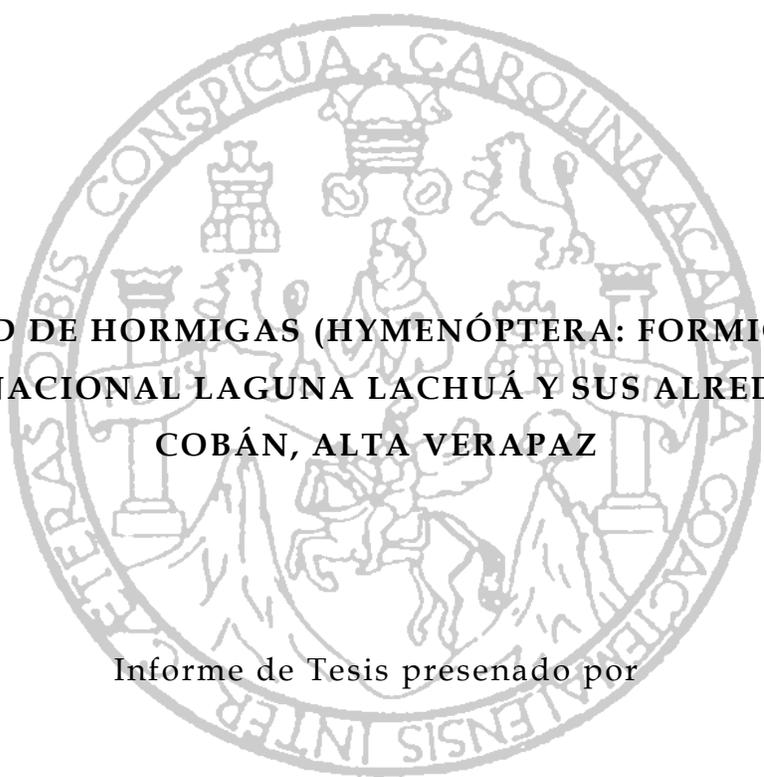


UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS Y FARMACIA

ESCUELA DE BIOLOGÍA

The seal of the University of San Carlos of Guatemala is a circular emblem. It features a central figure, likely a saint or historical figure, surrounded by various symbols including a crown, a lion, and architectural elements. The Latin motto "SIBIS CONSPICUA CAROLINA AC" is visible at the top of the seal, and "LETTERAS COACHTEMALENSIS INTER" is at the bottom. The seal is rendered in a light gray tone.

**DIVERSIDAD DE HORMIGAS (HYMENÓPTERA: FORMICIDAE) DEL
PARQUE NACIONAL LAGUNA LACHUÁ Y SUS ALREDEDORES,
COBÁN, ALTA VERAPAZ**

Informe de Tesis presentado por

Jorge José García Polo

Para optar al Título de

Biólogo

Guatemala, Abril de 2007

JUNTA DIRECTIVA

DECANO:	Dr. Óscar Manuel Cóbar Pinto
SECRETARIO:	Lic. Pablo Ernesto Oliva Soto
VOCAL I:	Licda. Lillian Raquel Irving Antillón
VOCAL II:	Licda. Liliana Vides de Urízar
VOCAL III:	Licda. Beatriz Eugenia Batres de Jiménez
VOCAL IV:	Br. Ángel Damián Reyes Valenzuela
VOCAL V:	Br. Ángel Jacobo Conde Pereira

DEDICATORIA

A Dios,

A mi madre Gilda Polo y a mi padre José García López

A mis hermanos Auri, Letty, Julio, Romina y Gilda

A todos mis seres queridos

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a Dios por ser la luz permanente que guía mi sedero. A mi madre Gilda Polo y a mi padre José García López, por su ayuda y comprensión incondicional en este y todos mis proyectos. A mi abuelita, María Luisa Figueroa por sus oraciones.

Agradezco a la Escuela de Biología, por el espacio en laboratorios, equipo y materiales; al Programa de Investigación y Monitoreo de la Eco-región Lachuá (PIMEL) por el equipo de campo y el uso de la Estación Biológica Santa Lucía; al Lic. Claudio Méndez por su confianza y apoyo para realizar mis estudios en hormigas dentro de las actividades del PIMEL y por sus importantes aportes en todo el proceso de mi formación académica. Al Museo de Historia Natural por el espacio en las Colecciones de Referencia y a la ayuda del Lic. Sergio Pérez, quien siempre ha demostrado su interés en el estudio de las hormigas; a la M. Sc. Lucía Prado por su apoyo y confianza en el Museo desde el inicio de mis estudios. Al Dr. Jorge Erwin López, por su contribución tan valiosa con las observaciones realizadas al presente informe.

Agradezco a todos los que de una u otra manera colaboraron en el desarrollo de este estudio: Al Dr. Ronald Morales, por sus consejos, apoyo y equipo de laboratorio; a Laura Sáenz, por su indispensable trabajo en el procesamiento de los especímenes y bases de datos; a Emmanuel Agreda, Melisa Ojeda, Sofía y Héctor Eduardo Díaz por su apoyo en el manejo de muestras. A Carolina Hernández, por su ayuda en los esquemas; a Marcela Morales, por su valioso apoyo y comprensión; a Tere, Maura, Sharon, David, Nela, Alejandro y Mafer por toda su ayuda. Además, es imprescindible agradecer el apoyo que he recibido de Marco Tulio Hernández, Aura García de Hernández, Maritza Juárez de Polo, Gilda García y Héctor Díaz, sin su ayuda esto no fuera realidad. Al Dr. Adrián Juárez y a Sandra Marroquín por su confianza y colaboración.

Agradezco a todos mis familiares que en todo momento han demostrado su cariño y apoyo. A mis amigos que sus ideales y sueños se combinan produciendo una energía contagiosa que nos lleva a trascender. A mis ángeles mi hermana Romy y tío Marco Antonio Polo, que son mi fuerza espiritual.

ÍNDICE

1	Resumen	1
2	Introducción	2
3	Antecedentes.....	4
3.1	Marco Conceptual	4
3.2	Marco Referencial	21
4	Justificación.....	28
5	Objetivos	31
5.1	Objetivo general.....	31
5.2	Objetivos específicos	31
6	Hipótesis	32
7	Materiales y métodos	33
7.1	Universo y muestra	33
7.2	Materiales y equipo.....	34
7.3	Procedimiento y métodos	36
8	Resultados	44
8.1	Diversidad de hormigas	46
8.2	Insumos para la determinación taxonómica de hormigas (Claves dicotómicas y descripciones).....	49
9	Discusión	50
9.1	Ocurrencia de subfamilias y géneros de hormigas.....	51
9.2	Diversidad de hormigas	55
10	Conclusiones.....	57
11	Recomendaciones	58
12	Referencias	59

13	Anexos.....	67
13.1	Listado de hormigas reportadas para el Parque Nacional Laguna Lachuá y su zona de amortiguamiento	67
13.2	Distribución de morfoespecie por clase vegetal.....	70
13.3	Clave para la determinación de subfamilias de hormigas obreras del parque nacional laguna lachuá y su zona de influencia.	72
13.4	Clave para la determinación de géneros de hormigas obreras.....	75
13.5	Figuras.....	84

1 RESUMEN

Se presenta el estudio realizado para conocer la diversidad de hormigas del Parque Nacional Laguna Lachuá (PNLL) y sus alrededores. En este estudio se realizó una separación por morfoespecies (Oliver y Baettie, 1996) para conocer un aproximado del número de especies presentes en el área (riqueza de especies). Con la finalidad de superar el “impedimento taxonómico” en las hormigas, se elaboraron claves dicotómicas para la determinación taxonómica de géneros, basado en el sistema de clasificación de Bolton (2003).

Con el propósito de capturar la mayor cantidad de especies de hormigas se consideraron diferentes tipos de hábitats, utilizando las ocho clases vegetales identificadas por Ávila (2004). Se localizaron cuatro áreas de cada clase vegetal en los terrenos de las aldeas San Luis Vista Hermosa, Santa Lucía, San Benito I y San Benito II. El método utilizado consistió en transectos lineales de 100 m, cada transecto con 10 trampas de caída colocadas a 10 m de separación, cada trampa permaneció activa durante 48 horas y los especímenes se determinaron taxonómicamente utilizando las claves dicotómicas de Bolton (1994).

Además, se revisaron los especímenes capturados en otros estudios realizados en la zona (García Polo, 2001; Mackay y Mackay, en prensa), registrándose 101 morfoespecies pertenecientes a 42 géneros y 9 subfamilias. Con el número de morfoespecies observado en cada clase vegetal, se calculó el número de morfoespecies estimadas utilizando el modelo de Clench. Lo cual sugirió que el esfuerzo de captura fue adecuado, capturándose entre el 75 al 89% del número estimado de morfoespecies. La clase vegetal con el mayor número de morfoespecies observadas fue el Guamil 3 (de 6 a 15 años) con 28 morfoespecies que equivale al 57% del total de morfoespecies capturadas en las ocho clases vegetales, esto indica que es importante considerar la heterogeneidad de hábitats o clases vegetales para obtener mayor riqueza de hormigas.

2 INTRODUCCIÓN

El Parque Nacional Laguna Lachuá (PNLL) y su zona de amortiguamiento (Figura 3.5) es un área de gran importancia ya que sus bosques son únicos por constituir un ensamble entre dos regiones importantes de Guatemala, el Bosque de las Tierras Bajas del Petén y el Bosque Latifoliado de la Sierra de Chamá, que por algunos indicios se podría considerar sitio de conexión de la diversidad biológica de estas dos regiones. Además, en la actualidad esta región se encuentra poblada por comunidades de origen Maya principalmente de la etnia Q'eqchi', producto de los nuevos asentamientos humanos generados después de los acuerdos de Paz (Morales y Méndez, 2000).

Las actividades que se llevan a cabo en la zona de amortiguamiento del PNLL consisten en el cultivo de productos tradicionales para sustento (e.g., maíz, frijol, chile, entre otros), el cultivo de productos agroforestales (e.g., cardamomo y vainilla) y la ganadería vacuna; además, se realizan otras prácticas como la extracción de diversas plantas útiles (e.g., corozo), la cacería y la pesca (Monzón, 1999; Morales y Méndez, 2000). Estas actividades generan presión sobre la diversidad biológica por lo que es importante un manejo adecuado del área, la Escuela de Biología de la Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia de la Universidad de San Carlos de Guatemala, por medio del Programa de Investigación y Monitoreo de la Eco-región Lachuá (PIMEL), tiene el fin de desarrollar conocimientos científico-técnicos que puedan ser aplicados en el manejo de recursos y biodiversidad en el PNLL y su zona de amortiguamiento, por medio de la medición periódica de especies indicadoras de vegetación, fauna mayor, invertebrados, cacería, calidad del agua y peces, estas mediciones en diferentes momentos permitirán conocer los cambios en la distribución y abundancia de estas especies, con relación a los impactos y tendencias de uso y manejo en el área (Morales y Méndez, 2000; CONAP-INAB, 2004).

Con este enfoque se buscaron organismos sensibles a las distintas presiones en la región, y se seleccionó un grupo particular de insectos, las hormigas (Hymenóptera: Formicidae), cuya importancia se ha observado en diversos estudios donde han

aportado información útil para el manejo de áreas protegidas en Australia (Yeatman y Greenslade 1980) y en Guatemala (Bestelmeyer *et al.* 2000); Para el manejo de ecosistemas agrícolas y pastoriles en Nicaragua (Perfecto 1990), en Costa Rica (Roth *et al.* 1994), en Argentina (Bestelmeyer y Wiens 1996), en Carolina del Norte y en Virginia (Peck *et al.* 1998); para el monitoreo de cambios ambientales (Kaspari y Majer, 2000); y para proyectos de restauración ecológica (Majer, 1985; Majer, 1996); entre otras muchas aplicaciones. La utilidad del estudio de las hormigas radica en su gran diversidad, biomasa y en su biología, pues son insectos sociales cuyos nidos son perennes; sus diversos hábitos (grupos funcionales) como depredadores, herbívoros, granívoros y sus relaciones con otros organismos (simbiosis) les da un papel muy importante en la dinámica de los ecosistemas (Alonso, 2000).

Con base en la evidencia proporcionada por los estudios realizados sobre hormigas en Guatemala, aún existe “impedimento taxonómico” en las hormigas. El “impedimento taxonómico” se puede definir como las lagunas en nuestro conocimiento de los sistemas taxonómicos y/o la escasez de taxónomos y conservacionistas preparados, conformando un obstáculo para la conservación, gestión y el estudio de la diversidad biológica. (Convenio sobre la Diversidad Biológica (CBD), 1999; CBD para Botánicos, 2003). Para superar parte del “impedimento taxonómico” en este estudio se determinó la diversidad de hormigas del PNLL y sus alrededores.

La captura de hormigas se realizó por medio de trampas de caída en 8 diferentes clases vegetales con el fin de capturar el mayor número de las especies presentes en el área. Además, se utilizaron los especímenes provenientes de otros estudios realizados en la zona (García Polo, 2001; García Polo, 2004; y Mackay en prensa).

3 ANTECEDENTES

3.1 MARCO CONCEPTUAL

3.1.1 Generalidades de las Hormigas

Las hormigas pertenecen a la familia Formicidae de la superfamilia Vespoidea del Suborden Apócrita del Orden Hymenóptera (Borror, *et al.* 1992). Esta es una familia cosmopolita pero predominantemente tropical, conteniendo cerca de 8,800 especies en 296 géneros de 16 subfamilias (Bolton, 1994); estudios recientes han presentado una nueva clasificación sinóptica de la Familia Formicidae donde la divide en 21 subfamilias existentes y 4 subfamilias extintas (Bolton, 2003). El aumento en número de subfamilias se relaciona con la separación de géneros que se encontraban dentro de las 16 subfamilias antes sostenidas y su cambio de estatus de género a subfamilia (Bolton, 2003).

Las hormigas son insectos eusociales que viven en colonias, exhiben una división reproductiva de labores, las hembras presentan dos o más tipos de castas: las reinas y las obreras. Las reinas son formas aladas que tienen la función de reproducción y las obreras son ápteras e infértiles o capaces de producir individuos infértiles, su función es llevar a cabo las diversas tareas para la obtención de recursos, la defensa de la colonia y la asistencia de la reina y las larvas, las obreras pueden dividirse en castas según la labor que desempeñan (e.g., obreras menores y obreras mayores). Los machos son alados, usualmente de menor tamaño que las hembras y su vida de adulto se limita al período de cópula. Algunas especies no presentan casta de obreras, cubriendo estas funciones al utilizar las obreras de otras especies, a estas hormigas se les conoce como parásitos sociales o especies inquilinas (Longino y Hanson, 1987).

3.1.1.1 Diagnósis de la Familia Formicidae

Según Bolton (2003), la diagnósis de la familia Formicidae es la siguiente:

- Hymenoptera aculeata perteneciente a la superfamilia Vespoidea.
- Eusociales con casta obrera áptera con colonias perennes. Algunos taxa inquilinas han tenido una pérdida secundaria de sus castas obreras, las funciones han sido tomadas por los obreros de las especies hospedadas.
- Cabeza de las castas de hembras (obreras y reinas) prognata. Entre los aculeata vivientes la cabeza prognata es también desarrollada solo entre hembras de la familia Bethyidae (superfamilia Chrysodoidea). En los Vespoidea extintos la cabeza prognata aparece solo en la familia Falsiformicidae.
- Saco infrabucal presente entre el labio y la hipofaringe. El saco infrabucal retiene y compacta la materia particulada, derivada usualmente por la comida que no va ser descartada o no ingerida.
- Antena geniculada entre el escapo largo y el funículo.
- Glándula metapleural presente en las castas de hembras. Las glándulas metapleurales han sido pérdidas secundarias en algunas taxa, por ejemplo *Oecophylla*, varias especies de la tribu Camponotini, y varias especies inquilinas de la familia. Los machos de relativamente pocos taxa exhiben glándula metapleural que usualmente es ausente en este taxa.
- Segundo segmento abdominal formando un pecíolo diferenciado. En algunos pocos miembros de otras familias de Vespoidea también presentan más o menos obvio el segundo segmento abdominal modificado en un pecíolo, como Mutillidae, Brandynobaenidae y Vespidae. En algunos taxa de Formicidae la cintura consiste en dos segmentos separados, el segundo y tercer segmento abdominal (pecíolo y pospecíolo), en hembras únicamente o en ambos machos y hembras un pospecíolo ha evolucionado varias veces dentro de la familia.
- Alas de reinas aladas (*gyne*) deciduas, se caen después de la copula.

- El apareamiento se desarrolla en vuelos nupciales masivos. Vuelos nupciales masivos son perdidas secundarias independientes en taxa con reinas ergatoides¹, en aquellas donde las reinas han sido reemplazadas por gamergates², en algunas especies inquilinas³ y en algunos taxa poligíneos⁴.
- Venación de las alas delanteras vespoides pero las venas cruzadas 3rs-m y 2m-cu siempre ausentes. Varias familias de Vespoidea tienen géneros únicos, o grupos de géneros en donde las venas cruzadas 3rs-m y 2m-cu se han perdido, pero cada familia contiene una mayoría donde se ha retenido. La implicación es que la reducción en venación ha ocurrido independientemente una o varias veces dentro de la familia. Por contraste todas las hormigas carecen de estas dos venas, incluyendo las formas tempranas fósiles del Cretáceo, lo que implica que esta perdida constituye un único evento evolucionario.
- Antena con 4 a 12 segmentos en las castas de hembras y con 9 a 13 en machos.

La anterior diagnosis de la familia Formicidae de Bolton (2003) presenta los caracteres que son discutidos por otros autores de manera muy similar (Fernández y Palacio, 2003; Goulet y Huber, 1994; Longino y Hanson, 1987; y Hölldobler y Wilson, 1990).

¹ Reina ergatoide: hembra reproductora permanentemente sin alas (Fernández, 2003).

² Gamergates: huevos fértiles puestos por obreras, suele ser la obrera dominante de la colonia y ocurre en algunas especies de la subfamilia Ponerinae y similares (Fernández, 2003).

³ Especies inquilinas: especies consideradas parásitos sociales (Longino y Hanson, 1987) por que han perdido la casta de obreras y solo tienen castas de soldados que atacan nidos y saquean huevos y larvas y los transportan a sus propios nidos (Fernández, 2003).

⁴ Poliginia: estado de una colonia donde hay varias reinas fértiles poniendo huevos (Fernández, 2003).

3.1.1.2 Biología de la Familia Formicidae

El ciclo de vida general de una colonia se desarrolla en el nido, que puede estar en un tronco, en la hojarasca, debajo del suelo y en las ramas de plantas. En un nido se encuentra una hembra fértil (reina) generalmente más grande que las obreras y con los ovarios desarrollados para la puesta de huevos, las hormigas obreras que son casi la totalidad de los miembros activos de la colonia, los machos tienen la función de fecundar a las hembras durante el vuelo nupcial, los huevos, larvas y pupas que son cuidados por las obreras (Fernández, 2003).

Una colonia de hormigas puede pasar por tres etapas de crecimiento: Etapa de fundación, etapa de crecimiento exponencial y etapa madurez (Hölldobler y Wilson, 1990).

Una colonia puede fundarse de dos formas: a) por la fundación independiente, donde una sola hembra fecundada inicia la fundación de una nueva colonia, estas hembras tienen tórax grandes con altas reservas nutritivas que le permiten esperar largos períodos mientras las obreras se desarrollan y pueden proveerle de alimento. Y b) por fundación en masa, en este caso la hembra fecundada inicia una nueva colonia acompañada de obreras de la colonia madre, por lo que esta no suele tener tórax grande y rico en reservas. En algunos casos la hembra fértil puede iniciar su nido acompañada de más hembras fértiles (Fernández, 2003).

La etapa de crecimiento de la colonia inicia en el momento en que las obreras se han desarrollado lo suficiente para suministrar alimento a la reina y a las larvas, así como encargarse de las actividades de protección y cuidado de la colonia, mientras que las reinas se encargan de poner huevos y del control hormonal de la colonia. Es común que en esta fase se de un crecimiento exponencial ya que todas las actividades se enfocan en la búsqueda de alimento y la crianza de las nuevas larvas (Hölldobler y Wilson, 1990; Kaspari, 2003).

Generalmente la madurez de la colonia se alcanza al momento que la colonia produce hormigas reproductoras (machos y hembras fértiles). Estos copulan por

medio de los vuelos nupciales, los machos perecen y las hembras buscan un sitio de anidamiento dando inicio de nuevo al ciclo con la etapa de fundación (Hölldobler y Wilson, 1990; Kaspari, 2003).

Existen hormigas que salen del esquema presentado anteriormente, tal es el caso de las especies de hormigas que carecen de nidos fijos (legionarias) como el caso de las *Dorylomorphas* (p.e.: *Ecitoninae*) que presentan fases estacionarias y fases nomádicas, en estas especies suele darse otro tipo de fundación de colonias conocido como “fundación por fisión”, que consiste en abandonar la colonia materna con un gran grupo de obreras y desplazarse en distinta dirección (Fernández, 2003; Palacio, 2003; Longino, 2006). Otro caso diferente es cuando una especie presenta gamergates en lugar de reinas, estos se encargan de la reproducción de la colonia y la casta de reproductora (gamergate) es muy codiciada entre las demás obreras, que constantemente tratan de acecharla o de destruir sus huevos, este caso se presenta en el género *Hypoponera* (Fernández, 2003).

Estudios recientes sugieren que las especies, poblaciones y colonias son más flexibles de lo que se consideraba con anterioridad. Por lo que entre colonias puede variar la estructura, dinámica y composición dependiendo de las condiciones ambientales, colonias vecinas y otros factores (Fernández, 2003).

En cuanto a la longevidad de las hormigas, las reinas pueden vivir varios años (p.e.: una reina de *Atta* puede vivir entre 10 - 14 años) mientras que las obreras si sobreviven a los depredadores viven entre un mes y un año dependiendo de la especie. Los machos viven poco tiempo después de la cópula por ser depredados o morir por falta de alimento. (Fernández, 2003). Las colonias por el contrario son consideradas perennes esto es posible ya que al morir la reina del nido otra reina ocupa su lugar (Bolton, 2003).

El forrajeo para llevar alimentos a la colonia puede variar mucho entre las especies y sus hábitos aunque se conoce que en la mayoría de las especies de hormigas son carroñeras de material animal. En general los tipos de forrajeo derivado de los hábitos alimenticios de las especies son: cacería de insectos móviles, allanamiento a nidos de insectos sociales (termitas, abejas, otras hormigas), colecta de semillas, cosecha de plantas u Homoptera (Carroll y Janzen, 1973).

3.1.2 Taxonomía

En general, la taxonomía estudia el significado de la clasificación de los organismos. En esta disciplina se pueden distinguir tres áreas: clasificación, nomenclatura y determinación taxonómica (Borror *et al.* 1992).

3.1.2.1 Clasificación

La forma en que se clasifican las especies es agrupándolas en base a la similitud o relación estimada. Estos grupos se les denominan taxa (taxón singular), este taxa es arreglado en un patrón jerárquico. Las categorías más comunes en el sistema de clasificación zoológica son:

- Phylum
- Subphylum
- Clase
- Subclase
- Orden
- Suborden
- Superfamilia
- Familia
- Tribu
- Genero
- Subgénero
- Especie
- Subespecie

Cualquier esquema de clasificación que es desarrollado para un grupo de animales va a ser afectado por las características particulares usadas, el peso relativo dado a las características, y como son analizadas. Si personas diferentes usan diferentes caracteres o diferente peso a una serie de características, van a producir clasificaciones diferentes.

En las últimas dos décadas se ha debatido sobre los principios y fundamentos de la clasificación, y con el surgimiento de la fenética numérica o taxonomía numérica se espera que ésta se realice de una forma más objetiva (Borrór *et al.* 1992).

Clasificación de las Hormigas

La clasificación de las hormigas ha sido muy desordenada y poco confiable en algunas partes del mundo. Estudios realizados desde la década de 1990 sobre la filogenia y sistemática de subfamilias y géneros han servido para fundamentar la clasificación de estas, aunque aún pueden observarse algunos puntos débiles (Bolton, 1994). Según (Borrór *et al.* 1992), la clasificación de la familia Formicidae es la siguiente:

PHYLUM ARTHROPODA
CLASE INSECTA
ORDEN HYMENOPTERA
SUPERORDEN APOCRITA
SUPERFAMILIA VESPOIDEA
FAMILIA FORMICIDAE

La sinopsis de la clasificación de la familia Formicidae en base a Bolton (2003) se presenta 21 subfamilias existentes y 5 extintas, estas subfamilias se presentan a continuación señalando a las subfamilias extintas con un asterisco al inicio del nombre.

FAMILIA FORMICIDAE

Formicaridae Latrille, 1809:124. Género tipo: *Formica*.

Subfamilias (existentes): Aenictinae, Aenictogitoninae, Agroecomyrmecinae, Amblyponinae, Aneuretinae, Apomyrminae, Ceraphachyinae, Dolichoderinae, Dorylinae, Ectatomminae, Ectatomminae, Formicinae, Heteroponerinae, Leptanillinae, Leptanilloidinae, Mirmeciinae, Myrmicinae, Paraponerinae, Ponerinae, Proceratiinae, Pseudomyrmecinae.

Subfamilias (extintas): *Armaniinae, *Brownimeciinae, *Formiciinae, *Sphecomyrminae. Subfamilia *incertae sedis* en Formicidae: *Paleosminthurinae.

En las publicaciones realizadas por Fernández y Ospina (2003) y Bolton (1994) clasifican a las hormigas neotropicales en 8 subfamilias existentes, siendo estas: Ceraphachinae, Dolichoderinae, Ecitoninae, Formicinae, Leptanilloidinae, Myrmicinae, Ponerinae y Pseudomyrmecinae (Fernández y Ospina, 2003; Bolton, 1994). Luego de la sinopsis de Formicidae realizada por Bolton (2003), varios géneros han sido cambiados de estatus formando así nuevas subfamilias, presentándose en la región neotropical 14 de las 21 subfamilias de hormigas existentes, las subfamilias por región zoogeográfica, el número de géneros y especies que contiene cada una se presentan en el Cuadro 3.1 (Ward, 2004).

Cuadro 3.1. Distribución, número de géneros y especies de las Subfamilias de Formicidae. Los nombres entre paréntesis corresponden a grupos de subfamilias basados en características fenotípicas. NEA: Región Neártica; NEO: Región Neotropical; AFR: Región Africana; Región Australiana; ORI: Región Oriental; PAL: Región Palearctica. Ward (2004): basado en Bolton (2003) y el número de especies actualizado de Bolton (1995).

Subfamilia	No. De Géneros	No. de Especies	NEA	NEO	AFR	AUS	ORI	PAL
"Myrmeciomorfos"								
Myrmeciinae	2	90				X		
Pseudomyrmecinae	3	197	X	X	X	X	X	
"Dorylomorfos"								
Aenictinae	1	116			X	X	X	X
Aenictogitoninae	1	7			X			
Dorylinae	1	61			X		X	X
Ecitoninae	5	147	X	X				
Cerapachyinae	5	209	X	X	X	X	X	X
Leptanilloidinae	2	8		X				
"Leptanillomorfos"								
Apomyrminae	1	1			X			
Leptanillinae	5	39			X	X	X	X
"Poneromorfos 1"								
Amblyoponinae	9	100	X	X	X	X	X	X

Subfamilia	No. De Géneros	No. de Especies	NEA	NEO	AFR	AUS	ORI	PAL
Paraponerinae	1	1		X				
Ponerinae	25	1100	X	X	X	X	X	X
Proceratiinae	3	125	X	X	X	X	X	X
“Poneromorfas 2”								
Ectatominae	4	240		X		X	X	
Heteroponerinae	3	21		X		X		X
“Myrmicomorfas”								
Agroecomyrmecinae	1	1		X				
Myrmicinae	138	5000	X	X	X	X	X	X
“Formicomorfas”								
Aneuretinae	1	1					X	
Dolichoderinae	23	600	X	X	X	X	X	X
Formicinae	49	3000	X	X	X	X	X	X

3.1.2.2 Nomenclatura

Los animales tienen dos tipos de nombres, el nombre científico y el nombre común. El nombre científico, es usado a través del mundo y se utiliza un nombre único para cada taxón animal. Está constituido de dos palabras, el nombre genérico y el nombre específico. Este nombre siempre se escribe en *itálica* (si el nombre es escrito a mano o a maquina la itálica se indica subrayándolo), el nombre de la especie es seguido por el nombre de la persona que describió la especie o subespecie o autor (sin itálica). El género siempre inicia con mayúscula y el nombre de la especie y subespecie todo en minúscula, el nombre del autor se escribe entre paréntesis solo si este describió la especie o subespecie en un género cualquiera excepto en el cual se ha clasificado posteriormente.

Para referirse a una especie sin nombrar el epíteto específico se le designa como **sp.**, por ejemplo: *Atta* sp.; para referirse a varias especies de un género se les designa como **spp.**, por ejemplo: *Atta* spp. Los nombres de las categorías de tribu a superfamilia tienen terminaciones estándares, por ejemplo:

Superfamilia termina en *oidea*, ejemplo: Vespoidea,

Familia termina en *idea*, ejemplo: Formicidae,

Subfamilia termina en *inae*, ejemplo: Formicinae, y

Tribu termina en **ini**, ejemplo: Camponotini.

El nombre común es el nombre vernáculo, este es poco específico ya que varía según la región, cultura, y/o idioma (Borror *et al.* 1992). Además, hay nombres comunes que se usan para nombrar a dos o más especies y al contrario hay nombres distintos para nombrar a una misma especie. Muchos animales no tienen nombres comunes debido a que son muy pequeños y/o difíciles de encontrar.

Determinar la especie de algunos animales es muy complejo, ya que en algunos casos se requiere mucho tiempo de estudio, o bien las descripciones de las especies están dispersas, hay muchas descripciones por hacer, o cuando interesa conocer patrones de riqueza y diversidad de una región determinada, entonces no es necesario conocer el nombre específico de una especie sino es posible utilizar morfoespecies (Lattke, 2000).

Morfoespecie es un taxa rápidamente separable por diferencias morfológicas que son obvias para individuos sin extensivo entrenamiento taxonómico, en un ordenamiento de morfoespecies es muy conveniente la determinación a alguna categoría formal como familia o preferiblemente género (Oliver y Beattie, 1995), posterior a esto las morfoespecies se pueden ordenar de la siguiente manera: Género X morfoespecie 1, ejemplo: *Azteca* sp1 para determinar una especie con características definidas que pertenece al género *Azteca* (Lattke, 2000).

3.1.2.3 Determinación taxonómica

La determinación de un espécimen es el procedimiento que se utilizará para conocer la familia, género, especie o morfoespecie de este. La determinación de cualquier insecto lleva consigo cuatro problemas que la complican: a) la gran diversidad que caracteriza a los insectos, ya que son muchas las especies existentes. b) el tamaño, ya que la mayoría de insectos son pequeños. c) la mayoría de las especies son poco conocidas. Y d) la mayoría de los insectos pasa por una serie de estadíos en su ciclo biológico lo cual complica su determinación.

A pesar de esto, hay cinco formas en las que una persona puede determinar un insecto, estas son: que el espécimen sea determinado por un experto, revisar las especies de las colecciones de referencia, comparando con fotografías, comparando con descripciones, y usando claves analíticas, o cualquier combinación de estos procedimientos. El procedimiento más simple es el primero, pero los expertos no siempre están disponibles. El segundo, el uso de colecciones es muy efectivo, pero uno debe estar familiarizado con las características que diferencian a una especie de otra y además no siempre son disponibles. Si no es posible realizar ninguno de estos dos procedimientos la mejor opción es el uso de claves analíticas (Borror *et al.* 1992).

Para la determinación taxonómica de las hormigas se ha generado desde la década de 1990 varias claves para la identificar familias y géneros de hormigas (Fernández, 2003; Mackay y Mackay, 1995; Bolton, 1994), para la determinación a nivel de especies existen claves y descripciones de las especies de algunos géneros (Snelling y Longino, 1992; Lattke, 1995; Lattke, 1997; Longino y Snelling, 2002; Longino, 2003; Wilson, 2003; Mackay, en prensa), pero para algunos aún es necesaria su revisión, tal es el caso de los géneros *Hypoponera*, *Pachycondyla*, *Azteca*, *Dorymyrmex*, *Linepithema*, *Camponotus*, *Paratrechina*, *Crematogaster*, *Solenopsis*, *Atta* y *Acromyrmex* (Fernández, 2003).

3.1.3 Morfología externa y caracteres diagnósticos de las hormigas

Para determinar un espécimen a familia o género, se deben conocer bien ciertos caracteres del cuerpo, en las hormigas los caracteres varían según la subfamilia pero en general los caracteres más importantes se presentan a continuación:

- **Cabeza** (Figura 3.1 y 3.2, hd):

En la cabeza de una hormiga hay varios caracteres a considerar, uno de estos son los ojos (Figura 3.1 y 3.2, ey) estos pueden ser compuestos, simples o bien pueden estar ausentes; las carinas frontales (Figura 3.1, fc) que en algunos casos se extienden hacia la frente (Figura 3.1, ft); las antenas, el número de segmentos puede ser muy

valioso para determinar géneros; las inserciones antenales (Figura 3.1 y 3.2, as) que pueden estar expuestas o cubiertas por los lóbulos frontales (Figura 3.1, fl). En algunos casos presentan canaladuras antenales (Figura 3.1 y 3.2, scb). Las mandíbulas (Figura 3.1 y 3.2, mn) contienen información muy útil como el número de dientes (Figura 3.1, t), la presencia o ausencia de diastemas (Figura 3.1, di), el número de dentículos (Figura 3.1, dn) y los márgenes de la mandíbula son muy usados como referencia (Figura 3.1, ma,mb,me).

as	inserciones antenales
at	diente apical mandibular
atp	agujero tentorial anterior
ba	ángulo basal mandibular
bt	diente basal mandibular
di	diastema
dn	dentículo
ey	ojo
fc	carina frontal
fl	lóbulo frontal
fs	sutura clipear
ft	triángulo frontal
fu	funículo
gn	gena
lc	clípeo lateral
ma	margen apical mandibular
mb	margen basal mandibular
mc	porción mediana clipear
me	margen externo mandibular
mn	mandíbula
om	margen occipital cabeza
sc	escapo
scb	canaladura antenal
t	diente número
to	torulus
tu	trulleum

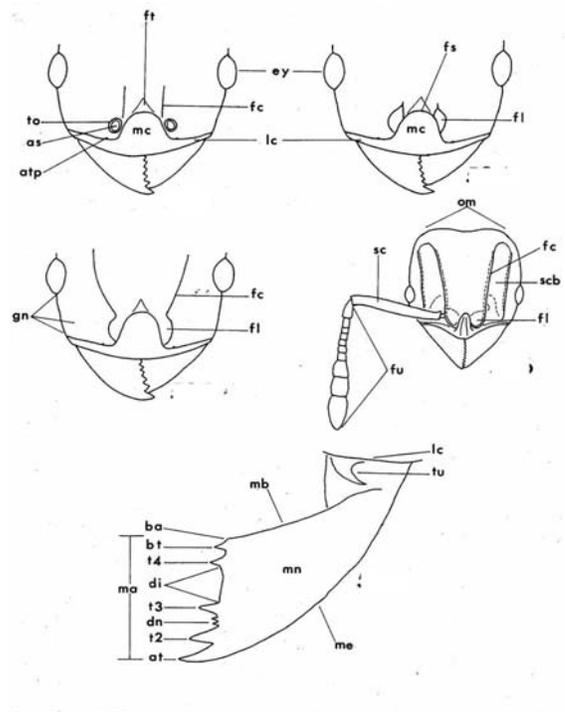


Figura 3.1. Caracteres diagnósticos de la cabeza de una hormiga (Figuras de Bolton, 1994).

- **Alitronco** (Figura 3.2, al):

En esta parte del cuerpo de la hormiga son muy útiles, el pronoto (Figura 3.2, pn), la sutura promesonotal (Figura 3.2, pms) puede estar ausente o presente, el mesopleuron (Figura 2, mpl) y sus suturas son también importantes. La metapleura (Figura 3.2, mtp) y la forma del orificio de la glándula metapleural (Figura 3.2, or) es útil. La forma del lóbulo propedeal (Figura 3.2, pl) puede variar entre familias y entre algunos géneros.

A	segmento abdominal
al	alitronco
an	anepisterno
as	inserciones antenales
c	coxa
de	declive del propedeo
G	segmento del gaster
ga	gaster
hd	cabeza
he	helcio
kn	katepisterno
mes	mesosoma
mgb	glándula metapleural
mpl	mesopleura
ms	mesonoto
mtg	sutura metanotal
mtp	metapleura
or	orificio de la mgb
pd	pedicelo de pecíolo
pl	lóbulo propedeal
pms	sutura promesonotal
pn	pronoto
ppd	propedeo
ppt	postpecíolo
pr	propleura
prs	promesonoto
pt	pecíolo
sp	espiráculo
st	esternito
tr	terguito
w	cintura

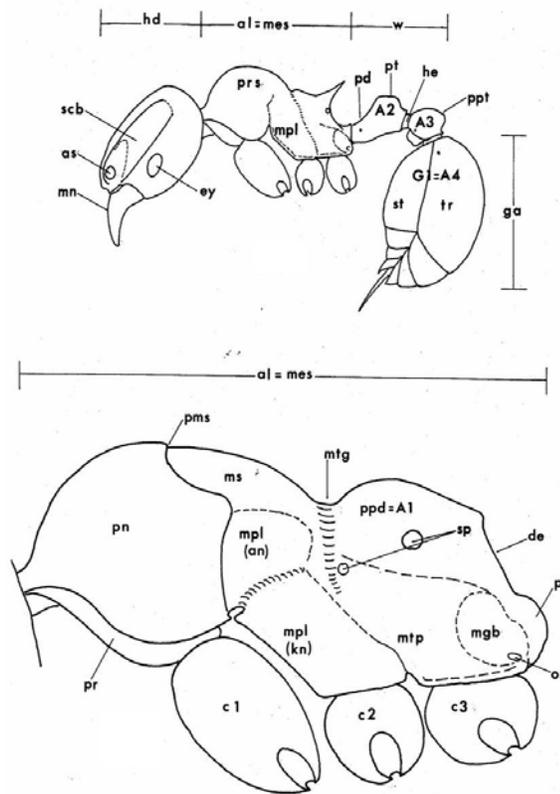


Figura 3.2. Caracteres diagnósticos del alitronco de una hormiga. (Figuras de Bolton, 1994)

- **Cintura** (Figura 2, w):

Se distinguen partes clave para determinar familias como el pecíolo (Figura 2, pt), el postpecíolo (Figura 2, ppt) y el helcium (Figura 2 y 3, he). Los procesos subpeciolares (Figura 3, sb) pueden variar entre géneros o estar ausente en algunos.

- **Gaster** (Figura 3.2 y 3.3, ga):

El Gaster presenta varias partes importantes como el aguijón (Figura 3.3, s), el hipopigio (Figura 3.3, hy) y el pigidio (Fig. 3.3, py). La numeración de los segmentos gastrales y abdominales es importante. La presencia o ausencia de constricciones abdominales puede estar presente o ausente en diferentes familias.

A	segmento abominal
al	alitrongo
c	coxa
de	declive propedeal
G	segmento gastral
ga	gaster
gc	constricción
he	helcio
hy	hipopigio
mgb	glándula metapleuraleal
mt	metasoma
or	orifice de la mgb
ppd	propedeo
psc	pre-esclerito
pt	pecíolo
py	pidio
s	aguijón
sb	proceso subpeciolar
sp	espiráculo
st	esternito
tr	terguito
w	cintura

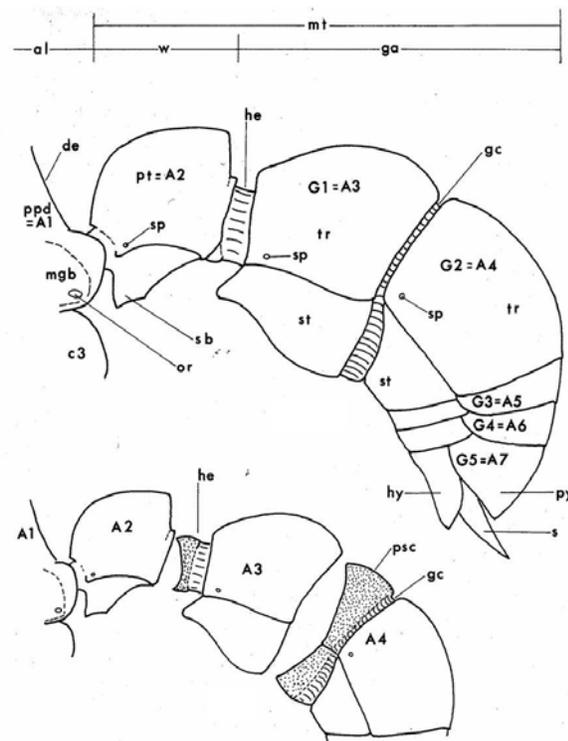


Figura 3.3. Caracteres diagnósticos del gaster de una hormiga. (Figuras de Bolton, 1994)

3.1.4 Análisis estadísticos

En los estudios de hormigas es importante considerar dos advertencias: a) las hormigas se encuentran espacialmente agrupadas, y b) Obtener una muestra sin sesgo de hormigas (artrópodos en general) es casi imposible.

Los métodos analíticos asumen que todos los individuos de la colonia tienen la misma probabilidad de ser muestreados. Esto tiende a ser complicado ya que la agrupación de las hormigas se debe principalmente a que son insectos sociales que viven en colonias (Longino, 2000). Por tal razón, si los fines son conocer las especies de hormigas de un área determinada, los métodos de muestreo deben de considerar tal distribución para permitir a todas las especies la misma probabilidad de ser muestreada.

La abundancia relativa de una muestra debería reflejar la abundancia de una especie en la comunidad, esto es posible tomando un gran número de pequeñas muestras volumétricas aleatorias. El muestreo directo puede ser muy intensivo y solo se puede caracterizar áreas muy pequeñas, los muestreos realizados concentrando artrópodos de grandes áreas o volúmenes suele ser afectado por el comportamiento de cada especie, los muestreos por cebos atraen en especial especies generalistas, los muestreos de hojarasca suelen capturar especies lentas al escape, que puedan ser separadas de la hojarasca, que no sean dañadas durante el cernido y que caigan de la muestra suspendida (García-Polo, 2001; y Longino, 2000). Los muestreos por trampas de caída (pit-fall) pueden subestimar las especies por especies que escapan o son depredadas por otros organismos. El muestreo intensivo de parcela de troncos, es un método costoso pero puede ser el mas efectivo para caracterizar una comunidad (Longino, 2000). Con base a lo anterior los métodos de captura deben ser seleccionados dependiendo de los objetivos del estudio que se desee realizar, para evitar el sesgo en la toma y análisis de la información.

Los análisis comúnmente realizados para estudios de taxónomos no requiere total precisión en la descripción de la comunidad por lo que se pueden utilizar tazas de acumulación de especies. Las tazas de acumulación de especies se analizan por

medio de curvas de acumulación de especies que se basan en el esfuerzo de captura en el eje horizontal y el número de especies en el eje vertical. Los esfuerzos de captura son las unidades de muestreo como por ejemplo: número de individuos, tiempo de colecta, número de trampas, tiempo de identificación y procesamiento de especímenes y costo monetario del inventario.

Las curvas de acumulación de especies son realizadas por medio de aleatorizar el orden de muestreo repetidas veces calculando la curva cada vez y promediando la curva resultante, donde una curva casi lineal indicará que la comunidad fue submuestreada y que es requerido muestrear más para obtener mayor información de las especies del área de estudio. En el caso de una curva que llega a asintotizarse, se considera que el muestreo es exitoso y se ha obtenido gran parte de las especies de la comunidad. Una forma de calcular estas curvas de acumulación de especies es por medio del programa EstimateS (Colwell, 1997). Un ejemplo de curva de acumulación de especies se presenta en la Figura 3.4.

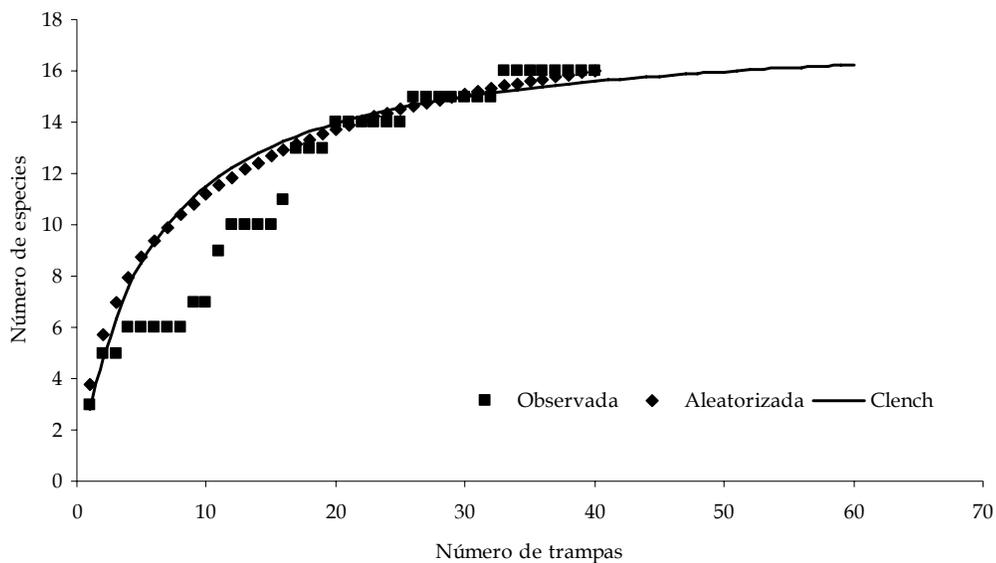


Figura 3.4. Ejemplo de curva de acumulación de especies. Se observa el número acumulado de especies observadas, aleatorizadas y estimada por el modelo de Clench = $(B_0 z) / 1+(B_1 z)$, donde B_0 y B_1 son constantes y z el esfuerzo de captura.

En otras áreas de la biología, los inventarios o caracterizaciones de comunidades tienen gran importancia y la precisión de estos estudios es relevante para la toma de decisiones para seleccionar áreas de conservación y sus zonificaciones, o bien para monitorear los efectos de los cambios ambientales en las comunidades, entre otros. Estas disciplinas buscar medir diferentes parámetros de las comunidades como **similitud** y **diversidad**. La diversidad puede ser medida por medio de: **riqueza**, **heterogeneidad** y **equidad** (Krebs, 1999). De estos parámetros comúnmente se determina el número de especies de una comunidad (**riqueza**), por lo que la obtención de datos reales de la riqueza de especies de una localidad es un objetivo muy importante.

Para obtener este tipo de información a partir de muestreos aleatorios como se mencionó anteriormente, se han generado varios estimadores de la riqueza de especie los cuales se espera sean independientes del tamaño de la muestra; estos estimadores se basan en las curvas de acumulación de especies, por ejemplo: si se trata la riqueza de especies de la muestra como un estimador de la comunidad de especies luego la curva de acumulación de especies va a mostrar como este estimador cambia al incrementar el tamaño de la muestra, de tal forma que si la curva sigue inclinada esto indica que se esta subestimando la riqueza de especies del sitio; y si la curva se estabiliza se considera que la riqueza de especies es adecuada con el esfuerzo realizado.

Entre los estimadores de riqueza es especies se pueden mencionar la ecuación de Michaelis-Menten, y estimadores no paramétricos como por ejemplo: Jackknife de primer orden, Chao, Clench, Bootstrap y el estimador de cobertura basado en incidencia (ICE) o abundancia (ACE) (Ludwing y Reynolds, 1988; Krebs, 1999; Longino, 2000).

3.2 MARCO REFERENCIAL

3.2.1 Características del Parque Nacional Laguna Lachuá y su alrededores

El Parque Nacional Laguna Lachuá -PNLL- surge en 1975 con la delimitación del Área de Reserva Lachuá efectuada por el Instituto Nacional de Transformación Agraria -INTA-. Es incorporada legalmente al Sistema Guatemalteco de Áreas Protegidas -SIGAP- por la Ley de Áreas Protegidas en primer término como Área de Protección Especial (Decreto 4-89) y luego es declarada Área Protegida con la categoría de manejo Parque Nacional, con el Decreto 110-96, en diciembre de 1996.

El Estado de Guatemala a través del Consejo Nacional de Áreas Protegidas -CONAP-, es el encargado de administrar y manejar el SIGAP, siendo reconocida jurídicamente la delegación del manejo y administración en instituciones públicas y privadas. El PNLL ha sido administrado desde su delimitación como Área de Reserva por el Servicio Forestal Nacional, el cual ha sido representado por el Instituto Nacional Forestal -INAFOR- (1975-88), la Dirección General de Bosque y Vida Silvestre -DIGEBOS- (1988-96), y en la actualidad, el Instituto Nacional de Bosques -INAB-. En 1996, el Ministerio de Agricultura y Ganadería -MAGA-, firma un convenio con Fundación Solar, para la co-administración del PNLL con el fin de fortalecer la participación de la sociedad civil, convenio que finaliza en diciembre del 2000 (CONAP-INAB, 2004).

El PNLL es una de las 120 áreas protegidas del SIGAP y se constituye en el único remanente protegido de los ecosistemas naturales que existieron antes del proceso de colonización de tierras de 1970 en la región de la Franja Transversal del Norte. El parque tiene una extensión aproximada de 145 Km², en la que se encuentran diversos ecosistemas acuáticos, terrestres (planos y de montaña) con especies de flora y fauna silvestres características de un cinturón húmedo cálido, considerado como el centro de dispersión de especies hacia otras regiones del país, en convivencia con agroecosistemas de la zona (CONAP-INAB, 2004).

En la zona de amortiguamiento del PNLL habitan 44 comunidades, 19 de ellas directamente colindantes. Basan su actividad económica principalmente en la producción agrícola de subsistencia, completamente con el aprovechamiento de algunos productos del bosque y ecosistemas acuáticos. La población se estima en unos 13,500 habitantes en su mayoría de ascendencia indígena Q'eqchi'. La ubicación del PNLL y su zona de amortiguamiento se presenta en la Figura 5 (CONAP, 2004).

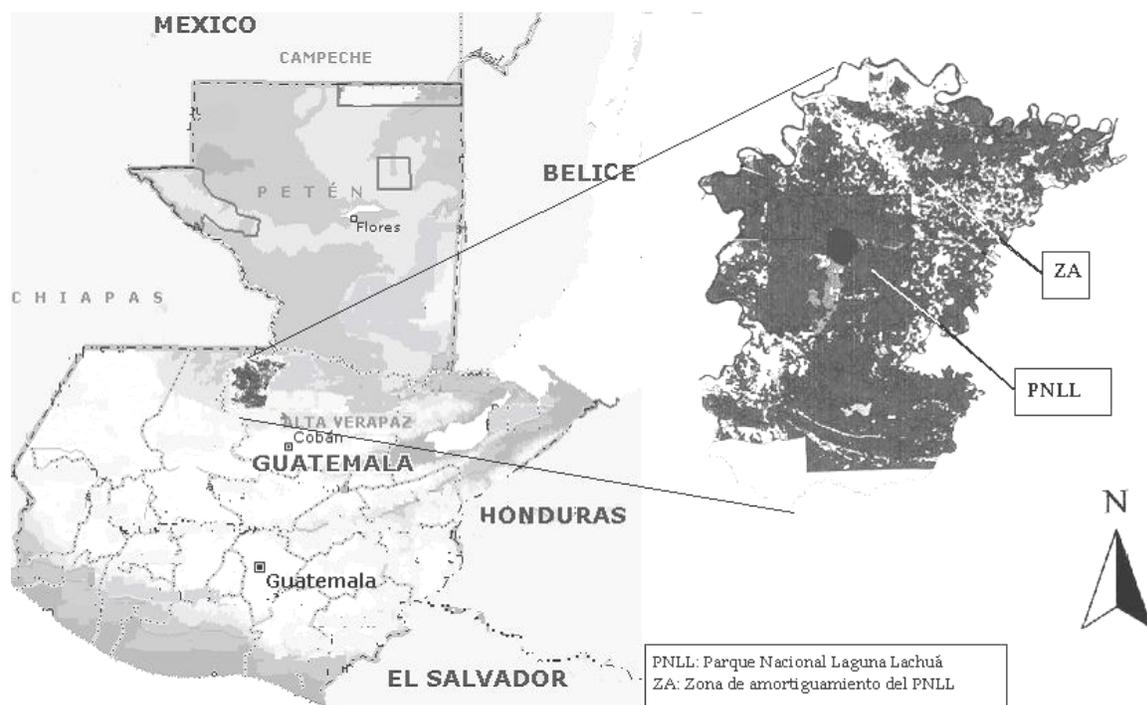


Figura 3.5. Ubicación del Parque Nacional Laguna Lachuá y su zona de amortiguamiento

Según el Sistema de Thornwaithe, el clima predominante en el área se clasifica como cálido y húmedo, la época lluviosa comprende de junio a octubre y la época relativamente seca ocurre entre los meses de febrero y abril. La temperatura promedio anual es de 25.3° C. La humedad relativa anual alcanza el 91.02%, siendo un área muy húmeda en la que llueve aproximadamente 150 días al año, con una precipitación promedio anual de 3,300 milímetros (CONAP-INAB, 2004).

La clasificación de Miranda (1978) la región sur de Petén, donde se localiza el parque, que en parte corresponde al arco húmedo de Wendt (1987) pertenece a Selva Alta Perennifolia con *Terminalia* y *Vochysia* (USAC, 2004).

El uso de la tierra con mayor porcentaje del área total corresponde a bosque con un 64% del total del área del PNLL y su zona de amortiguamiento, el tipo de bosque con mayor porcentaje del área total es el bosque de densidad media con un 33%. La agricultura y pastos ocupan el 25% de la superficie estudiada y los poblados ocupan el 1% del área (CONAP-INAB, 2004).

A pesar de la cobertura boscosa abundante en la zona, las diversas actividades productivas o de subsistencia de los pobladores han producido el avance de la frontera agropecuaria y la reducción de los ecosistemas boscosos. Según Monzón (1999), la pérdida de cobertura arbórea en la zona de amortiguamiento del Parque ha aumentado desde 1954. De esa fecha hasta 1996 (42 años) se dio una reducción de 207.07 Km², por consiguiente un promedio de 4.93 Km² perdidos por año. La parte Sur fuera del parque es la zona con mayor cobertura y menor pérdida comparado a las demás áreas fuera del parque que presentan un gran deterioro de las áreas boscosas (Monzón, 1999; CONAP-INAB, 2004).

Además de la pérdida de cobertura, el uso de la tierra ha generado diferentes tipos de hábitats y de todos los hábitat presentes en el área, Ávila (2004) identificó y clasificó 8 tipos de clases vegetales reconocidos por los pobladores locales, siendo estos: Bosque, Bosque con cardamomo, Guamil I (inicial), Guamil II (intermedio), Guamil III (final), Potrero, Potrero con guamil y cultivo. Estas clases de uso de la tierra reconocidas por los pobladores convergen con las clases identificadas ecológicamente basándose en los valores de distribución, composición, abundancia y estructura (diámetro a la altura del pecho y altura total) de la diversidad vegetal. En el Cuadro 3.2 se presentan las clases vegetales identificadas y las especies dominantes de cada clase vegetal, y el Cuadro 3.3 presenta los valores estructurales promedio para cada clase vegetal.

Cuadro 3.2. Clases vegetales de la zona de amortiguamiento del PNLL y las especies mas abundantes por cada clase (Ávila, 2004)

Clase vegetal	Características	Especies más abundantes
Bosque	Domina el estrato arbóreo. Escaso sotobosque. Incluye las regiones afectadas por incendios y que poseen árboles de crecimiento secundario.	<i>Anthrium auderes</i> , <i>Calathea microcephala</i> , <i>Dialium guianense</i> , <i>Dracaena americana</i> , <i>Inga</i> sp., <i>Orbygnia cohune</i> , <i>Philodendron</i> sp., <i>Piper psilorhachis</i> , <i>Trophis racemosa</i> , <i>Lonchocarpus</i> sp., <i>Asplenium</i> sp., <i>Lacistema agregatum</i> , Bayal, Luin blanco.
Bosque con cardamomo	Presencia de árboles altos y gruesos que brindan sombra a extensas plantaciones de cardamomo. Sotobosque generalmente ausente.	<i>Acacia</i> sp., <i>Asplenium</i> sp. <i>Costus</i> sp., <i>Dialium guianense</i> , <i>Elephantopus</i> sp., <i>Elattaria cardamon</i> , <i>Hyptis</i> sp., <i>Orbygnia cohune</i> , <i>Sauraria</i> sp., <i>Viola koschnyi</i> , <i>Visnia camparaguey</i> , <i>Zuelania guidonia</i> , <i>Pompté</i> .
Guamil III (6 - 15 años)	Dominan árboles y arbustos con altura mayor a los 7 metros. Árboles con diámetros bajos. Presencia de pocas herbáceas.	<i>Vocysia hondurensis</i> , <i>Solanum umbellatum</i> , <i>Rynchospora cephalotes</i> , <i>Paspalum lentiginosum</i> , <i>Luehea</i> sp., <i>Digitaria sanguinalis</i> , <i>Cecropia</i> sp., <i>Costus</i> sp., <i>Schizolobium parahybum</i> , mahagua, Qaa ché, Suu chaj.
Guamil II (3-5.9 años)	Dominancia de árboles delgados como <i>Cecropia</i> y <i>Schizolobium</i> . Arbustos de 4 a 6 metros de altura.	<i>Brachiaria decumbens</i> , <i>Coelorachis racemosa</i> , <i>Desmodium canum</i> , <i>Hyparrhenia rufa</i> , <i>Paspalum</i> sp., <i>Rynchospora cephalotes</i> , <i>Scleria melaleuca</i> var. <i>pteroata</i> , <i>Cecropia</i> sp., <i>Cyperus</i> sp., <i>Piper</i> sp., <i>Wedelia trilobata</i> , Chiap, Chispa, Hoja tímida
Guamil I (0-2.9 años)	Incluye maizal luego de la cosecha. Presenta herbáceas y algunos arbustos, con alturas entre 0.1 a 3 metros.	<i>Blepharidium guatemalense</i> , <i>Coelorachis recemosa</i> , <i>Dalbergia glabra</i> , <i>Desmodium canu</i> , <i>Euphorbia</i> sp., <i>Heliconia</i> sp., <i>Hyparrhenia rufa</i> , <i>Lasiacis divaricata</i> var. <i>divaricata</i> , <i>Panicum pilosum</i> , <i>Paspalum lentiginosum</i> , <i>Rynchospora cephalotes</i> , <i>Sida rhombifolia</i> , <i>Solanum</i> sp., <i>Spermacoce</i> sp., Ak, Chispa,

Clase vegetal	Características	Especies más abundantes
		Navajuelón
Cultivo	Complejo de cultivos de maíz, frijol, ayote con menor frecuencia chile, arroz, sandía. Ausencia de árboles, escasos o ningún arbusto, presencia de herbáceas pioneras.	<i>Coelorachis racemosa</i> , <i>Conyza bonariensis</i> , <i>Digitaria sanguinalis</i> , <i>Hyparrhenia rufa</i> , <i>Manisuris ramosa</i> , <i>Paspalum conjugatum</i> , <i>Paspalum lentiginosum</i> , <i>Spermacoce</i> sp., <i>Zea mayz</i> , <i>Scleria melaleuca</i> var. <i>pterota</i> , Chispa, Frijol abono.
Potrero	Con o sin presencia de árboles, los que son utilizados para sombra de ganado. Presenta palmas de Orbignya y algunos arbustos pequeños. Ciertas zonas son inundables. Predominancia de gramíneas.	<i>Spermacoce</i> sp., <i>Siparuna nicaraguensis</i> , <i>Sida rhombifolia</i> , <i>Scleria melaleuca</i> , <i>Digitaria sanguinalis</i> , <i>Rynchospora cephalotes</i> , <i>Paspalum conjugatum</i> , <i>Panicum pilosum</i> , <i>Desmodium canum</i> , <i>Coelorachis racemosa</i> , <i>Brachiaria decumbens</i> , <i>Blepharidium guatemalense</i> , <i>Bulbostylis</i> sp., San Martín.
Potrero con guamil	Potrero con al menos un año de abandono. Presenta herbáceas y algunos arbustos altos.	<i>Tetramerium nervosum</i> , <i>Vismia camparaguey</i> , <i>Sida rhombifolia</i> , <i>Scleria melaleuca</i> , <i>Rynchospora cephalotes</i> , <i>Paspalum conjugatum</i> , <i>Paspalum lentiginosum</i> , <i>Lasiacis divaricata</i> , <i>Hyparrhenia rufa</i> , <i>Fimbristylis dichotoma</i> , <i>Digitaria sanguinalis</i> , <i>Desmodium canum</i> , <i>Coelorachis racemosa</i> , <i>Blepharidium guatemalense</i> , <i>Ageratum</i> sp., chispa.

Cuadro 3.3. Valores estructurales promedio para cada clase vegetal identificada en la zona de amortiguamiento del PNLL (Ávila, 2004)

Clase vegetal	DAP (cm)	Altura total (m)	Diámetro de copa (m)	Altura a primera rama (m)	Altura a la copa (m)
Bosque	17.95	10.71	6.21	6.66	7.63
Bosque con cardamomo	26.55	12.15	7.98	6.92	7.51
Potrero con guamil	4.57	6.60	4.55	1.83	3.05
Potrero	2.86	6.87	5.39	2.32	0.50
Guamil III	10.93	10.99	5.25	5.74	8.31

Clase vegetal	DAP (cm)	Altura total (m)	Diámetro de copa (m)	Altura a primera rama (m)	Altura a la copa (m)
Guamil II	4.81	5.71	5.23	4.96	7.14
Guamil I	2.34	3.11	2.19	4.66	3.00
Cultivo (maizal)	1.86	2.69	0	0	0

3.2.2 Estudios previos sobre hormigas

A pesar de la gran diversidad y biomasa de las hormigas y las importantes funciones ecológicas que desempeñan en los ecosistemas guatemaltecos, los daños que ocasionan algunas especies tanto en la agricultura como en la salud de la población y la utilidad potencial para el manejo de plagas, son pocos los estudios sobre hormigas desarrollados en nuestro país. Los estudios que involucran la mirmecofauna guatemalteca son:

El Profesor Auguste Forel durante el período 1893-1900, realizó el estudio: *La Familia Formicidae, Biología Centrali-Americana*. (Forel, 1900). Este es un catálogo de las especies de hormigas centroamericanas e incluye la clasificación, descripción, ilustraciones y localidades donde se han registrado las especies.

W. W. Kempf en 1972 realizó el estudio titulado *Catálogo Abreviado das Formigas da Região Neotropical (Hymenoptera: Formicidae)* (Kempf, 1972). Este estudio es un catálogo ilustrado de las especies de hormigas del neotropico con énfasis en especies de Brasil y se incluyen algunas especies tipo de Guatemala.

Brandon Bestelmeyer, LEEANNE ALONSO y ROY SNELLING en el año 2000 publicaron el estudio titulado *Hormigas del Parque Nacional Laguna del Tigre* como parte de una Evaluación Ecológica Rápida (ECORAP). Dirigida por Conservación Internacional (CI) y la organización no gubernamental PROPETEN (Bestelmeyer *et al.* 2000). Estudió ecológico de las hormigas en los diferentes hábitats terrestres dominantes presentes en el Parque Nacional Laguna del Tigre.

Jorge García Polo en el año 2001 publicó un estudio titulado: *Análisis de la Riqueza y Composición de Hormigas (HYMENOPTERA: Formicidae) en Tres Condiciones con*

Diferente Grado de Fragmentación en el Parque Nacional Laguna Lachuá y su Zona de Influencia. Con el apoyo del Programa para la Investigación y Monitoreo de la Ecoregión Lachuá (PIMEL) y del Programa Experiencias Docentes en la Comunidad (EDC) de la Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, USAC (García Polo, 2001). En este estudio se comparó la riqueza y similitud de tres condiciones paisajísticas diferentes del PNLL y su zona de amortiguamiento.

En el año 2003 inició el estudio titulado: *Relación del Uso de la Tierra con la Diversidad de Hormigas en la Zona de Influencia del PNLL*, investigación realizada para el Ejercicio Profesional Supervisado - EPS (García Polo, 2004). Este estudio reporta la riqueza de morfoespecies de hormigas en ocho clases de vegetales ubicadas en la Aldea San Luis Vista Hermosa al Norte del PNLL.

Estos estudios proporcionan información importante de las hormigas presentes en Guatemala y los estudios ecológicos registran tendencias de la riqueza de hormigas de algunas localidades, que dan indicios de su importancia para el manejo de las áreas estudiadas. A pesar de esto es evidente que el conocimiento taxonómico continúa siendo un impedimento para que los estudios ecológicos sean más profundos (Convenio sobre la Diversidad Biológica, 1999), por lo que es necesario superarlo y así poder llegar a conocer más la comunidad de hormigas de Guatemala.

4 JUSTIFICACIÓN

Comúnmente la Biología de la conservación y la planificación ambiental buscan evaluar o ponderar diferentes sitios para conocer su valor para la conservación o para el monitoreo de cambios en el valor de conservación a través del tiempo. Uno de los criterios considerado frecuentemente para determinar el valor para conservación es la riqueza de especies de la comunidad, como uno de los criterios más importantes. Por tal razón, obtener una estimación confiable de la riqueza de especies de una comunidad es un objetivo de gran importancia (Longino, 2000).

Usualmente los estudios de técnicos o inventarios biológicos dentro de las áreas protegidas o áreas por declarar como protegidas, consideran la riqueza como uno de los parámetros más ponderados, esto es un problema cuando la mayoría de los grupos de la flora y fauna guatemalteca, y en especial los insectos, que son grupos cuyas especies aún se están descubriendo y la información para su determinación taxonómica se encuentra parcialmente disponible, esto se ha definido como el “impedimento taxonómico” (Convenio sobre la Diversidad Biológica, 1999). Además, muchos de estos estudios se basan en inventarios exclusivos de zonas boscosas de las áreas de interés sin considerar la heterogeneidad del paisaje que es parte importante de los procesos ecológicos de la flora y fauna a conservar. Por tal razón para realizar una estimación confiable de la riqueza de especies es necesario superar el “impedimento taxonómico” y dar información que sustente la importancia de considerar la heterogeneidad de hábitats (p.e.: cultivos, potreros, guamiles, bosque, entre otros) del área bajo estudio.

El PNLL y su zona de amortiguamiento constituyen parte de una región de gran importancia para la conservación biológica en Guatemala, derivada de los procesos ecológicos que han ocurrido a través de años entre las partes altas al sur del Parque y las zonas bajas. Estos procesos se ven afectados por las actividades humanas en la zona (vías de transporte, agricultura, ganadería, entre otros), tal es el caso que análisis de la cobertura han indicado una pérdida del 50% del área boscosa de la zona de amortiguamiento en los últimos 42 años (Monzón, 1999; y CONAP-INAB, 2004). Esta pérdida de cobertura y su consiguiente cambio en el uso de la tierra

puede generar alteraciones en el paisaje, por tal razón es importante considerar la heterogeneidad de hábitats y determinar como puede esto afectar la riqueza de especies.

Los insectos y otros artrópodos como las arañas son organismos muy diversos y abundantes, por tal razón son útiles para proveer de información sobre la diversidad biológica del ecosistema y contribuir a un mejor manejo de dichos ecosistemas (Canadian Museum of Nature, 1996). Entre los insectos, las hormigas han demostrado ser organismos útiles en programas de evaluación y monitoreo en áreas naturales (Kremen, 1992; Kremen *et al.* 1993). Ya que cumplen con varios de los criterios según Noss (1990) de un indicador biológico: su biología e historia natural es bien conocida; su observación y manipulación en el campo es sencilla; presentan amplio rango de distribución, alta diversidad taxonómica y ecológica; son organismos sensibles a cambios en el hábitat (Estrada y Fernández, 1999); y presentan patrones de diversidad similares a otros organismos (Alonso, 2000), ejemplo de esto se documenta en diversos estudios como: El uso de hormigas para monitorear cambios ambientales (Kasparin y Majer, 2000); Estudios de la calidad de hábitat en áreas protegidas en Australia (Yeatman y Greenslade, 1980) y en Guatemala (Bestelmeyer *et al.* 2000); de gradientes sucesionales en Colombia (Estrada y Fernández, 1999); de los efectos de los diferentes usos y manejo de la tierra en Nicaragua (Perfecto, 1990), en Costa Rica (Roth *et al.* 1994), en Argentina (Bestelmeyer y Wiens, 1996), en Carolina del Norte y en Virginia (Peck *et al.* 1998).

A pesar de la gran aplicabilidad de las hormigas y la importante información biológica que pueden proveer, aun existen problemas en su taxonomía en varias regiones del mundo y en varias taxa de hormigas (Bolton, 1994). La mirmecofauna guatemalteca se ve incluida en varios estudios regionales (Forel, 1899; Kempf, 1972; y Baroni-Urbani, 1981). Los estudios locales, se enfocan en áreas específica y consisten principalmente en estudios ecológicos que indican tendencias importantes (Bestelmeyer *et al.* 2000; García-Polo, 2001; García-Polo, 2004) a pesar de esto los problemas taxonómicos son evidentes.

Con la finalidad de conocer la diversidad de hormigas del PNLL y sus alrededores, y generar herramientas para su determinación taxonómica, los métodos de captura se seleccionaron para obtener el mayor número de especies posibles. Con base en

diversos estudios de distribución de las hormigas se conoce que existen especies exclusivas de hábitats particulares (Peck *et al.* 1998; Estrada y Fernández, 1999; Bestelmayer *et al.* 2000). Por lo tanto, para capturar el mayor número de especies y conocer si existen especies exclusivas se consideraron diferentes tipos de hábitats, para esto se utilizaron las clases vegetales definidas por Ávila (2004).

De esta manera se contribuyó a superar el “impedimento taxonómico” en las hormigas, y a conocer más a cerca de este grupo que puede aportar información importante sobre la diversidad biológica del PNLL y sus alrededores, y los efectos que las actividades humanas que ocurren en el área pueden ocasionarle a dicha diversidad.

5 OBJETIVOS

5.1 OBJETIVO GENERAL

Conocer la diversidad de hormigas obreras en el Parque Nacional Laguna Lachuá y sus alrededores.

5.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

5.2.1 Conocer la riqueza de hormigas de diferentes hábitats presentes en los alrededores del Parque Nacional Laguna Lachuá.

5.2.2 Determinar taxonómicamente las hormigas colectadas en el Parque Nacional Laguna Lachuá y sus alrededores.

5.2.3 Elaborar claves dicotómicas para determinar los géneros de hormigas obreras del Parque Nacional Laguna Lachuá y sus alrededores.

6 HIPÓTESIS

Al considerar la heterogeneidad de hábitats o clases vegetales presentes en los alrededores del Parque Nacional Laguna Lachuá se obtendrá mayor riqueza de hormigas.

7 MATERIALES Y MÉTODOS

7.1 UNIVERSO Y MUESTRA

En este estudio el universo esta constituido por todas las especies de hormigas que pertenecen a la Familia Formicidae del Orden Hymenoptera de la Clase Insecta, presentes en el PNLL y su zona de amortiguamiento.

La muestra de este estudio proviene de la captura de hormigas por el método de trampas de caída de las ocho clases vegetales presentes en las aldeas Santa Lucía, San Benito I y San Benito II. Además, se utilizaron los especimenes capturados en cinco investigaciones o colectas realizadas en el PNLL y su zona de amortiguamiento, a continuación se mencionan dichos estudios:

- a. García Polo, J. 2001. Análisis de la Riqueza y Composición de Hormigas (HYMENOPTERA: Formicidae) en Tres Condiciones con Diferente Grado de Fragmentación en el Parque Nacional Laguna Lachuá y su Zona de Influencia. Programa Experiencias Docentes en la Comunidad (EDC). Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, USAC.
- b. García Polo, J. 2004. Efecto del Uso de la Tierra en la Comunidad de Hormigas en la Zona de Influencia del PNLL. Ejercicio Profesional Supervisado (EPS). Programa Experiencias Docentes en la Comunidad (EDC). Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, USAC.
- c. Colectas en el Parque Nacional Laguna Lachuá realizadas durante la visita del Dr. William P. Mackay, julio de 2004. (Mackay y Mackay, en prensa)

7.2 MATERIALES Y EQUIPO

En esta sección se listan los materiales y equipos utilizados para la captura de hormigas por el método de trampas de caída, y los materiales y equipos utilizados para la limpieza y separación de especímenes, montaje y determinación taxonómica.

7.2.1 Materiales

- Trampas de caída (Pit-fall): Recipientes de plástico de 200 ml. de volumen y las medidas son 8.5 cm de alto, 6 cm de diámetro (500)
- Glicerol (100 L)
- Alcohol etílico 95% (100 L)
- Pinzas con punta (2)
- Frascos plásticos (1000)
- Pala (1)
- Machete (1)
- Cinta de marcaje (5 rollos)
- Cinta métrica 50 m. (1)
- Libreta de campo (1)
- Lápices (5)
- Agua destilada (10 L)
- Alfileres entomológicos No. 3 y No. 1 (500)
- Frascos plásticos (500)
- Goma para montaje (Titebond®: Liquid Hide Wood Glue) (20 ml)
- Hojas Carta 80 gramos (1000)
- Lápices (5)
- Marcadores punta fina (5)
- Viales plásticos de 0.5 ml (500)
- Puntas de papel para montaje (300)
- Hojas pH neutro para elaboración de etiquetas y puntas (20)

7.2.2 Equipo

- Bandejas blancas
- Agujas de disección (5)
- Cajas de petri (10)
- Estereoscopios Olympus SZ-40 aumento máximo de 10 x 4 (1)
- Estereoscopios de Escuela de Biología (2)
- Pinzas con punta (6)
- Micropipetas (20)
- Pissetas (3)
- Tijeras (1)
- Claves dicotómicas de hormigas neotropicales (Bolton, 2004; Mackay y Mackay, 1995; y Fernández, 2003)
- Cámara digital SONY Cybershot (1)
- Computadora Compaq Presario 2100 (1)
- Programa Estadístico EstimateS (Colwell, 2005)
- Programa Estadístico SPSS versión 11.5 (SPSS Inc., 2002)

7.2.3 Recursos humanos

- Revisor de Tesis: Dr. Jorge Erwin López
- Asesor de Tesis: Lic. Claudio Méndez
- Tesista: Jorge García Polo
- Auxiliares de Laboratorio: Laura Saens y Emmanuel Agreda
- Asistente de Campo: Sr. Paulino (guarda recursos PNLL). Sr. Ángel Xo, (Aldea Santa Lucía Lachuá); Sr. Mariolino (Aldea San Luís Vista Hermosa).

7.2.4 Recursos Institucionales

- Estación Biológica Santa Lucía, ubicada en la Aldea Santa Lucía Lachuá, Cobán, Alta Verapaz; del Programa de Investigación y Monitoreo de la Eco-región Lachuá (PIMEL) Escuela de Biología, USAC.
- Colecciones de Referencia y equipo del Museo de Historia Natural (MUSHNAT), Escuela de Biología, USAC.
- Paquete estadístico SPSS versión 11.5 (SPSS Inc., 2002) prestado por Laboratorio de Entomología Aplicada y Parasitología (LENAP), USAC.
- Equipo de bodega y laboratorios Escuela de Biología, USAC.
- Laboratorio personal.

7.3 PROCEDIMIENTO Y MÉTODOS

7.3.1 Trabajo de campo

Se seleccionaron los sitios de estudio en las aldeas Santa Lucía, San Benito I y San Benito II al Este del PNLL, los sitios de estudio fueron las ocho clases vegetales reconocidas por Ávila (2004) (Cuadro 3.2). Las clases de hábitat consideradas en este estudio fueron: Bosque (B), bosque con cardamomo (BC), guamil 1 de 0 a 2.9 años (G1), guamil 2 de 3 a 5.9 años (G2), guamil 3 de 6 a 15 años (G3), cultivo de maíz (C), potreo (P) y potrero con guamil (PG). Se ubicaron dos replicas de cada una de las clases vegetales, teniendo un total de 16 unidades experimentales o clases (Figura 7.1). En cada una de estas unidades se ubicó un transecto lineal de 100 m de largo y se colocó una trampa de caída cada diez metros, teniendo un total de 10 trampas por transecto. En total se colocaron 160 trampas de caída 20 trampas por clase vegetal. Las trampas de caída consistieron en vasos plásticos con una mezcla de 100 ml de alcohol etílico al 70% y 10 ml de glicerina 10%, estas trampas fueron colocadas tapadas y se abrieron simultáneamente luego de 5 días,

permaneciendo abiertas durante 48 horas. El trabajo de campo fue realizado en Octubre de 2003.

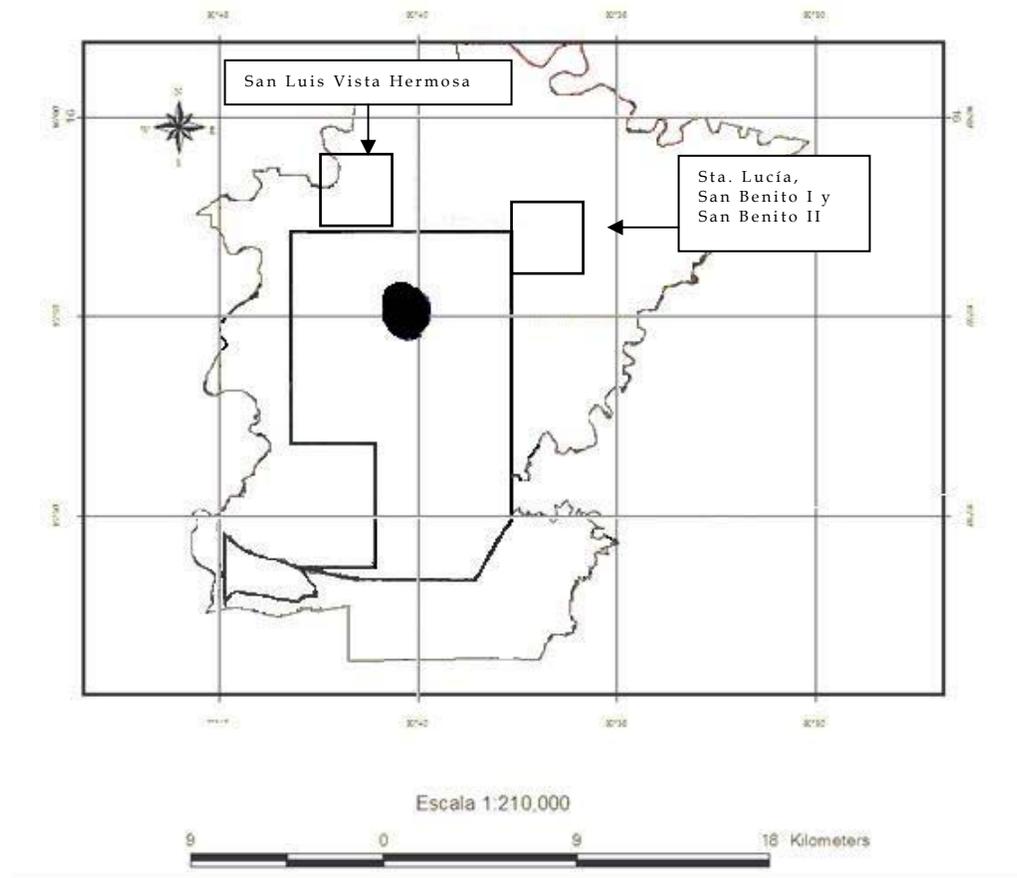


Figura 7.1. Ubicación de las dos zonas de muestreo: Aldeas Santa Lucía, San Benito I y San Benito II, y aldea San Luis Vista Hermosa

Simultáneamente al trabajo de campo antes descrito, se llevó a cabo el trabajo de campo del estudio “*Efecto del Uso de la tierra en la comunidad de hormigas en la zona de influencia del PNLL*” (García Polo, 2004), realizado con el mismo diseño experimental antes descrito pero los sitios de muestro se ubicaron en la aldea San Luis Vista Hermosa al Norte del PNLL, la ubicación de los sitios de muestreo se presentan en la Figura 7.1.

En total se colocaron 320 trampas, 40 trampas por clase vegetal para realizar los análisis estadísticos y revisar los especímenes para la elaboración de claves dicotómicas para la determinación taxonómica de los géneros de hormigas, cuyo procedimiento se describe en secciones posteriores. La revisión de especímenes para elaborar las claves dicotómicas se utilizaron especímenes de los otros estudios realizados en el área, y los métodos utilizados para la colecta de hormigas en los cinco estudios realizados en el área se resumen a continuación:

a) Composición y riqueza de hormigas en tres paisajes distintos, 2001:

Se ubicaron tres áreas con paisajes que presentaron diferente grado de fragmentación (ver figura 6): Santa Lucía, San Luis y el PNLL, en cada área se ubicaron 3 parcelas de 2x500 m, cada parcela fue dividida en cinco secciones iguales de 2x100 m, en cada una de estas sub-parcelas se realizaron las colectas de hormigas por medio de tres métodos:

- Colecta manual: consistió en la captura de todo organismo que se observara caminando en el suelo o en la vegetación.
- Colecta de hojarasca: consistió en el cernido de hojarasca con un cernidor y bandeja blanca, tomando de la bandeja los especímenes con pinzas.
- Colecta de suelo: se tomaron 5 muestras de 5x5x5 cm de suelo y se cernieron sobre la bandeja, los especímenes observados en la bandeja
- fueron colectados con pinzas.

Todos los organismos colectados fueron depositados en frascos plásticos llenos con alcohol etílico al 95%, los frascos fueron debidamente identificados con marcador permanente y se agregó una etiqueta interna de papel. El trabajo de campo fue

realizado en Marzo y Junio de 2001 y se realizó un pre-muestreo en diciembre de 2000, en las aldeas Santa Lucia y San Benito II para probar los métodos.

b) Efecto del uso de la tierra en la comunidad de hormigas, 2004:

El diseño experimental y el método de trampas de caída ya fueron descritos con anterioridad, por lo que es importante mencionar que de las 160 trampas de caída colocadas en las clases vegetales en la aldea San Luis Vista Hermosa no todas tuvieron éxito, ya que en los potreros se perdieron todas las trampas por factores ajenos al investigador. El trabajo de campo fue realizado en Octubre de 2003.

c) Colecta en el Parque Nacional Laguna Lachuá (PNLL) durante la visita del Dr. MacKay, 2004:

Durante la visita del Dr. William P. MacKay y su equipo de la Universidad de Texas, El Paso (UTEP) se realizaron colectas en el PNLL. Las colectas realizadas se enfocaron en las hormigas del suelo y vegetación colectadas manualmente y utilizando trampas de caída, se realizaron extracciones de hojarasca utilizando sacos Mini-Winkler. Además, se realizó una colecta de hormigas en ramas y en troncos podridos. Estas colectas fueron realizadas en Julio de 2004.

7.3.2 Trabajo de Laboratorio

El trabajo de laboratorio consistió en tres actividades: separación de especímenes, montaje y determinación taxonómica de especímenes.

7.3.2.1 Limpieza y separación de especímenes

Algunas muestras se encuentran con tierra y hojarasca por lo que es necesario limpiar la muestra y extraer los especímenes colectados, esto fue realizado utilizando bandejas blancas y agua potable, una vez limpios los especímenes, se separaron las hormigas de otros artrópodos presentes en las muestras y se

guardaron en frascos plásticos debidamente identificados con alcohol etílico al 95%. Estos procedimientos fueron realizados para las muestras provenientes de trampas de caída. Para todas las muestras limpias y separadas, se tomó cada una y se vació su contenido en una caja de Petri, las hormigas fueron separadas y agrupadas por características morfológicas similares a este tipo de clasificación se le conoce como morfoespecies (Oliver y Beattie, 1996), de estas morfoespecies se seleccionó uno o dos especímenes por muestra para su montaje y el resto fue guardado en viales de 0.5ml debidamente identificados llenos de alcohol etílico al 95%.

7.3.2.2 Montaje de especímenes

Todos los especímenes seleccionados para montaje fueron montados utilizando el método de Ward (Longino, 2006), este método no es un pinchado directo con el alfiler como se hace con otros insectos debido principalmente al tamaño pequeño de algunas hormigas y en el caso de hormigas grandes es para evitar daños en características de interés. Con este método se utilizó triángulos o puntas de papel con pH neutro, de aproximadamente 10 mm de largo y 2 mm de base, alfileres entomológicos No. 3 y No. 1 y goma líquida para madera (Titebond® Hide Glue).

El montaje procedió de la siguiente manera: los especímenes se colocaron en una caja de Petri donde se arreglaron las patas y el cuerpo, se colocaron en papel absorbente (papel mayordomo) para eliminar el alcohol del cuerpo, cuando se secó el espécimen colocó en el estereoscopio sobre una tarjeta de papel cartón, con la cabeza en dirección al observador y las patas hacia arriba, se agregó una gota de goma en un cuadro de papel y se colocó cerca de la hormiga, con el uso de pinzas se tomó una punta de papel y se tocó el ápice de esta en la goma y se colocó entre la coxa media y la coxa trasera insertándola por el lado derecho. Una vez seco el espécimen, se tomó la punta y se perforó con el alfiler entomológico justo en medio de la base de la punta, y por último, se subió la punta a la altura deseada. Cuando se montaron dos o tres especímenes de la misma morfoespecie de una misma muestra estos se colocaron en un mismo alfiler.

7.3.2.3 Etiquetado de especímenes

A cada alfiler con espécimen o especímenes montados se le colocó dos etiquetas, la primera con la información de la colecta (colector, lugar y fecha de colecta) y la segunda con los datos de la determinación (nombre científico, autor, nombre de quién realizó la determinación y fecha). Las etiquetas fueron perforadas del lado derecho (Bolton, 1994; Lattke, 2000; Longino, 2006).

7.3.2.4 Determinación taxonómica de especímenes

Todos los especímenes fueron determinados a nivel de género con la utilización de la Guía de Identificación de Géneros de Hormigas del Mundo de Bolton (1994), la determinación de los especímenes a nivel de especie fue realizada para algunos géneros de la Subfamilia Ponerine utilizando las claves de hormigas de Costa Rica (Longino, 2006). Para la mayoría de géneros no fue posible la determinación a nivel de especie pero se clasificaron en morfoespecies.

Para clasificar un espécimen a morfoespecie, primero se identificó su género y se describieron características morfológicas que permitieron diferenciarlo y separarlo de otras morfoespecies del mismo género. Las características utilizadas para estas descripciones se presentan en el Cuadro 7.1. Para nombrar una morfoespecie se escribió el género de esta y luego se le asignó un código (e.g. para separar una morfoespecie del género *Solenopsis* se escribió: *Solenopsis* JGP-1, al encontrar otra morfoespecie esta se nombró *Solenopsis* JGP-2).

Las descripciones de las distintas morfoespecies de cada género se documentaron en un cuaderno de laboratorio. Las principales características utilizadas fueron: el color, la vellosidad, y la forma, proyecciones, excavaciones, esculturas, y suturas de la cutícula de las distintas partes del cuerpo; más detalles de los datos que se tomaron en cuenta en la descripción de morfoespecies se presentan en el Cuadro 7.1 (Lattke, 2000).

Cuadro 7.1. Características utilizadas para establecer morfoespecies. Lattke (2000).

Parte del Cuerpo	Características
Cabeza	Forma y escultura del margen anterior del clípeo. Largo del escapo. Forma del margen externo de la carina frontal. Forma, tamaño y posición de los ojos en la cabeza. Dientes hipostomales en el lado ventral de la cabeza. Características de las esquinas occipitales de la cabeza.
Mesosoma o Alitronco	Forma en vista lateral (ángulos y convexión entre partes distintas, esculturas, presencia de la sutura promesonotal, y el sulcus metanotal, presencia de dientes y ángulos en el margen ventral del pronoto, diferencias en la forma de la carina en borde anteroventral de la mesopleura, orientación de las aberturas de los espiráculos propedales, presencia de dientes en el declive de la cara propederal.
Patas	Vellosoidad, largo y ancho de pelos; espinas en la tibia y los tarsos.
Peciolo	Presencia de pedúnculo y su forma, promedio ancho-largo del nudo peciolar en vista dorsal, presencia de lóbulo o dentículo en el proceso subpeciolar.
Gaster	Diferencias en forma en vista lateral, escultura, esculturas en el área ventral cerca de la unión con el postpeciolo y todo el primer esternito del gaster área apical y basal.

7.3.3 Trabajo de gabinete

7.3.3.1 Análisis estadísticos

Para analizar la diversidad de hormigas por medio de la riqueza de especies (Krebs 1999), se utilizaron los datos de abundancia relativa de trampas de caída de las ocho clases vegetales estudiadas en las aldeas Santa Lucía, San Benito I y San Benito II, además, se utilizaron los datos del estudio de “Efecto del uso de la tierra en las hormigas” (García Polo, 2004) luego de ser revisada la determinación taxonómica y conteo de los especímenes capturados. Con estos datos estimó la riqueza de especies de cada clase vegetal. Para esto se calculó el número acumulado de especies por unidad de esfuerzo (trampa de caída), luego con el programa EstimateS se calculó el número acumulado de especies por unidad de esfuerzo aleatorizando

los datos 100 veces. Los resultados por cada clase vegetal fueron exportados y guardados como archivos del programa Microsoft Excel y luego los datos se copiaron en las matrices del programa SPSS versión 11.5 (SPSS Inc., 2002) para estimar el número de especies con el modelo de Clench: $(B_0 z) / (1 + (B_1 z))$ donde, B_0 y B_1 son las constantes estimadas, y z es el esfuerzo, que consistió en el número de trampas (Soberon y Llorente, 1993; y Moreno y Halfter, 2001). Se analizó la ecuación anterior y se obtuvo el valor de las constantes (B_0 y B_1) con un valor de inicio (*starting value*) de 1, como resultado se obtuvo la función: Riqueza estimada = $(\text{valor de } B_0 \cdot z) / (1 + (\text{valor de } B_1 \cdot z))$. Con el mismo programa se computó la función obteniendo el número de especies estimadas en 1 a 280, 300, 400, 500, 1000 y 2000 trampas.

Para conocer el número de especies estimado con todo el esfuerzo realizado en octubre de 2006 se realizó el mismo procedimiento descrito anteriormente con los datos de todas las trampas de caída.

7.3.3.2 Elaboración de listados y claves dicotómicas

Luego del análisis realizado se procedió a hacer los listados y en base a estos listados se realizó la clave dicotómica para la identificación de géneros de hormigas de la región. Se realizaron descripciones de los géneros colectados, de los caracteres descritos se seleccionaron los más notorios y sencillos, y en base a estos se elaboraron las claves dicotómicas para subfamilias y para géneros. Las figuras que contienen las ilustraciones de hormigas y caracteres de las claves dicotómicas se basaron en Fernández (2003).

8 RESULTADOS

Para las áreas establecidas en los estudios realizados en el Parque Nacional Laguna Lachuá y su zona de amortiguamiento se reportó un total de 43 géneros de hormigas y 101 morfoespecies pertenecientes a 9 subfamilias (Cuadro 8.1). En el anexo 13.1 se presenta el listado general de especies y morfoespecies de hormigas del PNLL y sus alrededores.

Cuadro 8.1. Número de géneros y morfoespecies de hormigas capturadas de cada subfamilia

Subfamilia	No. de géneros Observados	No. de Morfoespecies Observadas
Pseudomyrmecinae	1	8
Ecitoninae	3	5
Cerapachyinae	0	0
Leptanilloidinae	0	0
Amblyoponinae*	2	2
Paraponerinae*	0	0
Ponerinae*	6	15
Proceratiinae*	0	0
Ectatominae*	1	2
Heteroponerinae*	1	1
Agroecomyrmecinae	0	0
Myrmicinae	21	50
Dolichoderinae	4	4
Formicinae	4	15

* Subfamilias agrupadas dentro del grupo de las Poneromorfas (Longino, 2006).

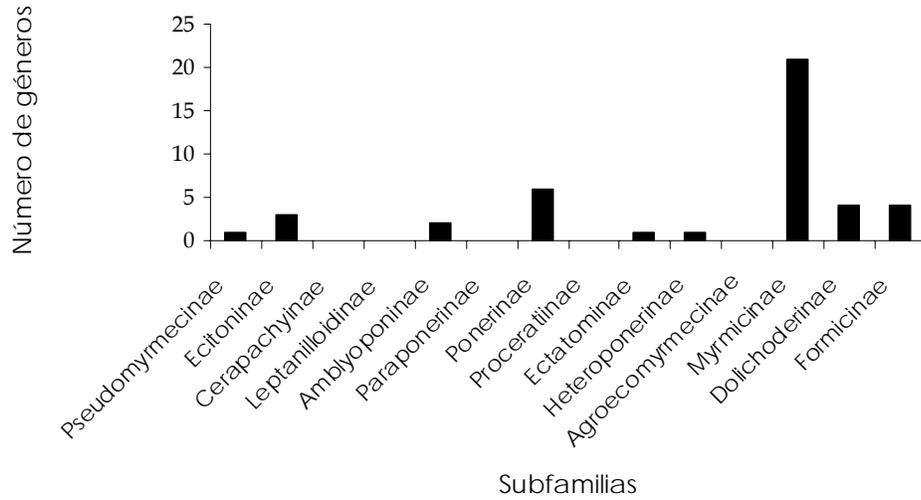


Figura 8.1. Número de géneros de hormigas capturados en el Parque Nacional Laguna Lachuá y sus alrededores, por cada una de las subfamilias reportadas para la región Neotropical

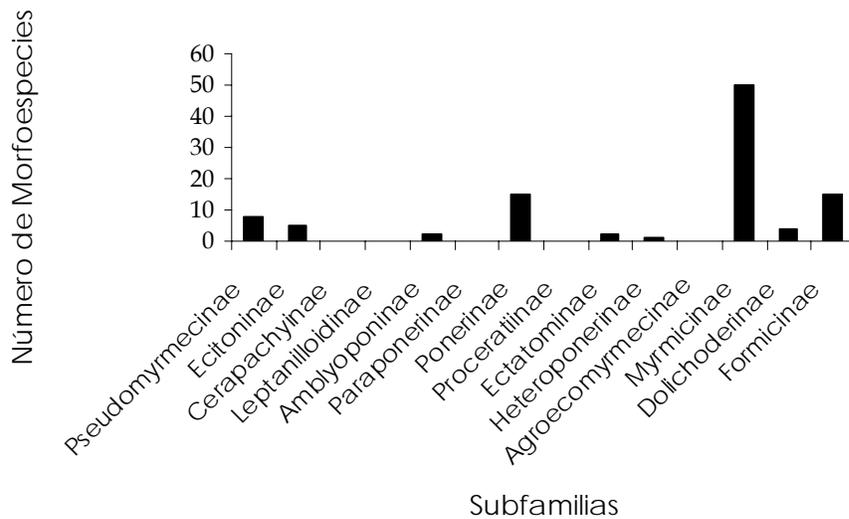


Figura 8.2. Número de morfoespecies de hormigas capturadas en el Parque Nacional Laguna Lachuá y sus alrededores, por cada una de las subfamilias reportadas para la región Neotropical

Las subfamilias con mayor número de géneros y morfoespecies fueron Myrmicinae y Ponerinae. De la subfamilia Myrmicinae se registró el mayor número de géneros y morfoespecies capturadas, 21 géneros y 50 morfoespecies; dentro de los 21 géneros, *Pheidole* fue el que presentó el mayor número de morfoespecies con un total de 20 (Anexo 13.1). De la subfamilia Ponerinae se registró un total de 6 géneros y 15 morfoespecies. Para la subfamilia Formicinae se reportó igual número de morfoespecies que para la subfamilia Ponerinae (15 morfoespecies), pero agrupados en cuatro géneros: *Acropyga*, *Brachymyrmex*, *Camponotus* y *Paratrechina* (Anexo 13.1). Las demás subfamilias presentaron entre 1 y 4 géneros y entre 1 y 8 morfoespecies. No se capturó ningún individuo de las subfamilias Cerapachyinae, Leptanilloidinae, Paraponerinae, Proceratiinae y Agroecomyrmecinae.

8.1 DIVERSIDAD DE HORMIGAS

Los resultados de riqueza observada y estimada por el modelo de Clench en un total de 500 trampas en cada clase vegetal, se resumen en el Cuadro 8.2, además, se indica el porcentaje de morfoespecies capturadas de la riqueza estimada. El número de trampas utilizadas como medida del esfuerzo de captura y el número de morfoespecies acumulado, en el caso de potrero y potrero con guamil, el número de trampas es menor debido a pérdida en el campo por daños ajenos a la investigación, siendo las posibles causas de la pérdida: a) removidas por los propietarios de los potreros y b) fueron removidas y destruidas por el ganado. Un ejemplo gráfico del análisis de curva de acumulación de especies se presenta en la Figura 8.3.

Cuadro 8.2. Riqueza de hormigas por clase vegetal. Riqueza observada en 40 trampas, riqueza estimada por el modelo de Clench en 500 trampas y porcentaje de especies capturadas del estimado. El asterisco (*) señala a las clases con 20 trampas en lugar de 40.

Clase vegetal	Riqueza observada en 40 trampas de esfuerzo	Riqueza estimada en 500 trampas de esfuerzo	Porcentaje de morfoespecies capturadas del total estimado
Bosque	21	27	78 %
Bosque con cardamomo	23	27	85 %
Guamil 3	28	36	78 %
Guamil 2	21	25	84 %
Guamil 1	24	32	75 %
Cultivo (maizal)	16	18	89 %
Potrero*	12	14	86 %
Potrero enguamilado*	17	20	85 %
Todas las clases	49	50	98 %

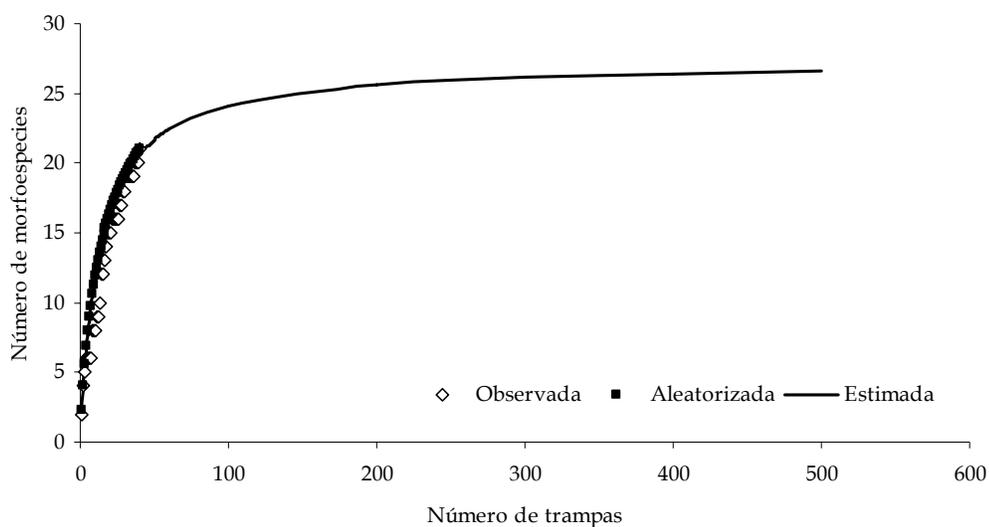


Figura 8.3. Ejemplo gráfico de los resultados de las curvas de acumulación de especies de la clase Bosque. Número de morfoespecies observado, aleatorizado y estimación del modelo de Clench.

La clase de vegetación con mayor número de morfoespecies observadas fue el Guamil 3, seguido del Guamil 1, Bosque con cardamomo, Bosque y Guamil 2. Los demás sitios presentaron número de morfoespecies entre 12 a 17 siendo estos el potrero enguamilado, el maizal y el potrero, en orden descendente, por consiguiente el potrero presentó el menor número de especies aunque es importante considerar que el potrero y el potrero con guamil poseen menos trampas que las demás clases de vegetación.

Los resultados de la estimación de Clench sugieren que la clase con el mayor número de morfoespecies (estimadas) es Guamil 3, seguido de Guamil 1, Bosque, Bosque con cardamomo y Guamil 2. Estos resultados fueron muy similares a los del número de morfoespecies observadas, la diferencia que se detectó al utilizar un esfuerzo de 500 trampas consistió en que el Bosque puede tener el mismo número de morfoespecies que el Bosque con cardamomo y que el Guamil 2 podría presentar menor número de morfoespecies que el Bosque.

Con el esfuerzo realizado (40 o 20 trampas) se registró entre el 75 y el 89 % del total de la riqueza de morfoespecies estimada en cada una de las clases vegetales. Esto indica que se capturó una gran parte de las morfoespecies que ocurren en el suelo de las diferentes clases vegetales. La clase con el porcentaje más bajo fue el Guamil 1 lo cual indica que pueden encontrarse más especies en esta clase o bien el esfuerzo debe ser mayor para conocer el resto de las especies que ocurren en esta clase.

El total de morfoespecies capturadas fue de 49 equivalentes al 98% del número de morfoespecies estimado en 500 trampas (50). En ninguna clase se capturó 49 especies, como se mencionó anteriormente la clase con mayor número de morfoespecies capturadas fue de 28 que equivale al 57% del total de morfoespecies capturadas (49). Esto indica que una clase vegetal no es suficiente para conocer todas las especies de un área determinada, por lo tanto, se comprobó la hipótesis que menciona que al considerar la heterogeneidad de hábitats o clases vegetales presentes en los alrededores del PNLL se obtendrá mayor riqueza de hormigas, es aprobada.

8.2 INSUMOS PARA LA DETERMINACIÓN TAXONÓMICA DE HORMIGAS (CLAVES DICOTÓMICAS Y DESCRIPCIONES)

Para facilitar la identificación de las hormigas del PNLL y su zona de amortiguamiento a nivel de subfamilia se elaboró una clave dicotómica que se presenta en el anexo 13.4. Las claves dicotómicas para la determinación taxonómica a nivel de género se presentan en el anexo 13.5. Es importante mencionar que además de los géneros reportados en este estudio se incluyen los géneros reportados por Bestelmayer y colaboradores (2000) del Parque Nacional Laguna del Tigre y los géneros determinados por Longino (2006) en Costa Rica cuya distribución abarca Guatemala y sus hábitats son bosques de tierras bajas.

9 DISCUSIÓN

El número de especies reportado para el PNLL y su zona de amortiguamiento es similar a lo encontrado en otros estudios como se muestra en el cuadro 9.1. Es importante mencionar que los estudios realizados varían en cuanto a metodología por lo que no es posible realizar comparaciones formales, pero es útil para conocer la riqueza de especies de hormigas en otros paisajes de la región Neotropical.

Cuadro 9.1. Número de especies reportadas en otros estudios de hormigas en la región Neotropical. Los estudios presentados fueron realizados para evaluar la heterogeneidad a nivel de paisaje, sin embargo la escala espacial y temporal varía. Bestelmayer *et al.* 2000.

Localidad	Número de especies	Número de géneros	Autor y año
Veracruz, México	103	46	Quiroz-Robledo y Valenzuela-Gonzales, 1995
Chiapas, México	87	32	MacKay, 1991
PNLL, Guatemala	101	43	Este estudio
PNLT, Guatemala	112	39	Bestelmayer, Alonzo y Sneling, 2000
Sarapiquí, Costa Rica	109	31	Roth <i>et al.</i> 1994
BCI, Panamá	127	49	Levings, 1983
Trombetas, Brasil	156	49	Vsconcelos, 1999
Amazonas, Brasil	184	45	Majer y Delabie, 1994
Salta, Argentina	104	30	Bestelmayer y Wiens, 1996

Todos estos métodos utilizados para la captura de hormigas en el PNLL y sus alrededores son de gran importancia ya que cada uno se enfoca en microhábitats particulares, y el uso de técnicas diversas permite conocer el mayor número de especies del lugar en estudio (Fisher y Robertson, 2002). Sin embargo, para poder hacer comparaciones entre estudios y conocer las variaciones de la comunidad de hormigas en el área es importante utilizar un método estándar. El Instituto Smithsonian ha desarrollado un protocolo para el estudio de las hormigas como una propuesta para unificar esfuerzos en América y poder realizar comparaciones a mayor escala, este protocolo es llamado ALL PROTOCOL (Agosti y Alonso, 2000) como una propuesta para estudios de trayectoria en bosques tropicales. El tema de

realizar un esfuerzo estándar en los estudios tiene implicaciones como el tiempo de trabajo de campo, laboratorio, manejo de datos y análisis de datos que debe de considerarse durante la planificación del estudio como el tiempo (persona/hora) a invertirse en cada una de las fases del desarrollo de un estudio de hormigas.

9.1 OCURRENCIA DE SUBFAMILIAS Y GÉNEROS DE HORMIGAS

De las 101 morfoespecies de hormigas reportadas, la mayor cantidad de especies encontradas fueron de la subfamilia Myrmicinae (50 morfoespecies), esta subfamilia esta compuesta por especies con hábitos muy diversos, entre estas especies algunas son muy especializadas que habitan en la hojarasca, tal es el caso del género *Wasmmania*, se considera que la mayoría de los individuos capturados de este género son *Wasmmania auropunctata* una especie invasora que se ha distribuido en toda América y que tiende a desplazar a otras especies de hormigas que habitan estos ambientes, sin embargo, en este estudio se reportan como género ya que la clave disponible para *Wasmmania* de Costa Rica (Longino 2006) no fue suficiente para identificar las morfoespecie encontradas y además, según Fernández (2003) es un grupo que debe revisarse taxonómicamente. Además, de esta subfamilia existen otros géneros que habitan la hojarasca de las áreas muestreadas, siendo estas: *Strumigenys*, *Pyramica*, *Rogeria* y *Stenamamma*. En el caso de *Strumigenys* y *Pyramica* son dos géneros de hormigas que pertenecen a la tribu Dacetini y se caracterizan por ser hormigas depredadoras de colembolos y pequeños artrópodos de la hojarasca (Fernández, 2003). *Rogeria* y *Stenamamma* se agrupan dentro de la tribu Stenammini (Bolton, 1994), ambas tienen hábitos diversos y además de anidar en hojarasca han sido encontradas en epifitas (Longino, 2006).

Solenopsis geminata conocida como la hormiga argentina es otra especie invasora de esta subfamilia, esta especie ya se ha distribuido ampliamente y es muy común en lugares urbanos (Longino, 2006). Del género *Solenopsis* existen otras especies conocidas como las “hormigas ladronas” hormigas que permanecen casi todo su ciclo de vida debajo de la tierra y su sobrenombre se debe a que invaden nidos de otras especies tomando el alimento acumulado, la taxonomía de estas especies está en revisión por José Pacheco de la Universidad de El Paso Texas. El género que presentó el mayor número de morfoespecies fue *Pheidole* con un total de 20

morfoespecies (Anexo 13.1), este género fue revisado y recientemente publicada la descripción de todas las especies del nuevo mundo con un total de 624 especies (Wilson, 2003) en esta publicación asigna a *Pheidole* el termino de género Hiperdiverso. Longino (2006) define varias características importantes para su identificación taxonómica ya que las hormigas obreras son dimórficas (castas de obreros menores y obreros mayores o soldados), por lo que sugiere tomar medidas como: largo de la cabeza (HL), ancho de la cabeza (HW), largo del escapo (SL), longitud de Weber y algunos índices como el índice cefálico ($CI=100*HW/HL$) y el índice del escapo ($SI= 100*SL/HW$) (Longino, 2006). La longitud de Weber es el tamaño de la línea recta desde el inicio del pronoto hasta el inicio del pecíolo (Longino, 2006). Los hábitos de estas especies son muy diversos y se pueden encontrar desde especies crípticas hasta especies en el dosel del bosque y en epifitas.

En el suelo, además de las especies antes mencionadas otro género común en muestras trampas de caída es el género *Cardiocondyla* según Fernández (2004) contiene dos especies distribuidas en el neotropico. Según Longino (2006) en Costa Rica se han reportado tres especies y todas estas son especies introducidas por el comercio y el centro de diversidad de este género es el trópico del Viejo Mundo. Esta especie se caracteriza por habitar en áreas intervenidas incluso en las calles y aceras de las ciudades (Longino, 2006). En la zona de amortiguamiento del PNLL esta especie fue capturada en Cultivos de maíz, Potrero, Potrero con guamil y Guamiles clase 1 y 2.

Siempre de la familia Mirmycinae, en el estrato arbustivo y arbóreo fue común capturar especies de los géneros *Crematogaster* y *Cephaloes*. Un grupo muy importante de hormigas, son las especies de la tribu Attinii, estas especies son conocidas como las hormigas corta hojas, ya que utilizan fragmentos de hojas como sustrato para cultivar hongos con el cual se alimentan y alimentan a las larvas y a la reina. Algunos estudios han indicado que la identidad del hongo simbionte de las attini son varias especies de las familias Agaricaceae o Lepiotaceae (Subdivisión Basidiomycota, Orden Agaricales) (Schultz y McGlynn, 2000). La especie más común es *Atta cephalotes* muy distribuida en toda Guatemala y es llamada comúnmente como zompopo, en la mayoría de lugares de Guatemala se conoce muy bien al zompopo de mayo, este zompopo u hormiga grande es la hormiga reina de

Atta cephalotes que suele en esas fechas realizar su vuelo nupcial como parte de su ciclo reproductivo. Esta especie es muy conocida por ser un platillo muy cotizado en algunas partes de Guatemala. En el PNLL y su zona de amortiguamiento no se detectó ningún comportamiento de utilizar a esta especie como alimento y las épocas nupciales fueron variables (pers obs.). Otras especies de esta tribu se reportaron para esta zona siendo estas: *Acromyrmex*, *Sericomyrmex*, *Mycocepurus* y *Cyphomyrmex*, esta última se caracteriza por cultivar levaduras en lugar de hongos (Fernández, 2003).

La subfamilia Dolichoderinae que es considerada la subfamilia de hormigas dominantes de los bosques tropicales (Andersen, 2000), en este grupo se encuentra una especie muy distribuida en la zona que fue colectada varias veces en el estrato vegetal herbáceo-arbustivo de las clases bosque, guamiles 2, 3 y bosques con cardamomo esta especie es *Dolichoerus bispinosus*, que además fue observada en simbiosis con larvas de homóptero en un remanente boscoso de la aldea Santa Elena 20 de Octubre. Dentro de la subfamilia Dolichoderinae también se encontraron especies comunes de áreas áridas o intervenidas como es el caso de *Dorymyrmex* que se encontró principalmente en las clases de Guamil 1, Cultivo de maíz, Potrero y Potrero con guamil. Otro género observado en el área es *Azteca*, las especies de *Azteca* se caracterizan por habitar plantas de guarumo (*Cecropia* spp.), específicamente habitan las cavidades que se forman en el interior de los tallos (Longino, 2006); a las plantas que presentan estructuras especializadas destinadas a alimentar o servir de abrigo a las hormigas son llamadas, plantas mirmecófilas (Delabie *et al.* 2003). Esta especie de planta es muy común en los guamiles de los alrededores del PNLL.

El resto de las hormigas capturadas pertenece a la subfamilia Formicinae y al grupo de las Poneromorfas. La subfamilia Formicinae se reportaron cuatro géneros (*Acropyga*, *Brachimyrmex*, *Camponotus*, y *Paratechina*) de estos *Camponotus* es un género muy diverso se considera que para el Nuevo Mundo se estima un total de 400 especies (Wilson, 2003) en la actualidad este género está siendo revisado por William P. MacKay. Los demás géneros son menos diversos y entre estos *Paratrechina* se capturó en las ocho clases vegetales, Longino (2006), reportó para Costa Rica cinco especies y seis morfoespecies diferentes; por lo que será conveniente revisar las especies de este género capturadas en las clases vegetales.

Los otros dos géneros son hormigas muy pequeñas, *Acropyga* es un género de hormigas raras y crípticas del suelo, y *Brachimyrme* es más común que habita el suelo y los árboles, esta se colectó únicamente en el Bosque con cardamomo.

El grupo Poneromorfas, corresponde a la antigua subfamilia Ponerinae que fue separada por Bolton (2003) en seis subfamilias: Amblyoponinae, Ectatomminae, Heteroponerinae, Paraponerinae, Ponerinae y Poroceratiinae. Estas se caracterizan por presentar un postpeciolo parcialmente formado o ausente y aguijón presente (Longino, 2006). Los géneros capturados con mayor frecuencia en este estudio son: *Odonthomachus*, *Pachycondyla* y *Ectatomma*. Del género *Odonthomachus* se identificaron cuatro especies de las trampas de caída (*O. chelifera*, *O. laticeps*, *O. meinerti* y *O. ruginodis*), de estas la especie más común fue *O. laticeps* con 106 individuos capturados en todas las clases vegetales; y *O. meinerti* solo fue colectada en las clases de Bosque, Bosque con cardamomo y Guamil 3. De *Pachycondyla* se identificaron cinco especies (*P. harpax*, *P. apicalis*, *P. obscuricornis*, *P. impressa*, y *P. carinulata*), de las cuales *P. harpax* fue la más abundante en las muestras de trampas de caída capturada en todas las clases vegetales y con un total de 117 especímenes capturados. *P. obscuricornis* fue capturada únicamente en Bosque y Guamil 3, y *P. apicalis* en Bosque con cardamomo, Guamil 3 y Guamil 2. Del género *Ectatomma* se identificaron dos especies *E. tuberculatum* y *E. ruidum*, estas se colectaron en las hierbas y arbustos en bosques y bosques con cardamomo.

Las Subfamilias Pseudomyrmecinae y Ecitoninae presentaron menor número de morfoespecies (8 y 5 respectivamente). Las hormigas de la subfamilia Pseudomyrmecinae se colectaron en su mayoría en los arbustos, la mayoría de las especies son arbóreas (Longino, 2006); sin embargo, en las trampas de caída se capturaron cinco morfoespecies. Las hormigas de la Subfamilia Ecitoninae son llamadas hormigas legionarias se caracterizan por recorrer grandes extensiones en filas muy compactas en el PNLL y alrededores son llamadas hormigas arrieras; de esta subfamilia se reportan cinco morfoespecies (*Eciton* sp., *Labidus coecus*, *Labidus praedator*, *Neivamyrmex* JGP-1 y *Neivamyrmex* JGP-2), *Eciton* es la más común de las hormigas de esta subfamilia, esta se colectó manualmente en el PNLL y otros remanentes boscosos. *Labidus coecus* se colectó en trampas de caída en un potrero de la aldea Santa Lucía y *L. praedator* en un Guamil 3 de la aldea San Luis Vista

Hermosa, en Costa Rica se han reportado cuatro especies de las cuales una *L. spininodis* solo se ha reportado de Brasil a Costa Rica (Longino, 2006).

9.2 DIVERSIDAD DE HORMIGAS

La riqueza total observada y estimada (Cuadro 8.2) en todas las clases vegetales confirma que al considerar la heterogeneidad de clases vegetales permitió cuantificar más especies de lo cuantificado en una sola clase vegetal. Esto se relaciona con el aporte de morfoespecies de cada clase vegetal, lo cual va a ser determinado por número de especies exclusivas de cada clase vegetal (Cuadro 9.2).

Cuadro 9.2: Número de morfoespecies de hormigas exclusivas por clase vegetal

Clase vegetal	Morfoespecies exclusivas
Bosque	3
Bosque con cardamomo	4
Guamil 3	5
Guamil 2	2
Guamil 1	1
Cultivo (maizal)	0
Potrero	1
Potrero enguamilado	0

Las clases con mayor número de morfoespecies exclusivas son: Guamil 3 (5 morfoespecies), Bosque con cardamomo (4) y Bosque (3). La vegetación de estas clases vegetales está dominada por árboles altos por lo que la cobertura es abundante lo cual según (Bestelmayer y Wiens, 1996) son ambientes con alta complejidad. Con esto se evidencia que la pérdida de este tipo de hábitats puede amenazar varias especies de hormigas, y si se considera a las hormigas como indicadores de diversidad (Alonso, 2000); la pérdida de estas clases también pondría en riesgo a otras especies.

Las clases vegetales Potrero con guamil y Cultivo (maizal), son hábitat donde no se capturaron especies exclusivas lo que sugiere que las especies capturadas en estas dos clases son especies generalistas. En el anexo 13.2 se presenta la identidad de cada una de las morfoespecies exclusivas y compartidas entre las clases vegetales.

El esfuerzo de captura fue adecuado para cada una de las clases vegetales, capturándose entre el 75 y 89% del total estimado en 500 trampas. Las clases vegetales con menor porcentaje de morfoespecies capturadas del estimado fueron Guamil 1, Guamil 3 y Bosque (75, 78 y 78% respectivamente), lo que sugiere que pueden capturarse más especies al utilizar mayor esfuerzo. Esto indica que puede ser necesario utilizar más trampas o mantenerlas activas más de 48 horas para obtener más especies. Por otro lado, esta información genera la pregunta ¿Cual es la diferencia entre estas tres clases vegetales y las demás?, esa diferencia que puede hacer necesario más esfuerzo para obtener mayores porcentajes de captura; o bien, puede cuestionarse si para las hormigas estas clases definidas por Ávila (2004) son realmente percibidas de esa forma. Por tal razón este estudio es una base para desarrollar estudios posteriores sobre la ecología de las hormigas con lo que se podrá responder a estas y otras preguntas.

10 CONCLUSIONES

- 10.1 De todas las clases vegetales se capturó un total de 49 morfoespecies, la clase con mayor número de morfoespecies observadas fue el Guamil 3 donde se capturaron 28 morfoespecies, equivalente al 57% del total. Por lo tanto, al considerar la heterogeneidad de hábitats o clases vegetales se capturó mayor número de morfoespecies.
- 10.2 El “impedimento taxonómico” en las hormigas del PNLL y sus alrededores fue superado en parte al generar instrumentos que permitan identificar los géneros de hormigas.
- 10.3 El número de 101 morfoespecies de hormigas reportado para el PNLL y sus alrededores puede ser considerado como un valor similar a los números de especies observados en bosques tropicales de América, sin embargo las escalas y métodos son diferentes por lo que no es posible concluir ni comparar la diversidad de hormigas registrada.
- 10.5 Las clases vegetales de bosque, bosque con cardamomo y guamil 3 presentaron mayor número de especies exclusivas, lo cual evidencia que la pérdida de este tipo de ambientes puede amenazar a varias especies de hormigas.
- 10.4 La riqueza observada de morfoespecies fue similar en las clases bosque y bosque con cardamomo, sin embargo se puede considerar que el bosque puede ser más rico, al observar que se capturó 21 morfoespecies que son el 78% del estimado; mientras que en la clase de bosque con cardamomo se capturó un número de morfoespecies más cercano al número estimado (85%).
- 10.5 La riqueza observada y estimada en las clases Cultivo (maizal), Potreo y Potrero con Guamil, fue menor que en las demás clases vegetales. Lo cual puede deberse a que son ambientes sin cobertura arbórea y pobres de hábitats, lo que puede generar condiciones menos favorables para la mayoría de las hormigas.

11 RECOMENDACIONES

En vista que se identificaron morfoespecies únicas o exclusivas para algunos hábitats o clases vegetales se recomienda realizar investigación más detallada con la finalidad de utilizar a las hormigas como bioindicadores. Para esto será necesario determinar los factores que afectan la distribución y abundancia de las especies de hormigas en diferentes hábitats del PNLL y sus alrededores.

El análisis utilizando morfoespecies como un aproximado de las especies (Oliver y Baetie, 1996), produjo datos de interés biológico y ecológico por lo que es de gran importancia continuar con el trabajo de taxonómico de las hormigas para identificarlas a nivel de especie y superar completamente el impedimento de la taxonomía.

Para conocer la comunidad de hormigas de un sitio determinado es importante utilizar métodos y esfuerzos similares, si el lugar se muestrea por primera vez es recomendable utilizar varios métodos de captura para tener especies que habitan los diferentes estratos del bosque, esto debido a que está documentado que la estratificación de las especies por microhabitat es muy común en bosques tropicales, habitando debajo del suelo (especies crípticas), sobre el suelo, sobre y dentro de hierbas y arbustos, sobre y dentro de troncos de los árboles y copas de los árboles. Además, hay especies que tienen hábitat muy particulares como nidos de termitas, bromelias dentro de tallos de las especies de *Cecropia*, *Nectandra* y *Acacia* (Longino, 2006).

Para estudios de trayectoria sobre hormigas, El Instituto Smithsonian ha desarrollado un protocolo para el estudio de las hormigas como una propuesta para unificar esfuerzos en América, por lo que se recomienda evaluar este método llamado ALL PROTOCOL (Agosti y Alonzo, 2000) para determinar si responde a los planteamientos y si funciona para los ambientes como el PNLL y sus alrededores.

12 REFERENCIAS

Agosti, D. J. y L. Alonso. The ALL Protocol: A standard protocol for the collection of ground-dwelling ants. En Agosti, D. J. Majer, L. Alonso y T. Schultz Editors. *Ants standard methods for measure and monitoring biodiversity*. Smithsonian Institute Press. Washington y Londres. XIX+280 pp (204 - 206).

Alonso, L. 2000. Ants as Indicators of Diversity. En Agosti, D. J. Majer, L. Alonso y T. Schultz Editors. *Ants standard methods for measure and monitoring biodiversity*. Smithsonian Institute Press. Washington y Londres. XIX+280 pp (80 - 88).

Andersen, A. 2000. A Global Ecology of Rainforest Ants: Functional Groups in Relation to Environmental Stress and Disturbance. En Agosti, D. J. Majer, L. Alonso y T. Schultz Editors. *Ants standard methods for measure and monitoring biodiversity*. Smithsonian Institute Press. Washington y Londres. XIX+280 pp. (25 - 34).

Ávila, R. 2004. Estudio base para el programa de monitoreo de la vegetación en la zona de influencia del Parque Nacional Laguna Lachuá. Informe de Tesis Biólogo. Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, USAC, Guatemala.

Baroni-Urbani C. 1981. Clave para la Determinación de Géneros de Hormigas Neotropicales. Curso de Insectos Sociales en el Trópico. Tabasco, México.

Bestelmeyer, B., L. Alonso y R. Snelling. 2000 Las Hormigas del Parque Nacional Laguna del Tigre, Peten, Guatemala. Informe Eco-rap Conservación Internacional.

Bestelmeyer J y Wiens J. 1996. The Effects of Land Use on The Structure of Ground-foraging Ant Communities in The Argentine Chaco. *Ecological Applications* 6 (4).

Bolton, B. 1994. Identification Guide to the Ant Genera of the World. Harvard University Press, Massachusetts: USA. 222 pp.

Bolton 1995. A taxonomic and zoogeographical census of the extant ant taxa (Hymenoptera: Formicidae). *J. Nat. Hist.* 29: 1037-1056.

Bolton, B. 2003. Synopsis and classification of Formicidae. *Mem. Am. Entomol. Inst.* 71:1-370.

Borror, D., C. Triplehorn y J. Johnson. 1992. *An Introduction to the Study of Insects*. 6ta. Ed. Saunders College Publishers. U. S. A. pp 737-744.

Canadian Museum of Nature. 1996. The advantages of using arthropods in ecosystem management. A brief from the Biological Survey of Canada (Terrestrial Arthropods). 11pp.

Caroll, C. y Jansen, D. 1973. Ecology of Foraging By Ants. *Annual Review of Ecology and Systematics* 4: 231-257.

Colwell, R. K. 2005. EstimateS: Statistical estimation of species richness and shared species form samples. Versión 7.5. Software and User's guide and application. Publicada en: <http://purl.oclc.org/estimates>.

Consejo Nacional de Áreas Protegidas (CONAP) e Instituto Nacional de Bosques (INAB). 2004. Plan Maestro 2004 - 2009. Parque Nacional Laguna Lachuá, Cobán Alta Verapaz. Guatemala.

Convenio sobre la Diversidad Biológica (CBD). 1999. Examen de la Iniciativa Mundial sobre Taxonomía. UNEP/CBD/SBSTTA/5/4. Publicada en: <http://www.biodiv.org/doc/meetings/sbstta/sbstta-05/official/sbstta-05-04-es.pdf>.

____. 2003. CBD para Botánicos. Diapositivas adicionales. Publicada en: http://www.rbgekew.org.uk/data/cbd/Spanish/slidenotes42-57_CDBbot.pdf.

Delabie J., M. Ospina y G. Zabala. 2003. Relaciones entre hormigas y plantas: una introducción. Capítulo 10 en Fernández, F (ed.). 2003. *Introducción a las hormigas*

de la región Neotropical. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Bogotá, Colombia. XXV+398pp. (167 - 180).

Escuela de Biología USAC. 2004. Curso de Entomología Sistemática. "*Estudio de Insectos en la Finca Chajumpec*" Curso de Formación Profesional, Escuela de Biología, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, USAC.

Estrada C. y Fernández F. 1999. Diversidad de Hormigas (Hymenoptera: Formicidae) en un gradiente sucesional del bosque nublado (Nariño, Colombia). *Biología Tropical*, 47(1-2): 189-201

Fernández, F. (ed.). 2003. Introducción a las hormigas de la región Neotropical. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Bogotá, Colombia. XXV+398p.

Fernández F. y M. Ospina. 2003. Sinopsis de las Hormigas de la región Neotropical. Capítulo 3 en Fernández, F (ed.). 2003. Introducción a las hormigas de la región Neotropical. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Bogotá, Colombia. XXV+398pp. (49-64pp.).

Fisher, B. y H. Robertson. 2002. Comparison and Origin of Forest and Grassland Ant Assemblages in the High Plateau of Madagascar (Hymenoptera: Formicidae). *Biotropica*, 34(1): 155 - 167pp.

Forel, A. 1899-1900. Familia Formicidae. Hymenóptera. Vol. III. *Biología Centrali-Americana*.

García Polo, J. 2001. Análisis de la Riqueza y Composición de Hormigas (HYMENOPTERA: Formicidae) en Tres Condiciones con Diferente Grado de Fragmentación en el Parque Nacional Laguna Lachuá y su Zona de Influencia. Programa Experiencias Docentes en la Comunidad (EDC). Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, USAC.

García Polo, J. 2004. Efecto del Uso de la Tierra en la Comunidad de Hormigas en la Zona de Influencia del PNLL. Ejercicio Profesional Supervisado (EPS). Programa Experiencias Docentes en la Comunidad (EDC). Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, USAC.

Goulet, H. y J. Huber. 1993. Hymenoptera of the world: An identification guide to families. 1ra. Ed. Ottawa, Canadá, vii + 668pp. (217-224).

Hölldobler, B. y E.O. Wilson. 1990. The ants. Cambridge, Mass.: Harvard University Press, xii + 732 pp.

Kaspari, M. 2003. Introducción a la ecología de las hormigas. Capítulo 6 en Fernández, F (ed.). 2003. Introducción a las hormigas de la región Neotropical. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Bogotá, Colombia. XXV+398pp. (97 - 112pp.).

Kaspari M. y J. D. Majer. 2000. Using Ants to Monitor Environmental Change. En Agosti, D. J. Majer, L. Alonso y T. Schultz Editors. Ants standard methods for measure and monitoring biodiversity. Smithsonian Institute Press. Washington y Londres. XIX+280 pp. (89-98).

Kempf, W. 1972. Catálogo Abreviado das Formigas da Região Neotropical (Hymenóptera: Formicidae). Studia Entomologica 15:3-344.

Krebs C. 1999. Ecological Methodology. 2da. Ed. Benjamin/Cummings imprint. New York. EEUU.

Kremen, C. 1992. Assessing the indicator properties of species assemblages for natural areas monitoring. Ecol. Appl.2: 203-217.

Kremen, C., R. K. Colwell, T. L. Erwin, D. D. Murphy, R. F. Noss, y M. A. Sanjayan. 1993. Terrestrial arthropod assemblages: their use in conservation planning. Conserv. Biol. 7: 796 -808.

Lattke, J. 1995. Revision of the Ant Genus *Gnamptogenys* in the New World (Hymenoptera: Formicidae). *Journal of Hymenoptera Research* 5: 137-193.

Lattke, J. 1997. Revisión del Género *Apterostigma* Mayr (Hymenoptera: Formicidae). *Arquivos de Zoología. Museo de Zoología da Universidad de São Paulo*. 34 (5): 121-221.

Lattke, J. 2000. Specimen Processing. En Agosti, D. J. Majer, L. Alonso y T. Schultz Editors. *Ants Standard methods for measure and monitoring biodiversity*. Smithsonian Institute Press. Washington y Londres. XIX+280 pp (155-172).

Longino, J. 2006. *Ants of Costa Rica*. Publicado en:
<http://www.evergreen.edu/ants/AntsofCostaRica.html>

Longino, J. 2000. What to Do With the Data. En Agosti, D. J. Majer, L. Alonso y T. Schultz Editors. *Ants Standard methods for measure and monitoring biodiversity*. Smithsonian Institute Press. Washington y Londres. XIX+280 pp (186-204).

Longino, J y P. Hanson. 1987. The ants (Formicidae). Office of Forestry, Environment and Natural Resources, Bureau of Science and Technology of the United States Agency for International Development. Pp. 691:588-620.

Longino J. 2003. The *Crematogaster* (Hymenoptera, Formicidae, Myrmicinae) of Costa Rica. *Zootaxa* 151: 1-150.

Longino J. y R. Snelling. 2002. A Taxonomic Revision of the *Procryptorerus* (Hymenoptera: Formicidae) of Central America. *Natural History Museum of Los Angeles County. Contributions in Science* 495: 1-30pp.

Ludwing J. y Reynolds J (1988) *Statistical Ecology*. Wiley. U.S.A. Pp. 71 - 103.

Mackay, W. En prensa. Revision of the New World Ants of the genus *Camponotus*. Central America version.

Mackay, W. y E. MacKay. 1995. Clave de Géneros de Hormigas de México y América Central (Hymenóptera: Formicidae). Universidad de Texas, EEUU. 32 pp.

Mackay, W. y E. Mackay. *En prensa*. Hormigas (Hymenoptera: Formicidae) del Parque Nacional Laguna Lachuá.

Majer, J. D. 1985. Recolonization by ants of rehabilitated mineral sand mines on North Stradbroke Is. Queensland, with particular reference to seed removal. *Aust. J. Ecol.* 10: 31- 48.

_____. 1996. Ant recolonization of rehabilitated bauxite mines at Trombetas, Para, Brazil. *J. Trop. Ecol.* 12: 257-273.

Miranda, F. 1978. Vegetación de la Península Yucateca. Colegio de Postgraduados, Chapingo, México. 270 pp.

Monzón R. 1999. Estudio general de los recursos agua, suelo y uso de la tierra del Parque Nacional Laguna Lachuá y su Zona de Influencia, Cobán, Alta Verapaz. Tesis de Ingeniería Agrónoma, Facultad de Agronomía, Universidad de San Carlos de Guatemala.

Morales, J. y C. Méndez. 2000. Programa Para la Investigación y Monitoreo de la Eco-región Lachuá (PIMEL), Escuela de Biología, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, USAC.

Moreno C.E. 2001. Métodos para medir la biodiversidad. Manuales y Tesis SEA. Sociedad Entomológica Aragonesa Ed. Madrid, España.

Moreno C. E., y G. Halfter. 2001. Spatial and temporal analysis of alpha, beta and gamma diversities of bats in a fragmented landscape. *Biodiversity and Conservation* 10: 367-382.

Noss, R. F. 1990. Indicators for monitoring biodiversity: a hierarchical approach. *Conserv. Biol.* 4: 355-364.

Oliver, I. y A. Beattie, 1996. Invertebrate Morphospecies as Surrogates for Species: A Case Study. *Conservation Biology*. 10(1): 99-109.

Palacio, E.E. 2003. Subfamilia Ecitoninae. Capítulo 18 en Fernández, F (ed.). 2003. Introducción a las hormigas de la región Neotropical. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Bogotá, Colombia. XXV+398p. (281 - 285pp.)

Palacio E.E. y Fernández, F. Claves para las subfamilias y géneros. Capítulo 15 en Fernández, F (ed.). 2003. Introducción a las hormigas de la región Neotropical. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Bogotá, Colombia. XXV+398p. (233-260pp.)

Peck S, B. McQuaid y C. L. Campbell. 1998. Using Ant Species (Hymenoptera: Formicidae) as a Biological Indicator of Agroecosystem Condition. *Environmental Entomology*, 27(5): 1102-1110.

Perfecto I. 1990. Indirect and direct effects in a tropical agroecosystem: The maize-pest-ant system in Nicaragua. *Ecology* 7: 2125-2134.

Roth, D. S., I. Perfecto, y B Rathcke. 1994. The effects of management systems on ground-foraging ant diversity in Costa Rica. *Ecol. Appl.* 4: 423-436.

Schultz T. y McGlynn T. 2000. The Interactions of Ants with Other Organisms. En Agosti, D. J. Majer, L. Alonso y T. Schultz Editors. *Ants standard methods for measure and monitoring biodiversity*. Smithsonian Institute Press. Washington y Londres. XIX+280 pp (35 - 44).

Snelling, R. y J. Longino. 1992. Revisionary notes on the fungus-growing ants of the genus *Cyphomyrmex*, rimosus-group (Hymenoptera: Formicidae: Attini). Pages 479-494 in Quintero, D. and A. Aiello. *Insects of Panama and Mesoamerica: selected studies*. Oxford University Press, Oxford. 692 pp.

Soberon J. y J. Llorente. 1993. The use of species accumulation functions for the prediction of species richness. *Conserv. Biol.* 7: 480-488.

SPSS Inc. 2002. SPSS versión 11.5. Chicago, IL, EEUU.

USAC, Escuela de Biología. 2004. Ficha Informativa de los Humedales de Ramsar (FIR). Guatemala. Centro América. Pp. 9.

Ward. P. 2004. Ant Subfamilies. Ant Course 2004; La Selva, Costa Rica. Agosto 2004. Entomology Department, Univesity of California, Davis. EEUU.

Wendt T. 1987. Las selvas de Uxpanapa, Veracruz-Oaxaca, México: Evidencia de Refugios Florísticos Cenozoicos. Anales Instituto de Biología. UNAM. 58. Ser. Bot (Núm. Único). 29-54.

Wilson, E. 2003. *Pheidole* in the New World, a dominant, hyperdiverse ant genus. Harvard University Press. Inglaterra. Pp. 794.

Yeatman, E. M., y P.J.M. Greenslade. 1980. Ants as indicators of habitat in three conservation parks in South Australia. South Aust. Nat. 55: 20-26.

13 ANEXOS

13.1 LISTADO DE HORMIGAS REPORTADAS PARA EL PARQUE NACIONAL LAGUNA LACHUÁ Y SU ZONA DE AMORTIGUAMIENTO

No.	Especie o Morfoespecie	Subfamilia	Tribu	Autor
1	<i>Dolichoderus bispinosus</i>	DOLICHODERINAE	Dolichoderini	Olivier, 1792
2	<i>Dorymyrmex</i> sp.	DOLICHODERINAE	Dolichoderini	Mayr, 1866
3	<i>Forelius</i> sp.	DOLICHODERINAE	Dolichoderini	Emery, 1888
4	<i>Azteca</i> sp.	DOLICHODERINAE	Dolichoderini	Forel, 1878
5	<i>Tapinoma</i> sp.	DOLICHODERINAE	Dolichoderini	Föster, 1850
6	<i>Acropyga</i> sp.	FORMICINAE	Lasiini	Roger, 1862
7	<i>Brachymyrmex</i> sp.	FORMICINAE	Plagiolepidini	Mayr, 1868
8	<i>Camponotus atriceps</i>	FORMICINAE	Camponotini	Smith, 1858
9	<i>Camponotus planatus</i>	FORMICINAE	Camponotini	Roger, 1863
10	<i>Camponotus sericeiventris</i>	FORMICINAE	Camponotini	Guérin - Méneville, 1838
11	<i>Camponotus</i> JGP-1	FORMICINAE	Camponotini	Mayr, 1861
12	<i>Camponotus</i> JGP-2	FORMICINAE	Camponotini	Mayr, 1861
13	<i>Camponotus</i> JGP-3	FORMICINAE	Camponotini	Mayr, 1861
14	<i>Camponotus</i> JGP-4	FORMICINAE	Camponotini	Mayr, 1861
15	<i>Paratrechina</i> JGP-1	FORMICINAE	Plagiolepidini	Motschoulsky, 1863
16	<i>Paratrechina</i> JGP-2	FORMICINAE	Plagiolepidini	Motschoulsky, 1863
17	<i>Paratrechina</i> JGP-3	FORMICINAE	Plagiolepidini	Motschoulsky, 1863
18	<i>Paratrechina</i> JGP-4	FORMICINAE	Plagiolepidini	Motschoulsky, 1863
19	<i>Paratrechina</i> JGP-5	FORMICINAE	Plagiolepidini	Motschoulsky, 1863
20	<i>Paratrechina</i> JGP-6	FORMICINAE	Plagiolepidini	Motschoulsky, 1863
21	<i>Eciton</i> sp.	ECITONINAE	Ecitonini	Latreille, 1804
22	<i>Labidus coecus</i>	ECITONINAE	Ecitonini	Latreille, 1802
23	<i>Labidus praedator</i>	ECITONINAE	Ecitonini	Smith, 1858
24	<i>Neivamyrmex</i> JGP-1	ECITONINAE	Ecitonini	Borgmeier, 1894
25	<i>Neivamyrmex</i> JGP-2	ECITONINAE	Ecitonini	Borgmeier, 1894
26	<i>Pseudomyrmex gracilis</i>	PSEUDOMIRMECINAE	Pseudomyrmecini	Fabricius, 1804
27	<i>Pseudomyrmex</i> JGP-1	PSEUDOMIRMECINAE	Pseudomyrmecini	Lund, 1831
28	<i>Pseudomyrmex</i> JGP-2	PSEUDOMIRMECINAE	Pseudomyrmecini	Lund, 1831
29	<i>Pseudomyrmex</i> JGP-3	PSEUDOMIRMECINAE	Pseudomyrmecini	Lund, 1831
30	<i>Pseudomyrmex</i> JGP-4	PSEUDOMIRMECINAE	Pseudomyrmecini	Lund, 1831

No.	Especie o Morfoespecie	Subfamilia	Tribu	Autor
31	Pseudomyrmex JGP-5	PSEUDOMIRMECINAE	Pseudomyrmecini	Lund,1831
32	Pseudomyrmex JGP-6	PSEUDOMIRMECINAE	Pseudomyrmecini	Lund,1831
33	Amblyopone sp.	AMBLYOPONINAE	Amblyoponini	Erichson, 1842
34	Prionopelta sp.	AMBLYOPONINAE	Amblyoponini	Mayr, 1866
35	Anochetus sp.	PONERINAE	Ponirini	Mayr, 1861
36	Gnamptogenys sp.	ECTATOMMINAE	Ectatommini	Roger, 1863
37	Hypoponera sp.	PONERINAE	Ponerini	Santschi, 1938
38	Leptogenys pusilla	PONERINAE	Ponerini	Emery, 1890
39	Leptogenys sp.	PONERINAE	Ponerini	Roger, 1861
40	Odontomachus chelifer	PONERINAE	Ponerini	Latreille, 1802
41	Odontomachus laticeps	PONERINAE	Ponerini	Roger, 1861
42	Odontomachus meinerti	PONERINAE	Ponerini	Forel, 1905
43	Odontomachus ruginodis	PONERINAE	Ponerini	Smith, 1937
44	Pachycondyla aenescens	PONERINAE	Ponerini	Mayr, 1870
45	Pachycondyla apicalis	PONERINAE	Ponerini	Latreille, 1802
46	Pachycondyla carinulata	PONERINAE	Ponerini	Roger, 1861
47	Pachycondyla harpax	PONERINAE	Ponerini	Fabricius, 1804
48	Pachycondyla impressa	PONERINAE	Ponerini	Roger, 1861
49	Pachycondyla obscuricornis	PONERINAE	Ponerini	Emery, 1890
50	Ectatomma tuberculatum	ECTATOMMINAE	Ectatommini	Olivier, 1792
51	Ectatomma ruidum	ECTATOMMINAE	Ectatomini	Roger, 1860
52	Acanthoponera sp.	HETEROPONERINAE	Heteroponerini	Mayr, 1862
53	Acromyrmex sp.	MYRMICINAE	Attini	Mayr, 1865
54	Adelomyrmex sp.	MYRMICINAE	Stenammini	Emery, 1897
55	Atta cephalotes	MYRMICINAE	Attini	Linnaeus, 1758
56	Cardiocondyla sp.	MYRMICINAE	Formicoxenini	Emery, 1869
57	Cephalotes sp.	MYRMICINAE	Cephalotini	Latrelli, 1802
58	Crematogaster sp.	MYRMICINAE	Crematogastrini	Lund, 1831
59	Cyphomyrmex JGP-1	MYRMICINAE	Attini	Mayr, 1862
60	C. JGP-2	MYRMICINAE	Attini	Mayr, 1862
61	C. JGP-3	MYRMICINAE	Attini	Mayr, 1862
62	Monomorium sp.	MYRMICINAE	Solenopsidini	Mayr, 1855
63	Mycocepurus sp.	MYRMICINAE	Attini	Forel, 1893
64	Neostruma sp.	MYRMICINAE	Dacetini	Brown, L.W, 1948
65	Octostruma JGP-1	MYRMICINAE	Basicerotini	Forel, 1912
66	Octostruma JGP-2	MYRMICINAE	Basicerotini	Forel, 1912
67	Octostruma JGP-3	MYRMICINAE	Basicerotini	Forel, 1912
68	Octostruma JGP-4	MYRMICINAE	Basicerotini	Forel, 1912
69	Pheidole JGP-1	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O, 1839
70	Pheidole JGP-2	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O, 1839
71	Pheidole JGP-3	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839

No.	Especie o Morfoespecie	Subfamilia	Tribu	Autor
72	Pheidole JGP-4	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
73	Pheidole JGP-5	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
74	Pheidole JGP-6	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
75	Pheidole JGP-7	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
76	Pheidole JGP-8	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
77	Pheidole JGP-9	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
78	Pheidole JGP-10	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
79	Pheidole JGP-11	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
80	Pheidole JGP-12	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
81	Pheidole JGP-13	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
82	Pheidole JGP-14	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
83	Pheidole JGP-15	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
84	Pheidole JGP-16	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
85	Pheidole JGP-17	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
86	Pheidole JGP-18	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
87	Pheidole JGP-19	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
88	Pheidole JGP-20	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
89	Pyramica sp.	MYRMICINAE	Dacetini	Roger, 1862
90	Rogeria sp.	MYRMICINAE	Stenammini	Emery, 1894
91	Sericomyrmex sp.	MYRMICINAE	Attini	Mayr, 1865
92	Solenopsis geminata	MYRMICINAE	Solenopsidini	Fabricius, 1804
93	Solenopsis sp.	MYRMICINAE	Solenopsidini	Westwood.J.O, 1840
94	Stenamma sp.	MYRMICINAE	Stenammini	Westwood. J.O, 1839
95	Strumigenys JGP-1	MYRMICINAE	Dacetini	F.Smith, 1860
96	Strumigenys JGP-2	MYRMICINAE	Dacetini	F.Smith, 1860
97	Tranopelta sp.	MYRMICINAE	Solenopsidini	Mayr, 1866
98	Wasmannia auropuctata	MYRMICINAE	Blepharidattini	Roger, 1863
99	Wasmannia JGP-1	MYRMICINAE	Blepharidattini	Forel, 1893
100	Wasmannia JGP-2	MYRMICINAE	Blepharidattini	Forel, 1893
101	Wasmannia JGP-3	MYRMICINAE	Blepharidattini	Forel, 1893

13.2 DISTRIBUCIÓN DE MORFOESPECIE POR CLASE VEGETAL

Especies	B	BC	G3	G2	G1	C	P	PE
<i>Acanthoponera</i>	X							
<i>Acromyrmex</i>		X		X	X			
<i>Atta cephalotes</i>			X					X
<i>Brachymyrmex</i> sp.		X						
<i>Camponotus atriceps</i>			X	X	X	X	X	X
<i>Camponotus</i> JGP-1				X				
<i>Camponotus</i> JGP-2		X						
<i>Camponotus</i> JGP-3			X					
<i>Camponotus planatus</i>			X	X	X	X	X	X
<i>Camponotus sericeiventris</i>		X						
<i>Cardiocondyla</i>				X	X	X	X	X
<i>Cyphomyrmex</i> JGP-1		X			X			
<i>Cyphomyrmex</i> JGP-2		X						
<i>Cyphomyrmex</i> JGP-3	X	X		X	X			
<i>Dolichoderus bispinosus</i>		X	X	X				
<i>Dorymyrmex</i>					X	X	X	X
<i>Forelius</i> sp.				X	X	X	X	X
<i>Gnamptogenys</i>	X							
<i>Hypoponera</i>	X				X	X		X
<i>Labidus coecus</i>							X	
<i>Labidus praedator</i>			X					
<i>Leptogenys</i>			X					
<i>Mycocepurus</i>			X					
<i>Neivamyrmex</i> JGP-1			X		X			X
<i>Neivamyrmex</i> JGP-2		X						
<i>Odontomachus chelifer</i>	X	X	X	X				
<i>Odontomachus laticeps</i>	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Odontomachus meinerti</i>	X	X	X	X				
<i>Odontomachus ruginodis</i>	X	X	X	X	X	X		X
<i>Pachycondyla apicalis</i>		X	X	X		X		
<i>Pachycondyla carinulata</i>	X				X			
<i>Pachycondyla harpax</i>	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Pachycondyla impressa</i>	X	X	X	X	X	X		X
<i>Pachycondyla obscuricornis</i>	X		X		X			
<i>Paratrechina</i>	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Pheidole</i> sp.	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Piramica</i> sp.	X							
<i>Pseudomyrmex gracilis</i>				X				
<i>Pseudomyrmex</i> JGP-1	X		X		X			
<i>Pseudomyrmex</i> JGP-2			X		X			
<i>Pseudomyrmex</i> JGP-3					X			
<i>Pseudomyrmex</i> sp.			X					
<i>Rogeria</i>	X	X	X	X	X			X
<i>Sericomyrmex</i>	X		X					
<i>Solenopsis</i> sp.	X	X		X	X	X	X	
<i>Solenopsis geminata</i>	X	X	X	X	X	X	X	X

Especies	B	BC	G3	G2	G1	C	P	PE
<i>Strumigenys</i>			X		X	X		
<i>Tapinoma</i> sp.		X	X					
<i>Wasmannia</i> sp.	X	X	X	X		X		X

B: Bosque; BC: Bosque con cardamomo; G3: Guamil 3; G2: Guamil 2; G1: Guamil 1; C: Cultivo (maizal); P: Potrero; PE: Potrero con guamil.

13.3 CLAVE PARA LA DETERMINACIÓN DE SUBFAMILIAS DE HORMIGAS OBRERAS DEL PARQUE NACIONAL LAGUNA LACHUÁ Y SU ZONA DE INFLUENCIA.

Para identificar las estructuras mencionadas en la siguiente clave será útil consultar la sección sobre morfología externa y caracteres diagnósticos de las hormigas en Antecedentes inciso 3.1.3. Además, las figuras que se mencionan en la clave se encuentran en el Anexo 13.5.

- 1a Segundo segmento abdominal reducido con forma de nudo (Pecíolo), tercer segmento abdominal más grande que el segundo, fusionándose con los segmentos abdominales restantes para formar el gaster. Algunas veces el tercer segmento abdominal con una constricción posterior (Figura 13.1).....**2**
- 1b Segundo y tercer segmentos abdominales reducidos con forma de nudo (Pecíolo y postpecíolo, respectivamente), cuarto segmento abdominal mas grande que el segundo y el tercero, fusionándose con los segmentos abdominales restantes para formar el gaster (Figura 13.2). Tercer segmento abdominal nunca con una constricción posterior.....**9**
- 2^a Gaster sin una constricción entre el primer y segundo segmento. Aguijón ausente o no visible..... **3**
- 2b Gaster con una constricción entre el primer y segundo segmento (Figura 13.1). Aguijón presente y visible.....**4**
- 3a Hypopigidio formando un poro cilíndrico rodeado por un círculo de pelos (Figura 13.3). Cabeza en vista frontal, las inserciones antenales alejadas del margen anterior del clépeo (Figura 13.20).....**Formicinae**
- 3b Hypopigidio sin formar un poro cilíndrico rodeado por un círculo de pelos. Cabeza en vista frontal, las inserciones antenales muy cerca del margen anterior del clépeo (Figura 13.14).....**Dolichoderinae**
- 4a Pigidio largo, aplanado y armado con espinas o dientes (Figura 13.4).....

	Cerapachinae
4b	Pigidio diferente a lo descrito anteriormente.....	5
5a	Pecíolo ampliamente unido al gaster, sin la superficie posterior visible (Figura 13.29).....	Amblyoponinae
5b	Pecíolo agudamente unido al gaster, con la superficie posterior visible (Figura 13.1).....	6
6a	Cabeza en vista frontal, lóbulos frontales algunas veces ausentes donde las inserciones antenales que se encuentran muy cerca de margen anterior de la cabeza son visibles, si presentes, cubriendo ligeramente las inserciones antenales (Figura 13.44).....	Proceratiinae
6b	Cabeza en vista frontal, lóbulos frontales horizontales presentes que cubren las inserciones antenales, si parcialmente expuestas entonces nunca muy cerca del margen anterior de la cabeza (Figura 13.36).....	6
7a	Márgenes externos posteriores de los lóbulos frontales con apariencia de pellizco (Figura 13.35).....	Ponerinae
7b	Márgenes externos posteriores de los lóbulos frontales sin apariencia de pellizco (Figura 13.42).....	7
8a	Cabeza con carena media longitudinal extendiéndose del margen anterior del clípeo hasta el margen posterior de la cabeza (Figura 13.46). Orificio de la glándula metapleural simple, dirigido posterior o lateralmente.....	Heteroponerinae
8b	Cabeza sin carena media longitudinal que se extiende del margen anterior del clípeo hasta el margen posterior de la cabeza (Figura 13.42). Orificio de la glándula metapleural con forma de rajadura protegida por un borde convexo de cutícula que dirige el orificio dorsal o posterodorsalmente.....	Ectatominae
9a	Ojos reducidos a un solo omatidio o ausentes. Inserciones antenales expuestas, nunca cubiertas por los lóbulos frontales (Figura 13.24).....	Ecitoninae

- 9b Ojos grandes, si reducidos compuestos de más de una faceta. Inserciones antenales cubiertas o parcialmente cubiertas por los lóbulos frontales pero nunca expuestas.....10

- 10a Ojos variables pero nunca ocupando mas de la mitad de la cabeza. Sutura promesonotal fusionada e inflexible o ausente. Garras tarsales sin diente preapical (Figura 13.7a).....Myrmicinae
- 10b Ojos ocupan más de la mitad de la cabeza. Sutura promesonotal flexible. Garras tarsales con diente preapical (Figura 13.7b).....Pseudomyrmecinae

13.4 CLAVE PARA LA DETERMINACIÓN DE GÉNEROS DE HORMIGAS OBRERAS

Para identificar las estructuras mencionadas en las siguientes claves será útil consultar la sección sobre morfología externa y caracteres diagnósticos de las hormigas en Antecedentes inciso 3.1.3. Además, las figuras que se mencionan en la clave se encuentran en el Anexo 13.5.

SUBFAMILIA DOLICHODERINAE

- 1a En vista dorsal pecíolo cubierto por el abdomen. Escama del pecíolo muy reducida a veces casi ausente (Figura 13.17).....*Tapinoma*
- 1b En vista dorsal pecíolo visible y nunca cubierto por el abdomen. Escama del pecíolo bien definida, algunas veces inclinada hacia delante.....**2**

- 2a Hipostoma con prominencias anterolaterales como dientes (Figura 13.6).....
.....*Dolichoderus*
- 2b Hipostoma sin prominencias anterolaterales.....**3**

- 3a Propodeo armado con una espina o diente (Figura 13.15).....
.....*Dorymyrmex*
- 3b Propodeo sin armas.....**4**

- 4a Escama del pecíolo fuertemente inclinado hacia delante. Primer tergo del gaster proyectado hacia el pecíolo (Figura 13.16).....*Forelius*
- 4b Escama del pecíolo sin inclinarse hacia delante. Primer tergo del gaster sin proyectarse hacia el pecíolo (Figura 13.13).....*Azteca*

SUBFAMILIA FORMICINAE

- 1a Antenas de 8 a 11 segmentos.....**2**
- 1b Antenas de 12 segmentos.....**3**

- 2a Ojos muy pequeños, vestigiales o ausentes; cuando presentes (en vista lateral) situados abajo y muy alejados de la mitad de la cabeza(Figura 13.18) *Acropyga*
- 2b Ojos desarrollados, situados cerca de la mitad de la cabeza. Antenas de 10 segmentos (Figura 13.19).....*Brachimyrmex*
- 3a Inserciones antenales situadas muy cerca del clípeo. Cabeza y cuerpo con setas gruesas arregladas en pares (Figura 13.21).....*Paratrechina*
- 3b Inserciones antenales situadas lejos del clípeo. Cabeza y cuerpo con o sin setas, si presentes con arreglo diferente a lo descrito anteriormente (Figura 13.20).....*Camponotus*

SUBFAMILIA CERAPHACHINAE

- 1a Antenas con 9 a 12 segmentos. Surcos antenales ausentes. Carenas frontales presentes, elevadas, casi erectas, muy cerca entres si. Lóbulos frontales no cubren las inserciones de las antenas. Ojos pequeños. Lados de la cabeza con una carena prominente que pasa del margen anterior del ojo hasta la inserción de la antena. Tegumento grueso y generalmente punteado. Pilosidad muy escasa (Figura 13.22)..... *Cerapachys*

Antenas de 12 segmentos. Surcos antenales presentes. Carenas frontales se extienden cubriendo los surcos antenales. Lóbulos frontales cubren las inserciones de las antenas. Ojos de tamaño mediano a grandes. Mesonoto casi sin surcos en el dorso. Postpecíolo mucho más ancho que el pecíolo. Tegumento con estrías paralelas. Color rojizo a negro, algunas veces con patas amarillas (Figura 13.23)..... *Cilindromyrmex*

SUBFAMILIA ECITONINAE

- 1a Garras tarsales simples sin diente medio en el margen interior (Figura 13.7a)..... *Neivamyrmex* (Figura 13.26)
- 1b Garras tarsales con un diente medio en el margen interior (Figura 13.7b).....**2**

- 2a Espinas propodeales ausentes (Figura 13.25).....*Labidus*
- 2b Espinas propodeales presentes.....**3**

- 3a Escapos antenales cortos y gruesos..... *Nomamyrmex*
- 3b Escapos antenales largos y delgados.....*Eciton*

SUBFAMILIA PSEUDOMYRECINAE

Pseudomyrmex

Ojos grandes ocupando casi la mitad de la longitud de la cabeza; usualmente presentan tres ocelos. Inserciones antenales muy juntas. Cuerpo delgado y alargado (Figura 13.26).

SUBFAMILIA AMBLIOPONINAE

- 1a Sutura promesonotal completa y móvil. Mandíbulas delgadas con mas de tres dientes, extiende mas allá del borde anterior del pecíolo cuando están cerradas. Ojos formados por un omatidio. Pedúnculo poco desarrollado pecíolo muy pegado al postpecíolo (Figura 13.30).....*Prionopelta*

- 1b Sutura promesonotal completa y móvil. Mandíbulas con tres dientes y pegadas a la cabeza cuando están cerradas. Ojos formados por un omatidio. Pedúnculo poco desarrollado pecíolo muy pegado al postpecíolo (Figura 13.29).....*Amblyopone*

SUBFAMILIA PONERINAE

- 1a Cabeza rectangular. Mandíbulas lineales y alargadas (Figura 13.37).....**2**
- 1b Cabeza nunca rectangular. Mandíbulas triangulares, si son alargadas ojos muy pequeños(Figura 13.38).....**3**

- 2a Carena nugal presente y formando un ángulo agudo (Figura 13.8).....
.....*Odonthomachus*
- 2b Carena nugal ausente (Figura 13.9).....*Anochetus*

3a	Inserciones antenales y lóbulos frontales juntos (Figura 13.38).....	4
3b	Inserciones antenales y lóbulos frontales muy separados (Figura 13.42).....	7
4a	Ápice ventral de la tibia trasera con una espuela, esta espina usualmente larga y pectinada aunque algunas veces simple (Figura 13.10a).....	5
4b	Ápice ventral de la tibia con dos espuelas; una larga y pectinada y una simple enfrente (Figura 13.10b).....	6
5a	Mandíbula triangular con uno a tres dientes apicales seguidos de varios dientes, pequeños (Figura 13.35).....	<i>Hypoponera</i>
5b	Mandíbula alargada nunca triangular con tres a cinco dientes algunas veces, algunas veces con uno a tres dentículos (Figura 13.40).....	4
6a	Mandíbulas con tres a cuatro dientes en el margen masticador (Figura 13.40).....	<i>Simopelta</i>
6b	Mandíbulas con 5 a 6 dientes terminando en un diente apical largo (Figura 13.32).....	<i>Belonopelta</i>
7a	Parte basal de las mandíbulas con un hoyuelo o fovea (Figura 13.11).....	<i>Cryptopone</i>
7b	Parte basal de las mandíbulas sin hoyuelo o fovea	8
8a	Garras lisas y sin armas (Figura 13.7a).....	<i>Pachycondyla</i>
8b	Garras pectinadas (Figura 13.7c).....	<i>Leptogenys</i>
9a	Parte basal de las mandíbulas con hoyuelo o fovea (Figura 13.11).....	<i>Platythyrea</i>
9b	Parte basal de las mandíbulas sin hoyuelo o fovea.....	4
10a	Mandíbula armada con tres dientes largos y curvos como espinas que se traslapan cuando están cerrados llegando casi al nivel de los ojos. Pecíolo con pedúnculo (Figura 13.41).....	<i>Thaumatomyrmex</i>

- 10b Mandíbula triangular siempre con más de tres dientes. Pecíolo sésil o al menos con un pedúnculo muy corto (Figura 13.34).....*Gnamptogenys*

SUBFAMILIA ECTATOMMINAE

Ectatomma

Lóbulos frontales e inserciones antenales muy separadas. Tibia trasera posee una sola espina. Mesonoto formando una prominencia convexa rodeada por líneas profundamente impresas (Figura 13.42).

SUBFAMILIA HETEROPONERINAE

Acanthoponera

Antenas de 11 segmentos. Surcos antenales profundos. Ojos convexos grandes. Mandíbulas tan o mas largas que la cabeza. Propodeo armado con dos dientes. Pecíolo terminando en una espina inclinada posteriormente. (Figura 13.43)

SUBFAMILIA MYRMICINAE

- 1a Escrobas antenales presentes y situadas debajo de los ojos (Figura 13.62).....2
 1b Escrobas antenales ausentes, si presentes situadas arriba de los ojos (Figura 13.55 y Figura 13.56).....3
- 2a Antena de 12 segmentos (Figura 13.51).....*Basiceros*
 2b Antena de 8 segmentos (Figura 13.62).....*Octostruma*
- 3a Postpecíolo articulado en la superficie dorsal de gaster (Figura 13.55).....
*Crematogaster*
 3b Postpecíolo nunca articulado en la superficie dorsal de gaster, siempre articulado en la superficie ventral.....4
- 4a Lóbulos frontales muy expandidos ocultando los márgenes laterales de la cabeza (Figura 13.52 y Figura 13.54).....5
 4b Lóbulos frontales normales no expandidos ocultando márgenes de la cabeza (Figura 13.73).....7

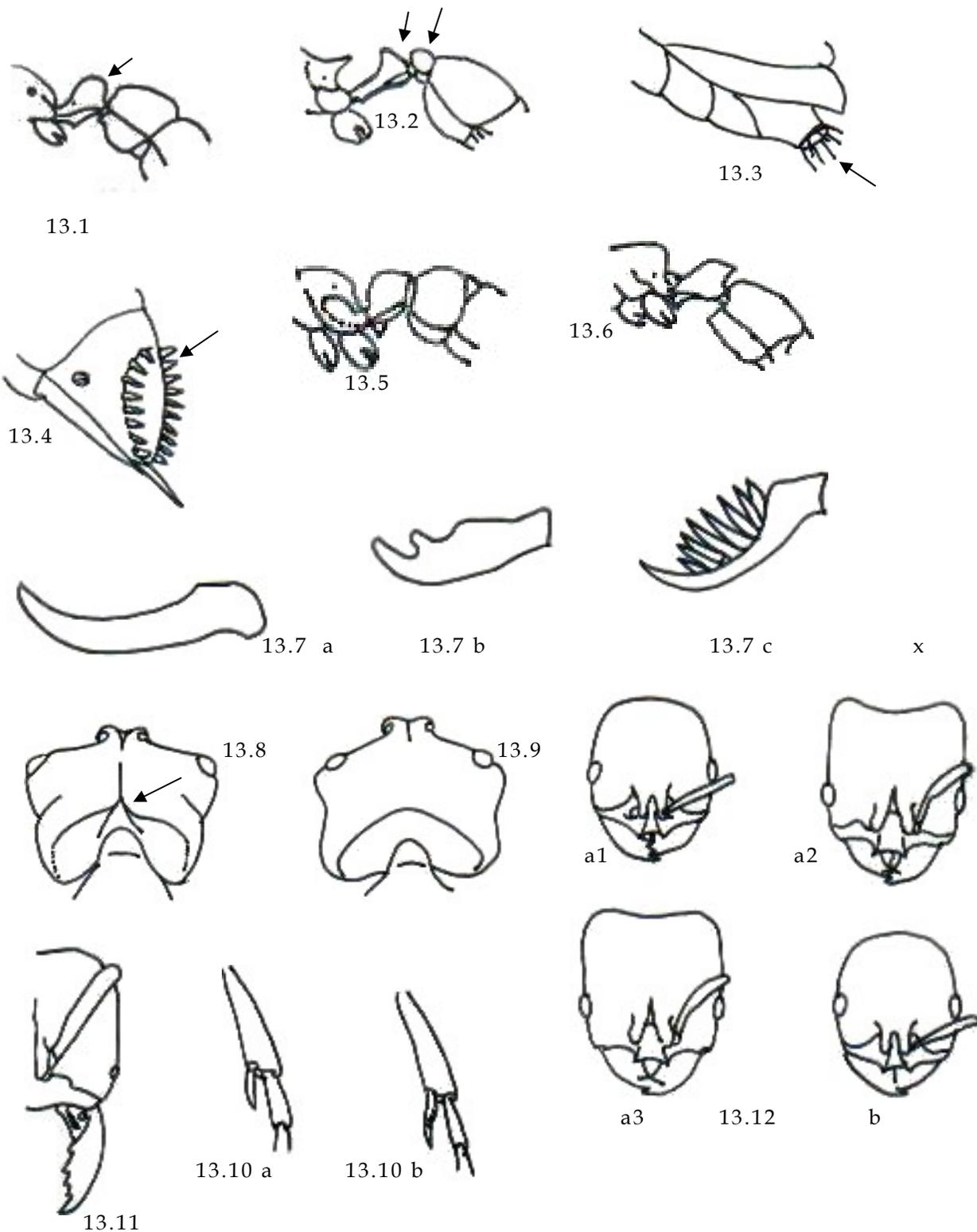
5a	Carenas frontales muy desarrolladas formando la placa de la cabeza (Figura 13.54).....	<i>Cephalotes</i>
5b	Carenas frontales nunca forman una placa en la cabeza.....	6
6a	Las porciones frontales del clípeo se unen formando una pared frente a las inserciones antenales. Propodeo con espinas (Figura 13.52).....	<i>Blepharidatta</i>
6b	Clípeo sin la descripción anterior. Propodeo sin espinas, presentando protuberancias en todo el mesosoma (Figura 13.56).....	<i>Cyphomyrmex</i>
7a	Segmentos apicales de las antenas ensanchados para formar una maza bien definida de dos segmentos (Figura 13.68).....	8
7b	Segmentos apicales de las antenas sin formar una maza, si la maza presente es de uno, tres o cuatro segmentos nunca de dos (Figura 13.63).....	15
8a	Antenas de siete segmentos o menos.....	9
8b	Antenas con nueve a doce segmentos.....	11
9a	Antenas con siete segmentos. Ojos situados en el extremo posterior de los surcos antenales. Pecíolo sésil y el postpecíolo fuertemente unido al gaster (Figura 13.71).....	<i>Tatuidris</i>
9b	Antenas con seis segmentos o menos. Ojos si presentes situados en el margen inferior de los surcos antenales (Figura 13.65 y 13.70).....	10
10a	Mandíbulas muy separadas una de la otra, insertadas en el margen anterior de la cabeza casi al borde del margen lateral (Figura 13.65).....	<i>Pyramica</i>
10b	Mandíbulas juntas, insertadas al centro del margen anterior de la cabeza, nunca cerca del margen (Figura 13.70).....	<i>Strumigenys</i>
11a	Mandíbulas alargadas y lineares que terminan en una horqueta apical de tres dientes. Cabeza en forma de corazón (Figura 13.46).....	<i>Acanthognathus</i>
11b	Mandíbulas triangulares a subtriangulares, dentición variable. Cabeza en forma variable pero nunca en forma de corazón (Figura 13.48 y 13.68).....	12

12a	Antenas de 11 a 12 segmentos.....	13
12b	Antenas de 10 segmentos.....	14
13a	Antenas de 11 segmentos. Surcos antenales presentes. Carenas frontales se extienden casi cerca del vertex. Margen basal de la mandíbula sin un diente. Cabeza con arrugas longitudinales en la frente. Propodeo con espinas (Figura 13.73).....	<i>Wasmannia</i>
13b	Antenas de 12 segmentos. Surcos antenales ausentes. Carenas frontales ausentes. Margen basal de la mandíbula con un diente. Cabeza y mesosoma estriado y rugosos con presentando espacios brillantes. Propodeo con espinas (Figura 13.48).....	<i>Adelomyrmex</i>
14a	Clípeo bicarinado con un par de pelos convergentes (Figura 13.12b). Propodeo sin espinas. Pecíolo casi sesil y pedúnculo extremadamente corto (Figura 13.74).....	<i>Xenomyrmex</i>
14b	Clípeo bicarinado con un pelo medio en margen anterior (Figura 13.12). Propodeo sin espinas. Pecíolo flexible y pedúnculo normal nunca extremadamente corto (Figura 13.68).....	<i>Solenopsis</i>
15a	Antena con 11 segmentos, los segmentos apicales nunca forman una maza definida.....	16
15b	Antenas con 12 segmentos, los segmentos apicales forman una maza definida de 3 a 4 segmentos nunca de dos.....	23
16a	Tórax ligeramente convexo en vista lateral, con pelos gruesos y erectos. Si presenta tubérculos únicamente en el pecíolo y postpecíolo (Figura 13.58).....	<i>Leptothorax</i> (parte)
16b	Tórax nunca convexo en vista lateral, pelos y setas variables. Si presenta tubérculos o espinas en el mesosoma, pecíolo, postpecíolo y en algunos casos en el gaster, nunca solo en pecíolo y postpecíolo (Figura 13.50, 13.60 y 13.72).....	17
17a	Cuerpo cubierto todo con setas en forma de escamas, sin espinas (Figura 13.61).....	<i>Myrmococrypta</i>

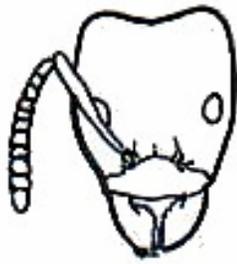
17b	Cuerpo con tubérculos, espinas, o setas simples pero nunca en forma de escamas.....	18
18a	Surcos antenales presentes arriba de los ojos (Figura 13.72).....	<i>Trachymyrmex</i>
18b	Surcos antenales ausentes.....	19
19a	Lóbulos frontales juntos (Figura 13.60).....	20
19b	Lóbulos frontales separados (Figura 13.50).....	21
20a	Pronoto con 10 a 12 espinas o dientes. Pecíolo con cuatro dientes dorsales (Figura 13.60).....	<i>Mycocepurus</i>
20b	Pronoto sin presentar 10 a 12 espinas o dientes y pecíolo sin cuatro dientes dorsales, en su lugar todo el cuerpo cubierto por pubescencia sedosa y fina (Figura 13.49).....	<i>Apterostigma</i>
21a	Cuerpo cubierto por numerosos pelos simples (Figura 13.67).....	<i>Sericomyrmex</i>
21b	Cuerpo cubierto por tubérculos o espinas.....	22
22a	Dorso promesonotal con dos pares de espinas. Gaster liso (Figura 13.50).....	<i>Atta</i>
22b	Dorso promesonotal con tres o más espinas. Gaster con tubérculos (Figura 13.47).....	<i>Acromyrmex</i>
23a	Segmentos apicales sin formar una maza de 3 a 4 segmentos.....	24
23b	Segmentos apicales ensanchados formando una maza de 3 a 4 segmentos....	26
24a	Tórax ligeramente convexo en vista lateral, surcos antenales ausentes.....	25
24b	Tórax cóncavo o recto en vista lateral pero nunca convexo. Surcos antenales presentes y muy profundos arriba de los ojos (Figura 13.64).....	<i>Procryptocerus</i>
25a	Tórax si presenta pelos no son gruesos ni erectos. Lóbulos propodeales formando proyecciones. Pecíolo y postpecíolo sin tubérculos (Figura 13.57)	

	<i>Hylomyrma</i>
25b	Tórax con pelos gruesos y erectos. Lóbulos propodeales sin procesos o espinas. Pecíolo y postpecíolo con tubérculos (Figura 13.58).....	
	<i>Leptothorax</i> (parte)
26a	Clípeo sin una seta media, en su lugar un par setas que convergen en el centro (Figura 13.12a).....	29
26b	Clípeo con una seta larga que sales del medio en margen anterior (Figura 13.12b).....	27
27a	Porciones laterales del clípeo aplanadas dorsoventralmente, Propedeo con espinas (Figura 13.53).....	<i>Cardiocondyla</i>
27b	Clípeo sin las porciones laterales aplanadas. Propedeo sin espinas (Figura 13.59).....	<i>Monomorium</i>
28a	Clípeo con dos carenas longitudinales (Figura 13.67y 13.69).....	29
28b	Clípeo sin dos carenas longitudinales (Figura 13.63).....	<i>Pheidole</i>
29a	Antenas con maza de 3 segmentos (Figura 13.66).....	<i>Rogeria</i>
29b	Atenas con maza de 4 segmentos (Figura 13.69).....	<i>Stenamamma</i>

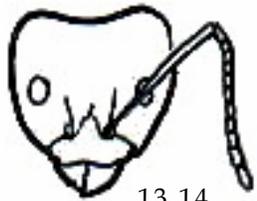
13.5 FIGURAS



13.1: Segundo segmento abdominal (Pecíolo); 13.2: Segundo y tercer segmentos abdominales (Pecíolo y post-pecíolo); 13.3: Acidoporo; 13.4: Estacas del abdomen de la familia Ceraphachinae; 13.5: Pecíolo fuertemente unido al gaster; 13.6: Pecíolo sin atacharse fuertemente al gaster; 13.7: Tipos de garras; a. simple, b. con diente medio, c. pectinado; 13.8: Carena nucal de *Odontomacrus*; 13.9: Sin carena nucal como *Anochetus*; 13.10: Tipos de espina metatibial; a. simple, b. dos espinas (simple y pectinada); 13.11: Fovea en parte basal de la mandíbula; 13.12: Pelos del clípeo; a(1-3) pelos pareados, b. pelo medio (*Solenopsis*). Basado en Fernández (2003).



13.13



13.14



13.15



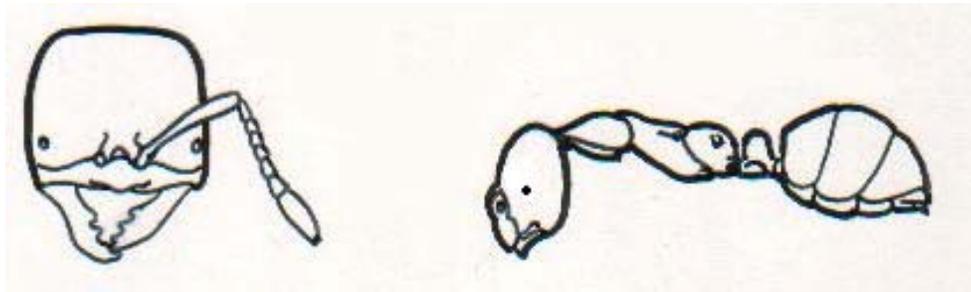
13.16



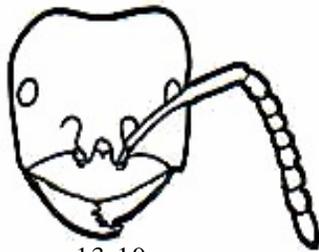
13.17



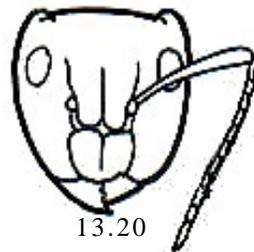
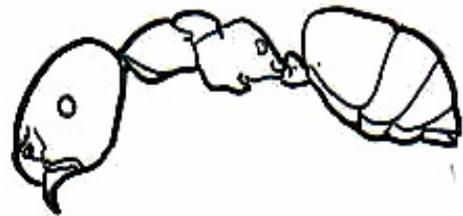
Subfamilia Dolichoderinae: 13.13: *Azteca*; 13.14: *Dolichoderus*; 13.15: *Dorymyrmex*; 13.16: *Forelius*; 13.17: *Tapinoma*. Basado en Fernández (2003).



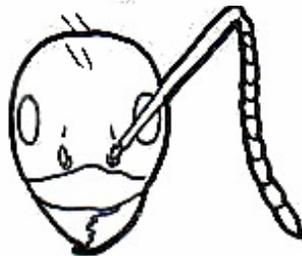
13.18



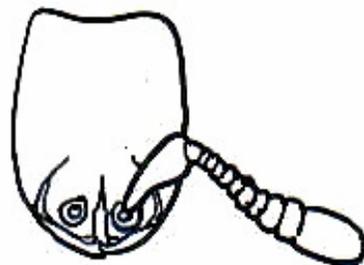
13.19



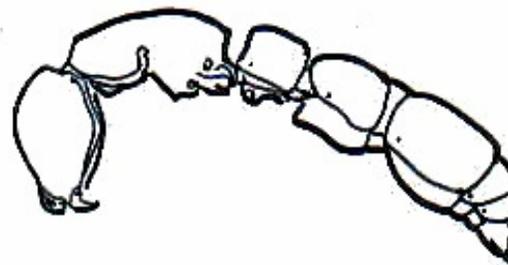
13.20



13.21



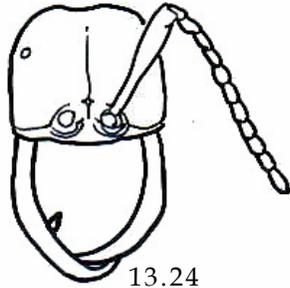
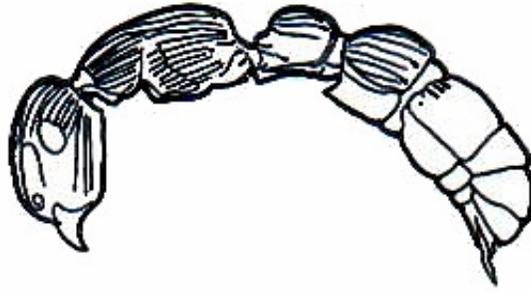
13.22



Subfamilia Formicinae: 13.18: *Acropyga*; 13.19: *Brachymyrmex*; 13.20: *Camponotus*; 13.21: *Paratrechina*. Subfamilia Cerapachyinae: 13.22: *Cerapachys*. Basado en Fernández (2003).



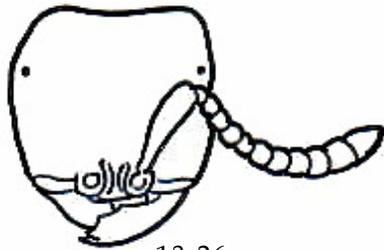
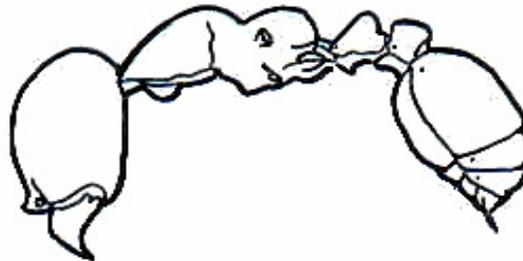
13.23



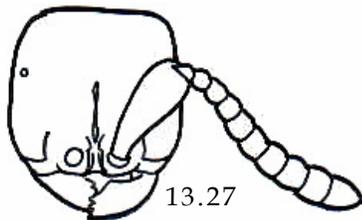
13.24



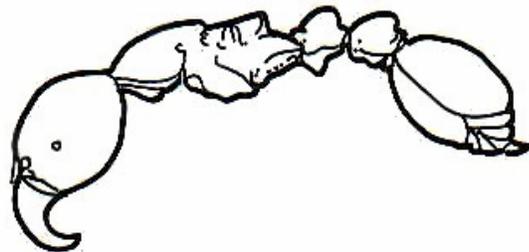
13.25



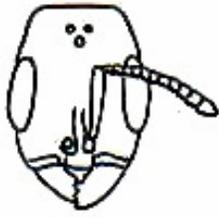
13.26



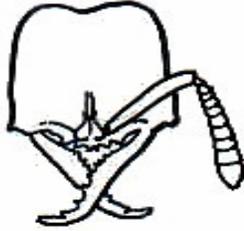
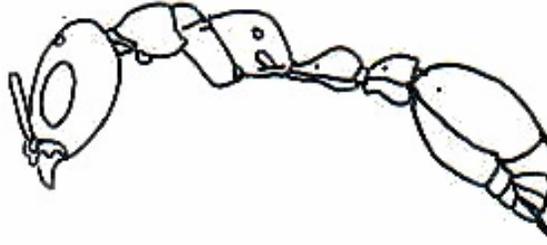
13.27



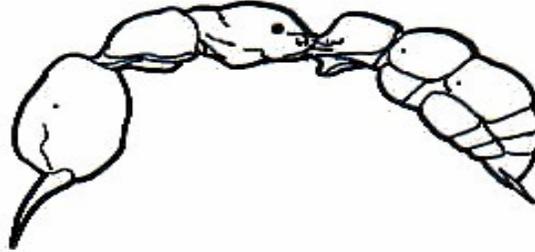
Subfamilia Cerapachyinae: 13.23: *Cylindromyrmex*. Subfamilia Ecitoninae: 13.24: *Eciton*; 13.25: *Labidus*; 13.26: *Neivamirmex*; 13.27: *Nomamyrmex*. Basado en Fernández (2003).



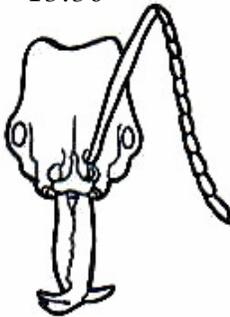
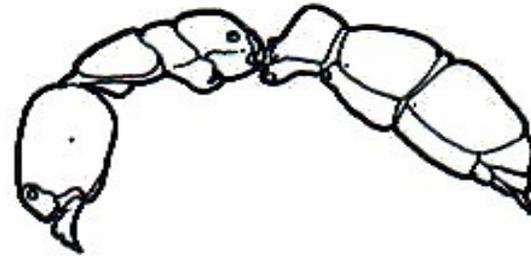
13.28



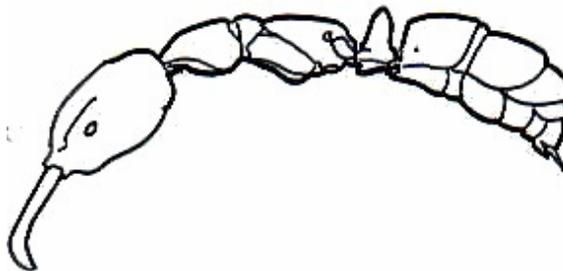
13.29



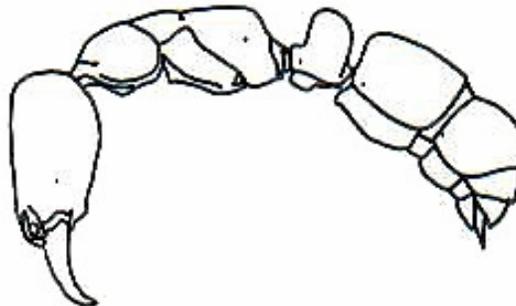
13.30



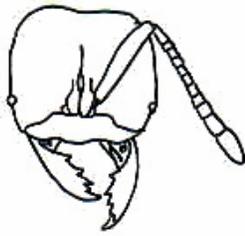
13.31



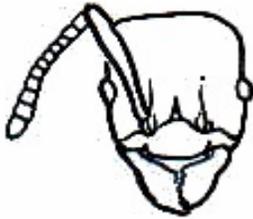
13.32



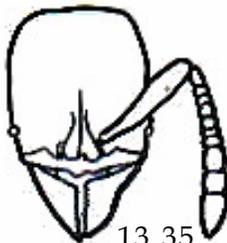
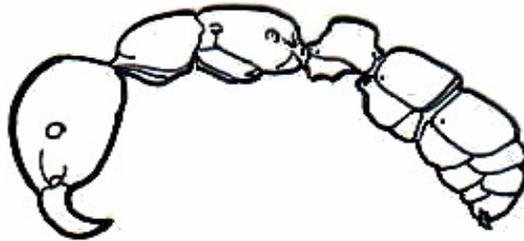
Subfamilia Pseudomyrmecinae: 13.28: *Pseudomyrmex*. Subfamilia Amblioponinae: 13.29: *Ambliopone*; 13.30: *Prionopelta*. Subfamilia Ponerinae: 13.31: *Anochetus* 13.32: *Belonopelta*. Basado en Fernández (2003).



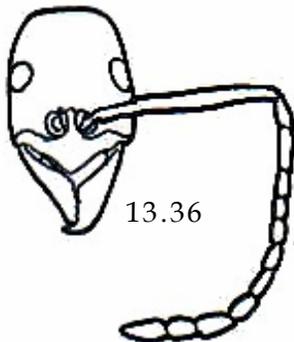
13.33



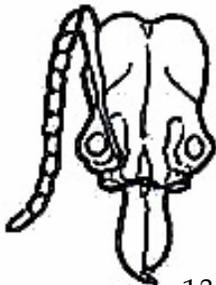
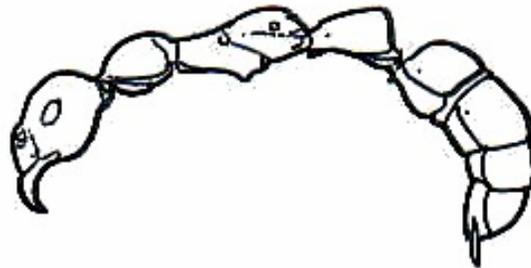
13.34



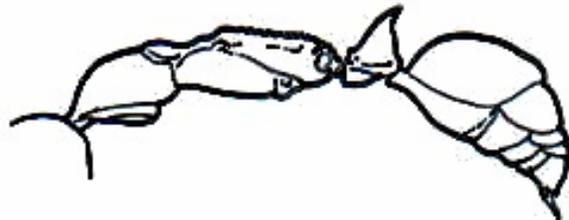
13.35



13.36



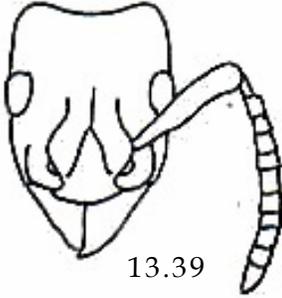
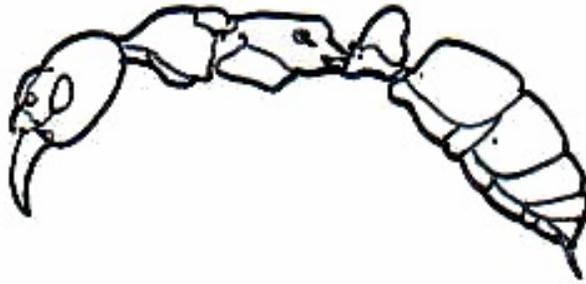
13.37



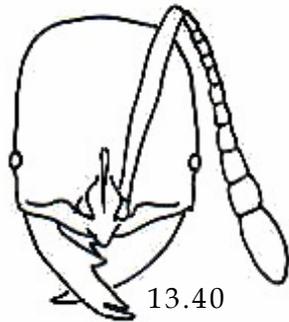
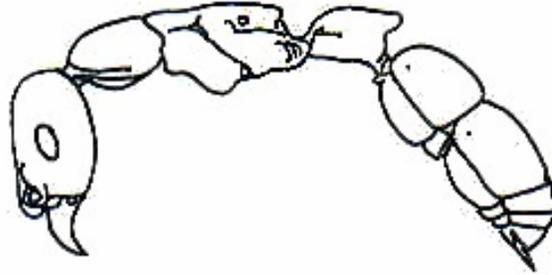
Subfamilia Ponerinae: 13.33: *Cryptopone*; 13.34: *Gnamptogenys*; 13.35: *Hypoponera*; 13.36: *Leptogenys*; 13.37: *Odonthomachus*. Basado en Fernández (2003).



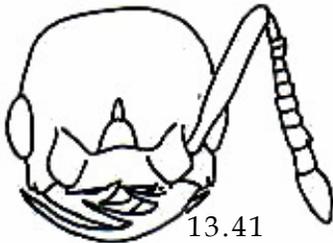
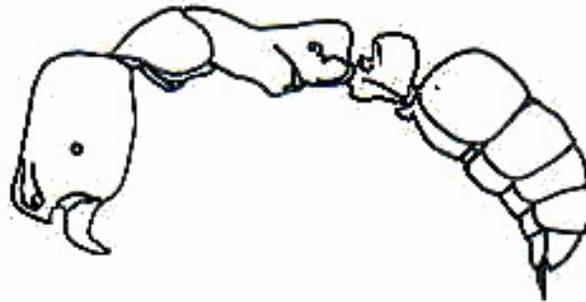
13.38



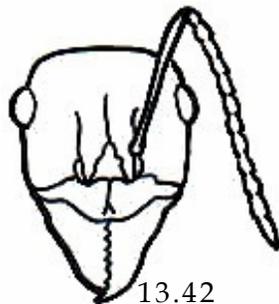
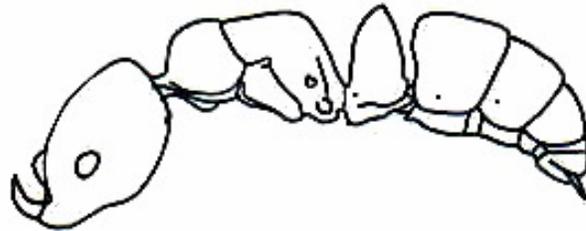
13.39



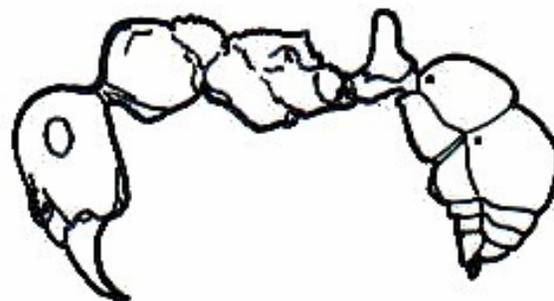
13.40



13.41



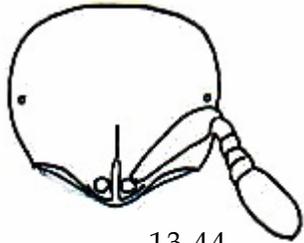
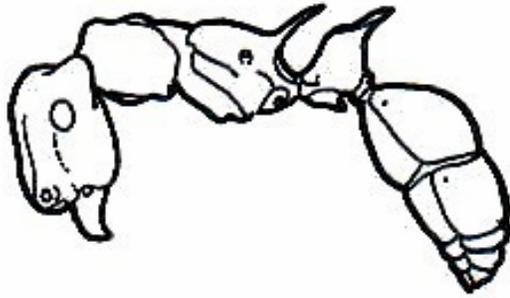
13.42



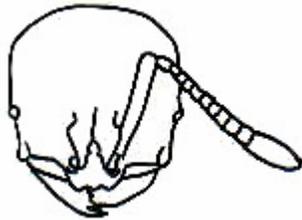
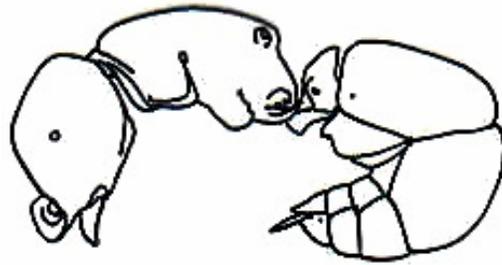
Subfamilia Ponerinae: 13.38: *Pachycondyla*; 13.39: *Platythyrea*; 13.40: *Simopelta*; 13.41: *Thaumatomyrmex*. Subfamilia Ectatomminae: 13.42: *Ectatomma*. Basado en Fernández (2003).



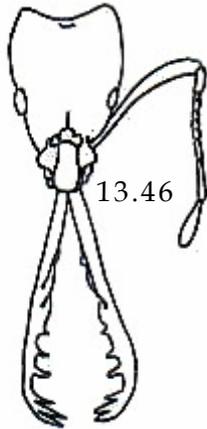
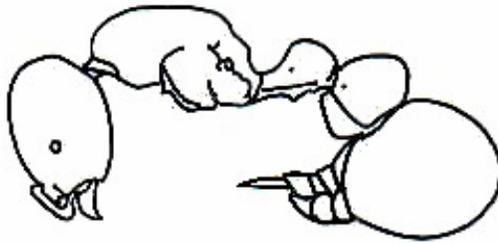
13.43



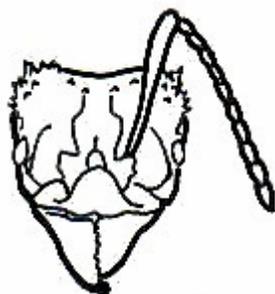
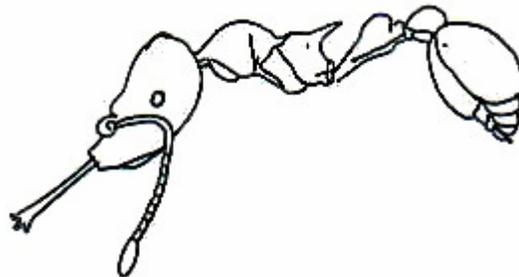
13.44



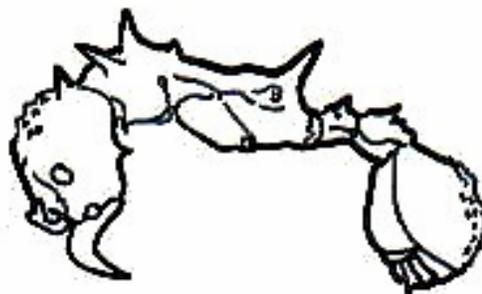
13.45



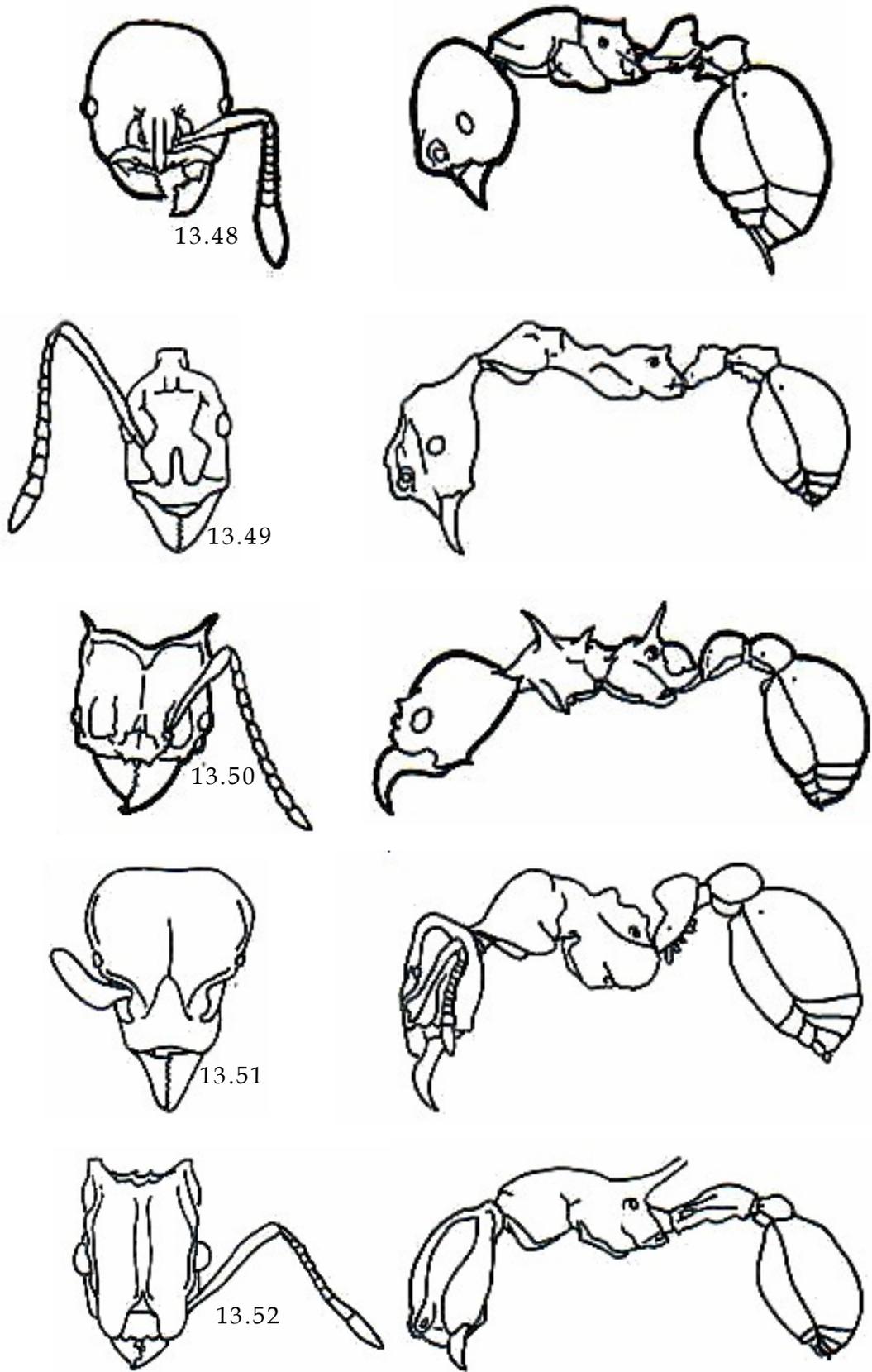
13.46



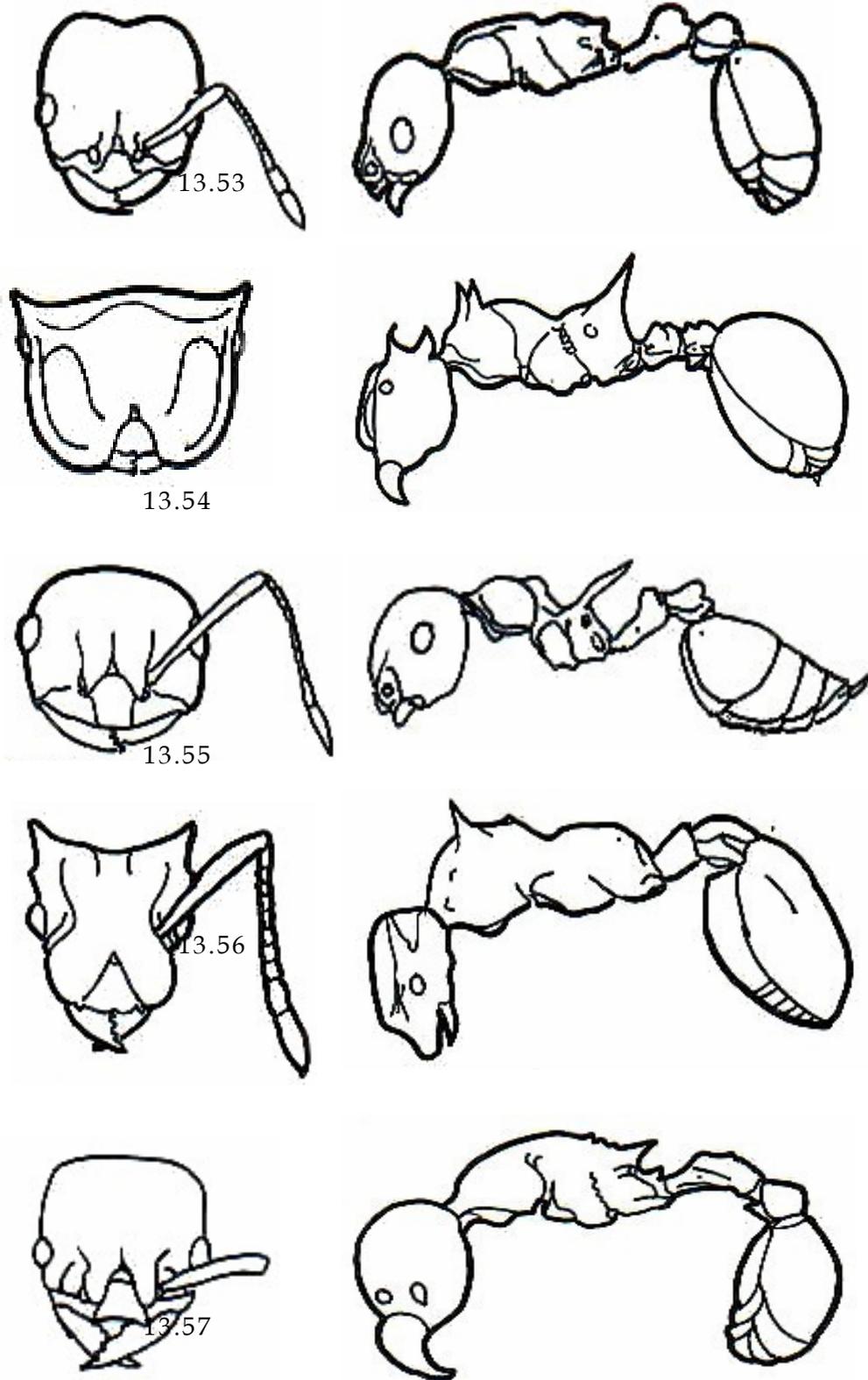
13.47



Subfamilia Heteroponerinae: 13.43: *Acanthoponera*. Subfamilia Proceratinae: 13.44: *Discothyrea*; 13.45: *Proceatium*. Subfamilia Myrmicinae: 13.46: *Acanthognathus*; 13.47: *Acromyrmex*. Basado en Fernández (2003).



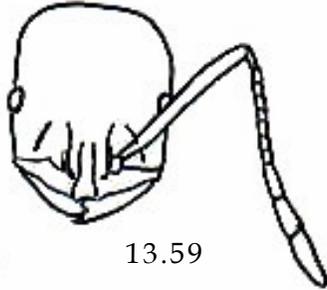
Subfamilia Myrmicinae: 13.48: *Adelomyrmex*; 13.49: *Apterostigma*; 13.50: *Atta*; 13.51: *Basiceros*; 13.52: *Blepharidatta*. Basado en Fernández (2003).



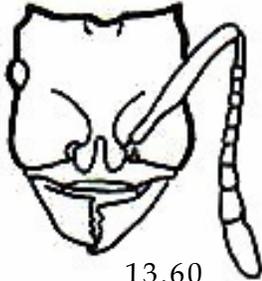
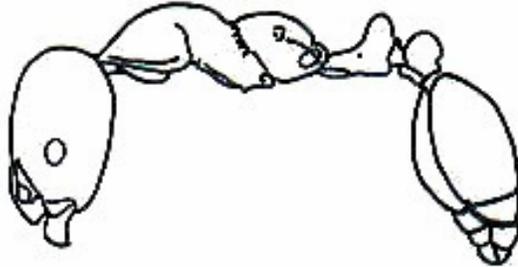
Subfamilia Myrmicinae: 13.53: *Cardiocondyla*; 13.54i; 13.55: *Crematogaster*; 13.56: *Cyphomyrma*; 13.57: *Hylomyrma*. Basado en Fernández (2003).



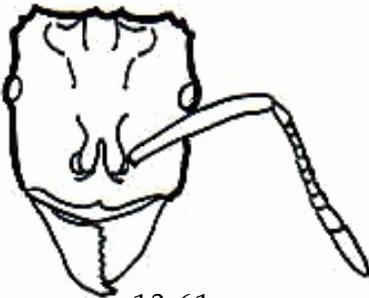
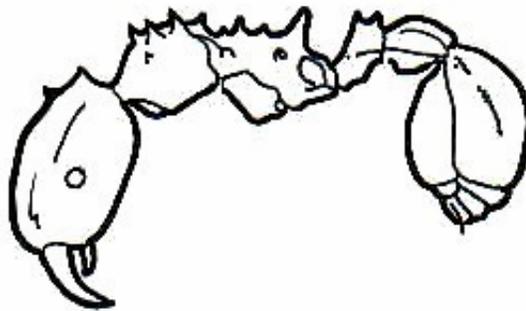
13.58



13.59



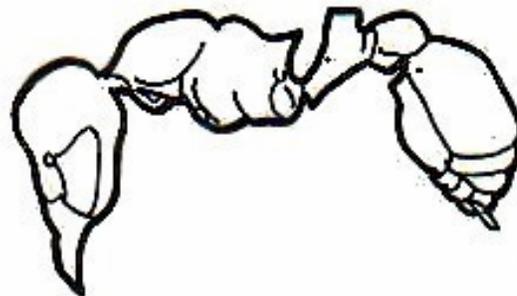
13.60



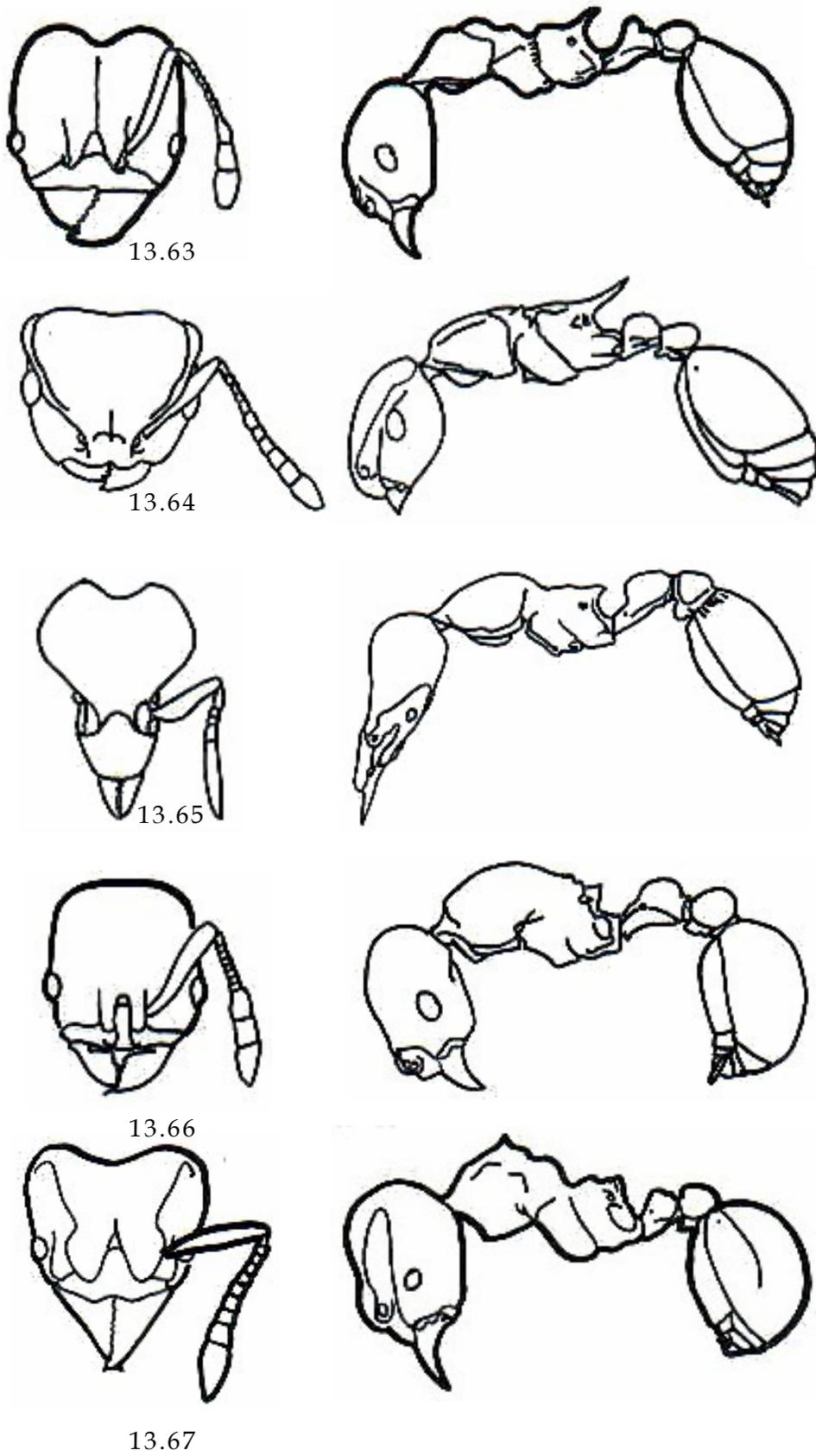
13.61



13.62



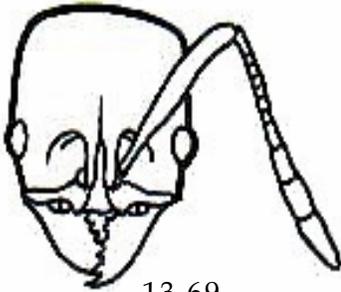
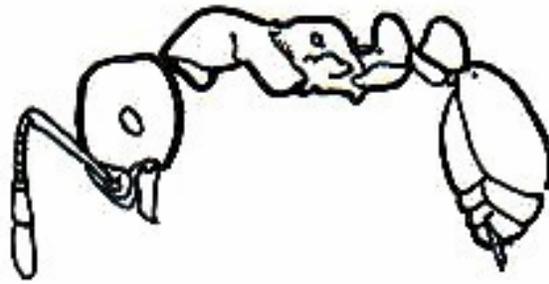
Subfamilia Myrmicinae: 13.58: *Leptothorax*; 13.59: *Monomorium*; 13.60: *Mycocepurus*; 13.61: *Myrmicocrypta*; 13.62: *Octostruma*. Basado en Fernández (2003).



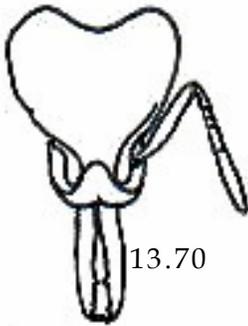
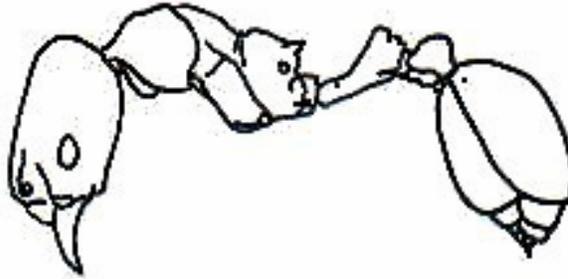
Subfamilia Myrmicinae: 13.63: *Pheidole*; 13.64: *Procryptocerus*; 13.65: *Pyramica*; 13.66: *Rogeria*; 13.67: *Sericomyrmex*. Basado en Fernández (2003).



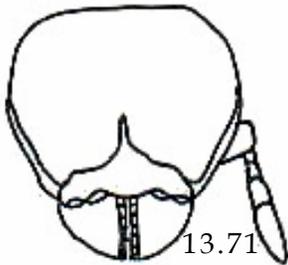
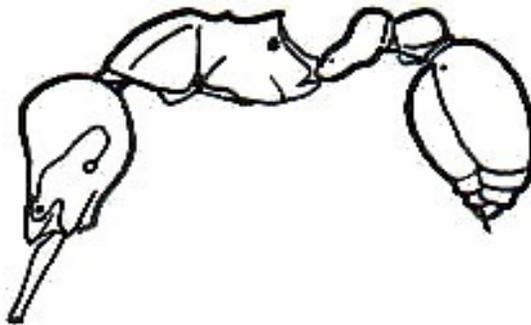
13.68



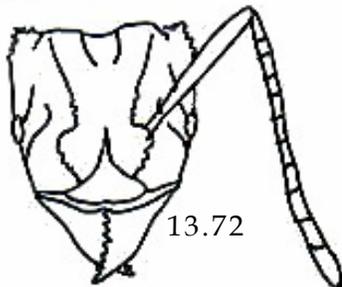
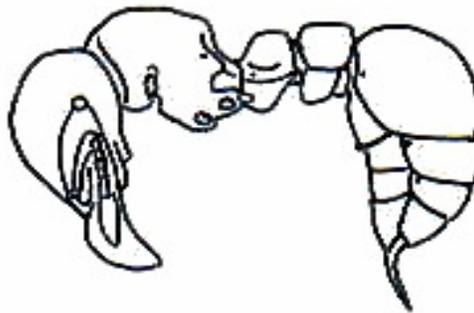
13.69



13.70



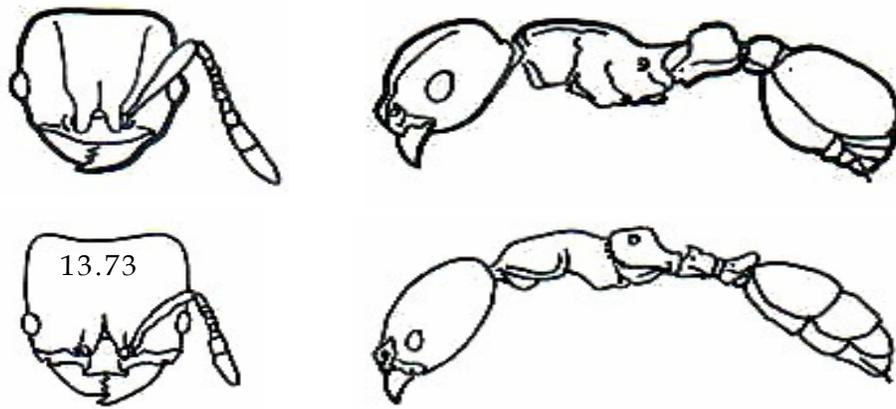
13.71



13.72



Subfamilia Myrmicinae: 13.68: *Solenopsis*; 13.69: *Stenammina*; 13.70: *Strumigenys*; 13.71: *Tatuidris*; 13.72: *Trachymyrmex* . Basado en Fernández (2003).



13.74

Subfamilia Myrmicinae: 13.73: *Wasmannia*; 13.74: *Xenomymex*. Basado en Fernández (2003).

Jorge José García Polo
Estudiante

Lic. Claudio Aquiles Méndez
Asesor

Dr. Jorge Erwin López
Revisor

Licda. Rosalito Barrios de Rodas
Directora de Escuela

Dr. Oscar Manuel Cóbar Pinto
Decano

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS Y FARMACIA

COMPENDIO DE TESIS

Titulo: Diversidad de Hormigas (HYMENOPTERA: Formicidae) del Parque Nacional Laguna Lachuá y sus alrededores, Cobán, Alta Verapaz

Autor: Jorge José García Polo, Br.

Asesor: Claudio Aquiles Méndez, Lic.

Afiliación institucional del autor: Programa de Investigación y Monitoreo de la Ecoregión Lachuá, Escuela de Biología, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, Universidad de San Carlos de Guatemala.

Afiliación institucional del asesor: Departamento de Ecología y Ciencias Ambientales, Escuela de Biología, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, Universidad de San Carlos de Guatemala.

Dirección del autor: 17 calle 21-71 zona 10.

Teléfono del autor: 2368-1637.

Fuente de financiamiento: Este trabajo fue realizado con el financiamiento del autor.

Fecha de presentación: 10 de Enero de 2007.

Diversidad de Hormigas (Hymenoptera: Formicidae) del Parque Nacional Laguna Lachua y sus alrededores, Cobán, Alta Verapaz
Jorge García Polo¹ y Claudio Méndez²

¹ Programa de Investigación y Monitoreo de la Eco-región Lachuá, Escuela de Biología, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, Universidad de San Carlos de Guatemala.

² Departamento de Ecología, Escuela de Biología, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, Universidad de San Carlos de Guatemala.

1 RESUMEN

Se presenta el estudio realizado para conocer la diversidad de hormigas del Parque Nacional Laguna Lachuá (PNLL) y sus alrededores. En este estudio se realizó una separación por morfoespecies (Oliver y Baettie, 1996) para conocer un aproximado del número de especies presentes en el área (riqueza de especies). Con la finalidad de superar el “impedimento taxonómico” en las hormigas, se elaboraron claves dicotómicas para la determinación taxonómica de géneros, basado en el sistema de clasificación de Bolton (2003).

Con el propósito de capturar la mayor cantidad de especies de hormigas se consideraron diferentes tipos de hábitats, utilizando las ocho clases vegetales identificadas por Ávila (2004). Se localizaron cuatro áreas de cada clase vegetal en los terrenos de las aldeas San Luis Vista Hermosa, Santa Lucía, San Benito I y San Benito II. El método utilizado consistió en transectos lineales de 100 m, cada transecto con 10 trampas de caída colocadas a 10 m de separación, cada trampa permaneció activa durante 48 horas y los especímenes se determinaron taxonómicamente utilizando las claves dicotómicas de Bolton (1994).

Se registraron 101 morfoespecies pertenecientes a 42 géneros y 9 subfamilias. Con el número de morfoespecies observado en las clases vegetales, se calculó el número de morfoespecies estimadas utilizando el modelo de Clench. Lo cual sugirió que el esfuerzo de captura fue adecuado. La clase vegetal con el mayor número de morfoespecies observadas fue el Guamil 3 (de 6 a 15 años) con únicamente 28 morfoespecies, esto indica que es importante considerar la heterogeneidad de hábitats o clases vegetales para obtener mayor riqueza de hormigas.

2 INTRODUCCIÓN

El Parque Nacional Laguna Lachuá (PNLL) y su zona de amortiguamiento (**Error! Reference source not found.**) es un área de gran importancia ya que sus bosques son únicos por constituir un ensamble entre dos regiones importantes de Guatemala, el Bosque de las Tierras Bajas del Petén y el Bosque Latifoliado de la Sierra de Chamá, que por algunos indicios se podría considerar sitio de conexión de la diversidad biológica de estas dos regiones. Además, en la actualidad esta región se encuentra poblada por comunidades de origen Maya principalmente de la etnia Q'eqchi', producto de los nuevos asentamientos humanos generados después de los acuerdos de Paz (Morales y Méndez, 2000).

Las actividades que se llevan a cabo en la zona de amortiguamiento del PNLL consisten en el cultivo de productos tradicionales para sustento (e.g., maíz, frijol, chile, entre otros), el cultivo de productos agroforestales (e.g., cardamomo y vainilla) y la ganadería vacuna; además, se realizan otras prácticas como la extracción de diversas plantas útiles (e.g., corozo), la cacería y la pesca (Monzón, 1999; Morales y Méndez, 2000). Estas actividades generan presión sobre la diversidad biológica por lo que es importante un manejo adecuado del área, la Escuela de Biología de la Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia de la Universidad de San Carlos de Guatemala, por medio del Programa de Investigación y Monitoreo de la Eco-región Lachuá (PIMEL), tiene el fin de desarrollar conocimientos científico-técnicos que puedan ser aplicados en el manejo de recursos y biodiversidad en el PNLL y su zona de amortiguamiento, por medio de la medición periódica de especies indicadoras de vegetación, fauna mayor, invertebrados, cacería, calidad del agua y peces, estas mediciones en diferentes momentos permitirán conocer los cambios en la distribución y abundancia de estas especies, con relación a los impactos y tendencias de uso y manejo en el área (Morales y Méndez, 2000; CONAP-INAB, 2004).

Con este enfoque se buscaron organismos sensibles a las distintas presiones en la región, y se seleccionó un grupo particular de insectos, las hormigas (Hymenóptera: Formicidae), cuya importancia se ha observado en diversos estudios donde han

aportado información útil para el manejo de áreas protegidas en Australia (Yeatman y Greenslade 1980) y en Guatemala (Bestelmeyer *et al.* 2000); Para el manejo de ecosistemas agrícolas y pastoriles en Nicaragua (Perfecto 1990), en Costa Rica (Roth *et al.* 1994), en Argentina (Bestelmeyer y Wiens 1996), en Carolina del Norte y en Virginia (Peck *et al.* 1998); para el monitoreo de cambios ambientales (Kaspari y Majer, 2000); y para proyectos de restauración ecológica (Majer, 1985; Majer, 1996); entre otras muchas aplicaciones. La utilidad del estudio de las hormigas radica en su gran diversidad, biomasa y en su biología, pues son insectos sociales cuyos nidos son perennes; sus diversos hábitos (grupos funcionales) como depredadores, herbívoros, granívoros y sus relaciones con otros organismos (simbiosis) les da un papel muy importante en la dinámica de los ecosistemas (Alonso, 2000).

Con base en la evidencia proporcionada por los estudios realizados sobre hormigas en Guatemala, aún existe “impedimento taxonómico” en las hormigas. El “impedimento taxonómico” se puede definir como las lagunas en nuestro conocimiento de los sistemas taxonómicos y/o la escasez de taxónomos y conservacionistas preparados, conformando un obstáculo para la conservación, gestión y el estudio de la diversidad biológica. (Convenio sobre la Diversidad Biológica (CBD), 1999; CBD para Botánicos, 2003). Para superar parte del “impedimento taxonómico” en este estudio se determinó la diversidad de hormigas del PNLL y sus alrededores.

La captura de hormigas se realizó por medio de trampas de caída en 8 diferentes clases vegetales con el fin de capturar el mayor número de las especies presentes en el área. Además, se utilizaron los especímenes provenientes de otros estudios realizados en la zona (García Polo, 2001; García Polo, 2004; y Mackay y Mackay en prensa).

3 MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 TRABAJO DE CAMPO

En octubre de 2003, se seleccionaron las áreas de estudio: el área de la aldea San Luis Vista Hermosa al Norte del PNLL, y el área de las aldeas Santa Lucía, San Benito I y San Benito II al Este del PNLL. Los sitios de estudio o tratamientos consistieron en las ocho clases vegetales identificadas por Ávila (2004): Bosque (B), bosque con cardamomo (BC), guamil 1 de 0 a 2.9 años (G1), guamil 2 de 3 a 5.9 años (G2), guamil 3 de 6 a 15 años (G3), cultivo de maíz (C), potrero (P) y potrero con guamil (PG). En cada área de estudio, se ubicaron dos replicas de cada una de las clases vegetales, muestreando 16 unidades experimentales por área, para dar un total de 32. En cada una de estas unidades se ubicó un transecto lineal de 100 m de largo y se colocó una trampa de caída cada diez metros, teniendo un total de 10 trampas por transecto. Las trampas de caída consistieron en vasos plásticos con una mezcla de alcohol etílico al 70% y glicerina 10%, estas trampas fueron colocadas tapadas y se abrieron simultáneamente luego de 5 días, permaneciendo abiertas durante 48 horas. Todos los organismos colectados fueron depositados en frascos plásticos con alcohol etílico al 95%, los frascos fueron debidamente identificados con marcador permanente y se agregó una etiqueta interna de papel.

3.2 TRABAJO DE LABORATORIO

El trabajo de laboratorio consiste en tres actividades: separación de especímenes, montaje y determinación taxonómica de especímenes.

Algunas muestras se encuentran con tierra y hojarasca por lo que es necesario limpiar la muestra y extraer los especímenes colectados, esto fue realizado utilizando bandejas blancas y agua potable, una vez limpios los especímenes, se separaron las hormigas de otros artrópodos presentes en las muestras y se guardaron en frascos plásticos debidamente identificados con alcohol etílico al 95%. Estos procedimientos fueron realizados para las muestras provenientes de trampas

de caída. Para todas las muestras limpias y separadas, se tomó cada una y se vació su contenido en una caja de Petri, las hormigas fueron separadas y agrupadas por características morfológicas similares a este tipo de clasificación se le conoce como morfoespecies (Oliver y Beattie, 1996), de estas morfoespecies se seleccionó uno o dos especímenes por muestra para su montaje y el resto fue gradado en viales de 0.5ml debidamente identificados con alcohol etílico al 95%.

Todos los especímenes seleccionados para montaje fueron montados utilizando el método de Ward (Longino, 2006), este método no es un pinchado directo con el alfiler como se hace con otros insectos debido principalmente al tamaño pequeño de algunas hormigas y en el caso de hormigas grandes es para evitar daños en características de interés. Con este método se utilizó triángulos o puntas de papel con pH neutro, de aproximadamente 10 mm de largo y 2 mm de base, alfileres entomológicos No. 3 y No. 1 y goma líquida para madera (Titebond® Hide Glue). A cada alfiler con espécimen o especímenes montados se le colocó dos etiquetas, la primera con la información de la colecta (colector, lugar y fecha de colecta) y la segunda con los datos de la determinación (nombre científico, autor, nombre de quien realizó la determinación y fecha). Las etiquetas fueron perforadas del lado derecho (Bolton, 1994; Lattke, 2000; Longino, 2006).

Todos los especímenes fueron determinados a nivel de género con la utilización de la Guía de Identificación de Géneros de Hormigas del Mundo de Bolton (1994), la determinación de los especímenes a nivel de especie fue realizada para algunos géneros de la Subfamilia Ponerine utilizando las claves de hormigas de Costa Rica de John T. Longino, (2006). Para la mayoría de géneros no fue posible la determinación a nivel de especie pero se clasificaron en morfoespecies.

3.3 ANÁLISIS DE DATOS

Para analizar la diversidad de hormigas por medio de la riqueza de especies (Krebs 1999), se utilizaron los datos de abundancia relativa de trampas de caída de las ocho clases vegetales estudiadas en las aldeas San Luis Vista Hermosa, Santa Lucía, San Benito I y San Benito II. Con estos datos estimó la riqueza de especies de cada clase vegetal. Para esto se calculó el número acumulado de especies por unidad de

esfuerzo (trampa de caída), luego con el programa EstimateS (Colwell, 2005) se calculó el número acumulado de especies por unidad de esfuerzo aleatorizando los datos 100 veces. Los resultados por cada clase vegetal fueron exportados y guardados como archivos del programa Microsoft Excel y luego los datos se copiaron en las matrices del programa SPSS versión 11.5 (SPSS Inc., 2002) para estimar el número de especies con el modelo de Clench: $(B_0 z) / (1 + (B_1 z))$ donde, B_0 y B_1 son las constantes estimadas, y z es el esfuerzo, que consistió en el número de trampas (Soberon y Llorente, 1993; y Moreno y Halfter, 2001). Se analizó la ecuación anterior y se obtuvo el valor de las constantes (B_0 y B_1) con un valor de inicio (*starting value*) de 1, como resultado se obtuvo la función: Riqueza estimada = $(\text{valor de } B_0 \cdot z) / (1 + (\text{valor de } B_1 \cdot z))$. Con el mismo programa se computó la función obteniendo el número de especies estimadas en 1 a 280, 300, 400, 500, 1000 y 2000 trampas.

3.4 ELABORACIÓN DE LISTADOS Y CLAVES DICOTÓMICAS

Con los especímenes colectados y las hormigas capturadas en otros estudios realizados en la zona (García Polo, 2001; García Polo, 2004; y Mackay y Mackay en prensa); se procedió a hacer los listados y en base a estos listados se realizaron las claves dicotómicas para la identificación de familias y géneros de hormigas de la región.

Se realizaron descripciones de los géneros colectados, de los caracteres descritos se seleccionaron los más notorios y sencillos, y en base a estos se elaboraron las claves dicotómicas para subfamilias y para géneros. Las figuras que contienen las ilustraciones de hormigas y caracteres de las claves dicotómicas se basaron en Fernandez (2003).

4 RESULTADOS

Para las áreas establecidas en los estudios realizados en el Parque Nacional Laguna Lachuá y su zona de amortiguamiento se reportó un total de 43 géneros de hormigas y 101 morfoespecies pertenecientes a 9 subfamilias (Cuadro 1). En el cuadro 2 se presenta el listado general de especies y morfoespecies de hormigas del PNLL y sus alrededores, donde se observó que las subfamilias con mayor número de géneros y morfoespecies fueron Myrmicinae y Ponerinae. De la subfamilia Myrmicinae se registró el mayor número de géneros y morfoespecies capturadas, 21 géneros y 50 morfoespecies; dentro de los 21 géneros, *Pheidole* fue el que presentó el mayor número de morfoespecies con un total de 20 (Cuadro 2). De la subfamilia Ponerinae se registró un total de 6 géneros y 15 morfoespecies. Para la subfamilia Formicinae se reportó igual número de morfoespecies que para la subfamilia Ponerinae (15 morfoespecies), pero agrupados en cuatro géneros: *Acropyga*, *Brachymyrmex*, *Camponotus* y *Paratrechina* (Cuadro 2). Las demás subfamilias presentaron entre 1 y 4 géneros y entre 1 y 8 morfoespecies. No se capturó ningún individuo de las subfamilias Cerapachyinae, Leptanilloidinae, Paraponerinae, Proceratiinae y Agroecomyrmecinae.

Los resultados de riqueza observada y estimada por el modelo de Clench en un total de 500 trampas en cada clase vegetal, se resumen en el cuadro 3, además, se indica el porcentaje de morfoespecies capturadas de la riqueza estimada. El número de trampas utilizadas como medida del esfuerzo de captura y el número de morfoespecies acumulado, en el caso de potrero y potrero con guamil, el número de trampas es menor debido a pérdida en el campo por daños ajenos a la investigación, siendo las posibles causas de la pérdida: a) removidas por los propietarios de los potreros y b) fueron removidas y destruidas por el ganado. Un ejemplo gráfico del análisis de curva de acumulación de especies se presenta en la Figura 4. La clase de vegetación con mayor número de morfoespecies observadas fue el Guamil 3, seguido del Guamil 1, Bosque con cardamomo, Bosque y Guamil 2. Los demás sitios presentaron número de morfoespecies entre 12 a 17 siendo estos el potrero enguamilado, el maizal y el potrero, en orden descendente, por consiguiente el potrero presentó el menor número de especies aunque es importante considerar que

el potrero y el potrero con guamil poseen menos trampas que las demás clases de vegetación.

Los resultados de la estimación de Clench sugieren que la clase con el mayor número de morfoespecies (estimadas) es Guamil 3, seguido de Guamil 1, Bosque, Bosque con cardamomo y Guamil 2. Estos resultados fueron muy similares a los del número de morfoespecies observadas, la diferencia que se detectó al utilizar un esfuerzo de 500 trampas consistió en que el Bosque puede tener el mismo número de morfoespecies que el Bosque con cardamomo y que el Guamil 2 podría presentar menor número de morfoespecies que el Bosque. Con el esfuerzo realizado (40 o 20 trampas) se registró entre el 75 y el 89 % del total de la riqueza de morfoespecies estimada en cada una de las clases vegetales. Esto indica que se capturó una gran parte de las morfoespecies que ocurren en el suelo de las diferentes clases vegetales. La clase con el porcentaje más bajo fue el Guamil 1 lo cual indica que pueden encontrarse más especies en esta clase o bien el esfuerzo debe ser mayor para conocer el resto de las especies que ocurren en esta clase.

El total de morfoespecies capturadas fue de 49 equivalentes al 98% del número de morfoespecies estimado en 500 trampas (50). En ninguna clase se capturó 49 especies, como se mencionó anteriormente la clase con mayor número de morfoespecies capturadas fue de 28 que equivale al 57% del total de morfoespecies capturadas (49). Esto indica que una clase vegetal no es suficiente para conocer todas las especies de un área determinada, por lo tanto, se comprobó la hipótesis que menciona que al considerar la heterogeneidad de hábitats o clases vegetales presentes en los alrededores del PNLL se obtendrá mayor riqueza de hormigas, es aprobada.

Para facilitar la identificación de las hormigas del PNLL y su zona de amortiguamiento a nivel de subfamilia se elaboró una clave dicotómica que se presenta como anexo, al igual que las claves dicotómicas para la determinación taxonómica a nivel de género. Es importante mencionar que además de los géneros reportados en este estudio se incluyen los géneros reportados por Bestelmayer y colaboradores (2000) del Parque Nacional Laguna del Tigre y los géneros determinados por Longino (2006) en Costa Rica cuya distribución abarca Guatemala y sus hábitats son bosques de tierras bajas.

5 DISCUSIÓN

De las 101 morfoespecies de hormigas reportadas, la mayor cantidad de especies encontradas fueron de la subfamilia Myrmicinae (50 morfoespecies), esta subfamilia esta compuesta por especies con hábitos muy diversos, entre estas especies algunas son muy especializadas que habitan en la hojarasca, tal es el caso del género *Wasmmmania*, se considera que la mayoría de los individuos capturados de este género son *Wasmmmania auropunctata* una especie invasora que se ha distribuido en toda América y que tiende a desplazar a otras especies de hormigas que habitan estos ambientes, sin embargo, en este estudio se reportan como género ya que la clave disponible para *Wasmmmania* de Costa Rica (Longino 2006) no fue suficiente para identificar las morfoespecie encontradas y además, según Fernández (2003) es un grupo que debe revisarse taxonómicamente. Además, de esta subfamilia existen otros géneros que habitan la hojarasca de las áreas muestreadas, siendo estas: *Strumigenys*, *Pyramica*, *Rogeria* y *Stenamamma*. En el caso de *Strumigenys* y *Pyramica* son dos géneros de hormigas que pertenecen a la tribu Dacetini y se caracterizan por ser hormigas depredadoras de colembolos y pequeños artrópodos de la hojarasca (Fernández, 2003). *Rogeria* y *Stenamamma* se agrupan dentro de la tribu Stenammini (Bolton, 1994), ambas tienen hábitos diversos y además de anidar en hojarasca han sido encontradas en epifitas (Longino, 2006). El género que presentó el mayor número de morfoespecies fue *Pheidole* con un total de 20 morfoespecies (Cuadro 2), este género fue revisado y recientemente publicada la descripción de todas las especies del nuevo mundo con un total de 624 especies (Wilson, 2003) en esta publicación asigna a *Pheidole* el termino de género Hiperdiverso.

La subfamilia Dolichoderinae que es considerada la subfamilia de hormigas dominantes de los bosques tropicales (Andersen, 2000), en este grupo se encuentra una especie muy distribuida en la zona que fue colectada varias veces en el estrato vegetal herbáceo-arbustivo de las clases bosque, guamiles 2, 3 y bosques con cardamomo esta especie es *Dolichoerus bispinosus*. El resto de las hormigas capturadas pertenece a la subfamilia Formicinae, Pseudomyrmecinae, Ectoninae y al grupo de las Poneromorfas.

La riqueza total observada y estimada (Cuadro 3) en todas las clases vegetales confirma que al considerar la heterogeneidad de clases vegetales permitió cuantificar más especies de lo cuantificado en una sola clase vegetal. Esto se relaciona con el aporte de morfoespecies de cada clase vegetal, lo cual va a ser determinado por número de especies exclusivas de cada clase vegetal (Cuadro 4).

Las clases con mayor número de morfoespecies exclusivas son: Guamil 3 (5 morfoespecies), Bosque con cardamomo (4) y Bosque (3). La vegetación de estas clases vegetales está dominada por árboles altos por lo que la cobertura es abundante lo cual según (Bestelmayer y Wiens, 1996) son ambientes con alta complejidad. Con esto se evidencia que la pérdida de este tipo de hábitats puede amenazar varias especies de hormigas, y si se considera a las hormigas como indicadores de diversidad (Alonso, 2000); la pérdida de estas clases también pondría en riesgo a otras especies.

Las clases vegetales Potrero con guamil y Cultivo (maizal), son hábitat donde no se capturaron especies exclusivas lo que sugiere que las especies capturadas en estas dos clases son especies generalistas. En el cuadro 5 se presenta la identidad de cada una de las morfoespecies exclusivas y compartidas entre las clases vegetales. El esfuerzo de captura fue adecuado para cada una de las clases vegetales, capturándose entre el 75 y 89% del total estimado en 500 trampas. Las clases vegetales con menor porcentaje de morfoespecies capturadas del estimado fueron Guamil 1, Guamil 3 y Bosque (75, 78 y 78% respectivamente), lo que sugiere que pueden capturarse más especies al utilizar mayor esfuerzo. Esto indica que puede ser necesario utilizar más trampas o mantenerlas activas más de 48 horas para obtener más especies. Por otro lado, esta información genera la pregunta ¿Cual es la diferencia entre estas tres clases vegetales y las demás?, esa diferencia que puede hacer necesario más esfuerzo para obtener mayores porcentajes de captura; o bien, puede cuestionarse si para las hormigas estas clases definidas por Ávila (2004) son realmente percibidas de esa forma. Por tal razón este estudio es una base para desarrollar estudios posteriores sobre la ecología de las hormigas con lo que se podrá responder a estas y otras preguntas.

6 REFERENCIAS

Alonso, L. 2000. Ants as Indicators of Diversity. En Agosti, D. J. Majer, L. Alonso y T. Schultz Editors. Ants standard methods for measure and monitoring biodiversity. Smithsonian Institute Press. Washington y Londres. XIX+280 pp (80 - 88).

Andersen, A. 2000. A Global Ecology of Rainforest Ants: Functional Groups in Relation to Environmental Stress and Disturbance. En Agosti, D. J. Majer, L. Alonso y T. Schultz Editors. Ants standard methods for measure and monitoring biodiversity. Smithsonian Institute Press. Washington y Londres. XIX+280 pp. (25 - 34).

Ávila, R. 2004. Estudio base para el programa de monitoreo de la vegetación en la zona de influencia del Parque Nacional Laguna Lachuá. Informe de Tesis Biólogo. Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, USAC, Guatemala.

Bestelmeyer, B., L. Alonso y R. Snelling. 2000 Las Hormigas del Parque Nacional Laguna del Tigre, Peten, Guatemala. Informe Eco-rap Conservación Internacional.

Bestelmeyer J y Wiens J. 1996. The Effects of Land Use on The Structure of Ground-foraging Ant Communities in The Argentine Chaco. Ecological Applications 6 (4).

Bolton, B. 1994. Identification Guide to the Ant Genera of the World. Harvard University Press, Massachusetts: USA. 222 pp.

Bolton, B. 2003. Synopsis and classification of Formicidae. Mem. Am. Entomol. Inst. 71:1-370.

Colwell, R. K. 2005. EstimateS: Statistical estimation of species richness and shared species from samples. Versión 7.5. Software and User's guide and application. Publicada en: <http://purl.oclc.org/estimates>.

Consejo Nacional de Áreas Protegidas (CONAP) e Instituto Nacional de Bosques (INAB). 2004. Plan Maestro 2004 - 2009. Parque Nacional Laguna Lachuá, Cobán Alta Verapaz. Guatemala.

Convenio sobre la Diversidad Biológica (CBD). 1999. Examen de la Iniciativa Mundial sobre Taxonomía. UNEP/CBD/SBSTTA/5/4. Publicada en:
<http://www.biodiv.org/doc/meetings/sbstta/sbstta-05/official/sbstta-05-04-es.pdf>.

____. 2003. CBD para Botánicos. Diapositivas adicionales. Publicada en:
http://www.rbgekew.org.uk/data/cbd/Spanish/slidenotes42-57_CDBbot.pdf.

Fernández, F. (ed.). 2003. Introducción a las hormigas de la región Neotropical. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Bogotá, Colombia. XXV+398p.

García Polo, J. 2001. Análisis de la Riqueza y Composición de Hormigas (HYMENOPTERA: Formicidae) en Tres Condiciones con Diferente Grado de Fragmentación en el Parque Nacional Laguna Lachuá y su Zona de Influencia. Programa Experiencias Docentes en la Comunidad (EDC). Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, USAC.

García Polo, J. 2004. Efecto del Uso de la Tierra en la Comunidad de Hormigas en la Zona de Influencia del PNLL. Ejercicio Profesional Supervisado (EPS). Programa Experiencias Docentes en la Comunidad (EDC). Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, USAC.

Kaspari M. y J. D. Majer. 2000. Using Ants to Monitor Environmental Change. En Agosti, D. J. Majer, L. Alonso y T. Schultz Editors. Ants standard methods for measure and monitoring biodiversity. Smithsonian Institute Press. Washington y Londres. XIX+280 pp. (89-98).

Krebs C. 1999. Ecological Methodology. 2da. Ed. Benjamin/Cummings imprint. New York. EEUU.

Lattke, J. 2000. Specimen Processing. En Agosti, D. J. Majer, L. Alonso y T. Schultz Editors. *Ants Standard methods for measure and monitoring biodiversity*. Smithsonian Institute Press. Washington y Londres. XIX+280 pp (155-172).

Longino, J. 2006. *Ants of Costa Rica*. Publicado en:
<http://www.evergreen.edu/ants/AntsofCostaRica.html>

Mackay, W. y E. Mackay. *En prensa*. Hormigas (Hymenoptera: Formicidae) del Parque Nacional Laguna Lachuá.

Majer, J. D. 1985. Recolonization by ants of rehabilitated mineral sand mines on North Stradbroke Is. Queensland, with particular reference to seed removal. *Aust. J. Ecol.* 10: 31- 48.

____. 1996. Ant recolonization of rehabilitated bauxite mines at Trombetas, Para, Brazil. *J. Trop. Ecol.* 12: 257-273.

Monzón R. 1999. Estudio general de los recursos agua, suelo y uso de la tierra del Parque Nacional Laguna Lachuá y su Zona de Influencia, Cobán, Alta Verapaz. Tesis de Ingeniería Agrónoma, Facultad de Agronomía, Universidad de San Carlos de Guatemala.

Morales, J. y C. Méndez. 2000. Programa Para la Investigación y Monitoreo de la Eco-región Lachuá (PIMEL), Escuela de Biología, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, USAC.

Moreno C. E., y G. Halfter. 2001. Spatial and temporal analysis of alpha, beta and gamma diversities of bats in a fragmented landscape. *Biodiversity and Conservation* 10: 367-382.

Oliver, I. y A. Beattie, 1996. Invertebrate Morphospecies as Surrogates for Species: A Case Study. *Conservation Biology*. 10(1): 99-109.

Peck S, B. McQuaid y C. L. Campbell. 1998. Using Ant Species (Hymenoptera: Formicidae) as a Biological Indicator of Agroecosystem Condition. *Environmental Entomology*, 27(5): 1102-1110.

Perfecto I. 1990. Indirect and direct effects in a tropical agroecosystem: The maize-pest-ant system in Nicaragua. *Ecology* 7: 2125-2134.

Roth, D. S., I. Perfecto, y B Rathcke. 1994. The effects of management systems on ground-foraging ant diversity in Costa Rica. *Ecol. Appl.* 4: 423-436.

Schultz T. y McGlynn T. 2000. The Interactions of Ants with Other Organisms. En Agosti, D. J. Majer, L. Alonso y T. Schultz Editors. *Ants standard methods for measure and monitoring biodiversity*. Smithsonian Institute Press. Washington y Londres. XIX+280 pp (35 - 44).

Soberon J. y J. Llorente. 1993. The use of species accumulation functions for the prediction of species richness. *Conserv. Biol.* 7: 480-488.

SPSS Inc. 2002. SPSS versión 11.5. Chicago, IL, EEUU.

Wilson, E. 2003. *Pheidole* in the New World, a dominant, hyperdiverse ant genus. Harvard University Press. Inglaterra. Pp. 794.

Yeatman, E. M., y P.J.M. Greenslade. 1980. Ants as indicators of habitat in three conservation parks in South Australia. *South Aust. Nat.* 55: 20-26.

7 FIGURAS

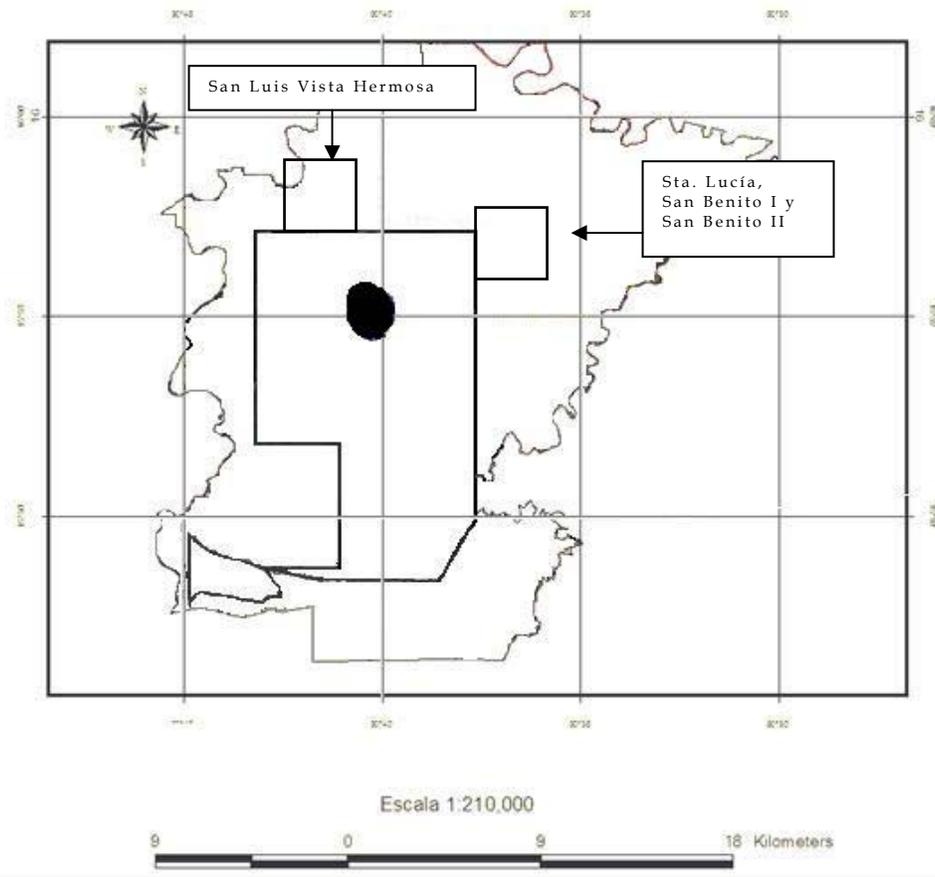


Figura 1. Ubicación de las dos zonas de muestreo: Aldeas Santa Lucía, San Benito I y San Benito II, y aldea San Luis Vista Hermosa

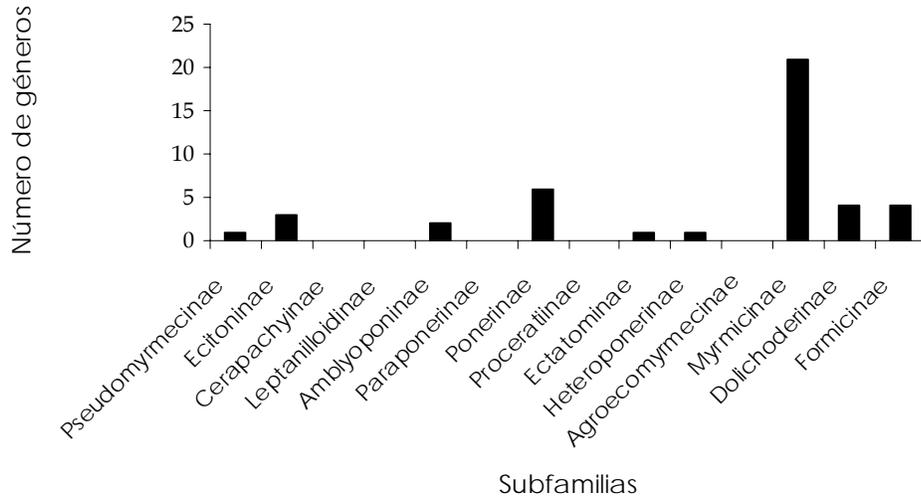


Figura 2. Número de géneros de hormigas capturados en el Parque Nacional Laguna Lachuá y sus alrededores, por cada una de las subfamilias reportadas para la región Neotropical

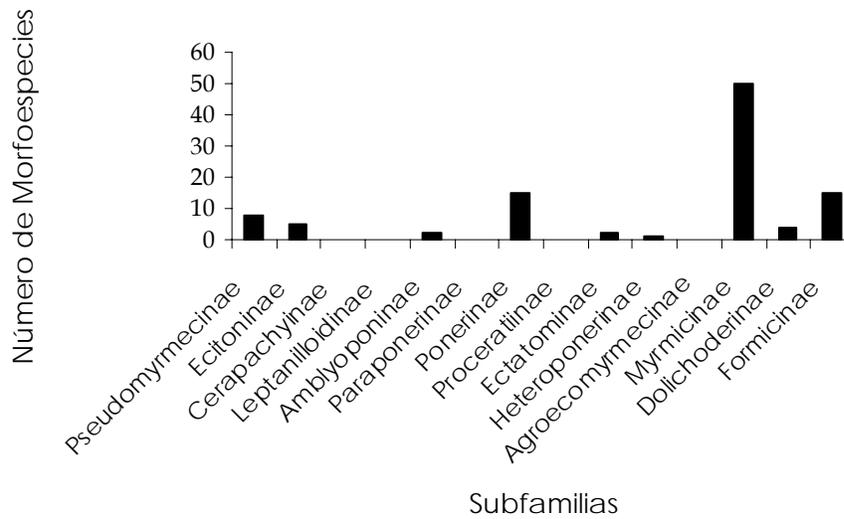


Figura 3. Número de morfoespecies de hormigas capturadas en el Parque Nacional Laguna Lachuá y sus alrededores, por cada una de las subfamilias reportadas para la región Neotropical

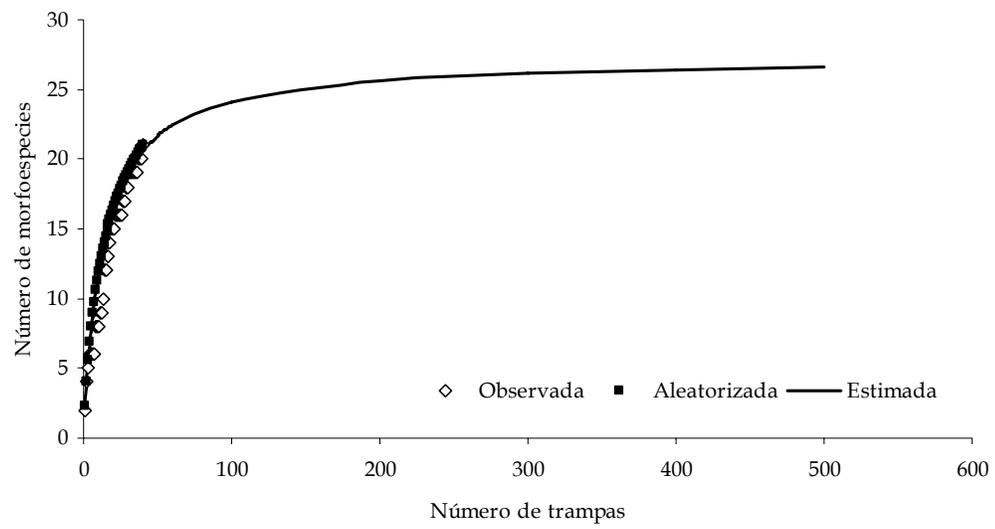


Figura 4. Ejemplo gráfico de los resultados de las curvas de acumulación de especies de la clase Bosque. Número de morfoespecies observado, aleatorizado y estimación del modelo de Clench.

8 CUADROS

Cuadro 1. Número de géneros y morfoespecies de hormigas capturadas de cada subfamilia

Subfamilia	No. de géneros Observados	No. de Morfoespecies Observadas
Pseudomyrmecinae	1	8
Ecitoninae	3	5
Cerapachyinae	0	0
Leptanilloidinae	0	0
Amblyoponinae*	2	2
Paraponerinae*	0	0
Ponerinae*	6	15
Proceratiinae*	0	0
Ectatominae*	1	2
Heteroponerinae*	1	1
Agroecomyrmecinae	0	0
Myrmicinae	21	50
Dolichoderinae	4	4
Formicinae	4	15

* Subfamilias agrupadas dentro del grupo de las Poneromorfas (Longino, 2006).

Cuadro 2. Listado de hormigas reportadas para el Parque Nacional Laguna Lachuá y su zona de amortiguamiento

No.	Especie o Morfoespecie	Subfamilia	Tribu	Autor
1	<i>Dolichoderus bispinosus</i>	DOLICHODERINAE	Dolichoderini	Olivier, 1792
2	<i>Dorymyrmex</i> sp.	DOLICHODERINAE	Dolichoderini	Mayr, 1866
3	<i>Forelius</i> sp.	DOLICHODERINAE	Dolichoderini	Emery, 1888
4	<i>Azteca</i> sp.	DOLICHODERINAE	Dolichoderini	Forel, 1878
5	<i>Tapinoma</i> sp.	DOLICHODERINAE	Dolichoderini	Föster, 1850
6	<i>Acropyga</i> sp.	FORMICINAE	Lasiini	Roger, 1862
7	<i>Brachymyrmex</i> sp.	FORMICINAE	Plagiolepidini	Mayr, 1868
8	<i>Camponotus atriceps</i>	FORMICINAE	Camponotini	Smith, 1858
9	<i>Camponotus planatus</i>	FORMICINAE	Camponotini	Roger, 1863
10	<i>Camponotus sericeiventris</i>	FORMICINAE	Camponotini	Guérin - Méneville, 1838
11	<i>Camponotus</i> JGP-1	FORMICINAE	Camponotini	Mayr, 1861

No.	Especie o Morfoespecie	Subfamilia	Tribu	Autor
12	Camponotus JGP-2	FORMICINAE	Camponotini	Mayr,1861
13	Camponotus JGP-3	FORMICINAE	Camponotini	Mayr,1861
14	Camponotus JGP-4	FORMICINAE	Camponotini	Mayr,1861
15	Paratrechina JGP-1	FORMICINAE	Plagiolepidini	Motschoulsky,1863
16	Paratrechina JGP-2	FORMICINAE	Plagiolepidini	Motschoulsky,1863
17	Paratrechina JGP-3	FORMICINAE	Plagiolepidini	Motschoulsky,1863
18	Paratrechina JGP-4	FORMICINAE	Plagiolepidini	Motschoulsky,1863
19	Paratrechina JGP-5	FORMICINAE	Plagiolepidini	Motschoulsky,1863
20	Paratrechina JGP-6	FORMICINAE	Plagiolepidini	Motschoulsky,1863
21	Eciton sp.	ECITONINAE	Ecitonini	Latreille,1804
22	Labidus coecus	ECITONINAE	Ecitonini	Latreille,1802
23	Labidus praedator	ECITONINAE	Ecitonini	Smith ,1858
24	Neivamyrmex JGP-1	ECITONINAE	Ecitonini	Borgmeier,1894
25	Neivamyrmex JGP-2	ECITONINAE	Ecitonini	Borgmeier,1894
26	Pseudomyrmex gracilis	PSEUDOMIRMECINAE	Pseudomyrmecini	Fabricius,1804
27	Pseudomyrmex JGP-1	PSEUDOMIRMECINAE	Pseudomyrmecini	Lund,1831
28	Pseudomyrmex JGP-2	PSEUDOMIRMECINAE	Pseudomyrmecini	Lund,1831
29	Pseudomyrmex JGP-3	PSEUDOMIRMECINAE	Pseudomyrmecini	Lund,1831
30	Pseudomyrmex JGP-4	PSEUDOMIRMECINAE	Pseudomyrmecini	Lund,1831
31	Pseudomyrmex JGP-5	PSEUDOMIRMECINAE	Pseudomyrmecini	Lund,1831
32	Pseudomyrmex JGP-6	PSEUDOMIRMECINAE	Pseudomyrmecini	Lund,1831
33	Amblyopone sp.	AMBLYOPONINAE	Amblyoponini	Erichson, 1842
34	Prionopelta sp.	AMBLYOPONINAE	Amblyoponini	Mayr, 1866
35	Anochetus sp.	PONERINAE	Ponirini	Mayr, 1861
36	Gnamptogenys sp.	ECTATOMMINAE	Ectatommini	Roger, 1863
37	Hypoponera sp.	PONERINAE	Ponerini	Santschi, 1938
38	Leptogenys pusilla	PONERINAE	Ponerini	Emery, 1890
39	Leptogenys sp.	PONERINAE	Ponerini	Roger, 1861
40	Odontomachus chelifer	PONERINAE	Ponerini	Latreille, 1802
41	Odontomachus laticeps	PONERINAE	Ponerini	Roger, 1861
42	Odontomachus meinerti	PONERINAE	Ponerini	Forel, 1905
43	Odontomachus ruginodis	PONERINAE	Ponerini	Smith, 1937
44	Pachycondyla aenescens	PONERINAE	Ponerini	Mayr, 1870
45	Pachycondyla apicalis	PONERINAE	Ponerini	Latreille, 1802
46	Pachycondyla carinulata	PONERINAE	Ponerini	Roger, 1861
47	Pachycondyla harpax	PONERINAE	Ponerini	Fabricius, 1804
48	Pachycondyla impressa	PONERINAE	Ponerini	Roger, 1861
49	Pachycondyla obscuricornis	PONERINAE	Ponerini	Emery, 1890
50	Ectatomma tuberculatum	ECTATOMMINAE	Ectatommini	Olivier, 1792
51	Ectatomma ruidum	ECTATOMMINAE	Ectatomini	Roger, 1860
52	Acanthoponera sp.	HETEROPONERINAE	Heteroponerini	Mayr, 1862
53	Acromyrmex sp.	MYRMICINAE	Attini	Mayr, 1865

No.	Especie o Morfoespecie	Subfamilia	Tribu	Autor
54	Adelomyrmex sp.	MYRMICINAE	Stenammini	Emery, 1897
55	Atta cephalotes	MYRMICINAE	Attini	Linnaeus, 1758
56	Cardiocondyla sp.	MYRMICINAE	Formicoxenini	Emery, 1869
57	Cephalotes sp.	MYRMICINAE	Cephalotini	Latrelli, 1802
58	Crematogaster sp.	MYRMICINAE	Crematogastrini	Lund, 1831
59	Cyphomyrmex JGP-1	MYRMICINAE	Attini	Mayr, 1862
60	C. JGP-2	MYRMICINAE	Attini	Mayr, 1862
61	C. JGP-3	MYRMICINAE	Attini	Mayr, 1862
62	Monomorium sp.	MYRMICINAE	Solenopsidini	Mayr, 1855
63	Mycocepurus sp.	MYRMICINAE	Attini	Forel, 1893
64	Neostruma sp.	MYRMICINAE	Dacetini	Brown, L.W, 1948
65	Octostruma JGP-1	MYRMICINAE	Basicerotini	Forel, 1912
66	Octostruma JGP-2	MYRMICINAE	Basicerotini	Forel, 1912
67	Octostruma JGP-3	MYRMICINAE	Basicerotini	Forel, 1912
68	Octostruma JGP-4	MYRMICINAE	Basicerotini	Forel, 1912
69	Pheidole JGP-1	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O, 1839
70	Pheidole JGP-2	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O, 1839
71	Pheidole JGP-3	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
72	Pheidole JGP-4	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
73	Pheidole JGP-5	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
74	Pheidole JGP-6	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
75	Pheidole JGP-7	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
76	Pheidole JGP-8	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
77	Pheidole JGP-9	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
78	Pheidole JGP-10	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
79	Pheidole JGP-11	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
80	Pheidole JGP-12	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
81	Pheidole JGP-13	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
82	Pheidole JGP-14	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
83	Pheidole JGP-15	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
84	Pheidole JGP-16	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
85	Pheidole JGP-17	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
86	Pheidole JGP-18	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
87	Pheidole JGP-19	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
88	Pheidole JGP-20	MYRMICINAE	Pheidolini	Westwood.J.O,1839
89	Pyramica sp.	MYRMICINAE	Dacetini	Roger, 1862
90	Rogeria sp.	MYRMICINAE	Stenammini	Emery, 1894
91	Sericomyrmex sp.	MYRMICINAE	Attini	Mayr, 1865
92	Solenopsis geminate	MYRMICINAE	Solenopsidini	Fabricius, 1804
93	Solenopsis sp.	MYRMICINAE	Solenopsidini	Westwood.J.O, 1840
94	Stenamma sp.	MYRMICINAE	Stenammini	Westwood. J.O, 1839
95	Strumigenys JGP-1	MYRMICINAE	Dacetini	F.Smith, 1860

No.	Especie o Morfoespecie	Subfamilia	Tribu	Autor
96	Strumigenys JGP-2	MYRMICINAE	Dacetini	F.Smith, 1860
97	Tranopelta sp.	MYRMICINAE	Solenopsidini	Mayr, 1866
98	Wasmannia auropuctata	MYRMICINAE	Blepharidattini	Roger, 1863
99	Wasmannia JGP-1	MYRMICINAE	Blepharidattini	Forel, 1893
100	Wasmannia JGP-2	MYRMICINAE	Blepharidattini	Forel, 1893
101	Wasmannia JGP-3	MYRMICINAE	Blepharidattini	Forel, 1893

Cuadro 3. Riqueza de hormigas por clase vegetal. Riqueza observada en 40 trampas, riqueza estimada por el modelo de Clench en 500 trampas y porcentaje de especies capturadas del estimado. El asterisco (*) señala a las clases con 20 trampas en lugar de 40.

Clase vegetal	Riqueza observada en 40 trampas de esfuerzo	Riqueza estimada en 500 trampas de esfuerzo	Porcentaje de morfoespecies capturadas del total estimado
Bosque	21	27	78 %
Bosque con cardamomo	23	27	85 %
Guamil 3	28	36	78 %
Guamil 2	21	25	84 %
Guamil 1	24	32	75 %
Cultivo (maizal)	16	18	89 %
Potrero*	12	14	86 %
Potrero enguamilado*	17	20	85 %
Todas las clases	49	50	98 %

Cuadro 4. Número de morfoespecies de hormigas exclusivas por clase vegetal

Clase vegetal	Morfospecies exclusivas
Bosque	3
Bosque con cardamomo	4
Guamil 3	5
Guamil 2	2
Guamil 1	1
Cultivo (maizal)	0
Potrero	1
Potrero enguamilado	0

Cuadro 5. Distribución de morfoespecie por clase vegetal

Especies	B	BC	G3	G2	G1	C	P	PE
<i>Acanthoponera</i>	X							
<i>Acromyrmex</i>		X		X	X			
<i>Atta cephalotes</i>			X					X
<i>Brachymyrmex</i> sp.		X						
<i>Camponotus atriceps</i>			X	X	X	X	X	X
<i>Camponotus</i> JGP-1				X				
<i>Camponotus</i> JGP-2		X						
<i>Camponotus</i> JGP-3			X					
<i>Camponotus planatus</i>			X	X	X	X	X	X
<i>Camponotus sericeiventris</i>		X						
<i>Cardiocondyla</i>				X	X	X	X	X
<i>Cyphomyrmex</i> JGP-1		X			X			
<i>Cyphomyrmex</i> JGP-2		X						
<i>Cyphomyrmex</i> JGP-3	X	X		X	X			
<i>Dolichoderus bispinosus</i>		X	X	X				
<i>Dorymyrmex</i>					X	X	X	X
<i>Forelius</i> sp.				X	X	X	X	X
<i>Gnamptogenys</i>	X							
<i>Hypoponera</i>	X				X	X		X
<i>Labidus coecus</i>							X	
<i>Labidus praedator</i>			X					
<i>Leptogenys</i>			X					
<i>Mycocetopus</i>			X					
<i>Neivamyrmex</i> JGP-1			X		X			X
<i>Neivamyrmex</i> JGP-2		X						
<i>Odontomachus chelifer</i>	X	X	X	X				
<i>Odontomachus laticeps</i>	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Odontomachus meinerti</i>	X	X	X	X				
<i>Odontomachus ruginodis</i>	X	X	X	X	X	X		X
<i>Pachycondyla apicalis</i>		X	X	X		X		
<i>Pachycondyla carinulata</i>	X				X			
<i>Pachycondyla harpax</i>	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Pachycondyla impressa</i>	X	X	X	X	X	X		X
<i>Pachycondyla obscuricornis</i>	X		X		X			
<i>Paratrechina</i>	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Pheidole</i> sp.	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Piramica</i> sp.	X							
<i>Pseudomyrmex gracilis</i>				X				
<i>Pseudomyrmex</i> JGP-1	X		X		X			
<i>Pseudomyrmex</i> JGP-2			X		X			
<i>Pseudomyrmex</i> JGP-3					X			

Especies	B	BC	G3	G2	G1	C	P	PE
<i>Pseudomyrmex</i> sp.			X					
<i>Rogeria</i>	X	X	X	X	X			X
<i>Sericomyrmex</i>	X		X					
<i>Solenopsis</i> sp.	X	X		X	X	X	X	
<i>Solenopsis geminata</i>	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Strumigenys</i>			X		X	X		
<i>Tapinoma</i> sp.		X	X					
<i>Wasmannia</i> sp.	X	X	X	X		X		X

B: Bosque; BC: Bosque con cardamomo; G3: Guamil 3; G2: Guamil 2; G1: Guamil 1; C: Cultivo (maizal); P: Potrero; PE: Potrero con guamil.

9 AGRADECIMIENTOS

Agradezco a Dios por ser la luz permanente que guía mi sedero. A mi madre Gilda Polo y a mi padre José García López, por su ayuda y comprensión incondicional en este y todos mis proyectos. A mi abuelita, María Luisa Figueroa por sus oraciones.

Agradezco a la Escuela de Biología, por el espacio en laboratorios, equipo y materiales; al Programa de Investigación y Monitoreo de la Eco-región Lachuá (PIMEL) por el equipo de campo y el uso de la Estación Biológica Santa Lucía; al Lic. Claudio Méndez por su confianza y apoyo para realizar mis estudios en hormigas dentro de las actividades del PIMEL y por sus importantes aportes en todo el proceso de mi formación académica. Al Museo de Historia Natural por el espacio en las Colecciones de Referencia y a la ayuda del Lic. Sergio Pérez, quien siempre ha demostrado su interés en el estudio de las hormigas; a la M. Sc. Lucía Prado por su apoyo y confianza en el Museo desde el inicio de mis estudios. Al Dr. Jorge Erwin López, por su contribución tan valiosa con las observaciones realizadas al presente informe.

Agradezco a todos los que de una u otra manera colaboraron en el desarrollo de este estudio: Al Dr. Ronald Morales, por sus consejos, apoyo y equipo de laboratorio; a Laura Sáenz, por su indispensable trabajo en el procesamiento de los especímenes y bases de datos; a Emmanuel Agreda, Melisa Ojeda, Sofía y Héctor Eduardo Díaz por su apoyo en el manejo de muestras. A Carolina Hernández, por su ayuda en los esquemas; a Marcela Morales, por su valioso apoyo y comprensión; a David Ortiz, Maura Quezada y Teresa Calderón por toda su ayuda. Además, es imprescindible agradecer el apoyo que he recibido de Marco Tulio Hernández, Aura García de Hernández, Maritza Juárez de Polo, Gilda García y Héctor Díaz, sin su ayuda esto no fuera realidad. Al Dr. Adrián Juárez y a Sandra Marroquín por su confianza y colaboración.

10 ANEXOS

10.1 CLAVE PARA LA DETERMINACIÓN DE SUBFAMILIAS DE HORMIGAS OBRERAS DEL PARQUE NACIONAL LAGUNA LACHUÁ Y SU ZONA DE INFLUENCIA.

Para identificar las estructuras mencionadas en la siguiente clave será útil consultar la sección sobre morfología externa y caracteres diagnósticos de las hormigas en Antecedentes inciso 3.1.3. Además, las figuras que se mencionan en la clave se encuentran en el Anexo 13.5.

- 1a Segundo segmento abdominal reducido con forma de nudo (Pecíolo), tercer segmento abdominal más grande que el segundo, fusionándose con los segmentos abdominales restantes para formar el gaster. Algunas veces el tercer segmento abdominal con una constricción posterior (Figura 13.1).....**2**
- 1b Segundo y tercer segmentos abdominales reducidos con forma de nudo (Pecíolo y postpecíolo, respectivamente), cuarto segmento abdominal mas grande que el segundo y el tercero, fusionándose con los segmentos abdominales restantes para formar el gaster (Figura 13.2). Tercer segmento abdominal nunca con una constricción posterior.....**9**
- 2^a Gaster sin una constricción entre el primer y segundo segmento. Aguijón ausente o no visible..... **3**
- 2b Gaster con una constricción entre el primer y segundo segmento (Figura 13.1). Aguijón presente y visible.....**4**
- 3a Hypopigidio formando un poro cilíndrico rodeado por un círculo de pelos (Figura 13.3). Cabeza en vista frontal, las inserciones antenales alejadas del margen anterior del clipeo (Figura 13.20).....**Formicinae**

- 3b Hypopigidio sin formar un poro cilíndrico rodeado por un círculo de pelos. Cabeza en vista frontal, las inserciones antenales muy cerca del margen anterior del clípeo (Figura 13.14).....**Dolichoderinae**
- 4a Pigidio largo, aplanado y armado con espinas o dientes (Figura 13.4).....
.....**Cerapachinae**
- 4b Pigidio diferente a lo descrito anteriormente.....**5**
- 5a Pecíolo ampliamente unido al gaster, sin la superficie posterior visible (Figura 13.29).....**Amblyoponinae**
- 5b Pecíolo agudamente unido al gaster, con la superficie posterior visible (Figura 13.1).....**6**
- 6a Cabeza en vista frontal, lóbulos frontales algunas veces ausentes donde las inserciones antenales que se encuentran muy cerca de margen anterior de la cabeza son visibles, si presentes, cubriendo ligeramente las inserciones antenales (Figura 13.44).....**Proceratiinae**
- 6b Cabeza en vista frontal, lóbulos frontales horizontales presentes que cubren las inserciones antenales, si parcialmente expuestas entonces nunca muy cerca del margen anterior de la cabeza (Figura 13.36).....**6**
- 7a Márgenes externos posteriores de los lóbulos frontales con apariencia de pellizco (Figura 13.35).....**Ponerinae**
- 7b Márgenes externos posteriores de los lóbulos frontales sin apariencia de pellizco (Figura 13.42).....**7**
- 8a Cabeza con carena media longitudinal extendiéndose del margen anterior del clípeo hasta el margen posterior de la cabeza (Figura 13.46). Orificio de la glándula metapleural simple, dirigido posterior o lateralmente.....
.....**Heteroponerinae**
- 8b Cabeza sin carena media longitudinal que se extiende del margen anterior del clípeo hasta el margen posterior de la cabeza (Figura 13.42). Orificio de la glándula metapleural con forma de rajadura protegida por un borde convexo de cutícula que dirige el orificio dorsal o posterodorsalmente.....
.....**Ectatominae**

- 9a Ojos reducidos a un solo omatidio o ausentes. Inserciones antenales expuestas, nunca cubiertas por los lóbulos frontales (Figura 13.24).....**Ecitoninae**
- 9b Ojos grandes, si reducidos compuestos de más de una faceta. Inserciones antenales cubiertas o parcialmente cubiertas por los lóbulos frontales pero nunca expuestas.....**10**

- 10a Ojos variables pero nunca ocupando mas de la mitad de la cabeza. Sutura promesonotal fusionada e inflexible o ausente. Garras tarsales sin diente preapical (Figura 13.7a).....Myrmicinae
- 10b Ojos ocupan más de la mitad de la cabeza. Sutura promesonotal flexible. Garras tarsales con diente preapical (Figura 13.7b).....Pseudomyrmecinae

10.2 CLAVE PARA LA DETERMINACIÓN DE GÉNEROS DE HORMIGAS OBRERAS

Para identificar las estructuras mencionadas en las siguientes claves será útil consultar la sección sobre morfología externa y caracteres diagnósticos de las hormigas en Antecedentes inciso 3.1.3. Además, las figuras que se mencionan en la clave se encuentran en el Anexo 13.5.

SUBFAMILIA DOLICHODERINAE

- 1a En vista dorsal pecíolo cubierto por el abdomen. Escama del pecíolo muy reducida a veces casi ausente (Figura 13.17).....*Tapinoma*
- 1b En vista dorsal pecíolo visible y nunca cubierto por el abdomen. Escama del pecíolo bien definida, algunas veces inclinada hacia delante.....**2**

- 2a Hipostoma con prominencias anterolaterales como dientes (Figura 13.6).....
.....*Dolichoderus*
- 2b Hipostoma sin prominencias anterolaterales.....**3**

- 3a Propodeo armado con una espina o diente (Figura 13.15).....
.....*Dorymyrmex*
- 3b Propodeo sin armas.....**4**

- 4a Escama del pecíolo fuertemente inclinado hacia delante. Primer tergo del gaster proyectado hacia el pecíolo (Figura 13.16).....*Forelius*
- 4b Escama del pecíolo sin inclinarse hacia delante. Primer tergo del gaster sin proyectarse hacia el pecíolo (Figura 13.13).....*Azteca*

SUBFAMILIA FORMICINAE

- 1a Antenas de 8 a 11 segmentos.....**2**
- 1b Antenas de 12 segmentos.....**3**

- 2a Ojos muy pequeños, vestigiales o ausentes; cuando presentes (en vista lateral) situados abajo y muy alejados de la mitad de la cabeza(Figura 13.18) *Acropyga*
- 2b Ojos desarrollados, situados cerca de la mitad de la cabeza. Antenas de 10 segmentos (Figura 13.19).....*Brachimyrmex*
- 3a Inserciones antenales situadas muy cerca del clípeo. Cabeza y cuerpo con setas gruesas arregladas en pares (Figura 13.21).....*Paratrechina*
- 3b Inserciones antenales situadas lejos del clípeo. Cabeza y cuerpo con o sin setas, si presentes con arreglo diferente a lo descrito anteriormente (Figura 13.20).....*Camponotus*

SUBFAMILIA CERAPHACHINAE

- 1a Antenas con 9 a 12 segmentos. Surcos antenales ausentes. Carenas frontales presentes, elevadas, casi erectas, muy cerca entres si. Lóbulos frontales no cubren las inserciones de las antenas. Ojos pequeños. Lados de la cabeza con una carena prominente que pasa del margen anterior del ojo hasta la inserción de la antena. Tegumento grueso y generalmente punteado. Pilosidad muy escasa (Figura 13.22)..... *Cerapachys*

Antenas de 12 segmentos. Surcos antenales presentes. Carenas frontales se extienden cubriendo los surcos antenales. Lóbulos frontales cubren las inserciones de las antenas. Ojos de tamaño mediano a grandes. Mesonoto casi sin surcos en el dorso. Postpecíolo mucho más ancho que el pecíolo. Tegumento con estrías paralelas. Color rojizo a negro, algunas veces con patas amarillas (Figura 13.23)..... *Cilindromyrmex*

SUBFAMILIA ECITONINAE

- 1a Garras tarsales simples sin diente medio en el margen interior (Figura 13.7a)..... *Neivomyrmex* (Figura 13.26)
- 1b Garras tarsales con un diente medio en el margen interior (Figura 13.7b).....**2**

- 2a Espinas propodeales ausentes (Figura 13.25).....*Labidus*
- 2b Espinas propodeales presentes.....**3**

- 3a Escapos antenales cortos y gruesos..... *Nomamyrmex*
- 3b Escapos antenales largos y delgados.....*Eciton*

SUBFAMILIA PSEUDOMYRECINAE

Pseudomyrmex

Ojos grandes ocupando casi la mitad de la longitud de la cabeza; usualmente presentan tres ocelos. Inserciones antenales muy juntas. Cuerpo delgado y alargado (Figura 13.26).

SUBFAMILIA AMBLIOPONINAE

- 1a Sutura promesonotal completa y móvil. Mandíbulas delgadas con mas de tres dientes, extiende mas allá del borde anterior del pecíolo cuando están cerradas. Ojos formados por un omatidio. Pedúnculo poco desarrollado pecíolo muy pegado al postpecíolo (Figura 13.30).....*Prionopelta*

- 1b Sutura promesonotal completa y móvil. Mandíbulas con tres dientes y pegadas a la cabeza cuando están cerradas. Ojos formados por un omatidio. Pedúnculo poco desarrollado pecíolo muy pegado al postpecíolo (Figura 13.29).....*Amblyopone*

SUBFAMILIA PONERINAE

- 1a Cabeza rectangular. Mandíbulas lineales y alargadas (Figura 13.37).....**2**
- 1b Cabeza nunca rectangular. Mandíbulas triangulares, si son alargadas ojos muy pequeños(Figura 13.38).....**3**

- 2a Carena nugal presente y formando un ángulo agudo (Figura 13.8).....
.....*Odonthomachus*
- 2b Carena nugal ausente (Figura 13.9).....*Anochetus*

3a	Inserciones antenales y lóbulos frontales juntos (Figura 13.38).....	4
3b	Inserciones antenales y lóbulos frontales muy separados (Figura 13.42).....	7
4a	Ápice ventral de la tibia trasera con una espuela, esta espina usualmente larga y pectinada aunque algunas veces simple (Figura 13.10a).....	5
4b	Ápice ventral de la tibia con dos espuelas; una larga y pectinada y una simple enfrente (Figura 13.10b).....	6
5a	Mandíbula triangular con uno a tres dientes apicales seguidos de varios dientes, pequeños (Figura 13.35).....	<i>Hypoponera</i>
5b	Mandíbula alargada nunca triangular con tres a cinco dientes algunas veces, algunas veces con uno a tres dentículos (Figura 13.40).....	4
6a	Mandíbulas con tres a cuatro dientes en el margen masticador (Figura 13.40).....	<i>Simopelta</i>
6b	Mandíbulas con 5 a 6 dientes terminando en un diente apical largo (Figura 13.32).....	<i>Belonopelta</i>
7a	Parte basal de las mandíbulas con un hoyuelo o fovea (Figura 13.11).....	<i>Cryptopone</i>
7b	Parte basal de las mandíbulas sin hoyuelo o fovea	8
8a	Garras lisas y sin armas (Figura 13.7a).....	<i>Pachycondyla</i>
8b	Garras pectinadas (Figura 13.7c).....	<i>Leptogenys</i>
9a	Parte basal de las mandíbulas con hoyuelo o fovea (Figura 13.11).....	<i>Platythyrea</i>
9b	Parte basal de las mandíbulas sin hoyuelo o fovea.....	4
10a	Mandíbula armada con tres dientes largos y curvos como espinas que se traslapan cuando están cerrados llegando casi al nivel de los ojos. Pecíolo con pedúnculo (Figura 13.41).....	<i>Thaumatomyrmex</i>

- 10b Mandíbula triangular siempre con más de tres dientes. Pecíolo sésil o al menos con un pedúnculo muy corto (Figura 13.34).....*Gnamptogenys*

SUBFAMILIA ECTATOMMINAE

Ectatomma

Lóbulos frontales e inserciones antenales muy separadas. Tibia trasera posee una sola espina. Mesonoto formando una prominencia convexa rodeada por líneas profundamente impresas (Figura 13.42).

SUBFAMILIA HETEROPONERINAE

Acanthoponera

Antenas de 11 segmentos. Surcos antenales profundos. Ojos convexos grandes. Mandíbulas tan o mas largas que la cabeza. Propodeo armado con dos dientes. Pecíolo terminando en una espina inclinada posteriormente. (Figura 13.43)

SUBFAMILIA MYRMICINAE

- 1a Escrobas antenales presentes y situadas debajo de los ojos (Figura 13.62).....2
 1b Escrobas antenales ausentes, si presentes situadas arriba de los ojos (Figura 13.55 y Figura 13.56).....3
- 2a Antena de 12 segmentos (Figura 13.51).....*Basiceros*
 2b Antena de 8 segmentos (Figura 13.62).....*Octostruma*
- 3a Postpecíolo articulado en la superficie dorsal de gaster (Figura 13.55).....
*Crematogaster*
 3b Postpecíolo nunca articulado en la superficie dorsal de gaster, siempre articulado en la superficie ventral.....4
- 4a Lóbulos frontales muy expandidos ocultando los márgenes laterales de la cabeza (Figura 13.52 y Figura 13.54).....5
 4b Lóbulos frontales normales no expandidos ocultando márgenes de la cabeza (Figura 13.73).....7

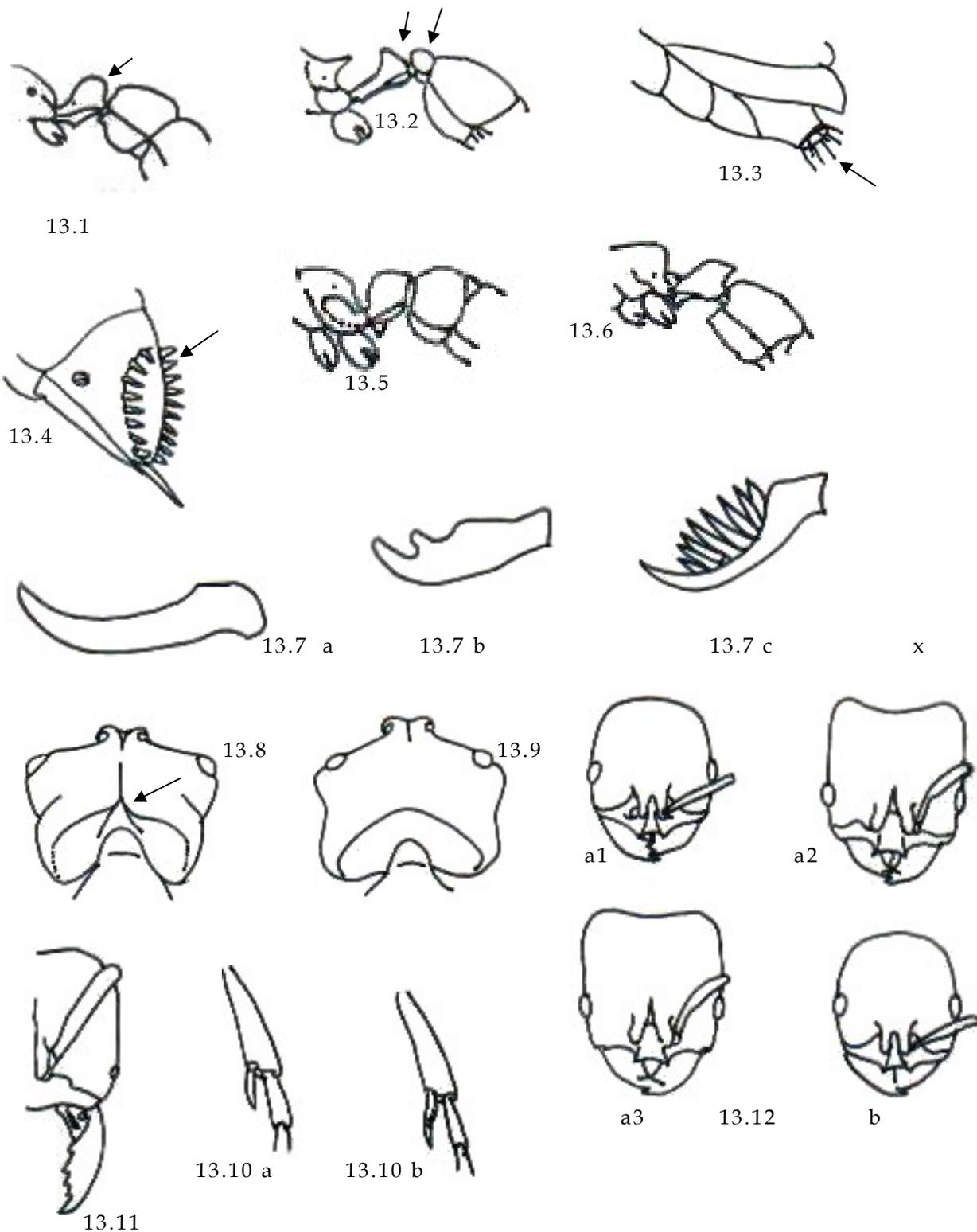
5a	Carenas frontales muy desarrolladas formando la placa de la cabeza (Figura 13.54).....	<i>Cephalotes</i>
5b	Carenas frontales nunca forman una placa en la cabeza.....	6
6a	Las porciones frontales del clípeo se unen formando una pared frente a las inserciones antenales. Propodeo con espinas (Figura 13.52).....	<i>Blepharidatta</i>
6b	Clípeo sin la descripción anterior. Propodeo sin espinas, presentando protuberancias en todo el mesosoma (Figura 13.56).....	<i>Cyphomyrmex</i>
7a	Segmentos apicales de las antenas ensanchados para formar una maza bien definida de dos segmentos (Figura 13.68).....	8
7b	Segmentos apicales de las antenas sin formar una maza, si la maza presente es de uno, tres o cuatro segmentos nunca de dos (Figura 13.63).....	15
8a	Antenas de siete segmentos o menos.....	9
8b	Antenas con nueve a doce segmentos.....	11
9a	Antenas con siete segmentos. Ojos situados en el extremo posterior de los surcos antenales. Pecíolo sésil y el postpecíolo fuertemente unido al gaster (Figura 13.71).....	<i>Tatuidris</i>
9b	Antenas con seis segmentos o menos. Ojos si presentes situados en el margen inferior de los surcos antenales (Figura 13.65 y 13.70).....	10
10a	Mandíbulas muy separadas una de la otra, insertadas en el margen anterior de la cabeza casi al borde del margen lateral (Figura 13.65).....	<i>Pyramica</i>
10b	Mandíbulas juntas, insertadas al centro del margen anterior de la cabeza, nunca cerca del margen (Figura 13.70).....	<i>Strumigenys</i>
11a	Mandíbulas alargadas y lineares que terminan en una horqueta apical de tres dientes. Cabeza en forma de corazón (Figura 13.46).....	<i>Acanthognathus</i>
11b	Mandíbulas triangulares a subtriangulares, dentición variable. Cabeza en forma variable pero nunca en forma de corazón (Figura 13.48 y 13.68).....	12

12a	Antenas de 11 a 12 segmentos.....	13
12b	Antenas de 10 segmentos.....	14
13a	Antenas de 11 segmentos. Surcos antenales presentes. Carenas frontales se extienden casi cerca del vertex. Margen basal de la mandíbula sin un diente. Cabeza con arrugas longitudinales en la frente. Propodeo con espinas (Figura 13.73).....	<i>Wasmannia</i>
13b	Antenas de 12 segmentos. Surcos antenales ausentes. Carenas frontales ausentes. Margen basal de la mandíbula con un diente. Cabeza y mesosoma estriado y rugosos con presentando espacios brillantes. Propodeo con espinas (Figura 13.48).....	<i>Adelomyrmex</i>
14a	Clípeo bicarinado con un par de pelos convergentes (Figura 13.12b). Propodeo sin espinas. Pecíolo casi sesil y pedúnculo extremadamente corto (Figura 13.74).....	<i>Xenomyrmex</i>
14b	Clípeo bicarinado con un pelo medio en margen anterior (Figura 13.12). Propodeo sin espinas. Pecíolo flexible y pedúnculo normal nunca extremadamente corto (Figura 13.68).....	<i>Solenopsis</i>
15a	Antena con 11 segmentos, los segmentos apicales nunca forman una maza definida.....	16
15b	Antenas con 12 segmentos, los segmentos apicales forman una maza definida de 3 a 4 segmentos nunca de dos.....	23
16a	Tórax ligeramente convexo en vista lateral, con pelos gruesos y erectos. Si presenta tubérculos únicamente en el pecíolo y postpecíolo (Figura 13.58).....	<i>Leptothorax</i> (parte)
16b	Tórax nunca convexo en vista lateral, pelos y setas variables. Si presenta tubérculos o espinas en el mesosoma, pecíolo, postpecíolo y en algunos casos en el gaster, nunca solo en pecíolo y postpecíolo (Figura 13.50, 13.60 y 13.72).....	17
17a	Cuerpo cubierto todo con setas en forma de escamas, sin espinas (Figura 13.61).....	<i>Myrmococrypta</i>

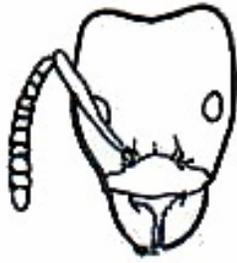
17b	Cuerpo con tubérculos, espinas, o setas simples pero nunca en forma de escamas.....	18
18a	Surcos antenales presentes arriba de los ojos (Figura 13.72).....	<i>Trachymyrmex</i>
18b	Surcos antenales ausentes.....	19
19a	Lóbulos frontales juntos (Figura 13.60).....	20
19b	Lóbulos frontales separados (Figura 13.50).....	21
20a	Pronoto con 10 a 12 espinas o dientes. Pecíolo con cuatro dientes dorsales (Figura 13.60).....	<i>Mycocepurus</i>
20b	Pronoto sin presentar 10 a 12 espinas o dientes y pecíolo sin cuatro dientes dorsales, en su lugar todo el cuerpo cubierto por pubescencia sedosa y fina (Figura 13.49).....	<i>Apterostigma</i>
21a	Cuerpo cubierto por numerosos pelos simples (Figura 13.67).....	<i>Sericomyrmex</i>
21b	Cuerpo cubierto por tubérculos o espinas.....	22
22a	Dorso promesonotal con dos pares de espinas. Gaster liso (Figura 13.50).....	<i>Atta</i>
22b	Dorso promesonotal con tres o más espinas. Gaster con tubérculos (Figura 13.47).....	<i>Acromyrmex</i>
23a	Segmentos apicales sin formar una maza de 3 a 4 segmentos.....	24
23b	Segmentos apicales ensanchados formando una maza de 3 a 4 segmentos....	26
24a	Tórax ligeramente convexo en vista lateral, surcos antenales ausentes.....	25
24b	Tórax cóncavo o recto en vista lateral pero nunca convexo. Surcos antenales presentes y muy profundos arriba de los ojos (Figura 13.64).....	<i>Procryptocerus</i>
25a	Tórax si presenta pelos no son gruesos ni erectos. Lóbulos propodeales formando proyecciones. Pecíolo y postpecíolo sin tubérculos (Figura 13.57)	

	<i>Hylomyrma</i>
25b	Tórax con pelos gruesos y erectos. Lóbulos propodeales sin procesos o espinas. Pecíolo y postpecíolo con tubérculos (Figura 13.58).....	
	<i>Leptothorax</i> (parte)
26a	Clípeo sin una seta media, en su lugar un par setas que convergen en el centro (Figura 13.12a).....	29
26b	Clípeo con una seta larga que sales del medio en margen anterior (Figura 13.12b).....	27
27a	Porciones laterales del clípeo aplanadas dorsoventralmente, Propedeo con espinas (Figura 13.53).....	<i>Cardiocondyla</i>
27b	Clípeo sin las porciones laterales aplanadas. Propedeo sin espinas (Figura 13.59).....	<i>Monomorium</i>
28a	Clípeo con dos carenas longitudinales (Figura 13.67y 13.69).....	29
28b	Clípeo sin dos carenas longitudinales (Figura 13.63).....	<i>Pheidole</i>
29a	Antenas con maza de 3 segmentos (Figura 13.66).....	<i>Rogeria</i>
29b	Atenas con maza de 4 segmentos (Figura 13.69).....	<i>Stenamamma</i>

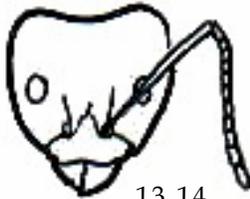
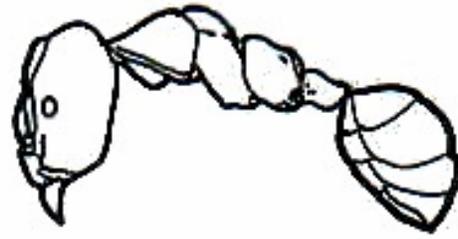
10.3 ESQUEMAS



13.1: Segundo segmento abdominal (Pecíolo); 13.2: Segundo y tercer segmentos abdominales (Pecíolo y post-pecíolo); 13.3: Acidoporo; 13.4: Estacas del abdomen de la familia Ceraphachinae; 13.5: Pecíolo fuertemente unido al gaster; 13.6: Pecíolo sin atacharse fuertemente al gaster; 13.7: Tipos de garras; a. simple, b. con diente medio, c. pectinado; 13.8: Carena nucal de *Odontomacrus*; 13.9: Sin carena nucal como *Anochetus*; 13.10: Tipos de espina metatibial; a. simple, b. dos espinas (simple y pectinada); 13.11: Fovea en parte basal de la mandíbula; 13.12: Pelos del clípeo; a(1-3) pelos pareados, b. pelo medio (*Solenopsis*). Basado en Fernández (2003).



13.13



13.14



13.15



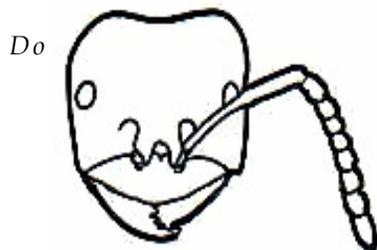
13.16



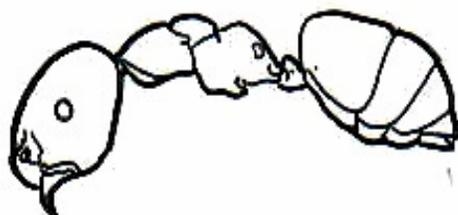
13.17

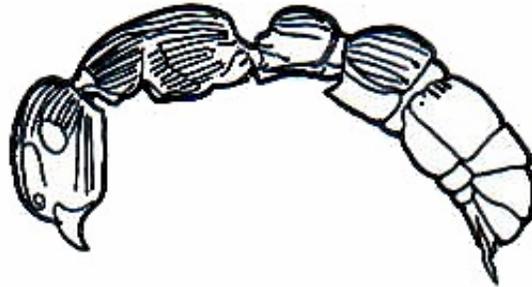
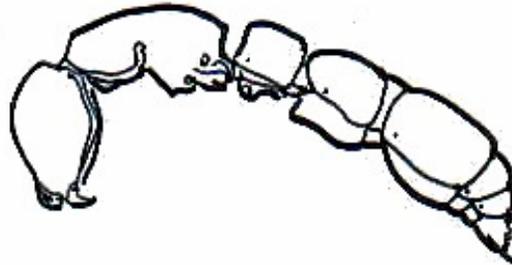
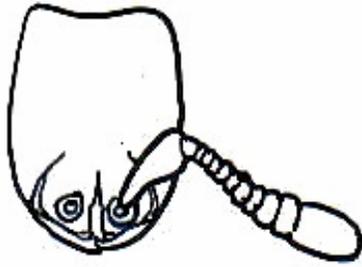
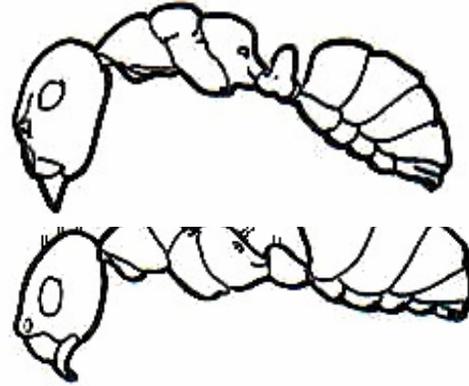
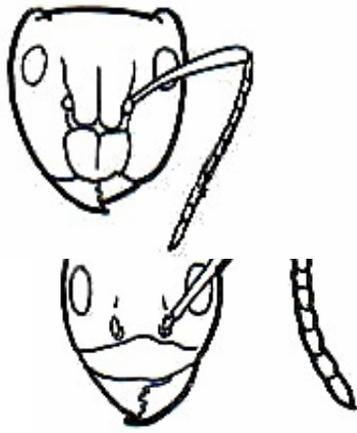


13.18

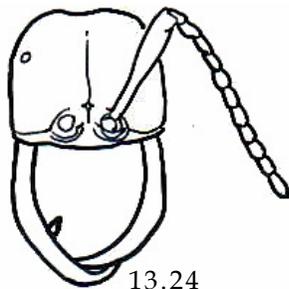


13.19

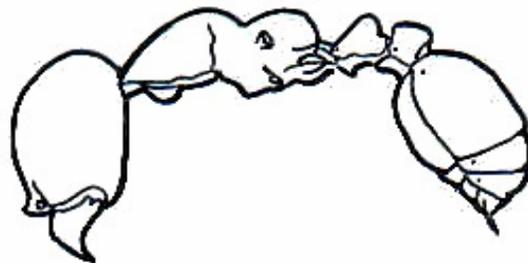




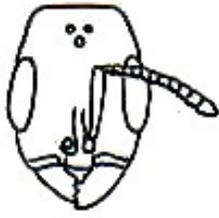
13.23



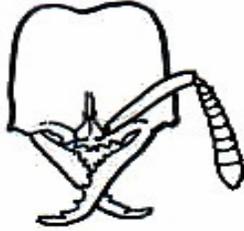
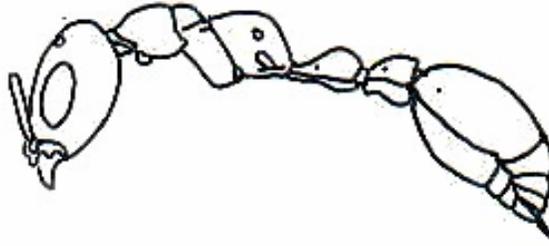
13.24



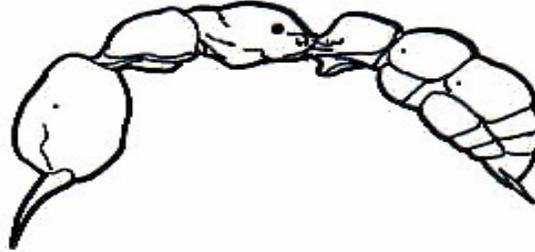
13.25



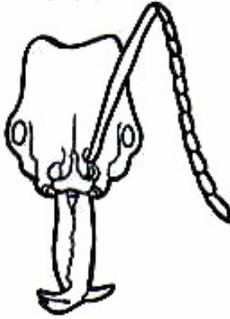
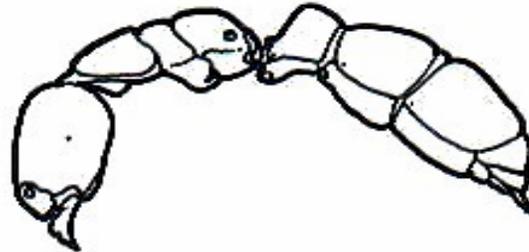
13.28



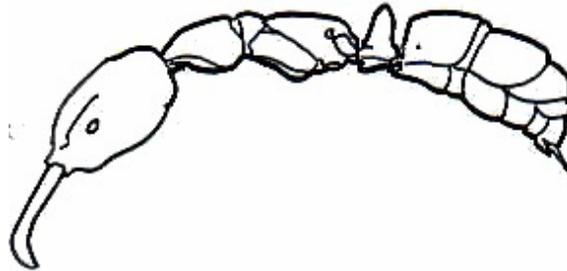
13.29



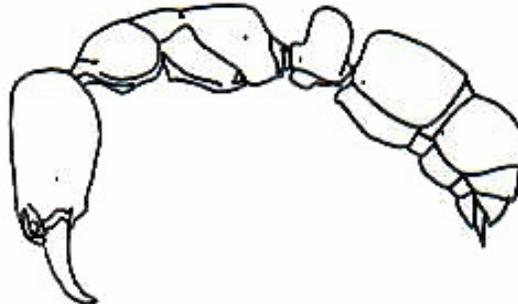
13.30



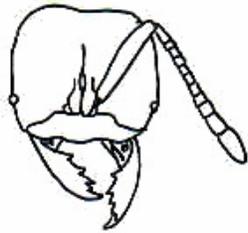
13.31



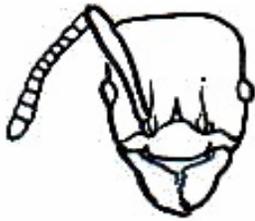
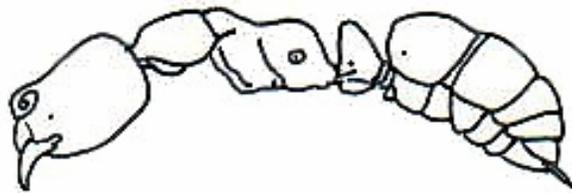
13.32



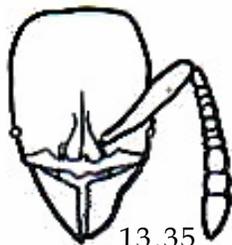
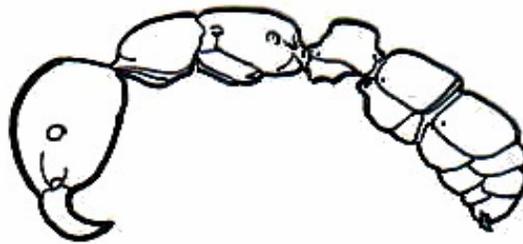
Subfamilia Pseudomyrmecinae: 13.28: *Pseudomyrmex*. Subfamilia Amblioponinae: 13.29: *Ambliopone*; 13.30: *Prionopelta*. Subfamilia Ponerinae: 13.31: *Anochetus* 13.32: *Belonopelta*. Basado en Fernández (2003).



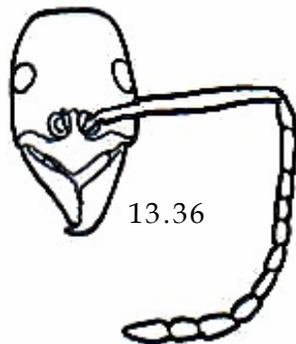
13.33



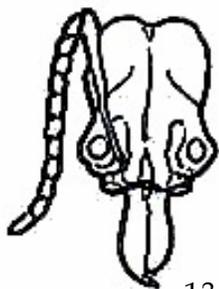
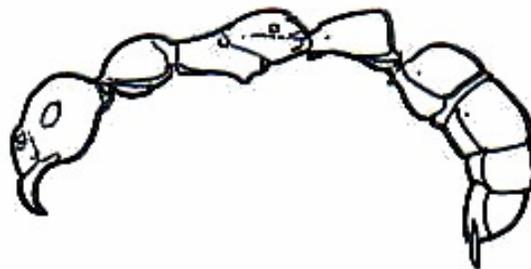
13.34



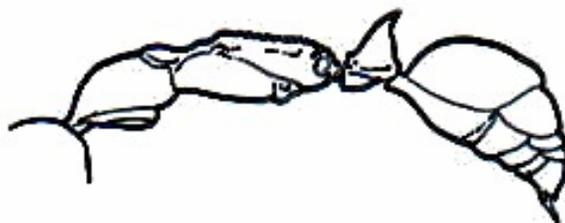
13.35



13.36



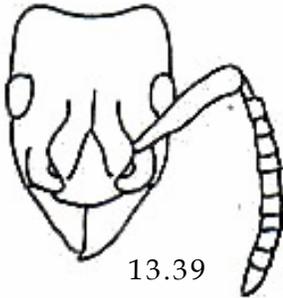
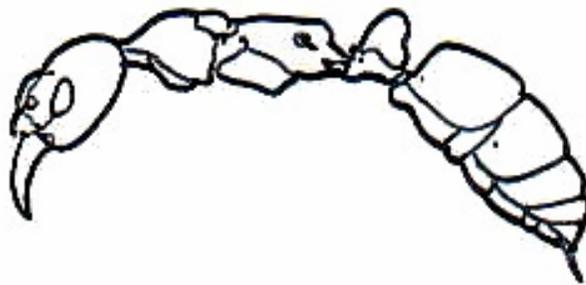
13.37



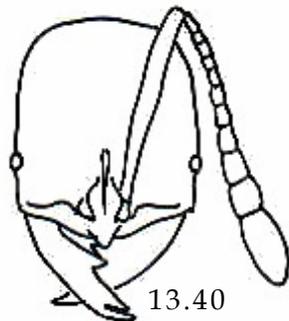
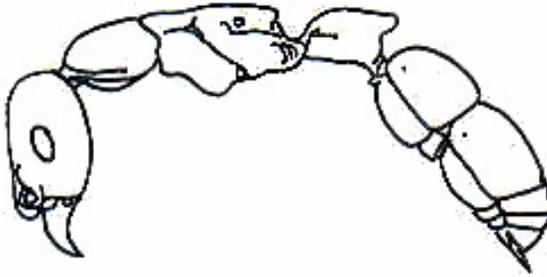
Subfamilia Ponerinae: 13.33: *Cryptopone*; 13.34: *Gnamptogenys*; 13.35: *Hypoponera*; 13.36: *Leptogenys*; 13.37: *Odonthomachus*. Basado en Fernández (2003).



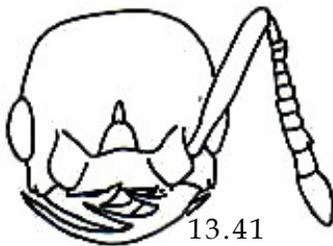
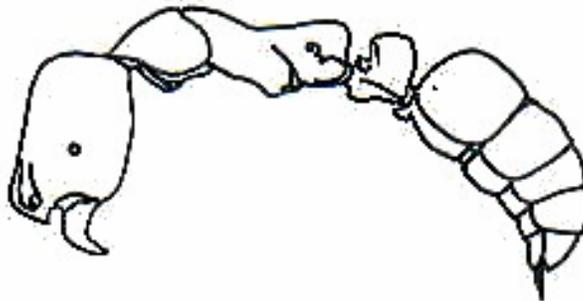
13.38



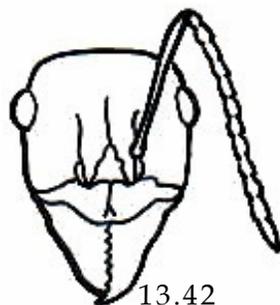
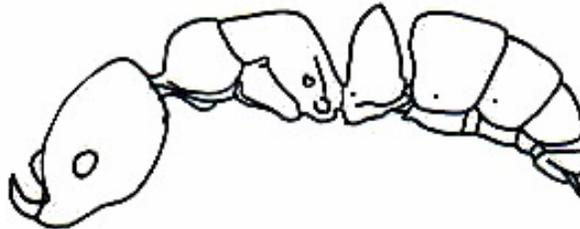
13.39



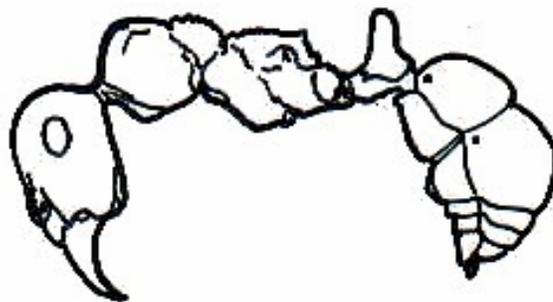
13.40



13.41



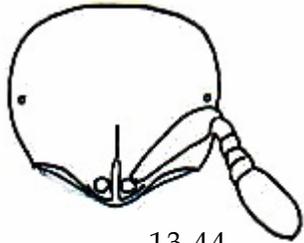
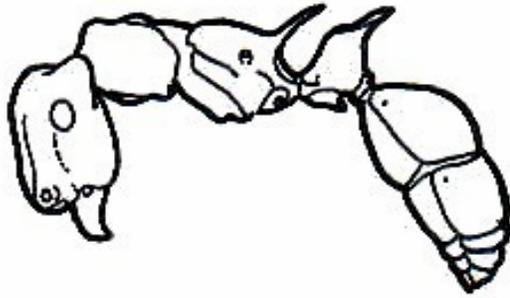
13.42



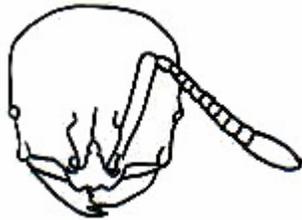
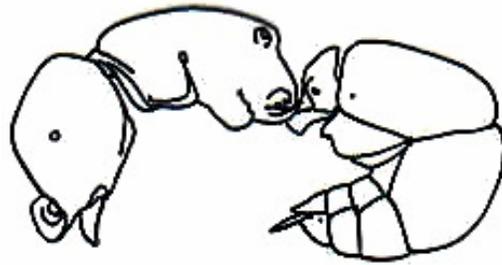
Subfamilia Ponerinae: 13.38: *Pachycondyla*; 13.39: *Platythyrea*; 13.40: *Simopelta*; 13.41: *Thaumatomyrmex*. Subfamilia Ectatomminae: 13.42: *Ectatomma*. Basado en Fernández (2003).



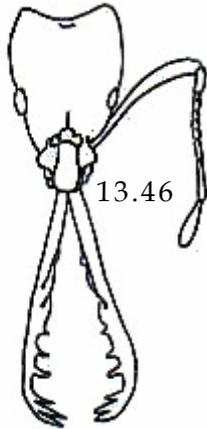
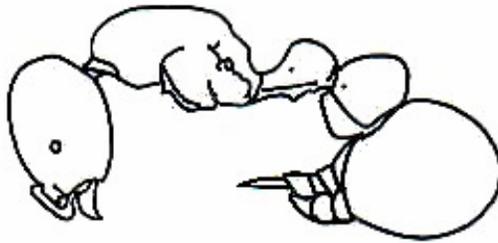
13.43



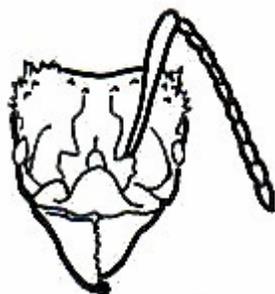
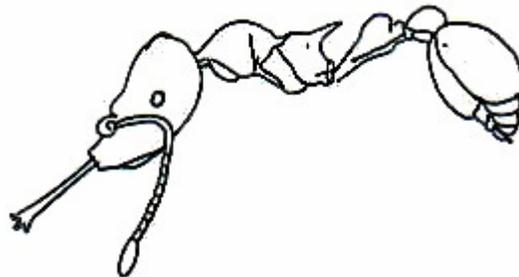
13.44



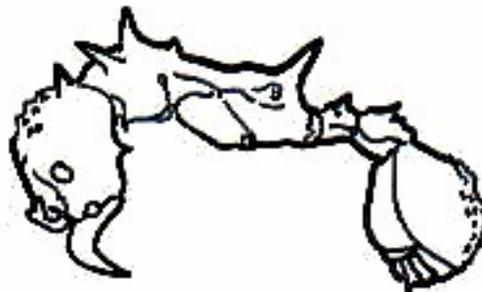
13.45



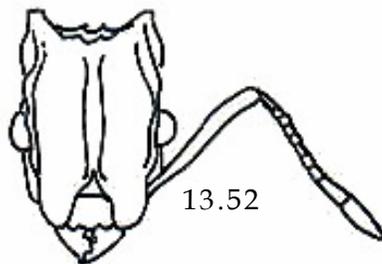
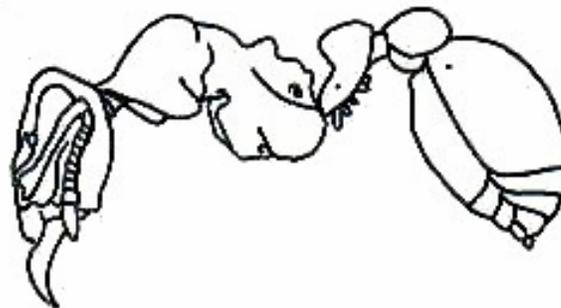
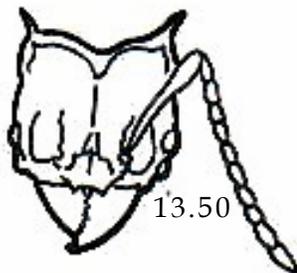
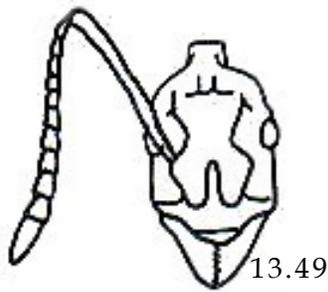
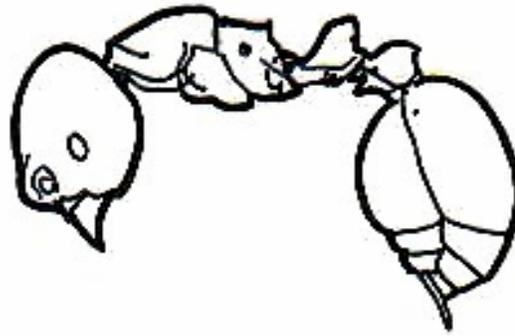
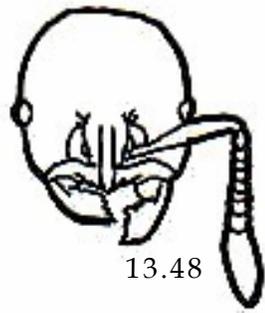
13.46



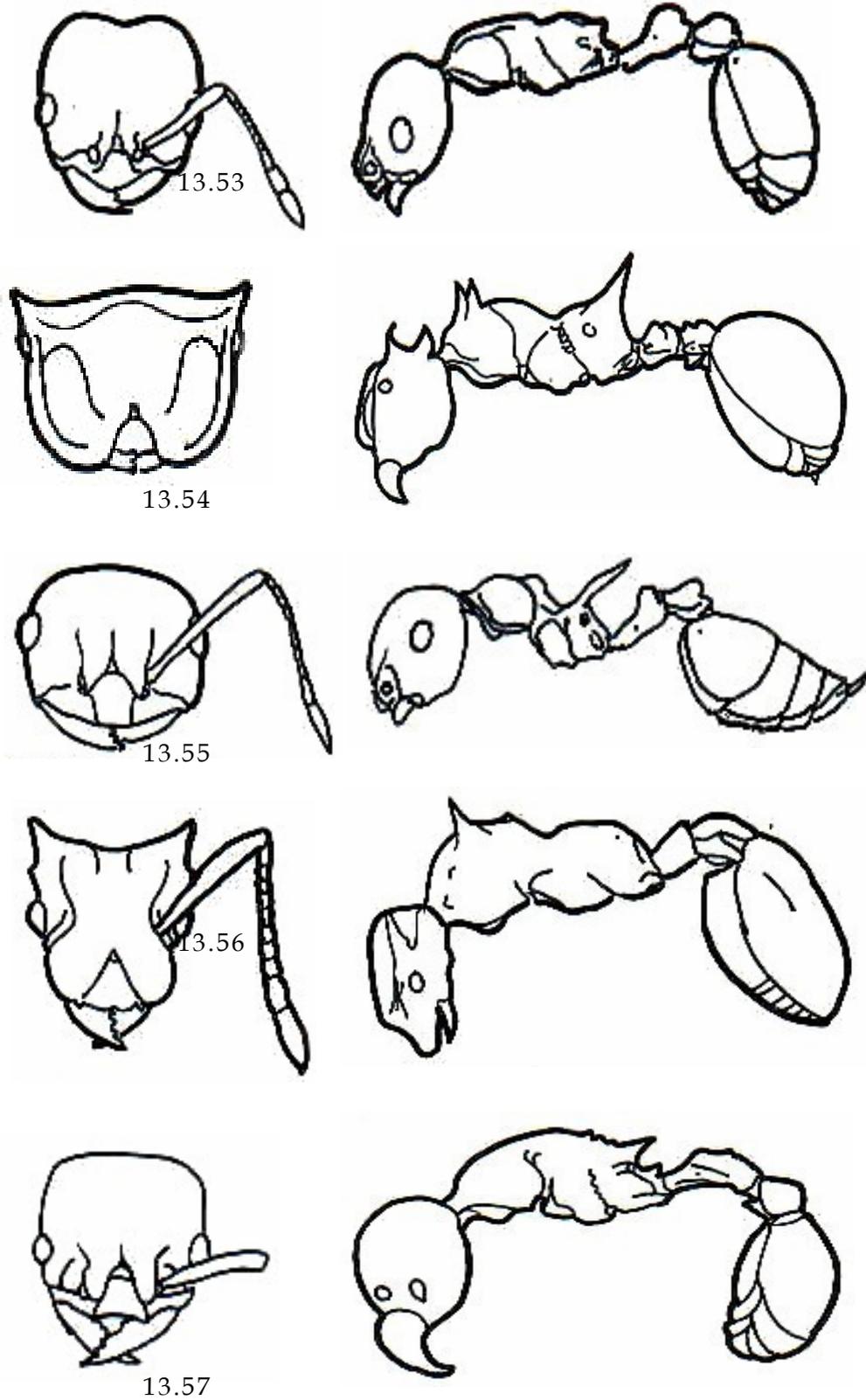
13.47



Subfamilia Heteroponerinae: 13.43: *Acanthoponera*. Subfamilia Proceratinae: 13.44: *Discothyrea*; 13.45: *Proceatium*. Subfamilia Myrmicinae: 13.46: *Acanthognathus*; 13.47: *Acromyrmex*. Basado en Fernández (2003).



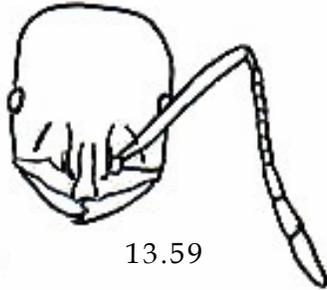
Subfamilia Myrmicinae: 13.48: *Adelomyrmex*; 13.49: *Apterostigma*; 13.50: *Atta*; 13.51: *Basiceros*; 13.52: *Blepharidatta*. Basado en Fernández (2003).



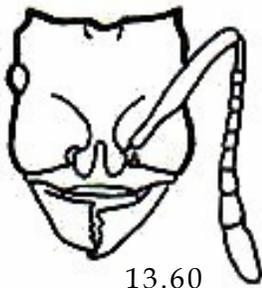
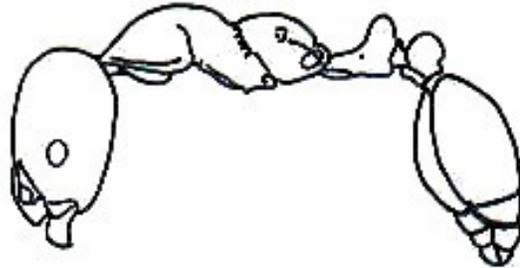
Subfamilia Myrmicinae: 13.53: *Cardiocondyla*; 13.54i; 13.55: *Crematogaster*; 13.56: *Cyphomyrmex*; 13.57: *Hylomyrma*. Basado en Fernández (2003).



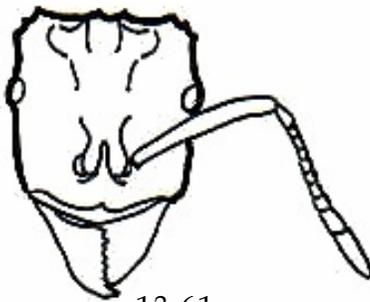
13.58



13.59



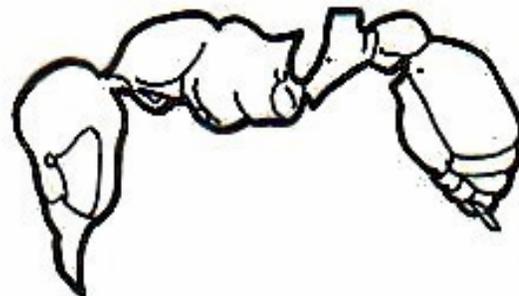
13.60



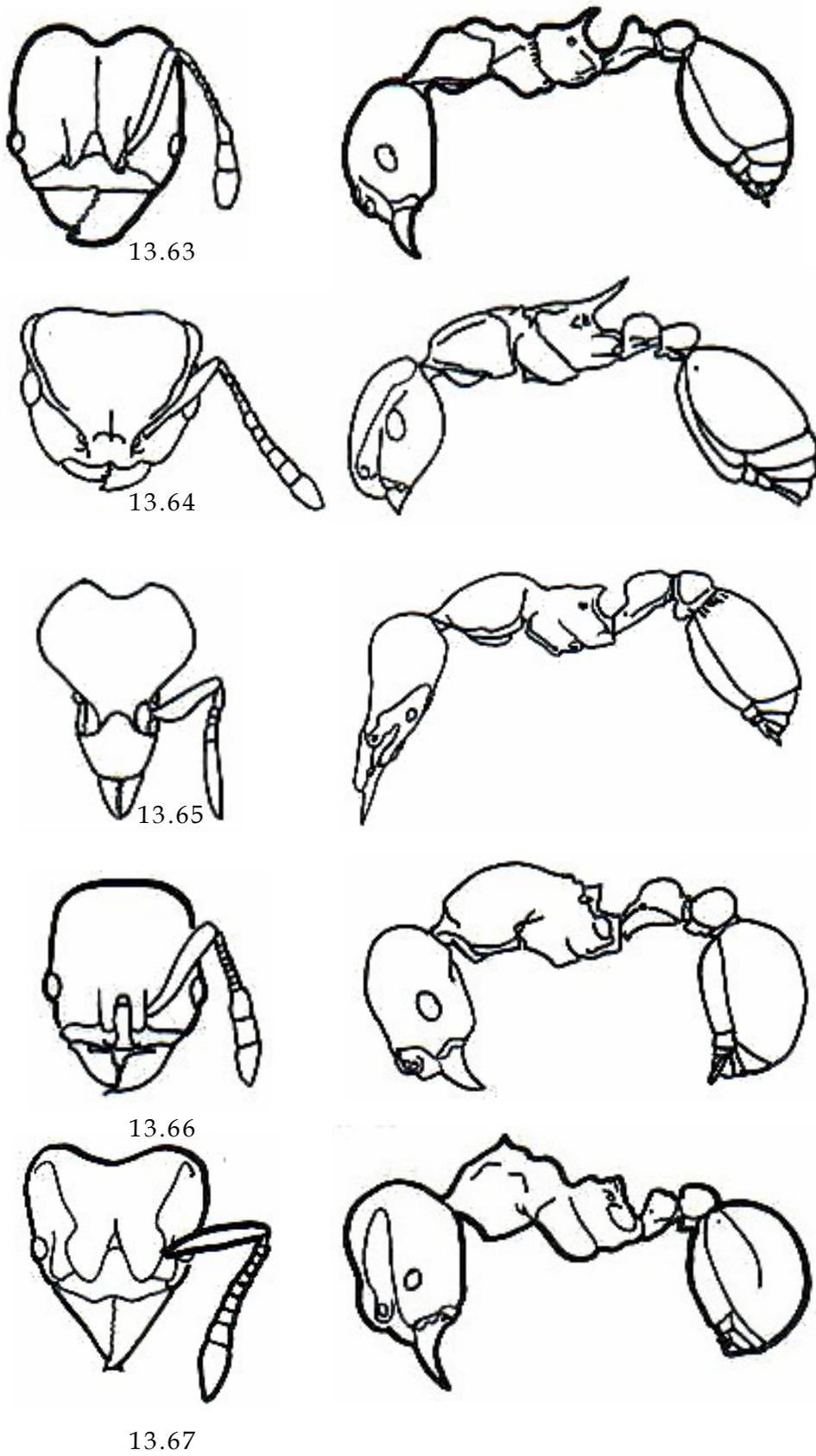
13.61



13.62



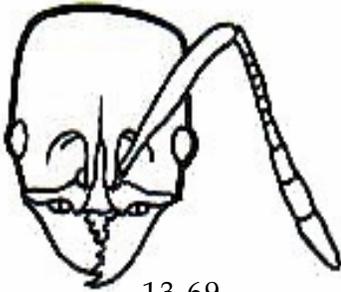
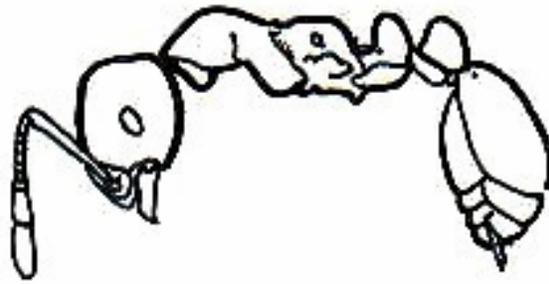
Subfamilia Myrmicinae: 13.58: *Leptothorax*; 13.59: *Monomorium*; 13.60: *Mycocepurus*; 13.61: *Myrmicocrypta*; 13.62: *Octostruma*. Basado en Fernández (2003).



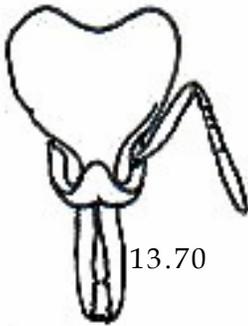
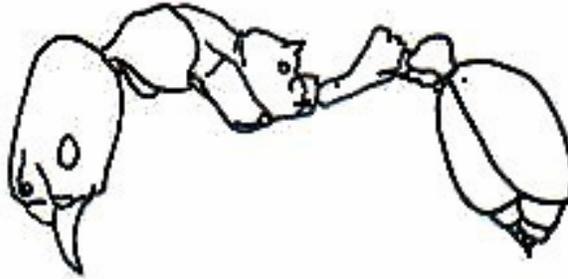
Subfamilia Myrmicinae: 13.63: *Pheidole*; 13.64: *Procryptocerus*; 13.65: *Pyramica*; 13.66: *Rogeria*; 13.67: *Sericomyrmex*. Basado en Fernández (2003).



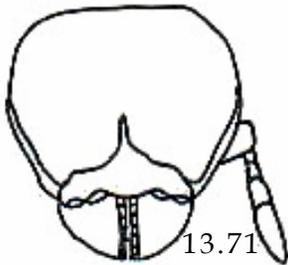
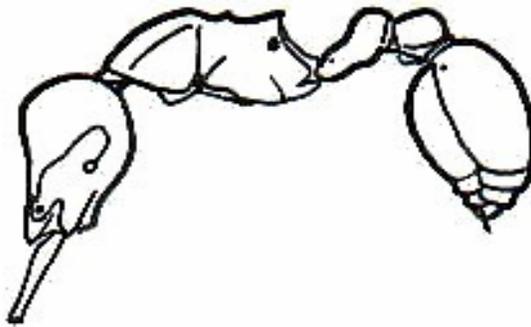
13.68



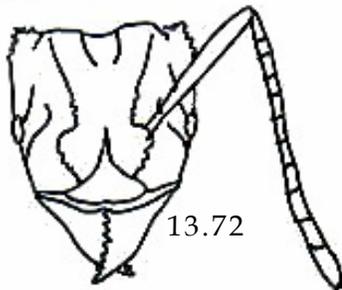
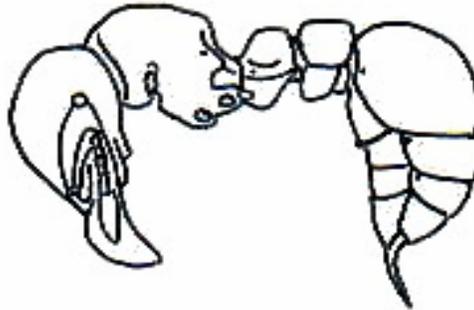
13.69



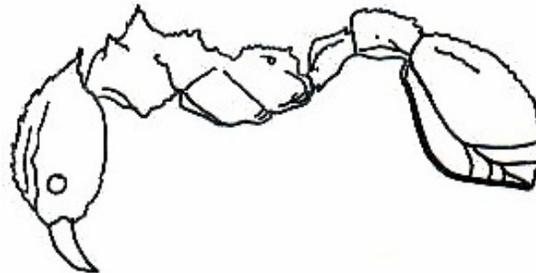
13.70



13.71



13.72



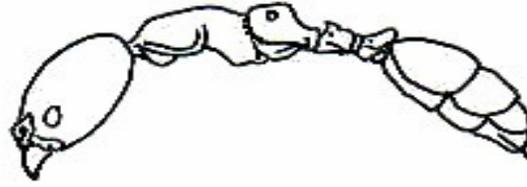
Subfamilia Myrmicinae: 13.68: *Solenopsis*; 13.69: *Stenammas*; 13.70: *Strumigenys*; 13.71: *Tatuidris*; 13.72: *Trachymyrmex* . Basado en Fernández (2003).



13.73



13.74



Subfamilia Myrmicinae: 13.73: *Wasmannia*; 13.74: *Xenomymex*. Basado en Fernández (2003).

Jorge José García Polo
Estudiante

Lic. Claudio Aquiles Méndez
Asesor