco, 2040 mts [metros], Feb13 [Febrero 13], 1979, CEUC-UNSAAC.

3.1.1.3.1.13. Grupo *azurea*

Distribuido a lo largo de la cordillera de los Andes, desde Colombia hasta Bolivia (Gordon, 1975).

3.1.1.3.1.13.1. *Epilachna lepida* Erichson 1847

(M79, H64, G96-G97)

Diagnosis: longitud: 8,1-9,7 mm. Cuerpo acorazonado, con el ancho máximo en el 1/3 del largo elitral. Cabeza, pronoto y escutelo negros. Élitros negros con brillo metálico azulado, cada uno con dos manchas ovales alargadas; la primera inmediatamente detrás del callo humeral, la segunda próxima al borde lateral en los 4/5 del largo. La mancha anterior en el élitro es más alargada en algunos especímenes, la variedad mendosa tiene una mancha posterior dividida en mitades y un leve rastro de amarillo presente cerca del margen lateral al lado de la mancha anterior.

Distribución: PERÚ (Cusco, Junín) (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; González, 2015; Gordon, 1975; Jadwyszczak & Węgrzynowicz, 2003). Localidad tipo: Perú (Gordon, 1975).

La especie es similar a *E. azurea* (LaPorte), restringida para Colombia (Gordon, 1975), sin embargo, es posible separar ambas especies en base al aparato genital y diferencias morfológicas externas.

Especie registrada previamente en la localidad de Machu Picchu, provincia de Urubamba (Gordon, 1975).

Material examinado: (14 ej.): PERÚ, Lares, Calca, Cusco, 7000ft, Marzo 1 1979, CEUC-UNSAAC; (27 ej.): PERÚ, Lares, Calca, Cusco, 01Marzo, 1979, 7400ft, CEUC-UNSAAC.

3.1.1.3.1.14. Grupo *obliqua*

Conformado por una sola especie, *E. obliqua* Gordon, distribuida en el centro y sur oriente del Perú (Gordon 1975).

3.1.1.3.1.14.1. *Epilachna obliqua* Gordon 1975

(M80, H65, G98-G99)

Diagnosis: longitud: 7,1-8,2 mm. Cuerpo ovalado, con el ancho máximo en los 2/3 del largo elitral. Cabeza y pronoto negros. Escutelo negro. Élitros negros azulados con 4 manchas ovaladas amarillas en cada élitro; la primera alargada y oblicua en 45°, cercana al escutelo; la segunda próxima al borde lateral; la tercera y cuarta muy juntas, llegando a unirse en algunos casos, formando incluso bandas o abarcando gran parte del élitro. Esta especie se distingue de otras del género por las cuatro manchas presentes en cada élitro.

Distribución: PERÚ (Junín, Cusco) (Bustamante-Navarrete, 2017; Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; González, 2015; Gordon, 1975; Jadwiszczak & Węgrzynowicz, 2003).

Localidad tipo: “Vic. Sani Beni”, Perú (Gordon, 1975).

La genitalia masculina es la típica del género *Toxotoma*, pero sus mandíbulas y patas son del tipo de *Epilachna* (Gordon, 1975). Nuevos registros en la región Cusco, y variaciones en el patrón elitral fueron descritas por Bustamante-Navarrete (2017).

Material examinado. (29 ej.) PERÚ, Cusco, La Convención, Kiteni, [600 metros], 1979, *E. patricia*, CEUC-CUSCO.

3.1.1.3.2. Género *Toxotoma* Weise 1899

(M12, M81-M85, H66-H70, G100-G107)

Aparte del hecho de que la mayoría de las especies provienen de grandes altitudes, poco se sabe acerca de la biología y distribución de las especies que componen este género, muchas de las cuales están aún sin describir, necesitando un gran número de adultos y larvas, tomadas en asociación con la planta huésped, para así aclarar aún más la clasificación de *Toxotoma*, cuya distribución parece estar limitada a la región andina de Suramérica, con la mayoría de las especies distribuidas en el Perú (Gordon, 1975).

Distribución: ARGENTINA, BOLIVIA, BRASIL, ECUADOR, COLOMBIA, PERÚ, URUGUAY y VENEZUELA (Gordon, 1975; Tomaszewska & Szawaryn, 2016).

3.1.1.3.2.1. *Toxotoma venusta* (Erichson 1847)

(M81, H66, G100)

Diagnosis: longitud: 8,4 mm. Forma oval alargada, fuertemente convexa, con el ancho máximo en los 2/4 del largo elitral. Coloración general negra con tonos azulados, y dos manchas amarillas anaranjadas en cada élitro; una discal hacia el 1/5 anterior, la otra lateral, sin tocar el borde cerca del ápice.

Distribución: PERÚ (Huánuco, Pasco) (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; González, 2015; Gordon, 1975; Jadwiszczak & Węgrzynowicz, 2003). Localidad tipo: Perú (Gordon, 1975).

La especie es muy parecida a otras del género, por lo que es necesario recurrir a la disección de las genitalias en ambos sexos.

Especie con registros previos en el centro del Perú (Huánuco y Pasco) (Gordon, 1975). Fue recientemente registrada para la región Cusco (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018).

Material examinado: (01 ej.) Trocha Unión 2750m, Kosñipata/Pa[Paucartambo]/Cus[Cusco], 31.12.01[2001], Juan F. Costa [colector].

3.1.1.3.2.2. *Toxotoma imitator* Gordon 1975

(M82, H67, G101-G102)

Diagnosis: longitud: 7,4-8,2 mm. Cuerpo oval alargado fuertemente convexo. Coloración general negra con tonos azulados, presenta dos manchas pequeñas amarillas anaranjadas en cada élitro; una ubicada hacia el 1/5 anterior, la otra lateral sin tocar el borde cerca del ápice.

Distribución: PERÚ (Cusco) (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; González, 2015; Gordon, 1975; Jadwiszczak & Węgrzynowicz, 2003). Localidad tipo: *Cuzco*, Santa Rosa, [La] Convención (Gordon, 1975).

Especie descrita en base a un ejemplar macho procedente de la localidad de Machu Picchu, la cual se asemeja a *T. cuzcoensis*, pero las pequeñas manchas elitrales, el área elitral oscura opaca y la gruesa proyección lateral en el lóbulo basal de la genitalia masculina, la separan de esta última especie (Gordon, 1975).

Material examinado: (13 ej.): PERÚ, Lares, Calca, Cusco, 01Marzo, 1979, 7400ft, CEUC-UNSAAC.

3.1.1.3.2.3. *Toxotoma cuzcoensis* Gordon 1975

(M83, H68, G103)

Diagnosis: longitud: 7,5-8,7 mm. Cuerpo alargado fuertemente convexo. Color negro opaco, con dos manchas amarillas grandes en cada élitro; la primera hacia el 1/3 anterior; la segunda lateral, sin tocar el borde hacia el ápice. Las manchas elitrales en algunos ejemplares son ligeramente más grandes que en otras (Gordon, 1975).

Distribución: PERÚ (Cusco, Madre de Dios, Puno) (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; Gordon, 1975; Jadwiszczak & Węgrzynowicz, 2003; Ratcliffe et al., 2015). Localidad tipo: Cuzco, Machu Picchu Pueblo (Gordon, 1975).

Registros previos de esta especie en la región Cusco se ubican en las localidades de Huadquina y Lucma en el distrito de Vilcabamba, y en Machu Picchu (localidad tipo) donde esta especie es muy abundante, siendo una de las pocas *Toxotoma* disponibles en gran número para su estudio (Gordon, 1975).

Material examinado. (6 ej.) PERÚ, Machu Picchu, Urubamba, Cusco, Feb13 [febrero 13 1979], 2040 mts [metros], CEUC-UNSAAC; (5 ej.) PERÚ, Lares, Calca, Cusco, 7000 ft [7000 pies=2150 metros], Marzo1 [Marzo 1], 1979, CEUC-UNSAAC; (1 ej.) PER[U]/CUS[CO]/PAU

[CARTAMBO]/Pilcopata [Pillcopata], escuela-rio, 611msnm [metros], 19L 238416.62 m
E8571230.18 m S, 19/03/2013, M.B. VALLADARES G. [col.].

3.1.1.3.2.4. *Toxotoma guerini* Gordon 1975

(M84, H69, G104-G105)

Diagnosis: longitud: 8,7-9,1 mm. Cuerpo ovalado convexo, con élitros algo ojivales, su anchura máxima en el 1/3 anterior. Cabeza, pronoto y escutelo negros. Élitros del mismo color, cada uno con una mancha oval marrón anaranjada que ocupa desde el 1/3 a los 2/3 del largo elitral, desde cerca del borde lateral a la sutura. La mancha elitral clara puede ocupar desde 1/6 hasta 5/6 del largo elitral.

Distribución: BOLIVIA, PERÚ (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; Bustamante-Navarrete, Oróz-Ramos, et al., 2018; Gordon, 1975; Jadwiszczak & Węgrzynowicz, 2003).

Localidad tipo: Bolivia (Gordon, 1975).

Especie recientemente reportada para el Perú (Bustamante-Navarrete, Oróz-Ramos, et al., 2018), y para la región Cusco (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018).

Material examinado: (1 ej.) PERÚ, Quincemil, Quispicanchi, Cusco, 09-12-97 [09 diciembre 1997], col: O. Ochoa M [col.].

3.1.1.3.2.5. *Toxotoma patricia* Mulsant 1850

(M85, H70, G106-G107)

Diagnosis: longitud: 6,2-7,1 mm. Cuerpo ojival corto, con el ancho máximo en el 1/3 del largo elitral. Coloración general negra brillante. Diseño elitral característico, con 4 manchas pequeñas amarillas; algunos ejemplares presentan las manchas algo más grandes, sin llegar a tocarse.

Distribución: ARGENTINA, BOLIVIA, PERÚ (Cajamarca) (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; Bustamante-Navarrete, Oróz-Ramos, Elme-Tumpay, et al., 2017; Gordon,

1975; Jadwiszczak & Węgrzynowicz, 2003; Ratcliffe et al., 2015). Localidad tipo: “L’ile de Santa Cruz”, Bolivia (Gordon, 1975).

Especie descrita para Bolivia dentro del género *Epilachna*; Gordon (1975) asignó provisionalmente a esta especie tres especímenes hembras, provenientes de la región Cajamarca y que presentaban ligeras diferencias en la placa genital, por lo cual especuló que podrían tratarse de una especie no descrita. Bustamante-Navarrete, Oróz-Ramos, Elme-Tumpay, et al. (2017) confirmaron la presencia de este taxón en el Perú.

Material examinado: (43 ej.) PERÚ, Limatambo, Anta, Cusco, 9600ft, Feb25 1979, CEUC-UNSAAC.

3.1.1.4. Tribu Azyini Mulsant 1850

Es una tribu de marcada distribución neotropical, que habita el hemisferio occidental, desde México hasta Argentina, y cuyas especies son importantes depredadoras de escamas, especialmente de las familias Coccidae y Pseudococcidae (Gordon, 1980), y es por ello que algunas especies de la tribu han sido introducidas en Oceanía, Antillas y Norteamérica para controlar escamas específicas (González, 2014a). La tribu fue revisada por Gordon (1980), y en el Perú la tribu está representada por 6 especies dentro de los géneros *Azya* Mulsant y *Pseudoazyia* Gordon (González, 2015).

3.1.1.4.1. Género *Azya* Mulsant 1850

(M13, M86-M87, H71-H72, G108-G110)

Las especies de *Azya* han sido introducidas en varias partes del mundo para el control biológico de escamas, principalmente la escama del coco, *Aspidiotus destructor* Signoret (Gordon, 1980). En el Perú, la especie *Azya orbigera ecuadorica* Gordon ha sido registrada depredando *A. floccosus*, *L. beckii*, *P. aspidistrae* en limonero; *Aulacaspis* sp. y *C. mangiferae* en mango (Miró-Agurto & Castillo-Carrillo, 2010). En la región Cusco, Carrasco (1962, 1968) reportó a *Azya* sp.

como predador de “queresas” *Coccus viridis* en cultivos de café en las provincias de La Convención y Calca, además reportó el hallazgo de adultos a alturas de 3300 m, además, hizo mención a que larvas de este género son ubicadas en gran cantidad sobre plantaciones de cítricos donde los agricultores, desconociendo su utilidad, recogen las hojas donde estas se encuentran y las queman destruyendo grandes poblaciones de estos coccinélidos.

Gordon (1980) reviso la tribu y reconoció 14 especies dentro del género *Azya* Mulsant. En el Perú el género está constituido por cinco especies (González, 2015).

Distribución: ARGENTINA, GUYANA, BRASIL, BELIZE, COLOMBIA, COSTA RICA, GUAYANA FRANCESA, ECUADOR, GUATEMALA, EL SALVADOR, MEXICO, HONDURAS, PANAMA, ESTADOS UNIDOS, VENEZUELA, TRINIDAD, SURINAM, NICARAGUA, PERÚ (Piura, Huánuco, Loreto, Junín) (Gordon, 1980).

3.1.1.4.1.1. *Azya scutata* Mulsant 1850

(M86, H71, G108-G109)

Diagnosis: longitud: 3-3.5 mm. Color negro en pronoto y élitros, con una puntuación fina y pilosidad ceniza corta y homogénea, con una gran zona de pilosidad oscura en cada élitro que reunidas forman un característico semicírculo que en su borde delantero incluye al escutelo y hacia atrás llega a los 2/3 del élitro sin cubrir los callos humerales.

Distribución: MEXICO, GUYANA, ECUADOR, COLOMBIA, PANAMA, TRINIDAD, PERÚ (Huánuco, Loreto, Junín) (Gordon, 1980). Localidad tipo: México (Gordon, 1980)

Material examinado: (09 ej.) Sangobatea, Echarate, La Convención, 03.03.1972, [col.] J. Escalante; (01 ej.) Sicre, Huayopata, La Convención, 1702, 24/10/2012.

3.1.1.4.1.2. *Azya murilloi* Gordon 1980

(M87, H72, G110)

Diagnosis: longitud; 3-3.5 mm. Color negro en pronoto y élitros, con una puntuación fina y pilosidad ceniza corta y homogénea, sin zonas de pilosidad oscura. Los machos tienen la frente amarillenta, mientras las hembras la tienen negra.

Distribución: COLOMBIA (Gordon, 1980). Localidad tipo: Cauca, Colombia (Gordon, 1980).

Especie descrita de Colombia (Gordon, 1980). Primer registro de la especie para el país y para la región Cusco.

Material examinado: (01 ej.) Perú, Potrero, Santa Ana, La Convención, Julio 2017, limón, A. Bustamante; (01 ej.) PERÚ, Sicre, Huayopata, La Convención, 1702 m, 24.10.2012, A. Bustamante.

3.1.1.5. Tribu *Scymnini* Mulsant 1846

Los miembros de la tribu son un importante grupo de insectos benéficos, y la mayoría de ellos se alimentan de áfidos, cochinillas harinosas, insectos escama, moscas blancas y ácaros (Iqbal, Nasir, Bodlah, & Szawaryn, 2019). En el Perú, se encuentran presentes tres géneros con 23 especies (González, 2015). Semejante a la tribu *Scymnini*, se diferencian en que *Scymnillini* tiene una antena de 10 segmentos y 5 esternitos abdominales visibles (Gordon, 1970).

3.1.1.5.1. Género *Scymnus* Kugelann 1794

(M14, M88, H73, G111-G112)

El género está compuesto por dos subgéneros, *Scymnus* Kugelann, s.str. y *Pullus* Mulsant. En Suramérica, los miembros de *Scymnus* s.str. aparentemente no están presentes, y el subgénero *Pullus* en el hemisferio occidental está conformado por un gran número de especies, pero solo cerca de 27 están registradas para Suramérica (Gordon, 2000). El género presenta 17 especies en el Perú (González, 2015).

Distribución: ARGENTINA, BOLIVIA, BRASIL, CHILE, COLOMBIA, ECUADOR, GUYANA, PARAGUAY, URUGUAY, VENEZUELA, PERÚ (Junín, Lima, Ayacucho, Cusco, Tumbes, Huánuco) (González, 2014a; Gordon, 2000).

3.1.1.5.1.1. Subgénero *Scymnus (Pullus)* Mulsant 1850

El subgénero *Pullus* fue revisado por Gordon (2000), quien reconoció 27 especies suramericanas. En el Perú el género *Scymnus* presenta 17 especies, 11 de las cuales son endémicas para el territorio (González, 2015).

Si bien no existe un registro de las presas de este grupo en Suramérica (Gordon, 2000), en el Perú el género es mencionado dentro del complejo de controladores biológicos de la “mosca blanca lanuda” de los cítricos, *Aleurothrixis floccosus* (Beingolea, 1959), así como dentro de las especies benéficas del cultivo del algodón (O. Beingolea, 1959b; J. M. Herrera, 1961).

Además existen reportes como controladores de los pulgones de los cítricos, *Aphis citricidus* Kirby y *Toxoptera aurantii* (O. Beingolea, 1961) (Gonzalez, 1962; Ingunza & Gonzalez, 1964).

Distribución: ARGENTINA, BOLIVIA, BRASIL, CHILE, COLOMBIA, ECUADOR, GUYANA, PARAGUAY, URUGUAY, VENEZUELA, PERÚ (Junín, Lima, Ayacucho, Cusco, Tumbes, Huánuco) (González, 2014a; Gordon, 2000).

3.1.1.5.1.1. *Scymnus (Pullus) rubicundus* Erichson 1847

(M88, H73, G111-G112)

Diagnosis: longitud: 1.5-2 mm. Forma ovalada, color marrón oscuro, muy pilosa. Pronoto con bordes difusos amarillos. Élitros con mancha discal rojiza en los dos tercios anteriores, y borde apical del mismo color. La especie es muy variable, desde un color café anaranjado hasta casi negro, con manchas. El pronoto puede ser claro con base oscura, hasta oscuro con los ángulos delanteros claros. Existen ejemplares con el tercio posterior de los élitros rojizos.

Distribución: COLOMBIA, BOLIVIA, BRASIL, CHILE, ECUADOR, GUYANA, PARAGUAY, URUGUAY, VENEZUELA, ARGENTINA, PERÚ (Lima, Tumbes) (González, 2014a; Gordon, 2000; Miró-Agurto & Castillo-Carrillo, 2010). Localidad tipo: Lima, Perú (Gordon, 2000).

Es la especie más ampliamente distribuida, y la más frecuentemente colectada de las especies suramericanas de *Pullus* (Gordon, 2000). En el Perú ha sido reportada depredando *A. coccois* en mango, *Tetranychus sp.* en banano y plátano, *L. beckii* y *C. hesperidium* en cítricos, *A. spiraeola* y *T. aurantii* en cacao (Miró-Agurto & Castillo-Carrillo, 2010).

Material examinado: (01 ej.) Urubamba 2877msnm, Urubamba/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], 18/Oct/03[2003], B1 T4, A. Alfaro – Y. Valdez [colector]; (01 ej.) Urubamba 2877msnm, Urubamba/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], 24/Oct/03[2003], B1 T3, A. Alfaro – Y. Valdez [colector]; (01 ej.) Urubamba 2877msnm, Urubamba/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], 24/Oct/03[2003], B2 T1, A. Alfaro – Y. Valdez [colector]; (01 ej.) Urubamba 2877msnm, Urubamba/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], 24/Oct/03(2003), B3 T4, A. Alfaro – Y. Valdez [colector]; (01 ej.) Urubamba 2877msnm, Urubamba/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], 27/Set/03[2003], B2 T2, A. Alfaro – Y. Valdez [colector]; (01 ej.) Urubamba 2877msnm, Urubamba/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], 08/Nov/03[2003], B2 T1, A. Alfaro – Y. Valdez [colector]; (01 ej.) Urubamba 2877msnm, Urubamba/Ur[Urubamba]/Cus[Cusco], 08/Nov/03[2003], B1 T4, A. Alfaro – Y. Valdez [colector].

3.1.1.6. Tribu Scymnillini Casey 1899

La tribu fue propuesta por Casey (1899) para incluir a las especies de los géneros *Scymnillus* Horn y *Zagloba* Casey. Posteriormente Gordon (1978) agregó el género *Viridigloba* Gordon. Tiempo después el mismo autor (Gordon, 1985) sinonimizó el género *Scymnillus* con el género *Zilus* Mulsant y renombró a la tribu como Zilini. Este cambio fue revertido posteriormente

(Chazeau et al., 1989). Semejante a la tribu Scymnini, se diferencian en que Scymnillini tiene una antena de 10 segmentos y 5 esternitos abdominales visibles (Gordon, 1970).

Actualmente la tribu comprende a los géneros americanos *Zilus* Mulsant, *Zagloba* Casey y *Viridigloba* Gordon, y la casi totalidad de las especies de estos géneros se distribuyen en Norteamérica, Centroamérica y el Caribe, quedando restringidas a Suramérica una especie de *Zilus* y dos especies de *Zagloba* (González & Aguilera, 2009). La tribu está compuesta en el Perú por tres especies, *Zagloba beaumonti* Casey, *Zagloba mimina* González & Aguilera y *Zilus miroi* González & Aguilera (González, 2013, 2015).

3.1.1.6.1. Género *Zagloba* Casey 1899

(M15, M89, H74)

El género actualmente consta de ocho especies (González & Aguilera, 2009). Gordon (1970) estudio las especies neotropicales de *Zagloba* Casey, *Z. beaumonti* Casey y *Z. obscura* Gordon. Posteriormente el mismo autor (Gordon, 1978) transfirió a este género a la especie *Scymnus aeneipennis* Sicard, y más recientemente González & Aguilera (2009) describieron a *Z. mímica* de Perú, con material procedente de la región Tumbes (González & Aguilera, 2009).

Distribución: HONDURAS, PANAMA, COLOMBIA, VENEZUELA, BRASIL, PARAGUAY, ARGENTINA, PERÚ, VENEZUELA, ESTADOS UNIDOS (González & Aguilera, 2009; Gordon, 1970, 1978).

3.1.1.6.1.1. *Zagloba beaumonti* Casey 1899

(M89, H74, G113-G114)

Diagnosis: longitud: 1.5-2 mm. Forma semicircular de color castaño rojizo. Elitros negros con brillo metálico verdoso. Pilosidad decumbente abundante sobre todo el insecto. El color elitral puede variar desde la forma descrita de élitros negros con reflejos verde metálico a ejemplares con elitros café sin brillo metálico.

Distribución: ARGENTINA, BRASIL, COLOMBIA, PARAGUAY, PERÚ, VENEZUELA, AMERICA CENTRAL (González, 2013, 2014a; Gordon, 1970). Localidad tipo: Panamá (Gordon, 1970).

Especie bastante común (Gordon, 1970), recientemente registrada para el Perú (González, 2013).

Primer registro del género, y de la especie, para la región Cusco.

Material examinado: (04 ej.) "Quillabamba", LC/Cusco, diciembre 1971, J. Escalante; (05 ej.)

Macamango, Santa Ana/LC/Cusco, 10.09.1972, J. Escalante.

3.1.1.7. Tribu *Hyperaspidini* Mulsant 1846

Esta tribu fue considerada, junto a *Brachiacanthini*, dentro de la subfamilia *Hyperaspidinae* (Duverger, 1989), posteriormente Ślipiński (2007) incluyó temporalmente a ambas tribus dentro de *Coccidulinae*. Ambas tribus son extremadamente similares en la apariencia general, y se distinguen en que *Hyperaspidini* carece de la extensión frontal hacia el margen interior del ojo, suavemente redondeada, en tanto *Brachiacanthini* presenta un cantus lateral frontal de tamaño variado que se extiende hacia el margen interior del ojo (Gordon, Canepari, & Hanley, 2013). Las especies suramericanas de la tribu fueron recientemente revisadas (Gordon & Canepari, 2008), lo que actualizó la clasificación y la distribución de las especies de la tribu. La tribu *Hyperaspidini* Mulsant está representada en el Paleártico por un solo género, *Hyperaspis* Chevrolat, pero es mucho más diversa en el Nuevo Mundo con 6 géneros conocidos de Norteamérica, y 8 géneros de Suramérica (Gordon, 1985; Gordon & Canepari, 2008). En el Perú, la tribu está representada por 19 especies en 6 géneros (González, 2015).

3.1.1.7.1. Género *Hyperaspis* Redtenbacher 1843

(M16, M90, H75, G115-G116)

El género más grande de la tribu, compuesto por más de 400 especies (Bogaert, Adriaens, Constant, Lock, & Canepari, 2012; Kovář, 2007), con 48 especies registradas de la región

Paleártica (Bogaert et al., 2012; Kovář, 2007), 103 especies de Norteamérica, y 68 especies de Suramérica (Gordon, 1985; Gordon & Canepari, 2008). Las larvas y los adultos de *Hyperaspis* son depredadores voraces que se alimentan en todas las etapas de desarrollo de los insectos escamosos (Coccidae y Pseudococcidae) y en los pulgones (Gordon & Canepari, 2008). El género fue revisado, dentro de Hyperaspidini, por Gordon & Canepari (2008) quienes reconocieron 68 especies para Suramérica, 41 de ellas nuevas. En el Perú están presentes 10 especies, 3 de ellas endémicas para el territorio (González, 2015).

Distribución: ARGENTINA, BOLIVIA, BRASIL, CARIBE, CHILE, COLOMBIA, ECUADOR, GUAYANA FRANCESA, GUYANA, PARAGUAY, PERÚ (Junín, Lambayeque), PUERTO RICO, TRINIDAD, VENEZUELA (Gordon & Canepari, 2008).

3.1.1.7.1.1. *Hyperaspis festiva* (Mulsant 1850)

(M113, H75, G115-G116)

Diagnosis: longitud: 2-2.5 mm. Forma habitualmente aplanada y las fascias características con una mancha sutural negra que alcanza hasta el ápice y tres manchas laterales que no tocan el borde permiten reconocer esta especie. Una identificación precisa puede requerir genitalia.

Variación: Las zonas amarillas del disco pueden estar separadas entre sí formando 4 manchas aisladas. Todas las combinaciones intermedias se dan. El color de las manchas puede variar del amarillo al rojizo. El macho tiene la cabeza amarilla y la hembra negra.

Distribución: ARGENTINA, BOLIVIA, BRASIL, COLOMBIA, URUGUAY, PANAMÁ, MÉXICO, ANTILLAS, BELICE, PUERTO RICO (González, 2014a; Gordon & Canepari, 2008; Serra et al., 2013). Localidad tipo: Brasil (Gordon & Canepari, 2008).

Ha sido reportada en la región Tumbes predando *A. cocois* en mango y *Planococcus citri* e *Icerya purchasi* en limonero (Miró-Agurto & Castillo-Carrillo, 2010).

Material examinado: (01 ej.) Sangobatea, Echarate/LC [La Convención]/Cusco, 03.03.1972, J. Escalante [colector]; (01 ej.) Huama, 3400m, Calca/Cl/Cus, 09.06.92, E. Yábar; (01 ej.) Miraflores 1618, Lares/Cl/Cus, 13°01'24" S 72°02'83" O, 25.05.03, A. Bustamante.

3.1.1.7.2. Género *Diazonema* Weise 1926

(M17, M91, H76, G117)

El género está constituido por 7 especies principalmente distribuidas en Suramérica (Gordon & Canepari, 2008), y que en el Perú presenta 2 especies, *Diazonema fallax* Weise y *D. pubescens* Weise (González, 2015). El género fue revisado por Milléo & Almeida (2000), como *Corystes*, nombre que ya estaba pre ocupado, por lo cual fue sinonimizado a *Diazonema*, en una nueva revisión, por Gordon & Canepari (2008), quienes reconocieron además 4 especies en el género que previamente habían sido sinonimizadas bajo el nombre de *Corystes hypocrita* (Milléo & Almeida, 2000).

Distribución: BRASIL, COLOMBIA, COSTA RICA, ECUADOR, GUAYANA FRANCESA, HONDURAS, PERÚ (Cusco, Huánuco, Junín) (Gordon & Canepari, 2008).

3.1.1.7.2.1. *Diazonema fallax* Weise 1926

(M91, H76, G117)

Diagnosis: longitud: 4.5-5 mm. Forma oval casi circular y de color marrón anaranjado. Pronoto con 5 manchas marrón, cuatro en semicírculo y una al centro de la base, parcialmente unidas.

Élitros rojos con un delgado borde amarillo.

Distribución: PERÚ (Arequipa, Cusco, Junín, Huánuco) (González, 2007). Localidad tipo: Callanga, Perú (Gordon & Canepari, 2008; Milléo & Almeida, 2000).

Especie descrita con material colectado en la localidad de Callanga (provincia de Paucartambo, Cusco) (Milléo & Almeida, 2000), y distribuida en el Perú, en las regiones Arequipa, Huánuco, Cusco y Junín (González, 2007).

Material examinado: (01 ej.) San Pedro 1400, Kosñipata/PA/Cus, 15.08.01, A. Bustamante; (01 ej.) Pilcopata 565m, Kosñipata/Pa/Cus, 23.02.02, A. Bustamante.

3.1.1.8. Tribu *Brachiacanthini* Duverger 1989

La tribu, conocida solo del hemisferio occidental, fue parcialmente revisada por Gordon, Canepari, & Hanley (2013), quienes reconocieron dentro de ella a siete géneros: *Brachiacantha* Mulsant, *Cleothera* Mulsant, *Cyrea* Gordon & Canepari, *Dilatitibialis* Duverger, *Hinda* Mulsant, *Serratitibia* Gordon & Canepari y *Tiphysa* Mulsant. Esta tribu fue considerada, junto a Hyperaspidini, dentro de la subfamilia Hyperaspidinae, a raíz de la propuesta de Duverger (1989), posteriormente Ślipiński (2007) incluyó temporalmente ambas tribus dentro de Coccidulinae. Ambas tribus son extremadamente similares en la apariencia general, pero se distinguen en que Hyperaspidini carece de la extensión frontal hacia el margen interior del ojo, suavemente redondeada, en tanto *Brachiacanthini* presenta un cantus lateral frontal de tamaño variado que se extiende hacia el margen interior del ojo (Gordon et al., 2013).

3.1.1.8.1. Género *Serratitibia* Gordon & Canepari 2013

(M18, M92-M94, H77-H79, G118-G123)

Género erigido por Gordon et al. (2013) para albergar 92 especies de distribución neotropical, 73 de ellas recién descritas. Este género difiere de los otros géneros de la tribu por tener el borde de la protibia aserrada, y está representado por 24 especies en el Perú, 22 de las cuales son endémicas del país (González, 2015).

En la región Cusco se hallan citadas 11 especies, de las cuales, *Serratitibia susan* Gordon & Canepari, *S. katherine* Gordon & Canepari, y *S. quincemil* Gordon & Canepari fueron descritas sobre material proveniente de la región (Gordon et al., 2013)

Distribución: PERÚ, BOLIVIA, BRASIL, GUAYANA FRANCESA, VENEZUELA, COLOMBIA, ECUADOR, ARGENTINA, PARAGUAY, SURINAM, PANAMA, GUYANA,

PERÚ (Huánuco, Junín, Amazonas, Loreto, Ayacucho, Cusco: Callanga, Kosñipata, Cashiriari, San Pedro, Valle de Lares, Calca, Quincemil, río Paucartambo) (Gordon et al., 2013).

3.1.1.8.1.1. *Serratitibia mary* Gordon & Canepari 2013

(M92, H77, G118-G119)

Diagnosis: longitud: 3 mm. Forma ovalar y color predominante amarillo. Cabeza amarilla. Pronoto negro con una franja en el borde anterior y lateral. Élitros negros con cinco manchas redondeadas amarillas cada uno, bien diferenciadas. Dos basales, una central semicircular y una lateral pequeña, dos en la mitad del largo, grandes, la discal algo más atrás que la lateral y una posterior transversal, algo cuadrangular.

Distribución: PERÚ (Huánuco, Cusco) (Gordon et al., 2013).

Especie descrita sobre la base de material procedente de la región Huánuco, además de ejemplares de varias localidades de las provincias de Paucartambo y Quispicanchi en la región Cusco (Gordon et al., 2013), parte de este material, dos paratipos, se encuentra depositado en la Colección Entomológica UNSAAC.

Material examinado: (02 ej.) PERÚ, Cuzco, San Pedro, Manu, 1500m, 16718-VI-2006. Leg. R. Westerdujin, montane evergreen forest.

3.1.1.8.1.2. *Serratitibia julie* Gordon & Canepari 2013

(M93, H78, G120-G121)

Diagnosis: Longitud: 3 mm. Forma ovalar y color predominante amarillo. Cabeza amarilla. Pronoto negro con una franja en el borde anterior y lateral, la zona negra emarginada al centro. Élitros negros con cinco manchas redondeadas amarillas cada uno, bien diferenciadas. Dos basales, una central semicircular y una lateral pequeña, dos en la mitad del largo, grandes, la discal algo más atrás que la lateral y una posterior transversal, algo cuadrangular.

Especie descrita con base en especímenes colectados en el distrito de Kosñipata, provincia de Paucartambo (Gordon et al., 2013). Un paratipo de la serie original se encuentra depositado en la Colección Entomológica de la UNSAAC.

Distribución: PERÚ (Cusco: San Pedro) (Gordon et al., 2013).

Material examinado: (01 ej.) PERÚ, Cuzco, San Pedro, Manu, 1500m, 16/18-VI-2006. Leg. R. Westerdujin, montane evergreen forest.

3.1.1.8.1.3. *Serratitibia anna* Gordon & Canepari 2013

(M94, H79, G122-G123)

Distribución: ECUADOR (Gordon et al., 2013).

Especie descrita para Ecuador. Primer registro de la especie para el Perú y para la región Cusco.

Material examinado: (05 ej.): PER[PERÚ]/CUS[CUSCO]/MACHUPICCHU, CHACHABAMBA, km 104, 13°11'11.51" S 72°30'36.35" W, 2176msnm, 12Set [setiembre] 2013, M.B. Valladares G. [colector].

3.1.1.9. Tribu *Cryptognathini* Mulsant 1850

La tribu fue creada por Gordon (1971a), y recientemente revisada por González et al. (2019) quienes describen 10 nuevas especies, establecen nuevas sinonimias y entregan una clave para todas las especies conocidas hasta el momento. La tribu consta de 4 géneros, es principalmente neotropical, sin grupos relacionados en el Viejo Mundo, y es conocida desde México, Centroamérica y Suramérica (González et al., 2019). En el Perú la tribu está representada por 8 especies dentro de los géneros *Cryptognatha* Mulsant, *Pentilia* Mulsant y *Curticornis* Gordon (González, 2015).

3.1.1.9.1. Género *Pentilia* Mulsant 1850

(M19, M95, H80, G124-G125)

Género compuesto por 22 especies de distribución neotropical (Gordon, González, & Hanley, 2019), y que comparte con *Cryptognatha* el carácter del epipleuron fuertemente descendente, pero se diferencia de este por presentar el prosternum reducido, que no oculta las piezas bucales (Gonzalez et al., 2019). En el Perú, se le ha encontrado depredando *C. hesperidium* en mango, *T. aurantii*, *L. beckii*, *P. aspidistrae* en limonero y *A. destructor* en cocotero, además de ser registrado como depredador de *Selenaspis articulatus* Morg., la queresa roja de las Indias Occidentales, en cítricos (O. Beingolea, 1967; Miró-Agurto & Castillo-Carrillo, 2010).

Kirsch (1876) describió 4 especies: *Pentilia cincta* Kirsch, *P. dispar* Kirsch, *P. minuta* Kirsch, y *P. specularis* Kirsch, las cuales fueron registradas para el Perú (González, 2015). Sin embargo Gordon et al., (2019) revisaron el género, y estudiaron el material usado por Kirsch, concluyendo que estas especies no eran validas; por otro lado, describieron 20 nuevas especies, varias de ellas con base en especímenes provenientes del Perú.

Distribución: ARGENTINA, BOLIVIA, BRASIL, COLOMBIA, ECUADOR, GUAYANA FRANCESA, GUYANA, PERÚ (Loreto, Junín, Lambayeque, Madre de Dios, Piura, Tumbes, Huánuco), TRINIDAD, VENEZUELA (González, 2007, 2010; Gordon et al., 2019; Juárez-Noe & González-Coronado, 2018; Juárez-Noé & González-Coronado, 2019; Miró-Agurto & Castillo-Carrillo, 2010).

3.1.1.9.1.1. *Pentilia insidiosa* Mulsant 1850

(M95, H80, G124-G125)

Diagnosis: longitud: 2-2.5 mm. Forma redondeada de color castaño brillante. Lado inferior y patas castaño algo más oscuro. Antenas y piezas bucales castaño amarillento. Variaciones: existen ejemplares oscuros que poseen el pronoto y élitros negros o marrón oscuro, con excepción de un angosto borde lateral claro. Otros ejemplares poseen solo el disco del pronoto, una ancha franja que bordea todo el élitro y la sutura oscuras y difusas.

Distribución: COLOMBIA, GUAYANA FRANCESA; VENEZUELA, PERÚ (Piura, Tumbes) (González, 2015; Juárez-Noe & González-Coronado, 2018; Miró-Agurto & Castillo-Carrillo, 2010).

El material tipo de esta especie no fue estudiado por Gordon et al. (2019) en la revisión del género. Este es el primer registro de la especie para la región Cusco.

Material examinado: (01 ej.): “Quillabamba”, LC [La Convención]/Cusco, diciembre 1971, J. Escalante [colector]; (01 ej.) Quillabamba 1050, Santa Ana/LC (Cusco, diciembre 1975, J. Escalante; (02 ej.): Macamango, 1050, Santa Ana/LC [La Convención]/Cusco, 10.09.1972, J. Escalante [colector].

3.1.1.9.2. Género *Cryptognatha* Mulsant 1850

(M20, M96, H81)

Género que consta de 23 especies, recientemente revisado, y que se diferencia del género *Pentilia* por poseer el prosternum expandido y que cubre las piezas bucales; el género está constituido por dos grupos, *auriculata*, que contiene especies con una longitud cercana a los 2.2 mm y genitalia masculina larga, y *reedi*, con especies con una longitud menor a los 2.2 mm y con la genitalia masculina corta (González et al., 2019). En el Perú el género está representado por las especies *C. gemellata* Mulsant, *G. auriculata* Mulsant, *G. hannah* González & Hanley, *G. pudibunda* Mulsant, y *G. della* González & Hanley (González, 2015; González et al., 2019).

Distribución: BRASIL, BOLIVIA, COLOMBIA, GUYANA, PANAMA, SURINAM, PARAGUAY, PERÚ, VENEZUELA, TRINIDAD (González et al., 2019).

3.1.1.9.2.1. *Cryptognatha gemellata* Mulsant 1850

(M96, H81, G126)

Diagnosis: longitud: 1.8-2.5 mm. Forma ovalar y de color castaño amarillento con dibujos marrón oscuro. Pronoto con 5 manchas oscuras, una al centro de la base y las otras cuatro en

abánico alrededor. Élitros amarillos con 4 manchas oscuras: 1 común sutural, que se ensancha 1/6 después de la base y luego se adelgaza hasta el ápice, dos verticales rectangulares en la mitad delantera, y una semicircular en la mitad posterior.

Distribución: COLOMBIA, BRASIL, PANAMA. TRINIDAD y PERÚ (Amazonas, Loreto) (González et al., 2019). Localidad tipo: México? (González et al., 2019).

Chapin (1964) incluye un dibujo de la genitalia de esta especie. La especie pertenece al grupo *auriculata*, y presenta un patrón de colores distintivo (González et al., 2019). Es el primer registro de la especie para la región Cusco.

Material examinado: (02 ej.) Sangobatea, Echarate/LC [La Convención]/Cusco, 03.03.1972, J. Escalante [colector].

3.1.1.10. Tribu *Noviini* Mulsant 1846

La tribu *Noviini* consiste en cerca de 80 especies descritas en 3 géneros: *Anovia* Casey, *Novius* Mulsant, y *Rodolia* (Mulsant), siendo las especies de la tribu efectivos agentes de biocontrol en los estados larval y adulto (E.B., Anderson, Bouk, & Gordon, 1994).

La tribu está representada en el Perú por 3 especies, dentro de los géneros *Anovia* Casey y *Rodolia* Mulsant 1850 (González, 2015).

3.1.1.10.1. Género *Rodolia* Mulsant 1850

(M21, M97, H82, G127-G128)

Constituido por 46 especies distribuidas a través del mundo, el género fue establecido por Mulsant para albergar a la especie indo-australiana *Rodolia ruficollis* Mulsant, junto con un pequeño grupo de especies de esa zona (Iqbal, Nasir, Bodlah, & Qureshi, 2018). El género fue incluido dentro de la tribu *Noviini* junto a los géneros *Anovia* Casey y *Novius* Mulsant por (Gordon, 1972b). En el Perú el género está representado por la especie introducida *Rodolia cardinalis* (Mulsant 1850) (González, 2015).

Distribución: ARGENTINA, BOLIVIA, BRASIL, COLOMBIA, CHILE, ECUADOR, PARAGUAY, PERÚ, URUGUAY, VENEZUELA. CENTROAMÉRICA, NORTEAMÉRICA, ASIA, AFRICA, EUROPA y OCEANÍA (González, 2007).

3.1.1.10.1.1. *Rodolia cardinalis* (Mulsant 1850)

(M97, H82, G127-G128)

Diagnosis: longitud: 3-4.5 mm. Forma semicircular y de color rojo ladrillo. Cabeza negra. Pronoto con una gran mancha basal negra dejando un delgado borde y los ángulos delanteros claros. Élitros con la sutura negra ensanchado en forma de rombo a nivel de los dos quintos, adelgazado cerca del escutelo, doblando por el borde lateral en el ápice. Tres manchas adicionales negras, una humeral, curvada, y dos a los dos tercios, una discal grande y una lateral menor, unidas.

Distribución: ARGENTINA, BOLIVIA, COLOMBIA, CHILE, ECUADOR, PARAGUAY, PERÚ (Lima, Tumbes), URUGUAY, VENEZUELA, CENTROAMÉRICA, NORTEAMÉRICA, ASIA, ÁFRICA, EUROPA y OCEANÍA. Originaria de AUSTRALIA (González, 2010; Miró-Agurto & Castillo-Carrillo, 2010; Santos, 2014; Serra et al., 2013).

Esta especie fue introducida desde Australia a los Estados Unidos en 1888 para el control de *Icerya purchasi*, la cochinilla algodonosa, (Hemíptera: Margarodidae). Luego de su éxito, fue introducida en gran cantidad de países, siendo hoy prácticamente cosmopolita (González, 2014a). Fue introducida al Perú en la década de los 1930 (Caltagirone & Doult, 1989), y se le ha encontrado depredando a *Icerya purchasi* en cultivos de cítricos (Miró-Agurto & Castillo-Carrillo, 2010), así como en cultivos de paca, *Inga feullei*, frejol de palo, *Cajanus cojan*, y en retama, *Spartium junceum* (O. Beingolea, 1967).

Material examinado: (10 ej.) PERÚ, Cusco, Urubamba, Huayllabamba, agosto 2013, 2871 msnm, M. Montoya; (01 ej.) Perú, Potrero, Santa Ana, La Convención, Julio 2017, limón, A. Bustamante.

3.1.1.11. Tribu Ortaliini Mulsant 1850

Según Seago et al. (2011) Ortaliini posee cerca de 100 especies distribuidas en 10 géneros: *Amida* Lewis (distribución paleártica), *Anortalia* Weise (distribución paleártica), *Azoria* Mulsant, *Ortalia* Mulsant (distribución paleártica, indo-malaya y afro-tropical), *Ortalistes* Gorham (distribución neotropical), *Paramida* Sicard (distribución australiana), *Pseudoladonia* Crotch (distribución neotropical), *Scymnhova* Sicard (distribución australiana), *Semra* Ozdikmen (distribución neotropical) y *Zenoria* Mulsant (endémico de la región neotropical), siendo este último el género más representativo de la tribu en número de especies (34) en la región Neotropical.

La tribu está representada en el Perú por ocho especies, todas dentro del género *Zenoria* Mulsant 1850 (González, 2015).

3.1.1.11.1. Género *Zenoria* Mulsant 1850

(M22, M98, H83, G129)

Género neotropical de mariquitas predadoras (Santos & González, 2016), que fue revisado por Gordon (1971b), quien describió 15 especies nuevas, y posteriormente (Gordon, 1972a) describió a *Zenoria peruviana*, *Z. dozieri* y *Z. purpurea* con material de Perú. El mismo autor (Gordon, 1981) transfirió a *Poria stellaris* Gorham 1899 al género *Zenoria*, y Almeida (1995) actualizó la clave para la determinación de las especies conocidas hasta ese momento. El género se distribuye en el hemisferio occidental, abarcando desde México al sur de Bolivia y sur de Brasil (Gordon, 1971b), y actualmente está representado por cerca de 38 especies (Gonzalez & Honour, 2012; Santos & González, 2016). Recientemente Santos (2014), elaboró la filogenia del género. En el Perú el género está representado por 8 especies, de las cuales 7 son endémicas del país (González, 2015).

Distribución: COLOMBIA, BOLIVIA, BRASIL, PERÚ, ¿CUBA?, PANAMA, TRINIDAD, MEXICO, SURINAM, GUYANA, GUAYANA FRANCESA (Gordon, 1971b, 1972a; Santos, 2014).

3.1.1.11.1.1. *Zenoria stellaris* (Gorham 1899)

(M98, H83, G129)

Diagnosis: longitud: 4.5-5 mm. Cuerpo de forma oval, algo ojival. Cabeza y protórax amarillo pajizo. Pronoto con la mitad basal negra, cubriendo casi la mitad del largo. Élitros negros. Pilosidad blancuzca, larga en todo el dorso, excepto un círculo común a ambos élitros de pilosidad negra, adyacente al escutelo y con un diámetro de la mitad del ancho de los élitros. Lado inferior con epipleuras negras, meso- y metasterno marrón rojizo, el resto, incluyendo patas, antenas y piezas bucales amarillo pajizo. Puntuación elitral gruesa y notoria. Variación: Hembras con pronoto negro, solo los márgenes anterior y lateral delgadamente amarillo pajizo. El círculo negro elitral puede estar dividido en la sutura por una línea de pilosidad blanca.

Distribución: PANAMA, COLOMBIA, PERÚ (Santos, 2014).

Especie descrita originalmente como *Poria stellaris* Gorham, y posteriormente fue transferida al género *Zenoria* por (Gordon, 1981). Es el primer registro de la especie en el Perú, con lo cual el número de especies del género en el país se eleva a 9.

Material examinado: (04 ej.) Perú, Potrero, Santa Ana, La Convención, Julio 2017, limón, A. Bustamante [colector].

3.1.1.12. Tribu *Stethorini* Dobzhansky 1924

La tribu fue revisada por Gordon & Chapin (1983), e incluye a la especie *Parastethorus histrio*, de gran importancia en el control de arañas rojas (González, 2014a). En el Perú la tribu está conformada por 4 especies dentro de los géneros *Parastethorus* Pang & Mao y *Stethorus* Weise (González, 2015).

3.1.1.12.1. Género *Parastethorus* Pang & Mao 1975

(M23, M99, H84, G130-G131)

El género fue propuesto originalmente como un subgénero de *Stethorus*, pero recientemente fue elevada a nivel genérico (Ślipiński, 2007), en base a la línea postcoxal incompleta y caracteres larvales distintivos. Hasta el momento, *Parastethorus* consiste en 17 especies distribuidas principalmente en la región Oriental (Iqbal et al., 2019). El género *Parastethorus*, junto al género *Stethorus*, ha sido registrado como un importante predador de gran variedad de ácaros de la familia Tetranychidae, en diversos cultivos y plantas silvestres (Biddinger, Weber, & Hull, 2009). El género está representado en el Perú por la especie *P. histrio* (Chazeau & Fursch 1974) (González, 2015).

Distribución: ARGENTINA, BRASIL, CHILE, PARAGUAY, ASIA, OCEANIA, NORTEAMERICA, PERÚ: Cusco, Lima, Piura (González, 2014a; Juárez-Noe & González-Coronado, 2018)

3.1.1.12.1.1. *Parastethorus histrio* (Chazeau & Fursch 1974)

(M99, H84, G130-G131)

Diagnosis: longitud: 1-1.3 mm. Color negro, muy piloso, patas, piezas bucales y antenas café amarillento. Pilosidad gris abundante.

Distribución: ARGENTINA, BRASIL, CHILE, PARAGUAY, ASIA, OCEANIA, NORTEAMERICA, PERÚ (Cusco, Lima, Piura) (González, 2014a; Juárez-Noe & González-Coronado, 2018).

Especie descrita originalmente dentro del género *Stethorus*, y originaria de Oceanía, fue introducida en América para el control de arañas rojas (Acari: Tetranychidae) (Serra et al., 2013). La especie es bastante común en las regiones Lima y Piura (González, Gordon, &

Robinson, 2008), y está citado entre los insectos controladores de arañas rojas en cultivos de cítricos en la costa central del Perú (Guanilo & Martínez, 2007).

Material examinado: (32 ej.) PERÚ: Urubamba, 2880m, [distrito] Urubamba, Cusco, 13°17'56" S 72°07'38"O, 09 diciembre 2018, A. Bustamante [colector].

3.1.1.13. Tribu *Chilocorini* Mulsant 1846

La tribu contiene aproximadamente 250 especies pertenecientes a 27 géneros (Łączyński & Tomaszewska, 2012; Li, Huo, Chen, Ren, & Wang, 2017). Aunque la mayoría de los miembros de *Chilocorini* son cocidófagos (Escalona et al., 2017; Giorgi et al., 2009), la afidofagia también está presente en algunas especies (Ślipinski & Giorgi, 2006); por lo tanto, los miembros de esta tribu tienen el potencial de ser agentes efectivos de control biológico de coccidios y pulgones (Ponsonby & Copland, 1997); como es el caso de *Zagreus hexasticta* que depreda a *Orthezia olivícola*, plaga del olivo en el Perú, además de ser controladores de Orthezidos en cultivos de cítricos, chilco, zapote y lantana en Lima y Trujillo (O. Beingolea, 1965). En el Perú están presentes 4 géneros con 5 especies, dos de ellas endémicas (González, 2015).

3.1.1.13.1. Género *Exochomus* Redtenbacher 1843

(M24, M100, H85)

Exochomus se distingue de los demás géneros sudamericanos por la presencia de diez antenmeros y las epipleuras sin depresiones para la ubicación de los fémures (Chapin, 1965b). Es un género de distribución mundial, estando presente incluso en Australia. En América se han citado 25 especies, ocho de las cuales están presentes en América del Sur (Blackwelder, 1945; Gordon, 1985). Chapin (1965a) pone en duda que el género se extienda al sur de Panamá, sugiriendo que las especies sudamericanas podrían corresponder al género *Zagreus*, sin embargo, González & Almeida (2017) confirmaron la presencia del género en América del Sur y Bustamante, Oroz, & González (2019) registraron al género por primera vez para el Perú con

la especie *Exochomus bolivianus* Mader. La mayoría de las especies de este género son afidófagas y coccidófagas (Gordon, 1985; Kovář, 1995). Sin embargo, hay algunos informes sobre algunas especies del género que se alimentan de aleiroides, por ejemplo, *Exochomus bimaculosus* Mulsant que se alimenta de *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hodek & Honěk, 2009).
Distribución: BRASIL, BOLIVIA, PERÚ (Bustamante et al., 2019).

3.1.1.13.1.1. *Exochomus bolivianus* Mader 1957

(M100, H85, G132-G133)

Diagnosis: longitud: 3.5-4 mm. Cabeza negra, pronoto negro con márgenes laterales amarillos. Escutelo negro, élitros negros, con un ancho borde lateral naranja, que abarca casi la mitad del ancho de la base elitral y hasta 1/4 en la mitad posterior. Cuerpo con el lado inferior negro excepto la mitad anterior de hipómeros y epipleuras, amarillas. Antenas, de 10 antenómeros, y piezas bucales de color marrón claro, patas anteriores marrones, las posteriores negras con el ápice de los fémures, base de las tibias y tarsos marrones.

Distribución: BOLIVIA, PERÚ (Cusco) (Bustamante et al., 2019)

Especie descrita para Bolivia, en base a un solo ejemplar hembra. El ejemplar tipo fue revisado por González & Almeida (2017), quienes confirmaron la presencia del género para Suramérica. Bustamante et al. (2019) registraron la especie por primera vez para el Perú, en la región Cusco. La especie es cercana en apariencia a *Exochomus hubneri* Weise, del Brasil (Mader, 1957).

Material examinado: (16 ej.) PERÚ: Cusco/Quillabamba, [distrito] Sta. [Santa] Teresa-Choquequirao, [provincia de La Convención], -13.3928 -72.8642, 5 – 20/xi/2017 [5-20 noviembre 2017], 2700 m, A. Laurel [leg.]; (15 ej.) PERÚ, Cusco, La Convención, Santa Teresa, Choquequirao, -13.3928 -72.8642, diciembre 2017, 2700m, A. Laurel [colector].

3.1.1.13.2. Género *Curinus* Mulsant 1850

(M25, M101, H86, G134-G135)

El género *Curinus* fue descrito por Mulsant (1850) como subgénero del género *Orcus*, y posteriormente fue considerado como un género válido por Crotch (1874). Se distingue de los demás géneros suramericanos de Chilacorini por la presencia de diez antenómeros y las epipleuras con depresiones que permiten la ubicación de las puntas de los fémures en reposo (Chapin, 1965b). El género presenta dos especies y se distribuye por todo el continente americano desde el sur de Estados Unidos hasta el norte de Argentina (González & Almeida, 2017). En el Perú, el género está representado por la especie *C. coeruleus* Mulsant (González, 2015).

Distribución: ARGENTINA, BOLIVIA, BRASIL, COLOMBIA, PARAGUAY, PERÚ, URUGUAY, ANTILLAS, CENTROAMERICA, NORTEAMERICA, introducida en OCEANIA y ASIA (González, 2014a; Serra et al., 2013).

3.1.1.13.2.1. *Curinus coeruleus* Mulsant 1850

(M101, H86, G134-G135)

Diagnosis: longitud: 5-6.5 mm. Forma muy redondeada de color azul metálico. Pronoto con los tercios laterales y ángulos delanteros amarillos. Variación: El color varía entre el azul metálico y el verde metálico. Los bordes del pronoto pueden variar del amarillo al rojo ladrillo.

Distribución: ARGENTINA, BOLIVIA, BRASIL, COLOMBIA, PARAGUAY, PERÚ, URUGUAY, ANTILLAS, CENTROAMERICA, NORTEAMERICA, introducida en OCEANIA y ASIA (González, 2014a; Serra et al., 2013).

Especie descrita por Mulsant (1850), es netamente neotropical y se halla distribuida desde México hasta Argentina (González, 2008), y probablemente introducida a los Estados Unidos desde México (Gordon, 1985). Esta especie es abundante en cultivos de cítricos de las regiones tropicales, y ha sido utilizada de manera exitosa en programas de control biológico clásico en Hawaii, India, Filipinas e Indonesia (Michaud & Olsen, 2004). Este es el primer registro de la especie para la región Cusco.

Material examinado: (03 ej.) San Luis, [distrito] Huayopata, [provincia] La Convención, Cusco,
1972, J. Escalante [colector].

3.2. DISCUSION

Blackwelder (1945) citó, para el Perú, poco más de 100 especies de coccinellidos; y el listado más moderno de la familia en el Perú (González, 2015) estima en 329 el número de especies, y en 64 el número de géneros en el territorio; por tanto las especies presentadas en este estudio, provenientes de la región Cusco, representan el 23% de las especies y el 35% de los géneros registrados en el país.

Si tomamos en cuenta que cerca de los 2/3 de las especies (+100) de Coccinellidae fueron descritas por Robert Gordon (González, 2015) en los últimos 50 años, y que al menos 25 de ellas fueron descritas con material procedente de la región Cusco (Gordon, 1975), es posible indicar la gran importancia en términos de diversidad que presenta el territorio de la región, y el sur oriente del Perú, ubicado en la intersección de los ecosistemas de bosque tropical y montañas de los Andes (Gordon, 1975).

Con base en referencias bibliográficas, la mayoría de las cuales fueron efectuadas en los últimos 40 años (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; Bustamante-Navarrete, Oróz-Ramos, et al., 2018; Carrasco, 1962, 1968; González, 2007; González et al., 2018; Gordon, 1975; Hofmann, 1970; Yábar Landa, 2014), se estima que la familia Coccinellidae presenta alrededor de 130-150 especies en la región; por tanto el presente estudio abarca poca más del 50% de las especies esperadas, incluyendo la adición de especies registradas por primera vez, tanto para la región como para el país. Un incremento en estudios de la familia permitiría sin duda la adición de muchas más especies descritas en la región.

Una de las consecuencias de la introducción de especies, casual o intencional, es la competencia y predación (Vandenberg, 2008), factores determinantes para explicar la proporción de especies que comparten el mismo hábitat y alimentación. En estos casos, se observa el principio de exclusión competitiva (Price, Denno, Eubanks, Finke, & Kaplan, 2011). Estos factores son los

que pueden explicar la baja densidad poblacional de las especies menos abundantes, las cuales son nativas. Un ejemplo cercano de la disminución de especies nativas a causa de la introducción de especies exóticas es el caso de la reducción poblacional en Chile de *Eriopis connexa* (Germar), y en Arequipa, con la reducción de las poblaciones del género *Eriopis*, luego de la introducción de *H. variegata* (Chura & Bedregal, 2018; Grez, Viera, & Soares, 2011). Esta situación, en la cual, *Hippodamia convergens* se muestra como la especie dominante sobre las especies nativas se ha evidenciado también en la región Cusco (Carrasco, 1962; Yábar & Tisoc, 1988).

En los últimos años, se ha logrado aumentar el conocimiento sobre la familia Coccinellidae, en el país y en la región, debido en gran parte, a varios trabajos de descripción de nuevas especies y de primeros registros (Bustamante-Navarrete, 2017; Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018; Bustamante-Navarrete, Marquina-Montesinos, et al., 2017; Bustamante-Navarrete & Oróz-Ramos, 2016; Bustamante-Navarrete, Oróz-Ramos, Elme-Tumpay, et al., 2017; Bustamante-Navarrete, Oróz-Ramos, et al., 2018; Bustamante-Navarrete, Yábar-Landa, Marquina-Montesinos, & Elme-Tumpay, 2017; Bustamante et al., 2018, 2019; Bustamante Navarrete et al., 2007, 2009; Bustamante Navarrete & Yábar Landa, 2006; González Fuentes et al., 2008; Oróz Ramos et al., 2009); lo que demuestra que la diversidad existente en el territorio, en esta familia y otras, está muy lejos de ser conocida completamente. Otro aporte importante, que acompaña a esta nueva información obtenida, es que se cuenta ahora con material biológico de respaldo depositado en la Colección Entomológica, aspecto primordial, no solo para posteriores estudios de ecología y evolución, sino también para la gestión de recursos, los planes de conservación y los estudios sobre el cambio climático. Es por ello que los trabajos sistemáticos deberían ayudar a mejorar nuestro conocimiento de la fauna de la región, confirmando la presencia de especies citadas en la literatura, y que no cuentan con el respaldo de una colección en el territorio. Por ejemplo, Gordon (1975) registro 51 especies dentro de la

tribu Epilachnini para la región Cusco, que incluyeron cerca de 25 especies nuevas descritas con material biológico procedente de la región. Esta gran diversidad de coccinélidos no quedó representada en una colección de referencia en el país, debido a que el material estudiado fue depositado, o provenía, de colecciones extranjeras.

Otro aspecto importante es que de las 76 especies encontradas en el presente estudio, 18 fueron recientemente redescubiertas por primera vez desde que fueron descritas (Bustamante-Navarrete, Del Castillo, et al., 2018), en algunos casos después de más de 50 años, existiendo incluso situaciones como las de *Epilachna propinqua* (Weise) descrita en 1899 de la localidad de Callanga, en la provincia de Paucartambo, y colectada nuevamente recién en el año 2018.

El presente estudio se basó en el uso de técnicas clásicas de taxonomía para la identificación de las especies, es decir mediante el estudio de caracteres morfológicos externos (habitus, antenas, patas, élitros, etc.), y estructuras internas (aparatos genitales, preferentemente masculinos). Estos métodos prueban ser aun válidos para la identificación y determinación de especies, aunque es necesario contemplar el uso de técnicas moleculares que complementen a la taxonomía clásica.

3.3. CONCLUSIONES

Se registran por primera vez para el Perú a 6 especies, dentro de 5 géneros, con lo cual el número de géneros de la familia en el país se estima en poco más de 70: *Neda norrisi* (Guerin-Meneville 1842), *Psyllobora hybrida* (Mulsant 1850), *Psyllobora luctuosa* Mulsant 1850, *Azya murilloi* Gordon 1980, *Serratitibia anna* Gordon & Canepari 2013, y *Zenoria stellaris* (Gorham 1899).

Para la región Cusco se registraron por primera vez 16 especies, que incluyen el primer reporte de dos géneros para la región: *Paraneda* Timberlake 1943, y *Zagloba* Casey 1899: *Paraneda pallidula guticollis* (Mulsant 1850), *Neda aequatoriana* Mulsant 1853, *Cycloneda ecuadorica* (Timberlake 1943), *Psyllobora marshalli* Crotch 1874, *Psyllobora hybrida* (Mulsant 1850), *Psyllobora lenta* Mulsant 1850, *Psyllobora lutescens* Crotch 1874, *Psyllobora luctuosa* Mulsant 1850, *Psyllobora constantini* González et al. 2017, *Azya murilloi* Gordon 1980, *Serratitibia anna* Gordon & Canepari 2013, *Zagloba beaumonti* Casey 1899, *Pentilia insidiosa* Mulsant 1850, *Cryptognatha gemellata* Mulsant 1850, *Zenoria stellaris* (Gorham 1899), y *Curinus coeruleus* Mulsant 1850.

Dentro de la región Cusco se encuentran presentes solamente especies de la subfamilia Coccinellinae, no existiendo aun registros de la subfamilia Microweiseinae en ninguna otra región del país.

La mayor diversidad de especies de la familia Coccinellidae en la región Cusco, 50 especies, se presenta en el rango altitudinal ubicado entre los 2000 m y los 3000 m, ubicado en la zona de transición entre las provincias biogeográficas de Yungas y la de Rondonia. Estas áreas de mayor diversidad se ubican sobre las provincias de La Convención y Urubamba, y en parte de las provincias de Calca y Paucartambo.

La región Cusco, con base en los registros presentados en el presente estudio, y en la bibliografía de la última década, presenta la mayor diversidad respecto a la riqueza de especies y variedad de géneros de la familia Coccinellidae en el país

BIBLIOGRAFIA

- Aguilar, P., Raven, K., Lamas, G., & Redolfi, I. (1994). Sinopsis de los hexápodos conocidos del Perú. *Revista Peruana de Entomología*, 37(1), 1–9.
- Aldhebiani, A. (2017). Species concept and speciation. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 25(3), 437–440. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2017.04.013>
- Almeida, L. (1985). Estudo de 17 espécies do genero *Psyllobora* Chevrolat, 1837 (Coleoptera - Coccinellidae). *Acta. Biol. Par.*, 14, 47–102.
- Almeida, L. (1991a). Descricao de cinco espécies novas de *Psyllobora* Chevrolat, 1837 (Coleoptera, Coccinellidae, Psylloborini). *Revista Brasileira de Zoologia*, 7(3), 409–414.
- Almeida, L. (1991b). Duas espécies novas de *psyllobora* Chevrolat, 1837 (Coleoptera, Coccinellidae). *Revista Brasileira de Zoologia*, 7(3), 421–423.
- Almeida, L. (1991c). Quatro novas espécies de *Psyllobora* Chevrolat, 1837 (Coleoptera, Coccinellidae). *Revista Brasileira de Zoologia*, 7(3), 415–420.
- Almeida, L. (1992). Notas e descrições em *Psylloborini* (Coleoptera, Coccinellidae). *Revista Brasileira de Zoologia*, 36(4), 759–765.
- Almeida, L. (1995). A new species of *Zenoria* Mulsant from Brazil (Coleoptera: Coccinellidae). *Journal of the New York Entomological Society*, 103(3), 324–328.
- Almeida, L., & Marinoni, R. (1983). Contribuição ao conhecimento do gênero *Psyllobora* Chevrolat, 1837 (Coleoptera, Coccinellidae). *Revista Brasileira de Entomología*, 27(2), 165–175.
- Almeida, L., & Ribeiro-Costa, C. S. (2009). Coleópteros predadores (Coccinellidae). In A. R. Panizzi & J. R. P. Parra (Eds.), *Bioecologia e nutrição de insetos* (pp. 931–968). Brasilia: EMBRAPA.
- Alvarado, R. (1990). Sistemática, Taxonomía, Nomenclatura: Nuevos avances en esos campos del saber. *Trazos*, 1–39.
- Araujo-Siqueira, M. (2005). *Contribuição ao estudo de gêneros de Coccinellini com ênfase em*

- Cycloneda Crotch, 1871 (Coleoptera, Coccinellidae)* (Universidade Federal do Paraná). Retrieved from <https://acervodigital.ufpr.br/handle/1884/38031>
- Araujo-Siqueira, M., & Almeida, L. (2004). Comportamento e ciclo de vida de *Epilachna vigintioctopunctata* (Fabricius) (Coleoptera, Coccinellidae) em *Lycopersicon esculentum* Mill. (Solanaceae). *Revista Brasileira de Zoologia*, 21(3), 543–550. <https://doi.org/10.1590/S0101-81752004000300018>
- Araujo-Siqueira, M., & Almeida, L. (2006). Estudo das espécies brasileiras de *Cycloneda Crotch* (Coleoptera, Coccinellidae). *Revista Brasileira de Zoologia*, 23(2), 550–568. <https://doi.org/10.1590/S0101-81752006000200031>
- Araújo, M., & Almeida, L. (2003). *Neda Mulsant* (Coleoptera, Coccinellidae): Redescriptions and revised combinations of two species formerly placed in *Cycloneda Crotch*. *Zootaxa*, 319(1), 1–10. <https://doi.org/http://dx.doi.org/10.11646/zootaxa.319.1.1>
- Beingolea, O. (1959a). El problema de la “Mosca Blanca Lanuda” de los citricos, en el Perú *Aleurothrixus floccosus* (Homop.: Aleurodidae). *Revista Peruana de Entomología*, 2(1), 65–68.
- Beingolea, O. (1959b). Notas sobre la Bionómica de Arañas e Insectos Benéficos que ocurren en el Cultivo del Algodón. *Revista Peruana de Entomología*, 2(1), 36–44.
- Beingolea, O. (1961). El Valle de Palpa como ejemplo de las posibilidades de integrar medidas de control químico y biológico en las plagas de los arboles citricos. *Revista Peruana de Entomología*, 4(1), 1–3.
- Beingolea, O. (1965). Notas sobre *Orthezia olivicola* n. sp. (Homopt.: Ortheziidae), plaga del olivo en el Perú. *Revista Peruana de Entomología*, 8(1), 1–44.
- Beingolea, O. (1967). Control biológico de las plagas de los cítricos en el Perú. *Revista Peruana de Entomología*, 10(1), 67–81.
- Beingolea, O. (1969). Notas sobre *Orthezia pseudoinsignis* Morrison (Hom.: Ortheziidae), plaga de algunas plantas cultivadas y ornamentales en el Perú. *Revista Peruana de*

- Entomología*, 12(1), 96–118.
- Beingolea, O. (1971). Contribución al conocimiento de los Ortezidos del Perú.- III. Ecología. *Revista Peruana de Entomología*, 14(1), 41–51.
- Beingolea, O. (1993). Ejemplos de control biológico y manejo integrado de plagas de frutales en el Perú. *Revista Peruana de Entomología*, 36, 1–4.
- Beingolea, O. (1994). Manejo integrado de las plagas del manzano. *Revista Peruana de Entomología*, 36, 5–8.
- Beingolea, O., & Salazar, J. (1970). Experiencias en el Control Integrado de las Plagas del Olivo. *Revista Peruana de Entomología*, 13(1), 45–63.
- Beingolea, O., Salazar, J., & Murat, I. (1969). La rehabilitacion de un huerto de citricos, como ejemplo de la factibilidad de aplicar sistemas de control integrado de las plagas de los citricos en el Perú. *Revista Peruana de Entomología*, 12(1), 3–45.
- Beingolea, Oscar. (1990). Sinopsis sobre el control biológico de plagas insectiles en el Perú. *Revista Peruana de Entomología*, 33, 105–112.
- Belicek, J. (1976). Coccinellidae of western Canada and Alaska with analyses of the transmontane zoogeographic relationships between the fauna of British Columbia and Alberta (Insecta: Coleoptera; Coccinellidae). *Quaest. Entomol.*, 12, 283–409.
- Bicho, C., & Almeida, L. (1998). Revisao do genero *Neocalvia* Crotch (Coleoptera, Coccinellidae). *Revista Brasileira de Zoologia*, 15(1), 167–189.
- Biddinger, D., Weber, D., & Hull, L. (2009). Coccinellidae as predators of mites: Stethorini in biological control. *Biol. Control*, 51, 268–283.
- Blackwelder, R. (1945). Checklist of the coleopterous insects of Mexico, Central America, The West Indies, and South America. Part 4. In *Smithsonian Institution United States National Museum* (Vol. 185). <https://doi.org/10.5479/si.03629236.185.3>
- Blanchard, C. (1846). Insectes. In *Insectes de l’Amerique meridionale recueillis par Alcide d’Orbigny*.

- Bogaert, J., Adriaens, T., Constant, J., Lock, K., & Canepari, C. (2012). Hyperaspis ladybirds in Belgium, with the description of *H. magnopustulata* sp nov and faunistic notes (Coleoptera, Coccinellidae). *Bulletin de La Societe Royale Belge d'Entomologie*.
- Bouchard, P., Bousquet, Y., Davies, A., Alonso-Zarazaga, M., Lawrence, J., Lyal, C., ... Smith, A. (2011). Family-group names in Coleoptera (Insecta). *ZooKeys*, 88, 1–972.
- Brack, A. (1986). Ecología de un país complejo. In *Gran geografía del Perú. Naturaleza y Hombre* (Vol 2, p. 335). Barcelona, España: Manfer Juan Mejia Baca.
- Brethes, J. (1926). Coleopteres et Hymenopteres du Cuzco (Perou). *Revista Chilena de Historia Natural*, 30(1), 44–48.
- Brown, W., & de Ruelle, R. (1962). An annotated list of the Hippodamiini of Northern America, with a key to the genera (Coleoptera: Coccinellidae). *Canadian Entomol.*, 94, 643–652.
- Bruch, C. (1915). Catálogo sistemático de los coleópteros de la República Argentina. *Revista Del Museo de La Plata, II Parte, La Plata*, 19, 384–389.
- Bustamante-Navarrete, A. (2005). *Eriopis sebastiani*, nueva especie del genero *Eriopis* Mulsant, 1850 (Coleoptera: Coccinellidae). *Boletín de La Sociedad Entomológica Aragonesa*, 37(1), 103–104. <https://doi.org/https://doi.org/10.5281/zenodo.822055>
- Bustamante-Navarrete, A. (2017). Notas sobre *Epilachna obliqua* Gordon (Coleoptera: Coccinellidae: Epilachnini) en el Perú. *Revista Chilena de Entomología*, 43, 61–65. <https://doi.org/https://doi.org/10.5281/zenodo.890777>
- Bustamante-Navarrete, A., Del Castillo, M. M., Oróz-Ramos, A., & Yábar-Landa, E. (2018). Especies de Epilachnini (Coleoptera: Coccinellidae) de la región de Cusco, presentes en la Colección Entomológica de la Universidad San Antonio Abad del Cusco, Perú. *Revista Chilena de Entomología*, 44(2), 99–121. <https://doi.org/https://doi.org/10.5281/zenodo.1245705>
- Bustamante-Navarrete, A., Marquina-Montesinos, E., & Elme-Tumpay, A. (2017). Primer

- registro de *Hippodamia variegata* (Goeze 1777) (Coleoptera: Coccinellidae) en el Perú. *Archivos Entomoloxicos*, 17(1), 347–350.
- Bustamante-Navarrete, A., & Oróz-Ramos, A. (2016). *Eriopis santiagoi* n.sp. new species of the genus *Eriopis* Mulsant, 1850 (Coleoptera: Coccinellidae), from Junin, Peru | *Eriopis santiagoi* n.sp., nueva especie del género *Eriopis* Mulsant, 1850 (Coleoptera: Coccinellidae), de Junín, Perú. *Entomotropica*, 31(22), 186–195.
- Bustamante-Navarrete, A., Oróz-Ramos, A., Elme-Tumpay, A., & Marquina-Montesinos, E. (2017). Confirmación de la presencia de *Toxotoma patricia* (Mulsant 1850) (Coleoptera: Coccinellidae: Epilachnini) en el Perú. *Revista Gaditana de Entomología*, VIII(1), 121–124.
- Bustamante-Navarrete, A., Oróz-Ramos, A., Elme-Tumpay, A., Marquina-Montesinos, E., & Yábar-Landa, E. (2018). New records of epilachnine lady-beetles (Coleoptera, Coccinellidae, Coccinellinae) of Peru. *Check List*, 14(1), 81–85.
<https://doi.org/10.15560/14.1.81>
- Bustamante-Navarrete, A., Oróz-Ramos, A., Yábar-Landa, E., Marquina-Montesinos, E., & Elme-Tumpay, A. (2017). Primer reporte de *Dinocampus coccinellae* Schrank 1802 (Hymenoptera: Braconidae) parasitando a *Eriopis peruviana* Hofmann 1970 (Coleoptera: Coccinellidae) en el Perú. *Archivos Entomoloxicos*, 17(1), 197–202.
- Bustamante-Navarrete, A., Yábar-Landa, E., Marquina-Montesinos, E., & Elme-Tumpay, A. (2017). Primer registro del género *Stenadalia* Weise 1926 (Coleoptera: Coccinellidae) en el Perú. *Archivos Entomoloxicos*, 17, 459–462.
- Bustamante, A., Oróz, A., Elme, A., Marquina, E., & Yábar, E. (2018). Descripción de dos nuevas especies y nuevos registros del género *Epilachna* Chevrolat (Coleoptera: Coccinellidae) en el Perú. *Revista Peruana de Biología*, 25(1), 3–10.
<https://doi.org/10.15381/rpb.v25i1.13813>
- Bustamante, A., Oróz, A., & González, G. (2019). Primer registro de *Exochomus bolivianus*

- Mader , 1957 (Coleoptera : Coccinellidae) en el Perú. *Graellsia*, 75(1), 1–6.
- Bustamante Navarrete, A., González Fuentes, G., & Oróz Ramos, A. (2007). Revision y descripción de algunas especies de Eriopis (Coleoptera: Coccinellidae) del Perú. *Boletín de La Sociedad Entomológica Aragonesa*, 41(1), 67–72.
<https://doi.org/https://doi.org/10.5281/zenodo.838649>
- Bustamante Navarrete, A., Oróz Ramos, A., & González Fuentes, G. (2009). Descripción de Eriopis huancavelicae, sp.n. (Coleoptera: Coccinellidae), de Huancavelica, Perú. *Boletín de La Sociedad Entomológica Aragonesa*, 45(1), 227–229.
<https://doi.org/10.5281/zenodo.838658>
- Bustamante Navarrete, A., & Yábar Landa, E. (2006). El género Eriopis Mulsant, 1850 (Coleoptera, Coccinellidae) en el sur del Perú. *Boletín de La Sociedad Entomológica Aragonesa*, 38, 167–172.
- Caltagirone, L. E., & Doult, R. L. (1989). The history of the Vedalia beetle importation to California and its impact on the development of biological control. *Annual Review of Entomology*, 34, 1–16.
- Camarano, S., Gonzalez, A., & Rossini, C. (2006). Chemical defense of the ladybird beetle *Epilachna paenulata*. *Chemoecology*, 16, 179–184.
- Cañedo, V. (1993). Biología, comportamiento y predación en laboratorio de Coccidophilus citricola (Coleoptera: Coccinellidae). *Revista Peruana de Entomología*, 34, 35–57.
- Carrasco, F. (1962). Coccinellidos Predadores en la Región del Cuzco. *Revista Peruana de Entomología*, 5(1), 91–93.
- Carrasco, F. (1968). Lista preliminar de insectos del departamento de Entomología. *Revista de La Facultad de Ciencias, Universidad Nacional de San Antonio Abad Del Cusco*, 177–191.
- Carrasco, F. (1987). Insectos en la “kiwicha” cultivada en Cusco y Apurímac. *Revista Peruana de Entomología*, 30(1), 38–41.

- Casey, T. (1899). A revision of the american Coccinellidae. *Journal of the New York Entomological Society*, 7(2), 71–169. <https://doi.org/10.1007/s10957-012-0250-z>
- Ceballos, I. (1981). Lista de insectos de Kallanqa, Cusco. *Revista Peruana de Entomología*, 24(1), 75–80.
- Cetrato, L., & Ortiz, M. (1982). Ocurrencia estacional de insectos del camote (*Ipomoea batatas*), en la Costa Central del Perú. *Revista Peruana de Entomología*, 25(1), 17–32.
- Chapin, E. (1946). Review of the New World species of *Hippodamia* Dejean (Coleoptera: Coccinellidae). *Smithsonian Misc. Coll.*, 106, 1–39.
- Chapin, E. (1964). Las especies colombianas de *Cryptognatha* (Coleoptera: Coccinellidae). *Revista de La Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 12(46), 231–234.
- Chapin, E. (1965a). New species of *Chilocorini* (Coleoptera: Coccinellidae). *Psyche*, 72(2), 148–151.
- Chapin, E. (1965b). The genera of the *Chilocorini* (Coleoptera, Coccinellidae). *Bulletin of the Museum of Comparative Zoology*, 133(4), 227–271.
- Chazeau, J., Fursch, H., & Sasaji, H. (1989). Taxonomy of Coccinellids. *Coccinella*, 1, 6–8.
- Chura, A., & Bedregal, R. (2018). Identificación y fluctuación poblacional de especies de la subfamilia Coccinellinae (Coleoptera: Coccinellidae) en campos de alfalfa en Characato, Arequipa, Perú. *Revista Chilena de Entomología*, 44(4), 397–406.
- Cottrell, T. (2005). Predation and cannibalism of lady beetle eggs by adult lady beetles. *Biological Control*, 34, 159–164.
- Crotch, G. (1871). *List of the Coccinellidae*. Cambridge.
- Crotch, G. (1873). Revision of the Coccinellidae of the United States. *Transactions of the American Entomological Society, Philadelphia*, 45, 363–382.
- Crotch, G. (1874). *A revision of the coleopterous family Coccinellidae*.
<https://doi.org/10.5962/bhl.title.8975>

- Crowson, R. A. (1955). *The natural classification of the families of Coleoptera*. London: Nathaniel Lloyd.
- De la Cruz, C., & Chumpitaz, J. C. (1996). *Planococcus citri* como plaga del manzano en el Valle de Mala. *Revista Peruana de Entomología*, 39, 99–104.
- Duverger, C. (1989). Contribution à l'étude des Hyperaspinae. 1ère note (Coleoptera, Coccinellidae). *Bulletin Del La Société Linnéene, Bordeaux*, 17, 143–157.
- Duverger, C. (2003). Phylogénie des Coccinellidae. *Bulletin de La Société Linnéenne de Bordeaux*, 31(2), 57–76.
- E.B., R., Anderson, D. M., Bouk, D., & Gordon, R. (1994). Larval key to genera and selected species of North American Coccinellidae (Coleoptera). *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 96, 387–413.
- Eizaguirre, S. (2004). Nueva especie del género *Eriopis* (Coleoptera: Coccinellidae). *Boletín de La Sociedad Entomologica Aragonesa*, 35, 47–49.
- Erichson, W. F. (1847). Conspectus insectorum coleopterorum quae in Republica Peruana observata sunt. *Archiv Für Naturgeschichte.*, 13, 67–185. Retrieved from <https://www.biodiversitylibrary.org/part/30024>
- Escalante, J. (1972). Datos sobre la biología de *Hippodamia convergens* Guerin en la localidad del Cusco. *Revista Peruana de Entomología*, 15(2), 237–239.
- Escalona, H. E., Zwick, A., Li, H. S., Li, J., Wang, X., Pang, H., ... Tomaszewska, W. (2017). Molecular phylogeny reveals extreme food plasticity in evolution of true ladybird beetles (Coleoptera: Coccinellidae: Coccinellini). *BMC Evolutionary Biology*, 17(151), 1–11. <https://doi.org/https://doi.org/10.1186/s12862-017-1002-3>
- Franco, J., Olazabal, O., & Valencia, G. (2005). Lista de Invertebrados del Valle del Cusco. In *Historia Natural del Valle del Cusco* (p. 384). Cusco: Sociedad Protectora de la Naturaleza, SOPRONAC.
- Fursch, H. (1996). Taxonomy of Coccinellids. *Coccinella*, 6, 28–30.

- García B, U. (1974). Estudio de laboratorio sobre biología y predación de *Scymnus* sp. sobre *Aphis gossypii* Glover. *Revista Peruana de Entomología*, 17(1), 54–59.
- García, U., Zapata, M., & Gallegos, J. (1975). Respuesta funcional y numerica de *Hippodamia convergens* a diferentes densidades de *Aphis Gossypii*. *Revista Peruana de Entomología*, 18(1), 45–52.
- Germar, E. (1824). *Insectorum species novae aut minus cognitae, descriptionibus illustratae*. Halae, Germany.
- Giorgi, J., Vandenberg, N., McHugh, J., Forrester, J., Ślipiński, A., Miller, K., ... Whiting, M. (2009). The evolution of food preferences in Coccinellidae. *Biological Control*, 51(2), 215–231. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2009.05.019>
- González Fuentes, G., Bustamante Navarrete, A., & Oróz Ramos, A. (2008). Aporte al conocimiento del género *Cycloneda* Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae): nuevas especies, de Chile y Perú. *Boletín de La Sociedad Entomológica Aragonesa*, 43(1), 81–87. <https://doi.org/10.5281/zenodo.838683>
- González, G. (2006). Los Coccinellidae de Chile [online]. Retrieved December 20, 2018, from <http://www.coccinellidae.cl/paginasWebChile/Paginas/InicioChi.php>
- González, G. (2007). Los Coccinellidae de Perú [online]. Retrieved December 20, 2018, from <https://www.coccinellidae.cl/paginasWebPeru/Paginas/InicioPeru.php>
- González, G. (2008). Lista y distribución geográfica de especies de Coccinellidae (Insecta: Coleoptera) presentes en Chile. *Boletín Del Museo Nacional de Historia Natural, Chile*, 57, 77–107. Retrieved from www.coccinellidae.cl
- González, G. (2010). Actualización de la bibliografía y nuevos registros en Coccinellidae de América del Sur (Insecta: Coleoptera). *Boletín de La Sociedad Entomológica Aragonesa*, 47, 245–256.
- González, G. (2013). Lista y distribución de especies de Coccinellidae (Insecta: Coleoptera) presentes en Paraguay. *Boletín Del Museo Nacional de Historia Natural Del Paraguay*,

- 17(1), 40–62.
- González, G. (2014a). Coccinellidae. In S. Roig-Juñent, L. Claps, & J. Morrone (Eds.), *Biodiversidad de Artrópodos Argentinos* (Vol. 3, pp. 509–530). San Miguel de Tucuman, Argentina: Editorial INSUE-UNT.
- González, G. (2014b). Especies nuevas del género *Eriopis* Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae) del norte de Chile. *Boletín de La Sociedad Entomológica Aragonesa*, 54, 61–72.
- González, G. (2015). Beetles (Coleoptera) of Peru: A Survey of the Families. Coccinellidae. *Journal of the Kansas Entomological Society*, 88(2), 229–236.
<https://doi.org/https://doi.org/10.2317/kent-88-02-229-236.1>
- González, G. (2016). Los Coccinellidae de Colombia [online]. Retrieved December 28, 2018, from <https://www.coccinellidae.cl/paginasWebCol/Paginas/InicioCol.php>
- González, G. (2018). Aporte al conocimiento de la tribu Coccinellini (Coleoptera: Coccinellidae) en América del Sur. *Revista Chilena de Entomología*, 44(2), 169–206.
- González, G., & Aguilera, A. (2009). La tribu Scymnillini (Coleoptera: Coccinellidae) en America del Sur. *Boletín de La Sociedad Entomológica Aragonesa*, 45, 59–65.
- González, G., & Almeida, L. (2017). Sobre la taxonomía de los Chilocorini Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae) en América del Sur. *Boletín de La Sociedad Entomológica Aragonesa*, 61, 7–22.
- González, G., Bustamante, A., & Grez, A. (2018). Touching the Sky: Coccinellids (Coleoptera: Coccinellidae) at High Altitudes in South America. *Neotropical Entomology*, 48(2), 225–238. <https://doi.org/10.1007/s13744-018-0644-1>
- González, G., Gordon, R., & Robinson, L. B. (2008). A new species of *Stethorus* Weise from Perú (Coleoptera: Coccinellidae). *Boletín de La Sociedad Entomológica Aragonesa*, 42, 103–105.
- González, G., Hanley, G., & Gordon, R. (2019). South American Coccinellidae (Coleoptera), Part XIX: Overview of Cryptognathini and systematic revision of South American

- Cryptognatha Mulsant. *Insecta Mundi*, (714), 1–32.
- González, G., & Honour, R. (2012). Tres nuevas especies del género Zenoria (Coleoptera: Coccinellidae) con diseño similar a *Z. discoidalis* (Kirsch). *Boletín de La Sociedad Entomológica Aragonesa*, 50, 175–181.
- González, G., Perla, D., & Almeida, L. (2017). Descripción de tres notables nuevas especies del género Psyllobora Chevrolat (Coleoptera: Coccinellidae: Coccinellini) de Perú. *Revista Chilena de Entomología*, 42, 81–90.
- González, G., & Vandenberg, N. (2006). Review of lady beetles in the Cycloneda germainii species complex (Coleoptera; Coccinellidae: Coccinellinae: Coccinellini) with descriptions of new and unusual species from Chile and surrounding countries. *Zootaxa*, 1311, 13–50.
- Gonzalez, P. M. (1962). Plagas del algodón en el Valle de Tambo e irrigación. *Revista Peruana de Entomología*, 5(1), 84–90.
- Gordon, R. (1970). The genus Zagloba in Central and South America. *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 72(4), 479–484.
- Gordon, R. (1971a). A generic review of the Cryptognathini, new tribe, with a description of a new genus. *Acta Zoologica Lilloana*, 26, 181–196.
- Gordon, R. (1971b). A Revision of the Genus Zenoria Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae). *Smithsonian Contributions to Zoology*, 86, 1–22.
- Gordon, R. (1972a). Additional notes on taxonomy of the genus Zenoria (Coleoptera: Coccinellidae). *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 74(4), 433–442.
- Gordon, R. (1972b). The tribe Noviini in the New World (Coleoptera: Coccinellidae). *J. Wash. Acad. Sci.*, 62(1), 23–31.
- Gordon, R. (1975). A revision of Epilachninae of the Western Hemisphere (Coleoptera: Coccinellidae). In *Technical Bulletin, Agricultural Research Service* (Vol. 1493). United States Department of Agriculture.

- Gordon, R. (1977). Classification and phylogeny of the new world Sticholotidinae (Coccinellidae). *Coleopterists Bulletin*, 31(3), 185–228.
- Gordon, R. (1978). West Indian Coccinellidae II (Coleoptera): some scale predators with keys to genera and species. *The Coleopterist Bulletin*, 32(3), 205–218.
- Gordon, R. (1980). The Tribe Azyini (Coleoptera: Coccinellidae): Historical Review and Taxonomic Revision. *Transactions of the American Entomological Society*, 106(2), 149–203.
- Gordon, R. (1981). Lectotype designations, generic reassignments, and new synonymy in Neotropical Coccinellidae (Coleoptera). *Coleopterist Bulletin*, 35(4), 423–425.
- Gordon, R. (1985). The Coccinellidae (Coleoptera) of America North of Mexico. *Journal of the New York Entomological Society*, 93(1), 352–599.
- Gordon, R. (2000). South American Coccinellidae (Coleoptera). Part VII: A systematic revision of South American Scymnus (Pullus) Mulsant (Scymninae: Scymnini). *Frustula Entomologica*, 23, 56–108.
- Gordon, R., & Canepari, C. (2008). South American Coccinellidae (Coleoptera). Part XI: A systematic revision of Hyperaspidini (Hyperaspidinae). *Annali Museo Civico Di Storia Naturale G. Doria*, 99, 245–512.
- Gordon, R., Canepari, C., & Hanley, G. (2013). South American Coccinellidae (Coleoptera), Part XII: New name for Cyra Mulsant, review of Brachiacanthini genera, and systematic revision of Cleothera Mulsant, Hinda Mulsant and Serratitibia Gordon and Canepari, new genus. *InsectaMundi*, 0278, 1–150.
- Gordon, R., & Chapin, E. (1983). A Revision of the New World Species of Stethorus Weise (Coleoptera: Coccinellidae). *Transactions of the American Entomological Society*, 109(3), 229–276.
- Gordon, R., González, G., & Hanley, G. (2019). South American Coccinellidae (Coleoptera), Part XXI: systematic revision of South American Pentilia Mulsant (Cryptognathini).

- Insecta Mundi*, 729, 1–27.
- Gorham, H. (1892). Insecta, Coleoptera, Coccinellidae. In *Biologia Centrali-Americana*.
- Grez, A., Viera, B., & Soares, O. (2011). Biotic interactions between *Eriopis connexa* and *Hippodamia variegata*, a native and an exotic coccinellid species associated with alfalfa fields in Chile. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 142, 36–44.
- Guanilo, A. D., & Martinez, N. (2007). Predadores asociados a *Panonychus Citri* McGregor (Acari: Tetranychidae) en la costa central del Perú. *Ecología Aplicada*, 6, 1–2.
- Guerin-Méneville, F. (1842). *Species et Iconographie generique des animaux articulés ou représentation des genres, avec leur description et celle de toutes les espèces de cette grande division du règne animal*, V. 7.
- Gustavo, J., & Peralta, T. (1975). Evaluación cuantitativa del control biológico en tres cultivos del Valle Mantaro. *Revista Peruana de Entomología*, 18(1), 69–71.
- Herrera, J., & Alvarez, F. (1979). El control biológico de *Bucculatrix thurberiella* Busck (Lepidoptera: Lyonettidae) en Piura y Chira. *Revista Peruana de Entomología*, 22(1), 37–41.
- Herrera, J. M. (1961). Problemas entomológicos en el cultivo de los algodones Tanguis y Pima en el Perú. Medidas de control y su organización. *Revista Peruana de Entomología*, 4(1), 58–66.
- Herrera, J. M. (1963). Problemas insectiles del cultivo de la papa en el Valle de Cañete. *Revista Peruana de Entomología*, 6(1), 11–14.
- Herrera, J. M. (1964). Ciclos biológicos de las querasas de los cítricos en la costa central. Métodos para su control. *Revista Peruana de Entomología*, 7(1), 1–8.
- Hodek, I., & Honěk, A. (2009). Scale insects, mealybugs, whiteflies and psyllids (Hemiptera, Sternorrhyncha) as prey of ladybirds. *Biological Control*.
<https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2009.05.018>
- Hodek, I., van Emden, H., & Honěk, A. (2012). Ecology and Behaviour of the Ladybird

- Beetles (Coccinellidae). In *Ecology and Behaviour of the Ladybird Beetles (Coccinellidae)*. <https://doi.org/10.1002/9781118223208>
- Hofmann, W. (1970). Die Gattung Eriopis Mulsant (Col. Coccinellidae). *Mitteilungen Der Münchner Entomologischen Gesellschaft (e.V.)*, 60, 102–116.
- Honěk, A., Martinkova, Z., Zaska, P., & Dixon, A. (2012). Temporal variation in elytral colour polymorphism in *Hippodamia variegata* (Coleoptera: Coccinellidae). *European Journal of Entomology*, 109, 389–394.
- Iablokov-Khinzoryan, S. (1982). *Les Coccinelles Coleopteres-Coccinellidae Tribu Coccinellini des regions Palearctique et Orientale*. Paris.
- Iablokov-Khinzoryan, S. (1990). About the Classification of the Coccinellini. *Coccinella*, 2, 58–60.
- Iannacone, J., & Perla, D. (2011). Invasión del depredador *Harmonia axyridis* (Coleoptera: Coccinellidae) y una evaluación del riesgo ambiental en el Perú. *The Biologist (Lima)*, 9(2), 213–233.
- Ingunza, M. A., & Gonzalez, P. M. (1964). Insectos del algodonoero en el Valle de Tambo campaña 1961-62. *Revista Peruana de Entomología*, 7(1), 32–44.
- Iqbal, Z., Nasir, M. F., Bodlah, I., & Qureshi, R. (2018). A contribution to the genus *Rodolia* Mulsant, 1850 (Coleoptera: Coccinellidae) from pothwar plateau of Pakistan. *Journal of Animal and Plant Sciences*, 28(4), 1103–1111.
- Iqbal, Z., Nasir, M. F., Bodlah, I., & Szawaryn, K. (2019). Review of *Clitostethus* Weise, *Parastethorus* Pang et Mao and *Stethorus* Weise (Coleoptera: Coccinellidae) from Pakistan. *Oriental Insects*, 53(3), 340–355.
<https://doi.org/10.1080/00305316.2018.1492987>
- Jadwiszczak, A., & Węgrzynowicz, P. (2003). World Catalogue of Coccinellidae. part I - Epilachninae. In *Journal of Advanced Transportation*.
<https://doi.org/10.1155/2017/6463586>

- Juárez-Noe, G., & González-Coronado, U. (2018). Lista de Coleópteros (Insecta: Coleoptera) de la Región Piura, Perú. *Folia Entomológica Mexicana (Nueva Serie)*, 4(1), 1–27.
- Juárez-Noé, G., & González-Coronado, U. (2019). Actualización a la lista de coleopteros (Insecta: Coleoptera) de la región Piura, Perú. *Graellsia*, 75(2), e097.
- Juárez, G., & González, U. (2017). Coleópteros (Insecta: Coleoptera) del Campus de la Universidad de Piura, Perú. *The Biologist (Lima)*, 14(2), 183–198.
- Kirejtshuk, A. (2003). Subcortical space as an environment for palaeoendemic and young groups of beetles, using mostly examples from sap-beetles (Nitidulidae, Coleoptera). *Proceedings of the Second Pan-European Conference on Saproxylic Beetles*, 50–56.
- Kirsch, T. (1876). Beitrage sur Kenntis der Peruanischen Kaperfauna auf Dr. Abendhroth's Sammlungen basirt. *Deutsche Entomologische Zeitschrift*, 20, 81–133.
- Korchevsky, R. (1931). Coccinellidae I. In W. Junk. (Ed.), *Coleopterorum Catalogus*. (pp. 1–224). Berlin.
- Korchevsky, R. (1932). Coccinellidae II. In *Coleopterorum Catalogus*. (pp. 225–659). Berlin.
- Kovář, I. (1995). Revision of the genera *Brumus* Muls. and *Exochomus* Redtb. (Coleoptera, Coccinellidae) of the Palaearctic Region. Part I. *Acta Entomologica Musei Nationalis Pragae*, 44, 5–124.
- Kovář, I. (1996). Phylogeny. In I. Hodek & A. Honek (Eds.), *Ecology of Coccinellidae* (p. 464). Netherlands: Kluwer Academic Publishers.
- Kovář, I. (2007). Coccinellidae. In I. Löbl & A. Smetana (Eds.), *Catalogue of Palaearctic Coleoptera. Vol. 4. Elateroidea, Derodontoidea, Bostrichoidea, Lymexyloidea, Cleroidea, Cucujoidea*. (pp. 71–74). Stenstrup: Apollo Books.
- Kutnezov, V. (1997). *Lady Beetles of the Russian Far East, Memoir No. 1*. Gainesville: Center for Systematics Entomology, Sandhill Crane Press.
- Łączynski, P., & Tomaszewska, W. (2012). *Chapinaria*, New Genus of Chilacorini for *Endochilus meridionalis* Sicard from Africa (Coleoptera: Coccinellidae). *Annales*

Zoologici. <https://doi.org/10.3161/000345412x633658>

- Latreille, P. A. (1807). *Genera crustaceorum et insectorum secundum ordinem naturalem in familias disposita, iconibus exemplisque plurimis explicata. Tomos tertius*. Paris: Koenig. A.
- Lawrence, J., Ślipiński, A., Seago, A., Thayer, M., Newton, A., & Marvaldi, A. (2011). Phylogeny of the Coleoptera based on morphological characters of adults and larvae. *Annales Zoologici*, 61(1), 1–217.
- Li, W., Huo, L., Chen, X., Ren, S., & Wang, X. (2017). A new species of the genus *Phaenochilus* weise from China (Coleoptera, Coccinellidae, Chilocorini). *ZooKeys*. <https://doi.org/10.3897/zookeys.644.9825>
- Linnaeus, C. (1758). *Systema Naturae – Regnum Animale* (10 ed.). Stockholm.
- Lizárraga, A. (1992). Insectos registrados em la “tara” (*Caesalpinea spinosa*, C. tinctoria) cultivada en Mala, Cañete. *Revista Peruana de Entomología*, Vol. 35, pp. 83–84.
- Lobaton, M. (1959). Equilibrio biologico de *Mescinia peruella* Schaus en la zona baja del Valle de Pisco, Campaña 1958-59. *Revista Peruana de Entomología*, 2(1), 113–115.
- Mader, L. (1953). Über Coccinelliden aus der Sammlung des Naturhistorischen Museums in Wien. *Annalen Des Naturhistorischen Museums in Wien, Vienna*, 59, 165–175.
- Mader, L. (1957). Neue Südamerikanische Coccinelliden (Coleoptera Coccinellidae). *Revista Chilena de Entomologia*, 5, 73–94.
- Mader, L. (1958). Beitrage zur kenntnis der Insektenfauna Boliviens. Teil IX. Coleoptera, VIII Coccinellidae. *Opusc. Zool.*, 22, 1–9.
- Marin, R. (1982). Ocurrencia Estacional de *Pinnaspis aspidistrae* (Sign.) (Homoptera: Diaspididae) y el efecto de sus enemigos naturales. *Revista Peruana de Entomología*, 25(1), 45–49.
- Marin, R. (1983). Biología y capacidad de predacion de *Lindorus lophantae* (Blais) (Col.: Coccinellidae) predator de *Pinnaspis aspidistrae* (Sing.) (Hom. Diaspididae). *Revista*

- Peruana de Entomología*, 26(1), 63–66.
- Martin, H. (1959). Algunos datos sobre parásitos y predadores del *Bucculatrix* en el Valle del Chira. *Revista Peruana de Entomología*, 2(1), 110–111.
- Martin, H. (1960). Estudios sobre biología, hábitos de vida, ecología y control de *Bucculatrix* en el departamento de Piura. *Revista Peruana de Entomología*, 3(1), 46–53.
- Michaud, J., & Olsen, L. (2004). Suitability of Asian citrus psyllid, *Diaphorina citri*, as prey for ladybeetles. *BioControl*, 49(4), 417–431.
- Milléo, J., & Almeida, L. (2000). Revisão do gênero *Corystes* Mulsant (Coleoptera, Coccinellidae, Hyperaspinae, Hyperaspini). *Revista Brasileira de Zoologia*, 17(1985), 65–74.
- Miró-Agurto, J., & Castillo-Carrillo, P. (2010). Especies de “mariquitas” (Coleoptera: Coccinellidae) en los frutales de Tumbes. *Revista Peruana de Entomología*, 46(1), 21–29.
- Miró-Agurto, J., & González, G. (2015). Primer listado de las especies de coccinelidos del departamento de Madre de Dios, Perú (Coleoptera: Coccinellidae). *Revista Peruana de Entomología*, 50(2), 39–44.
- Morrone, J. J. (2001). *Biogeografía de América Latina y el Caribe* (Manuales &). Zaragoza: Sociedad Entomologica Aragonesa.
- Morrone, J. J. (2013). *Sistemática: Fundamentos, métodos, aplicaciones* (1°). Mexico DF: Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Ciencias.
- Mulsant, E. (1850). Species des coléoptères trimères sécuripalpes. In *Annales des Sciences Physiques et naturelles, d'agriculture et d'industrie, ser. 2, 2* (pp. 1–1104). Retrieved from <https://www.biodiversitylibrary.org/item/36938>
- Nystrom-Mast, J., & Carthage, C. (2010). Biogeography. In B. Warf (Ed.), *Encyclopedia of Geography*. (1°, pp. 1–13). Sage Publications.
- Oróz Ramos, A., Bustamante Navarrete, A., & Cosío Loaiza, W. (2009). Aporte al conocimiento del género *Cycloneda* Crotch (Coleoptera: Coccinellidae): nuevas especies

- del Perú. *Boletín de La Sociedad Entomológica Aragonesa*, 45(1), 293–297.
<https://doi.org/10.5281/zenodo.838688>
- Ortiz, M., Rodríguez, A., & Sarmiento, J. (1981). Los áfidos (Homoptera: Aphididae) de la cebada (*Hordeum vulgare* L.) en la Sierra y Costa centrales del Perú. *Revista Peruana de Entomología*, 24(1), 133–136.
- Peralta, T. (1981). Control integrado de las plagas del maíz en el Valle del Mantaro - Perú. *Revista Peruana de Entomología*, 24(1), 113–116.
- Piedra, V. (1960). Problemas entomológicos actuales del Valle de Chira. *Revista Peruana de Entomología*, 3(1), 36–40.
- Ponsonby, D. J., & Copland, J. W. (1997). Predators. Coccinellidae and other Coleoptera. In Y. Ben-Dov & C. J. Hodgson (Eds.), *Soft Scale Insects-their biology, natural enemies and control*, Vol. 7B. (pp. 29–60). [https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S1572-4379\(97\)80076-0](https://doi.org/10.1016/S1572-4379(97)80076-0)
- Price, P., Denno, R., Eubanks, M., Finke, D., & Kaplan, I. (2011). *Insect Ecology: Behavior, Populations and Communities*. Nueva York: Universidad de Cambridge.
- Ratcliffe, B. C., Jameson, M. L., Figueroa, L., Cave, R. D., Paulsen, M. J., Cano, E., ... Reyes-Castillo, P. (2015). Beetles (Coleoptera) of Peru: A Survey of the Families. Scarabaeoidea. *Journal of the Kansas Entomological Society*, 88(2), 186–207.
<https://doi.org/10.2317/kent-88-02-229-236.1>
- Rebolledo, R., Sheriff, J., Parra, L., & Aguilera, A. (2007). Life, seasonal cycles, and population fluctuation of *Hippodamia variegata* (Goeze) (Coleoptera: Coccinellidae), in the central plain of La Araucanía Region, Chile. *Chilean Journal of Agricultural Research*, 6(2), 292–298.
- Redolfi, I. (1994). Diversidad de Braconidae (Hymenoptera) en el Perú. *Revista Peruana de Entomología*, 37, 11–22.
- Redtenbacher, L. (1843). *Tetamen dispositionis generum et specierum Coleopterorum*

- Pseudotrimeorum*. Archiducatus Austriae, Vienna.
- Robertson, J., Whiting, M., & McHugh, J. (2008). Searching for natural lineages within the Cerylonid Series (Coleoptera: Cucujoidea). *Mol. Phylog. Evol.*, 46, 193–205.
- Romero, R., Cueva, M., & Ojeda, D. (1974). Morfología, ciclo biológico y comportamiento de *Scymnus* (Pullus) sp. (Col.: Coccinellidae). *Revista Peruana de Entomología*, 17(1), 42–47.
- Rondón, S. I., & Vergara, C. (2004). Diversidad de artrópodos del suelo en cuatro cultivares de camote *Ipomoea batatas* (L.) Lam. (Convolvulaceae) en el valle de Cañete, Lima, Perú. *Revista Peruana de Entomología*, 44, 73–80.
- Salazar, J. (1959). Dos insectos observados atacando al arroz en el Valle de Jequetepeque: *Orthezia graminis* Tinsley (Orthezin.) y *Nyctelius nyctelius* (Latr.) (Hesperid.). *Revista Peruana de Entomología*, 2(1), 77–81.
- Salazar, J. (1972). Contribucion al conocimiento de los Pseudococcidae del Perú. *Revista Peruana de Entomología*, 15(2), 277–303.
- Sánchez, G., & Redolfi, I. (1988). Cuatro microlepidópteros plagas del camote y sus controladores biológicos en Rímac y Cañete, 1986. *Revista Peruana de Entomología*, 31, 113–116.
- Sánchez, G., & Vergara, C. (1995). Fluctuación poblacional de cuatro plagas y sus controladores biológicos en algodónero cultivado en Cañete, 1989 -1990. *Revista Peruana de Entomología*, 38, 101–103.
- Santos, P. B. (2014). *Filogenia do gênero Neotropical Zenoria Mulsant , 1850 (Coleoptera , Coccinellidae , Ortaliinae)*. Universidade Federal do Paraná.
- Santos, P. B., & González, G. (2016). New species of *Zenoria* Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae) from Brazil and Peru. *Zootaxa*, 4205(4), 386–394.
<https://doi.org/10.11646/zootaxa.4205.4.7>
- Sasaji, H. (1968). Phylogeny of the family Coccinellidae (Coleoptera). *Etizenia*, 35, 1–37.

- Seago, A., Giorgi, J., Li, J., & Ślipiński, A. (2011). Phylogeny, classification and evolution of ladybird beetles (Coleoptera: Coccinellidae) based on simultaneous analysis of molecular and morphological data. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, *60*(1), 137–151.
<https://doi.org/10.1016/J.YMPEV.2011.03.015>
- Serra, W., González, G., & Greco-Spingola, S. (2013). Lista sistemática y distribución geográfica de las especies de Coccinellidae (Insecta: Coleoptera) presentes en Uruguay. *Boletín de La Sociedad Entomológica Aragonesa (S. E. A)*, *53*, 229–242.
- Ślipiński, A. (2007). *Australian ladybird beetles (Coleoptera: Coccinellidae). Their biology and classification*. Canberra: Australian Biological Resources Study.
- Ślipiński, A., & Giorgi, J. A. (2006). Revision of the Australian coccinellidae (Coleoptera). Part 6. Tribe Chilocorini. *Annales Zoologici*.
<https://doi.org/10.3161/000345406778700865>
- Ślipiński, A., & Tomaszewska, W. (2010). Coccinellidae Latreille, 1802. In R. A. B. Leschen, R. G. Beutel, & J. F. Lawrence (Eds.), *Handbook of Zoology. Coleoptera, Beetles. Morphology and Systematics (Elateroidea, Bostrichiformia, Cucujiformia partim). Volume 2* (p. 786). Berlin, New York: Walter de Gruyter GmbH & Co. KG.
- Timberlake, P. (1943). The Coccinellidae or Lady beetles of the Koebele Collections, part I Hawaii. *Bulletin of the Experimental Station of the Hawaiian Sugar Planters' Association Entomological*, *22*, 1–67.
- Tomaszewska, W., & Szawaryn, K. (2016). Epilachnini (Coleoptera: Coccinellidae)-A Revision of the World Genera. *Journall of Insect Science*, *16*(1), 1–91.
<https://doi.org/10.1093/jisesa/iew082>
- Trejo-Loyo, A., & Nestor Arriola, J. (2012). Nuevos registros de Coccinellidae para el estado de Morelos , México. *Acta Zoologica Mexicana (Nueva Serie)*, *28*(3), 640–643.
- Valencia, L., & Cárdenas, N. (1973). Los Afidos (Homoptera: Aphididae) del Valle de Ica, sus plantas hospederas y enemigos naturales. *Revista Peruana de Entomología*, *16*(1), 6–14.

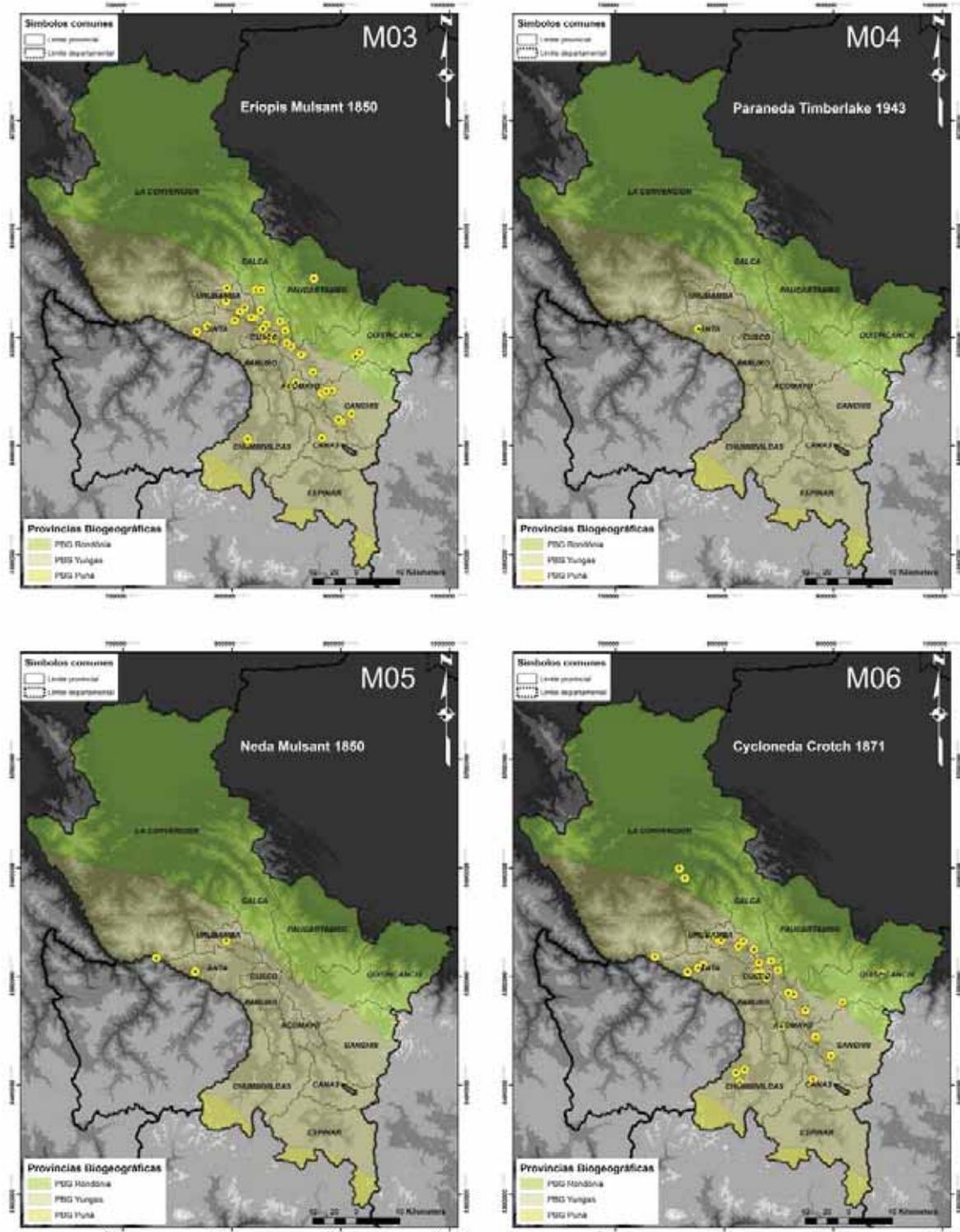
Retrieved from <http://revperuentomol.com.pe/publicaciones/vol16/AFIDOS-DEL-VALLE-DE-ICA6.pdf>

- Vandenberg, N. (1992). Revision of the New World Lady Beetles of the Genus *Olla* and Description of a New Allied Genus (Coleoptera: Coccinellidae). *Annals of the Entomological Society of America*, 85(4), 370–392. <https://doi.org/10.1093/aesa/85.4.370>
- Vandenberg, N. (2002a). Coccinellidae Latreille 1807. In R. H. Arnet, M. C. Thomas, P. E. Skelley, & J. H. Frank (Eds.), *American Beetles, Volume II: Polyphaga: Scarabaeoidea through Curculionoidea* (pp. 371–389). <https://doi.org/10.1201/9781420041231>
- Vandenberg, N. (2002b). The new world genus *Cycloneda* Crotch (Coleoptera: Coccinellidae): Historical review, new diagnosis, new generic and specific synonyms, and an improved key to North American species. *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 104(1), 221–236.
- Vandenberg, N. (2008). Introduced lady beetles (Coleoptera, Coccinellidae): beneficial agents or alien invaders? In E. S. of Brazil's (Ed.), *Brazilian National Congress of Entomology*. Uberlandia, Brasil.
- Vandenberg, N., & Gordon, R. (1988). The Coccinellidae (Coleoptera) of South America: PART I. A revision of the genus *Erythroneda* Timberlake 1943. *Revista Brasileira de Entomologia*, 32(1), 31–43.
- Vandenberg, N., & Gordon, R. (1996). A new genus of neotropical Coccinellini (Coleoptera: Coccinellidae) related to *Olla* Casey and allies. *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 98(3), 541–550.
- Velapatiño, J. (1996). Algunos lepidopteros del camote y sus enemigos naturales en los Valles Cañete y Rimac. *Revista Peruana de Entomología*, 39, 111–117.
- Venero, J. (1981). Presencia de *Hippodamia convergens* Guerin (Col.: Coccinellidae) en la puna del Perú. *Revista Peruana de Entomología*, 24(1), 137–138.
- Weise, J. (1895). Neue Coccinelliden, sowie Bekermungen zu Bemerkungen zu bekannten

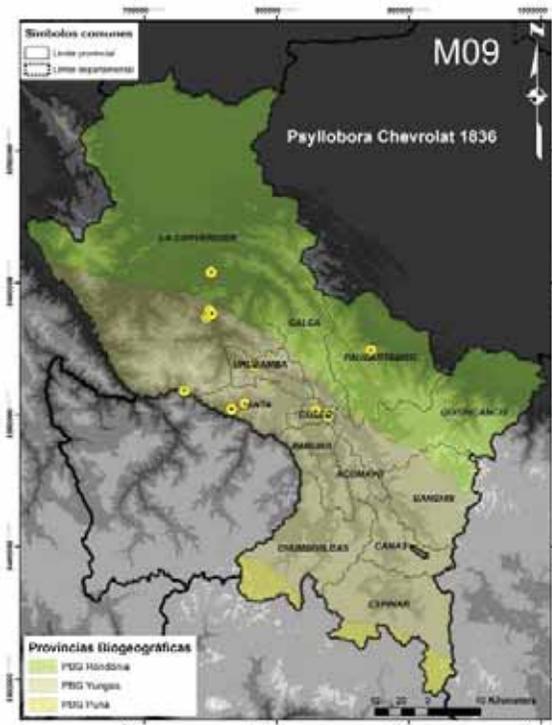
- Arten. *Annales de Societe Entomologique Du Belgique*, 39, 120–146.
- Weise, J. (1898). Coccinellen aus Sudamerika. *Deutsche Entomologische Zeitschrift*, 125–126.
- Weise, J. (1899). Coccinelliden aus Sud-Amerika. *Deutsche Entomologische Zeitschrift*, 257–272.
- Weise, J. (1902). Coccinelliden aus Südamerika. III. *Deutsche Entomologische Zeitschrift*, 161–176.
- Wille, J. (1942). Resumen de las diferentes labores ejecutadas en el Perú para combatir insectos dañinos por el “Método Biológico.” *Boletín El Museo de Historia Natural “Javier Prado”*, Lima, 21, 202–205.
- Wille, J. (1952). *Entomología agrícola del Perú* (2da ed.; J. de S. Vegetal, Ed.). Lima, Perú: Junta de Sanidad Vegetal, Dirección General de Agricultura, Ministerio de Agricultura.
- Yábar, E., & Tisoc, I. (1988). Artrópodos predadores asociados al maíz en el Valle Urubamba, Cusco. *Revista Peruana de Entomología*, 31(1), 143–146.
- Yábar Landa, E. (2014). *Índice - Catálogo Bibliográfico de los Insectos de Cusco* (Consejo de Investigación, Ed.). Cusco: Editorial de la Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco.

ANEXOS

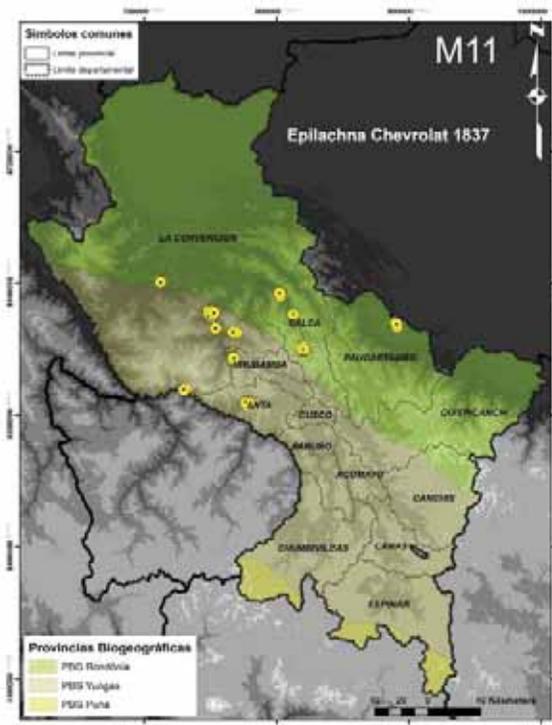
I. Mapas de distribución, política y biogeográfica, de los géneros de la familia Coccinellidae



M 3. *Eriopis Mulsant 1850*. M 4. *Paraneda Timberlake 1943*. M 5. *Neda Mulsant 1850*. M 6. *Cycloneda Crotch 1871*.



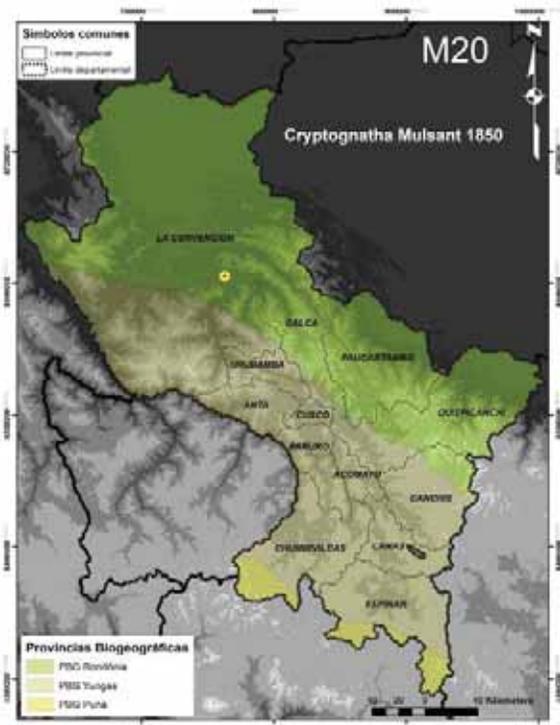
M 7. *Hippodamia* Chevrolat 1837. M 8. *Neocalvia* Crotch 1871. M 9. *Psyllobora* Chevrolat 1836. M 10. *Oxytella* Weise 1902.



M 11. *Epilachna Chevrolat* 1837. M 12. *Toxotoma Weise* 1899. M 13. *Azya Mulsant* 1850. M 14. *Scymnus Kugelann* 1794.



M 15. *Zagloba* Casey 1899. M 16. *Hyperaspis* Redtenbacher 1843. M 17. *Diazonema* Weise 1926. M 18. *Serratitibia* Gordon & Canepari 2013.

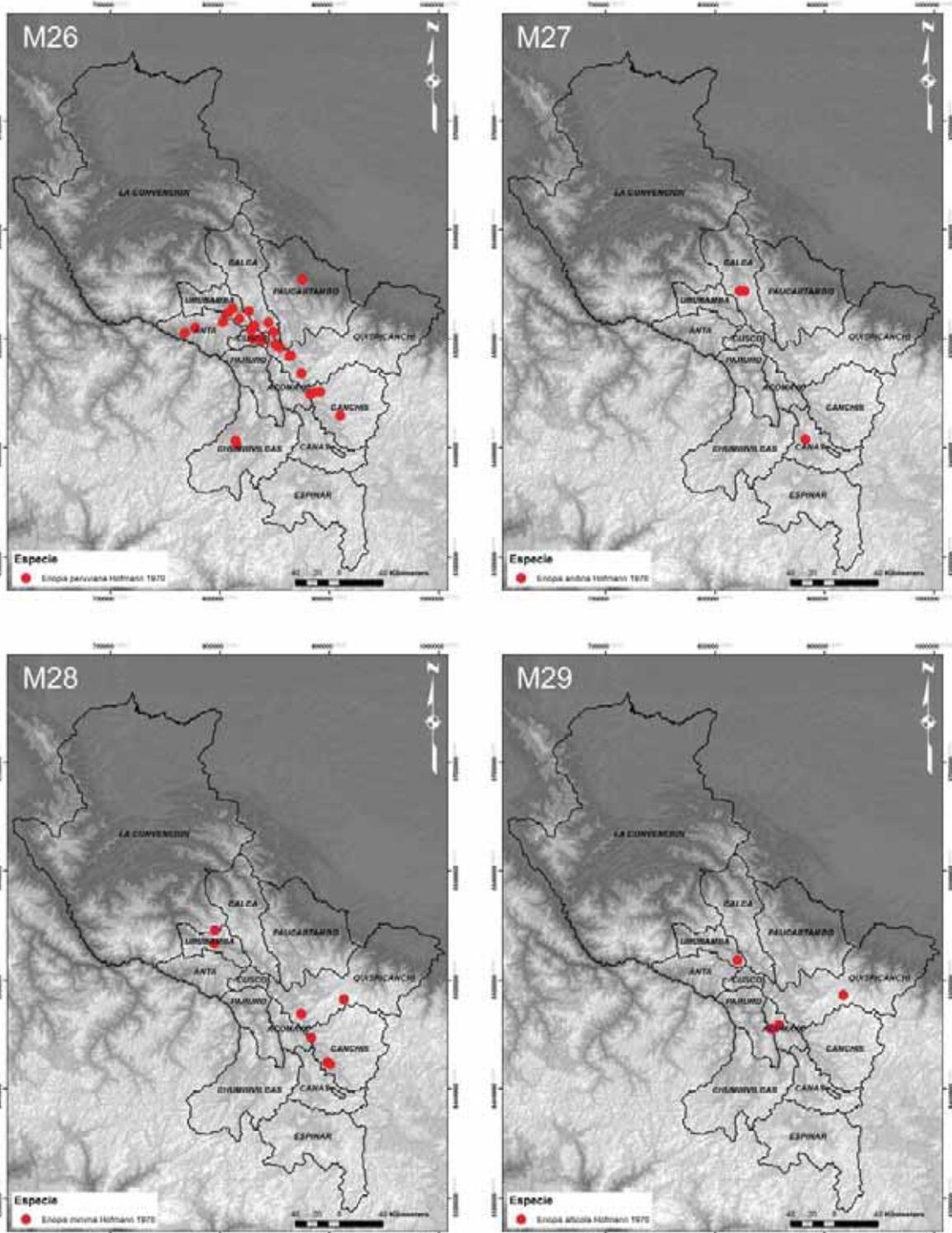


M 19. *Pentilia* Mulsant 1850. M 20. *Cryptognatha* Mulsant 1850. M 21. *Rodolia* Mulsant 1850. M 22. *Zenoria* Mulsant 1850.

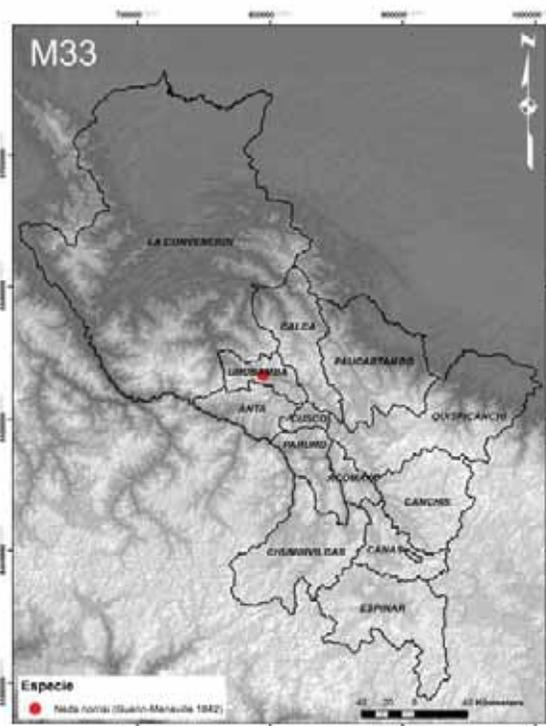


M 23. *Parastethorus* Pang & Mao 1975. M 24. *Exochomus* Redtenbacher 1843. M 25. *Curinus* Mulsant 1850.

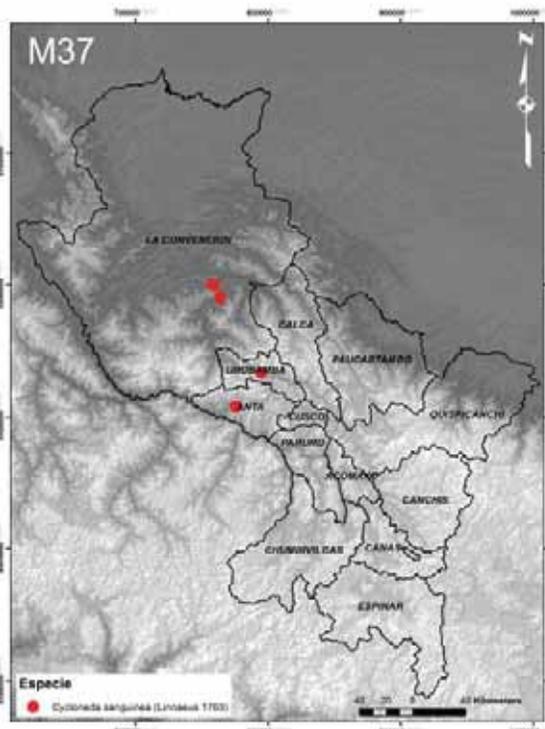
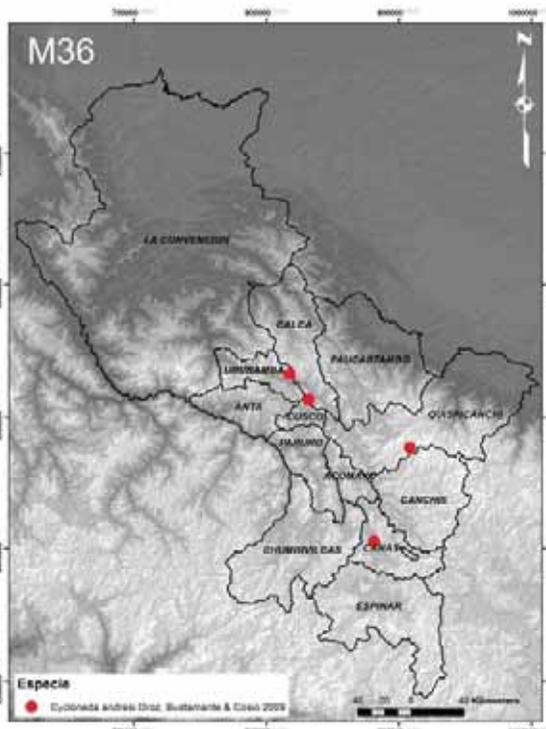
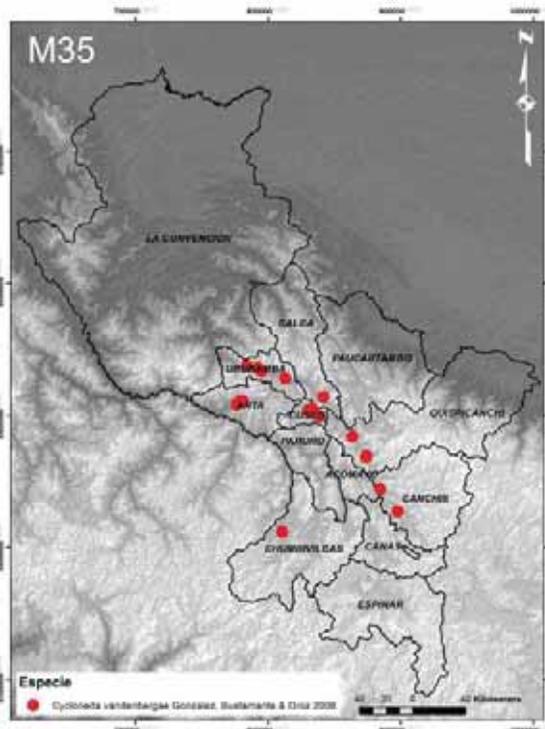
II. Mapas de distribución de las especies de Coccinellidae en la región Cusco



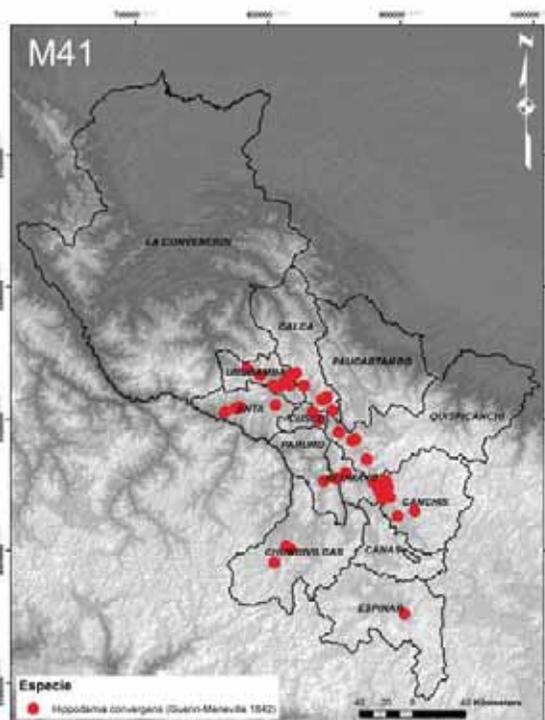
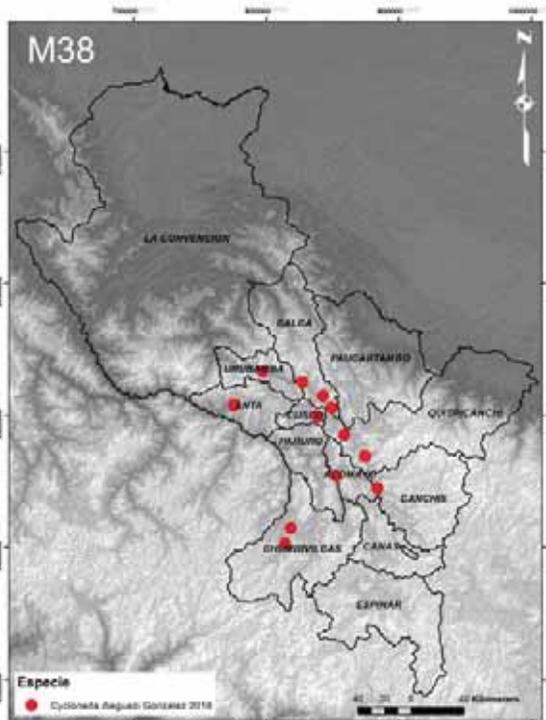
M 26. *Eriopis peruviana* Hofmann 1970. M 27. *Eriopis andina* Hofmann 1970. M 28. *Eriopis minima* Hofmann 1970. M 29. *Eriopis alticola* Hofmann 1970.



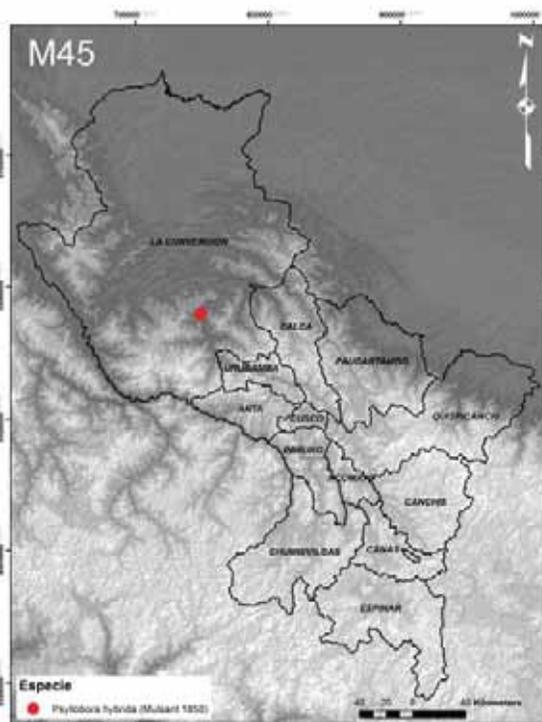
M 30. *Paraneda pallidula* (Mulsant 1850). **M 31.** *Neda aequatoriana* Mulsant 1853. **M 32.** *Neda patula* Erichson 1847. **M 33.** *Neda norrisi* (Guerin-Meneville 1842).



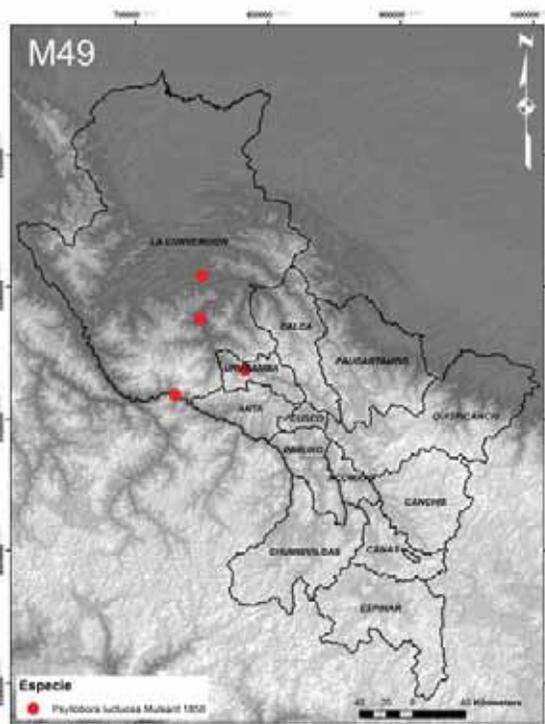
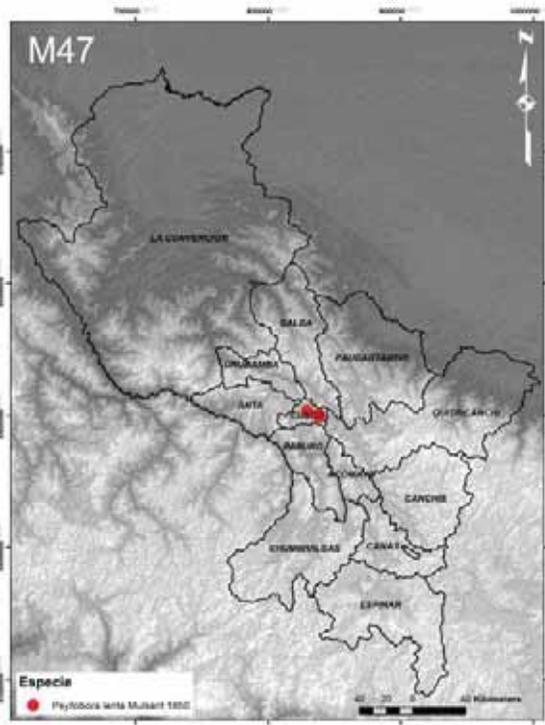
M 34. *Cycloneda marcapatae* Oroz, Bustamante & Cosio 2009. **M 35.** *Cycloneda vandenbergae* González, Bustamante & Oroz 2009. **M 36.** *Cycloneda andresi* Oroz, Bustamante & Cosio 2009. **M 37.** *Cycloneda sanguinea* (Linnaeus 1763).



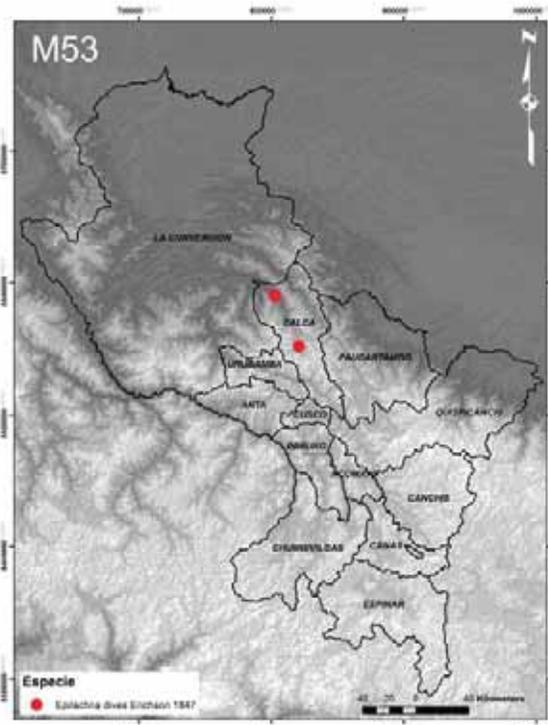
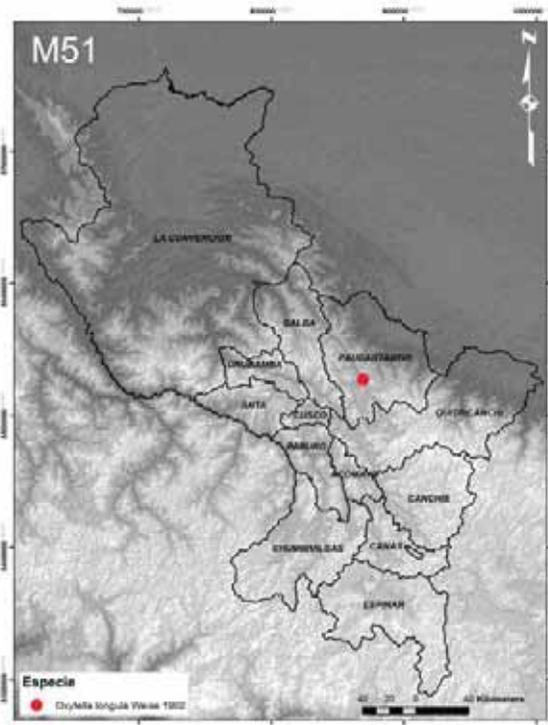
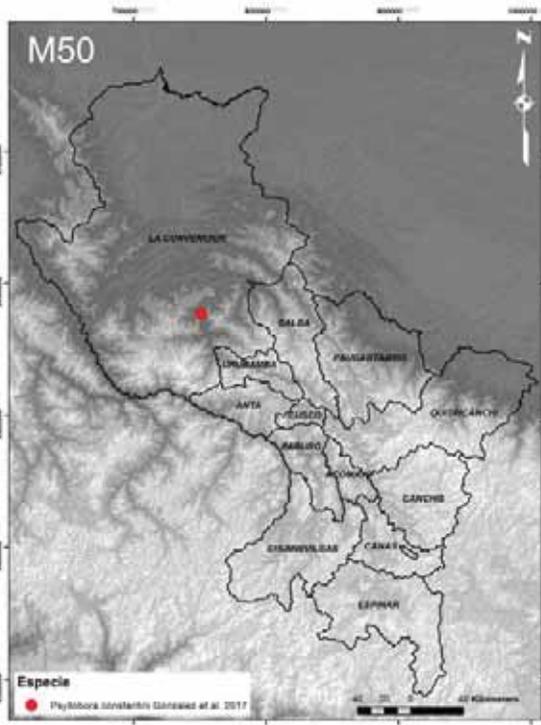
M 38. *Cycloneda dieguezi* González 2018. M 39. *Cycloneda arcula* (Erichson 1847). M 40. *Cycloneda ecuadorica* (Timberlake 1943). M 41. *Hippodamia convergens* (Guerin-Meneville 1842).



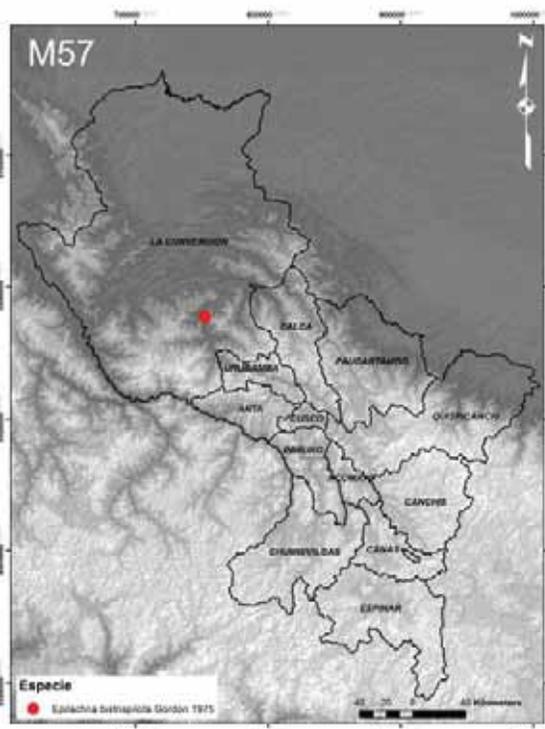
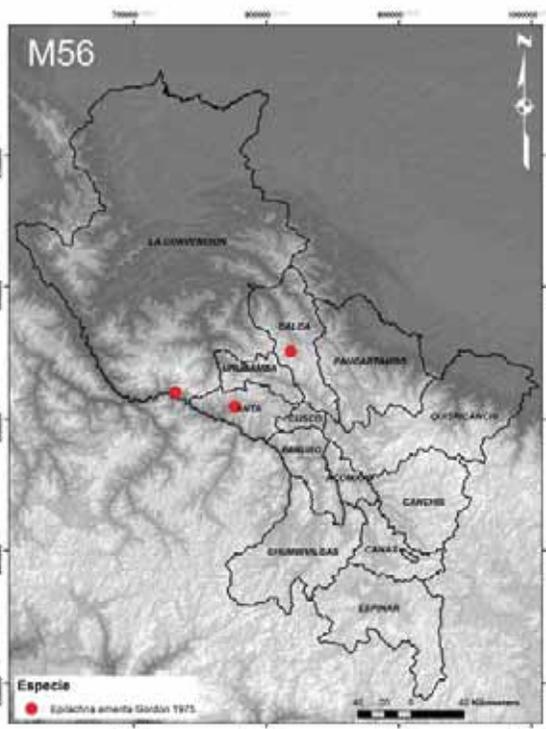
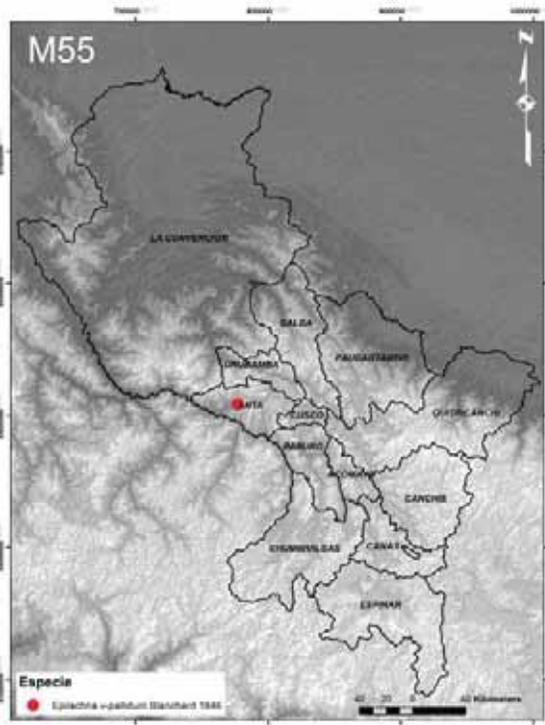
M 42. *Hippodamia variegata* Goeze 1777. **M 43.** *Neocalvia blanchardi* (Mulsant 1850). **M 44.** *Psyllobora marshalli* Crotch 1874. **M 45.** *Psyllobora hybrida* (Mulsant 1850).



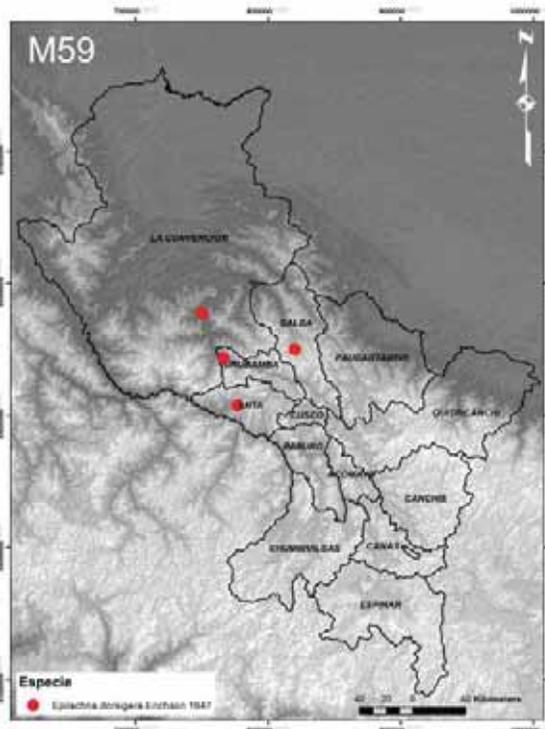
M 46. *Psyllobora abancayana* Almeida 1991. **M 47.** *Psyllobora lenta* Mulsant 1850. **M 48.** *Psyllobora lutescens* Crotch 1874. **M 49.** *Psyllobora luctuosa* Mulsant 1850.



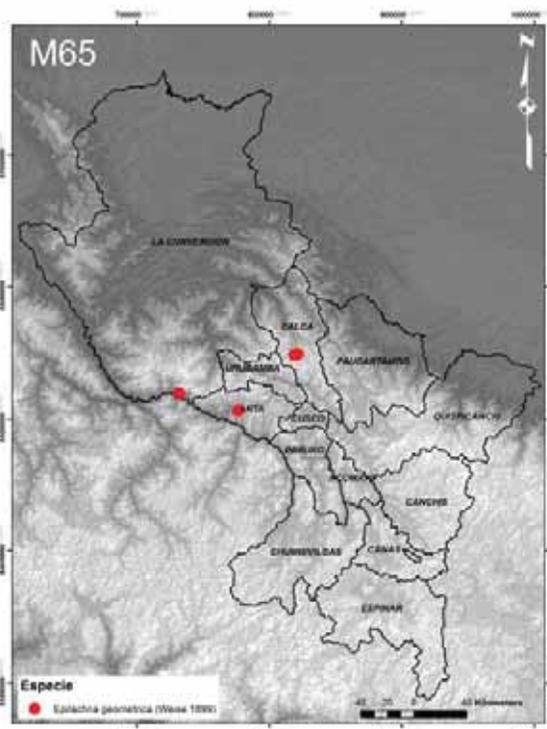
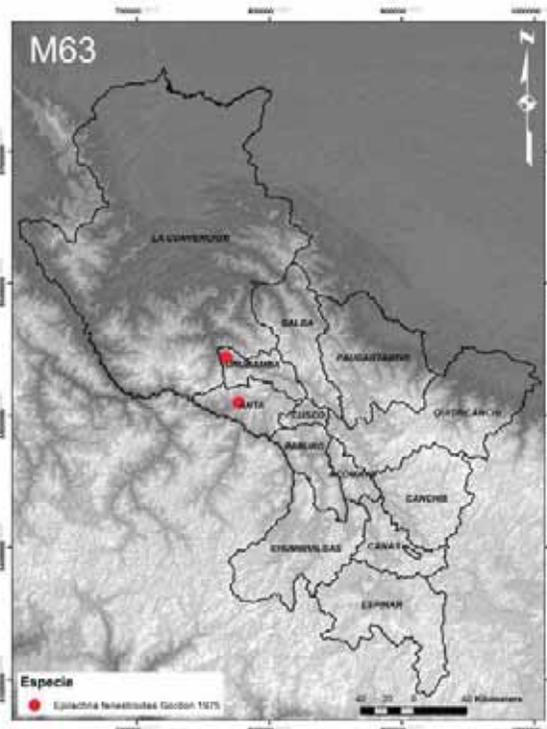
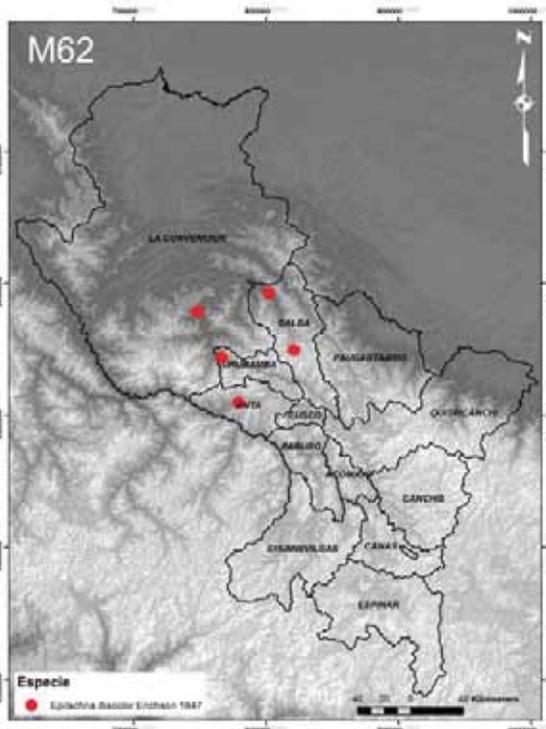
M 50. *Psyllobora constantini* González et al. 2017. **M 51.** *Oxytella longula* Weise 1902. **M 52.** *Epilachna fausta* Erichson 1847. **M 53.** *Epilachna dives* Erichson 1847.



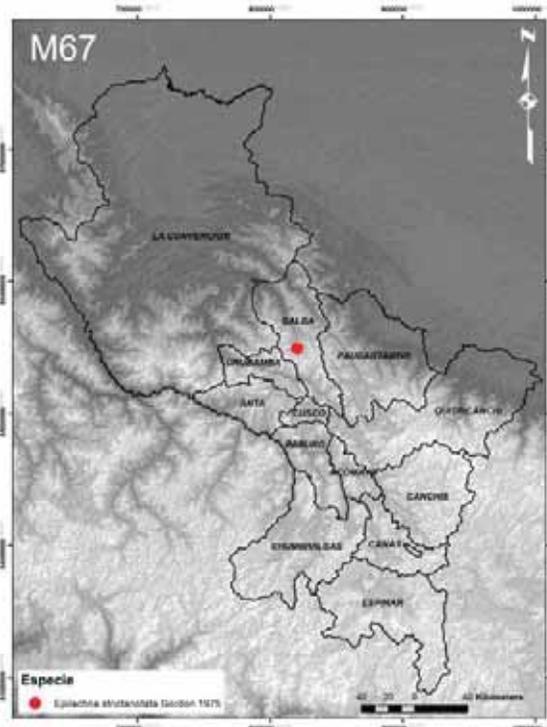
M 54. *Epilachna sexmaculata* Kirsch 1876. **M 55.** *Epilachna v-pallidum* Blanchard 1846. **M 56.** *Epilachna emerita* Gordon 1975. **M 57.** *Epilachna bistrispilota* Gordon 1975.



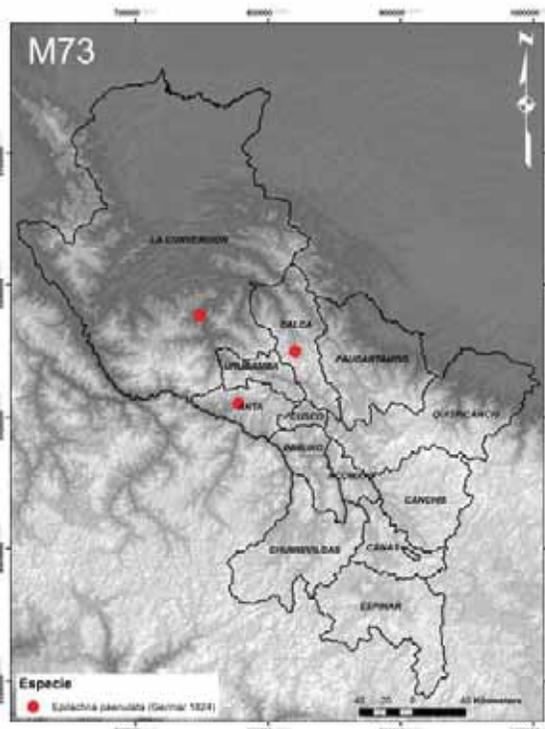
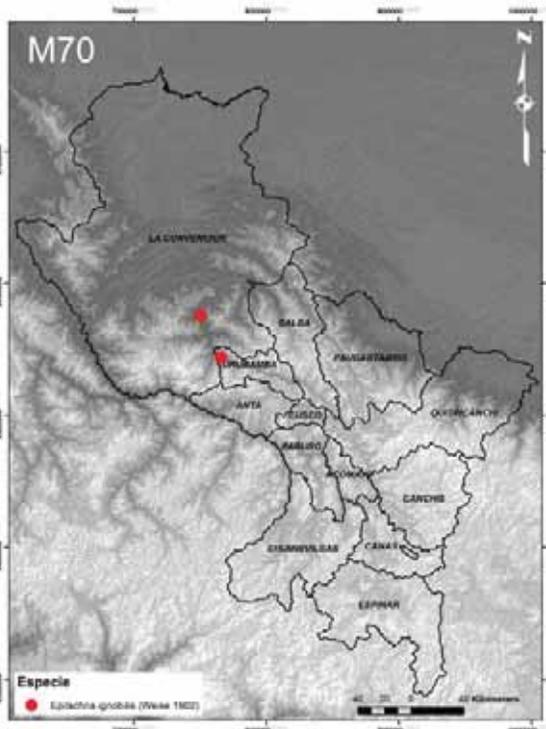
M 58. *Epilachna pseudospilota* Gordon 1975. M 59. *Epilachna dorsigera* Erichson 1847. M 60. *Epilachna transverselineata* (Mader 1958). M 61. *Epilachna cuscoi* Gordon 1975.



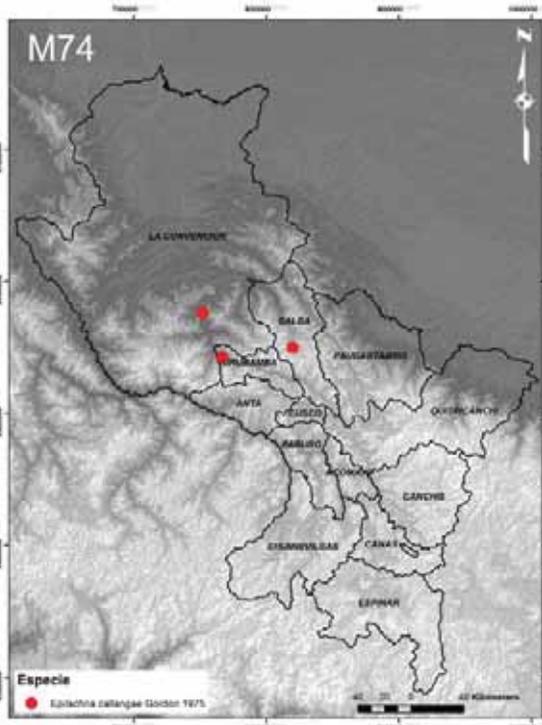
M 62. *Epilachna discolor* Erichson 1847. **M 63.** *Epilachna fenestroides* Gordon 1975. **M 64.** *Epilachna harringtoni* Gordon 1975). **M 65.** *Epilachna geométrica* (Weise 1899).



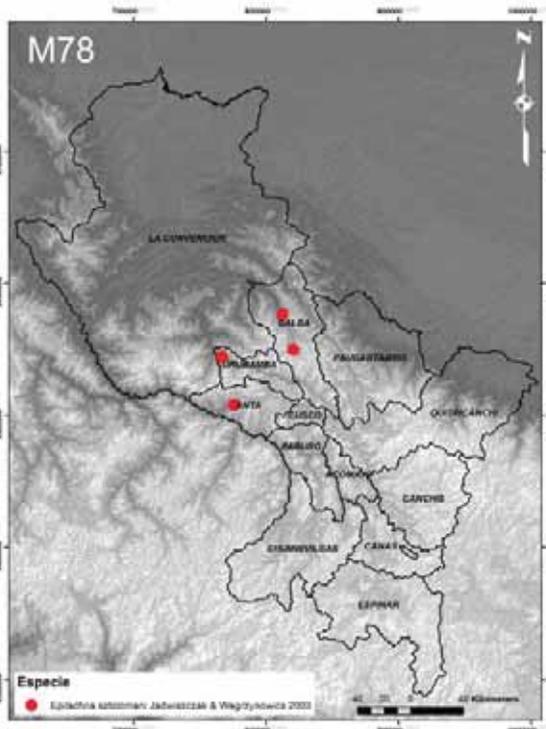
M 66. *Epilachna vittigera* (Crotch 1874). **M 67.** *Epilachna strictanotata* Gordon 1975. **M 68.** *Epilachna bistriguttata* Mulsant 1850. **M 69.** *Epilachna matei* Bustamante et al. 2018.



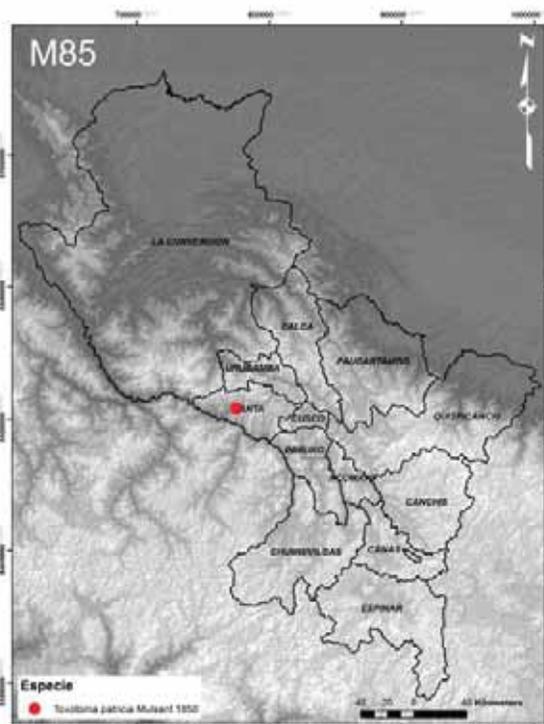
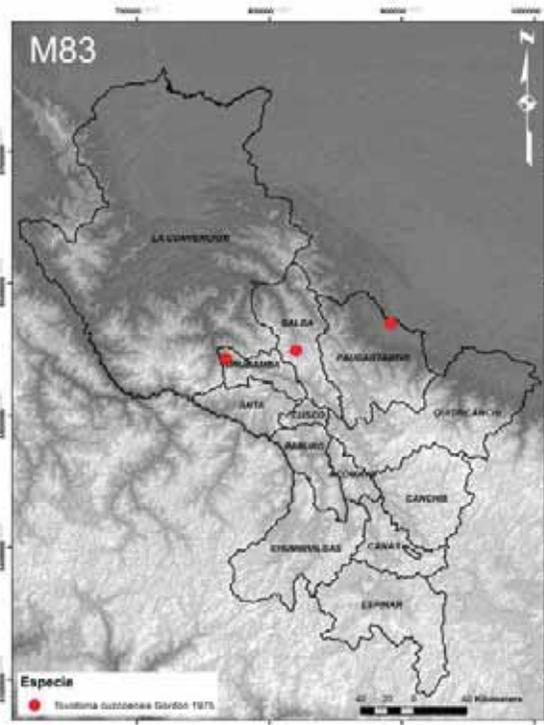
M 70. *Epilachna ignobilis* (Weise 1902). M 71. *Epilachna cushmani* Gordon 1975. M 72. *Epilachna woytkowskii* Gordon 1975. M 73. *Epilachna paenulata* Germar 1824.



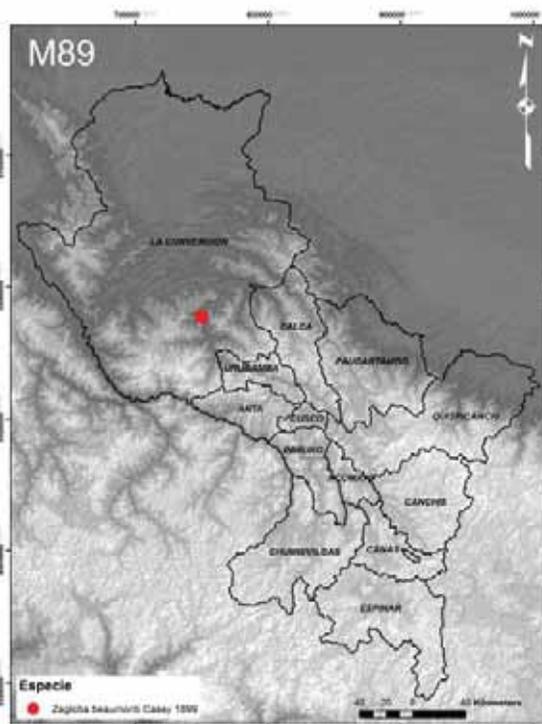
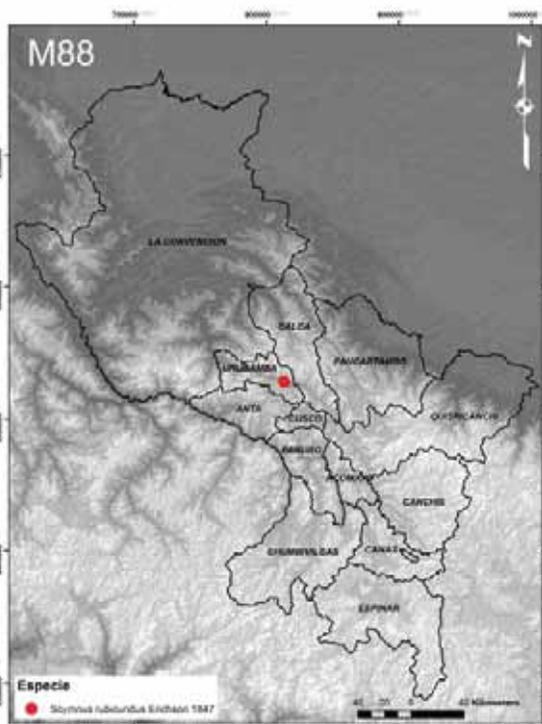
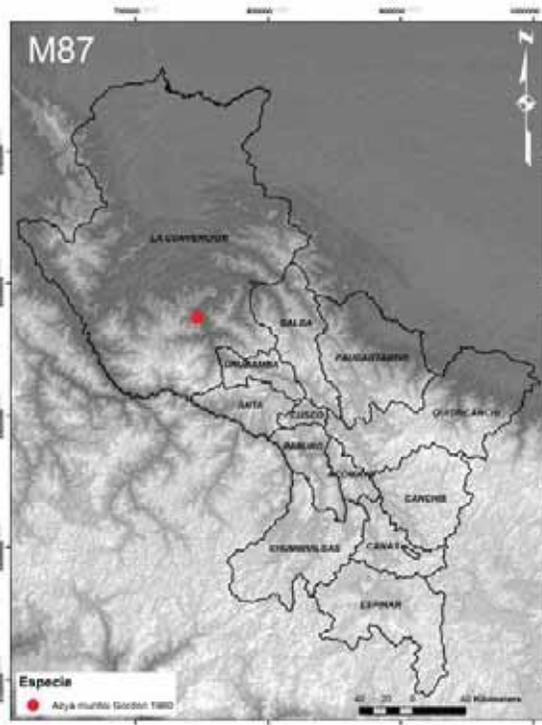
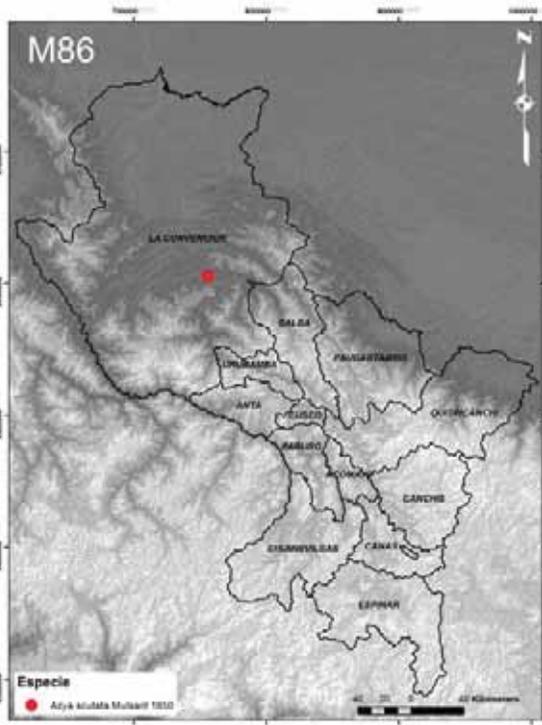
M 74. *Epilachna callangae* Gordon 1975. **M 75.** *Epilachna propinqua* (Weise 1899). **M 76.** *Epilachna pseudostriata* Gordon 1975. **M 77.** *Epilachna cacica* (Guerin-Meneville 1844).



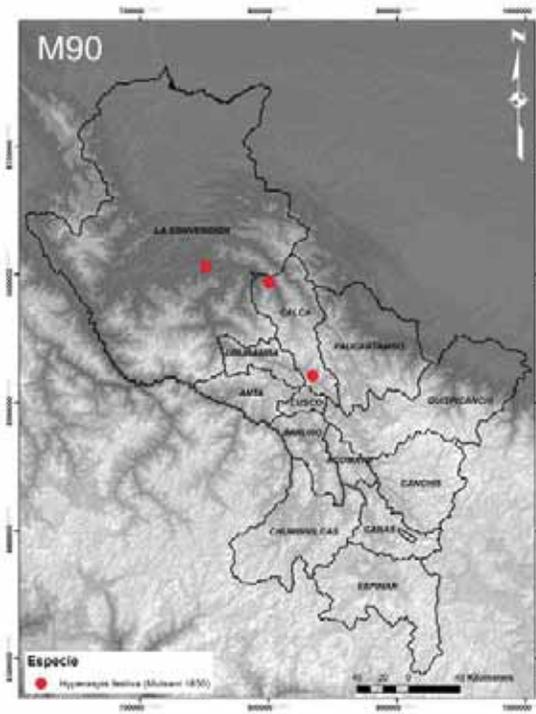
M 78. *Epilachna sztolcmani* Jadwiszczak & Wegrzynowicz 2003. **M 79.** *Epilachna lepida* Erichson 1847. **M 80.** *Epilachna obliqua* Gordon 1975. **M 81.** *Toxotoma venusta* (Erichson 1847).



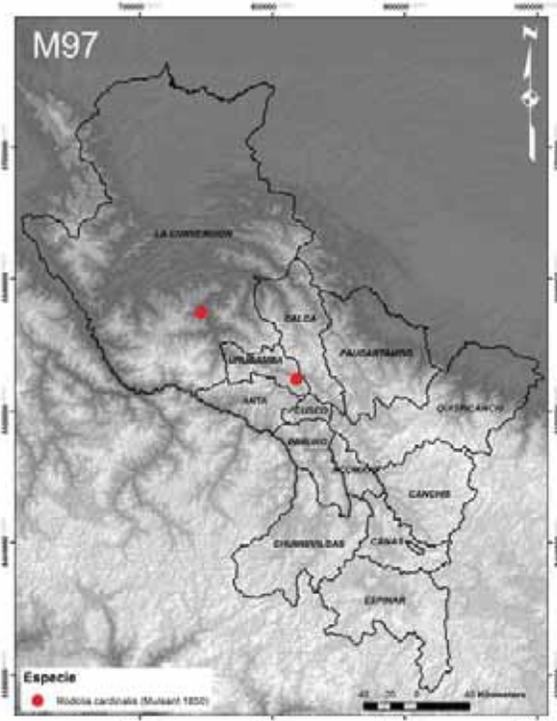
M 82. *Toxotoma imitator* Gordon 1975. M 83. *Toxotoma cuzcoensis* Gordon 1975. M 84. *Toxotoma guerini* Gordon 1975. M 85. *Toxotoma patricia* Mulsant 1850.



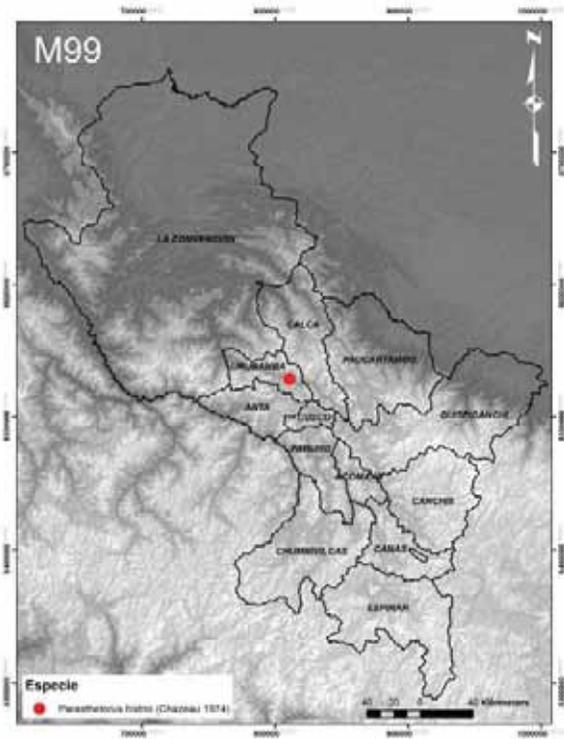
M 86. *Azya scutata* Mulsant 1850. M 87. *Azya murilloi* Gordon 1980. M 88. *Scymnus rubicundus* Erichson 1847. M 89. *Zagloba beaumonti* Casey 1899.



M 90. *Hyperaspis festiva* (Mulsant 1850). M 91. *Diazonema fallax* Weise 1926. M 92. *Serratitbia mary* Gordon & Canepari 2013. M 93. *Serratitbia julie* Gordon & Canepari 2013.

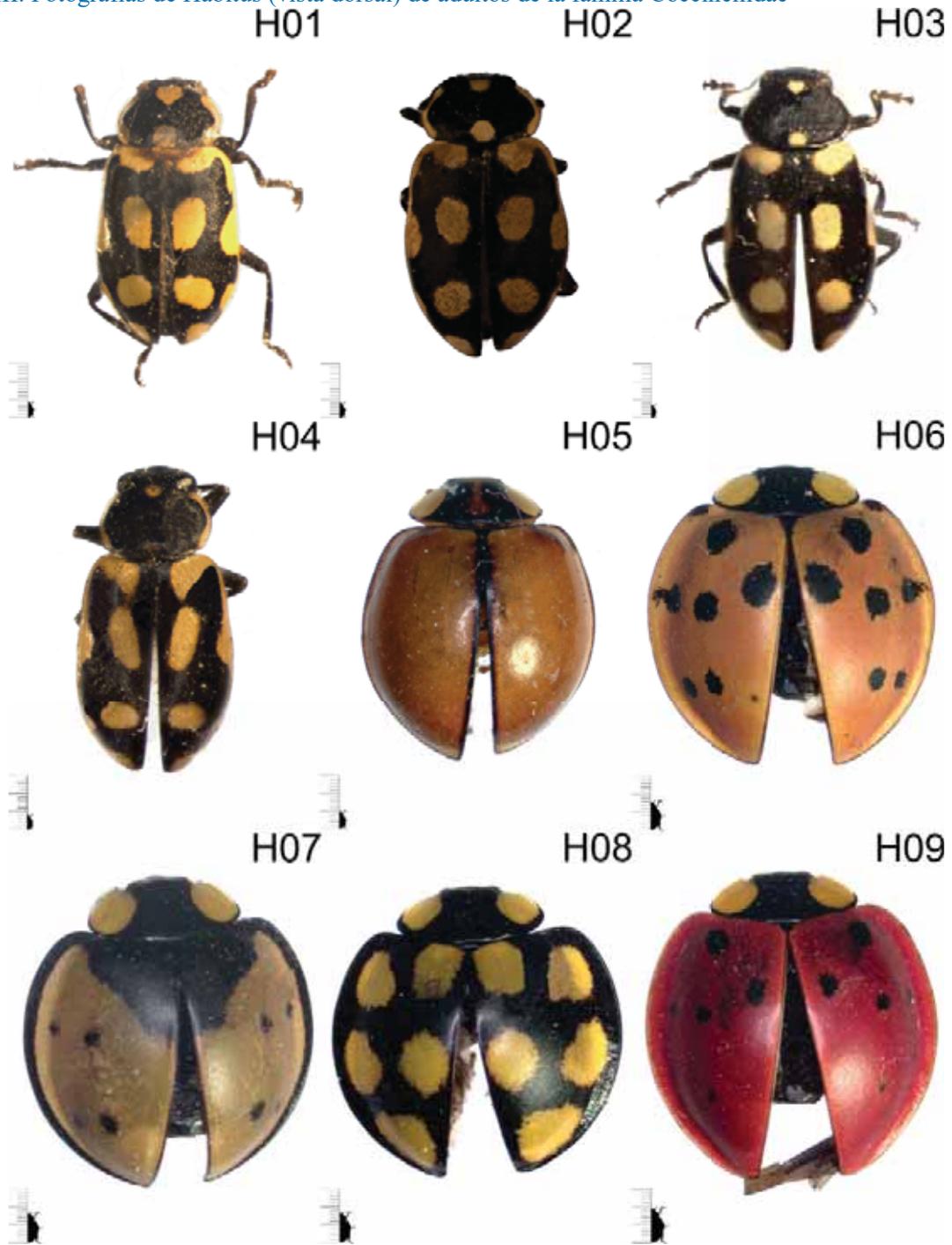


M 94. *Serratitibia anna* Gordon & Canepari 2013. **M 95.** *Pentilia insidiosa* Mulsant 1850. **M 96.** *Cryptognatha gemellata* Mulsant 1850. **M 97.** *Rodolia cardinalis* (Mulsant 1850).

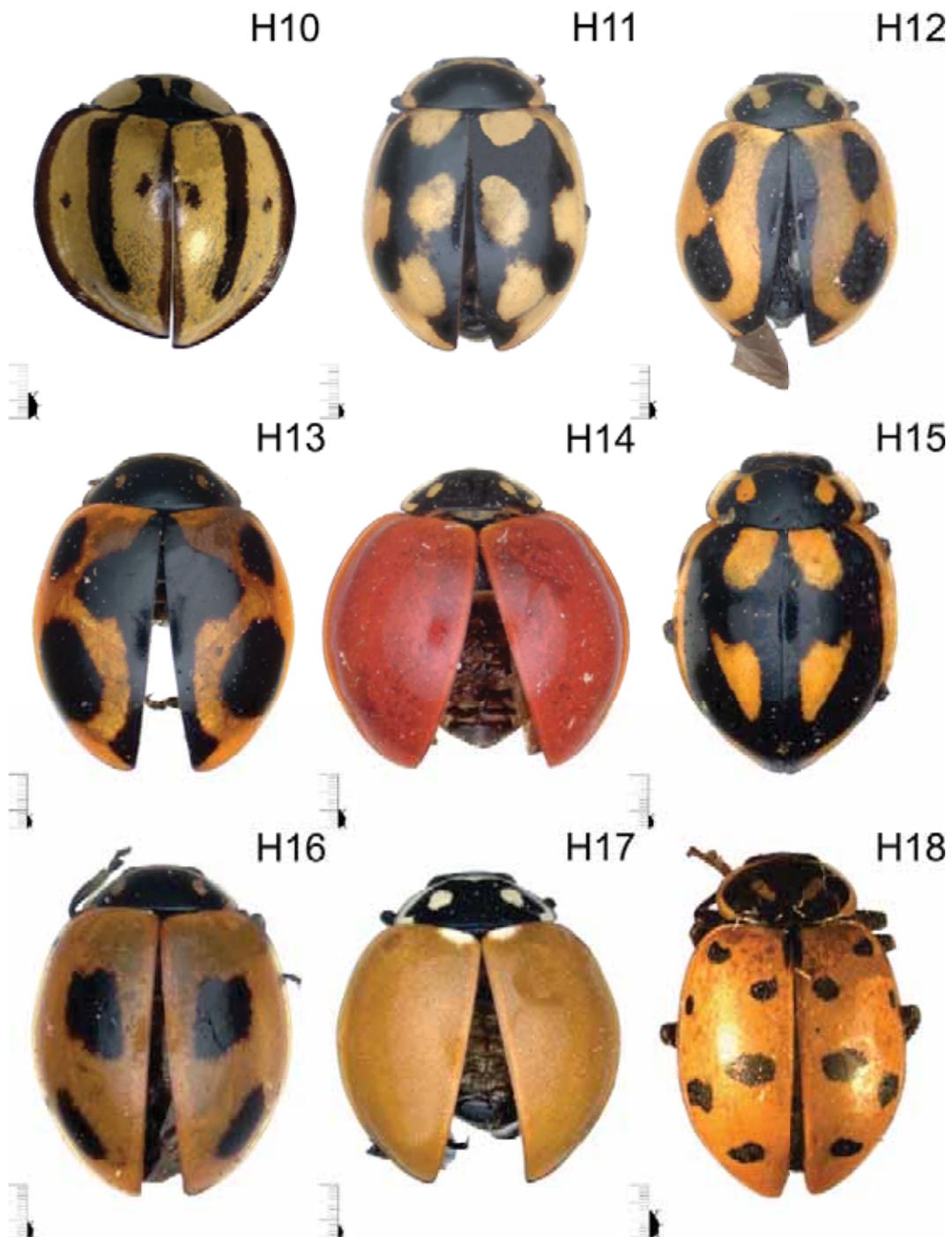


M 98. *Zenoria stellaris* (Gorham 1899). **M 99.** *Parastethorus histrio* (Chazeau 1974). **M 100.** *Exochomus bolivianus* Mader 1957. **M 101.** *Curinus coeruleus* Mulsant 1850.

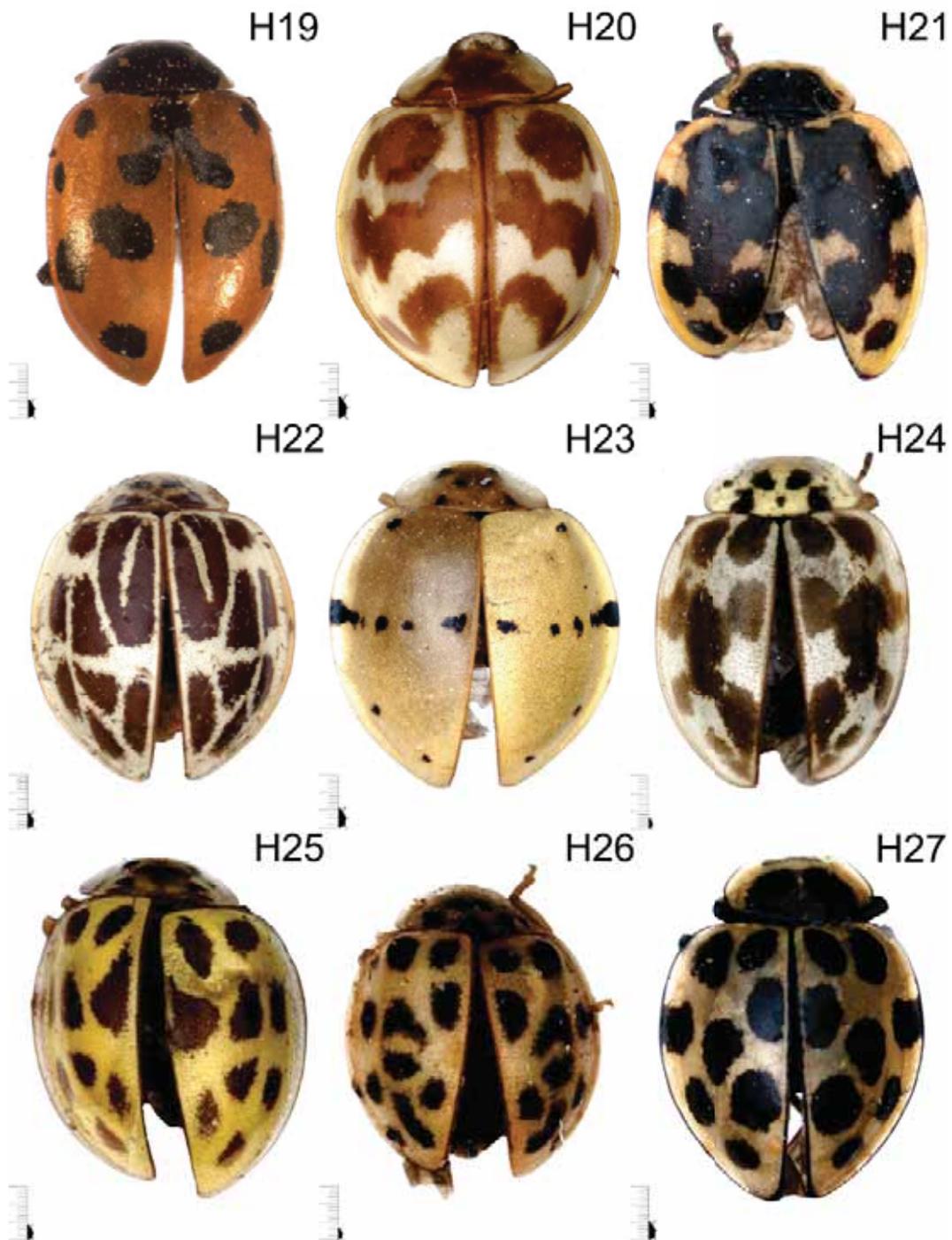
III. Fotografías de Habitus (vista dorsal) de adultos de la familia Coccinellidae



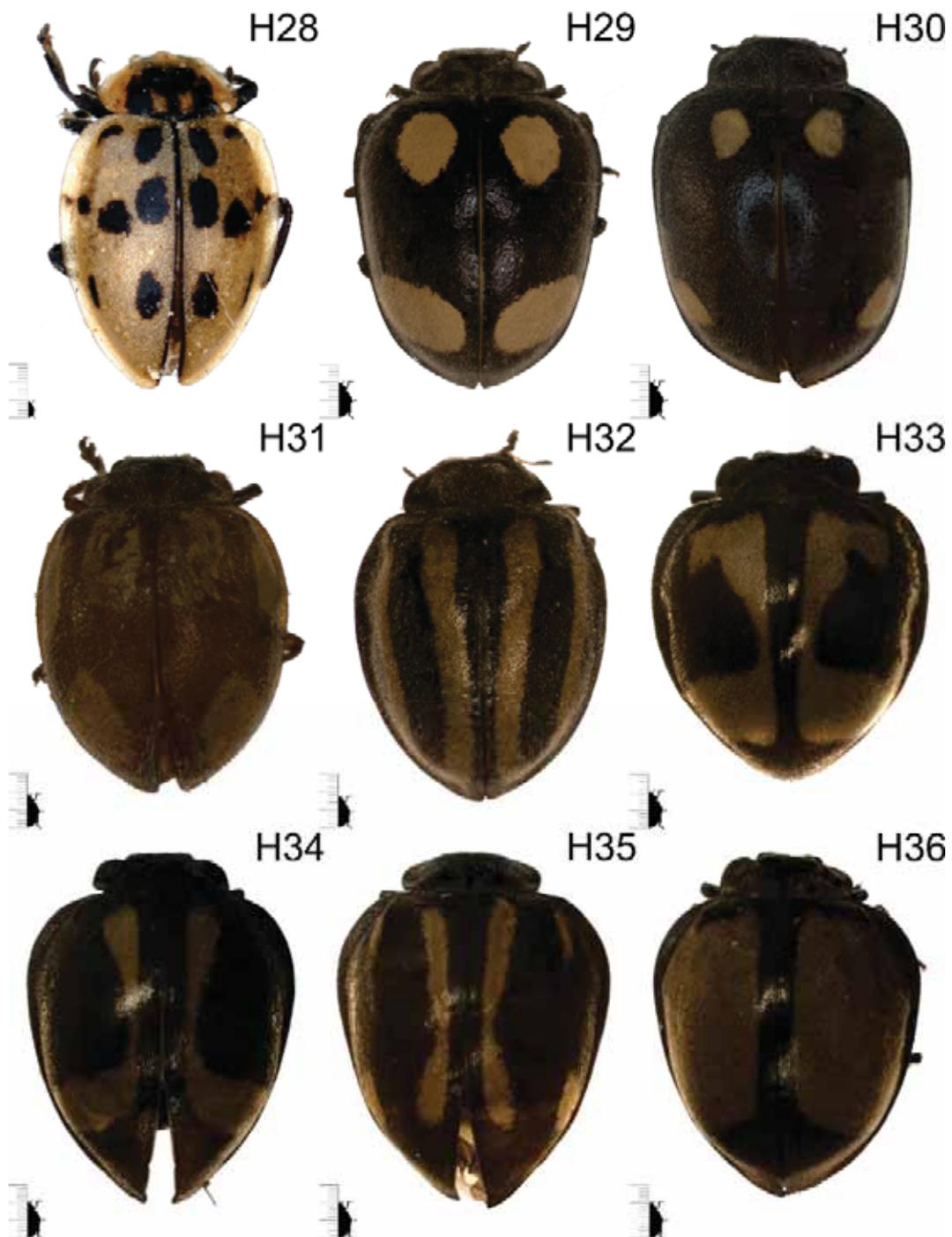
H 1. *Eriopis peruviana* Hofmann 1970. **H 2.** *Eriopis andina* Hofmann 1970. **H 3.** *Eriopis minima* Hofmann 1970. **H 4.** *Eriopis alticola* Hofmann 1970. **H 5.** *Paraneda guticollis* (Mulsant 1850). **H 6.** *Neda aequatoriana* Mulsant 1853. **H 7.** *Neda aequatoriana* Mulsant 1853. **H 8.** *Neda aequatoriana* Mulsant 1853. **H 9.** *Neda patula* Erichson 1847.



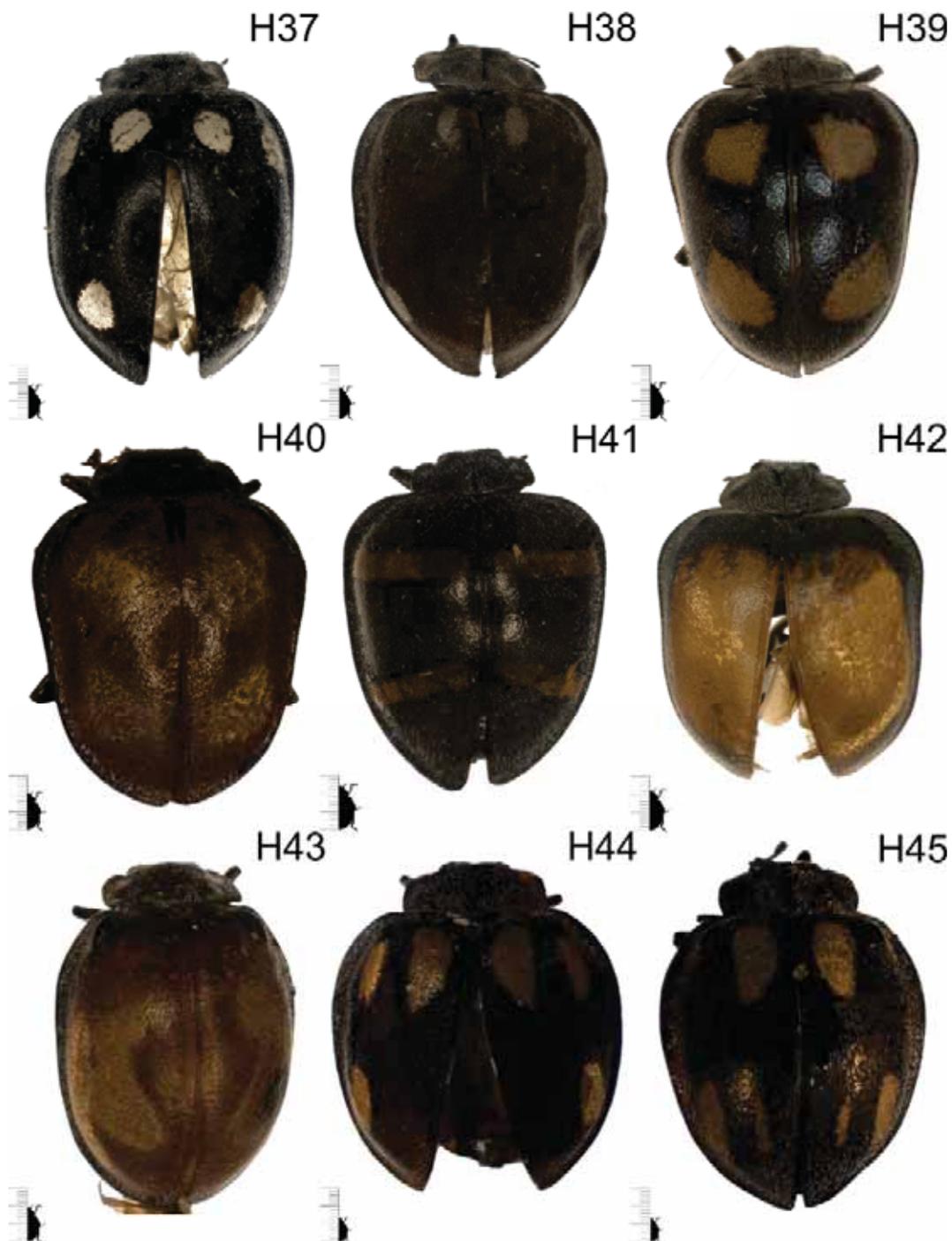
H 10. *Neda norrisi* (Guerin-Meneville 1842). **H 11.** *Cycloneda marcapatae* Oroz, Bustamante & Cosio 2009. **H 12.** *Cycloneda vandenbergae* González, Bustamante & Oróz 2008. **H 13.** *Cycloneda andresi* Oroz, Bustamante & Cosio 2009. **H 14.** *Cycloneda sanguinea* (Linnaeus 1763). **H 15.** *Cycloneda dieguezi* González 2018. **H 16.** *Cycloneda arcula* (Erichson 1847). **H 17.** *Cycloneda ecuadorica* (Timberlake 1943). **H 18.** *Hippodamia convergens* (Guerin-Meneville 1842).



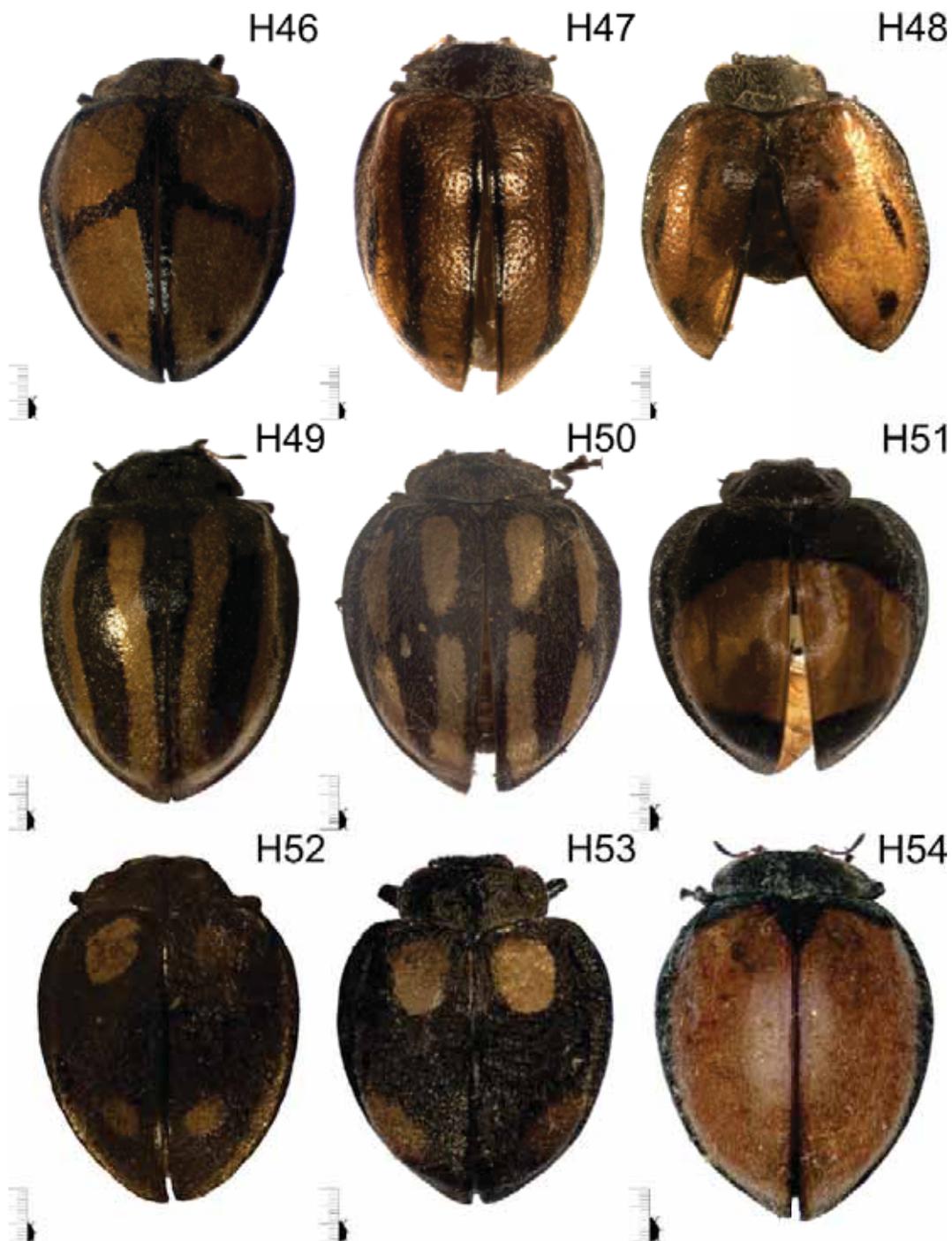
H 19. *Hippodamia variegata* Goeze 1777. **H 20.** *Neocalvia blanchardi* (Mulsant 1850). **H 21.** *Psyllobora marshalli* Crotch 1874. **H 22.** *Psyllobora hybrida* (Mulsant 1850). **H 23.** *Psyllobora abancayana* Almeida 1991. **H 24.** *Psyllobora lenta* Mulsant 1850. **H 25.** *Psyllobora lutescens* Crotch 1874. **H 26.** *Psyllobora luctuosa* Mulsant 1850. **H 27.** *Psyllobora constantini* González et al. 2017.



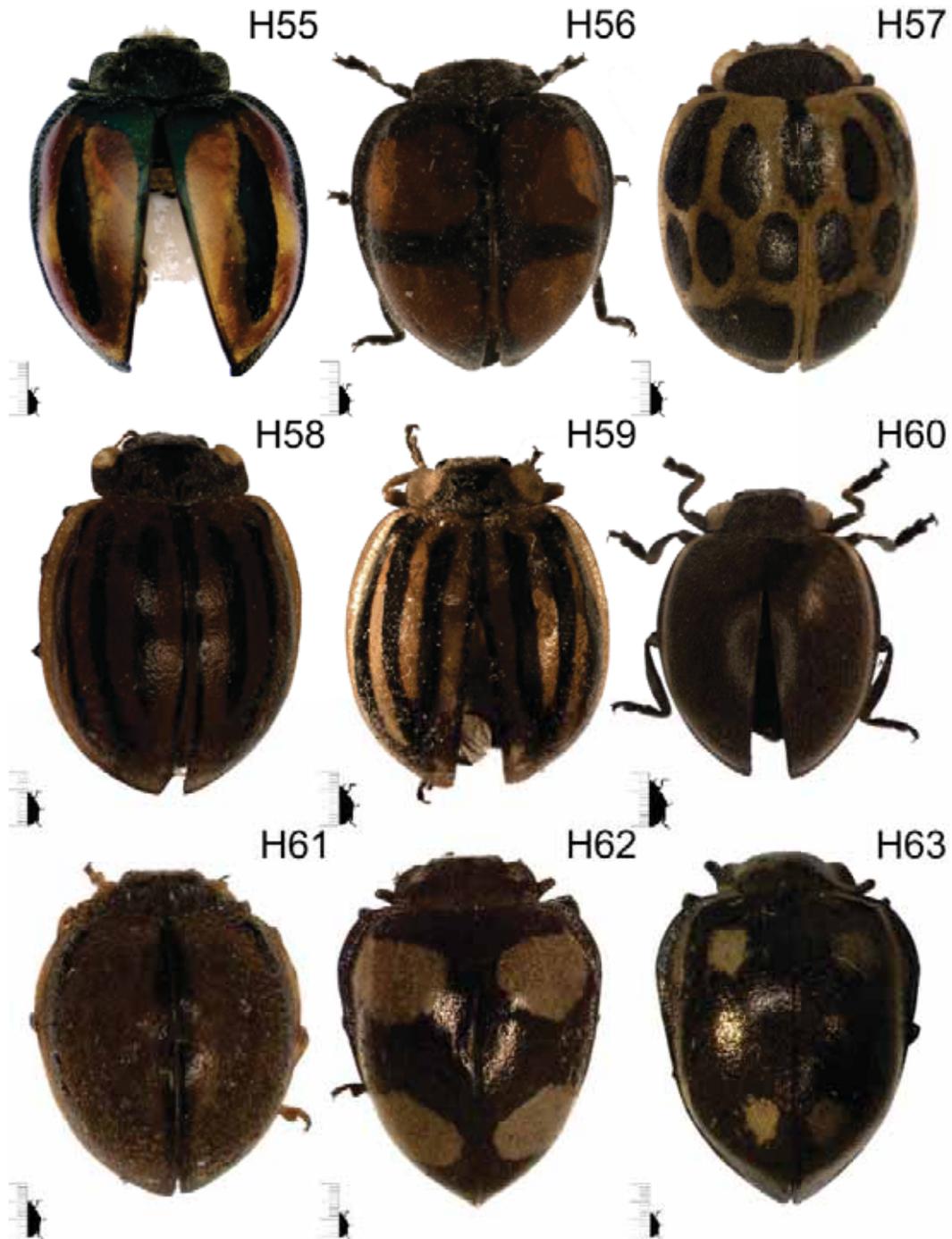
H 28. *Oxytella longula* Weise 1902. **H 29.** *Epilachna fausta* Erichson 1847. **H 30.** *Epilachna dives* Erichson 1847. **H 31.** *Epilachna sexmaculata* Kirsch 1876. **H 32.** *Epilachna v-pallidum* Blanchard 1846. **H 33.** *Epilachna emerita* Gordon 1975. **H 34.** *Epilachna emerita* Gordon 1975. **H 35.** *Epilachna emerita* Gordon 1975. **H 36.** *Epilachna emerita* Gordon 1975.



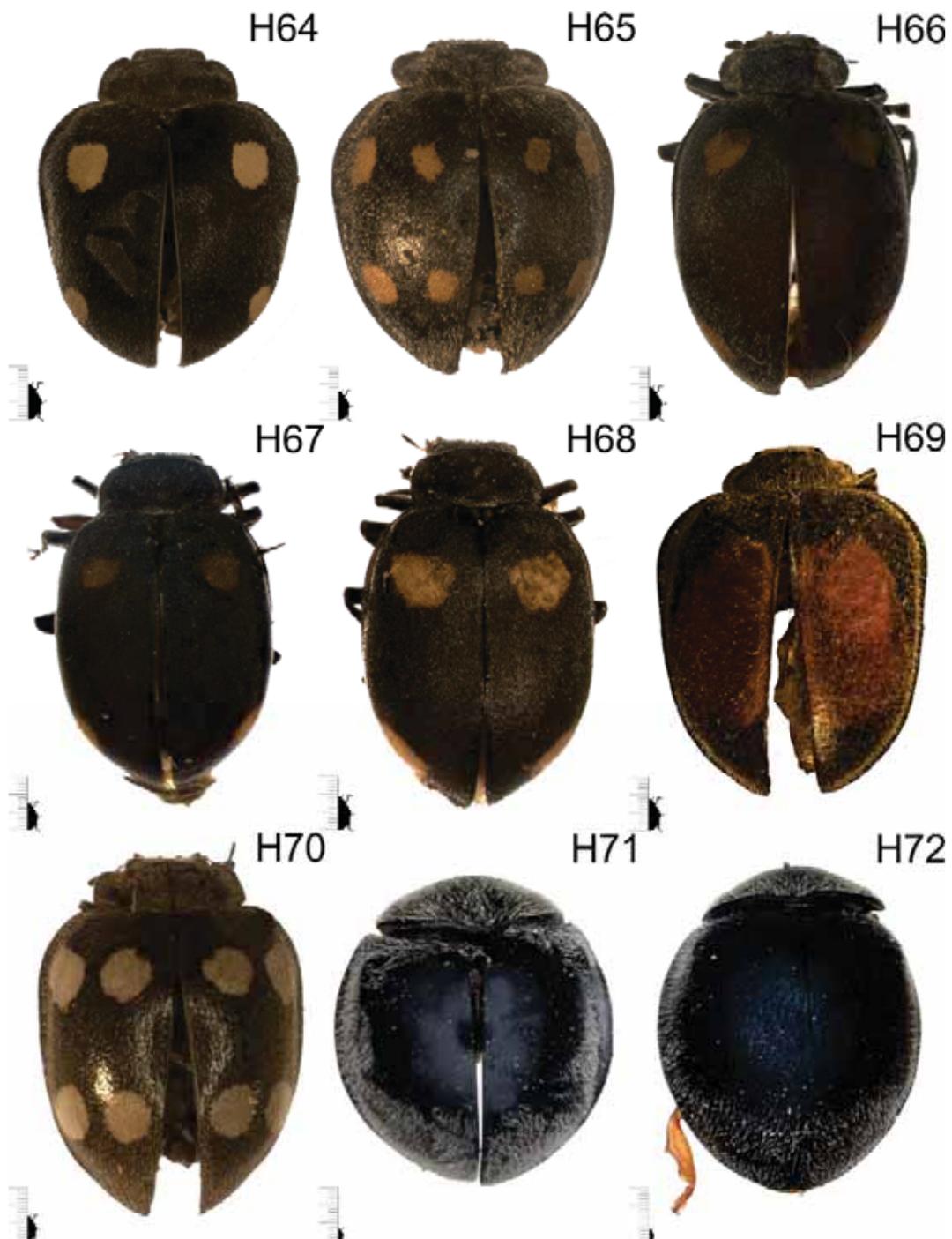
H 37. *Epilachna bistrispilota* Gordon 1975. **H 38.** *Epilachna pseudospilota* Gordon 1975. **H 39.** *Epilachna dorsigera* Erichson 1847. **H 40.** *Epilachna dorsigera* Erichson 1847. **H 41.** *Epilachna transverselineata* (Mader 1958). **H 42.** *Epilachna cuscoi* Gordon 1975. **H 43.** *Epilachna discolor* Erichson 1847. **H 44.** *Epilachna fenestroides* Gordon 1975. **H 45.** *Epilachna fenestroides* Gordon 1975.



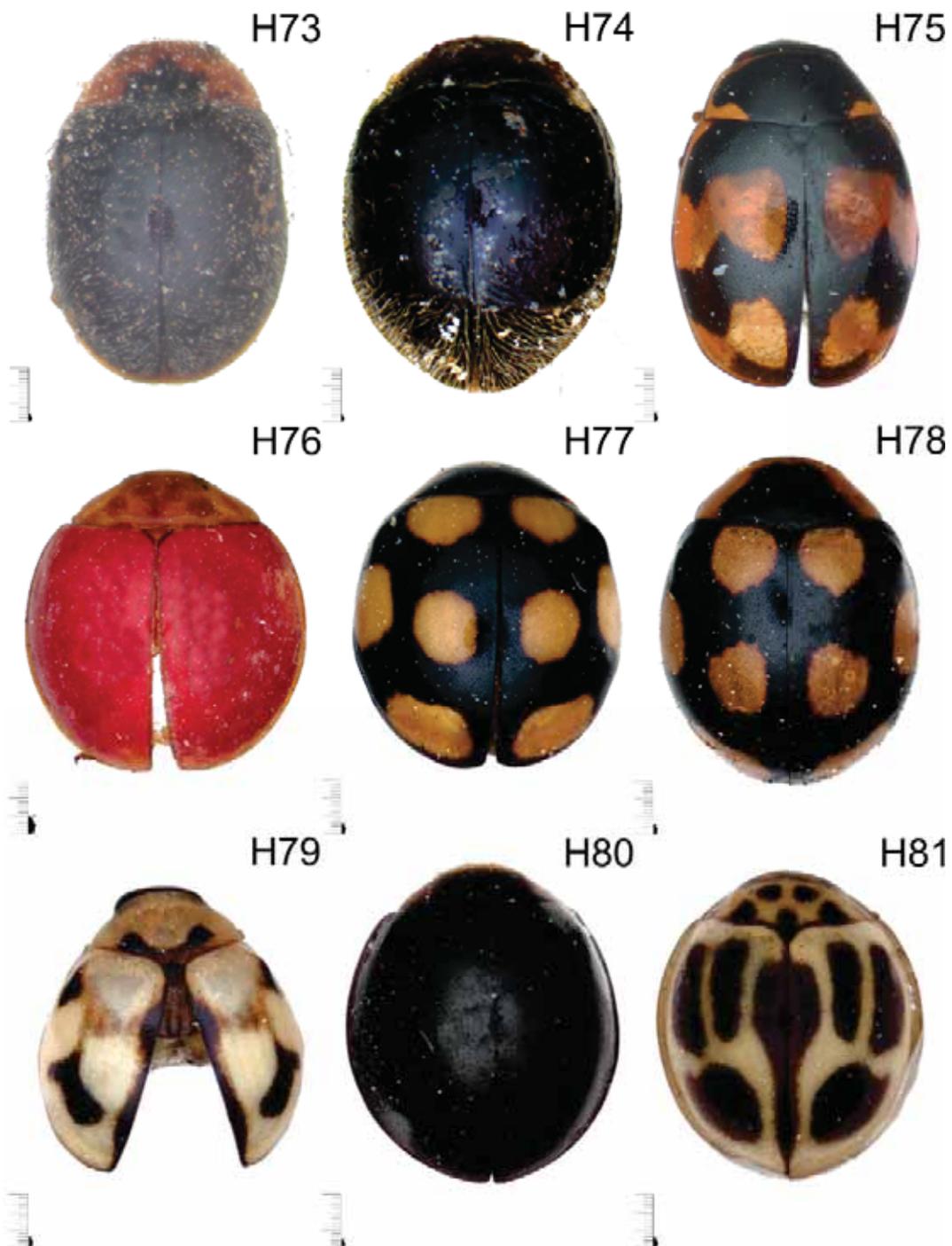
H 46. *Epilachna harringtoni* Gordon 1975. **H 47.** *Epilachna geométrica* (Weise 1899). **H 48.** *Epilachna geométrica* (Weise 1899). **H 49.** *Epilachna vittigera* (Crotch 1874). **H 50.** *Epilachna vittigera* (Crotch 1874). **H 51.** *Epilachna strictanotata* Gordon 1975. **H 52.** *Epilachna bistriguttata* Mulsant 1850. **H 53.** *Epilachna matei* Bustamante et al. 2018. **H 54.** *Epilachna ignobilis* (Weise 1902).



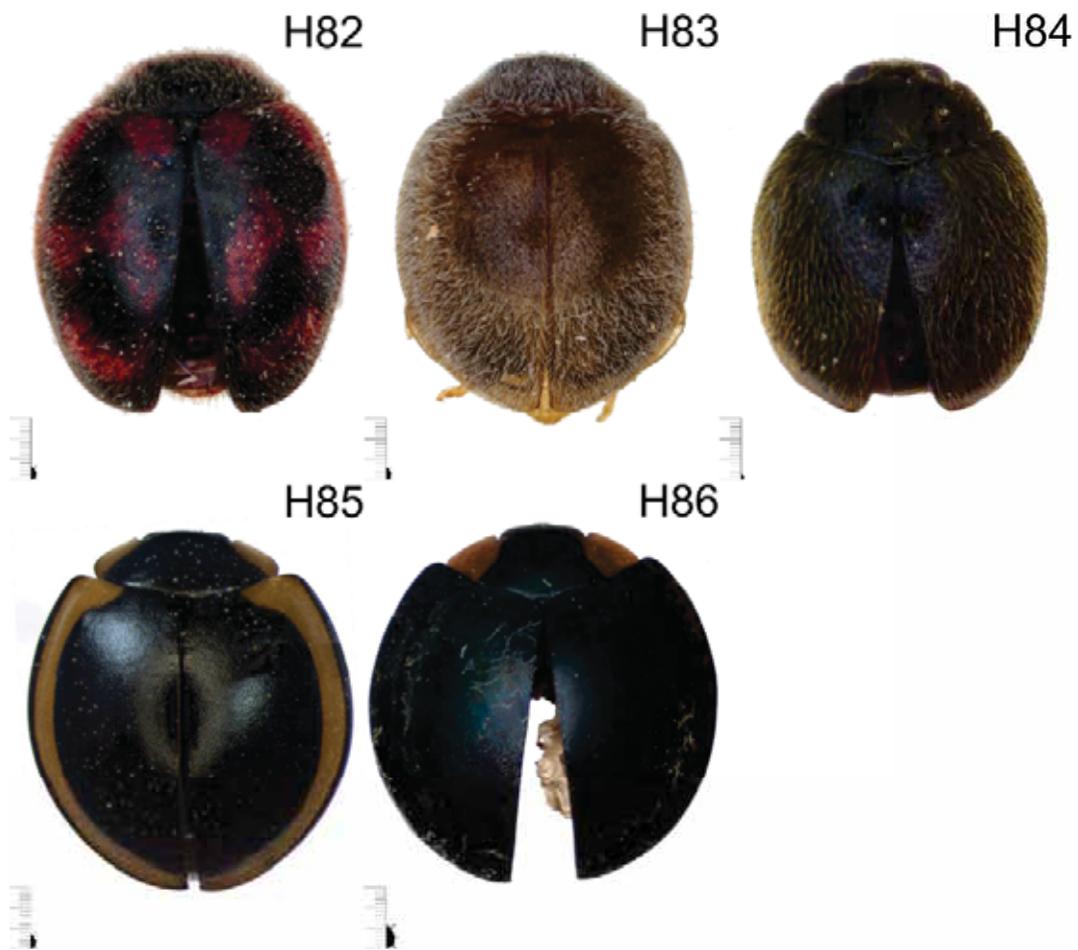
H 55. *Epilachna cushmani* Gordon 1975. **H 56.** *Epilachna woytkowskii* Gordon 1975. **H 57.** *Epilachna paenulata* (Germar 1824). **H 58.** *Epilachna callangae* Gordon 1975. **H 59.** *Epilachna propinqua* (Weise 1899). **H 60.** *Epilachna pseudostriata* Gordon 1975. **H 61.** *Epilachna cacica* (Guerin-Meneville 1844). **H 62.** *Epilachna sztolcmani* Jadwiszczak & Węgrzynowicz 2003. **H 63.** *Epilachna sztolcmani* Jadwiszczak & Węgrzynowicz 2003.



H 64. *Epilachna lepida* Erichson 1847. **H 65.** *Epilachna obliqua* Gordon 1975. **H 66.** *Toxotoma venusta* (Erichson 1847). **H 67.** *Toxotoma imitator* Gordon 1975. **H 68.** *Toxotoma cuzcoensis* Gordon 1975. **H 69.** *Toxotoma guerini* Gordon 1975. **H 70.** *Toxotoma patricia* Mulsant 1850. **H 71.** *Azya scutata* Mulsant 1850. **H 72.** *Azya murilloi* Gordon 1980.

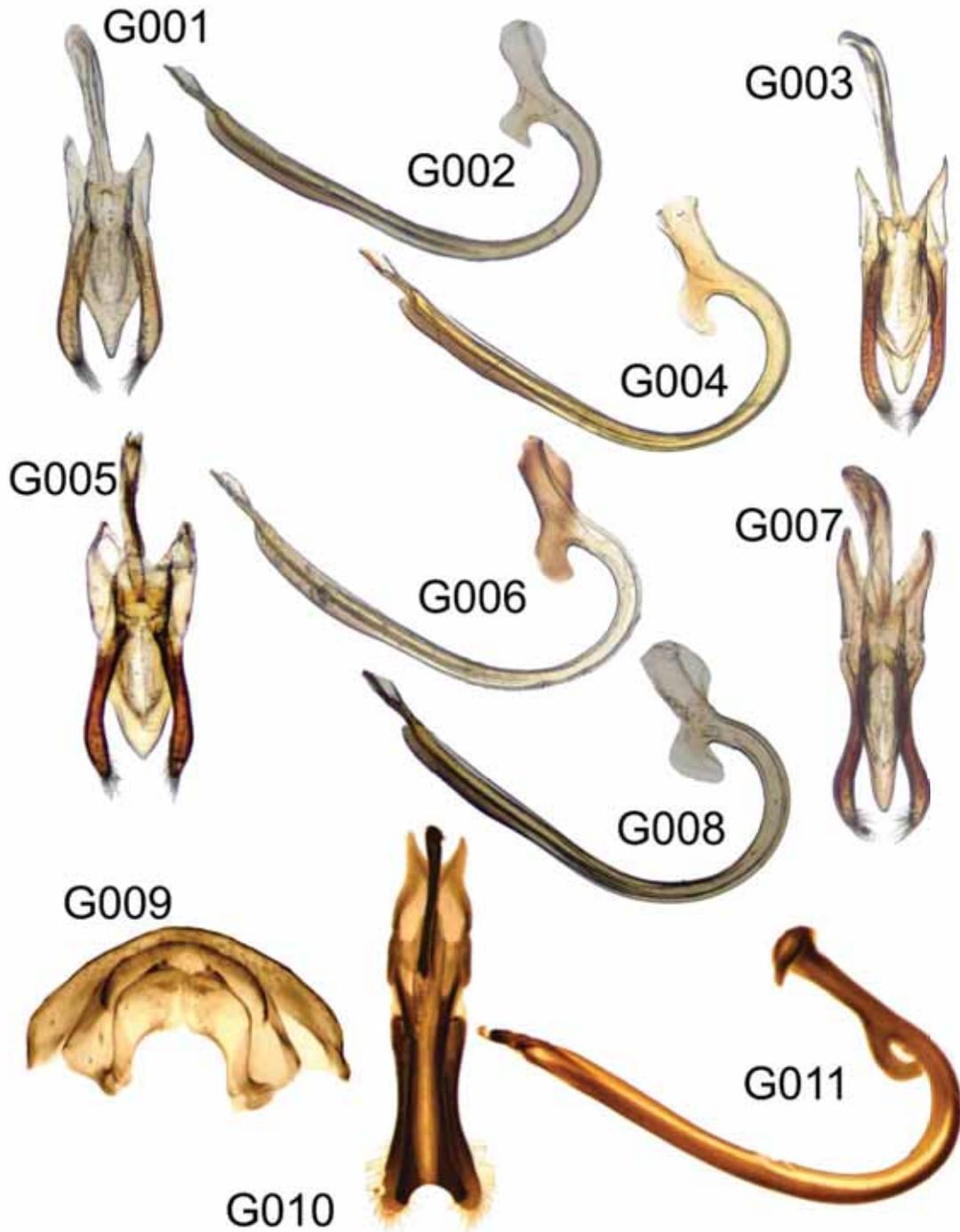


H 73. *Scymnus (Pullus) rubicundus* Erichson 1847. **H 74.** *Zagloba mímica* González & Aguilera 2009. **H 75.** *Hyperaspis festiva* (Mulsant 1850). **H 76.** *Diazonema fallax* Weise 1926. **H 77.** *Serratitibia julie* Gordon & Canepari 2013. **H 78.** *Serratitibia mary* Gordon & Canepari 2013. **H 79.** *Serratitibia anna* Gordon & Canepari 2013. **H 80.** *Pentilia insidiosa* Mulsant 1850. **H 81.** *Cryptognatha gemellata* Mulsant 1850.

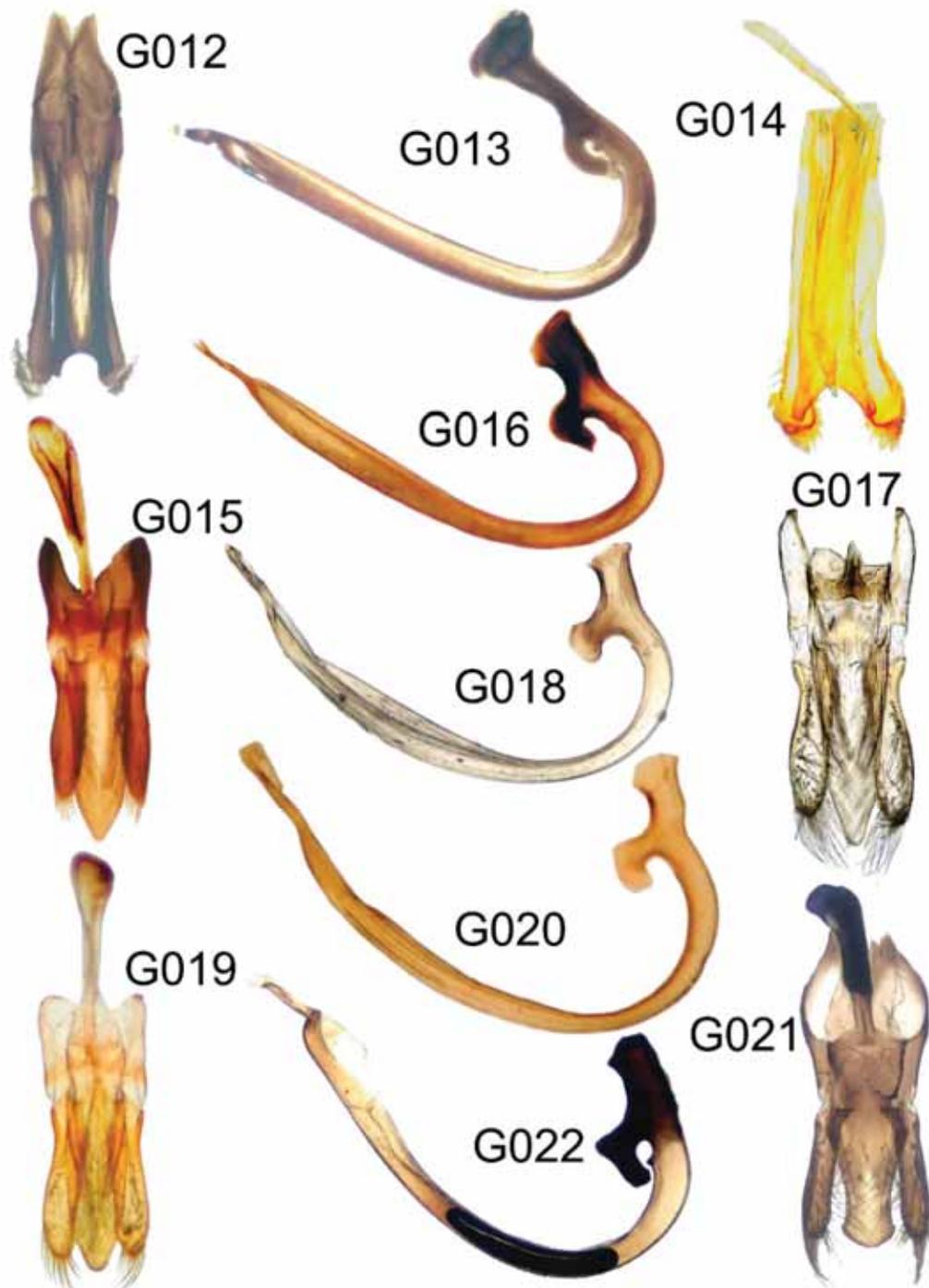


H 82. *Rodolia cardinalis* (Mulsant 1850). **H 83.** *Zenoria stellaris* (Gorham 1899). **H 84.** *Parasthetorus histrio* (Chazeau & Fursch 1974). **H 85.** *Exochomus bolivianus* Mader 1957. **H 86.** *Curinus coeruleus* Mulsant 1850.

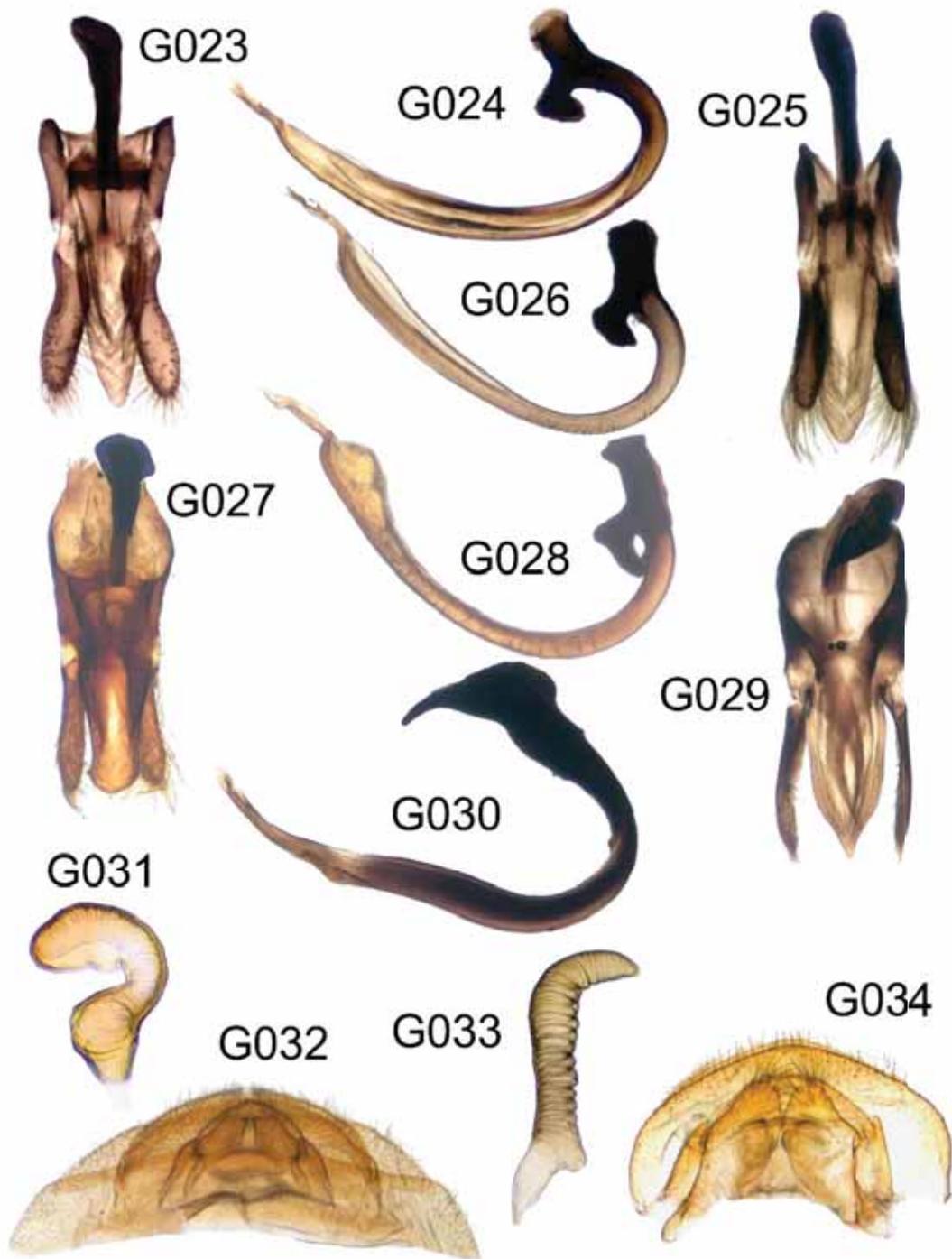
IV. Fotografías de aparatos genitales de las diferentes especies de la familia Coccinellidae



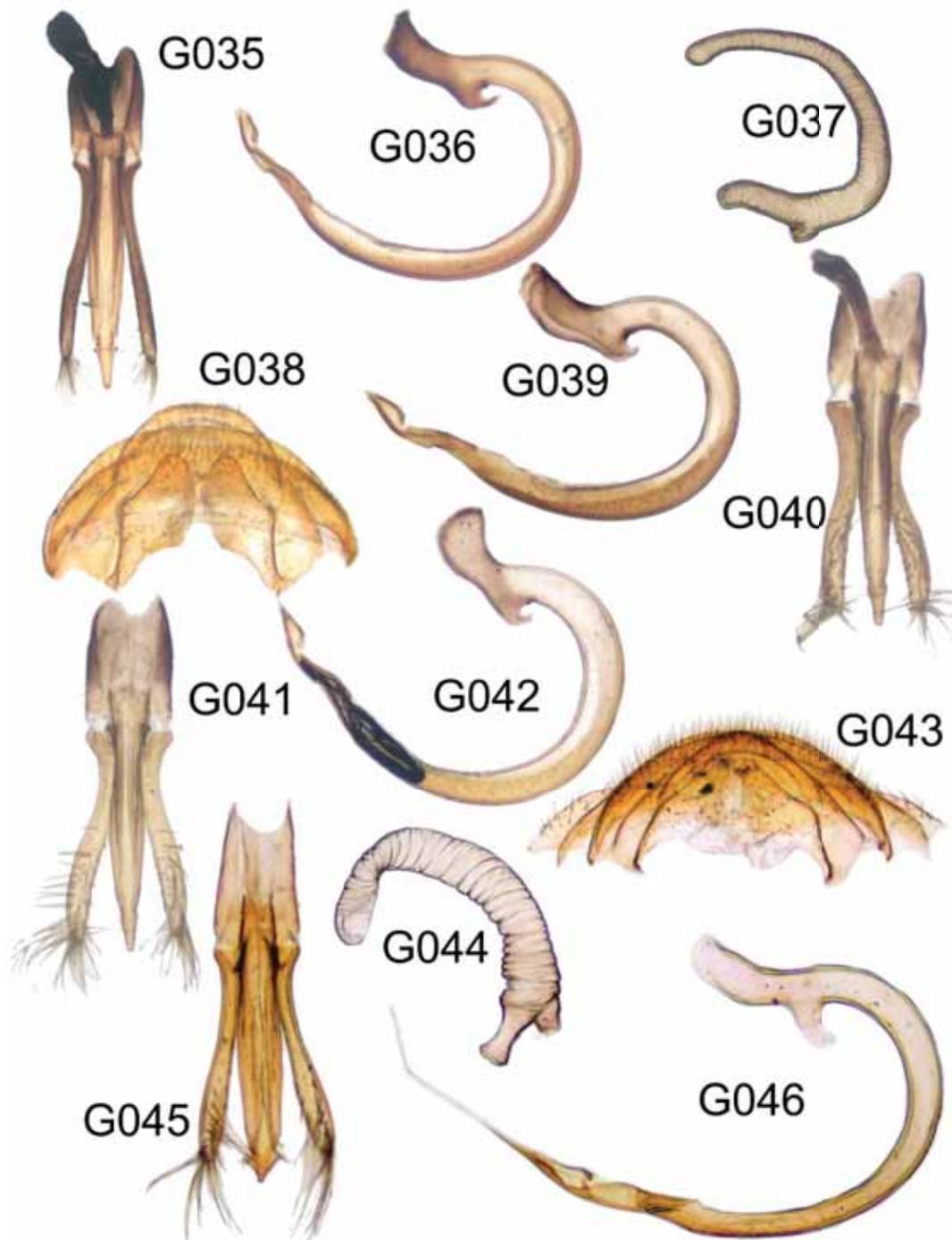
G 1. Tegmen *Eriopsis peruviana* Hofmann. **G 2.** Sifo *Eriopsis peruviana* Hofmann. **G 3.** Tegmen *Eriopsis andina* Hofmann. **G 4.** Sifo *Eriopsis andina* Hofmann. **G 5.** Tegmen *Eriopsis minima* Hofmann. **G 6.** Sifo *Eriopsis minima* Hofmann. **G 7.** Tegmen *Eriopsis alticola* Hofmann. **G 8.** Sifo *Eriopsis alticola* Hofmann. **G 9.** Hemisternitos hembra *Paraneda guticollis* (Mulsant). **G 10.** Tegmen *Neda aequatoriana* Mulsant. **G 11.** Sifo *Neda aequatoriana* Mulsant.



G 12. Tegmen *Neda patula* Erichson. **G 13.** Sifo *Neda patula* Erichson. **G 14.** Tegmen *Neda norrisi* (Guerin-Meneville). **G 15.** Tegmen *Cycloneda marcapatae* Oroz, Bustamante & Cosio. **G 16.** Sifo *Cycloneda marcapatae* Oroz, Bustamante & Cosio. **G 17.** Tegmen *Cycloneda vandenbergae* González, Bustamante & Oroz. **G 18.** Sifo *Cycloneda vandenbergae* González, Bustamante & Oroz. **G 19.** Tegmen *Cycloneda andresi* Oroz, Bustamante & Cosio. **G 20.** Sifo *Cycloneda andresi* Oroz, Bustamante & Cosio. **G 21.** Tegmen *Cycloneda sanguinea* (Linnaeus). **G 22.** Sifo *Cycloneda sanguinea* (Linnaeus).



G 23. Tegmen *Cycloneda dieguezi* González. **G 24.** Sifo *Cycloneda dieguezi* González. **G 25.** Tegmen *Cycloneda arcula* (Erichson). **G 26.** Sifo *Cycloneda arcula* (Erichson). **G 27.** Tegmen *Cycloneda ecuadorica* (Timberlake). **G 28.** Sifo *Cycloneda ecuadorica* (Timberlake). **G 29.** Tegmen *Hippodamia convergens* (Guerin-Meneville). **G 30.** Sifo *Hippodamia convergens* (Guerin-Meneville). **G 31.** Espermateca *Hippodamia variegata* Goeze. **G 32.** Hemisternitos hembra *Hippodamia variegata* Goeze. **G 33.** Espermateca *Neocalvia blanchardi* (Mulsant). **G 34.** Hemisternitos hembra *Neocalvia blanchardi* (Mulsant).



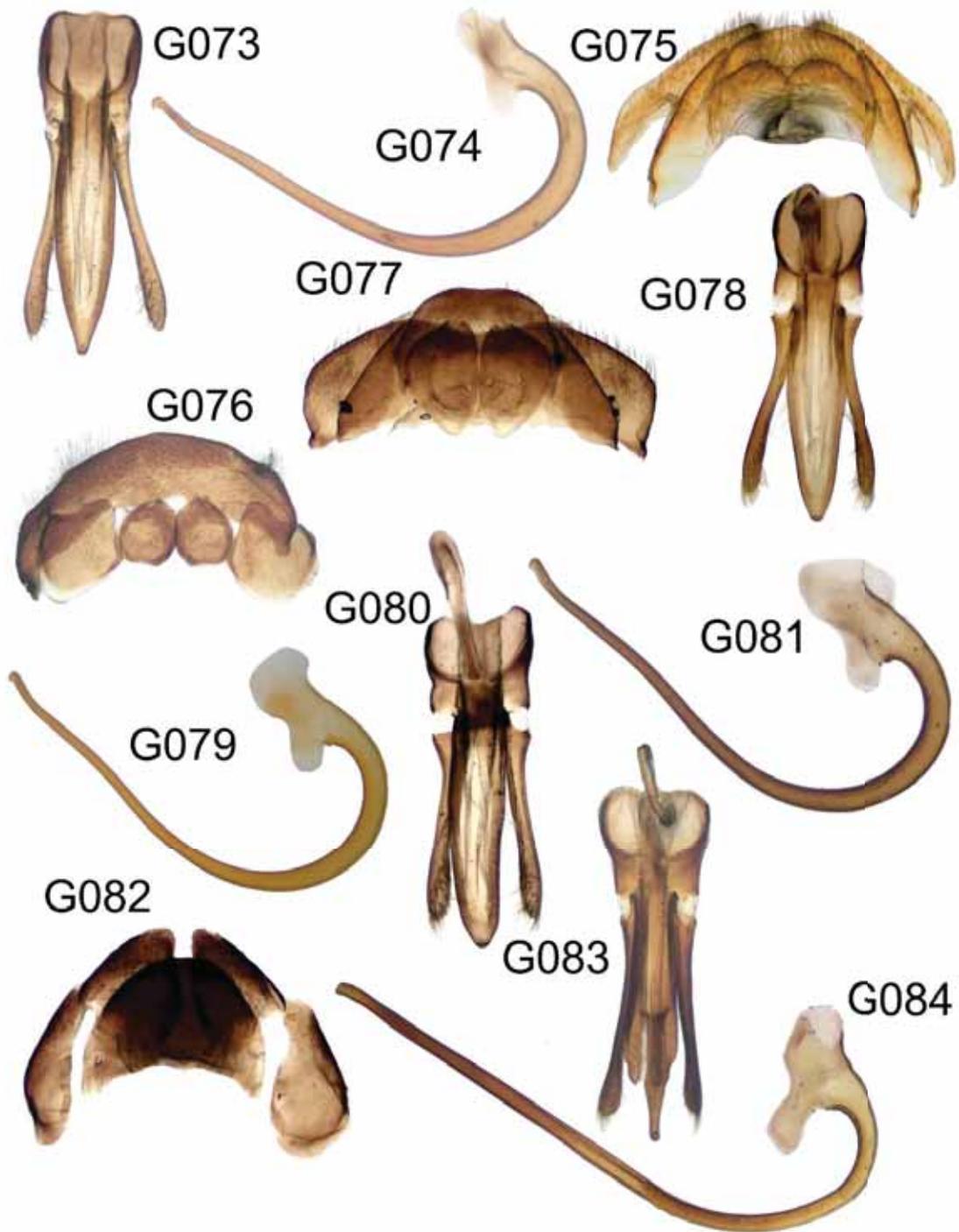
G 35. Tegmen *Psyllobora marshalli* Crotch. **G 36.** Sifo *Psyllobora marshalli* Crotch. **G 37.** Espermateca *Psyllobora hybrida* (Mulsant). **G 38.** Hemisternitos hembra *Psyllobora hybrida* (Mulsant). **G 39.** Sifo *Psyllobora abancayana* Almeida. **G 40.** Tegmen *Psyllobora abancayana* Almeida. **G 41.** Tegmen *Psyllobora lenta* Mulsant. **G 42.** Sifo *Psyllobora lenta* Mulsant. **G 43.** Hemisternitos hembra *Psyllobora lutescens* Crotch. **G 44.** Espermateca *Psyllobora lutescens* Crotch. **G 45.** Tegmen *Psyllobora luctuosa* Mulsant. **G 46.** Sifo *Psyllobora luctuosa* Mulsant.



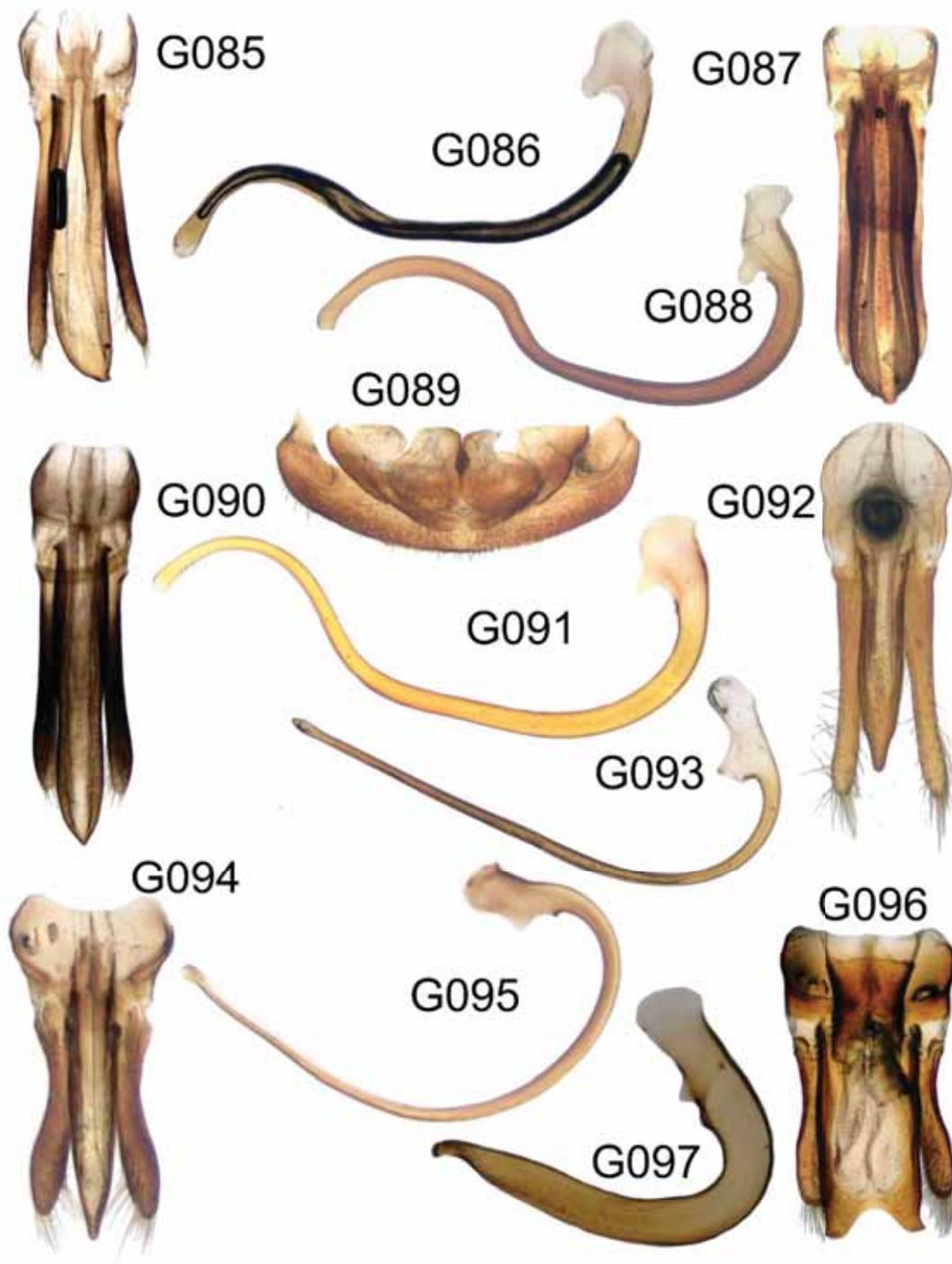
G 47. Tegmen *Epilachna constantini* González et al. G 48. Sifo *Epilachna constantini* González et al. G 49. Hemisternitos hembra *Oxytella longula* Weise. G 50. Espermateca *Oxytella longula* Weise. G 51. Tegmen *Epilachna fausta* Erichson. G 52. Sifo *Epilachna fausta* Erichson. G 53. Tegmen *Epilachna dives* Erichson. G 54. Sifo *Epilachna dives* Erichson. G 55. Hemisternitos hembra *Epilachna sexmaculata* Kirsch. G 56. Hemisternitos hembra *Epilachna v pallidum* Blanchard. G 57. Tegmen *Epilachna emerita* Gordon. G 58. Sifo *Epilachna emerita* Gordon. G 59. Hemisternitos hembra *Epilachna bistrispilota* Gordon.



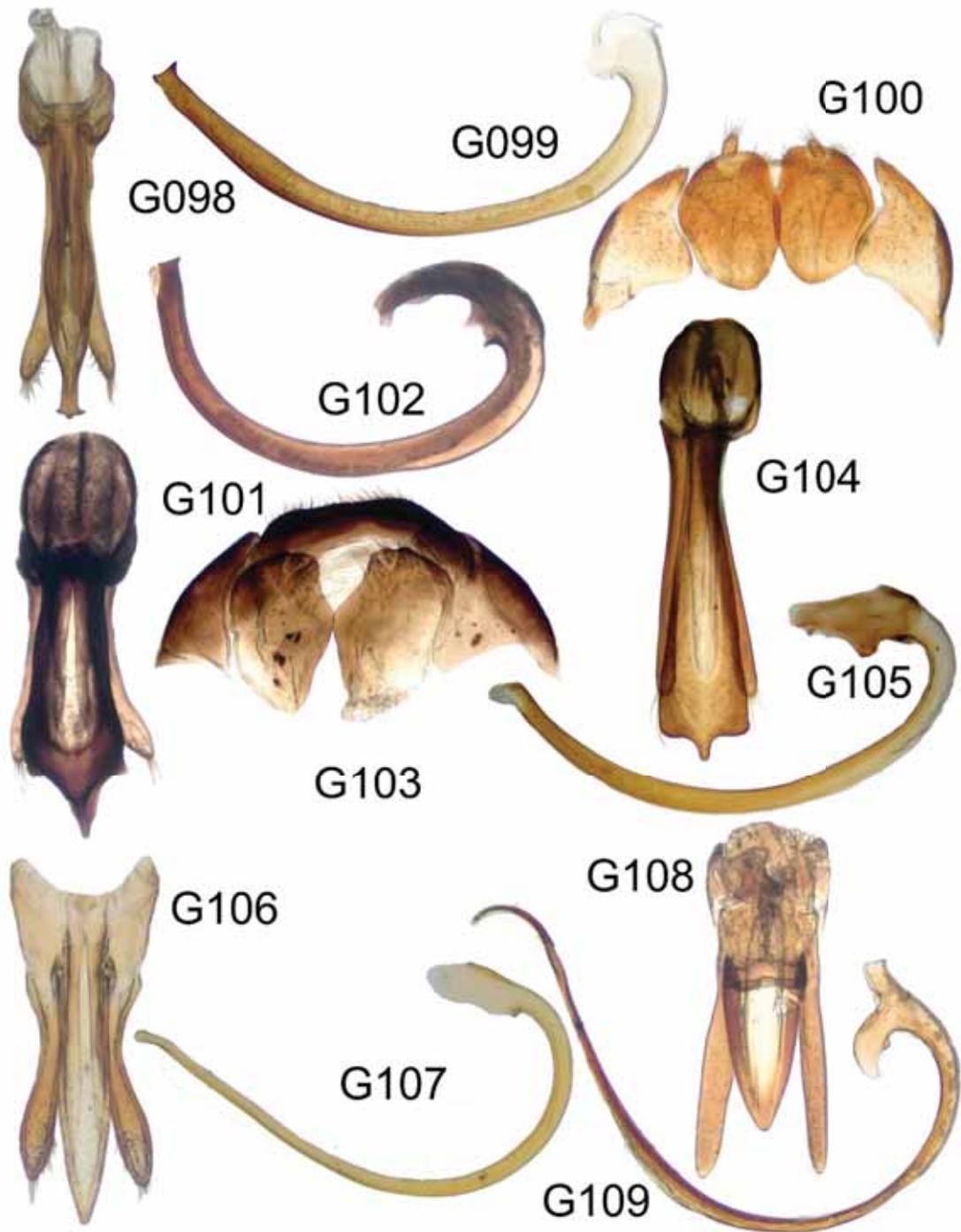
G 60. Hemisternitos hembra *Epilachna pseudospilota* Gordon. **G 61.** Sifo *Epilachna dorsigera* Erichson. **G 62.** Tegmen *Epilachna dorsigera* Erichson. **G 63.** Tegmen *Epilachna transverselineata* (Mader). **G 64.** Sifo *Epilachna transverselineata* (Mader). **G 65.** Tegmen *Epilachna cuscoi* Gordon. **G 66.** Sifo *Epilachna cuscoi* Gordon. **G 67.** Tegmen *Epilachna discolor* Erichson. **G 68.** Sifo *Epilachna discolor* Erichson. **G 69.** Tegmen *Epilachna fenestroides* Gordon. **G 70.** Sifo *Epilachna fenestroides* Gordon. **G 71.** Tegmen *Epilachna harringtoni* Gordon. **G 72.** Sifo *Epilachna harringtoni* Gordon.



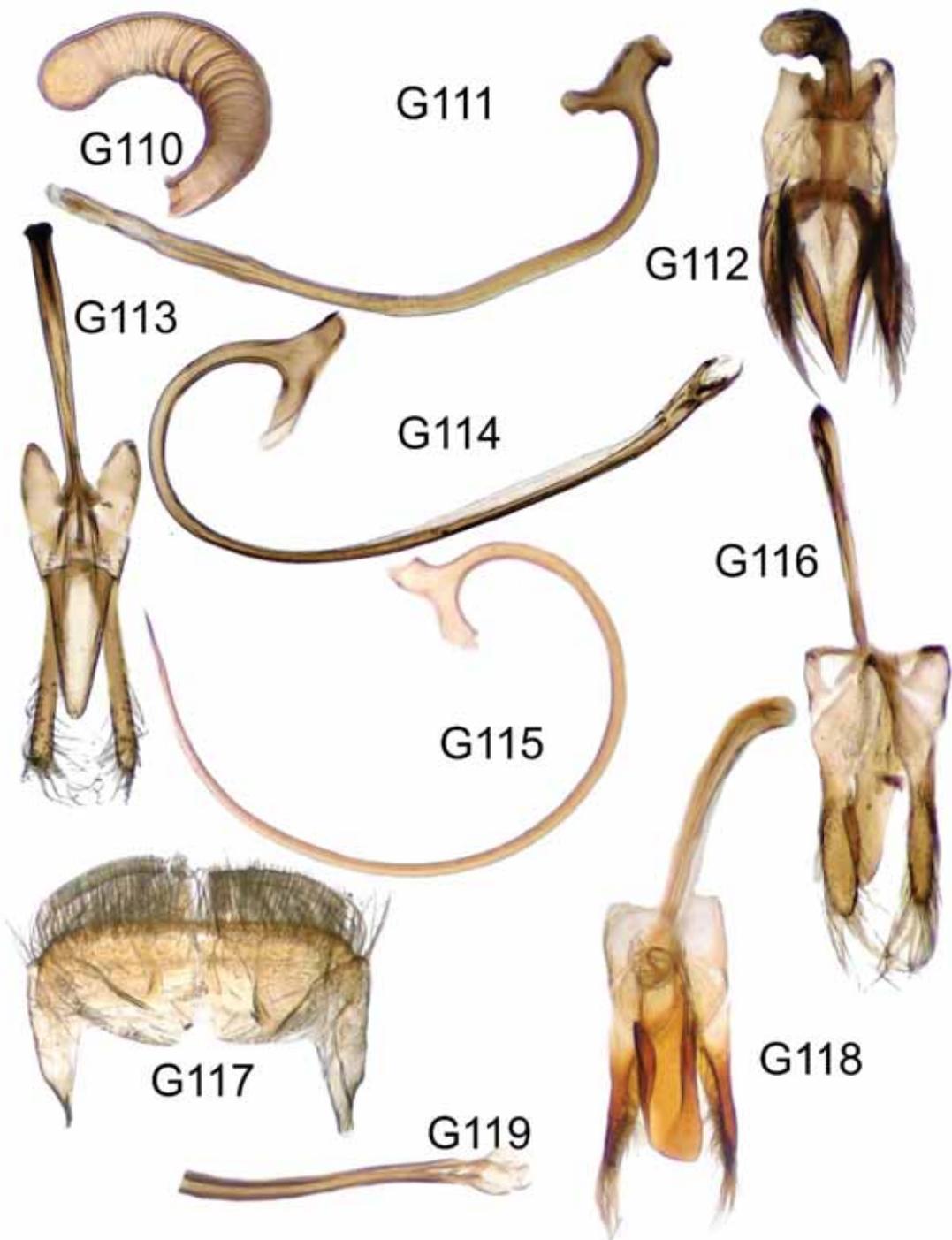
G 73. Tegmen *Epilachna geométrica* (Weise). G 74. Sifo *Epilachna geométrica* (Weise). G 75. Hemisternitos hembra *Epilachna vittigera* (Crotch). G 76. Hemisternitos hembra *Epilachna strictanotata* Gordon. G 77. Hemisternitos hembra *Epilachna bistriguttata* Mulsant. G 78. Tegmen *Epilachna matei* Bustamante et al. G 79. Sifo *Epilachna matei* Bustamante et al. G 80. Tegmen *Epilachna ignobilis* (Weise). G 81. Sifo *Epilachna ignobilis* (Weise). G 82. Hemisternitos hembra *Epilachna cushmani* Gordon. G 83. Tegmen *Epilachna woytkowskii* Gordon. G 84. Sifo *Epilachna woytkowskii* Gordon.



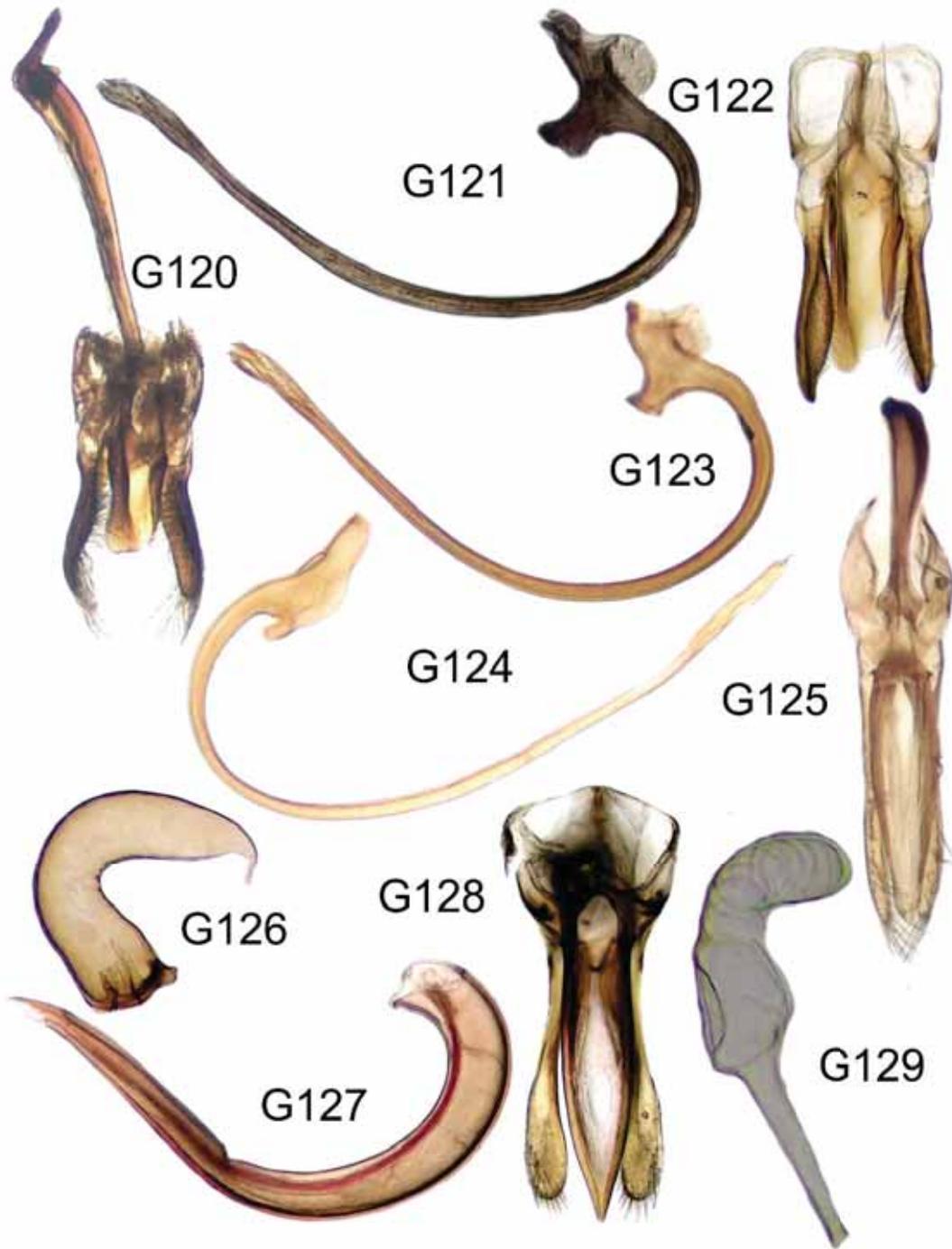
G 85. Tegmen *Epilachna paenulata* (Germar). G 86. Sifo *Epilachna paenulata* (Germar). G 87. Tegmen *Epilachna callangae* Gordon. G 88. Sifo *Epilachna callangae* Gordon. G 89. Hemisternitos hembra *Epilachna propinqua* (Weise). G 90. Tegmen *Epilachna pseudostrata* Gordon. G 91. Sifo *Epilachna pseudostrata* Gordon. G 92. Tegmen *Epilachna cacica* (Guerin-Meneville). G 93. Sifo *Epilachna cacica* (Guerin-Meneville). G 94. Tegmen *Epilachna sztolcmani* Jadwiszczak & Węgrzynowicz. G 95. Sifo *Epilachna sztolcmani* Jadwiszczak & Węgrzynowicz. G 96. Tegmen *Epilachna lepida* Erichson. G 97. Sifo *Epilachna lepida* Erichson.



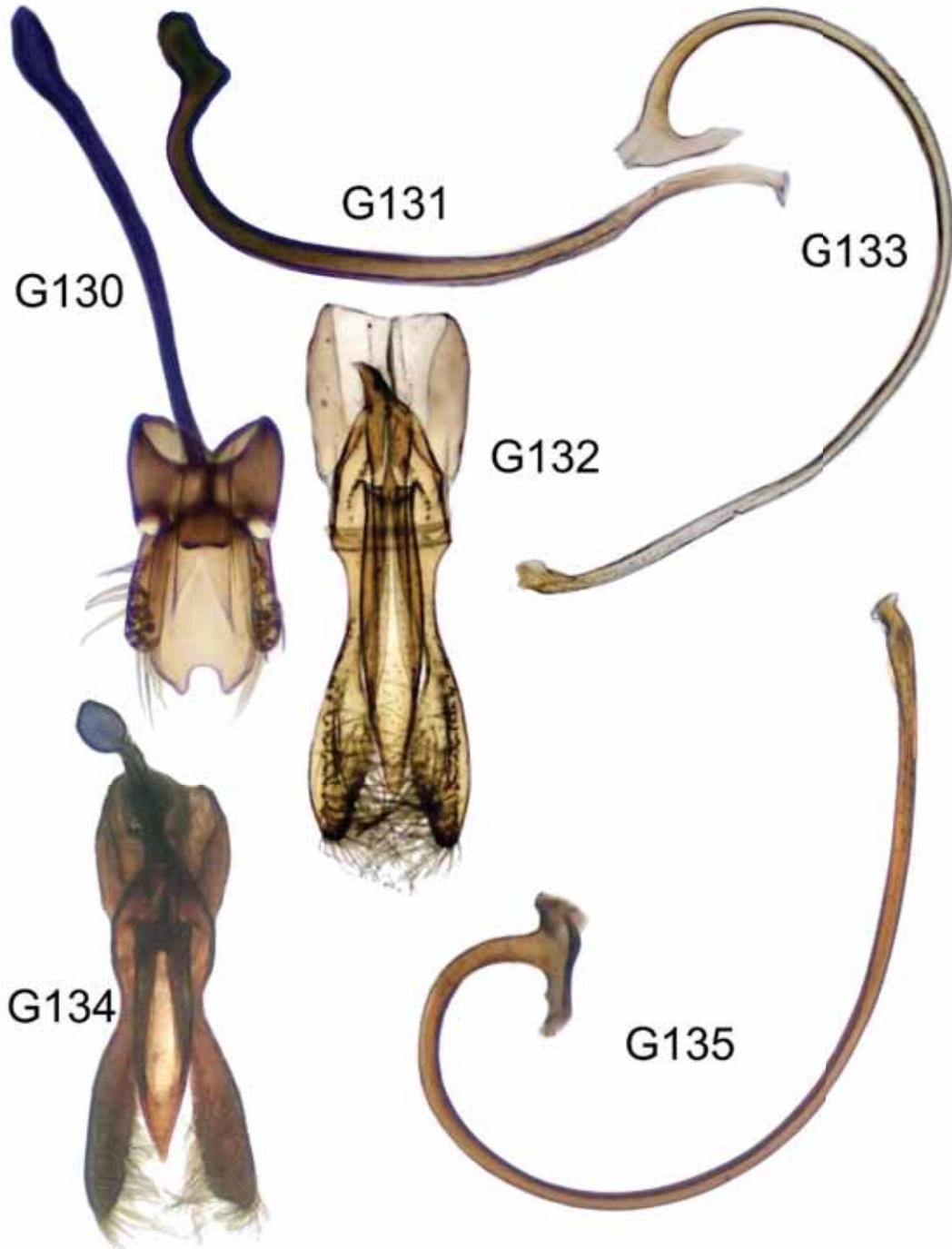
G 98. Tegmen *Epilachna obliqua* Gordon. **G 99.** Sifo *Epilachna obliqua* Gordon. **G 100.** Hemisternitos hembra *Toxotoma venusta* (Erichson). **G 101.** Tegmen *Toxotoma imitator* Gordon. **G 102.** Sifo *Toxotoma imitator* Gordon. **G 103.** Hemisternitos hembra *Toxotoma cuzcoensis* Gordon. **G 104.** Tegmen *Toxotoma guerini* Gordon. **G 105.** Sifo *Toxotoma guerini* Gordon. **G 106.** Tegmen *Toxotoma patricia* Mulsant. **G 107.** Sifo *Toxotoma patricia* Mulsant. **G 108.** Tegmen *Azya scutata* Mulsant. **G 109.** Sifo *Azya scutata* Mulsant.



G 110. Hemisternitos hembra *Azya murilloi* Gordon. **G 111.** Sifo *Scymnus (Pullus) rubicundus* Erichson. **G 112.** Tegmen *Scymnus (Pullus) rubicundus* Erichson. **G 113.** Tegmen *Zagloba beaumonti* Casey. **G 114.** Sifo *Zagloba beaumonti* Casey. **G 115.** Sifo *Hyperaspis festiva* (Mulsant). **G 116.** Tegmen *Hyperaspis festiva* (Mulsant). **G 117.** Hemisternitos hembra *Diazonema fallax* Weise. **G 118.** Tegmen *Serratitibia mary* Gordon & Canepari. **G 119.** Sifo (parte) *Serratitibia mary* Gordon & Canepari.



G 120. Tegmen *Serratitibia julie* Gordon & Canepari. **G 121.** Sifo *Serratitibia julie* Gordon & Canepari. **G 122.** Tegmen *Serratitibia anna* Gordon & Canepari. **G 123.** Sifo *Serratitibia anna* Gordon & Canepari. **G 124.** Sifo *Pentilia insidiosa* Mulsant. **G 125.** Tegmen *Pentilia insidiosa* Mulsant. **G 126.** Espermateca *Cryptognatha gemellata* Mulsant. **G 127.** Sifo *Rodolia cardinalis* (Mulsant). **G 128.** Tegmen *Rodolia cardinalis* (Mulsant). **G 129.** Espermateca *Zenoria stellaris* (Gorham).



G 130. Tegmen *Parastethorus histrio* (Chazeau & Fursch). **G 131.** Sifo *Parastethorus histrio* (Chazeau & Fursch). **G 132.** Tegmen *Exochomus bolivianus* Mader. **G 133.** Sifo *Exochomus bolivianus* Mader. **G 134.** Tegmen *Curinus coeruleus* Mulsant. **G 135.** Sifo *Curinus coeruleus* Mulsant.

Edilberto Velarde Duran

Primer Replicante

Eliseo Espinoza Becerra

Segundo Replicante

Maria Mercedes Del Castillo

Primer Dictaminante

Luis Ayma Cornejo

Segundo Dictaminante