

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA

FACULTAD DE AGRONOMÍA

Departamento Académico de Ciencias Agrarias



**“DIVERSIDAD BIOLÓGICA Y ASPECTOS MORFO-
ETOLÓGICOS, DE FORMÍCIDOS ASOCIADOS AL CULTIVO DE
COCONA (*Solanum sessiliflorum* Dunal) EN EL ECOTIPO CT2 EN
TULUMAYO”**

TESIS

Para optar el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO

DANIEL LEONIDAS CASTAÑEDA MALPARTIDA

Tingo María – Perú

2015

DEDICATORIA

A Dios:

Porque estuvo en todo momento presente en mi corazón y pensamiento, a quien debo y agradezco infinitamente por brindarme su ayuda. Él quien me guiará a donde vaya y sé que nunca me abandonará.

¡Gracias Señor Todopoderoso!

A mi querido padre:

Leonidas Castañeda Morales, con infinito amor y eterna gratitud, por su abnegado sacrificio y constante aliento que hicieron de mí, un hombre de bien y un profesional.

A mi primo:

Ronal Castañeda Curi, Q.E.P.D. y que Q.D.D.G., que desde el cielo, me guía y cuida, y por la incondicional ayuda que siempre me ha brindado.

A mi abuelita:

Rebeca Morales Estela, Q.E.P.D. y Q.D.D.G., que desde el cielo, vela por mis sueños, y que a pesar del tiempo es imposible olvidar sus grandiosos valores, transmitiéndome un espíritu de lucha y temor a Dios.

AGRADECIMIENTO

- A la Universidad Nacional Agraria de la Selva (UNAS) y de manera especial al plantel docente de la Facultad de Agronomía, por las enseñanzas impartidas durante mi formación profesional.
- Al Servicio Nacional de Sanidad Agraria (SENASA – Lima) y de manera especial al grupo de taxónomos del Área de Entomología, por haberme brindado todos los servicios y por las enseñanzas impartidas durante el tiempo de ejecución de mi Tesis.
- Al Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP), por permitirme efectuar la fase de campo del presente trabajo de investigación.
- Al Ing. M. Sc. Jorge Tanaka Nakamacho, Director del Área de Sanidad Vegetal del Servicio Nacional de Sanidad Agraria (SENASA – Lima), por permitirme efectuar la presente Tesis en dicha institución.
- Al Ing. M. Sc. Miguel Eduardo Anteparra Paredes, asesor del presente trabajo de investigación.
- Al Co Asesor Blgo. Walter Díaz Burga y Jefe del Laboratorio de Entomología del Servicio Nacional de Sanidad Agraria (SENASA – Lima), por brindarme el apoyo inmediato y desinteresado en el presente trabajo de investigación.

- A la Co Asesora Ing. Lida Bridmida Granados Figueredo y Jefe del Laboratorio de Bacteriología del Servicio Nacional de Sanidad Agraria (SENASA –Lima), por brindarme el apoyo inmediato y ser la persona quien coordino con el director y los jefes de laboratorios para poder realizar el presente trabajo de investigación.
- Al Co Asesor Blgo. Armando Martín Eneque Puicón, por brindarme el apoyo inmediato y desinteresado en el presente trabajo de investigación.
- A los miembros del jurado calificador Ing. Manuel Tito Viera Huiman, Ing. Luz Elita Balcázar Terrones e Ing. M. Sc. Gianfranco Egoávil Jump, por brindarme el apoyo en el presente trabajo de investigación.
- A la Blgo. Norma Gladys Nolazco Alvarado, responsable de la taxonomía de moscas de la fruta y del área de desarrollo de métodos del Servicio Nacional de Sanidad Agraria (SENASA – Lima), por brindarme consejos y el apoyo en el presente trabajo de investigación.
- A los docentes de la Facultad de Ingeniería Ambiental Dr. Manuel Alfredo Ñique Álvarez, Blgo. M. Sc. José Kalion Guerra Lu y Lic. Eva Doris Falcón Tarazona, por su ayuda incondicional en la realización del presente trabajo de investigación.
- A la Blgo. Jenny Milagros Malpartida Zevallos, por su ayuda y colaboración en el presente trabajo de investigación.

- A los Ings. Karen Huamán Cuespan y Neyson Hassan Alvarado Pantoja, por su ayuda y colaboración en el presente trabajo de investigación.
- A los Bachs. Michelle Susanne Ruiz Torres, Lila Arias Flores, Juan Perciliz Vásquez Postillo, Elber Rodríguez Córdova, Alexander Velásquez Huayllas y Julio Velásquez Huayllas, por su ayuda incondicional en la realización del presente trabajo de investigación.
- A los alumnos de la Facultad de Recursos Naturales Renovables de la especialidad de Conservación de Suelos y Agua, Facultad de Ingeniería Ambiental y Facultad de Ingeniería en Informática y Sistemas Ana Paula Julca Salvador, Rudy Benedicto Flores Guzmán, Carlos Velásquez Huayllas y Franklin Mijahuanca López respectivamente, por su ayuda y colaboración en el presente trabajo de investigación.
- A todas aquellas personas que de una u otra manera colaboraron para la culminación del presente trabajo de investigación.

ÍNDICE GENERAL

	Página
I. INTRODUCCIÓN.....	23
II. REVISIÓN DE LITERATURA	26
2.1. Aspectos generales del cultivo de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal)	26
2.1.1. Clasificación taxonómica	26
2.1.2. Origen y distribución geográfica	26
2.1.3. Distribución ecológica y suelo	27
2.1.4. Periodo vegetativo.....	27
2.1.5. Producción y cosecha	29
2.1.6. Características del ecotipo de cocona de Tingo María (CT2).....	29
2.2. Familia Formicidae	30
2.2.1. Clasificación taxonómica	31
2.3. Anatomía externa de la familia Formicidae	32
2.3.1. Cabeza	32
2.3.2. Mesosoma o tórax.....	33
2.3.3. Cintura y abdomen	33
2.3.4. Genitalia	34
2.4. Distribución	35
2.5. Biología y comportamiento.....	35
2.6. Ecología de las hormigas.....	37

2.6.1.	La cadena trófica	37
2.6.2.	Su efecto sobre un ecosistema	38
2.6.3.	Hormigas como depredadoras	38
2.7.	Nicho de las hormigas	39
2.7.1.	Nicho de nidificación.....	39
2.7.2.	Nicho de alimentación	40
2.7.3.	Nicho temporal	40
2.8.	Registro de subfamilias, géneros y especies de hormigas.....	41
2.9.	Aspectos generales sobre diversidad.....	44
2.9.1.	Diversidad genética	44
2.9.2.	Diversidad de especies	44
2.9.3.	Diversidad de ecosistema	45
2.9.4.	Diversidad paisajística	45
2.10.	Metodología para determinar las variables en estudio	45
2.10.1.	Medición de la diversidad alfa (α).....	45
2.10.2.	Medición de la diversidad beta o entre hábitats (β)	50
2.11.	Parámetros etológicos que van a ser considerados en la evaluación	51
2.11.1.	Las hormigas como indicadores	51
2.11.2.	Relación y evolución entre hormigas y plantas	53
2.12.	Trabajos similares realizados	58
III.	MATERIALES Y MÉTODOS	62
3.1.	Descripción de las zonas de trabajo.....	62
3.1.1.	Lugar de ejecución del trabajo en campo.....	62

3.1.2.	Descripción de los viveros y las parcelas	63
3.1.3.	Ecología	64
3.1.4.	Componentes en estudio.....	64
3.1.5.	Manejo del cultivo.....	66
3.1.6.	Lugares de ejecución del trabajo en laboratorios	69
3.2.	Materiales.....	71
3.2.1.	Materiales de campo	71
3.2.2.	Materiales de laboratorio	71
3.2.3.	Equipos	72
3.2.4.	Programas utilizados	72
3.3.	Registros meteorológicos.....	72
3.4.	Metodología	73
3.4.1.	Fase de campo.....	73
3.4.2.	Fase de laboratorio.....	81
3.4.3.	Fase de gabinete.....	89
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	90
4.1.	Especies de formícidos y su densidad poblacional en el cultivo de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2 en el Fundo Agrícola de la Universidad Nacional Agraria de la Selva en Tulumayo.....	90
4.2.	Aspectos morfo-etológicos de las especies de formícidos identificados en el cultivo de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2 en el Fundo Agrícola de la Universidad Nacional Agraria de la Selva en Tulumayo.....	109

4.2.1.	<i>Solenopsis</i> sp. 1	109
4.2.2.	<i>Azteca</i> sp. 1	111
4.2.3.	<i>Pheidole</i> sp. 1	112
4.2.4.	<i>Camponotus</i> sp. 1	114
4.2.5.	<i>Dolichoderus bidens</i> (Linnaeus, 1758)	115
4.2.6.	<i>Crematogaster</i> sp. 1	116
4.2.7.	<i>Atta cephalotes</i> (Linnaeus, 1758)	117
4.2.8.	<i>Dolichoderus bispinosus</i> (Olivier, 1792)	118
4.2.9.	<i>Linepithema</i> sp. 1	119
4.2.10.	<i>Cephalotes</i> sp. 1	120
4.2.11.	<i>Paraponera clavata</i> (Fabricius, 1775)	120
4.2.12.	<i>Linepithema</i> sp. 2	121
4.2.13.	<i>Cephalotes</i> sp. 2	122
4.2.14.	<i>Pachycondyla</i> sp. 1	122
4.2.15.	<i>Ectatomma tuberculatum</i> (Olivier, 1792)	124
4.2.16.	<i>Pachycondyla</i> sp. 2	125
4.2.17.	<i>Pseudomyrmex</i> sp. 1	126
4.2.18.	<i>Pseudomyrmex</i> sp. 2	127
4.2.19.	<i>Odontomachus bradleyi</i> Brown, 1976	128
4.2.20.	<i>Eciton</i> sp. 1	129
4.3.	Análisis del índice de diversidad de especies en el cultivo de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2 en el Fundo Agrícola de la Universidad Nacional Agraria de la Selva en Tulumayo	146

4.3.1.	Índice de diversidad alfa (α) de las especies.....	146
4.3.2.	Índice de diversidad beta (β) de las especies.....	152
V.	CONCLUSIONES	157
VI.	RECOMENDACIONES.....	160
VII.	RESUMEN.....	161
VIII.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	164
IX.	ANEXO	177

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro	Página
1. Listado de subfamilias vivientes de la familia Formicidae Latreille, 1809 en el mundo.....	42
2. Listado de subfamilias fósiles de la familia Formicidae Latreille, 1809 en el mundo.....	42
3. Número de géneros y especies identificadas para cada subfamilia de hormigas en la región Neotropical (incluyendo México)	43
4. Número de géneros y especies identificadas para cada subfamilia de hormigas para el Perú	43
5. Coordenadas geográficas de los viveros y las parcelas (centroide), donde se realizó el trabajo de investigación.....	62
6. Periodo de evaluación por cada fase del cultivo de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2.....	63
7. Descripción de las áreas de evaluación del cultivo de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2.....	63
8. Coordenadas geográficas de los laboratorios de la Universidad Nacional Agraria de la Selva (centroide), donde se realizó el trabajo de investigación.....	70
9. Coordenadas geográficas del Laboratorio del Servicio Nacional de Sanidad Agraria (centroide), donde se realizó el trabajo de investigación.....	70

10.	Datos meteorológicos de la zona experimental registrados de mayo a diciembre del 2011.....	73
11.	Abundancia de individuos por especie para el Vivero N° 1, Vivero N° 2 y la Parcela N° 1 de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) perteneciente al ecotipo CT2 en la fase vegetativa	91
12.	Abundancia de individuos por especie para la Parcela N° 2 de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) perteneciente al ecotipo CT2 en la fase reproductiva.....	94
13.	Abundancia de individuos por especie para la Parcela N° 2 de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) perteneciente al ecotipo CT2 en la fase de maduración.....	97
14.	Abundancia de individuos según subfamilia y tribu para cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2 en el Vivero N° 1, Vivero N° 2, Parcela N° 1 y Parcela N° 2	104
15.	Especies de formícidos según subfamilia y tribu colectados en cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2	131
16.	Índice de diversidad alfa (α) en cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2.....	152
17.	Índice de diversidad beta (β) en cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2.....	153
18.	Diversidad de especies de formícidos según índices de Shannon – Wiener (H'), Simpson (D) y equidad de Pielou (E) para el Vivero N° 1, Vivero N° 2 y la Parcela N° 1 de cocona (<i>Solanum</i>	

	<i>sessiliflorum</i> Dunal) perteneciente al ecotipo CT2 en la fase vegetativa	193
19.	Diversidad de especies de formícidos según índices de Shannon – Wiener (H'), Simpson (D) y equidad de Pielou (E) para la Parcela N° 2 de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) perteneciente al ecotipo CT2 en la fase reproductiva.....	194
20.	Diversidad de especies de formícidos según índices de Shannon – Wiener (H'), Simpson (D) y equidad de Pielou (E) para la Parcela N° 2 de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) perteneciente al ecotipo CT2 en la fase de maduración.....	195
21.	Diversidad de especies de formícidos según índices de Shannon – Wiener (H'), Simpson (D) y equidad de Pielou (E) para el periodo fenológico de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2.....	196
22.	Abundancia de individuos por especie para la Parcela N° 1 de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) perteneciente al ecotipo CT2 en la fase vegetativa para la novena evaluación	197
23.	Abundancia de individuos por especie para la Parcela N° 1 de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) perteneciente al ecotipo CT2 en la fase vegetativa para la décima evaluación	198
24.	Abundancia de individuos por especie para la Parcela N° 2 de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) perteneciente al ecotipo CT2 en la fase reproductiva para la quinta evaluación.....	199

25. Abundancia de individuos por especie para la Parcela N° 2 de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) perteneciente al ecotipo CT2 en la fase reproductiva para la octava evaluación 200
26. Abundancia de individuos por especie para la Parcela N° 2 de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) perteneciente al ecotipo CT2 en la fase de maduración para la doceava evaluación 201

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Página
1. Periodo fenológico del cultivo de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal). Fuente: CARBAJAL y BALCAZAR (2000)	28
2. Frutos de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) del ecotipo CT2. Fuente: BALCAZAR (2005)	30
3. Mapa de ubicación de las áreas en estudio.....	65
4. Planta de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) del ecotipo CT2 en la fase reproductiva, donde se realizó el muestreo de formícidos con orientación en los cuatro puntos cardinales	79
5. Separación y conteo de los individuos colectados de la familia Formicidae en morfoespecies.....	82
6. Montaje de <i>Ectatomma tuberculatum</i> (Olivier, 1792) (subfamilia: Ectatomminae), para colección	83
7. Muestras en alcohol para colección: (a) Frasco de tipo ampolla color ámbar, (b) Frasco de tipo ampolla color blanco y (c) Vial pre-limpiado	84
8. Etiquetas para colección perforada con el alfiler hasta 1/2 de la longitud de la misma: (a) Etiqueta de la fase vegetativa, (b) Etiqueta de la fase reproductiva y (c) Etiqueta de la fase de maduración.....	85

9.	Etiquetas para colección perforada con el alfiler hasta 1/3 de la longitud de la misma: (a), (b) y (c)	85
10.	Determinación de las morfoespecies de la familia Formicidae en el Laboratorio de Fitopatología de la UNAS	86
11.	Determinación de los géneros y especies de la familia Formicidae en el Laboratorio de Entomología del SENASA	87
12.	Walter Díaz Burga responsable del Laboratorio de Entomología del SENASA, que fue la persona que revisó las identificaciones de géneros y especies de formícidos	88
13.	Correlación entre el número de especies y abundancia de individuos para el Vivero N° 1, Vivero N° 2 y Parcela N° 1 de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2 para la fase vegetativa	92
14.	Correlación entre el número de especies y abundancia de individuos para la Parcela N° 2 de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2 para la fase reproductiva.....	95
15.	Correlación entre el número de especies y abundancia de individuos para la Parcela N° 2 de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2 para la fase de maduración.....	98
16.	Correlación entre número de especies y abundancia de individuos para el Vivero N° 1, Vivero N° 2, Parcela N° 1 y Parcela N° 2 de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2	105

17.	Número de especies por subfamilia para el periodo fenológico de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2, en el Fundo Tulumayo de la UNAS.....	108
18.	<i>Solenopsis</i> sp. 1 (subcasta: soldado) (subfamilia: Myrmicinae)	130
19.	<i>Solenopsis</i> sp. 1 (subcasta: obrera mayor) (subfamilia: Myrmicinae).....	132
20.	<i>Azteca</i> sp. 1 (casta: obrera mayor) (subfamilia: Dolichoderinae)	132
21.	<i>Pheidole</i> sp. 1 (subcasta: obrera mayor) (subfamilia: Myrmicinae) .	133
22.	<i>Pheidole</i> sp. 1 (subcasta: obrera menor) (subfamilia: Myrmicinae) .	133
23.	<i>Camponotus</i> sp. 1 (casta: obrera) (subfamilia: Formicinae)	133
24.	<i>Dolichoderus bidens</i> (Linnaeus, 1758) (casta: obrera) (subfamilia: Dolichoderinae)	134
25.	<i>Crematogaster</i> sp. 1 (casta: obrera) (subfamilia: Myrmicinae)	135
26.	<i>Atta cephalotes</i> (Linnaeus, 1758) (subcasta: soldado) (subfamilia: Myrmicinae).....	136
27.	<i>Atta cephalotes</i> (Linnaeus, 1758) (subcasta: obrera cortadora–cargadora) (subfamilia: Myrmicinae)	137
28.	<i>Dolichoderus bispinosus</i> (Olivier, 1792) (casta: obrera) (subfamilia: Dolichoderinae)	138
29.	<i>Linepithema</i> sp. 1 (casta: obrera) (subfamilia: Dolichoderinae).....	139
30.	<i>Cephalotes</i> sp. 1 (casta: obrera) (subfamilia: Myrmicinae).....	139

31.	<i>Paraponera clavata</i> (Fabricius, 1775) (casta: obrera) (subfamilia: Paraponerinae).....	140
32.	<i>Linepithema</i> sp. 2 (casta: obrera) (subfamilia: Dolichoderinae).....	141
33.	<i>Cephalotes</i> sp. 2 (casta: obrera) (subfamilia: Myrmicinae).....	141
34.	<i>Pachycondyla</i> sp. 1 (casta: obrera) (subfamilia: Ponerinae).....	141
35.	<i>Ectatomma tuberculatum</i> (Olivier, 1792) (casta: obrera) (subfamilia: Ectatomminae)	142
36.	<i>Pachycondyla</i> sp. 2 (casta: obrera) (subfamilia: Ponerinae).....	143
37.	<i>Pseudomyrmex</i> sp. 1 (casta: obrera) (subfamilia: Pseudomyrmecinae).....	143
38.	<i>Pseudomyrmex</i> sp. 2 (casta: obrera) (subfamilia: Pseudomyrmecinae).....	143
39.	<i>Odontomachus bradleyi</i> Brown, 1976 (casta: obrera) (subfamilia: Ponerinae)	144
40.	<i>Eciton</i> sp. 1 (subcasta: soldado) (subfamilia: Ecitoninae).....	145
41.	<i>Eciton</i> sp. 1 (subcasta: obrera) (subfamilia: Ecitoninae).....	145
42.	Total de formícidos colectados en las fases fenológicas de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2.....	146
43.	Total de especies de formícidos presentes en las fases fenológicas de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2.....	149

44.	Especies exclusivas y compartidos de formícidos en las fases fenológicas de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2, en el Fundo Tulumayo de la UNAS.....	154
45.	Ing. Lida Bridmida Granados Figueredo, encargada de la coordinación para la ejecución del presente trabajo de investigación.....	178
46.	Ing. M. Sc. Jorge Tanaka Nakamacho, supervisando que se realice la taxonomía de formícidos del presente trabajo de investigación.....	178
47.	Realizando la captura de los formícidos en el Vivero N° 1 de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2	179
48.	Realizando la captura de los formícidos en el Vivero N° 2 de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2	179
49.	Plantas de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) del ecotipo CT2 evaluadas en la primera evaluación de la fase vegetativa (1° Etapa).....	180
50.	Plantas de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) del ecotipo CT2 evaluadas en la segunda evaluación de la fase vegetativa (1° Etapa).....	180
51.	Plantas de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) del ecotipo CT2 evaluadas en la tercera evaluación de la fase vegetativa (2° Etapa).....	181

52.	Plantas de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) del ecotipo CT2 evaluadas en la cuarta evaluación de la fase vegetativa (2° Etapa).....	181
53.	Plantas de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) del ecotipo CT2 evaluadas en la quinta evaluación de la fase vegetativa (3° Etapa).....	182
54.	Plantas de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) del ecotipo CT2 evaluadas en la sexta evaluación de la fase vegetativa (3° Etapa).	182
55.	Parcela N° 1 de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) del ecotipo CT2: (a) Colectando en la unidad muestral dos en la 8E, (b) Fase vegetativa (4° Etapa) y (c) Observando la etología de formícidos...	183
56.	Parcela N° 2 de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) del ecotipo CT2: (a) Fase reproductiva (5° Etapa) y (b) Colectando formícido en la unidad muestral diez en la 10E.....	183
57.	Parcela N° 2 de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) del ecotipo CT2: (a) Colectando formícido en la unidad muestral ocho en la 13E y (b) Fase de maduración (6° Etapa)	184
58.	<i>Solenopsis</i> sp. 1; que se colectó en la fase vegetativa (1 ° Etapa), (2° Etapa) y (3° Etapa) de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2: (a) y (b)	184
59.	<i>Ectatomma tuberculatum</i> (Olivier, 1792) que se colectó en la fase vegetativa (4° Etapa) de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2: (a) y (b).....	185

60.	<i>Atta cephalotes</i> (Linnaeus, 1958) que se colectó en la fase reproductiva (5° Etapa) de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2	185
61.	<i>Linepithema</i> sp. 1; que se colectó en la fase reproductiva (5° Etapa) de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2.....	186
62.	<i>Odontomachus bradleyi</i> Brown, 1976; que se colectó en la fase de maduración (6° Etapa) de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2	186
63.	Caja entomológica conteniendo el material de la familia Formicidae colectados en la fase vegetativa (1° Etapa, 2° Etapa y 3° Etapa) en cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2.....	187
64.	Caja entomológica conteniendo el material de la familia Formicidae colectados en la fase vegetativa (4° Etapa) en cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2.....	188
65.	Caja entomológica conteniendo el material de la familia Formicidae colectados en la fase reproductiva (5° Etapa) en cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2	189
66.	Caja entomológica conteniendo el material de la familia Formicidae colectados en la fase de maduración (6° Etapa) en cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) en el ecotipo CT2	190

67.	Claves taxonómicas de los géneros y especies de hormigas de Sudamérica y Centroamérica utilizados para la identificación en el Laboratorio de Entomología del SENASA	191
68.	Realizando la toma de fotografía de los géneros y especies de formícidos en el Laboratorio de Entomología del SENASA.....	191
69.	Guardando el total de viales pre-limpiados conteniendo los formícidos identificados a nivel de género y especie; en el Museo del Laboratorio de Entomología del SENASA	192
70.	Guardando la ficha de las identificaciones de todos los formícidos que se encuentran en los viales pre-limpiados, en el Banco de Información del Laboratorio de Entomología del SENASA.....	192
71.	Diseño del Vivero N° 1 de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal), para el análisis de diversidad biológica	202
72.	Diseño del Vivero N° 2 de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal), para el análisis de diversidad biológica	203
73.	Diseño de la Parcela N° 1 de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal), para el análisis de diversidad biológica.....	204
74.	Diseño de la Parcela N° 2 de cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal), para el análisis de diversidad biológica.....	205

I. INTRODUCCIÓN

Las hormigas son uno de los grupos de insectos más abundantes en muchos de los ecosistemas terrestres (Hölldobler y Wilson, 1990; citados por VALENZUELA–GONZÁLES *et al.*, 2003). Según ANTBASE (2007), señala que se han descrito aproximadamente 12761 especies de estos insectos; asimismo, varios autores han considerado que las hormigas pueden ser buenos bioindicadores debido a su alta diversidad y abundancia, a la variedad de nichos que ocupan, a su rápida respuesta a cambios ambientales, a la facilidad de muestreo y a que su identificación es relativamente fácil en comparación con otros grupos de insectos (Peck *et al.*, 1998; Alonso y Agosti, 2000; citados por VALENZUELA–GONZÁLES *et al.*, 2003).

La familia Formicidae, comúnmente conocidas como “hormigas”, se encuentran presentes en todos los lugares donde se cultivan diversos cultivos tropicales, en el que se encuentra la familia Solanaceae, representada para este estudio por la cocona (CASTAÑEDA, 2010).

La cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal), es una fruta exótica con potencial productivo, considerada dentro de los principales productos amazónicos como el “aguaje”, “anona”, “caimito”, “camu camu”, “huito”, “macambo”, “papaya”, “pijuayo”, “piña”, “plátano”, entre otros. La cocona es una especie que cuenta con alta variabilidad morfológica como son: forma, tamaño, color de fruto, espesor de pulpa, sabor y aroma, esto nos permite el

establecimiento de plantaciones comerciales con uniformidad de producción y tipo de frutos. Asimismo, se han evaluado ecotipos para seleccionar las mejores características agronómicas, físico-químico proximal, biométricas y organolépticas para su uso en la agroindustria; siendo los ecotipos que presentan los mejores resultados los ecotipos CT2, CAR1 y CN7 lo que presentan mejores valores de caracteres físico químicas: vitamina C y azúcares totales; CAR-1, CT2 y CR2, son los que mejor contenido de fibra presentan; CT2, CN3 y AR1 presentan mejor aceptación para el análisis sensorial y CN3, CN7 y CT2.27 son los ecotipos que mejor aroma y sabor presentan (BALCÁZAR *et al.*, 2011).

Dentro de los trabajos realizados a este grupo de insectos, la bibliografía reporta el trabajo de VALEZUELA-GONZÁLES *et al.* (2003) quienes identificaron 46 especies de formícidos en cultivos de café en Colombia. En el Perú no existe estudio relacionado a este grupo en plantas cultivadas y actualmente no se conocen trabajos relacionados con la diversidad de formícidos presentes en el cultivo de cocona (*Solanun sessiflorum* Dunal); por lo que, el presente trabajo de investigación pretende contribuir al estudio de este grupo taxonómico, que se encuentra asociado al ecotipo CT2; esta información sería de mucha utilidad como parte de un manejo integrado del cultivo.

Por lo antes expuesto, determinar la diversidad biológica y conocer ciertos aspectos etológicos ya sean benéficos o perjudiciales de los formícidos identificados a nivel de género y especie colectados en el cultivo ya

mencionado, nos podrá explicar el comportamiento de los formícidos que representan más del 80% de todos los seres vivos de la tierra y, donde estos son sin duda los más exitosos, representando, al menos, un tercio de toda la biomasa de insectos que existe. Como motivación, este estudio tendrá como objetivos:

Objetivo general:

- Evaluar la diversidad biológica y aspectos etológicos de géneros y especies pertenecientes a la familia Formicidae asociados al cultivo de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2 en Tulumayo, Leoncio Prado, Huánuco, Perú.

Objetivos específicos:

- Determinar la riqueza y abundancia de géneros y especies pertenecientes a la familia Formicidae, asociados a la parte aérea del cultivo de cocona en el ecotipo CT2, según su estado fenológico.
- Reportar aspectos sobre la morfología y etología de los formícidos identificados en el ecotipo CT2 de cocona.
- Comparar la diversidad de géneros y especies pertenecientes a la familia Formicidae en cada periodo fenológico en el sector de estudio.
- Indicar las especies que predominan en el ecotipo CT2 de cocona con sus densidades poblacionales.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Aspectos generales del cultivo de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal)

2.1.1. Clasificación taxonómica

Según BALCÁZAR *et al.* (2011), *Solanum sessiliflorum* Dunal “cocona” se clasifica de la siguiente manera:

Reino	:	Plantae
División	:	Magnoliophyta
Clase	:	Magnoliopsida
Orden	:	Solanales
Familia	:	Solanaceae
Subfamilia	:	Solanoideae
Tribu	:	Solanaceae
Género	:	<i>Solanum</i>
Especie	:	<i>S. sessiliflorum</i> Dunal

2.1.2. Origen y distribución geográfica

La cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal), es una especie nativa de América Tropical, de la Selva Alta y valles interandinos; dentro de la cuenca amazónica se distribuye en Brasil, Colombia, Perú y Venezuela. En la Selva peruana, se cultiva en los departamentos de Loreto, San Martín, Ucayali, Huánuco, Junín, Pasco y Ayacucho (BARRIGA, 1994; VILLACHICA 1996).

2.1.3. Distribución ecológica y suelo

Crece en zonas con temperaturas medias entre 18 y 30°C, y con precipitación pluvial entre 1500 y 4500 mm y humedad relativa de 70 a 90% por año. Aparentemente se beneficia con una sombra ligera (durante los primeros estados de desarrollo). Se encuentra cultivada en zonas con altitudes desde el nivel del mar hasta los 1500 m.s.n.m. Se cultiva en los distintos tipos de suelos, preferiblemente en suelos de textura arcillosa a franca rica en materia orgánica y con buen drenaje. Los ecotipos de frutos pequeños toleran suelos pesados y resisten mejor a las enfermedades. Las variedades más grandes e intermedias son más exigentes en suelos y sensibles a enfermedades. Está adaptada a suelos ácidos de fertilidad baja a alcalinos de buena fertilidad. Se adapta mejor en suelos de pH 5.5 a 7.5; la planta es agotante por lo que no debe repetirse el cultivo en el mismo terreno (FLORES, 1997).

2.1.4. Periodo vegetativo

La cocona es una planta anual o semi perenne, dependiendo del cultivar, que entra en producción a los 5 – 6 meses después de la plantación y continúa durante 5 – 6 meses en que termina (ADRIAZOLA, 1991).

El aprovechamiento para los agricultores se debe hacer hasta los 12 meses y renovar anualmente. Durante su periodo presenta tres fases fenológicas (vegetativa, reproductiva y maduración) y seis etapas (siembra a la germinación, germinación hasta el aparecimiento de la primera hoja lobulada, aparecimiento de la primera hoja lobulada al trasplante, trasplante al inicio de floración, inicio de floración a la fructificación y cosecha) (LEÓN, 2000).

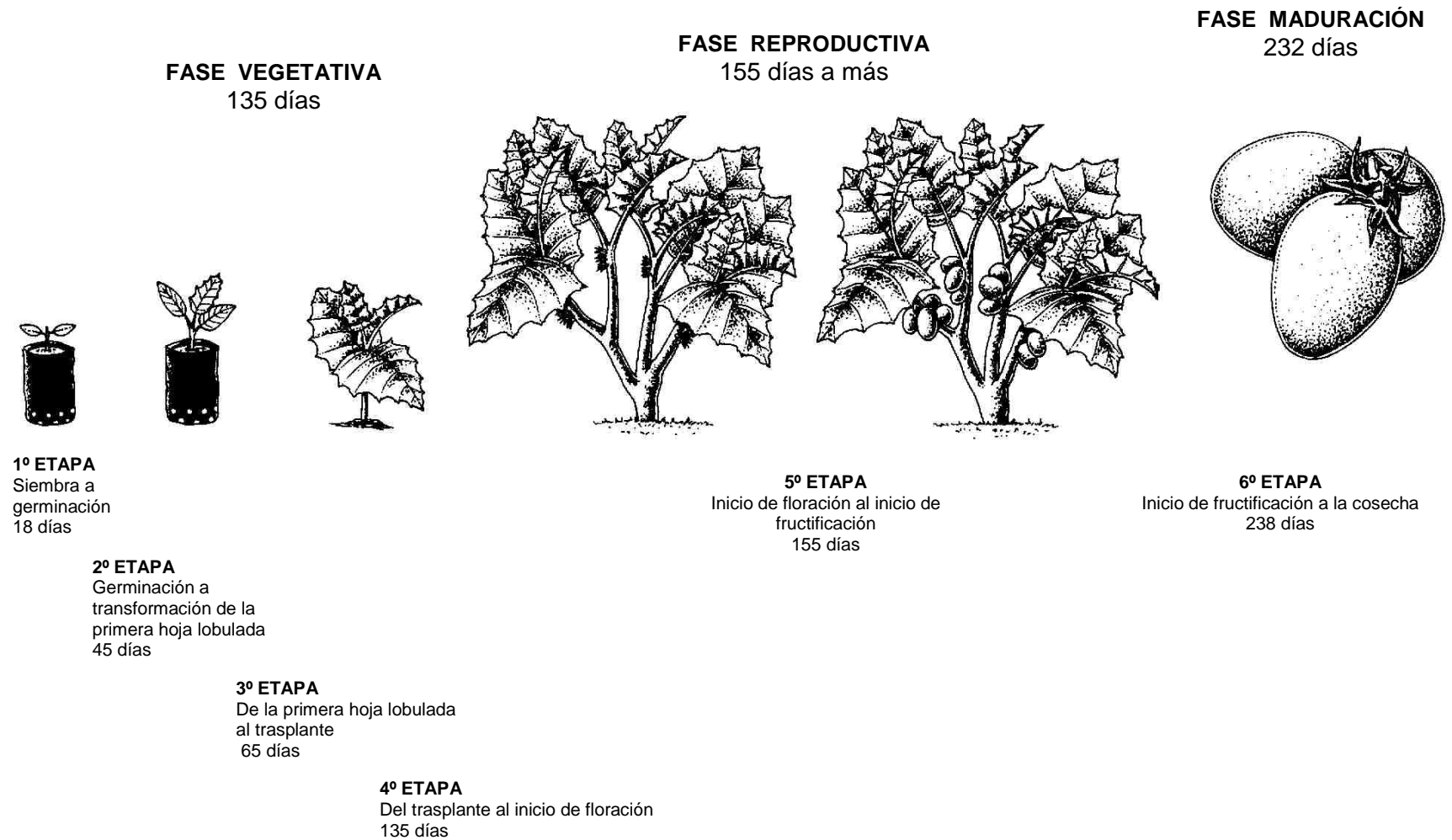


Figura 1. Periodo fenológico del cultivo de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal). Fuente: CARBAJAL y BALCÁZAR (2000).

2.1.5. Producción y cosecha

La fructificación se inicia seis meses después de la plantación. Registros de producción en Iquitos señalan rendimientos de 6 – 16.7 tn/ha. Rendimientos proyectados de parcelas de observación, por biotipos de frutos grandes, con densidades de 5000 plantas/ha, rendimientos de 13 tn/ha. En densidades de 6666 plantas/ha, rendimientos de 26 tn/ha de frutos grandes. La cosecha es manual, directamente de las ramas, el cambio del color en el fruto es indicativo del inicio de maduración (CARBAJAL, 1997).

2.1.6. Características del ecotipo de cocona de Tingo María (CT2)

Presenta diámetro máximo de planta de 171.4 cm, vigor intermedio y altura 91 cm, diámetro de tallo 3.5 cm, distanciamiento entre nudo de 10.9 cm, producción de ramas media y posición horizontal, tipo de ramificación alta, ángulo de inserción del peciolo agudo, color de tallo verde pálido y espinas ausentes, inflorescencia subterminal y color de sépalo verde. El número de hojas es de 65.3, color verde claro, posición alterna, formación de la base desigual, ápice agudo, lamina oval lanceolada, longitud de 43.3 cm, diámetro de 40.54 cm, espinas ausentes y número de lóbulos de 23.5. El fruto es amarañado, color amarillo naranja, peso promedio de 229.62 g, color de pulpa amarilla blancuzco y grosor de 0.12 cm, longitud de 8.43 cm y diámetro de 6.72 cm, peso de pulpa fresca por fruto de 199.28 g, color de semilla amarillo pálido, producción promedio de fruto por planta de 3.2 kg y promedio por ha de 23000 kg, resistente por varios días a la maduración, resistente moderadamente al ataque de *Alternaria* y tolerante al ataque de virus (BALCÁZAR, 2005).



Figura 2. Frutos de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) del ecotipo CT2.

Fuente: BALCÁZAR (2005).

2.2. Familia Formicidae

Todas las hormigas son sociales. Esto contrasta con las abejas y avispas, en donde sólo fracciones del total de especies son sociales o presentan algún grado de sociabilidad (Wilson, 1971; Michener, 1974; O'Neill, 2001; citados por FERNÁNDEZ, 2003a). Por fuera de Hymenoptera el único grupo de artrópodos con todas sus especies sociales es el de las termitas (Isoptera) (FERNÁNDEZ, 2003a).

Técnicamente las hormigas se agrupan en la familia Formicidae. El ácido fórmico deriva su nombre del latín *formica* que significa “hormiga”, que es producido por algunas de las especies de la subfamilia Formicinae. La familia Formicidae agrupa al menos ocho subfamilias, cerca de 350 géneros y entre 9000 y 20000 especies. Se caracterizan por poseer tres pares de patas, un par

de mandíbulas bien desarrolladas, tórax separado del gáster por uno o dos pedicelos articulados y un par de antenas geniculadas. Las obreras carecen de alas y sus antenas tienen los escapos muy desarrollados. Pueden variar entre un milímetro y cuatro centímetros de longitud, y habitan en la tierra o en los árboles. Las conseguimos en casi todas las partes del planeta, con excepción de los polos y glaciares. A pesar de su amplia distribución y abundancia son y fueron reconocidas por todas las culturas humanas, pero es poco lo que conocemos de ellas. La mirmecología, ciencia que se encarga de estudiarlas, nació a mediados del siglo pasado y se considera como una rama importante de la entomología (JAFFÉ *et al.*, 1993).

2.2.1. Clasificación taxonómica

Según MACKAY y MACKAY (2002), la familia Formicidae se clasifica de la siguiente manera:

Reino	:	Animalia
Phyllum	:	Artrópoda (Von Siebold, 1845)
Subphyllum	:	Mandibulata (Snodgrass, 1938)
Superclase	:	Insecta (Linnaeus, 1758)
Clase	:	Euentomata (Berlese, 1909)
Subclase	:	Pterygonea (Brauer, 1885)
Infraclase	:	Neopterata (Boudreaux, 1979)
Superórden	:	Oligoneoptera (Martynov, 1925)
Órden	:	Hymenoptera (Linnaeus, 1758)

Subórden	:	Apocrita (Borror <i>et al.</i> , 1992)
Infraórden	:	Aculeata (Gauld y Bolton, 1988)
Superfamilia	:	Vespoidea (Richards, 1962)
Familia	:	Formicidae (Latreille, 1802)

2.3. Anatomía externa de la familia Formicidae

Los Formicidae poseen el cuerpo dividido en tres unidades funcionales, cabeza, tórax (tres pares de patas y dos pares de alas). Existe un carácter definitorio para las hormigas y tiene que ver con el hecho de que el abdomen no es realmente el abdomen y el tórax tampoco es realmente el tórax. Los Hymenoptera (abejas, avispas y hormigas), se diferencian del resto de insectos en que entre el tórax y el abdomen existe una constricción, un estrechamiento que los separa (la famosa "cintura de avispa"). En realidad, lo que sucede no es que la separación esté entre el tórax y el abdomen, sino que el primer segmento abdominal se fusiona con el tórax y la cintura aparece entre el primer y el segundo segmento abdominal. En las hormigas, además, existe una segunda constricción, entre el segundo y el tercer segmento abdominal, lo que hace que realmente el cuerpo de las hormigas parezca que tiene cuatro partes claramente diferenciables: cabeza, mesosoma o tórax, cintura y abdomen y genitalia (ASOCIACIÓN IBÉRICA DE MIRMECOLOGÍA, 2007).

2.3.1. Cabeza

En la cabeza de una hormiga los ojos pueden ser compuestos, simples o pueden estar ausentes; las carinas frontales en algunos casos se

extienden hacia la frente; las antenas, el número de segmentos puede ser muy valioso para determinar géneros; las inserciones antenales pueden estar expuestas o cubiertas por lóbulos frontales. En algunos casos presentan canaladuras antenales. Las mandíbulas contienen información muy útil como el número de dientes, la presencia o ausencia de distemas, el número de dentículos y los márgenes (BOLTON, 1994).

2.3.2. Mesosoma o tórax

En las hormigas y otros himenópteros el tórax aparente está conformado por tres segmentos usuales del tórax verdadero (pro, meso y metatórax) más el primer segmento abdominal (propodeo) rígidamente fusionado a ellos. Esta modificación implica que el sistema “tórax” verdadero + propodeo” no puede denominarse tórax, por lo que se han propuesto varios términos. Los términos mesosoma y alitrongo son los que se utilizan actualmente con más frecuencia (BOLTON *et al.*, 2003).

2.3.3. Cintura y abdomen

Existen dos tipologías básicas de peciolos. El formado por un segmento (en la Península Ibérica subfamilias Dolichoderinae, Formicinae y Ponerinae) y el formado por dos segmentos (Myrmicinae y Leptanillinae). En el caso de un sólo segmento, corresponde al segundo segmento abdominal y se denomina peciolo. A veces presenta un fuerte desarrollo en forma de lóbulo, diente, espinas, etc., en su parte inferior llamado proceso subpeciolar. La unión de este peciolo con el abdomen se hace a través del presclerito del tercer

segmento abdominal, muy especializado y que en la mayoría de los géneros no se puede ver a menos que se diseccione. A este presclerito se le denomina helcium y puede llegar a tener gran importancia taxonómica para diferenciar ciertos géneros (ASOCIACIÓN IBÉRICA DE MIRMECOLOGÍA, 2007).

Asimismo, el gastro estaría formado en este caso por los segmentos abdominales del tercero al séptimo. El tergito y el esternito pueden estar más o menos fusionados. En caso de que no se aprecie la diferencia entre ellos se habla de fusión tergoesternal. El séptimo segmento abdominal está formado por el pigidio o tergito VII y el hipopigio o esclerito VII. En muchos géneros existe un aguijón conspicuo en el extremo del abdomen, empleado para la defensa y la caza, llegando su picadura a ser molesta en el caso de ciertas especies. En otros casos el aguijón no es visible sin disección, y en los casos más extremos, como Formicinae, lo han reemplazado por un sistema excretor de sustancias químicas defensivas (ASOCIACIÓN IBÉRICA DE MIRMECOLOGÍA, 2007).

2.3.4. Genitalia

La interpretación de la genitalia de los himenópteros y de las hormigas en particular ha sufrido cambios a lo largo de la historia. La genitalia consta de piezas pares (parámeros externos, medios e internos) y piezas únicas (placa subgenital y penicilli). Si partimos del exterior hacia el interior encontramos la placa subgenital, que es en realidad el último esternito abdominal (ASOCIACIÓN IBÉRICA DE MIRMECOLOGÍA, 2007).

2.4. Distribución

La distribución de las hormigas en América Tropical no es uniforme, ni en cuanto a las especies ni en cuanto a los géneros. En casos de una distribución muy limitada, es decir especies que solamente se conocen de una sola localidad, es probable que en el futuro resulten con un rango mayor en la medida que se intensifique su estudio (LATTKE, 2003a).

De igual manera, Morrone (2001), citado por LATTKE (2003a) menciona que las hormigas americanas están distribuidas en la región Neártica, que abarca áreas templado – frías desde Canadá y Estados Unidos de América hasta el norte de México; la región Andina, que se extiende hacia el norte desde la Patagonia argentino – chilena por el costado occidental de Suramérica hasta las altas cordilleras de Venezuela y la región Neotropical, esto es el trópico americano.

2.5. Biología y comportamiento

Todas las hormigas comienzan como huevos, crecen como larvas y se desarrollan como adultas pasando por la fase de pupa durante el ciclo de vida. El ciclo de vida de la colonia se divide en tres fases: fundación, crecimiento y reproducción. Muchas colonias de hormigas se fundan cuando una reina recién apareada se aleja de su nido de origen en busca de un nuevo sitio. Una vez encontrada un sitio de nidificación, la reina excava u ocupa una cavidad en una planta o el suelo, donde pone huevos. La reina convierte sus propias reservas en alimento para la primera nidada de obreras, bien sea como huevos tróficos o secreciones salivares. La fase de crecimiento se da cuando la primera nidada

de obreras entran en maduración; es decir la labor de la reina se reduce a poner huevos y al control feromonal de la colonia. Las obreras se responsabilizan del cuidado de la cría, búsqueda de alimento, mantenimiento del nido así como su defensa. La colonia frecuentemente crece exponencialmente, pues todos los recursos se dirigen hacia la búsqueda de alimento y crianza de nuevas obreras (Wilson, 1971; Tschinkel, 1993; citados por KASPARI, 2003).

La fase de crecimiento, según KASPARI (2003), finaliza cuando la colonia ha crecido tanto que puede producir alados. La fase reproductora comienza cuando se le da mucha atención a los huevos no fertilizados (destinados a ser machos) y cuando algunos huevos fertilizados, mediante nutrición extra, se destinan para convertirse en hembras aladas (y en última instancia reinas de sus propias colonias). Los machos y hembras en general son más grandes que las obreras, los recursos para su formación requieren usar parte de estos para formar obreras, por lo cual la colonia puede detener (o aún disminuir) su crecimiento.

Por otro lado, Whitcomb *et al.* (1973), citados por KASPARI (2003), indican que los alados vuelan lejos del nido para buscar parejas de otros nidos, muchos de ellos mueren durante esta fase, dado que son una fuente de alimento para varios depredadores. Asimismo, KASPARI (2003) menciona que los machos perecen después de la cópula. Las hembras buscan un sitio para nidificación, completándose el ciclo de vida de la colonia.

2.6. Ecología de las hormigas

Las hormigas están presentes en todos los ecosistemas conocidos con excepción de los sistemas polares y en las regiones marinas o con nieve perpetua. Las encontramos en todos los continentes (excepto la Antártida) y en todos los ecosistemas terrestres de importancia biológica. El número de individuos sobre el planeta (cerca de 10^{18}) es uno de los mayores para cualquier grupo de animales pluricelulares, exceptuando quizás a los nemátodos. Su diversidad las hace ser una de las familias ricas en especies conocidas, habiéndose catalogado hasta el momento alrededor de 8800 especies de un estimado de cerca de 20000 especies vivas. Su presencia como biomasa en los diferentes ecosistemas no es conocida, pero algunos estudios sugieren que pueden llegar a representar cerca del 40% de la biomasa de invertebrados en un sistema dado (JAFFÉ *et al.*, 1993).

2.6.1. La cadena trófica

En todo ecosistema existe al menos una cadena trófica, en la cual cada organismo ocupa un lugar. Organismos con capacidad para fotosíntesis sirven de alimento a animales herbívoros, que a su vez son consumidos por otros depredadores carnívoros, y todos ellos, una vez muertos, pueden servir de alimento a organismos descomponedores. Las hormigas se ubican en las diferentes partes de esta cadena. Hay especies herbívoras, carnívoras y detritívoras. Por ello les corresponden simultáneamente varios lugares en las diversas cadenas tróficas (JAFFÉ *et al.*, 1993).

2.6.2. Su efecto sobre un ecosistema

Su efecto sobre un ecosistema puede ser muy variado. En el caso de las hormigas herbívoras, por ejemplo las cortadoras que cultivan un hongo simbiote, las cuales acumulan gran cantidad de nutrientes en un solo sitio, permitiendo el crecimiento de ciertos vegetales que no pueden sobrevivir en el suelo pobre de los alrededores, ejerciendo de esta forma un papel como recicladores de nutrientes. Las especies con nidos terrestres deben concentrar de una forma u otra nutrientes, jugando un papel en el ciclaje de nutrientes. Inclusive, especies arbóreas también lo hacen, de tal forma que varias plantas han desarrollado mecanismos durante su proceso evolutivo que atraen a ciertas especies de hormigas, para que éstas las provean de nutrientes a través de sus desperdicios (JAFFÉ *et al.*, 1993).

2.6.3. Hormigas como depredadoras

Algunas especies son sumamente eficientes como depredadoras. Es el caso de las hormigas legionarias (subfamilias: Ecitoninae y Dorylinae); que arrasan con toda la fauna depredable de una zona, obligando a la colonia a migrar continuamente en busca de nuevos ambientes. La presión depredadora de éstas y otras hormigas es tan importante que muchos organismos han desarrollado, durante su evolución, mecanismos de defensa específicos. Es el caso de muchas avispas, termitas, mariposas y plantas. Se sabe de aves que siguen las columnas exploradoras de las hormigas legionarias, alimentándose de los insectos y artrópodos que huyen de éstas. Muchas plantas atraen a las hormigas para que las defiendan de herbívoros, inclusive epífitas y trepadoras (JAFFÉ *et al.*, 1993).

2.7. Nicho de las hormigas

El nicho ecológico de una especie describe el papel que desempeña ésta en el ecosistema. Describir el nicho típico de una hormiga es como describir una colonia típica de hormigas. La mayoría de colonias de hormigas son relativamente sésiles, como mucho moviendo sus colonias cada dos semanas, o sin desplazamientos (Smallwood, 1982; citado por KASPARI, 2003). Las especies de una comunidad pueden variar a lo largo de tres ejes de nichos de particular interés tales como: nidificación, alimentación y temporal para quienes se diseñan programas de monitoreo (KASPARI, 2003).

2.7.1. Nicho de nidificación

Las hormigas anidan en diversos tipos de suelo, desde arcilla dura hasta marga o arena, afectando en gran medida su estructura como ingenieros ecólogos dado que arreglan una y otra vez el ambiente removiendo y enriqueciendo el suelo (Elmes, 1991; Lawton, 1994; citados por KASPARI, 2003). En bosques tropicales una porción substancial de la fauna local de hormigas puede vivir en plantas, desde el sotobosque hasta la copa de los árboles (Jeanne, 1979; citado por KASPARI, 2003). En bosques leñosos muy secos predominan las especies que nidifican el suelo, cambiando a medida que el bosque se vuelve húmedo, donde las hormigas nidifican en la hojarasca, cavidades de ramas caídas y maderos caídos Herbers, 1989; Kaspari, 1993b; Byrne, 1994; citados por KASPARI (2003), siendo poco frecuente las hormigas que patrullan en la hojarasca en áreas despejadas con suelo compactado a mano (Bestelmeyer *et al.*, 2000; citados por SARMIENTO, 2003).

2.7.2. Nicho de alimentación

La mayoría de hormigas parecen ser forrajeras oportunistas, tomando combinaciones de exudados de plantas, semillas, restos de animales muertos; sin embargo, hay una fracción de la comunidad local que es más especializada en sus hábitos alimenticios (KASPARI, 2003). Además, la forma por la cual una especie busca y captura el alimento depende principalmente de la cantidad disponible, su distribución espacial y temporal, su resistencia a ser capturada, la capacidad de acarreamiento de carga y morfología de cada obrera forrajera; asimismo está asociada al tipo de orientación empleado por las obreras, el aprendizaje, la distancia de la jornada hasta la fuente de alimento, el estrés térmico y estatus nutricional de la colonia (Levings y Traniello, 1981; Traniello, 1989; citados por SILVESTRE *et al.*, 2003).

2.7.3. Nicho temporal

Dentro de una comunidad de hormigas, subconjuntos de éstas pueden restringir su actividad a algunos períodos del día o del año. Sobre el período de 24 horas, la misma partición de hábitat puede revelar diferentes partes de la fauna de hormigas. Además, en desiertos y bosques tropicales tienen faunas particulares diurnas, crepusculares y nocturnas; segregación que probablemente surge de una combinación de tolerancias fisiológicas, interacciones competitivas y riesgos de depredación (Greenlade, 1972; Whitford y Ettershanki, 1975; Whitford, 1978; Bernstein, 1979; Morton y Davidson, 1988; Orr, 1992; Kaspari, 1993a; citados por KASPARI, 2003).

2.8. Registro de subfamilias, géneros y especies de hormigas

Hacia el final del año 2001 la fauna conocida de hormigas para el mundo comprendía 11079 especies, con base en 17997 taxa descritos (especies, subespecies y variedades) en 373 géneros. Las tendencias actuales predicen un total de 21847 especies de hormigas en 574 géneros. Esto es, un poco más de la mitad de la fauna de hormigas del mundo que se han descrito, aunque algo más del 65% de los géneros (AGOSTI y JOHNSON, 2003). Actualmente el número de especies y géneros reportados de la familia Formicidae es de 12761 y 390 respectivamente (ANTBASE, 2007).

El número de subfamilias vivientes y fósiles de hormigas para el mundo es de 20 y 4 respectivamente (Cuadro 1 y Cuadro 2). Asimismo, el número de subfamilias para América es 13 (Cuadro 3) (FERNÁNDEZ y OSPINA, 2003; FERNÁNDEZ y ARIAS-PENNA, 2008).

Al presente, se conoce de 13 subfamilias y 119 géneros de hormigas para la región Neotropical y 3093 especies de hormigas (Cuadro 3); por tanto está ubicada en el segundo lugar como la región con mayor número de géneros de formícidos representando el 39% del total mundial, antecedido por los 124 géneros de la región Indoaustraliana, asimismo presenta el mayor número de géneros endémicos con 53, correspondiente al 19% de todos los géneros descritos y casi el 50% de géneros restringidos a una región (Bolton, 1995; citado por LATTKE, 2003a).

Cuadro 1. Listado de subfamilias vivientes de la familia Formicidae Latreille, 1809 en el mundo.

Subfamilias vivientes
Subfamilia Aenictogitoninae Ashmead, 1905
Subfamilia Aenictinae Emery, 1901
Subfamilia Ecitoninae Forel, 1893
Subfamilia Dorylinae Leach, 1815
Subfamilia Cerapachyinae Forel, 1893
Subfamilia Leptanilloidinae Bolton, 1992
Subfamilia Leptanillinae Emery, 1910
Subfamilia Apomyrminae Dlussky & Fedoseeva, 1987
Subfamilia Amblyoponinae Forel, 1893
Subfamilia Paraponerinae F. Smith, 1858
Subfamilia Proceratiinae Emery, 1895
Subfamilia Ponerinae Lepeletier, 1835
Subfamilia Ectatomminae F. Smith, 1858
Subfamilia Heteroponerinae Bolton, 2003
Subfamilia Aneuretinae Emery, 1912
Subfamilia Dolichoderinae Forel, 1878
Subfamilia Formicinae Latreille, 1809
Subfamilia Myrmeciinae Emery, 1877
Subfamilia Pseudomyrmecinae M.R. Smith, 1952
Subfamilia Myrmicinae Lepeletier, 1835

Fuente: Adaptado de FERNÁNDEZ y OSPINA (2003); FERNÁNDEZ y ARIAS-PENNA (2008).

Cuadro 2. Listado de subfamilias fósiles de la familia Formicidae Latreille, 1809 en el mundo.

Subfamilias conocidas sólo por fósiles
Subfamilia Armaniinae Dlussky, 1983
Subfamilia Paleosminthurinae Pierce & Gibron, 1962
Subfamilia Sphecomyrminae Wilson & Brown, 1967
Subfamilia Formiciinae Lutz, 1986

Fuente: FERNÁNDEZ y OSPINA (2003).

Cuadro 3. Número de géneros y especies identificadas para cada subfamilia de hormigas en la región Neotropical (incluyendo México).

Subfamilia	N° de géneros	N° de especies
Cerapachyinae Forel, 1983	4	35
Dolichoderinae Forel, 1878	10	211
Ecitoninae Forel, 1893	5	129
Formicinae Latreille, 1809	15	517
Leptanilloidinae Bolton, 1992	2	8
Myrmicinae Lepeletier, 1835	57	1595
Amblyoponinae Forel, 1893	3	17
Paraponerinae F. Smith, 1858	1	1
Proceratiinae Emery, 1895	3	25
Ponerinae Lepeletier, 1835	12	275
Ectatomminae F. Smith, 1858	3	112
Heteroponerinae Bolton, 2003	2	16
Pseudomyrmecinae M. R. Smith, 1952	2	152
Total	119	3093

Fuente: Adaptado de FERNÁNDEZ y OSPINA (2003); FERNÁNDEZ y ARIAS-PENNA (2008).

Cuadro 4. Número de géneros y especies identificadas para cada subfamilia de hormigas para el Perú.

Subfamilia	N° de géneros	N° de especies
Myrmicinae	12	32
Paraponerinae	1	1
Ponerinae	7	14
Ectatomminae	1	1
Formicinae	4	29
Dolichoderinae	4	10
Ecitoninae	3	11
Pseudomyrmecinae	1	19
Total	33	117

Fuente: ANTBASE (2007).

2.9. Aspectos generales sobre diversidad

Es una cualidad presente en todos los niveles de organización de la vida y se define como la variación que tiene expresión en todos los sistemas biológicos, desde los genes, hasta los que encontramos en los ecosistemas y hábitats, incluyendo toda la variación que ocurre entre y dentro de las especies (ETTER, 1996).

FRANCO *et al.* (1989); ALONSO y OTERO (1995), afirman que existe una cantidad considerable de índices que estiman la diversidad de una comunidad, los que se basan en la teoría de la información son los que mayor impulso han tenido a pesar de sus limitaciones como Shannon – Wiener ajustados al índice de equitatividad y el índice de heterogeneidad de Simpson.

2.9.1. Diversidad genética

Comprende la variación de los genes dentro de las especies vivas. Cada ser vivo pertenece a una especie en particular, y una especie tiene muchos individuos, que se diferencian genéticamente entre sí y es fundamental para que las especies se puedan adaptar a los cambios que ocurren en el ambiente a través del tiempo (por ejemplo, en respuesta al enfriamiento de la Tierra durante las épocas glaciares del pasado) (KAPPELLE, 2009).

2.9.2. Diversidad de especies

A la diversidad global del planeta van a contribuir por una parte las especies politípicas (aquellas que se encuentran muy extendidas y que en cada lugar aparecen con unas características determinadas) que en cada zona

aparecen como una raza o subespecie, pero siempre dentro de la misma especie. Asimismo, las especies cuya distribución geográfica se circunscribe a un área muy localizada, constituyen los endemismos; y requieren una especial protección (Halffter y Ezcurra, 1992; citados por RODRÍGUEZ, 2000). Una manera de medir la diversidad de especies es a través del número de especies de un lugar dado (KAPPELLE, 2009).

2.9.3. Diversidad de ecosistema

Es la más difícil en evaluar ya que existen muchas maneras diferentes en clasificar los ecosistemas del mundo (KAPPELLE, 2009). Lo más normal para su definición es atender a las especies animales y vegetales que los habitan (Halffter y Ezcurra, 1992; citados por RODRÍGUEZ, 2000).

2.9.4. Diversidad paisajística

En este nivel se englobarían los ecosistemas, en el cual una sola unidad de paisaje estaría formada por uno o varios ecosistemas (Halffter y Ezcurra, 1992; citados por RODRÍGUEZ, 2000).

2.10. Metodología para determinar las variables en estudio

2.10.1. Medición de la diversidad alfa (α)

HALFFTER *et al.* (2001) mencionan que el área es la unidad de muestreo, es decir, el fragmento de vegetación que estudiamos en términos generales equivalente a una muestra de una comunidad. En el interior de cada fragmento puede existir cierta heterogeneidad relacionada con la pendiente del

terreno, el efecto de borde, la distancia a cuerpos de agua, etc. Estos factores pueden incluirse en el diseño de muestreo para un análisis más fino, aunque su inclusión puede complicar dicho diseño, así como el tiempo y esfuerzo de la colecta de datos. Determinada la diversidad alfa de cada fragmento, se puede conjuntar la información de varios fragmentos para obtener la diversidad alfa correspondiente a cada tipo de vegetación y uso de suelo, o a las zonas de conservación dentro de la reserva, o a una combinación de éstas.

Asimismo, MORENO (2001) menciona que la mayoría de los métodos propuestos para evaluar la diversidad de especies se refieren a la diversidad dentro de las comunidades (alfa). Para diferenciar los distintos métodos en función de las variables biológicas que miden, los dividimos en dos grandes grupos: 1) Métodos basados en la cuantificación del número de especies presentes (riqueza específica); 2) Métodos basados en la estructura de la comunidad, es decir, la distribución proporcional del valor de importancia de cada especie (abundancia relativa de los individuos, su biomasa, cobertura, productividad, etc.). Estos métodos pueden a su vez clasificarse según se basen en la dominancia o equidad de la comunidad. Entonces, para obtener parámetros completos de la diversidad de especies en un hábitat, es recomendable cuantificar el número de especies y su representatividad.

ALONSO y OTERO (1995) indican que para cuantificar la diversidad se han elaborado diferentes índices, así tenemos: Considerando el criterio de la heterogeneidad.

a. Medición de la riqueza específica

a.1. Riqueza específica (S)

Es la forma más sencilla de medir la biodiversidad, ya que se basa únicamente en el número de especies presentes, sin tomar en cuenta el valor de importancia de las mismas. La forma ideal de medir la riqueza específica (S) es contar con un inventario completo que nos permita conocer el número total de especies (S) obtenido por un censo de la comunidad. Esto es posible únicamente para ciertas taxas bien conocidas y de manera puntual en tiempo y espacio (MORENO, 2001).

b. Medición de la estructura

b.1. Índices de dominancia

Son parámetros inversos al concepto de uniformidad o equidad de la comunidad. Toman en cuenta la representatividad de las especies con mayor valor de importancia sin evaluar la contribución del resto de las especies (MORENO, 2001).

Índice de Simpson (S) ó (λ): Es la probabilidad de un encuentro intraspecífico; ósea de que si tomas dos individuos al azar de la comunidad que ambos sean de la misma especie. Tiene la tendencia de ser más pequeño cuando la comunidad es más diversa (GOLICHER, 2006). Está fuertemente influido por la importancia de las especies más dominantes (Peet, 1974; Magurran, 1988; citados por MORENO, 2001). Como su valor

es inverso a la equidad, la diversidad puede calcularse como $1 - S$ (Lande, 1996; citado por MORENO, 2001).

$$S = \lambda = \sum P_i^2 \text{ (nats. /indiv.)}$$

Donde:

S = Índice de Simpson

P_i = Número de individuos de la especie i dividido entre el número total de individuos de la muestra

b.2. Índices de equidad

Algunos de los índices más reconocidos sobre diversidad se basan principalmente en el concepto de equidad, por lo que se describen en esta sección (MORENO, 2001).

Índice de Shannon – Wiener (H'): Es la medida del grado de incertidumbre que existe para predecir la especie a la cual pertenece un individuo extraído aleatoriamente de la comunidad. Para un número dado de especies e individuos, la función tendrá un valor mínimo cuando todos los individuos pertenecen a una misma especie y un valor máximo cuando todas las especies tengan la misma cantidad de individuos. Los valores que se obtienen con este índice generalmente están entre 0.1 – 3.5 y raramente sobrepasa a 4.5, una característica es su sensibilidad a los cambios en la abundancia de las especies raras; por ello es aplicable en los estudios de conservación de la naturaleza (MORENO, 2001).

$$H' = - \sum P_i \ln P_i \text{ (nats. /indiv.)}$$

Donde:

H' = Índice de Shannon – Wiener

P_i = Abundancia relativa

\ln = Logaritmo natural

Índice de equidad de Pielou (E) ó (J): Aporta información respecto a la proporción media de abundancia que presentan las especies en una muestra, de tal manera que cuando todas las especies en una muestra son abundantes en la misma proporción observaríamos que el índice de equidad (E) sería máximo y decrecería si la abundancia relativa de las especies fuera diferente. Mide la proporción de la diversidad observada con relación a la máxima diversidad esperada. Su valor va de 0 a 0.1, de forma que 0.1 corresponde a situaciones donde todas las especies son igualmente abundantes (Magurran, 1988; citado por MORENO, 2001).

$$E = J' = \frac{H'}{H'_{max}} \text{ (nats. /indiv.)}$$

Donde:

E = J' = Equidad de Pielou

H' = Índice de Shannon – Wiener

H'_{max} = $\ln S$

\ln = Logaritmo natural

S = Número total de especies de una comunidad

2.10.2. Medición de la diversidad beta o entre hábitats (β)

Es el grado de reemplazamiento de especies o cambio biótico a través de gradientes ambientales. A diferencia de las diversidades alfa y gamma que pueden ser medidas fácilmente en función del número de especies, la medición de la diversidad beta es de una dimensión diferente porque está basada en proporciones o diferencias. Estas proporciones pueden evaluarse con base en índices o coeficientes de similitud, disimilitud o de distancia entre las muestras a partir de datos cualitativos (presencia–ausencia de especies) o cuantitativos (abundancia proporcional de cada especie medida como número de individuos, biomasa, densidad, cobertura, etc.), o bien con índices de diversidad beta propiamente dichos (Whittaker, 1972; Magurran, 1988; Wilson y Shmida, 1984; citados por MORENO, 2001).

a. Índices con datos cualitativos

a.1. Coeficiente de similitud de Jaccard (C_j) ó (I_j)

El intervalo de valores para este índice va de 0 cuando no hay especies compartidas entre ambos sitios, hasta 1 cuando los dos sitios tienen la misma composición de especies (MORENO, 2001).

$$C_j = I_j = \frac{c}{(a+b-c)} \text{ (nats. /indiv.)}$$

Donde:

$C_j = I_j$ = Coeficiente de similitud de Jaccard

a = Número de especies presentes en el sitio A

b = Número de especies presentes en el sitio B

c = Número de especies presentes en ambos sitios

A y B

2.11. Parámetros etológicos que van a ser considerados en la evaluación

2.11.1. Las hormigas como indicadores

a. Hormigas como indicadores ambientales

Las bondades del uso de hormigas como indicadores es su alta diversidad, gran abundancia en casi todo tipo de ambientes, variedad de funciones dentro de los ecosistemas, respuesta rápida a cambios ambientales, facilidad de muestreo y resolución taxonómica relativamente buena. La organización social les permite crear su propio microambiente dentro del nido, razón por la cual no se esperaría una correlación muy estrecha entre los cambios ambientales (a no ser que sean muy drásticos) y las poblaciones de hormigas (Alonso y Agosti, 2000; Andersen, 1990; Peck *et al.*, 1998; citados por ARCILA y LOZANO–ZAMBRANO, 2003).

Existen propuestas para emplear las hormigas como indicadores ambientales, tal como lo expone Lobry de Bruyn (1999), citado por ARCILA y LOZANO–ZAMBRANO (2003) quien propone el empleo de hormigas como indicadores de la calidad del suelo en ambientes rurales.

b. Uso de hormigas como indicadores en inventarios rápidos de riqueza de especies

Debido a la gran diversidad de las hormigas, 11000 especies descritas lograr un inventario local completo de la riqueza total de especies, no es compatible con los objetivos y/o limitaciones de un inventario rápido (Bolton 1994; 1995; citados por ARCILA y LOZANO–ZAMBRANO, 2003).

De acuerdo con Andersen (1997), citado por ARCILA y LOZANO–ZAMBRANO (2003); existen géneros de hormigas cuya riqueza de especies a nivel local se correlaciona fuertemente con la riqueza total de hormigas, pero esto varía con la escala. Un género que es buen predictor de la riqueza a nivel local puede no serlo a nivel regional. De igual manera dicha correlación tiende a mantenerse en sitios dentro de un mismo tipo de hábitat más no entre hábitats diferentes. El poder de predicción de la riqueza de géneros o de taxa superiores disminuye a medida que aumenta la escala; de igual manera la relación tiende a ser más fuerte en sitios que representan un mismo tipo de hábitat.

c. Uso de hormigas como indicadores ecológicos

Andersen (1997), citado por ARCILA y LOZANO–ZAMBRANO (2003); propone el uso de grupos funcionales definidos en términos de su comportamiento ecológico. Los grupos funcionales de hormigas que han sido identificados varían de manera predecible con relación al clima, tipo de suelo, vegetación y perturbación, con la ventaja adicional de permitir las comparaciones entre comunidades con poco traslape de especies.

A manera de ejemplo, Lozano–Zambrano (2002), citado por ARCILA y LOZANO–ZAMBRANO (2003); evaluó el efecto de la pérdida de área en fragmentos de bosque seco en Colombia, sobre hormigas en tres grupos funcionales (cazadoras solitarias, cazadoras en grupo “legionarias” y cultivadoras de hongos).

d. Uso de hormigas como indicadores de biodiversidad

Alonso (2000), citado por ARCILA y LOZANO–ZAMBRANO (2003); reporta un mayor número de correlaciones significativas entre las hormigas y otros taxa con nichos similares como el caso de las hormigas de dosel y las aves, mariposas y escarabajos del dosel.

Según Feinsinger (2001), citado por ARCILA y LOZANO–ZAMBRANO (2003); un indicador negativo es por lo general una especie oportunista, relacionada con la perturbación humana. Cuando éste aparece es señal de que algo no anda bien con la biota nativa o con la integridad ecológica del paisaje. Asimismo, Andersen (1990), citado por ARCILA y LOZANO–ZAMBRANO (2003); propone los grupos generalistas de Myrmicinae como indicadores negativos entre las hormigas.

2.11.2. Relación y evolución entre hormigas y plantas

Según Brown (1973), citado por DELABIE *et al.* (2003); las dos subfamilias de hormigas que presentan el mayor número de relaciones mutualistas con las plantas son Dolichoderinae y Myrmicinae, las cuales se diversificaron durante el periodo Terciario.

Los diferentes tipos de relación planta–hormiga no se restringen a las plantas superiores, pues se han registrado un buen número de casos en los interactúan con diversas pteridófitas (DELABIE *et al.*, 2003). Asimismo, Beattie (1985), citado por DELABIE *et al.* (2003); cita 11 géneros de helechos

que poseen diferenciaciones que pueden estar ligadas a un proceso coevolutivo con hormigas, sugiriendo que estas estructuras pueden haber aparecido desde el Cretáceo. A continuación se mencionara los diversos tipos de relaciones de las hormigas con las plantas que son las siguientes:

a. Los jardines de hormigas

La mirmecocoria existen en asociaciones entre plantas herbáceas y hormigas, y relaciones análogas existen entre hormigas arborícolas y epífitas, como por ejemplo *Crematogaster longispina* y *Codonanthe crassifolia* (Gesneriaceae), y *Azteca paraensis* y *Codonanthe uleana* (Gesneriaceae) Bondar, 1939; Kleinfeldt, 1978; citados por DELABIE *et al.* (2003); en las regiones neotropicales. Este tipo de relación ha sido descrita en 11 familias de plantas superiores (Benzing, 1991; Thompson, 1994; citados por DELABIE *et al.*, 2003). Existe una fuerte atracción entre las hormigas y los frutos o semillas de las plantas epífitas con las cuales mantienen relaciones mutualistas, que parecen ser, principalmente, de naturaleza química (Orivel *et al.*, 1996; citados por DELABIE *et al.*, 2003).

Las hormigas sólo proveen humedad y minerales (nitrógeno y otros nutrientes) a la planta. Los nidos de hormigas sobre árboles llegan a formar verdaderos jardines, con varias especies vegetales habitando sobre el hormiguero, aportando con sus raíces sustento físico al nido (JAFFE *et al.*, 1993).

b. Nectarios extraflorales o pseudonectarios

Son glándulas productoras de exudados azucarados atrayentes para las hormigas; pueden encontrarse en varias partes de la planta como tallos, hojas y en las partes externas de las flores, exhibiendo una gran diversidad de formas. Se diferencian de los florales por su función y no por su forma o posición en la planta, y están dedicados a la función de polinización. A pesar de ser más conocidos en las Angiospermas, también están presentes en las pteridófitas y en algunas coníferas de la región Neotropical (Bentley, 1977; Benson, 1985; citados por DELABIE *et al.*, 2003).

Según Bentley (1977), citado por DELABIE *et al.* (2003) las características de las hormigas que contribuyen al desarrollo de los nectarios extraflorales en una planta son: comportamiento agresivo o depredación de cualquier organismo extraño a la planta, actividad ininterrumpida durante 24 horas, nidificación en la propia planta y disponibilidad de grandes cantidades de individuos capaces de recorrer la planta simultáneamente en toda su extensión.

La ayuda que proveen las hormigas a estas plantas es tan importante que rara vez sobrevive en ausencia de la hormiga, como es el caso de *Pseudomyrmex ferruginea* y la planta *Acacia cornigera* (Fabaceae). En ciertos ecosistemas, hasta el 90% de todas las plantas epífitas tiene relación mutualista con hormigas y la alimentación se da en muchas especies. Los adultos ingieren azúcares, provenientes de nectarios extraflorales, de secreciones de hemípteros, de frutas o inclusive directamente de la savia de plantas (JAFFÉ *et al.*, 1993).

c. Nutrición de las plantas por hormigas

La asociación entre plantas y hormigas permite que las plantas aprovechen materiales ricos en nitrógeno, residuos alimenticios, y residuos metabólicos de las hormigas. En los jardines de hormigas, las raíces de las epífitas crecen en un suelo artificial, edificado por las hormigas con pequeños trozos de tierra, deyecciones y otros materiales orgánicos. Algunas plantas mirmecófilas desarrollan raíces o estructuras especializadas para la absorción de nutrientes depositados en las cavidades donde habitan las hormigas, y se nutren de los residuos alimenticios y de las excreciones de estos insectos (Beattie, 1989; citado por DELABIE *et al.*, 2003).

Especies con nidos terrestres concentran de una forma u otra nutrientes, jugando un papel en el ciclaje. Varias plantas entre las que se encuentran especies arbóreas, han desarrollado mecanismos durante su proceso evolutivo que atraen a ciertas especies de hormigas, para que éstas las provean de nutrientes a través de sus desperdicios (JAFFÉ *et al.*, 1993).

d. Las hormigas cortadoras o herbívoras

Son los principales fitófagos en las regiones neotropicales, ya que las especies de los dos géneros más evolucionados, *Acromyrmex* y *Atta*, defoliar grandes cantidades de plantas de un sinnúmero de especies. Asimismo, los fragmentos vegetales que cortan las obreras, son utilizados para el cultivo de un hongo simbiótico, *Rozites (Leucocoprinus) gongylophora*, asociado con estos dos géneros de hormigas, y que sirve, como alimento para la hormiga y su cría (DELABIE *et al.*, 2003).

Conocidas por su actividad podadora que no siempre es negativa sobre la flora circundante. Como estas especies podan generalmente partes específicas de plantas, pueden regular un crecimiento diferencial en una misma planta o entre diferentes especies de plantas, acelerando o deprimiendo el crecimiento de flores (JAFFÉ *et al.*, 1993).

e. Relaciones entre hormigas, hemípteros y plantas

Muchas especies de hormigas crían hemípteros succionadores de la savia (plantas) como pulgones, cochinillas, membrácidos, y psílidos, para alimentarse de sus excreciones azucaradas (Nixon, 1951; Cushman y Addicott, 1991; citados por DELABIE *et al.*, 2003).

Se ha estimado la producción de sustancia azucarada de un pulgón en 1.4 mg por día. El volumen de líquido que atraviesa el cuerpo del pulgón es muy importante y el insecto precisa excretar grandes cantidades de éste para poder concentrar los nutrientes indispensables para su supervivencia. Se calcula que los hemípteros ingieren una cantidad de nutrientes diez veces mayor a la que son capaces de asimilar, y rechazan el exceso en forma de un líquido azucarado parcialmente degradado, rico en glucosa, sacarosa, fructuosa y melizetosa (DELABIE *et al.*, 2003).

f. Control biológico con hormigas

Es una antigua tradición en China y Vietnam, donde hace aproximadamente 3000 años, poblaciones de la hormiga tejedora *Oecophylla*

smaragdina son manipuladas en la lucha contra defoliadores, llegando incluso a ser comercializadas en las ferias populares (DELABIE *et al.*, 2003). En cacaotales existen algunas experiencias en la utilización de hormigas para el control biológico de las plagas. Por ejemplo, hormigueros de *Dolichoderus bituberculatus* son transplantados para control de mիրidos del género *Helopeltis* en Malasia e Indonesia (Giesberger, 1983; Way y Khoo, 1992; citados por DELABIE *et al.*, 2003).

2.12. Trabajos similares realizados

Con respecto al trabajo realizado, no se reporta investigaciones realizadas de presencia de formícidos en cocona ni mucho menos trabajos realizados con su etología; sin embargo, hay trabajos realizados en otro cultivo, como por ejemplo el realizado por VALENZUELA–GONZÁLES *et al.* (2003), quienes reportaron para el cultivo de café (*Coffea arabica* L.), en el estado de Veracruz (México) en 2 localidades, la primera se localiza en la zona de Coatepec–Xico y la segunda en la zona de Huatusco–Totutla. La región presenta un clima templado–húmedo con una oscilación de temperatura media anual entre 12 y 19°C y la precipitación anual varía entre 1350 y 2200 mm. Los sitios de trabajo se encuentran a una altitud entre los 1000 y los 1350 m.s.n.m. El agroecosistema se encuentra muy perturbado. El grupo de cafetales seleccionados incluyó un cafetal sin sombra (SOL), un cafetal con sombra especializada dominada por solo dos especies de árboles (VSE), y tres cafetales con sombra diversa con diferente grado de complejidad estructural (ONZ, ORD y MIR). Las fincas se ordenaron de menor a mayor complejidad

estructural: SOL–VSE–ONZ–ORD–MIR. Los muestreos se realizaron por medio del uso de trampas, mini–Winkler y colecta directa (durante 15 minutos) dependiendo de los estratos muestreados (subterráneo, epigeo, hojarasca, cafetos y vegetación de sombra).

Al considerar los sitios muestreados se colectaron un total de 33183 individuos pertenecientes a seis subfamilias, 21 tribus, 37 géneros y 106 especies. La subfamilia mejor representada fue Myrmicinae con 19 géneros y 58 especies, seguida por la subfamilia Formicinae con cinco géneros y 17 especies, Ponerinae con cuatro géneros y 10 especies, Dolichoderinae con cuatro géneros y nueve especies, Ecitoninae con tres géneros y cinco especies y Pseudomyrmecinae con un solo género y siete especies. En cuanto al número de especies colectadas, el género *Pheidole* fue el más diverso con 12 especies seguido de *Camponotus* (9 spp.), *Solenopsis* (8 spp.), *Pseudomyrmex* (7 spp.), *Stenamma* (5 spp.), *Crematogaster* y *Strumigenys* (4 spp.), *Carebara*, *Forelius*, *Gnamptogenys*, *Hypoponera*, *Leptothorax*, *Monomorium*, *Paratrechina*, *Pyramica* y *Tapinoma* (3 spp.) respectivamente. Los géneros con dos especies fueron *Atta*, *Brachymyrmex*, *Cyphomyrmex*, *Labidus*, *Myrmelachista*, *Neivamyrmex*, *Odontomachus* y *Pachycondyla*. Los 13 géneros restantes están representados por una sola especie respectivamente.

Asimismo, GARCÍA *et al.* (2008) reportó como parte de la caracterización de la biodiversidad en paisajes rurales cafeteros, en donde realizaron muestreos de hormigas en tres localidades de Colombia, denominadas

“ventanas”. Las tres ventanas de 2500 ha cada una, estuvieron localizadas en un rango altitudinal entre 1200 y 1800 m.s.n.m. y ubicados en el departamento del Valle del Cauca, municipio de El Cairo (ventana 1), departamento de Antioquia, municipio de Támesis (ventana 2) y departamento de Santander, municipio de San Gil, Páramo, Pinchote y Socorro (Ventana 3).

El muestreo se realizó siguiendo el protocolo metodológico desarrollado por el Instituto Alexander von Humboldt y adaptando algunas modificaciones. Éste protocolo establece, que en cada estación de muestreo se realizan dos transectos de 50 m de longitud separados entre sí por una distancia de 50 m. Los muestreos se realizaron por medio de trampas de caída y el segundo método consiste en la recolección de un metro cuadrado de hojarasca, el cual se pasa por un cernidor mini-Winkler durante 48 horas.

Al considerar la ventana 1 se colectaron un total de 445 individuos pertenecientes a cuatro subfamilias, seis tribus, 12 géneros y 24 especies. La subfamilia mejor representada fue Ponerinae con cinco géneros y 13 especies, seguida por la subfamilia Ectatomminae con tres géneros y seis especies, Proceratiinae con dos géneros y tres especies y Heteroponerinae con un solo género y dos especies. En cuanto al número de especies colectadas, el género *Pachycondyla* fue el más diverso con seis especies, seguido de *Gnamptogenys* (4 spp.) y *Hypoponera* (3 spp.). Los géneros con dos especies son *Heteroponera* y *Odontomachus* respectivamente. Los siete géneros restantes están representados por una sola especie respectivamente.

Mientras que al considerar la ventana 2 se colectaron un total de 746 individuos pertenecientes a cinco subfamilias, ocho tribus, 14 géneros y 29 especies. La subfamilia mejor representada fue Ponerinae con seis géneros y 16 especies, seguida por la subfamilia Ectatomminae con tres géneros y siete especies, Proceratiinae con tres géneros y cuatro especies, mientras que las subfamilias Heteroponerinae y Amblyoponinae están representadas con un género y una especie respectivamente. En cuanto al número de especies colectadas, el género *Pachycondyla* fue el más diverso con seis especies, seguido de *Hypoponera* (5 spp.) y *Gnamptogenys* (4 spp.). Los géneros con dos especies son *Ectatomma*, *Odontomachus* y *Proceratium* respectivamente. Los ocho géneros restantes están representados por una sola especie respectivamente.

Finalmente al considerar la ventana 3 se colectaron un total de 380 individuos pertenecientes a cinco subfamilias, siete tribus, 13 géneros y 20 especies. La subfamilia mejor representada fue Ponerinae con cinco géneros y 12 especies, seguida por las subfamilias Proceratiinae y Ectatomminae con tres géneros y tres especies respectivamente, mientras que las subfamilias Heteroponerinae y Amblyoponinae están representadas con un género y una especie respectivamente. En cuanto al número de especies colectadas, los géneros *Pachycondyla* y *Hypoponera* fueron los más diversos con cuatro especies respectivamente, seguido de *Leptogenys* (2 spp.). Los 10 géneros restantes están representados por una sola especie respectivamente.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Descripción de las zonas de trabajo

3.1.1. Lugar de ejecución del trabajo en campo

El presente trabajo de investigación se realizó en dos viveros y dos parcelas del cultivo de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2, instaladas en el Fundo Agrícola de la Facultad de Agronomía de la Universidad Nacional Agraria de la Selva (UNAS) en el Centro de Investigación y Producción Tulumayo Anexo La Divisoria y Puerto Súngaro (CIPTALD), manejados por el Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), ubicado en el distrito de José Crespo y Castillo, provincia de Leoncio Prado, departamento de Huánuco, cuyas coordenadas geográficas son las siguientes:

Cuadro 5. Coordenadas geográficas de los viveros y las parcelas (centroide), donde se realizó el trabajo de investigación.

Lugar de evaluación	Coordenadas geográficas		Altitud (m.s.n.m.)
	E	N	
Vivero N° 1	385383 m	8990406 m	615
Vivero N° 2	385390 m	8990405 m	615
Parcela N° 1 (centroide)	385323 m	8990291 m	607
Parcela N° 2 (centroide)	385297 m	8990517 m	602

Fuente: Elaboración propia (Datos de campo, 2011).

La fase experimental del trabajo en campo tuvo una duración de 7 meses y 4 días, comprendidas entre el 01 de mayo hasta el 04 de diciembre del 2011, tal como se detalla en el siguiente cuadro:

Cuadro 6. Periodo de evaluación por cada fase del cultivo de cocona (*Solanum sessiflorum* Dunal) en el ecotipo CT2.

Fase del cultivo	Periodo de evaluación	Lugar de evaluación
Vegetativa	07 de agosto hasta el 04 de diciembre del 2011	Vivero N° 1, Vivero N° 2 y Parcela N° 1
Reproductiva	01 de mayo hasta el 07 de agosto del 2011	Parcela N° 2
Maduración	14 de agosto hasta el 20 de noviembre del 2011	Parcela N° 2

3.1.2. Descripción de los viveros y las parcelas

Las plantas cultivadas provinieron de semillas extraídas del Banco de Germoplasma de Conservación del IIAP del ecotipo de cocona de Tingo María (CT2). Número de colecta del ecotipo es 2. Los viveros y parcelas tienen características, tal como se detalla en el Cuadro 7:

Cuadro 7. Descripción de las áreas de evaluación del cultivo de cocona (*Solanum sessiflorum* Dunal) en el ecotipo CT2.

Lugar de evaluación	Área	Descripción
Vivero N° 1	2.40 m ²	10 hileras con 24 bolsas de polietileno negro cada una, comprendiendo un total de 240 bolsas que contenían plántulas y/o plantas.
Vivero N° 2	8.45 m ²	13 hileras con 65 bolsas de polietileno negro cada una, comprendiendo un total de 845 bolsas que contenían plántulas y/o plantas.
Parcela N° 1	858 m ²	12 hileras con 31 plantas cada una, comprendiendo un total de 372 plantas.
Parcela N° 2	371.28 m ²	8 hileras con 18 plantas cada una, comprendiendo un total de 144 plantas.

3.1.3. Ecología

De acuerdo a la clasificación de zonas de vida o de formaciones vegetales del mundo, la zona de Tulumayo, por estar ubicada en el distrito de José Crespo y Castillo se encuentra dentro de las formaciones vegetales de bosque húmedo Tropical (bh – T) y bosque muy húmedo Premontano tropical (bmh – PT) (BRACK, 1986). En la Figura 3 se muestra la ubicación política de las áreas en estudio.

3.1.4. Componentes en estudio

Se emplearon los siguientes componentes:

a. Viveros de cocona

Vivero N° 1 y Vivero N° 2.

b. Parcelas de cocona

Parcela N° 1 y Parcela N° 2.

c. Periodo del cultivo en evaluación

c.1. En vivero

En esta condición solo se evaluó la fase vegetativa de este cultivo, realizándose seis (06) evaluaciones, tres en el Vivero N° 1 y tres en el Vivero N° 2. Para realizar las evaluaciones se separó esta fase en tres etapas según el periodo fenológico propuesto por CARBAJAL y BALCÁZAR (2000) realizando dos evaluaciones en cada etapa. La primera correspondió desde la siembra de semillas en bolsas hasta los 18 días; la segunda fue desde el día 19 hasta los 45 días y la tercera a partir de los 46 días hasta los 65 días.

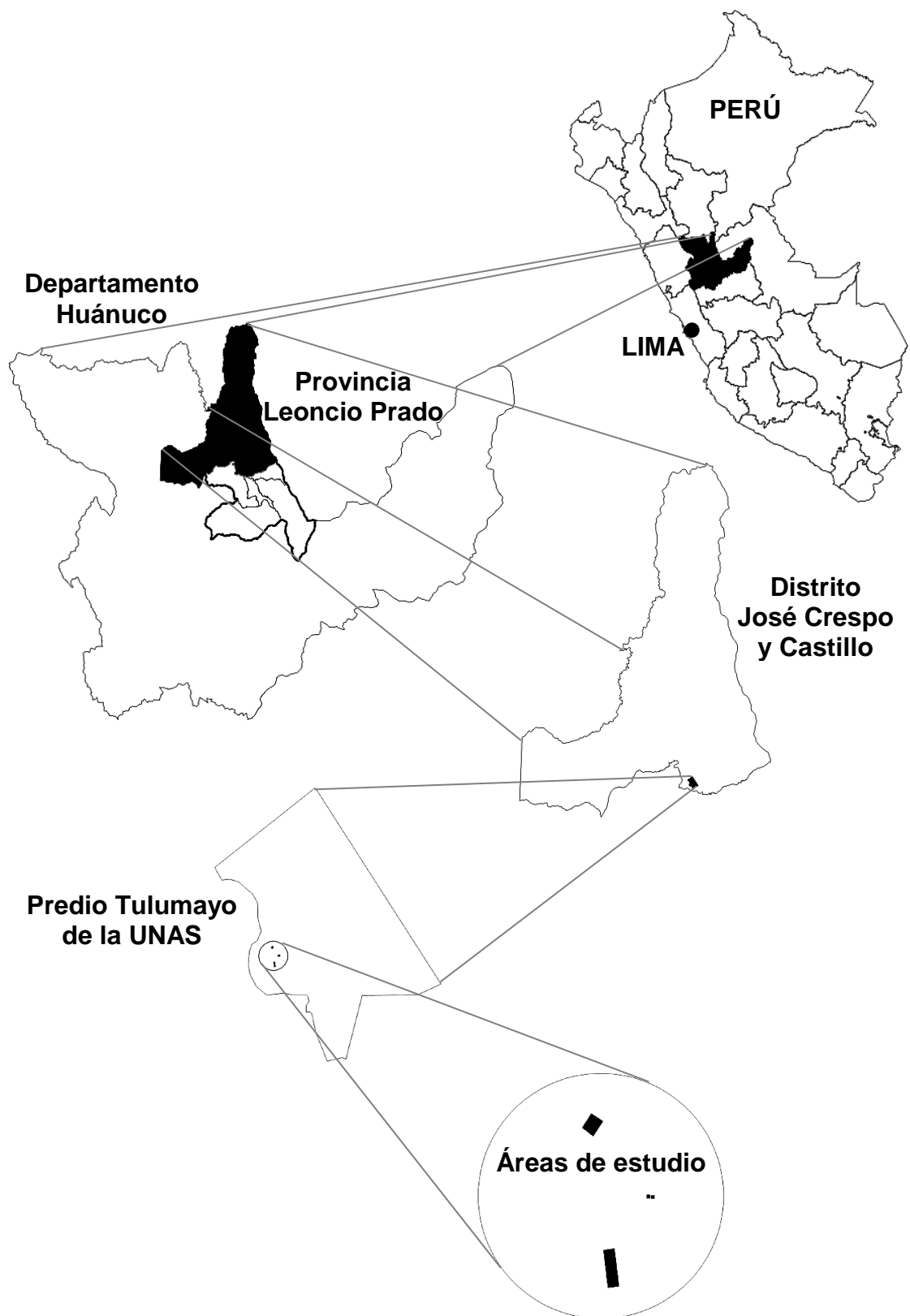


Figura 3. Mapa de ubicación de las áreas en estudio.

c.2. En campo definitivo

Una vez transcurrido los 65 días en la fase de vivero, los plantones se trasplantaron a campo definitivo (Parcela N° 1), para continuar aquí la evaluación de la fase vegetativa. La evaluación realizada corresponde a la cuarta etapa según el periodo fenológico propuesto por CARBAJAL y BALCÁZAR (2000) evaluándose los plantones con una edad de 66avo días hasta los 135avo días; es decir, la fase vegetativa en campo definitivo fue evaluado por un período de 70 días.

Por otro lado, la fase reproductiva y de maduración se evaluó en la Parcela N° 2. Esta parcela fue instalada entre los días 26 y 27 de noviembre del 2010, es decir, en el tiempo en que se inició la evaluación tenía en promedio 155 días de instalado en campo definitivo. Para la fase reproductiva y de maduración el tiempo de evaluación fue de 99 días en cada fase, realizándose quince evaluaciones por fase.

d. Formícidos

Insectos de la familia Formicidae (Orden: Hymenoptera).

3.1.5. Manejo del cultivo

a. Control cultural

Las diversas prácticas agrícolas realizadas en los viveros y parcelas de cocona del ecotipo CT2 requirieron de conocimientos sobre la fisiología, fenología, características agronómicas, modalidades de las prácticas agrícolas y biología de plagas (comportamiento y aparición estacional).

a.1. En vivero

Se incluyó medidas como: ubicación (topografía plana y cerca de una fuente de agua), preparación de sustrato para el llenado de bolsas (suelo suelto de color oscuro con alto contenido de materia orgánica), tinglado (bambú para la construcción y como sombra hojas de yarina) y selección del ecotipo mejorado genéticamente (ecotipo CT2). Asimismo, se realizó en una oportunidad el control manual de malezas en los viveros.

a.2. En campo definitivo

Se incluyó medidas como: elección y ubicación (se sembraron en bosques secundarios de deforestación reciente menores de 5 años), labores de preparación de terreno (terreno plano o ligeramente ondulado con fácil drenaje), métodos de siembra (demarcación de terreno y poseo), establecimiento del cultivo (selección del material de trasplante para eliminar plantas débiles, deformes y afectadas por plagas y enfermedades), control de malezas y aporque (las malezas no deben pasar de los 20 cm de altura), podas (formación, mantenimiento y sanitaria), manejo de los fertilizantes (fertilización localizada a 20 cm del tallo en plantas tiernas y 50 cm del tallo en plantas adultas con una formulación recomendada para la zona de 150 k de nitrógeno, 120 k de súper fosfato triple y 100 k de cloruro de potasio) y fechas de cosechas (con ayuda de indicadores de madures). Asimismo, se realizó el control manual de malezas y aporque solo una vez en la Parcela N° 1, debido a que el trabajador de mantenimiento se encontraba en la estación del IIAP – Huánuco en Saipai ubicado en el centro poblado de Pueblo Nuevo, distrito de José Crespo y Castillo.

Mientras que para la Parcela N° 2, se realizó el control de malezas y aporque dos veces en la fase reproductiva y solo una vez en la fase de maduración debido a que el trabajador de mantenimiento se encontraba en la estación del IIAP – Huánuco en Saipai. No se cosechó en su totalidad toda la producción de frutos de cocona.

b. Control químico

Es el método más utilizado por lo que primero se tiene que identificar la plaga insectil o enfermedad que está actuando. Lo segundo es ver si resulta aconsejable tratar o no. Para nuestro estudio se observó que en los viveros y las parcelas siempre había insectos y hongos alimentándose; esto es natural y deseable. Pero lo que siempre se evitó, es que la plaga insectil o la enfermedad sobrepasen un nivel a partir del cual produzca daños de importancia.

b.1. En vivero

Para la desinfección del sustrato se utilizó un insecticida–nematicida que tiene como nombre comercial Furadan 5% G y nombre común Carbofuran; después de mezclar el suelo se cubrió por 15 días. Posteriormente se llenó las bolsas para el Vivero N° 1 y Vivero N° 2, teniendo una proporción de dicho producto de 1g/bolsa.

b.2. En campo definitivo

Para los plantones que se trasplantaron de los viveros a campo definitivo (Parcela N° 1), se fumigó con un insecticida organofosforado

que tiene como nombre comercial Dorsan 48 EC y nombre común Clorpirifos con una dosis de 2 – 3 L/ha; dicha parcela se fumigó una semana después del trasplante. Asimismo, no se fumigó con ningún fungicida porque el trabajador de mantenimiento se encontraba en la estación del IIAP – Huánuco en Saipai.

Mientras que en la Parcela N° 2, se fumigó al inicio de la fase reproductiva con un fungicida de contacto polvo mojable que tiene como nombre comercial Dithane® M45 y nombre común Mancozeb con una dosis de 1.5 – 2.5 Kg/ha. Dicha parcela se fumigó cada 10 días en cuatro oportunidades. Posteriormente se dejó de fumigar en esta fase; al igual que tampoco se fumigó en la fase de maduración porque los frutos de cocona se tenían que vender para autoconsumo por lo que no era recomendable fumigar con ningún pesticida.

3.1.6. Lugares de ejecución del trabajo en laboratorios

a. Laboratorios de Biodiversidad y Crianza de Artrópodos y Fitopatología (UNAS – Tingo María)

Complementariamente al trabajo de campo, el presente estudio se llevó a cabo en los laboratorios de Biodiversidad y Crianza de Artrópodos y Fitopatología de la Universidad Nacional Agraria de la Selva (UNAS – Tingo María), las cuales están ubicadas en el Km 1.5 carretera Tingo María – Huánuco, distrito de Rupa Rupa, provincia de Leoncio Prado, departamento de Huánuco, cuyas coordenadas geográficas son:

Cuadro 8. Coordenadas geográficas de los laboratorios de la Universidad Nacional Agraria de la Selva (centroide), donde se realizó el trabajo de investigación.

Laboratorios	Coordenadas geográficas		Altitud (m.s.n.m.)
	E	N	
Laboratorio de Biodiversidad y Crianza de Artrópodos	390699 m	8970212 m	666
Laboratorio de Fitopatología	390605 m	8970350 m	668

La fase experimental tuvo una duración de 7 meses y 9 días, comprendidas entre el 02 de mayo hasta el 10 de diciembre del 2011.

b. Laboratorio de Entomología del Servicio Nacional de Sanidad Agraria (SENASA – Lima)

Complementariamente al estudio realizado en los laboratorios de la UNAS, también se llevó a cabo en el Laboratorio de Entomología del Servicio Nacional de Sanidad Agraria (SENASA – Lima), la cual está ubicada en la Av. La Molina N° 1915, distrito de la Molina, provincia de Lima, departamento de Lima, cuyas coordenadas geográficas son:

Cuadro 9. Coordenadas geográficas del Laboratorio del Servicio Nacional de Sanidad Agraria (centroide), donde se realizó el trabajo de investigación.

Laboratorio	Coordenadas geográficas		Altitud (m.s.n.m.)
	E	N	
Laboratorio de Entomología	288174 m	8664068 m	257

La fase experimental tuvo una duración de 12 meses, comprendidas entre el 10 de Enero hasta el 14 de Diciembre del 2012.

3.2. Materiales

3.2.1. Materiales de campo

Se utilizó botas de jebe, envases de plástico con tapa rosca (capacidad: 25 ml, 60 ml, 120 ml y 160 ml), lupa de campo 8x de cristal con mango, libreta de campo, alcohol etílico al 70%, pinzas entomológicas, cuaderno de apuntes, etiquetas flexográficas (colores: verde limón, rosado, naranja y blanco), pinceles de pintura, wincha de 50 m y bolsas transparentes.

3.2.2. Materiales de laboratorio

Se utilizó frascos de tipo ampolla (700 unidades) de color blanco (capacidad: 3 ml, 3.50 ml, 4 ml, 5 ml, 7.50 ml, 8 ml, 9 ml, 12 ml, 14 ml, 21 ml y 30 ml) y ámbar (capacidad: 6 ml, 10.50 ml, 11 ml y 30 ml), viales pre-limpiados (45 unidades de capacidad: 9.50 ml, 11 ml y 13 ml), alfileres entomológicos, etiquetas entomológicas, etiquetas flexográficas (colores: verde limón, rosado, naranja y blanco), cajas entomológicas (4 unidades), alcohol etílico al 70%, pinzas entomológicas de precisión asiladas marca Proskit, tenacillas para manipular alfileres de 12.50 cm marca Inox, pinceles entomológicos, placas petri normales, jeringas (8 unidades de capacidad: 3 ml y 5 ml), placa de cera y mandil o guardapolvo.

3.2.3. Equipos

a. Equipos de campo

Se utilizó cámara digital marca Sony de 14.10 megapíxeles – modelo: DSCW320/L y GPS marca Garmin – modelo: GPSPMAP® 62S.

b. Equipos de laboratorio

Se utilizó microscopio estereoscópico marca Nikon – Modelo: SMZ445, microscopio estereoscópico marca Leica Microsystems – Modelo: S8 APO, microscopio estereoscópico marca Leica Microsystems – Modelo: M125, sistema fotográfico digital FireWire marca Leica DFC490 y cámara digital marca Leica de 15.10 megapíxeles – modelo: V – LUX 30.

3.2.4. Programas utilizados

Se utilizó microsoft office word 2010, microsoft office excel 2010, google earth 7.1.2.2041, programa arcgis versión 10 y autocad civil 3D 2013.

3.3. Registros meteorológicos

Los datos meteorológicos (Cuadro 10), para el presente trabajo fueron obtenidos en la estación meteorológica “Tulumayo” del Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología del Perú (SENAMHI – Huánuco), correspondiente a los meses de mayo a diciembre del 2011.

Cuadro 10. Datos meteorológicos de la zona experimental registrados de mayo a diciembre del 2011.

Meses	Temperatura del aire (°C)			Humedad Relativa (%)			PP. (mm/mes)
	Máxima	Mínima	Media	Máxima	Mínima	Media	
Mayo	29.70	19.26	24.48	97.48	71.10	84.29	171.70
Junio	31.30	19.28	25.29	97.90	71.50	84.70	129.90
Julio	30.80	19.50	25.15	96.20	70.00	83.10	158.50
Agosto	31.60	19.30	25.45	95.10	62.50	78.80	31.20
Setiembre	31.40	19.40	25.40	95.40	69.50	82.45	194.60
Octubre	30.40	20.70	25.55	94.70	73.00	83.85	245.20
Noviembre	31.70	21.10	26.40	93.70	70.20	81.95	191.90
Diciembre	30.40	20.62	25.51	98.70	76.78	87.74	309.80

Fuente: Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología del Perú (SENAMHI) (2011) – Huánuco.

3.4. Metodología

3.4.1. Fase de campo

a. Reconocimiento de las áreas de investigación

a.1. Reconocimiento de los dos viveros de cocona

(*Solanum sessiliflorum* Dunal) del ecotipo CT2

Se realizó mediante una recorrido alrededor de los dos viveros; cabe mencionar que ambos viveros solo se encontraban distanciados en 2 m, se observó que por estar ubicados dentro de un área de bosque secundario de deforestación antigua de aproximadamente 1.75 ha; colindaba con algunas especies forestales, las cuales fueron identificadas como la “cumala blanca” (*Virola calophylla* Warb., Myristicaceae), la “requia blanca” (*Guarea sylvatica* C. DC., Meliaceae), el “yamao” (*Guarea trichilioides* L.,

Meliaceae), el “sapotillo” (*Quararibea achrocalyx* (K. Schum.) Vischer., Bombacaceae), la “huamanzamana blanca” (*Jacaranda glabra* (A. DC.) Bureau & K. Schum., Bignoniaceae), el “paliperro o rifari” (*Miconia* sp., Melastomataceae), el “cashapona” (*Socratea exorrhiza* (Mart.) H. Wendl., Arecaceae), el “shihuahuaco” (*Dipteryx micrantha* Harms., Fabaceae–Papilionoideae), la “anonilla” (*Duguetia quitarensis* Benth., Annonaceae), la “topa” (*Ochroma pyramidale* (Cav. Ex Lam.) Urb., Bombacaceae), el “cético” (*Cecropia polystachys* Trécul., Cecropiaceae) y el “yarumo” (*Cecropia engleriana* Snethl., Cecropiaceae).

Asimismo, también se pudo identificar otras plantas tropicales como son el “matico” (*Piper angustifolium* Ruiz & Pav., Piperaceae) y otras con inflorescencia de gran atractivo como es el caso del “pico de loro” con dos especies (*Heliconia rostrata* Ruiz & Pav., *Heliconia episcopalis* Vell., Heliconiaceae) y hierbas como es el caso de la “ishanga” con dos especies (*Urtica magallánica* Poir., *Urtica dioica* L., Urticaceae), pero que se encuentran en una densidad media.

También se observaron arbustos como es el caso de la “cola de caballo” (*Equisetum arvense* L., Equisetaceae) y hierbas perennes como la “comelina” (*Commelina* sp., Commelinaceae), la “cortadera” (*Cortaderia rudiusscula* Stapf., Poaceae), el “kudzu” (*Pueraria phaseoloides* (Roxb.) Benth., Leguminosae) y otras más pero que también se encontraban en una densidad baja. Además, también se identificó a las briófitas o vulgarmente conocidas como musgos como el “empeine o hepática de las fuentes”

(*Marchantia polymorpha* L., Marchantiaceae), el “musgo haircap o musgo de pelo” (*Polytrichum* sp., Polytrichaceae) y helechos llamados como “lengua de perro” (*Polypodium billardierei* R. Br.; Polypodiaceae).

Conociendo el área en estudio, donde se encontraban ubicados ambos viveros, se pudo observar el tipo de vegetación que lo rodea y la relación que tendrán estas con las especies de hormigas que se identificaron en el presente trabajo.

a.2. Reconocimiento de las dos parcelas de cocona

(*Solanum sessiliflorum* Dunal) **del ecotipo CT2**

La Parcela N° 1 que fue la primera por donde se realizó el recorrido, se observó que colindaba con diversas plantas silvestres, pero la especie que se encontraba en una densidad alta fue la “caña brava” (*Gynerium sagittatum* (Aubl.) P. Beauv., Poaceae).

Asimismo, se identificaron otras especies en el estrato herbáceo, pero en una densidad media, como la “grama dulce” (*Cynodon dactylon* (L.) Pers., Poaceae), el “rabo de zorro” (*Andropogon bicornis* L., Poaceae), el “gramalote” (*Echinochloa polystachya* (Kunth) Hitch., Poaceae), el “pasto elefante” (*Pennisetum purpureum* Schumach., Poaceae) y otros más pero que se encuentran en una densidad baja. Dentro de las leguminosas se identificó el “kudzu” (*Pueraria phaseoloides* (Roxb.) Benth., Leguminosae), y otra planta que se desarrolla como arbusto como el “pico de loro” (*Heliconia rostrata* Ruiz & Pav., Heliconiaceae).

Dentro de las plantas que se identificaron en el estrato arbóreo, pero en una densidad baja, está el “yarumo” (*Cecropia engleriana* Snethl., Cecropiaceae) y herbáceas perennes gigantes de la familia Musaceae sembradas alrededor de la parcela como el banano con dos variedades “moquicho” (*Musa acuminata* (AA) L.) y “manzano” (*Musa sapientum* (AAB) L.) y el plátano con una variedad “bellaco” (*Musa paradisiaca* (AAB) L.).

La Parcela N° 2 que fue la segunda parcela por donde también se realizó el recorrido, se identificaron en el estrato herbáceo a las mismas especies que se identificaron en la Parcela N° 1, donde solo hay que mencionar que la “caña brava” (*Gynerium sagittatum* (Aubl.) P. Beauv., Poaceae) también se encontraba pero en una densidad media al igual que las otras que fueron identificadas, incluyendo la leguminosa llamada como “kudzu” (*Pueraria phaseoloides* (Roxb.) Benth., Leguminosae).

Asimismo, se identificaron otras hierbas como la “comelina” (*Commelina* sp., Commelinaceae), la “colcha” (*Digitaria sanguinalis* (L.) Scop., Poaceae), la “remolina” (*Paspalum virgatum* L., Poaceae), el “pasto puntero yaragua” (*Hyparrhenia rufa* (Nees) Stapf., Poaceae), la “pata de gallo” (*Dactyloctenium aegyptium* (L.) Willd., Poaceae), el “matapasto” (*Pseudelephantopus spicatus* (B. Juss. ex Aubl.) C.F. Baker., Asteraceae), el “coquito” (*Cyperus* sp., Cyperaceae), la “pichana” (*Sida rhombifolia* L., Malvaceae), la “pituca” (*Colocasia esculenta* (L.) Schott., Araceae), pero en una densidad media.

Dentro de las plantas que se identificaron en el estrato arbóreo, pero en una densidad baja, está el “yarumo” (*Cecropia engleriana* Snethl., Cecropiaceae), además de arbustos como el “pico de loro” (*Heliconia rostrata* Ruiz & Pav., Heliconiaceae). Los cultivos que colindaban con esta parcela y que presentan la misma densidad son la “naranja” (*Citrus aurantium* var. *sinensis* L., Rutaceae), la “mandarina” (*Citrus nobilis* var. *deliciosa* Loureiro., Rutaceae), la “mandarina cleopatra” (*Citrus reshni* Hort. ex Tanaka., Rutaceae), el “mango criollo” (*Mangifera indica* var. *criollo* L., Anacardiaceae) y el “taperibá” (*Spondias dulcis* Sol. ex Parkinson., Anacardiaceae).

También se identificó a la plantas como el “cerco vivo” (*Erythrina* sp., Fabaceae) y el “matico” (*Piper aduncum* L., Piperaceae), el “bijao” (*Calathea lutea* (Aubl.) E. Mey. ex Schult., Marantaceae) y dentro de las hierbas a la “ishguin” (*Urtica dioica* L., Urticaceae), el “sacha culantro” (*Eryngium foetidum* L., Apiaceae), el “llantén” (*Plantago* sp., Plantaginaceae), la “grama dulce” (*Cynodon dactylon* (L.) Pers., Poaceae), el “yuyo macho” (*Amaranthus spinosus* L., Amaranthaceae), el “amor seco” (*Bidens pilosa* L., Asteraceae), el “moco de pavo” (*Echinochloa* sp., Poaceae), y la “pega pega” (*Desmodium adscendens* (Sw.) DC., Fabaceae), pero en una densidad baja. Además, se identificó a los helechos llamados “lengua de perro” (*Polypodium billardierei* R. Br., Polypodiaceae).

Conociendo el área en estudio, en lo que se refiere a la vegetación cultivada como silvestre que rodean a las dos parcelas, se observó la variación en conjunto de los ambientes y la relación que tendrán estas con las especies de hormigas que se identificaron en el presente trabajo.

b. Muestreos

Se realizaron un total de 45 evaluaciones (15 evaluaciones por cada fase del cultivo). Estos muestreos se realizaron cada 7 días o dependiendo del número de días que dure cada etapa fenológica, en el periodo fenológico total de cocona del ecotipo CT2, donde se evaluó la parte aérea de las plantas, utilizando pinceles y pinzas entomológicas para capturar los formícidos presentes en este agroecosistema.

El muestreo de formícidos en los viveros se hizo tomando plántulas y/o plantas al azar, ingresando por un extremo, ubicando un primer punto a 2 m del borde. Tanto las plántulas (hoja cotiledonal), como las plantas (hojas) fueron evaluadas dentro de los viveros centrales (vivero neto); cada una por un punto cardinal y se consideró cada bolsa como una unidad muestral. Por cada fecha de evaluación se evaluaron 10 unidades muestrales en cada etapa; las cuales contienen en la primera (cuatro a cinco plántulas antes del desahíje) (Figuras 49 y 50), segunda (dos plantas después del desahíje) (Figura 52) y tercera (dos plantas) (Figuras 53 y 54). En cada vivero se evaluó 3 veces (de manera rotativa) haciendo un total de 6 evaluaciones, no se tomó en cuenta las unidades muestrales que se encontraban en los bordes para evitar el error de muestreo.

El muestreo de formícidos en las parcelas se hizo tomando plantas al azar, ingresando al campo por un extremo, ubicando un primer punto a 1.50 m del borde. Las plantas (hojas) fueron evaluadas dentro de la parcela central (parcela neta); cada una por un punto cardinal (una sola hoja de

cocona) y se consideró cada planta como una unidad muestral (Figura 4). Por cada fecha de evaluación se evaluaron 10 unidades muestrales en cada etapa. En la primera fecha de evaluación en campo definitivo se evaluaron 40 hojas con orientación en los 4 puntos cardinales (10 hojas por cada punto cardinal) y así se volvió a repetir el mismo proceso en la siguiente fecha. Para evitar el error de muestreo no se tomó en cuenta las plantas sembradas en los bordes de la parcela. Todo este proceso se realizó con la finalidad de tener mayor cantidad de individuos al momento de realizar el muestreo.

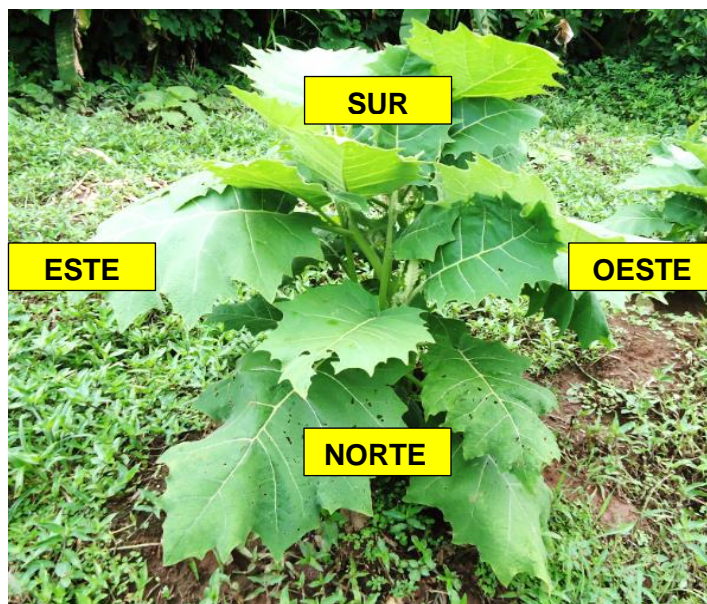


Figura 4. Planta de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) del ecotipo CT2 en la fase reproductiva, donde se realizó el muestreo de formícidos con orientación en los cuatro puntos cardinales.

Las 10 unidades muestrales que se evaluaron dentro de viveros centrales (vivero neto) y parcelas centrales (parcela neta) se encuentran libres del ataque de enfermedades y plagas insectiles (plagas indirectas de tipo de daño II) (Figuras 85, 86, 87 y 88).

El material colectado se sumergió directamente en los envases de plástico con tapa rosca, conteniendo una solución de alcohol etílico al 70% para posteriormente ser trasladados al Laboratorio de Biodiversidad y Crianza de Artrópodos, donde se procedió a su conteo, montaje en algunas morfoespecies, conservación en alcohol etílico, etiquetado, acondicionamiento, conservación y almacenaje en cajas entomológicas.

El sistema de muestreo de colecta manual para nuestro estudio es el más adecuado ya que se conoció y explico los diferentes aspectos etológicos ya sean benéficos o perjudiciales. Asimismo, se entendió mejor la relación entre las hormigas y las plantas.

c. Descripción de las unidades de las muestras

Las unidades paisajísticas donde se encontraban instalados los componentes en estudio fueron: bosques secundarios de deforestación antigua y reciente para el Vivero N° 1 y Vivero N° 2 y bosque secundario de deforestación reciente para la Parcela N° 1 y Parcela N° 2. Para complementar la interacción entre la cocona del ecotipo CT2 – formícido, se identificaron las especies de plantas existentes en el estrato arbóreo, arbustivo y herbáceo.

Asimismo, se registraron datos adicionales (etología de formícidos) en cada unidad muestral (plántulas y/o plantas) evaluada, y otros que fueron utilizados y recomendados para la implementación del Programa de Monitoreo de Biodiversidad de Zona de Selva (PROYECTO DE GAS DE

CAMISEA–UPSTREAM PLUSPETROL PERÚ CO, 2004). Aquí se menciona los protocolos detallados de monitoreo de indicadores biológicos sensibles a cambios en la estructura de la selva, donde se encuentran los formícidos; los cuales fueron adaptados al presente trabajo de investigación y se describen a continuación: método de muestreo (colecta manual con ayuda de pinceles), fechas de toma de muestras (estuvo en formato día, mes, año), horarios de toma de muestras (de 11:00 hasta las 12:00 horas por vivero y de 11:00 hasta las 13:00 horas por parcela), esfuerzo de muestreo (10 unidades muestrales en una hora en vivero y 10 unidades muestrales en dos horas por parcela), observador (selección de plantas libres del ataque de enfermedades y otros insectos), clima (vinculado a temperatura, humedad y precipitación y se realizaron los días que no llovieron) y parataxomía (se necesitó especímenes para cada especie para compararse con los especímenes del Laboratorio de Entomología del SENASA).

3.4.2. Fase de laboratorio

a. Conteo de formícidos

Se realizó, llevando todo el material colectado al Laboratorio de Biodiversidad y Crianza de Artrópodos de la Facultad de Agronomía de la UNAS, para lo cual fue necesario la ayuda de un pincel entomológico, para extraer los formícidos de los respectivos envases de plástico con tapa rosca traídos del campo, también se hizo huso del estilete para poder separarlas en morfoespecies y realizar el posterior conteo.



Figura 5. Separación y conteo de los individuos colectados de la familia Formicidae en morfoespecies.

b. Montaje de especímenes para colección

El montaje en alfileres entomológicos se realizó para formícidos medianos a grandes (mayores a 1 cm de longitud) y de cuerpo duro, el cual consiste en colocar a la hormiga muerta sobre una superficie limpia y perforable, y con ayuda de un estilete se le extienden las patas, el abdomen, la cabeza y las antenas. Luego se hizo pasar el alfiler entomológico a través del mesosoma (escudo derecho) del formícido en forma perpendicular al eje longitudinal del cuerpo. Finalmente se dejó al formícido en posición extendida para que se seque por un mínimo de 2 días y para que posteriormente mantenga esta posición. Todos los especímenes fueron montados a una altura uniforme, es decir a 1 cm de la cabeza del alfiler. Para este proceso JAFFÉ *et al.* (1993) también dan recomendaciones.



Figura 6. Montaje de *Ectatomma tuberculatum* (Olivier, 1792) (subfamilia: Ectatomminae), para colección.

c. Muestras en alcohol para colección

Los formícidos medianos y grandes (de cuerpo blando), y los pequeños fueron inmersos en alcohol etílico al 70%, en frascos de tipo ampolla bien sellados para evitar la evaporación y separados por morfoespecie; con sus datos escritos (dos etiquetas) con tinta china o grafito también inmersos. Para este proceso JAFFÉ *et al.* (1993) también dan recomendaciones.

Asimismo, se guardaron en 20 unidades de viales pre-limpiados (entre 10 y 15 especímenes por morfoespecie) que contenían alcohol y etiquetas de colección. Los cuales se almacenaron en otros frascos grandes llenos de alcohol, que sirvieron de doble seguridad contra la desecación y como amortiguador a los movimientos o golpes y que posteriormente fueron trasladados al Laboratorio de Entomología del SENASA.

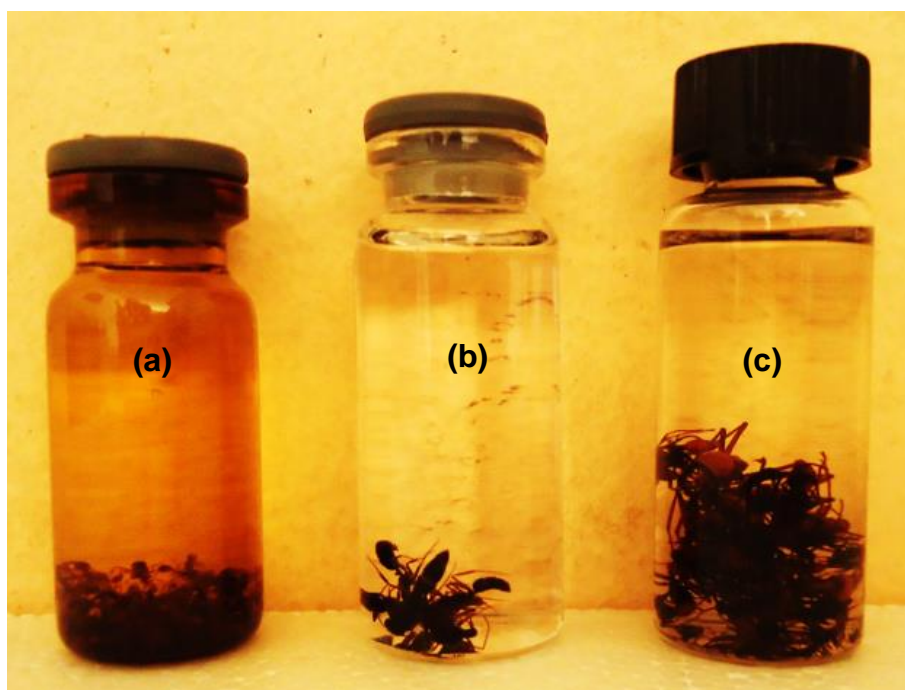


Figura 7. Muestras en alcohol para colección: (a) Frasco de tipo ampolla color ámbar, (b) Frasco de tipo ampolla color blanco y (c) Vial prelimpiado.

d. Etiquetado

Los formícidos montados en alfileres entomológicos fueron debidamente etiquetados (con un papel bond A4 rectangular); en donde se anotaron los datos de colección (Figuras 8 y 9). La etiqueta de colección respondió a 2 preguntas básicas de la investigación ¿dónde? y ¿cuándo?. Para lo cual se registró nombre científico del cultivo, seguido de los datos geopolíticos de la localidad dispuestos jerárquicamente (distrito, provincia y departamento), nombre del colector, fecha, fase fenológica evaluada, número de evaluación y número de unidad muestral. Esta etiqueta de colección fue perforada con el alfiler hasta 1/2 de la longitud de la misma. Para este proceso JAFFÉ *et al.* (1993) y SARMIENTO (2003) también dan recomendaciones.

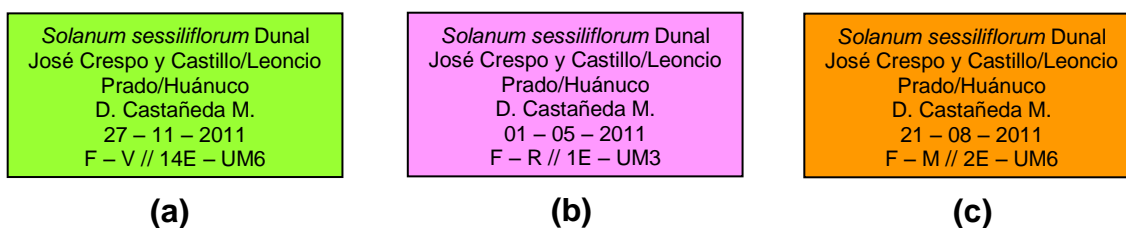


Figura 8. Etiquetas para colección perforada con el alfiler hasta 1/2 de la longitud de la misma: (a) Etiqueta de la fase vegetativa, (b) Etiqueta de la fase reproductiva y (c) Etiqueta de la fase de maduración.

En otra etiqueta de colección colocada a 1/3 de la longitud del alfiler, se anotó el número de abundancia de la especie en el periodo fenológico total del cultivo, seguido del nombre (especie), nombre del especialista (taxónomo) y la fecha en que fue identificada el individuo (hormiga).

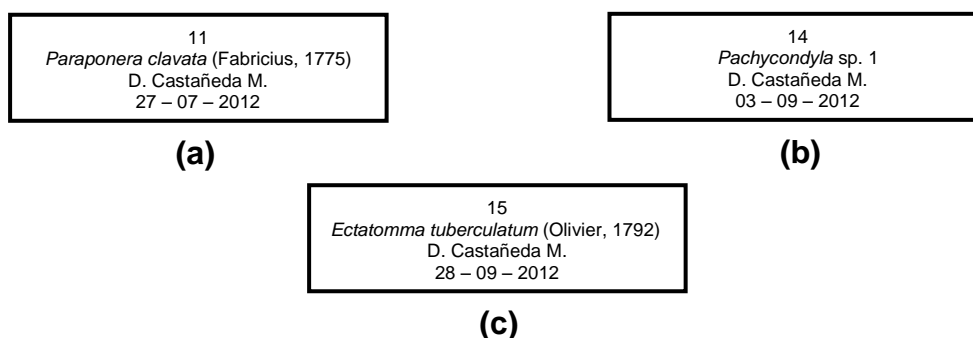


Figura 9. Etiquetas para colección perforada con el alfiler hasta 1/3 de la longitud de la misma: (a), (b) y (c).

Al resto del material que fue inmerso en alcohol etílico al 70% en frascos de tipo ampolla de color blanco y ámbar; también tendrán las dos etiquetas de colección sumergidas. Adicionalmente se les colocó etiquetas flexográficas de colores (verde limón para los frascos que pertenecen a la fase vegetativa, rosado para los frascos que pertenecen a la fase reproductiva y naranja para los frascos que pertenecen a la fase de maduración).

e. Acondicionamiento, conservación y almacenaje

Los especímenes fueron acondicionados en cuatro cajas entomológicas. Para repeler el ataque y daño de ácaros y corrodentios se utilizaron bolas de naftalina. Los formícidos que estaban en los frascos de tipo ampolla y viales pre-limpiados se les cambio de alcohol cada 2 meses, para conservar el material colectado (Figuras 72, 73, 74 y 75).

f. Determinación de las morfoespecies en el Laboratorio de Fitopatología de la UNAS – Tingo María

Los especímenes de formícidos fueron separados, para luego dividirlos en grupos de acuerdo a sus características fenotípicas, considerando caracteres externos como tamaño, coloración del cuerpo (cabeza, tórax y abdomen), tipo de cabeza, formas de mesosoma, forma de peciolo, pubescencia del clipeo, y las mandíbulas características a cada género.



Figura 10. Determinación de las morfoespecies de la familia Formicidae en el Laboratorio de Fitopatología de la UNAS.

g. Determinación taxonómica a nivel de especie en el Laboratorio de Entomología del SENASA – Lima

Los especímenes de formicidos separados por morfoespecies en el Laboratorio de Fitopatología de la UNAS fueron identificados utilizando guías y claves de subfamilias y géneros propuestos por GOULET y HUBER (1993), JAFFE *et al.* (1993), MACKAY y MACKAY (2002) y PALACIO y FERNÁNDEZ (2003).



Figura 11. Determinación de los géneros y especies de la familia Formicidae en el Laboratorio de Entomología del SENASA.

Para la determinación de especies se hizo uso de claves especializadas de la región Neotropical de *Paraponera* (Lattke 2003; citado por ARIAS–PENNA, 2008), *Ectatomma* (Modificada de Kugler y Brown 1982; citados por ARIAS–PENNA, 2008), *Odontomachus* (basada en Deyrup y Cover 2004; citados por FERNÁNDEZ, 2008), de una revista de hormigas arrieras del género *Atta* (Hymenoptera: Formicidae) (MACKAY y MACKAY, 1986), y de un

catálogo de hormigas (Hymenoptera: Formicidae) de MAES y MACKAY (1993), para conocer la distribución de las especies identificadas (a nivel de países). El material bibliográfico al momento de la identificación estaban acompañados de un capítulo de morfología y glosario de hormigas de BOLTON *et al.* (2003).



Figura 12. Walter Díaz Burga responsable del Laboratorio de Entomología del SENASA, que fue la persona quien revisó las identificaciones de géneros y especies de formícidos.

Para este proceso se contó con la ayuda del taxónomo Walter Díaz Burga y se utilizaron equipos y materiales como microscopio estereoscópico marca Leica Microsystems (Modelo: S8 APO y M125), cámara digital marca Leica de 15.10 Megapíxeles – Modelo: V – LUX 30, placa petri, estilete, jeringa y alcohol etílico al 70%. Finalmente los formícidos identificados fueron depositados en viales pre-limpados o montados en alfiler entomológico. Para luego ser acondicionados en una caja entomológica y etiquetados según

el género o especie predeterminado. Los especímenes registrados en el presente trabajo se encuentran catalogados, depositados en el Laboratorio de Entomología del SENASA.

h. Certificación taxonómica a nivel de especie de los especímenes identificados en el Laboratorio de Entomología del SENASA – Lima, por el Laboratorio de Entomología del Instituto Smithsonian – Estados Unidos

Lo realizó el Laboratorio de Entomología del Instituto Smithsonian en Washington, DC., donde los especímenes de formícidos enviados por el SENASA ya identificados y donados; fueron verificados por el taxónomo estadounidense Dr. Matthew Louis Buffington, quien certificó a los géneros y especies de formícidos asociados a cocona en el ecotipo CT2 colectados en Tulumayo.

3.4.3. Fase de gabinete

Parámetros registrados y análisis de datos

Los datos fueron procesados y registrados por subfamilia, tribu, género y especie en hojas de cálculos (Microsoft Excel), en donde se determinaron índices de diversidad expresados en unidades de logaritmo natural por individuo (nats./indiv.) como: índice de dominancia (Simpson) y equidad (Shannon – Wiener y Pielou) para la medición de la diversidad alfa (α) e índices con datos cualitativos (coeficiente de similitud de Jaccard) para la medición de la diversidad beta (β), tal como menciona MORENO (2001).

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Especies de formícidos y su densidad poblacional en el cultivo de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2 en el Fundo Agrícola de la Universidad Nacional Agraria de la Selva en Tulumayo

En el Vivero N° 1, Vivero N° 2 y la Parcela N° 1 que se ubicaron en las coordenadas indicadas anteriormente (Cuadro 5), se colectaron 3111 individuos agrupados en 13 géneros y 15 especies pertenecientes a la familia Formicidae. Las especies identificadas fueron *Dolichoderus bidens* (Linnaeus, 1758), *Dolichoderus bispinosus* (Olivier, 1792), *Atta cephalotes* (Linnaeus, 1758), *Paraponera clavata* (Fabricius, 1775) y *Ectatomma tuberculatum* (Olivier, 1792).

Dentro de las especies identificadas la especie *Dolichoderus bidens* (Linnaeus, 1758) presenta el mayor número de individuos representando el 1.73%; mientras que el resto de las especies identificadas son poco abundantes, aportando sólo entre el 0.93% y 0.16% del total de individuos (Cuadro 11).

Asimismo, dentro de las especies no identificadas la especie *Solenopsis* sp. 1 y *Azteca* sp. 1 presentan el mayor número de individuos representando el 84.92% y 4.75% respectivamente; mientras que el resto de las especies no identificadas son poco abundantes, aportando sólo entre el 2.57% y 0.09% del total de individuos (Cuadro 11), para la fase vegetativa.

Cuadro 11. Abundancia de individuos por especie para el Vivero N° 1, Vivero N° 2 y la Parcela N° 1 de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) perteneciente al ecotipo CT2 en la fase vegetativa.

Especie	1E	2E	3E	4E	5E	6E	7E	8E	9E	10E	11E	12E	13E	14E	15E	Total	%
	Fase vegetativa															Total	%
	1° Etapa	2° Etapa	3° Etapa	4° Etapa												Total	%
<i>Solenopsis</i> sp.1	17	23	34	42	48	54	89	183	111	226	31	0	689	419	676	2642	84.9245
<i>Azteca</i> sp. 1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	94	54	0	0	0	148	4.7573
<i>Pheidole</i> sp. 1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	15	24	41	0	0	0	80	2.5715
<i>Camponotus</i> sp. 1	0	0	0	0	0	0	0	4	6	10	22	5	0	10	6	63	2.0251
<i>Dolichoderus bidens</i> (Linnaeus, 1758)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7	5	10	18	14	54	1.7358
<i>Dolichoderus bispinosus</i> (Olivier, 1792)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	12	12	5	0	0	29	0.9322
<i>Crematogaster</i> sp. 1	0	7	7	5	4	3	2	0	0	0	0	0	0	0	0	28	0.9000
<i>Atta cephalotes</i> (Linnaeus, 1758)	0	0	0	0	0	0	0	7	0	6	7	7	0	0	0	27	0.8679
<i>Linepithema</i> sp. 2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7	0	0	0	7	0	14	0.4500
<i>Paraponera clavata</i> (Fabricius, 1775)	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	1	1	0	1	1	6	0.1929
<i>Ectatomma tuberculatum</i> (Olivier, 1792)	0	0	1	1	1	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	5	0.1607
<i>Eciton</i> sp. 1	0	0	0	0	0	0	0	0	5	0	0	0	0	0	0	5	0.1607
<i>Linepithema</i> sp. 1	0	0	0	0	0	0	0	0	4	0	0	0	0	0	0	4	0.1286
<i>Pachycondyla</i> sp. 1	0	0	0	0	0	0	1	1	0	1	0	0	0	0	0	3	0.0964
<i>Cephalotes</i> sp. 1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	3	0.0964
Total	17	30	42	48	53	58	92	196	126	266	198	126	707	455	697	3111	100.0000

1E: Primera evaluación = 07/08/2011
 2E: Segunda evaluación = 14/08/2011
 3E: Tercera evaluación = 28/08/2011

4E: Cuarta evaluación = 11/09/2011
 5E: Quinta evaluación = 18/09/2011
 6E: Sexta evaluación = 25/09/2011

7E: Séptima evaluación = 09/10/2011
 8E: Octava evaluación = 16/10/2011
 9E: Novena evaluación = 23/10/2011

10E: Décima evaluación = 30/10/2011
 11E: Onceava evaluación = 06/11/2011
 12E: Doceava evaluación = 13/11/2011

13E: Treceava evaluación = 20/11/2011
 14E: Catorceava evaluación = 27/11/2011
 15E: Quinceava evaluación = 04/12/2011

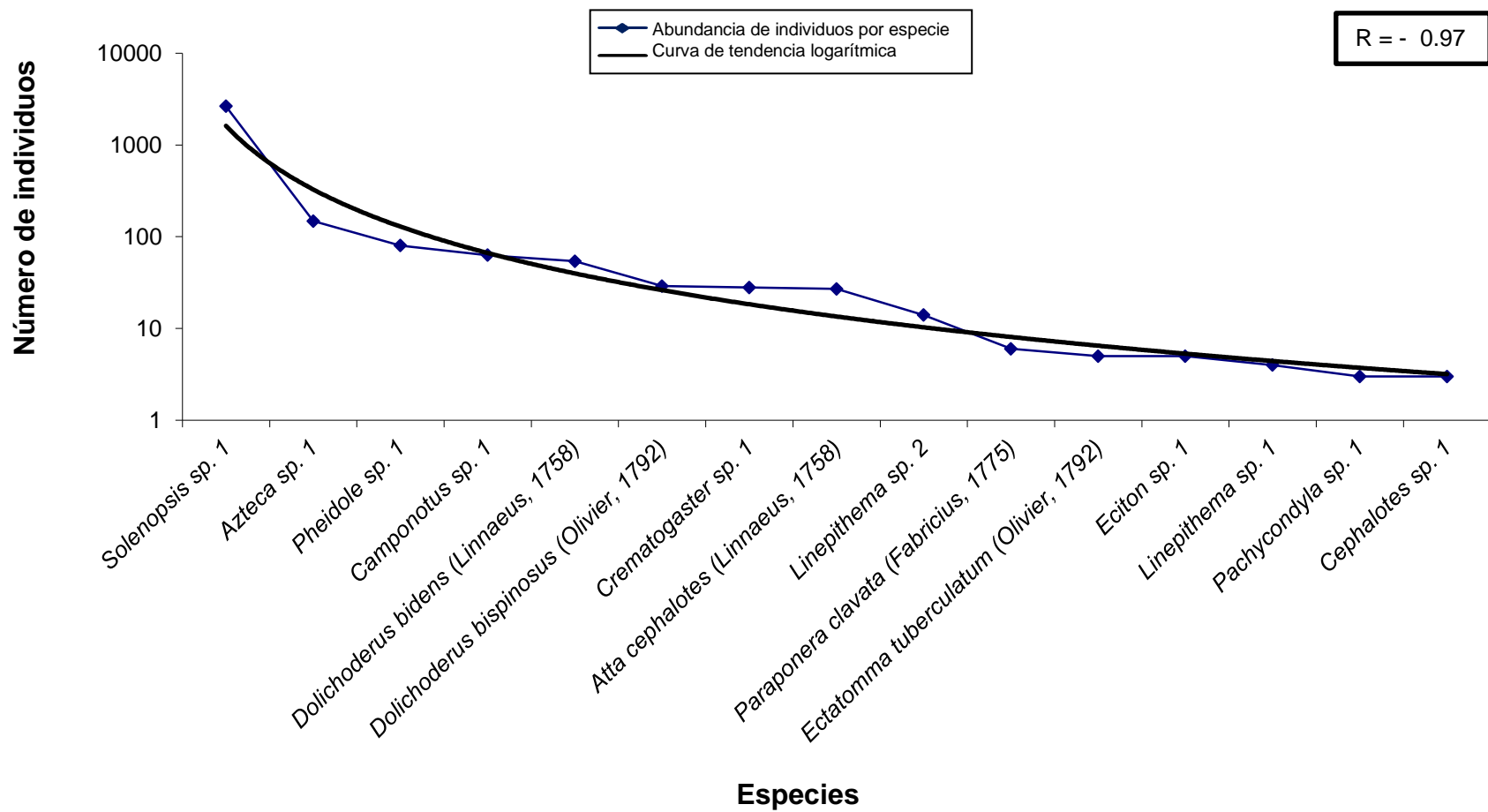


Figura 13. Correlación entre número de especies y abundancia de individuos para el Vivero N° 1, Vivero N° 2 y Parcela N° 1 de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2 para la fase vegetativa.

El Vivero N° 1, Vivero N° 2 y la Parcela N° 1 muestra una correlación negativa muy fuerte ($R = - 0.97$) entre el número de especies y la abundancia de individuos, ajustados a la curva de tendencia logarítmica (Figura 13); porque, el incremento en el número de especies permitirá la disminución de individuos para cada uno de ellos en la fase vegetativa.

En la Parcela N° 2 que se ubicó en las coordenadas indicadas anteriormente (Cuadro 5), se colectaron 2378 individuos agrupados en 14 géneros y 19 especies pertenecientes a la familia Formicidae. Las especies identificadas fueron *Atta cephalotes* (Linnaeus, 1758), *Dolichoderus bidens* (Linnaeus, 1758), *Dolichoderus bispinosus* (Olivier, 1792), *Ectatomma tuberculatum* (Olivier, 1792), *Paraponera clavata* (Fabricius, 1775) y *Odontomachus bradleyi* Brown, 1976.

Dentro de las especies identificadas la especie *Atta cephalotes* (Linnaeus, 1758) presenta el mayor número de individuos representando el 3.86%; mientras que el resto de las especies identificadas son poco abundantes, aportando sólo entre el 2.18% y 0.16% del total de individuos (Cuadro 12).

Asimismo, dentro de las especies no identificadas la especie *Solenopsis* sp. 1 y *Azteca* sp. 1 presentan el mayor número de individuos representando el 65.97% y 13.03% respectivamente; mientras que el resto de las especies no identificadas son poco abundantes, aportando sólo entre el 8.41% y 0.16% del total de individuos (Cuadro 12), para la fase reproductiva.

Cuadro 12. Abundancia de individuos por especie para la Parcela N° 2 de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) perteneciente al ecotipo CT2 en la fase reproductiva.

Especie	1E	2E	3E	4E	5E	6E	7E	8E	9E	10E	11E	12E	13E	14E	15E	Total	%
	Fase reproductiva																
	5° Etapa																
<i>Solenopsis</i> sp. 1	350	280	45	143	77	254	10	26	154	20	0	0	0	73	137	1569	65.9798
<i>Azteca</i> sp. 1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	87	50	62	45	56	10	310	13.0362
<i>Pheidole</i> sp. 1	0	0	0	0	0	0	0	0	12	22	39	48	54	7	18	200	8.4104
<i>Atta cephalotes</i> (Linnaeus, 1758)	9	7	5	15	0	12	7	10	0	5	0	0	8	7	7	92	3.8688
<i>Dolichoderus bidens</i> (Linnaeus, 1758)	0	0	4	3	5	0	0	4	5	7	4	5	7	3	5	52	2.1867
<i>Camponotus</i> sp. 1	0	0	5	3	0	0	5	3	7	5	5	4	4	0	0	41	1.7241
<i>Dolichoderus bispinosus</i> (Olivier, 1792)	0	3	0	0	0	4	3	0	0	0	4	3	5	4	4	30	1.2615
<i>Linepithema</i> sp.1	4	0	0	0	5	3	0	0	0	0	0	0	2	0	0	14	0.5887
<i>Cephalotes</i> sp.1	0	0	0	0	3	2	0	2	3	0	2	0	0	0	0	12	0.5046
<i>Pseudomyrmex</i> sp. 1	0	0	0	0	0	0	2	2	3	2	0	0	0	0	0	9	0.3785
<i>Pachycondyla</i> sp. 1	1	0	1	0	1	0	0	1	1	0	0	1	0	0	1	7	0.2944
<i>Pachycondyla</i> sp. 2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	4	0	0	0	7	0.2944
<i>Linepithema</i> sp. 2	3	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6	0.2523
<i>Cephalotes</i> sp. 2	0	0	2	2	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	6	0.2523
<i>Ectatomma tuberculatum</i> (Olivier, 1792)	0	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	1	5	0.2103
<i>Crematogaster</i> sp. 1	0	0	2	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	0.2103
<i>Paraponera clavata</i> (Fabricius, 1775)	0	0	0	1	1	0	1	0	1	1	0	0	0	0	0	5	0.2103
<i>Odontomachus bradleyi</i> Brown, 1976	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	4	0.1682
<i>Pseudomyrmex</i> sp. 2	0	0	0	0	0	2	2	0	0	0	0	0	0	0	0	4	0.1682
Total	368	294	65	171	92	277	33	49	186	149	108	127	125	151	183	2378	100.0000

1E: Primera evaluación = 01/05/2011 4E: Cuarta evaluación = 22/05/2011 7E: Séptima evaluación = 12/06/2011 10E: Décima evaluación = 03/07/2011 13E: Treceava evaluación = 24/07/2011
2E: Segunda evaluación = 08/05/2011 5E: Quinta evaluación = 29/05/2011 8E: Octava evaluación = 19/06/2011 11E: Onceava evaluación = 10/07/2011 14E: Catorceava evaluación = 31/07/2011
3E: Tercera evaluación = 15/05/2011 6E: Sexta evaluación = 05/06/2011 9E: Novena evaluación = 26/06/2011 12E: Doceava evaluación = 17/07/2011 15E: Quinceava evaluación = 07/08/2011

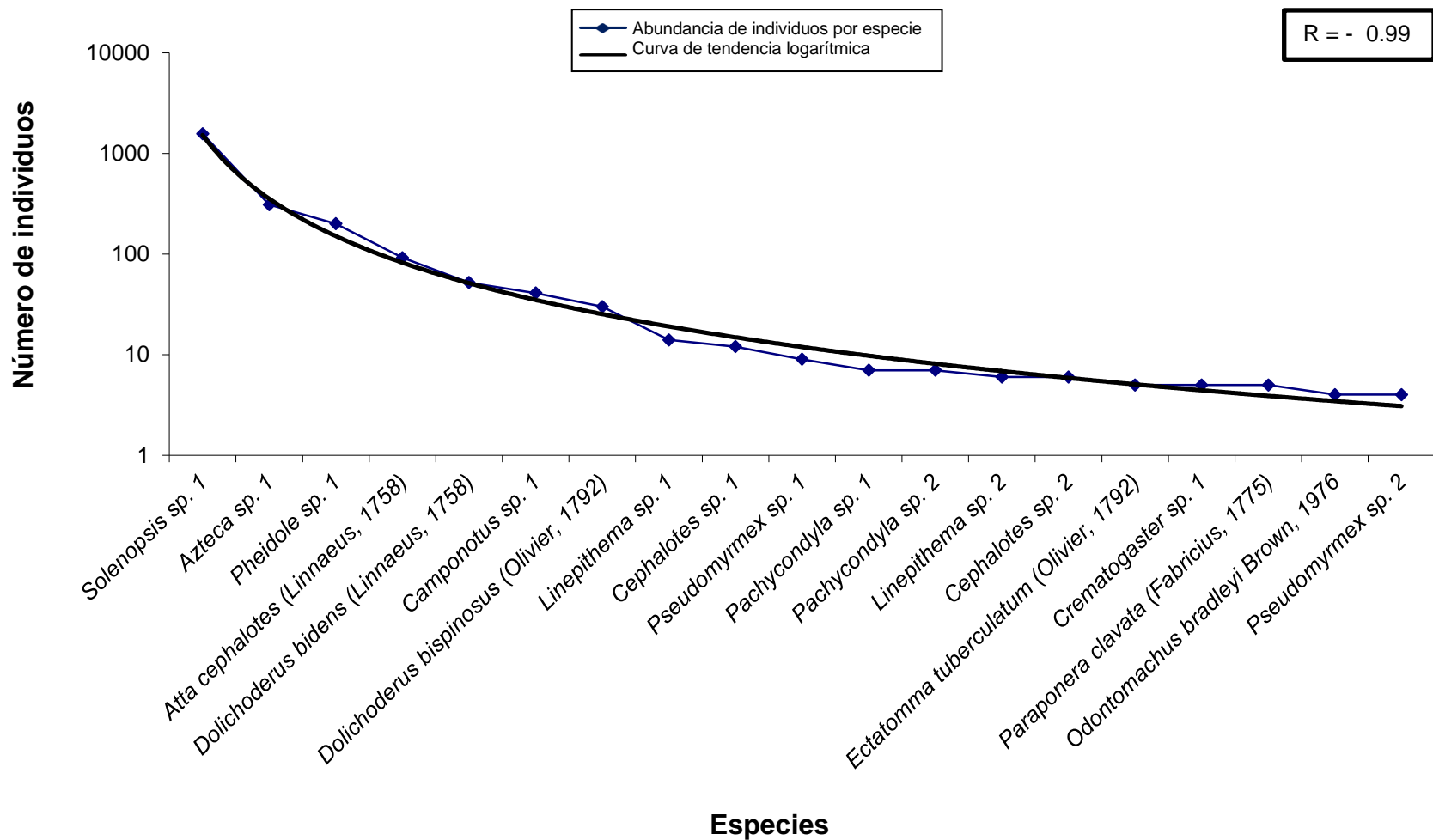


Figura 14. Correlación entre número de especies y abundancia de individuos para la Parcela N° 2 de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2 para la fase reproductiva.

La Parcela N° 2 muestra una correlación negativa muy fuerte ($R = - 0.99$) entre el número de especies y la abundancia de individuos, ajustados a la curva de tendencia logarítmica (Figura 14); porque, el incremento en el número de especies permitirá la disminución de individuos para cada uno de ellos en la fase reproductiva.

En la Parcela N° 2 que se ubicó en las coordenadas indicadas anteriormente (Cuadro 5), se colectaron 1941 individuos agrupados en 14 géneros y 18 especies pertenecientes a la familia Formicidae. Las especies identificadas fueron *Dolichoderus bidens* (Linnaeus, 1758), *Dolichoderus bispinosus* (Olivier, 1792), *Atta cephalotes* (Linnaeus, 1758), *Paraponera clavata* (Fabricius, 1775), *Ectatomma tuberculatum* (Olivier, 1792) y *Odontomachus bradleyi* Brown, 1976.

Dentro de las especies identificadas la especie *Dolichoderus bidens* (Linnaeus, 1758) presenta el mayor número de individuos representando el 2.47%; mientras que el resto de las especies identificadas son poco abundantes, aportando sólo entre el 1.54% y 0.10% del total de individuos (Cuadro 13).

Asimismo, dentro de las especies no identificadas la especie *Solenopsis* sp. 1 y *Azteca* sp. 1 presentan el mayor número de individuos representando el 63.06% y 8.34% respectivamente; mientras que el resto de las especies no identificadas son poco abundantes, aportando sólo entre el 7.62% y 0.20% del total de individuos (Cuadro 13), para la fase de maduración.

Cuadro 13. Abundancia de individuos por especie para la Parcela N° 2 de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) perteneciente al ecotipo CT2 en la fase de maduración.

Especie	1E	2E	3E	4E	5E	6E	7E	8E	9E	10E	11E	12E	13E	14E	15E	Total	%
	Fase de maduración															Total	%
	6° Etapa																
<i>Solenopsis</i> sp. 1	46	15	81	114	200	185	267	95	90	50	28	0	53	0	0	1224	63.0603
<i>Azteca</i> sp. 1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	50	38	27	47	0	162	8.3462
<i>Pheidole</i> sp. 1	0	31	18	0	0	0	23	29	0	0	35	12	0	0	0	148	7.6249
<i>Crematogaster</i> sp. 1	0	42	20	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	44	0	106	5.4611
<i>Camponotus</i> sp. 1	7	0	0	0	7	3	0	10	7	4	8	10	11	11	15	93	4.7913
<i>Dolichoderus bidens</i> (Linnaeus, 1758)	0	0	0	0	5	8	4	0	3	6	5	0	6	5	6	48	2.4730
<i>Linepithema</i> sp.1	6	2	4	7	2	6	8	3	2	0	0	0	2	0	0	42	2.1638
<i>Dolichoderus bispinosus</i> (Olivier, 1792)	5	2	0	3	0	0	0	4	4	0	4	6	2	0	0	30	1.5456
<i>Cephalotes</i> sp.1	4	2	0	2	0	0	3	0	0	3	4	0	3	0	3	24	1.2365
<i>Cephalotes</i> sp. 2	0	2	3	0	2	0	0	0	2	0	3	0	0	2	0	14	0.7213
<i>Atta cephalotes</i> (Linnaeus, 1758)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	3	6	0	12	0.6182
<i>Paraponera clavata</i> (Fabricius, 1775)	0	0	1	1	1	0	1	2	0	0	1	0	0	1	1	9	0.4637
<i>Pachycondyla</i> sp. 2	3	0	0	0	0	3	0	0	0	2	0	0	0	0	0	8	0.4122
<i>Ectatomma tuberculatum</i> (Olivier, 1792)	0	1	0	0	1	0	1	0	0	0	1	1	0	0	0	5	0.2576
<i>Pachycondyla</i> sp. 1	0	0	1	1	0	1	0	0	0	0	0	1	0	0	1	5	0.2576
<i>Pseudomyrmex</i> sp. 1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	4	0	0	0	5	0.2576
<i>Pseudomyrmex</i> sp. 2	1	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	4	0.2061
<i>Odontomachus bradleyi</i> Brown, 1976	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	2	0.1030
Total	72	97	128	129	218	206	307	144	110	65	139	75	108	116	27	1941	100.0000

1E: Primera evaluación = 14/08/2011 4E: Cuarta evaluación = 04/09/2011 7E: Séptima evaluación = 25/09/2011 10E: Décima evaluación = 16/10/2011 13E: Treceava evaluación = 06/11/2011
2E: Segunda evaluación = 21/08/2011 5E: Quinta evaluación = 11/09/2011 8E: Octava evaluación = 02/10/2011 11E: Onceava evaluación = 23/10/2011 14E: Catorceava evaluación = 13/11/2011
3E: Tercera evaluación = 28/08/2011 6E: Sexta evaluación = 18/09/2011 9E: Novena evaluación = 09/10/2011 12E: Doceava evaluación = 30/10/2011 15E: Quinceava evaluación = 20/11/2011

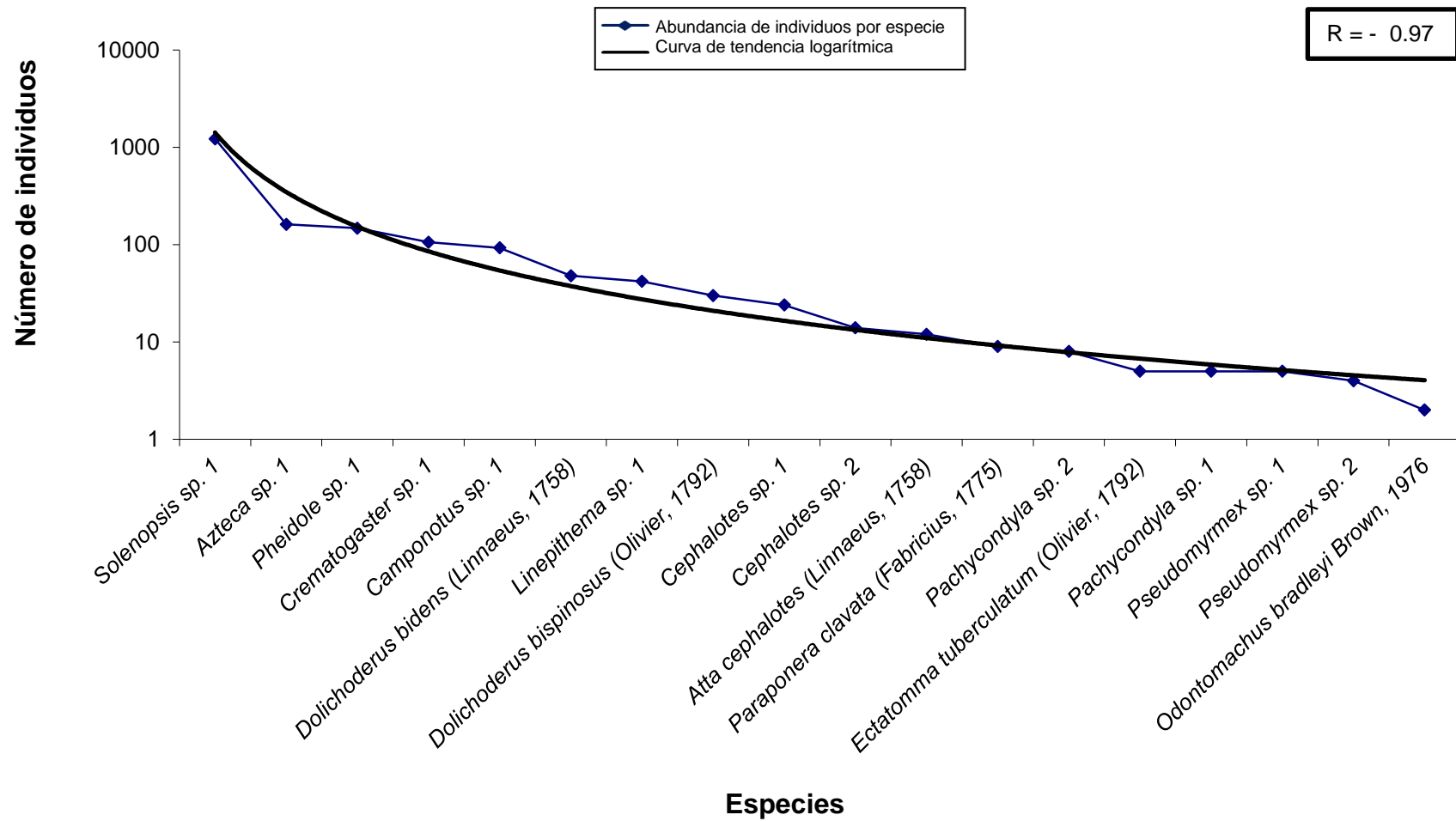


Figura 15. Correlación entre número de especies y abundancia de individuos para la Parcela N° 2 de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2 para la fase de maduración.

La Parcela N° 2 muestra una correlación negativa muy fuerte ($R = - 0.97$) entre el número de especies y la abundancia de individuos, ajustados a la curva de tendencia logarítmica (Figura 15); es decir similar al Vivero N° 1, Vivero N° 2 y Parcela N° 1 en la fase vegetativa y a la Parcela N° 2 en la fase reproductiva.

Las tres fases fenológicas de cocona del ecotipo CT2 evaluados con la colecta manual presentaron especies que están mayormente predominadas por los géneros *Solenopsis*, *Azteca* y *Pheidole* representando el 73.14%, 8.34 y 5.76 respectivamente; mientras que el resto de los géneros se encuentran representados por debajo de 2.65% (Cuadro 14). Esta predominante abundancia de los géneros *Solenopsis*, *Azteca* y *Pheidole*, se debe porque estos géneros son comunes en la región Neotropical, y anidan en lugares muy variados, desde suelo con o sin cobertura vegetal, madera viva o muerta hasta el dosel arbóreo (CUEZZO, 2003; WILSON, 2003). Asimismo *Solenopsis* y *Pheidole* prefieren ambientes calientes y están entre los géneros de hormigas dominantes con relación al número de colonias (WILSON, 2003).

Según WILSON (2003), *Camponotus* es también uno de los más grandes géneros, que pueden rivalizar con *Pheidole*. *Camponotus* es localizado en áreas de pastizales abiertos, en donde dominan gramíneas y ciperáceas (Ramírez-Delgadillo *et al.*, 2000; citados por CUPUL-MAGAÑA, 2005). Además, se dice que el género *Camponotus*, se pueden dispersar cuando las distancias son relativamente cortas o largas que van desde 9.5 km hasta los 40 km de distancia y es posible que el viento pueda favorecer la dispersión de las

formas sexuales (BOULTON y WARD, 2002). Para nuestro estudio se justifica la presencia de *Camponotus* debido a que en el Fundo Agrícola de la UNAS en Tulumayo existen áreas de pastizales que pertenecen a la Facultad de Zootecnia.

Mientras que la poca abundancia de hormigas, por ejemplo, del género *Eciton* es porque tienen un comportamiento nómada, debido a que la fase nómada es inducida por la aparición y desarrollo de las larvas que requieren de alimentos proteicos. En donde las obreras cazan básicamente artrópodos (especialmente otros insectos sociales) JAFFÉ *et al.* (1993), lo cual en la fase vegetativa (inicios de la 4° Etapa), todavía no existe una gran cantidad, por lo que su presencia en esta fase del cultivo (en las hojas) puede ser eventual.

Esta relación de géneros y su abundancia es típica de ecosistemas donde la mayoría de organismos son raros Gaston, 1994; citado por LATTKE (2003a) y pocas especies son muy abundantes, algunas tienen una abundancia intermedia, mientras que la mayoría están representadas por pocos individuos, patrón conocido para ambientes tropicales (Magurran, 1983; Samways, 1990; Olson, 1991; Samson *et al.*, 1997; citados por SILVESTRE *et al.*, 2003).

El conocimiento de la mirmecofauna de las tres fases fenológicas de cocona del ecotipo CT2 permitirá evaluar el estado de cada una de éstas; ya que existen estudios en los que las hormigas han sido utilizadas como bioindicadores, para valorar las respuestas de los ecosistemas a las perturbaciones (Andersen, 1993; Read, 1996; Major *et al.*, 1999; citados por

LUQUE *et al.*, 2002). La poca abundancia de la mayoría de los géneros y especies identificados (Cuadro 11), se debe a que estos formícidos son considerados útiles en la evaluación de respuestas bióticas frente a prácticas agrícolas como fertilización, fumigación y quemas (Folgarait 1998; citado por VALENZUELA–GONZÁLES *et al.*, 2003).

En nuestra provincia, CASTAÑEDA (2010), reportó para el Fundo Agrícola de la Facultad de Agronomía de la UNAS a *Pheidole* en cocona para los ecotipos (CSR9, CBP1 y CT2), en donde menciona que el incremento en el número de individuos no se relaciona con una mayor riqueza, sino con una alta dominancia de *Pheidole*; género generalista y oportunista muy abundante en áreas abiertas (pastizales) de la provincia. Asimismo, menciona que este género cuando llega a ser muy abundante, se puede convertir en una plaga importante, por las molestias que causa a los trabajadores quienes son los que cultivan las parcelas de cocona durante las faenas agrícolas. Para el presente estudio se identificó a *Solenopsis*, que presenta casi las mismas características de habitat que *Pheidole*; se entiende que hay mucha relación ya que ambos géneros pertenecen a la misma subfamilia (Myrmicinae).

En cuanto a la riqueza y abundancia en el periodo fenológico de cocona del ecotipo CT2 en el Vivero N° 1, Vivero N° 2, Parcela N° 1 y Parcela N° 2 en el Fundo Agrícola de la Facultad de Agronomía de la UNAS en Tulumayo, se colectaron 7430 individuos agrupados en ocho subfamilias, 12 tribus, 15 géneros y 20 especies (Cuadros 14, 15 y Figura 16). Con estas cifras, el número de subfamilias constituyen hasta ahora el 40.00% del total mundial, el

61.53% para América; debido a que solo se identificaron ocho subfamilias, de las 13 que reportó FERNÁNDEZ y OSPINA (2003); FERNÁNDEZ y ARIAS-PENNA (2008) y el 100.00% para el Perú; porque se identificaron el total de subfamilias que reportó ANTBASE (2007).

Asimismo, el número de géneros representan el 3.84% del total mundial (ANTBASE, 2007), el 12.60% para la región Neotropical (FERNÁNDEZ y OSPINA, 2003; FERNÁNDEZ y ARIAS-PENNA, 2008), y el 45.45% para el Perú (ANTBASE, 2007); por otro lado el número de especies para el Perú es de 17.09% (ANTBASE, 2007); los resultados obtenidos muestran una riqueza considerable de formícidos y contribuye de manera muy importante a su mantenimiento.

Además, se reportan la presencia de especies nuevas para el Perú de acuerdo a su abundancia (*Dolichoderus bispinosus* (Olivier, 1792), *Ectatomma tuberculatum* (Olivier, 1792) y *Odontomachus bradleyi* Brown, 1976) (Cuadros 14 y 15) en comparación con la lista de especies descritas de hormigas del Perú por ANTBASE (2007). Por otro lado, también se colectaron tres especies que ya fueron identificadas por instituciones y taxónomos de renombre mundial; las cuales serán citadas de acuerdo a su abundancia: *Dolichoderus bidens* (Linnaeus, 1758), colectada por los estadounidenses Schlinger y Roos en el año de 1954 en Tingo María y posteriormente identificada por la Academia de Ciencias de California el 31 de diciembre del 2010 (ACADEMIA DE CIENCIAS DE CALIFORNIA, 2002a). Asimismo, *Atta cephalotes* (Linnaeus, 1758), también colectada por el estadounidense Merwin en el año 1998 en Madre de

Dios y posteriormente identificada por Longino el 03 de marzo del 2001 (ACADEMIA DE CIENCIAS DE CALIFORNIA, 2002b). También, se colectó *Paraponera clavata* (Fabricius, 1775), que fue identificada para el Perú el año de 1993 y posteriormente publicada en el catálogo de las hormigas de Nicaragua y actualmente la muestra se encuentra en el Museo Entomológico, S.E.A., A.P. 527, en León, Nicaragua (MAES y MACKAY, 1993).

Asimismo, se reportó la presencia del género *Pachycondyla* con dos especies (*Pachycondyla* sp. 1 y *Pachycondyla* sp. 2) en comparación con la lista de géneros descritas de hormigas del Perú por ANTBASE (2007). Este género se encontraba taxado a nivel de subfamilia para el museo de insectos (Laboratorio de Entomología) del SENASA y fue llevado a nivel de género luego de sustentarse el presente trabajo de investigación. El catálogo de las hormigas de Nicaragua reporta a este género con dos especies (*P. stigma* y *P. villosa*) para nuestro país y las muestras se encuentran en el Laboratorio de Biología Ambiental del Departamento de Ciencias Biológicas de la Universidad de Tejas, El Paso, Tejas. 79968, Estados Unidos (MAES y MACKAY, 1993).

El Fundo Agrícola de la Facultad de Agronomía de la UNAS en Tulumayo con el Vivero N° 1, Vivero N° 2, Parcela N° 1 y Parcela N° 2 de cocona del ecotipo CT2; presentan una correlación negativa muy fuerte ($R = -0.98$) entre el número de especies y la abundancia de individuos (Figura 16); porque, el incremento en el número de especies originará el declive en el número de individuos y según MAGURRAN (1989), la serie logarítmica representa esta característica.

Cuadro 14. Abundancia de individuos según subfamilia y tribu para cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2 en el Vivero N° 1, Vivero N° 2, Parcela N° 1 y Parcela N° 2.

Subfamilia	Tribus	Especie	Vivero N° 1, Vivero N° 2 y Parcela N° 1	Parcela N° 2	Parcela N° 2	Total	%
			Fase vegetativa	Fase reproductiva	Fase de maduración		
Myrmicinae	Solenopsidini	<i>Solenopsis</i> sp. 1	2642	1569	1224	5435	73.1494
Dolichoderinae	Dolichoderini	<i>Azteca</i> sp. 1	148	310	162	620	8.3445
Myrmicinae	Pheidolini	<i>Pheidole</i> sp. 1	80	200	148	428	5.7604
Formicinae	Camponotini	<i>Camponotus</i> sp. 1	63	41	93	197	2.6514
Dolichoderinae	Dolichoderini	<i>Dolichoderus bidens</i> (Linnaeus, 1758)	54	52	48	154	2.0727
Myrmicinae	Crematogastrini	<i>Crematogaster</i> sp. 1	28	5	106	139	1.8708
Myrmicinae	Attini	<i>Atta cephalotes</i> (Linnaeus, 1758)	27	92	12	131	1.7631
Dolichoderinae	Dolichoderini	<i>Dolichoderus bispinosus</i> (Olivier, 1792)	29	30	30	89	1.1978
Dolichoderinae	Dolichoderini	<i>Linepithema</i> sp.1	4	14	42	60	0.8075
Myrmicinae	Cephalotini	<i>Cephalotes</i> sp.1	3	12	24	39	0.5249
Paraponerinae	Paraponerini	<i>Paraponera clavata</i> (Fabricius, 1775)	6	5	9	20	0.2692
Dolichoderinae	Dolichoderini	<i>Linepithema</i> sp. 2	14	6	0	20	0.2692
Myrmicinae	Cephalotini	<i>Cephalotes</i> sp. 2	0	6	14	20	0.2692
Ponerinae	Ponerini	<i>Pachycondyla</i> sp. 1	3	7	5	15	0.2019
Ectatomminae	Ectatommini	<i>Ectatomma tuberculatum</i> (Olivier, 1792)	5	5	5	15	0.2019
Ponerinae	Ponerini	<i>Pachycondyla</i> sp. 2	0	7	8	15	0.2019
Pseudomyrmecinae	Pseudomyrmecini	<i>Pseudomyrmex</i> sp. 1	0	9	5	14	0.1884
Pseudomyrmecinae	Pseudomyrmecini	<i>Pseudomyrmex</i> sp. 2	0	4	4	8	0.1077
Ponerinae	Ponerini	<i>Odontomachus bradleyi</i> Brown, 1976	0	4	2	6	0.0808
Ecitoninae	Ecitonini	<i>Eciton</i> sp. 1	5	0	0	5	0.0673
Total			3111	2378	1941	7430	100.0000

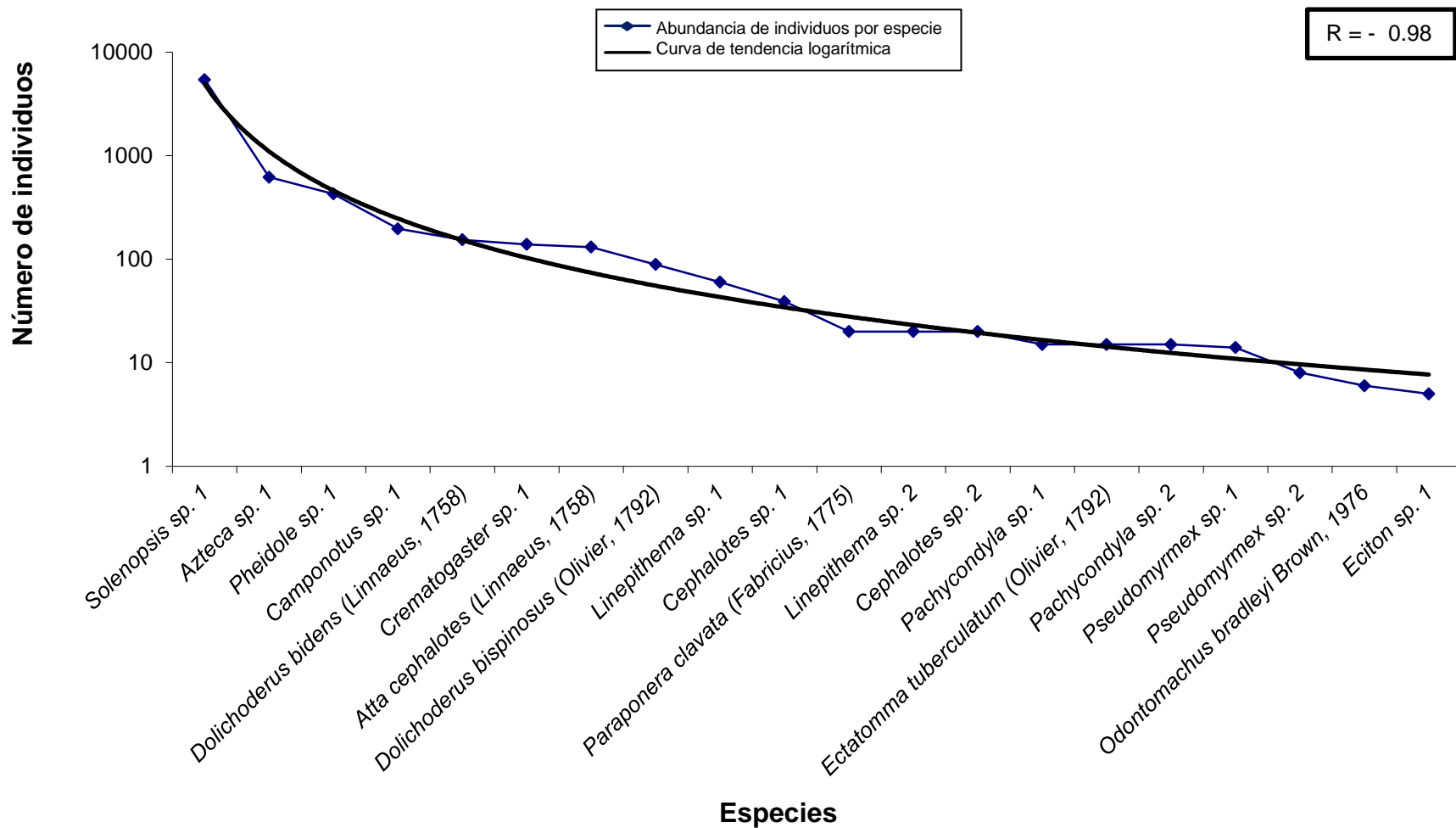


Figura 16. Correlación entre número de especies y abundancia de individuos para el Vivero N° 1, Vivero N° 2, Parcela N° 1 y Parcela N° 2 de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2.

Considerando los resultados (Cuadro 14 y Figura 16), MADRID (2003) menciona que las horas más comunes para poder encontrar a las reinas de los géneros *Pheidole*, *Azteca*, *Dolichoderus* y *Linepithema* son por las mañanas entre las 9:00 a 14:00 horas y comienzos de la tarde a la reina del género *Camponotus* entre las 14:00 a 15:00 horas, sobre todo cuando todavía hace mucha calor; pero las horas más usuales donde se puede encontrar a las reinas de la mayoría de las especies de los géneros *Pheidole* y *Camponotus* es justo antes del anochecer y entre las 20:00 a 22:00 horas. Esto quiere decir que si la captura de estos géneros se hubiese realizado a esas horas, se incrementaría la abundancia, ya que con la salida de la reina saldrían también más obreras en búsqueda de alimentos y soldados para protegerla. También se hubiese podido realizar una posible captura de las reinas de los géneros mencionados.

La subfamilia mejor representada fue Myrmicinae (83.33% de los registros), seguida por Dolichoderinae (12.69%), Formicinae (2.65%), Ponerinae (0.48%), Pseudomyrmecinae (0.29%), Paraponerinae (0.26%), Ectatomminae (0.20%) y Ecitoninae (0.06%) (Cuadro 14 y Figura 17).

Las tres fases fenológicas de cocona del ecotipo CT2, presentan formícidos que están dominados por la subfamilia Myrmicinae (cinco géneros y seis especies), seguida por Dolichoderinae (tres géneros y cinco especies), Ponerinae (dos géneros y tres especies), Pseudomyrmecinae (un género y dos especies), Formicinae, Paraponerinae, Ectatomminae y Ecitoninae (un género y una especie respectivamente), característica determinada por Bolton (1995),

citado por CUEZZO (2003), quien ubica a la subfamilia Myrmicinae en el primer lugar por su diversidad genérica y específica, seguido de Dolichoderinae y Ponerinae. La predominancia de la subfamilia Myrmicinae, se debe a que estas hormigas presentan una diversidad de hábitos muy grande, acorde con la riqueza de especies, hay formas arborícolas (*Cephalotes* y *Crematogaster*), habitantes del suelo y hojarasca (*Solenopsis* y *Pheidole*). Algunas presentan asociaciones con plantas (*Crematogaster*), hongos (*Atta*) o con otras hormigas (*Crematogaster*) (FERNÁNDEZ, 2003c).

La poca abundancia de la subfamilia Formicinae, se debe a que estos formícidos pueden ser arborícolas (*Camponotus*), algunas presentan asociaciones con plantas o con cóccidos (FERNÁNDEZ, 2003b). Asimismo, la subfamilia Dolichoderinae anidan en lugares variados, desde suelo con o sin cobertura vegetal, madera viva o muerta (CUEZZO, 2003). Por otro lado, la subfamilia Pseudomyrmecinae, viven en el estrato arbóreo, donde nidifican en el interior de ramas muertas y algunas especies son habitantes de leguminosas (WARD, 2003). Cabe señalar que la subfamilia Paraponerinae forrajea en el suelo o en el estrato arbustivo y también han sido observadas en plantas aparentemente buscando néctar extrafloral (ARIAS–PENNA, 2008b). En cuanto a la subfamilia Ectatomminae nidifican en el suelo o en madera descompuesta, rara vez es arbórea, algunas de hábitos de nidificación y alimentación más flexibles (ARIAS–PENNA, 2008a). Finalmente la subfamilia Ecitoninae, son de hábitos nómadas con un ciclo de vida que alterna fases estacionarias con fases migratorias, cuya duración está determinada por la especie en particular (PALACIO, 2003).

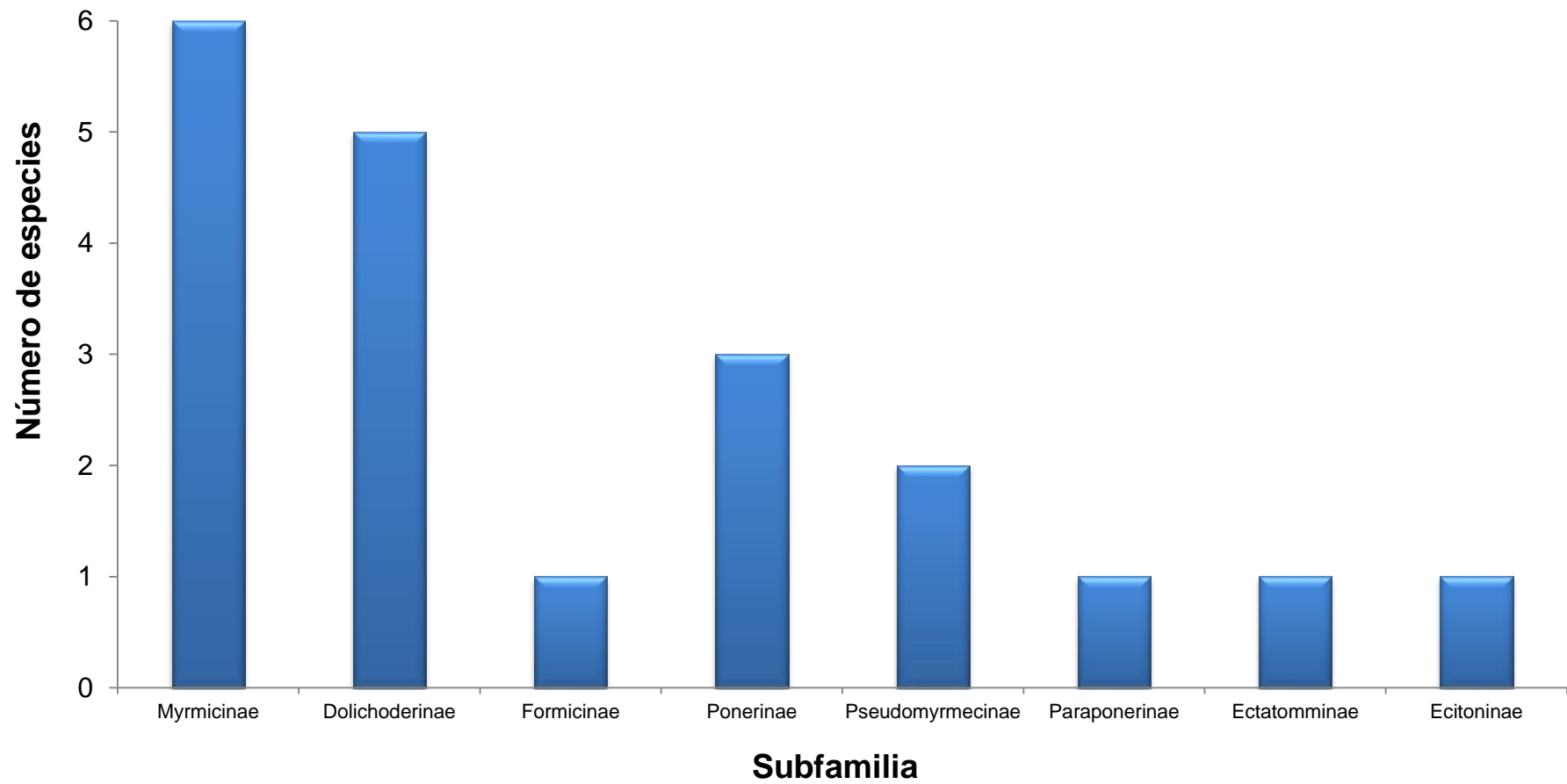


Figura 17. Número de especies por subfamilia para el periodo fenológico de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2, en el Fundo Tulumayo de la UNAS.

4.2. Aspectos morfo-etológicos de las especies de formícidos identificados en el cultivo de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2 en el Fundo Agrícola de la Universidad Nacional Agraria de la Selva en Tulumayo

En el periodo fenológico se colectaron dos subcastas de las especies *Solenopsis* sp.1, *Pheidole* sp.1, *Atta cephalotes* y *Eciton* sp. 1. Por lo que JAFFÉ *et al.* (1993) mencionan que las castas son formas morfológicas diferentes en las que se presentan los adultos de una colonia de hormigas. Las castas principales son la reina y las obreras; las obreras se subdividen (subcastas) en soldados, obreras mayores, obreras menores y obreras mínimas. A continuación explicaremos los aspectos morfo-etológicos observados de las especies colectadas (Cuadros 14 y 15) en las tres fases fenológicas de cocona en el ecotipo CT2 de acuerdo a su abundancia:

4.2.1. *Solenopsis* sp. 1

a. Subcasta: soldado

De color marrón rojizo con áreas amarillo oscuro. Se reconoce porque tiene antenas con 10 segmentos, con maza de dos (MACKAY y MACKAY, 2002) y tiene mayor tamaño y peso corporal que la obrera mayor. La función de esta subcasta es defender a la obrera mayor.

b. Subcasta: obrera mayor

Presenta las mismas características que el soldado, con una variación en el propodeo y se diferencia por tener menor tamaño y peso

corporal que el soldado. Trabaja marcando "camino de reclutamiento" desde el nido hacia las plantas, y tiene como funciones explotación y búsqueda de alimento. Se les encontró en las hojas cargando ninfas vivas y muertas de las familias Ligaeidae y Pyrrhocoridae (Hemiptera), en el tallo y en las partes externas de las flores, se presume que se encuentran en búsqueda de los nectarios extraflorales, que son glándulas productoras de exudados azucarados atrayentes para las hormigas (DELABIE *et al.*, 2003).

Asimismo, SILVESTRE *et al.* (2003) mencionan que puede estar siendo favorecido en ambientes perturbados, ya que construyen nidos poco profundos en áreas de gran estrés ambiental; este proceso se observó con mayor claridad en las parcelas donde la especie identificada practica la mirmecoria (asociación entre planta herbácea y hormiga). Respecto a lo que sucede posteriormente DELABIE *et al.* (2003), mencionan que muchas de las especies recolectoras de semillas también colectan insectos y materiales de origen animal para suplir hasta un cuarto sus necesidades nutricionales, motivo por el cual su presencia en las hojas está justificada. Por otro lado, FERNÁNDEZ (2003c), menciona que las hormigas de fuego pueden ser molestas para los humanos, porque cuidan pulgones y cochinillas de las familias Aphididae y Coccidae (Hemiptera) en cultivos.

Es sabido que las plantas que conforman los jardines de hormigas pertenecen según Bondar, 1939; Jolivet, 1986; Orivel *et al.*, 1996; citados por DELABIE *et al.* (2003) a diversas familias como las *Solanaceae* y otras plantas. La especie identificada formo un jardín de hormiga (nido

terrestre) y su presencia se debe a que las plantas como resultado de la selección natural (intentan ofrecer un espacio), en la búsqueda de algún mecanismo que les permita escapar a la fitofagia como la ejercida por las hormigas cortadoras de los géneros *Atta* y *Acromyrmex*. Se presume que esto sería el motivo por el cual no se encontró a *Atta cephalotes* cortando las hojas. Las plantas que conforman los jardines de hormigas según JAFFÉ *et al.* (1993), ofrecen alimento a su hormiga simbiote a través de nectarios extraflorales, cuerpos mullerianos u otros artificios y el género que participa de esta asociación es *Solenopsis*; también menciona que el género identificado es una hormiga plaga, debido a que causa picaduras molestas. Se observó cómo molestias para los trabajadores que cultivan y cosechan las parcelas de cocona durante las faenas agrícolas.

4.2.2. Azteca sp. 1

a. Casta: obrera mayor

De color marrón oscuro con áreas amarillo mostaza. Asimismo, se reconoce porque la escama del pecíolo se encuentra fuertemente inclinada hacia adelante, aunque es visible en vista dorsal ya que el primer tergo del gáster no llega a cubrirlo (MACKAY y MACKAY, 2002). En campo pueden reconocerse por la forma acorazonada de la cabeza (CUEZZO, 2003). La función de esta especie en las hojas es que se alimenta de insectos muertos de la familia Eumastacidae (Orthoptera).

En cuanto a las plantas que conforman los jardines de hormigas Bondar, 1939; Jolivet, 1986; Orivel *et al.*, 1996; citados por DELABIE

et al. (2003) mencionan lo mismo que fue citado para *Solenopsis* sp. 1; al igual que también indican lo mismo cuando se explica el motivo de la presencia de *Azteca* sp. 1 en las hojas, donde hay que mencionar que la especie no formo un jardín de hormiga. Asimismo, JAFFÉ *et al.* (1993) mencionan lo mismo que se dijo para *Solenopsis* sp. 1 en cuanto al porque las plantas conforman los jardines de hormigas, donde hay que recalcar que el género que participa de esta asociación es *Azteca*.

Por otro lado, DELABIE *et al.* (2003) mencionan que el género *Azteca* contribuye a la protección de las plantas de *Cecropia* contra otros fitófagos de la familia Chrysomelidae (Coleoptera) y favorecen su desarrollo. Lo que nos indica que las especies de crisomélidos (*Ceratoma arcuata*, *Diabrotica speciosa*, *Ceratoma* (cercana a) *tingomariana*, *Diabrotica gestroi*, *Omophoita cyanipennis*, etc.) que reportó ALVARADO (2009), para el cultivo de cocona estarían siendo controlados por las hormigas *Azteca* sp. 1. Un ejemplo de control que ejerce esta hormiga se práctica en la región cacaotera de Bahía, donde los productores utilizan a *Azteca chartifex spiriti* para el control del trips y chinches de las familias Tripidae (*Selenothrips rubrocinctus*) (Thysanoptera) y Miridae (*Monalonium* spp.) (Hemiptera) (DELABIE *et al.*, 2003).

4.2.3. *Pheidole* sp. 1

a. Subcasta: obrera mayor

De color marrón oscuro con áreas marrón claro. Asimismo, esta especie se reconoce porque tiene antenas de 12 segmentos con maza de tres y la cabeza es dos veces más grande que el gáster (MACKAY y MACKAY,

2002); aparte que esta subcasta tiene mayor tamaño y peso corporal que la obrera menor. La función de esta subcasta es defender a la obrera menor.

b. Subcasta: obrera menor

Presenta las mismas características que la obrera mayor y se diferencia porque tiene menor tamaño y peso corporal. Estos especímenes trabajan fuera del nido marcando "camino de reclutamiento" desde el nido a las plantas y tiene como funciones explorar y búsqueda de alimentos tanto en las hojas, como en las flores. En las hojas se les encontró cargando insectos muertos de las familias Pyrrhocoridae (*Dysdercus* sp.) y Ligaeidae (Hemiptera). También se encuentra en el tallo y en las partes externas de las flores porque están en búsqueda de nectarios extraflorales, que son glándulas productoras de exudados azucarados atractivos para hormigas (DELABIE *et al.*, 2003).

En cuanto a las plantas que conforman los jardines de hormigas Bondar, 1939; Jolivet, 1986; Orivel *et al.*, 1996; citados por DELABIE *et al.* (2003) mencionan lo mismo que fue citado para *Solenopsis* sp. 1; al igual que también indican lo mismo cuando se explica el motivo de la presencia de *Pheidole* sp. 1 en las hojas, donde hay que mencionar que la especie forma un jardín de hormiga (nido terrestre). Asimismo, JAFFÉ *et al.* (1993) mencionan lo mismo que se dijo para *Solenopsis* sp. 1 en cuanto al porque las plantas conforman los jardines de hormigas, y el género que participa de esta asociación es *Pheidole*. Para el estudio la especie causa molestias (por sus picaduras) a los trabajadores que cultivan y cosechan las parcelas de cocona durante las faenas agrícolas, pero en menor intensidad que *Solenopsis* sp. 1.

4.2.4. *Camponotus* sp. 1

a. Casta: obrera

Presenta un color negro brillante y tiene pubescencia (pelos) color amarillo oscuro y notorio en el microscopio estereoscópico. Asimismo, se reconoce porque la cabeza tiene antenas de 11 segmentos que forman parte del funículo y un escapo (un segmento más); en total cada antena tiene 12 segmentos (JAFFÉ *et al.*, 1993). También se reconoce porque tienen los ojos bien desarrollados (PALACIO y FERNÁNDEZ, 2003). La función de esta especie según SILVESTRE *et al.* (2003) está relacionado con las relaciones mutualistas que tienen con insectos de la familia Membracidae (*Ciphonia* sp.) (Hemiptera), mientras que FERNÁNDEZ (2003b), mencionan que se consideran como omnívoras.

En cuanto a las plantas que conforman los jardines de hormigas Bondar, 1939; Jolivet, 1986; Orivel *et al.*, 1996; citados por DELABIE *et al.* (2003) mencionan lo mismo que fue citado para *Solenopsis* sp. 1; al igual que también mencionan lo mismo cuando se explica el motivo de la presencia de *Camponotus* sp. 1 en las hojas, donde hay que mencionar que la especie no formo un jardín de hormiga. Asimismo, JAFFÉ *et al.* (1993) mencionan lo mismo que se dijo para *Solenopsis* sp. 1 en cuanto al porque las plantas conforman los jardines de hormigas, y el género que participa de esta asociación es *Camponotus*.

No obstante, este argumento pierde fuerza cuando se considera la existencia de auténticas parabiosis en jardines de hormigas

estudiados en la Guyana Francesa, en los cuales es común encontrar dos o más especies de hormigas de los géneros *Camponotus*, *Crematogaster*, *Odontomachus* y *Pachycondyla*, conviviendo sin ningún tipo de agresión en el mismo grupo de plantas; allí estas especies comparten las mismas pistas químicas, exploran las mismas fuentes alimenticias y realizan trofalaxis (intercambio de alimentos en forma líquida directamente por contactos bucales) interespecíficas (Orivel *et al.*, 1996; citados por DELABIE *et al.*, 2003). La parabiosis, se dio entre las especies *Camponotus* sp.1 y *Pachycondyla* sp. 1; este proceso se observó en tres oportunidades en el periodo fenológico del cultivo, en la fase vegetativa (10^{ma} evaluación), fase reproductiva (8^{ava} evaluación) y fase de maduración (12^{ava} evaluación) (Cuadros 23, 25 y 26).

4.2.5. *Dolichoderus bidens* (Linnaeus, 1758)

a. Casta: obrera

Tiene un color negro oscuro y casi todo el cuerpo de esta especie presenta pubescencia (pelos) de color amarillo oscuro que se diferencian de tamaño. Una de las características básicas del género es que el tegumento del cuerpo es grueso y con frecuencia esculturado (PALACIO y FERNÁNDEZ, 2003); pero la principal característica que se observó para determinar este espécimen a nivel de especie fue que el nodo del pecíolo es de forma curvada y termina en espina; estas características se determinaron en comparación con el espécimen que tiene identificado el Museo de insectos del Laboratorio de Entomología del SENASA. La función de esta especie en las hojas es la cría de otros insectos de las familias Aphididae (*Aphis* sp.) y

Cicadellidae (Hemiptera), también lo menciona MAES y MACKAY (1993); la cría lo realizan debido a que estas hormigas se alimentan de las excreciones azucaradas de los insectos ya mencionados (DELABIE *et al.*, 2003).

En cuanto a las plantas que conforman los jardines de hormigas Bondar, 1939; Jolivet, 1986; Orivel *et al.*, 1996; citados por DELABIE *et al.* (2003) mencionan lo mismo que fue citado para *Solenopsis* sp. 1; al igual que también indican lo mismo cuando se explica el motivo de la presencia de *Dolichoderus bidens* en las hojas, donde hay que mencionar que la especie no formo un jardín de hormiga. Asimismo, JAFFÉ *et al.* (1993) mencionan lo mismo que se dijo para *Solenopsis* sp. 1 en cuanto al porque las plantas conforman los jardines de hormigas, y que el género que participa de esta asociación es *Dolichoderus*.

4.2.6. *Crematogaster* sp. 1

a. Casta: obrera

De color marrón oscuro con áreas de dos colores marrón claro y amarillo. Asimismo, se reconoce porque en vista dorsal el gáster es en forma de corazón; además en el campo muchas obreras andan con el gáster alzado y proyectado hacia adelante (FERNÁNDEZ, 2003c). Trabajan fuera del nido marcando "camino de reclutamiento" desde el nido a las plantas y tiene como funciones exploración y búsqueda de alimentos tanto en las hojas, como en las flores. La función de esta especie en las hojas es la cría de insectos de las familias Aphididae (*Aphis* sp.) y Membracidae (*Cyphonia* sp.) (Hemiptera); dicha relación también lo menciona JAFFÉ *et al.* (1993); la cría lo realizan

debido a que estas hormigas se alimentan de las excreciones azucaradas de los insectos ya mencionados (DELABIE *et al.*, 2003).

En cuanto a las plantas que conforman los jardines de hormigas Bondar, 1939; Jolivet, 1986; Orivel *et al.*, 1996; citados por DELABIE *et al.* (2003) mencionan lo mismo que fue citado para *Solenopsis* sp. 1; al igual que también indican lo mismo cuando se explica el motivo de la presencia de *Crematogaster* sp. 1 en las hojas, donde hay que mencionar que la especie no formo un jardín de hormiga. Asimismo, JAFFÉ *et al.* (1993) mencionan lo mismo que se dijo para *Solenopsis* sp. 1 en cuanto al porque las plantas conforman los jardines de hormigas, y el género que participa de esta asociación es *Crematogaster*. Por otro lado, en las plantas donde se colectó a *Crematogaster* sp. 1, no se colectó a *Atta cephalotes*.

4.2.7. *Atta cephalotes* (Linnaeus, 1758)

a. Subcasta: soldado

Tiene un color marrón opaco y lóbulos occipitales con muchos pelos que aparecen como lana del mismo color que el cuerpo. También se observa que la cabeza tiene un par de espinas o tubérculos occipitales (MACKAY y MACKAY, 1986). En la estructura del dorso del mesosoma se observó tres pares de espinas agudas (MACKAY y MACKAY, 2002); por lo que se deduce que el primer par de espinas son pronotales, el segundo par son mesonotales y el tercer par son propodeales. En comparación con las espinas de las obreras no son tan curvadas. La función de esta subcasta es que se constituyen como verdaderos guías del material vegetal que se requiere en el

hormiguero (SILVESTRE *et al.*, 2003). También se encarga de defender a la obrera cortadoras–cargadoras de otra subcasta de la misma especie, pero que pertenece a otro nido (Figura 69).

b. Subcasta: obrera cortadora–cargadora

Tiene un color marrón claro solo para la cabeza, el resto del cuerpo es del mismo color que la subcasta soldado (marrón opaco). Asimismo, también se observa que la cabeza tiene un par de espinas o tubérculos occipitales. La estructura del dorso del mesosoma tiene tres pares de espinas agudas como lo mencionan MACKAY y MACKAY (2002) para el soldado. En comparación con las espinas de la subcasta soldado, son más curvadas. Estos especímenes trabajan fuera del nido corriendo en las "carreteras de abastecimiento" desde el nido a las plantas y tiene como funciones explorar, y no cortar, ni cargar el material vegetal (hojas de cocona del ecotipo CT2) al nido. Por lo que Sánchez (2004), citado por CASTAÑEDA (2010) menciona que los cultivos de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal), cacao (*Theobroma cacao* (L.)) y otros más; son plantas hospederas de menor preferencia.

4.2.8. *Dolichoderus bispinosus* (Olivier, 1792)

a. Casta: obrera

Tiene un color negro oscuro y casi todo el cuerpo de esta especie presenta pubescencia (pelos) larga de color amarillo oscuro brillante. Presenta dos características que lo diferencia de *D. bidens*; el primero es que en esta especie se puede observar claramente que del nodo del pecíolo sale una espina (MACKAY y MACKAY, 2002) y la segunda es que presenta

pubescencia (pelos) mucho más larga que la especie con quien se está realizando la comparación. Al observar el pecíolo en una vista lateral frontal, es evidente que termina formando un ápice angular (forma la primera espina) y del costado de esta estructura sale otra espina (forma la segunda espina), de lo que se deduce de donde proviene el nombre de la especie “bispinosus”. La función de esta especie en las hojas es la cría de otros insectos de las familias Aphididae (*Aphis* sp.) y Pseudococcidae (*Planococcus* sp.) (Hemiptera); también lo mencionan MAES y MACKAY (1993) y según DELABIE *et al.* (2003), la cría lo realizan por el mismo motivo que lo hace *D. bidens*.

Las plantas que conforman los jardines de hormigas Bondar, 1939; Jolivet, 1986; Orivel *et al.*, 1996; citados por DELABIE *et al.* (2003), motivo de formación de los jardines de hormigas JAFFÉ *et al.* (2003) y motivo de la presencia de *Dolichoderus bispinosus* en las hojas son las mismas que se citan para las especies *Solenopsis* sp. 1 y *Dolichoderus bidens*.

4.2.9. *Linepithema* sp. 1

a. Casta: obrera

De color marrón oscuro brillante con áreas de dos colores marrón claro brillante y amarillo oscuro brillante. Asimismo, se reconoce por dos características básicas, la primera es que el pecíolo es visible dorsalmente, no oculto bajo el abdomen y la segunda es que el mesosoma no presenta espinas; además este género tiene dos pelos cortos sobre el margen anterior del clípeo (PALACIO y FERNÁNDEZ, 2003). La función de esta especie en las hojas es que se alimenta de insectos muertos de las familias Chrysomelidae

(Coleoptera) y Dolichoderinae (Diptera). Por otro lado, SILVESTRE *et al.* (2003) mencionan que las especies de este género son omnívoras (dieta generalista) y fácilmente muestreadas con cebos.

4.2.10. *Cephalotes* sp. 1

a. Casta: obrera

De color negro oscuro brillante con áreas de color marrón oscuro brillante y amarillo oscuro brillante. Los lados del mesosoma son marginados y con espinas irregulares (MACKAY y MACKAY, 2002) y lóbulos frontales son muy expandidos en vista frontal, ocultando las porciones laterales del clípeo y sobrepasando el margen anterior de éste (FERNÁNDEZ, 2003c). La función de esta especie en las hojas es que se alimenta principalmente de artrópodos muertos de la familia Otitidae (Diptera); siempre y cuando las otras especies de hormigas identificadas (*Linepithema* sp. 1, *Solenopsis* sp. 1, etc.) no están interesadas en el alimento (estas hormigas están dentro del grupo de las subordinadas). También se le observó en las flores, se presume que colectan polen y néctar para su propia alimentación y la de sus larvas. Por otro lado, SILVESTRE *et al.* (2003) mencionan que las especies de este género son omnívoras (dieta generalista) y fácilmente muestreadas con cebos de sardinas; asimismo, también menciona que son colectoras de polen y néctar.

4.2.11. *Paraponera clavata* (Fabricius, 1775)

a. Casta: obrera

De color negro metálico brillante y casi todo el cuerpo tiene pubescencia (pelos) de color amarillo oscuro. Posee dos carinas que pasan

paralelas al lado del escapo y se extienden más allá del ojo, además tiene los escrobos antenales (LATTKE, 2003b; ARIAS-PENNA, 2008b) y, el pronoto tiene dos protuberancias grandes (MACKAY y MACKAY, 2002; ARIAS-PENNA, 2008b). Asimismo, MACKAY y MACKAY (2002) mencionan que el gáster de esta especie presenta una fuerte constricción; mientras que ARIAS-PENNA (2008b) menciona que el tercer segmento abdominal es reducido. La función de esta especie en las hojas es la de un controlador biológico ya que se encarga de depredar ninfas de las familias Pentatomidae (*Edessa* sp.) (Hemiptera) y Tetrigidae (Orthoptera). Por otro lado, SERNA y VERGARA-NAVARRO (2008) mencionan que esta especie forrajea con cierta facilidad, además de ser eficaz en la explotación de recursos nectaríferos en la selva húmeda, prefiere los bosques y rara vez se aproxima a los 800 m.s.n.m.

4.2.12. *Linepithema* sp. 2

a. Casta: obrera

De color marrón oscuro brillante y amarillo oscuro brillante con áreas de dos colores negro brillante y crema. Se reconoce por dos características básicas la primera es que el pecíolo es visible dorsalmente, no oculto bajo el abdomen y la segunda es que el mesosoma no presenta espinas (PALACIO y FERNÁNDEZ, 2003), y se diferencia de la especie *Linepithema* sp. 1, porque esta tiene el ápice del pecíolo de forma angular. Asimismo, se observa que el pecíolo en su totalidad es de color marrón oscuro y tiene dos pelos (pubescencia) cortos. Otra estructura que lo caracteriza es la parte basal posterior del propodeo que termina con un ligero abultamiento. La función de esta especie en las hojas es que se alimenta de insectos muertos de la familia

Chrysomelidae (Coleoptera) y según SILVESTRE *et al.* (2003) mencionan lo mismo que se citó para *Linepithema* sp. 1 en cuanto a su muestreo.

4.2.13. *Cephalotes* sp. 2

a. Casta: obrera

De color negro oscuro metálico, la pubescencia (pelos) que cubre casi todo el cuerpo de esta especie son esbeltas comparado con la pubescencia que cubre a *Cephalotes* sp. 1. El pecíolo no tiene protuberancia fungiforme y el pospecíolo se encuentra articulado en la superficie anterior del primer segmento del gáster (MACKAY y MACKAY, 2002; PALACIO y FERNÁNDEZ, 2003). La cabeza es cordiforme y los ángulos occipitales son espinosos (MACKAY y MACKAY, 2002). La función de esta especie en las hojas, es la misma que se menciona para *Cephalotes* sp. 1, donde hay que recalcar que se alimenta de insectos muertos de la familia Culicidae (Diptera); mientras el motivo del porque se les observó en las flores SILVESTRE *et al.* (2003), mencionan lo mismo que ya fue citado.

4.2.14. *Pachycondyla* sp. 1

a. Casta: obrera

De color negro oscuro, la pubescencia (pelos) que cubre casi todo el cuerpo de esta especie es de color amarillo opaco y de tamaño mediano a largo. Las mandíbulas son triangulares a triangulares alargadas (LATTKE, 2003b). Además, el pecíolo y el primer segmento del gáster están

unidas por una articulación muy estrecha y separada entre sí por una constricción muy marcada (PALACIO y FERNÁNDEZ, 2003). Asimismo, las garras tarsales de las patas frontales son inermes o a lo sumo con un diente preapical y la cara externa de los basitarsos posteriores es sin setas espiniformes (PALACIO y FERNÁNDEZ, 2003; FERNÁNDEZ, 2008). La característica que lo diferencia es que presentan los ojos compuestos similares a las que tienen los peces (extraños, vidriosos y miran como si nunca perdieran la visión aun estando muertos).

La función de esta especie en las hojas es que presentan un comportamiento de captura de presas como larvas (Lepidoptera) y también se le observó sobre las flores, lo que hace presumir que también se alimentan de néctar. Según SILVESTRE *et al.* (2003) mencionan que el género *Pachycondyla* utiliza el aparato aguijón en las interacciones agonísticas y esta correlacionado con la abundancia de larvas de isópteros (Isoptera) y de otras hormigas. En la fase reproductiva (5^{ta} evaluación) se le observó que puede compartir la misma planta sin ningún tipo de agresión con otra especie de similares condiciones de vida como es *Paraponera clavata* (Cuadro 24).

En cuanto a las plantas que conforman los jardines de hormigas Bondar, 1939; Jolivet, 1986; Orivel *et al.*, 1996; citados por DELABIE *et al.* (2003) mencionan lo mismo que fue citado para *Solenopsis* sp. 1; al igual que también indican lo mismo cuando se explica el motivo de la presencia de *Pachycondyla* sp. 1 en las hojas, donde hay que mencionar que la especie no formo un jardín de hormiga. Asimismo, JAFFÉ *et al.* (1993) mencionan lo

mismo que se dijo para *Solenopsis* sp. 1 en cuanto al porque las plantas conforman los jardines de hormigas, y que el género que participa de esta asociación es *Pachycondyla*.

En cuanto al argumento de auténticas parabiosis en jardines de hormigas Orivel *et al.*, 1996; citados por DELABIE *et al.* (2003), mencionan lo mismo que fue citado para la especie *Camponotus* sp. 1 colectadas en las hojas, al igual que también se explica lo mismo en cuanto a la presunción dada de parabiosis entre *Pachycondyla* sp. 1 y *Camponotus* sp. 1.

4.2.15. *Ectatomma tuberculatum* (Olivier, 1792)

a. Casta: obrera

De color marrón rojizo y casi todo el cuerpo posee pubescencia (pelos) de diferente tamaño del mismo color que el cuerpo. El espiráculo propodeal o abertura del espiráculo propodeal es elíptico u oval, nunca redondo y es frecuente (LATTKE, 2003b). Asimismo, tiene el pronoto con el tubérculo medio bien diferenciado y al menos con un par de dientes pequeños o ángulos humerales dorsolaterales; el clípeo también presenta una carena media evidente (ARIAS-PENNA, 2008a). Por otro lado, MACKAY y MACKAY (2002) mencionan que cuenta con una constricción entre el postpecíolo y el gáster. La función de esta especie en las hojas es que presentan hábitos depredadores ya que se alimentan de larvas (Lepidoptera) y huevos de insectos no identificados. Asimismo, SILVESTRE *et al.* (2003) mencionan que esta especie es un caso especial, ya que también colectan nectarios extraflorales.

Por otro lado, LATTKE (2003b); SERNA y VERGARA–NAVARRO (2008), mencionan que la especie incluye en su dieta sustancias azucaradas como la ligamaza (miel de rocío) secretada por insectos de los órdenes (Hemiptera) y algunas larvas (Lepidoptera) con las que tienen simbiosis. Por lo que *Ectatomma tuberculatum* ha desarrollado estrategia para coleccionar y transportar líquidos hacia sus nidos Weber 1944; Hölldobler y Wilson 1990; citados por DELABIE y FERNÁNDEZ (2003) y se ha registrado colecta de ligamaza sobre los subórdenes Sternorrhyncha o Auchenorrhyncha (Hemiptera). Para nuestro estudio la especie colectó ligamaza “rocío de miel” de las familias Aphididae (*Aphis* sp.), Pseudococcidae (*Planococcus* sp.) (Sternorrhyncha) y Cercopidae (*Aeneolamia* sp.), Membracidae (*Ceresa* sp.) (Auchenorrhyncha). Según SERNA y VERGARA–NAVARRO (2008), ha sido encontrada en algunas especies de plantas de la familia Solanacea. También mencionan que estas hormigas explotan áfidos, membrácidos y cóccidos por sus secreciones azucaradas de las familias Aphididae (*Toxoptera aurantii*) (Sternorrhyncha), Membracidae (*Compylechia* sp.) (Auchenorrhyncha) y Coccidae (*Cocucus viridis*) (Sternorrhyncha), y además se presentan asociados con las ninfas de estas dos últimas. Se le observó sobre los frutos maduros (Parcela N° 2). Respecto a lo mencionado anteriormente JAFFÉ *et al.* (2003), mencionan que la especie tiene también en su dieta pulpa de frutas caídas.

4.2.16. *Pachycondyla* sp. 2

a. Casta: obrera

De color marrón claro con áreas marrón oscuro. La pubescencia (pelos) que cubre casi todo el cuerpo de esta especie es de color

marrón claro. Asimismo, se le reconoce porque el gáster presenta una constricción mucho más marcada “fuerte” entre el primer y segundo segmento gastral (MACKAY y MACKAY, 2002). Las demás características son las mismas que presenta *Pachycondyla* sp. 1. La característica que lo diferencia de *Pachycondyla* sp. 1 es que presenta los ojos compuestos sin ninguna característica de relevancia.

La función de esta especie en las hojas es la colecta de huevos de insectos no identificados. Se le observó sobre las flores al igual que *Pachycondyla* sp. 1 y según SILVESTRE *et al.* (2003), mencionan lo mismo que se cita para la especie *Pachycondyla* sp. 1. Puede que la especie no comparta la misma planta con ningunas otras especies de similares condiciones de vida como *Paraponera clavata*, *Pachycondyla* sp. 1, *Ectatomma tuberculatum* y *Odontomachus bradleyi*. Las plantas que conforman los jardines de hormigas Bondar, 1939; Jolivet, 1986; Orivel *et al.*, 1996; citados por DELABIE *et al.* (2003), motivo de formación de los jardines de hormigas (JAFFÉ *et al.*, 2003) y motivo de la presencia de *Pachycondyla* sp. 2 en las hojas son las mismas que se citan para las especies *Solenopsis* sp. 1 y *Pachycondyla* sp. 1.

4.2.17. *Pseudomyrmex* sp. 1

a. Casta: obrera

De color amarillo anaranjado brillante con áreas negro brillante. La pubescencia (pelos) que cubre casi todo el cuerpo de esta especie es de color amarillo anaranjado brillante. Asimismo, se reconoce porque la

cabeza tiene un par de antenas y cada una tiene 11 segmentos que forman parte del funículo y un escapo (un segmento más); en total cada antena tiene 12 segmentos (WARD, 2003). Otra característica es que se diferencia claramente el pecíolo del pospecíolo y tiene ojos muy grandes que cubren casi la mitad de la cabeza (MACKAY y MACKAY, 2002). También se observó que el pecíolo forma un ápice que se dirige hacia el pospecíolo y la cabeza se asemeja a una forma cuadrada vista frontalmente. La función de esta especie en las hojas es que se alimenta de insectos muertos de la familia Thripidae (*Thrips* sp.) (Thysanoptera). Asimismo, SILVESTRE *et al.* (2003) mencionan que estos géneros son extremadamente ágiles, depredadores de suelo y visitantes de nectarios extraflorales. Por otro lado, se observó a la especie principalmente en plantas myrmecófilas (especies de leguminosas) que se encuentran alrededor de las parcelas en estudio tal como lo mencionan MAES y MACKAY (1993) y WARD (2003).

4.2.18. *Pseudomyrmex* sp. 2

a. Casta: obrera

De color negro oscuro con áreas de color negro claro y crema. Esta especie presenta las mismas características que *Pseudomyrmex* sp. 1, con la única diferencia que el pecíolo no tiene una forma resaltante y la cabeza tiene forma circular vista frontalmente. La función de esta especie en las hojas es que se alimenta de insectos vivos de la familia Cicadellidae (Hemiptera). En cuanto al comportamiento de esta especie SILVESTRE *et al.* (2003); MAES y MACKAY (1993) y WARD (2003), mencionan lo mismo que fue citado para la especie *Pseudomyrmex* sp. 1.

4.2.19. *Odontomachus bradleyi* Brown, 1976

a. Casta: obrera

Tiene un color negro metálico brillante, a excepción de las patas que tiene un color rojo vino y casi todo el cuerpo posee pubescencia (pelos) de diferente tamaño del mismo color que las patas. Asimismo, tiene la cara anterior del nodo peciolar que se levanta casi verticalmente desde el margen anterior; luego pasa por un ángulo obtuso a una sección larga y cóncava que forma una espina apical. Otra característica que tiene es que el mesonoto es estriado transversalmente (LATTKE, 2003b; FERNÁNDEZ, 2008). La función de esta especie en las hojas es que presentan un comportamiento predator ya que se alimentan de artrópodos vivos, aparentemente larvas de lepidópteras (Lepidoptera). Por su parte, Gronenberg *et al.* (1993), citados por LATTKE (2003b) menciona que las mandíbulas de este género son de tipo trampa de resorte, que al cazar las tienen abiertas en un ángulo de 180° y cuando tienen presas dentro del radio de contacto, las detectan por medio de pelos finos que sirven de gatillo. El movimiento de cierre tarda no más de un milisegundo y es el movimiento más veloz de cualquier estructura anatómica animal. Por otro lado, FERNÁNDEZ (2008) menciona que la presa de este género (insectos y otros pequeños artrópodos) es sometida con el aguijón.

En cuanto a las plantas que conforman los jardines de hormigas Bondar, 1939; Jolivet, 1986; Orivel *et al.*, 1996; citados por DELABIE *et al.* (2003) mencionan lo mismo que fue citado para *Solenopsis* sp. 1; al igual que también indican lo mismo cuando se explica el motivo de la presencia de

Odontomachus bradleyi en las hojas, donde hay que mencionar que no formo un jardín de hormiga. Asimismo, JAFFÉ *et al.* (1993) mencionan lo mismo que se dijo para *Solenopsis* sp. 1 en cuanto al porque las plantas conforman los jardines de hormigas, y que el género que participa de esta asociación es *Odontomachus*.

4.2.20. *Eciton* sp. 1

a. Subcasta: soldado

De color marrón rojizo con áreas negras. Asimismo, se reconoce porque tienen las mandíbulas excepcionalmente largas y en forma de anzuelos (PALACIO, 2003). También se puede diferenciar claramente el pecíolo y el pospecíolo; el pospecíolo y el gáster están separados por una constricción conspicua y las esquinas posterodorsales del propodeo tienen espinas o lamelas PALACIO y FERNÁNDEZ (2003); posee mayor tamaño y peso corporal que la obrera. Finalmente la característica que lo diferencia de los demás, es que presentan ojos ausentes o muy pequeños (MACKAY y MACKAY, 2002). La función de esta subcasta es defender a la obrera.

b. Subcasta: obrera

Presenta las mismas características que el soldado y se diferencian porque las mandíbulas son cortas, además tiene menor tamaño y peso corporal que el soldado. Estas hormigas aparentemente salieron de su campamento superficial o "bivouac" que se presume estaba ubicado en los bosques secundarios de deforestación antigua que se encuentran cerca de la Parcela N° 1. La función de esta especie en las hojas es solo de exploración,

porque no se observó que estaban en búsqueda de alimento, ya que sobre las hojas también se encontraban otras hormigas de la especie *Solenopsis* sp. 1. Por otro lado, JAFFÉ *et al.* (1993) mencionan que esta hormiga presenta una fase nomádica donde la colonia cuida de su cría en estado larval y migra cada noche a un nuevo campamento superficial para sobreponer el agotamiento del recurso en un área específica que se origina de los hábitos carnívoros de estas. Al revisar el reporte de hormigas, se observó que se colectó una vez en la fase vegetativa (Cuadros 11 y 22), lo que indica que estas ya habían migrado a otro lugar en búsqueda de alimento.

Estos comportamientos nos indican que todos los formícidos identificados (Cuadros 14 y 15), poseen gran adaptabilidad ecológica, alta reproducción y diferentes tipos de hábitos alimenticios.



Figura 18. *Solenopsis* sp. 1 (subcasta: soldado) (subfamilia: Myrmicinae).

Cuadro 15. Especies de formícidos según subfamilia y tribu colectados en cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2.

Subfamilia	Tribu	Género	Especie o morfoespecie
Myrmicinae	Solenopsidini	<i>Solenopsis</i>	sp. 1
	Pheidolini	<i>Pheidole</i>	sp. 1
	Creumatogastrini	<i>Creumatogaster</i>	sp. 1
	Attini	<i>Atta</i>	<i>cephalotes</i>
	Cephalotini	<i>Cephalotes</i>	sp. 1; sp. 2
Dolichoderinae	Dolichoderini	<i>Azteca</i>	sp. 1
		<i>Dolichoderus</i>	<i>bidens</i>
		<i>Linepithema</i>	<i>bispinosus</i>
Formicinae	Camponotini	<i>Camponotus</i>	sp. 1
Ponerinae	Ponerini	<i>Pachycondyla</i>	sp. 1; sp. 2
		<i>Odontomachus</i>	<i>bradleyi</i>
Pseudomyrmecinae	Pseudomyrmecini	<i>Pseudomyrmex</i>	sp. 1; sp. 2
Paraponerinae	Paraponerini	<i>Paraponera</i>	<i>clavata</i>
Ectatomminae	Ectatommini	<i>Ectatomma</i>	<i>tuberculatum</i>
Ecitoninae	Ecitonini	<i>Eciton</i>	sp. 1



Figura 19. *Solenopsis* sp. 1 (subcasta: obrera mayor) (subfamilia: Myrmicinae).



Figura 20. *Azteca* sp. 1 (casta: obrera mayor) (subfamilia: Dolichoderinae).



Figura 21. *Pheidole* sp. 1 (subcasta: obrera mayor) (subfamilia: Myrmicinae).



Figura 22. *Pheidole* sp. 1 (subcasta: obrera menor) (subfamilia: Myrmicinae).



Figura 23. *Camponotus* sp. 1 (casta: obrera) (subfamilia: Formicinae).

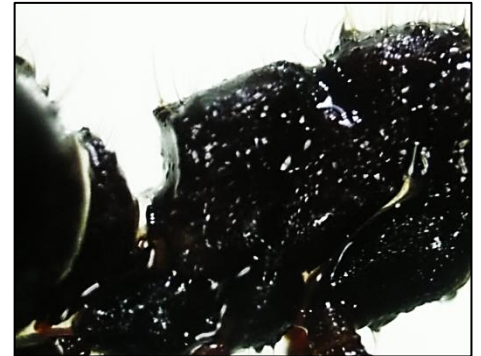


Figura 24. *Dolichoderus bidens* (Linnaeus, 1758) (casta: obrera) (subfamilia: Dolichoderinae).

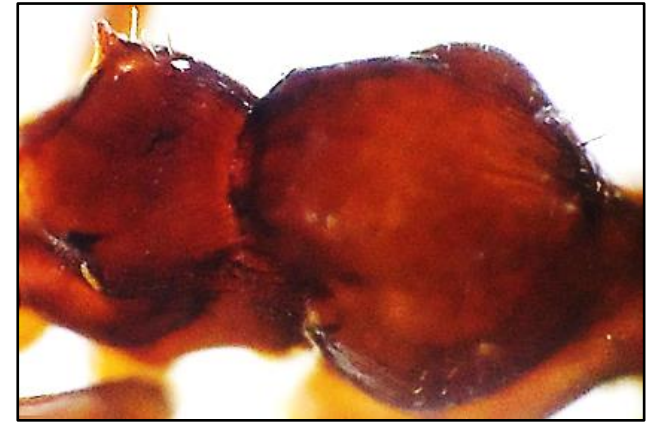


Figura 25. *Crematogaster* sp. 1 (casta: obrera) (subfamilia: Myrmicinae).

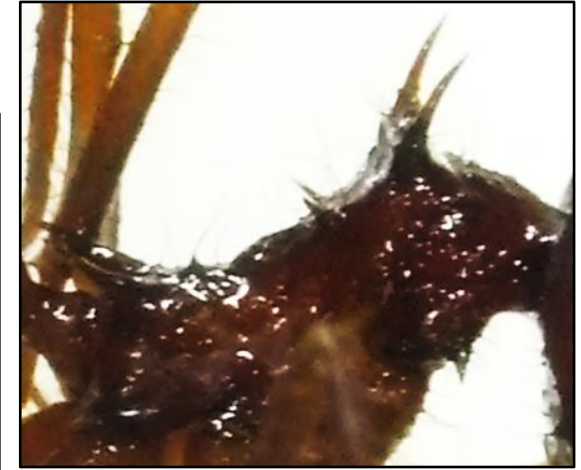
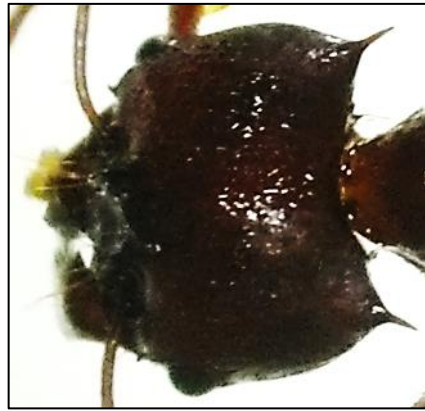


Figura 26. *Atta cephalotes* (Linnaeus, 1758) (subcasta: soldado) (subfamilia:Myrmicinae).

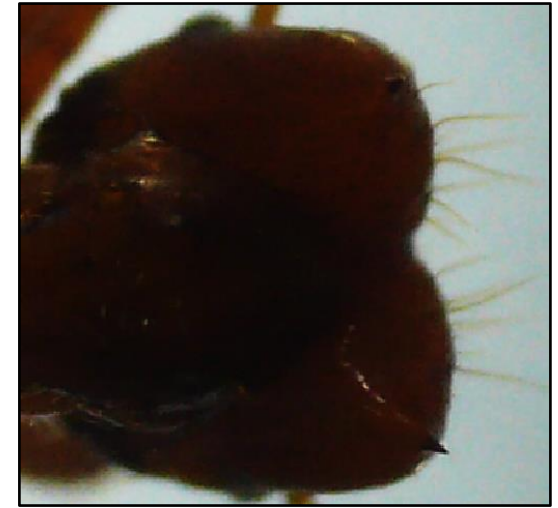


Figura 27. *Atta cephalotes* (Linnaeus, 1758) (subcasta: obrera cortadora–cargadora) (subfamilia:Myrmicinae).



Figura 28. *Dolichoderus bispinosus* (Olivier, 1792) (casta: obrera) (subfamilia: Dolichoderinae).



Figura 29. *Linepithema* sp. 1 (casta: obrera) (subfamilia: Dolichoderinae).



Figura 30. *Cephalotes* sp. 1 (casta: obrera) (subfamilia: Myrmicinae).



Figura 31. *Paraponera clavata* (Fabricius, 1775) (casta: obrera) (subfamilia:Paraponerinae).



Figura 32. *Linepithema* sp. 2 (casta: obrera) (subfamilia: Dolichoderinae).



Figura 33. *Cephalotes* sp. 2 (casta: obrera) (subfamilia: Myrmicinae).



Figura 34. *Pachycondyla* sp. 1 (casta: obrera) (subfamilia: Ponerinae).

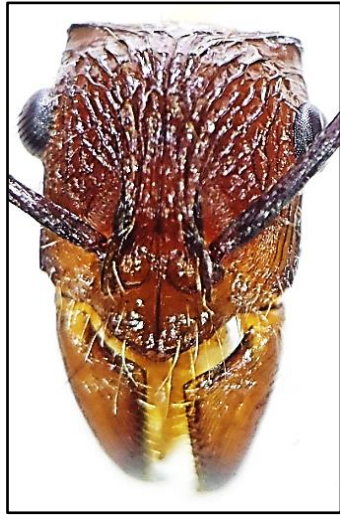


Figura 35. *Ectatomma tuberculatum* (Olivier, 1792) (casta: obrera) (subfamilia: Ectatomminae).



Figura 36. *Pachycondyla* sp. 2 (casta: obrera) (subfamilia: Ponerinae).



Figura 37. *Pseudomyrmex* sp. 1 (casta: obrera) (subfamilia: Pseudomyrmecinae).



Figura 38. *Pseudomyrmex* sp. 2 (casta: obrera) (subfamilia: Pseudomyrmecinae).



Figura 39. *Odontomachus bradleyi* Brown, 1976 (casta: obrera) (subfamilia: Ponerinae).



Figura 40. *Eciton* sp. 1 (subcasta: soldado) (subfamilia: Ecitoninae).



Figura 41. *Eciton* sp. 1 (subcasta: obrera) (subfamilia: Ecitoninae).

4.3. Análisis del índice de diversidad de especies en el cultivo de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2 en el Fundo Agrícola de la Universidad Nacional Agraria de la Selva en Tulumayo

4.3.1. Índice de diversidad alfa (α) de las especies

El número de individuos por fase fenológica; (Figura 42) muestra que en la fase vegetativa existe mayor frecuencia de individuos (3111) y menor frecuencia de individuos en la fase de maduración (1941).

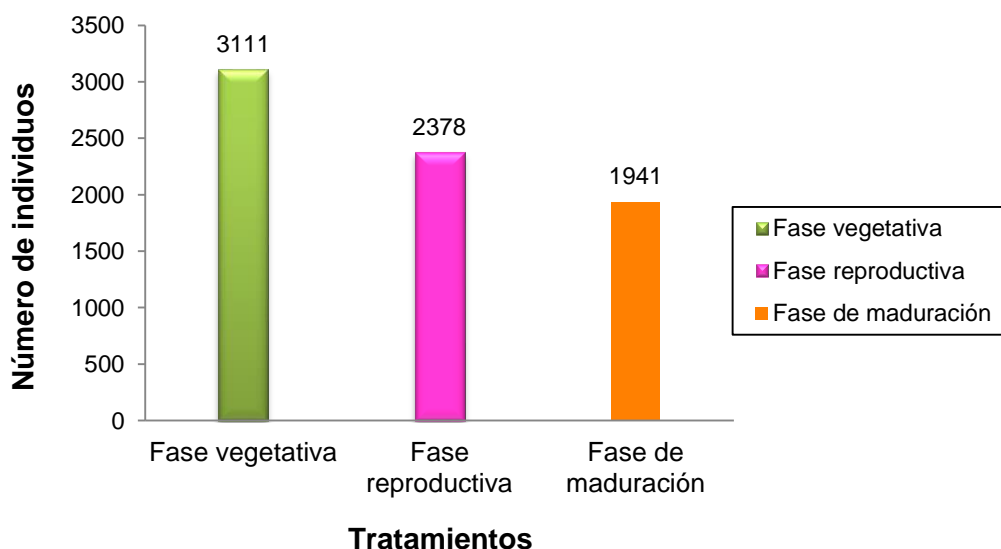


Figura 42. Total de formícidos colectados en las fases fenológicas de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2.

La mayor frecuencia de individuos en la fase vegetativa (1° Etapa, 2° Etapa y 3° Etapa), se puede explicar debido a que el Vivero N° 1 y Vivero N° 2 colindaba con especies forestales como son “cumala blanca”, “requia blanca”, “yamao”, “sapotillo”, “huamanzamana blanca”, “paliperro o rifari”, “cashapona”,

“shihuahuaco”, “anonilla”, “topa”, “cético” y “yarumo”, etc. Asimismo, se identificó otras plantas tropicales como “matico”, “pico de loro” y hiervas como la “ishanga”; ambos estratos se encontraban en una densidad media. Otros arbustos y hierbas perennes que colindaban con ambos viveros; fueron “cola de caballo”, “comelina”, “cortadera”, “kutzu” y otras más pero que se encontraban en una densidad baja. También se observó la presencia de briófitas o musgos como el “empeine o hepática de las fuentes”, “musgo haircap o musgo de pelo” y helechos como la “lengua de perro”.

Mientras que la frecuencia de individuos en la fase vegetativa (4° Etapa), se puede explicar porque la Parcela N° 1 colindaba con “caña brava”; especie que se encontraba en una densidad alta. Mientras que en el estrato herbáceo se identificaron “grama dulce”, “rabo de zorro”, “gramalote”, “pasto elefante” y “kutzu” y otra planta que se desarrolla como arbusto como el “pico de loro”; pero que se encontraban en una densidad media. Dentro de las plantas que se encontraban en el estrato arbóreo pero que se encontraban en una densidad baja está el “yarumo”; así como herbáceas perennes gigantes como el “banano” con dos variedades (moquicho y manzano) y el “plátano” con una variedad (bellaco).

Finalmente la frecuencia de individuos en la fase reproductiva (5° Etapa) y fase de maduración (6° Etapa), se puede explicar porque la Parcela N° 2 colindaba con las mismas especies que se identificaron en el estrato herbáceo para la Parcela N° 1; donde solo hay que mencionar que la “caña brava” y el “kutzu”, se encontraban en una densidad media. Asimismo, se

identificó otras hierbas como la “comelina”, “colcha”, “remolina”, “pasto puntero yaragua”, “pata de gallo”, “matapasto”, “coquito”, “pichana” y “pituca”, también en una densidad media. Dentro de las plantas que se encontraban en una densidad baja se identificó el “yarumo”, “cerco vivo”, “matico” y “bijao”, además de otra planta que se desarrolla como arbusto como el “pico de loro”. También se identificó hierbas tropicales como la “ishguin”, “sacha culantro”, “llantén”, “grama dulce”, “yuyo macho”, “amor seco”, “moco de pavo”, “pega pega” y helechos como la “lengua de perro”. Por otro lado, los cultivos que colindaban con esta parcela son “naranja”, “mandarina”, “mandarina cleopatra”, “mango criollo” y “taperibá”.

Las comparaciones entre diferentes especies de árboles cultivados muestran diferentes asociaciones en la comunidad de hormigas, dada que las proporciones de diferentes hormigas dominantes varían con la especie de cultivo. Por ejemplo *Oecophylla longinoda*, como *Oecophylla smaragdina* es relativamente frecuente en árboles de citrus y mango, menos frecuente en cacaotales, y raras en palmas (Majer, 1976a, 1976b; Jackson, 1984; Dejean *et al.*, 1997; Mercier, 1997; Way y Bolton, 1997; citados por DEJEAN *et al.*, 2003). Para el presente estudio *Solenopsis* sp. 1 (subfamilia: Myrmicinae), es relativamente frecuente en plantaciones de cocona, menos frecuente en otros cultivos anuales o perennes. Por lo tanto, todas las plantaciones cultivadas y no cultivadas ejercen una dominancia sobre una determinada especie de hormiga, la que se ve reflejada en una mayor o menor frecuencia de estos insectos en las tres fases fenológicas del cultivo de cocona en el ecotipo CT2.

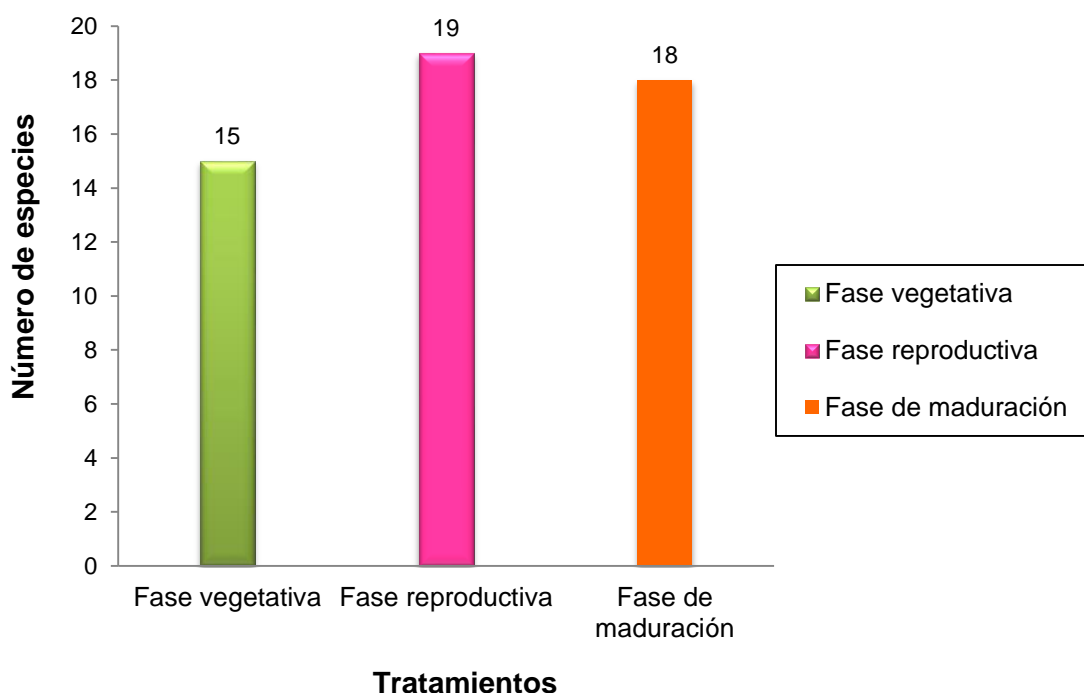


Figura 43. Total de especies de formícidos presentes en las fases fenológicas de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2.

La mayor abundancia de especies es para la fase reproductiva (19 especies) y la menor abundancia de especies es para la fase vegetativa (15 especies), (Figura 43). Asimismo, se puede indicar que no existen diferencias marcadas a nivel de fases fenológicas. Este comportamiento nos indicaría que la mayoría de especies colectadas estarían adaptándose cada vez más a las tres fases fenológicas, debido a la alta presencia de cierta familia de plantas (Poaceae), situación que preocupa porque de no tener un adecuado control de malezas, estos formícidos podrían constituirse en serias plagas de esta solanácea y especialmente en sus ecotipos mejorados genéticamente, que vienen incrementándose su cultivo en nuestra amazonia.

Por otro lado, KASPARI (2003) señala que las hormigas como ectotermos, están limitadas para forrajear si hace mucha calor o mucho frío, lo que indica que muchas hormigas buscan alimento en temperaturas superiores a 10°C, cesando actividades por encima de los 40°C, con un promedio de temperatura de forrajeo de 30°C. Para el estudio se contó en los 8 meses de evaluación con temperaturas medias del año 2011 (Mayo = 24.48°C, Junio = 25.29°C, Julio = 25.15°C, Agosto = 25.45°C, Setiembre = 25.40°C, Octubre = 25.55°C, Noviembre = 26.40°C y Diciembre = 25.51°C) (Cuadro 8), lo que conllevaría a pensar que este factor ambiental favorecería su presencia en las fases fenológicas del cultivo.

Asimismo, la temperatura y la humedad relativa media del año 2011 (Mayo = 84.29%, Junio = 84.70%, Julio = 83.10%, Agosto = 78.80%, Setiembre = 82.45%, Octubre = 83.85%, Noviembre = 81.95% y Diciembre = 87.74%) (Cuadro 8), y el efecto combinado entre estos factores, podrían explicar las fluctuaciones de la abundancia de los formícidos, en las fases fenológicas, ya que ambas no variaron mucho a lo largo de la evaluación. Asimismo, KASPARI (2003) menciona que la baja humedad puede limitar el forrajeo; ya que la humedad es un arma de 2 filos, dado que las gotas de lluvia son pegajosas e inmanejables para las hormigas y el agua puede borrar los rastros químicos.

Los formícidos identificados en los viveros (Vivero N° 1 y Vivero N° 2) y parcelas (Parcela N° 1 y Parcela N° 2) fueron considerados como especímenes que conforman el agroecosistema de las fases fenológicas, y

debido a que no existen muchas investigaciones relacionadas en este cultivo, estas especies de formícidos se constituyen como el primer reporte para esta solanácea en Tulumayo.

En cuanto a la riqueza de las especies identificadas (Figura 44), de acuerdo al muestreo realizado, CASTRO *et al.* (2008) mencionan que la colecta manual es una metodología sesgada en el sentido que depende de la hora y de las condiciones climáticas en esas horas de muestreo.

También, es conocido que todo sistema de cultivo monocultural trae como consecuencia la proliferación de plagas insectiles, por lo que la presencia de los formícidos identificados (Cuadros 14 y 15), está justificada debido a que algunas especies son consideradas como plagas indirectas y otras especies cumplen la función de ser controladores biológicos; mientras que ciertas especies tienen dos formas de ser diferentes, con sus respectivas pautas de conducta, criterios y formas de reacción que condicionan su forma de actuar ya que se comportan como plagas indirectas o controladores biológicos. Cabe mencionar que la cocona se podría considerar al igual que en la región San Martín y Ucayali, como una alternativa frente a los cultivos tradicionales de esta zona; se debe considerar los reportes iniciales de CASTAÑEDA (2010) relacionada a formícidos presentes en cocona en los ecotipos CSRN9, CBP1 y CT2.

Al evaluar la diversidad alfa; las fases fenológicas (vegetativa, reproductiva y de maduración) presentan una diversidad de Shannon – Wiener

(1.16 nats./indiv.) (Cuadro 16), dominancia de Simpson (0.55 nats./indiv.) y equidad de Pielou (0.39 nats./indiv.). Los valores de índice de diversidad Shannon, según MORENO (2001), normalmente están entre 1.5 y 3.5; sin embargo, éste es sensible a los cambios en la abundancia, tal como lo señala Jeanne (1979), citado por KASPARI (2003); por lo que la diversidad de hormigas es frecuentemente baja cuando existe la presencia de especies dominantes.

Cuadro 16. Índice de diversidad alfa (α) en cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2.

Índices de diversidad alfa (α)			
Fase	Índice de Shannon – Wiener (H') (nats./ind.)	Equidad de Pielou E (nats./ind.)	Índice de Simpson D (nats./ind.)
Fase vegetativa	0.73	0.27	0.73
Fase reproductiva	1.29	0.44	0.54
Fase de maduración	1.47	0.51	0.42
Periodo fenológico	1.16	0.39	0.55

nats./indiv. = número de individuos a escala logarítmica (logaritmo natural).

4.3.2. Índice de diversidad beta (β) de las especies

La diversidad beta o diversidad entre hábitats es el grado de reemplazamiento de especies o cambio biótico a través de gradientes ambientales (Whittaker, 1972; citado por MORENO, 2001). A diferencia de las diversidades alfa y gamma que pueden ser medidas fácilmente en función del

número de especies, la medición de la diversidad beta es de una dimensión diferente porque está basada en proporciones o diferencias (Magurran, 1998; citado por MORENO, 2001); en el presente estudio es muy importante conocer la diversidad beta entre las fases fenológicas (vegetativa, reproductiva y de maduración) donde las proporciones fueron evaluadas en base al coeficiente de similitud de Jaccard.

a. Coeficiente de similitud de Jaccard

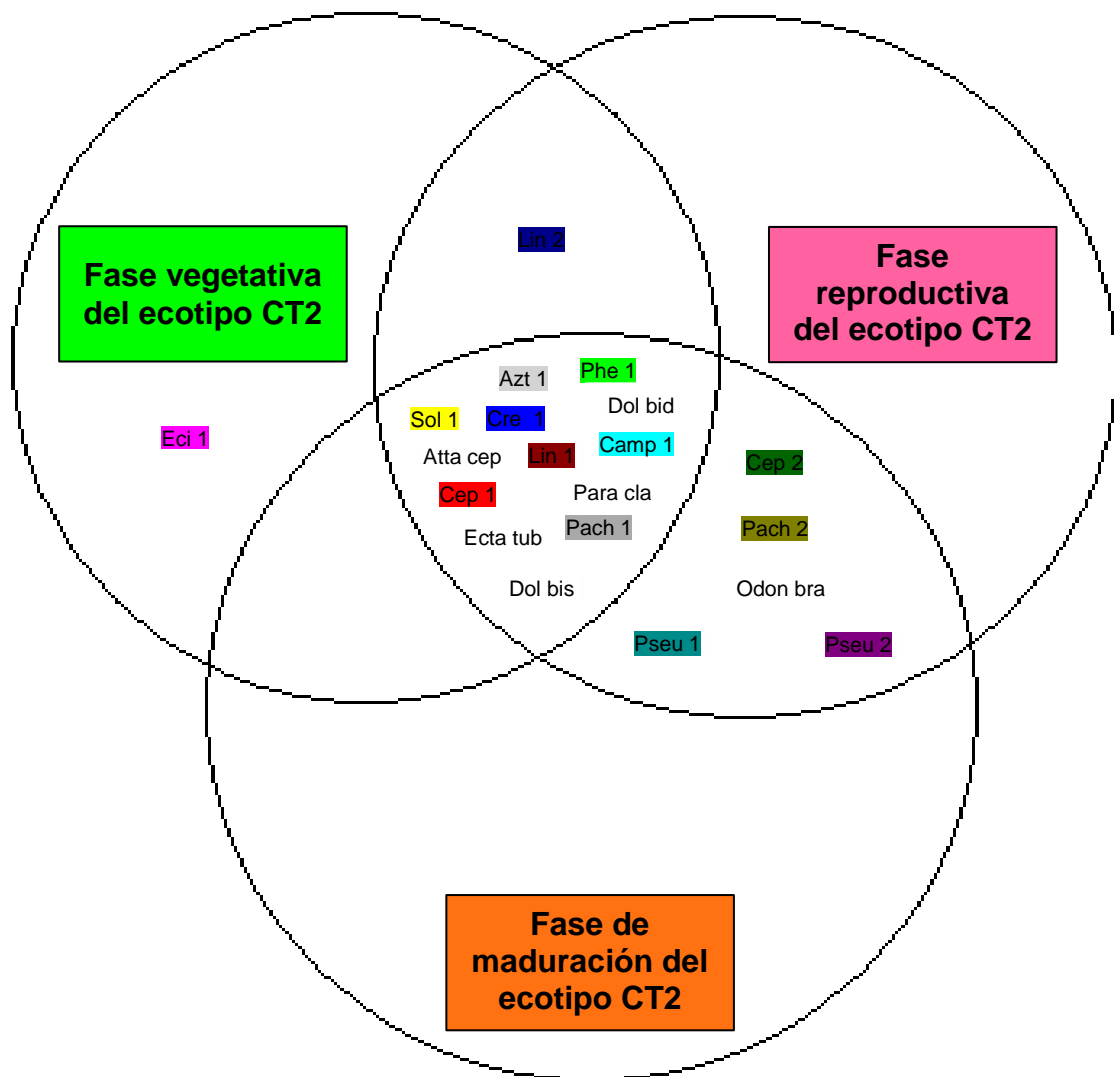
En cuanto a la diversidad beta (Cuadro 17), los valores del índice de Jaccard varían entre 0.65 y 0.95 indicando que, tanto la fase vegetativa, fase reproductiva y fase de maduración, presentan variedad de hábitats, en donde cada fase fenológica contiene especies exclusivas y compartidos (Figura 44).

Cuadro 17. Índice de diversidad beta (β) en cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2.

Diversidad beta (β)			
Índice	Fase		
Jaccard (nats./indiv.)	Fase vegetativa/ Fase reproductiva	Fase reproductiva/Fase de maduración	Fase vegetativa/ Fase de maduración
	0.70	0.95	0.65

nats./indiv. = número de individuos a escala logarítmica (logaritmo natural).

La riqueza de especies fue mayor en la Parcela N° 2 con 19 especies para la fase reproductiva; seguido por la Parcela N° 2 con 18 especies para la fase de maduración y finalmente el Vivero N° 1, Vivero N° 2 y Parcela N° 1 con 15 especies para la fase vegetativa (Figura 44).



Sol 1 = *Solenopsis* sp. 1; **Azt 1** = *Azteca* sp. 1; **Phe 1** = *Pheidole* sp. 1; **Camp 1** = *Camponotus* sp. 1; Dol bid = *Dolichoderus bidens* (Linnaeus, 1758); **Cre 1** = *Crematogaster* sp. 1; *Atta cep* = *Atta cephalotes* (Linnaeus, 1758); Dol bis = *Dolichoderus bispinosus* (Olivier, 1792); **Lin 1** = *Linepithema* sp. 1; **Cep 1** = *Cephalotes* sp. 1; *Para cla* = *Paraponera clavata* (Fabricius, 1775); **Lin 2** = *Linepithema* sp. 2; **Cep 2** = *Cephalotes* sp. 2; **Pach 1** = *Pachycondyla* sp. 1; *Ecta tub* = *Ectatomma tuberculatum* (Olivier, 1792); **Pach 2** = *Pachycondyla* sp. 2; **Pseu 1** = *Pseudomyrmex* sp. 1; **Pseu 2** = *Pseudomyrmex* sp. 2; *Odon bra* = *Odontomachus bradleyi* Brown, 1976; **Eci 1** = *Eciton* sp. 1.

Figura 44. Especies exclusivas y compartidos de formícidos en las fases fenológicas de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2, en el Fundo Tulumayo de la UNAS.

Los resultados obtenidos mostraron que la estructura de la vegetación que colindan o rodean al Vivero N° 1, Vivero N° 2 y Parcela N° 1 (para la fase vegetativa) y Parcela N° 2 (para la fase reproductiva y fase de maduración), influye sobre la riqueza, diversidad y abundancia de las hormigas presentes en estos agroecosistemas. Motivo por el cual la riqueza, diversidad y abundancia de las hormigas presentes en la fase vegetativa es diferente a la reproductiva y de maduración, y probablemente se deba a su gran capacidad de migración, adaptación y extraordinaria sincronización con cada fase.

Con respecto a la abundancia, esta aumenta conforme se incrementa la complejidad de la estructura de la vegetación herbácea y arbórea. Estos resultados concuerdan con varios estudios que han mostrado que existe una tendencia al aumento en la riqueza de hormigas, conforme se incrementa la complejidad estructural de los ecosistemas (Perfecto y Snelling, 1995; Perfecto y Vandermeer, 1994, 1996 y 2002; Nestel y Dickschen, 1990; citados por VALENZUELA–GONZÁLES *et al.*, 2003).

En otras palabras se puede decir que el cultivo evaluado brindo alimento y refugio a las especies colectadas. Para nuestro estudio el gradiente altitudinal para el Vivero N° 1 y Vivero N° 2 es de 615 m.s.n.m., Parcela N° 1 es de 607 m.s.n.m. y Parcela N° 2 es de 602 m.s.n.m. (Cuadro 5), y según CASTRO *et al.* (2008) mencionan que el estrato altitudinal en el que se realizó el estudio es bajo y que una comunidad de hormigas es relativamente característica a cada estrato altitudinal, ya que solo una pequeña fracción de la comunidad podría ser observada en otros estratos altitudinales.

La distribución de cada especie, registró una comunidad de hormigas relativamente característica para el estrato altitudinal en el que se realizó el estudio, ya que una gran fracción de la comunidad fue observada en las tres fases fenológicas. Las fases fenológicas tuvieron en común 13 especies de hormigas: *Solenopsis* sp. 1, *Azteca* sp. 1, *Pheidole* sp. 1, *Camponotus* sp. 1, *Dolichoderus bidens*, *Crematogaster* sp. 1, *Atta cephalotes*, *Dolichoderus bispinosus*, *Linepithema* sp. 1, *Cephalotes* sp. 1, *Paraponera clavata*, *Pachycondyla* sp. 1 y *Ectatomma tuberculatum* (Figura 44).

En cuanto al análisis de la distribución altitudinal; se realizó una clasificación de los géneros colectados, para lo cual fueron consideradas cuatro categorías de acuerdo a los estudios de Silvestre *et al.* (2003); Andersen *et al.* (2003); Andersen (2000) y Brown (2000); citados por CASTRO *et al.* (2008): 1) cortadoras; 2) omnívoras; 3) depredadoras y 4) crípticas. Las especies colectados (Cuadros 14 y 15), de acuerdo a esta clasificación se ordenan de la siguiente manera: 1) cortadoras (especies polimórficas de colonias grandes que cultivan hongos a partir de la colecta de hojas frescas, como *Atta cephalotes*; 2) omnívoras (dominantes del suelo como *Solenopsis* sp. 1 y *Pheidole* sp. 1; camponotinas patrulleras generalistas, como *Camponotus* sp. 1 y arbóreas pequeñas de reclutamiento masivo como *Crematogaster* sp. 1); 3) depredadoras (grandes epigeas, como *Odontomachus bradleyi*, *Pseudomyrmex* sp. 1 y *Pseudomyrmex* sp. 2) y 4) crípticas (attinas crípticas, como *Cyphomyrmex* sp., que son cultivadoras de hongos sobre material en descomposición, las cuales no se identificaron).

V. CONCLUSIONES

De acuerdo a los objetivos planteados en el presente trabajo, podemos concluir lo siguiente:

5.1. En el periodo fenológico de cocona en el ecotipo CT2, se colectaron ocho subfamilias, 15 géneros y 20 especies de formícidos, representando el 100.00%, 45.45% y el 17.09% respectivamente para el Perú.

5.2. La riqueza de géneros y especies, y abundancia de individuos de formícidos para la fase vegetativa, reproductiva y de maduración en el Fundo Agrícola de la UNAS en Tulumayo es de (13 y 15), (14 y 19) y (14 y 18); y 3111, 2378 y 1941 respectivamente.

5.3. *Solenopsis* sp.1 y *Azteca* sp. 1 fueron las especies que se colectaron con mayor cantidad de especímenes en el periodo fenológico de cocona en el ecotipo CT2 con una abundancia de 5435 y 620 individuos respectivamente.

5.4. Las fases fenológicas de cocona en el ecotipo CT2 presentan las siguientes especies de formícidos asociados a la parte aérea: *Dolichoderus bidens* (Linnaeus, 1758), *Atta cephalotes* (Linnaeus, 1758), *Dolichoderus bispinosus* (Olivier, 1792), *Paraponera clavata* (Fabricius, 1775), *Ectatomma tuberculatum* (Olivier, 1792), *Odontomachus bradleyi* Brown, 1976, *Solenopsis* sp.1, *Azteca* sp. 1, *Pheidole* sp. 1, *Camponotus* sp. 1, *Crematogaster* sp.1, *Linepithema* sp. 1, *Cephalotes* sp. 1, *Linepithema* sp. 2, *Cephalotes* sp. 2,

Pachycondyla sp. 1, *Pachycondyla* sp. 2, *Pseudomyrmex* sp. 1, *Pseudomyrmex* sp. 2 y *Eciton* sp. 1.

5.5. La diversidad de especies de la familia Formicidae para la fase vegetativa, reproductiva y de maduración en el Fundo Agrícola de la UNAS en Tulumayo en cocona en el ecotipo CT2 es baja por efecto de la dominancia con valores de 0.73 nats./indiv.; 1.29 nats./indiv. y 1.47 nats./indiv. respectivamente.

5.6. La diversidad de especies entre la fase vegetativa y fase reproductiva, fase reproductiva y fase de maduración y, fase vegetativa y fase de maduración de la familia Formicidae en cocona en el ecotipo CT2 en el Fundo Agrícola de la UNAS en Tulumayo presentan valores de 0.70 nats./indiv.; 0.95 nats./indiv. y 0.65 nats./indiv. respectivamente indicando que este cultivo presenta diversos tipos de hábitats.

5.7. En cuanto a morfología y comportamiento de las hormigas se encontró especies exclusivas en las fases fenológicas del cultivo, en donde predominan las especies de la subfamilias Myrmicinae (cinco especies), Dolichoderinae (cuatro especies), Formicinae (una especie), Paraponerinae (una especie), Ponerinae (una especie) y Ectatomminae (una especie) tales como:

Las especies de la subfamilia Myrmicinae como *Solenopsis* sp. 1 (subcasta: soldado, su función es defender a la obrera mayor) y (subcasta: obrera mayor, se comporta como una plaga agrícola indirecta y plaga agrícola); *Pheidole* sp. 1 (subcasta: obrera mayor, su función es defender a la obrera menor) y

(subcasta: obrera menor, se comporta como una plaga agrícola indirecta y plaga agrícola); *Crematogaster* sp. 1 (casta: obrera, se comporta como una plaga agrícola indirecta); *Atta cephalotes* (subcasta: soldado, su función es defender a la obrera cortadora–cargadora) y (subcasta: obrera cortadora–cargadora, se comporta como un explorador en las hojas, más no corta ni carga hojas al nido) y *Cephalotes* sp. 1 (casta: obrera, se comporta como una plaga agrícola indirecta). Asimismo, *Solenopsis* sp. 1 (subcasta: obrera mayor) y *Crematogaster* sp. 1 se comportan como controladores biológicos.

Por otro lado, las especies de la subfamilia Dolichoderinae como *Azteca* sp. 1 (casta: obrera mayor) se comporta como un controlador biológico, *Dolichoderus bidens* (casta: obrera) y *Dolichoderus bispinosus* (casta: obrera), se comportan como plagas agrícolas indirectas y como controladores biológicos y *Linepithema* sp. 1 (casta: obrera) tiene como función la búsqueda de alimentos “insectos muertos”. Además, se reportan la presencia de otras subfamilias con sus respectivas especies como: Formicinae con *Camponotus* sp. 1 (casta: obrera), Paraponerinae con *Paraponera clavata* (casta: obrera), Ponerinae con *Pachycondyla* sp. 1 (casta: obrera) y Ectatomminae con *Ectatomma tuberculatum* (casta: obrera) quienes se comportan como plagas agrícolas indirectas y controladores biológicos respectivamente.

5.8. Se determinaron la presencia de cinco nuevas especies para el Perú, que son *Dolichoderus bispinosus*, *Ectatomma tuberculatum*, *Odontomachus bradleyi*, *Pachycondyla* sp. 1 y *Pachycondyla* sp. 2 con una abundancia de individuos de 89, 15, 6, 15 y 15 respectivamente en el periodo fenológico.

VI. RECOMENDACIONES

Con fines de complementar el presente trabajo, se recomienda lo siguiente:

- 6.1. Continuar con la identificación de especies de formícidos asociados a los diversos ecotipos del cultivo de cocona, identificando quienes son los controladores biológicos, y quienes son las plagas agrícolas con la finalidad de incluirlas en el plan de manejo integrado de este cultivo.
- 6.2. Continuar con el monitoreo de formícidos asociados a los diversos ecotipos del cultivo de cocona, con la finalidad de determinar su incidencia, daños y beneficios realizados en este cultivo.
- 6.3. Continuar con el monitoreo de los formícidos, haciendo uso de varios tipos de muestreo, como son las trampas de Pitfall y Winkler, colecta manual, fumigación y otros más para determinar la diversidad de hormigas.
- 6.4. Considerar a las hormigas como bioindicadores de agroecosistemas.

VII. RESUMEN

El presente trabajo de investigación se realizó en el fundo de la UNAS en el CIPTALD, comprendiendo viveros instalados en un bosque secundario de deforestación antigua y parcelas en un bosque secundario de deforestación reciente respectivamente, durante el 01 de mayo hasta el 04 de diciembre del 2011, con la finalidad de evaluar la diversidad biológica y aspectos etológicos de formícidos asociados al cultivo de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2 en Tulumayo, determinar la riqueza y abundancia de géneros y especies de formícidos, reportar aspectos sobre la morfología de los formícidos identificados, comparar la diversidad de géneros y especies en cada periodo fenológico y determinar la densidad poblacional e indicar la especie predominante.

El sistema de muestreo empleado fue colecta manual con orientación en los 4 puntos cardinales para viveros y parcelas, se evaluó la parte área de las plantas (hojas), utilizando pinceles y pinzas entomológicas para coleccionar a los formícidos presentes en viveros y parcelas centrales (netos), los cuales fueron sumergidos en envases de plástico, conteniendo solución de alcohol al 70% para posteriormente ser trasladados a diferentes laboratorios para su conteo y determinación taxonómica, utilizando claves especializadas y ayuda de taxónomos nacionales e internacionales. No se usó ningún diseño estadístico, debido a la desuniformidad de las fases del cultivo, solo se emplearon porcentajes e índices de diversidad expresados en unidades de logaritmo natural por individuo (nats/individ.) empleándose para ello dos viveros (Vivero N° 1 y Vivero N° 2) y dos parcelas (Parcela N° 1 y Parcela N° 2).

Se colectaron en el periodo fenológico del cultivo 7430 individuos agrupados en ocho subfamilias, 12 tribus, 15 géneros y 20 especies y se reportan a las siguientes especies de formícidos asociados a la parte aérea (hojas): *Dolichoderus bidens* (Linnaeus, 1758), *Atta cephalotes* (Linnaeus, 1758), *Dolichoderus bispinosus* (Olivier, 1792), *Paraponera clavata* (Fabricius, 1775), *Ectatomma tuberculatum* (Olivier, 1792), *Odontomachus bradleyi* Brown, 1976, *Solenopsis* sp.1, *Azteca* sp. 1, *Pheidole* sp. 1, *Camponotus* sp. 1, *Crematogaster* sp.1, *Linepithema* sp. 1, *Cephalotes* sp. 1, *Linepithema* sp. 2, *Cephalotes* sp. 2, *Pachycondyla* sp. 1, *Pachycondyla* sp. 2, *Pseudomyrmex* sp. 1, *Pseudomyrmex* sp. 2 y *Eciton* sp. 1.

En cuanto a la morfología y comportamiento se encontró especies exclusivas de formícidos en las tres fases fenológicas del cultivo tales como: Las especies de la subfamilia Myrmicinae como *Solenopsis* sp. 1 (subcasta: soldado, su función es defender a la obrera mayor) y (subcasta: obrera mayor, se comporta como una plaga agrícola indirecta y plaga agrícola); *Pheidole* sp. 1 (subcasta: obrera mayor, su función es defender a la obrera menor) y (subcasta: obrera menor, se comporta como una plaga agrícola indirecta y plaga agrícola); *Crematogaster* sp. 1 (casta: obrera, se comporta como una plaga agrícola indirecta); *Atta cephalotes* (subcasta: soldado, su función es defender a la obrera cortadora–cargadora) y (subcasta: obrera cortadora–cargadora, se comporta como un explorador en las hojas, más no corta ni carga hojas al nido) y *Cephalotes* sp. 1 (casta: obrera, se comporta como una plaga agrícola indirecta). Asimismo, *Solenopsis* sp. 1 (subcasta: obrera mayor) y *Crematogaster* sp. 1 se comportan como controladores biológicos.

Por otro lado, las especies de la subfamilia Dolichoderinae como *Azteca* sp. 1 (casta: obrera mayor) se comporta como un controlador biológico, *Dolichoderus bidens* (casta: obrera) y *Dolichoderus bispinosus* (casta: obrera), se comportan como plagas agrícolas indirectas y como controladores biológicos y *Linepithema* sp. 1 (casta: obrera) tiene como función la búsqueda de alimentos “insectos muertos”.

Además, se reportan la presencia de otras subfamilias con sus respectivas especies como: Formicinae con *Camponotus* sp. 1 (casta: obrera), Paraponerinae con *Paraponera clavata* (casta: obrera), Ponerinae con *Pachycondyla* sp. 1 (casta: obrera) y Ectatomminae con *Ectatomma tuberculatum* (casta: obrera) quienes se comportan como plagas agrícolas indirectas y controladores biológicos respectivamente.

La diversidad de especies entre las fases vegetativa y reproductiva, reproductiva y de maduración y vegetativa y de maduración de los formícidos presentan valores de 0.70 nats./indiv.; 0.95 nats./indiv. y 0.65 nats./indiv. respectivamente indicando que el cultivo presenta diversos tipos de hábitats.

Se determinaron la presencia de cinco nuevas especies para el Perú, que son *Dolichoderus bispinosus* (Olivier, 1792), *Ectatomma tuberculatum* (Olivier, 1792), *Odontomachus bradleyi* Brown, 1976, *Pachycondyla* sp. 1 y *Pachycondyla* sp. 2 con una abundancia de individuos de 89, 15, 6, 15 y 15 respectivamente en el periodo fenológico del cultivo.

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. ACADEMIA DE CIENCIAS DE CALIFORNIA. 2002a. Muestra: CASENT0217392 – *Dolichoderus bidens*. [En línea]. Estados Unidos. (<http://www.antweb.org/specimen.do?name=casent0217392>., documentos, 15 Oct. 2013).
2. ACADEMIA DE CIENCIAS DE CALIFORNIA. 2002b. Muestra: LACMENT144.240 – *Atta cephalotes*. [En línea]. Estados Unidos. (<http://www.antweb.org/specimen.do?name=lacm%20ent%20144240>., documentos, 10 Dic. 2013).
3. ALVARADO, N. 2009. Crisomélidos asociados al cultivo de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en Tingo María. Práctica Pre Profesional. Facultad de Agronomía. Universidad Nacional Agraria de la Selva. Tingo María, Perú. Pp. 26 – 30.
4. ADRIAZOLA, J. 1991. Frutales nativos. Universidad Nacional Agraria de la Selva. Facultad de Agronomía, convenio UNAS – PEAH. Tingo María, Perú. 43 pp.
5. AGOSTI, D. y JOHNSON, N. 2003. La nueva taxonomía de hormigas. En: Introducción a las hormigas de la región Neotropical. Ed. Por F. Fernández. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. Bogotá, Colombia. Pp. 45 – 48.

6. ALONSO, M. y OTERO, L. 1995. La biodiversidad Neotropical y la amenaza de las extinciones. Meritec, S.A. Mérida, Venezuela. 160 pp.
7. ANTBASE. 2007. How many ants (Formicidae) are there?. [En línea]. Estados Unidos. (<http://www.antbase.org>., documentos, 2 Dic. 2013).
8. ARCILA, A. y LOZANO–ZAMBRANO, F. 2003. Hormigas como herramienta para la bioindicación y el monitoreo. En: Introducción a las hormigas de la región Neotropical. Ed. por F. Fernández. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. Bogotá, Colombia. Pp. 159 – 166.
9. ARIAS–PENNA, T. 2008a. Subfamilia Ectatomminae. En: Sistemática, biogeografía y conservación de las hormigas cazadoras de Colombia. Ed. por E. Jiménez, F. Fernández, T. Arias y F. Lozano – Zambrano. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. Bogotá, D. C., Colombia. Pp. 53 – 58, 65.
10. ARIAS–PENNA, T. 2008b. Subfamilia Paraponerinae. En: Sistemática, biogeografía y conservación de las hormigas cazadoras de Colombia. Ed. por E. Jiménez, F. Fernández, T. Arias y F. Lozano – Zambrano. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos

Alexander Von Humboldt. Bogotá, D. C., Colombia. Pp. 119 – 120.

11. ASOCIACIÓN IBÉRICA DE MIRMECOLOGÍA (AIM). 2007. Anatomía de la familia Formicidae. [En línea]. España. (<http://www.hormigas.org/xPaginas/Anatomia.htm>., documentos, 15 Oct. 2013).
12. BALCÁZAR, L. 2005. Informe final del sub proyecto mejoramiento genético de los cultivos de papayo y cocona en Tingo María. Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana. Programa biodiversidad. Tingo María, Perú. S/P.
13. BALCÁZAR, L.; CARBAJAL, C.; ANTEPARRA, M. y CABEZAS, O. 2011. El cultivo de cocona. Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana. Ministerio de Educación. Consejo Nacional de Ciencia, Tecnología e Innovación Tecnológica. Lima, Perú. Pp. 2, 19 – 26, 44, 91.
14. BARRIGA, R. 1994. Plantas útiles de la amazonia peruana, características, usos y posibilidades. Ministerio de Educación. Consejo Nacional de Ciencia, Tecnología e Innovación Tecnológica. Lima, Perú. Pp. 98 – 100.

15. BOLTON, B. 1994. Identification guide to the ant genera of the world. Harvard University Press. Cambridge (Massachusetts), Estados Unidos. 222 pp.
16. BOLTON, B.; PALACIO, E. y FERNÁNDEZ, F. 2003. Morfología y glosario. En: Introducción a las hormigas de la región Neotropical. Ed. por F. Fernández. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. Bogotá, Colombia. Pp. 221 – 231.
17. BOULTON, A. y WARD, P. 2002. Ants. En: Case TJ, Cody ML, Ezcurra E, editores. A new island biogeography of the Sea of Cortés. Oxford University. Oxford, Inglaterra. Pp. 112 – 128.
18. BRACK, A. 1986. Ecología agrícola de un país complejo. En: Las zonas de vida. Gran geografía del Perú. Naturaleza y hombre. Vol. 2. Manfer – Juan Mejía Baca. Barcelona, España. Pp. 131.
19. CARBAJAL, C. 1997. Caracterización botánico – agronómica ex – situ de ocho ecotipos de cocona (*Solanum sessiliflorum topiro* HBK) en Tingo María. En: Tropicultura Vol. 9. Ed. por la Universidad Nacional Agraria de la Selva. Tingo María, Perú. Pp. 49 – 60.
20. CARBAJAL, C. y BALCÁZAR, L. 2000. Cultivo de cocona. Ed. por el Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana. Programa biodiversidad. Tingo María, Perú. 54 pp.

21. CASTAÑEDA, D. 2010. Riqueza y abundancia de formícidos asociados al cultivo de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en 3 ecotipos (CSRN9, CBP1 y CT2) en Tingo María. Informe de Práctica Pre Profesional. Facultad de Agronomía. Universidad Nacional Agraria de la Selva. Tingo María, Perú. Pp. 21– 26, 77 – 80.
22. CASTRO, S.; VERGARA, C. y ARELLANO, C. 2008. Distribución de la riqueza, composición taxonómica y grupos funcionales de hormigas del suelo a lo largo de un gradiente altitudinal en el refugio de vida silvestre Laquipampa, Lambayeque – Perú. Ed. por la Universidad Nacional Agraria la Molina. Departamento Académico de Biología. Lima, Perú. Pp. 89 – 103.
23. CUEZZO, F. 2003. Subfamilia Dolichoderinae. En: Introducción a las hormigas de la región Neotropical. Ed. por F. Fernández. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. Bogotá, Colombia. Pp. 291, 293 – 295, 298.
24. CUPUL-MAGAÑA, F. 2005. Algunos géneros de hormigas (Hymenoptera: Formicidae) observados en tres islas de la boca del Golfo de California, México. California, México. Entomotropica, Vol. 20 (1): 67– 69.
25. DEJEAN, A.; CORBARA, B.; FERNÁNDEZ, F. y DELABIE, J. 2003. Mosaicos de hormigas arbóreas en bosques y plantaciones

tropicales. En: Introducción a las hormigas de la región Neotropical. Ed. por F. Fernández. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. Bogotá, Colombia. Pp. 149 – 158.

26. DELABIE, J. y FERNÁNDEZ, F. 2003. Relaciones entre hormigas y “Homópteros” (Hemiptera: Sternorrhyncha y Auchenorrhyncha). En: Introducción a las hormigas de la región Neotropical. Ed. por F. Fernández. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. Bogotá, Colombia. Pp. 181, 183, 185 – 187.
27. DELABIE, J.; OSPINA, M. y ZABALA, G. 2003. Relaciones entre hormigas y plantas: una introducción. En: Introducción a las hormigas de la región Neotropical. Ed. por F. Fernández. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. Bogotá, Colombia. Pp. 167 – 180.
28. ETTER, A. 1996. Introducción a la Ecología del Paisaje. Instituto Geográfico Agustín Codazzi. Bogotá, Colombia. 88 pp.
29. FERNÁNDEZ, F. 2003a. Breve introducción a la biología social de las hormigas. En: Introducción a las hormigas de la región Neotropical. Ed. por F. Fernández. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. Bogotá, Colombia. Pp. 89.

30. FERNÁNDEZ, F. 2003b. Subfamilia Formicinae. En: Introducción a las hormigas de la región Neotropical. Ed. por F. Fernández. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. Bogotá, Colombia. Pp. 301– 302.
31. FERNÁNDEZ, F. 2003c. Subfamilia Myrmicinae. En: Introducción a las hormigas de la región Neotropical. Ed. por F. Fernández. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. Bogotá, Colombia. Pp. 307 – 308, 310 – 311, 316, 321 – 322, 324 – 325.
32. FERNÁNDEZ, F. 2008. Subfamilia Ponerinae. En: Sistemática, biogeografía y conservación de las hormigas cazadoras de Colombia. Ed. por E. Jiménez, F. Fernández, T. Arias y F. Lozano – Zambrano. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. Bogotá, D. C., Colombia. Pp. 148 – 152, 158 – 159, 170 – 184.
33. FERNÁNDEZ, F. y ARIAS–PENNA, T. 2008. Las hormigas cazadoras en la región Neotropical. En: Sistemática, biogeografía y conservación de las hormigas cazadoras de Colombia. Ed. por E. Jiménez, F. Fernández, T. Arias y F. Lozano – Zambrano. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. Bogotá, D. C., Colombia. Pp. 3, 5, 8 – 23.

34. FERNÁNDEZ, F. y OSPINA, M. 2003. Sinopsis de las hormigas de la región Neotropical. En: Introducción a las hormigas de la región Neotropical. Ed. por F. Fernández. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. Bogotá, Colombia. Pp. 49 – 64.
35. FLORES, P. 1997. Cultivo de frutales nativos amazónicos – Manual para el extensionista. Tratado de cooperación amazónica. Secretaría Pro Tempore. Lima, Perú. 307 pp.
36. FRANCO, J.; DE LA CRUZ, G. y CRUZ, A. 1989. Manual de Ecología. 2da Edición. Editorial Trillas, S. A. México. 248 pp.
37. GARCÍA, R.; ZABALA, G. y BOTERO, J. 2008. Hormigas cazadoras (Formicidae: grupos Poneroides y Ectatomminoides) en paisajes cafeteros de Colombia. En: Sistemática, biogeografía y conservación de las hormigas cazadoras de Colombia. Ed. por E. Jiménez, F. Fernández, T. Arias y F. Lozano – Zambrano. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. Bogotá, D. C., Colombia. Pp. 462 – 472.
38. GOLICHER, J. 2006. Como cuantificar la diversidad de especies. [En línea]. Reino Unido de Gran Bretaña e Irlanda del Norte. (<http://duncanjg.files.wordpress.com/2008/02/clasediversidad1.pdf> ., documentos, 26 Jul. 2013).

39. GOULET, H. y HUBER, J. 1993. Hymenoptera of the world: an identification guide to families. Centre for Land and Biological Resources Research Ottawa, Ontario. Ottawa, Canada. Pp. 217, 223 – 224.
40. HALFFTER, G.; MORENO, C. y PINEDA, E. 2001. Manual para evaluación de la biodiversidad en reservas de la biosfera. M&T– Manuales y Tesis SEA, Vol. 2. CYTED, ORCYT – UNESCO & SEA. Zaragoza, España. 80 pp.
41. JAFFÉ, K.; PÉREZ, E. y LATTKE, J. 1993. El mundo de las hormigas. Ed. Por la Universidad Simón Bolívar. Departamento de biología de organismos. Valle de Sartenejas – Caracas, Venezuela. 190 pp.
42. KAPPELLE, M. 2009. Biodiversidad. En: Fundación Global Democracia y Desarrollo (FUNGLODE). [En línea]. República Dominicana. (http://www.dominicanaonline.org/DiccionarioMedioAmbiente/es/cpo_biodiversidad_bis.asp.pdf., documentos, 24 Oct. 2013).
43. KASPARI, M. 2003. Introducción a la ecología de las hormigas. En: Introducción a las hormigas de la región Neotropical. Ed. por F. Fernández. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. Bogotá, Colombia. Pp. 97 – 112.

44. LATTKE, J. 2003a. Biogeografía de las hormigas neotropicales. En: Introducción a las hormigas de la región Neotropical. Ed. por F. Fernández. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. Bogotá, Colombia. Pp. 65 – 88.
45. LATTKE, J. 2003b. Subfamilia Ponerinae. En: Introducción a las hormigas de la región Neotropical. Ed. por F. Fernández. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. Bogotá, Colombia. Pp. 265 – 267, 270 – 271.
46. LEÓN, J. 2000. Botánica de los cultivos tropicales. 3era Edición. Editorial Agroamérica. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. San José, Costa Rica. Pp. 350 – 364.
47. LUQUE, G.; REYES, J. y FERNÁNDEZ, J. 2002. Estudio faunístico de las hormigas (Hymenoptera: Formicidae) de la cuenca del río Guadamar: primeras aportaciones. Ed. por la Universidad de Córdoba. Área de ecología. Facultad de Ciencias. Córdoba, España. Pp. 153 – 159.
48. MACKAY, W. y MACKAY, E. 1986. Las hormigas de Colombia: Arrieras del género *Atta* (Hymenóptera: Formicidae). Revista Colombiana de Entomología. Cali, Colombia. Vol. 12 N° 1. Pp. 23 – 30.
49. MACKAY, W. y MACKAY, E. 2002. Claves para México y América Central (Hymenoptera: Formicidae). Ed. por la Universidad de

Texas. Departamento de Ciencias Biológicas. Laboratorio de biología ambiental. Texas, México. Pp. 6 – 28, 34.

50. MADRID, R. 2003. Hormigas reinas y hormigueros. [En línea]. España. (<http://www.lamarabunta.org/viewtopic.php?t=147>., documentos, 13 Oct. 2013).
51. MAES, J. y MACKAY, W. 1993. Catálogo de las hormigas (Hymenoptera: Formicidae) de Nicaragua. Revista Nicaragüense de Entomología. León, Nicaragua. Vol. 23 N° 1. Pp. 4, 6, 8 – 9, 11 – 17, 19 – 22, 28, 31, 36, 38.
52. MAGURRAN, A. 1989. Diversidad ecológica y su medición. Ediciones Vedral. Barcelona, España. 200 pp.
53. MORENO, C. 2001. Métodos para medir la biodiversidad. M&T – Manuales y Tesis SEA, Vol. 1. CYTED, ORCYT – UNESCO & SEA. Zaragoza, España. 84 pp.
54. PALACIO, E. 2003. Subfamilia Ecitoninae. En: Introducción a las hormigas de la región Neotropical. Ed. por F. Fernández. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. Bogotá, Colombia. Pp. 281 – 283.
55. PALACIO, E. y FERNÁNDEZ, F. 2003. Clave para las subfamilias y géneros. En: Introducción a las hormigas de la región Neotropical.

- Ed. por F. Fernández. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. Bogotá, Colombia. Pp. 239 – 260.
56. PROYECTO DE GAS DE CAMISEA (PBM) – UPSTREAM PLUSPETROL PERÚ CO. 2004. Programa de monitoreo de biodiversidad zona de selva. Tomo II. Lima, Perú. Pp. 41, 44 – 47.
57. RODRÍGUEZ, W. 2000. Estudio cuantitativo de la diversidad forestal del BRUNAS. Tesis Ing. en Recursos Naturales Renovables. Universidad Nacional Agraria de la Selva. Tingo María, Perú. 70 pp.
58. SARMIENTO, C. 2003. Metodología de captura y estudios de las hormigas. En: Introducción a las hormigas de la región Neotropical. Ed. por F. Fernández. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. Bogotá, Colombia. Pp. 201 – 210.
59. SERNA, F. y VERGARA-NAVARRO, E. 2008. Historia natural de las hormigas cazadoras del departamento de Antioquia (Colombia). En: Sistemática, biogeografía y conservación de las hormigas cazadoras de Colombia. Ed. por E. Jiménez, F. Fernández, T. Arias y F. Lozano – Zambrano. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. Bogotá, D. C., Colombia. Pp. 581.

60. SILVESTRE, R.; BRANDÃO, C. y DA SILVA, R. 2003. Grupos funcionales de hormigas: El caso de los gremios de cerrado. En: Introducción a las hormigas de la región Neotropical. Ed. por F. Fernández. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. Bogotá, Colombia. Pp. 113 – 148.
61. VALENZUELA-GONZÁLES, J.; QUIROZ-ROBLEDO, L. y MARTÍNEZ-TLAPA, D. 2003. Hormigas (Insecta: Hymenoptera: Formicidae). Veracruz, México. SEMARNAT 2003-C01-0194. Pp. 107 – 121.
62. VILLACHICA, L. 1996. Frutales y hortalizas promisorias de la amazonia. Tratado de cooperación Amazónica. Secretaría Pro Tempore. 1ra Edición. Lima, Perú. Pp. 97 – 102.
63. WARD, P. 2003. Subfamilia Pseudomyrmecinae. En: Introducción a las hormigas de la región Neotropical. Ed. por F. Fernández. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. Bogotá, Colombia. Pp. 331 – 332.
64. WILSON, E. 2003. La hiperdiversidad como fenómeno real: el caso de *Pheidole*. En: Introducción a las hormigas de la región Neotropical. Ed. por F. Fernández. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. Bogotá, Colombia. Pp. 363 – 370.

IX. ANEXO

Anexo A. Imágenes del trabajo en la fase de precampo:



Figura 45. Ing. Lida Bridmida Granados Figueredo, encargada de la coordinación para la ejecución del presente trabajo de investigación.



Figura 46. Ing. M. Sc. Jorge Tanaka Nakamacho, supervisando que se realice la taxonomía de formícidos del presente trabajo de investigación.

Anexo B. Imágenes del trabajo en la fase de campo:



Figura 47. Realizando la captura de los formícidos en el Vivero N° 1 de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2.



Figura 48. Realizando la captura de los formícidos en el Vivero N° 2 de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2.

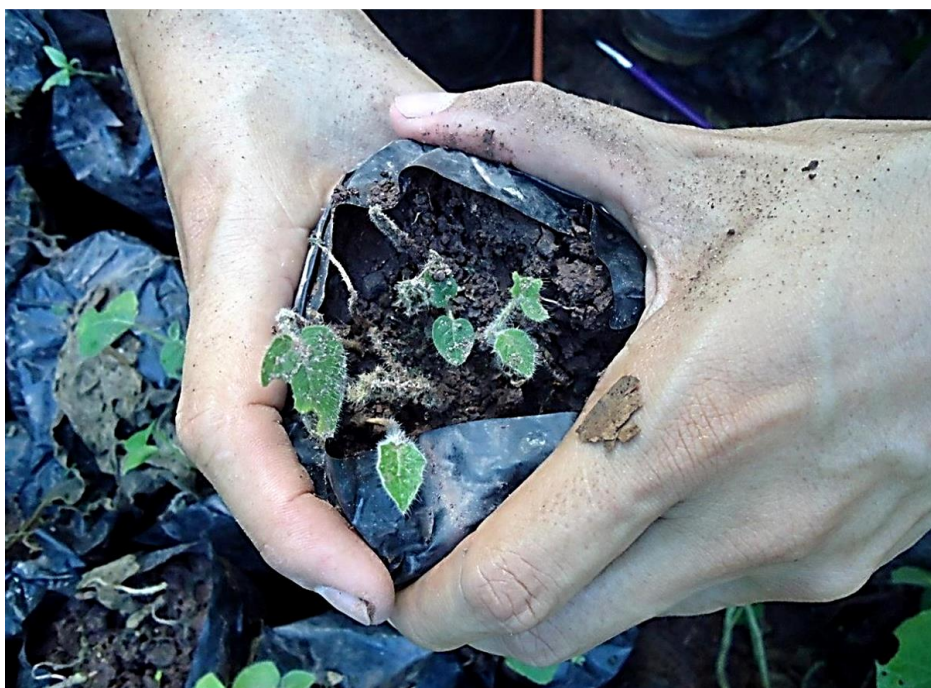


Figura 49. Plantas de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) del ecotipo CT2 evaluadas en la primera evaluación de la fase vegetativa (1° Etapa).



Figura 50. Plantas de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) del ecotipo CT2 evaluadas en la segunda evaluación de la fase vegetativa (1° Etapa).



Figura 51. Plantas de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) del ecotipo CT2 evaluadas en la tercera evaluación de la fase vegetativa (2° Etapa).



Figura 52. Plantas de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) del ecotipo CT2 evaluadas en la cuarta evaluación de la fase vegetativa (2° Etapa).



Figura 53. Plantas de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) del ecotipo CT2 evaluadas en la quinta evaluación de la fase vegetativa (3° Etapa).



Figura 54. Plantas de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) del ecotipo CT2 evaluadas en la sexta evaluación de la fase vegetativa (3° Etapa).



Figura 55. Parcela N° 1 de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) del ecotipo CT2: (a) Colectando en la unidad muestral dos en la 8E, (b) Fase vegetativa (4° Etapa) y (c) Observando la etología de formícidos.



Figura 56. Parcela N° 2 de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) del ecotipo CT2: (a) Fase reproductiva (5° Etapa) y (b) Colectando formícido en la unidad muestral diez en la 10E.



Figura 57. Parcela N° 2 de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) del ecotipo CT2: (a) Colectando formícidos en la unidad muestral ocho en la 13E y (b) Fase de maduración (6° Etapa).



Figura 58. *Solenopsis* sp. 1; que se colectó en la fase vegetativa (1° Etapa), (2° Etapa) y (3° Etapa) de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2: (a) y (b).

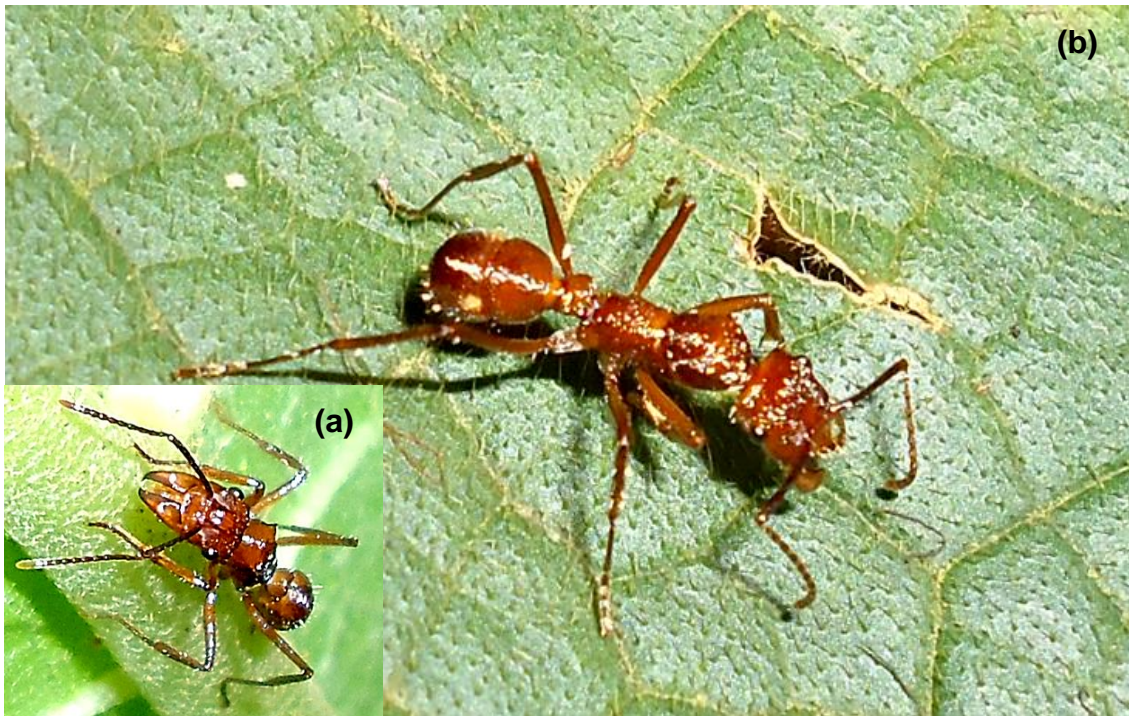


Figura 59. *Ectatomma tuberculatum* (Olivier, 1792) que se colectó en la fase vegetativa (4° Etapa) de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2: (a) y (b).



Figura 60. *Atta cephalotes* (Linnaeus, 1958) que se colectó en la fase reproductiva (5° Etapa) de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2.



Figura 61. *Linepithema* sp. 1; que se colectó en la fase reproductiva (5° Etapa) de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2.



Figura 62. *Odontomachus bradleyi* Brown, 1976; que se colectó en la fase de maduración (6° Etapa) de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2.

Anexo C. Imágenes del trabajo en la fase de laboratorio:



Figura 63. Caja entomológica conteniendo el material de la familia Formicidae colectados en la fase vegetativa (1º Etapa, 2º Etapa y 3º Etapa) en cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2.



Figura 64. Caja entomológica conteniendo el material de la familia Formicidae colectados en la fase vegetativa (4º Etapa) en cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2.



Figura 65. Caja entomológica conteniendo el material de la familia Formicidae colectados en la fase reproductiva (5° Etapa) en cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2.



Figura 66. Caja entomológica conteniendo el material de la familia Formicidae colectados en la fase de maduración (6° Etapa) en cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2.



Figura 67. Claves taxonómicas de los géneros y especies de hormigas de Sudamérica y Centroamérica utilizados para la identificación en el Laboratorio de Entomología del SENASA.



Figura 68. Realizando la toma de fotografía de los géneros y especies de formícidos en el Laboratorio de Entomología del SENASA.



Figura 69. Guardando el total de viales pre-limpiados conteniendo los formícidos identificados a nivel de género y especie; en el Museo del Laboratorio de Entomología del SENASA.



Figura 70. Guardando la ficha de las identificaciones de todos los formícidos que se encuentran en los viales pre-limpiados, en el Banco de Información del Laboratorio de Entomología del SENASA.

Anexo D. Cuadros, flujograma y diseño de las parcelas con datos originales del trabajo en la fase de gabinete:

Cuadro 18. Diversidad de especies de formícidos según índices de Shannon – Wiener (H'), Simpson (D) y equidad de Pielou (E) para el Vivero N° 1, Vivero N° 2 y la Parcela N° 1 de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) perteneciente al ecotipo CT2 en la fase vegetativa.

Especie	1E	2E	3E	4E	5E	6E	7E	8E	9E	10E	11E	12E	13E	14E	15E	ni	Índice de Shannon - Wiener			Índice de Simpson	Equidad
	Fase vegetativa																pi (ni/N)	lnpi	pilnpi	D	E
	1° Etapa			2° Etapa			3° Etapa			4° Etapa											
<i>Solenopsis</i> sp.1	17	23	34	42	48	54	89	183	111	226	31	0	689	419	676	2642	0.849245	-0.163408	-0.138773	0.721216	0.051245
<i>Azteca</i> sp. 1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	94	54	0	0	0	148	0.047573	-3.045487	-0.144883	0.002263	0.053501
<i>Pheidole</i> sp. 1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	15	24	41	0	0	0	80	0.025715	-3.660673	-0.094134	0.000661	0.034761
<i>Camponotus</i> sp. 1	0	0	0	0	0	0	0	4	6	10	22	5	0	10	6	63	0.020251	-3.899565	-0.078970	0.000410	0.029161
<i>Dolichoderus</i> <i>blivens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7	5	10	18	14	54	0.017358	-4.053715	-0.070364	0.000301	0.025983
<i>Dolichoderus</i> <i>bispinosus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	12	12	5	0	0	29	0.009322	-4.675404	-0.043584	8.69E-05	0.016094
<i>Crematogaster</i> sp. 1	0	7	7	5	4	3	2	0	0	0	0	0	0	0	0	28	0.009000	-4.710495	-0.042394	8.10E-05	0.015655
<i>Atta</i> <i>cephalotes</i>	0	0	0	0	0	0	0	7	0	6	7	7	0	0	0	27	0.008679	-4.746863	-0.041198	7.53E-05	0.015213
<i>Linepithema</i> sp. 2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7	0	0	0	7	0	14	0.004500	-5.403642	-0.024316	2.03E-05	0.008979
<i>Paraponera</i> <i>clavata</i>	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	1	1	0	1	1	6	0.001929	-6.250940	-0.012058	3.72E-06	0.004453
<i>Ectatomma</i> <i>tuberculatum</i>	0	0	1	1	1	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	5	0.001607	-6.433261	-0.010338	2.58E-06	0.003818
<i>Eciton</i> sp. 1	0	0	0	0	0	0	0	0	5	0	0	0	0	0	0	5	0.001607	-6.433261	-0.010338	2.58E-06	0.003818
<i>Linepithema</i> sp. 1	0	0	0	0	0	0	0	0	4	0	0	0	0	0	0	4	0.001286	-6.656405	-0.008560	1.65E-06	0.003161
<i>Pachycondyla</i> sp. 1	0	0	0	0	0	0	1	1	0	1	0	0	0	0	0	3	0.000964	-6.944087	-0.006694	9.30E-07	0.002472
<i>Cephalotes</i> sp. 1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	3	0.000964	-6.944087	-0.006694	9.30E-07	0.002472
Total general	17	30	42	48	53	58	92	196	126	266	198	126	707	455	697	3111			- 0.733298	0.725147	0.270785
S= 15																N= 3111	$\Sigma = - 0.733298$ $H = 0.733298$				

Cuadro 19. Diversidad de especies de formícidos según índices de Shannon – Wiener (H'), Simpson (D) y equidad de Pielou (E) para la Parcela N° 2 de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) perteneciente al ecotipo CT2 en la fase reproductiva.

Especie	1E	2E	3E	4E	5E	6E	7E	8E	9E	10E	11E	12E	13E	14E	15E	ni	índice de Shannon - Wiener			Índice de Simpson	Equidad
	Fase reproductiva																pi (ni/N)	lnpi	pi*lnpi		
	5° Etapa																				
<i>Solenopsis</i> sp. 1	350	280	45	143	77	254	10	26	154	20	0	0	0	73	137	1569	0.659798	-0.415821	-0.274358	0.435333	0.093178
<i>Azteca</i> sp. 1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	87	50	62	45	56	10	310	0.130362	-2.037443	-0.265605	0.016994	0.090206
<i>Pheidole</i> sp. 1	0	0	0	0	0	0	0	0	12	22	39	48	54	7	18	200	0.084104	-2.475698	-0.208216	0.084104	0.070715
<i>Atta cephalotes</i>	9	7	5	15	0	12	7	10	0	5	0	0	8	7	7	92	0.038688	-3.252227	-0.125822	0.001497	0.042732
<i>Dolichoderus bidens</i>	0	0	4	3	5	0	0	4	5	7	4	5	7	3	5	52	0.021867	-3.822771	-0.083593	0.000478	0.028390
<i>Camponotus</i> sp. 1	0	0	5	3	0	0	5	3	7	5	5	4	4	0	0	41	0.017241	-4.060443	-0.070006	0.000297	0.023776
<i>Dolichoderus bispinosus</i>	0	3	0	0	0	4	3	0	0	0	4	3	5	4	4	30	0.012616	-4.372818	-0.055167	0.000159	0.018736
<i>Linepithema</i> sp.1	4	0	0	0	5	3	0	0	0	0	0	0	2	0	0	14	0.005887	-5.134958	-0.030229	3.47E-05	0.010266
<i>Cephalotes</i> sp.1	0	0	0	0	3	2	0	2	3	0	2	0	0	0	0	12	0.005046	-5.289108	-0.026689	2.55E-05	0.009064
<i>Pseudomyrmex</i> sp. 2	0	0	0	0	0	0	2	2	3	2	0	0	0	0	0	9	0.003785	-5.576790	-0.021108	1.43E-05	0.007169
<i>Pachycondyla</i> sp. 1	1	0	1	0	1	0	0	1	1	0	0	1	0	0	1	7	0.002944	-5.828105	-0.017158	8.67E-06	0.005827
<i>Pachycondyla</i> sp. 2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	4	0	0	0	7	0.002944	-5.828105	-0.017158	8.67E-06	0.005827
<i>Linepithema</i> sp. 2	3	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6	0.002523	-5.982256	-0.015093	6.37E-06	0.005126
<i>Cephalotes</i> sp. 2	0	0	2	2	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	6	0.002523	-5.982256	-0.015093	6.37E-06	0.005126
<i>Ectatomma tuberculatum</i>	0	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	1	5	0.002103	-6.164577	-0.012964	4.42E-06	0.004403
<i>Crematogaster</i> sp. 1	0	0	2	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	0.002103	-6.164577	-0.012964	4.42E-06	0.004403
<i>Paraponera clavata</i>	0	0	0	1	1	0	1	0	1	1	0	0	0	0	0	5	0.002103	-6.164577	-0.012964	4.42E-06	0.004403
<i>Odontomachus bradleyi</i>	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	4	0.001682	-6.387721	-0.010744	2.83E-06	0.003649
<i>Pseudomyrmex</i> sp. 1	0	0	0	0	0	2	2	0	0	0	0	0	0	0	0	4	0.001682	-6.387721	-0.010744	2.83E-06	0.003649
Total general	368	294	65	171	92	277	33	49	186	149	108	127	125	151	183	2378			-1.285675	0.538985	0.436645
S= 19																N= 2378	$\Sigma = -1.285675$ $H = 1.285675$				

Cuadro 20. Diversidad de especies de formícidos según índices de Shannon – Wiener (H'), Simpson (D) y equidad de Pielou (E) para la Parcela N° 2 de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) perteneciente al ecotipo CT2 en la fase de maduración.

Especie	1E	2E	3E	4E	5E	6E	7E	8E	9E	10E	11E	12E	13E	14E	15E	ni	índice de Shannon - Wiener			índice de Simpson	Equidad
	Fase de maduración																pi (ni/N)	lnpi	pi*lnpi	D	E
	6° Etapa																				
<i>Solenopsis</i> sp. 1	46	15	81	114	200	185	267	95	90	50	28	0	53	0	0	1224	0.630603	-0.461079	-0.290758	0.397660	0.100595
<i>Azteca</i> sp. 1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	50	38	27	47	0	162	0.083462	-2.483362	-0.207266	0.006966	0.071709
<i>Pheidole</i> sp. 1	0	31	18	0	0	0	23	29	0	0	35	12	0	0	0	148	0.076249	-2.573746	-0.196245	0.005814	0.067896
<i>Crematogaster</i> sp. 1	0	42	20	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	44	0	106	0.054611	-2.907519	-0.158783	0.002982	0.054935
<i>Camponotus</i> sp. 1	7	0	0	0	7	3	0	10	7	4	8	10	11	11	15	93	0.047913	-3.038359	-0.145577	0.002296	0.050366
<i>Dolichoderus bidens</i>	0	0	0	0	5	8	4	0	3	6	5	0	6	5	6	48	0.024729	-3.699757	-0.091491	0.000611	0.031654
<i>Linepithema</i> sp.1	6	2	4	7	2	6	8	3	2	0	0	0	2	0	0	42	0.021638	-3.833289	-0.082945	0.000468	0.028697
<i>Dolichoderus bispinosus</i>	5	2	0	3	0	0	0	4	4	0	4	6	2	0	0	30	0.015456	-4.169761	-0.064448	0.000239	0.022297
<i>Cephalotes</i> sp.1	4	2	0	2	0	0	3	0	0	3	4	0	3	0	3	24	0.012365	-4.392905	-0.054318	0.000153	0.018793
<i>Cephalotes</i> sp. 2	0	2	3	0	2	0	0	0	2	0	3	0	0	2	0	14	0.007213	-4.931901	-0.035574	5.20E-05	0.012308
<i>Atta cephalotes</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	3	6	0	12	0.006182	-5.086052	-0.031442	3.82E-05	0.010878
<i>Paraponera clavata</i>	0	0	1	1	1	0	1	2	0	0	1	0	0	1	1	9	0.004637	-5.373734	-0.024918	2.15E-05	0.008621
<i>Pachycondyla</i> sp. 2	3	0	0	0	0	3	0	0	0	2	0	0	0	0	0	8	0.004121	-5.491517	-0.022630	1.70E-05	0.007829
<i>Ectatomma tuberculatum</i>	0	1	0	0	1	0	1	0	0	0	1	1	0	0	0	5	0.002576	-5.961521	-0.015357	6.63E-06	0.005313
<i>Pachycondyla</i> sp. 1	0	0	1	1	0	1	0	0	0	0	0	1	0	0	1	5	0.002576	-5.961521	-0.015357	6.63E-06	0.005313
<i>Pseudomyrmex</i> sp. 2	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	4	0	0	0	5	0.002576	-5.961521	-0.015357	6.63E-06	0.005313
<i>Pseudomyrmex</i> sp. 1	1	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	4	0.002061	-6.184664	-0.012747	4.25E-06	0.004410
<i>Odontomachus bradleyi</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	2	0.001030	-6.877811	-0.007084	1.06E-06	0.002451
Total general	72	97	128	129	218	206	307	144	110	65	139	75	108	116	27	1941			-1.472297	0.417343	0.509380
S= 18																N= 1941	$\Sigma = -1.472297$ $H = 1.472297$				

Cuadro 21. Diversidad de especies de formícidos según índices de Shannon – Wiener (H'), Simpson (D) y equidad de Pielou (E) para el periodo fenológico de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) en el ecotipo CT2.

Especie	Vivero N° 1, Vivero N° 2 y Parcela N° 1	Parcela N° 2	Parcela N° 2	ni	índice de Shannon - Wiener			índice de Simpson	Equidad
	Fase vegetativa	Fase reproductiva	Fase de maduración		pi (ni/N)	lnpi	pi lnpi	D	E
<i>Solenopsis</i> sp. 1	2642	1569	1224	5435	0.731494	-0.312666	-0.228713	0.535083	0.076346
<i>Azteca</i> sp. 1	148	310	162	620	0.083445	-2.483562	-0.207241	0.006963	0.069179
<i>Pheidole</i> sp. 1	80	200	148	428	0.057604	-2.854158	-0.164411	0.003318	0.054882
<i>Camponotus</i> sp. 1	63	41	93	197	0.026514	-3.630078	-0.096248	0.000703	0.032128
<i>Dolichoderus bidens</i>	54	52	48	154	0.020727	-3.876329	-0.080345	0.000430	0.026820
<i>Crematogaster</i> sp. 1	28	5	106	139	0.018708	-3.978807	-0.074436	0.000350	0.024847
<i>Atta cephalotes</i>	27	92	12	131	0.017631	-4.038084	-0.071195	0.000311	0.023765
<i>Dolichoderus bispinosus</i>	29	30	30	89	0.011978	-4.424645	-0.052998	0.000143	0.017691
<i>Linepithema</i> sp.1	4	14	42	60	0.008075	-4.818937	-0.038913	6.52E-05	0.012989
<i>Cephalotes</i> sp.1	3	12	24	39	0.005249	-5.249719	-0.027556	2.76E-05	0.009198
<i>Paraponera clavata</i>	6	5	9	20	0.002692	-5.917549	-0.015930	7.25E-06	0.005318
<i>Linepithema</i> sp. 2	14	6	0	20	0.002692	-5.917549	-0.015930	7.25E-06	0.005318
<i>Cephalotes</i> sp. 2	0	6	14	20	0.002692	-5.917549	-0.015930	7.25E-06	0.005318
<i>Pachycondyla</i> sp. 1	3	7	5	15	0.002019	-6.205231	-0.012528	4.08E-06	0.004182
<i>Ectatomma tuberculatum</i>	5	5	5	15	0.002019	-6.205231	-0.012528	4.08E-06	0.004182
<i>Pachycondyla</i> sp. 2	0	7	8	15	0.002019	-6.205231	-0.012528	4.08E-06	0.004182
<i>Pseudomyrmex</i> sp. 1	0	9	5	14	0.001884	-6.274224	-0.011821	3.55E-06	0.003946
<i>Pseudomyrmex</i> sp. 2	0	4	4	8	0.001077	-6.833840	-0.007360	1.16E-06	0.002457
<i>Odontomachus bradleyi</i>	0	4	2	6	0.000808	-7.121522	-0.005754	6.52E-07	0.001921
<i>Eciton</i> sp. 1	5	0	0	5	0.000673	-7.303843	-0.004915	4.53E-07	0.001641
Total	3111	2378	1941	7430			-1.157280	0.547434	0.386310
S=20				N=7430	$\Sigma = -1.157280$ $H = 1.157280$				

