

Universidad de El Salvador
Facultad de Ciencias Naturales y Matemática
Escuela de Biología



Distribución geográfica de flebotomos (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) vectores de leishmaniasis en el Departamento de San Miguel, El Salvador.

Como requisito para Optar al Grado de:

Licenciado en Biología

Presentado por:

Marcelo Armando González Alvarenga

Guillermo Vladimir Recinos Paredes

Ciudad Universitaria, agosto de 2021

Universidad de El Salvador
Facultad de Ciencias Naturales y Matemática
Escuela de Biología



Distribución geográfica de flebotomos (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) vectores de leishmaniasis en el Departamento de San Miguel, El Salvador.

Como requisito para Optar al Grado de:

Licenciado en Biología

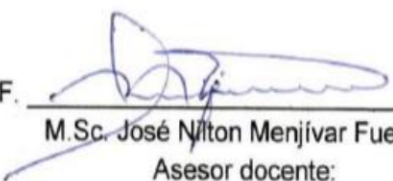
Presentado por:

Marcelo Armando González Alvarenga

Guillermo Vladimir Recinos Paredes


Docente asesor:

M.Sc. José Nilton Menjívar Fuentes

F. 
M.Sc. José Nilton Menjívar Fuentes
Asesor docente:

Asesor Externo

Ing. José Eduardo Romero Chévez

F. 
Ing. José Eduardo Romero Chévez
Asesor Externo

Ciudad Universitaria, agosto de 2021

Universidad de El Salvador
Facultad de Ciencias Naturales y Matemática
Escuela de Biología



Distribución geográfica de flebotomos (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) vectores de leishmaniasis en el Departamento de San Miguel, El Salvador.

Como requisito para Optar al Grado de:

Licenciado en Biología

Presentado por:

Marcelo Armando González Alvarenga

Guillermo Vladimir Recinos Paredes

Jurado Calificador:

M.Sc. José Nilton Menjivar Fuentes

Lic. José Napoleón Canjura López

Lic. Marco Antonio Meza Majano

Ciudad Universitaria, agosto de 2021

AUTORIDADES UNIVERSITARIAS

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR

RECTOR:

MSC. ROGER ARMANDO ARIAS

VICERRECTOR ACADÉMICO:

PHD. RAÚL ERNESTO AZCÚNAGA LÓPEZ

VICERRECTOR ADMINISTRATIVO:

ING. JUAN ROSA QUINTANILLA

SECRETARIO GENERAL:

MSC. FRANCISCO ANTONIO ALARCÓN SANDOVAL

FISCAL:

LICENCIADO RAFAEL HUMBERTO PEÑA MARÍN

FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y MATEMÁTICA

DECANO:

MSC. MAURICIO HERNÁN LOVO

VICEDECANO:

MSC. ZOILA VIRGINIA GUERRERO

SECRETARIO:

LICENCIADO JAIME HUMBERTO SALINAS ESPINOZA

DIRECTORA INTERINA DE LA ESCUELA DE BIOLOGÍA:

MSC. ZOILA VIRGINIA GUERRERO

Dedicatorias

Este trabajo lo dedico a mi familia, a Miguel Pérez y Amanda Alvarenga porque todos han sido una fortaleza, apoyo incondicional en todo el proceso de formación; y en especial a mi hermano Rodrigo González (Q.D.D.G) porque el fue mi inspiración para culminar este esfuerzo académico.

Marcelo Armando González Alvarenga

Para toda mi familia, amigos y colegas de laboratorio y campo que han sido un pilar en esta investigación; y futuros estudiantes e investigadores que puedan utilizar esta investigación como un peldaño más para generar nuevo conocimiento científico.

Guillermo Vladimir Recinos Paredes

Agradecimientos

Un agradecimiento especial a Dios y a la Universidad de El Salvador (UES) por apoyarnos en cada decisión tomada a lo largo de este proyecto en esta etapa de la vida que finalizamos.

Así también a nuestros asesores que nos acompañaron en el desarrollo de este trabajo y por todo el conocimiento adquirido; a los amigos, compañeros y colegas de la escuela de biología de la Facultad de Ciencias Naturales y Matemática, y CENSALUD, a los compañeros y amigos de Vectores SIBASI de San Miguel.

Índice de contenido

Resumen	1
Introducción	4
Objetivos.....	5
General:	5
Específicos:.....	5
Marco teórico	6
El Vector	6
¿Qué es un vector?.....	6
Flebótomos.....	6
Identificación y posición	7
Morfología de los flebótomos.....	7
Características.....	7
Ciclo Biológico del vector.....	9
Etapas de desarrollo del vector descrito por Rangel &Shaw (2018).....	10
Géneros de la familia Phlebotominae	14
Principales Características de las Especies de Flebótomos registradas en El Salvador	17
Cambio climático y la relación con el vector.....	30
Formas de Captura de flebótomos.....	31
Trampas con cebos de animal.....	33
Aspectos generales de la leishmaniasis	35
Leishmaniasis en el mundo	36
Leishmaniasis en El Salvador	38
Identificación de los tipos de casos de leishmaniasis.....	39
Parásito	40
Ciclo de desarrollo del parásito dentro del vector.....	42
Ciclo de desarrollo del parásito dentro del Hospedero	43
Reservorios	43
Modelo de distribución de especies.....	44
Software MaxEnt	44
Metodología.....	46

Área de estudio	46
Selección de las áreas muéstrales para el estudio	47
Fase de campo	49
Captura, separación, conservación y preservación de especímenes colectados.	49
Fase de laboratorio	54
Montaje e Identificación de los especímenes seleccionados	55
Entrada de matriz de datos	62
Análisis estadístico.....	63
Resultados.....	75
Individuos por municipio	75
Individuos sexados por municipio.....	77
Cantidad de individuos por especies y por municipio en las tres áreas de colecta.	79
Flebótomos colectados por especie según trampa luz cdc.....	101
Especies de flebótomos identificados mediante morfología externa e interna utilizando taxonomía	112
Aplicación de análisis de índices de biodiversidad de las áreas de colecta	137
Análisis de los datos de contribución de los factores ambientales obtenidos con el software MaxEnt que determinan la distribución de flebótomos en el departamento de San Miguel	143
Mapas de distribución potencial	146
Discusión de Resultados	153
Conclusiones	162
Recomendaciones	163
Referencias Bibliográficas	164

Índice de tablas

Tabla 1. Posición taxonómica de los Flebótomos	6
Tabla 2. Posición taxonómica de la <i>Leishmania</i>	36
Tabla 3. Consideraciones al momento de usar el programa MaxEnt	45
Tabla 4. Caseríos seleccionados para la colocación de trampas CDC para la colecta.....	48
Tabla 5. Tabla resumen de las variables climáticas obtenidas de worldclim	67
Tabla 6. Total de flebótomos colectados por municipio dentro del departamento de San Miguel.....	75
Tabla 7. Cantidad de machos y hembras colectados en el departamento de San Miguel por municipio.	77
Tabla 8. Total de flebótomos de <i>Lutzomyia longipalpis</i> por municipio	79
Tabla 9. Total de individuos de <i>Lutzomyia cruciata</i> por municipio	81
Tabla 10. Total de Individuos de <i>Lutzomyia gomezi</i> por municipio.....	83
Tabla 11. Total de Individuos de <i>Lutzomyia durani</i> por municipio.	85
Tabla 12. Total de Individuos de <i>Lutzomyia beltrani</i> por municipio.....	87
Tabla 13. Total de Individuos de <i>L. cayennensis cayennensis</i> por municipio en las tres áreas de Colecta.....	89
Tabla 14. Total de Individuos de <i>Lutzomyia chiapanesis</i> por municipio.....	91
Tabla 15. Total de Individuos de <i>Lutzomyia evansi</i> por municipio.....	93
Tabla 16. Total de Individuos de <i>Lutzomyia deleoni</i> por municipio.....	95
Tabla 17. Total de Individuos de <i>Lutzomyia dodgei</i> por municipio.....	97
Tabla 18. Total de Individuos de <i>Lutzomyia spp*</i> por municipio.	99
Tabla 19. Total de especies por trampa luz CDC.....	101
Tabla 20. Total de machos y Hembras por especies identificadas según trampa CDC..	103
Tabla 21. Porcentaje de flebótomos machos por especie observados intersexualmente en las tres áreas de colecta.	108
Tabla 22. Porcentaje de flebótomos hembra por especie observados intersexualmente en las tres áreas de colecta	109
Tabla 23 Porcentaje de flebótomos machos por especie observados intrasexualmente en las tres áreas de colecta.	110
Tabla 24. Porcentaje de flebótomos hebras por especie observados intrasexualmente en las tres áreas de colecta.	111
Tabla 25. Resultados del índice alfa en las tres áreas en donde se dispuso poner trampas	137

Tabla 26. Resultados de índices betas de las tres áreas de colecta.	138
Tabla 27. Resultados de las tres áreas de colecta.	142
Tabla 28. Contribución de factores ambientales obtenidos del análisis del software MaxEnt de los promedios mensuales de la base de datos de Worldclim.	143
Tabla 29. Contribución de factores ambientales obtenidos del análisis del software MaxEnt de los promedios anuales de la base de datos de Worldclim.	145
Tabla 30. Contribución de factores ambientales obtenidos del análisis del software MaxEnt de las variables biofísicas de la base de datos del MARN.	146

Índice de gráficas

Gráfica 1. Total de flebotomos colectados por municipio del departamento de San Miguel. El Salvador. 2018-2019	76
Gráfica 2. Cantidad de flebotomos por sexo.	78
Gráfica 3. Cantidad de flebotomos por Municipio de <i>Lutzomyia longipalpis</i>	80
Gráfica 4. Cantidad de flebotomos de <i>Lutzomyia cruciata</i> por municipio.....	82
Gráfica 5. Cantidad de Individuos de <i>Lutzomyia gomezi</i> por municipio.....	84
Gráfica 6. Cantidad de individuos por municipio de <i>Lutzomyia durani</i>	86
Gráfica 7. Cantidad de individuos por municipio de <i>Lutzomyia beltrani</i>	88
Gráfica 8. Cantidad de individuos de <i>Lutzomyia cayennensis cayennensis</i> por municipio.	90
Gráfica 9. Cantidad de individuos por municipio de <i>Lutzomyia chiapanensis</i>	92
Gráfica 10. Cantidad de individuos por municipio de <i>Lutzomyia evansi</i>	94
Gráfica 11. Cantidad de individuos por municipio de <i>Lutzomyia deleoni</i>	96
Gráfica 12. Cantidad de individuos por municipio de <i>Lutzomyia dodgei</i>	98
Gráfica 13. Cantidad de individuos por municipio de <i>Lutzomyia spp</i>	100
Gráfica 14. Número de flebotomos por especie según trampa luz CDC de colecta.	102
Gráfico 15. Cantidad de flebotomos por especies.....	104
Gráfico 16. Número de flebotomos por especie y sexo en el área Intradomiciliar.	105
Gráfica 17. Número de flebotomos por especie y sexo en el área Peridomiciliar	106
Gráfica 18. Número de flebotomos por especie en el área meta/vegetación.....	107
Grafica 19. Representación de rarefacción en índice Shannon Wiener	137
Grafica 20. Comparación de los valores de Jaccard y Sornsen	138
Gráfica 21. Análisis de omisión y comisión de las variables climáticas de promedios mensuales.	147
Gráfica 22. Análisis bajo la curva (AUC) de las variables climáticas de promedios mensuales.	147
Gráfica 23. Análisis de omisión y comisión de las variables climáticas de promedios anuales.	149
Gráfica 24. Análisis bajo la curva (AUC) de las variables climáticas de promedios anuales.	149
Gráfico 25. Análisis de omisión y comisión de las variables biofísicas	151
Gráfica 26. Análisis bajo la curva (AUC) de las variables biofísicas	151

Índice de figuras

Figura 1. Vista de macho y hembra de <i>Lutzomyia longipalpis</i>	8
Figura 2. Cabezas de <i>Lutzomyia</i> macho	9
Figura 3. Ciclo vital de los flebótomos.....	9
Figura 4. Dibujo de huevo de un flebótomo.....	10
Figura 5. Larva del último estadio de una mosca de flebótomo que muestra los pelos de cerillas y las cerdas caudales emparejadas.	11
Figura 6. Imagen ventral al microscopio electrónico de una pupa de <i>L. cruciata</i> con los vestigios de la muda de la larva de cuarto estadio, así como la presencia de los apéndices caudales	12
Figura 7. Dibujo de flebótomo macho	13
Figura 8. Estructura general de un macho del género <i>Lutzomyia</i>	14
Figura 9. Estructura bucal de una hembra de <i>Lutzomyia</i>	15
Figura 10. Genitalia de un macho del género <i>Brumptomyia spp</i>	15
Figura 11. Estructura bucal de una hembra de <i>Brumptomyia spp</i>	16
Figura 12. Genitalia de macho	16
Figura 13. Estructura genital de macho <i>L. longipalpis</i> ; cibarial y espermatecal de una hembra de <i>L. longipalpis</i>	17
Figura 14. Estructura genitalia del macho, cabeza y bucal de una hembra de <i>L. cruciata</i> .18	
Figura 15. Estructura genital del macho, bucal y espermatecas de una hembra de <i>L. gomezi</i>	19
Figura 16. Estructura genital de macho; Cibario y Espermatecas de la Hembra de <i>L. cayennensis cayennensis</i>	20
Figura 17. Estructura genital del macho; cibarial de una hembra de <i>L. chiapanensis</i>	21
Figura 18. Genitalia del Macho y Estructura de la cabeza, cibarial y espermatecal de una Hembra de <i>L. maciasi</i>	22
Figura 19. Estructura genitalia del macho y extremidad de los conductos eyaculadores, cibario y arco esclerotizado de una hembra de <i>L. vasicifera</i>	23
Figura 20. Estructura genital del macho; cibario, espermateca y haste de una hembra de <i>L. durani</i>	24
Figura 21. Genitalia del macho y Espermateca de una hembra de <i>L. evansi</i>	25
Figura 22. Genitalia del macho; cibario y espermateca de una hembra de <i>L. undulata</i>	26
Figura 23. Estructura genenital del macho; cibarial y espermatecal de una hembra de <i>L. barretoii</i>	27
Figura 24. Espermatecas y cibario de la Hembra; y estructura genital del macho de <i>L. deleoni</i>	28

Figura 25. Genitalia, conducto eyaculador y parámetro del macho y espermatecas de <i>L. dodgei</i>	29
Figura 26. Aspirador bucal estándar	31
Figura 27. Trampa Shannon.	32
Figura 28. Trampa Disney	33
Figura 29. Trampa luz CDC:	34
Figura 30. Distribución de casos de leishmaniasis visceral en el mundo, 2013.....	37
Figura 31. Distribución de casos de leishmaniasis cutánea en el mundo, 2013	37
Figura 32. Distribución de casos/Km ² e índice compuesto de leishmaniasis cutánea	38
Figura 33. Registro fotográfico sobre casos positivos	40
Figura 34. Ciclo de desarrollo del parásito a través del vector	42
Figura 35. Distribución administrativa del departamento de San Miguel a nivel de municipio muestreados.	46
Figura 36. Ubicación geográfica de los 19 cantones donde se localizan los puntos de colecta de flebotomos	47
Figura 37. Puntos de muestreos dentro de los 19 caseríos seleccionados para colecta de flebotomos.	48
Figura 38. Esquema general de una Trampa Luz CDC.....	50
Figura 39. Instalación de trampas CDC a Nivel intradomiciliar, peridomiciliar y mata.....	51
Figura 40. Toma de datos mediante una ficha con datos generales del hogar.....	51
Figura 41. Hielera con los recipientes colectores de las trampas para sacrificio de los organismos.	52
Figura 42. Separación de individuos para su posterior identificación taxonómica.	53
Figura 43. Tubos rótulos con el tipo de trampa, código y género del individuo.....	53
Figura 44. Proceso de diafanización y clarificación	56
Figura 45. Pocillos utilizados para realizar el proceso de Diafanización y clarificación con los flebotomos.....	56
Figura 46. Procesamiento de muestras con tinción de RAMG la cual permite disminuir el daño de usos de reactivos para la diafanización y clarificación de muestras	58
Figura 47. Montaje de individuo en fijación permanente	59
Figura 48. Esquema general de la morfología externa del Macho para identificación taxonómica	61
Figura 49. Esquema general de la morfología externa de una Hembra para identificación taxonómica	61
Figura 50. Matriz de datos en Excel.....	62

Figura 51. Página principal de Worldclim de donde se obtuvo la información en crudo de las variables climáticas.....	65
Figura 52. Área de descargas para las 19 variables climáticas de promedio anual en sus cuatro categorías de resolución de datos.....	66
Figura 53. Área de descargas para las siete variables climáticas de promedio mensual en sus cuatro categorías de resolución de datos	66
Figura 54. Despliegue de nuestra variable climática en el área de trabajo de ArcMap versión 10.5.	68
Figura 55. Extracción de datos a variable climática en formato ráster.....	69
Figura 56. Representación del resultado obtenido de una extracción de datos al nivel de departamento de San Miguel.	69
Figura 57. Transformación de variable ambiental de raster a ascii (.asc).....	70
Figura 58. Se presenta el área de trabajo en r studio versión 1.1.463	71
Figura 59. Tabla de Excel que contiene las coordenadas geográficas de los individuos guardándose en el formato de delimitado por comas (csv).	72
Figura 60. Área de trabajo que posee el software MaxEnt con los datos debidamente cargado y configurado para el análisis.	73
Figura 61. Área de trabajo donde se ha cargado el mapa en crudo (formato ascii) para su debido proceso de diseño y preparación para presentarse como resultado final	74
Figura 62. Anatomía general de <i>Lutzomyia sp</i> de ambos sexos	112
Figura 63. Estructuras externas de <i>L. longipalpis</i> al 10X.....	113
Figura 64. Conducto eyaculador de <i>L. longipalpis</i> al 40X.....	114
Figura 65. Vista esquemática frontal de <i>L. longipalpis</i> de un Parámero	114
Figura 66. Vista esquemática frontal de la estructura de la genitalia de un macho de <i>L. longiplalpis</i>	115
Figura 67. Cabeza y Cibario de una Hembra de <i>L. Longipalpis</i> al 40X.	115
Figura 68. Espermatecas y Haste de <i>L. Longipalpis</i> al 40X.	116
Figura 69. Vista esquemática frontal del Cibario de <i>L. longipalpis</i> ; haste y espermatecas en forma de zanahoria característica de esta especie	116
Figura 70. Genitalita de un macho de <i>L. cruciata</i> con vista frontal de su conducto eyaculador.	117
Figura 71. Vista esquemática del aparato reproductor masculino de <i>L. cruciata</i> con su conducto eyaculador.....	118
Figura 72. Vista frontal de la cabeza y estructura bucal de una Hembra de <i>L. cruciata</i> al 40X.	118
Figura 73. Vista lateral de la genital de la hembra de <i>L. cruciata</i> al 40X.	119

Figura 74. Estructuras genitalia y bucal de una hembra de <i>L. cruciata</i>	119
Figura 75. Genitalia del Macho de <i>L. gomezi</i> al 10X.	120
Figura 76. Esquema general de la Genitalia del macho de <i>L. gomezi</i>	120
Figura 77. Vista frontal al 10X de la genitalia de una hembra de <i>L. gomezi</i>	121
Figura 78. Esquema del haste, espermatecas y Cibario de <i>L. gomezi</i>	121
Figura 79. Vista frontal de la genitalia de un macho de <i>L. beltrani</i> al 10X	122
Figura 80. Representación esquemática de la genitalia del macho de <i>L. beltrani</i>	122
Figura 81. Vista frontal izquierdo del cibario de una hembra de <i>L. beltrani</i> al 10X	123
Figura 82. Esquema de una Cibario y espermatecas globosos característica de <i>L. beltrani</i>	124
Figura 83. Genitalia del macho de <i>L. evansi</i> al 10X.	124
Figura 84. Vista frontal del parámetro, gonocoxito, espinas externas e internas y lóbulo lateral de un Macho de <i>L. evansi</i>	125
Figura 85. Vista frontal de las espermatecas y haste de una hembra de <i>L. evansi</i>	125
Figura 86. Vista frontal de las espermatecas y una vista cercana del cuerpo de la misma de <i>L. evansi</i>	126
Figura 87. Espinas internas y externas del macho de <i>L. durani</i> al 10X.	126
Figura 88. vista lateral del conducto eyaculador de <i>L. durani</i>	127
Figura 89. Genitalia completa de un macho de <i>L. durani</i>	127
Figura 90. Estructura genital y bucal de una hembra de <i>L. durani</i> al 10X.....	128
Figura 91. Espermatecas con anillos y Cibario en forma de palizadas características de la hembra de <i>L. durani</i>	129
Figura 92. Genitalia de un Macho de <i>L. chiapanensis</i> al 10X.....	129
Figura 93. Vista lateral de las estructuras externas de la genitalia de un macho de <i>L.</i> <i>chiapanensis</i>	130
Figura 94. Cibario y espermatecas de una hembra de <i>L. chiapanensis</i> al 10X y al 40X. 130	
Figura 95. Vista frontal de un esquema del Cibario con dientes en forma de palas y espermatecas anilladas de <i>L. chiapanensis</i>	131
Figura 96. Genitalia de una Macho de <i>L. cayennensis cayennensis</i> al 4X.	131
Figura 97. Representación esquemática del aparato reproductor de <i>L. cayennensis</i> <i>cayennensis</i>	132
Figura 98. Vista frontal del Cibario y espermatecas de <i>L. cayennensis cayennensis</i> al 40X.	132
Figura 99. Espermatecas y Cibario (dientes en forma de palas) de <i>L. cayennensis</i> <i>cayennensis</i>	133

Figura 100. Genitalia de un macho de <i>L. deleoni</i>	133
Figura 101. Vista lateral del aparato reproductor y parámetro de <i>L. deleoni</i> (Vilela 2015).	134
Figura 102. Cibario de <i>L. deleoni</i> al 10X.	134
Figura 103. Representación esquemática del Cibario de <i>L. deleoni</i>	135
Figura 104. Genitalia de un macho de <i>L. dodgei</i>	135
Figura 105. Aparato genital de <i>L. dodgei</i>	136
Figura 106. Cluster de los municipios con similar composición de <i>Lutzomyia longipalpis</i> en las tres áreas de colectas.	139
Figura 107. Cluster de los municipios con similar composición de <i>Lutzomyia cruciata</i> en las tres áreas de colectas.....	140
Figura 108. Cluster de los municipios con similar composición de <i>Lutzomyia gomezi</i> en las tres áreas de colectas.....	141
.....	148
Figura 109. Distribución geográfica de flebótomos utilizando variables climáticas de promedios mensuales de la base datos de Worldclim.....	148
Figura 110. Distribución geográfica de flebótomos utilizando variables climáticas de promedios anuales de la base datos de worldclim.	150
Figura 111. Distribución geográfica de flebótomos utilizando variables biofísicas de base de datos el Ministerio de Medio Ambiente	152

Resumen

La leishmaniasis es considerada una enfermedad desatendida que afecta a personas de bajo nivel socioeconómico, la enfermedad entre sus múltiples manifestaciones tiene su desarrollo a partir del parásito de género *Leishmania sp*, transmitida a partir de la picadura de una hembra infectada del género *Lutzomyia sp* y que la mayor parte de su actividad es por las noches sobre todo en zonas rurales con mucha vegetación y condiciones propias de estos dípteros. En este trabajo se buscó establecer a través del programa MaxEnt la distribución geográfica de los flebotomos en el Departamento de San Miguel.

Para la metodología se seleccionaron 19 municipios del departamento de San Miguel, estableciendo áreas de muestreo a partir de casos confirmados de la enfermedad ya que esto nos determinó la presencia del vector de la leishmaniasis en estos sitios, esta información se recopiló del Sistema Nacional de Vigilancia Epidemiológica de El Salvador (VIGEPES), de estos municipios fueron seleccionados 19 caseríos para la colocación de las trampas luz CDC y colecta de los flebotomos.

En la fase campo se colectaron, separaron, conservaron y preservaron los especímenes; en la fase de Laboratorio se realizó el montaje de individuos mediante el método de diafanización y clarificación cuyo método consiste en preservar y endurecer estructuras de interés para la identificación taxonómica de la morfología externa e interna de machos y hembras, cuyo proceso consistía en pasar a los individuos en una serie de pocillos con diferentes soluciones como ácido acético al 3%, hidróxido de potasio, agua tipo II y Lactofenol (este último encargado de aclarar las estructuras del exoesqueleto del insecto), además de la utilización de un método alternativo con el eugenol para finalmente ser montado en solución permanente de Entellan sobre láminas para su identificación mediante guías taxonómicas. Los datos generados de la colecta e identificación de individuos fueron introducidos a una matriz de datos en el programa de Excel.

Dentro de los análisis de los datos obtenidos se utilizaron los índices de biodiversidad de índices de Shannon-Wiener, equidad (J), Jaccard, Sorensen y de riqueza de especie estimada: ACE, ICE, Chao 2 y Jackknife 2 para conocer la riqueza, abundancia y equitatividad de las especies encontradas; por último para el análisis y diseños de mapas se obtuvieron las variables mensuales, anuales y biofísicas del departamento de la página

web de Worlclim, procesadas a través del software Arcmap y el diseño de mapas de distribución se utilizó Qgis versión 2.18.2.

Los resultados mostraron que la distribución geográfica de los flebótomos en la mayoría de municipios fue muy diverso tanto en machos como en hembras, encontrado especies de interés médico-sanitario con *L. longipalpis*, *L. cruciata*, *L. gomezi* estos tuvieron un mayor número en los municipios de Chirilagua y El Tránsito, y menor número en Lolotique y Ciudad Barrios; los valores de Shannon Wiener de las tres áreas de colecta tuvieron variabilidad en donde Mata/vegetación presentó mayor diversidad (más heterogeneidad) con 1.62 y menos diversidad (menor heterogeneidad) intradomiciliar y peridomiciliar con 1.56 y 1.48 respectivamente, por consiguiente, los valores de equitatividad fueron similares siempre Mata/vegetación tuvo mayor equitatividad con 0.70 e intradomiciliar y peridomiciliar valores casi iguales de 0.67 y 0.68.

Las variables bioclimáticas y biofísicas que presentaron mayor valor de porcentaje de importancia dentro del modelo e importancia de permutación fueron de los modelos fueron: bio_20 (Promedio mensual de la precipitación del mes de enero), bio_101 (Promedio mensual de la velocidad del viento del mes octubre), bio_83 (Promedio mensual de la presión del vapor de agua del abril), bio_63 (Promedio mensual de la temperatura máxima del mes agosto), bio_42 (Promedio mensual de la radiación solar del mes noviembre), bio_96 (Promedio mensual de la velocidad del viento del mes mayo), bio_25 (Promedio mensual de la precipitación del mes de junio), bio_27 (Promedio mensual de la precipitación del mes de agosto); bio_18 (Precipitación del trimestre más caliente), bio_8 (Temperatura media del trimestre más húmedo), bio_5 (Temperatura máxima del mes más caliente), bio_1 (Temperatura media anual), bio_107 (Uso de suelo para el departamento de San Miguel), bio_105 (Vegetación presente en el departamento de San Miguel), bio_104 (Tipo de suelo que compone el departamento de San Miguel) y bio_106 (Elevación para el departamento de San Miguel en relación a los metros del nivel del mar).

Los mapas obtenidos en este trabajo, muestran una buena predicción de la distribución potencial de los flebótomos en el departamento de San Miguel y son la primera aproximación nacional para identificar y caracterizar las zonas climáticamente favorables, en las que estos podrían ocurrir de manera natural; ya que nos proporcionan elementos para la comprensión de los mecanismos de movilización para la transmisión de la enfermedad. Los resultados de los tres mapas sugieren una excelente predicción de los

patrones de distribución geográfica de los flebótomos en el área de estudio; los valores del training data del AUC se encuentran por encima de 0,9 (training data) y 0,5 (test data).

Introducción

La leishmaniasis es una de las enfermedades desatendidas que afecta en gran medida a individuos de bajo nivel socioeconómico, principalmente en países en desarrollo. La enfermedad se caracteriza por un espectro diverso de manifestaciones que se desarrollan después de la infección con parásitos protozoarios del género *Leishmania* (Alexander 2000; Georgiadou et al. 2015). En El Salvador, la leishmaniasis es una de las patologías de notificación obligatorio en el Sistema Nacional de Vigilancia Epidemiológica de El Salvador (VIGEPES); en un estudio realizado por el MINSAL (2009) reportaron presencia de casos de *Leishmania* en 12 de 14 departamentos; dicha información ha permitido respaldar sobre la presencia de flebotomos vectores de la enfermedad, por lo que se enlistan las siguientes especies: *L. longipalpis*, *L. cruciata*, *L. evansi*, *L. cayanensis*, *L. durani*, *L. chiapanensis*, *L. gomezi*, *L. barretoii*, *L. delenoii*, *L. dodgei*, *L. undulatus*, *L. maciasi*, *L. vesicifera* (Bianchi-Galati 2009, Bianchi-Galati 2016, Ibáñez 1999; Maes 2002; MINSAL 2014; Rosabal, R. & Trejos 1965), sin embargo hacen falta estudios entomológicos orientados a la identificación taxonómica y distribución para mejorar los mecanismos de control (Cedillos et al. 2014; MINSAL 2014; OPS/OMS 2014).

Esta investigación busca establecer la distribución que poseen dichos individuos con uso de modelos de distribución potencial de especies, ya que pueden indicar el nicho potencial para el desarrollo de las poblaciones de una especie en concreta, calculado a partir de observaciones de campo y variables ambientales que actúan como predictores; utilizando como herramienta un programa de modelaje de distribución potencial de especies (Savino et al. 2015); en este caso usaremos el algoritmo del programa de MaxEnt que realiza un análisis basado en la máxima entropía y que está sujeta a las condiciones de valor esperado de cada variable ambiental con su media empírica de datos de presencia, además de aplicar índices de biodiversidad tales como índices de Shannon-Wiener, equidad (J), Jaccard, Sorensen y de riqueza de especie estimada: ACE, ICE, Chao 2 y Jackknife 2 que permita estimar la riqueza, abundancia y equidad de las especies.

Objetivos

General:

Establecer la distribución geográfica de flebótomos vectores de leishmaniasis en el departamento de San Miguel.

Específicos:

- Identificar la taxonomía de los flebótomos vectores de leishmaniasis en el Departamento de San Miguel.
- Utilizar los índices de Shannon-Wiener, equidad (J), Jaccard, Sorensen y de riqueza de especie estimada: ACE, ICE, Chao 2 y Jackknife 2 para análisis por trampa en los flebótomos identificados en el departamento de San Miguel.
- Interpretar los datos de contribución de los factores ambientales obtenidos con el software MaxEnt que determinan la distribución de flebótomos en el departamento de San Miguel.
- Obtener los mapas de distribución potencial con el programa MaxEnt de los flebótomos en el departamento de San Miguel.

Marco teórico

El Vector

¿Qué es un vector?

Los Vectores son organismos vivos que pueden transmitir patógenos infecciosos entre personas, o de animales a apersonas. Muchos de esos vectores son insectos hematófagos que ingieren los microorganismos patógenos junto a la sangre de un portador infectados (persona o animal) y posteriormente los transmiten a un nuevo portador, una vez replicado el patógeno (WHO 2020).

Existen más de 700 especies de flebótomos descritas en literatura, que se encuentran distribuidas entre el viejo mundo y nuevo mundo, entre los géneros presentes en el nuevo mundo están: *Lutzomyia*, *Brumptomya* y *Warileya*, alimentándose de sangre solamente el género *Lutzomyia* lo que determina su importancia medica por ser vector de *leishmania* (Ampuero Vela 2000; MINSAL 2009; Carzola Perfetti 2015). Centrarse en los vectores que transmiten los patógenos es un enfoque preventivo eficaz contra la mayoría de las enfermedades de transmisión vectorial, las intervenciones que reducen el contacto entre el ser humano y los vectores y que disminuyen la supervivencia de los vectores pueden suprimir e incluso detener la transmisión (OMS 2017a)

Flebótomos

Los flebotominos o flebótomos del griego φλεβός (phlebos = vena) y τομή (tomos = cortar) (flebotomos: corta-venas), como mayormente se les conoce, son insectos del orden Diptera (suborden Nematocera) (tabla 1) (Carzola Perfetti 2015).

Tabla 1. Posición taxonómica de los Flebótomos

Reino	Animalia
Filo	Arthropoda
Clase	Insecta
Orden	Diptera
suborden	Nematocera
Familia	Psychodidae
Subfamilia	Phlebotominae
Géneros	<i>Warileya</i> , <i>Sergentomyia</i> , <i>Brumptomyia</i> , <i>Lutzomyia</i> (con 6 subgéneros: <i>Lutzomyia</i> , <i>Dampomyia</i> , <i>Pintomyia</i> , <i>Nyssomyia</i> , <i>Psychodopygus</i> , <i>Peruensis</i> (Nuevo Mundo) <i>Phlebotomus</i> (Viejo mundo)

Fuente: Torres-guerrero et al. 2018, Leishmaniasis: una revisión.

Identificación y posición

La leishmaniasis es transmitida por especies de *Phlebotomus* en Europa, Asia y África, y por especies de *Lutzomyia* en América, ciertas especies de los vectores habitan en la floresta, áreas desérticas y algunos son peridomésticos, con respecto a su hábitat se encuentran con preferencia en lugares húmedos, oscuros y de abundante vegetación es decir áreas donde habita el ser humano o donde ingresa a estas áreas por causa del trabajo corriendo el riesgo de ser picado, sus horas de mayor actividad principalmente es en horas de la noche y madrugada disminuyendo paulatinamente durante el día (aunque en algunas regiones se pueden encontrar en la mañana o tarde) (Burbano 1992; Ampuero Vela 2000). La temperatura es un factor fundamental en la actividad de estos insectos, los valores óptimos oscilan entre 25°C y 28°C, en temperaturas por debajo de 22°C no se observa picar a las hembras y por debajo de 17°C se limita considerablemente la capacidad de vuelo llegando a desaparecer (González Peña 1994).

Morfología de los flebótomos

Características

- Son pequeños mosquitos de 1.5-2 mm de tamaño, su aspecto es muy característico ya que su cuerpo está cubierto de pelos, poseen alas erectas en forma de “V” (Figura 1).
- La cabeza está articulada a la parte anterior del tórax, es ligeramente piriforme en vista frontal, aplanada en sentido antero-posterior, con las piezas bucales dirigidas hacia abajo.
- El tórax se compone de tres segmentos: protórax, mesotórax y metatórax. Cada uno de ellos da origen a un par de patas y adicionalmente el mesotórax posee un par de alas funcionales y el metatórax un par de balancines.
- Tiene un vuelo muy característico que es en forma de brincos y manteniendo un vuelo bajo y silencioso, su radio de vuelo alcanza los 200 a 300 metros sin embargo el viento puede llegar a transportarla a distancias mayores (Ampuero Vela 2000). Presentan escamas cortas en la base del ala.
- El color del cuerpo varía desde claro a pardo, pero es la porción dorsal del tórax la que muestra mayor diversidad de coloración, al grado que es una característica muy útil para la identificación taxonómica de algunas especies.

- Los ojos compuestos son más o menos redondos y ocupan gran parte de la superficie de la cabeza (Figura 2) están separados uno de otro.
- Las patas y el aparato bucal son largos y delgados.
- Las alas no presentan patrones de coloración y son sostenidas casi erectas, tienen forma lanceolada y están revestidas de setas finas y largas, implantadas sobre las nervaduras y a lo largo de los márgenes del ala aproximadamente a 45° del abdomen, terminando en punta.
- Las antenas son largas y están formadas por un total de 16 antenómeros: uno basal toro o escapo de forma cilíndrica, el que le sigue llamado pedicelo de forma más o menos esférica y articulado a éste 14 flagelómeros.
- El abdomen es largo y está formado por 10 segmentos esclerosados. Los tres últimos segmentos sufren modificaciones para conformar los genitales externos, tanto en machos como en hembras (García 2002).

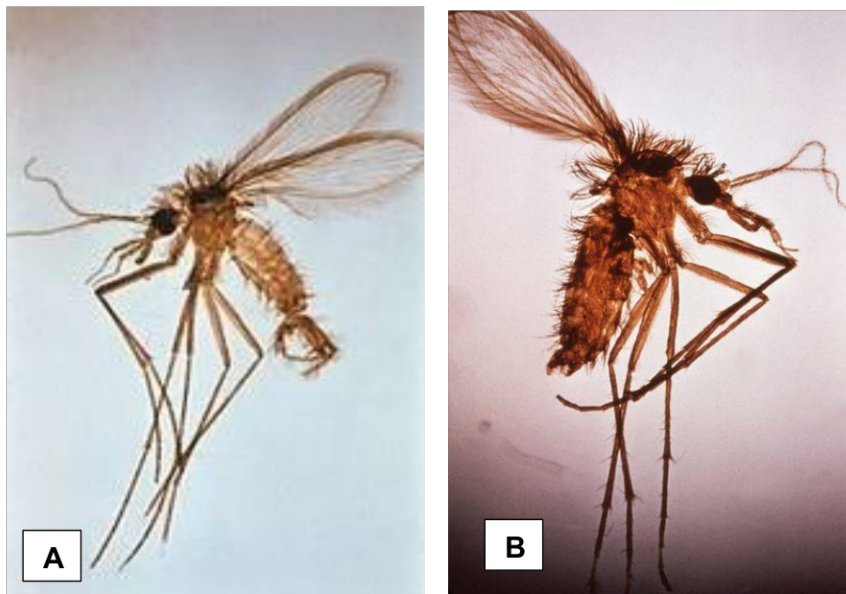


Figura 1. Vista de A) macho y B) hembra de *Lutzomyia longipalpis*. Fotos de Antonio Meza (2018).

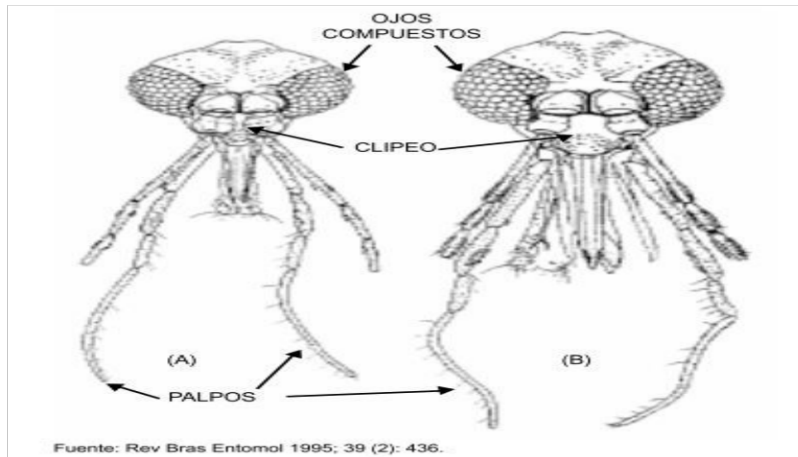


Figura 2. Cabezas de *Lutzomyia* macho (A) y hembra (B)

Ciclo Biológico del vector

Los flebótomos son insectos con metamorfosis completa (holometábolos), por lo que pasan por diferentes estados de vida: huevo, larva, pupa y adulto, es precisamente el estadio adulto el mejor conocido, ya que como es el caso de otros dípteros con larvas terrestres, los estadios inmaduros son difíciles de encontrar en el campo (Figura 3) (García 2002).

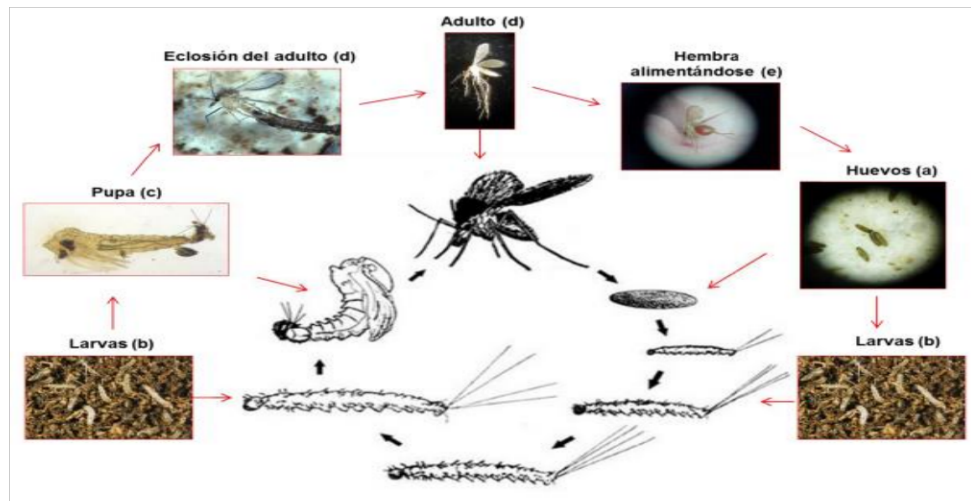


Figura 3. Ciclo vital de los flebótomos. A) Huevo. B) Larva. C) Pupa. D) Adulto. E) Hembra alimentándose sobre un hospedador vertebrado. Fuente: página web de Parasitología Veterinaria, Universidad Autónoma de Barcelona (<http://pagines.uab.cat/parvet/>).

Etapas de desarrollo del vector descrito por Rangel & Shaw (2018)

Huevo

Los huevos de los flebótomos son ovales o elipsoides en forma y medida, dependiendo de la especie su tamaño esta de 0.3 a 0.5 mm de largo y 0.07 a 0.15 mm de ancho; justo después de que se han puesto los huevos tienen un color blanqueado o amarillento, pero en cuestión de horas se vuelven de color marrón oscuro, su eclosión ronda entre los 9 a 12 días de las cuales posteriormente surgen pequeñas larvas; en promedio, un flebótomo hembra en el laboratorio pone 40 huevos, aunque hay una gran variación según especie, una puesta de huevos ocurre en grupos aislados o pequeños y los huevos permanecen adheridos al sustrato debido a la sustancia producida por las glándulas accesorias; esta sustancia, rica en ácidos grasos que revisten los huevos, los hace impermeable y también pueden actuar como feromonas de oviposición (figura 4).

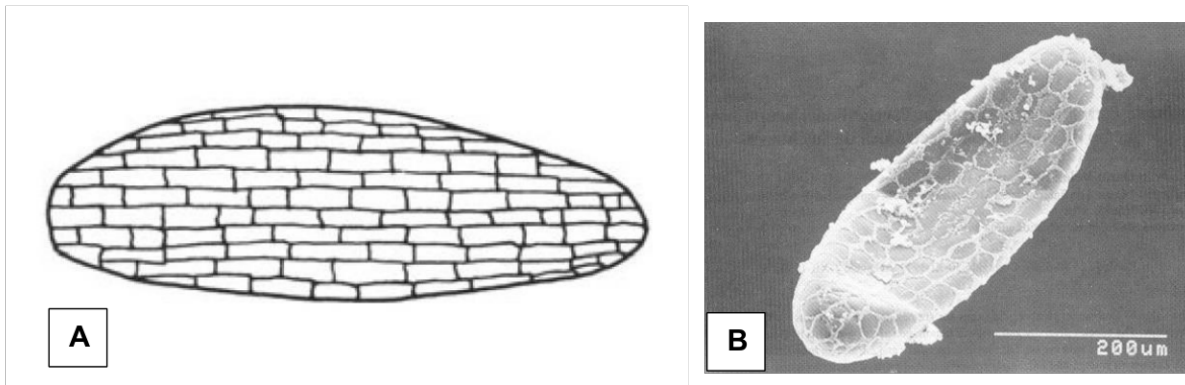


Figura 4. A) Dibujo de huevo de un flebótomo (Service M.W. 1980) y B) Huevo de *Lutzomyia youngi* foto tomada con técnica MEB (Sierra et. al. 2000).

Larva

Las formas larvales son pequeñas, blancas y con forma de gusano. Justo después de la emergencia, las larvas se alimentan de las cáscaras de huevo, cuerpos de adultos muertos y otros tipos de materia orgánica disponible. Las larvas se componen de 12 segmentos: la cabeza, 2 segmentos torácicos y 9 segmentos abdominales. La cabeza está bien desarrollada, de color más oscuro que el resto del cuerpo y cubierto con pequeñas espinas que varían de acuerdo con las especies; los apéndices cefálicos son antenas, que varían con la etapa larvaria, las partes de la boca son del tipo molinillo. El tórax compuesto por dos segmentos, presenta en el integumento una serie de cerdas, cuyo número y características varían de acuerdo con la etapa y la especie, sirviendo así como un elemento que puede ser utilizado para la identificación específica. El abdomen presenta nueve segmentos similares, la cara ventral de los primeros siete segmentos abdominales sostiene patas falsas que actúan como órganos locomotores, dichos segmentos abdominales están cubiertos con cerdas, excepto los dos últimos que están modificados y adaptados a la función de movimiento; el noveno segmento parece más modificado que el octavo para la locomoción y es responsable de la fijación de la larva en el cambio a pupa. La alimentación es de materia vegetal en descomposición, heces y otros residuos orgánicos (figura 5).

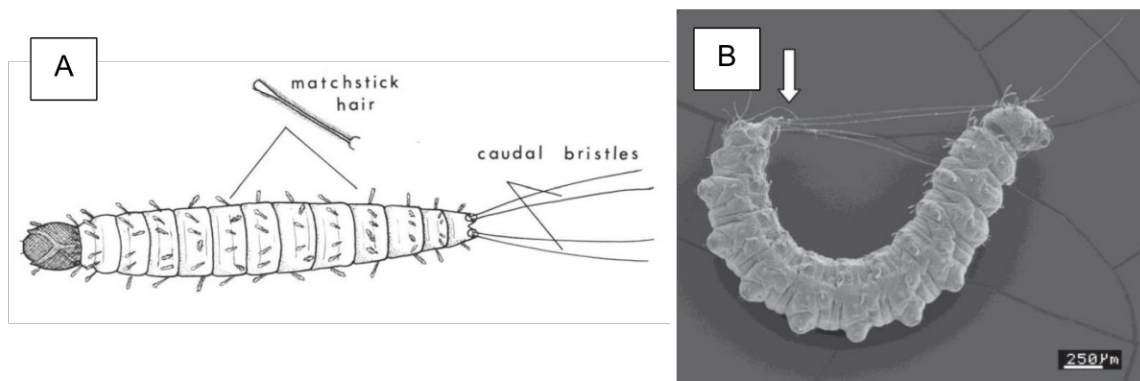


Figura 5. A) Larva del último estadio de una mosca de flebótomo que muestra los pelos de cerillas y las cerdas caudales emparejadas. (Service M.W. 1980) y B) larva de cuarto estadio de *L. cruciata* (Rebollar et. al. 2012)

Pupa

La pupa es blanqueada o amarillenta y se oscurece progresivamente a medida que el adulto emerge, tiene unas dimensiones de 2 a 3 mm y forma cilíndrica. Se compone de 13 segmentos: los primeros 4 de ellos, que son más o menos fusionados que forman el cefalotórax; los otros 9, que están bien individualizados, constituyen el abdomen. Los segmentos del abdomen son bastante uniformes, excepto el octavo y noveno, que son modificados y cubiertos en la exuvia por la cuarta etapa larvaria. La pupa no se mueve, se fija al sustrato mediante la exuvia larvaria y realiza solo movimientos de flexión y extensión del cuerpo. La eliminación de exuvia larvaria permite observar los últimos segmentos pupales, que aparecen distendidos. El integumento pupal está cubierto con varios tipos de cerdas y su caetotaxia es importante para la diferenciación específica. Los ojos de los adultos pueden ser vistos a través de la pared pupal, inicialmente son casi invisibles, pero se oscurecen a medida que se acerca el momento de emerger (figura 6).

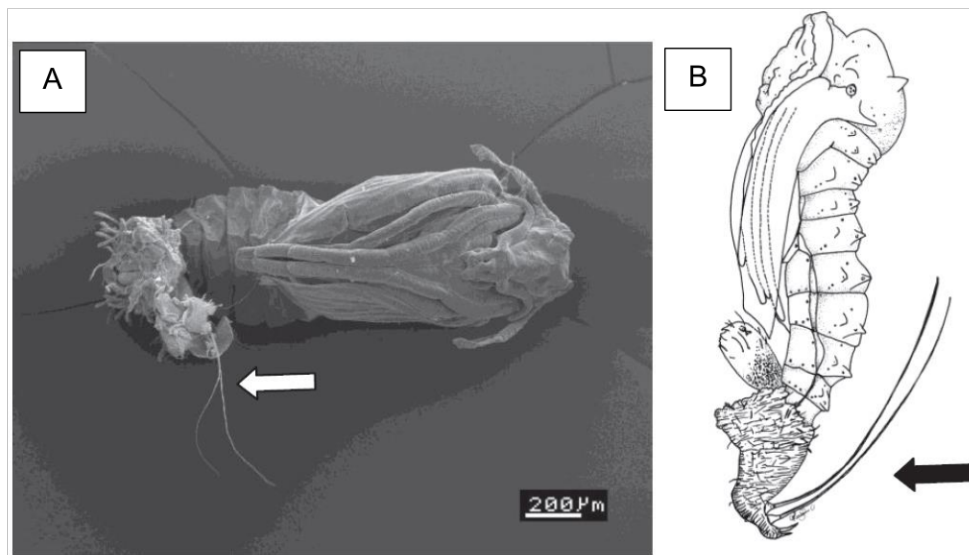


Figura 6. A) Imagen ventral al microscopio electrónico de una pupa de *L. cruciata* con los vestigios de la muda de la larva de cuarto estadio, así como la presencia de los apéndices caudales (flecha blanca) y B) esquema de la pupa de flebotomo ilustrando la posición de los apéndices caudales (flecha negra) (Dibujo de Mariam Villalobos) (Rebollar et. al. 2012).

Adulto

Tarda en emerger de 6 a 10 días de la etapa pupal, mide aproximadamente 2.5 mm de longitud, color gris amarillento o amarillo pálido, cuerpo peludo y semejante al de una polilla, probóscide o trompa más larga que la cabeza; presentan dimorfismo sexual expresado no solo en forma corporal, también en el comportamiento alimentario, que se refleja en la exclusiva hematofagia de la hembra. Los machos y las hembras difieren morfológicamente en sus pruebas, los machos poseen una probóscide más corta que en las hembras ya que estas están adaptadas para la perforación y succión de sangre, dimorfismo también en la hembra por su cabeza ya que posee características internas, en la región muy ventral, un conjunto de estructuras quitinizadas llamada "cibarium", que están asociados con la hematofagia, aunque su función es aún desconocida. Los sexos también se distinguen por los últimos segmentos abdominales, que son modificados para constituir los genitales del insecto: en el macho hay una serie de apéndices que están bien desarrollados y ornamentados (estructura con valor taxonómico), mientras que en la hembra son más pequeños y más discretos, yacen como estructuras telescópicas, lo que les da un aspecto redondo a los genitales del insecto. Los adultos, justo después de salir de la pupa, permanecen poco activos. Los machos que dentro de la pupa permanecen con sus apéndices genitales doblados en el cuerpo, necesitan de 12 a 24 horas para que se pueda producir una rotación de 180°, después de lo cual se supone que estarán listos para la copulación. Otras indicaciones de maduración sexual en machos son todavía desconocidas (figura 7).

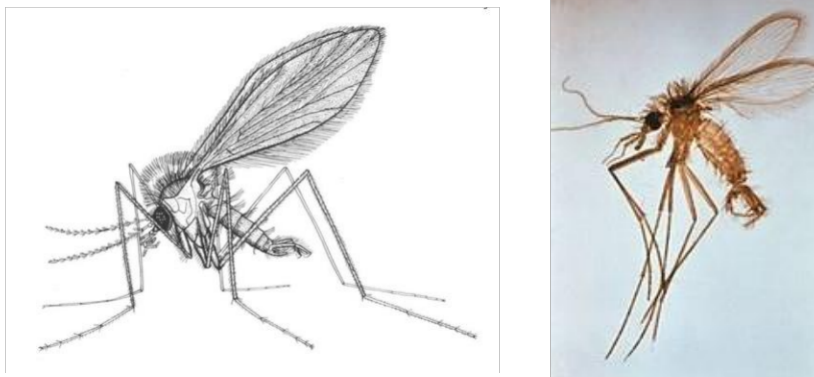


Figura 7. Dibujo de flebotomo macho Fuente: A Guide to Medical Entomology de Service M.W. (1980)

Géneros de la familia Phlebotominae

Para el continente americano se presentan los siguientes géneros y sus descripciones:

Género *Lutzomyia*

Macho

Genitales de tamaño regular, los gonopodios nunca sobrepasan la longitud del tórax; gonostilo con una a seis sedas espiniformes grandes en disposición variable y con uno a tres pelos pequeños, que en total nunca excede el número de siete; gonocoxito con o sin mechón basal, pero careciendo de pelos especializados dispuestos en hilera longitudinal (Figura 8) (Ibañez 1999)

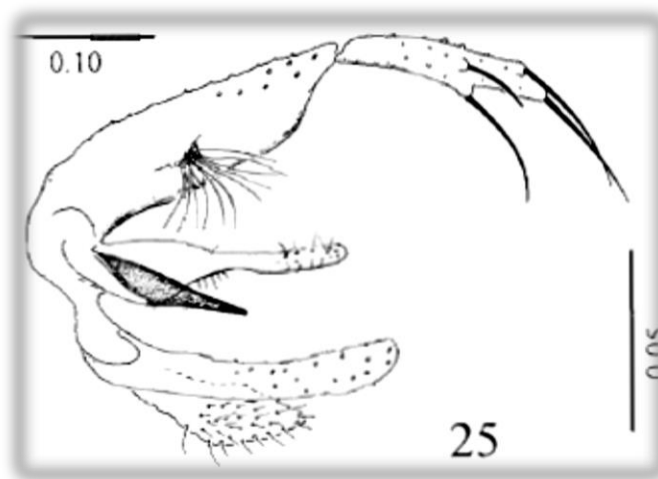


Figura 8. Estructura general de un macho del género *Lutzomyia* (Ibañez 1999).

Hembra

Armadura cibarial conformada por una hilera de dientes horizontales, una o más hileras de dientes verticales y en ocasiones con grupos de dientes laterales; porción dorsal de la pared del cibario sin protuberancia esclerosada; espermateca y conductos variables (Figura 9) (Ibañez 1999)

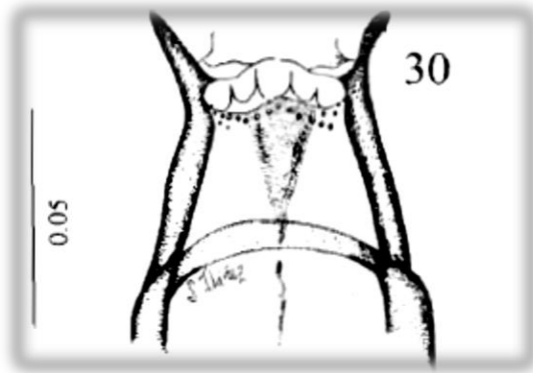


Figura 9. Estructura bucal de una hembra de *Lutzomyia* (Ibañez 1999).

Género *Brumptomyia*

Macho

Genitales muy grandes, con los gonopodios más largos que el tórax; gonostilo con cinco sedas espiniformes de los cuales uno o dos son terminales y tres se encuentran cerca de la parte media; gonocoxito frecuentemente con un mechón de pelos diferenciado y en la mayoría uno o varios pelos especializados dispuestos en hilera (Figura 10) (Ibañez 1999)

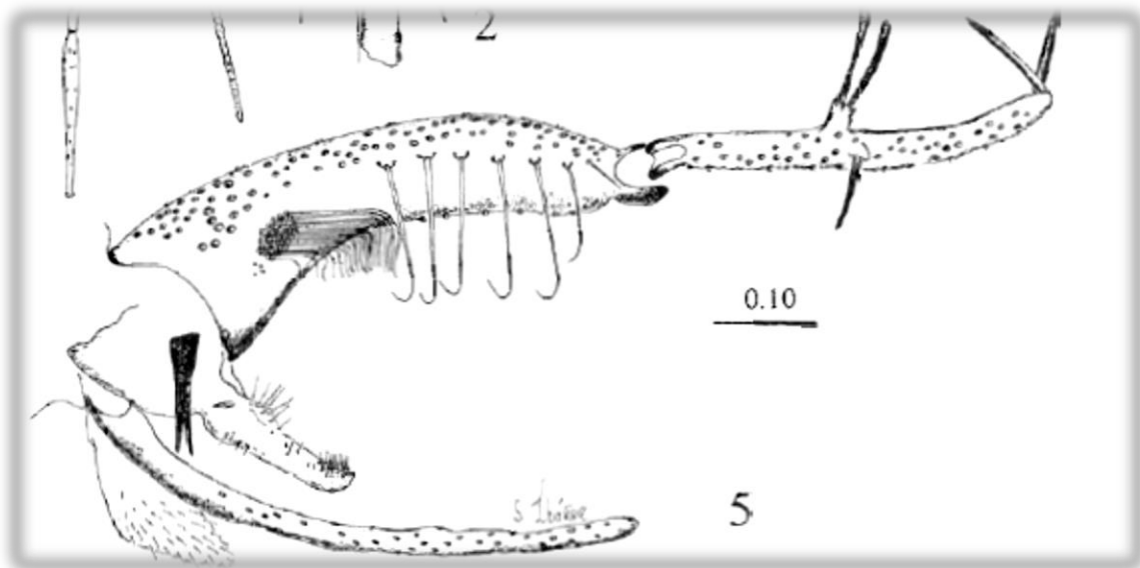


Figura 10. Genitalia de un macho del género *Brumptomyia* spp (Ibañez 1999).

Hembra

Armadura cibarial conformada por cuatro hileras longitudinales de dientes horizontales; porción dorsal de la pared del cibario con una protuberancia esclerosada; espermatecas anilladas, con el segmento apical mayor a los anillos proximales; conductos espermatecales muy largos y delgados (figura 11) (Ibañez 1999).

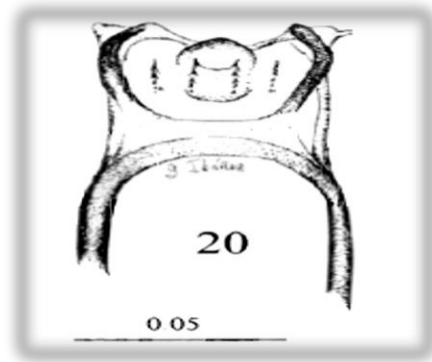


Figura 11. Estructura bucal de una hembra de *Brumptomyia* spp. (Ibañez 1999).

Género Warileya

Genitalia del macho con gonostilo más largo que el gonocoxito y hembra con el cibario no armado de dientes (Figura 12) (Vilela 2015).

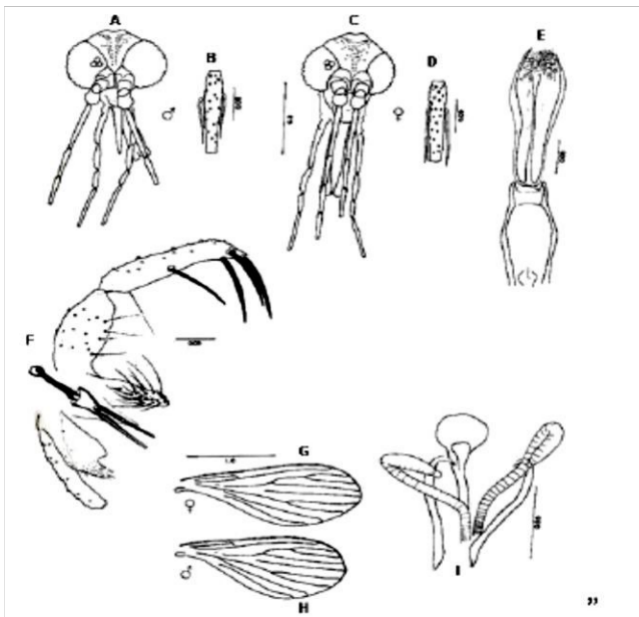


Figura 12. Genitalia de macho (f) y cabeza, cibario, espermatecas de una hembra (A, B, C, D y E) del género *Warileya* spp. (Vilela 2015).

Principales Características de las Especies de Flebótomos registradas en El Salvador

Lutzomyia longipalpis

Macho: parámero armado con dos pelos especializados muy fuertes cuyo ápice está curvo y que se originan del margen dorsal en la porción medio-basal, gonostilo tan largo como 0.54 la longitud del gonocoxito, con cuatro sedas espiniformes fuertes y gonocoxito tan ancho como 0.3 su propia longitud, con un mechón basal de 4-5 pelos rectos, largos y fuertes (Figura 13) (Ibañez,1999).

Hembra: armadura cibarial formada por 8-12 dientes horizontales y más de 16 dientes verticales en hilera regular, área pigmentada densa, con forma redondeada y arco cibarial completo, espermatóforas casi cilíndricas (forma de zanahoria), con más o menos 10 anillos del mismo diámetro y longitud (Figura 13) (Ibañez 1999).

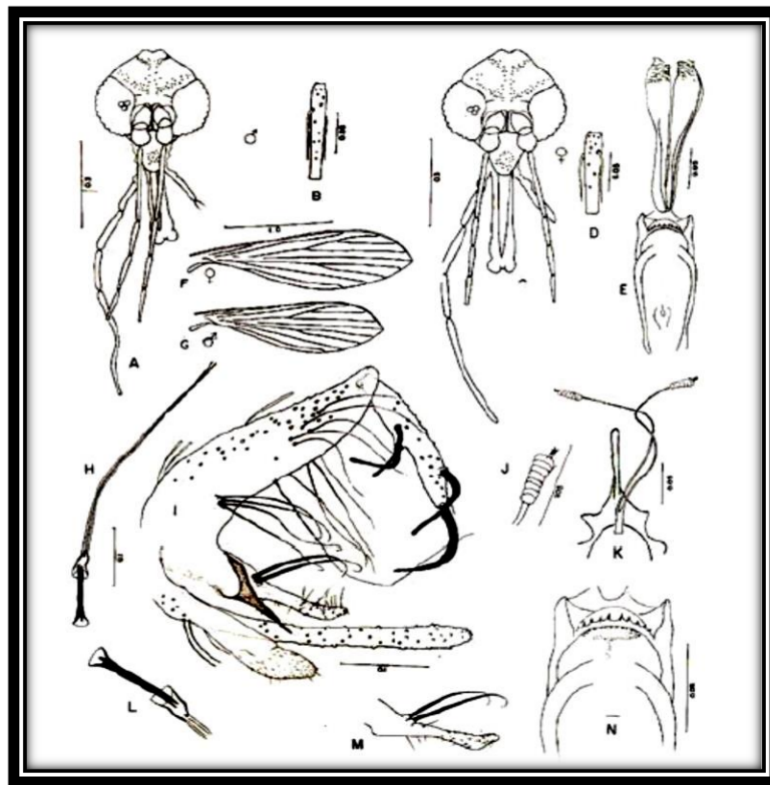


Figura 13. Estructura genital de macho *L. longipalpis*; cibarial y espermatecal de una hembra de *L. longipalpis*. (Young and Duncan 1994).

L. cruciata

Macho: parámetro simple, sin pelos especializados; gonostilo más largo que el gonocoxito, con cuatro sedas espiniformes y gonocoxito delgado con un mechón basal compuesto por 8-13 pelos ligeramente más largos que el diámetro del gonocoxito, sencillos y delgados. Conductos eyaculadores con los ápices simples y delgados (Figura 14) (Ibañez 1999).

Hembra: espermatecas anilladas, con el segmento apical globular, capítulo conspicuo y alrededor de 20-30 anillos delimitados por estrías finas; conductos espermatecales individuales muy largos (Figura 14) (Ibañez 1999).

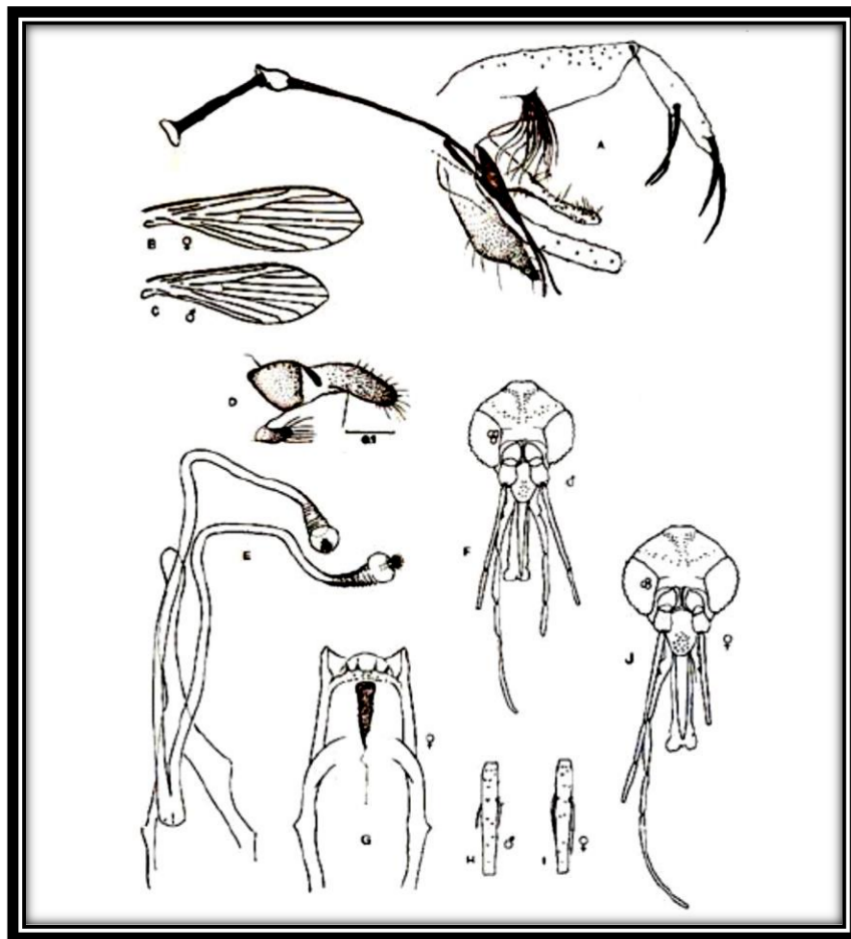


Figura 14. Estructura genitalia del macho, cabeza y bucal de una hembra de *L. cruciata*. (Young and Ducan 1994).

L. gomezi

Macho: parámero simple, recto, sin pelos especializados, gonostilo más largo que la longitud del gonocoxito, con 4 sedas espiniformes; gonocoxito delgado con un mechón basal de 14-16 pelos delgados. Conductos eyaculadores con los ápices delgados y simples, lóbulo lateral sencillo y delgado (Figura 15) (Ibañez 1999).

Hembra: armadura cibarial con 4 dientes horizontales agudos, más o menos 12 dientes verticales en una hilera irregular, área pigmentada triangular y arco esclerosado completo. Espermateca anillada, con capítulo grande que da origen a filamentos largos, con el segmento distal globular más ancho y alrededor de 10-12 anillos; conductos espermatecales laterales muy largos (Figura 15) (Ibañez 1999).

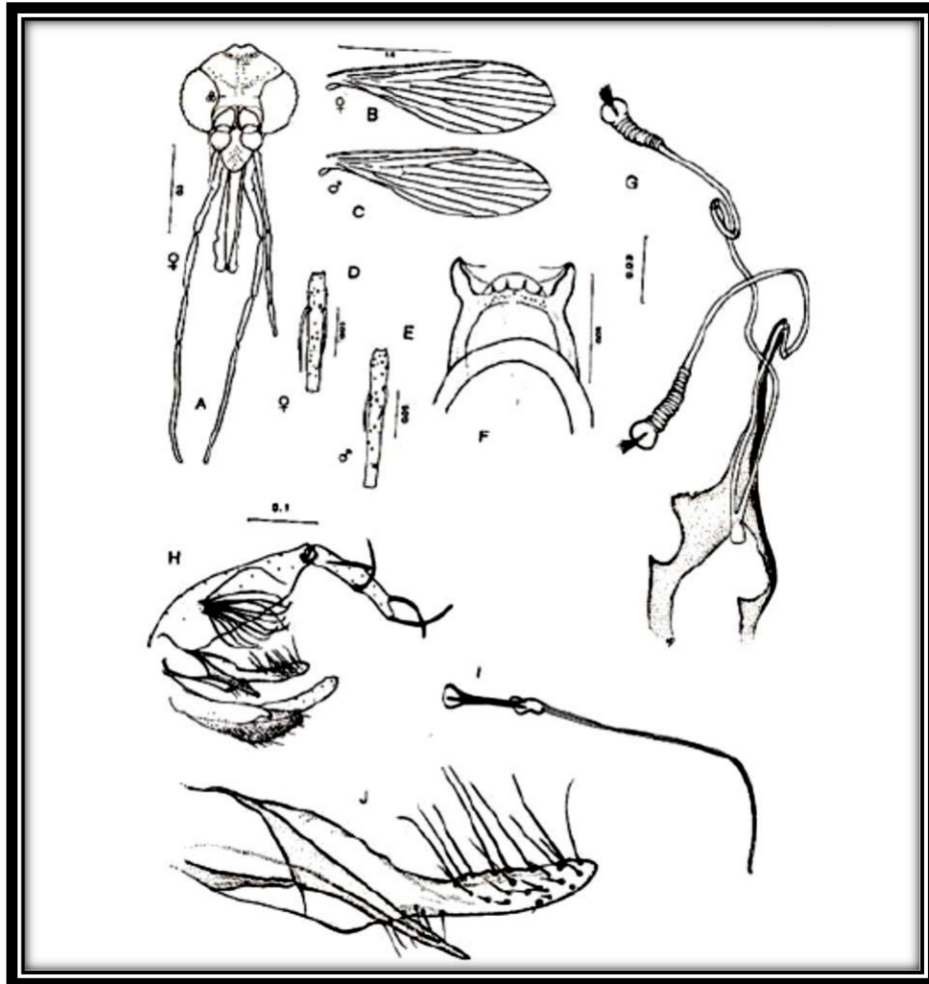


Figura 15. Estructura genital del macho, bucal y espermatecas de una hembra de *L. gomezi*. (Young and Ducan 1994).

L. cayennensis cayennensis

Macho: parámero sencillo, sin sedas dorsales aisladas en su parte media y ápice redondeado. Gonostilo tan largo que la longitud del gonocoxito con 4 sedas espiniformes. Lóbulo lateral más largo que el gonocoxito, sin sedas especializadas. Conductos eyaculadores con el ápice sencillo, a manera de espátula (Figura 16) (Ibáñez 1999).

Hembra: Cibario con los dientes horizontales medianos más cortos que la mitad de la anchura del cibario (Figura 16) (Ibáñez 1999).

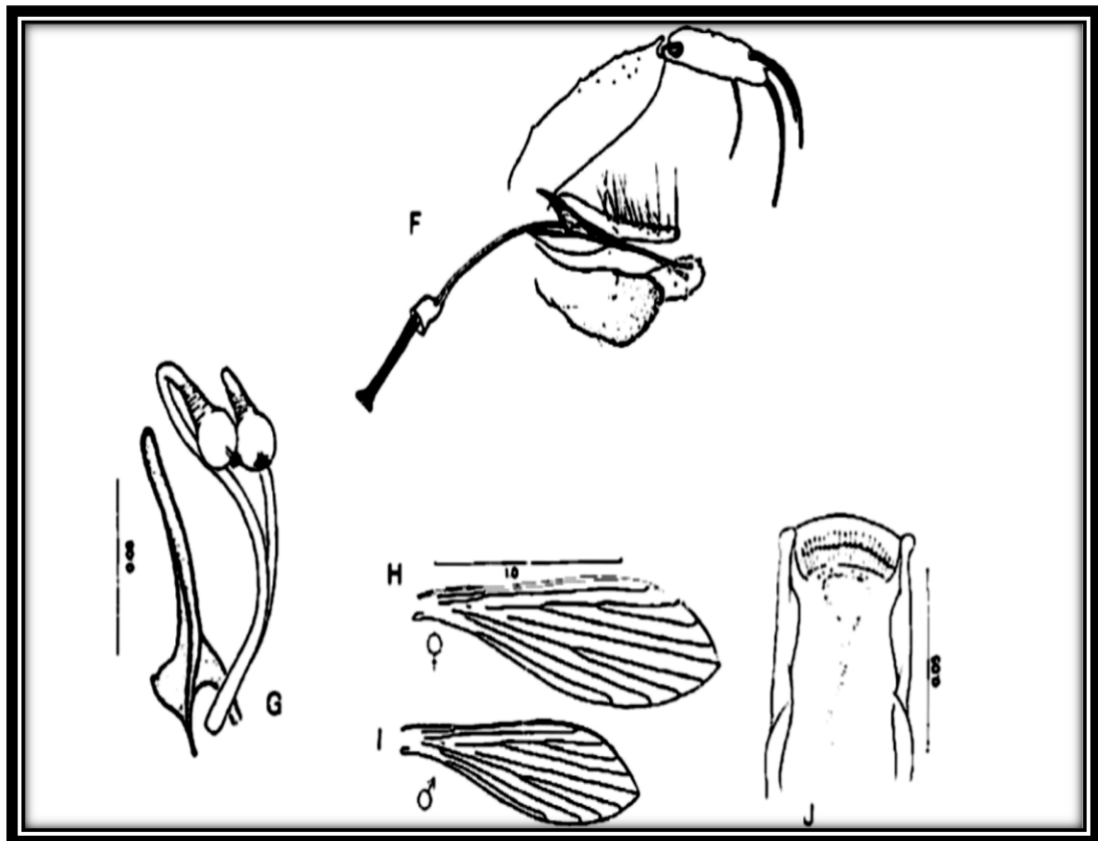


Figura 16. Estructura genital de macho; Cibario y Espermatecas de la Hembra de *L. cayennensis cayennensis* (Vilela 2015).

L. chiapanensis

Macho: gonostilo con 5 sedas espiniformes, gonocoxito con un mechón laxo de sedas sencillas y delicadas sobre un ligero tubérculo y sedas perennes similares distribuidas hacia el ápice por la cara interna. Lóbulo lateral largo y delgado, conductos eyaculadores con el ápice lanceolado (Figura 17) (Ibañez 1999).

Hembra: Armadura cibarial conformada por más o menos 25 dientes horizontales dispuestos en empalizada y dientes verticales inconspicuos; área pigmentada pequeña y arco cibarial incompleto. Cuerpo de la espermateca esférico (Figura 17) (Ibañez 1999).

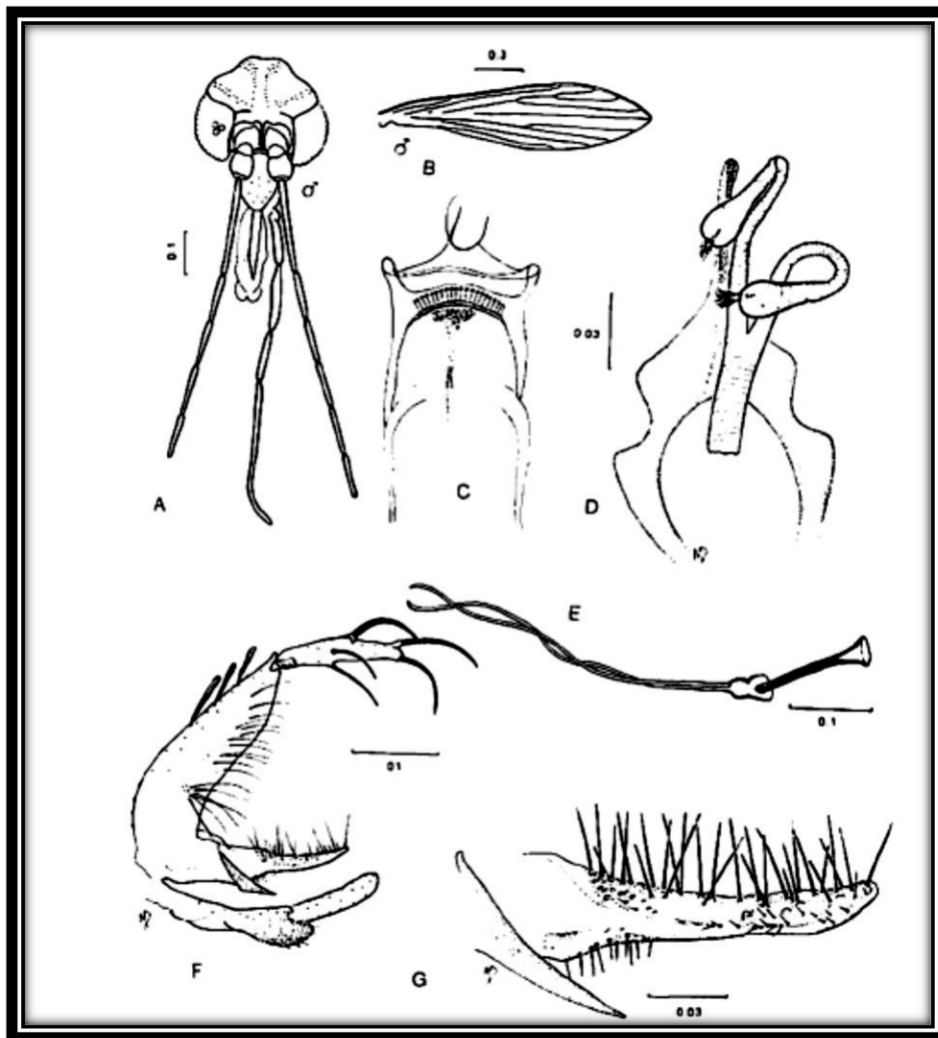


Figura 17. Estructura genital del macho; cibarial de una hembra de *L. chiapanensis*. (Vilela 2015).

L. maciasi (Para esta especie solo la hembra esta descrita).

Hembra: armadura cibarial formada por más o menos 14 dientes horizontales, cuya mitad basal forma una estructura en empalizada los de la parte media igual o mayores que la mitad de la anchura del cibario; con 10-14 dientes verticales pequeños en hilera, siendo los dientes centrales más grandes, área pigmentada muy pequeña y arco esclerosado incompleto. Espermatecas piriformes, anilladas y capítelo esférico con filamentos relativamente largos; conducto espermateca común más corto que la espermateca y área anillada (Figura 18) (Ibañez 1999).

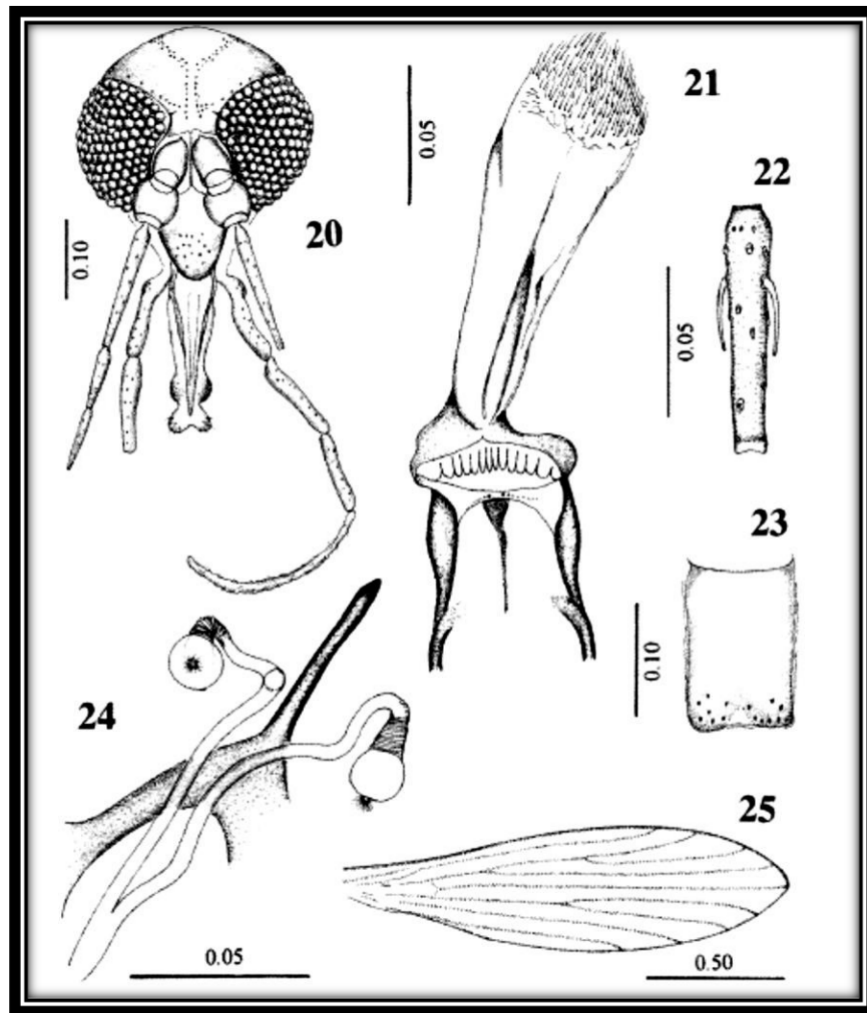


Figura 18. Genitalia del Macho y Estructura de la cabeza, cibarial y espermatecal de una Hembra de *L. maciasi*. (Ibañez 1999).

L. vasicifera

Macho: genitalia masculina con un gonocoxito provisto de un tubérculo basal provisto de cerdas, con elementos finos y numerosos, gonostilo con tres espinas; parámero alargado con una extremidad distal ligeramente dilatada y lobo lateral aproximadamente la longitud del basistilo (Figura 19) (Forattini 1973).

Hembra: cibario femenino dotado de armadura bucal donde se puede ver dos pares de dientes horizontales finos, en forma de estilente insertados en la base, dientes verticales no visibles y dientes laterales diminutos y poco evidentes. Espermatecas con un cuerpo formado por dos partes, una distal, asimétrica y voluminosa y otra proximal con aspecto cónico (Figura 19) (Forattini 1973).

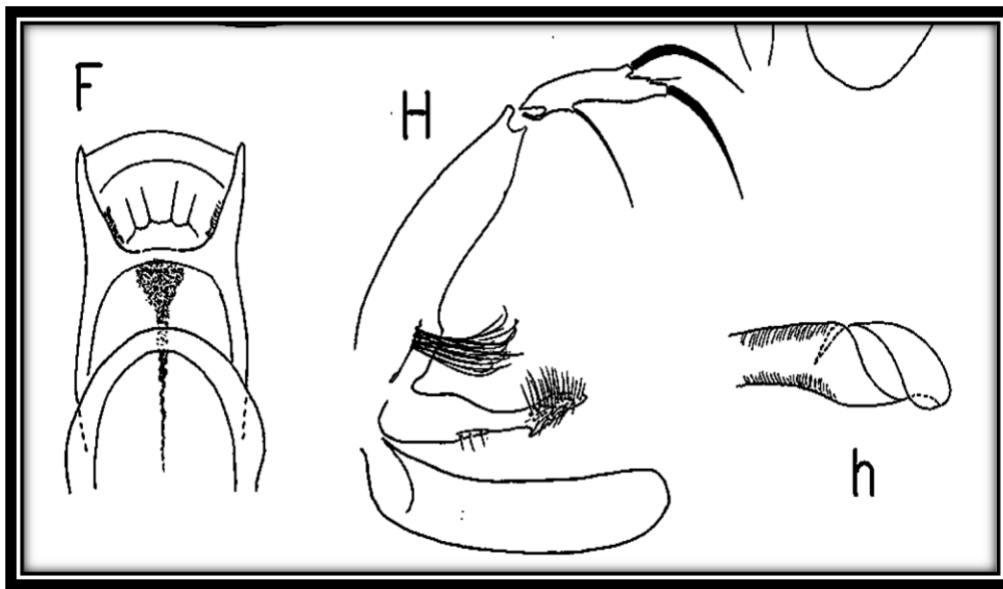


Figura 19. Estructura genitalia del macho y extremidad de los conductos eyaculadores, cibario y arco esclerotizado de una hembra de *L. vasicifera* (Forattini 1973).

L. durani

Macho: parámetro simple, gonostilo tan largo como 0.51 la longitud del gonocoxito, con 5 sedas espiniformes, 2 apicales, 1 preapical y 2 medias al mismo nivel con origen independiente. Lóbulo lateral sencillo y delgado (Figura 20) (Ibañez 1999).

Hembra: armadura cibarial con más o menos 17 dientes horizontales en empalizada y dos grupos de 5+5 dientes verticales en hilera única irregular, cada uno de ellos pequeño; arco cibarial casi completo; área pigmentada en forma de triángulo isósceles (Figura 20) (Ibañez 1999).

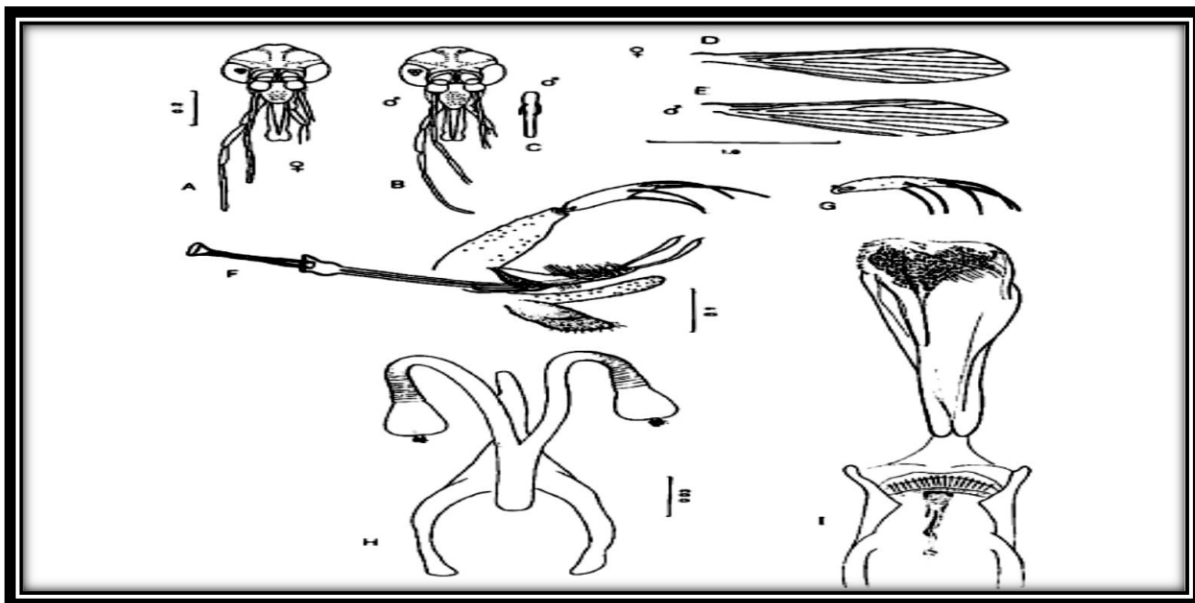


Figura 20. Estructura genital del macho; cibario, espermateca y haste de una hembra de *L. durani*. (Vilela 2015).

L. evansi

Macho: genitalia pequeña, gonocoxito con pelos basales con cerdas largas, gonostilo grueso con cuatro espinas largas. Parámero simple y lóbulo lateral en forma de espiráculo (Figura 21) (Forattini 1973).

Hembra: cibario con aspecto normal, dos pares de dientes horizontales y dientes verticales visibles. Espermatecas alargadas (Figura 21) (Forattini 1973).

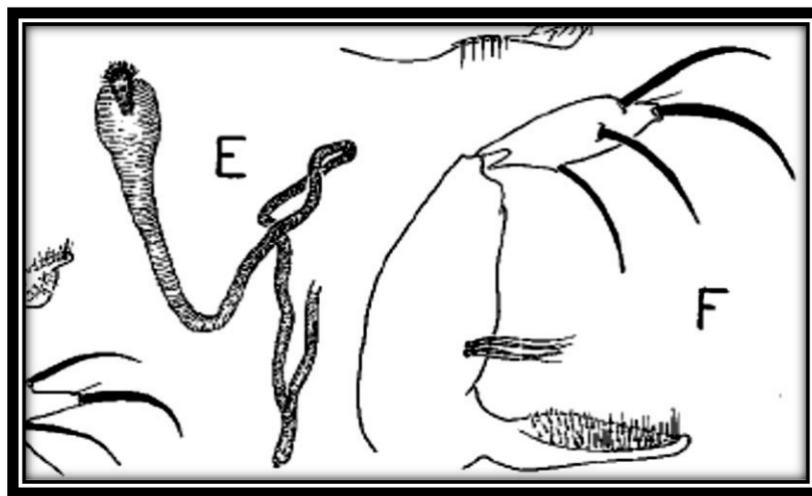


Figura 21. Genitalia del macho y Espermateca de una hembra de *L. evansi*. (Forattini 1973).

L. undulata

Macho: gonocoxito sin mechón basal, pero suele presentar algunas sedas perennes dispersas en las caras interna e inferior, gonostilo 0.5 veces la longitud del gonocoxito, con 4 sedas espiniformes: dos insertadas independientemente más o menos al mismo nivel cerca de la porción media, una aislada en el tercio distal y una terminal solitaria (Figura 22) (Ibañez 1999).

Hembra: armadura cibarial con 6 dientes horizontales largos y puntiagudos y dientes verticales grandes dispuestos más o menos en 3 hileras transversales; arco cibarial completo y área pigmentada triangular ancha. Espermatecas muy largas y anilladas, con alrededor de 30 anillos delgados y asimétricos, con capítulo ovalado y filamentos cortos (Figura 22) (Ibañez 1999).

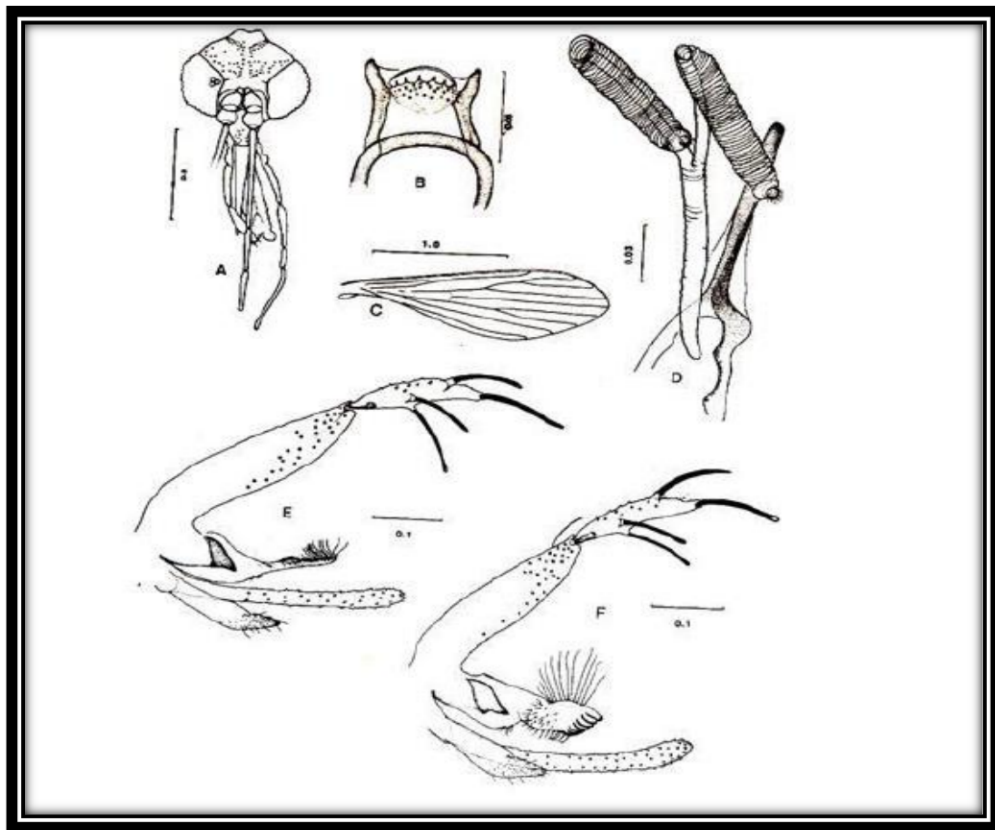


Figura 22. Genitalia del macho; cibario y espermateca de una hembra de *L. undulata* (Vilela 2015).

L. barreto

Macho: genitalia con el gonocoxito alargado, y con algunas cerdas en el margen inferior, gonostilo con 4 espinas. Parámetro Simple (Figura 23) (Forattini 1973).

Hembra: cibario con 10-12 dientes horizontales puntiagudos y una hilera de dientes verticales, aunque algunos, más pequeños y menos numerosos pueden formar otra hilera; arco cibarial completo y área pigmentada con forma de cáliz denso. Espermateca con 9-12 anillos imbricados, el apical más ancho y algo asimétrico (Figura 23) (Ibañez 1999).

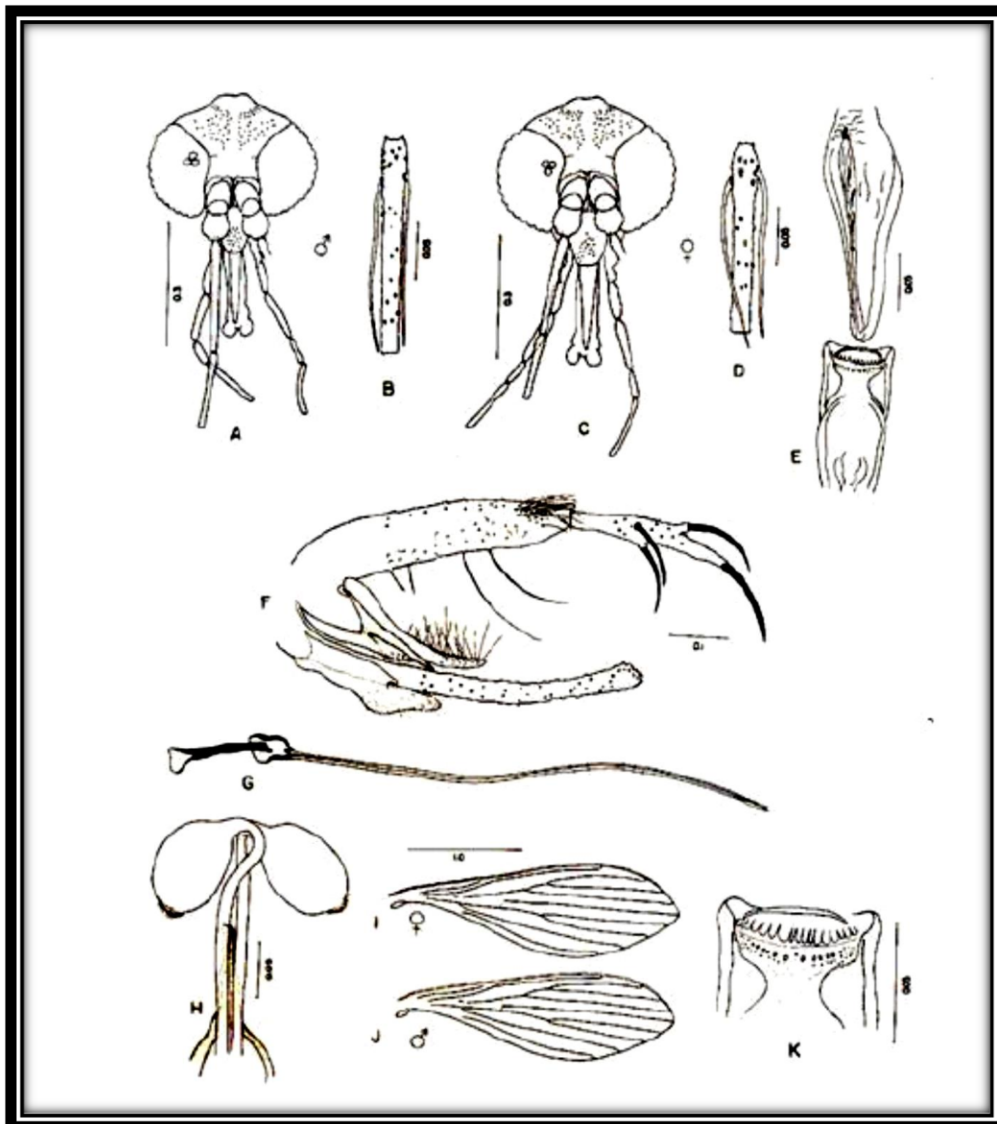


Figura 23. Estructura genenal del macho; cibarial y espermatecal de una hembra de *L. barreto*. (Young and Ducan 1994).

L. deleoni

Macho: parámetro tan largo como la longitud del gonocoxito que es aproximadamente 0.6 de longitud; gonocoxito con mecho basal con al menos 16 sedas simples delgadas, lóbulo lateral grueso (Figura 24) (Ibañez 1999).

Hembras: cuerpo espermatecal sutilmente estriado, a manera de tubo en la porción distal, con una bolsa muy grande asociada y capítulo muy largo (Fig. 24). Cibario con 4 dientes horizontales dispuestos a manera de diadema y dientes verticales en 1+1 hileras diagonales laterales (Figura 24) (Ibañez 1999).

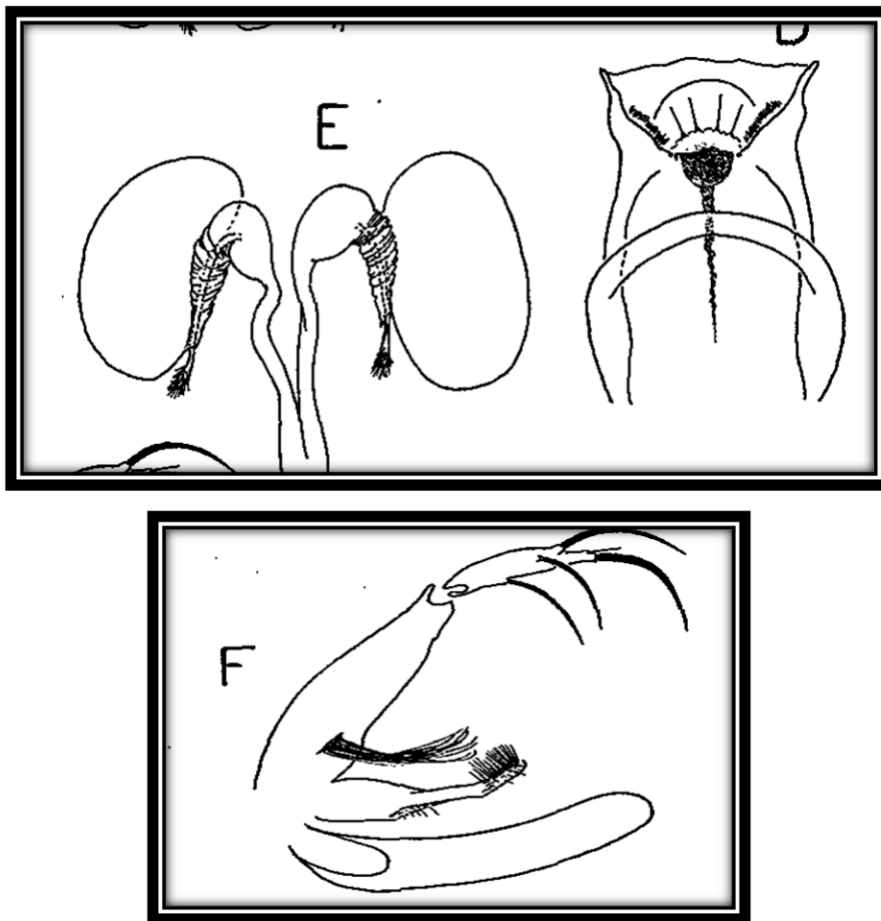


Figura 24. Espermatecas y cibario de la Hembra; y estructura genital del macho de *L. deleoni* (Forattini 1973).

L. dodgei

Macho: parámetro complejo, con brazo dorsal largo y delgado a todo su largo, arqueado con su extremo dirigido hacia atrás y con alrededor de 12 pares de sedas laterales, gonocoxito sin sedas perennes, pero si con sedas espiniformes fuertes. Gonostilo tan largo como 0.75 la longitud del gonocoxito (Figura 25) (Ibañez 1999).

Hembra: armadura cibarial con 2 dientes horizontales ñaminares, 4 dientes verticales pequeños cerca de la parte media y 2 grupos de dientes laterales, arco cibarial completo y área pigmentada densa y ovalada (Figura 25) (Ibañez 1999).

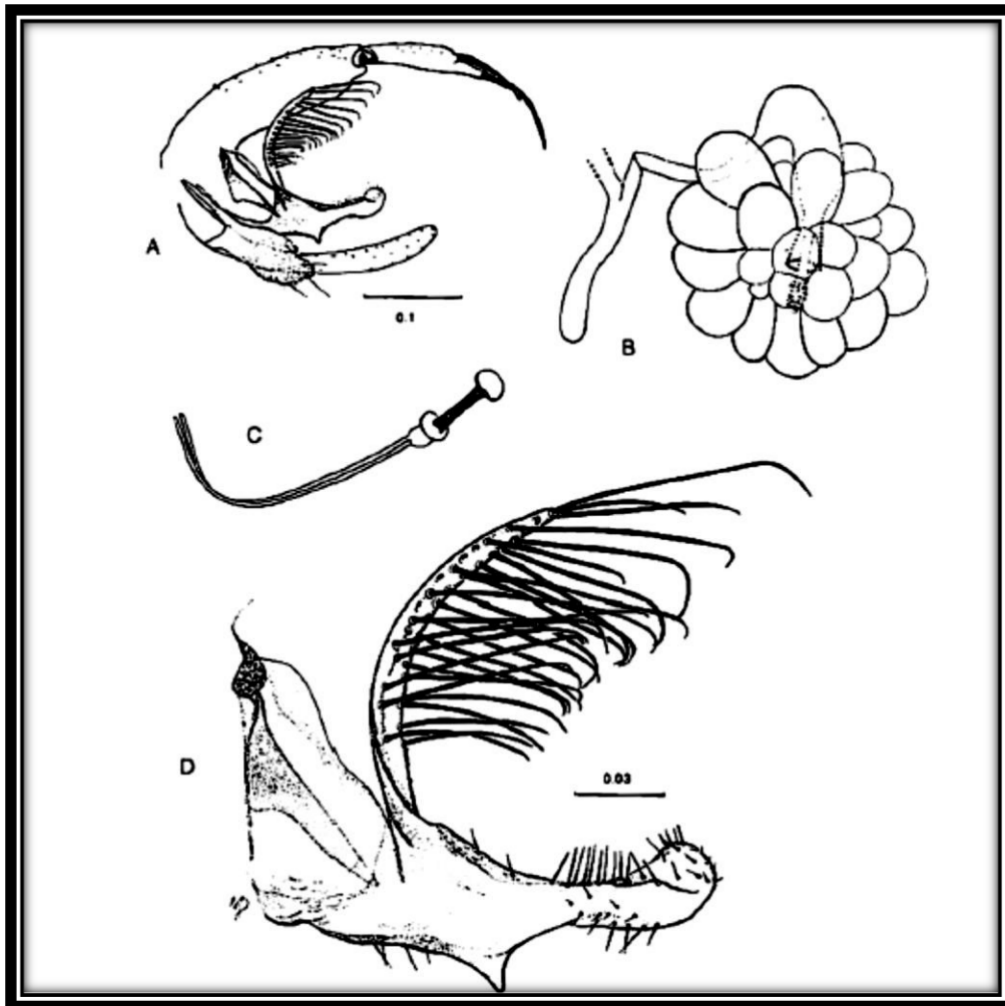


Figura 25. Genitalia, conducto eyaculador y parámetro del macho y espermatecas de *L. dodgei* (Vilela 2015).

Cambio climático y la relación con el vector.

Las enfermedades transmitidas por vectores representan casi una quinta parte de la carga total de enfermedades infecciosas, comprender los impactos del cambio climático en la biología de los vectores es fundamental para reducir los niveles actuales de transmisión. Este conocimiento también es importante para predecir cualquier posible exacerbación en la transmisión de enfermedades transmitidas por vectores que podría surgir a medida que el planeta se calienta y eso también podría interferir con los esfuerzos en curso para eliminar las principales enfermedades transmitidas por vectores (Chaves 2017).

Se estima que en 2100 la temperatura mundial habrá aumentado en promedio de 1,0 a 3,5°C, con lo que aumentará también el riesgo de sufrir numerosas enfermedades transmitidas por vectores. Los cambios temporales y espaciales de las temperaturas, las precipitaciones y la humedad que, según las previsiones, tendrán lugar según los diferentes escenarios del cambio climático, afectarán a la biología y ecología de los vectores y los huéspedes intermedios y, por consiguiente, al riesgo de transmisión de enfermedades (Githeko, Lindsay, Confalonieri, & Patz, 2009).

Principales impactos

- El patrón básico que se ha observado con respecto al impacto de la temperatura sobre los patógenos que se desarrollan dentro de las enfermedades producidas por vectores es que el período de incubación extrínseco (EIP), es decir, el tiempo que tarda un vector en infectar a los vertebrados una vez ha sido infectado con un patógeno, se acorta a medida que aumenta la temperatura (Chaves 2017).
- La temperatura y otros componentes climáticos también podrían modificar los patrones de abundancia del vector, un parámetro importante para la transmisión de enfermedades transmitidas por vectores, como se deriva de estudios que observan en la abundancia de flebótomos y transmisión de leishmaniasis cutánea (Chaves 2017).
- La modificación del régimen de precipitaciones puede tener también efectos a corto y largo plazo sobre los hábitats de los vectores. El aumento de las precipitaciones puede incrementar el número y calidad de criaderos de vectores (Githeko, Lindsay, Confalonieri, & Patz, 2009).

Formas de Captura de flebótomos

Service M.W. (1980) explica que se han ideado muchos métodos diferentes para la recolección de insectos de importancia médica, algunos de los cuales pueden llegar a ser muy simple mientras que otros son más complicados e ingeniosos. Ciertos métodos pueden ser utilizado para recoger una gran variedad de insectos mientras que otros son diseñados específicamente para recoger insectos de un determinado tipo, entre estos están:

Aspirador bucal manual

En el campo, los flebótomos se pueden recolectar usando aspiradores manuales; este es el caso cuando aterrizan en superficies, como trampas de tela, paredes internas, áreas circundantes domicilios y refugios de animales. En otras situaciones, los aspiradores también se pueden utilizar en insectarios especializados en la cría de flebótomos (Rangel & Shaw 2018).

El aspirador manual Castro está hecho con un tubo de goma conectado a un tubo de vidrio, acrílico o plástico con tela fina, voile o tela de malla delgada de nylon colocada entre los dos componentes utilizados para el sellado (Alexander 2000). Los flebótomos son aspirados y soplados en el interior de una jaula (jaula de recolección o transporte), que también se fabrica con tela fina, voile o malla de nailon fina y se sostiene con una estructura de acero inoxidable o hierro en forma de cubo, el tubo de plástico para esta técnica es recomendable como medida de bioseguridad (Rangel & Shaw 2018) (figura 26).



Figura 26. Aspirador bucal estándar (tomado de Rangel & Shaw 2018)

Trampa Shannon

Fue diseñada por Shannon en 1939 y consiste en una carpa rectangular de tela de tocuyo sin base y colgante. La trampa es suspendida a 25 cm del suelo mediante cuerdas que son atadas a palos o ramas de los árboles, está hecha con una estructura de tela de algodón rectangular, con dos superficies laterales, midiendo aproximadamente $1.6 \times 2.5 \times 1.6$ m. Su montaje para el campo puede realizarse en el entorno del entorno doméstico o en el entorno maderas usando cuatro piezas de cuerda atadas al extremo superior de la trampa. Las cuerdas deben ser atadas a árboles o piezas de madera para que la trampa pueda extenderse completamente dentro de la trampa, puede colocarse una fuente de luz o un animal como cebo (figura 27).



Figura 27. Trampa Shannon. (Tomado de Rangel & Shaw 2018, crédito de la foto: Margarete Afonso)

Capturas con trampas pegajosas

Las trampas pegajosas son otro ejemplo de captura de flebótomos por intercepción, están hechas de hojas blancas estándar o papel o tarjetas que están incrustadas en aceite de ricino. Su uso es recomendable en ambientes cercanos a refugios naturales, durante la noche, por dos o tres noches consecutivas. El número de hojas utilizadas para cada muestreo utilizado en este método deben ser significativamente cuantitativa. Es una estrategia de bajo costo para la captura de flebótomos, y es fácil de producir a gran escala. Sin embargo, debido a la viscosidad del aceite de ricino, esta técnica es ineficiente para ambientes con alta humedad relativa del aire (Rangel & Shaw 2018).

Trampas con cebos de animal

El nombre de las trampas está dado por el cebo que usan, las más importantes son las coprotrampas (cebadas con excremento), carpotrampas (con fruta) y necrotrampas (con carroña). La intención de cada una de ellas es atraer y capturar insectos afines a estos cebos, pero no todas las especies que recurren a ellos lo hacen para consumirlos, también pueden acudir especies que son depredadoras y algunas otras que llegan de manera accidental (Márquez Luna 2005). La trampa de Disney fue desarrollada para capturar Flebótomos con comportamiento de alimentación de animales, así como especies de bajo vuelo, utilizando cebos animales, la trampa está compuesta de una superficie plana (en general, una bandeja de aluminio, zinc o acero inoxidable) con una abertura en el centro donde se coloca una jaula con el cebo animal (hámster). Esta la jaula es sostenida por una bandeja más pequeña colocada debajo de ella, y el área circundante es embebido en aceite de ricino. En general, esta trampa se coloca en el suelo. Es importante destacar que todos los equipos pueden ser cubiertos con el mismo material de la trampa, plástico o similar, para protegerlo de la exposición excesiva a la luz del sol o la lluvia (figura 28)



Figura 28. Trampa Disney (Tomado de Rangel & Shaw 2018)

Trampa de luz CDC para captura de flebotomos

Esta trampa es un prototipo creado y modificando del modelo CDC original; tiene un cuerpo cilíndrico realizado con material termoplástico blanco, PVC o alta resistencia, el pequeño motor que dispara la hélice y la fuente de luz es alimentado ya sea cuatro baterías tipo D de larga duración de 1.5 V o una batería de 6 V. Una jaula portátil que está unido al cuerpo de la trampa (jaula plegable o jaula recolectora plegable). Esta jaula está hecha con tela fina o tela de voile y sostenida por aros circulares paralelos, formando una estructura retráctil, se puede usar para esta trampa es función de almacenar los flebotomos atraídos por la fuente de luz; las trampas de luz se utilizan en las casas para evaluar la frecuencia y el grado de adaptación de ciertas especies al medio ambiente de las residencias humanas, tanto en el interior de casas y zonas cercanas a los refugios de animales domésticos. En zonas cercanas a bosques la presencia de especies silvestres es observable. En estas áreas, es posible identificar especies con hábitos acrodendrofílicos colocando trampas de luz en las copas de los árboles (Rangel & Shaw 2018) (Figura 29). Esta trampa en investigaciones de otros estudios científicos es la mejor opción para realizar los muestreos de flebotomos y además coinciden como la más usada por la Unidad de Vigilancia de Enfermedades Transmitidas por Vectores de El Salvador.

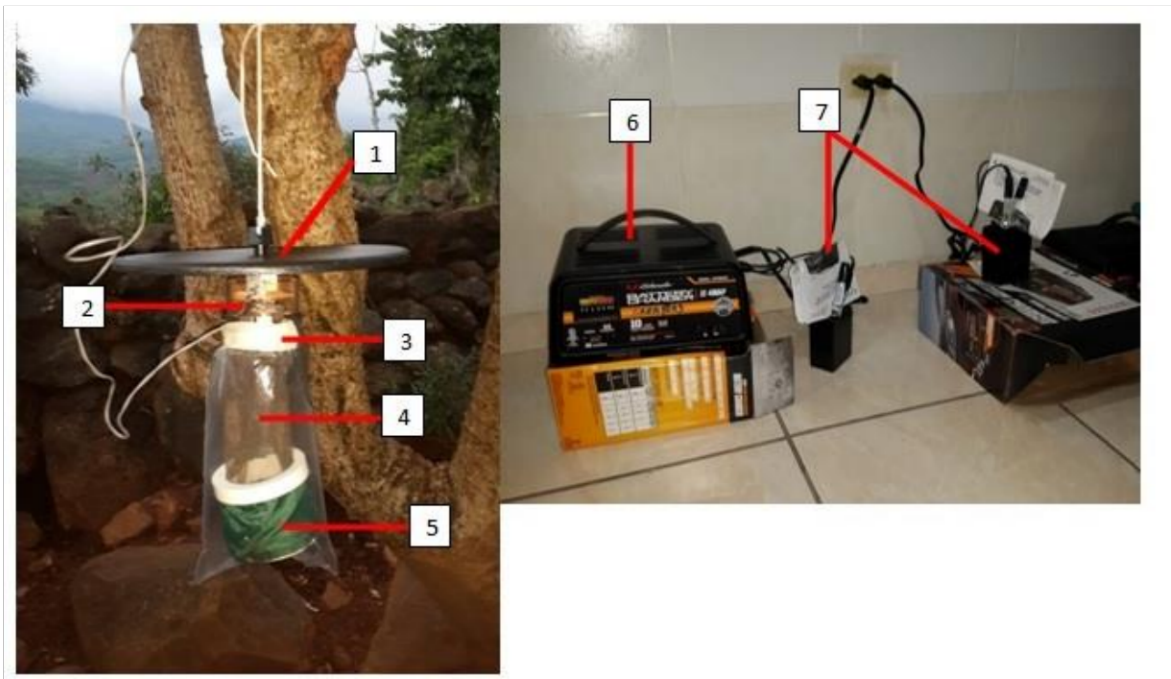


Figura 29. Trampa luz CDC: 1) disco de plástico, 2) fuente luz, 3) ventilador, 4) malla protectora, 5) recipiente colector, 6) cargador de batería, 7) baterías. (Foto tomada por: Guillermo Recinos, curso de identificación de flebotomos en San Vicente, mayo 2018)

Procedimiento para la colocación de la trampa de CDC.

- La trampa será colocada en un área donde no exista perturbación de ningún tipo y deben ser ubicadas desde los 30 cm hasta los 2 metros sobre el suelo; ubicando 3 trampas en las zonas de intradomicilio (dentro de la casa), peridomicilio (en el pasillo de la casa, lavaderos) o vegetación (cerca de un árbol, cercos, gallinero o porqueriza).
- La trampa totalmente armada se colocará con la ayuda de un cordel y conectada a su fuente de energía en este caso en pilas de 1.5 voltios cada una para iniciar la colecta, que generalmente se realizará entre las 18:00 y 06:00 horas del día siguiente.
- Los flebótomos serán atraídos por la luz y aspirados, pasando a través de las aspas del ventilador giran en sentido contrario lo que permite la captura una vez sucede esto llegan al contenedor plástico donde se mantienen vivos por algunas horas.
- El contenedor plástico puede ser cambiado de acuerdo a la necesidad de obtener el material vivo para lograr el aislamiento del agente etiológico. Los flebótomos son transferidos a tubos de 9 ml y mantenidos en ambientes con humedad relativa entre 80 - 85%.

Aspectos generales de la leishmaniasis

La leishmaniasis es una enfermedad polimorfa de la piel y las mucosas, causada por varios protozoos pertenecientes a especies del género *Leishmania* (tabla 2), que existen como parásitos intracelulares obligados en los seres humanos y otros huéspedes mamíferos (Chin 2001; MINSAL 2014). Más de 20 especies de *Leishmania* son patógenas para los seres humanos y son transmitidas por la picadura de flebótomos hembras infectadas, hay tres tipos principales de leishmaniasis: 1) visceral, frecuentemente conocida el kala-azar y la forma más grave de la enfermedad (LV); 2) cutánea, la más común (LC); y 3) mucocutánea (LMC) (OMS 2017 b).

Tabla 2. Posición taxonómica de la *Leishmania*

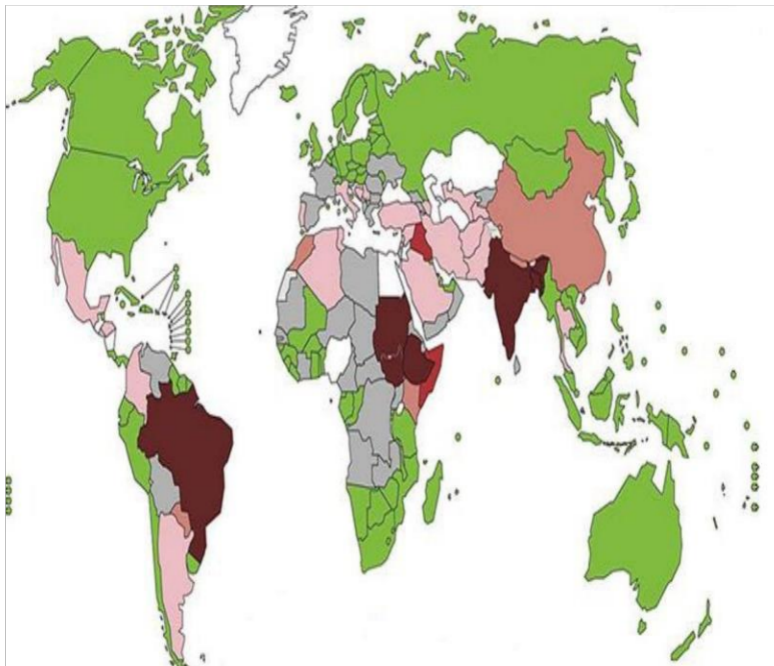
Reino	Protozoa
Filo	Euglenozoa
Subfilo	Saccostoma
Clase	Kinetoplastea
Orden	Trypanosomatida
Familia	Trypanosomatidae
Género	<i>Leishmania</i>
Subgénero	<i>Leishmania</i>
Especies	<i>L. donovani</i> , <i>L. infantum</i> y <i>L. chagasi</i> , <i>L. mexicana</i> , <i>L. amazonensis</i> , <i>L. venezuelensis</i> , <i>L. tropica</i> , <i>L. major</i> , <i>L. aethiopica</i> y el subgénero <i>Viannia</i> con 4 especies: <i>L. (V.) braziliensis</i> , <i>L. (V.) guyanensis</i> , <i>L. (V.) panamensis</i> y <i>L. (V.) peruviana</i>

Fuente: Centro de control y prevención de enfermedades por sus siglas en inglés (CDC) 2017.

Leishmaniasis en el mundo

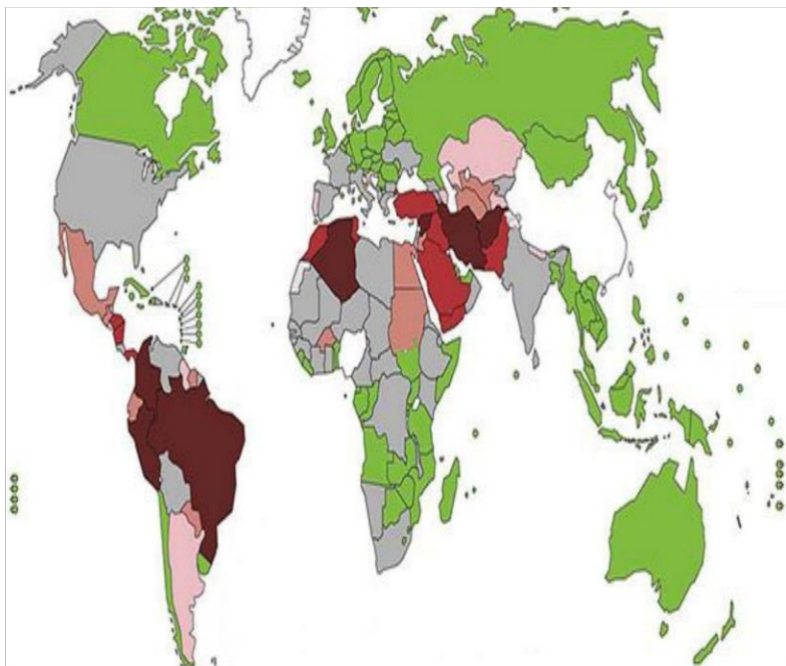
La leishmaniasis es endémica en más de 98 países y territorios y hay transmisión en los cinco continentes, sin embargo, la carga de morbilidad humana se concentra sobre todo en algunos grandes focos (OMS 2017b). Se estima que cada año se producen en todo el mundo aproximadamente entre 0,2 y 0,4 millones de nuevos casos de LV (figura 30) y entre 0,7 y 1,2 millones de nuevos casos de LC (figura 31); más del 90% de los casos mundiales de LV ocurren en seis países: Bangladesh, Brasil, Etiopía, India, Sudán del Sur y Sudán; la leishmaniasis cutánea está ampliamente distribuida, ya que alrededor de un tercio de los casos se producen en cada una de las tres regiones epidemiológicas, las Américas, el este del Mediterráneo y Asia occidental desde el Medio Oriente hasta Asia Central (OMS 2017a; OMS 2017b).

En las Américas, las leishmaniasis constituyen un problema de salud pública debido a su morbimortalidad y amplia distribución geográfica (figura 32), su complejo ciclo de transmisión comprende diferentes especies de parásitos, reservorios y vectores (OMS 2017b). Afectan principalmente a las personas más pobres y con mayor dificultad de acceso a los servicios de salud, en esta Región la leishmaniasis es causada por diferentes especies de protozoos del género *Leishmania* y transmitidas a los animales y humanos por insectos de la familia Psychodidae, mantenida por el ciclo zoonótico (OMS 2017 a).



Número de casos nuevos de leishmaniasis visceral reportados para 2013	
Dark red	>1000
Red	500-999
Light red	100-499
Pink	<100
White	0
Light green	Casos no reportados
Grey	No datos
Light grey	No aplica

Figura 30. Distribución de casos de leishmaniasis visceral en el mundo, 2013 (Plan de acción para fortalecer la vigilancia y control de las leishmaniasis en las Américas 2017-2022).



Número de casos nuevos de leishmaniasis cutánea reportados para 2013	
Dark red	>5000
Red	1000-4999
Light red	100-999
Pink	<100
White	0
Light green	Casos no reportados
Grey	No datos
Light grey	No aplica

Figura 31. Distribución de casos de leishmaniasis cutánea en el mundo, 2013 (Plan de acción para fortalecer la vigilancia y control de las leishmaniasis en las Américas 2017-2022)

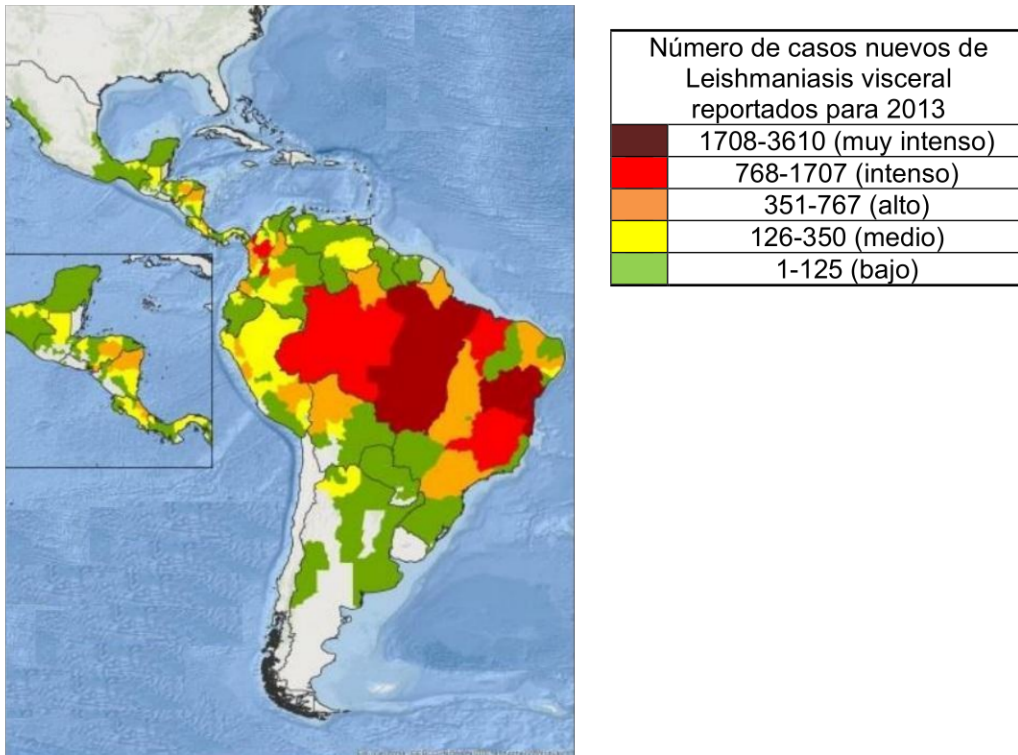


Figura 32. Distribución de casos, tasa de incidencia/100.000 habitantes, densidad de casos/Km² e índice compuesto de leishmaniasis cutánea a primer nivel administrativo subnacional, Américas (tomado de Plan de acción para fortalecer la vigilancia y control de las leishmaniasis en las Américas 2017-2022)

Leishmaniasis en El Salvador

El Salvador presenta para el periodo de los años 2001 a 2018 un total de 410 casos distribuidos en el país (aun cuando la enfermedad es predominante en la zona oriental) reportados por VIGEPES (MINSAL 2019), concentrándose en los departamentos de San Vicente, Cabañas, La Unión, San Miguel y San Salvador, además se ha identificado presencia del vector transmisor de la leishmaniasis en 12 de los 14 departamentos del país presentando la posibilidad de la existencia de casos que probablemente no son diagnosticados oportunamente (MINSAL 2009). Dentro de la incidencia por cada 100,000 habitantes hay 17,41 habitantes con la enfermedad y según la transmisión del Índice Compuesto de Leishmaniasis (ICLc) está en la categoría de alto, dentro de su ocurrencia de cada 29 nuevos casos 3 son leishmaniasis mucosa y 26 son leishmaniasis cutánea (OPS/OMS 2014).

Entonces los factores sociales, demográficos y medioambientales han alterado las características de la transmisión de los patógenos y han provocado la intensificación, la propagación geográfica, la reemergencia o la ampliación de las temporadas de transmisión, en particular, la urbanización no planificada, la ausencia de una red fiable de suministro de agua y la gestión inadecuada de los residuos sólidos y de las excretas pueden exponer una gran cantidad de habitantes de pueblos y ciudades al riesgo de sufrir enfermedades víricas transmitidas por flebótomos (OMS 2017a).

Identificación de los tipos de casos de leishmaniasis

Se define como caso sospechoso de leishmaniasis cutánea atípica (figura 33-A.1 y A.2) cuando presenta una o más lesiones en la piel que inician con una palpula y aumenta de tamaño formando nódulos y en algunos casos con progresiones ulcerativas, entre sus agentes infecciosos se encuentran: *Leishmania braziliensis* y *L. mexicana* y *L. braziliensis*; en casos sospechosos de leishmaniasis mucocutánea (figura 33-b) se presentan una o más lesiones granulomatosas elevadas o ulceradas de la mucosa nasal y/o bucal (con antecedentes de lesiones cutáneas) y son casos sospechosos de leishmaniasis visceral (figura 33-C) cuando hay presencia de fiebre intermitente, aparecimiento brusco de anemia, pérdida de peso, palidez progresiva, engrosamiento de los ganglios linfáticos, tos y diarrea; entre sus agentes infecciosos en forma típica pero no exclusiva: *Leishmania donovani*, *L. infantum*, *L. tropica* y *L. chagasi* (MINSAL 2009).

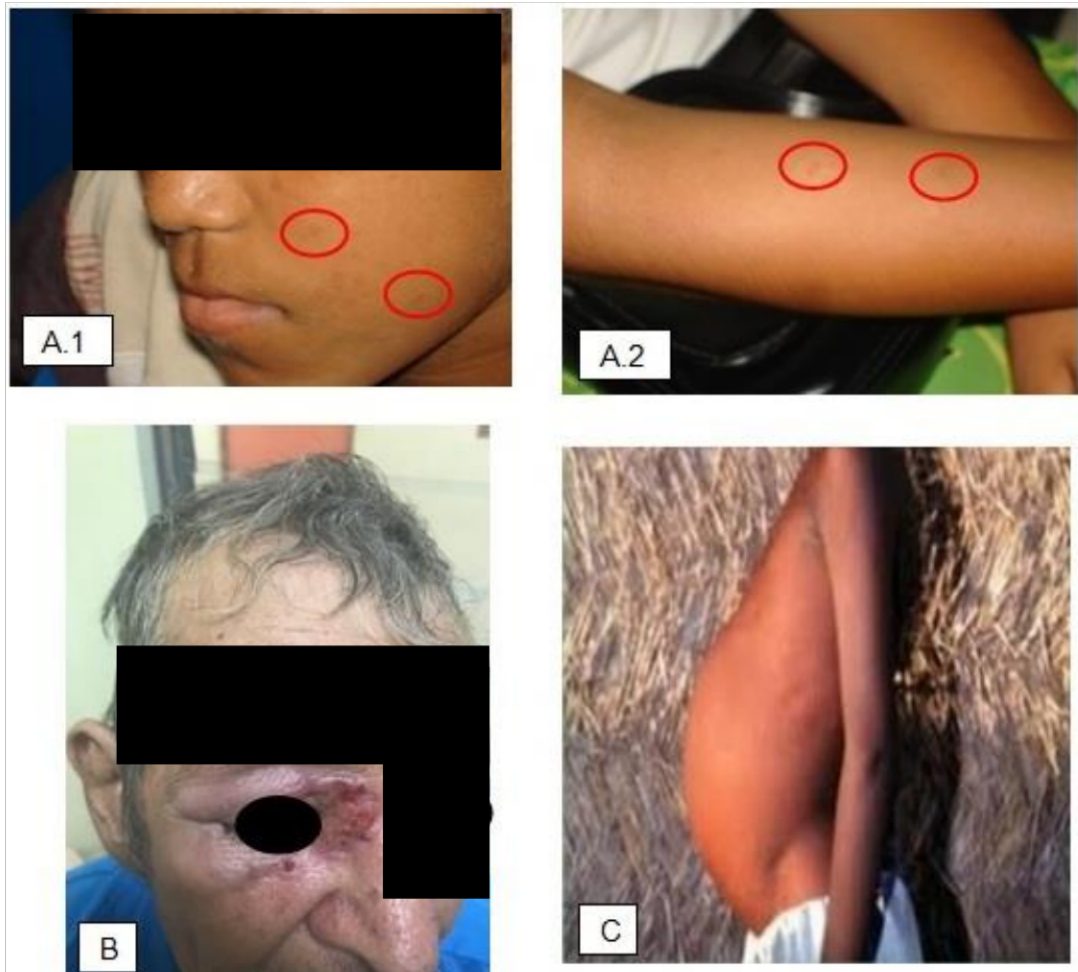


Figura 33. Registro fotográfico sobre casos positivos de: A.1 y A.2) leishmaniasis cutánea atípica, B) leishmaniasis mucocutánea (tomado de registro fotográfico de la Unidad de Vigilancia de Enfermedades Transmitidas por Vectores de EL Salvador), C) leishmaniasis visceral (tomado de: <http://www.drondonpediatra.com/leishmaniasis.html>)

Parásito

Para el periodo de incubación dependiendo de la especie (parásito) causante de la enfermedad puede ser de 10 días, de dos a cuatro meses o hasta dos años, en leishmaniasis cutánea fluctúa entre 3 semanas a 6 meses y en leishmaniasis visceral una media de 2 a 8 meses (MINSAL 2009).

En el interior de los macrófagos del huésped vertebrado se presentan en forma de amastigote, inmóvil midiendo entre 2 a 3 micras de diámetro, están adaptados a la temperatura corporal y al medio ácido. La multiplicación ocurre por división simple en el interior del intestino de la hembra del huésped invertebrado (flebotomo), el parásito,

extracelular, alargado de aproximadamente de 20 micras de longitud; tiene un núcleo central y un cinetoplasto terminal o subterminal, en la parte anterior del parásito, se origina un flagelo, casi de igual tamaño del cuerpo (mastigo= látigo) (Ampuero Vela 2000).

Ciclo biológico del Parásito

1. Los flebótomos inyectan la etapa infecciosa (es decir, promastigotes) de su probóscide cuando se alimenta sangre de un reservorio infectado (Sánchez Saldaña et al.2004; Centro de control y prevención de enfermedades, (CDC 2017) (Figura 34)
2. Los promastigotes que llegan a la herida son fagocitados por macrófagos y otros tipos de células fagocíticas mononucleares.
3. Los promastigotes se transforman en estas células en el estado tisular del parásito (es decir, amastigotes), que se multiplican por división simple y proceden a infectar otras células fagocíticas mononucleares.
4. El parásito, el huésped y otros factores afectan si la infección se vuelve sintomática y si se produce leishmaniasis cutánea o visceral.
5. Las moscas de arena se infectan al ingerir células infectadas durante la ingesta de sangre.
6. En las moscas de arena, los amastigotes se transforman en promastigotes, se desarrollan en el intestino dentro de las primeras 24 horas después de la ingestión, los amastigotes se transforman en promastigotes multiplicándose y diferenciándose (Ampuero Vela 2000; Centro de control y prevención de enfermedades, CDC 2017)
7. Los promastigotes migran a la probóscide y son inoculados cuando el vector ingiere su siguiente alimento.

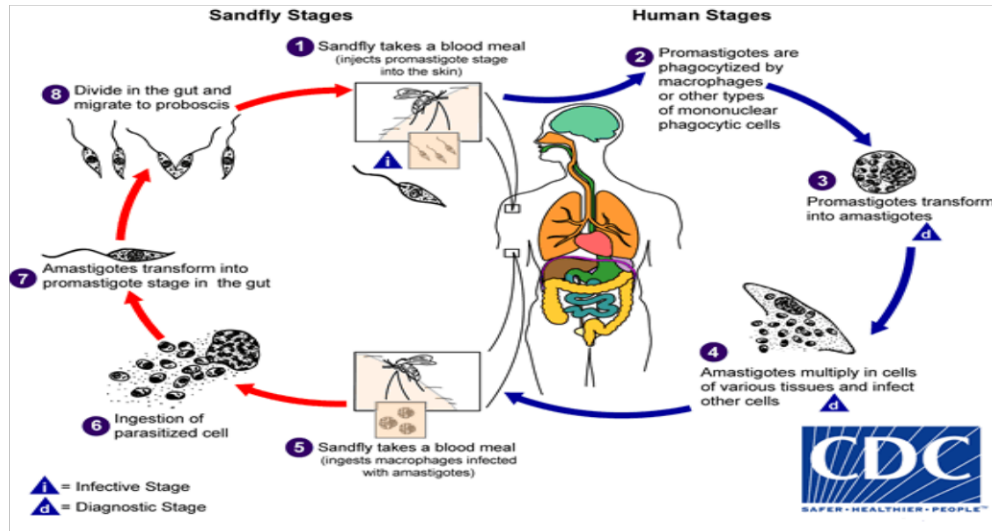


Figura 34. Ciclo de desarrollo del parásito a través del vector (Centro de control y prevención de enfermedades por sus siglas en inglés (CDC) 2017

Ciclo de desarrollo del parásito dentro del vector

Rangel & Shaw (2018) describe que la interacción entre el parásito y el vector comienza en el momento en que el flebótomo hembra puede alimentarse de sangre infectada para desarrollar sus huevos, después de elegir un anfitrión vertebrado apropiado, las partes bucales del insecto penetran en la piel, lacerando la epidermis en diferentes puntos, formando un charco de sangre que será aspirado por el insecto. Durante esta comida de sangre, la hembra ocasionalmente ingiere el parásito de *Leishmania* presente en el huésped vertebrado infectado en una forma llamada "amastigote", que se encuentran dentro principalmente de los macrófagos. Después de consumir la comida los amastigotes de *Leishmania* recientemente ingeridos se almacenan con la sangre en el intestino medio para la digestión. Inmediatamente se transforma un proceso de diferenciación del amastigote en una forma de parásito flagelado llamado "promastigote", colonizando al vector durante su desarrollo dentro del tracto digestivo. Los primeros promastigotes derivados de la diferenciación de los amastigotes ingeridos tienen una alta capacidad multiplicativa, y esta forma se llama "Procíclico". Los procíclicos se multiplican por fisión binaria y, posteriormente durante el ciclo de vida del parásito, se diferencian en formas flageladas morfológicamente distintas. Entre el segundo y quinto día después de una comida de sangre, una nueva población promastigote aparece progresivamente, cuya

forma se llama "nectomonad". Alrededor del tercer y cuarto día después de la infección, los nectomonads colonizan diferentes partes del tracto digestivo de acuerdo con los subgéneros; la población de nectomonad disminuye con la colonización. A lo largo del intestino medio emergen nuevas formas promastigotes, llamadas "haptomonads" y "paramastigotes". Poco a poco, después de la excreción total de la comida de sangre, el "metacíclico", aparece la forma infecciosa que se transmitirán al vertebrado. Los metacíclicos migran al tracto digestivo superior del vector, donde estarán listos para ser transmitidos al morder a un nuevo huésped vertebrado durante la próxima comida de sangre.

Ciclo de desarrollo del parásito dentro del Hospedero

Vera-Izaquire *et. al.* (2006), describe que al momento de picar nuevamente el insecto regurgita el parásito y lo transmite al hospedero vertebrado (seres humanos, mamíferos como roedores y perros o reptiles) donde es fagocitado por macrófagos, células de Langerhans epidérmicas o monocitos circulantes; una vez dentro de los fagolisosomas se diferencia en amastigote, se reabsorbe su flagelo y prolifera intensamente por fisión binaria, provocando el rompimiento de la célula; pueden generar una infección subclínica manifestada sólo por la intradermorreacción o una infección autolimitada después de un periodo de incubación de 20 a 90 días; los amastigotes liberados infectan células vecinas y el ciclo realizado entre 53 y 100 días se cierra cuando vuelve a picar al hospedero vertebrado infectado

Reservorios

Una amplia variedad de animales silvestres y domésticos han sido implicados como reservorios de la especie *Leishmania* del Nuevo Mundo (Ampuero Vela 2000). En general los reservorios son animales salvajes como roedores, ratas, zorros, ardilla y animales domésticos como perros, caballos, ganado ovino y vacuno y por supuesto el ser humano (los reservorios pueden variar de acuerdo a la región del mundo) (Ampuero Vela 2000; Chin 2001; MINSAL 2009), sin embargo hay especies de vectores que tienen preferencia solo en animales silvestres y otros grupos presenta preferencia en atacar al hombre (Ampuero Vela 2000).

Modelo de distribución de especies

Los modelos de distribución de especies son la representación parcial de la realidad que refleja sus propiedades, es decir la representación cartográfica de la idoneidad de un espacio para la presencia de una especie en función de variables ambientales que generan dicha representación; y la idoneidad no es más que la relación matemática/estadística entre la distribución real conocida y el uso de variables independientes como indicadores; a través del uso de Sistemas de Información Geográfica y el desarrollo de técnicas estadísticas aplicadas ha permitido en los últimos años la expansión de herramientas para el análisis de los patrones espaciales de presencia y ausencia, denominándose modelos de distribución de especies y definimos un modelo como una representación parcial de la realidad que refleja algunas de sus propiedades, por tanto las representaciones cartográficas de la idoneidad de un espacio para la presencia de una especie en función de las variables empleadas permite generar un mapa de su posible nicho (Mateo et al. 2011; Savino et al. 2015).

Dentro de este contexto Mateo *et. al.* (2011) propone que el método de modelización genera un clasificador estadístico apropiado para las variables modeladas, es decir si es dicotómica tendremos ausencia/presencia y continua si son datos de abundancia, y cita a Elith, que clasifica en tres diferentes técnicas dichos métodos; y retomaremos el primer grupo: “técnicas discriminantes” que son aquella que necesitan datos de presencia y ausencia; y dentro de esta sub-clasificación se encuentra la teoría de máxima entropía entre los que destaca Maxent.

Software MaxEnt

Es un programa que combina la estadística, máxima entropía y métodos bayesianos, con el propósito de estimar distribuciones de probabilidad dentro de la máxima entropía pero sujeto a restricciones dadas por la información ambiental (variables ambientales); el objetivo de MaxEnt es estimar π , a través de colecta en localidades que fueron seleccionados independientes del contexto geográfico bajo una probabilidad de distribución desconocida, utiliza la siguiente fórmula base para la entropía:

$$H(\hat{\pi}) = - \sum_{x \in X} \hat{\pi}(x) \ln \hat{\pi}(x)$$

Fórmula tomada de Phillips *et. al.* (2006) "Maximum entropy modeling of species geographic distributions"

Con lo anterior, en trabajos con enfoques de distribución y con uso de Maxent se han hecho incorrecta la interpretación de la salida de datos pensando que es una estimación de probabilidad de ocurrencia, ignorando que dicho software trabaja con aproximación de la probabilidad de presencia (es decir las áreas de interés de 0.5), en otras palabras 0.5 probabilidad de presencia y 0.5 que no haya presencia.

Tabla 3. Consideraciones al momento de usar el programa MaxEnt (Tomado de: Elith 2013, "Introduction to Maxent"; y Lira 2011, "Easy understand ppt for MaxEnt")

Ventajas	Desventajas
<ul style="list-style-type: none"> ■ Puede usar datos de Presencia. ■ Por ser un modelo correlativo (correlación), explora todas las relaciones posibles del medio Ambiente (factores o variables ambientales) ■ Procesa muchas especies (entrada de datos sin un límite) ■ Accesibilidad para poder adquirirlo en la Web (programa gratuito). ■ Puede ocuparse datos que anteriormente fueron tomados. ■ Presenta una proyección de la distribución acorde a las variables bioclimáticas, aporta importantes datos para entender la dinámica de la distribución de las especies y riesgo de transmisión. Y se información relevante para los entes de control. 	<ul style="list-style-type: none"> ■ No hacer buen uso del programa, puede generar interpretaciones erróneas de los resultados.

Metodología

Área de estudio

El estudio se realizó en el departamento de San Miguel ubicado en la zona oriental de El Salvador, conformado por una distribución administrativa de 20 municipios (figura 35) (160 cantones y 732 caseríos); de estos fueron tomado 19 municipios; ya que administrativamente el MINSAL ha asignado dar asistencia al municipio de Nuevo Edén de San Juan al SIBASI de Cabañas por tal motivo no se consideró en el estudio, y dentro de esos se seleccionaron 19 caseríos para el muestreo.

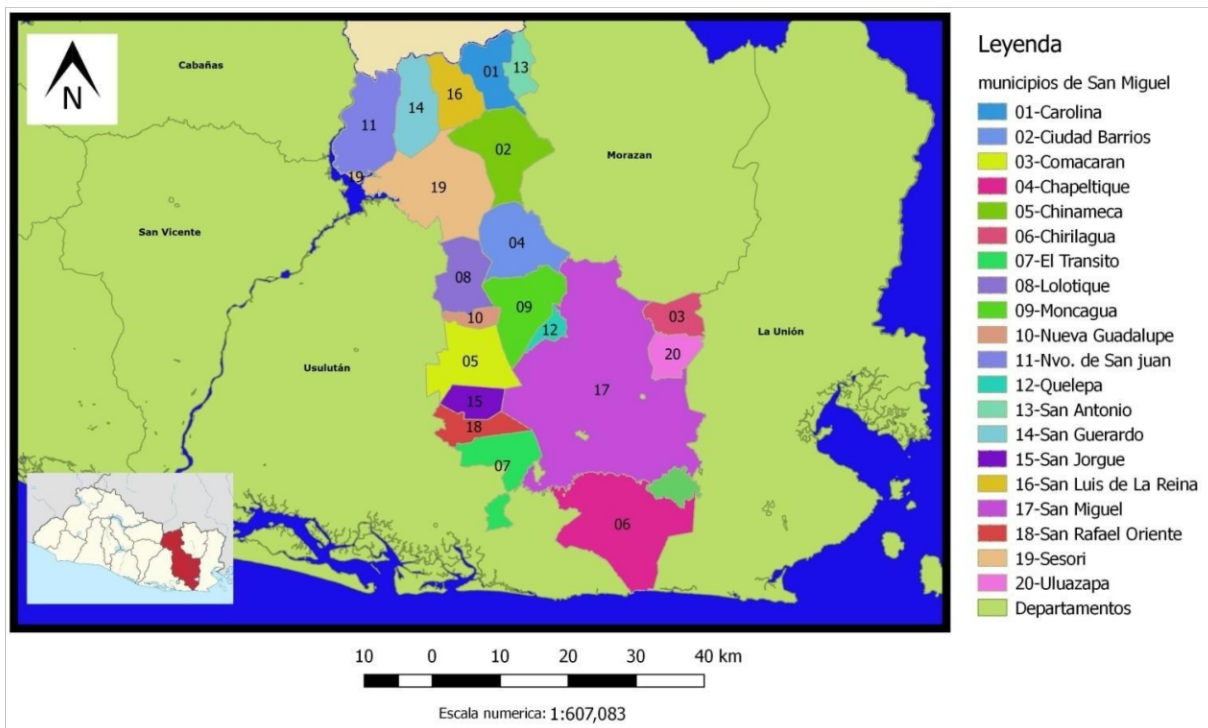


Figura 35. Distribución administrativa del departamento de San Miguel a nivel de municipio muestreados.

Selección de las áreas muéstrales para el estudio

Para la selección de las áreas geográficas a muestrear se tomó en cuenta a partir de casos confirmados de la enfermedad, permitiendo así asegurar presencia de flebótomos vectores de la enfermedad, para esto se revisó las bases de datos y documentos asociados al vector de leishmaniasis y de casos positivos de la enfermedad en el Sistema Nacional de Vigilancia Epidemiológica de El Salvador (VIGEPES), Dirección Regional de Salud Oriental (Figura 36 y 37).

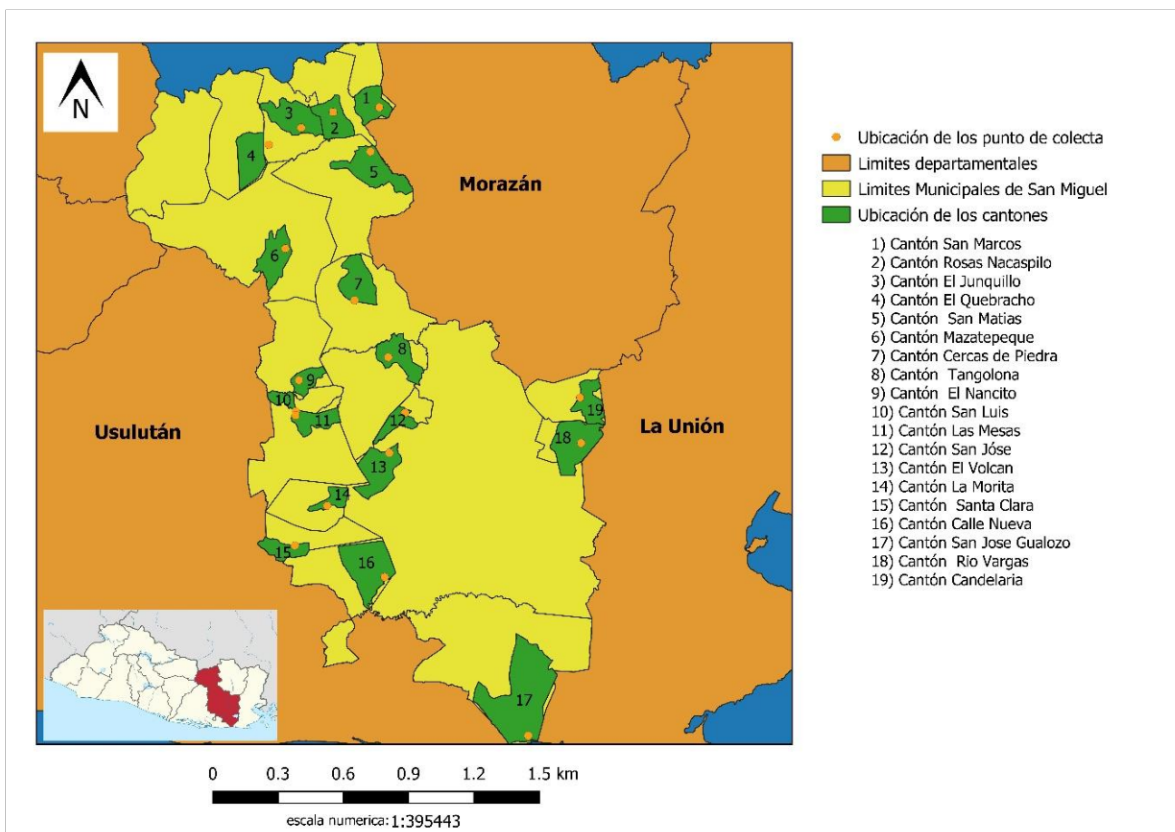


Figura 36. Ubicación geográfica de los 19 cantones donde se localizan los puntos de colecta de flebótomos.

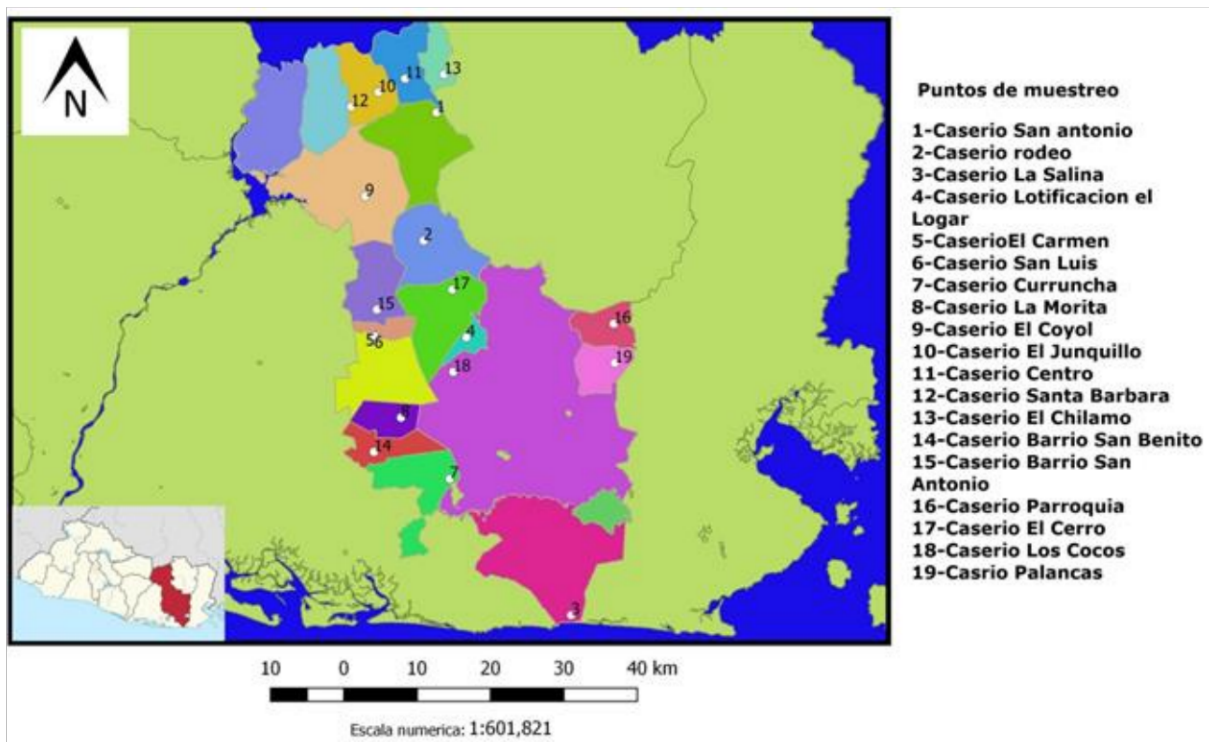


Figura 37. Puntos de muestreos dentro de los 19 caseríos seleccionados para colecta de flebotomos.

A partir de la información recopilada se generó los sitios que fueron muestreados, detalladas en la siguiente tabla:

Tabla 4. Caseríos seleccionados para la colocación de trampas CDC para la colecta.

Municipio	Cantón	Caserío
Ciudad Barrios	San Matías	San Antonio
Chapeltique	Cercas de Piedra	Rodeo
Chirilagua	San José Gualozo	La Salina
Quelepa	San José	Lotificación El Logar
Chinameca	Las Mesas	El Carmen
Nueva Guadalupe	San Luis	San Luis
El Tránsito	Calle Nueva	La Curruncha
San Jorge	La Morita	La Morita
Sesori	Mazatepeque	El Coyal
San Luis de La Reina	El Junquillo	El Junquillo
Carolina	Rosa Nacaspilo	El Centro
San Gerardo	Quebracho	Santa Barbara
San Antonio del Norte	San Marcos	El Chilamo

San Rafael Oriente	Santa Clara	Barrio San Benito
Lolotique	El Nancito	Barrio San Antonio
Comacarán	Candelaria	El Hormiguero
Moncagua	Tangolona	El Cerro
San Miguel	El Volcán	Los Cocos
Uluazapa	Río Vargas	Palancas

Fase de campo

Captura, separación, conservación y preservación de especímenes colectados.

Materiales y Equipos Utilizados

- ✓ Hielera
- ✓ Lámpara para cargar
- ✓ Trampas de Luz CDC
- ✓ Tubos de 5 ml
- ✓ Gel pack refrigerante
- ✓ Plumones
- ✓ Tirro
- ✓ Viñetas
- ✓ GPS
- ✓ Termohidrometro
- ✓ Fichas de toma de datos
- ✓ Cuerdas
- ✓ Tijeras
- ✓ Caja de plástico

Método de captura

Colocación de Trampas y levantamiento entomológico

- Una vez se seleccionó el área a muestrear, se tomó en cuenta aquellas casas donde se tenía registro actual (para el año 2018) de casos positivos a leishmaniasis, las capturas se hicieron durante 3 meses (septiembre, noviembre del 2018 y enero de 2019). Realizando un muestreo en cada punto seleccionado, con el objetivo de evidenciar presencia del vector a través de la colecta.
- Se colocaron trampas luz CDC (figura 38) a nivel intradomiciliar, peridomiciliar y mata (vegetación) (figura 39) con su respectiva viñeta de identificación: Lugar y fecha de colecta. A una altura aproximada de 1.5m del suelo.

- Las colectas se realizaron entre las 3:00 pm y 6:00 am, en algunos casos se encontró presencia de individuos en el primer día de captura por lo que solo se realizó el muestreo una sola vez, cuando esto no ocurría se volvió a repetir el muestreo como el caso del municipio de Quelepa que no se colectó ningún flebótomo en el primer intento por lo cual se repitió la colecta en el lugar.
- Se llenaron fichas de captura de flebótomos con los datos personales del jefe de familia y datos de captura, así mismo los datos ambientales como humedad relativa y temperatura al iniciar y finalizar la colocación de la trampa en los tres niveles (figura 40)
- Al día siguiente se procedió a recolectar las trampas colocadas del día anterior y se repitió el mismo proceso durante la semana asignadas para cada muestreo, pero se intercaló los días de captura y selección de los especímenes.
- Finalmente los individuos seleccionados fueron introducidos en tubos de 5 ml con alcohol al 70% para ser conservados y posteriormente identificados en el laboratorio.

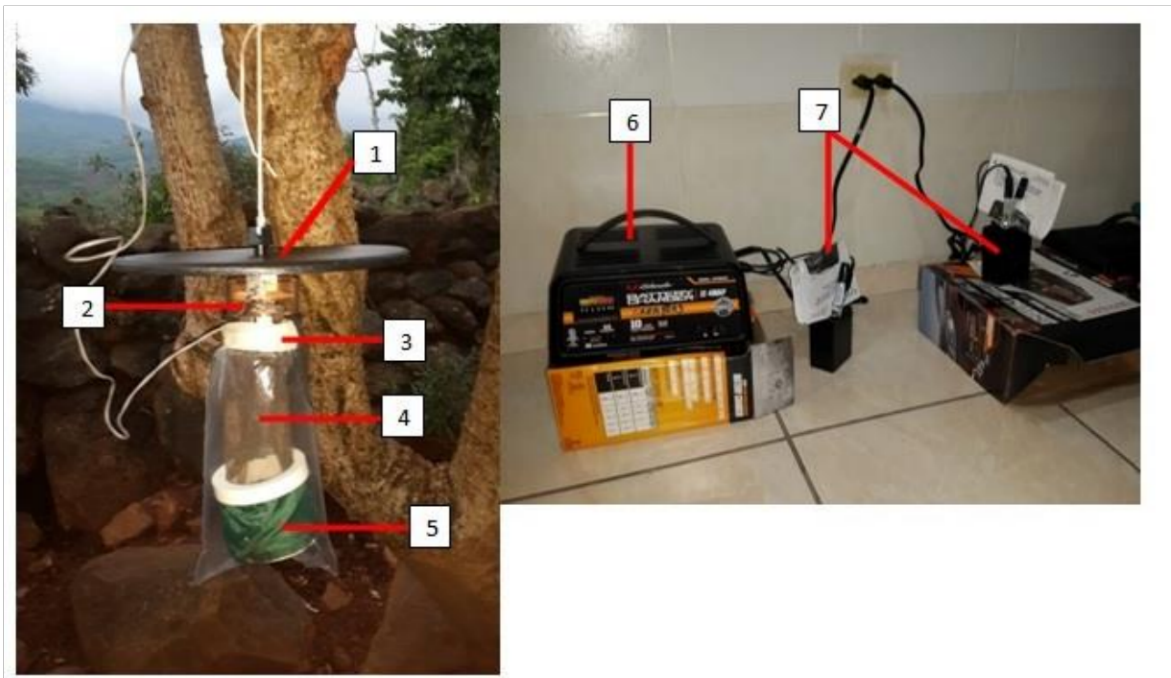


Figura 38. Esquema general de una Trampa Luz CDC con sus diferentes partes: 1) disco de plástico, 2) fuente luz, 3) ventilador, 4) malla protectora, 5) recipiente colector, 6) cargador de batería, 7) baterías.



Figura 39. Instalación de trampas CDC a Nivel intradomiciliar, peridomiciliar y mata (potrero)



Figura 40. Toma de datos mediante una ficha con datos generales del hogar.

Método de separación, sacrificio, conservación y preservación de especímenes colectados

- ❑ Para este proceso se conservaron a los individuos capturados, para ello se usó una hielera (Gel pack) (figura 41) se introdujeron cada uno de los recipientes colectores de las trampas por un periodo de una 1 hora, esto permite garantizar que los flebótomos fueran sacrificados ya que las temperaturas abajo de los 15°C son muy desfavorable para su sobrevivencia.
- ❑ Posterior al sacrificio se sacó a cada de los flebótomos de los recipientes colectores de las trampas y se separaron cada uno utilizando un estereoscopio (con magnificación de 2X y 4X) se buscó características físicas de intereses que ayudarán a su identificación como antenas, alas, cabeza, forma del cuerpo, vellosidades y forma de los ojos presentes en ambos sexos (figuras 42).
- ❑ Al finalizar se introdujeron en tubos de 5 ml con alcohol 70% se rotularon con nombre del municipio, código, tipo de trampa CDC (intradomiciliar, peridomiciliar y Mata (vegetación), género y número de individuos colectados en su respectiva trampa (figura 43).



Figura 41. Hielera con los recipientes colectores de las trampas para sacrificio de los organismos.



Figura 42. Separación de individuos para su posterior identificación taxonómica.



Figura 43. Tubos rótulos con el tipo de trampa, código y género del individuo.

Fase de laboratorio

Al finalizar la fase de campo en cada muestreo, las muestras fueron trasladadas al Laboratorio de Entomología de Vectores del Centro de Investigación y Desarrollo en Salud de la Universidad de El Salvador sede central, en donde se dispusieron a los individuos para ser procesadas para su identificación. Dentro de este apartado se utilizaron los equipos e instalaciones del centro.

Materiales y equipo Utilizados

- ✓ Microscopio de Campo Claro Marca FOCUS INSTRUMENTS
- ✓ Estereoscopio marca FOCUS INSTRUMENTS
- ✓ Cámara para Microscopios y Estereoscopio
- ✓ Estuche de disección
- ✓ Alcohol al 70%
- ✓ Agua bidestilada (Agua tipo II)
- ✓ Hidróxido de potasio(KOH)
- ✓ Lactofenol
- ✓ Ácido Acético puro
- ✓ Eugenol
- ✓ Beaker de 400 ml
- ✓ Hot plate
- ✓ Termómetro
- ✓ Tubos eppendorf de 0.5 ml
- ✓ Guías taxonómicas de Galati 2009, 2016; Ibáñez 1999-2002; Vilela 2013 y Forattini 1973.
- ✓ Software MaxEnt versión 3.4.1
- ✓ Software ArcMap versión 10.5
- ✓ Software QGIS versión 2.18
- ✓ Lupa
- ✓ Cubreobjetos
- ✓ Portaobjetos
- ✓ Guantes
- ✓ Mascarilla
- ✓ Computadora
- ✓ Pinceles

Montaje e Identificación de los especímenes seleccionados

Esta fase se desarrolló en dos etapas:

- A. Etapa de montaje de Individuos
- B. Etapa de identificación taxonómica mediante morfología externa e interna

A. Etapa de Montaje de los flebótomos

Los primeros municipios se montaron utilizando el método de diafanización y clarificación recomendada por Rangel (2018), para el caso de los flebótomos colectados de los municipios de Comacarán hasta Ciudad Barrios fueron montados con el nuevo método llamado RAMG.

Diafanización y clarificación (Rangel 2018) (figura 44)

Este método consiste en pasar los individuos por una serie de lavados para asegurar y conservar estructuras externas e internas para su identificación taxonómica, cada individuo conservado en Alcohol 70% es colocado en cada uno de los pocillos en el tiempo determinados por el método por medio de la siguiente técnica (figura 45):

1. **Primer pocillo (alcohol 70%):** los flebótomos son depósitos uno por uno.
2. **Segundo pocillo (Potasio (KOH) 10% de 2 a 3 h):** Esta solución permite ablandar la quitina de cada uno de los individuos que es característica de los insectos.
3. **Tercer pocillo (Ácido acético por 20 min):** Permite neutralizar acción del potasio, retirando el exceso de residuos.
4. **Cuarto pocillo (Agua destilada por 20 minutos):** Sirve de solución limpiadora de los insectos, elimina los restos de los químicos utilizados anteriormente.
5. **Quinto pocillo (Lactofenol por 24 h):** Esta solución Diafaniza y clarifica las partes de interés tanta para hembras como para machos flebótomos.
6. Finalmente se procede al Montaje permanente en solución Entellan.

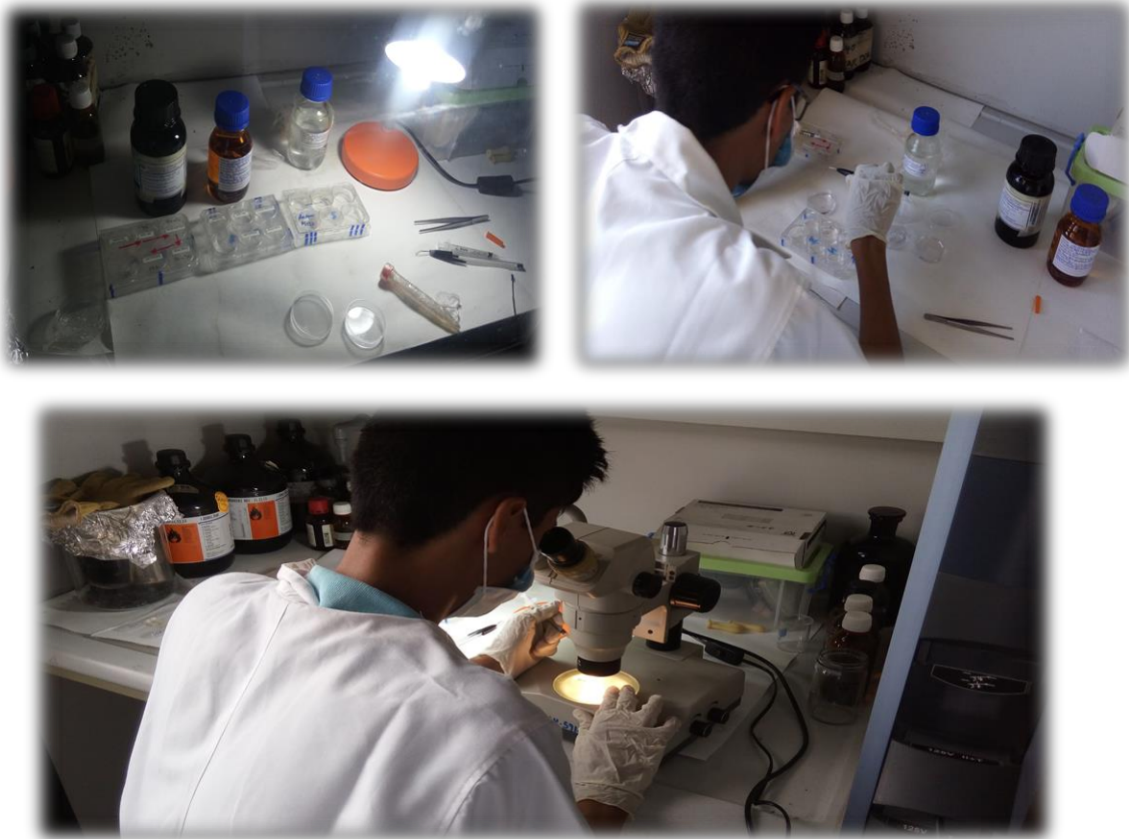


Figura 44. Proceso de diafanización y clarificación.



Figura 45. Pocillos utilizados para realizar el proceso de Diafanización y clarificación con los flebotomos.

Método de tinción de RAMG

Esta patente se desarrolló en el transcurso de la investigación, por el biólogo Guillermo Recinos-Paredes (tesista), biólogo Marcelo González-Alvarenga (tesista), Licda. Ana González (CENSALUD-UES) y Lic. Antonio Meza (MINSAL), con el objetivo de encontrar un método económico y menos nocivo a la técnica tradicional que usa reactivos que dañan las vías respiratorias al inhalar; obteniendo como resultado la siguiente serie de pasos:

1. Se parte que las muestras preservadas en alcohol 70%, se separan por sexo debidamente antes de iniciar la diafanización.
2. Se utilizó agua destilada o agua corriente para realizar el baño maría, se colocó en un beaker de 400 ml de agua y se dejó calentar hasta que alcanzará la temperatura óptima aproximadamente una hora.
3. Se colocó menos de 5 individuos (flebotomos) en cada uno de los tubos eppendorf con 0.5 ml de KOH al 10%, esta solución ayudó a ablandar la quitina presente en el exoesqueleto.
4. Cada uno de los tubos eppendorf fueron colocados en cada uno de los soportes de durapax e introducidos en baño maría.
5. Al pasar el tiempo indicado se retiraron las muestras del baño maría, se seleccionó al azar entre los tubos eppendorf, para verificar que los individuos hayan perdidos las vellosidades y el exceso de quitina (se deben observar blanquecinas las estructuras) en caso contrario no se observa esta característica se procedió:
 - a) Para aquellas muestras seleccionadas que presentan las características anteriores se pasó directamente al numeral 6.
 - b) Contrario al literal anterior, las muestras que no tenía las características requeridas se volvieron a colocar en baño maría por 30 segundos y si cumplía se procedió con el paso 6.
6. Se colocó en el primer pocillo con KOH al 10% a temperatura ambiente los individuos de los tubos eppendorf.

7. Pasado los 5 minutos, se pasó al segundo pocillo que contenía ácido acético al 3% por 15 minutos, esta solución tuvo una función neutralizadora disminuyendo el efecto del potasio.
8. Se pasó al pocillo siguiente con agua bidestilada (agua tipo II) por 20 minutos para quitar rastros que puedan quedar del uso de los reactivos anteriores (limpiador).
9. Se introdujeron los flebotomos en eugenol, para luego ser fijado permanentemente.
10. Se retiraron las muestras y se colocaron en cajas Petri, para su montaje; primero se colocó papel filtro para secar el exceso de eugenol.
11. Se procedió a preparar láminas con las muestras bien distribuidas para optimizar el espacio en la placa, colocando una gota de entellan para hidratar la muestra y facilitar la manipulación de los individuos.
12. Finalmente, luego de acomodar cada individuo se procedió a colocar una laminilla sobre él.
13. Se dejaron secar las láminas por 24 h y se procedió luego con la identificación taxonómica (figura 46).



Figura 46. Procesamiento de muestras con tinción de RAMG la cual permite disminuir el daño de usos de reactivos para la diafanización y clarificación de muestras

Fijación permanente

- I. Se procedió con el montaje de los especímenes en láminas portaobjetos, en este caso se montaron 6 individuos por lámina (ver figura 47).
- II. Los flebótomos fueron montados en líquido permanente Entellan entre la hoja y lámina con ayuda estereoscópica.
- III. Los machos fueron montados de forma lateral extendiendo las estructuras externas para una mejor visualización de las estructuras de interés.
- IV. Las hembras fueron seccionadas en tres partes: cabeza, tórax y abdomen.
- V. Se identificaron con nombre de la especie o género y asignándole un código que consistió en departamento, municipio y grupo taxonómico al que pertenece en este caso dípteros.
- VI. Una vez montados en las placas se esperaba un aproximadamente 24 h para el secado de las láminas, posteriormente se identificaban mediante guías taxonómicas.



Figura 47. Montaje de individuo en fijación permanente

B. Etapa de identificación taxonómica mediante morfología externa e interna

- I. Una vez esperado las 24 h, se procedió con la identificación taxonómica de cada uno de los flebotomos.
- II. Mediante el uso del microscopio de campo claro y estereoscopio se identificó la morfología externa utilizando guías de identificación taxonómicas, de algunos de los autores reconocidos en esta área como:
 - Forattini OP. 1973. Entomología médica. Edgard Blucher Ltda, editor. Sao paulo.
 - Galati EAB, Paulo UDS. 2009. Distribuição geográfica dos Phlebotominae (Diptera, Psychodidae) das Américas.
 - Ibáñez-Bernal S. 1999. Phlebotominae de México. I. Brumptomyia França y Parrot; Lutzomyia França, las especies de L. (Lutzomyia) França y del grupo verrucarum. Folia Entomológica Mex. 107(January 1999):61-116
 - Vilela DML and MREG. 2015. Curso de capacitación en taxonomía de flebotomíneos y vigilancia Entomológica. Documento. 16(2):39–55.

Se tomaron en cuenta las siguientes características:

A. Machos (figura 48)

- ❖ Gonostilo
- ❖ Gonocoxito
- ❖ Espinas internas y externas
- ❖ Conductos eyaculadores
- ❖ parámero.

B. Hembras (figura 49)

- ❖ Cibario
- ❖ Espermatecas
- ❖ Dientes verticales y horizontales.

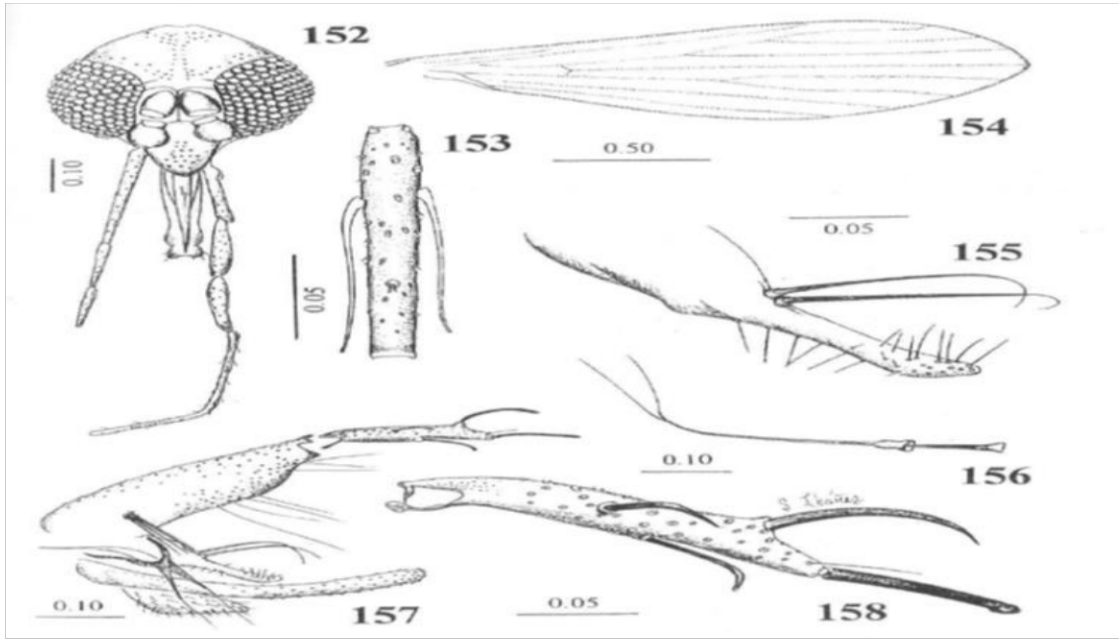


Figura 48. Esquema general de la morfología externa del Macho para identificación taxonómica: 152-cabeza; 153-flagelomero; 154-ala; 155-parámero; 156-apodema, bomba y conducto eyaculador; 157-genitales (vista lateral); 158-gonostilo (Ibáñez 1999).

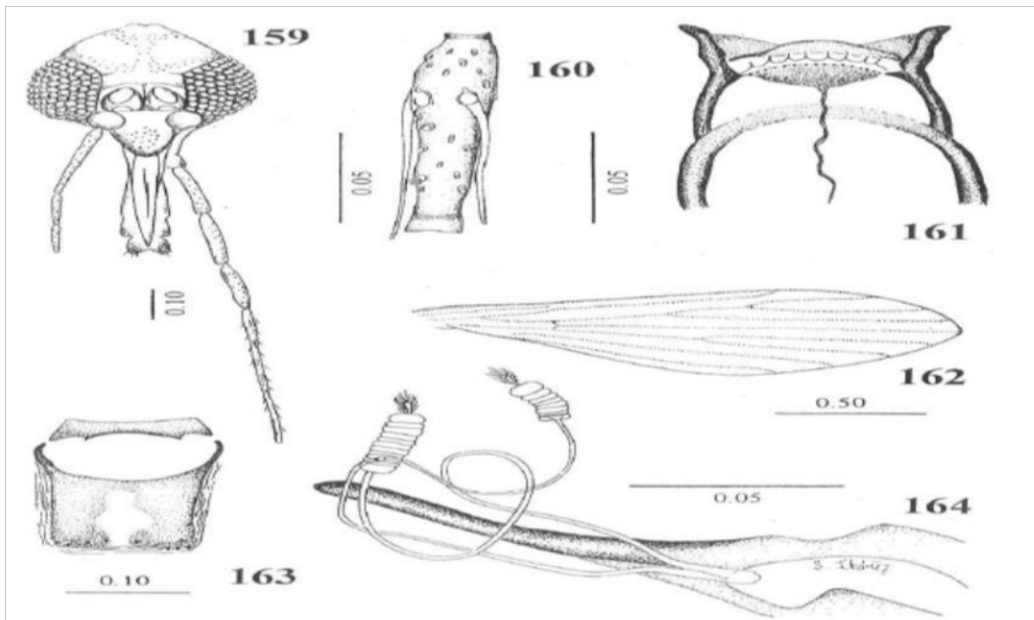


Figura 49. Esquema general de la morfología externa de una Hembra para identificación taxonómica: 159-cabeza; 160-flagelómero; 161-cibario; 163-segundo esternito abdominal; 164-espermatecas (Ibáñez 1999).

- III. Una vez identificadas los organismos, se ingresaron en una tabla Excel cada especie con sus respectivas coordenadas (formato csv) para su posterior entrada al software MaxEnt.

Entrada de matriz de datos

Una vez identificados los flebotomos se introdujeron en una matriz digital (figura 50), cada individuo se le asigno un código el cual estará formado por tres subcódigos y se procesó de la siguiente manera:

- Se integró toda la información previamente recolectada del levantamiento entomológico y los datos que se tomaron al momento de colocar la trampa de luz CDC.
- Se le asignó un código que permitirá la facilitación y ubicación dentro de la base digital y estará conformado por número que se le ha asignado al orden al que pertenece, código departamental, municipal, cantón (se utilizará el catálogo de códigos de El Salvador).
- Al finalizar quedó una base de datos digital que se entregará copia a la Unidad de Vigilancia de Enfermedades Transmitidas por Vectores (MINSAL), Laboratorio de Entomología (Escuela de biología/UES) y Laboratorio de Entomología de Vectores (LEV/CENSALUD).

	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K	L
1	Localización				Código de flebotomo							Coor
2	Departament	Municipio	Canton	Caserio	cod orde	cod Dej	cod mun	cod cant	correlativ	codigo de proyec	codigo de lami	Ln
3	San miguel	Uluazapa	Rio vargas	Palancas	2	12	20	3	1	tesis 2018	122003-P1	13.490408
4	San miguel	Uluazapa	Rio vargas	Palancas	2	12	20	3	2	tesis 2018	122003-P1	13.490408
5	San miguel	Uluazapa	Rio vargas	Palancas	2	12	20	3	3	tesis 2018	122003-P1	13.490408
6	San miguel	Uluazapa	Rio vargas	Palancas	2	12	20	3	4	tesis 2018	122003-P1	13.490408
7	San miguel	Uluazapa	Rio vargas	Palancas	2	12	20	3	5	tesis 2018	122003-P1	13.490408
8	San miguel	Uluazapa	Rio vargas	Palancas	2	12	20	3	6	tesis 2018	122003-P1	13.490408
9	San miguel	Uluazapa	Rio vargas	Palancas	2	12	20	3	7	tesis 2018	122003-P2	13.490408
10	San miguel	Uluazapa	Rio vargas	Palancas	2	12	20	3	8	tesis 2018	122003-P2	13.490408
11	San miguel	Uluazapa	Rio vargas	Palancas	2	12	20	3	9	tesis 2018	122003-P2	13.490408
12	San miguel	Uluazapa	Rio vargas	Palancas	2	12	20	3	10	tesis 2018	122003-P2	13.490408
13	San miguel	Uluazapa	Rio vargas	Palancas	2	12	20	3	11	tesis 2018	122003-P2	13.490408
14	San miguel	Uluazapa	Rio vargas	Palancas	2	12	20	3	12	tesis 2018	122003-P2	13.490408
15	San miguel	Uluazapa	Rio vargas	Palancas	2	12	20	3	13	tesis 2018	122003-P3	13.490408

Figura 50. Matriz de datos en Excel.

Análisis estadístico

Aplicación de índices de biodiversidad

Para conocer la variabilidad y características propias en el ambiente de las especies colectadas se aplicaron diferentes índices de biodiversidad, para el cálculo se utilizó los programas de Statistica (versión 12) y EstimateS (Win 910). Obteniendo los valores de Shannon-Wiener, equidad (J), Jaccard, Sorensen y de riqueza de especie estimada: ACE, ICE, Chao 2 y Jackknife 2 que permitió estimar la riqueza, abundancia y equidad de las especies.

Índices de biodiversidad

Diversidad Alfa

Índice de Shannon Wiener

Expresa la uniformidad de los valores de importancia a través de todas las especies de la muestra. Mide el grado promedio de incertidumbre en predecir a qué especie pertenece un individuo escogido al azar de una colección (Magurran, 1988; Peet, 1974; Baev y Penev, 1995). Asume que los individuos son seleccionados al azar y que todas las especies están representadas en la muestra. Adquiere valores entre cero, cuando hay una sola especie, y el logaritmo de S, cuando todas las especies están representadas por el mismo número de individuos (Magurran, 1988).

$$H' = - \sum p_i \ln p_i$$

Donde p_i = es la proporción relativa (área) de cada comunidad dentro del paisaje.

Diversidad Beta

Coefficiente de similitud de Jaccard

El intervalo de valores para este índice va de 0 cuando no hay especies compartidas entre ambos sitios, hasta 1 cuando los dos sitios tienen la misma composición de especies. Si consideramos los datos de la selva como sitio A y el cultivo como sitio B (Moreno 2001), donde se aplica la siguiente fórmula:

$$I_j = c / a + b - c$$

Donde

Donde:

a = número de especies presentes en el sitio A

b = número de especies presentes en el sitio B

c = número de especies presentes en ambos sitios A y B

Coefficiente de similitud de Sørensen

Relaciona el número de especies en común con la media aritmética de las especies en ambos sitios (Magurran, 1988 citado por moreno, 2001).

$$I_s = 2c / a + b$$

Riqueza de especies

Chao 2

Este índice provee el estimador menos sesgado para muestras pequeñas, requieren solamente datos de presencia-ausencia (Colwell y Coddington, 1994)

$$\text{Chao 2} = S + L^2 / 2M$$

En dónde:

L = número de especies que ocurren solamente en una muestra (especies "únicas").

M = número de especies que ocurren en exactamente dos muestras.

Jackknife 2

Se basa en el número de especies que ocurren solamente en una muestra, así como en el número de especies que ocurren en exactamente dos muestras (Palmer, 1990; Krebs, 1989).

$$\text{Jack 2: } S + L(2m - 3)/m - M(m - 2)^2 / m(m - 1)$$

ACE e ICE

son estimadores que utilizan datos de abundancia, basados en el concepto estadístico de cobertura de muestreo, que se refiere a la suma de las probabilidades de encontrar

especies observadas dentro del total de especies presentes, pero no observadas (Colwell et al., 2004 citado por [Bautista-Hernández et al. 2013](#)).

Análisis estadístico de chi cuadrado

La distribución observada con relación de los flebótomos con las áreas de colecta por especie se evaluó usando una prueba Chi-Cuadrado de 2-factores, también conocida como Tabla de Contingencia (Sokal & Rohlf 1969). Las pruebas estadísticas se realizaron usando una hoja de cálculo Microsoft Excel (versión 2016).

ANÁLISIS Y DISEÑO DE MAPAS

Tratamiento de datos climáticos

La utilización de las siguientes variables se debe a que influyen en la ecología del vector, por lo cual se tomaron en cuenta para ser analizadas y estudiadas.

Obtención de variables climáticas

Inicialmente se procedió a la obtención de los mapas digitales en la página de <http://www.worldclim.org/bioclim> (figura 51), donde se descargaron dos bases de datos que son: 19 variables climáticas con datos de promedio anual de cada variable (figura 52) y siete variables climáticas con promedios mensuales (figura 53) donde cada pixel representa un valor obtenido a partir de bases de datos previamente compilados y de sensores remotos de 1972-2000, ambas bases se descargaron en resolución de 30 segundos por cada 1Km² es decir que se utilizaron la mejor calidad para llevar a cabo el mapeo de datos.

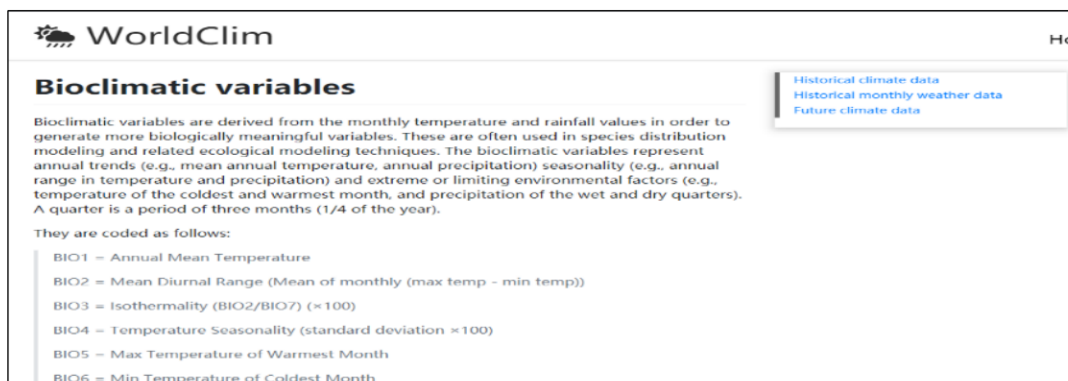


Figura 51. Página principal de Worldclim de donde se obtuvo la información en crudo de las variables climáticas.

Below you can download the standard (19) WorldClim [Bioclimatic variables](#) for WorldClim version 2. They are the average for the years 1970-2000. Each download is a "zip" file containing 19 GeoTiff (.tif) files, one for each month of the [variables](#).

variable	10 minutes	5 minutes	2.5 minutes	30 seconds
Bioclimatic variables	bio 10m	bio 5m	bio 2.5m	bio 30s

Figura 52. Área de descargas para las 19 variables climáticas de promedio anual en sus cuatro categorías de resolución de datos.

variable	10 minutes	5 minutes	2.5 minutes	30 seconds
minimum temperature (°C)	tmin 10m	tmin 5m	tmin 2.5m	tmin 30s
maximum temperature (°C)	tmax 10m	tmax 5m	tmax 2.5m	tmax 30s
average temperature (°C)	tavg 10m	tavg 5m	tavg 2.5m	tavg 30s
precipitation (mm)	prec 10m	prec 5m	prec 2.5m	prec 30s
solar radiation ($\text{kJ m}^{-2} \text{day}^{-1}$)	srad 10m	srad 5m	srad 2.5m	srad 30s
wind speed (m s^{-1})	wind 10m	wind 5m	wind 2.5m	wind 30s
water vapor pressure (kPa)	vapr 10m	vapr 5m	vapr 2.5m	vapr 30s

Figura 53. Área de descargas para las siete variables climáticas de promedio mensual en sus cuatro categorías de resolución de datos.

Nomenclatura de variables

Para llevar a cabo un correcto uso y adecuado tratamiento de las variables climáticas y biofísicas por lo cual se procedió a diseñar una nomenclatura para el nombramiento de cada uno de los datos (debido a que en su totalidad fueron 107 datos en el tratamiento), se presenta a continuación en la tabla 5 en donde se identifican el nombramiento de las variables:

Tabla 5. Tabla resumen de las variables climáticas obtenidas de worldclim

Nombre original de variable	Nombre asignado para el tratamiento	Descripción
Wc2.0_bio_30s_01	bio_1	Temperatura media anual
Wc2.0_bio_30s_02	bio_2	Rango de temperatura diurno medio (media de todos los meses (temperatura máxima – temperatura mínima))
Wc2.0_bio_30s_03	bio_3	Isotermalidad (bio_2/bio_7) (*100)
Wc2.0_bio_30s_04	bio_4	Estacionalidad de temperatura (desviación estándar*100)
Wc2.0_bio_30s_05	bio_5	Temperatura máxima del mes más caliente
Wc2.0_bio_30s_06	bio_6	Temperatura mínima del mes más frío
Wc2.0_bio_30s_07	bio_7	Rango de temperatura anual (bio_5 – bio_6)
Wc2.0_bio_30s_08	bio_8	Temperatura media del trimestre más húmedo
Wc2.0_bio_30s_09	bio_9	Temperatura media del trimestre más seco
Wc2.0_bio_30s_10	bio_10	Temperatura media del trimestre más frío
Wc2.0_bio_30s_11	bio_11	Temperatura media del trimestre más caliente
Wc2.0_bio_30s_12	bio_12	Precipitación total anual
Wc2.0_bio_30s_13	bio_13	Precipitación del mes más húmedo
Wc2.0_bio_30s_14	bio_14	Precipitación del mes más seco
Wc2.0_bio_30s_15	bio_15	Estacionalidad de la precipitación (coeficiente de variación)
Wc2.0_bio_30s_16	bio_16	Precipitación del trimestre más húmedo
Wc2.0_bio_30s_17	bio_17	Precipitación del trimestre más seco
Wc2.0_bio_30s_18	bio_18	Precipitación del trimestre más caliente
Wc2.0_bio_30s_19	bio_19	Precipitación del trimestre más frío
Wc2.0_bio_30s_prec_1 a Wc2.0_bio_30s_prec_12	bio_20 a bio_31	Promedio mensual de la precipitación del mes de enero al mes de diciembre
Wc2.0_bio_30s_srad_1 a Wc2.0_bio_30s_srad_12	bio_32 a bio_43	Promedio mensual de la radiación solar del mes de enero al mes de diciembre
Wc2.0_bio_30s_tavg_1 a Wc2.0_bio_30s_tavg_12	bio_44 a bio_55	Promedio mensual del promedio de temperatura del mes de enero al mes de diciembre
Wc2.0_bio_30s_tmax_1 a Wc2.0_bio_30s_tmax_12	bio_56 a bio_67	Promedio mensual de la temperatura máxima del mes de enero al mes de diciembre
Wc2.0_bio_30s_tmin_1 a Wc2.0_bio_30s_tmin_12	bio_68 a bio_79	Promedio mensual de la temperatura mínima del mes de enero al mes de diciembre
Wc2.0_bio_30s_vapr_1 a Wc2.0_bio_30s_vapr_12	bio_80 a bio_91	Promedio mensual de la presión del vapor de agua del mes de enero al mes de diciembre
Wc2.0_bio_30s_wind_1 a Wc2.0_bio_30s_wind_12	bio_92 a bio_103	Promedio mensual de la velocidad del viento del mes de enero al mes de diciembre
Pedológico	bio_104	Es el tipo de suelo que se compone el departamento de San Miguel.
Vegetación	bio_105	Es la vegetación presente en el departamento de San Miguel.
Elevación	bio_106	Es la elevación para el departamento de San Miguel en relación a los metros del nivel del mar (msnm)
Agrologico	bio_107	Es el uso de suelo para el departamento de San Miguel.

Formato de ráster

Para el tratamiento de variables se realizó una serie de pasos que llevarán dichos datos a poder ser corridos dentro de nuestro software MaxEnt. Primero se cargo la variable climática en crudo, es decir en formato ráster (estructura de datos formada por una matriz de píxeles) (figura 54).

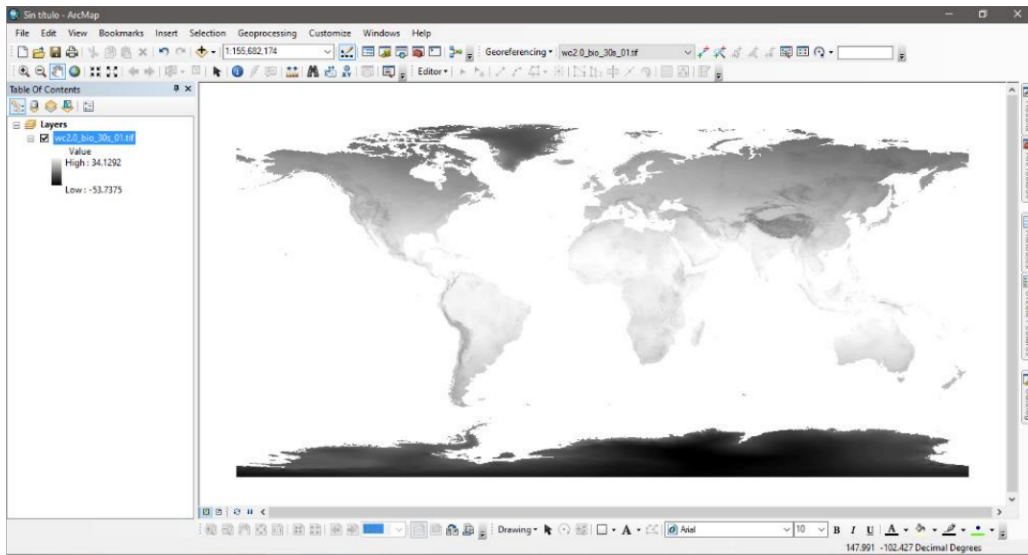


Figura 54. Despliegue de nuestra variable climática en el área de trabajo de ArcMap versión 10.5.

A continuación por medio de la caja de herramientas (ArcToolBox), se seleccionó la opción de herramientas de análisis espacial (Spatial Analyst Tool) en donde se dio clic en extracción (Extract), finalmente nos desplego una ventana emergente con el nombre extracción de máscara (Extract by Mask); dentro de dicha ventana se colocó en el campo de input raster a la variable climática, en el segundo campo con el nombre Input raster of feature mask data (se cargó a su vez la capa del departamento San Miguel en formato shafile) seleccionando la capa de San Miguel, para terminar este proceso el último campo con el nombre de Output raster será el directorio en donde se guardó nuestra extracción de datos (figura 55).

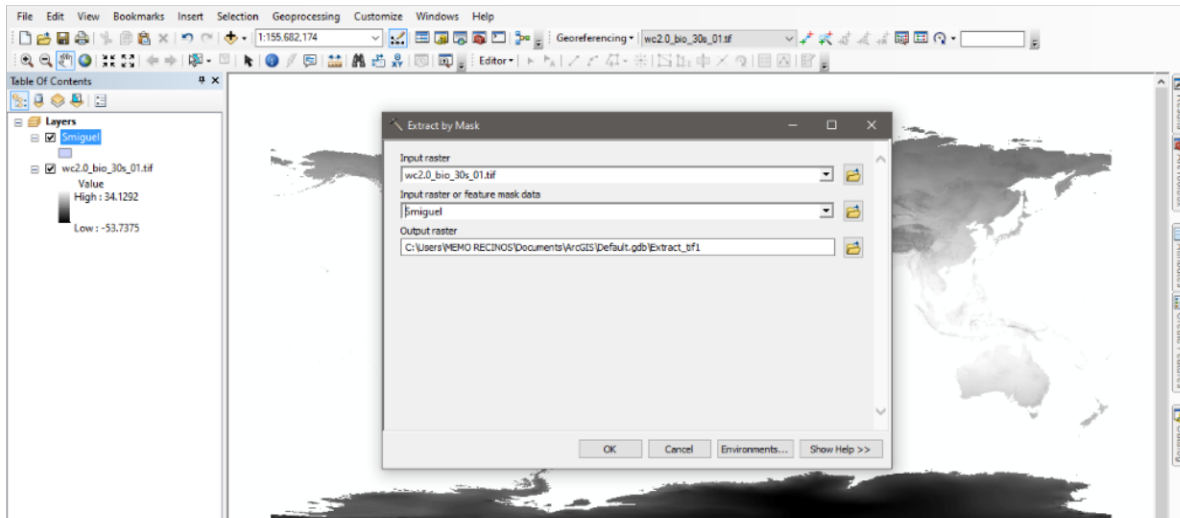


Figura 55. Extracción de datos a variable climática en formato ráster.

Después del anterior paso, se obtuvo del mapa mundial de cada una de las variables climáticas los mapas digitales del departamento de San Miguel con los datos interpolados de las variables ambientales que se descargaron de Worldclim en forma de ráster (se obtuvieron 103 mapas de dicho departamento) (figura 56).

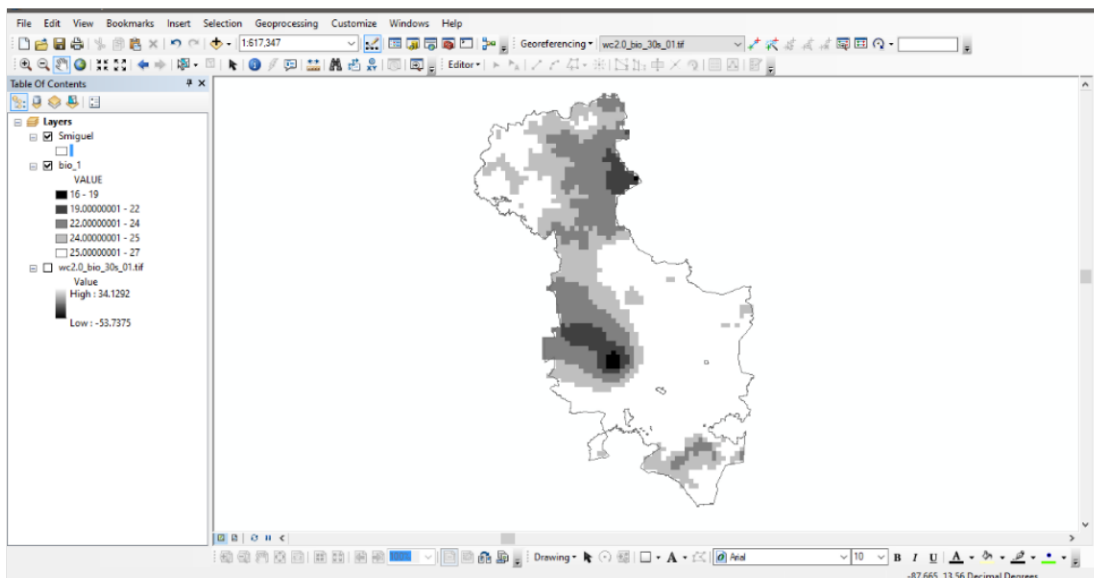


Figura 56. Representación del resultado obtenido de una extracción de datos al nivel de departamento de San Miguel.

Formato ascii tratando las variables obtenidas de worlclim

Después de dicha extracción de datos, se procedió a tratar los datos de crudo (formato ráster) a la extensión ascii (.ASC) el cual es el formato de entrada admitido por el software MaxEnt para esto seguimos el siguiente proceso a repetir para cada una de las variables climáticas con las que se trabajaron. Primero se cargó el ráster de la variable que convertiremos (el área de trabajo); utilizando la caja de herramientas se seleccionó la opción de herramientas de conversión (conversion tools) dentro de este se desplego varias opciones de conversión y se le dio clic a “de raster” (from Raster) dentro de este se desplegaron varias opciones nuevamente y nos dirigiremos a la opción de Raster to Ascii que nos presenta un cuadro en donde se le dio clic a la opción raster, al que se debe convertir y la carpeta donde lo necesitamos guardar, al momento de darle ok a la ventana procedió la conversión; lo anterior se realizó para los 103 datos de variables con los que se trabajó (figura 57)

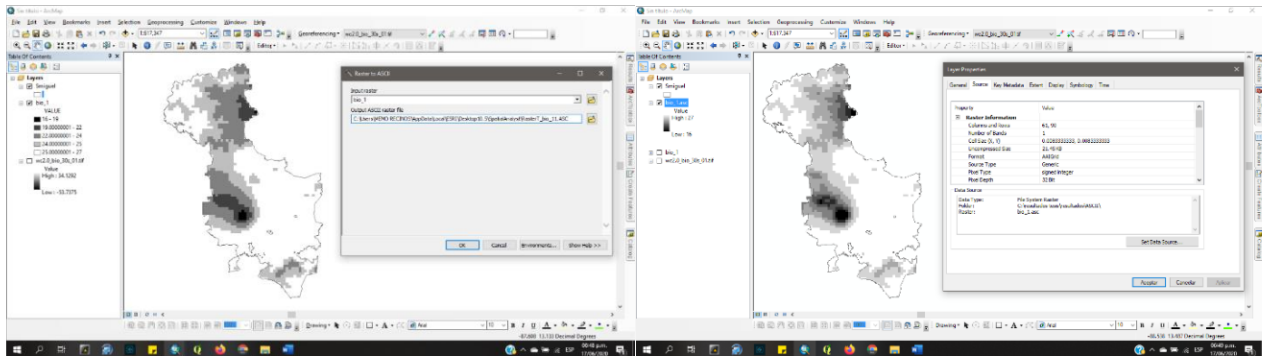


Figura 57. Transformación de variable ambiental de raster a ascii (.asc).

Formato ascii tratando las variables biofísicas utilizando el programa r-studio (versión_1.1.463)

Debido a dificultades técnicas que no permitían hacer los mismos pasos que las variables climáticas de worldclim se optó utilizar programación en R para procesar dichas variables para que sean admitidas en el software MaxEnt; se trabajaron a partir de los ráster en formato de imagen (.tiff) para las variables biofísicas: agrológico, pedológico, altura y vegetación; primeramente se crearon un par de carpetas donde permita realizar el proceso

(una carpeta donde se guarde los datos en crudo y otra carpeta donde se ira colocando los resultados, a continuación se abrio el programa para llevar a cabo el proceso (figura 58).

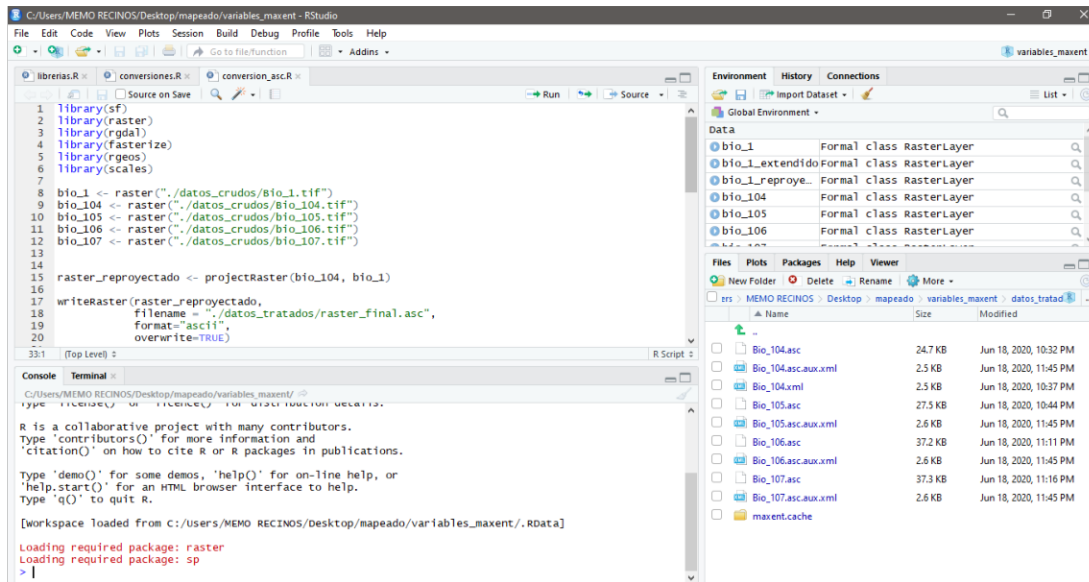


Figura 58. Se presenta el área de trabajo en r studio versión 1.1.463

Ejecutando el programa se procedió a descargar los paquetes que nos permiten procesar los datos en formato tiff; estos son: library (sf), library (raster), library (rgdal), library (fasterize), library (rgeos), library (scales) cada uno de los anteriores paquetes de acceso gratuito nos permitió ejecutar comandos para que nuestras variables biofísicas estuvieran adecuadas para su respectivo análisis dentro del uso de MaxEnt. Para que nuestros variables estuvieran en el formato ascii se ejecutaron la siguiente secuencia de comandos diseñados por el Lic. Saul Gámez (de la Universidad Autónoma de San Luis Potosí/Escuela Técnica Superior de Colonia):

```
raster_reproyectado <- projectRaster(bio_104, bio_1)
writeRaster(raster_reproyectado,
            filename = "./datos_tratados/raster_final.asc",
            format="ascii",
            overwrite=TRUE)
compareRaster(raster_reproyectado, bio_1)
```


Para que el modelo se calibre y sea utilizado posteriormente los datos de ocurrencia, Townsend (2014) propone datos de entrenamiento que su función es calibrar el modelo y los datos de evaluación que su función es evaluar el modelo ya calibrado para producir la distribución de ocurrencia de las especies (figura 60), para esto se configuró que nos dieran cinco repeticiones (o posibles escenarios) de mapas de distribución potencial para el género *Lutzomyia* (flebotomos); al finalizar las debidas corridas de datos se obtuvo cinco mapas potenciales para las variables bioclimáticas promedio anuales, cinco mapas para las variables bioclimáticas promedio mensuales y cinco mapas para las variables biofísicas.

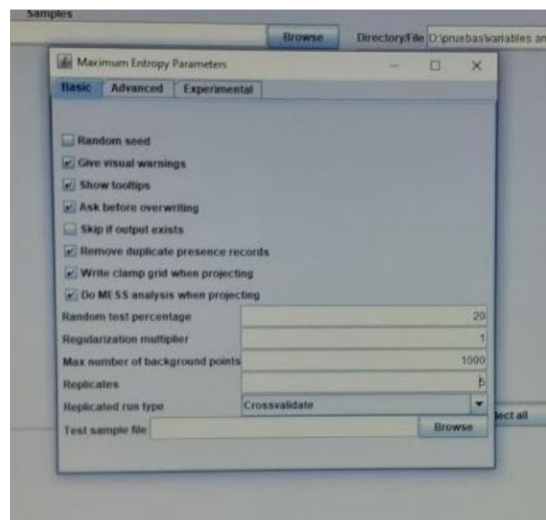
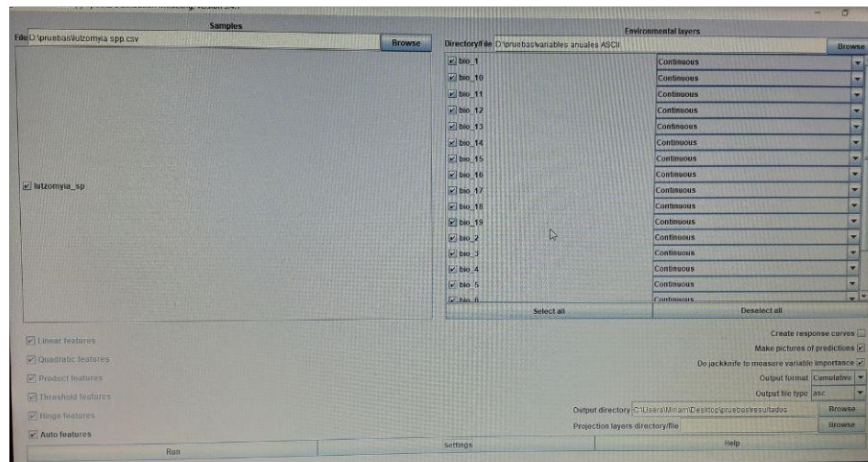


Figura 60. Área de trabajo que posee el software MaxEnt con los datos debidamente cargado y configurado para el análisis.

Resultados

Resultados generales de los flebotomos colectados en los 19 puntos de muestreo en el departamento de San Miguel en los meses de septiembre y noviembre de 2018 y enero de 2019.

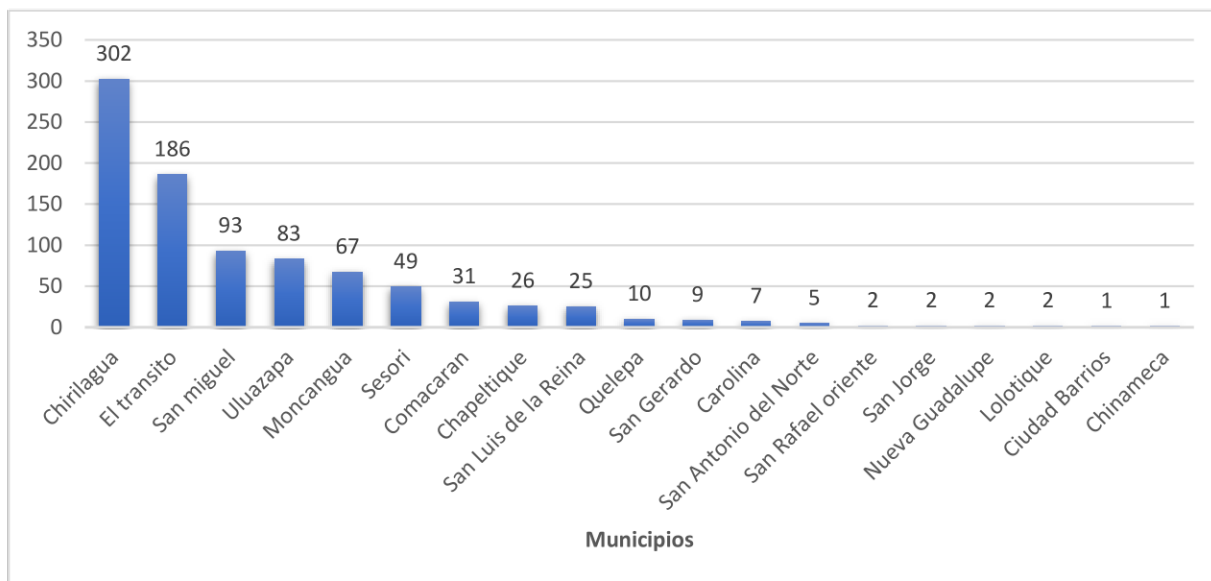
Individuos por municipio

Tabla 6. Total de flebotomos colectados por municipio dentro del departamento de San Miguel.

Departamento	Municipio	Total de Flebotomos	% Flebotomos Observado	% Esperado Promedio
San Miguel	Chirilagua	302	33.4	5.3
	El Tránsito	186	20.6	5.3
	San Miguel	93	10.3	5.3
	Uluazapa	83	9.2	5.3
	Moncangua	67	7.4	5.3
	Sesori	49	5.4	5.3
	Comacarán	31	3.4	5.3
	Chapeltique	26	2.9	5.3
	San Luis de la Reina	25	2.8	5.3
	Quelepa	10	1.1	5.3
	San Gerardo	9	1.0	5.3
	Carolina	7	0.8	5.3
	San Antonio del Norte	5	0.6	5.3
	San Rafael Oriente	2	0.2	5.3
	San Jorge	2	0.2	5.3
	Nueva Guadalupe	2	0.2	5.3
	Lolotique	2	0.2	5.3
	Ciudad Barrios	1	0.1	5.3
	Chinameca	1	0.1	5.3
	Total	903	100	100

En la tabla anterior en relación al porcentaje esperado para todos los municipios es de 5.3%, sin embargo se evidencia un mayor porcentaje observado 6 de los 19 municipios los cuales son Chirilagua (33.4%), El Tránsito (20.6%), San Miguel (10.3%), Uluazapa (9.2%), Moncagua (7.4%) y Sesori (5.4%); con valor $p = 4.44499E^{-43}$ indicando una distribución diferente a los esperado en los municipios.

Gráfica 1. Total de flebotomos colectados por municipio del departamento de San Miguel. El Salvador. 2018-2019



En el gráfico 1 se corroboran los datos de la tabla 6, en donde se muestra los municipios con mayor y menor número de individuos

Individuos sexados por municipio

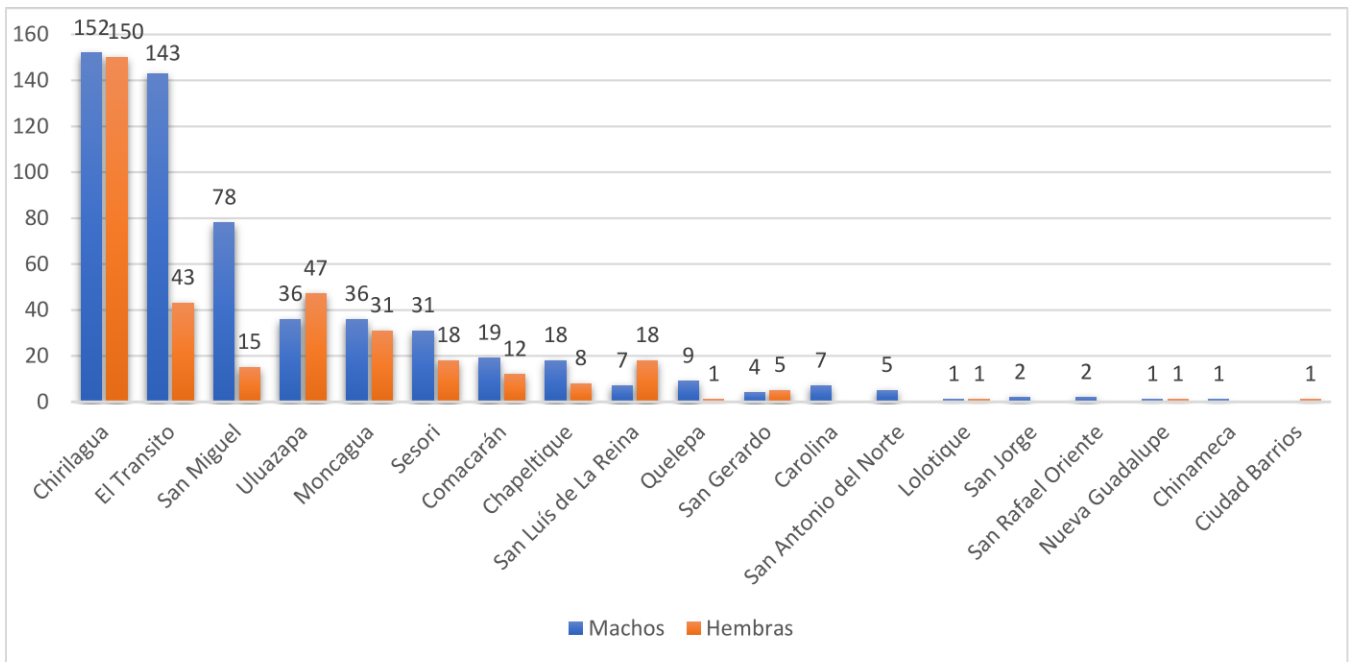
Tabla 7. Cantidad de machos y hembras colectados en el departamento de San Miguel por municipio.

Departamento	Municipio	Sexo		Total de Flebotomos	Prueba de Chi Cuadrado		
		Hembra	Macho		Hembra % Observado	% Macho Observado	% Esperado
San Miguel	Chirilagua	152	150	302	50.3	49.7	50
	El Tránsito	143	43	186	76.9	23.1	50
	San Miguel	78	15	93	83.9	16.1	50
	Uluazapa	36	47	83	43.4	56.6	50
	Moncangua	36	31	67	53.7	46.3	50
	Sesori	31	18	49	63.3	36.7	50
	Comacarán	19	12	31	61.3	38.7	50
	Chapeltique	18	8	26	69.2	30.8	50
	San Luís de La Reina	7	18	25	28.0	72.0	50
	Quelepa	9	1	10	90.0	10.0	50
	San Gerardo	4	5	9	44.4	55.6	50
	Carolina	7	0	7	100.0	0.0	50
	San Antonio del Norte	5	0	5	100.0	0.0	50
	Lolotique	1	1	2	50.0	50.0	50
	San Jorge	2	0	2	100.0	0.0	50
	San Rafael Oriente	2	0	2	100.0	0.0	50
	Nueva Guadalupe	1	1	2	50.0	50.0	50
	Chinameca	1	0	1	100.0	0.0	50
	Ciudad Barrios	0	1	1	0.0	100.0	50
Total	19	552	351	903	1.39E-72		

Con respecto a la tabla anterior en relación al porcentaje esperado para los municipios en relación al sexo de los flebotomos es de 50%, sin embargo el porcentaje observado en relación a la distribución de hembras fue mayor en 13 de los 19 municipios que son Chirilagua (50.3%), El Tránsito (76.9%), San Miguel (83.9%), Moncagua (53.7%), Sesori (63.3%), Comacarán (61.3%), Chapeltique (69.2%), Quelepa (90%), Carolina (100%), San Antonio del Norte (100%), San Jorge (100%), San Rafael Oriente (100%) y Chinameca (100%); con respecto a los machos fue mayor en 4 de los 19 municipios que son Uluazapa

(56.6%), San Luis de la Reina (72%), San Gerardo (55.6%) y Ciudad Barrios (100%), con la distribución por sexo dentro de los municipios fue diferente a lo esperado con $p = 1.39E-72$; pero dentro de 2 municipios con respecto al sexo de los flebotomos fue igual a lo esperado los cuales son Lolotique (50%) y Nueva Guadalupe (50%).

Gráfica 2. Cantidad de flebotomos por sexo.



La gráfica anterior muestra la comparación del número de flebotomos tanto de machos como de hembras por municipios, esta permitió comparar la cantidad de individuos por género, por ejemplo, el municipio de Chirilagua presento la mayor cantidad de machos y hembras con 150 y 152 respectivamente, San Miguel y El Tránsito tuvieron mayor número de hembras con 143 y 78; Lolotique, Nueva Guadalupe, Chinameca y Ciudad Barrios solamente reportaron un menor número de individuos en ambos sexos.

Cantidad de individuos por especies y por municipio en las tres áreas de colecta.

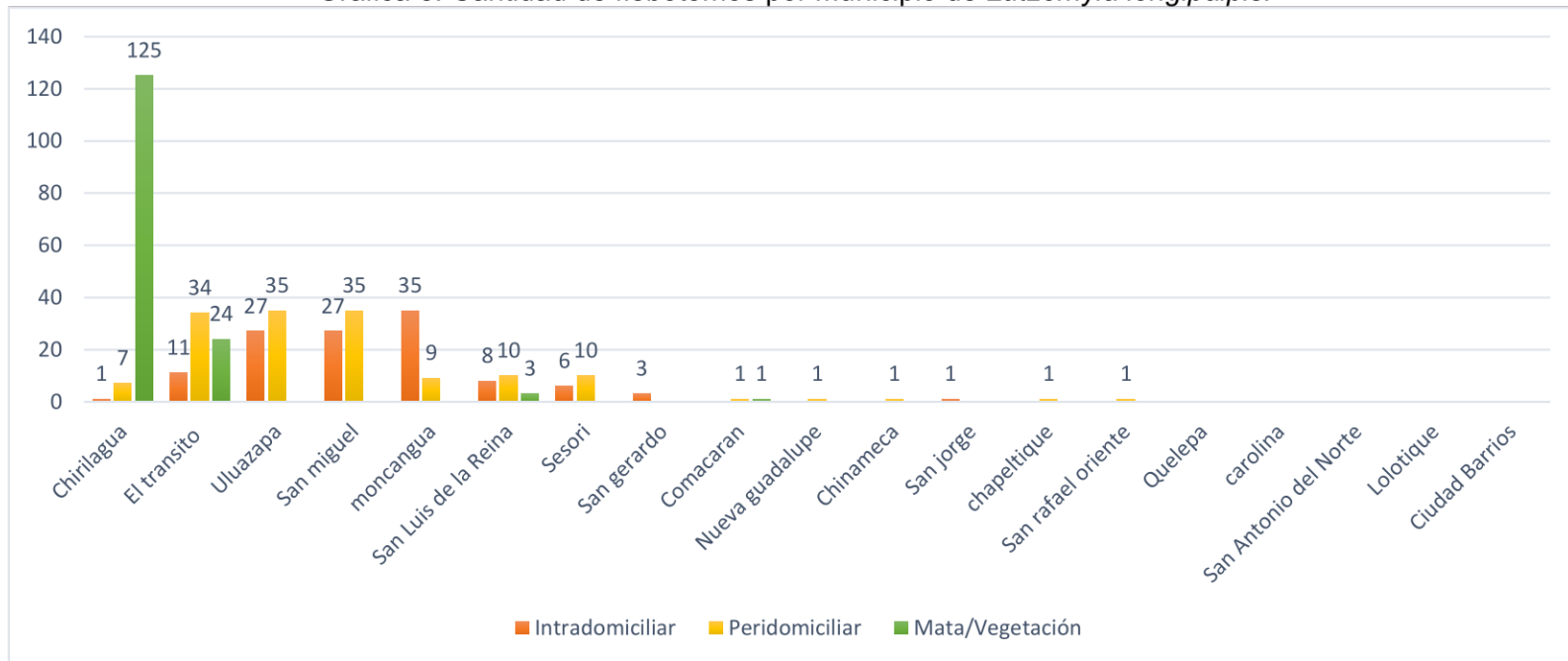
Tabla 8. Total de flebótomos de *Lutzomyia longipalpis* por municipio.

Municipio	Intradomiciliar	%	Peridomiciliar	%	Mata/Vegetación	%	Total	Valor - P
Chirilagua	1	0.8	7	5.3	125	94.0	133	4.18E-37
El Tránsito	11	15.9	34	49.3	24	5.8	69	0.0002
Uluazapa	27	43.5	35	56.5	0	0.0	62	3.04E-12
San Miguel	27	43.5	35	56.5	0	0.0	62	3.04E-12
Moncangua	35	79.5	9	20.5	0	0.0	44	3.48E-23
San Luis de la Reina	8	38.1	10	47.6	3	14.3	21	0.0001
Sesori	6	37.5	10	62.5	0	0.0	16	9.42E-14
San Gerardo	3	100.0	0	0.0	0	0.0	3	1.34E-44
Comacarán	0	0.0	1	50.0	1	50.0	2	1.07E-11
Nueva Guadalupe	0	0.0	1	100.0	0	0.0	1	1.34E-44
Chinameca	0	0.0	1	100.0	0	0.0	1	1.34E-44
San Jorge	1	100.0	0	0.0	0	0.0	1	1.34E-44
Chapelrique	0	0.0	1	100.0	0	0.0	1	1.34E-44
San Rafael Oriente	0	0.0	1	100.0	0	0.0	1	1.34E-44
Quelepa	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Carolina	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Antonio del Norte	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Lolotique	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Ciudad Barrios	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Total	119	28.5	145	34.8	153	36.7	417	

X: evidencio insuficientes datos para realizar análisis.

En la tabla anterior la distribución de *Lutzomyia longipalpis* con relación a las áreas de colecta fue diferente a lo esperado en 14 de 19 municipios, que son Chirilagua ($p = 4.18E-37$), El Tránsito ($p=0.0002$), Uluazapa ($p=3.04E-12$), San Miguel ($p=3.04E-12$), Moncangua ($p=3.48E-23$), San Luis de la Reina ($p=0.0001$), Sesori ($p=9.42E-14$), San Gerardo ($p=1.34E-44$), Comacarán ($p=1.34E-44$), Nueva Guadalupe ($p=1.34E-44$), Chinameca ($p=1.34E-44$), San Jorge ($p=1.34E-44$), Chapeltique ($p=1.34E-44$) y San Rafael Oriente ($p=1.34E-44$).

Gráfica 3. Cantidad de flebótomos por Municipio de *Lutzomyia longipalpis*.



La gráfica anterior muestra la cantidad de individuos por municipio de las tres zonas de muestreo en donde podemos observar a Chirilagua y El Tránsito con el mayor número en mata/vegetación, además de Moncagua que presentó solo mayor cantidad en el área intradomiciliar y un menor número o sin presencia en San Gerardo, San Antonio del Norte, San Rafael Oriente, Lolotique y Ciudad Barrios.

Tabla 9. Total de individuos de *Lutzomyia cruciata* por municipio.

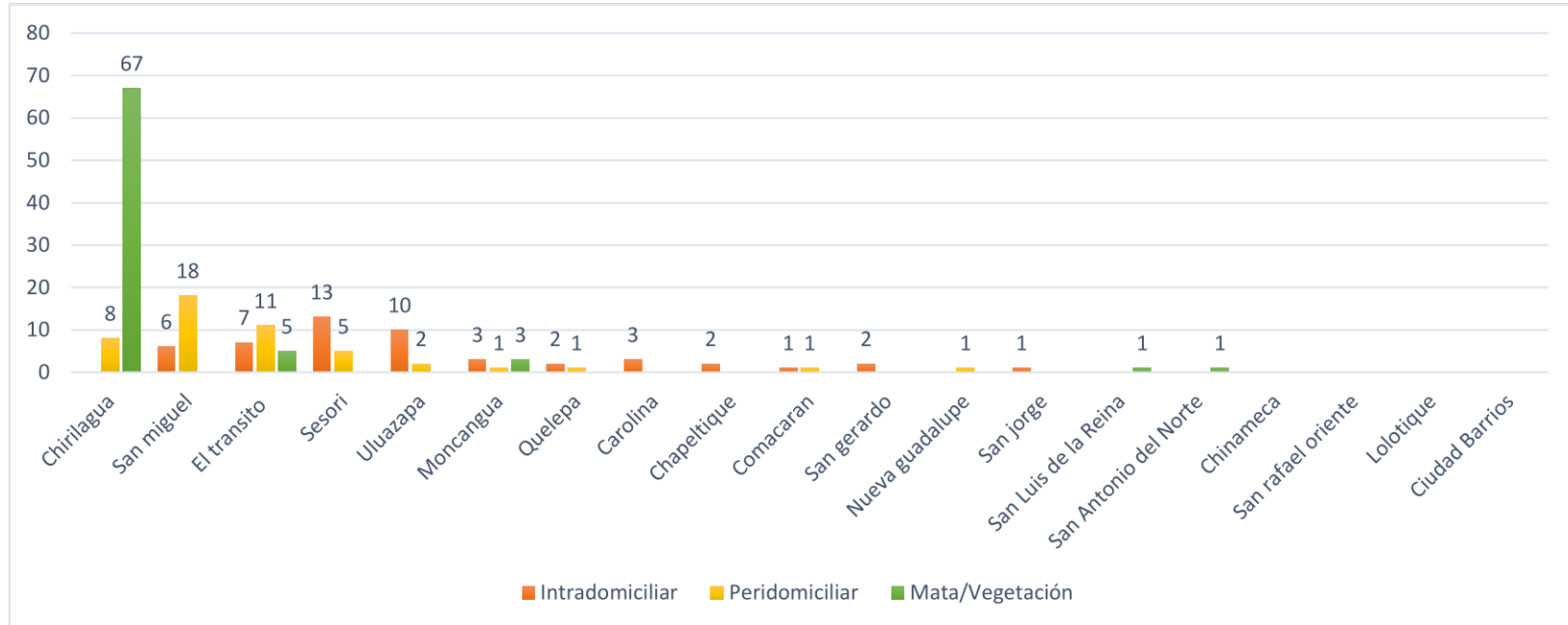
Municipio	Intradomiciliar	%	Peridomiciliar	%	Mata/Vegetación	%	Total	Valor - P
Chirilagua	0	0.0	8	10.7	67	89.3	75	4.67E-32
San Miguel	6	25.0	18	75.0	0	0.0	24	6.38E-20
El Tránsito	7	30.4	11	47.8	5	21.7	23	0.0047
Sesori	13	72.2	5	27.8	0	0.0	18	3.40E-18
Uluazapa	10	83.3	2	16.7	0	0.0	12	2.55E-26
Moncangua	3	42.9	1	14.3	3	42.9	7	0.00026
Quelepa	2	66.7	1	33.3	0	0.0	3	2.37E-15
Carolina	3	100.0	0	0.0	0	0.0	3	1.34E-44
Chapeltique	2	100.0	0	0.0	0	0.0	2	1.34E-44
Comacarán	1	50.0	1	50.0	0	0.0	2	1.07E-11
San Gerardo	2	100.0	0	0.0	0	0.0	2	1.34E-44
Nueva Guadalupe	0	0.0	1	100.0	0	0.0	1	1.34E-44
San Jorge	1	100.0	0	0.0	0	0.0	1	1.34E-44
San Luis de la Reina	0	0.0	0	0.0	1	100.0	1	1.34E-44
San Antonio del Norte	0	0.0	0	0.0	1	100.0	1	X
Chinameca	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Rafael Oriente	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Lolotique	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Ciudad Barrios	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Total	50	28.6	48	27.4	77	44.0	175	

X: evidencio insuficientes datos para realizar análisis.

En la tabla anterior la distribución de *Lutzomyia cruciata* con relación a las áreas de colecta fue diferente a lo esperado en 14 de 19 municipios, que son Chirilagua ($p=6.38E-20$), San Miguel ($p=6.38E-20$), El Tránsito ($p=0.0047$), Sesori ($p=3.40E-18$), Uluazapa ($p=2.55E-26$), Moncangua ($p=0.00026$), Quelepa ($p=2.37E-15$), Carolina ($p=1.34E-44$), Chapeltique ($p=1.34E-44$), Comacarán

($p=1.07E-11$), San Gerardo ($p=1.34E-44$), Nueva Guadalupe ($p=1.34E-44$), San Jorge ($p=1.34E-44$) y San Luis de la Reina ($p=1.34E-44$).

Gráfica 4. Cantidad de flebótomos de *Lutzomyia cruciata* por municipio.



En la gráfica anterior la cantidad de individuos presentes por municipio en este caso Chirilagua, San Miguel y El Tránsito tuvieron la mayor cantidad en intradomiciliar y peridomiciliar, salvo el último municipio que no tuvo mayor cantidad en estas áreas antes mencionadas, Lolotique y Ciudad Barrios tuvieron nula presencia de individuos.

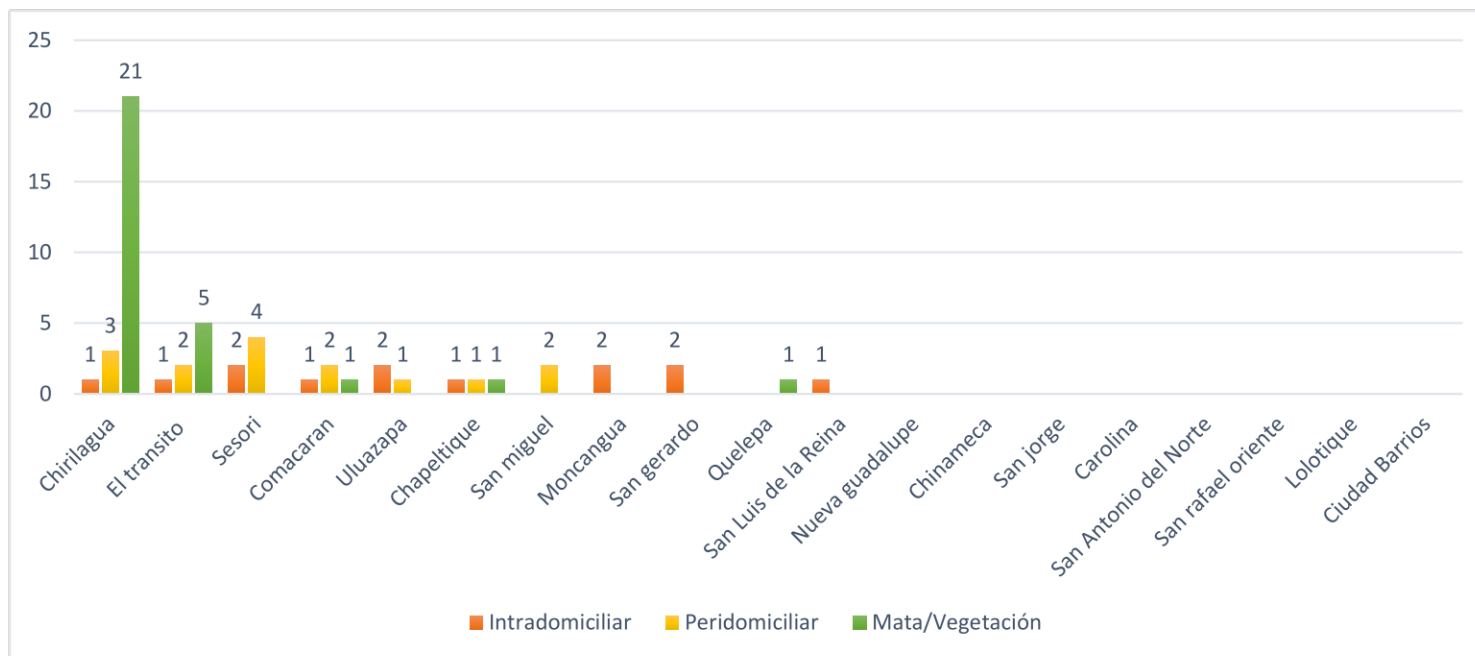
Tabla 10. Total de Individuos de *Lutzomyia gomezi* por municipio.

Municipio	Intradomiciliar	%	Peridomiciliar	%	Mata/Vegetación	%	Total	Valor - P
Chirilagua	1	4.0	3	12.0	21	84.0	25	2.81E-26
El Tránsito	1	12.5	2	25.0	5	62.5	8	1.22E-09
Sesori	2	33.3	4	66.7	0	0.0	6	2.37E-15
Comacarán	1	25.0	2	50.0	1	25.0	4	0.0018
Uluazapa	2	66.7	1	33.3	0	0.0	3	2.37E-15
Chapeltique	1	33.3	1	33.3	1	33.3	3	0.994
San Miguel	0	0	2	100.0	0	0.0	2	1.34E-44
Moncangua	2	100	0	0.0	0	0.0	2	1.34E-44
San Gerardo	2	100	0	0.0	0	0.0	2	1.34E-44
Quelepa	0	0	0	0.0	1	100.0	1	1.34E-44
San Luis de la Reina	1	100	0	0.0	0	0.0	1	1.34E-44
Nueva Guadalupe	0	0.00	0	0.0	0	0.0	0	X
Chinameca	0	0.00	0	0.0	0	0.0	0	X
San Jorge	0	0.00	0	0.0	0	0.0	0	X
Carolina	0	0.00	0	0.0	0	0.0	0	X
San Antonio del Norte	0	0.00	0	0.0	0	0.0	0	X
San Rafael Oriente	0	0.00	0	0.0	0	0.0	0	X
Lolotique	0	0.00	0	0.0	0	0.0	0	X
Ciudad Barrios	0	0.00	0	0.0	0	0.0	0	X
Total	13	22.8	15	26.3	29	50.9	57	

X: evidencio insuficientes datos para realizar análisis.

En la tabla anterior la distribución de *Lutzomyia gomezi* con relación a las áreas de colecta que fue diferente a lo esperado en 11 de 19 municipios, son Chirilagua ($p=2.81E-26$), El Tránsito ($p=1.22E-09$), Sesori ($p=2.37E-15$), Comacarán ($p=0.0018$), Uluazapa ($p=2.37E-15$), San Miguel ($p=1.34E-44$), Moncangua ($p=1.34E-44$), San Gerardo ($p=1.34E-44$), Quelepa ($p=1.34E-44$) y San Luis de la Reina ($p=1.34E-44$); con relación a las áreas de colecta fue igual a lo esperado en 1 de 19 municipios que es Chapeltique ($p=0.994$)

Gráfica 5. Cantidad de Individuos de *Lutzomyia gomezi* por municipio.



En la gráfica anterior se muestra la cantidad de flebótomos de esta especie por municipio, Chirilagua tiene el mayor número en el área de mata/vegetación seguido de El Tránsito, Sesori, Comacarán y Uluazapa; a excepción San Antonio del Norte, San Rafael Oriente, Lolotique y Ciudad Barrios no tuvieron presencia de ningún individuo.

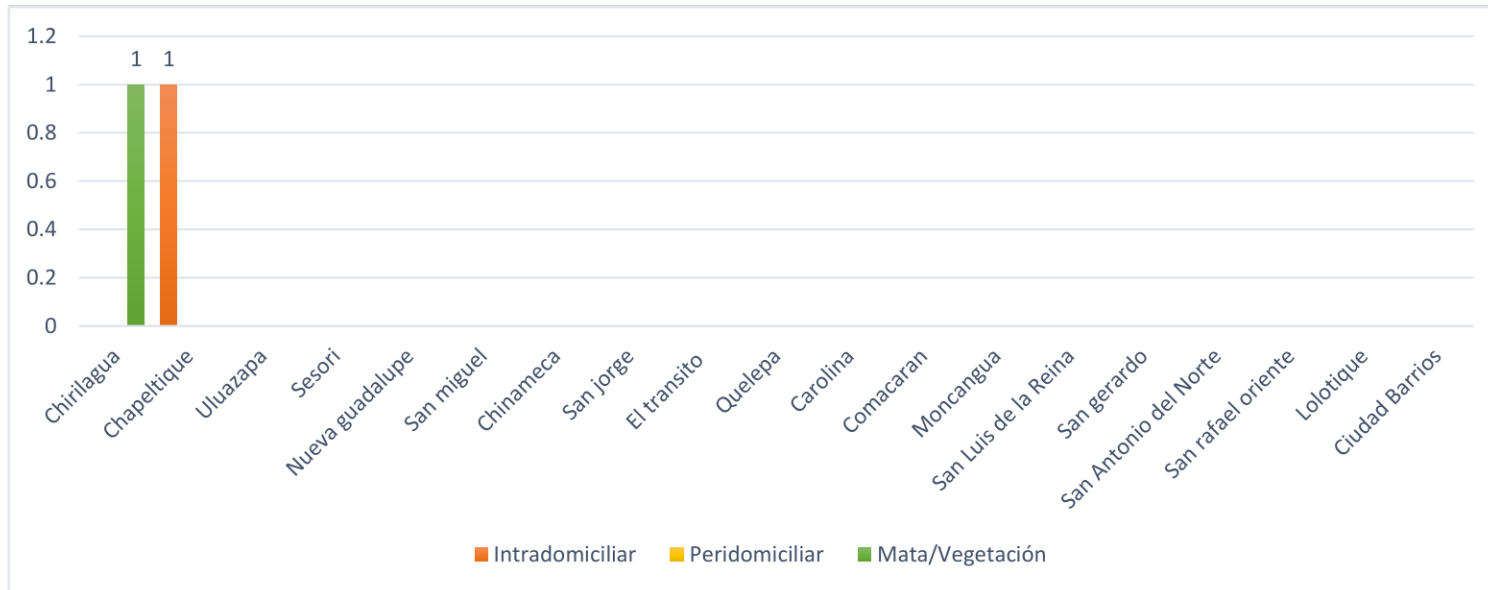
Tabla 11. Total de Individuos de *Lutzomyia durani* por municipio.

Municipio	Intradomiciliar	%	Peridomiciliar	%	Mata/Vegetación	%	Total	Valor - P
Chirilagua	0	0.0	0	0.0	1	100.0	1	1.34E-44
Chapeltique	1	100.0	0	0.0	0	0.0	1	1.34E-44
Uluazapa	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Sesori	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Nueva Guadalupe	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Miguel	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Chinameca	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Jorge	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
El Tránsito	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Quelepa	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Carolina	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Comacarán	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Moncangua	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Luis de la Reina	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Gerardo	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Antonio del Norte	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Rafael Oriente	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Lolotique	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Ciudad Barrios	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Total	1	50.0	0	0.0	1	50.0	2	

X: evidencio insuficientes datos para realizar análisis.

En la tabla anterior la distribución de *Lutzomyia durani* con relación a las áreas de colecta que fue diferente a lo esperado en 2 de 19 municipios, son Chirilagua ($p=1.34E-44$) y Chapeltique ($p=1.34E-44$).

Gráfica 6. Cantidad de individuos por municipio de *Lutzomyia durani*.



En la gráfica anterior se muestra solamente a dos municipios con presencia de flebótomos, en el área Mata/Vegetación y Intradomiciliar; los restantes municipios no presentaron ningún individuo.

Tabla 12. Total de Individuos de *Lutzomyia beltrani* por municipio

Municipio	Intradomiciliar	%	Peridomiciliar	%	Mata/Vegetación	%	Total	Valor - P
Chirilagua	0	0.0	2	33.3	4	66.7	6	1.35E-44
San Miguel	1	33.3	2	66.7	0	0.0	3	1.35E-44
Sesori	2	100.0	0	0.0	0	0.0	2	X
Nueva Guadalupe	0	0.0	0	0.0	1	100.0	1	X
Comacarán	0	0.0	0	0.0	1	100.0	1	X
Uluazapa	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Chinameca	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Jorge	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
El Tránsito	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Quelepa	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Carolina	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Chapeltique	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Moncangua	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Luis de la Reina	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Gerardo	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Antonio del Norte	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Rafael Oriente	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Lolotique	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Ciudad Barrios	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Total	3	23.1	4	30.8	6	46.2	13	

X: evidencio insuficientes datos para realizar análisis.

En la tabla anterior la distribución de *Lutzomyia beltrani* con relación a las áreas de colecta que fue diferente a lo esperado en 2 de 19 municipios, son Chirilagua ($p=1.35E-44$) y San Miguel ($p=1.35E-44$).

Gráfica 7. Cantidad de individuos por municipio de *Lutzomyia beltrani*.



En la gráfica anterior se muestra a los municipios que presentaron mayor cantidad de flebótomos: Chirilagua, San Miguel y Sesori; Nueva Guadalupe y Comacarán solamente uno y el resto de municipios no presento ninguno.

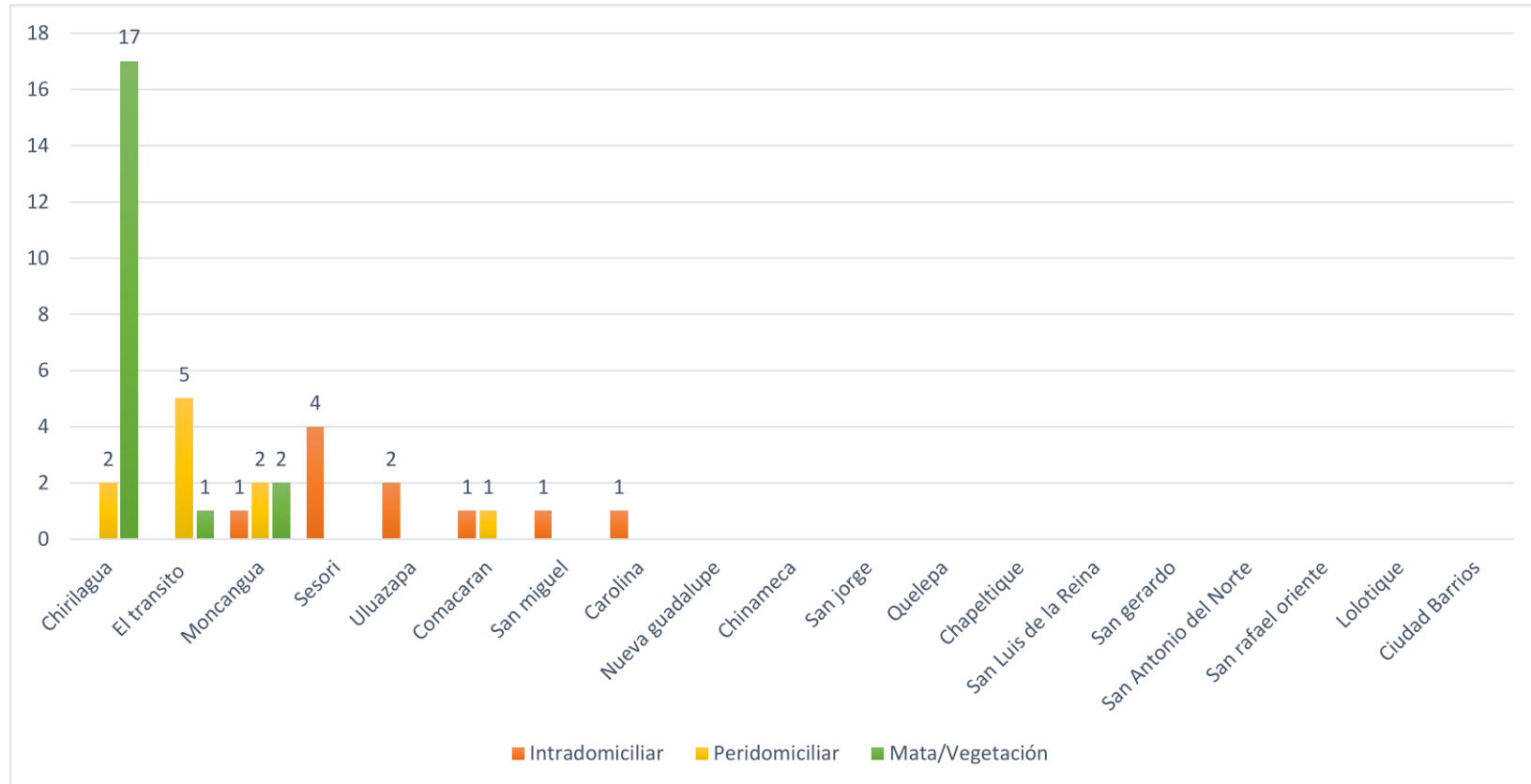
Tabla 13. Total de Individuos de *L. cayennensis cayennensis* por municipio en las tres áreas de Colecta

Municipio	Intradomiciliar	%	Peridomiciliar	%	Mata/Vegetación	%	Total	Valor - P
Chirilagua	0	0.0	2	10.5	17	89.5	19	3.34E-32
El Tránsito	0	0.0	5	83.3	1	16.7	6	2.55E-26
Moncangua	1	20.0	2	40.0	2	40.0	5	0.017
Sesori	4	100.0	0	0.0	0	0.0	4	1.34E-44
Uluazapa	2	100.0	0	0.0	0	0.0	2	1.34E-44
Comacarán	1	50.0	1	50.0	0	0.0	2	1.07E-11
San Miguel	1	100.0	0	0.0	0	0.0	1	1.34E-44
Carolina	1	100.0	0	0.0	0	0.0	1	1.34E-44
Nueva Guadalupe	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Chinameca	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Jorge	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Quelepa	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Chapeltique	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Luis de la Reina	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Gerardo	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Antonio del Norte	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Rafael Oriente	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Lolotique	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Ciudad Barrios	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Total	10	25.0	10	25.0	20	50.0	40	

X: evidencio insuficientes datos para realizar análisis.

En la tabla anterior la distribución de *Lutzomyia cayennensis cayennensis* con relación a las áreas de colecta que fue diferente a lo esperado en 8 de 19 municipios, son Chirilagua ($p=3.34E-32$), El Tránsito ($p=2.55E-26$), Moncangua ($p=.017$), Sesori ($p=1.34E-44$), Uluazapa ($p=1.34E-44$), Comacarán ($p=1.07E-11$), San Miguel ($p=1.34E-44$) y Carolina ($p=1.34E-44$).

Gráfica 8. Cantidad de individuos de *Lutzomyia cayennensis cayennensis* por municipio.



La gráfica anterior muestra al municipio de Chirilagua con la mayor cantidad de flebótomos en el área mata/vegetación, El Tránsito con presencia en el área peridomiciliar, Moncangua en el área peridomiciliar y Mata/Vegetación y Comacarán con solamente un individuo los restantes municipios no presentaron ningún individuo.

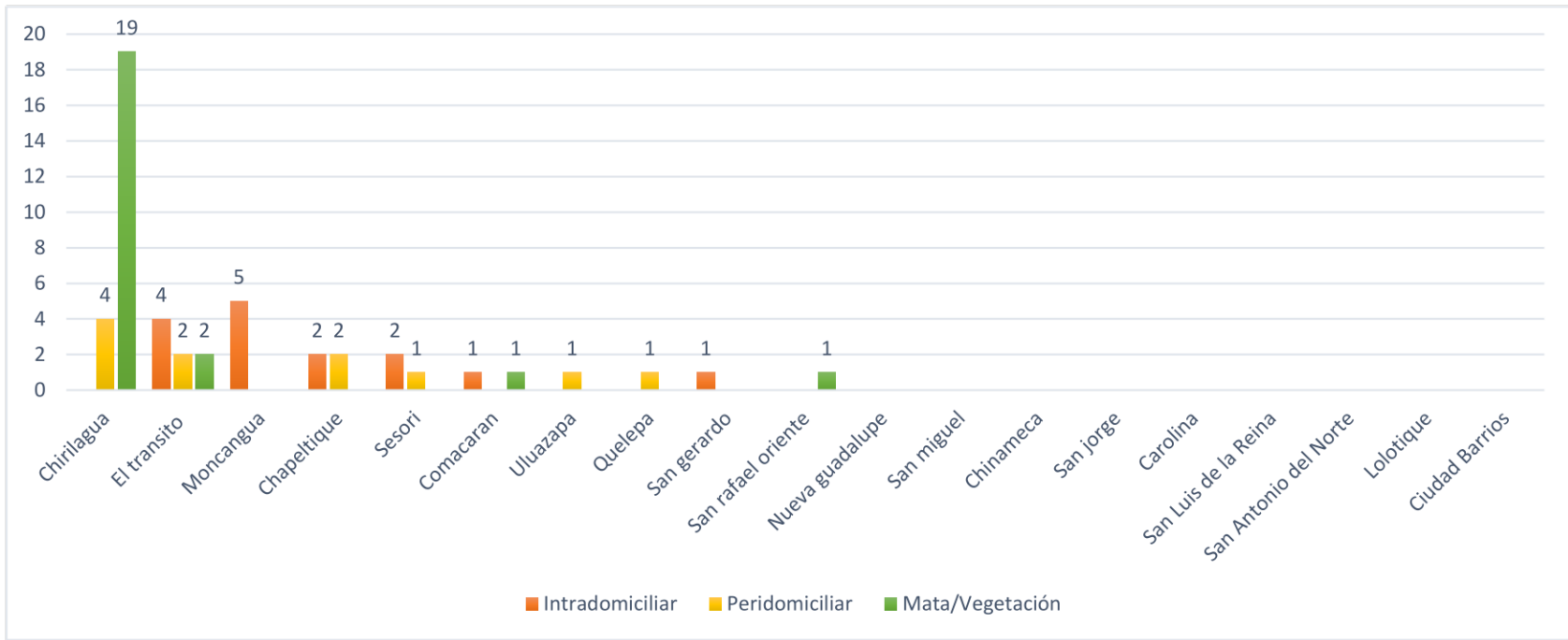
Tabla 14. Total de Individuos de *Lutzomyia chiapanesis* por municipio.

Municipio	Intradomiciliar	%	Peridomiciliar	%	Mata/Vegetación	%	Total	Valor - P
Chirilagua	0	0.0	4	17.4	19	82.6	23	4.37E-24
El Tránsito	4	50.0	2	25.0	2	25.0	8	4.76E-03
Moncangua	5	100.0	0	0.0	0	0.0	5	1.97E-37
Chapeltique	2	50.0	2	50.0	0	0.0	4	8.56E-10
Sesori	2	66.7	1	33.3	0	0.0	3	2.38E-15
Comacarán	1	50.0	0	0.0	1	50.0	2	1.57E-04
Uluazapa	0	0.0	1	100.0	0	0.0	1	4.66E-15
Quelepa	0	0.0	1	100.0	0	0.0	1	4.66E-15
San Gerardo	1	100.0	0	0.0	0	0.0	1	1.97E-37
San Rafael Oriente	0	0.0	0	0.0	1	100.0	1	1.97E-37
Nueva Guadalupe	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Miguel	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Chinameca	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Jorge	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Carolina	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Luis de la Reina	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Antonio del Norte	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Lolotique	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Ciudad Barrios	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Total	15	30.6	11	22.4	23	46.9	49	

X: evidencio insuficientes datos para realizar análisis.

En la tabla anterior la distribución de *Lutzomyia cayennensis cayennensis* con relación a las áreas de colecta que fue diferente a lo esperado en 10 de 19 municipios, son Chirilagua ($p=4.37E-24$), El Tránsito ($p=4.76E-03$), Moncangua ($p=1.97E-37$), Chapeltique ($p=8.56E-10$), Sesori ($p=2.38E-15$), Comacarán ($p=1.57E-04$), Uluazapa ($p=4.66E-15$), Quelepa ($p=4.66E-15$), San Gerardo ($p=1.97E-37$) y San Rafael Oriente ($p=1.97E-37$).

Gráfica 9. Cantidad de individuos por municipio de *Lutzomyia chiapanensis*.



En la gráfica anterior se muestra la cantidad de flebótomos por municipio y la mayor cantidad lo tiene Chirilagua en el área Mata/Vegetación seguido por El Tránsito y Moncagua en Intradomiciliar para el resto de municipio; Uluazapa, Quelepa, San Gerardo y San Rafael Oriente con solamente un Individuo y los demás no presentaron ningún individuo.

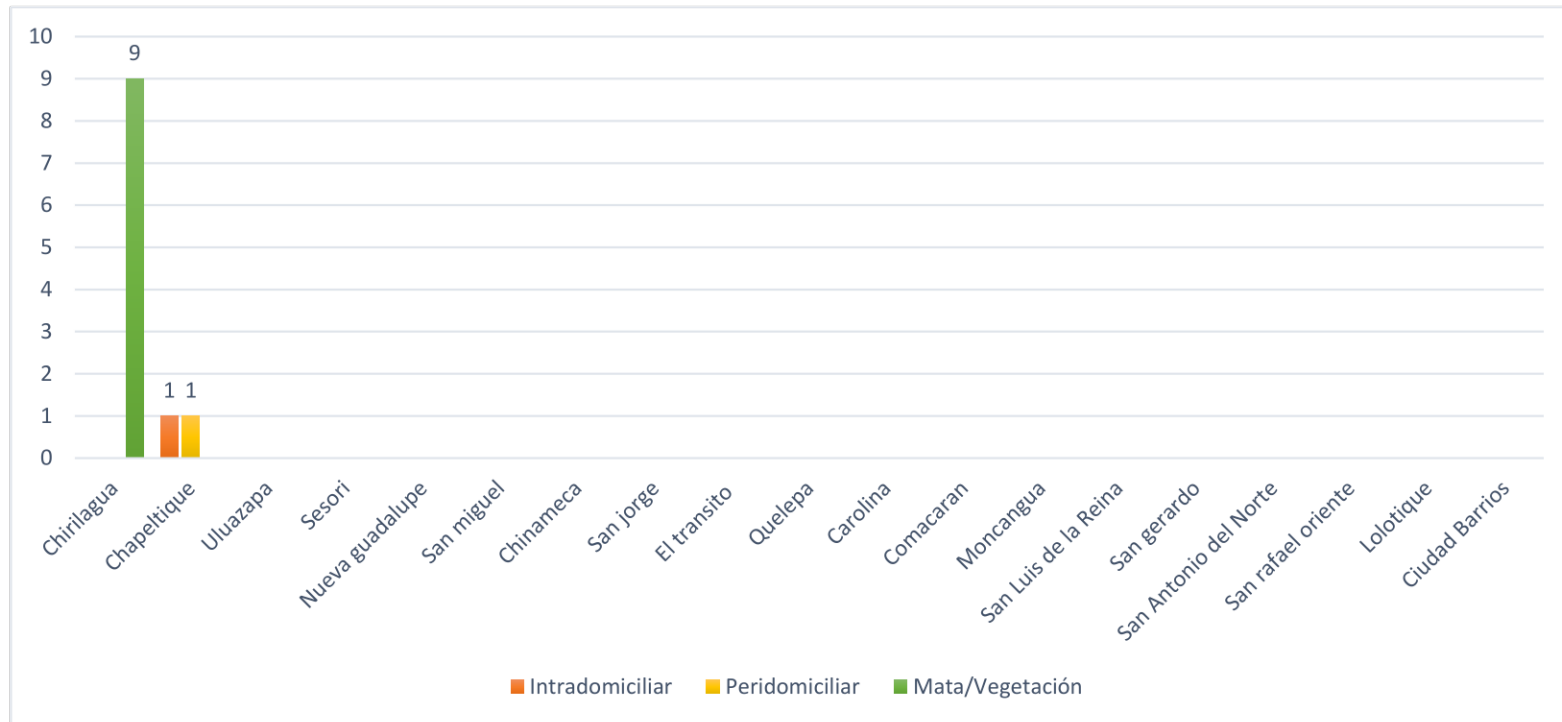
Tabla 15. Total de Individuos de *Lutzomyia evansi* por municipio.

Municipio	Intradomiciliar	%	Peridomiciliar	%	Mata/Vegetación	%	Total	Valor - P
Chirilagua	0	0.0	0	0.0	9	100.0	9	1.35E-44
Chapeltique	1	50.0	1	50.0	0	0.0	2	1.07E-11
Uluazapa	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Sesori	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Nueva Guadalupe	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Miguel	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Chinameca	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Jorge	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
El Tránsito	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Quelepa	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Carolina	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Comacarán	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Moncangua	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Luis de la Reina	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Gerardo	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Antonio del Norte	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Rafael Oriente	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Lolotique	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Ciudad Barrios	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Total	1	9.1	1	9.1	9	81.8	11	

X: evidencio insuficientes datos para realizar análisis.

En la tabla anterior la distribución de *Lutzomyia evansi* con relación a las áreas de colecta que fue diferente a lo esperado en 2 de 19 municipios, son Chirilagua ($p=1.35E-44$) y Chapeltique ($p=1.07E-11$).

Gráfica 10. Cantidad de individuos por municipio de *Lutzomyia evansi*.



En la gráfica anterior se muestra al municipio de Chirilagua con la mayor cantidad de flebótomos para esta especie solamente en el área mata/vegetación y Chapeltique con dos distribuidos en el área intradomiciliar y peridomiciliar.

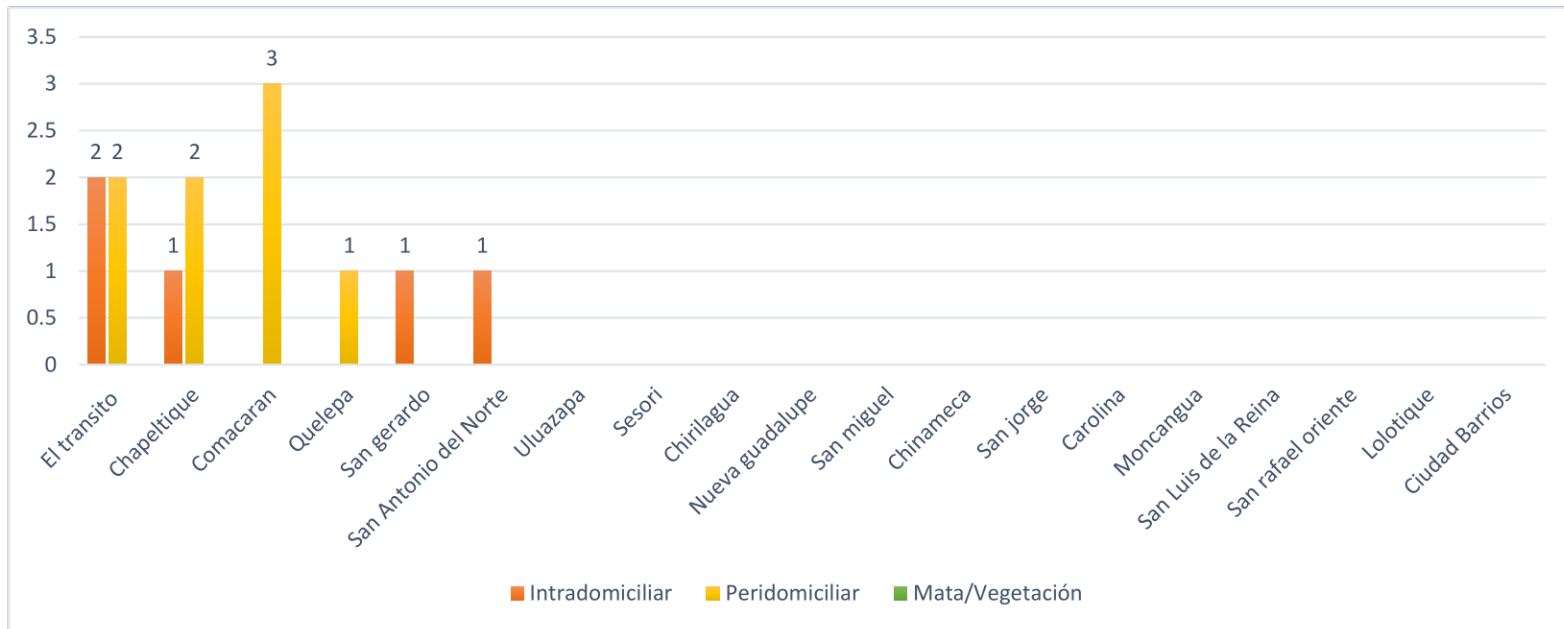
Tabla 16. Total de Individuos de *Lutzomyia deleoni* por municipio.

Municipio	Intradomiciliar	%	Peridomiciliar	%	Mata/Vegetación	%	Total	Valor - P
El Tránsito	2	50.0	2	50.0	0	0.0	4	1.07E-11
Chapeltique	1	33.3	2	66.7	0	0.0	3	2.37E-15
Comacarán	0	0.0	3	100.0	0	0.0	3	1.35E-44
Quelepa	0	0.0	1	100.0	0	0.0	1	1.35E-44
San Gerardo	1	100.0	0	0.0	0	0.0	1	1.35E-44
San Antonio del Norte	1	100.0	0	0.0	0	0.0	1	1.35E-44
Uluazapa	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Sesori	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Chirilagua	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Nueva Guadalupe	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Miguel	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Chinameca	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Jorge	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Carolina	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Moncangua	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Luis de la Reina	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Rafael Oriente	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Lolotique	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Ciudad Barrios	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Total	5	38.5	8	15.7	0	0.0	13	

X: evidencio insuficientes datos para realizar análisis.

En la tabla anterior la distribución de *Lutzomyia evansi* con relación a las áreas de colecta que fue diferente a lo esperado en 6 de 19 municipios, son El Tránsito ($p=1.07E-11$), Chapeltique ($p=2.37E-15$), Comacarán ($p=1.35E-44$), Quelepa ($p=1.35E-44$), San Gerardo ($p=1.35E-44$) y San Antonio del Norte ($p=1.35E-44$).

Gráfica 11. Cantidad de individuos por municipio de *Lutzomyia deleoni*.



En la gráfica anterior se muestra la cantidad de individuos por municipio siendo El Tránsito el que tiene la mayoría de flebotomos encontrados solamente en dos áreas la intradomiciliar y Peridomiciliar, Comacarán solamente en el área mata/vegetación, el resto de municipios como Quelepa, San Gerardo y San Antonio del Norte solamente uno.

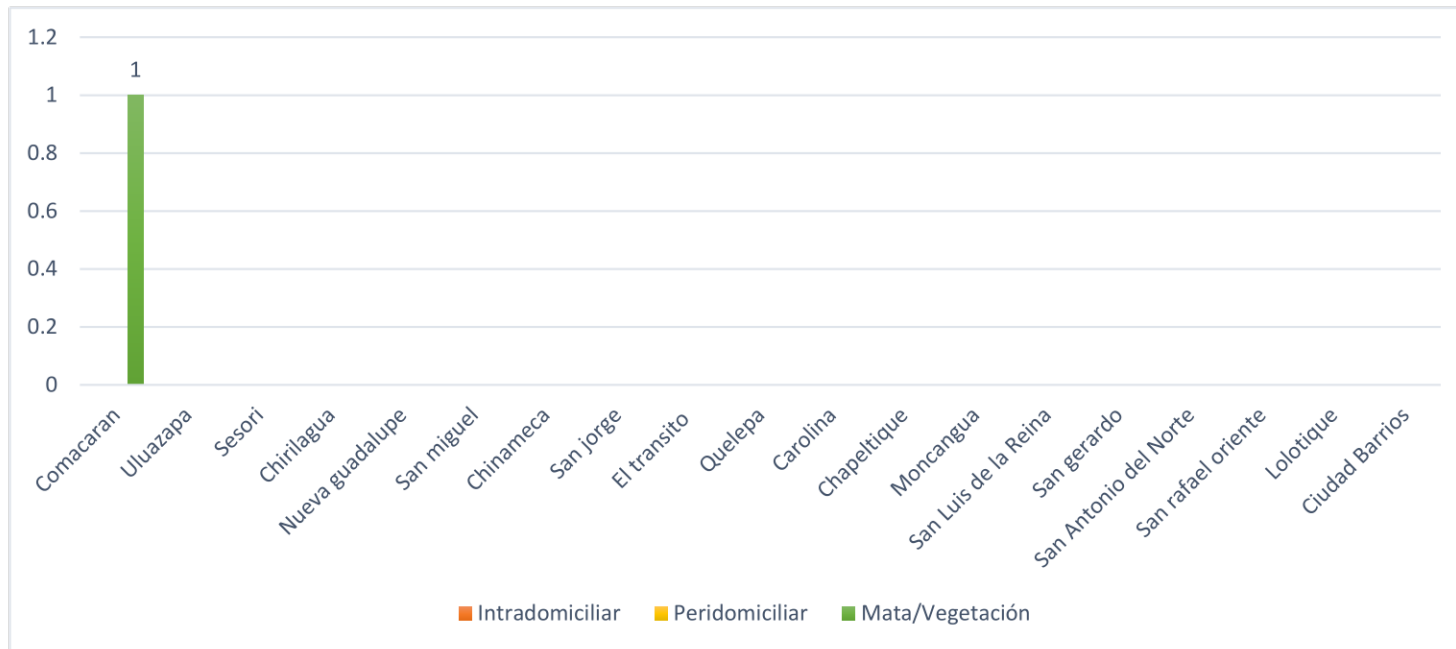
Tabla 17. Total de Individuos de *Lutzomyia dodgei* por municipio.

Municipio	Intradomiciliar	%	Peridomiciliar	%	Mata/Vegetación	%	Total	Valor - P
Comacarán	0	0.0	0	0.0	1	100.0	1	1.348E-44
Uluazapa	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Sesori	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Chirilagua	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Nueva Guadalupe	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Miguel	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Chinameca	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Jorge	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
El Tránsito	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Quelepa	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Carolina	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Chapeltique	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Moncangua	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Luis de la Reina	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Gerardo	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Antonio del Norte	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Rafael Oriente	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Lolotique	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Ciudad Barrios	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Total	0	0	0	0	1	100.0	1	

X: evidencio insuficientes datos para realizar análisis.

En la tabla anterior la distribución de *Lutzomyia dodgei* con relación a las áreas de colecta que fue diferente a lo esperado en 1 de 19 municipios, es Comacarán ($p=1.348E-44$).

Gráfica 12. Cantidad de individuos por municipio de *Lutzomyia dodgei*.



En la gráfica anterior se muestra solo al municipio de Comacarán con un flebótomo encontrado y el resto de municipio no se encontró ningún otro organismo de esta especie.

Tabla 18. Total de Individuos de *Lutzomyia spp** por municipio.

Municipio	Intradomiciliar	%	Peridomiciliar	%	Mata/Vegetación	%	Total	Valor - P
El Tránsito	23	31.5	37	50.7	13	17.8	73	0.0002
Comacarán	1	7.1	5	35.7	8	57.1	14	5.20E-09
Chapeltique	3	30.0	3	30.0	4	40.0	10	0.36
Quelepa	1	25.0	3	75.0	0	0.0	4	6.38E-20
Moncangua	2	50.0	1	25.0	1	25.0	4	0.0018
San Jorge	3	100.0	0	0.0	0	0.0	3	1.34E-44
Carolina	3	100.0	0	0.0	0	0.0	3	1.34E-44
San Luis de la Reina	0	0.0	2	66.7	1	33.3	3	2.37E-15
San Antonio del Norte	1	33.3	2	66.7	0	0.0	3	2.37E-15
Chirilagua	0	0.0	1	50.0	1	50.0	2	1.07E-11
San Miguel	0	0.0	2	100.0	0	0.0	2	1.34E-44
Lolotique	1	50.0	0	0.0	1	50.0	2	1.07E-11
Sesori	1	100.0	0	0.0	0	0.0	1	1.34E-44
Ciudad Barrios	0	0.0	1	100.0	0	0.0	1	1.34E-44
Uluazapa	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Nueva Guadalupe	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Chinameca	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Gerardo	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
San Rafael Oriente	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	X
Total	39	31.2	57	45.6	29	23.2	125	

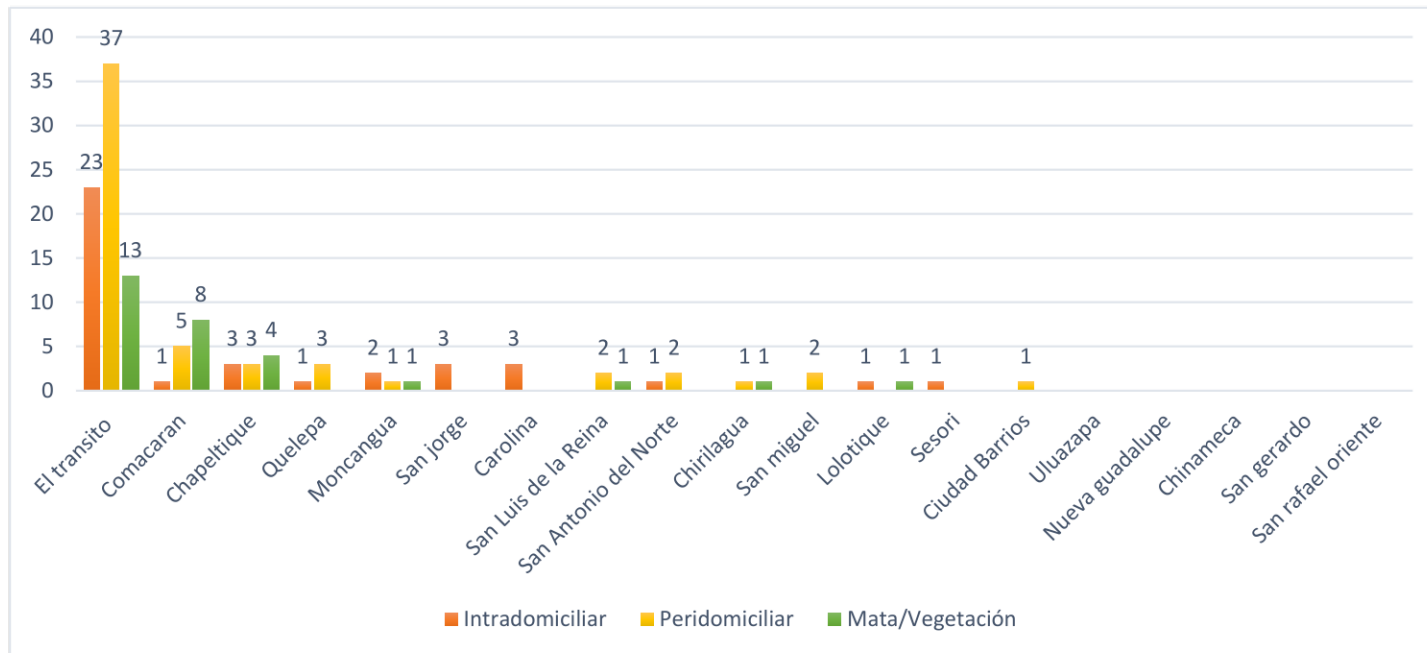
* Flebótomos que se dañaron en el proceso de diafanización y clarificación.

X: evidencio insuficientes datos para realizar análisis.

En la tabla anterior la distribución de *Lutzomyia spp** con relación a las áreas de colecta que fue diferente a lo esperado en 14 de 19 municipios, son El Tránsito ($p=0.0002$), Comacarán ($p=5.20E-09$), Quelepa ($p=6.38E-20$), Moncangua ($p=0.0018$), San Jorge

($p=1.34E-44$), Carolina ($p=1.34E-44$), San Luis de la Reina ($p=2.37E-15$), San Antonio del Norte ($p=2.37E-15$), Chirilagua ($p=1.07E-11$), San Miguel ($p=1.34E-44$), Lolotique ($p=1.07E-11$), Sesori ($p=1.34E-44$) y Ciudad Barrios ($p=1.34E-44$); mientras que un municipio presento similitud de lo observado y esperado fue Chapeltique ($p=0.36$)

Gráfica 13. Cantidad de individuos por municipio de *Lutzomyia spp.*



En la gráfica anterior se muestra a los Municipios de El Tránsito con el mayor número de flebótomos seguido de Comacaran, Chapeltique, Quelepa y Moncagua; en el caso de Ciudad Barrios solo presentó un individuo y San Gerardo no presentó ninguno individuo.

Flebótomos colectados por especie según trampa luz cdc.

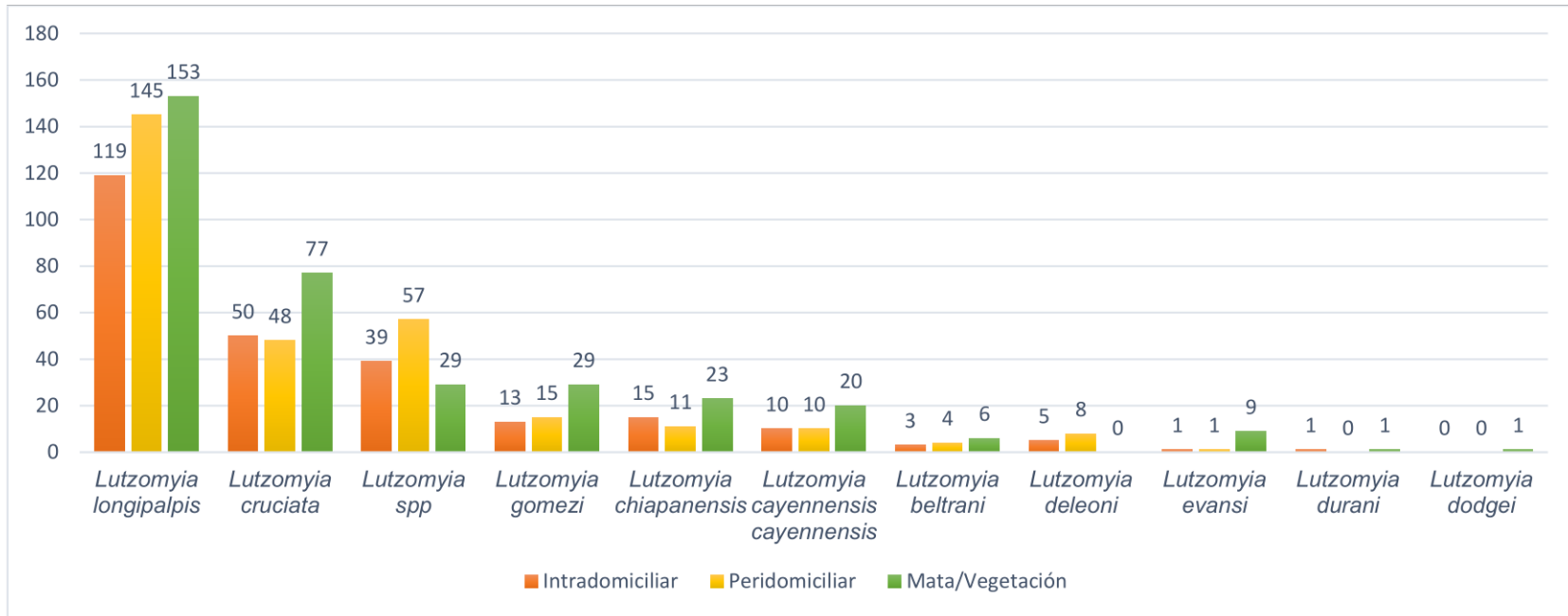
Tabla 19. Total de especies por trampa luz CDC.

Especies	Intradomiciliar	%	Peridomiciliar	%	Mata/Vegetación	%	Total	Valor - P
<i>Lutzomyia longipalpis</i>	119	28.5	145	34.8	153	36.7	417	0.573
<i>Lutzomyia cruciata</i>	50	28.6	48	27.4	77	44.0	175	0.0742
<i>Lutzomyia spp*</i>	39	31.2	57	45.6	29	23.2	125	0.0200
<i>Lutzomyia gomezi</i>	13	22.8	15	26.3	29	50.9	57	0.0008
<i>Lutzomyia chiapanensis</i>	15	30.6	11	22.4	23	46.9	49	0.0089
<i>Lutzomyia cayennensis</i> <i>cayennensis</i>	10	25.0	10	25.0	20	50.0	40	0.0018
<i>Lutzomyia beltrani</i>	3	23.1	4	30.8	6	46.2	13	0.015
<i>Lutzomyia deleoni</i>	5	38.5	8	61.5	0	0.0	13	1.89E-13
<i>Lutzomyia evansi</i>	1	9.1	1	9.1	9	81.8	11	6.23E-24
<i>Lutzomyia durani</i>	1	50.0	0	0.0	1	50.0	2	1.07E-11
<i>Lutzomyia dodgei</i>	0	0.0	0	0.0	1	100.0	1	1.34E-44
Total	256	28.3	299	33.1	348	38.5	903	

* Flebótomos que se dañaron en el proceso de diafanización y clarificación.

En la tabla anterior la distribución de flebótomos con relación a las áreas de colecta por especie que fue diferente a lo esperado en 8 de 10 de las especies, siendo estas *Lutzomyia gomezi* ($p=0.0008$), *Lutzomyia chiapanensis* ($p=0.0089$), *Lutzomyia cayennensis cayennensis* ($p=0.0018$), *Lutzomyia beltrani* ($p=0.015$), *Lutzomyia deleoni* ($p=1.89E-13$), *Lutzomyia evansi* ($p=6.23E-24$), *Lutzomyia durani* ($p=1.07E-11$) y *Lutzomyia dodgei* ($p=1.34E-44$); mientras que las especies que tuvieron una distribución igual a lo esperado fueron *Lutzomyia longipalpis* ($p=0.573$) y *Lutzomyia cruciata* ($p=0.0742$).

Gráfica 14. Número de flebótomos por especie según trampa luz CDC de colecta.



En la gráfica se muestra la cantidad de flebótomos por especies en donde *Lutzomyia Longipalpis*, *Lutzomyia cruciata*, *lutzomyia spp* y *Lutzomyia gomezi* son las especies que fueron encontradas en mayor número en las tres áreas en donde se dispuso colocar trampas luz CDC.

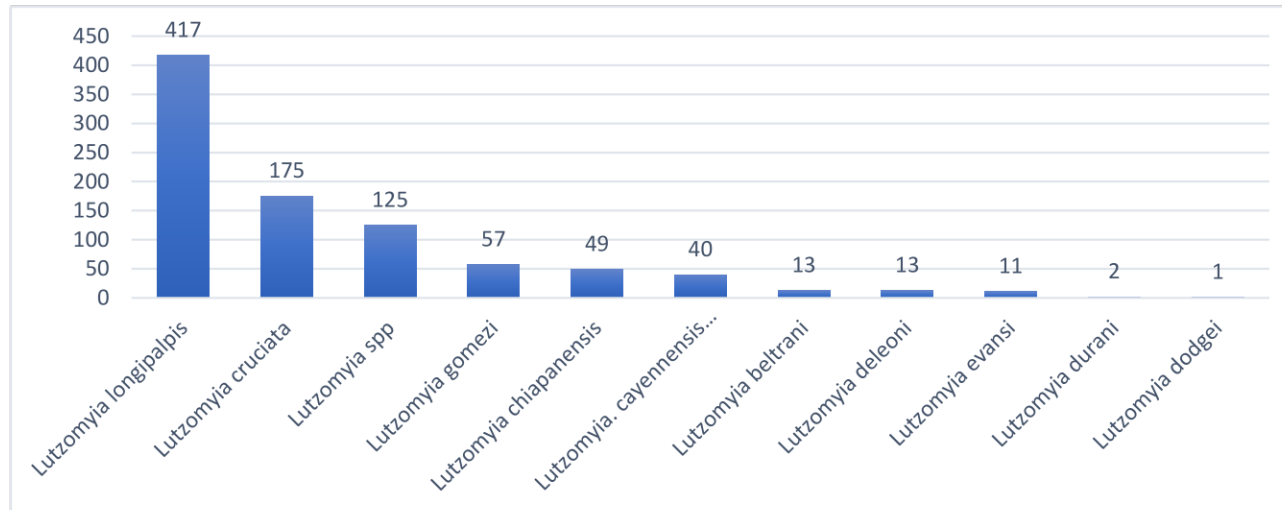
Número de individuos colectados en cada área en que se dispuso una trampa de colecta.

Tabla 20. Total de machos y Hembras por especies identificadas según trampa CDC.

Especie	Intradomiciliar		Peridomiciliar		Mata-vegetación		Subtotal		Total de Flebótomos
	Macho	Hembra	Macho	Hembra	Macho	Hembra	Macho	Hembra	
<i>Lutzomyia longipalpis</i>	56	63	73	72	102	51	231	186	417
<i>Lutzomyia cruciata</i>	9	41	3	45	4	73	16	159	175
<i>Lutzomyia spp</i>	9	30	10	47	4	25	23	102	125
<i>Lutzomyia gomezi</i>	9	4	7	8	22	7	38	19	57
<i>Lutzomyia chiapanensis</i>	10	5	3	8	12	11	25	24	49
<i>Lutzomyia. cayennensis cayennensis</i>	3	7	1	9	3	17	7	33	40
<i>Lutzomyia beltrani</i>	2	1	0	4	0	6	2	11	13
<i>Lutzomyia deleoni</i>	0	5	2	6	0	0	2	11	13
<i>Lutzomyia evansi</i>	1	0	1	0	3	6	5	6	11
<i>Lutzomyia durani</i>	1	0	0	0	0	1	1	1	2
<i>Lutzomyia dodgei</i>	0	0	0	0	1	0	1	0	1
Total	100	156	100	199	151	197	351	552	903
	256		299		348				

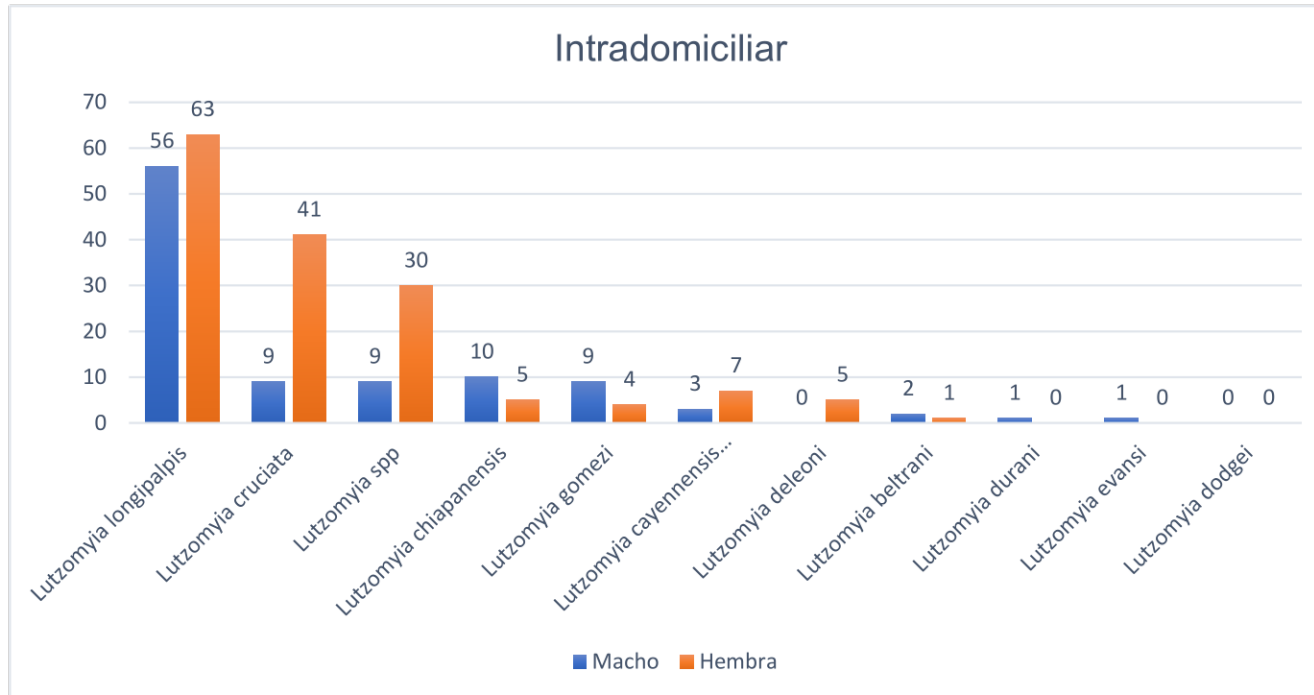
En la tabla anterior se observa a *Lutzomyia Longipalpis* con mayor número de flebótomos en total con 417 (con variable cantidad de machos y hembras en las tres áreas donde se dispuso colocar una trampa), *Lutzomyia cruciata* tuvo 175 individuos (una mayor cantidad de hembras que de macho), *Lutzomyia spp* con 125 (con mayor cantidad de hembras que de machos), *Lutzomyia Chiapanensis* y *Lutzomyia cayennensis cayennensis* con 49 y 40 individuos y con variable cantidad de machos y hembras, el resto de municipios como *Lutzomyia durani* y *Lutzomyia dodgei* solo presentaron 2 y 1 solo individuo.

Gráfico 15. Cantidad de flebótomos por especies



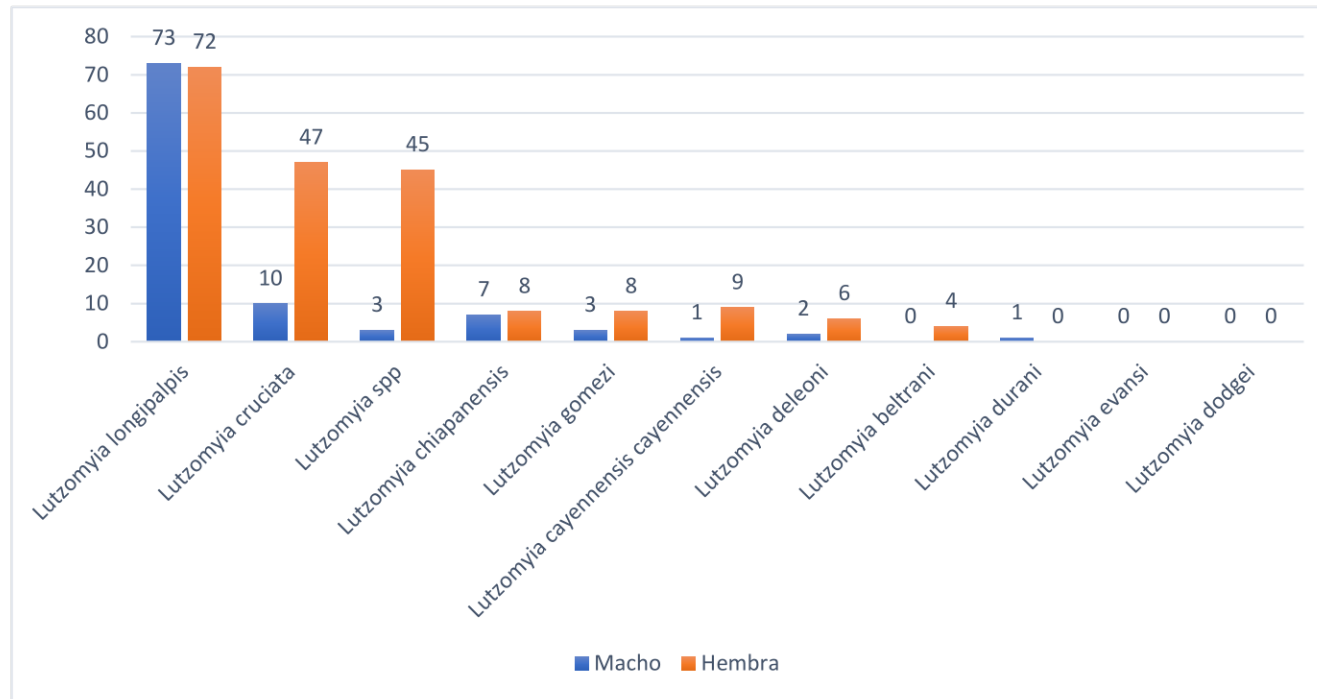
En la gráfica anterior se muestra la cantidad de flebotomos reportados en total por especie y en donde tenemos a *Lutzomyia longipalpis*, *Lutzomyia cruciata*, *Lutzomyia spp* y *Lutzomyia gomezi* con la mayor cantidad las especies con menor cantidad fueron *Lutzomyia durani* y *Lutzomyia dodgei*.

Gráfico 16. Número de flebotomos por especie y sexo en el área Intradomiciliar.



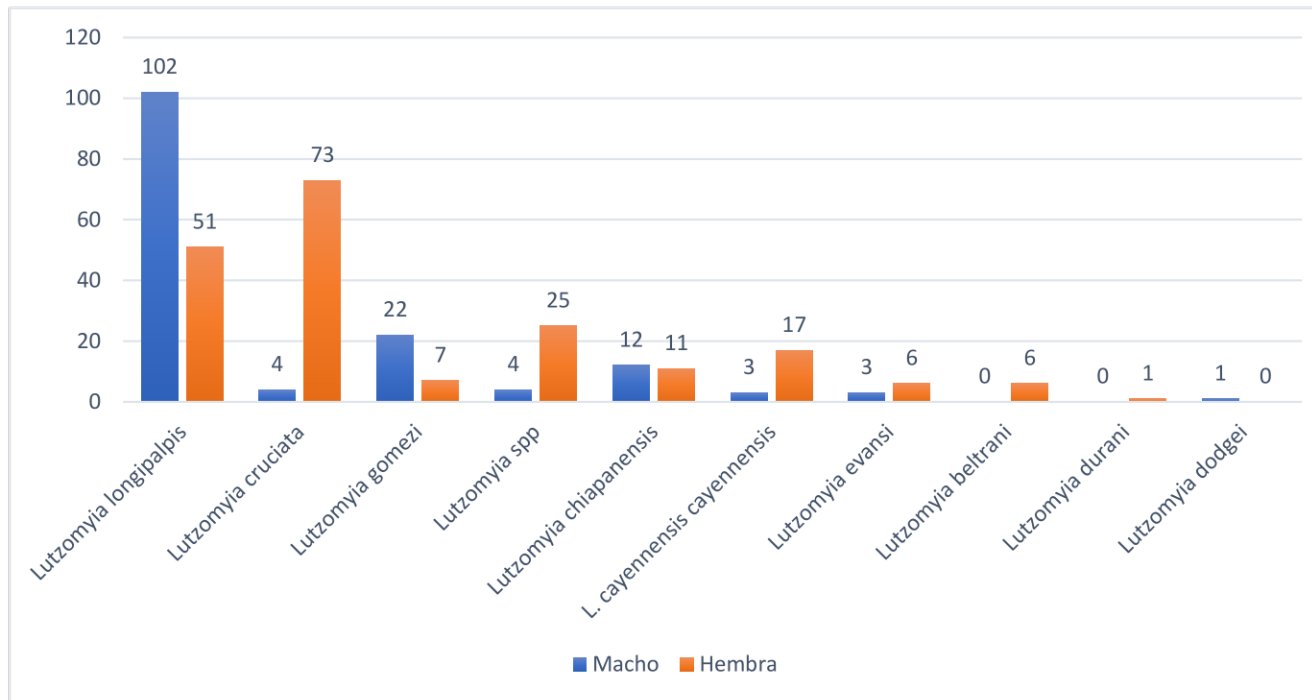
En la gráfica anterior tenemos la cantidad de machos y hembras por especie en donde *Lutzomyia longipalpis* tiene la mayor cantidad con 56 machos y 63 hembras, *Lutzomyia cruciata* con 9 machos y 41 hembras y *Lutzomyia spp* con 9 machos y 30 hembras, el resto de especies como *Lutzomyia durani* y *Lutzomyia beltrani* solamente un macho y ninguna hembra y *Lutzomyia dodgei* ningún individuo de ambos sexos.

Gráfica 17. Número de flebótomos por especie y sexo en el área Peridomiciliar



En la gráfica anterior tenemos la cantidad de machos y hembras por especie en donde *Lutzomyia longipalpis* tiene la mayor cantidad con 73 machos y 72 hembras, *Lutzomyia cruciata* con 10 machos y 47 hembras y *Lutzomyia spp* con 3 machos y 45 hembras, el resto de especies como *Lutzomyia durani* con 1 y *Lutzomyia beltrani* con 4 macho y ninguna hembra y *Lutzomyia dodgei* ningún individuo de ambos sexos.

Gráfica 18. Número de flebótomos por especie en el área meta/vegetación.



En la gráfica anterior tenemos la cantidad de machos y hembras por especie en donde *Lutzomyia longipalpis* tiene la mayor cantidad con 102 machos y 51 hembras, *Lutzomyia cruciata* con 4 machos y 73 hembras y *Lutzomyia spp* con 4 machos y 25 hembras, el resto de especies como *Lutzomyia chiapanensis* con 12 machos y 11 hembras, *Lutzomyia cayennensis cayennensis* con 3 machos y 17 hembras en el caso de *Lutzomyia dodgei* tuvo solamente un macho y ninguna hembra.

Tabla 21. Porcentaje de flebótomos machos por especie observados intersexualmente en las tres áreas de colecta.

Especie	Intradomiciliar	Peridomiciliar	Mata-vegetación	valor-P
<i>Lutzomyia longipalpis</i>	47.1	50.3	66.7	0.0569562
<i>Lutzomyia cruciata</i>	18.0	6.3	5.2	3.324E-22
<i>Lutzomyia spp*</i>	23.1	17.5	13.8	3.835E-14
<i>Lutzomyia gomezi</i>	69.2	46.7	75.9	2.76E-05
<i>Lutzomyia chiapanensis</i>	66.7	27.3	52.2	0.0003387
<i>Lutzomyia. cayennensis cayennensis</i>	30.0	10.0	15.0	9.863E-15
<i>Lutzomyia beltrani</i>	66.7	0.0	0.0	1.199E-23
<i>Lutzomyia deleoni</i>	0.0	25.0	-	2.681E-14
<i>Lutzomyia evansi</i>	100.0	100.0	33.3	1.199E-23
<i>Lutzomyia durani</i>	100.0	-	0.0	1.929E-22
<i>Lutzomyia dodgei</i>	-	-	100.0	1.389E-11

* Flebótomos que se dañaron en el proceso de diafanización y clarificación.

En la tabla anterior la distribución de flebótomos machos por especie con relación a las áreas de colecta fue diferente a lo esperado en 9 de 10 de las especies, siendo estas *Lutzomyia cruciata* ($p=3.324E-22$), *Lutzomyia gomezi* ($p=2.76E-05$), *Lutzomyia chiapanensis* ($p=0.0003387$), *Lutzomyia cayennensis cayennensis* ($p=9.863E-15$), *Lutzomyia beltrani* ($p=1.199E-23$), *Lutzomyia deleoni* ($p=2.681E-14$), *Lutzomyia evansi* ($p=1.199E-23$), *Lutzomyia durani* ($p=1.929E-22$) y *Lutzomyia dodgei* ($p=1.389E-11$); mientras que la especie que tuvo una distribución igual a lo esperado fue *Lutzomyia longipalpis* ($p=0.0569562$).

Tabla 22. Porcentaje de flebótomos hembra por especie observados intersexualmente en las tres áreas de colecta.

Especie	Intradomiciliar	Peridomiciliar	Mata-vegetación	valor-P
	Hembra	Hembra	Hembra	
<i>Lutzomyia longipalpis</i>	52.9	49.7	33.3	0.0569562
<i>Lutzomyia cruciata</i>	82.0	93.8	94.8	3.324E-22
<i>Lutzomyia spp*</i>	76.9	82.5	86.2	3.835E-14
<i>Lutzomyia gomezi</i>	30.8	53.3	24.1	2.76E-05
<i>Lutzomyia chiapanensis</i>	33.3	72.7	47.8	0.0003387
<i>Lutzomyia. cayennensis cayennensis</i>	70.0	90.0	85.0	9.863E-15
<i>Lutzomyia beltrani</i>	33.3	100.0	100.0	1.199E-23
<i>Lutzomyia deleoni</i>	100.0	75.0		2.681E-14
<i>Lutzomyia evansi</i>	0.0	0.0	66.7	1.199E-23
<i>Lutzomyia durani</i>	0.0		100.0	1.929E-22
<i>Lutzomyia dodgei</i>			0.0	1.389E-11

* Flebótomos que se dañaron en el proceso de diafanización y clarificación.

En la tabla anterior la distribución de flebótomos hembras por especie con relación a las áreas de colecta fue diferente a lo esperado en 9 de 10 de las especies, siendo estas *Lutzomyia cruciata* ($p=3.324E-22$), *Lutzomyia gomezi* ($p=2.76E-05$), *Lutzomyia chiapanensis* ($p=0.0003387$), *Lutzomyia cayennensis cayennensis* ($p=9.863E-15$), *Lutzomyia beltrani* ($p=1.199E-23$), *Lutzomyia deleoni* ($p=2.681E-14$), *Lutzomyia evansi* ($p=1.199E-23$), *Lutzomyia durani* ($p=1.929E-22$) y *Lutzomyia dodgei* ($p=1.389E-11$); mientras que la especie que tuvo una distribución igual a lo esperado fue *Lutzomyia longipalpis* ($p=0.0569562$).

Tabla 23 Porcentaje de flebótomos machos por especie observados intrasexualmente en las tres áreas de colecta.

Especie	Intradomiciliar	Peridomiciliar	Mata-vegetación	valor-P
<i>Lutzomyia longipalpis</i>	24.2	31.6	44.2	0.046083
<i>Lutzomyia cruciata</i>	56.3	18.8	25.0	4.85E-06
<i>Lutzomyia spp*</i>	39.1	43.5	17.4	0.002674
<i>Lutzomyia gomezi</i>	23.7	18.4	57.9	8.96E-07
<i>Lutzomyia chiapanensis</i>	40.0	12.0	48.0	1.97E-05
<i>Lutzomyia. cayennensis cayennensis</i>	42.9	14.3	42.9	0.000261
<i>Lutzomyia beltrani</i>	100.0	0.0	0.0	1.35E-44
<i>Lutzomyia deleoni</i>	0.0	100.0	0.0	1.35E-44
<i>Lutzomyia evansi</i>	20.0	20.0	60.0	9.53E-08
<i>Lutzomyia durani</i>	100.0	0.0	0.0	1.35E-44
<i>Lutzomyia dodgei</i>	0.0	0.0	100.0	1.35E-44

* Flebótomos que se dañaron en el proceso de diafanización y clarificación.

En la tabla anterior la distribución de flebótomos machos por especie con relación a las áreas de colecta fue diferente a lo esperado en todas las especies, siendo estas *Lutzomyia longipalpis* ($p=0.046083$), *Lutzomyia cruciata* ($p=4.85E-06$), *Lutzomyia gomezi* ($p=8.96E-07$), *Lutzomyia chiapanensis* ($p=1.97E-05$), *Lutzomyia cayennensis cayennensis* ($p=0.000261$), *Lutzomyia beltrani* ($p=1.35E-44$), *Lutzomyia deleoni* ($p=1.35E-44$), *Lutzomyia evansi* ($p=9.53E-08$), *Lutzomyia durani* ($p=1.35E-44$) y *Lutzomyia dodgei* ($p=1.35E-44$).

Tabla 24. Porcentaje de flebótomos hebras por especie observados intrasexualmente en las tres áreas de colecta.

Especie	Intradomiciliar	Peridomiciliar	Mata-vegetación	valor-P
<i>Lutzomyia longipalpis</i>	33.9	38.7	27.4	0.376321
<i>Lutzomyia cruciata</i>	25.8	28.3	45.9	0.026019
<i>Lutzomyia spp*</i>	29.4	46.1	24.5	0.020675
<i>Lutzomyia gomezi</i>	21.1	42.1	36.8	0.026186
<i>Lutzomyia chiapanensis</i>	20.8	33.3	45.8	0.00874
<i>Lutzomyia. cayennensis cayennensis</i>	21.2	27.3	51.5	0.000411
<i>Lutzomyia beltrani</i>	9.1	36.4	54.5	1.29E-07
<i>Lutzomyia deleoni</i>	45.5	54.5	0.0	5.74E-12
<i>Lutzomyia evansi</i>	0.0	0.0	100.0	1.35E-44
<i>Lutzomyia durani</i>	0.0	0.0	100.0	1.35E-44
<i>Lutzomyia dodgei</i>	-	-	-	-

* Flebótomos que se dañaron en el proceso de diafanización y clarificación.

En la tabla anterior la distribución de flebótomos machos por especie con relación a las áreas de colecta fue diferente a lo esperado en 8 de las 10 especies, siendo estas *Lutzomyia cruciata* ($p=0.026019$), *Lutzomyia gomezi* ($p=0.026186$), *Lutzomyia chiapanensis* ($p=0.00874$), *Lutzomyia cayennensis cayennensis* ($p=0.000411$), *Lutzomyia beltrani* ($p=1.29E-07$), *Lutzomyia deleoni* ($p=5.74E-12$), *Lutzomyia evansi* ($p=1.35E-44$), *Lutzomyia durani* ($p=1.35E-44$); mientras que la especie que tuvo una distribución igual a lo esperado fue *Lutzomyia longipalpis* ($p=0.376321$); y la especie *Lutzomyia dodgei* no presentó presencia de hembra.

Especies de flebótomos identificados mediante morfología externa e interna
utilizando taxonomía

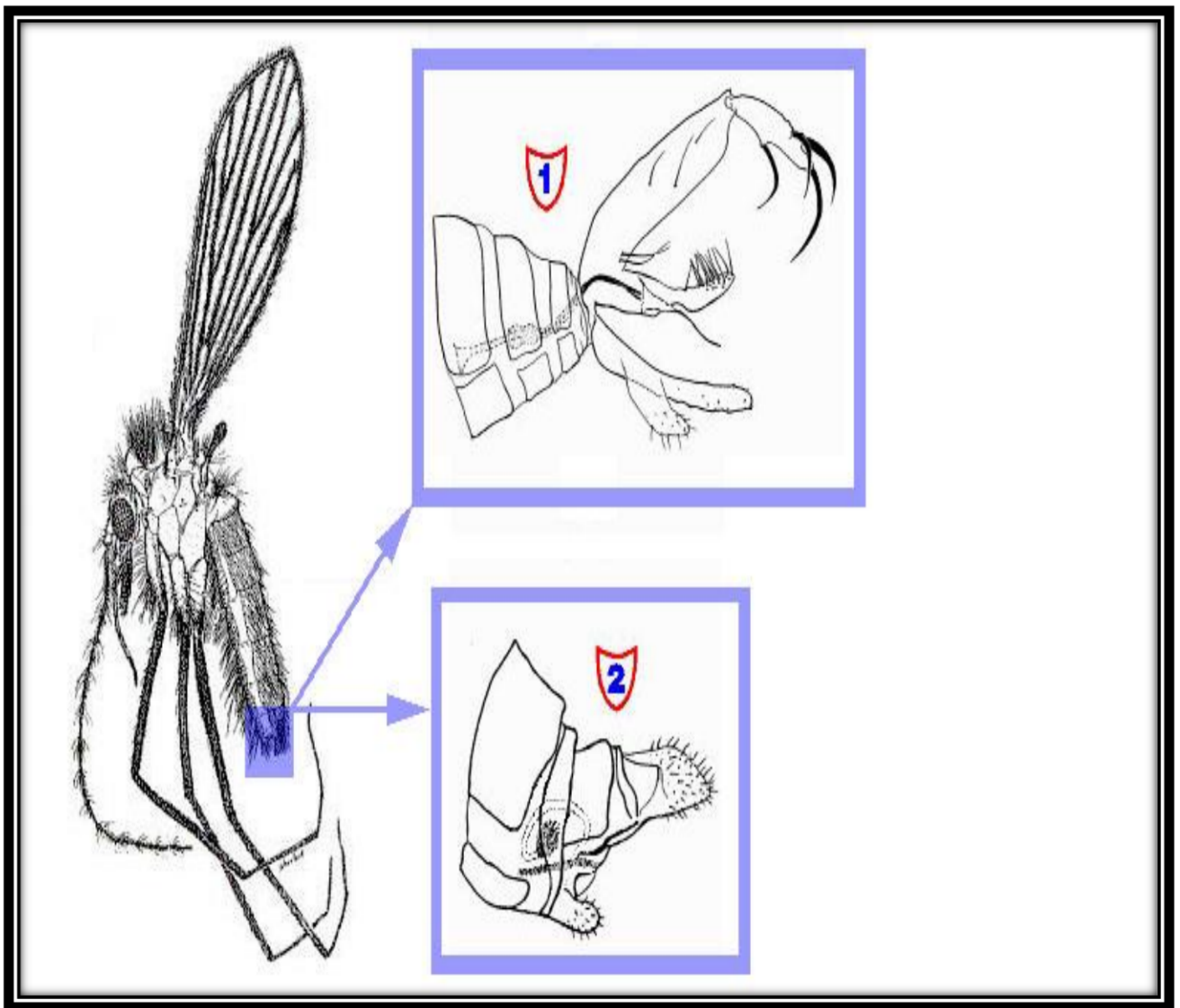


Figura 62. Anatomía general de *Lutzomyia* sp de ambos sexos: 1) Macho y 2) Hembra
tomado de Flebótomos de América, 2010.

Lutzomyia longipalpis

Cada una de las fotografías que se mencionan en este apartado fueron tomadas con microscopio de campo claro a diferentes enfoques:4X,10X y 40X e Identificados por guías taxonómicas específicas para estas estructuras.

Macho (figura 63 -66)

- ❖ Parámero (1)
- ❖ Gonostilo (2)
- ❖ Gonocoxito (3)
- ❖ Lóbulo lateral (4)
- ❖ Conducto eyaculador (5)

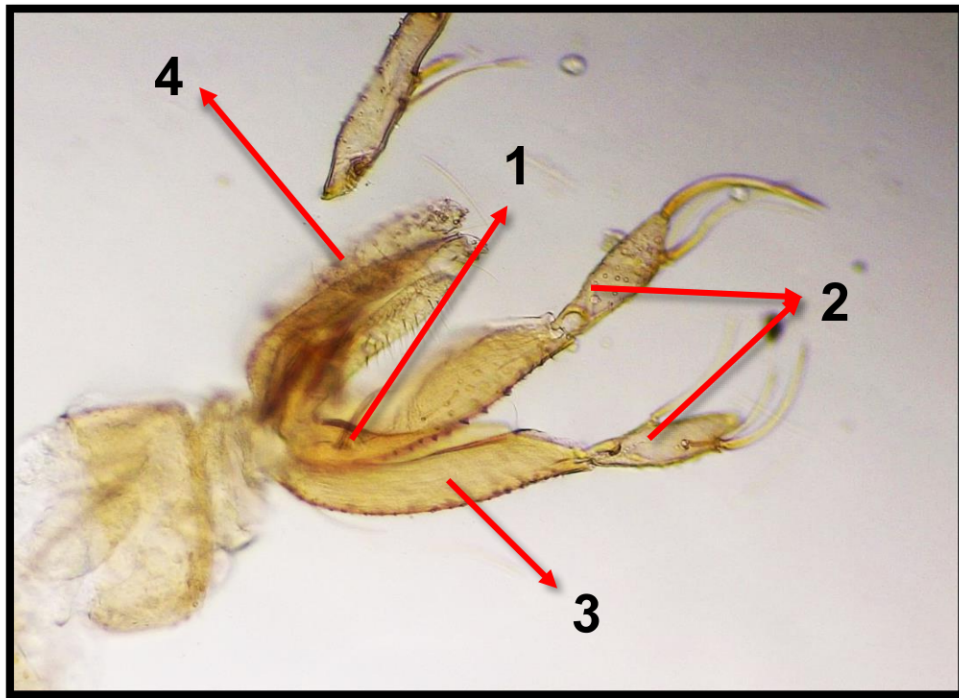


Figura 63. Estructuras externas de *L. longipalpis* al 10X.

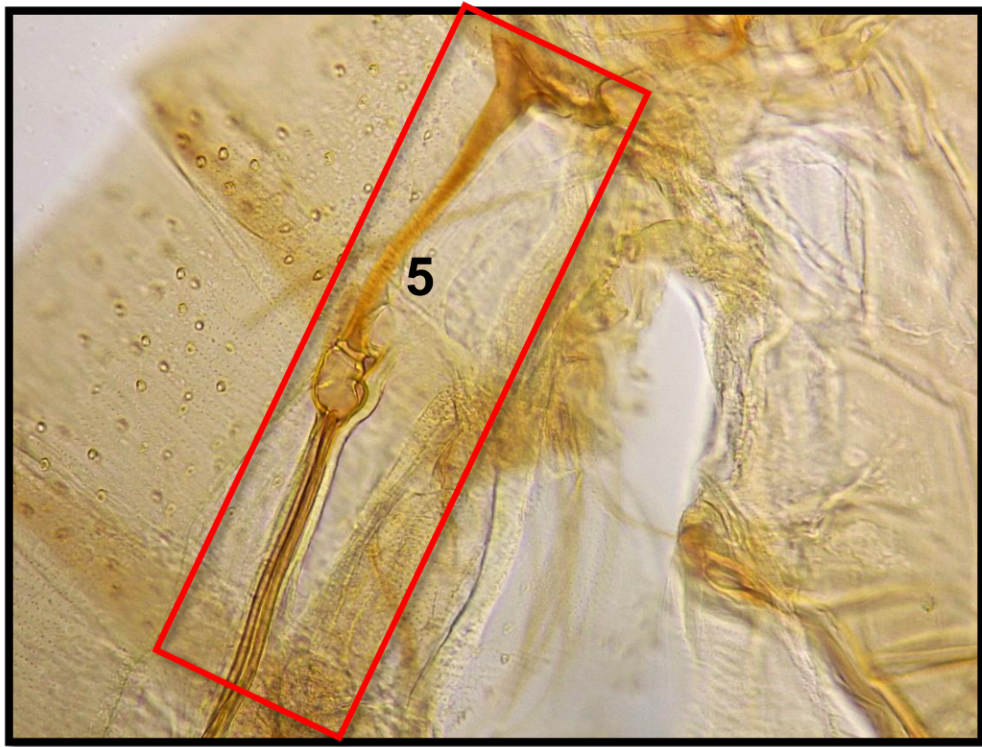


Figura 64. Conducto eyaculador de *L. longipalpis* al 40X.

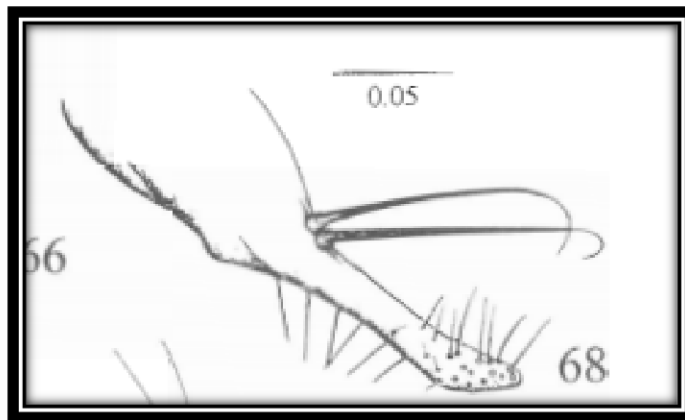


Figura 65. Vista esquemática frontal de *L. longipalpis* de un Parámetro (Ibañez 1999).

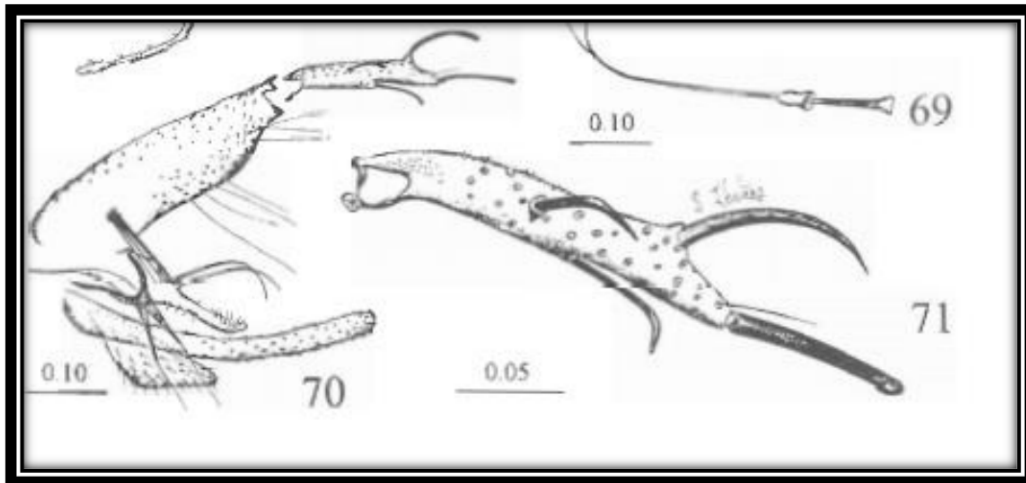


Figura 66. Vista esquemática frontal de la estructura de la genitalia de un macho de *L. longipalpis* (Ibañez, 1999).

Hembra (figura 67 – 69)

- ❖ Cabeza (1)
- ❖ Cibario: dientes Horizontales (2)
- ❖ Espermatecas (3)
- ❖ Haste (4)

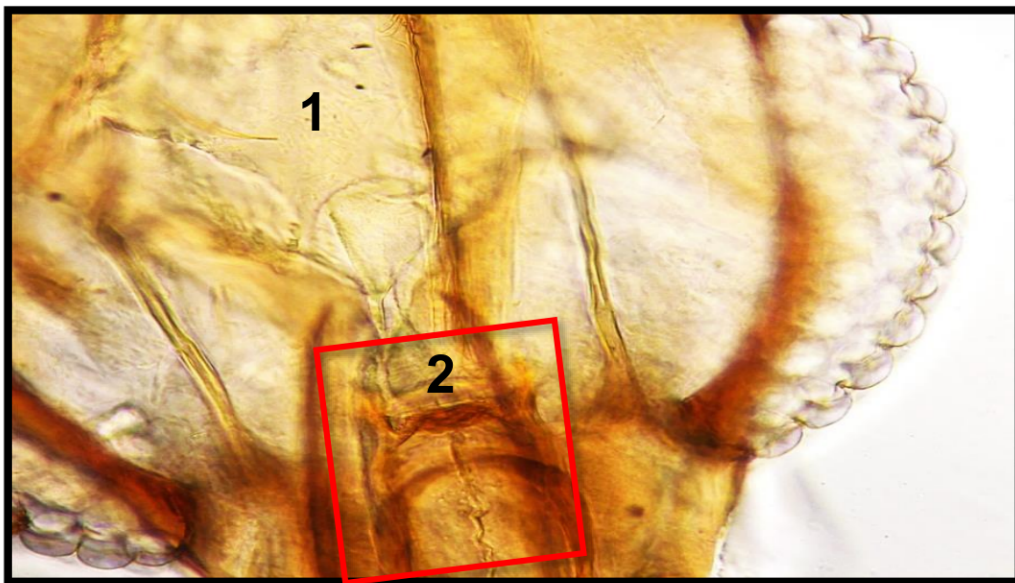


Figura 67. Cabeza y Cibario de una Hembra de *L. Longipalpis* al 40X.

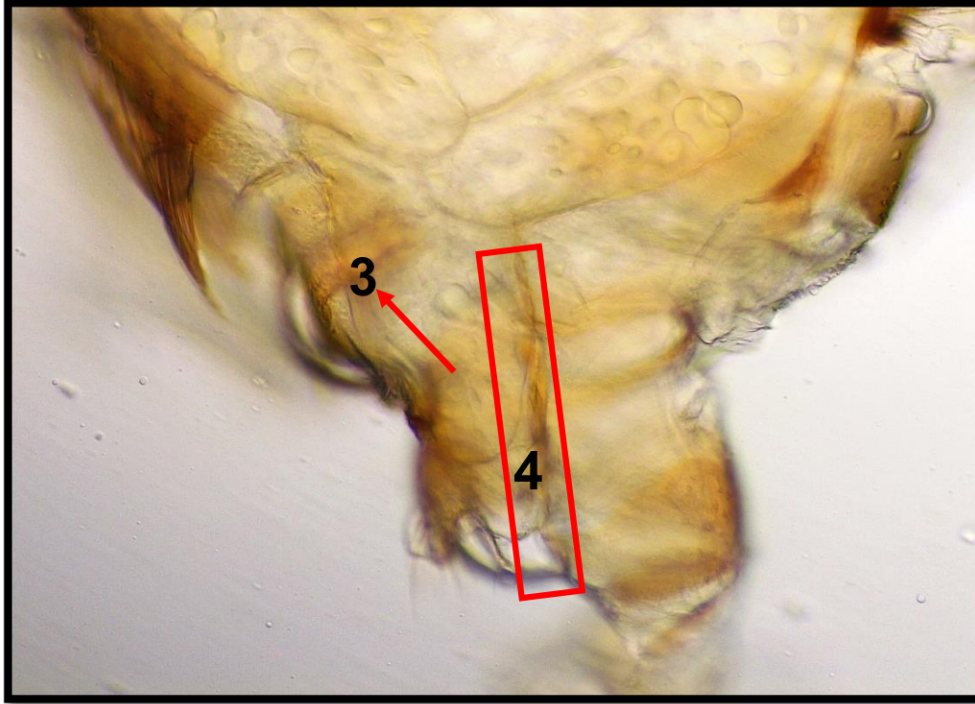


Figura 68. Espermatecas y Haste de *L. Longipalpis* al 40X.

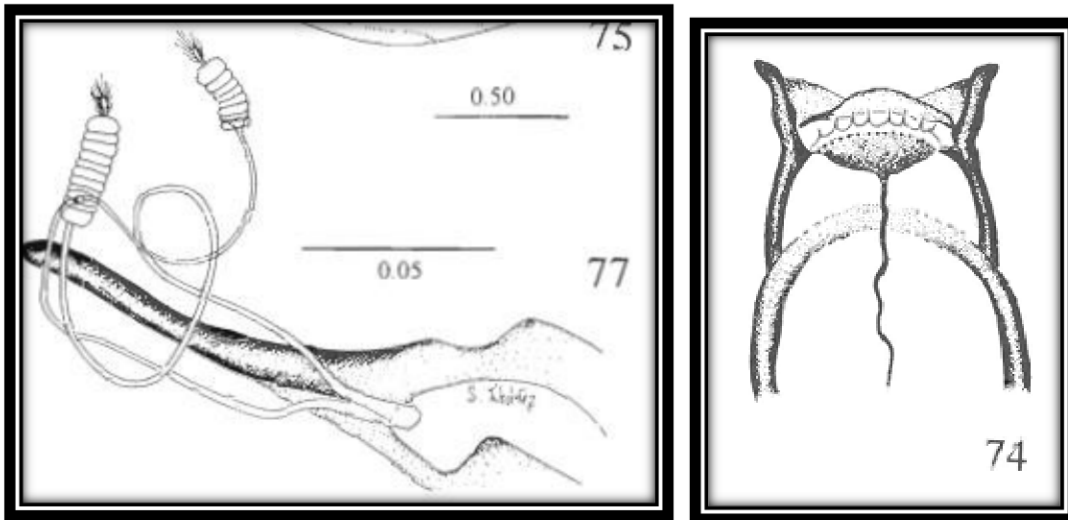


Figura 69. Vista esquemática frontal del Cibario de *L. longipalpis*; haste y espermatecas en forma de zanahoria característica de esta especie (Ibáñez 1999)

L. cruciata

Macho (figura 70 -71)

- ❖ Parámero (1)
- ❖ Gonocoxito (2)
- ❖ Gonostilo con presencia de espinas internas y externas (3)
- ❖ Conducto eyaculador (4)

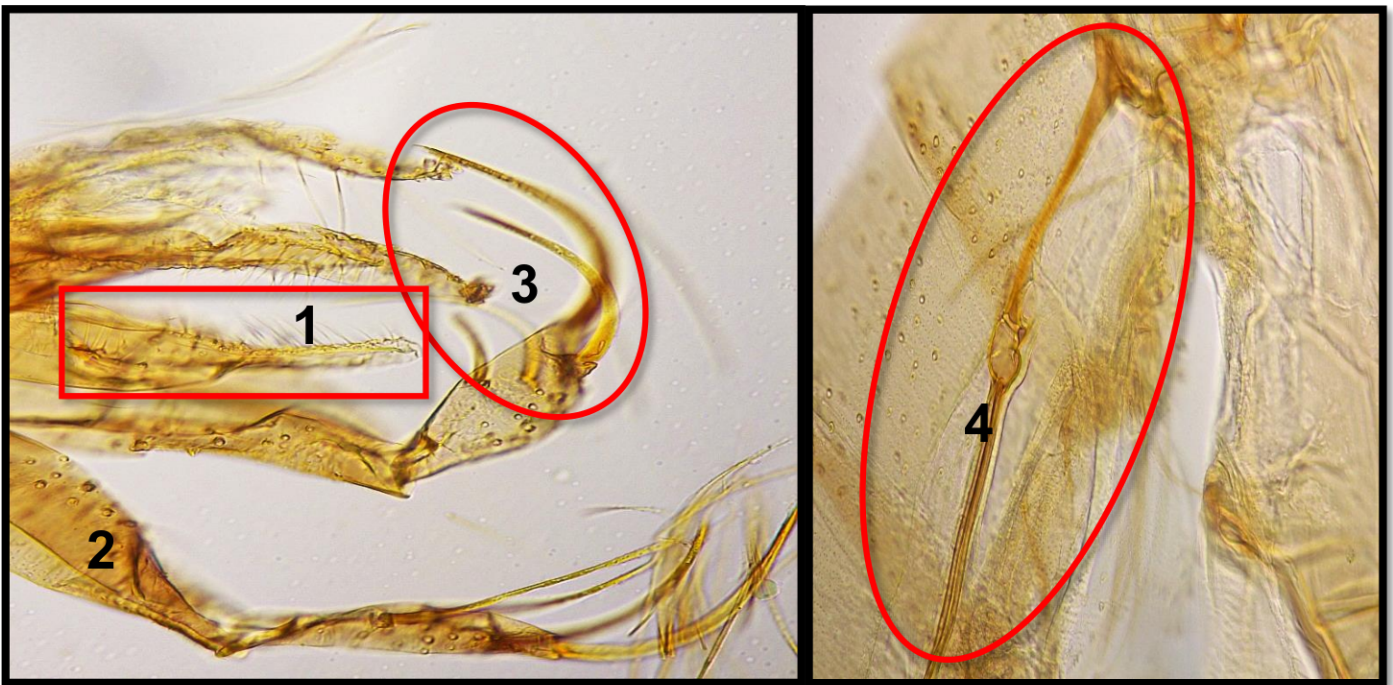


Figura 70. Genitalita de un macho de *L. cruciata* con vista frontal de su conducto eyaculador.

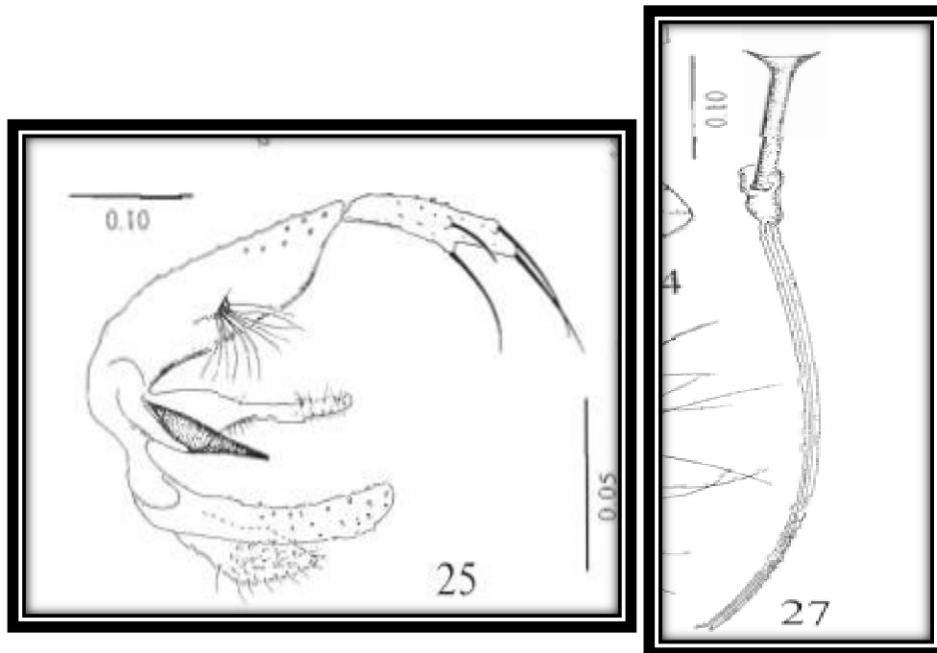


Figura 71. Vista esquemática del aparato reproductor masculino de *L. cruciata* con su conducto eyaculador (Ibañez 1999).

Hembra (figura 72 – 74)

- ❖ Cibario (1)
- ❖ Dientes horizontales (2)
- ❖ Espermatecas (3)
- ❖ Haste (4)

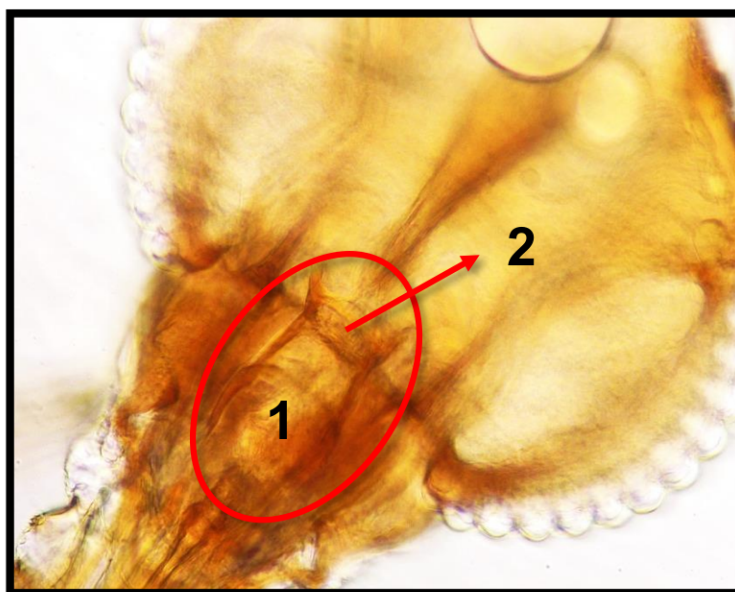


Figura 72. Vista frontal de la cabeza y estructura bucal de una Hembra de *L. cruciata* al 40X.

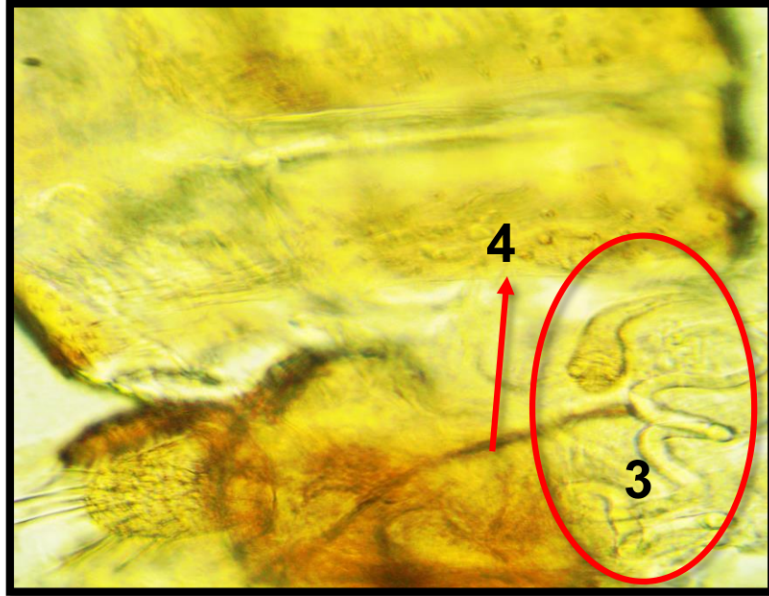


Figura 73. Vista lateral de la genital de la hembra de *L. cruciata* al 40X.

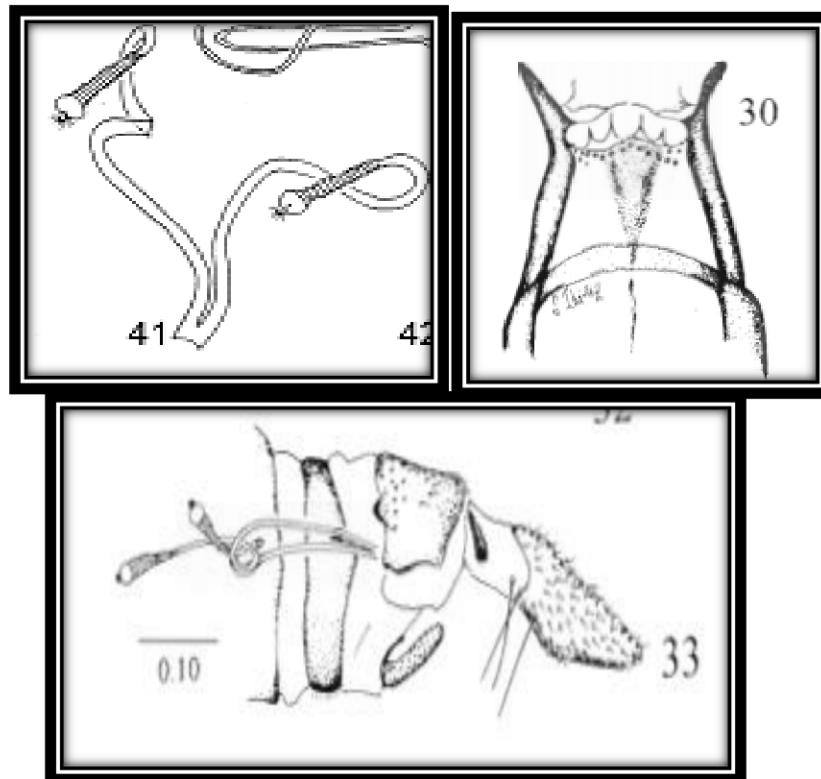


Figura 74. Estructuras genitalia y bucal de una hembra de *L. cruciata* (Ibañez 1999; Galati 2009).

L. gomezi

Macho (figura 75 – 76)

- ❖ Parámero (1)
- ❖ Gonocoxito prominente (2)
- ❖ Gonostilo con 2 espinas internas y 2 externas y una apical (3)

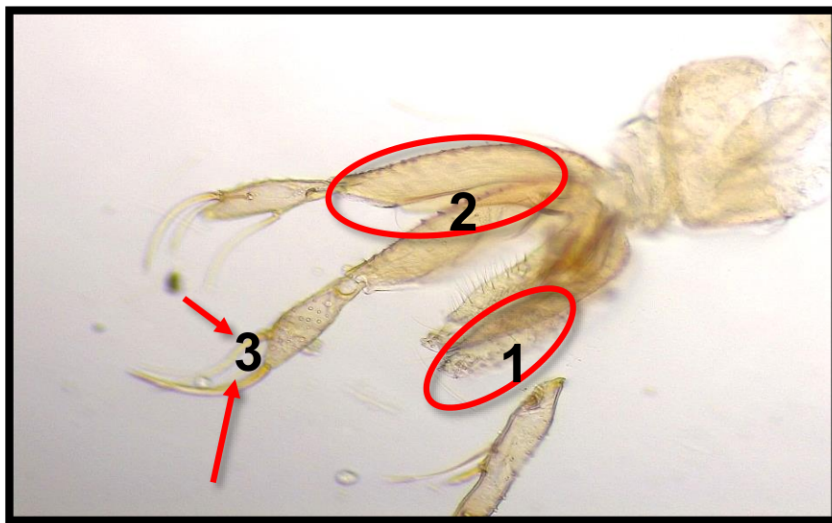


Figura 75. Genitalia del Macho de *L. gomezi* al 10X.

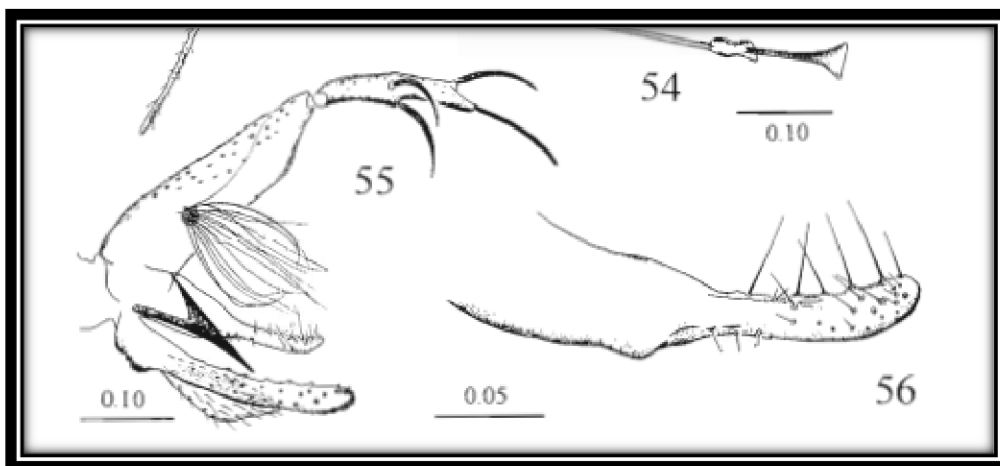


Figura 76. Esquema general de la Genitalia del macho de *L. gomezi*. (Ibañez 1999).

Hembra (figura 77 – 78)

- ❖ Haste (1)
- ❖ Cámara genital (2)



Figura 77. Vista frontal al 10X de la genitalia de una hembra de *L. gomezi*.

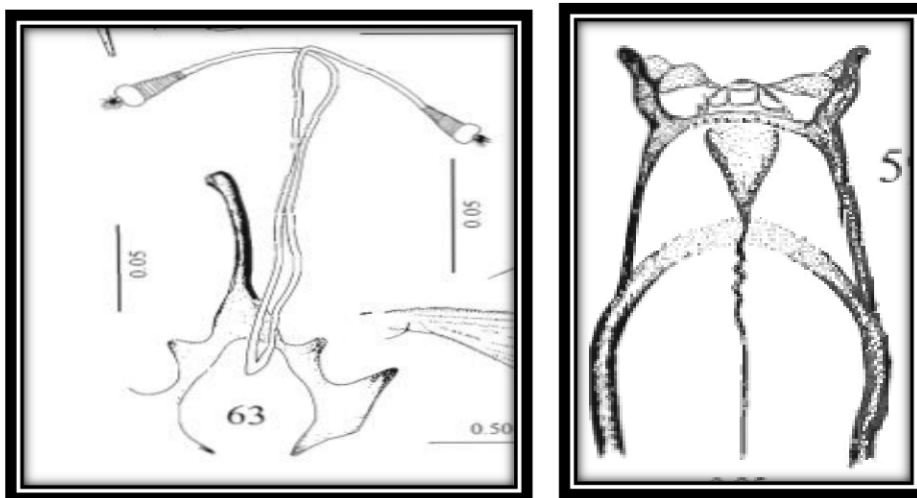


Figura 78. Esquema del haste, espermatecas y Cibario de *L. gomezi* (Ibañez 1999).

L. beltrani

Macho (figura 79 – 80)

- ❖ Parámero (1)
- ❖ Lóbulo lateral (2)
- ❖ Espinas externas e internas (3)
- ❖ Gonocoxito (4)

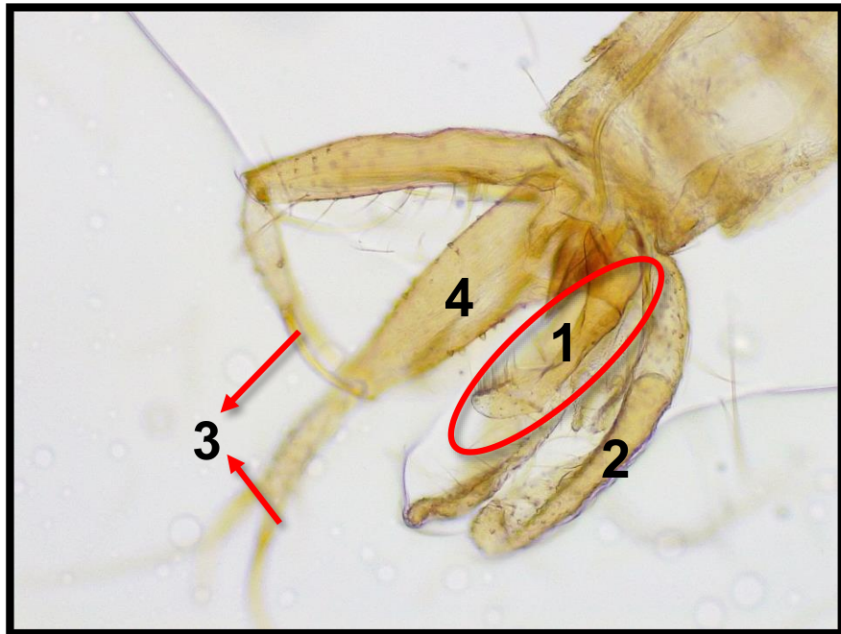


Figura 79. Vista frontal de la genitalia de un macho de *L. beltrani* al 10X

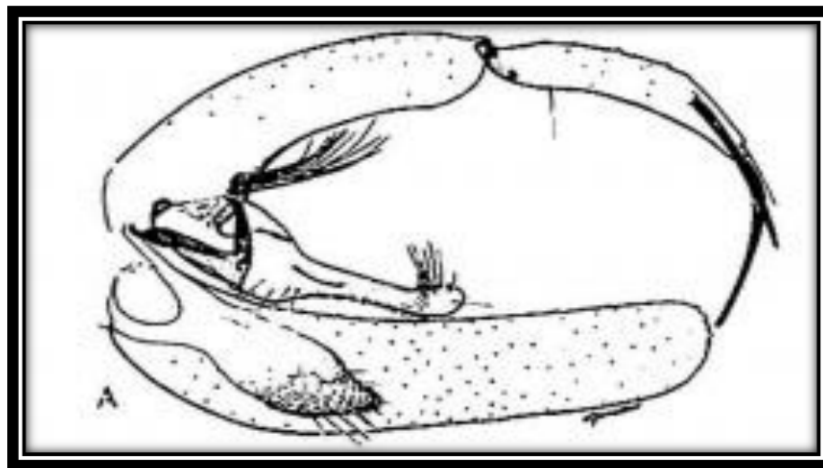


Figura 80. Representación esquemática de la genitalia del macho de *L. beltrani*. (Vilela 2015).

Hembra (figura 81 – 82)

- ❖ Cibario: dientes horizontales (1)
- ❖ Haste (2)
- ❖ Espermatecas globosas (3)

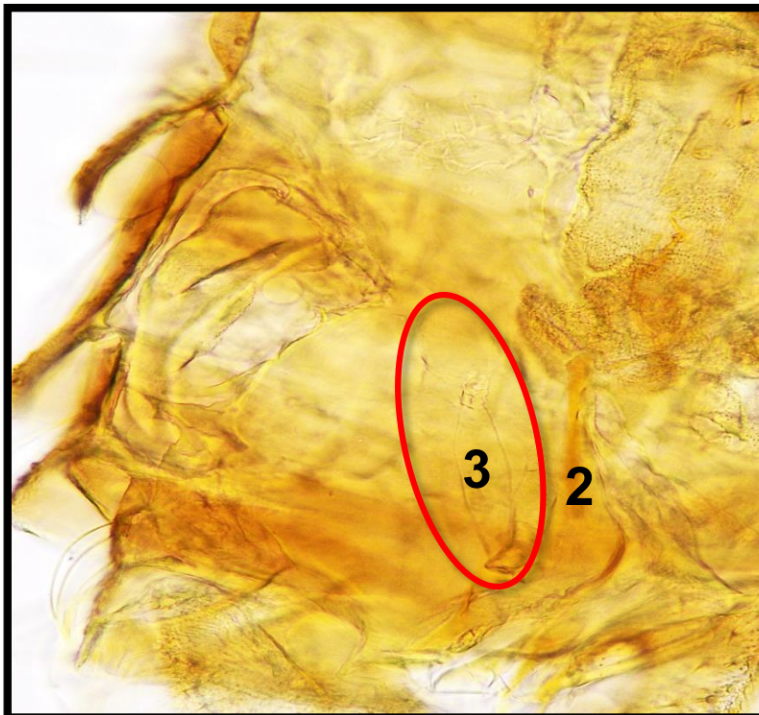
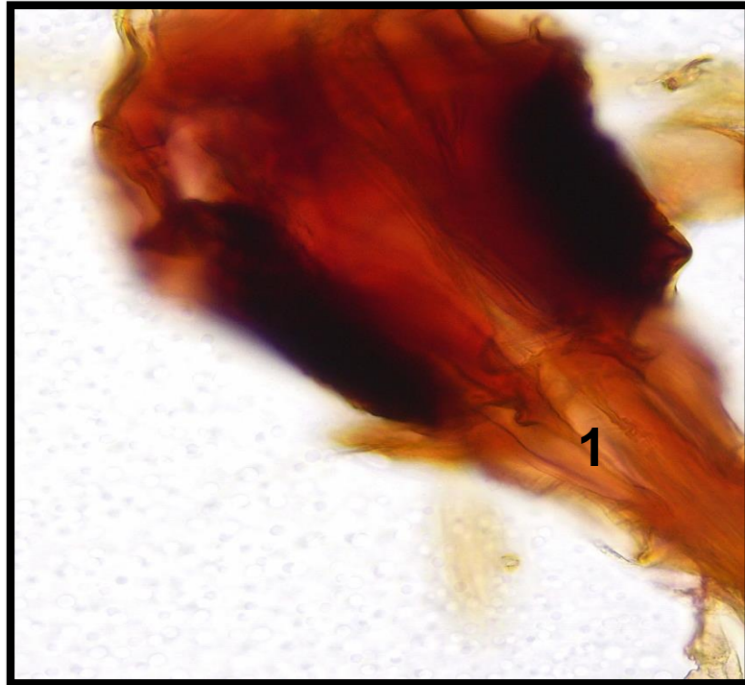


Figura 81. Vista frontal izquierdo del cibario de una hembra de *L. beltrani* al 10X

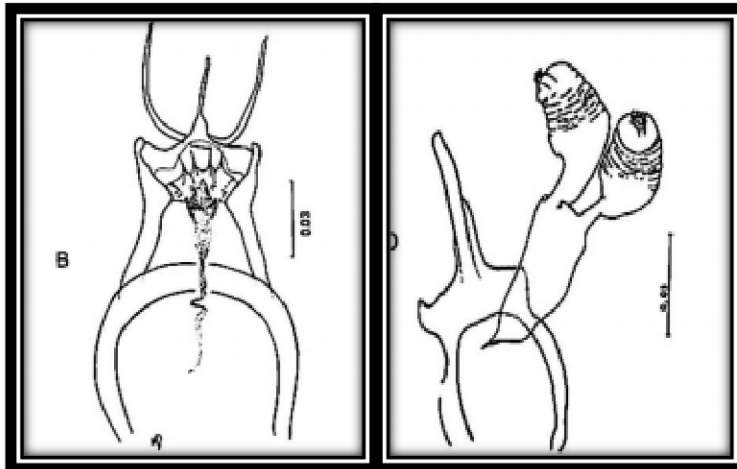


Figura 82. Esquema de una Cibario y espermatecas globosus característica de *L. beltrani* (Vilela 2015).

L. evansi

Macho (figura 83 – 84)

- ❖ Parámero (1)
- ❖ Mechón basal característico de esta especie (2)
- ❖ Gonocoxito (3)
- ❖ Lóbulo lateral (4)

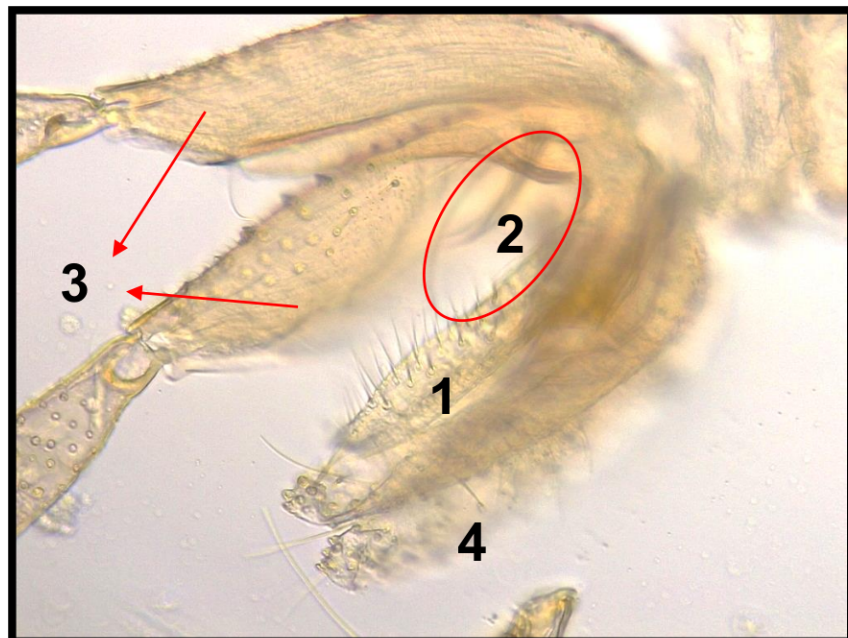


Figura 83. Genitalia del macho de *L. evansi* al 10X.

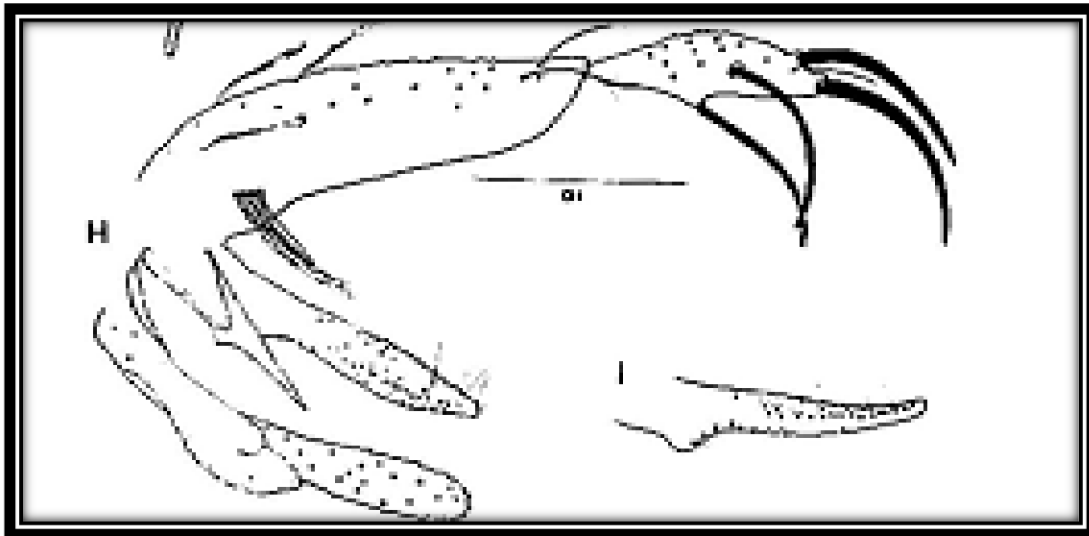


Figura 84. Vista frontal del parámero, gonocoxito, espinas externas e internas y lóbulo lateral de un Macho de *L. evansi* (Vilela 2015).

Hembra (figura 85 – 86)

- ❖ Espermatecas con presencia de anillos (1)
- ❖ Haste (2)

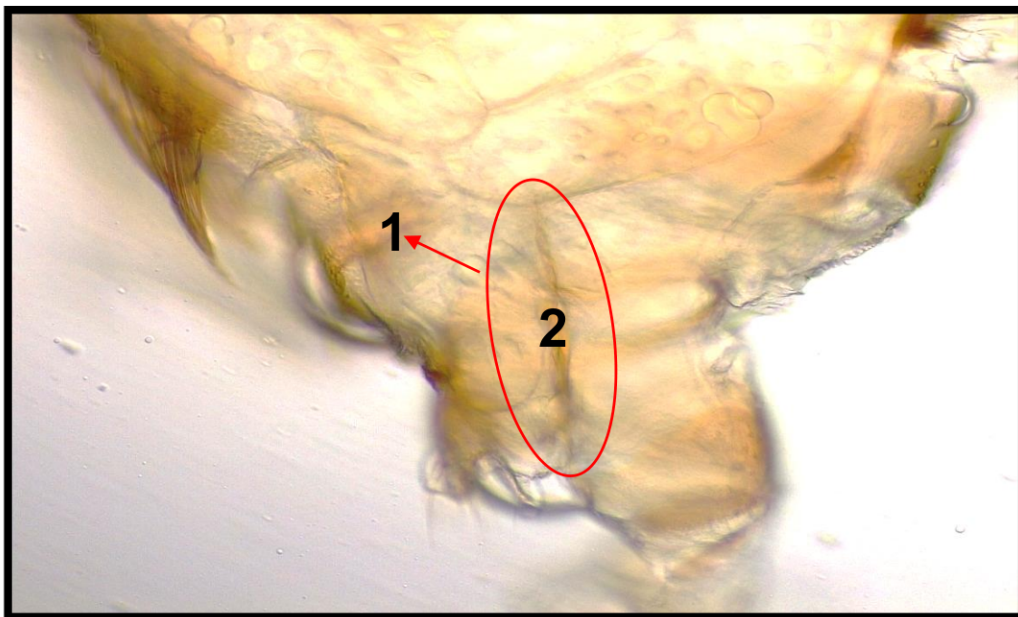


Figura 85. Vista frontal de las espermatecas y haste de una hembra de *L. evansi*.

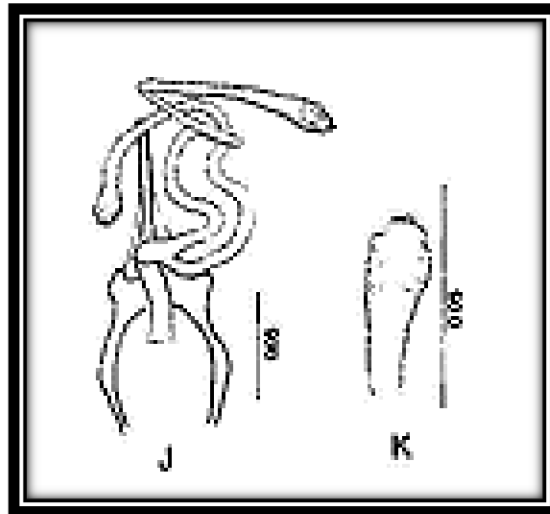


Figura 86. Vista frontal de las espermatecas y una vista cercana del cuerpo de la misma de *L. evansi* (Vilela 2015).

L. durani

Macho (figura 87 – 89)

Para el caso del macho no se logró identificar Parámetro, lóbulos laterales y las demás estructuras de interés taxonómico porque no se pudo visualizar en el microscopio de campo claro, agregando también que algunas estructuras se dañaron durante el proceso de montaje por lo que solamente se identificaron por el Gonostilo en el número de espinas, el Gonocoxito y conducto eyaculador, siempre rigiéndonos por las claves taxonómicas específicas para estas estructuras.

- ❖ Gonocoxito (1)
- ❖ Gonostilo (2 espinas externas, 2 internas bien prominentes y una apical) (2)
- ❖ Conducto Eyaculador (3)

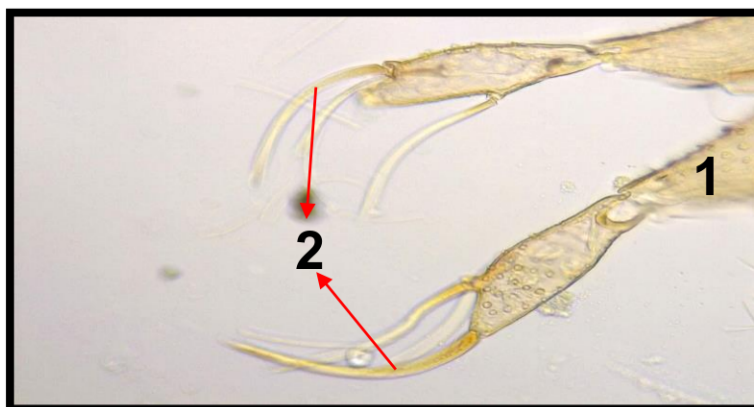


Figura 87. Espinas internas y externas del macho de *L. durani* al 10X.

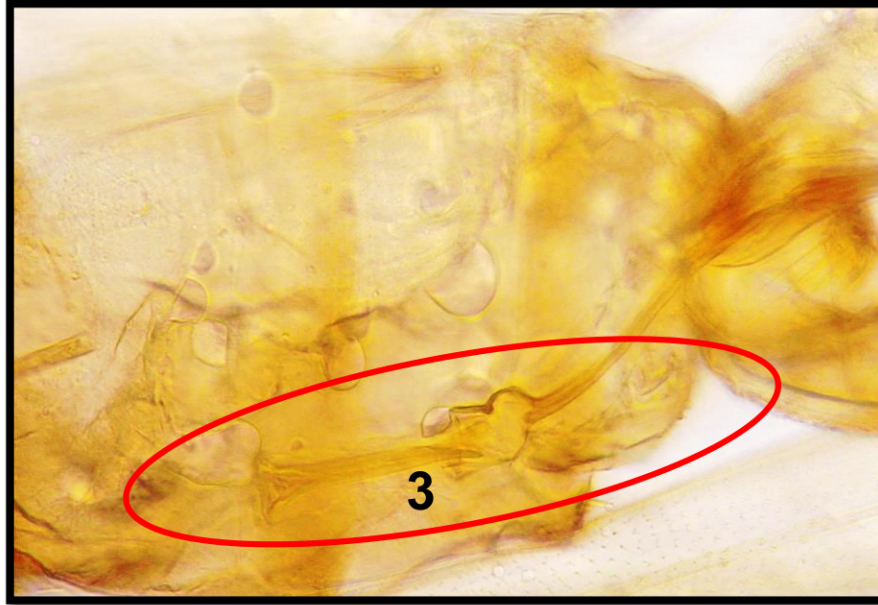


Figura 88. vista lateral del conducto eyaculador de *L. durani*.

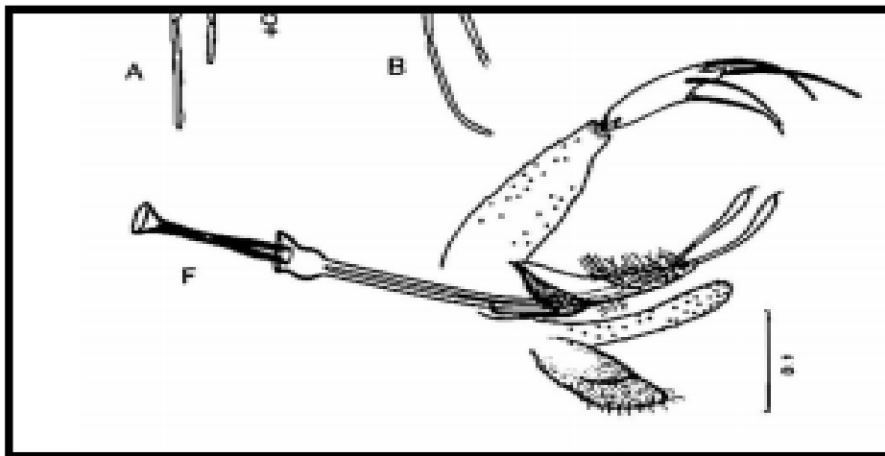


Figura 89. Genitalia completa de un macho de *L. durani* (Vilela 2015).

Hembra (figura 90 – 91)

- ❖ Haste (1)
- ❖ Espermatecas (2)
- ❖ Cibario (3)

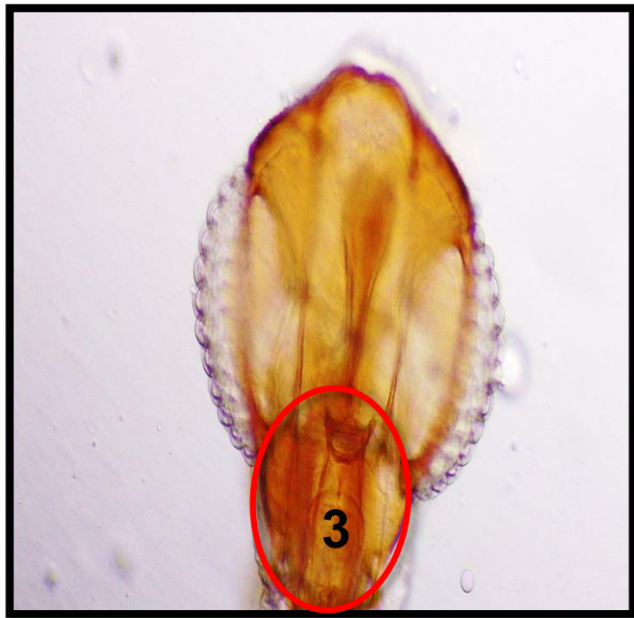
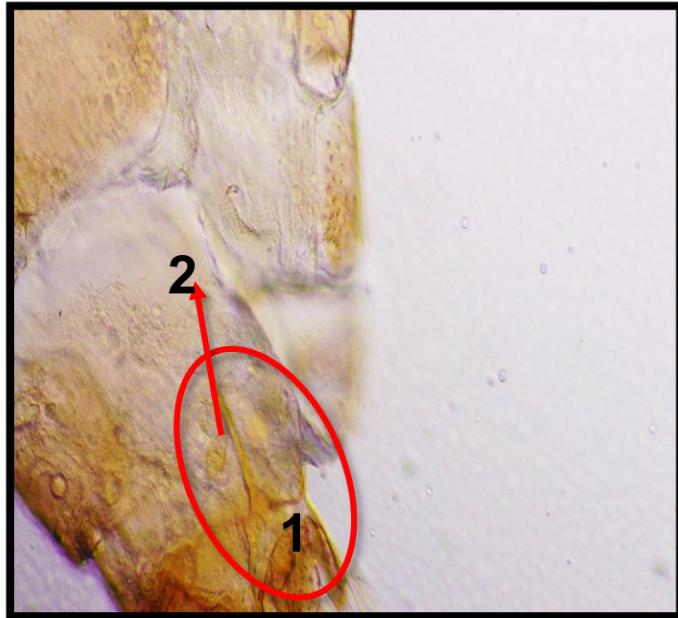


Figura 90. Estructura genital y bucal de una hembra de *L. durani* al 10X.

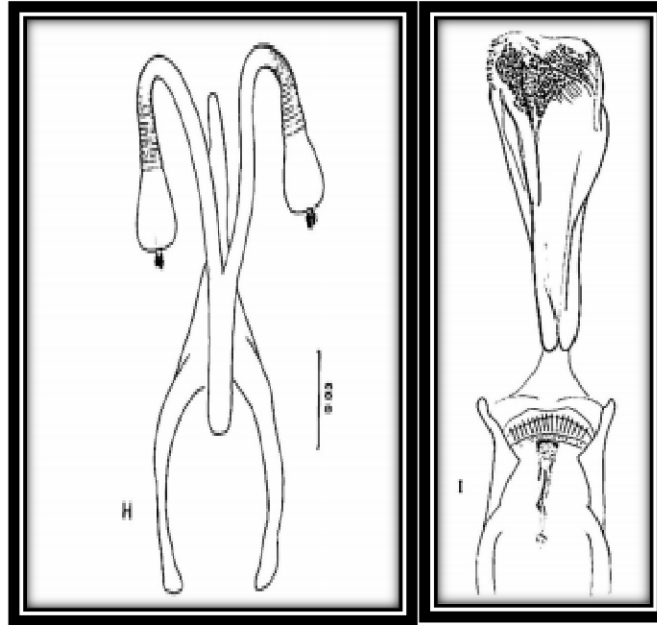


Figura 91. Espermatecas con anillos y Cibario en forma de palizadas características de la hembra de *L. durani* (Vilela 2015).

L. chiapanensis

Macho (figura 92 – 93)

- ❖ Parámero (1)
- ❖ Gonocoxito (2)
- ❖ Gonostilo (3)
- ❖ Lóbulo lateral (4)
- ❖ Conducto eyaculador (5)



Figura 92. Genitalia de un Macho de *L. chiapanensis* al 10X.

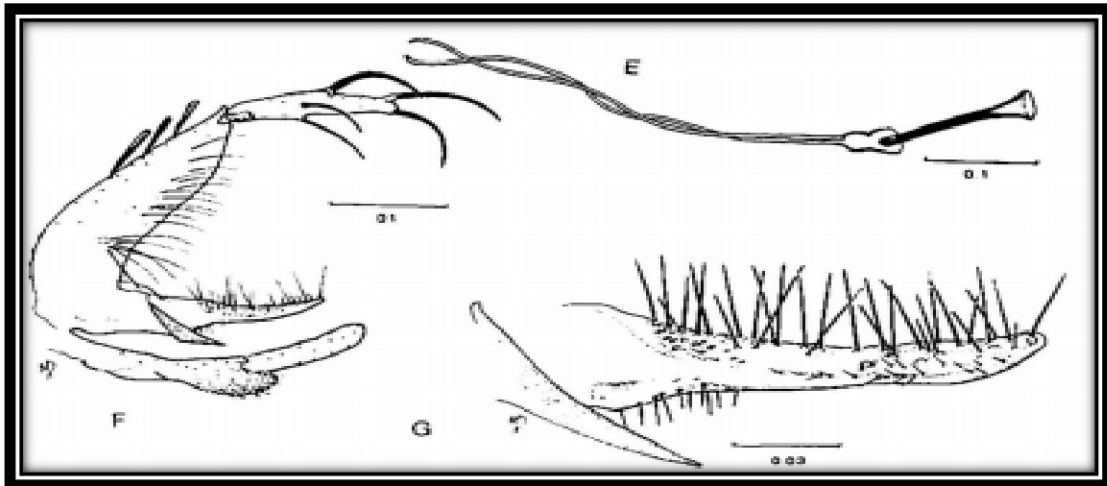


Figura 93. Vista lateral de las estructuras externas de la genitalia de un macho de *L. chiapanensis* (Vilela 2015).

Hembra (figura 94 – 95)

- ❖ Cibario (1)
- ❖ Haste (2)
- ❖ Espermatecas (3)



Figura 94. Cibario y espermatecas de una hembra de *L. chiapanensis* al 10X y al 40X.

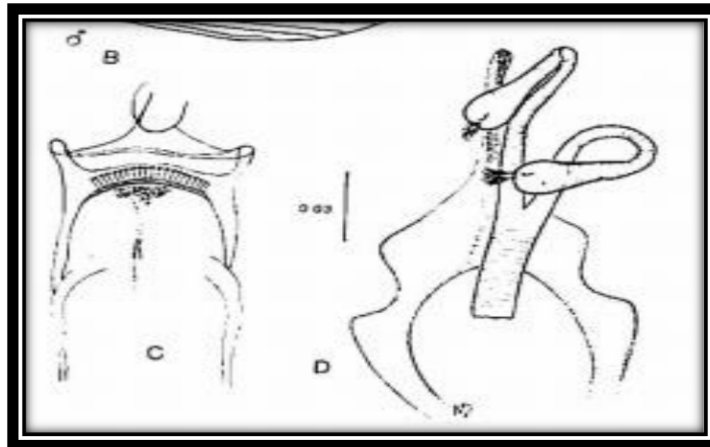


Figura 95. Vista frontal de un esquema del Cibario con dientes en forma de palas y espermatecas anilladas de *L. chiapanensis* (Vilela, 2015).

L. cayennensis cayennensis

Macho (figura 96 – 97)

- ❖ Parámero (1)
- ❖ Gonocoxito (2)
- ❖ Gonostilo con 2 espinas internas e externas y una apical (3)
- ❖ Conducto eyaculador y pompeta (4)

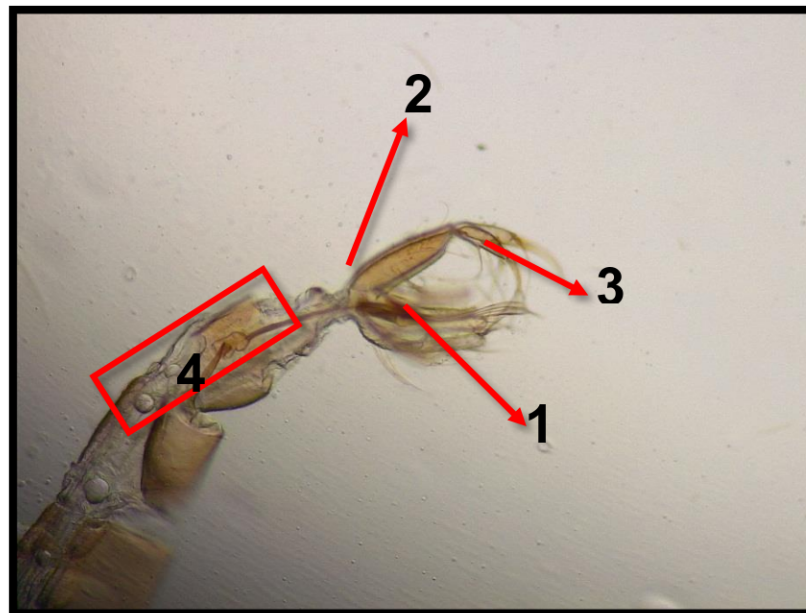


Figura 96. Genitalia de una Macho de *L. cayennensis cayennensis* al 4X.

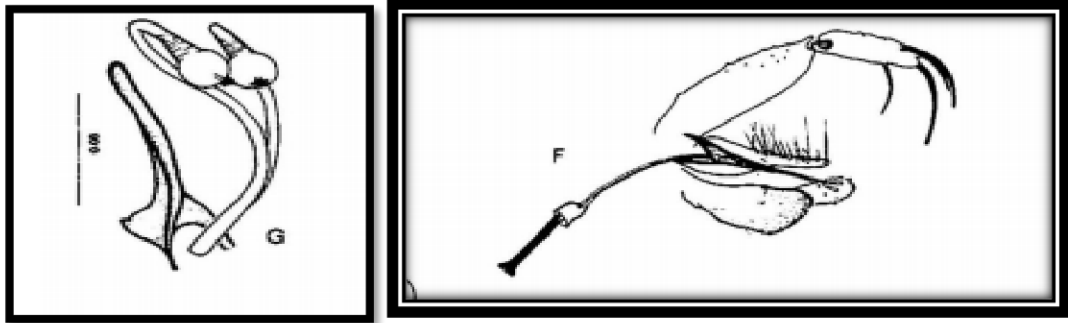


Figura 97. Representación esquemática del aparato reproductor de *L. cayennensis cayennensis* (Vilela 2015).

Hembra (figura 98 – 99)

- ❖ Cibario: Dientes en forma de peine (1)
- ❖ Haste (2)
- ❖ Espermatecas (3)

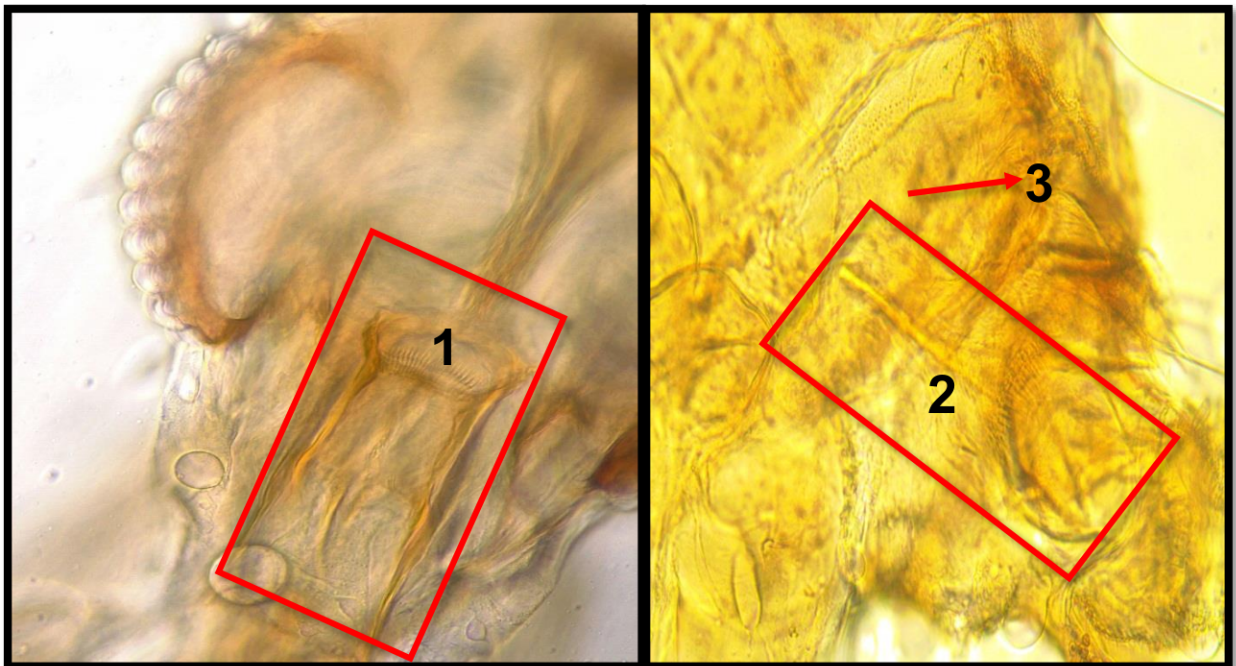


Figura 98. Vista frontal del Cibario y espermatecas de *L. cayennensis cayennensis* al 40X.

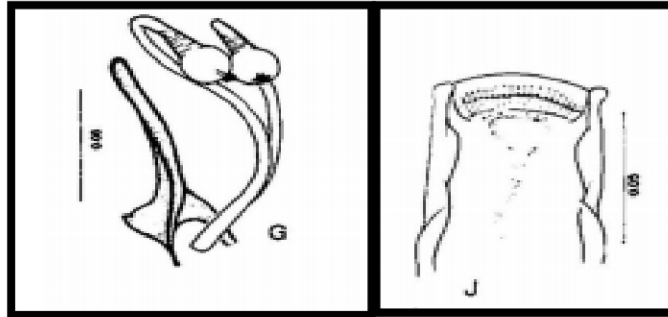


Figura 99. Espermatecas y Cibario (dientes en forma de palas) de *L. cayennensis cayennensis*.

L. deleoni

Macho (figura 100 – 101)

- ❖ Parámero (1)
- ❖ Gonocoxito (2)
- ❖ Gonostilo (3)
- ❖ Lóbulo lateral (4)

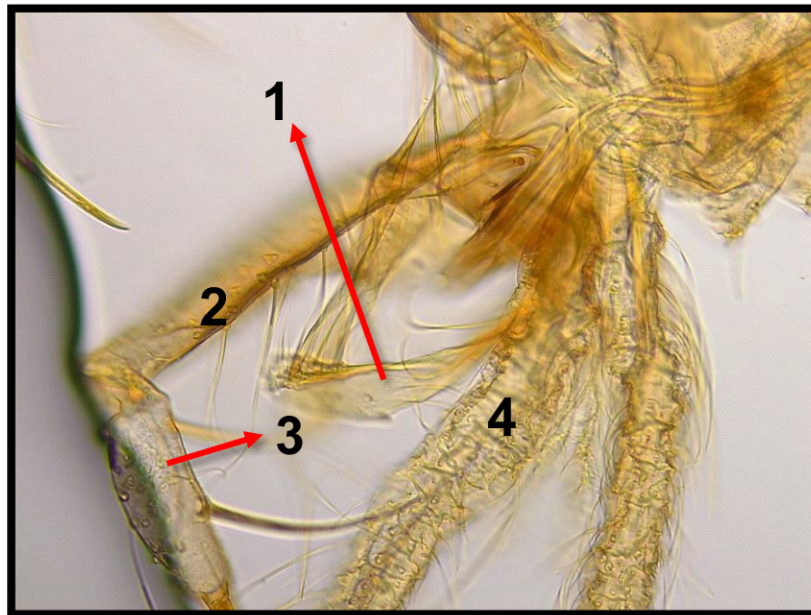


Figura 100. Genitalia de un macho de *L. deleoni*.

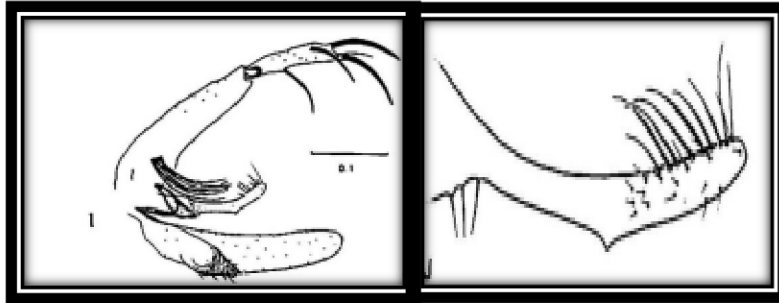


Figura 101. Vista lateral del aparato reproductor y parámetro de *L. deleoni* (Vilela 2015).

Hembra (figura 102 – 103)

- ❖ Cibario: dientes horizontales (1)

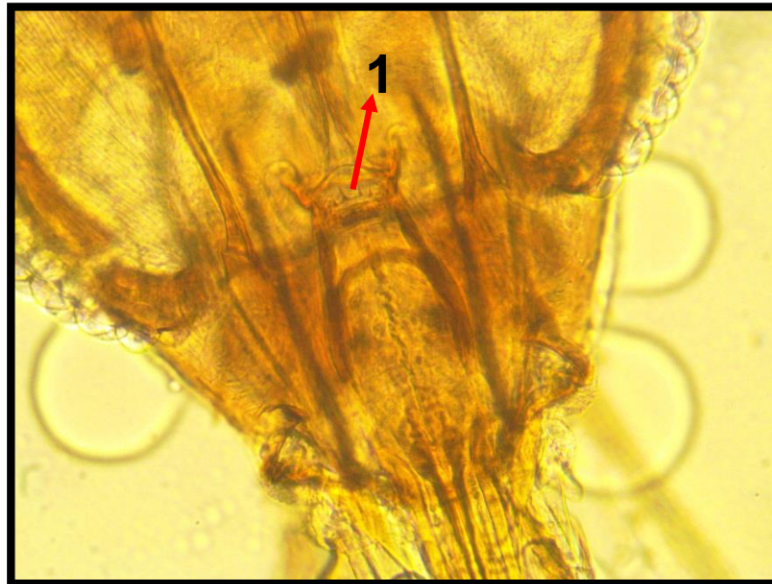


Figura 102. Cibario de *L. deleoni* al 10X.

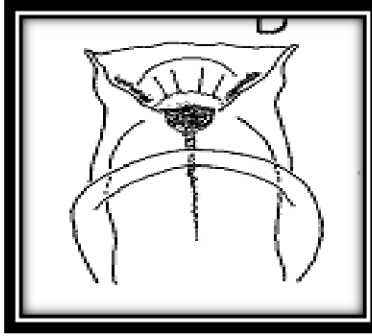


Figura 103. Representación esquemática del Cibario de *L. deleoni* (Forattini 1973).

L. dodgei

Para esta especie no se identificó hembra solamente Macho.

Macho (figura 104 -105)

- ❖ Parámero (1)
- ❖ Gonocoxito (2)
- ❖ Gonostilo con dos espinas (3)
- ❖ Conducto eyaculador y pompeta (4)

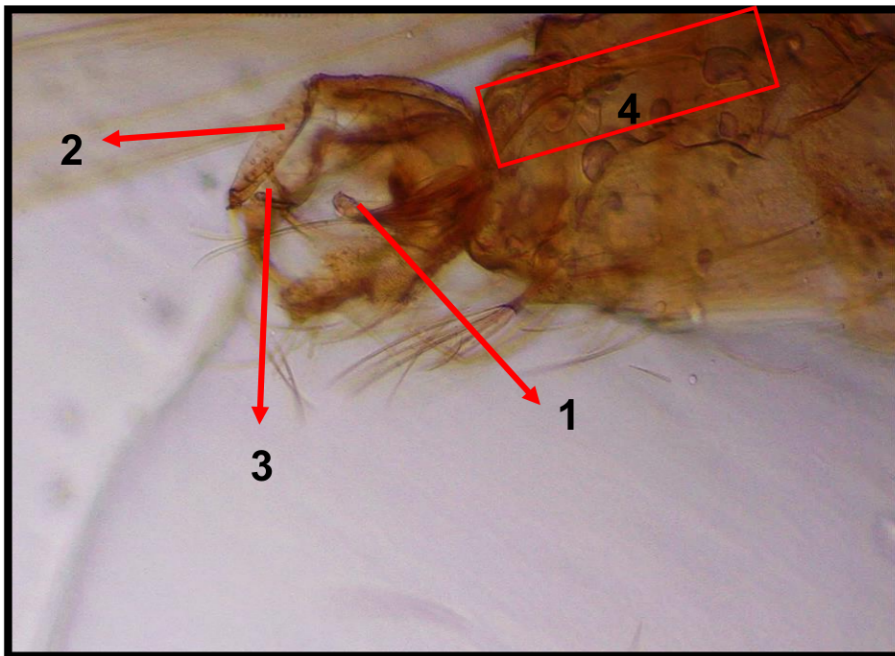


Figura 104. Genitalia de un macho de *L. dodgei*.

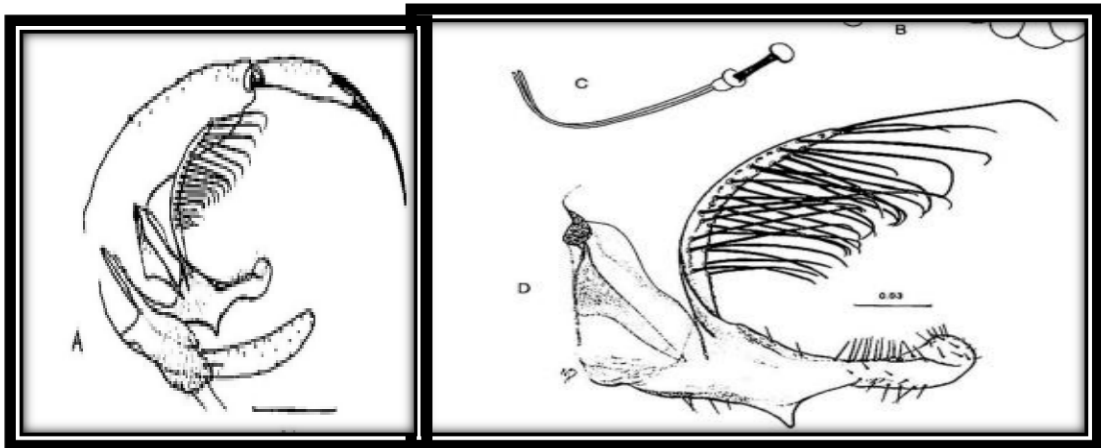


Figura 105. Aparato genital de *L. dodgei*.(Vilela 2015)

Aplicación de análisis de índices de biodiversidad de las áreas de colecta

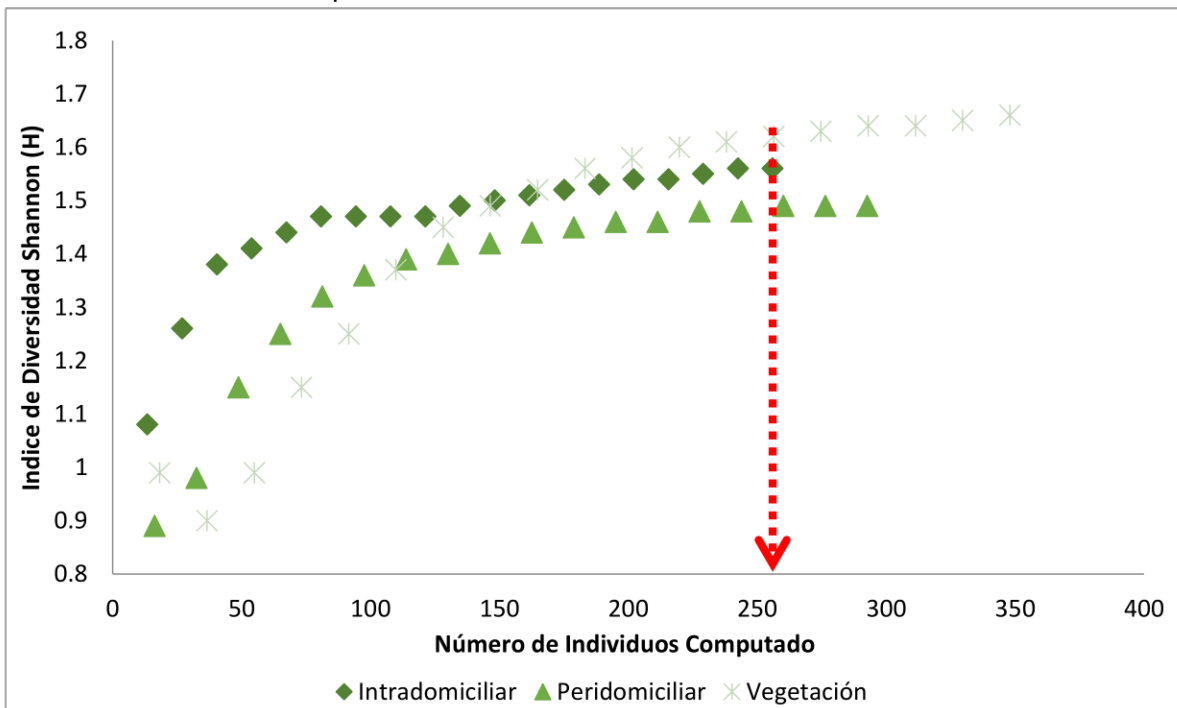
Índice Alfa

Tabla 25. Resultados del índice alfa en las tres áreas en donde se dispuso poner trampas.

Tipo de trampa	Shannon-Wiener (H)	Equitatividad(J)
Intradomiciliar	1.56	0.67
Peridomiciliar	1.48	0.68
Mata/Vegetación	1.62	0.70

En la tabla anterior observamos los valores de Shannon Wiener de las tres áreas de colecta en donde Mata/vegetación presentó mayor diversidad (más heterogeneidad) con 1.62 y menos diversidad (menor heterogeneidad) Intradomiciliar y Peridomiciliar con 1.56 y 1.48 respectivamente, por consiguiente, los valores de equitatividad fueron similares siempre Mata/vegetación tuvo mayor equitatividad con 0.70 e Intradomiciliar y Peridomiciliar valores casi iguales de 0.67 y 0.68. Todos es datos fueron calculados a partir de una rarefacción evitando sesgos en los resultados y colocar a los organismos en un mismo número para poder ser comparados.

Grafica 19. Representación de rarefacción en índice Shannon Wiener



En el gráfico 19 tenemos los valores del Índice de Shannon-Wiener (H) en donde tenemos los datos en común calculados por medio de la rarefacción.

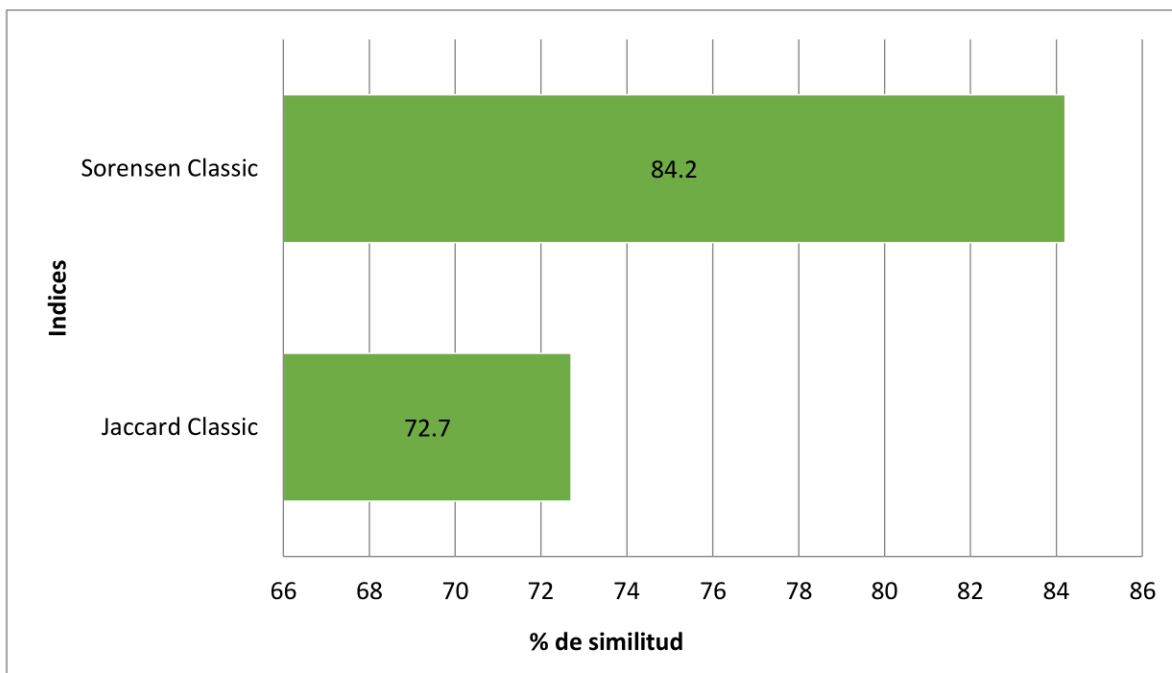
Índices Beta

Tabla 26. Resultados de índices betas de las tres áreas de colecta.

Indices	% Similitud
Jaccard Classic	72.7
Sorensen Classic	84.2

En la tabla anterior observamos los datos del índice Jaccard y Sorensen en donde tenemos valores de similitud altos con 72.7 % y 84.2 % respectivamente en las tres áreas en donde se dispuso colocar una trampa mostrando la misma composición de flebótomos.

Grafica 20. Comparación de los valores de Jaccard y Sornsen



En el gráfico 20 anterior tenemos los valores de los dos índices de betas aplicados a las tres áreas de colecta.

Clúster de las tres especies de importancia entomológica y Médica.

Lutzomyia longipalpis

En el clúster observamos los municipios en que la especie fue encontrada en dos o tres trampas de colecta; el resto fue excluido por no cumplir este criterio, formando 4 grupos con proporciones similares de flebótomos: Chirilagua-El tránsito; San Miguel-Uluazapa; Comacarán-San Luis de la Reina-Sesori y Moncagua.

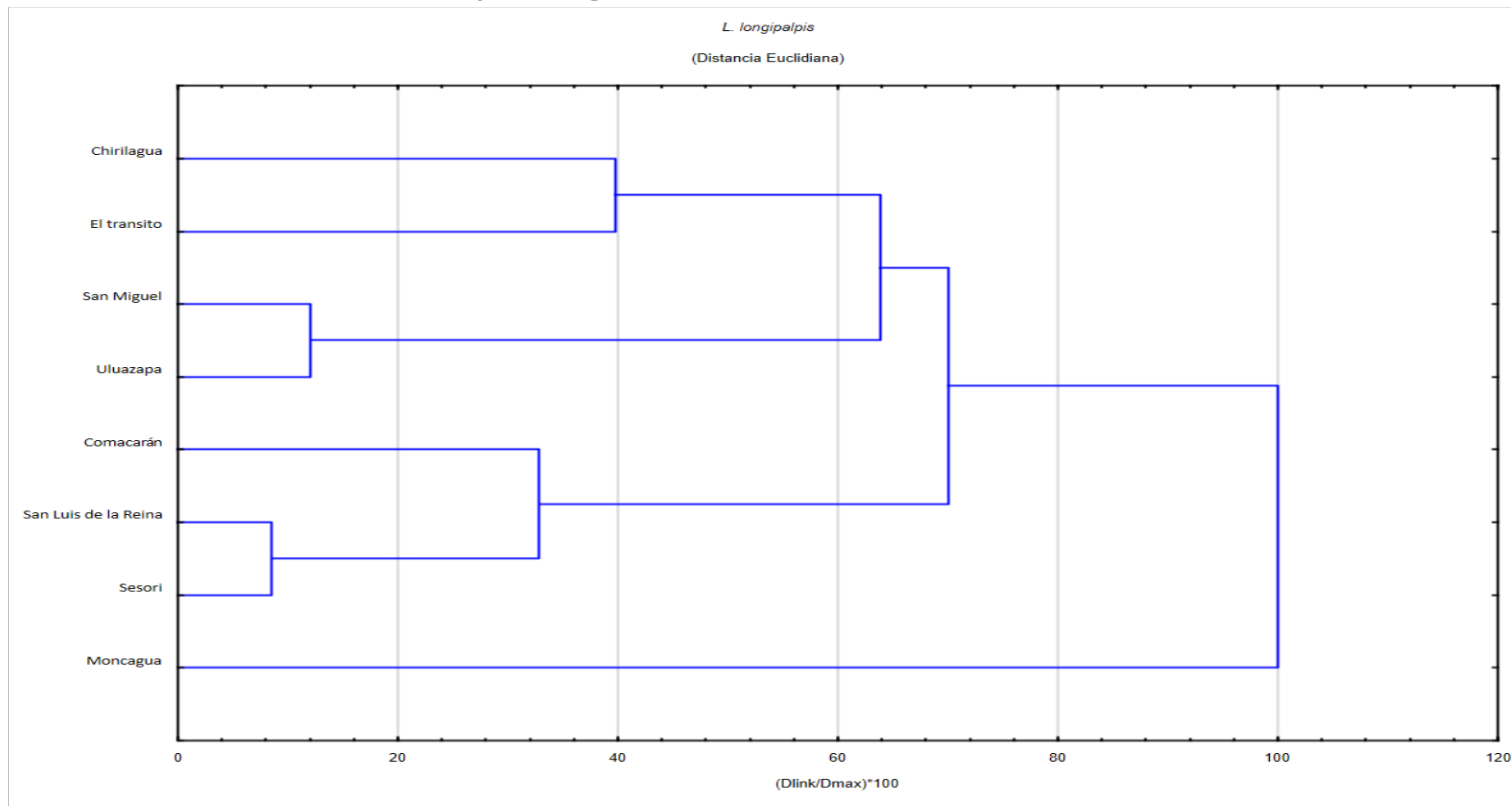


Figura 106. Cluster de los municipios con similar composición de *Lutzomyia longipalpis* en las tres áreas de colectas.

Lutzomyia cruciata

En el clúster observamos los municipios en que la especie fue encontrada en dos o tres trampas de colecta; el resto fue excluido por no cumplir este criterio, formando 4 grupos con proporciones similares de flebótomos: Chirilagua; Comacarán–Quelepa-San Antonio del Norte-Moncagua; Sesorí-Uluazapa y El tránsito-San Miguel.

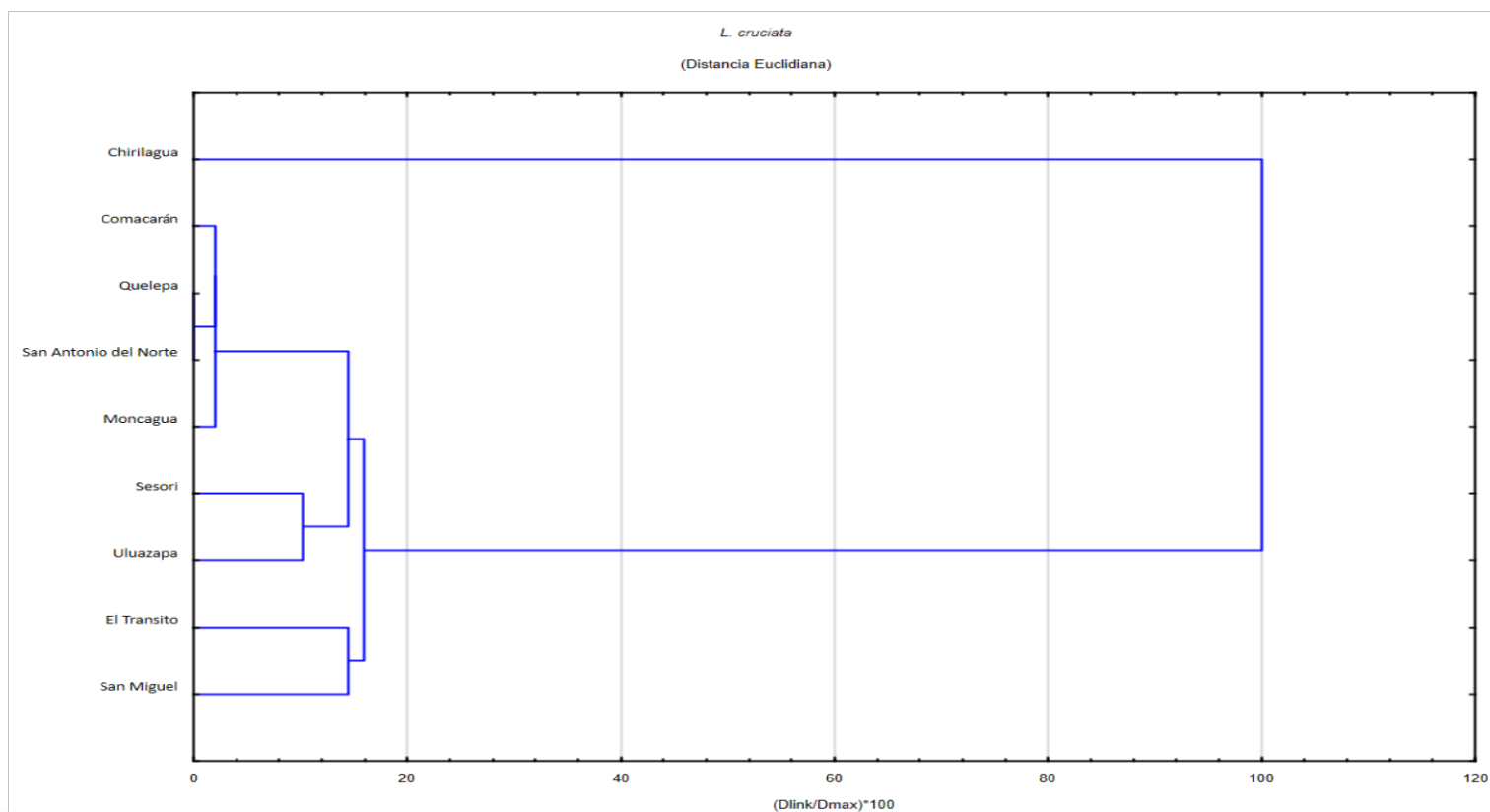


Figura 107. Cluster de los municipios con similar composición de *Lutzomyia cruciata* en las tres áreas de colectas.

Lutzomyia gomezi

En el clúster observamos los municipios en que la especie fue encontrada en dos o tres trampas de colecta; el resto fue excluido por no cumplir este criterio, formando 4 grupos con proporciones similares de flebótomos: Chapeltique-Uluazapa-Comacarán; Sesori; El Transito y Chirilagua.

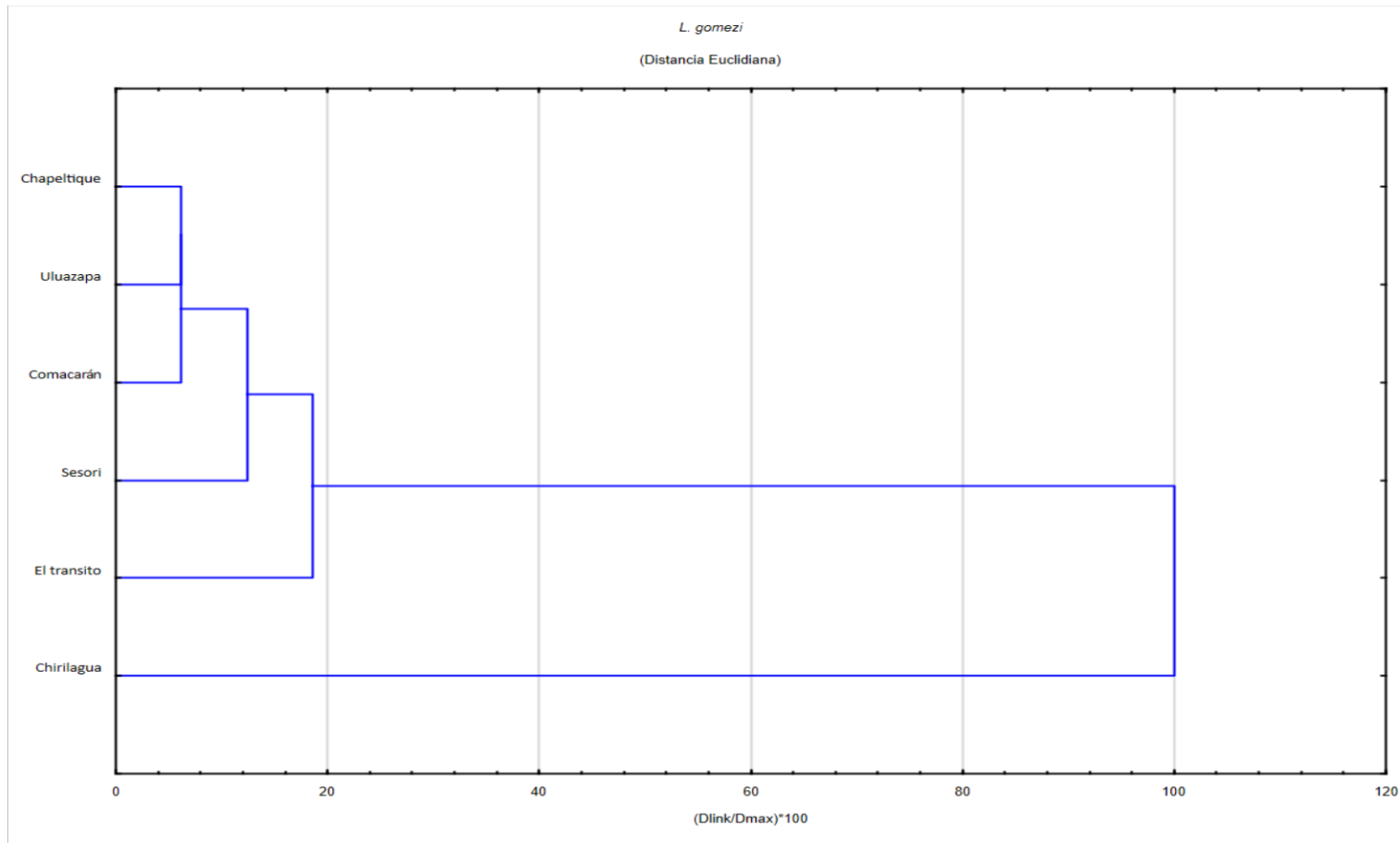


Figura 108. Cluster de los municipios con similar composición de *Lutzomyia gomezi* en las tres áreas de colectas.

Riqueza de especie Estimada

Tabla 27. Resultados de las tres áreas de colecta.

Tipo de trampa	Riqueza Observada	Riqueza de especies Estimada (Estimador Multivariado)				Rango Max (%)	Rango Min (%)
		ACE	ICE	Chao 2	Jacknife 2		
Intradomiciliar	10	12.1	11.1	10.5	12.8	95.5	94.2
Peridomiciliar	9	9.5	9.4	9.0	10.0	100.0	95.2
Mata/vegetación	10	10.7	11.0	10.3	12.0	96.9	89.2

En la tabla anterior tenemos los valores de los estimadores de riqueza estimada en donde nos muestran un esfuerzo de muestreo aceptable para todas las áreas en donde se dispuso colocar una trampa, los rangos máximos para Intradomiciliar y Peridomiciliar estuvieron por encima del 90% al igual que Mata/vegetación y los rangos de especies que podíamos encontrar estuvieron cercanos a lo estimado de 9 hasta 12 organismos por trampa.

Análisis de los datos de contribución de los factores ambientales obtenidos con el software MaxEnt que determinan la distribución de flebótomos en el departamento de San Miguel.

El análisis que realizó MaxEnt, permitió determinar cuáles son las variables que aportan más información (importancia) en los 3 modelos diseñados, es decir que permite tener un panorama de las capas (variables) que no necesariamente estén vinculados con la distribución de la especie. Bajo este apartado se observa una sencilla tabla en la que se indican los nombres de cada variable y sus contribución al modelo a través de dos campos: el primero es Percent contribution (Contribución porcentual) este aporta información sobre el peso porcentual de cada variable, cuando todas las variables son tomadas en cuenta dentro del modelo; adicionalmente veremos en la tabla el segundo campo que es Permutation importance (Importancia de permutación) que representa el peso de las variables sin tener en cuenta el resto, es decir una representación más real e individual de cada una sin ser comparadas con las otras, ya que no necesariamente presenta el mayor peso medida de manera comparativa con el resto de variables. Con lo anterior se presenta el análisis en las siguientes tablas:

Tabla 28. Contribución de factores ambientales obtenidos del análisis del software MaxEnt de los promedios mensuales de la base de datos de Worldclim.

Variable	Contribución porcentual (%)	Importancia de permutación	Variable	Contribución porcentual (%)	Importancia de permutación
bio_20	22,8	32,5	bio_46	0	0
bio_101	12,1	5,2	bio_45	0	0
bio_83	11,9	1,2	bio_44	0	0
bio_63	9,9	0,5	bio_43	0	0
bio_42	9,8	6,9	bio_39	0	0
bio_96	8,6	0	bio_38	0	0
bio_25	5,5	3,5	bio_37	0	0
bio_53	4,8	0	bio_36	0	0
bio_31	3,7	6	bio_34	0	0
bio_85	1,9	0	bio_28	0	0

bio_68	1,5	0	bio_26	0	0
bio_69	1,5	0	bio_23	0	0
bio_41	1,2	6,6	bio_103	0	0
bio_27	9	16,7	bio_102	0	0
bio_50	0,8	1,9	bio_99	0	0
bio_48	0,7	15	bio_98	0	0
bio_35	0,6	0,7	bio_97	0	0
bio_80	0,4	0	bio_95	0	0
bio_60	0,4	0	bio_94	0	0
bio_30	0,3	0	bio_93	0	0
bio_32	0,3	0,7	bio_92	0	0
bio_22	0,2	1,1	bio_91	0	0
bio_24	0,1	0	bio_90	0	0
bio_40	0,1	0	bio_89	0	0
bio_21	0	0,5	bio_88	0	0
bio_29	0	1,1	bio_87	0	0
bio_33	0	0	bio_86	0	0
bio_66	0	0	bio_84	0	0
bio_65	0	0	bio_82	0	0
bio_64	0	0	bio_81	0	0
bio_62	0	0	bio_79	0	0
bio_61	0	0	bio_78	0	0
bio_59	0	0	bio_77	0	0
bio_58	0	0	bio_76	0	0
bio_57	0	0	bio_75	0	0
bio_56	0	0	bio_74	0	0
bio_55	0	0	bio_73	0	0
bio_54	0	0	bio_72	0	0
bio_52	0	0	bio_71	0	0
bio_51	0	0	bio_70	0	0
bio_49	0	0	bio_67	0	0
bio_47	0	0	bio_100	0	0

En relación a la tabla 28, podemos observar que las variables con mayor contribución porcentual son bio_20 (22,8%), bio_101 (12,1%), bio_83 (11,9%), bio_63 (9,9%), bio_42(9,8), bio_96 (8,6%), bio_25 (5,5%) los cual nos indica el peso de las variables que

se tomaron en cuenta dentro del modelo; en relación a su importancia de permutación tenemos nuevamente a la variable bio_20 (32,5), bio_27 (16,7), bio_42 (6,9) y bio_41 (6,6) estas variables son las que mayor peso presentan individualmente sin tener en cuenta al resto de variables en el modelo.

Tabla 29. Contribución de factores ambientales obtenidos del análisis del software MaxEnt de los promedios anuales de la base de datos de Worldclim.

variable	Contribución porcentual (%)	Importancia de permutación
bio_18	40,7	44,1
bio_8	23,3	0
bio_5	21,7	8,7
bio_19	74	0
bio_17	3,5	0
bio_16	1,2	7,4
bio_4	0,9	1,3
bio_1	0,6	33,6
bio_2	0,4	1,8
bio_13	0,3	0
bio_14	0	3
bio_9	0	0
bio_15	0	0
bio_12	0	0
bio_11	0	0
bio_3	0	0
bio_6	0	0
bio_7	0	0

La tabla anterior nos muestra que las variables con mayor contribución porcentual son bio_18 (40,7%), bio_8 (23,3%) y bio_5 (21,7%) los cual nos indica el peso de las variables tomadas en cuenta dentro del modelo; en relación a su importancia de permutación

tenemos bio_18 (44,1) y bio_1 (33,6) son las que mayor peso presentan individualmente sin tener en cuenta al resto de variables en el modelo.

Tabla 30. Contribución de factores ambientales obtenidos del análisis del software MaxEnt de las variables biofísicas de la base de datos del MARN.

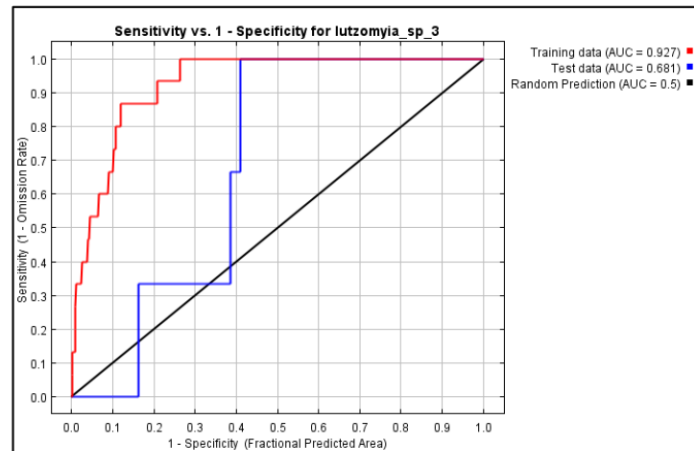
variable	Contribución porcentual (%)	Importancia de permutación
bio_107	71,1	15,6
bio_105	26,8	13,3
bio_104	2,2	71,1
bio_106	0	0

La tabla anterior nos muestra que las variables con mayor contribución porcentual son bio_107 (71,1%), bio_105 (26,8%) y bio_104 (2,2%) los cual nos indica el peso de las variables tomadas en cuenta dentro del modelo; en relación a su importancia de permutación tenemos bio_104 (71,1), bio_107(15,6) y bio_105 (13,3) son las que mayor peso presentan individualmente sin tener en cuenta al resto de variables en el modelo.

Mapas de distribución potencial

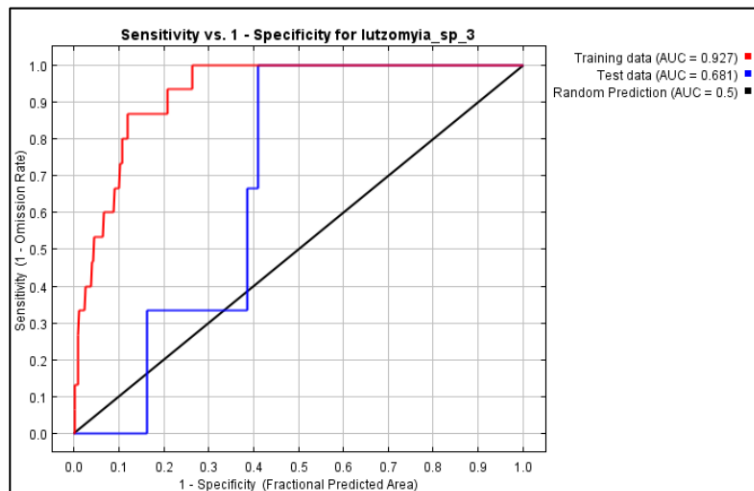
Para llevar a cabo la selección de mapa que representa la mejor distribución potencial se usaron como referente las gráficas de omisión/comisión y el análisis de bajo de la curva (AUC) que permitió seleccionar para su diseño final los resultados de variables climáticas como el promedio mensual, variables climáticas con promedio anual y variables biofísicas, se presentan a continuación:

Gráfica 21. Análisis de omisión y comisión de las variables climáticas de promedios mensuales.

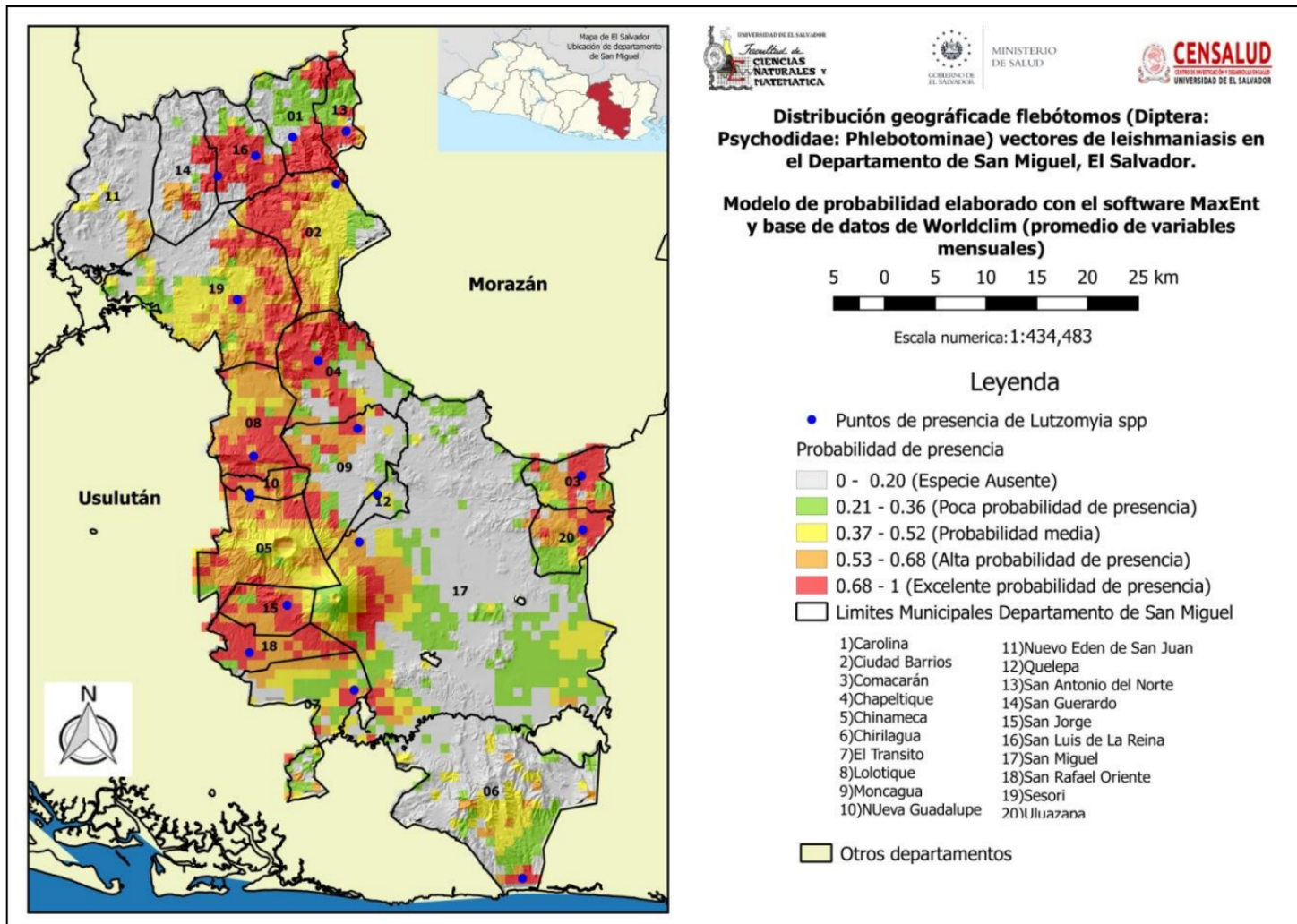


En la Gráfica 22 de omisión la línea de color Rojo (Fracción de fondo prevista) nos indica que los valores utilizados de las variables climáticas de promedios mensuales se han ajustado adecuadamente, ya que mientras más cerca de cero (o más curva este) evita la omisión de datos, permitiendo así al modelo ajustarse a los valores reales de la distribución de flebótomos.

Gráfica 22. Análisis bajo la curva (AUC) de las variables climáticas de promedios mensuales.



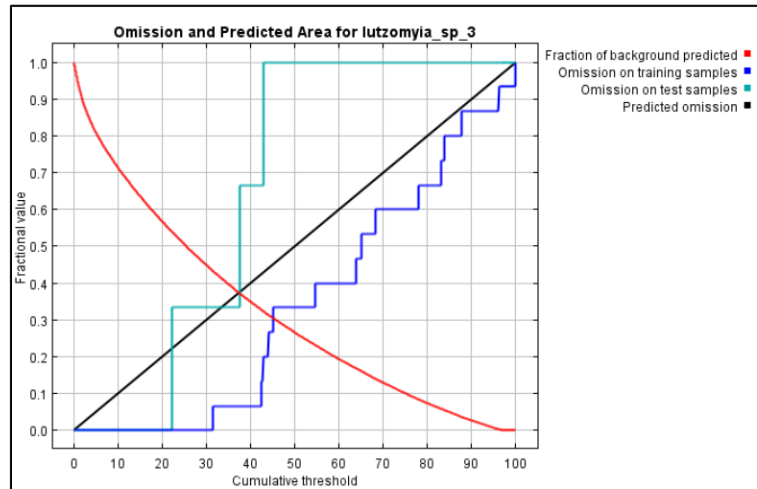
Al observar la anterior gráfica se comprueba el rendimiento del modelo de distribución en donde el training data (línea roja) será el de interés ya que su valor nos indica que el AUC Training data es de 0.927 y su test data de 0.68, es decir que es un modelo muy bueno con elevada sensibilidad ante los datos.



En relación a la figura 109, nos representa un mapa potencial de los flebotomos del departamento de San Miguel, solo utilizando 7 variables climáticas mensuales (analizando 84 valores para 19 puntos de muestreo dentro del software).

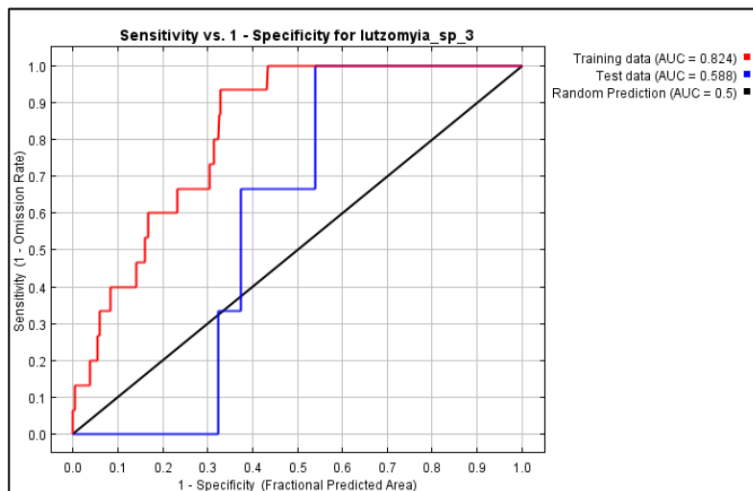
Figura 109. Distribución geográfica de flebotomos utilizando variables climáticas de promedios mensuales de la base datos de Worldclim

Gráfica 23. Análisis de omisión y comisión de las variables climáticas de promedios anuales.

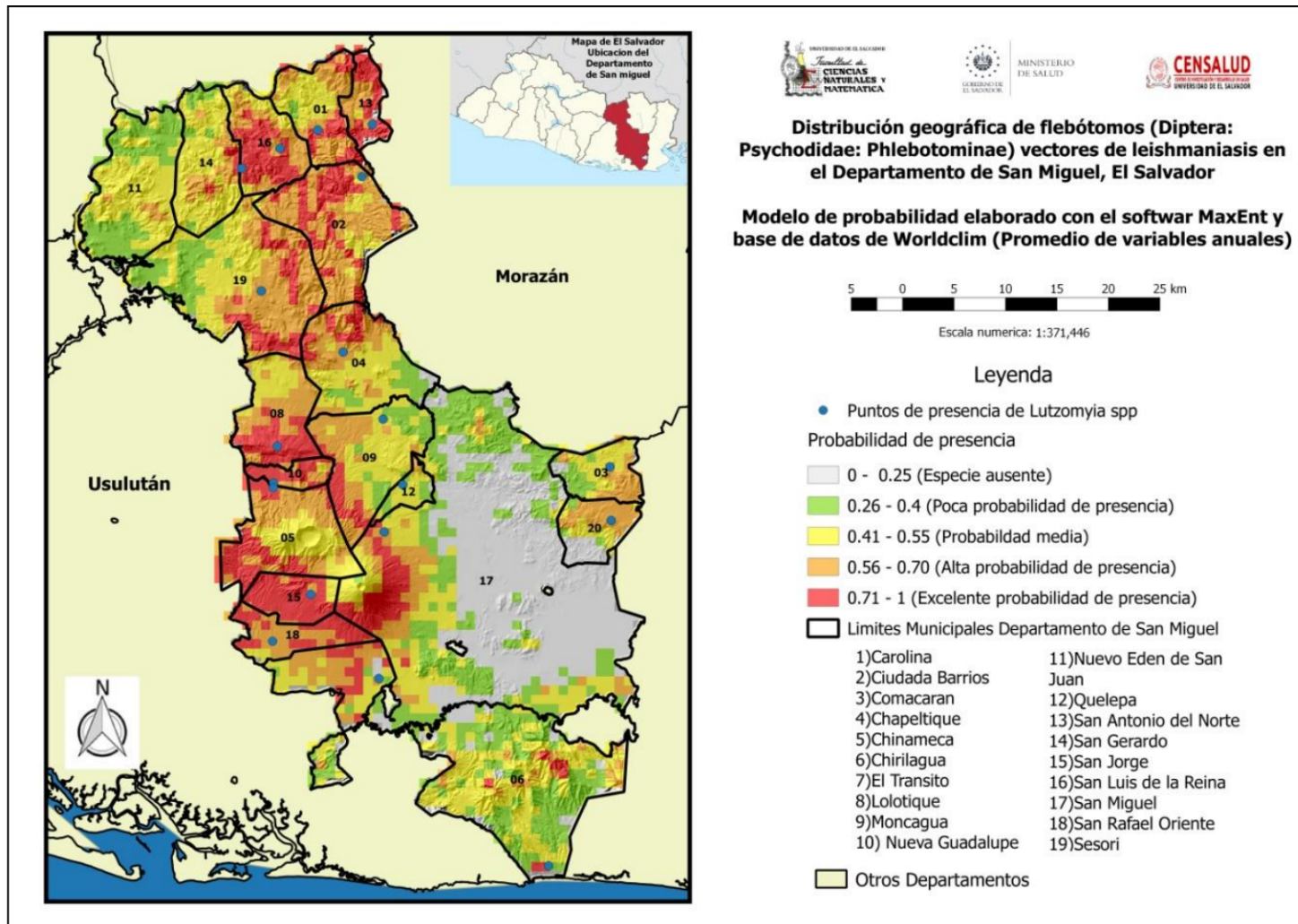


En la anterior gráfica 24 de omisión y comisión la línea de color rojo (fracción de fondo prevista) nos indica que los valores utilizados de las variables climáticas de promedio anuales se han ajustado adecuadamente, ya que mientras más cerca de cero (o más curva este) evita la omisión de datos, permitiendo así al modelo ajustarse a los valores reales de la distribución de flebótomos.

Gráfica 24. Análisis bajo la curva (AUC) de las variables climáticas de promedios anuales.



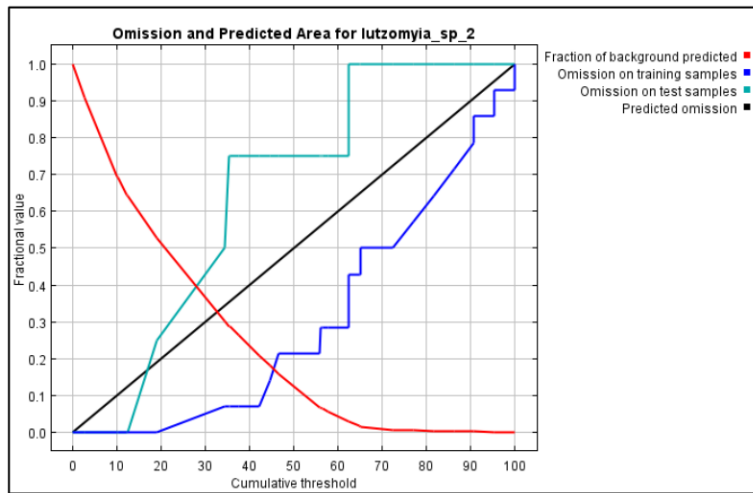
Al observar la anterior gráfica se comprueba el rendimiento del modelo de distribución en donde el training data (línea roja) será el de interés ya que su valor nos indica que el AUC de su training data es de 0.824 y su test data es de 0.588, es decir que es un modelo muy aceptable ante los datos.



En relación a la figura 110. nos representa un mapa potencial de los flebotomos para el departamento de San Miguel, solo utilizado las 19 variables climáticas anuales (analizando 19 valores para 19 puntos de muestreo dentro del software)

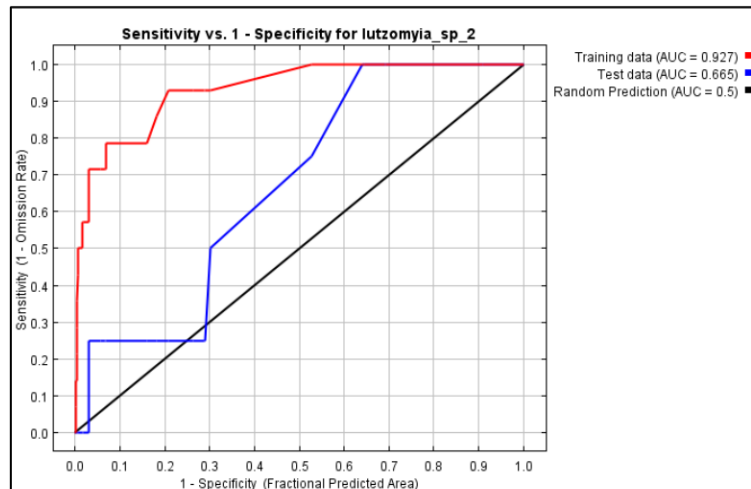
Figura 110. Distribución geográfica de flebotomos utilizando variables climáticas de promedios anuales de la base datos de worldclim.

Gráfico 25. Análisis de omisión y comisión de las variables biofísicas.

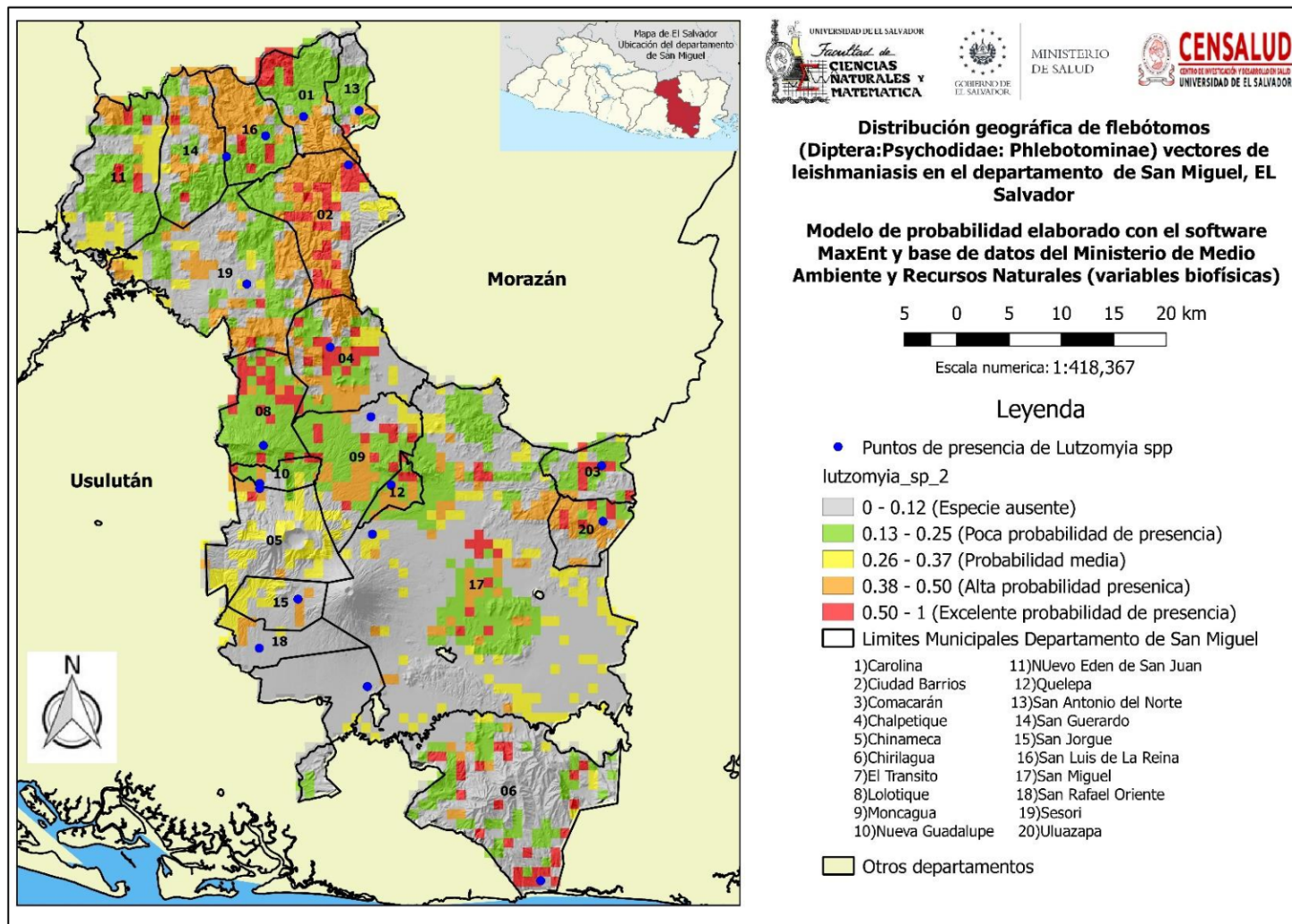


En la anterior gráfica 28 de omisión y comisión la línea de color rojo (fracción de fondo prevista) nos indica que los valores utilizados de las variables biofísicas se han ajustado adecuadamente, ya que mientras más cerca de cero (o más curva este) evita la omisión de datos, permitiendo así al modelo ajustarse a los valores reales de la distribución de flebotomos.

Gráfica 26. Análisis bajo la curva (AUC) de las variables biofísicas.



Al observar la anterior gráfica se comprueba el rendimiento del modelo de distribución en donde el training data (línea roja) será el de interés ya que su valor nos indica que el AUC es del Training data es de 0.927 y su Test data es de 0.665, es decir que es un modelo muy bueno con elevada sensibilidad ante los datos.



En relación a la figura 111, nos representa un mapa potencial de los flebotomos para el departamento de San Miguel, solo utilizado las 4 variables biofísicas (analizando 4 valores para 19 puntos de muestreo dentro del software)

Figura 111. Distribución geográfica de flebotomos utilizando variables biofísicas de base de datos el Ministerio de Medio Ambiente.

Discusión de Resultados

Actualmente el Departamento de San Miguel presenta una diversidad en cuanto a condiciones meteorológicas, vegetación, suelo y altura en los diferentes municipios esto hace ideal el desarrollo de los flebotomos principalmente de aquellos que pueden ser vectores de la leishmaniasis. Cada región geográfica tiene sus propias características bióticas y abióticas que definen un modelo de fluctuación; así, en algunas ocasiones se ha visto que durante la estación lluviosa no sólo ocurre un aumento notable en el número de ejemplares sino en el número de especies que integran la población (Burbano 1992).

Los estudios de distribuciones geográficas de vectores ofrecen herramientas poderosas para identificar zonas de riesgo y explorar posibles interacciones entre huéspedes, vectores y parásitos (Peterson et al 2002; Peterson 2003). Nuestros resultados proporcionan una línea de base para mejorar la investigación sobre *Leishmania sp* y sus vectores.

Entonces las distribuciones potenciales nos permiten evaluar y a determinar dónde se encuentran las condiciones ambientales más adecuadas para que la especie prospere, en función de parámetros obtenidos de recolectas previas, además se afirma que la distribución geográfica de las especies de flebotomos están correlacionadas con factores ecológicos, climáticos y antropogénicos, que evolucionan llegando a un punto que impacta en la abundancia del vector y en la consecuente transmisión de la enfermedad (Rujano 2015).

Estas variaciones las encontramos en el número de individuos encontrados por municipio ya que esta presentó una diversificación muy heterogénea valor $p=1.39E-72$ (tabla 7), esto podría deberse a que los flebotomos tienen una amplia distribución tropical y que pueden mantenerse activo durante todo el año, tal es así que en el municipio de Chirilagua (50.3% observado) y El Tránsito (76.9% observado) (Ver gráfico 2) presentó el mayor número de hembras que machos, esto podría deberse a que las hembras tienen hábitos hematofágicos, ya que estas necesitan sangre para fortalecerse y para completar su ciclo biológico, por lo que su alimentación solamente de azúcares contribuyen a nutrir a los futuros flebotomos que serán eclosionados (Huevos) aunado a esto se ha encontrado actividad muy activa durante la noche esto ideal para terminar su desarrollo por lo que puede explicar la presencia de un mayor número; los machos por su parte succionan azúcares de las plantas y/o áfidos. Al encontrar un número elevado de hembras que machos

hay un mayor riesgo para las poblaciones de estos municipios ya que hay mayor posibilidad de transmisión de la enfermedad (Sanchez-Saldaña et al. 2004; Carzola Perfetti 2015).

En el caso de los municipios de Lolotique, San Jorge, San Rafael Oriente, Nueva Guadalupe, Chinameca y Ciudad Barrios tuvieron presentaron escasa presencia de flebótomos esto puede deberse a que ciertos individuos buscan condiciones adecuadas para su reproducción y alimentación, y que no son encontradas en cualquier lugar además juega un papel importante las condiciones ambientales como la temperatura y humedad relativa, ya que se ha encontrado menor actividad a temperaturas abajo de los 15°C, esto muy importantes en el mantenimiento del parásito en los reservorios animales de estos organismos

Según Sánchez-Saldaña et al. (2004) todas las especies de *Lutzomyia spp* (Figura 62) pueden ser potencialmente vectores de las *Leishmania sp* y dependerán de sus preferencias por alimentarse. Las especies que pican al hombre para alimentarse son las que pueden transmitir la enfermedad, las especies encontradas con mayor número en las tres áreas de colectas son *L. longipalpis*, *L. cruciata* y *L. gomezi* (ver gráfica 14) estas tres son consideradas las principales transmisoras de las leishmaniasis, y en El Salvador no es la excepción; estudios realizados en México por Roo & Rebollar-Tellez, (2009) considera a *L. cayennensis cayennensis*, *L. longipalpis*, *L. cruciata* y *L. gomezi* como vectores sospechosos y comprobados de transmitir la enfermedad en países de América, por lo que esto nos confirma que en el departamento de San Miguel se tiene la presencia de flebótomos potenciales que puede transmitir la enfermedad.

Las áreas de colecta intradomiciliar ,peridomiciliar y mata/Vegetación (tabla 19) en relación a distribución de flebótomos fue diferente a lo esperado en 8 de 10 de las especies, siendo estas *Lutzomyia gomezi* ($p=0.0008$), *Lutzomyia chiapanensis* ($p=0.0089$), *Lutzomyia cayennensis cayennensis* ($p=0.0018$), *Lutzomyia beltrani* ($p=0.015$), *Lutzomyia deleoni* ($p=1.89E-13$), *Lutzomyia evansi* ($p=6.23E-24$), *Lutzomyia durani* ($p=1.07E-11$) y *Lutzomyia dodgei* ($p=1.34E-44$); mientras que las especies que tuvieron una distribución igual a lo esperado fueron *Lutzomyia longipalpis* ($p=0.573$) y *Lutzomyia cruciata* ($p=0.0742$).

L. longipalpis ha sido la especie que se ha encontrado en mayor cantidad y en abundancia en las tres áreas de colecta (tabla 19) esto podría deberse a la actividad nocturna y picadora de la hembra como se ha encontrado en estudios realizado por Rosabal & Trejos (1965)

que dan cuenta de la presencia de cerca de 5955 ejemplares encontrados y que tuvieron mayor actividad por las noches.

Las especies identificadas dentro de este estudio fueron: *L. longipalpis* (Forattini 1973; Ibáñez 2005, Galati 2009; Vilela 2015); *L. cruciata* (Ibáñez 1999; Vilela, 2015); *L. gomezi* (Ibáñez 1999; Forattini 1973); *L. evansi* (Galati 2009, Ibáñez 1999; Forattini 1973); *L. durani* (Forattini 1973; Young & Ducan 1994; Galati 2009); *L. cayannensis cayannensis* (Ibáñez 1999; Galati 2009); *L. chiapanensis* (Ibáñez 1999; Galati 2009; Forattini 1973); *L. beltrani* (Galati 2009; Ibáñez 2005; Forattini 1973); *L. deleoni* (Forattini 1973; Galati 2009; Ibáñez 1999); *L. dodgei* (Forattini 1973; Ibáñez 1999) Coincidiendo con Rosabal & Trejos en 1965 identificaron los flebótomos antes mencionados, a excepción de *L. barretoyi* y *L. undulata* que no se encontraron en el presente estudio, confirmando así la presencia de estas especies en el país desde hace mucho tiempo y contrasta con lo encontrado en el departamento ya que la mayoría de especies son las misma reportadas en este estudio.

Estas mismas especies *L. longipalpis*, *L. cruciata*, *L. gomezi* (tabla 20) fueron encontradas en mayor número en las tres áreas de colecta, esto podría deberse a que existen micro hábitats con temperaturas relativamente estables y valores de humedad relativa aceptables (ver anexo del 1 al 15) que se pueden hacer propicios estos lugares, proporcionando refugio y sitios de reproducción para flebótomos, estos dos parámetros son primordiales ya que el organismo necesita lugares ideales para completar el desarrollo biológico, además están protegidos de factores ambientales como luz, viento y lluvia (Vivero et al., 2015).

También especies como *L. longipalpis*, *L. gomezi*, *L. cayennensis cayennensis*, *L. evansi*, reportadas en el siguiente estudio están fuertemente relacionadas con la precipitación, su éxito reproductivo depende sobre la disponibilidad de suelos ricos en humedad en estos lugares en época lluviosa además de ser muy restringido en época seca (Sánchez et al. 2015)

Para el análisis de Shannon-Wiener se realizó un proceso llamado Rarefacción que permite poner los organismos en un mismo número para poder compararlo, este procedimiento coincidió con lo recomendado por Víctor D. Carmona-Galindo (2015) y Moreno (2001) mencionan que es crítico hacer una corrección matemática para que el número de individuos sea igual es decir calcula el número esperado de especies de cada muestra si todas las muestras fueran reducidas a un tamaño estándar. En relación a las tres áreas de colecta el que presento mayor valor de heterogeneidad fue Mata/Vegetación con 1.62 y con

menor heterogeneidad Intradomiciliar con 1.56 y peridomiciliar con 1.42 respectivamente, esto indica que hay similar diversidad; para la equitatividad(J), Mata/vegetación tuvo el mayor valor con 0.70, mientras que intradomiciliar y peridomiciliar presentaron un valor de 0.68 y 0.67, estos resultados son similares a lo obtenidos por Rebollar (2009), donde encontró valores de heterogeneidad de Shannon-Wiener de dos áreas de colecta de flebotomos de 1.89 y 1.74 además de valores de equitatividad de 0.79 y 0.28. Para el Índice de Jaccard mostró un valor cercano a 100% de similitud en las tres áreas con el 72.7% esto sugiere que las especies encontradas tienen la misma composición coincidiendo con Roo and Rebollar-tellez (2009) quien comparó dos áreas con este índice que le dio un valor de 80.3%, y el Índice de Sorensen mostró un valor 84.2 % similar a lo presentado por Herrero et al. (1993) que usó índices de similitud y que tuvo un valor superior al 60% igual a nuestro estudio.

Los clúster de las tres especies de importancia entomológica y médica (*L. longipalpis*, *L. cruciata* y *L. gomezi*) mostraron proporciones similares en cuanto al número de flebotomos encontrados en las tres áreas donde se colocó una trampa en los municipios de Chirilagua, El Tránsito, Uluazapa, Sesori, Chapeltique, San miguel, Comacarán, San Luis de la Reina y San Antonio del Norte.

Por otro lado, la riqueza de especie estimada mostró un esfuerzo de muestreo aceptable ya que los estimadores ACE Y ICE así como también los Índices de Chao 2 y Jackknife 2 mostraron rangos máximos arriba del 90% lo que quiere decir que de las 9 a 10 especies encontradas, podrían haber un estimado de entre 9 hasta 12 especies coincidiendo con otro estudios como el realizado por Jorge (2011) en donde evaluó diferentes trampas y su influencia sobre los estimadores de diversidad de flebotomíneos encontrando valores de riqueza de chao 2 y jackknife 2 de entre 10 a 11.98 y un rango máximo de 90% similares a nuestros resultados por otro lado Bautista-Hernández et al. (2013) estudio el uso de estimadores no paramétricos como ACE e ICE y nos dice que ACE utiliza para las estimaciones entre diez o menos individuos por muestra, ICE por su parte utiliza especies encontradas en diez o menos muestra; lo cual confirma los valores máximos de entre nueve y diez especies encontradas en las tres trampas.

En relación a la contribución de las variables bioclimáticas de promedio mensuales (ver tabla 28) estas nos mostró que la bio 20 posee dentro del modelo un porcentaje de contribución de 22,8% dicha variable es el promedio mensual de la precipitación del mes

de febrero, mientras que su importancia de permutación es de 32,5 lo cual nos indica una gran influencia para los flebótomos; la bio 101 se presenta como la segunda variable dentro de dicho modelo con un 12,1% en relación a sus porcentaje de contribución, dicha variable representa los datos de la velocidad del viento del mes de octubre pero como variable individual su contribución baja hasta un 5,2; siguiendo respectivamente en la tabla 28, cada variable que está por debajo de las anteriores va bajando sucesivamente, entre estas encontramos bio 83 (promedio mensual de la presión de vapor del agua del mes de abril), bio 63 (promedio mensual de la temperatura máxima de agosto), bio 42 (promedio mensual de la radiación solar del mes de noviembre), bio 96 (promedio mensual de la velocidad del viento del mes de mayo), bio 25 (promedio mensual de la precipitación del mes de junio) y bio 27 (promedio mensual de la precipitación del mes de agosto) pero en el presente estudio se observa que esta última variable es muy interesante porque su importancia de permutación es de 16,7 lo cual permite ubicarla como la segunda variable más importante individualmente sin ser tomado dentro del modelo.

Dentro de las variables bioclimáticas de promedio anuales (ver tabla 29) se presenta como la variable con mayor contribución porcentual e importancia de permutación es la bio 18 que es la precipitación del trimestre más caliente, le sigue la bio 8 (temperatura media del trimestre más húmedo), bio 5 (Temperatura máxima del mes más caliente), bio 19 (precipitación del trimestre más frío), bio 17 (precipitación del trimestre más seco) y nuevamente se presenta una variable que su importancia de permutación la coloca como la segunda más importante y esta es la bio 1 (temperatura media anual).

Finalmente se reportan los datos de las variables biofísicas (tabla 30) dentro de esta bio 107 (agrológico) como la variable que contribuye porcentualmente dentro del modelo con 71,1%, dentro de la información que se recabó de dicha variable se encuentra la el uso de suelos entre ellas: a) Tierras no aptas para fines agropecuarios ni explotación forestal, b) condiciones edáficas como profundidad efectiva limitada, presencia de grava, fertilidad natural generalmente baja y características topográficas desfavorables, c) tierras marginales para una agricultura anual e intensiva, d) zonas planas a ligeramente onduladas, e) tierras inapropiadas para uso agropecuario y que están relegadas para propósitos de explotación de recursos forestales y f) zonas urbanas; la segunda variable con mayor contribución es bio 105 (vegetación) dentro de estas obtuvimos la siguiente información: a) vegetación abierta predominantemente siempre verde, tropical submontana de coníferas,

b) zonas de cultivos o mezclas de sistemas productivos, c) zonas de cultivos permanentes (cafetales), d) zonas de cultivos forestales y frutales; la siguiente fue bio 104 (pedológico) esta variable nos brindó el tipo de suelo en se encontraban los datos: a) latosoles arcillo rojizos , b) latosoles arcillosos ácidos, c) litosoles; finalmente se encuentra la bio 106 (elevación) que tanto su contribución porcentual e importancia de permutación han sido de 0, pero nos ha proporcionada los siguientes datos: rango de altura desde los 0 msnm hasta los 800 msnm.

En relación a la importante de estos 107 datos bioclimáticos y biofísicos analizados dentro del programa MaxEnt (en total 214 valores en relación a su contribución porcentual e importancia de permutación), González et al (2011) nos menciona que conocer la ecología, micro hábitat y geografía de las especies que transmiten *Leishmania*, es de gran relevancia para la salud pública porque la vigilancia entomológica es una de las estrategias de intervención más importantes de las enfermedades transmitidas por vectores, además el ciclo selvático de los flebótomos requieren sustratos húmedos y sombreados provistos por áreas boscosas en las que ponen huevos para asegurar la supervivencia y el desarrollo de las larvas; los flebótomos han demostrado tener una gran capacidad de establecer poblaciones en áreas transformadas después de intervenciones humanas esto no es sorprendente para las especies ya que sus distribuciones corresponden a áreas más cálidas, húmeda relativa aceptable y precipitación ideal ya que la necesitan para su desarrollo y supervivencia, las fuertes lluvias pueden matar adultos y etapas inmaduras (ECDC 2016, Kasap 2005, Kasap 2006, Koch et al 2017, Naucke et al 2010, Sanbonmatsu-Gámez et al 2005, Simsek et al. 2007)

Para el mapa de distribución geográfica de flebótomos utilizando variables bioclimáticas de promedios mensuales (figura 108) nos permite observar que delimitan mayormente el área de excelente probabilidad de presencia (0.68 – 1) de los flebótomos tanto en el nornoroeste y oeste noroeste del departamento de San Miguel, permitiendo presentarse un corredor de movilización para los vectores sobreponiéndose sobre lo municipios San Antonio del Norte, Carolina, San Luis de La Reina, Ciudad Barrios, Chapeltique, Sessori, Lolotique, Chinameca, Nueva Guadalupe, San Jorge, San Rafael Oriente, mientras que levemente para la zona este del departamento se evidencia solo para Comacarán y Uluazapa las cuales de igual manera presenta en partes de excelente probabilidad de presencia (0.68 – 1); finalmente tenemos los municipios menos probables presentes del vector siendo estos en la zona norte

San Gerardo y Nuevo Edén de San Juan mayoritariamente representadas con especie ausente (0 – 0.20), en el área central encontramos la cabecera donde mayormente está representada también con especie ausente (0 – 0.20), y para la zona sur del departamento con el municipio de Chirilagua que de igual manera presenta áreas de especie ausente (0 – 0.20) hasta una probabilidad media de presencia (0.37 – 0.52).

Para el mapa de distribución geográfica de flebotomos utilizando variables bioclimáticas de promedios anuales (figura 109) nos presenta un escenario menos delimitado, es decir una distribución casi completa dentro del departamento de San Miguel, nuevamente se presenta un corredor en la zona noroeste donde se sobrepone en los municipios de San Antonio del Norte, Carolina, San Gerardo, Ciudad Barrios, Sessori, Chapeltique, Lolotique, Moncagua, Nueva Guadalupe, Chinameca, San Jorge, San Rafael Oriente, podemos observar que la excelente probabilidad de presencia (0.71 – 1) rodea las áreas con mayor elevación, mientras que las zona de alto relieve se presenta con alta probabilidad de presencia (0.56 – 0.70) y probabilidad media (0.41 – 0.55); nuevamente se ve un bloque para la zona este de San Miguel para los municipios Comacarán y Uluazapa, pero para este escenario el análisis de datos nos indican que la presencia de los individuos a alta probabilidad de presencia (0.56 – 0.70), zonas de probabilidad media (0.41 – 0.55) y levemente poca probabilidad de presencia (0.26 – 0.4); para la zona sur del departamento se evidencia para el municipio de Chirilagua en donde mayoritariamente es con probabilidad media de presencia (0.41 -0.55); para San Miguel vuelve a presentar zona mayoritaria de especie ausente (0 – 0.25).

Para el mapa de distribución geográfica de flebotomos utilizando variables biofísicas de promedios mensuales (figura 110), con este mapa nos presenta escenario muy delimitando la distribución geográfica de los flebotomos; a nivel general las zonas de excelente probabilidad de presencia (0.50 – 1) está más reducido significativamente zonas específicas a través de todo el departamento de San Miguel, pero podemos evidenciar que en la zona noroeste de dicho departamento predominó las zonas de alta probabilidad de presencia (0.38 – 0.5) y de poca probabilidad de presencia (0.13 – 0.25) donde sobrepone en los municipios de San Antonio del Norte, Carolina, San Luis de La Reina, Ciudad Barrios, parte de Sessori, Chapeltique, Lolotique, Moncagua, Nueva Guadalupe, Quelepa; de igual manera en la zona este del departamento se evidencia Alta probabilidad de presencia (0.38 – 0.50) de Uluazapa; mientras que al sur se reduce notablemente las zonas de distribución pero aun así hay pixeles de excelente probabilidad de presencia (0.51 – 1).

Los mapas obtenidos en este trabajo, muestran una buena predicción de la distribución potencial de los flebotomos en el departamento de San Miguel y son la primera aproximación nacional para identificar y caracterizar las zonas climáticamente favorables, en las que estos podrían ocurrir de manera natural; ya que nos proporcionan elementos para la comprensión de los mecanismos de movilización para la transmisión de la enfermedad, así como información relevante para el diseño de las estrategias más apropiadas para la prevención y control de vectores y de la enfermedad; como en la malaria y el dengue, los insectos vectores de estas enfermedades son susceptibles a muchas variaciones ambientales y particularmente meteorológicas que pueden afectar el ciclo de vida del insecto, tales como las precipitaciones, temperatura, humedad, entre otras (Williams 1970; Bayoh y Lindsay 2003). Los factores como la temperatura ambiental, humedad, tipo de suelo, uso de suelos, elevación, entre otros juegan también un papel importante en la dinámica de transmisión de la enfermedad, ya que afectan a los parámetros que aumentan la probabilidad de transmisión de la infección actuando sobre la supervivencia del flebotomo, la duración del ciclo biológico del parásito en el insecto y los hábitos de alimentación de los vectores (Gubler DJ 1998).

Los resultados de los tres mapas sugieren una excelente predicción de los patrones de distribución geográfica de los flebotomos en el área de estudio; los valores del training data del AUC se encuentran por encima de 0,9 (ver gráficas 23, 25 y 27) lo cual indica que la distribución actual en los hábitats estudiados, se encuentra bien descrita por el clima e indican una buena capacidad predictiva de los modelos; debemos poner atención al test data de AUC apenas sobrepasa los 0,5 los cual puede indicar un modelo al azar, pero nos está dando la pauta que las especies del género *Lutzomyia spp* pueden llegar a ser generalistas al medio en que se desarrollan.

La distribución poblacional de los flebotomos está controlada por factores endógenos (biológicos) y exógenos (bioclimáticos) y la contribución de cada variable puede afectar de manera particular a cada especie (Yang et al., 2008). Entonces estos mapas nos presentan la idoneidad del hábitat para el desarrollo de las poblaciones en concreta, calculado a partir de observaciones de campo y variables ambientales que actúan como predictores, que ha utilizado como herramienta un programa de modelaje de distribución potencial de especies (Savino et. al. 2015). Por lo cual es importante el concepto de nicho fundamental de una especie de Hutchinson y este se define como: “un hipervolumen n-dimensional en donde cada punto en el que corresponde a un estado del medio ambiente que permitiría que una

especie exista indefinidamente" (Hutchinson 1957), pero dicho autor también planteo el concepto de nicho realizado que es el espacio realmente ocupado por la especie siendo más pequeño y solo consistirá en aquellas porciones del nicho fundamental donde la especie es competitivamente dominante. Sin embargo MaxEnt, no debe subestimarse, ya que proporcionan un punto de partida útil para predecir la distribución potencial de las especies a diferentes escalas y regiones.

Conclusiones

- ❖ La distribución geográfica de los flebótomos en el departamento de San Miguel fue muy diversa en número de individuos tanto en macho como de hembras en todos los municipios, encontrándose especies potenciales de transmitir de leishmaniasis.
- ❖ *L. longipalpis*, *L. cruciata*, *L. gomezi* fueron las especies que presentaron el mayor número de individuos colectados en la mayoría de municipios del departamento de San Miguel.
- ❖ Los municipios Chirilagua y el Tránsito fueron los que más individuos se encontraron tanto hembras como machos; Lolotique y Ciudad Barrios fueron los que menor cantidad de individuos se encontraron.
- ❖ El área mata/vegetación fue el que presento mayor Heterogeneidad en el índice de Shannon Wiener y equidad (J) seguido de Intradomiciliar y Peridomiciliar, el índice de jaccard tuvo un valor cercano a la unidad lo que indica una composición similar de las especies.
- ❖ La riqueza de especies estimada mostró un esfuerzo de muestreo aceptable, ya que la cantidad de especies se acercaba a lo calculado por el Índice Chao y Jackknife.
- ❖ En relación a los datos de contribución de los factores ambientales bioclimáticos y biofísicos que se utilizaron y que tuvieron influencia dentro del modelo permitieron, caracterizar la distribución potencial de los flebótomos dentro del departamento de San Miguel.
- ❖ El modelaje con MaxEnt generó predicciones ajustadas correctamente y a su vez evaluadas utilizando el análisis bajo la curva (AUC), permitiendo establecer probabilidades de ocurrencia diseñando así mapas de distribución de los flebótomos, lo cual permite una vigilancia entomológica de los vectores de leishmaniasis.

Recomendaciones

- Realizar estudios en el departamento de San Miguel enfocado en determinar los sitios de desarrollo del flebótomo para tomar acciones más específicas en mitigar a los vectores responsables de la transmisión de la Leishmaniasis.
- Enlistar aquellas especies potenciales de transmisión de la enfermedad en el departamento, discriminando aquellas especies de importancia sanitaria y entomológica como por ejemplo *L. Longipalpis*, *L. cruciata* y *L. gomezi* etc.
- Para que sea aún más efectivo el uso del modelaje del software MaxEnt para la vigilancia de los vectores de leishmaniasis se recomienda la creación y abastecimiento constante a través de muestreos mensuales o anuales y creación de una base de datos de las especies que se vayan reportando.
- Los datos generados por el clúster pueden tomarse como estrategias para el combate de los principales vectores de la enfermedad de *Leishmania sp* por parte del Ministerio de Salud (MINSAL).
- Impulsar el diseño de mapas de distribución potencial por especie, además de integrar a su vez un estudio de microhábitat del vector para poder brindar nuevo conocimiento y mejores maneras para mitigar la enfermedad.
- Proponer un sistema al Ministerio de salud y asistencia social (MINSAL) para predecir las poblaciones de vectores transmisores de la enfermedad.
- Para la Unidad de Vigilancia de Enfermedades Transmitidas por Vectores de El Salvador y MINSAL que tomen en cuenta la utilización de software MaxEnt como una forma de vigilancia constante y no solo vectorial, sino desde un enfoque epidemiológico de cualquier enfermedad que ponga en riesgo a la población salvadoreña.

Referencias Bibliográficas

- Alexander B. 2000. Sampling methods for phlebotomine sandflies. *Med. Vet. Entomol.* 14:109–122.
- Anaguano, D.f., Ponce, P., Baldeon, M.E., Santander, SyCervalo, V. 2015. Blood-meal identification in phlebotomine sandflies (Diptera: psychodidae) from valle Hermoso, a high prevalence zone for cutaneous leishmaniasis in Ecuador, *Acta Tropical.*
- Ampuero Vela Julia S. 2000. Leishmaniasis: módulos técnicos, serie de documentos monográficos:83.
- Andrade-C. MG, Bañol H, Reinel E, Triviño P. 2013. Processing Techniques For The Collection, Preservation and Mounting Butterflies in Biodiversity and Conservation Studies (Lepidoptera: Hesperioidea - Papilionoidea). *Rev Acad Colomb Cienc Exactas Físicas Nat.* 37:311–325.
- BAEV, P. V. Y L. D. PENEV. 1995. *BIODIV: program for calculating biological diversity parameters, similarity, niche overlap, and cluster analysis.* Versión 5.1. Pensoft, Sofia-Moscow, 57 pp.
- Bautista-Hernández CE, Monks S, Pulido-Flores G. 2013. Los parásitos y el estudio de su biodiversidad: un enfoque sobre los estimadores de la riqueza de especies. *Estud Científicos en el estado Hidalgo y Zoaledañas Vol II.* (May):13–17.
- Bayoh MN, Lindsay SW. 2003. Effect of temperature on the development of the aquatic stages of *Anopheles gambiae sensu stricto* (Diptera: Culicidae). *Bull Entomol Res;* 93(5): 375-81. 5.
- Biachi-Galati, E.A. 2009. Apostilla Disciplina HEP 5752: Bioecología e Identificación de Flebotominae. Volumen I y II. Departamento de Epidemiología, Facultad de Saúde Pública, Universidad de São Paulo. Brazil.
- Biachi-Galati, E.A. 2016. Classificação Morfologia, terminología e identificação de adultos. Volumen II. Departamento de Epidemiología, Facultad de Saúde Pública, Universidad de São Paulo. Brazil.
- Brito-Hoyos DM, Brito Sierra E, Villalobos Álvarez R. Distribución geográfica del riesgo de rabia de origen silvestre y evaluación de los factores asociados con su incidencia en Colombia, 1982–2010. *Rev Panam Salud Pública.* 2013; 33(1):8–14.
- Burbano ME. 1992. Distribución vertical de los flebotomos *Lutzomyia* (Diptera :Psychodidae), en un foco de leishmaniasis cutánea. *Colomb. Med.* 23:121–125.
- Candelario-Mejía G; Rodríguez-Rivas A; Muñoz-Urías A; Ibarra-Montoya JL; Chavéz-López C; Mosso-González C; Cruz-Bastida JM; Ramírez-García SA. 2015. Estudio ecológico mixto en México de la distribución de *Aedes aegypti*. Implicaciones en las

políticas públicas. *Revistas Medica MD* 7(1):13-19pp. Publicado en línea 01 de noviembre, 2015; www.revistamedicamd.com.

Carzola Perfetti D. 2015. Lista comentada de los flebotominos (Diptera:Psychodidae, Phlebotominae) citados para Venezuela. *Rev. Multidiscip. del Cons. Investig. la Univ. Oriente* 27:178–231.

Cedillos RA, Romero Chévez JE, Gavidia ME. 2014. “Leishmaniasis en El Salvador.” *Minerva Rev. en línea* 4:33–44.

Centro de Control y Prevención de enfermedades (CDC).Leishmaniasis.2017.página web:<https://www.cdc.gov/dpdx/leishmaniasis/index.html>

Chaves LF. 2017. Climate Change and the Biology of Insect Vectors of Human Pathogens. *Glob. Clim. Chang. Terr. Invertebr. First Edit*:126–147.

Colwell, K., C. X. Mao y J. Chang. 2004. Interpolating, ex- trapolating, and comparing incidence-based species accumulation curves. *Ecology* 85:2717-2727.

ECDC. 2016. European Centre for Disease Prevention and Control. Health Topics. Phlebotomine sand flies. Available at: <http://ecdc.europa.eu/en/healthtopics/vectors/sanflies/Pages/sandflies.aspx>

Ferro C, Fuya P, Lugo L, González C. 2011. Valoración de la epidemiología de la leishmaniasis en Colombia a partir de la distribución espacial y ecológica de los insectos vectores. *Biomédica* 31:3–315.

Forattini OP. 1973. *Entomologia medica*. Edgard Blucher Ltda, editor. Sao paulo.

Galati EAB, Paulo UDS. 2009. Distribuição geográfica dos Phlebotominae (Diptera , Psychodidae) das Américas.

García L. 2002. Manual de procesamientos y identificación de vectores de Leishmaniasis y enfermedades de Carrión.

Gates CE, Burnham KP, Anderson DR, Laake JL. 1981. Estimation of Density from Line Transect Sampling of Biological Populations. *Biometrics* 37:413.

Georgiadou SP, Makaritsis KP, Dalekos GN. 2015. Leishmaniasis revisited: Current aspects on epidemiology, diagnosis and treatment. *J. Transl. Intern. Med.* 3:43–50. doi:10.1515/jtim-2015-0002.

Githeko, A. K., Lindsay, S. W., Confalonieri, U. E., & Patz, J. A. (2009). El cambio climático y las enfermedades transmitidas por vectores: un análisis regional. *Revista Virtual REDESMA Diciembre*, 3(3), 18.

González, C., Rebollar-Téllez, E.A., Ibáñez-Bernal S., Becker-Fausser I., Martínez-Meyer E., Townsend Peterson, A., and Sánchez-Cordero, V. 2011. Current Knowledge of Leishmania Vectors in Mexico: How Geographic Distributions of Species Relate to Transmission Areas. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 85(5), 2011, pp. 839–846.

- González Peña CF. 1994. Estudio de los *Phlebotomus* ssp. como factor de leishmaniosis en el Somontano Oriental de la provincia de Huesca. *Lucas Mallada* 6:101–129.
- Gubler, D. J. 1998. Dengue and dengue hemorrhagic fever. *Clinical Microbiology Reviews*, 11(3), 480–496. [http://doi.org/10.1016/S0140-6736\(97\)12483-7](http://doi.org/10.1016/S0140-6736(97)12483-7)
- Hernández BDJV, Elizalde SP. 2015. Modelos Bayesianos para modelar distribuciones de especies con registros de solo presencias. *Trop. Subtrop. Agroecosystems* 18:165–174.
- Hutchinson, G.E. 1957. Concluding remarks. *Cold Spring Harbor Symp Quantitative Biol.*, 22, 415±427.
- Ibáñez-Bernal S. 1999. Phlebotominae de México. I. *Brumptomyia* França y Parrot; *Lutzomyia* França, las especies de L. (*Lutzomyia*) França y del grupo *verrucarum*. *Folia Entomológica Mex.* 107(January 1999):61-116.
- Jorge R. 2011. Evaluación De Trampas Y Su Influencia Sobre Las Estimaciones De Diversidad De Flebotomíneos Y Especies Vectores (Diptera: Psychodidae) De Leishmania En El Sur De Quintana Roo, México. 52(81):83760570.
- Kasap, O. E. & Alten, B. 2005. Laboratory estimation of degree-day developmental requirements of *Phlebotomus papatasi* (Diptera: Psychodidae). *J. Vector Ecol.* 30, 328–333
- Kasap, O. E. & Alten, B. 2006. Comparative demography of the sand fly *Phlebotomus papatasi* (Diptera: Psychodidae) at constant temperatures. *J. Vector Ecol.* 31, 378–385
- Koch, L.K., Kochmann, J., Klimpel, S. & Cunze, S. 2017. Modeling the climatic suitability of leishmaniasis vector species in Europe. *Scientific REpORTs*, 7: 13325. DOI:10.1038/s41598-017-13822-1. www.nature.com/scientificreports
- León, R., Polanco, D., Zárraga, P., Zambrano, M., Ramos, E., Central, T., & Seguel, I. (1996). Bancos de Germoplasma Nativo. *Conservación Ex Situ*, 39(2), 572–579.
- Maes J michel & KILLICK KENDRICK. 2002. Catálogo de los diptera de nicaragua. 2.psychodidae (nematocera). *Rev. Nicaragüense Entomol.*:5–15.
- MAGURRAN, A. E. 1988. *Ecological diversity and its measurement*. Princeton University Press, New Jersey, 179 pp.
- Márquez Luna J. 2005. Técnicas de colecta y preservación de insectos. *Boletín Soc. Entomológica Aragon.* 37:385–408.
- Mateo RG, Felicísimo ÁM, Muñoz J. 2011. Modelos de distribución de especies: Una revisión sintética. *Rev. Chil. Hist. Nat.* 84:217–240.
- MINSAL. 2009. “Guía técnica para la vigilancia, prevención y control de la leishmaniasis.” San Salvador.

- MINSAL. 2014. "El Salvador: Plan Nacional para la Prevención, Control y Eliminación de las Enfermedades Infecciosas Desatendidas."
- MINSAL. 2019. Boletín Epidemiológico semana 6 (del 3 al 9 de febrero de 2019). Dirección de vigilancia Sanitaria. Ministerio de Salud. Republica de El Salvador.
- Moreno CE. 2001. Métodos para medir la biodiversidad. (SEA) SEA, editor. Zaragoza: M&T-manuales y Tesis SEA.
- Naucke, T. J., Menn, B., Massberg, D. & Lorentz, S. 2008. Sandflies and leishmaniasis in Germany. *Parásitol. Res.* 103, 65–68.
- OMS. 2017a. "Respuesta Mundial Para El Control De Vectores 2017–2030."
- OMS. 2017b. "Plan de acción para fortalecer la vigilancia y control de las leishmaniasis en las Américas 2017-2022."
- OPS. 2011. Guía para el desarrollo de planes integrados de acción para la prevención, control y eliminación de las enfermedades infecciosas desatendidas. [accessed 2017 Sep 16]. http://www.paho.org/hq/index.php?option=com_docman&task=doc_view&gid=16771&Itemid=270&lang=en
- OPS. 2013. Leishmaniasis: Epidemiological report of the Americas. *Pan Am. Heal. Organ.* 53:1689–1699.
- OPS/OMS. 2014. El Salvador: leishmaniasis cutánea y mucosa. Evaluation: 14.
- PEET, R. K. 1974. The measurement of species diversity. *Annual Review of Ecology and Systematics*, 5: 285-307.
- Pérez, H. Á., Ibañez, S. G., & Rosas-Acevedo, J. L. 2015. Análisis de Componentes Principales , como herramienta para interrelaciones entre variables fisicoquímicas y biológicas en un ecosistema léntico de Guerrero , México. *Universidad Autónoma de Guerrero Acapulco, Gro., México.*
- Peterson AT , Sánchez-Cordero V , Beard CB , Ramsey JM , 2002 . Ecologic niche modeling and potential reservoirs for Chagas disease, México . *Emerg Infect Dis* 8: 662 – 667
- Peterson AT , Shaw J , 2003 . Lutzomyia vectors for cutaneous leishmaniasis in southern Brazil: ecological niche models, predicted geographic distributions, and climate change effects . *Int J Parasitol* 33: 919 – 931 .
- Phillips, S. Aneja, V. Kang, D.2006. Maximun Entropy modelling of species geografic distribuciones. *Internacional Journal of Global Environmental. Issues* vol. 6. 2-3 pages 231-252.
- Rangel, E.F. Shaw, J.J. 2018. Brazilian Sand Flies: Biology, Taxonomy, Medical Importance and Control. Brazilian Ministry of health. ISBN 978-3-319-75544-1

- Roo Q, Rebollar-tellez EA. 2009. "Diversidad y Distribución geográfica de las especies de los géneros *brumptomyia* (*frança & parrot*) y *lutzomyia* (*f rança*)(díptera: Psychodidae) en Quintana Roo ,México ” .
- Rosabal, R. & Trejos A. 1965. *Phlebotomus* de El Salvador (Diptera, Psychodidae). Observaciones sobre su biología con especial referencia a *P. longipalpis*. *Rev. Biol. Trop.* 13:219–228.
- Rujano M, Oraá L, Rondón Y, Sánchez M, Rondón M, Sánchez Y, Rojas M, González N, Cazorla D, Nieves E. 2015. Modelo de la distribución de especies vectores de Leishmaniasis del género *Lutzomyia* (Diptera: Psychodidae) en Mérida Venezuela. *Rev. Intropica* 10:37–51
- Sergio Ibañez Bernal. 2002. Phlebotominae (diptera: psychodidae) de méxico. iii.las especies de *lutzomyia* (*psathyromyia*) *barretto*, del grupo *aragoi*, de *I. (trichopygomyia)* *barretto*, del grupo *dreisbachi* y de *I. (nyssomyia)* *barretto*. 41:149–183.
- Sanbonmatsu-Gámez, S. et al. 2005. Toscana virus in Spain. *Emerg. Infect. Dis.* 11, 1701–1707
- Sánchez I, Liria J, Feliciangeli M, Dora A. 2015. Ecological Niche Modeling of Seventeen Sandflies Species (Diptera, Psychodidae, Phlebotominae) from Venezuela. *Int J Zool.*:9.
- Sánchez-Saldaña L, Saenz-Alduaga, Eliana, Pancorbo-mendoza J, Zegarra-del-carpio R, Regis-roggero A, Sánchez-Saldaña L, Sáenz-Anduaga E, Pancorbo-mendoza J, Zegarra-del-carpio R, Garcés-Velasco N, Regis-roggero A. 2004. Leishmaniasis. *Dermatologia Peru.* 14:82–98.
- Savino C, Liliana D, Gatto MA, Zerda HR. 2015. Modelos de distribución potencial de especies. *ResearchGate*:1–8.
- SCHLUTER, D. Y R. E. RICKLEFS. 1993. Species diversity: an introduction to the problem. *In:Species diversity in ecological communities: historical and geographical perspectives*,R. E. Ricklef y D. Schluter (Eds). The University of Chicago Press, Chicago, pp. 1-12.
- Sierra, D.A.; Darío Vélez, I.; Uribe, S.S. 2000. Identificación de *Lutzomyia spp* (Diptero: *Sychodidae*) grupo *Verrucarum* por medio de microscopia electrónica de sus huevos. *Rev. Bio. Trop.* Vol. 48 n°2-3. San José.
- Simsek, F. M. et al. 2007. Distribution and altitudinal structuring of phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in southern Anatolia, Turkey: their relation to human cutaneous leishmaniasis. *J. Vector Ecol.* 32, 285–291.
- Torres-guerrero E, Quintanilla-cedillo MR, Ruiz-esmenjaud J, Arenas R. 2018. Leishmaniasis : a review 6:1–15.

- Townsend Peterson A. 2014. Mapping Disease Transmission Risk: Enriching Models Using Biogeography and Ecology.
- Vera-Izaquirre, D. Vega-Meninje, E. Quintanilla-Cedillo, M.R. Arenas, R. 2006. Leishmaniasis: Revision. *Dermatologia CMQ*. 4(4): 252-260.
- Víctor D. Carmona-Galindo TVC. 2015. La Diversidad De Los Análisis De Diversidad. *Bioma*. 14(November):54–71.
- Vilela DML and MREG. 2015. Curso de capacitación en taxonomía de flebotómicos y vigilancia Entomológica. Documento. 16(2):39–55.
- Vivero RJ, Torres-Gutierrez C, Bejarano EE, Peña HC, Estrada LG, Florez F, Ortega E, Aparicio Y, Muskus CE. 2015. Study on natural breeding sites of sand flies (Diptera: Phlebotominae) in areas of Leishmania transmission in Colombia. *Parasit Vectors*. 8(1):116.
- Williams P. 1970. Phlebotomine sandflies and leishmaniasis in British Honduras (Belize). *Trans R Soc Trop Med Hyg*;64(3):317-68.
- Whittaker RH. 1972. Evolution and Measurement of Species Diversity Author (s): R . H . Whittaker Reviewed work (s): Published by : International Association for Plant Taxonomy (IAPT) . *EVOLUTION*. 21(2):213–251.
- WHO. 2020. Enfermedades transmitidas por vectores. Pagina consultada el 20 de julio de 2021: <https://www.who.int/es/news-room/fact-sheets/detail/vector-borne-diseases>.
- Yang, G., Brook, B., Whelan, P., Cleland, S., Bradshaw, C. 2008. Endogenous and exogenous factors controlling temporal abundance patterns of tropical mosquitoes. *Ecological Applications* 18(8):2028-2040
- Young, D. G., & Duncan, M. A. (1994). *Guide of the identification and geographic distribution of Lutzomyia Sand Flies in Mexico, West Indies, Central and South America (Diptera: Psychodidae)*. *Memoirs of the American Entomological Institute* (Vol. 54). Gainesville, Florida: Memoirs of the American Entomological Intitute.
- Zambrano P, Mercado M. 2014. Leishmaniasis: protocolo de vigilancia en salud pública. Colombia

Anexo 8. Hoja de colecta de municipio de Chapeltique

Universidad de El Salvador Sede Central			
Tema de trabajo de investigación: Distribución geográfica de flebotomos (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) vectores de leishmaniasis en el Departamento de San Miguel, El Salvador.			
Para optar por el grado de licenciatura en biología			
Mes	Noviembre	Día	26 / 27
Año	2018		
Región: Oriental de salud	SIBASI: San Miguel		
Departamento: San Miguel	Cantón: Trinidad		
Municipio: Chapeltique	Caserio: Potos		
Coordenadas geográficas	Latitud: 13.64157°N	Longitud: 88.28144°W	347 msnm
Temperatura (°C)	Máxima: 35.8 °C	Mínima: 25.4 °C	Promedio: 35.4 °C
Humedad (%)	Máxima: 72 %	Mínima: 43 %	Promedio: 46 %
Código de casa	C002.12.04.03		
Motivo de la colecta	Levantamiento entomológico	<input checked="" type="checkbox"/>	Casos Humanos <input type="checkbox"/> Casos caninos <input type="checkbox"/>
Número Especímenes colectados	27		Número de Especies identificadas
Datos personales del jefe de casa	Nombre: Consuelo de Jesús Rodríguez		
Sexo: femenino	Edad: 64	Teléfono:	
Datos de captura			
	Hora	Temperatura	Humedad
Intradomiciliar	Inicio: 3:17 pm	Inicio: 25.0 °C	Inicio: 41 %
	Final: 7:18 am	Final: 28.4 °C	Final: 27 %
Peridomiciliar	Inicio: 3:22 pm	Inicio: 34.5 °C	Inicio: 36 %
	Final: 7:16 am	Final: 26.6 °C	Final: 74 %
Vegetación:	Inicio: 3:28 pm	Inicio: 35.1 °C	Inicio: 34 %
	Final: 7:17 am	Final: 28.2 °C	Final: 67 %
Código de trampa			
	CDC 1 Intia		
	CDC 2 Peri		
	CDC 3 Mata (establo)		
Observaciones: La C3 quedo en un establo, para observar presencia del organismo. (+) Positiva			
Positiva (+)			

Código de casa	Fecha	Responsable
Selección	27-11-18	Margarita Graciela Castro de Quevedo Guillermo Recinos Marcelo.
Diafanización	Fecha	Responsable
Clarificación		
Identificación	Fecha	Responsable
Número de flebotomos	15	

Ambiente de colecta	Código trampa	Especies identificadas	Macho	Hembra
Intradomic.	CDC 1	-	4	4
Peridomiciliar	CDC 2	-	3	5
Mata	CDC 3	-	1	5

Firma de responsable:  Fecha: 27/11/18 + 11

Anexo 9. Hoja de colecta de municipio de Ciudad Barrios

Total: 336

Universidad de El Salvador Sede Central					
Tema de trabajo de investigación: Distribución geográfica de flebotomos (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) vectores de leishmaniasis en el Departamento de San Miguel, El Salvador.					
Para optar por el grado de licenciatura en biología					
Mes	Día	Año			
Nov	26/18	2018			
Región: Oriental de salud			SIBASI: San Miguel		
Departamento: San Miguel			Cantón: Llano el Angel		
Municipio: Ciudad Barrios			Caserio: San Antonio		
Coordenadas geográficas		Latitud: 13.799° N	Longitud: 86.21074° O	845	msnm
Temperatura (°C)	Máxima: 36.4°	Mínima: 25.4°	Promedio: 32.1°		
Humedad (%)	Máxima: 72%	Mínima: 29%	Promedio: 47%		
Código de casa	C90212 02 03		Tipo de trampa	Luz CDC	
Motivo de la colecta	Levantamiento entomológico	<input checked="" type="checkbox"/>	Casos Humanos	<input type="checkbox"/>	Casos caninos
Número Especímenes colectados		1	Número de Especies identificadas		
Datos personales del jefe de casa		Nombre: Porfirio Franco Camilo			
Sexo: masculino	Edad: 56 años	Teléfono:			
Datos de captura					
	Hora	Temperatura	Humedad	Código de trampa	
Intradomiciliar	Inicio: 4:25 pm	Inicio: 30.3°	Inicio: 50%	CDC 4 Intia	
	Final: 6:10 am	Final: 21.2°	Final: 69%		
Peridomiciliar	Inicio: 4:26 pm	Inicio: 30.3°	Inicio: 55%	CDC 5 Papi	
	Final: 6:15 am	Final: 21.1°	Final: 30%		
Vegetación:	Inicio: 4:27 pm	Inicio: 30.5°	Inicio: 52%	CDC 6 mata	
	Final: 6:18 am	Final: 21.1°	Final: 31%		
Observaciones:					
(+)				Positiva (+)	

Código de casa	Fecha	Responsable
Selección	27/11/18	Maripita Castro de Guevara Marcelo Armando Gonzalez Guillermo Vladimir Keinos
Diafanización	Fecha	Responsable
Clarificación		
Identificación	Fecha	Responsable
Número de flebotomos	7	

Ambiente de colecta	Código trampa	Especies identificadas	Macho	Hembra
Intradomiciliar	CDC 4		0	1
Peridomiciliar	CDC 5		0	0
Mata	CDC 6		0	0

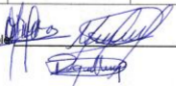
Firma de responsable:  Fecha: 27/11/18

Anexo 12. Hoja de colecta de datos municipio de San Rafael Oriente

Universidad de El Salvador Sede Central					
Tema de trabajo de investigación: Distribución geográfica de flebotomos (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) vectores de leishmaniasis en el Departamento de San Miguel, El Salvador.					
Para optar por el grado de licenciatura en biología					
Mes	Nov.	Día	27/26	Año	2018
Región: Oriental de salud			SIBASI: San Miguel		
Departamento: San Miguel			Cantón: Barrio San Benito		
Municipio: San Rafael Oriente			Caserío:		
Coordenadas geográficas	Latitud: 13° 38' 19.5" N	Longitud: 88° 35' 05" O	200	msnm	
Temperatura (°C)	Máxima: 38.4°C	Minima: 20.5°C	Promedio: 37.3°C		
Humedad (%)	Máxima: 75%	Minima: 29%	Promedio: 56%		
Código de casa	013027218-	Tipo de trampa	CDC 107		
Motivo de la colecta	Levantamiento entomológico	<input checked="" type="checkbox"/>	Casos Humanos	<input type="checkbox"/>	Casos caninos
Número Especímenes colectados	2	Número de Especies identificadas			
Datos personales del jefe de casa		Nombre:	Heriberto Apurín		
Sexo:	masculino	Edad:	66		
		Teléfono:			
Datos de captura					
	Hora	Temperatura	Humedad	Código de trampa	
Intradomiciliar	Inicio: 5:55 pm	Inicio: 34.2°C	Inicio: 57%	CDC 4 Intra	
	Final: 8:17 am	Final: 29.2°C	Final: 67%		
Peridomiciliar	Inicio: 3:57 pm	Inicio: 34.2°C	Inicio: 57%	CDC 5 Peri	
	Final: 6:19 am	Final: 29.7°C	Final: 67%		
Vegetación:	Inicio: 4:00 pm	Inicio: 34.2°C	Inicio: 57%	CDC 6 Mata	
	Final: 6:30 am	Final: 29.7°C	Final: 67%		
Observaciones: CDC 6 - Se apago a las 4:30 pm Cabajo palo (+) CDC 4 - Das hembras alimentadas. (P. ...) No hubo presencia de flebotomo cuando solo se reviso a la vista, en microscopio se corroboró q' si habia presencia Positiva					

Código de casa	Selección	Fecha	28/11/18	Responsable	Guillermo Recinos Marcelo Gonzalez William Ismael Hernandez Morán
Dianofización	Clarificación	Fecha		Responsable	
Identificación		Fecha		Responsable	
Número de flebotomos	2				

Ambiente de colecta	Código trampa	Especies identificadas	Macho	Hembra
Intradomiciliar	CDC 4		0	0
Peridomiciliar	CDC 5		0	1
Vegetación	CDC 6		0	1


Firma de responsable:  Fecha: 28/11/18

Anexo 13. Hoja de colecta de datos municipio de Comacarán

Universidad de El Salvador Sede Central					
Tema de trabajo de investigación: Distribución geográfica de flebotomos (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) vectores de leishmaniasis en el Departamento de San Miguel, El Salvador.					
Para optar por el grado de licenciatura en biología					
Mes	NOV.	Día	28/29	Año	2018
Región: Oriental de salud				SIBASI: San Miguel	
Departamento: San Miguel				Cantón: El Horniquero	
Municipio: Comacarán				Casero: El Horniquero	
Coordenadas geográficas	Latitud: 13.53203°N	Longitud: 86.07665°W	msnm	168	
Temperatura (°C)	Máxima: 32.2°C	Mínima: 25.7°C	Promedio: 33.3°C		
Humedad (%)	Máxima: 71%	Mínima: 66%	Promedio: 66%		
Código de casa	C15	Tipo de trampa	CDC Luz		
Motivo de la colecta	Levantamiento entomológico	<input checked="" type="checkbox"/>	Casos Humanos		Casos caninos
Número Especímenes colectados	27	Número de Especies identificadas			
Datos personales del jefe de casa	Nombre: Juan Saiz Molina				
Sexo: Masculino	Edad: 63	Teléfono:			
Datos de captura					
	Hora	Temperatura	Humedad	Código de trampa	
Intradomiciliar	Inicio: 0:00 am Final: 0:00 am	Inicio: 28.7°C Final: 28.7°C	Inicio: 47% Final: 47%	CDC 1 Intra	
Peridomiciliar	Inicio: 3:30 am Final: 3:30 am	Inicio: 28.1°C Final: 28.1°C	Inicio: 49% Final: 49%	CDC 2 Peri	
Vegetación:	Inicio: 5:30 pm Final: 5:30 pm	Inicio: 32.8°C Final: 32.8°C	Inicio: 48% Final: 48%	CDC 3 mata	
Observaciones:	Presencia de avispas 50 puzos.				
	Positiva (+)			Positiva (+)	

Código de casa	C15 0212	
Selección	Fecha: 29/11/18	Responsable: Marcela González, Guillermo Reinos
Diagnóstico	Fecha:	Responsable:
Identificación	Fecha:	Responsable:
Número de flebotomos	27	

Ambiente de colecta	Código trampa	Especies identificadas	Macho	Hembra
Intra domiciliar	CDC 1 Intra		3	2
Peridomiciliar	CDC 2 Peri		4	2
veget (mata)	CDC 3 veget		3	2
			10	17


Firma de responsable:  Fecha: 29/11/18

Anexo 15. Hoja de colecta de datos municipio de Quelepa

Universidad de El Salvador Sede Central					
Tema de trabajo de investigación: Distribución geográfica de flebotomos (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) vectores de leishmaniasis en el Departamento de San Miguel, El Salvador.					
Para optar por el grado de licenciatura en biología					
Mes	Nov.	Día	28/29	Año	2018
Región: Oriental de salud				SIBASI: San Miguel	
Departamento: San Miguel				Cantón: La Higuera El Logar	
Municipio: Quelepa				Caserío:	
Coordenadas geográficas	Latitud: 13.5224610	Longitud: 88.2331370		199 msnm	
Temperatura (°C)	Máxima: 35.2°C	Minima: 25.9°C	Promedio: 34.3°C		
Humedad (%)	Máxima: 92%	Minima: 48%	Promedio: 67%		
Código de casa			Tipo de trampa	CDC 6	
Motivo de la colecta	Levantamiento entomológico	<input checked="" type="checkbox"/>	Casos Humanos	<input type="checkbox"/>	
Número Especímenes colectados	12	Número de Especies identificadas			
Datos personales del jefe de casa					
Sexo: Masculino	Nombre: Juan Moreira	Teléfono:			
	Edad: 50				
Datos de captura					
	Hora	Temperatura	Humedad	Código de trampa	
Intradomiciliar	Inicio: 5:54 pm Final: 6:52 pm	Inicio: 33.8°C Final: 30.2°C	Inicio: 66% RH Final: 72% RH	CDC 4 Intra	
Peridomiciliar	Inicio: 5:05 pm Final: 6:07 pm	Inicio: 33.5°C Final: 29.9°C	Inicio: 62% RH Final: 68% RH	CDC 5 Peri	
Vegetación:	Inicio: 5:26 pm Final: 7:00 am	Inicio: 33.4°C Final: 29.5°C	Inicio: 61% RH Final: 68% RH	CDC 6 mata	
Observaciones: CDC 6 - No capturo ningún insecto. Positiva (+) hasta el segundo Muestreo (Nov), salieron con presencia de Individuos.					

Código de casa		
Selección	Fecha	Responsable: Marcelo González
Diafanización	Fecha	Responsable
Clarificación		
Identificación	Fecha	Responsable
Número de flebotomos	12	

Ambiente de colecta	Código trampa	Especies identificadas	Macho	Hembra
Intradomiciliar	CDC 4		1	1
Peridomiciliar	CDC 5		0	0
Vegetación	CDC 6		0	0

Firma de responsable:  Fecha: 29/11/18