

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR  
FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y MATEMÁTICAS  
ESCUELA DE BIOLOGÍA



**Universidad de El Salvador**  
*Hacia la libertad por la cultura*

TRABAJO DE GRADUACIÓN TITULADO:

CARACTERIZACIÓN DE HÁBITOS ALIMENTARIOS EN *Triatoma dimidiata* MEDIANTE LA TÉCNICA DE PCR FORENSE EN EL MUNICIPIO DE TEXISTEPEQUE, DEPARTAMENTO DE SANTA ANA.

PRESENTADO POR:

SARA JUDITH DÍAZ CRUZ

PARA OPTAR AL GRADO DE:

LICENCIATURA EN BIOLOGÍA

CIUDAD UNIVERSITARIA, SAN SALVADOR, MAYO DE 2017.

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR  
FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y MATEMÁTICAS  
ESCUELA DE BIOLOGÍA



**Universidad de El Salvador**  
*Hacia la libertad por la cultura*

TRABAJO DE GRADUACIÓN TITULADO:

CARACTERIZACIÓN DE HÁBITOS ALIMENTARIOS EN *Triatoma dimidiata* MEDIANTE LA TÉCNICA DE PCR FORENSE EN EL MUNICIPIO DE TEXISTEPEQUE, DEPARTAMENTO DE SANTA ANA.

PARA OPTAR AL GRADO DE:

LICENCIATURA EN BIOLOGÍA

ASESORES:

LIC. M.V.Z. ROBERTO GUILLEN PAREDES

ASESOR INTERNO

DRA. VIANNEY DE ABREGO CASTAÑEDA

ASESOR EXTERNO

CIUDAD UNIVERSITARIA, SAN SALVADOR, MAYO DE 2017.

FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y MATEMÁTICAS

ESCUELA DE BIOLOGÍA



**Universidad de El Salvador**

*Hacia la libertad por la cultura*

TRABAJO DE GRADUACIÓN TITULADO:

CARACTERIZACIÓN DE HÁBITOS ALIMENTARIOS EN *Triatoma dimidiata* MEDIANTE LA TÉCNICA DE PCR FORENSE EN EL MUNICIPIO DE TEXISTEPEQUE, DEPARTAMENTO DE SANTA ANA.

PARA OPTAR AL GRADO DE:

LICENCIATURA EN BIOLOGÍA

TRIBUNAL EVALUADOR:

---

LIC.M.V.Z. ROBERTO GUILLEN PAREDES

DRA VIANNEY DE ABREGO CASTAÑEDA

ASESOR INTERNO

ASESOR EXTERNO

---

M.S.c. MARTHA NOEMY MARTÍNEZ HERNÁNDEZ

JURADO

CIUDAD UNIVERSITARIA, SAN SALVADOR, MAYO DE 2017.

AUTORIDADES UNIVERSITARIAS

RECTOR

M.Sc. ROGER ARMANDO ÁREAS ALVARADO

SECRETARIA GENERAL

LIC. CRISTÓBAL HERNAN RÍOS

FISCAL GENERAL

LICDA. DINA ARELI CALDERÓN

FACULTAD DE CIENCIAS NATURALEZ Y MATEMÁTICA

DECANO

Lic. MAURICIO HERNAN LOVO CORDOVA

DIRECTOR ESCUELA DE BIOLOGIA

M. Sc. ANA MARTA ZETINO CALDERON

## AGRADECIMIENTOS

A Dios por darme las oportunidades de crecer, por brindarme del conocimiento, del tiempo y de las armas necesarias para poder concluir con mi carrera y por estar conmigo en los momentos mas dificiles.

A mis padres que me dieron su apoyo incondicional tanto economica como moralmente animandome, brindandome su conocimiento y aconsejandome. Gracias por su arduo esfuerzo y amor para que pudiera salir adelante a lo largo de toda mi vida.

A mis hermanas que estuvieron conmigo en las buenas y las malas aconsejandome, guiandome, regañandome y apoyandome. Gracias, sin su mano siempre dispuesta a auxiliarme no hubiese podido salir de todos los agujeros que me impedian seguir caminando.

A la Doctora Vianney de Abrego por confiar en mi y darme la oportunidad de ser parte del gran proyecto ECOSALUD en la lucha contra el vector de la enfermedad de Chagas, siendo mi mentora en el area de Biología Molecular y brindandome sus conocimientos sobre la tecnica de PCR Forense en la determinacion de fuentes alimentarias de ***Triatoma dimidiata***.

Al Licenciado Guillen Paredes por aceptar asesorar mi tema, por apoyarme y guiarme en cada paso a lo largo de todo el proceso de elaboracion y finalización del trabajo de graduación y por su paciencia y comprension en cada obstaculo que tenia que afrontar para sacar a delante el proyecto.

A todo el equipo de CENSALUD por convertirse cada uno en mis maestros, mis guias y por abrimme las puertas de sus instalaciones brindandome de todo el equipo y materiales necesarios para poder hacer realidad este importante proyecto.

A la escuela de Biología que me permitio llevar a cabo este arduo trabajo y junto a todos sus maestros, me orientaron en cada paso llenandome de sabiduria a lo largo de toda mi carrera.

# Índice

<b>I. INTRODUCCIÓN</b> .....	<b>17</b>
<b>II. OBJETIVOS E HIPÓTESIS</b> .....	<b>20</b>
2.1. OBJETIVO GENERAL: .....	20
2.2. HIPÓTESIS: .....	20
<b>III. FUNDAMENTO TEÓRICO</b> .....	<b>21</b>
3.1. GENERALIDADES DEL VECTOR <i>TRIATOMA DIMIDIATA</i> :.....	21
3.1.1. <i>Taxonomía</i> :.....	21
3.1.2. <i>Vector</i> .....	21
3.1.3. <i>Morfología</i> .....	25
3.1.4. <i>Biología</i> .....	27
3.1.5. <i>Fuentes alimenticias</i> .....	31
3.1.6. <i>Distribución del vector en Centro América</i> .....	33
3.2. PRINCIPIOS DE LA TÉCNICA DE PCR FORENSE .....	39
3.3. SECUENCIACIONES BLANCO PARA LA DETECCIÓN DE FUENTES ALIMENTARIAS.....	39
3.3.1. <i>SINEs o Elementos nucleares intercalares cortos</i> : .....	40
3.3.2. <i>Alu Yd<sub>6</sub></i> :.....	40
3.3.3. <i>ADN satélite de 195 pb</i> : .....	42
<b>VI. METODOLOGÍA</b> .....	<b>45</b>
3.4. DESCRIPCIÓN DE LA ZONA DE ESTUDIO .....	45
3.4.1. <i>Zonas de estudio</i> .....	45
3.5. GENERALIDADES GEOGRÁFICAS DEL ÁREA DE ESTUDIO .....	47
3.5.1. <i>Ubicación geográfica</i> .....	47
3.6. FASE DE CAMPO .....	50
3.6.1. <i>Muestreo de Triatoma dimidiata en casas</i> :.....	50
3.6.2. <i>Toma de muestras silvestres</i> : .....	51
3.7. FASE DE LABORATORIO .....	53
3.7.1. <i>Análisis parasitológico</i> :.....	53
3.7.2. <i>Análisis de fuentes alimentarias</i> .....	55
3.7.2.1. <i>Extracción de ADN control</i> .....	55
3.7.2.2. <i>Extracción de ADN de triatominos</i> .....	57

3.7.2.2.1. Criterios de selección de Tiatominos para el análisis de PCR:...	57
3.7.2.3. Corte de abdómenes .....	58
3.7.2.4. Extracción de ADN a partir de tejido abdominal .....	59
3.7.2.5. Cuantificación de ADN .....	60
3.7.2.6. Amplificación de ADN.....	61
3.7.2.7. Master Mix .....	61
3.7.2.8. Electroforesis y visualización de resultados de PCR .....	63
3.8. ANÁLISIS DE LOS DATOS .....	65
3.8.1. Frecuencias .....	65
3.8.2. Tablas de contingencia.....	65
3.8.3. Respuesta multiple .....	65
3.8.4. Prueba de hipótesis para proporciones poblacionales (prueba de la cola superior).....	66
<b>IV. RESULTADOS.....</b>	<b>67</b>
4.1. GENERALIDADES GEOGRÁFICAS DEL ÁREA DE ESTUDIO .....	67
4.1.1. Ubicación geográfica .....	67
4.1.2. Flora .....	67
4.1.3. Fauna .....	69
4.1.4. Clima .....	71
4.1.5. Tipo de suelo .....	72
4.1.6. Rocas .....	72
4.1.7. Orografía.....	72
4.1.8. Recurso hídrico .....	73
4.1.9. Uso del suelo.....	74
4.1.10. Zona de vida.....	76
4.2. ANÁLISIS ESTADÍSTICO .....	77
4.2.1. Hábitat de colecta .....	77
4.2.2. Estadios de ninfales y sexo (adultos) de triatominos .....	78
4.2.3. Determinación de presencia de Trypanosoma cruzi en triatominos .....	80
4.2.4. Resultados de análisis de fuentes alimentarias mediante la técnica de PCR Forense .....	83

4.2.5.	<i>Resultados de fuentes alimentarias con mayor frecuencia y presencia de T. cruzi</i>	92
4.2.6.	<i>Resultados de fuentes alimentarias por caserío para cantones El Jute y Chilcuyo</i>	95
4.2.7.	<i>Resultados de fuentes alimentarias por caserío para hábitat domiciliar y peridomiciliar</i>	96
4.2.8.	<i>Resultados de fuentes alimentarias por caserío para estadio ninfal de triatominos</i>	97
4.2.9.	<i>Resultados de fuentes alimentarias por caserío para sexo de triatominos adultos</i>	98
4.2.10.	<i>Prueba de Hipótesis</i>	99
<b>6.</b>	<b>DISCUSIÓN</b>	<b>100</b>
<b>7.</b>	<b>CONCLUSIÓN</b>	<b>105</b>
<b>8.</b>	<b>RECOMENDACIÓN</b>	<b>108</b>
<b>9.</b>	<b>BIBLIOGRAFÍA</b>	<b>110</b>
<b>10.</b>	<b>GLOSARIO</b>	<b>118</b>
<b>11.</b>	<b>ANEXOS</b>	<b>120</b>



## Índice de Figuras

<b>Figura 1:</b> Esquema de las partes más características en un espécimen del Orden Hemiptera.....	22
<b>Figura 2:</b> Ciclo de vida y huevecillos de <i>Triatoma dimidiata</i> .....	22
<b>Figura 3:</b> Morfología de <i>Triatoma dimidiata</i> .....	26
<b>Figura 4:</b> Principales vectores de la enfermedad de Chagas.....	34
<b>Figura 5:</b> Distribución de triatomíneos domiciliados y selvático en Centroamérica.....	38
<b>Figura 6:</b> Uso del suelo en Texistepeque.....	75
<b>Figura 7:</b> Zona de vida en el municipio de Texistepeque.....	76
<b>Figura 8:</b> Gel de agarosa.....	82

## Índice de cuadros

<b>Cuadro 1:</b> Tiempo de vida sin alimento y cantidad de alimento ingerido por <i>Triatoma dimidiata</i> .....	29
<b>Cuadro 2:</b> Secuencias blanco y tamaño de los fragmentos de ADN de cebadores.....	44
<b>Cuadro 3:</b> Criterios para delimitar el área de estudio para El Salvador según ECOSALUD.....	45
<b>Cuadro 4:</b> Cantones con sus respectivos caseríos y coordenadas de GPS....	46
<b>Cuadro 5:</b> Condiciones de amplificación estandarizadas para cada primer.....	62
<b>Cuadro 6:</b> Los 7 cebadores empleados en la investigación.....	64
<b>Cuadro 7:</b> Perfil climático de la estación de Guija, departamento de Santa Ana.....	71
<b>Cuadro 8:</b> Resultados de fuente alimentaria pollo.....	83
<b>Cuadro 9:</b> Resultados de fuente alimentaria perro.....	85
<b>Cuadro 10:</b> Resultados de fuente alimentaria cerdo.....	86

<b>Cuadro 11:</b> Resultados de fuente alimentaria humano.....	87
<b>Cuadro 12:</b> Resultados de fuente alimentaria ratón.....	88
<b>Cuadro 13:</b> Resultados de fuente alimentaria rata.....	89
<b>Cuadro 14:</b> Resultados de presencia de <i>Trypanosoma cruzi</i> .....	91
<b>Cuadro 15:</b> Presencia de <i>T. cruzi</i> en fuente alimentaria pollo.....	93
<b>Cuadro 16:</b> Presencia de <i>T. cruzi</i> en fuente alimentaria humano.....	94

## Índice de fotos

<b>Foto 1:</b> Colecta de chinches domésticas.....	50
<b>Foto 2:</b> Muestra de rotulación y preparación de frascos para muestras de Triatominos.....	51
<b>Foto 3:</b> Trampa de luz para chinches silvestres.....	52
<b>Foto 4:</b> Manta blanca para colectar insectos que caen al suelo atontados por La luz.....	52
<b>Foto 5:</b> Análisis parasitológico.....	54
<b>Foto 6:</b> <i>Trypanosoma cruzi</i> .....	54
<b>Foto 7:</b> Estado del espécimen para extracción de ADN.....	57
<b>Foto 8:</b> Estado del espécimen para extracción de ADN.....	57
<b>Foto 9:</b> Estado del espécimen para extracción de ADN.....	57
<b>Foto 10:</b> Corte abdominal.....	58
<b>Foto 11:</b> Carga del ADN en los pocillos del gel de agarosa.....	63

**Foto 12:** Vegetación del municipio de Texistepeque.....69

**Foto 13:** Fauna del municipio de Texistepeque.....70

## Índice de gráficos

<b>Gráfico 1:</b> Triatominos colectados en hábitat domiciliar y peridomiciliar.....	77
<b>Gráfico 2:</b> Estadios ninfales de triatominos colectados.....	78
<b>Gráfico 3:</b> Sexo de triatominos colectados.....	79
<b>Gráfico 4:</b> Estado (vivas o muertas) de chinches colectadas.....	81
<b>Gráfico 5:</b> Resultado de examen parasitológico.....	81
<b>Gráfico 6:</b> Resultado de PCR Forense.....	82
<b>Gráfico 7:</b> Resultados para fuente alimentaria pollo.....	84
<b>Gráfico 8:</b> Resultados para fuente alimentaria perro.....	85
<b>Gráfico 9:</b> Resultados para fuente alimentaria cerdo.....	86
<b>Gráfico 10:</b> Resultados para fuente alimentaria humano.....	87
<b>Gráfico 11:</b> Resultados para fuente alimentaria ratón.....	88
<b>Gráfico 12:</b> Resultados para fuente alimentaria rata.....	90

**Gráfico 13:** Resultados para fuente alimentaria *T. cruzi*.....91

**Gráfico 14:** Presencia de *T. cruzi* más fuente alimentaria pollo.....93

**Gráfico 15:** Presencia de *T. cruzi* más fuente alimentaria humano.....94

**Gráfico 16:** Porcentaje de positividad de vertebrados analizados.....99

## Índice de anexos

<b>Anexo 1:</b> Protocolo para toma de muestra de sangre de ratón.....	118
<b>Anexo 2:</b> Protocolo para toma de muestra de sangre de rata.....	118
<b>Anexo 3:</b> Protocolo para toma de muestra de sangre de pollo.....	119
<b>Anexo 4:</b> Protocolo para toma de muestra de sangre de perro.....	119
<b>Anexo 5:</b> Protocolo para toma de muestra de sangre de cerdo.....	120
<b>Anexo 6:</b> Protocolo para toma de muestra de sangre de humano.....	120
<b>Anexos 7:</b> Flora de los cantones El Jute y Chilcuyo.....	121
<i>Tabla 1: Frecuencia de árboles reportada por los pobladores del cantón Chilcuyo.....</i>	121
<i>Tabla 2: Frecuencia de árboles reportados por los pobladores del cantón El Jute.....</i>	122
<b>Anexo 8:</b> Fauna de cantones El Jute y Chilcuyo.....	125
<i>Tabla 3: Frecuencia de animales observados por los habitantes del cantón Chilcuyo.....</i>	125
<i>Tabla 4: Frecuencia de animales observados por los habitantes del cantón El Jute.....</i>	127



**Anexo 9:** Resultados de fuentes alimentarias por caserío para cantones

El Jute y Chilcuyo.....129

*Tabla 5: Resultados de fuentes alimentarias por caseríos para cantón El Jute.....129*

*Tabla 6: Resultados de fuentes alimentarias por caseríos para cantón Chilcuyo.....129*

**Anexo 10:** Resultados de fuentes alimentarias por caseríos para hábitat.....130

*Tabla 7: Resultados de fuentes alimentarias por caseríos para hábitat domiciliar.....130*

*Tabla 8: Resultados de fuentes alimentarias por caseríos para hábitat peridomiciliar.....130*

**Anexo 11:** Resultados de fuentes alimentarias por caseríos para estadio ninfal.....131

*Tabla 9: Resultados de fuentes alimentarias por caseríos para ninfas.....131*

**Anexo 12:** Resultados de fuentes alimentarias por caseríos para sexo.....131

*Tabla 10: Resultados de fuentes alimentarias por caseríos para sexo femenino.....131*

*Tabla 11: Resultados de fuentes alimentarias por caseríos para sexo masculino.....132*

**Anexo 13:** Resultados de fuentes alimentarias y presencia de *T. cruzi*.....133

*Foto 1: Resultados de fuentes alimentarias y presencia del  
parásito.....133*

## Resumen

La importancia de estudios de carácter biológico de los hábitos alimentarios de *Triatoma dimidiata* a nivel nacional reside en su capacidad de transmitir el parásito protozoario *Trypanosoma cruzi*, agente causal de la enfermedad de Chagas, siendo esta una de las enfermedades más peligrosas en Centroamérica, México y regiones de Sudamérica principalmente por ser muy silenciosa debido a que es asintomática presentándose síntomas hasta que el paciente se encuentra en etapa crónica.

El presente estudio tiene como objetivo principal la determinación de las fuentes y preferencias alimentarias de *Triatoma dimidiata* en 18 caseríos de los cantones El Jute (15 caseríos) y Chilcuyo (3 caseríos) del municipio de Texistepeque en el departamento de Santa Ana, utilizando la técnica de PCR Forense con cebadores específicos de seis vertebrados presentes en el área de estudio y de *Trypanosoma cruzi*. El ADN evaluado se obtuvo de 112 chinches capturadas en hábitat intra y peri domiciliar en el área de estudio. Se extrajo dicho ADN del contenido intestinal de las chinches siguiendo los protocolos recomendados por el kit comercial de Extracción de ADN PureLink de la marca INVITROGEN y para la amplificación de ADN se hicieron ensayos previos para su estandarización.

Se obtuvo como resultados del estudio que más del 50% de los triatomos analizados fueron positivos a sangre de 5 de los vertebrados analizados: perro (5.8%), cerdo (5.8%), rata (5.8%) y ratón (7.7%) con un porcentaje elevado en la fuente pollo (28.8%) sin contar con la fuente humano. No obstante, se determinó una alta antropofilia en los resultados presentes relacionados a la fuente humano (46.2%); más tarde este resultado fue relacionado con el porcentaje más alto obtenido en cuanto a los hábitat de colecta, encontrándose la mayor parte de los insectos en el hábitat domiciliar (85%) obteniendo como resultado que el 22.8% (porcentaje más alto de positividad en el domicilio) de chinches fueron afines a alimentación con sangre humana quedando esclarecido que dentro de las viviendas la fuente más acechada por el vector era el humano poniendo a este como principal fuente de infección de *T. cruzi* por ser el vertebrado mamífero más

acechado por el vector y a la fuente pollo como potencial fuente de alimentación tanto en el domicilio (después del humano) como en el peridomicilio (domiciliar 8.7% y peridomiciliar 35%).

## I. Introducción

Los triatominos implican un alto riesgo epidemiológico debido a sus hábitos hematófagos, su alta capacidad vectorial y de adaptación y por ser vectores del agente causal de la enfermedad de Chagas.

La enfermedad de Chagas es reconocida por la Organización Mundial de la Salud (OMS) como un problema de gran relevancia en la salud pública de Latinoamérica, pues los tratamientos farmacológicos actuales presentan efectos secundarios, eficacia limitada y aún no existen vacunas que prevengan la adquisición de la enfermedad; por tanto, la estrategia empleada para su prevención es el control vectorial a través de la aspersion de insecticidas residuales y el mejoramiento general de las condiciones de la vivienda, así como en la detección oportuna de los bancos de donación sanguínea (Vazquez Prokopec et al, 2009).

La transmisión de la enfermedad puede ocurrir de forma selvática o sinantrópica. En ambos casos *T. cruzi* se encuentra infectando gran variedad de mamíferos que sirven como fuente de alimentación a la chinches adquiriendo de esta manera al parásito. La chinche puede entonces dispersarse al interior de la vivienda humana donde se alimenta de las personas y/o de los animales domésticos y sinantrópicos, a los que a su vez puede transmitirles el parásito (Salazar Sohettino et al, 1997).

En el continente americano se conocen poco más de 130 especies de triatominos distribuidos en 16 géneros, sin embargo solo algunas especies de los géneros *Triatoma*, *Rohdnius* y *Panstrongylus* son vectores de la enfermedad de Chagas en áreas endémicas (WHO, 2002). Entre las especies del género *Triatoma*, *T. dimidiata* es una de las más importantes en la epidemiología de la enfermedad en Centro América y el sur de México (Guhl, 2009).

En ambientes selváticos *T. dimidiata* suele encontrarse en madrigueras de diferentes mamíferos como roedores, armadillos, zarigüeyas, en cuevas y agujeros, en nidos de aves, en raíces de árboles como *Gymnopodium*

*floribundum*, *Enterodobium cyclocarpum* y *Piscidia piscipula* (especies que se suelen utilizar como leña) y entre las hojas de diferentes palmeras (Carcavallo et al, 1998b). En los ambientes domésticos y peridomésticos se le encuentra en rocas, agujeros grietas en las paredes de casas de adobe o bajareque, en los muebles, en sitios de almacenamiento de leña y granos básicos, detrás de cortinas, espejos y cuadros y en madrigueras y sitios donde se crían o guarnecen animales domésticos y sinantrópicos (Carcavallo et al, 1999).

Para comprender el movimiento del vector (ya sea de ecotopó a ecotopó o de hospedero a hospedero) es importante identificar patrones alimenticios a escala local y regional. El número, identidad y proximidad de animales domésticos y peridomésticos influye en los patrones alimenticios y la dispersión del vector de ambiente silvestre al doméstico y del peri domestico al intra domestico (Gürtler et al, 1997). Razón por la cual es de vital importancia los estudios biológicos sobre hábitos alimentarios de Triatominos.

La Reacción en Cadena de la Polimerasa o PCR es una técnica fundamental para la mayor parte de las aplicaciones de la Biología Molecular, además de ser indispensable en laboratorios de investigación biológica y médica para una gran variedad de aplicaciones. Entre ellas se incluyen la clonación de ADN para la secuenciación, la filogenia basada en ADN, el análisis funcional de los genes, el diagnostico de trastornos hereditarios, la identificación de huellas genéticas (usado en técnicas forenses y test de paternidad), Ecología Molecular y en la detección y diagnostico de enfermedades biológicas.

Se han realizado diversos estudios sobre fuentes alimentarias en triatominos utilizando la técnica de PCR Forense. Pizarro y Stevens, 2008 analizaron los patrones alimenticios de *T. infestans* y la presencia de *Trypanosoma cruzi* con cebadores específicos de especie, los resultados indican un movimiento de las chinches hacia el interior de las casas.

Pellecer Zehntner, 2011 evaluó la identificación de fuentes alimentarias de *T. dimidiata* y la presencia del parásito *T. cruzi* por medio de PCR para observar patrones de alimentación en la chinche luego de varios años en La Brea y El Tule,

Guatemala bajo la intervención con insecticidas y de repello de viviendas, los resultados demuestran la influencia de estas intervenciones en la alimentación del insecto.

En el presente estudio se realizó una determinación de las fuentes de alimentación y preferencia de *Triatoma dimidiata* en el municipio de Texistepeque, departamento de Santa Ana utilizando la técnica de PCR Forense con cebadores específicos de seis especies de vertebrados y del parásito (*T. cruzi*) con el fin de identificar las diferentes fuentes de alimentación, infección y desplazamiento del insecto en veinte caseríos de dos cantones El Jute y Chilcuyo del municipio de Texistepeque que se detectaron con altos índices de infestación por *T. cruzi*.

## II. Objetivos e hipótesis

### 2.1. Objetivo general:

Determinar los hábitos alimentarios en *Triatoma dimidiata* utilizando la técnica de PCR forense en el municipio de Texistepeque, departamento de Santa Ana.

Objetivos específicos:

- Analizar triatomos colectados de hábitos intradomiciliares y peridomiciliares, obtenidos en el municipio de Texistepeque.
- Identificar el patrón múltiple de sangre de vertebrados del que se alimenta *Triatoma dimidiata*.
- Relacionar los resultados obtenidos con el hábitat donde se encontró el individuo.
- Determinar la abundancia de los individuos colectados que se han encontrado positivos en cuanto a alimentación con sangre humana, con respecto a los que se alimentaron con sangre de otros vertebrados.

### 2.2. Hipótesis:

Hi: Más del 50% de individuos colectados tanto peridomiciliar como domiciliar, resultaron positivos a sangre humana.

Ho: Más del 50% de individuos colectados tanto peridomiciliar como domiciliar, no resultaron positivos a sangre humana.



### III. Fundamento teórico

#### 3.1. Generalidades del vector *Triatoma dimidiata*:

##### 3.1.1. Taxonomía:

**Reino:** Animal  
**Phylum:** Artropoda  
**Clase:** Insecta  
**Orden:** Hemiptera  
**Familia:** Reduviidae  
**Sub familia:** Triatominae  
**Género:** *Triatoma*  
**Especie:** *Triatoma dimidiata*



*Triatoma dimidiata*, Colección entomológica CENSALUD, 2011.  
Tomada por Licenciada Karla Castillo.

##### 3.1.2. Vector

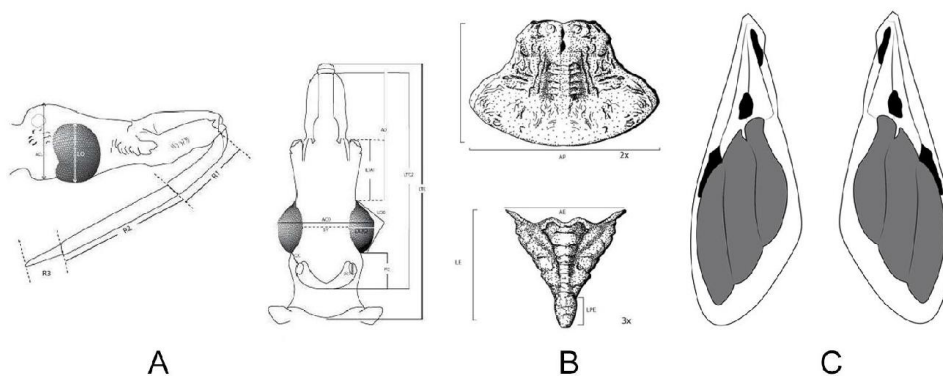
Los insectos de Orden Hemiptera se caracterizan por poseer alas delanteras con la porción basal engrosada y coriácea, y la apical membranosa. Las alas traseras son membranosas. Las partes bucales son del tipo picador chupador y la probóscide esta segmentada en tres partes; presentan ojos compuestos bien definidos (Ver figura 1).

Los Triatominos son una subfamilia de Hemípteros caracterizados en base de su hábito hematófago obligado.

Tienen un ciclo de vida exopterigoto hemimetabolico típico, pasando desde el huevo por 5 estadios ninfales hasta llegar a la fase adulta. Los huevos operculados suelen ser blancos o rosados, a menudo tornándose más oscuros a medida que el embrión se desarrolla, y tiene una arquitectura superficial compleja con características taxonómicas útiles (Ver figura 2). Por lo general suelen depositar sus huevos sueltos, uno o dos a la vez (Schofield, 1994).

La principal importancia de los Triatominos reside en su capacidad de transmitir el parásito protozoo *Trypanosoma cruzi*. Estos están distribuidas en regiones tropicales y subtropicales, y más de la mitad ha sido natural o experimental infectados con *T. cruzi*.

Probablemente deben considerarse todas las especies de Triatomidae como vectores potenciales. No obstante, no hay ninguna duda de que algunas especies son más eficaces que otras (Menes Menes Hernández, 2004).



**Figura 1:** El esquema muestra las partes más características en un espécimen del orden Hemiptera: A. Cabeza provista de ojos compuestos y una probóscide larga y segmentada en tres partes, B. Escutelo y pronoto con forma de triángulo y C. Alas delanteras membranosas. Fuente: Esteban Adarme, L. 2010.



**Figura 2:** A. Ciclo de vida de *Triatoma dimidiata*, de derecha a izquierda se puede apreciar el desarrollo de la chinche, desde el huevo pasa por 5 estadios ninfales hasta llegar a la etapa adulta que es mucho mas vistosa que los juveniles. B. Huevos y ninfas de primer estadio. Como se puede apreciar en la fotografía, existe una variación en la coloración de los huevos que se debe al progresivo desarrollo del embrión dentro de estos (desde blanco, amarillo, rosado y negro que es cuando el embrión esta apunto de emerger del huevo) (Fuente: <http://www.jica.go.jp>; CENSALUD, 14/11/13).

Para la identificación del vector, hay tres factores a considerar que resultan de mucha importancia:

1. El grado de susceptibilidad a la infección con *T. cruzi*.
2. El intervalo de tiempo entre la alimentación y defecación de la chinche.
3. El grado de contacto con humanos.

Los triatominos ingieren los parásitos cuando se alimentan de un animal o personas infectadas. En el caso de los humanos, la transmisión del parasito se da a través de las deyecciones de las chinches ya que en estas, el parasito se desarrolla en el intestino (Menes Menes Hernández, 2004) (Ver figura 1, anexos).

La infección por *Tripanosoma cruzi* existe en muchas áreas como un ciclo entre el triatomino silvestre y los mamíferos pequeños como roedores y marsupiales. En muchos lugares no hay ningún contacto humano con la chinche silvestre; la infección humana solo ocurre a través del contacto accidental con esta, o por iniciación de un ciclo doméstico de transmisión cuando invaden y colonizan casas (Menes Menes Hernández, 2004).

Las especies de mayor significación epidemiológica son las que colonizan fácilmente las viviendas de los humanos, viviendo en las grietas y hendiduras de las casas rurales, estas permanecen inmóviles durante el día y emergen de noche para alimentarse de los ocupantes humanos. Sin embargo, muchas de las especies principalmente las selváticas invaden ocasionalmente las viviendas, por ejemplo son atraídas hacia la casa por la luz y contribuir a la transmisión de *T. cruzi* a los seres humanos (Menes Menes Hernández, 2004).

Los Triatominos ocupan variedad de ecotopos; en ambientes selváticos, Suelen encontrarse en madrigueras de diferentes mamíferos como roedores, armadillos, zarigüeyas; en cuervas, agujeros, raíces de árboles como *Gymnopodium floribundum*, *Enterolobium cyclocarpum* y *Piscidia piscipula* y en las hojas de diferentes palmas. En ambientes domésticos y peri domésticos, se le encuentra

en rocas, agujeros o grietas en las paredes de las casas, en los muebles, en sitios de almacenamiento de madera, detrás de las cortinas o cuadros y en madrigueras y sitios donde se crían o refugian animales domésticos o sinantropicos (Reyes Novelo et al, 2011).

Las ninfas presentan hábitos crípticos, a menudo camuflageandose con polvo que se colocan en la parte dorsal de su cuerpo; en las casas, prefieren las grietas a nivel del piso o en espacios en y debajo de las tablas del suelo (Schofield, 1994).

En cuanto a la dinámica espacial y temporal de las poblaciones de *Triatominos*, se estima que estos individuos, se dispersan entre los distintos ecotopos de una forma muy elevada. La dispersión se da de una forma estacionaria (marzo-julio) desde los ambientes selváticos hacia los ambientes domésticos y peri domésticos.

Esta dispersión del área selvática al área peri doméstica, dificulta la implementación de métodos de control vectorial eficaces como la aspersión de insecticidas residuales, ya que al ocurrir la infestación de los adultos de manera estacional, el efecto del insecticida se pierde, lo que genera altos costos y pocos beneficios al ocurrir una reinfestación de forma estacionaria (Reyes Novelo et al, 2011).

Otro aspecto importante sobre la ecología de *Triatoma dimidiata* y los patrones de reinfestación documentados, es la estacionalidad de dicha reinfestación, la cual se da en los meses más calurosos y secos del año en regiones con clima tropical subhúmedo; considerando variedad de aspectos fisiológicos y de alimentación están influenciados por la temperatura, es posible mencionar que este factor podría causar desgaste metabólico en *Triatoma dimidiata* y, como consecuencia requiere de una mayor alimentación lo que producirá un desarrollo acelerado en los estadios ninfales, acortando así su ciclo de vida natural.

Existe la posibilidad de que en dichas temporadas calurosas, se de la dispersión de los adultos en búsqueda de alimento para la reproducción, del mismo modo, la

perdida de agua por efecto de la temperatura, podría generar condiciones de inanición en los individuos, ya que el estrés hídrico genera la necesidad de alimentarse. Sin embargo esto tendría que ser aún muy estudiado tanto en laboratorio como corroborado en campo.

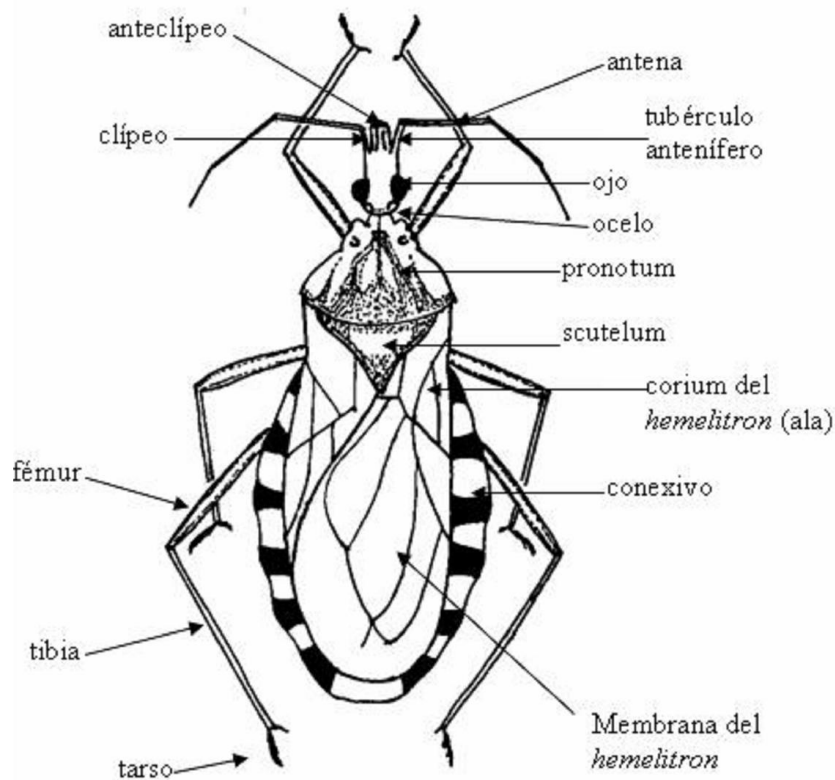
En la región de América Central, relativamente pocas especies de Triatominos han sido encontradas, solamente 15 han sido confirmadas en comparación con las 28 especies de México, y 84 especies de América del sur (Menes Menes Hernández, 2004).

Las especies más reconocidas en Centroamérica por su importancia son:

1. *Rhodnius prolixus*, que ahora se encuentra confinada en áreas restringidas de Guatemala y Honduras y en pocas localidades del Sur de México y Nicaragua cercano a los límites con Honduras.
2. *Rhodnius pallescens*, que es un vector importante en parte de Panamá y que se encuentra en partes del sur de Costa Rica y en Colombia.
3. *Triatoma dimidiata*, la cual se encuentra muy dispersa a lo largo de Centro América (y también en el Sur de México, Colombia, Ecuador y el Norte de Perú) (Menes Menes Hernández, 2004).

### 3.1.3. Morfología

*Triatoma dimidiata* es una especie de gran tamaño y posee un colorido en su cuerpo, que generalmente va desde piceo (negro traslúcido) a negro, y en el conoxivo y el corium desde amarillo pálido hasta amarillo naranja. El macho mide entre 24.5 a 32.0 mm, mientras que la hembra mide entre 24.5 a 35.0 mm (Menes Menes Hernández, 2004) (ver figura 3).



**Figura 3:** Morfología de *Triatoma dimidiata*, en el esquema se pueden apreciar cada una de las partes del insecto y sus nombres respectivos. Posee seis patas que constan de tres partes que son fémur, tibia y tarso, en la cabeza se observan el clípeo, anteclípeo, dos antenas unidas a la cabeza por un tubérculo antenífero, dos ojos compuestos bien desarrollados, detrás de la cabeza dos ocelos, bajo el pronotum coriáceo está el Scutelum con forma de triángulo (característica de los triatóminos), Las alas delanteras son membranosas y están unidas al cuerpo por el corium, el conexivo en los adultos posee una coloración muy llamativa (negro con franjas que van desde anaranjado a rojo) y característica de la especie. Fuente: Menes Menes Hernández, 2004.

Las ninfas de muchas especies acostumbran espolvorearse el cuerpo con partículas de polvo que adhieren dentro de los pliegues cuticulares, produciendo un color corporal camuflado parecido al del sustrato. Los Triatóminos suelen tener pocos problemas de identificación, debido a sus características de color, tamaño y forma; aunque las ninfas son menos fáciles de identificar siendo así que se debería criarlas hasta su madurez para poder identificarlas con mayor facilidad (Schofield, 1994).

### 3.1.4. Biología

*Triatoma dimidiata* es un complejo genético generalístico en cuanto a sus hábitos alimenticios, utilizando así, una amplia gama de hospederos, lo cual demuestra que la fuente de alimento no influye en el desarrollo o la biología de esta especie (Reyes Novelo et al, 2011).

El tiempo de vida de los adultos de esta especie varía de acuerdo con el sexo, por lo que, un macho con alimento puede sobrevivir hasta 160 días, mientras que las hembras pueden durar hasta 172 días (Reyes Novelo et al, 2011).

Durante el estado juvenil, las ninfas deben alimentarse en abundancia por lo menos una vez para poder mudar a la siguiente etapa, lo cual las hace susceptibles a la adquisición de *Trypanosoma cruzi* desde el primer estado ninfal, ya sea por alimentarse de un hospedero disponible o a través de la coprofagia (ingestión de heces), lo cual se ha registrado en ninfas de segundo estadio, por lo que requieren estar cerca de su hospedero alimenticios o tener amplia movilidad, debido a que en el primer y segundo estadio solo pueden pasar un poco más de 25 días sin alimentarse; en el tercer y cuarto estadio, pueden resistir alrededor de 75 días sin alimento y el quinto estadio puede resistir hasta 100 días sin alimento, sin embargo, en el estado adulto, probablemente por la necesidad energética de vuelo y reproducción, solamente pueden pasar aproximadamente 60 días sin alimentación (Reyes Novelo et al, 2011).

El papel de la alimentación sanguínea en el desarrollo y ecdisis, sus sistemas neurosecretoras responden a la señal activante, discreta y fácilmente controladas, de un alimento sanguíneo. Hay una respuesta estándar aun después de largos periodos de ayuno durante los cuales el desarrollo es casi totalmente detenido.

Cuando se ingiere una cantidad de alimento más grande de lo normal, la ecdisis es la que prosigue; entre ambos eventos, ocurre una serie de cambios en el tejido del insecto. El control de los cambios en las células epidérmicas y la cutícula es

explicado de la siguiente forma: La sangre ingerida, provoca la activación de receptores de expansión en el abdomen para indicar al cerebro que libere hormonas cerebrales que ocasionan que las glándulas protoraxicas liberen ecdisona, la cual, ocasiona que las células epidermales inicien mitosis y el grado de hormona juvenil asegura una expresión de genes apropiada para la etapa de desarrollo: hay apolisis, deposición de cutícula y finalmente ecdisis.

En ninfas de 4to estadio, la ecdisis no ocurre si el alimento es menor que alrededor de 3 veces el peso corporal inicial o entre 25-24% de “alineamiento máximo” estándar. Esto establece la cantidad mínima de expansión y nutrición requeridas para una ecdisis normal causada por un solo alimento.

La reserva alimenticia para pasar al siguiente estadio después de la ecdisis, puede tener un pronunciado efecto en el desarrollo de los tejidos. Los machos que brotan de 5to estadio completamente ingurgitadas no necesitan una reserva alimenticia adicional para precipitar los procesos de crecimiento de los tejidos. Dichos procesos, son estimulados durante el proceso de ecdisis y el desarrollo subsecuente está limitado solamente por la cantidad de residuos sanguíneos resultantes de la alimentación anterior. Las medidas de cambios en el peso seco del intestino medio revelan que los machos que ingurgitaron completamente como larvas de 5to estadio, reservaron una gran cantidad de nutrientes para la etapa adulta (Friend y Smith, 1977).

La cantidad de sangre ingerida por *Triatoma dimidiata* varía de acuerdo con la etapa de desarrollo, ya que las ninfas de primer estadio ingieren desde 4.5 hasta 5.4 mg de sangre, las de segundo estadio desde 11.1 hasta 13.3 mg, las de tercer estadio desde 42.3 hasta 47.1, las de cuarto estadio desde 87.6 hasta 89.5 mg y en el quinto estadio de 174.7 hasta 281.6 mg (Reyes Novelo et al, 2011).

La temperatura ambiental, es otro factor de mucha importancia para el desarrollo de las especies ya que en documentación referente al ciclo de vida de esta especie, se observó que las ninfas de tercer y quinto estadio ingieren mayor



cantidad de sangre cuando se mantuvieron a mayor temperatura. En la etapa adulta, la cantidad de alimento ingerido también varía de acuerdo al sexo, puesto que los machos consumen aproximadamente 220 mg de sangre mientras que las hembras consumen 282.6 mg, o sea, 60 mg más en promedio. Considerando el ciclo completo de la especie, una hembra puede consumir entre 4,105.4 a 9,643.6 mg de sangre mientras que el macho consume entre 952.3 y 5,329.9 mg a lo largo de su vida (Reyes Novelo et al, 2011) (Ver cuadro 1).

**Cuadro 1:** Tiempo de vida sin alimento y cantidad de alimento ingerido por *T. dimidiata* con relación a su estadio de vida.

Estado de chinche	Vida sin alimento	Alimento ingerido
Estadio 1	25 días	4.5 – 5.4mg
Estadio 2	25 días	11.1 – 13.3mg
Estadio 3	75 días	42.3 – 47.1mg
Estadio 4	75 días	87.6 – 89.5mg
Estadio 5	100 días	174.7 – 281.6mg
Hembra	60 días	4,105.4 – 9,643.6mg
Macho	60 días	952.3 – 5,329mg

Fuente: Menes Menes Hernández, 2004.

Dicho consumo de alimento impacta directamente en la capacidad reproductiva de esta especie y por lo tanto en su capacidad de colonización de nuevos ambientes. Otro dato importante con respecto a la alimentación, radica en que la cantidad de huevos puestos por la hembra esta correlacionado con la cantidad de sangre que esta consumió (Reyes Novelo et al, 2011).

Es importante mencionar que la ovipostura disminuye conforme pasa el tiempo después de la alimentación. Esto se debe a que después de una ingesta proteica alta, se desata en la hembra una serie de reacciones metabólicas en donde se involucran la hormona juvenil, ecdisteroides y la vitelogenina entre otras sustancias que disparan la producción de huevos en las ovariolas (Reyes Novelo et al, 2011).

Es así pues, que el apareamiento genera la ovipostura, sin embargo la alimentación es fundamental para que la hembra busque aparearse; dicho este fisiológicamente hablando, lo que sucede en el interior de la hembra es que la presencia de alimento en el sistema digestivo, activa la vitelogenia (hormona) la cual dispara la producción de oocitos en las ovarias, sin embargo, al no presentarse la copula, los huevos son reabsorbidos para no perder recursos (Reyes Novelo et al, 2011).

La necesidad de alimentación de la hembra es determinada por un neurosecretor, el cual adicionalmente activa la formación de oocitos en las ovarias y finalmente estimula la oviposición. La mayoría de las hembras ovipositan antes de copular, sin embargo, en los casos en los que la hembra virgen oviposita, los huevos son infértiles.

Una vez que la hembra tiene alimentación y copula, puede llegar a poner 1300 huevos en toda su vida reproductiva y 16 huevos diarios en promedio. Otro aspecto importante a considerar, es que aquellas hembras que no copulan tienen vida corta (115 días en promedio) aunque se alimenten; mientras que las que copulan, pueden llegar a vivir hasta 630 días en promedio (Reyes Novelo et al, 2011).

También se menciona que a medida que las hembras maduran y se alimentan, el número de huevos aumenta al menos hasta los 145 días de edad y posteriormente la oviposición va decreciendo. Las hembras a medida que envejecen, no aumentan la cantidad de alimento que ingieren (Schofield, 1994).

Otro dato a considerar es que la inversión genética de la hembra realizada en la reproducción, ya que cada uno de los huevos pesa en promedio 1.5 mg, por lo tanto si se considera en que puede poner hasta 1300 huevos durante su vida adulta, resulta en casi 1950 mg de huevos y si se toma en cuenta que la hembra pesa alrededor de 282.8 mg, se deduce que la hembra invierte casi siete veces su peso en esta actividad (Schofield, 1994).

En cuanto a aquellos individuos que se encuentran infectados con *Trypanosoma cruzi*, no se han registrado cambios en el comportamiento alimenticio ni en el éxito de la eclosión de los huevos, ya que no se han observado diferencias significativas entre el tiempo de vida, la ovipostura y la alimentación con respecto a aquellos individuos no infectados, no obstante, se han registrado para diferentes triatomíneos ( en particular para *Triatoma dimidiata*) que existe una menor resistencia a la falta de alimento en las ninfas, que no se registra en la vida adulta ni en la reproducción. También es muy probable mencionar, que el parasito tampoco afecta en la ovipostura y fertilidad y que no parece transmitirse por vía sexual entre los individuos de *Triatoma dimidiata*. Un dato muy importante que debe señalarse es que estudios realizados denotan una potencial manipulación del comportamiento de *Triatoma dimidiata* por parte de *Trypanosoma cruzi*, pues se observó que las hembras infestadas con dicho parasito se dispersan aún más que las no infestadas (Reyes Novelo et al, 2011).

La fertilidad como ya se había mencionado con anterioridad que tiene es muy alta, oscila entre 80 y 90% de eclosión, la cual varía principalmente en el tiempo y la exposición de las hembras a la copula ya que, cuando la hembra esta con un macho permanentemente, hay ovipostura y fertilidad en los huevos; sin embargo, semanas después de que el macho a muerto, permanentemente hay ovipostura pero la fertilidad se reduce drásticamente y posteriormente se pierde (Reyes Novelo et al, 2011).

### 3.1.5. Fuentes alimenticias

Las fuentes alimenticias de artrópodos hematófagos han sido tradicionalmente identificados por técnicas serológicas como las pruebas de precipitina, aglutinación de latex, y el ensayo inmuno absorbente ligado a enzimas (ELISA). (Pellecer Zehntner, 2011)

Estos métodos han proveído datos importantes, especialmente en la identificación de fuentes alimenticias de mosquitos. Pero se ha empezado a desarrollar

métodos alternativos para laboratorios que no tienen el equipo y recursos para análisis inmunológicos o si las muestras se encuentran ya en forma de ADN extraído. La reacción en cadena de la polimerasa (PCR) ha sido usada en aplicaciones forenses, detección de tejido animal en alimentos para rumiantes, perfil de ADN en las alimentaciones de sangre de mosquitos, y la identificación de hospederos en artrópodos hematófagos. (Pellecer Zehntner, 2011).

La técnica de PCR permite el análisis de especímenes muertos y secos, que pueden ser preservados por largo tiempo y analizados en laboratorios distantes del punto de colecta.

En estudios realizados con *T. dimidiata* en Costa Rica, por Calderón-Arguedas *et al*, (2001), encontraron que el humano constituye una fuente alimenticia importante (67%), seguido por perro (49.8%).

Una alta tasa de alimentación en humano (63.7% en chinches colectadas en intradomicilio y 21.9% en las colectadas en peridomicilio) también fue observado por Jirón & Zeledón (1982), al describir la biología y etología de *T. dimidiata*. Este comportamiento antropofílico no es explicada como una predilección, sino por la disponibilidad de esta fuente y las condiciones dentro de las viviendas que propician un mayor contacto con el ser humano. Factores que propician el establecimiento de chinches dentro del domicilio son pisos de tierra y materiales acumulados dentro de las casas, ya que la eliminación de estos factores significó una reducción en la infestación de *T. dimidiata*.

Se cree que el comportamiento de alimentación de *T. dimidiata* es predominantemente oportunista es decir, que aprovecha la oportunidad de alimentarse de cualquier vertebrado si las circunstancias son favorables para ella, no obstante se han documentado preferencias por hospederos como se menciona a continuación:

En Ecuador *Triatoma dimidiata* ha demostrado una preferencia por la alimentación en rata y especímenes silvestres capturados, no se ha reportado alimentación en humanos, prefiriendo animales silvestres (Pellecer Zehntner, 2011).

Existe evidencia de una unión entre el ciclo silvestre de *T. cruzi*, que incluye al reservorio selvático *Didelphis* y el ciclo doméstico de *T. dimidiata* y los animales intradomiciliares. El insecto puede ser transportado al interior de las viviendas por medio de los hospederos, material de construcción o los adultos vuelan al interior (Jirón & Zeledón, 1982). Por análisis serológicos se ha demostrado que el animal más frecuentemente picado dentro y fuera del domicilio es el perro (Jirón & Zeledón, 1982).

La prevalencia de la infección en la población de los vectores y los hábitos alimenticios de éstos están correlacionados al riesgo de la infección humana. (Pellecer Zehntner, 2011).

### 3.1.6. Distribución del vector en Centro América

Los principales vectores predominantes de la enfermedad de Chagas en Centro América, antes de iniciar las acciones de control vectorial, fueron: *Rhodnius prolixus*, *Triatoma dimidiata* y *Rhodnius pallescens* (Ver figura 4).

Además de las especies de vectores domiciliados descritas, en Guatemala se ha reportado *Triatoma nitida* y *Eratyrus cuspidatus* invadiendo casas esporádicamente. En Costa Rica se han colectado 6 especies selváticas: *Triatoma dimidiata*, *Triatoma dispar*, *Panstrongylus geniculatus*, *Panstrongylus rufotuberculatus*, *Rhodnius pallescens* y *Eratyrus cuspidatus*. En Panamá, se ha encontrado *Rhodnius pallescens*, *P. geniculatus* y *P. rufotuberculatus* en viviendas y sus alrededores, *E. cuspidatus*, *P. humeralis* y *Triatoma dispar* en el área selvática, y *Cavernícola pilosa* asociada a cuevas de murciélagos.



**Figura 4:** Principales vectores de la enfermedad de Chagas; enumeradas del 1 al 3, los principales vectores de la enfermedad de Chagas en Centro América. 1. *Triatoma dimidiata*, 2. *Rhodnius prolixus* y 3. *Rhodnius pallacens*. Fuente: Ayala, J. M., 2013.

En Belice el único vector predominante es *T. dimidiata*. Su distribución a nivel domiciliar y peri domiciliar es detectada en los distritos Corozal, Toledo y Cayo. La enfermedad de Chagas fue detectada en el pasado únicamente en trabajadores migrantes de El Salvador, Guatemala, Honduras y México. Sin embargo, se acepta la necesidad de realizar encuestas entomológicas y serológicas para determinar la frecuencia domiciliar del vector y los riesgos de transmisión de *T. cruzi*, antes de organizar el programa de control vectorial (Schmunis y Yadon, 2009).

En Guatemala, el primer caso de infección por *T. cruzi* en un niño febril en Sanarete, departamento El Progreso. Así mismo, fue reportado en 1941, el primer caso de infección en humanos por *Trypanosoma rangeli*, parasito no patógeno

descubierto en Venezuela en 1920. En 1999, se reportó una reducción significativa de la distribución de *R. prolixus* a 5 departamentos: El Progreso, Quiché, Zacapa, Chiquimula y Jalapa, departamentos fronterizos con El Salvador y Honduras.

*Triatoma dimidiata*, ha sido considerado en Guatemala como el vector más importante dada su amplia distribución geográfica, encontrándose en 21 de los 22 Departamentos del país. Se le puede encontrar tanto en condiciones domésticas, peridoméstica y silvestre. La zona oriental del país, limítrofe con El Salvador y Honduras es el área de mayor endemidad (Departamentos de Zacapa, Chiquimula, Jalapa, Jutiapa y Santa Rosa). En esta zona *Rhodnius prolixus* ha sido eliminado y se realizan acciones de control y vigilancia de *T. dimidiata*. (Cedillos et al, 2011).

En El Salvador, *R. prolixus* y *T. dimidiata* fueron los principales vectores de la enfermedad de Chagas reportados. *R. prolixus* se distribuía desde el nivel del mar hasta los 400 metros de altitud, en ranchos de paja y asociados a la transmisión de *T. cruzi* y *T. rangeli* en el país. Por el contrario *T. dimidiata*, fue reportada arriba de los 800 metros, asociado a casas de bajareque y de adobe, y como transmisor de *T. cruzi*. Siendo ambos vectores detectados entre los 400 y 800 metros en sus respectivos hábitats señalados. (Peñalver et al, 1955).

En 1995, el Departamento de Control de Vectores del Ministerio de Salud pública y Asistencia Social (MSPAS) reportó solo índice de infestación de casas por *T. dimidiata*, variable de 1.9 a 47.0% en localidades encuestadas en los 14 departamentos del país. Este informe, que enfatizaba la ausencia de *R. prolixus*, fue presentado en la “Primera Reunión sobre Vectores de la Enfermedad de Chagas en los países de Centro América”, realizada en Tegucigalpa, Honduras del 22 al 24 de octubre de 1997. Esta información, fue reconfirmada por otro estudio realizado a nivel nacional en 1999-2000 y, además, por las encuestas

entomológica basal realizada por el Programa de Control Integral de la Enfermedad de Chagas, 2003-2009.

En la “XII Reunión de la Comisión Intergubernamental de la Iniciativa de los Países de Centro America (IPCA) para la interrupción de la Transmisión Vectorial, Transfusional y Atención Medica de la Enfermedad de Chagas”, reunida en San Salvador, El Salvador del 16 al 18 de junio de 2010, se validó la eliminación de *R. prolixus* en El Salvador, según los criterios establecidos por la IPCA para tal efecto (Cedillos et al, 2011).

En Honduras, los estudios epidemiológicos realizados en 12 departamentos, reportaron la infestación por *R. prolixus* en 9 departamentos (Intibuca, Copan, La Paz, Santa Bárbara, Lempira, Choluteca, Olancho, Francisco Morazán y El Paraíso). Por el contrario *T. dimidiata* tenía una mayor dispersión y estaba presente en 16 de los 18 departamentos del país, coincidiendo con *R. prolixus* en varios de los departamentos.

En 1992, el número de departamentos en donde se presentaba el vector paso de 16 a 17 según el estudio realizado por Ponce y Zeledón, 1973. En dicho estudio, se encontró *R. prolixus* distribuido entre 500 y 1300 metros sobre el nivel del mar, asociado a casas con paredes y techos de paja o palma (en 13 departamentos). Por otra parte *T. dimidiata*, constituye un reto para su control en ciudades como Tegucigalpa, donde hay una considerable necesidad de estrategias e intervenciones de control.

En Nicaragua, la infestación de *T. dimidiata* y *R. prolixus* ha sido argumentada en el norte y este del país. *R. prolixus* fue reportado en León, Masaya, Carazo y Rivas, siendo este último fronterizo con Costa Rica. En áreas endémicas, principalmente de León y Matagalpa, *R. prolixus* era el único vector, presentando altos índices de infestación y colonización.



En el 2010, solo *T. dimidiata* se encuentra presente en los departamentos de Madriz, Matagalpa, Segovia, Jinotega y Estelí, en los que los índices de infestación de viviendas varían entre 15 y 45%. *R. prolixus* no ha sido reportado después de las acciones que se desarrollaron en el país para el control vectorial desde el 2000. En el 2006, la seropositividad a *T. cruzi* fue de 6.5% en 5000 niños de 7 a 14 años de ser encuestados, reportando así, un mayor número de positivos en los departamentos de Madriz y Nueva Segovia (Zeledón, 1952).

En Costa Rica, la enfermedad de Chagas no ha sido considerada un problema de carácter prioritario en salud pública; pero se sabe que *T. dimidiata* es el único vector con riesgo de colonización en el país.

En el 2001, se reportaron la distribución de 6 especies de triatominos colectados por el Instituto Nacional de Biodiversidad de Costa Rica entre 1989 y 1998, en 7 provincias del país: Alajuela, Cartago, Guanacaste, Heredia, Limón, Puntarenas y San José. Las especies selváticas que se identificaron fueron: *T. dimidiata*, *T. dispar*, *Panstrongylus geniculatus*, *P. rufotuberculatus* y *Rhodnius pallescens*. De las cuales, *T. dimidiata* fue la más abundante con un porcentaje de 32.9% del total de capturas realizadas en estación seca, en localidades ubicadas entre el nivel del mar y 1520 metros, con una amplia distribución entre 100 y 400 metros sobre el nivel del mar en las provincias de Guanacaste, Alajuela y Limón.

Por otro lado, se reportó a *T. dimidiata* en ecotopos selváticos, pero en colonias pequeñas en las viviendas de una localidad ubicada a 20 km de San José. Por lo que se ha considerado por parte de los investigadores, la necesidad de realizar estudios entomológicos, particularmente en las provincias de la Meseta Central del país, esto como medida ante el peligro que *T. dimidiata* este invadiendo las viviendas atraídas por la luz (Zeledón et al., 2008).

En Panamá, *T. dimidiata* es el vector más importante en la provincia de Chiriqui y el que está estrechamente asociado a la transmisión de la enfermedad de Chagas. *R. pallescens* es el vector (visitante) más importante a nivel selvático en las provincias de Bocas del Toro, Coclé, Colon, Darién y Panamá, con tendencias a colonizar las casas construidas a base de paja. En este país, no se ha iniciado todavía el programa de control vectorial, por lo que se les recomendó realizar un estudio epidemiológico amplio en el país, para determinar las áreas con riesgo de transmisión y definir así la estrategia de control más adecuada (Cedillos et al, 2011) (Ver figura 5).



**Figura 5:** Distribución de Triatominos domiciliados y selváticos en Centro América. Fuente: Cedillos et al, 2011.

### **3.2. Principios de la técnica de PCR Forense**

La técnica de PCR Forense frecuentemente se utiliza en aplicaciones forenses, detección de tejido animal, en alimento para rumiantes y para identificación de sangre de hospederos en insectos hematófagos entre otros usos de gran importancia tanto a nivel científico, social y de salud pública. En la identificación de fuentes alimenticias en insectos hematófagos, brinda una alternativa eficaz para estudios epidemiológicos en los que el principal vector transmisor de la enfermedad de Chagas (por ejemplo) es un insecto. Además, el PCR puede ser una herramienta de gran utilidad cuando el diseño del estudio requiere el uso de ADN obtenido a partir de un individuo, para múltiples propósitos como confirmación de especies y determinación de estatus de la infección en un área de estudio determinada (Kent, Norris, 2005).

La técnica de PCR facilita la amplificación de secuencias específicas mediante la selección adecuada de las secuencias que se requieren analizar utilizando cebadores específicos para su determinación (primers) (Innes et al, 1990); o en donde se requiera de poca cantidad de ADN haciendo posible obtener la secuencia inclusive en muestras degradadas o de museo (Paabo, 2005).

La mayor parte de veces, los genes escogidos son de origen mitocondrial, esto se debe a que son de una copia, no recombinantes y son abundantes en el genoma (Brown, 2005).

### **3.3. Secuenciaciones blanco para la detección de fuentes alimentarias**

La amplificación de ADN por PCR tiene la ventaja de ser específico en el análisis, esto se logra utilizando un par de oligonucleótidos (primers) sintéticos que sirven como indicadores para la síntesis de ADN, delimitando la región que se va a amplificar. Esto es posible debido a que; en condiciones de amplificación

adecuadas, los oligonucleótidos sólo se unen a los sitios correspondientes a secuencias complementarias (Jiménez, M., 1996).

### 3.3.1. SINEs o Elementos nucleares intercalares cortos:

En los eucariontes existe un elemento genético que se conoce como Retrotransposones (también llamado transposones a través de productos intermedios de ARN) son elementos genéticos que pueden amplificarse a si mismos en un genoma.

Son particularmente abundantes en las plantas, en los mamíferos casi la mitad del genoma (45% a 48%) son transposones o restos de transposones y alrededor del 42% del genoma humano está compuesto de ellos. También se le puede encontrar en distintas clases de aves de corral (Walker, 2003).

SINEs (Elementos cortos intercalados): son retrotransposones que han gozado de un éxito reproductivo notable durante el curso evolutivo de los mamíferos, y han desempeñado un papel importante en la conformación del genoma en estos.

Se han acumulado en números de copias muy elevados en el genoma de los mamíferos y aves; por ejemplo, al menos el 10% del genoma humano esta constituido por una sola familia de SINEs conocidos como Alus (Walker, 2003).

Como ya se menciono anteriormente, estas secuencias representan una parte importante del genoma humano (alrededor del 10%) así como en rumiantes, cerdos, pollos, perros, gatos y roedores; cada una de estas secuencias repetitivas es diferente para cada mamífero, ave, roedor y entre especímenes del mismo género (es diferente entre las distintas razas de perro por ejemplo). Se caracterizan por estar formados por una mezcla del 70 % de secuencias únicas y del 30 % de secuencias repetitivas (Walker, 2003).

### 3.3.2. Alu Yd<sub>6</sub>:

Los Alu (familia de SINEs), son elementos de transposición que han sido amplificados a un número de copias de mas de 1 millón de elementos durante la

evolución del primate, produciendo una serie de subfamilias que parecen ser diferentes edades genéticas.

La expansión de estos elementos a lo largo de la evolución de los primates a su vez ha creado varias “pequeñas” subfamilias de Alu recientemente integradas que están presentes en el genoma humano, pero que a su vez, son ausentes en gran parte de los primates no humanos y demás mamíferos, de estas pequeñas subfamilias de Alu, los Intra Alu Yb6 e Intra Alu Yb8 son las secuencias de mayor importancia en PCR Forense en la detección de ADN humano (Walker, 2002).

Para la identificación del ADN humano, se hace uso de métodos alternativos conocidos como Inter-Alu PCR e Intra-Alu PCR; de los cuales, a pesar de que el método Inter-Alu PCR revolucionó como método de detección de ADN humano cuando fue desarrollado por primera vez; el método Intra-Alu PCR es el más adecuado para utilizar en los estudios con PCR Forense modernos, esto se debe a que los Inter-Alu Yb6 y Yb8 emplean la amplificación de un número elevado de copias de las secuencias diana para lograr una detección específica del ADN humano manteniendo de esta manera algunas de las ventajas que se obtienen en un solo locus de PCR.

Los productos amplificados, son un amplicon de tamaño uniforme en cada ensayo (siendo esto esencial para su fácil visualización). Además, estos amplicones son lo suficientemente cortos (226 pb para Yb8 y 200 pb para Yb6) para tolerar cortes y degradación del ADN (método que a menudo se asocia con las aplicaciones forenses) (Walker, 2002).

Los cebadores claves utilizando el método Intra-Alu PCR son:

Intra-Yb8 primers 5'CGAGGCGGGTGGACAGAGGT 3' y 5'TCTGTCGCCCA GGC 3'; y para el Intra-Yb6 primers 5'GAGATCGAGACCA/GGTGAAA3' y 5'TTTGAGACGGAGTCTCGT 3'.

### 3.3.3. ADN satélite de 195 pb:

ADN satélite:

Son secuencias altamente repetitivas de ADN que se encuentran en la heterocromatina, se conocen como VNRT (variable Lumber of tándem repeats) es decir, unidades repetitivas en tándem. Están compuestas por secuencias simples (muy cortas) repetidas de una en una muchas veces para formar grandes bloques de secuencias.

Fundamentalmente están cerca de los centrómeros, comprenden un total de 250Mb del genoma humano. Son secuencias de entre 5 y varios cientos de nucleótidos que se repiten en tándem miles de veces generando regiones repetidas con tamaños que oscilan entre 100kb (100.000 nucleótidos) hasta varias megabases.

Reciben su nombre de las observaciones iniciales de centrifugaciones en gradiente de densidad del ADN genómico fragmentado, que reportaban una banda principal correspondiente a la mayor parte del genoma y tres bandas satélite de menor densidad. Esto se debe a que las secuencias satélite tienen una riqueza en nucleótidos A + T superior a la media del genoma y en consecuencia son menos densas (J., 2011).

En un estudio realizado por Bastrenta et al. 1999, utilizando 2 linajes de poblaciones de *Trypanosoma cruzi*. La sonda de 195 pb fue purificada por ellos mediante electro elución de NR CL3, almacenando así, los siguientes productos de PCR:

1- TCZ1 (5'CGAGCTCTTGCCACACGGGTGCT3')

2- TCZ2 (5'CCTCCAAGCAGCGGATAGTTCAGG3')

Estos cebadores fueron diseñados para hibridar sitios a los extremos del ADN satélite que repite unidades de *T. cruzi* y su concentración fue evaluada mediante Electroforesis (Bastrenta, et al., 1999).

Como resultado determinaron que el polimorfismo del ADN satélite de 195 pb fue compatible con los dos linajes de población natural de *T. cruzi* ya que se observaban repetirse en cada uno de ellos (Bastrenta, et al., 1999). (Ver cuadro 2, las diferentes secuencias blancas para identificar cada primer).

**Cuadro 2:** Secuencias blanco y tamaño de los fragmentos de ADN amplifican para deferentes primers de vertebrados y *T. cruzi*.

Species		Primer A	Primer B	°C	size (bp)
Human <sup>1</sup>	<i>Homo sapiens</i>	tttgagacggagtctcgtt	gagatcgagaccacggtgaaa	61	200
Dog <sup>2</sup>	<i>Canis familiaris</i>	agggcgcgatcctggagac	agacacaggcagagggagaa	55	83
Guinea pig <sup>2</sup>	<i>Cavia porcellus</i>	gggatttagctcagtggcataag	attggtaccggggattgaact	60	71
Cow <sup>2</sup>	<i>Bos taurus</i>	tttctgttatagcccaccacac	tttcttaagggtggttgctag	60	98
Chicken <sup>2</sup>	<i>Gallus gallus</i>	ctgggttgaaggaccacagt	gtgacgcactgaacaggttg	60	169
Cat <sup>2</sup>	<i>Felis catus</i>	agtcggttaagcgtctgacttt	ctccaggctctgagctgtca	55	98
Mouse <sup>2</sup>	<i>Mus musculus</i>	agatggctcagtgggtaaagg	gtggaggtcagaggacaaactt	55	118
Pig <sup>2</sup>	<i>Sus scrofa</i>	gactaggaacatgaggttgcg	agcctacaccacagccacag	63	134
Donkey <sup>2</sup>	<i>Equus asinus</i>	ccaagccccccagtagatag	gtggccaagtggtaagttcg	60	152
Sheep <sup>3</sup>	<i>Ovis aries</i>	ctcaaggagtattttgttc	aattctatcaatatttttagt	48	117
Goat <sup>3</sup>	<i>Capra aegagrus</i>	tctcaaggggtgttatgc	gccacaactagacacatct	48	150
parasite <sup>4</sup>	<i>T. cruzi</i>	cgagctctgcccacacgggtgct	cctccaagcagcggatagttcag	57	188

<sup>1</sup>Nuclear Alu Yb6 subfamily [25].

<sup>2</sup>Nuclear SINE (Short Interspersed Nuclear Element) [22,23,26].

<sup>3</sup>Mitochondrial subunit 8 ATP synthase gene [24].

<sup>4</sup>Nuclear 195 bp repetitive DNA [30].

Fuente: Pizarro, J. C. & Stevens, L. 2008



## VI. Metodología

### 3.4. Descripción de la zona de estudio

#### 3.4.1. Zonas de estudio

El estudio se realizó como parte del proyecto de investigación en ECOSALUD para la prevención de la Enfermedad de Chagas en el área fronteriza de El Salvador, Honduras y Guatemala. La zona elegida para El Salvador por parte de dicho proyecto fue el municipio de Texistepeque tomando como criterios los especificados en el cuadro 3.

**Cuadro 3:** Criterios para delimitar el área de estudio para El Salvador según ECOSALUD.

Crterios	Definición
Altos índices de infestación	Determina el nivel de infestación de triatominos en el área de investigación. Los parámetros son:  ≤ 5.0% bajo riesgo  > 5.0% alto riesgo  Encontrándose en los cantones El Jute y Chilcuyo porcentajes de 15%.
Condiciones favorables de domiciliación del vector	<ul style="list-style-type: none"><li>- Desconocimiento de la enfermedad y/o del vector.</li><li>- Falta de higiene.</li><li>- Tipo de vivienda.</li><li>- Alto grado de intervención de la zona.</li></ul>
Factores de riesgo de transmisión de la infección	<ul style="list-style-type: none"><li>- Viviendas de adobe.</li><li>- Animales domésticos dentro de las casas.</li><li>- Acumulo de bienes en el domicilio y leña u otros materiales en el peri domicilio.</li><li>- Hacinamiento</li></ul>

Fuente: Rivera Martínez, V. O. et all, 2011.

Las zonas específicas que se utilizaron para el muestreo son las correspondientes a los cantones: **El Jute y Chilcuyo** y dentro de estos, los caseríos que se mencionan en la tabla:

**Cuadro 4:** Cantones con sus respectivos caseríos y coordenadas de GPS de cada uno de ellos. Para el cantón El Jute se muestrearon 15 caseríos y para el cantón Chilcuyo 3.

Cantón	Caserío	Coordenadas		
		Long. Oeste	Long. Norte	M.S.N.M
El Jute	Las Negritas	14°0654'.0''	89°2533'.1''	365
	San Tiburcio	14°0759'.8''	89°2447'.1''	336
	Los Horcones	14°0757'.4''	89°2544'.8''	582
	El Bordo y Segovia	14°0542'.1''	89°2534'.1''	336
	Las Brisas	14°1162'.8''	89°4227'.8''	449
	El Tamarindo	14°0625'.5''	89°2435'.4''	326
	El Jute	14°0608'.5''	89°2706'.5''	352
	Bado de Arena	14°0546'.1''	89°2601'.7''	329
	Los Jobos	14°0504'.3''	89°2459'.4''	291
	Tres Puertas	14°0530'.43''	89°2529'.66''	309
	Las Cañas	14°0508'.0''	89°2820'.1''	349
	El Pino	14°0646'.8''	89°2722'.4''	353
	La Estación	14°0546'.7''	89°2656'.4''	334
	Buena vista	14°0529'.1''	89°2634'.8''	366
	Agua Caliente	14°0538'.2''	89°2727'.5''	345
Chilcuyo	Chilcuyo	14°0404'.9''	89°3133'.4''	449
	Valle Nuevo	14°0523'.7''	89°3038'.7''	406
	Azacualpa	14°0433'.44''	89°3155'.20''	458

### **3.5. Generalidades geográficas del área de estudio**

#### **3.5.1. Ubicación geográfica**

Para determinar la ubicación del área de estudio y el uso del suelo (complementado con el mapa de uso de suelo elaborado en las instalaciones del Centro de Investigación y Desarrollo en Salud), se consultaron dos documentos: el tomo 2 del “Diccionario Geográfico de El Salvador”, escrito por el Ing. Pablo Arnoldo Guzmán para el Ministerio de Obras Públicas, que se encuentra en la biblioteca central de la Universidad de El Salvador y el libro Migración, Mujeres y Vivienda: La Conquista, Nicaragua y Texistepeque escrito por Olga Lucía Rodríguez A. en colaboración de la Universidad Centroamericana “José Simeón Cañas” UCA.

#### **3.5.2. Flora y Fauna**

Para evaluar la flora y fauna en el área de estudio, se hizo una evaluación ecológica rápida (EER) atendiendo al procedimiento recomendado por Zolotoff Pallais, J. M. & Medina Fitoria, A. R, 2005. La evaluación consistió básicamente en observación directa y revisión literaria; recorridos abarcando la mayor parte del área de estudio, describiendo los diversos ecosistemas que en ella se encuentran e identificando las principales especies de flora y fauna que se observan; entrevistas informales consultando a los habitantes de la zona de mayor edad (50 años o menos), que tenían mayor tiempo de vivir en la zona (de 5 a 20 años) sobre la diversidad florística y de fauna silvestre que se encuentran frecuentemente en el área o en merodeando en los alrededores de las viviendas (en el caso de los animales) y la que ha dejado de existir o a dejado de verse con los años y sus nombres comunes.

Los caseríos que se abarcaron fueron: del cantón Chilcuyo: Chilcuyo, Azacualpa y Valle Nuevo y del cantón El Jute: Los Horcones, Las Negritas, Tamarindo,

Segovia, Los Jobos, Buena Vista y Agua Caliente, haciendo un 47.5% del área de estudio evaluada (ver cuadro 4).

### 3.5.3. Clima:

El clima en el área de estudio, se determino tomando como referencia los datos climáticos de La estación meteorológica de Guija que se encuentra ubicada al suroeste del lago de Guija y de la laguna Teconala, cerca de las instalaciones de la presa del Guajoyo y el río Desague en la región noroccidental del país.

Para ello se solicito el perfil climático de dicha estación al Servicio Nacional de Estudios Territoriales (SNET).

### 3.5.4. Aspectos generales de Texistepeque:

Los aspectos generales de Texistepeque como tipo de suelo, roca, orografía y recurso hídrico, se determinaron consultando para ello la pagina web oficial de la alcaldía de Texistepeque ([alcaldiatexis.gob.sv](http://alcaldiatexis.gob.sv)) en el apartado “Información del municipio” donde se presentaba la información mencionada.

### 3.5.5. Uso del suelo y zona de vida:

El uso del suelo y zona de vida, se determino consultando mapas del área de estudio ya elaborados en CENSALUD con el apoyo de colaboradores del Laboratorio de Sistemas de Información Geográfica en la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador. Los Shapelile (shp, Archivos informáticos propietario de datos especiales desarrollados por la compañía ESRI para sistemas de información geográfica como Arc Gis) que se utilizaron para la elaboración de los mapas, se obtuvieron del Centro Nacional de Registros de El Salvador (CNR) y del Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales (MARN).

La investigación se llevo a cabo en dos fases: Fase de campo donde se describen los procedimientos que se llevaron a cabo para la colecta de las muestras de triatominos que se colectaron y una fase de laboratorio que describe los métodos que conllevan la técnica de PCR Forense.

### 3.6. Fase de campo

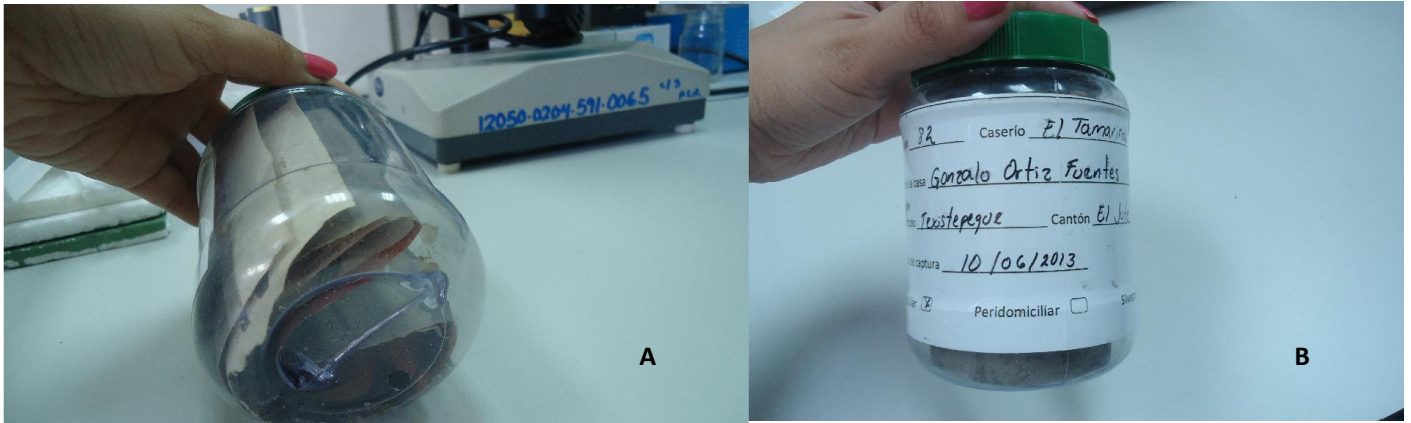
#### 4.3.1. Muestreo de *Triatoma dimidiata* en casas:

Las muestras de triatominos se obtuvieron realizando un rastreo en cada vivienda que involucro la búsqueda del vector en grietas, rincones y alrededores de las viviendas (peridomésticas). Los triatominos se colectaron con ayuda de lámparas para buscar en los rincones y grietas, pinzas y guantes para cazar a los insectos (Ver foto 1).

Los especímenes colectados se depositaron en un recipiente plástico con tapadera de rosca (con un trozo de papel periódico con forma de abanico para crear un micro hábitat en el frasco con el fin de que la chinche no se estresaran), debidamente rotulado con los datos de la vivienda de mayor interés (hábitat (domiciliar o peri domiciliar), n° de casa, cantón y caserío donde fue colectado) (ver foto 2) por último se tomaron las coordenadas geográficas de cada vivienda con la ayuda de un GPS.



**Foto 1:** Colecta de chinches en las paredes de las viviendas.



**Foto 2:** Detalle de Frascos para transportar las chinches. A. Frascos de plástico con papel periódico en forma de abanico para simular un micro hábitat con el fin de que la chinche no se estrese demasiado, B. Cada frasco debe estar debidamente rotulado con la información necesaria de la vivienda donde fue colectada (cantón, caserío y hábitat de colecta).

#### 4.3.2. Toma de muestras silvestres:

Para el caso de las chinches silvestres (chinches cuyo hábitat es silvestre, es decir fuera de las viviendas), el muestreo se realizó con una trampa de luz que estuvo compuesta por una lámpara de luz blanca y una manta de color blanco (Ver foto 3).

En el día se procuró la búsqueda del lugar más idóneo para montar la trampa de luz por la noche. Se escogió el lugar más alejado que se pudiera de las viviendas para evitar que los triatominos domiciliarios llegaran a la trampa en lugar de los silvestres.

El muestreo nocturno se inició a las 8:00 pm de la noche abarcando 7 horas de espera para que los triatominos silvestres que pasaran por la zona, fueran atraídos por la luz de la lámpara. La trampa fue montada a manera de tendedero, amarrando a los árboles una cuerda orientada horizontalmente en donde se colocó la manta de color blanco, sosteniéndola con ganchos para ropa de madera. Se ajustó la lámpara de luz blanca en medio de la manta orientada de forma vertical, por último se colocó otra manta de color blanco en el suelo por debajo de

la trampa de luz para colectar tanto los especímenes que estén en la trampa de luz como los que caigan confundidos al suelo (Ver foto 4).

Los individuos encontrados fueron colectados con pinzas y guantes en frascos de plástico con tapadera de rosca debidamente rotulados tal y como se mencionó en la colecta domiciliar.



**Foto 3:** Trampa de luz para chinchas silvestres. Se utilizó una manta de color blanco y una lámpara de luz (luz ultravioleta o blanca), la trampa fue colocada en zonas lo más alejadas posibles a las viviendas.



**Foto 4:** Manta blanca en el suelo para colectar los insectos que cayeron al suelo, aturdidos por la luz artificial de la lámpara.



Todos los individuos colectados y debidamente rotulados, fueron trasladados al Centro de Investigación y Desarrollo en Salud (CENSALUD) de la Universidad de El Salvador para su análisis parasitológico y de fuentes alimenticias.

### **3.7. Fase de laboratorio**

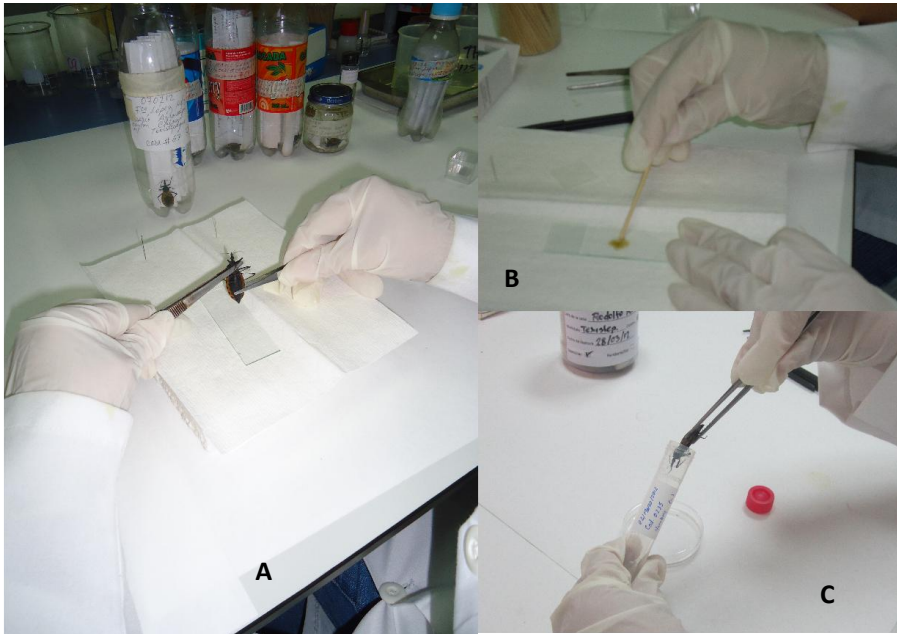
Esto se realizó en las instalaciones del Centro de Investigación y Desarrollo en Salud (CENSALUD) de la Universidad de El Salvador. Comprendiendo:

#### **3.7.1. Análisis parasitológico:**

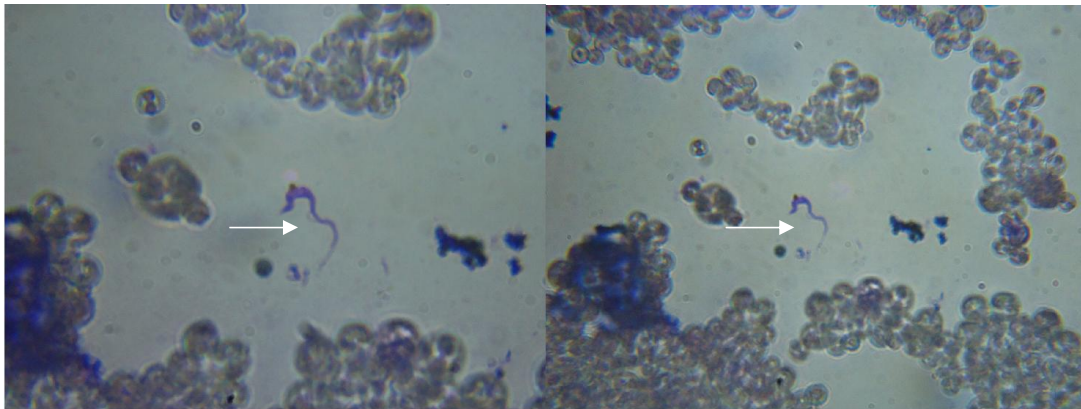
Los ejemplares fueron sometidos a un exámen de heces de la siguiente manera:

Para lograr la muestra de heces, se procede con una pinza a masajear el abdomen de la chinche para estimularla a defecar sobre un portaobjetos que contenía una gota de solución salina al 0.85%, luego de que defecara en el portaobjetos, se procedió a hacer el frotis que fué visto al microscópio óptico (marca Focus Instruments) a un aumento de 40X para la determinación de *Tripanosoma cruzi*.

Se determino como muestra positiva, aquella donde se observara (en el frotis) al parásito (ver foto 6) y negativas aquellas donde no se observe. Las muestras positivas y negativas, fueron preservadas en Etanol al 95% + Glicerol al 5% y colocados en refrigeración a – 20°C para posteriormente seleccionar aquellas que serían destinadas al análisis de fuentes alimentarias mediante la técnica de PCR Forense (Ver foto 5).



**Foto 5:** Análisis parasitológico. A. Masajeo en el abdomen de la chinche con pinzas metálicas para estimularla a defecar, B. Frotis de heces con solución salina sobre un porta objeto, C. Luego del examen parasitológico se preservo en alcohol + glicerol y se guarda a  $-20^{\circ}\text{C}$ .



**Foto 6:** *Trypanosoma cruzi*, vista en microscopio óptico a 40X; fijación con metanol y coloración con Giemsa.

### 3.7.2. Análisis de fuentes alimentarias

#### 3.7.2.1. Extracción de ADN control

Se utilizó sangre de diferentes vertebrados para extraer el ADN control (de acuerdo con los primeros que se utilizaron), extraído directamente de la sangre de cada vertebrado (perro, pollo, rata, ratón, cerdo y humano). Dicho ADN sirvió como control positivo base para la identificación de las bandas de ADN correspondientes, utilizando los primers correspondientes para cada fuente. Para el caso del parásito, se utilizó como ADN control positivo contenido abdominal de una chinche que se encontró positiva en el análisis parasitológico.

La toma de las muestras de sangre de los controles (perro, cerdo, pollo, rata, ratón y humano) se realizó en el Laboratorio de Experimentación Animal de CENSALUD, en la Clínica Veterinaria de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador y en las instalaciones de CENSALUD.

La toma de las muestras de sangre para la extracción de ADN de cada uno de los controles positivos se realizó de distintas formas:

Ratón/rata:

Para el ratón la toma de la muestra se realizó en el seno – retro orbital de este con la ayuda de un capilar de vidrio; en el caso de la rata, la muestra de sangre se tomó por medio de una biopsia de la cola, colectando en un tubo eppendorf la sangre que fluía del área de la incisión realizada (ver anexo 1 y 2 protocolos).

Cerdo:

Para el cerdo, el modo de colecta fue por medio de una pequeña incisión en la vena marginal de la oreja de donde se colectó la sangre que fluía de la herida en un tubo eppendorf.

En el caso de las muestra de sangre de pollo, humano y perro, el modo de colecta fue similar para los tres casos; para cada uno se hizo uso de una jeringa para la toma de la muestra (Ver anexo 5 protocolo).

Pollo:

La punción se llevo a cavo en la vena radial o vena alar de este (Ver anexo 3 protocolo).

Perro:

Para perro, el área donde se llevo a cabo la punción fue en la vena safena del animal, localizada en las patas (Ver anexo 4 protocolo).

Humano:

La toma de la muestra de humano se llevo a cabo realizando una punción en el brazo del paciente voluntario (Ver anexo 6 protocolo).

Posterior a la extracción de sangre, la muestra fue rápidamente llevada al laboratorio en hielo para extraer el ADN (esto se hizo con el fin de evitar que la muestra de sangre se dañara).

### 3.7.2.2. Extracción de ADN de triatominos

#### 3.7.2.2.1. Criterios de selección de Triatominos para el análisis de PCR:

Se tomaron como criterios de selección los recomendados por Pellecer Zehntner, 2011, que se mencionan a continuación:

1. Estado del espécimen, solamente se tomaron en cuenta los especímenes que poseían el abdomen intacto y la ampolla rectal presente (ver foto 7 y 8).



**Fotos 7 y 8:** Estado de especímenes para extracción de ADN. Solamente se tomaron en cuenta los especímenes entre adultos y estadios 4 y 5 que poseían el abdomen intacto y la ampolla rectal presente.

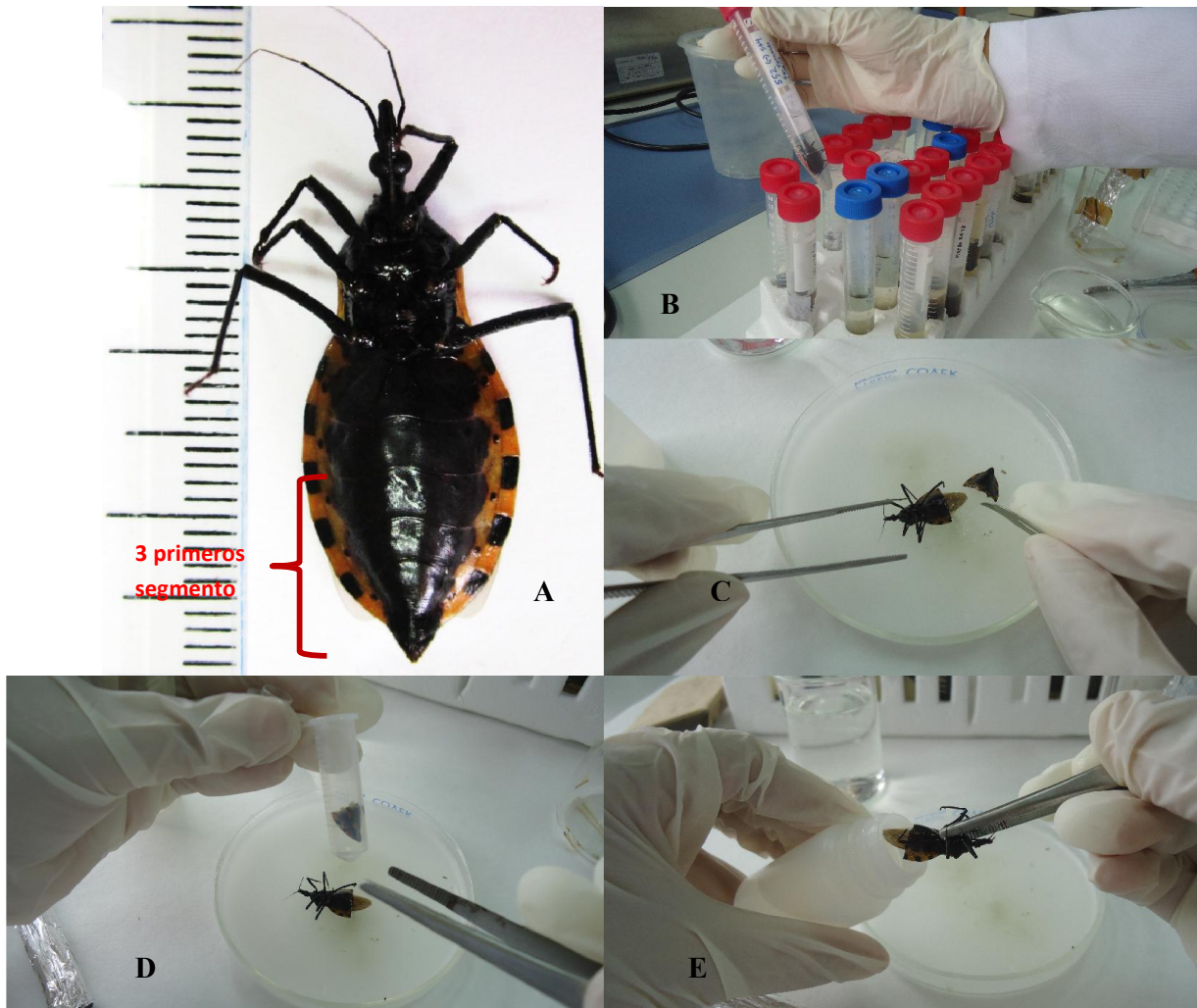
2. Los estadios ninfales 1<sup>er</sup> y 2<sup>do</sup> no se utilizaron por el riesgo de la insuficiencia de material para la extracción de ADN (ver foto 9).



**Foto 9:** Estado de espécimen para extracción de ADN. Nótese la diferencia entre un 1<sup>er</sup> estadio y un adulto. Por tanto no se podría obtener suficiente material para extraer ADN.

### 3.7.2.3. Corte de abdómenes

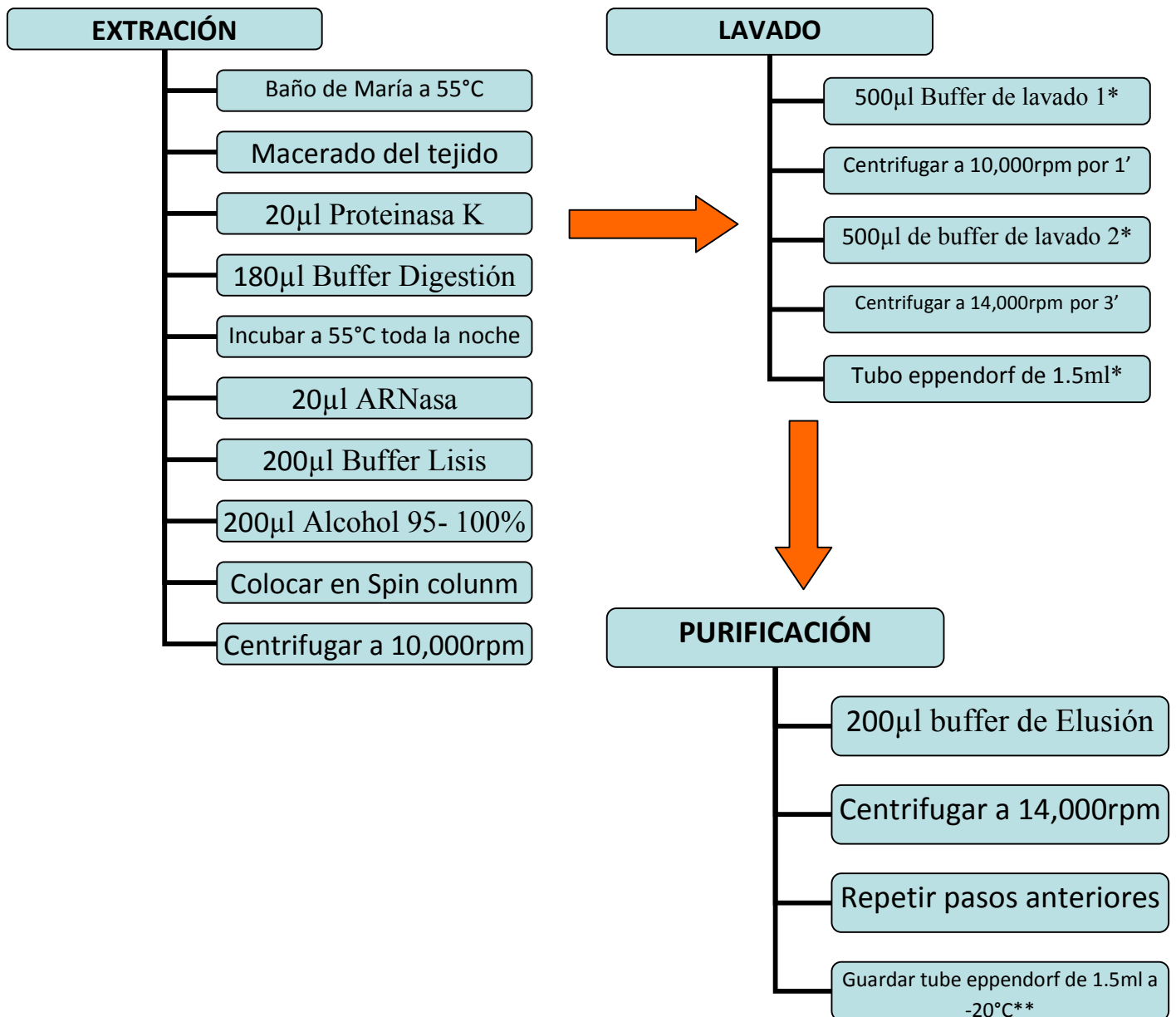
Siguiendo el procedimiento descrito por Pellecer Zehntner, 2011, se hizo una disección de los 3 primeros segmentos abdominales (ya que la extracción de ADN se hizo a partir del contenido intestinal y los restos fecales encontrados en la ampolla rectal) del triatmino que se encontraba preservado en etanol a 95% + Glicerol a 5% (ver foto 10).



**Foto 10:** Corte de tejido abdominal. A. Los tres primeros segmentos abdominales, B. Triatominos en etanol + glicerol, C. Corte abdominal de 3 primeros segmentos, D. Colecta del corte abdominal en un tubo eppendorf de 1.5µl y E. El resto de la chinche se volvió a guardar en etanol + glicerol para futuras investigaciones.

### 3.7.2.4. Extracción de ADN a partir de tejido abdominal

La extracción se llevó a cabo siguiendo los pasos del protocolo proporcionado por el kit comercial “PureLink Genomic DNA Kits de la marca Invitrogen by Life Technologies” (INVITROGEN, 2007), el procedimiento se divide en tres pasos como se describe a continuación:



\* Entre cada uno de estos pasos se descarto el tubo colector y se traslado la Spin column a uno nuevo.

\*\* Se descarto completamente la Spin column.

### 3.7.2.5. Cuantificación de ADN

Seguido de la extracción, se procedió a la cuantificación del ADN: Se hizo la lectura en un Espectrofotómetro (marca Eppendorf). Atendiendo a lo recomendado por el equipo (Eppendorf, 2012), se adicionaron 5µl de la muestra (de ADN) resuspendidos en 45µl de agua libre de endonucleasas (marca Teknova) en la cubeta de espectrofotometría y se hizo la lectura a 260 nm y 280 nm siendo esta la longitud de onda a la que se identifica el ADN.

El rango en que se estima la pureza del ADN esta dado en densidades ópticas y la longitud de onda es de 260 a 280, así:  $OD_{260}/OD_{280} = 1.8$  a  $2.0$ , siendo este último el rango optimo de pureza que se espera encontrar (Davis, L.G. et al., 1986).



### 3.7.2.6. Amplificación de ADN

El procedimiento se llevo a cabo en base al protocolo de amplificación de ADN proporcionado por el kit comercial de amplificación de ADN “AmpliTaq Gold: with GeneAmp 10X PCR buffer & MgCl<sub>2</sub> solution de la marca Applied Biosystem” (Applied Biosystem, 2000).

### 3.7.2.7. Master Mix

En un tubo eppendorf de 1.5µl se preparo la mezcla agregando los reactivos en el siguiente orden:

<b>Reactivo</b>	<b>Concentración inicial</b>	<b>Volumen final</b>	<b>Concentración final</b>
Buffer PCR II	10X	-----	1X
MgCl <sub>2</sub>	25mM	14µl	7mM
dNTPs	10mM	1µl	0.2mM
Primer 1	10µM/µl	2.5µl	0.5µM/µl
Primer 2	10µM/µl	2.5µl	0.5µM/µl
AmpliTaq Gold DNA	1.5 U	1µl	5U/rxn

El agua se ajustó (en tubos de 0.5 a 10µl junto al ADN) de acuerdo a la cantidad de ADN obtenida por muestra. La concentración de ADN a la que se trabajo fue 0.2 ng/µl (Applied Biosystem, 2000).

Las condiciones de amplificación (en el Termociclador (marca Eppendorf)) que se utilizaron por cada primer se mencionan a continuación en el cuadro 5:

**Cuadro 5:** Condiciones de amplificación estandarizadas para cada primer.

Primer	Fase	Temperatura	Tiempo	Primer	Fase	Temperatura	Tiempo
Ave	Inicial	94°C	2'	Perro	Inicial	94°C	2'
	Desnaturalización	95°C	30"		Desnaturalización	95°C	30"
30 ciclos	Alineamiento	55°C	30"	30 ciclos	Alineamiento	60°C	30"
	Extensión	72°C	45"		Extensión	72°C	20"
	Final	72°C	5'	Rata	Activación Taq	94°C	2'
Cerdo	Inicial	94°C	2'		Inicial	95°C	12"
	Desnaturalización	95°C	30"		Desnaturalización	95°C	30"
30 ciclos	Alineamiento	61°C	30"	30 ciclos	Alineamiento	50°C	30"
	Extensión	72°C	45"		Extensión	72°C	45"
	Final	72°C	5'		Final	72°C	5'
Humano	Inicial	95°C	9'	Ratón	Activación Taq	94°C	2'
	Desnaturalización	92°C	30"		Inicial	95°C	12'
45 ciclos	Alineamiento	66°C	30"		Desnaturalización	95°C	30"
	Extensión	72°C	30"	30 ciclos	Alineamiento	50°C	30"
	Final	72°C	3'		Extensión	72°C	45"
Parásito	Inicial	95°C	9'		Final	72°C	5'
	Desnaturalización	92°C	30"				
45 ciclos	Alineamiento	66°C	30"				
	Extensión	72°C	30"				
	Final	72°C	3'				

### 3.7.2.8. Electroforesis y visualización de resultados de PCR

La electroforesis se hizo en gel de agarosa al 2% (según lo recomendado por Pellecer Zehntner, 2011) y la electroforesis se corrió en una cámara horizontal (marca Thermo Scientific) a un voltaje de 70 voltios y se detecto el ADN por medio del colorante Gel Red (marca BIOTIUM), adicionándolo al gel de agarosa a una concentración de 10,000X en agua (manual de uso del producto, BIOTIUM, 2013). El tiempo de corrida de gel fue de 1 hora (ver foto 11).



**Foto 11:** Carga de el ADN en los pocillos del gel de agarosa (ADN + Loading Buffer) y vista superior de la cámara de electroforesis donde se pueden apreciar los pocillos cargados con el ADN amplificado.

Transcurrido el tiempo, los resultados de la electroforesis se visualizaron en un Trans iluminador de luz U.V. (marca Spectroline), se tomó foto para documentar el gel para posteriores análisis de bandas.

**Cuadro 6:** Los 7 cebadores que fueron empleados en esta investigación y sus correspondientes pesos moleculares esperados de las bandas de ADN amplificadas con cada uno de ellos.

<b>Especie</b>	<b>Secuencia de ADN</b>	<b>Peso</b>
Homo sapiens (humano)	5'GAGATCGAGACCACGGTGAAA'3 5'TTTGAGACGGAGTCTCGTT'3	200pb
Canis lupus familiaris (perro)	5'AGGGCGCGATCCTGGAGAC'3 5'AGACACAGGCAGAGGGAGAA'3	83pb
Mus musculus (ratón)	5'AGATGGCTCAGTGGGTAAAGG'3 5'GTGGAGGTCAGAGGACAAACTT'3	118pb
Rattus norvegicus (rata)	5'CAAGACGGATGATCAAAATGTG'3 5'ATTGGGTGGCTGTATATGTATGG'3	101pb
Pollo ( <i>Gallus domesticus</i> )	5'ATAGAATGGCCTGGGTTGAAAAG'3 5'AAGTTTTTCACACAGAGGGTGGT'3	197pb
Sus scrofa (cerdo)	5'GACTAGGAACCATGAGGTTGCG'3 5'AGCCTACACCACAGCCACAG'3	134pb
Trypanosoma cruzi (parásito)	5'CGAGCTCTTGCCACACGGGTGCT'3 5'CCTCCAAGCAGCGGATAGTTCAGG'3	188pb

Las regiones de amplificación base para la elaboración de los Primes fueron: Alu de la subfamilia Yb6 para humano, SINE nucleares (elementos nucleares intercalares cortos) para pollo, perro, cerdo, ratón y rata y ADN nuclear repetitivo de 195bp para *T. cruzi*). Fuente: Walker et al, 2003a; Walker et al, 2003b; Walker et al, 2004; Moser et al, 1989; Pizarro & Stevens, 2008.

### 3.8. Análisis de los datos

Los resultados obtenidos de fuentes alimentarias así como los datos de colecta, fueron analizados mediante el uso del paquete estadístico SPSS 18(PASW Statistic 18).

#### 3.8.1. Frecuencias

El análisis descriptivo de las muestras colectadas en el municipio de Texistepeque, se realizó utilizando tablas de frecuencias, las variables en cuestión para el análisis fueron: hábitat de colecta, estadio ninfal, sexo y presencia de *T. cruzi*. Los porcentajes obtenidos se presentaron en el documento por medio de graficas de barra y graficas de vectores (pastel).

#### 3.8.2. Tablas de contingencia

La relación de los resultados de fuentes alimentarias con el hábitat de colecta para la determinación de la importancia del hábitat en la elección del hospedero se determinó utilizando tablas de contingencia. De la misma manera, se determino la abundancia de los triatominos positivos a sangre humana y los positivos a sangre de otros vertebrados para determinar los hospederos de mayor frecuencia, además de la presencia de *T. cruzi* en ellos; a fin de determinar los vertebrados que posiblemente sean los causantes de la diseminación del parásito en el área de estudio.

#### 3.8.3. Respuesta multiple

La identificación del patrón múltiple de sangre de vertebrados que frecuenta *T. dimidiata* en los caseríos de los cantones El Jute y Chilcuyo se determino utilizando tablas de respuesta múltiple, utilizando como referencia para una mayor precisión en los resultados las variables cantón, hábitat, estadio ninfal y sexo, siendo esta la forma mas competente de indagar y entender mejor el

comportamiento alimentario de la chinche según el lugar donde se encuentre y el estado de desarrollo al que pertenezca (sexo y estadio ninfal) en el área de estudio.

#### 3.8.4. Prueba de hipótesis para proporciones poblacionales (prueba de la cola superior).

Las pruebas de hipótesis para la proporción poblacional se basan en la diferencia entre la población muestral ( $\bar{p}$ ) y la proporción poblacional hipotética ( $p_0$ ). Las tres formas de una prueba de hipótesis para la proporción poblacional ( $p$ ) son las siguientes (según la hipótesis planteada):

$$\begin{array}{lll} H_0: p \geq p_0 & H_0: p \leq p_0 & H_0: p = p_0 \\ H_a: p < p_0 & H_a: p > p_0 & H_a: p \neq p_0 \end{array}$$

La primera forma es una prueba de hipótesis de cola inferior, la segunda es una de cola superior y la tercera es una prueba de dos colas. Según la hipótesis planteada en el documento, la prueba de hipótesis que se empleó para este análisis fue la “prueba de la cola superior”

La fórmula para prueba de la cola superior se representa de la siguiente manera:

$$z = \frac{\bar{p} - p_0}{\sqrt{\frac{p_0(1 - p_0)}{n}}}$$

Los criterios para rechazar la hipótesis nula son las siguientes:

Rechazar  $H_0$  si Valor – P  $\leq \alpha$

Rechazar  $H_0$  si  $Z \geq Z_\alpha$  (Anderson, D. R. et al, 2010)

## **IV. Resultados**

### **4.1. Generalidades geográficas del área de estudio**

#### 4.1.1. Ubicación geográfica

El municipio de Texistepeque se localiza en el departamento de Santa Ana, en la región occidental del país, y es uno de los 13 municipios del departamento, perteneciente al distrito de Santa Ana. Está ubicado en la zona centro oriental del departamento, distando 16.3 kilómetros de Santa Ana, la cabecera departamental, y 83 km de San Salvador, la capital nacional (Guzman, 1986).

De acuerdo con el tamaño de su población, Texistepeque ocupa el octavo lugar entre los 13 municipios del departamento y el 79 a nivel nacional entre los 262 municipios. Es uno de los municipios con mayor población en el país. Por el tamaño de su superficie es el tercero dentro del departamento con 178.97 km<sup>2</sup> después de Metapán y Santa Ana. Se encuentra a una altitud de 410 msnm, su posición geográfica es: latitud 14°7'15"Norte de latitud y 89°29'10" Oeste de longitud (Rodríguez, 2011).

#### 4.1.2. Flora

La dominación del bosque seco tropical es evidente en el área de estudio en donde, la vegetación caducifolia y sub caducifolia existente en toda el área. Este tipo de vegetación, es el más típico localizado en El Salvador, que en tiempos atrás pudo catalogarse como el tipo de bosque más extenso del país y que desde hace mucho tiempo se ha convertido en zonas de cultivo para granos básicos, potreros, pastizales y campos de descanso entre cultivos (López Sorto, R.& Sermeño Chicas, J. 2010).

Con base al perfil climático proporcionado por el SNET, presenta una época seca bien definida; entre diciembre y abril, en el que muchos árboles en esta época botan sus hojas como estrategia contra la desecación. En el que se establece una época de transición, de seco a lluvioso, para que los siguientes 5 meses del año, es decir de junio a octubre, se desarrolle la época lluviosa, en esta época el bosque es muy húmedo y la mayoría de la vegetación reverdece (es decir, se reviste de hojas). En el mes de noviembre se establece otra época de transición, esta vez de lluvioso a seco. Con variaciones en los diferentes años.

En el área de Chilcuyo se observaron fragmentos de vegetación primaria y secundaria, morrales, vegetación de galería y zona agrícola abierta en donde se cultiva maíz, maicillo y frijol. También se pudo observar en menor escala cultivos de teca, laurel, eucalipto y caoba para utilizar la madera. Se pudo observar de igual manera que la cobertura original ha sido reemplazada por el cultivo y el área de ganadería, lo que ha provocado una reducción, desplazamiento y pérdida en la flora y fauna de la zona (Anexo 7, Tabla 1).

En cuanto al cantón El Jute, el listado de flora es similar al presentado en el cantón Chilcuyo, diferenciándose solamente en 1 especie y en la frecuencia en la que se observaron el resto de especies. La tabla 1 (anexo 7), refleja vegetación de bosque natural como Ceiba, madrecaao, pito entre otros, especies introducidas como el mango y vegetación secundaria como la flor amarilla, tigüilote, guayaba, higuierillo y guarumo. Entre las especies encontradas de importancia para los pobladores tenemos las especies útiles para madera como el cedro y para leña como el “huesito” (árbol que ya no es observado en abundancia en la zona).

Se pueden observar fragmentos de vegetación primaria, vegetación secundaria, morrales, vegetación de galería y zona agrícola abierta en donde se observaron cultivos de maíz, maicillo y frijol y en menor escala cultivos agroforestales de teca y eucalipto, al igual que en el cantón Chilcuyo se observó que la cobertura original ha sido reemplazada por el cultivo y ganadería, provocando una reducción, desplazamiento y pérdida de la flora y fauna (anexo 7, tabla 2).





**Foto 12:** Vegetación del municipio de Texistepeque. A la izquierda la vegetación en época seca y a la derecha la vegetación en época lluviosa.

#### 4.1.3. Fauna

Según la evaluación rápida aplicada en este estudio, la frecuencia de las especies se determinó haciendo un conteo de los especímenes mencionados por los habitantes de la zona en estudio. Los lugareños mencionaron que la fauna se observó en áreas de cultivo en la orilla de los ríos y en las montañas (*Odocoileus virginianus* (venado)), comúnmente se observaron en las casas aledañas a esta zona la presencia de gato de monte y tacuazín ya que se alimentan de gallinas por lo cual son frecuentemente asediadas. Con respecto a las aves que fueron encontradas en la zona, los pericos y palomas eran los más afectados por los habitantes de la zona, ya que son capturados directamente en sus nidos para tenerlos como mascotas.

La comunidad en el cantón Chilcuyo manifestó que los animales así como los árboles han disminuido sus poblaciones, ya que animales que se encontraban con

frecuencia por la zona como garrobos, cotuzas y venados entre otros, en la actualidad ya no se observan en las riberas de los ríos (Anexo 8, Tabla 3).

Con respecto a la fauna en el cantón El Jute, se apreció una similitud en su comportamiento con respecto al cantón Chilcuyo. Mamíferos como venados y coyotes fueron mencionados por los pobladores cuyas viviendas se encontraban aledañas a las montañas así como también por los que salían a trabajar sus parcelas en las montañas, muy lejos de sus viviendas. También se mencionó así como en el caso del cantón Chilcuyo que gato de monte y tacuazín que acechaban los gallineros.

En cuanto a las aves, como en el caso del cantón Chilcuyo también se menciona el asalto a los nidos de pericos y palomas para tenerlos en cautiverio como mascotas. En el recorrido por los caseríos, se logró evidenciar la presencia de chocoyos y catalnicas (Anexo 8, Tabla 4).



**Foto 13:** Fauna del municipio de Texistepeque. A. *Phyllostomidae* sp (Murciélago), B. *Boa constrictor* (Mazacuata), C. *Ctenosaura similis* (garrobo) Y D. *Aratinga strenua* (Pericón).

#### 4.1.4. Clima

Para determinar el clima en el área de estudio, se tomo como referencia la estación de Guija (según SNET), que se encuentra ubicada al suroeste del lago de Guija y de la laguna Teconala, contiguo a la presa del Guajoya y el río Desabue en la región noroccidental del país, territorio que se caracteriza por tierras semi planas con suelo arcilloso y cultivos de granos básicos.

El clima es cálido y se encuentra en la zona climática de sabana tropical caliente ó tierra caliente. El monto pluvial oscila entre 1400 y 1800 mm, con temperaturas promedios de 36°C máximas y 18°C como mínima, humedad relativa de 82% época lluviosa y 58% en época seca.

Los rumbos de los vientos son predominantes del norte durante la estación seca y lluviosa, la velocidad promedio anual es de 10 km/h (según SNET) (Cuadro 7).

**Cuadro 7:** Perfil climático de la estación de Guija, departamento de Santa Ana.

**ESTACION:** GUIJA  
**INDICE:** A-15  
**DEPARTAMENTO:** SANTA ANA  
**LATITUD NORTE:** 14°13,7'  
**LONGITUD OESTE:** 89° 28,7'  
**ELEVACION :** 485 msnm.

PARAMETROS	E	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Precipitación (mm)	2	4	12	77	176	252	204	230	237	135	31	5
Temperatura Promedio (°C)	25.0	25.9	27.2	27.9	27.1	25.5	25.2	25.3	24.9	25.0	25.1	25.0
Temperatura Máxima Promedio (°C)	33.0	34.2	35.8	36.0	34.4	32.5	32.5	32.7	31.8	31.9	32.4	32.8
Temperatura Mínima Promedio (°C)	18.0	18.7	20.3	21.4	21.5	20.6	19.9	20.0	20.2	19.7	18.6	18.1
Temperatura Máxima Absoluta (°C)	39.4	40.0	40.0	40.5	40.0	38.2	38.5	38.0	37.0	37.0	37.8	37.8
Temperatura Mínima Absoluta (°C)	11.2	10.0	11.3	11.9	13.2	11.0	12.7	12.4	13.5	11.7	10.0	10.0
Humedad Relativa (%)	62	59	58	60	70	79	78	79	82	78	70	65
Nubosidad Promedio	1.9	1.9	2.3	2.8	4.3	5.7	4.8	5.1	5.7	4.7	2.9	2.0
Viento Rumbo Dominante	W	N	N	N	N-S	N	N	N	SW	W	N	N
Viento Velocidad Media Escala Beaufort	2.3	2.3	2.2	1.9	1.6	1.5	1.6	1.6	1.5	1.6	2.0	2.1
Evapotranspiración Potencial en mm	146	151	189	192	186	153	161	161	144	140	138	139

Fuente: Servicio Nacional de Estudios Territoriales, Servicio Meteorológico Nacional, CIAGRO.

#### 4.1.5. Tipo de suelo

Los tipos de suelo que se encuentran en el municipio de Texistepeque son: Aluviales y Grumosales, Entisoles y Vertisoles (Fase profunda ligeramente a nivel), Latosotes Arcillo Rojizos y Lizoles. Alfisoles (Fase pedregosa superficial de ondulada a montañosa muy accidentada) Litosoles y Regosoles, Entisoles (Fase ondulada a montañosa muy accidentada) (Según Alcaldía Municipal de Texistepeque).

#### 4.1.6. Rocas

En Texistepeque predominan los materiales: lavas andesticas y basálticas, sedimentos volcánicos detríticos con materiales piroclásticos y corrientes de lava intercalados (Según Alcaldía Municipal de Texistepeque).

#### 4.1.7. Orografía

La orografía del municipio de Texistepeque se caracteriza por un número considerable de elevaciones de las cuales las más notables en el municipio son, los cerros:

El Tiesto, Tempisque, El Rayo, Valle Nuevo, Vainillo, El Carmen, Las Chiches, Cimarrón, San Miguel, Colorado, La Botija, El Gritadero, Piedras Blancas, Campana, Guarnecia, El Pino, El Conventillo, Los Llanitos, Tecolote, La Coyotera, Chagüite, Llano de la Virgen Agua Escondida y El Amatillo. Las Lomas: Sabana larga, El Imperio, El Burro, El Gueguecho, La Perla y El Cerro.

Otros cerros sobresalientes:

**Texistepeque:** Esta situado a 1km al SE de la ciudad de Texistepeque. Posee una elevación de 672.60 m SNM.

**Las Piletas:** Situado a 4 kms. Por el NO de la ciudad, con una elevación de 565 m SNM.

**El Cobano:** Esta a 4 kms. Del SE de la ciudad, contando con 479 m de elevación SNM.

**El Brujo:** A 6.2km. Al SO de la ciudad, teniendo 865 m elevados SNM.

**El Sillón o El Sapo:** Contando con 760 m SNM se encuentra a 7.9 kms. al S de la ciudad de Texistepeque.

**Las Chinchas:** Con 2 kms. al O, desde la ciudad, con una elevación de 520 m SNM (Según Alcaldía Municipal de Texistepeque).

#### 4.1.8. Recurso hídrico

Principales ríos:

**Amayo:** El que también se conoce por los nombres; Amayito, Chilcuyo, o San Jacinto. Su formación se encuentra en la confluencia de los ríos La China y El Golfo, 7.5 kms. al SE de la ciudad de texistepeque, su longitud dentro del municipio es de 14.5 kms.

**Ipayo o Taxis:** Nace a 4.6 kms. Al O de la ciudad, atravesando al municipio de O a E para desembocar en el río Lempa, alcanzando los 17 kms.

**Agua Fría:** Su nacimiento es en la quebrada Las Lajas, en el municipio de Candelaria de la Frontera, para atravesar la parte norte del municipio de Santa Ana, hasta llegar a Texistepeque contando con 5.5 kms. de longitud dentro del municipio.

**Guayabo:** Nace 1.5 kms, al S de la ciudad, y desemboca en el río Ipayo, su longitud dentro del municipio es de 3.8 kms.

**Lempa:** El tramo que pasa por el municipio, sirve de limite con Nueva Concepción, (departamento de Chalatenango) corre de N a S su longitud en este tramo es de 10 kms.

**Guajoyo:** Este marca el limite entre Candelaria de la Frontera y San Antonio Pajonal; desembocando en el río Desagüe, su longitud dentro del municipio es de 17.5 kms. Su nacimiento es en Candelaria de la Frontera.

**Cujucuyo:** A 5.5 kms. al SO de la ciudad, nace este río corriendo de O a E y desembocando en el río Amayo, teniendo como longitud dentro del municipio 5.7 kms (Según Alcaldía Municipal de Texistepeque).

#### 4.1.9. Uso del suelo

Los productos agrícolas más cultivados son: granos básicos, pastos, cebolla, ajo, papa, cacahuete y frutas. Hay crianza de ganado vacuno-bovino, caballar y porcino (Guzman, 1986)

En la figura 6 se observan dos mapas comparativos de uso del suelo en los años 2002 y 2010 donde se manifiesto el crecimiento en nueve años de la agricultura en Texistepeque y como este ha ido desplazando casi por completo a la vegetación nativa.

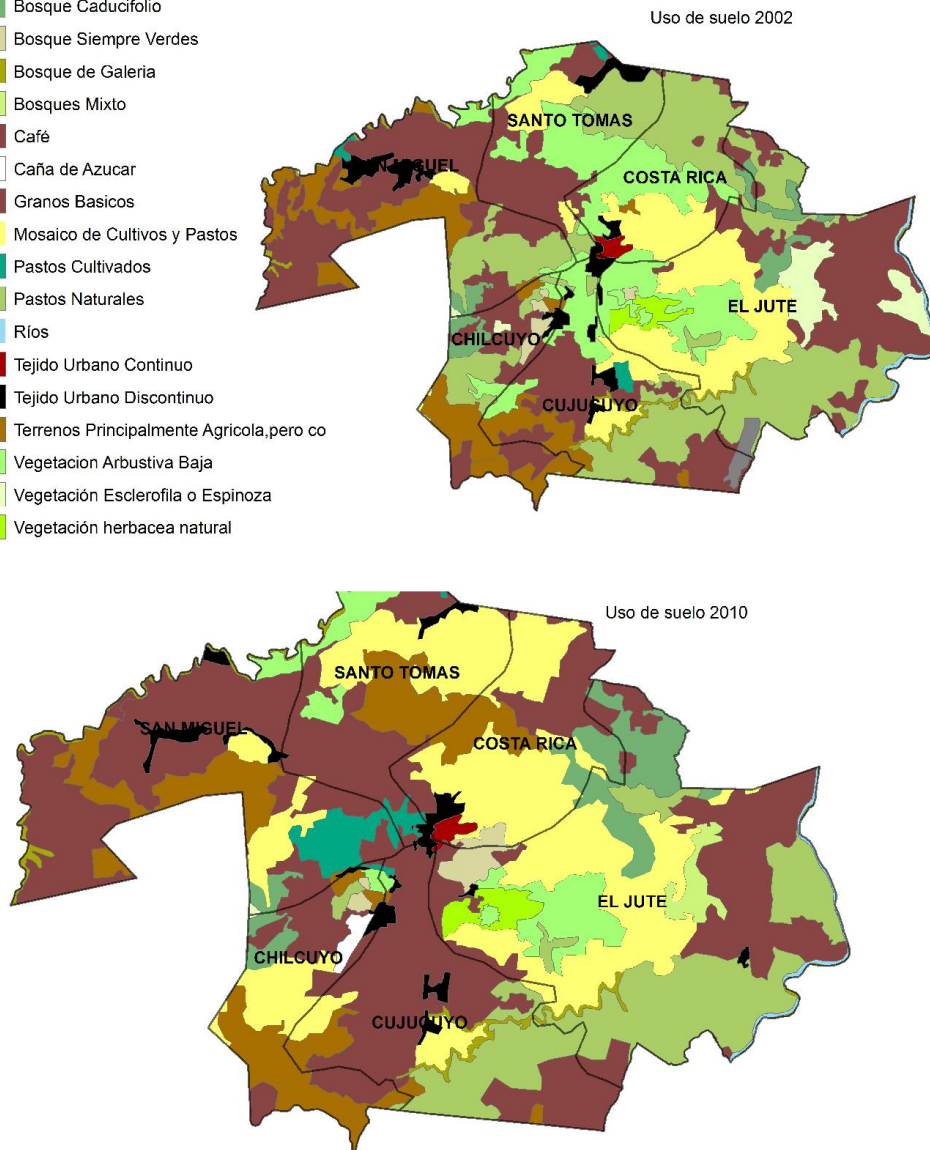


## Uso de suelo Texistepeque 2002 y 2010

### Simbología

#### Uso de suelo

- Bosque Caducifolio
- Bosque Siempre Verdes
- Bosque de Galeria
- Bosques Mixto
- Café
- Caña de Azucar
- Granos Basicos
- Mosaico de Cultivos y Pastos
- Pastos Cultivados
- Pastos Naturales
- Ríos
- Tejido Urbano Continuo
- Tejido Urbano Discontinuo
- Terrenos Principalmente Agricola, pero co
- Vegetacion Arbustiva Baja
- Vegetación Esclerofila o Espinoza
- Vegetación herbacea natural



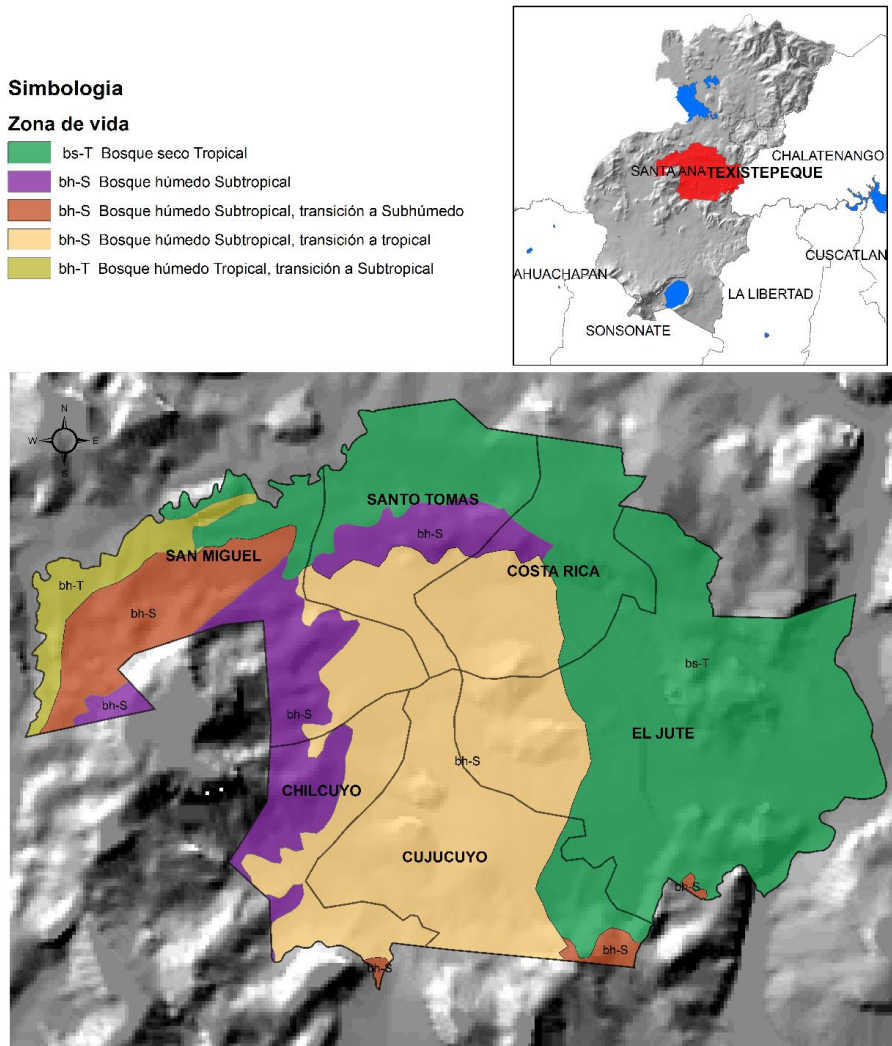
INTERVENCIONES EN ECOSALUD PARA LA PREVENCION DE LA ENFERMEDAD DE CHAGAS  
 EN AMERICA CENTRAL 2011-2014  
 Mapa elaborado por: Karla Castillo  
 CENSALUD, Universidad de El Salvador  
 San Salvador, septiembre 2014



**Figura 6:** Usos del suelo en Texistepeque. El mapa muestra una comparación del uso del suelo entre los años 2002 y 2010.

#### 4.1.10. Zona de vida

### Zona de vida Texistepeque, Santa Ana



INTERVENCIONES EN ECOSALUD PARA LA PREVENCIÓN DE LA ENFERMEDAD DE CHAGAS  
EN AMÉRICA CENTRAL 2011-2014  
Mapa elaborado por: Karla Castillo  
CENSALUD, Universidad de El Salvador  
San Salvador, septiembre 2014



**Figura 7:** Zona de vida en el municipio de Texistepeque. En el mapa se puede observar con respecto al área de estudio, que el cantón Chilcuayo está constituido en gran parte por bosque húmedo subtropical (morado) y bosque húmedo subtropical, transición a tropical (beige) y el cantón El Jute se constituye en su mayor parte por bosque seco tropical (verde).



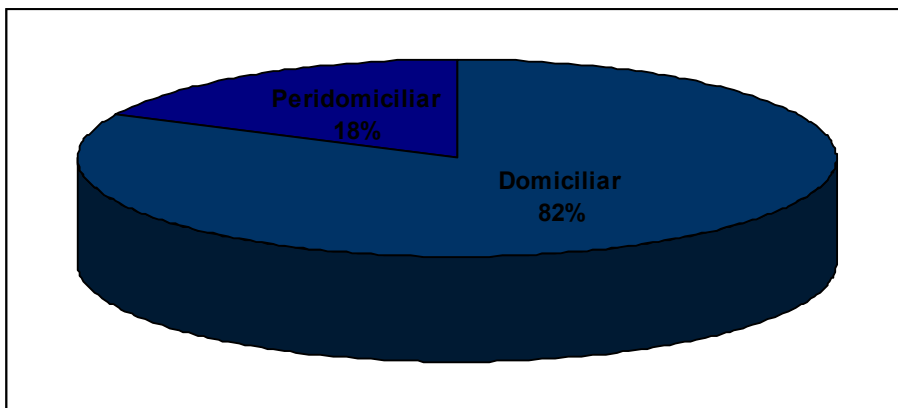
## 4.2. Análisis estadístico

### 4.2.1. Hábitat de colecta

Los hábitats donde se realizó el muestreo de los triatominos fueron dos:

El **domiciliar**, es decir en el interior de las viviendas muestreadas y el **peridomiciliar**, que comprende todos los alrededores fuera de las casas.

El gráfico presentado a continuación (ver gráfico 1) representa el porcentaje de triatominos encontrados dentro y fuera de las viviendas registradas. El 82% (92) de los triatominos se colectaron en hábitat domiciliar mientras que el 18% (20) fueron colectadas en el peridomicilio.



**Gráfico 1:** El mayor porcentaje de triatominos 82% (92) fue colectado en hábitat domiciliar, mientras que sólo un 18% (20) fueron colectadas en el peridomicilio.

#### 4.2.2. Estadios de ninfales y sexo (adultos) de triatominos

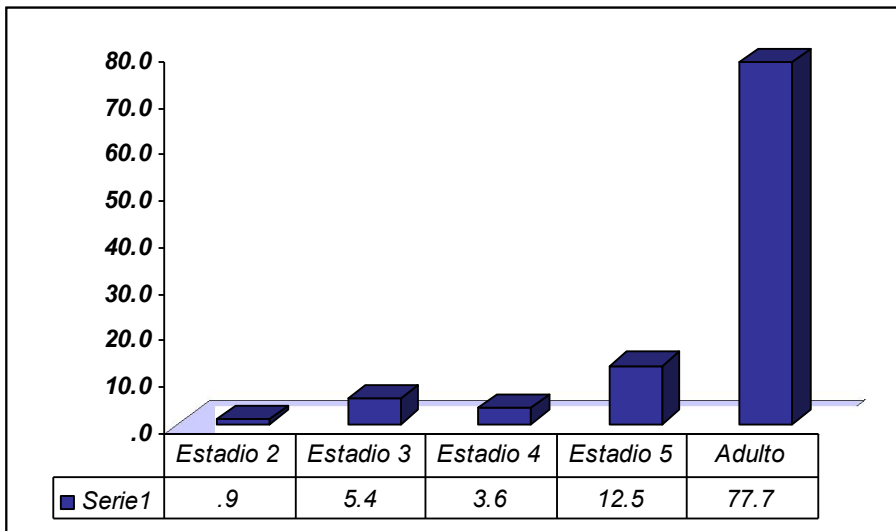
Las muestras analizadas correspondieron a los estadios 3, 4, 5 y adultos siguiendo los criterios dados por Pellecer Zehntner y que representaron cada una de las viviendas muestreadas.

Se analizo un total de 112 triatominos de la especie *Triatoma dimidiata* de los que:

El 77.7% (87) fueron adultos, el 12.5%(14) estadio 5, el 5.4% (6) estadio 3, un 3.6% (4) estadio 4 y solamente el 0.9% (1) pertenecía a el estadio 2 (ver gráfico 2).

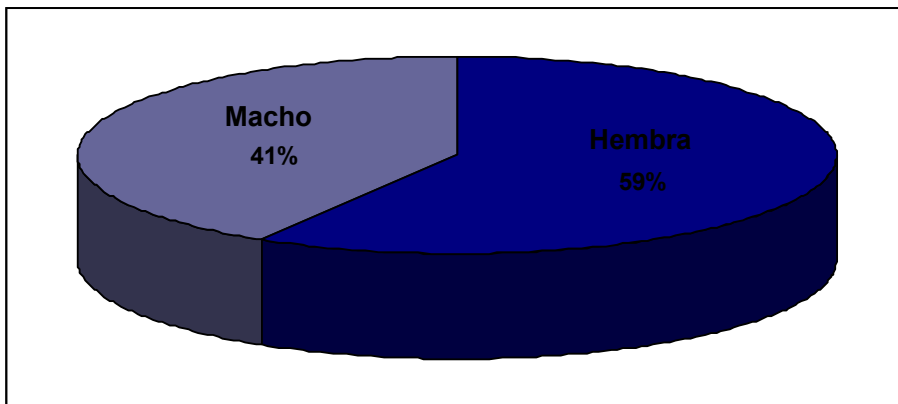
Del 77.7% (87) de adultos colectados en total, el 59% (51) fueron hembras y el 41% (36) machos (ver gráfico 3).

**Estadios de desarrollo de *T. dimidiata***



**Gráfico 2:** En el gráfico se puede observar el porcentaje de chinches colectadas en función de su estadio ninfal. Nótese que el mayor porcentaje corresponde a chinches adulta 77.7%.

### Sexo en adultos de *T. dimidiata*



**Gráfico 3:** Porcentaje de chinches machos y hembras colectados. La grafica nos muestra que el mayor porcentaje obtenido con respecto al género, fue en el sexo femenino con un 59% (51) a diferencia del sexo masculino que fue el 41% (36) de representantes del 77.7% (87) de adultos obtenidos en total.

#### 4.2.3. Determinación de presencia de *Trypanosoma cruzi* en triatominos

La determinación de *T. cruzi* se realizó basándose en dos pruebas: El examen parasitológico que comprende la visualización directa del parásito a un frotis de heces con el objetivo a 40X en un microscopio óptico (requiere las chinches vivas) y por medio de la técnica de PCR Forense analizando el ADN tanto de chinches muertas como vivas.

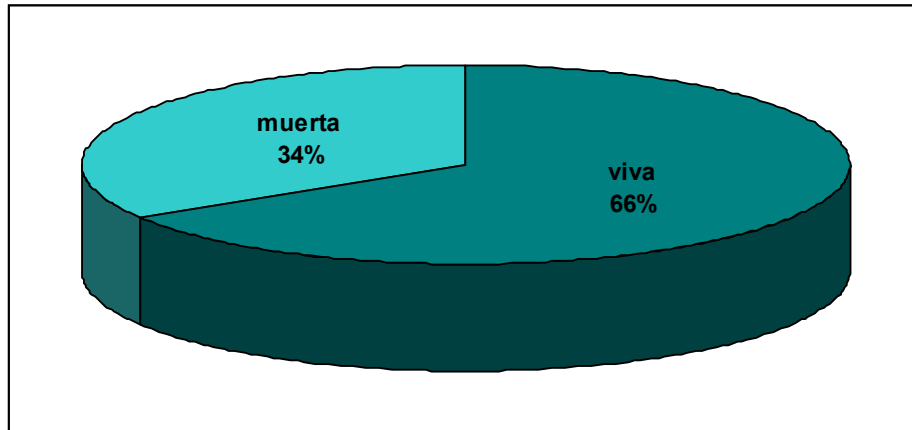
El examen parasitológico se realizó al 66.1% del 100% de chinches colectadas se encontraban vivas, 33.9% se encontraban muertas (ver gráfico 4).

Del 66.1% (74) de chinches vivas analizadas, al 33% (37) se le detectó el parásito en el frotis de heces; mientras que a la mitad restante 33% (37) fueron negativos (ver gráfico 5).

En cuanto al análisis utilizando la técnica de PCR Forense para detectar el parásito por estar las chinches muertas, del 100% (112) de chinches procesadas (vivas y muertas), el 33.9% (38) resultaron positivas a presencia de ADN del parásito mientras que el 66.1% (74) restantes fueron negativas (es decir que no presentaban ADN de *T. cruzi*).

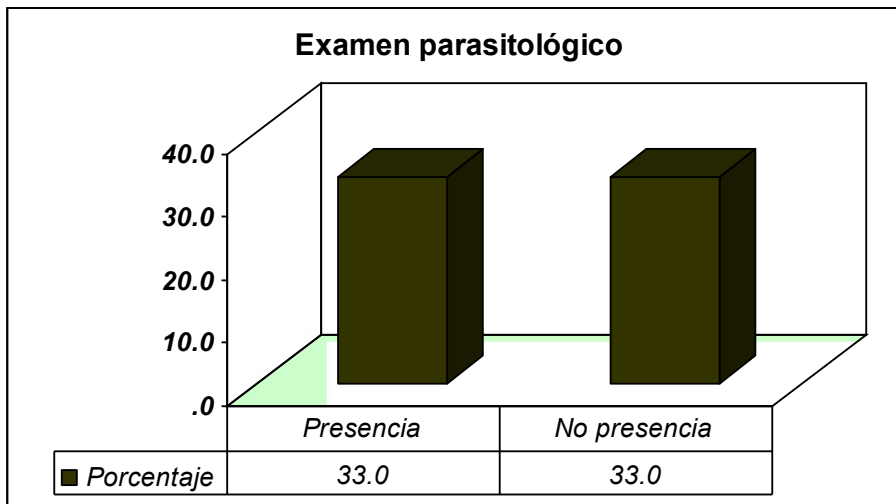
Para esta técnica se tomaron en cuenta tanto chinches vivas como muertas, ya que el PCR Forense puede ser aplicado tanto en tejido vivo o recientemente muerto como a tejido que lleva mucho tiempo de estar muerto siendo esta una importante ventaja en la aplicación de este método (ver gráfico 6).

**Estado en que se encontraban los triatomíneos analizadas (después de la colecta)**



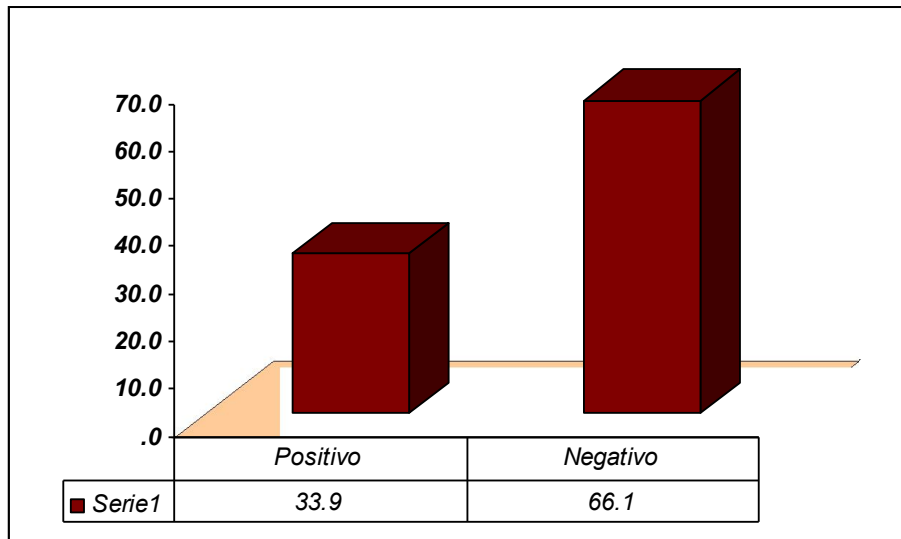
**Gráfico 4:** En el gráfico se presenta el estado en el que se encontraban las chinches a la hora de realizar el examen parasitológico; como se puede apreciar, el 66% de ellas se encontraba con vida (color oscuro) y el 34% restantes estaba muerto (color claro).

**Presencia de *T. Cruzi* por medio de examen parasitológico**

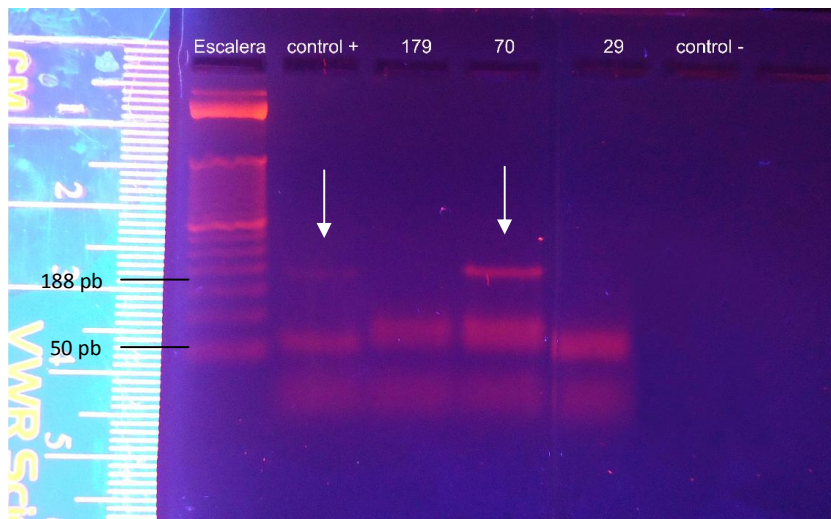


**Gráfico 5:** El gráfico presenta los porcentajes obtenidos en el examen parasitológico a los triatomíneos que se encontraban con vida (33.0% presencia y 33.0% no presencia).

### Presencia de *T. cruzi* utilizando la técnica de PCR Forense



**Gráfico 6:** Los porcentajes que se presentan en el gráfico, corresponden a la presencia (33.0%) y ausencia (66.1%) de *T. cruzi* del 100% (112) de chinches que fueron sometidos a la prueba.



**Figura 8:** Gel de agarosa al 2% teñido con Gel Red al 10,000X. Donde se observa el resultado de una amplificación para *T. cruzi*, la flecha en color blanco indica la muestra positiva al parásito. La banda de ADN positiva para *T. cruzi* tiene un peso molecular de 188 pb, como se indica en la imagen.

#### 4.2.4. Resultados de análisis de fuentes alimentarias mediante la técnica de PCR Forense

A continuación se presentan los resultados obtenidos por cada una de las fuentes alimentarias analizadas a un total de 112 chinches (100% adultos y estadios ninfales) sometidas a la técnica de PCR Forense, tomando en cuenta que cada una de ellas puede albergar en su intestino y ampolla rectal, restos alimentarios (sangre) de uno o más vertebrados.

##### Pollo

Para la fuente alimentaria pollo, de 112 (100%) chinches analizadas en total, 15 presentaron alimentación con sangre de pollo. El total obtenido según el hábitat donde se encontró al insecto se expresa en porcentaje de la siguiente manera:

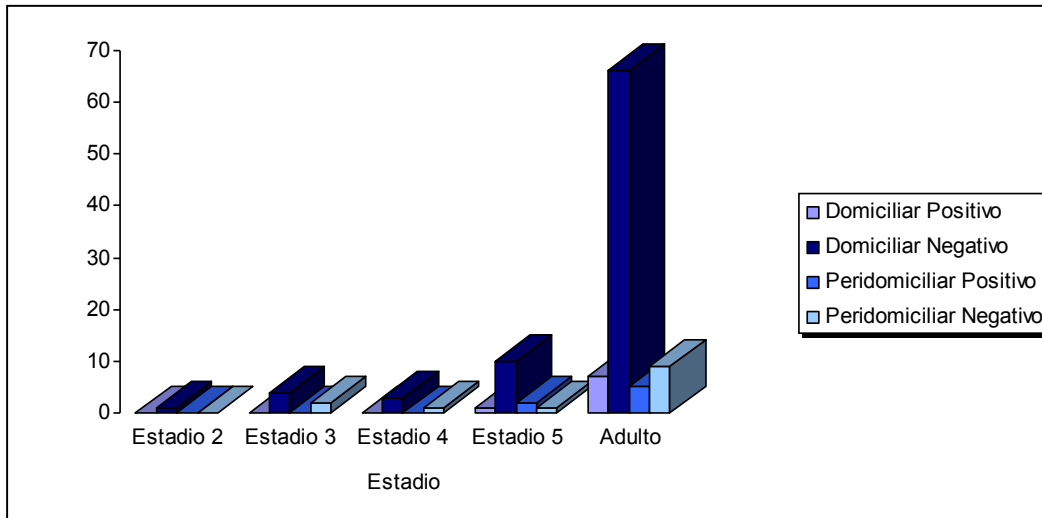
En el hábitat domiciliar, del 100% de chinches analizadas, el 8.7% (8) se alimentaron con sangre de pollo. El porcentaje positivo se desglosa de la siguiente manera: el 9.1% (1) correspondía a ninfa del estadio 5 y el 9.6% (7) a chinches adultas.

Con respecto a el hábitat peridomiciliar, del 100% de chinches procesadas, el 35% (7) se alimentaron con sangre de pollo. De ellas: el 66.7% (2) pertenecía a ninfas de estadio 5 y el 35.7% (5) a chinches adultas (ver cuadro 10 y gráfico 8).

**Cuadro 8:** Resultados de fuente alimentaria ave (pollo). En el cuadro se pueden observar los porcentajes positivos y negativos de alimentación por pollo, los estadios ninfales o adultos que obtuvieron esos resultados y el hábitat al que pertenecían.

Hábitat				Estadio					Total
				Estadio 2	Estadio 3	Estadio 4	Estadio 5	Adulto	
Domiciliar	Fuente alimentaria ave	Positivo	Frecuencia	0	0	0	1	7	8
			%	.0%	.0%	.0%	9.1%	9.6%	8.7%
	Negativo	Frecuencia	1	4	3	10	66	84	
		%	100.0%	100.0%	100.0%	90.9%	90.4%	91.3%	
Total			Frecuencia	1	4	3	11	73	92
			%	100.0%	100.0%	100.0%	100.0%	100.0%	100.0%
Peridomiciliar	Fuente alimentaria ave	Positivo	Frecuencia	0	0	0	2	5	7
			%	0	.0%	.0%	66.7%	35.7%	35.0%
	Negativo	Frecuencia	0	2	1	1	9	13	
		%	0	100.0%	100.0%	33.3%	64.3%	65.0%	
Total			Frecuencia	0	2	1	3	14	20
			%	0	100.0%	100.0%	100.0%	100.0%	100.0%

### Resultados para fuente alimentaria pollo



**Gráfico 7:** El gráfico muestra los resultados positivos y negativos obtenidos para la fuente alimentaria pollo, el estadio ninfal o adulto y el hábitat al que pertenecían.

### Perro

Para la fuente alimentaria perro, de 112 (100%) chinchas procesadas en total, 3 se alimentaron con sangre de perro. Las chinchas positivas según el hábitat de colecta del triatomino se presentan en porcentajes de la siguiente manera:

En el hábitat domiciliar, del 100% de chinchas analizadas, el 2.2% (2) se alimentaron con sangre de perro; de estas, una era una ninfa de estadio 5 y la otra una chinche adulta.

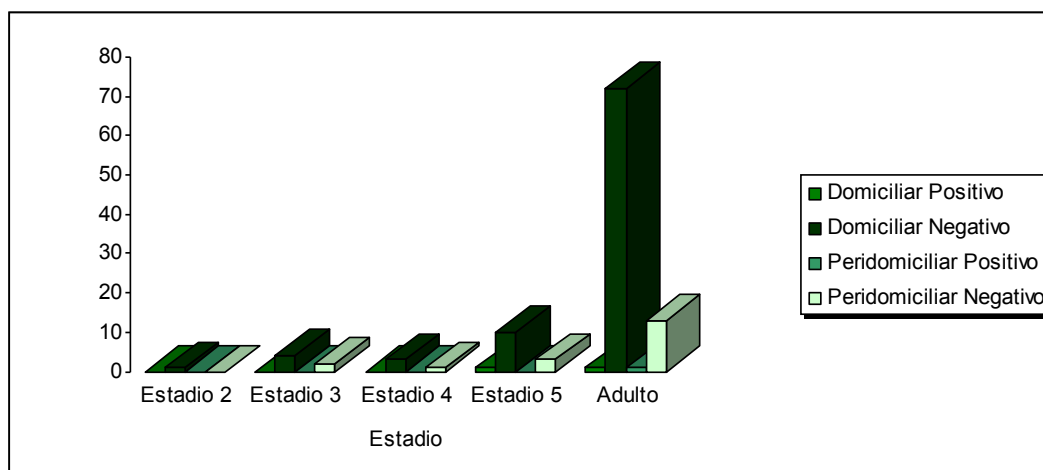
Con el hábitat peridomiciliar, del 100% de chinchas en total, el 5% (1) se alimento con sangre de perro siendo esta una chinche adulta (ver cuadro 11 y gráfico 9).



**Cuadro 9:** El cuadro muestra los resultados obtenidos (positivos y negativos) para fuente alimentaria perro, el estadio ninfal al que pertenecen y el hábitat donde se colectaron.

Hábitat				Estadio					Total
				Estadio 2	Estadio 3	Estadio 4	Estadio 5	Adulto	
Domiciliar	Fuente alimentaria perro	Positivo	Frecuencia	0	0	0	1	1	2
		%		.0%	.0%	.0%	9.1%	1.4%	2.2%
	Negativo	Frecuencia	1	4	3	10	72	90	
	%		100.0%	100.0%	100.0%	90.9%	98.6%	97.8%	
Total			Frecuencia	1	4	3	11	73	92
			%	100.0%	100.0%	100.0%	100.0%	100.0%	100.0%
Peridomiciliar	Fuente alimentaria perro	Positivo	Frecuencia	0	0	0	0	1	1
		%		0	.0%	.0%	.0%	7.1%	5.0%
	Negativo	Frecuencia	0	2	1	3	13	19	
	%		0	100.0%	100.0%	100.0%	92.9%	95.0%	
Total			Frecuencia	0	2	1	3	14	20
			%	0	100.0%	100.0%	100.0%	100.0%	100.0%

### Resultados para fuente alimentaria perro



**Gráfico 8:** Porcentajes positivos y negativos para fuente alimentaria perro. El gráfico muestra los resultados obtenidos, el estadio ninfal al que pertenecían y el hábitat de colecta.

### Cerdo

Con respecto a la fuente alimentaria cerdo, tenemos como resultados que de las 112 chinches procesadas, solamente 3 se alimentaron con sangre de cerdo. Estos resultados según el hábitat donde se encontró a la chinche, se expresan en porcentajes de la siguiente manera:

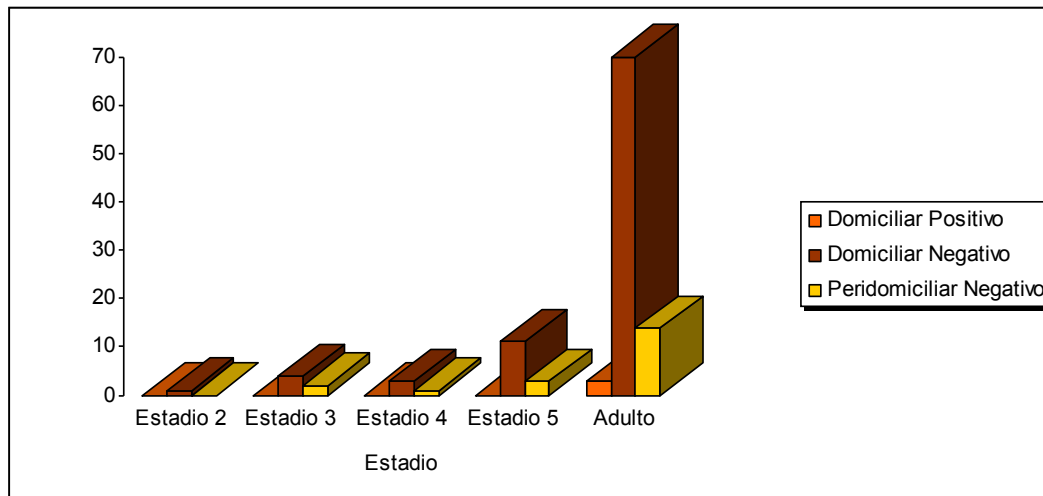
Para el hábitat domiciliar, del 100% de triatominos analizados, el 3.3% (3) chinches adultas se alimentaron con sangre de cerdo.

En cuanto a las colectadas en hábitat peridomiciliar no se obtuvieron resultados positivos, es decir que ninguna chinche se alimento con sangre de cerdo (ver cuadro 10 y gráfico 9).

**Cuadro 10:** Resultados de fuente alimentaria cerdo.

Hábitat				Estadio					Total	
				Estadio 2	Estadio 3	Estadio 4	Estadio 5	Adulto		
Domiciliar	Fuente alimentaria cerdo	Positivo	Frecuencia	0	0	0	0	3	3	
			%	.0%	.0%	.0%	.0%	4.1%	3.3%	
	Negativo	Frecuencia	1	4	3	11	70	89		
		%	100.0%	100.0%	100.0%	100.0%	95.9%	96.7%		
Total			Frecuencia	1	4	3	11	73	92	
			%	100.0%	100.0%	100.0%	100.0%	100.0%	100.0%	
Peridomiciliar	Fuente alimentaria cerdo	Negativo	Frecuencia	0	2	1	3	14	20	
			%	0	100.0%	100.0%	100.0%	100.0%	100.0%	
	Total			Frecuencia	0	2	1	3	14	20
				%	0	100.0%	100.0%	100.0%	100.0%	100.0%

**Resultados para fuente alimentaria cerdo**



**Gráfico 9:** En el gráfico se pueden observar los resultados positivos y negativos en cuanto a alimentación en sangre de cerdo y el hábitat al que pertenecían.

## Humano

Para humano los resultados obtenidos de las 112 chinches analizadas fueron 24 chinches (21 adultas y 3 ninfas) en total alimentadas con sangre humana. Estas

según el hábitat de colecta al que pertenecen se expresan en porcentajes de la siguiente manera:

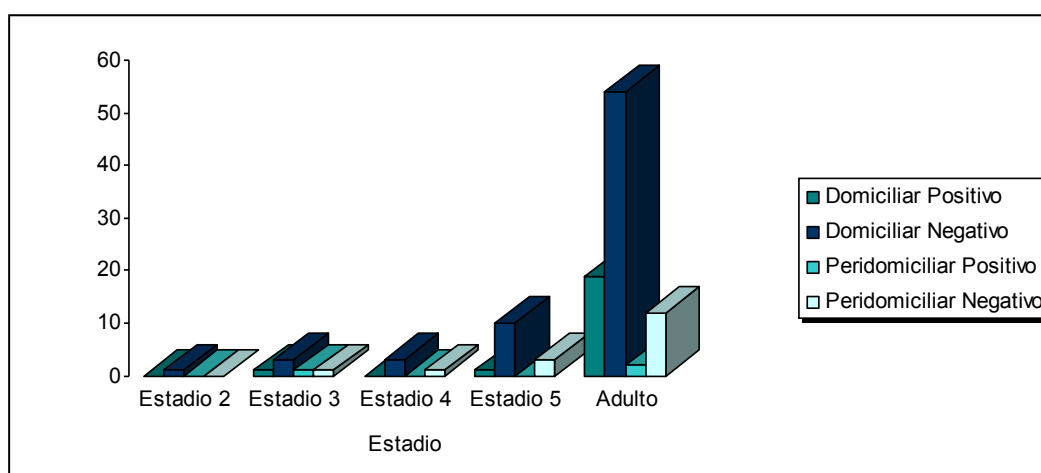
Hábitat domiciliar: 22.8% (21) positivas a sangre humana, desglosándose de la siguiente manera: el 25% (1) ninfa de estadio 3, 9.1% (1) ninfa de estadio 5 y el 26% (19) adultas.

Hábitat peridomiciliar: 15% (3) eran positivas a sangre humana, de estas el 50% (1) era ninfa de estadio 3 y 14.3% (2) chinches adultas (ver cuadro 13 y gráfico 11).

**Cuadro 11:** Resultados de fuente alimentaria humano.

Hábitat				Estadio					Total
				Estadio 2	Estadio 3	Estadio 4	Estadio 5	Adulto	
Domiciliar	Fuente alimentaria humano	Positivo	Frecuencia	0	1	0	1	19	21
		Negativo	Frecuencia	1	3	3	10	54	71
	Total		Frecuencia	1	4	3	11	73	92
			%	100.0%	100.0%	100.0%	100.0%	100.0%	100.0%
Peridomiciliar	Fuente alimentaria humano	Positivo	Frecuencia	0	1	0	0	2	3
		Negativo	Frecuencia	0	1	1	3	12	17
	Total		Frecuencia	0	2	1	3	14	20
			%	0	100.0%	100.0%	100.0%	100.0%	100.0%

### Resultados para fuente alimentaria humano



**Gráfico 10:** El gráfico muestra los resultados obtenidos a alimentación con sangre humana así como también el estadio al que pertenecen y el hábitat de colecta.

## Ratón

Sobre ratón tenemos como resultado que de las 112 chinches analizadas 4 se alimentaron con sangre de ratón. Según el hábitat de colecta los resultados en porcentajes son los siguientes:

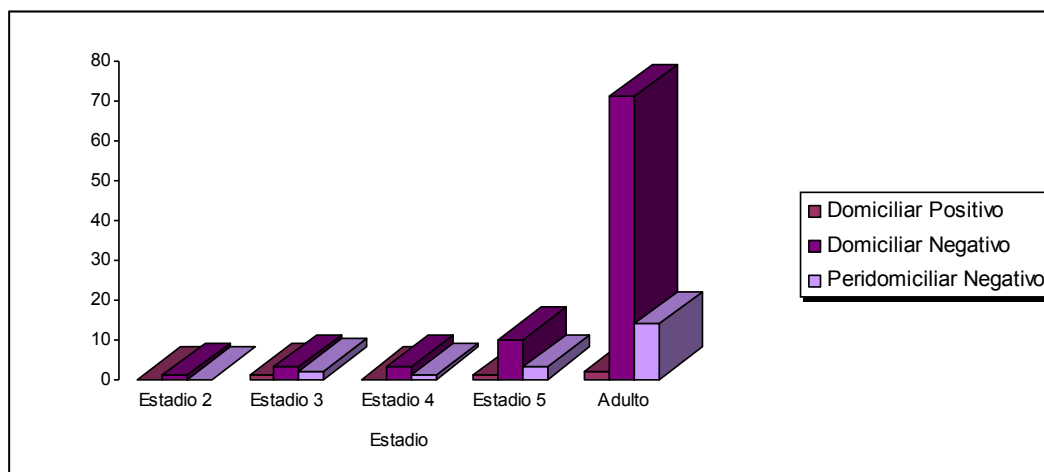
Hábitat domiciliar, el 4.3% (4) se alimentaron con sangre de ratón, de ellas: el 25% (1) era ninfa de estadio 3, 9.1% (1) ninfa de estadio 5 y el 2.7% (2) chinches adultas.

Para el hábitat peridomiciliar tenemos que no se encontraron chinches que se alimentasen con sangre de ratón (ver cuadro 12 y gráfico 11).

**Cuadro 12:** Resultados obtenidos de fuente alimentaria ratón.

Hábitat				Estadio					Total	
				Estadio 2	Estadio 3	Estadio 4	Estadio 5	Adulto		
Domiciliar	Fuente alimentaria ratón	Positivo	Frecuencia %	0 .0%	1 25.0%	0 .0%	1 9.1%	2 2.7%	4 4.3%	
		Negativo	Frecuencia %	1 100.0%	3 75.0%	3 100.0%	10 90.9%	71 97.3%	88 95.7%	
	Total		Frecuencia %	1 100.0%	4 100.0%	3 100.0%	11 100.0%	73 100.0%	92 100.0%	
	Fuente alimentaria ratón		Negativo	Frecuencia %	0 0	2 100.0%	1 100.0%	3 100.0%	14 100.0%	20 100.0%
Peridomiciliar		Total		Frecuencia %	0 0	2 100.0%	1 100.0%	3 100.0%	14 100.0%	20 100.0%

### Resultados para fuente alimentaria ratón



**Gráfico 11:** El gráfico muestra los resultados obtenidos con respecto a fuente alimentaria ratón. En color violeta y morado se observan las colectadas en hábitat domiciliar (vino

positivas y morado negativas) y en color morado claro las colectadas en el peridomicilio y que resultaron negativas a alimentación con sangre de ratón.

## Rata

Los resultados para alimentación con sangre de rata fueron: de 112 chinches analizadas, solamente 3 resultaron positivas. Según su hábitat los porcentajes resultantes fueron:

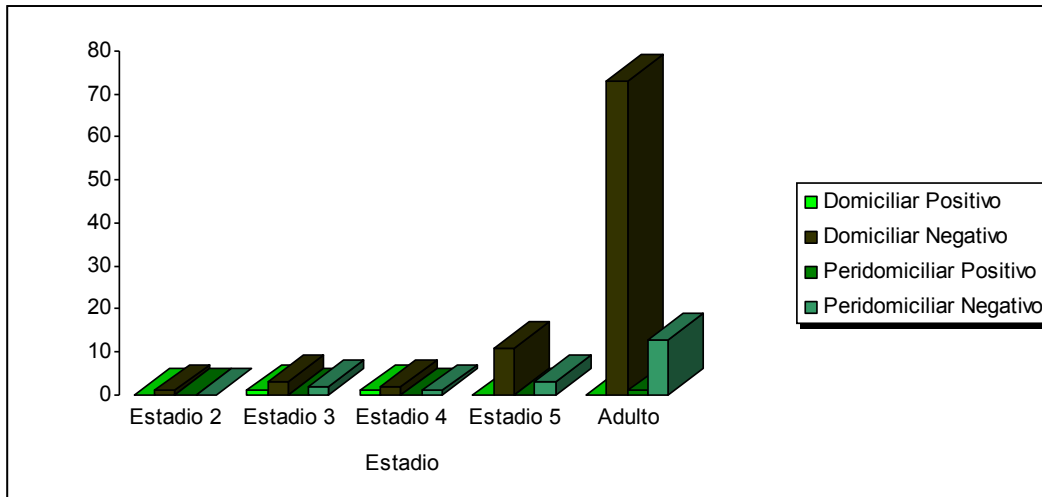
Hábitat domiciliar: el 2.2% (2) positivas a sangre de rata. Partiendo de este resultado tenemos que el 25% (1) era ninfa de estadio 3 y el 33.3% (1) ninfa de estadio 4.

Hábitat peridomiciliar: el 5% (1) correspondiente a una chinche adulta (7.1% (1) adulta y 95% (19) negativas) se alimentaron con sangre de rata (ver cuadro 13 y gráfico 12).

**Cuadro 13:** Resultados obtenidos de análisis con fuente alimentaria rata

Hábitat				Estadio					Total
				Estadio 2	Estadio 3	Estadio 4	Estadio 5	Adulto	
Domiciliar	Fuente alimentaria rata	Positivo	Frecuencia %	0 .0%	1 25.0%	1 33.3%	0 .0%	0 .0%	2 2.2%
		Negativo	Frecuencia %	1 100.0%	3 75.0%	2 66.7%	11 100.0%	73 100.0%	90 97.8%
	Total		Frecuencia %	1 100.0%	4 100.0%	3 100.0%	11 100.0%	73 100.0%	92 100.0%
Peridomiciliar	Fuente alimentaria rata	Positivo	Frecuencia %	0 0	0 .0%	0 .0%	0 .0%	1 7.1%	1 5.0%
		Negativo	Frecuencia %	0 0	2 100.0%	1 100.0%	3 100.0%	13 92.9%	19 95.0%
	Total		Frecuencia %	0 0	2 100.0%	1 100.0%	3 100.0%	14 100.0%	20 100.0%

## Resultados para fuente alimentaria rata



**Gráfico 12:** El gráfico muestra los resultados obtenidos para fuente alimentaria rata y su respectivo hábitat de colecta.

### *Trypanosoma cruzi*

Sobre la presencia de *Trypanosoma cruzi* en los triatominos analizados, se obtuvo como resultados que de las 112 chinches analizadas en total 38 presentaban al parásito. Según el hábitat de colecta los resultados fueron:

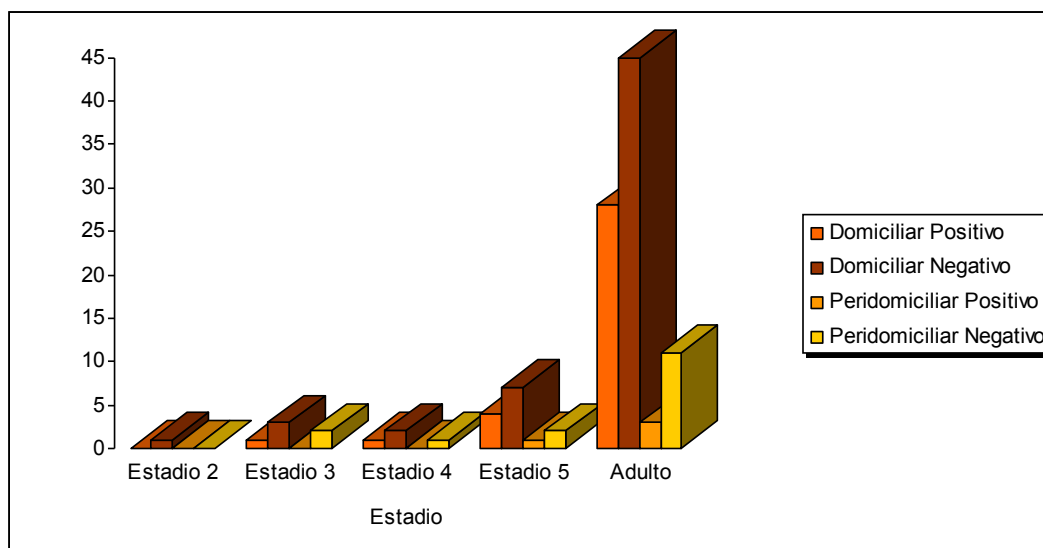
Hábitat domiciliar: del 100% total, un 100% (34) presentaba *Trypanosoma cruzi*. Los resultados se subdividieron de la siguiente manera: 2.9% (1) era ninfa de estadio 3, 2.9% (1) ninfa de estadio 4, 11.8% (4) ninfas de estadio 5 y 82.4% (28) chinches adultas (otro 100% (58) no se detectó presencia del parásito) (ver cuadro 14 y gráfico 13).

Hábitat peridomiciliar: del 100% total de chinches analizadas, un 100% (4) resultó positivo a presencia del parásito. Este porcentaje se componía de la siguiente manera: el 25% (1) era ninfa de estadio 5 y el 75% (3) chinche adulta (un 100% (16) no presentaban *T. cruzi*) (ver cuadro 14 y gráfico 13).

**Cuadro 14:** Resultados sobre presencia de *T. cruzi* en triatominos mediante la técnica de PCR Forense.

Hábitat				Estadio					Total
				Estadio 2	Estadio 3	Estadio 4	Estadio 5	Adulto	
Domiciliar	Presencia de <i>T.cruzi</i>	Positivo	Frecuencia	0	1	1	4	28	34
			%	.0%	2.9%	2.9%	11.8%	82.4%	100.0%
	Negativo	Frecuencia	1	3	2	7	45	58	
		%	1.7%	5.2%	3.4%	12.1%	77.6%	100.0%	
Total		Frecuencia	1	4	3	11	73	92	
		%	1.1%	4.3%	3.3%	12.0%	79.3%	100.0%	
Peridomiciliar	Presencia de <i>T.cruzi</i>	Positivo	Frecuencia	0	0	0	1	3	4
			%	0	.0%	.0%	25.0%	75.0%	100.0%
	Negativo	Frecuencia	0	2	1	2	11	16	
		%	0	12.5%	6.3%	12.5%	68.8%	100.0%	
Total		Frecuencia	0	2	1	3	14	20	
		%	0	10.0%	5.0%	15.0%	70.0%	100.0%	

**Resultados para presencia de *T. cruzi***



**Gráfico 13:** El gráfico muestra la tendencia obtenida con respecto a la presencia de *T. cruzi* en los triatominos analizados, a que estadio ninfal pertenecen y su correspondiente hábitat de colecta.

#### 4.2.5. Resultados de fuentes alimentarias con mayor frecuencia y presencia de *T. cruzi*

De los 6 hospederos que se analizaron, fueron humano (24) y pollo (15) los que presentaron mayor frecuencia de alimentación por *Triatoma dimidiata*. En el caso de ave, de las 15 chinches positivas, 8 de ellas se encontraron dentro de las viviendas y 7 fuera; con humano, de las 24 chinches positivas, 21 se encontraron dentro de las viviendas y solo 3 fuera de ellas.

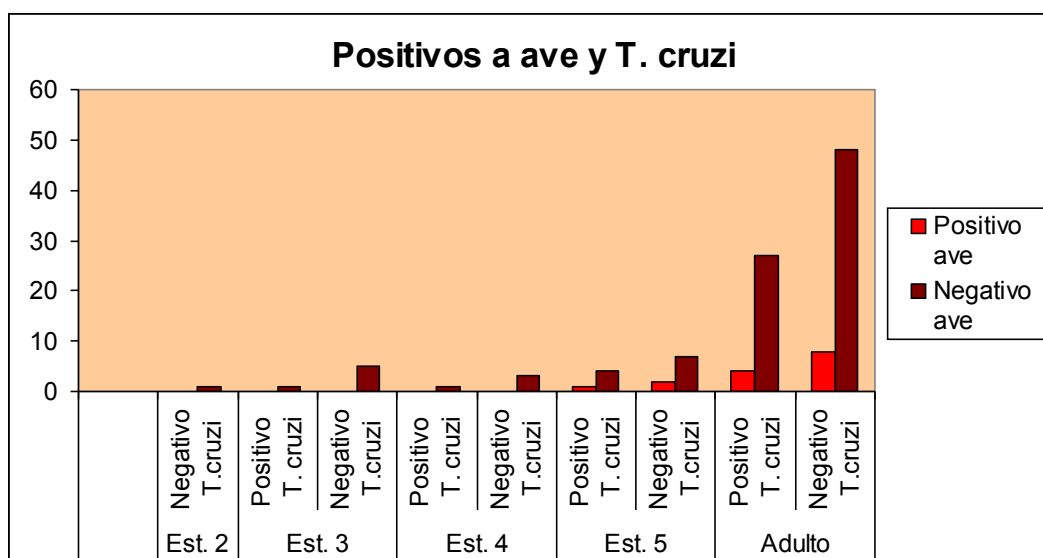
Comparando los resultados anteriormente mencionados con la presencia de *T. cruzi*, se obtuvieron en total 5 chinches que se alimentaron con sangre de pollo y que a su vez presentaban al parásito (33.3% (1 ninfa de estadio 5) y otro 33.3% (4 adultas)) (ver cuadro 15 y gráfico 14).

Por otro lado, se observó un total de 8 chinches que se alimentaron con sangre humana y que de igual manera presentaban *T. cruzi* (100% (1 ninfa de estadio 5) y 33.3% (7 adultos)) (ver cuadro 16 y gráfico 15).



**Cuadro 15:** Presencia de *T. cruzi* en chinches positivas a alimentación con sangre de ave (pollo).

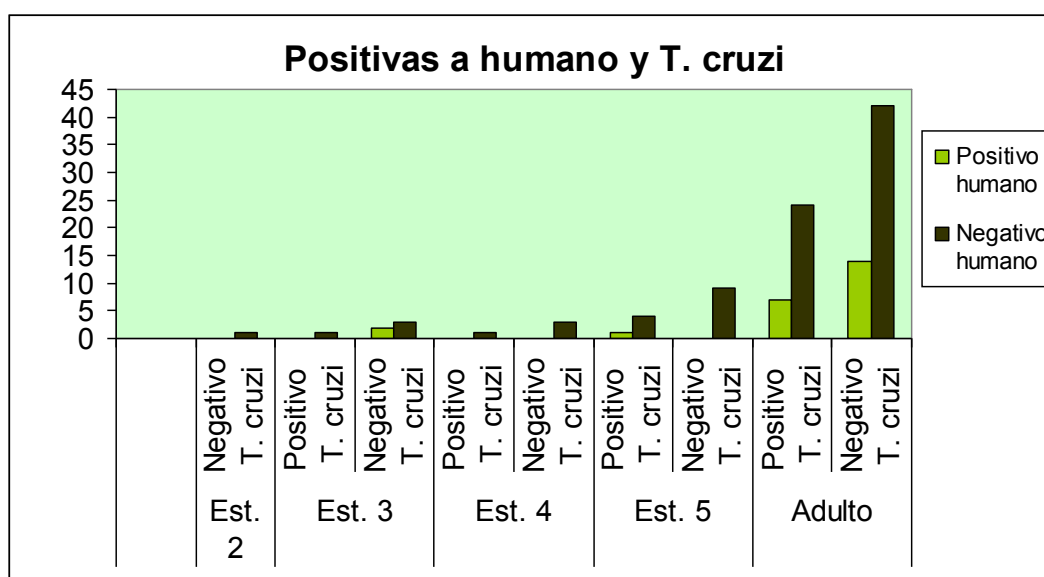
Estadio				Fuente alimentaria ave		Total
				Positivo	Negativo	
Estadio 2	Presencia <i>T. cruzi</i>	Negativo	Frecuencia	0	1	1
			%	0	100.0%	100.0%
	Total	Frecuencia	0	1	1	
			%	0	100.0%	100.0%
Estadio 3	Presencia <i>T. cruzi</i>	Positivo	Frecuencia	0	1	1
			%	0	16.7%	16.7%
	Negativo	Frecuencia	0	5	5	
		%	0	83.3%	83.3%	
	Total	Frecuencia	0	6	6	
		%	0	100.0%	100.0%	
Estadio 4	Presencia <i>T. cruzi</i>	Positivo	Frecuencia	0	1	1
			%	0	25.0%	25.0%
	Negativo	Frecuencia	0	3	3	
		%	0	75.0%	75.0%	
	Total	Frecuencia	0	4	4	
		%	0	100.0%	100.0%	
Estadio 5	Presencia <i>T. cruzi</i>	Positivo	Frecuencia	1	4	5
			%	33.3%	36.4%	35.7%
	Negativo	Frecuencia	2	7	9	
		%	66.7%	63.6%	64.3%	
	Total	Frecuencia	3	11	14	
		%	100.0%	100.0%	100.0%	
Adulto	Presencia <i>T. cruzi</i>	Positivo	Frecuencia	4	27	31
			%	33.3%	36.0%	35.6%
	Negativo	Frecuencia	8	48	56	
		%	66.7%	64.0%	64.4%	
	Total	Frecuencia	12	75	87	
		%	100.0%	100.0%	100.0%	



**Gráfico 14:** El gráfico muestra las chinches positivas (rojo) y negativas (ocre) a sangre de ave (pollo) que de igual manera resultaron positivas a presencia de *T. cruzi*.

**Cuadro 16:** Presencia de *T. cruzi* en chinches positivas a alimentación con sangre humana.

Estadio				Fuente alimentaria humano		Total
				Positivo	Negativo	
Estadio 2	Presencia <i>T. cruzi</i>	Negativo	Frecuencia	0	1	1
			%	0	100.0%	100.0%
	Total	Frecuencia	0	1	1	
			%	0	100.0%	100.0%
Estadio 3	Presencia <i>T. cruzi</i>	Positivo	Frecuencia	0	1	1
			%	.0%	25.0%	16.7%
	Negativo	Frecuencia	2	3	5	
		%	100.0%	75.0%	83.3%	
Total	Frecuencia	2	4	6		
		%	100.0%	100.0%	100.0%	
Estadio 4	Presencia <i>T. cruzi</i>	Positivo	Frecuencia	0	1	1
			%	0	25.0%	25.0%
	Negativo	Frecuencia	0	3	3	
		%	0	75.0%	75.0%	
Total	Frecuencia	0	4	4		
		%	0	100.0%	100.0%	
Estadio 5	Presencia <i>T. cruzi</i>	Positivo	Frecuencia	1	4	5
			%	100.0%	30.8%	35.7%
	Negativo	Frecuencia	0	9	9	
		%	.0%	69.2%	64.3%	
Total	Frecuencia	1	13	14		
		%	100.0%	100.0%	100.0%	
Adulto	Presencia <i>T. cruzi</i>	Positivo	Frecuencia	7	24	31
			%	33.3%	36.4%	35.6%
	Negativo	Frecuencia	14	42	56	
		%	66.7%	63.6%	64.4%	
Total	Frecuencia	21	66	87		
		%	100.0%	100.0%	100.0%	



**Gráfico 15:** El gráfico muestra las chinches positivas (verde claro) y negativas (verde oscuro) a sangre de humano que de igual manera resultaron positivas a presencia de *T. cruzi*.

A continuación se muestran el comportamiento de los resultados de fuentes alimentarias por caserío tomando para ello como referencia de cruzamiento las variables cantón, hábitat, estadio ninfal y sexo. Además, se visualizo el comportamiento heterogéneo en la alimentación de las chinches representando a 1 o más hospederos que resultaron ser positivos para una misma chinche.

#### 4.2.6. Resultados de fuentes alimentarias por caserío para cantones El Jute y Chilcuyo

##### **Cantón El Jute:**

Los caseríos con mayor frecuencia en los resultados de fuentes alimentarias fueron:

Buena vista: 3 chinches positivas a algún vertebrado en total: 66.7% (2) pollo, 33.3% (1) humano y 33.3% (1) ratón.

El Tamarindo: 4 chinches positivas a algún vertebrado en total: 50% (2) pollo, 25% (1) perro, 25% (1) cerdo, 25% (1) humano y 25% (1) ratón.

Las Brisas: 4 chinches positivas a algún vertebrado en total: 75% (3) humano y 25% (1) rata.

El hospedero que predominó en el cantón El Jute fue humano con 13 chinches positivas (ver anexo 9, tabla 5).

##### **Cantón Chilcuyo:**

Los caseríos con mayor frecuencia en cuanto a fuentes alimentarias fueron:

Valle Nuevo: 9 chinches positivas a algún vertebrado: 66.7% (6) pollo, 11.1% (1) perro, 33.3% (3) humano y 11.1% (1) rata.

Azacualpa: 7 chinches positivas a algún vertebrado: 57.1% (4) pollo, 14.3% (1) perro, 14.3% (1) cerdo y 42.9% (3) humano.

Chilcuyo: 5 chinches positivas a algún vertebrado: 20% (1) cerdo y 100% (5) humano.

El hospedero predominante en el cantón Chilcuyo fue humano con 11 chinches positivas, seguido muy de cerca por ave con 10 chinches positivas (Ver anexo 9, tabla 6).

#### 4.2.7. Resultados de fuentes alimentarias por caserío para hábitat domiciliar y peridomiciliar

##### **Hábitat domiciliar:**

Los caseríos con mayor frecuencia en los resultados de fuentes alimentarias fueron:

Azacualpa: 7 chinches positivas a algún vertebrado: 57.7% (4) pollo, 14.3% (1) perro, 14.3% (1) cerdo y 42.9% (3) humano.

Chilcuyo: 20% (1) cerdo y 100% (5) humano.

El Tamarindo: 4 chinches positivas a algún vertebrado: 50% (2) pollo, 25% (1) perro, 25% (1) cerdo, 25% (1) humano y 25% (1) ratón.

Las Brisas: 4 chinches positivas a algún vertebrado: 75% (3) humano y 25% (1) rata.

El hospedero predominante dentro de las viviendas fue: humano con 21 chinches positivas (ver anexo 10, tabla 7).

##### **Hábitat peridomiciliar:**

En el peridomicilio, solo se registraron 3 caseríos que se encontraban con chinches positivas a uno o más hospederos:

Buena Vista: 1 chinche positiva a pollo.

Segovia: 1 chinche positiva a humano.

Valle Nuevo: 8 chinches positivas a algún vertebrado: 75% (6) pollo, 12.5% (1) perro, 25% (2) humano y 12.5% (1) rata.

El mayor hospedero que se observó fuera de las viviendas correspondía a pollo con 7 chinches positivas (ver anexo 10, tabla 8).

#### 4.2.8. Resultados de fuentes alimentarias por caserío para estadio ninfal de triatominos

Para cada estadio ninfal, los resultados de fuentes alimentarias en los caseríos fueron:

**Estadio 3:** Se registraron ninfas positivas en los caseríos:

Bado de Arena: 1 ninfa positiva a ratón y rata.

Tres Puertas: 1 ninfa positiva a humano.

Valle Nuevo: 1 ninfa positiva a humano.

**Estadio 4:** Se registraron ninfas positivas solamente en el caserío:

Las Brisas: 1 ninfa positiva a rata.

**Estadio 5:** Se registraron ninfas positivas en los caseríos:

Valle Nuevo: 2 ninfas positivas a pollo.

Las Brisas: 1 ninfa positiva a humano.

El Tamarindo: 1 ninfa positiva a pollo, perro y ratón.

Los mayores hospederos del que se alimentaron las ninfas fueron: humano y pollo con 3 ninfas positivas cada uno (ver anexo 11, tabla 9).

#### 4.2.9. Resultados de fuentes alimentarias por caserío para sexo de triatominos adultos

Para las chinches adultas según su sexo, los resultados de fuentes alimentarias para cada caserío fueron los siguientes:

##### **Sexo femenino:**

Con respecto a las hembras, la mayor frecuencia de chinches positivas a algún hospedero se encontró en los caseríos:

Azacualpa: 5 chinches positivas: 60% (3) pollo, 20% (1) perro y 40% (2) humano.

Buena Vista: 2 chinches positivas a pollo.

El Tamarindo: 2 chinches positivas: 50% (1) pollo y 50% (1) a humano.

Valle Nuevo: 3 chinches positivas: 66.7% (2) pollo y 33.3% (1) humano.

En el caso del sexo femenino, la mayor frecuencia en cuanto a alimentación corresponde de forma pareja a los hospederos pollo y humano con 9 chinches positivas cada uno (Ver anexo 12, tabla 10).

##### **Sexo masculino:**

Para los machos, el mayor acaecimiento de chinches positivas a hospederos recae en los caseríos:

Chilcuayo: 4 chinches positivas: 100% (4) humano y 25% (1) cerdo.

Valle Nuevo: 3 chinches positivas: 66.7% (2) pollo, 33.3% (1) perro, 33.3% (1) humano y 33.3% (1) rata.

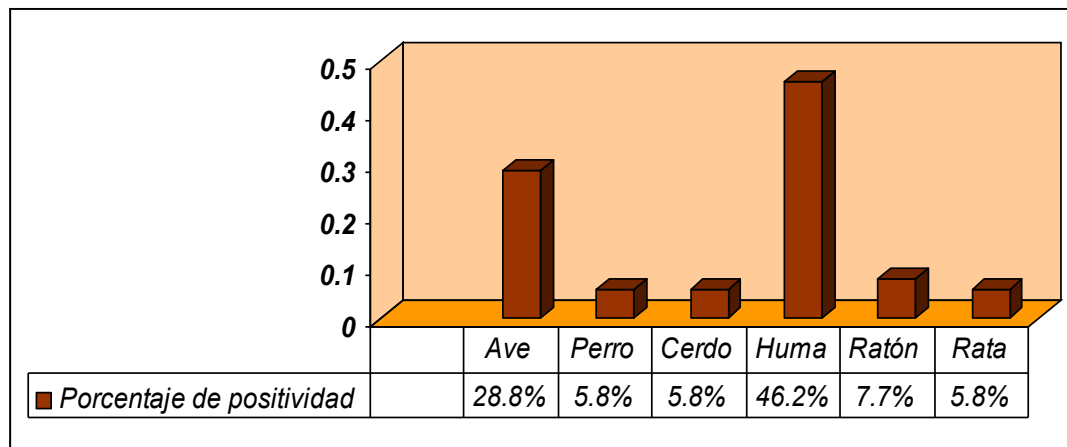
Azacualpa: 2 chiches positivas: 50% (1) pollo, 50% (1) cerdo y 50% (1) humano.

Para el sexo masculino, el mayor hospedero del que se han alimentado corresponde a humano con 12 chinches positivas (ver anexo 12, tabla 11).

#### 4.2.10. Prueba de Hipótesis

De acuerdo a los resultados obtenidos por la prueba de hipótesis de la cola superior (derecha), se expone que no se puede rechazar la hipótesis nula, afirmando de esta manera que de los individuos colectados tanto peri como domiciliariamente menos del 50% (de estos) se detectaron positivos a sangre humana ( $P_{\text{valor}} = 0.9987$ ).

Dicha afirmación se puede confirmar con los porcentajes obtenidos en el documento ya que el 46.2% de chinches fueron positivas a sangre humana. Como se puede observar en el gráfico 16 donde se muestran los porcentajes de positividad obtenidos de acuerdo a cada uno de los hospederos analizados.



**Gráfico 16:** Porcentaje de positividad de acuerdo a cada uno de los vertebrados hospederos analizados en esta investigación.

## 6. Discusión

- *Triatoma dimidiata* es una especie de Centroamérica y de algunos países de Norte y Sur América. Su nivel de sinantropismo es considerablemente elevado debido a las condiciones favorables que ofrecen las viviendas rurales para su refugio, desarrollo y la cantidad de hospederos brindados para su alimentación (Zeledón et al, 2001).

- Según Reyes Novelo, E. et al, 2011 *Triatoma dimidiata* es un insecto hematófago generalista en sus hábitos alimentarios que se vale de un amplio rango de hospederos, demostrando así que la fuente de alimentación no influye en absoluto en el desarrollo de esta especie y que es fundamental para ellas tanto en estado juvenil (para pasar de un instar a otro) como en estado adulto (para el vuelo, reproducción, ovipostura y muda).

Al analizar fuentes alimentarias en chinches utilizando la técnica de PCR Forense, se pretendió determinar el número de hospederos del que el vector de la enfermedad de Chagas se ha alimentado basándose en seis marcadores moleculares específicos para cada especie.

Además, se pretendió inquirir acerca del desplazamiento que toma la chinche (de hospedero a hospedero) a la hora de la alimentación y la sangre de vertebrado de mayor predilección para el triatomino en los cantones El Jute y Chilcuyo en Texistepeque, sirviendo esto como fuente de información sobre la biología alimentaria del insecto en zonas de nuestro país y como base informativa para indagar sobre el posible reservorio de *T. cruzi* en esta zona que participe como fuente de infección y propagación de este mediante el vector *T. dimidiata*.

En el presente estudio, se registró sangre de seis diferentes vertebrados de los que se detectó preferencia por sangre humana (46.2%) seguido de pollo (28.8%) y en menor cantidad ratón, perro, cerdo y rata; similar comportamiento en sus resultados presento el estudio realizado por Calderón et al, 2001 referente a las preferencias alimentarias de triatominos de la especie *Triatoma dimidiata*



procedentes de la meseta central de Costa Rica donde de los 267 especímenes analizados, el 67% mostró preferencia por sangre humana.

De igual forma, se comportan los resultados en el estudio realizado por Lorosa et al, 2003 sobre hábitos alimentarios de triatominos en Rio de Janeiro (Brasil) obteniendo como resultado que la fuente alimentaria predominante fue humano (31.4%).

- Las fuentes alimentarias predominantes en la investigación fueron humano (46.2%) y pollo (28.8%) en insectos encontrados tanto dentro como fuera de las viviendas. En el caso de ave, casi la misma cantidad de individuos que resultaron positivos a dicha fuente se colectaron dentro y fuera de las viviendas (8 domiciliar y 7 peridomiciliar) indicando que un porcentaje de los habitantes de Texistepeque acostumbra mantener sus aves de corral dentro de la vivienda, comprobado por los resultados obtenidos de la encuesta CAP (Conocimientos, Aptitudes y prácticas) realizada por CENSALUD en el 2011; donde se indica que en ambos cantones el tipo de animal doméstico que suelen tener los habitantes son las aves (cantón Chilcuyo 90.8% y cantón El Jute 86.1%); y que la mayor parte de ellos tienen a estas dentro de las viviendas principalmente por motivos de (según los lugareños) miedo a que se las roben o a que las mate algún animal silvestre que se infiltre en la vivienda y por costumbre hereditarias (es decir que ven a sus padres hacerlo y lo practican ellos también).

En el caso del ser humano, la mayor cantidad de triatominos positivos a esta fuente alimentaria se encontraron indudablemente dentro de la vivienda (21 domiciliar y 3 peridomiciliar); iguales resultados se pueden visualizar en el estudio realizado por Forattini et al, 1981 analizando los hábitos alimentarios, infección natural y distribución de triatominos domiciliarios en el noreste de Brasil donde la presencia de sangre detectada en el 42.2% del total analizado fue predominante en pollo (54,8%) y humano (30%); el mismo autor para 1982 realizó un segundo ensayo siempre en el intradomicilio en el noreste de Brasil donde de igual forma del 35,9% del total procesado, la presencia de sangre detectada fue predominante para pollo (54%) y humano (30%).

- Pinto Caballero, J. A., 2006 identifico hasta 3 tipos de fuentes de alimentación en análisis de laboratorio (humano/ cobayo/ pollo y humano/ perro/ cobayo) obteniendo 17 triatominos en total con alimentación múltiple señalando que este comportamiento indica la movilidad que tiene los insectos (a la hora de alimentarse) y el aprovechamiento de varias fuentes de alimentación disponibles en las viviendas debido a que muchas de ellas tienen mas de cuatro tipos de animales domésticos diferentes; de igual manera, Salvatella, 1994; identificó en su estudio una ninfa de estadio 4 positiva a ocho tipos diferentes de fuentes alimentarias.

En el presente documento, se detectó alimentación múltiple en 9 chinches diferentes con las combinaciones de perro/humano (♀, ♂), pollo/cerdo (♂), pollo/rata (♂), ratón/ rata (estadio 3), pollo/ratón (♀), cerdo/humano (♂), humano/ratón (♂) y una combinación triple de ave/perro/ratón en una ninfa de estadio 5, manifestando de esta manera la movilidad de alimentación del insecto en Texistepeque.

- Menos del 50% de los triatominos analizados correspondieron a sangre humana (46.2%) siendo el porcentaje más alto obtenido en la investigación, para el caso de las fuentes alimentarias: perro, cerdo, rata y ratón.

Los porcentajes fueron relativamente bajos a diferencia de la fuente pollo (28.8%); además es importante mencionar que de estas fuentes alimentarias (las de animales), sólo dos chinches presentaban *T. cruzi* y estaban relacionadas con sangre de cerdo y rata más sólo una de ellas (la relacionada con sangre de cerdo) se relaciono con sangre humana; a diferencia de las fuentes pollo y humano que presentaron altos niveles (en comparación con las demás fuentes) de infestación: pollo 5 chinches y humano 8 chinches en total, con una diferenciación de tres chinches entre ambas fuentes a favor de humano.

- Es importante mencionar que al ser el humano la fuente de mayor predilección para el vector y que además las chinches alimentadas con sangre de humano fueron a las que se les encontró la mayor presencia de *Trypanosoma cruzi* en el

municipio de Texistepeque; indicaría que el ser humano juega un papel muy importante en esta zona no solo como fuente de alimentación sino también de infección del parásito a otras chinches que a su vez lo propagan a otras personas no infectadas.

Según Diotaiuti, L., 2006 solamente parasita y se desarrolla en los mamíferos y la segunda fuente detectada de gran predilección por el vector es pollo. Calderón et al, 2001 menciona en los resultados de su estudio donde la fuente de predilección fue el humano (67%) que el índice de infestación natural obtenido fue de 44% y se relacionaba principalmente con la fuente alimentaria humano; así mismo Lorosa et al, 2003 en su estudio sobre fuentes alimentarias de triatominos donde la sangre de preferencia para la chinche resultó ser el humano (31,4%), el índice de infestación natural fue de 13% y de igual manera se relacionó principalmente con la fuente alimentaria humano.

- Con respecto a la segunda fuente más abundante (pollo) Diotaiuti, L., 2006 menciona a las pollo como principal fuente de alimentación (no de infección) en el peridomicilio.

Además, en un estudio realizado por Calderón Arguedas, o. et al. 2003, sobre variaciones biológicas de *T. cruzi* asociadas a la ingesta de 2 tipos de sangre (aviar y murina) por *Triatoma dimidiata*; encontraron inyectando una suspensión de *T. cruzi* de 2 grupos de chinches alimentadas con ratón y pollo (individualmente cada grupo) a ratones machos, que la supervivencia promedio se vio altamente prolongada en los ratones cuyo parásito se relaciona con sangre aviar de los que se relacionaron con sangre murina.

Concluyendo con la posibilidad de que la sangre aviar, como eventual sustrato de alimentación en los vectores, puede modular las características patógenas o de infectividad en el parásito; por lo que basándose en el estudio anteriormente mencionado se confirma de manera aún mas contundente que la fuente pollo, solo tiene carácter alimentario para el vector descartándolo definitivamente como fuente de infección de *T. cruzi* y enfatizando aún mas la probabilidad de la fuente

humano (principal fuente de predilección para el vector en Texistepeque) como fuente infectaría.

- La infestación de los triatominos a las viviendas en los cantones El Jute y Chilcuayo en el municipio de Texistepeque se vio reflejada estrechamente a la alta actividad antrópicas en el municipio, principalmente en la agricultura, la tala de árboles, el acarreo de leña hacia los domicilios y la caza y saqueo de nidos de animales silvestres para tenerlos como mascota, como se refleja en el apartado flora y fauna de este documento en donde se habla del reemplazo de la cobertura original de algunas zonas por cultivos y áreas de ganadería, provocando una reducción, desplazamiento y perdida tanto de la flora como la fauna.

Dichas actividades han llevado a menoscabar las fuentes de alimentación y lugares de refugio silvestres de los triatominos, por lo que estos se han visto obligados a recurrir a fuentes alimentarias en los ecotopos domésticos sobre todo los de escasos recursos económicos ya que presentan condiciones que facilitan la colonización de los insectos tales como, viviendas con paredes de adobe y bajareque donde pueden ocultarse y poner sus huevecillos en grietas y agujeros, pisos de tierra donde las ninfas pueden ocultarse fácilmente espolvoreándose con polvo, acumulo de objetos, leña y granos básicos que también sirven como lugares de refugio y acercamiento al interior de las viviendas y las habitaciones donde duermen los dueños para alimentarse de ellos y animales domésticos dentro y fuera de las viviendas que sirven como fuentes de alimentación y desplazamiento del peridomicilio al domicilio y del hábitat silvestre al domestico (en el caso de ratones y ratas que son atraídos por los granos básicos) (Zeledón et al, 2001).

## 7. Conclusión

- Por sus hábitos hematófagos, su alta capacidad de adaptación y por ser vector del agente causal de la enfermedad de Chagas, los triatominos implican un alto riesgo epidemiológico; razón por la cual es de gran importancia el papel que juega la Biología Molecular en el estudio de los triatominos y sus preferencias alimentarias en el municipio de Texistepeque; ya que, además de que se amplió el conocimiento que se tiene sobre la biología del insecto en El Salvador; acerca del comportamiento y afinidad por un tipo de sangre en esta zona, se aportó a su vez cual es la principal fuente de infestación de *T. cruzi* en el municipio y los hospederos causantes del desplazamiento de la chinche de un ecotopo a otro (de peridomicilio a domicilio y de hábitat silvestre a doméstico).
- La mayoría de los triatominos tienen un comportamiento eurixénico en lo que respecta a la elección de sus posibles fuentes de alimentación, las diferencias alimentarias observadas en el documento mostraron la presencia de todos los tipos de sangre evaluados (perro, ratón, pollo, rata, cerdo y humano), no obstante se notó un comportamiento marcadamente antropofílico que se reflejó en los altos niveles de positividad por la sangre humana detectados en los insectos estudiados. Además, se identificó hasta 3 tipos de fuentes de alimentación (perro/humano, pollo/cerdo, pollo/rata, ratón/rata, pollo/ratón, cerdo/humano, humano/ratón y pollo/perro/ratón).
- El hecho de identificar 9 chinches con alimentación múltiple, estaría indicando el desplazamiento y aprovechamiento que tienen estos insectos de varias fuentes de alimentación disponibles en las viviendas, ya que muchas de estas tienen más de cuatro tipos de animales domésticos y silvestres (rata, ratón) diferentes; en el caso de las ninfas, el estadio 5 es el que más aprovecha toda la sangre posible de diferentes vertebrados ya que se presentó una chinche que fue positiva a tres vertebrados distintos y en estudios realizados se han detectado de estas mismas ninfas positivas

a ocho hospederos distintos (Salvatella, 1994) lo que indica la voracidad de estas ninfas (ingieren 174.7 – 281.6 mg de sangre, mayor que sus antecedentes, Reyes Novelo, E. et al, 2011) debido a que beben alimentarse a repleción cuando menos una vez, para poder mudar al estado adulto, razón por la cual requieren estar cerca de sus hospederos o tener una amplia movilidad (de hospedero a hospedero) (Melgar et al, 2007).

- La alta predilección por la sangre humana se ve reflejada también en la selección del hábitat de desarrollo del insecto como se observó en los resultados obtenidos en cuanto al hábitat donde se colectaron más insectos durante el muestreo (85% domiciliarios y 18% peridomiciliarios) y se comprueba en los resultados obtenidos de fuentes alimentarias para la fuente humano (22.8% domiciliar y 15% peridomiciliar) siendo este el más alto detectado para el hábitat domiciliar.
- La principal fuente de alimentación de *Triatoma dimidiata* en los cantones El Jute y Chilcuyo en el municipio de Texistepeque fue humano con 24 chinches positivas.
- Cuando se analizaron los datos relativos a la presencia de mezclas y positividad de sangre de forma individual como categorías exhaustivas y mutuamente excluyentes, la sangre aviar se mostró en segundo lugar como categoría en cuanto a preferencias alimentarias. Con lo que se deduce la veracidad de que en el peridomicilio, las gallinas son las principales fuentes de alimentación para este insecto (según Diotaiuti, L., 2006) y se complementa esta teoría mencionando que en el presente informe casi igual magnitud de positividad se presentó en el domicilio, resultado que se encuentra estrechamente ligado a la acción de los habitantes de mantener a las gallinas dentro de la vivienda o en las habitaciones.

- Al analizar la positividad por *T. cruzi* en función a las 2 fuentes alimentarias de mayor ponderación (pollo y humano) presentes en el documento, se observó que los niveles más altos de infestación estuvieron presentes en los triatominos que contenían sangre humana evidenciando la estrecha relación de dicha fuente y los altos niveles de infestación por *T. cruzi* en los triatominos analizados (38 chinches en total).
- El comportamiento dispersivo de los triatominos se ve reflejado por situaciones como la deforestación, actividad agrícola y la caza de animales silvestres, lo cual provoca un desplazamiento no sólo de los reservorios que son su fuente de alimentación y cobijo, sino también a los insectos mismos, que por su mal estado nutricional el cual es fundamental para su desarrollo, reproducción y ovipostura, vuelan en busca de otras alternativas como el hábitat domestico (especialmente el rural) donde las condiciones son óptimas para su desarrollo, refugio y donde las opciones de alimentación son abundantes.

## 8. Recomendación

- Es conveniente el uso de la técnica de PCR Forense como complemento del examen parasitológico en la detección de *T. cruzi* en triatominos ya que ofrece un campo más amplio de análisis ya que puede ser aplicado tanto a tejido muerto como a tejido fresco.
- Para la estandarización de protocolos (de extracción, amplificación y electroforesis), especialmente en el de amplificación de ADN (que es el más difícil de estandarizar); se recomienda iniciar siempre la estandarización con las condiciones recomendadas por los protocolos de los kit comerciales y a partir de estas hacer las modificaciones recomendadas por los artículos antecesores a la investigación que se desea realizar. Las modificaciones se deben realizar por partes (pequeños cambios de temperatura, tiempo o volumen que no sobre pasen demasiado el inicial) y no todo a la vez (cambios elevados de temperatura, tiempo y volumen el mismo día), de esta manera se tendrá un mejor control de las modificaciones favorables y viceversa.
- Para la técnica de PCR Forense, es de vital importancia acatar muy bien todas las sugerencias y técnicas posibles en lo referente a la purificación del ADN y la esterilización del área de estudio, equipos, materiales y reactivos ya que el ADN es vulnerable ante varios tipos de contaminantes o cambios bruscos de temperaturas (que puede provocarse por el mal funcionamiento del sistema de calefacción en el área de estudio o por descongelar y congelar más de 5 veces el ADN), que pueden provocar problemas en la calidad de las bandas (o la no amplificación de ellas) o la degradación del ADN estock.
- Se recomienda realizar un ensayo en los cantones El Jute y Chilcuyo incorporando especímenes de hábitat silvestre con el fin de conocer las preferencias alimentarias de *Triatoma dimidiata* en condiciones silvestres y



comparar la relación de estas con la infestación por *Trypanosoma cruzi* y la infestación por las chinches en el hábitat doméstico.

- Ampliar los trabajos entomológicos con este tipo de estudios referentes a la Enfermedad de Chagas en las zonas que presenten un alto índice de infestación.
- Incorporar al estudio de fuentes alimentarias para *T. dimidiata* a los hospederos tacuazín y gato ya que ambos juegan papeles importantes como reservorios de *Trypanosoma cruzi* y en el desplazamiento del vector tanto de hábitat silvestre a domestico (tacuazín) como de peridomiciliar a domiciliar (gato) tomando en cuenta que tacuazín es mencionado frecuentemente por los lugareños como invasor nocturno en los alrededores de las viviendas y el gato es el tercer lugar de los animales domésticos (según encuesta CAP) que poseen los habitantes de los caseríos en ambos cantones (El Jute 54.7% y Chilcuyo 45.2%).

## 9. Bibliografía

Alcaldía Municipal de Texistepeque. Información del municipio. 2012. Consultado el 9 de marzo de 2015, disponible en línea: [Alcaldiatexis.gob.sv](http://Alcaldiatexis.gob.sv)

Anderson, D. R., Sweeney, D. J. Y Williams, T. A. 2010. Estadística para administración y Economía. 10ª edición. México. CENGAGE Learning. 1056 pp.

Andriolo, A., Martins, A. R., Ballarati, C. A., Barbosa, I. V., Mendes, M. E., Melo, M. R., Sumita, N. M., Romano, P. & Trindade, P. A. 2010. La extracción de sangre. 2<sup>da</sup> edición. Editorial Manole. Brazil. 118 pp.

Applied Biosystem. AmpliTaq Gold: with GeneAmp 10X PCR buffer & MgCl<sub>2</sub> solution. 200. Estados Unidos. 16pp.

Ayala, J. M. Principales transmisores en América Latina. 2013. Consultado el 29 de noviembre de 2014, disponible en línea: [elmundodelosartropodos.blogspot.com](http://elmundodelosartropodos.blogspot.com).

Bastrenta, B., France Bosseno, M., Barnabe, C., Tibayrenc, M. y Frederique Breniere, S. 1999. Restriction fragment length polymorphism of 195 bp repeated Satellite DNA of *Trypanosoma cruzi* supports the existence of two phylogenetic groups. Brasil. Artículo científico. 6 pp.

Biotium. Gel Red<sup>TM</sup> Nucleic Acid Gel Stain, 10,000X in water. Catálogo N° 41003. 2012. Estados Unidos. 2pp.

Brown WM 2005. Evolution of animal mitochondrial DNA, In: Neim, Koehn (eds) Evolution of Genes and Proteins. Sunderland, Mass: Sinauer, p 62 –88.

C. R, Jesús. 2011. ADN Satélite. Consultado el 16 de marzo de 2015, disponible en línea: [es.Slideshare.net](http://es.Slideshare.net).

Calderón Arguedas, O., Chinchilla, M., García, F. y Vargas, M. 2001. Preferencias alimentarias de *Triatoma dimidiata* (Hemiptera: Reduviidae) procedente de la meseta central de Costa Rica a finales del siglo XX. Parasitología al día, 25 pp.

Carcavallo, R.U., M.E.F. Rodríguez, R. Salvatella, S.I.C. Casas, I.A. Sherlock, C. Galvão, D.S. Rocha, I. Galíndez-Girón, M.A. Otero-Arocha, A. Martínez, J.A. Rosa, D. Canale, T.H. Farr and J.M. Barata. 1998b. Habitats and related fauna. In: Carcavallo R.U., I. Galíndez-Girón, J. Jurberg and H. Lent (Eds.). Atlas of Chagas disease vectors in the Americas Vol. II. Editora Fiocruz Rio de Janeiro, 600 pp.

Carcavallo, R.U., I. Galíndez-Girón, J. Jurberg and H. Lent. 1999. Atlas of Chagas' disease vectors in the Americas Vol. III. Editora Fiocruz, Rio de Janeiro, 560 pp.

Cedillos, R. A., Romero, J.E., Ramos, H. M. & Sasagawa, E. 2011. La Enfermedad de Chagas en El Salvador: evolución histórica y desafíos para el control. Organización Panamericana de la Salud. El Salvador. 64 pp.

Davis, L. G. et al. 1896. 29 Basic Methods in Molecular Biology. Elsevier. Nueva York, USA. 336 pp.

Diotaiuti, L. 2006. Ecología del vector de la enfermedad de Chagas. Laboratorio de Triatomos y Epidemiología de la enfermedad de Chagas. Brasil. 9pp. Consultado el 30 de octubre de 2014, disponible en línea: [www.fiocruz.br](http://www.fiocruz.br).

Esteban Adarme, L. 2010. Variabilidad Morfología entre Poblaciones de *Triatoma dimidiata* (Latreille 1811), procedentes de 4 departamentos de Colombia, Universidad Nacional de Colombia. Tesis. 86 pp.

Forattini, O., Barata, J., Santos, J. y Silveira, A. 1981. Hábitos alimentares, infeccao natural e distribucao de triatomíneos domiciliados na reglao nordeste do Brasil. Rev Saúde Públ., 164 pp.

Eppendorf, 2012. Biophotometer plus (operating manual). Consultado el 12 de agosto de 2013, disponible en línea: [www.eppendorf.com](http://www.eppendorf.com).

Forattini, O., Barata, J., Santos, J. y Silveira, A. 1982. Hábitos alimentares, infeccao natural e distribucao de triatomineos domiciliados na reglao nordeste do Brasil. Rev Saúde Públi., 164 pp.

Friend, W. G. & Smith, J. J. 1977. Factors affecting feeding by bloodsucking insects. Ann Rev Ent. 309 pp.

Guhl, F. 2009. Enfermedad de Chagas: Realidad y perspectivas. Revista Biomedica, 234 pp.

Guzmán, P. A. 2. 1986. Diccionario geográfico de El Salvador. San Salvador, El Salvador. Ministerio de Obras Públicas. 1458 pp.

Gürtler, R.E., Cohen, J.E., Ceceré, M.C., y Chuit, R. 1997. Shifting host choices of the vector of Chagas disease, *Triatoma infestans*, in relation to the availability of hosts in Houses in North-West Argentina. Journal of Applied Ecology. 715 pp.

Innis, M. A. & Gelfand, D. H. 1990. Optimization of PCRs. In: Innis, M. A, Gelfand, D. H, Shinsky, J. J & White, T. J. PCR Protocols: a Guide to Methods and Applications. Articulo científico. Londres. 11 pp.

INVITROGEN. 2009. E-gel 50bp DNA Ladder. Protocolos. Consultado el 30 de octubre de 2013, disponible en línea: [www.lifetechnologies.com](http://www.lifetechnologies.com).

INVITROGEN™. 2007. PureLink™ Genomic DNA Kits For purification of genomic DNA. Versión A. Estados Unidos. 36 pp.

Jiménez, M. 1996. Biología Molecular en Medicina. Serie Biotecnología. Editorial LIMUSA, S. A. de C. V. México D. F. 223 pp.

Jiron, L. F. & Zeledon, R. 1982. Preferencias alimentarias de tres especies de *Triatomidae* (Hemiptera: Reduviidae) en condiciones experimentales. Artículo científico. Costa Rica. Universidad de Costa Rica. P. 3-4.

Kent R, Norris D 2005. Identification of mammalian blood meals in mosquitoes by a multiplexed polymerase chain reaction targeting cytochrome b. *Am J Trop. Med Hyg.* 2: 336 – 342.

Menes Menes Hernández, M. 2004. Diferencias entre poblaciones de *Triatoma dimidiata* Latreille (Hemiptera: Reduviidae: Triatomidae) de México, Centro América y Colombia: Efecto de la procedencia geográfica y el ecotopo. Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia. Tesis. Guatemala. 91 pp.

Melgar, S., Chávez, J.J., Landaverde, P., Herrera, F., Rodas, A., Enríquez, E., Dorn, P.L. and Monroy, C.M. 2007. The Lumber of families of *Triatoma dimidiata* in Guatemalan house. *Memorias do Instituto: Oswaldo Cruz*, 223 pp.

Moser, D. R, Kirchoff, L. V. y Donelson, J. E. 1989. Detection of *Trypanosoma cruzi* by DNA amplification using the polymerase chain reaction. *J. Clin Microbiol*, 1482 pp.

Laboratorio de Experimentación Animal (CENSALUD). 2010. Procedimiento normalizado de trabajo: Vías de administración y toma de muestras (rata y ratón). Guía de laboratorio. 2 pp.

La Clínica Veterinaria. Extracción de sangre. s. a. Consultado el 30 de octubre de 2014, disponible en línea: [www.laclinicaveterinaria.com](http://www.laclinicaveterinaria.com).

López Sorto, R. & Sermeño Chicas, J. 2010. Diversidad de las mariposas diurnas (Lepidoptera, Papilionoidea y Hesperioidea) del parque nacional Walter Thilo Denninger, El Salvador, con notas sobre su distribución y fenología. Universidad de El Salvador. Tesis. 99 pp.

Lorosa, E., Andrade, R., Pujol, J., Jurberg, J. y Carcavallo, R. 2003. Determinacao das fontes alimentares e da infeccao natural do *Triatoma jurbergi* (Carcavallo, Calvao & Lent, 1998) *Triatoma vandae* Carcavallo, Jurberg, Rocha, Galvao, Noireau & Lent, 2001 capturados no estado do mato Grosso, Brasil. Rev Bras Zootecias, 265 pp.

Paabo S 1990. Amplifying ancient ADN, pp 159-166, In: Innes M, Gelfand H, Sninsky J, White T. PCR protocols. Academic San Diego.

Peñalver, L.M., Rodriguez, M. I., Bloch M. & Sancho G. 1955. Tripanosomiasis en El Salvador. Arch Colegio Médico de El Salvador. 21pp.

Pellecer Zehner, M. J. 2011. Identificación de fuentes alimenticias y de presencia de *Trypanosoma cruzi* utilizando la reacción en cadena de polimerasa (PCR) del ADN en la ingesta de sangre de *Triatoma dimidiata* de colectas de las aldeas La Brea y El Tule del municipio de Quezada, Jutiapa, Guatemala, antes y después de modificaciones en ecotopos domiciliarios y peri domiciliarios. Tesis. Guatemala. Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de ciencias Químicas y Farmacia. 85 pp.

Pinto Caballero, J. A. 2006. Identificación de fuentes de alimentación de *Panstrongylus herreri* (Hemiptera, Triatominae) mediante una prueba de precipitación, en el distrito de Cajaruro, provincia de Utcubamba, Amazonas. Perú. Tesis de grado para optar al título de biólogo. Universidad Nacional Mayor de San Marcos, 73 pp.

Pizarro, J. C. & Stevens, L. 2008. A new Method for forensic DNA analysis of the blood meal in Chagas disease vectors demonstrated using *Triatoma infestans* from Chuquisaca, Bolivia. PloSONE. 10pp.

Razas porcinas. Manual sobre el sangrado y la técnica intravenosa en cerdos. 2012. Consultado el 30 de octubre de 2014, disponible en línea: [www.razasporcinas.com](http://www.razasporcinas.com).

Reyes Novelo, E.; Ruiz Piña, H. A.; Escobedo Ortegón, J. & Barrera Pérez, M. A. 2011. Biología y ecología de *Triatoma dimidiata* (Latreille, 1811). México. Artículo científico. México. Universidad Autónoma de Yucatán. 6 pp.

Rivera Martínez, V. O. et al. 2011. Norma técnica para la prevención y control de la enfermedad de Chagas. Ministerio de Salud, Dirección de Regulación y Legislación en Salud y Unidad de Salud Ambiental. El Salvador. 48 pp.

Rodríguez, O. L. 2011. Migración, mujeres y vivienda: La conquista, Nicaragua y Texistepeque, El Salvador. Universidad Centroamericana “José Simeón Cañas”. Unión Europea. 2601 pp.

Salazar-Schettino, P.M., M.I. Bucio, M. Cabrera-Bravo and J. Bautista. 1997. First case of natural infection in pigs. Review of *Trypanosoma cruzi* reservoirs in Mexico. Memorias do Instituto Oswaldo Cruz, 502 pp.

Salvatella, R., Calegari, L., Puime, A., Basmadjian, Y., Rosa, R., Guerrero, J., Martínez, M., Mendaro, G., Briazo, D., Montero, C. y Wisnivesky, C. 1994. Perfil alimentario de *Triatoma rubrovaria* (Blanchard, 1834) (Hemiptera, Triatominae) en ámbitos peridomiciliarios, de una localidad rural de Uruguay. Rev Inst Med Trop Sao Paulo, 320 pp.

Schmunis G.A. & Yadon, Z.G. 2009. Chagas disease: A Latin American health problem becoming a world health problem. Acta Tropical. 115 pp.

Schofiel, C.J. & Zeneca Public Health. 1994. Triatominae: Biology & Control. Eurocommunica, The University of Wisconsin – Madison. 80pp.

SNET: Servicio Nacional de Estudios Territoriales de El Salvador. Perfiles climáticos. Consultado el 20 de octubre de 2013, disponible en línea: [www.Snet.gob.sv](http://www.Snet.gob.sv).

Vazquez Prokopec, G., C. Spillmann, M. Zaidenberg, U. Kitron and R.E. Gürtler. 2009. Cost effectiveness of Chagas disease vector control strategies in Northwestern Argentina. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 363 pp.

Walker, J.A., Hughes, D. A., Anders, B. A., Shewalw, J., Sinha, S. K. & Batzer, M. A. 2003a. Quantitative intrashort interspersed element PCR for Specues – specific DNA identification. *Anal Biochem. USA*. 316 pp.

Walker, J. A., Kilroy, G.E., Xing, J., Shewale, J., Sinha, S. K. And Batzer, M. A. 2002. Human DNA quantitation using Alu element based polymerase chain reaction. *USA. Analytical Biochemistry*. 7 pp.

Walker, J. A., Kilroy, G. E., Xing, ., Shewale, J., Sinha, S. K. & Batzer, M. A. 2003b. Human DNA quantitation using Alu element based polymerase chain reaction. *Anal Biochem.USA*. 315 pp.

Walker, J. A., Hughes, D. A., Hedges, D. J., Anders, B. A., Laborde, M.E., Shewale, J., Sinha, S. K. & Batzer, M. A. 2004. Quantitative PCR for DNA identification based on genome – specific interspersed repetitive elements. *Genomics. USA*. 527pp.

World Health Organization (WHO). 2002. Control of Chagas disease. Second report of the WHO Expert Committee. Hong Kong. 109 pp.

Zapata, W. Manual de química sanguínea veterinaria. s. A. Consultado el 30 de octubre de 2014, disponible en línea: [www.m.monografias.com](http://www.m.monografias.com).



Zeledón, R. 1952. El problema de la Trypanosomiasis Americana o Enfermedad de Chagas en Costa Rica. Tesis de grado. Ministerio de Salud Pública e Investigación Epidemiológica. Costa Rica. 109pp.

Zeledón, R., Montenegro V.M. and Zeledón, O. 2001. Evidence of colonization of man-made ecotopes by *Triatoma dimidiata* (Latreille, 1811) in Costa Rica. Memorias do Instituto Oswaldo Cruz, 660Pp.

Zeledón, R., Rojas, J.C., Urbina, A., Cordero, M., Gamboa, S.H., Lorosa, B. S. & Alfaro, s., 2008. Ecological Control of *Tryatoma dimidiata* (Latrally, 1811): five years after a Costa Rica pilot Project. Mem. Ins. T. Oswaldo Cruz. Roi de Janeiro, Brazil. 621pp.

Zolotoff Pallais, D. R. & Medina Fitoria, A. R. 2005. Evaluación Ecológica Rápida (EER). EER-Los Playones- Playa Madera. Nicaragua. 51 pp.

## 10.GLOSARIO

**Aglutinación (de Latéx):** La prueba de la Aglutinación en Latéx es un método de laboratorio para examinar ciertos anticuerpos o antígenos en una variedad de fluidos corporales, como la saliva, la orina, el líquido cefalorraquídeo o la sangre.

**Coprofagia:** (Del griego copros, heces y phagein, comer) El termino se entiende por la ingestión voluntaria de heces. En la naturaleza existen especies animales que practican este acto, otras especies normalmente no lo hacen, escepto bajo condiciones inusuales.

**Ecdisis:** En artrópodos y otros ecdisozoos existe una cutícula externa continua o exoesqueleto que se muda de una vez, este fenómeno es conocido bajo el nombre de ecdisis.

**Ecdisona:** Es una hormona esteroide de la 20-hidroxiecdisona, siendo una de las principales hormonas de la muda de los insectos, generalmente llamados ecdisteroides. Los ecdisteroides actúan como hormonas de la muda en artrópodos pero además se dan en otros filum relacionados donde pueden jugar diferentes roles.

**Eurixénico:** Es aquel organismo que tiene un amplio rango de especies animales que le sirven como reservorio.

**Hematófago:** Dícese del animal que se alimenta de la sangre de otro animal, como los mosquitos, garrapatas, sanguijuelas y ciertos murciélagos.

**Ingurgitación:** Aunmento del volumen y de la concistencia de un órgano provocado por una acumulación de sangre, serosidad o del líquido que secretan las glándulas.

**Oocito:** Es un gametocito hembra o célula reminal que participa en la reproducción. En otras palabras, es un precursor inmaduro del óvulo o célula huevo que se produce en el ovario del embrión durante la gametogénesis femenina.

**Ovariolas:** En los insectos el aparato reproductivo de la hembra consiste en un par de ovarios, un sistema de ductos por el cual pasan los huevos al exterior y estructuras asociadas. Cada grupo de ovarios consiste en un grupo de ovariolas donde se producen los óvulos.

**Ovipostura:** Proceso de implantación o difusión de huevos plenamente desarrollados (huevo) a partir del cuerpo de la hembra. Generalmente, el término se utiliza para algunos insectos o peces con un órgano llamado oviscapto, donde se almacenan o depositan los huevos antes de su expulsión corporal.

**Precipitina:** Sustancia (anticuerpo) que se forma en el suero de un animal después de la administración de un antígeno. Esta sustancia determina un precipitado cuando se mezcla el suero del animal así preparado (precipitante o antisuero) con un líquido que contiene el antígeno que ha servido para la preparación.

**Repleción (alimentación):** El concepto hace mención al proceso y el resultado de repletar. Hacer que algo quede lleno.

**Seropositividad:** Se le llama así al individuo que presenta en la sangre anticuerpos que cuando se le somete a la prueba diagnóstica, confirma la presencia de un determinado agente infeccioso.

**Sinantropismo:** Este término se emplea en biología para designar la capacidad de algunas especies de flora y fauna para hábitat en ecosistemas urbanos o antropizados, adaptándose a las condiciones ambientales creadas o modificadas como resultado de la actividad humana.

**Vitelogenia:** Fosfolipoglicoproteínas producidas en el cuerpo graso de animales ponedores de huevos como los vertebrados no mamíferos, artrópodos y otros. Las vitelogeninas son segregadas en la hemolinfa e incorporadas a los ovocitos por endocitosis mediada por receptor, para formar las principales proteínas de la yema, las vitelinas. La producción de la vitelogenina está regulada por hormonas esteroides, como el estradiol y hormonas juveniles en los insectos.

## 11. Anexos

**Anexo 1:** Toma de muestra de sangre de ratón:

Nombre de la técnica: **Seno retro-orbital.**

1. Sujetar al ratón estirando la piel del cuello hacia atrás asegurándose de no dificultar la respiración.
2. Insertar un capilar en el ángulo externo de un ojo (2mm aproximadamente) y girar suavemente hasta que la sangre fluya por el mismo.
3. Oprimir ligeramente la zona de punción con una gasa o papel para detener la hemorragia.
4. Aplicar Azul de Genciana al ojo (Laboratorio de experimentación animal, 2010).

**Anexo 2:** Toma de muestra de sangre de rata:

Nombre de la técnica: **Biopsia de cola.**

1. Introducir a la rata en un “cepo” o inmovilizador destinado para tal efecto.
2. Con tijeras (previamente esterilizadas con un mechero), seleccionar 2mm de la cola y cortar.
3. Proceder a acercar un tubo eppendorf de 1.5 ml y presionando la cola, coleccionar la sangre que fluye por la incisión realizada.
4. Presionar la zona seccionada con papel para detener la hemorragia (Laboratorio de experimentación animal, 2010).

### **Anexo 3:** Toma de muestra de sangre de pollo:

1. Localización de la vena donde se procederá la realización de la punción, para este caso se pinchó la vena radial o vena alar.
2. Se procedió a elegir el ala que se va a pinchar.
3. Con suavidad se debió sujetar el ala libre así como las patas del animal (para este proceso se necesitó de más de una persona ya que alguien tenía que sostener al animal, mientras otra persona realizaba la extracción de sangre).
4. La persona que realizó la punción, debió luego de limpiar el área con alcohol de inmovilizar con los dedos pulgar e índice la vena alar (previo a esto y si es necesario, desplumar el área para visualizar mejor la vena).
5. Con una jeringa de 3ml, se procedió a la extracción de la muestra de sangre insertando la punta en la vena en un ángulo de 15°, teniendo sumo cuidado de no extravasarla ya que la pared de la vena es muy delgada y esto pudo haber ocurrido con facilidad.
6. Luego de la colecta de la muestra, se retiró la aguja colocando un algodón con alcohol en el área afectada para detener el flujo sanguíneo (Zapata, s.a.)

### **Anexo 4:** Toma de muestra de sangre de perro:

1. El sangrado se realizó en la vena safena del animal (vena de la pata).
2. El animal fue colocado sobre la mesa con los miembros hacia la persona que realizó el muestreo y el lomo hacia el ayudante. Este último tubo que sujetar muy bien la cabeza y las patas con el fin de inmovilizarlo lo mejor que se pudiera, dejando libre la pata que se seleccionó para el sangrado.
3. Se procedió a la búsqueda de la vena palpando con los dedos (de ser posible si no se encuentra la vena fácilmente, se procederá a rasurar una pequeña proporción de pelo en la pata del animal - en este caso, no fue necesario (La clínica veterinaria, s.a.).

**Anexo 5:** Toma de muestra de sangre de cerdo:

1. El sangrado se realizó en la marginal de la oreja. (ya que son las únicas venas fácilmente visibles en los cerdos de cualquier tamaño).
2. El ayudante tubo que sostener al animal en su regazo y al mismo tiempo levantar la vena suavemente con un dedo y bombear el vaso.
3. La punción se realizó con una aguja de 3ml (es preferible realizar la extracción en un ambiente cálido ya que las venas están más dilatadas y la recolección de la sangre se facilita).
4. Previamente de haber sido perforada la vena, la sangre que fluye fue colectada por capilaridad en un tubo eppendorf de 1.5ml (Razas porcinas, 2012).

**Anexo 6:** Toma de muestra de sangre de humano:

1. Lavarse las manos y colocarse guantes de latex.
2. Colocar el brazo del paciente, inclinándolo hacia abajo, a la altura del hombro.
3. Realizar la búsqueda de la vena con dos dedos de la mano.
4. Realizar antisepsia
5. Aplicar un torniquete al brazo del paciente.
6. Retirar la protección plástica a la aguja de la jeringa.
7. Realizar la punción en un ángulo oblicuo de 30°, con el bisel de la aguja hacia arriba.
8. Quitar el torniquete del brazo del paciente cuando la sangre empiece a fluir dentro de la jeringa.
9. Aspirar lentamente el volumen de sangre requerido evitando burbujas.
10. Retirar la aguja de la vena del paciente.
11. Ejercer presión en la zona de 1 a 2 minutos con un algodón con alcohol para retener la hemorragia (Andriolo et al, 2010).

**Anexo 7:** Flora en cantones El Jute y Chilcuyo.

**Tabla 1:** Frecuencia de árboles reportada por los pobladores de cantón Chilcuyo.

<b>Estrato</b>	<b>N. común</b>	<b>Familia</b>	<b>Especie</b>	<b>F.</b>
Arbóreo	Aceituno	Simaroubaceae	<i>Simarouba glauca</i>	16
Arbóreo	Almendro de río	Leguminosae	<i>Andiras inermis</i>	6
Arbóreo	Anona blanca	Annonaceae	<i>Anona diversifolia</i> <i>Safford.</i>	3
Arbóreo	Anona	Annonaceae	Anona sp.	8
Arbóreo	Árbol de fuego	Fabaceae	Delonix regia	14
Arbóreo	Campeche	Fabaceae	Haematoxylon campechianum	2
Arbóreo	Carao	Leguminosae	Cassia grandis	21
Arbóreo	Caulote	Sterculiaceae	Guazuma ulmifolia	13
Arbóreo	Cedro	Meliaceae	Cedrela odorata	8
Arbóreo	Ceiba, Ceibillo pochote	Bombacaceae	Ceiba aesculifolia	31
Arbóreo	Cincahuite	Leguminosae	<i>Lysiloma sp</i>	15
Arbóreo	Conacaste	Leguminosae	<i>Enterolobium</i> <i>cyclocarpum</i>	33
Arbóreo	Jocote	Anacardiaceae	<i>Spondia sp.</i>	13
Arbóreo	Conacaste blanco	Leguminosae	<i>Albizia niopoides</i>	2
Arbóreo	Copinol	Leguminosae	<i>Hymenea coubaril</i>	2
Arbóreo	Laurel	Boraginaceae	<i>Cordia alliodora</i>	12
Arbóreo	Hüilihüite	Rhamnaceae	<i>Karwinskia</i> <i>calderonii Stand.</i>	1
Arbóreo	Madrecacao	Leguminosae	<i>Gliricidia sepium</i>	5
Arbóreo	Marañon	Anacardiaceae	<i>Anacardium</i> <i>occidentalis</i>	10
Arbóreo	Mamón	Sapindaceae	<i>Melicoccus</i> <i>bijugatus</i>	7
Arbóreo	Mango	Anacardiaceae	<i>Mangifera indica</i>	65
Arbóreo	Mangollano	Leguminosae	<i>Pithecellobium sp.</i>	15
Arbórea	Maquilishuat	Bignoniaceae	<i>Tabebuia rosea</i>	14

Arbóreo	Morro	Bignoniaceae	<i>Crecentia alata</i>	32
Arbóreo	Morro	Bignoniaceae	<i>Crecentia kujete</i>	27
Arbóreo	Níspero	Sapotaceae	<i>Manilkara zapota</i>	1
Arbóreo	Nance	Malpighiaceae	<i>Byrsonima crassifolia</i>	8
Arbóreo	Palo jiote	Burseraceae	<i>Bursera simaruba</i>	28
	Flor amarilla	Asteraceae	<i>Baltimora recta</i>	21
Arbóreo	Campanilla	Convolvulaceae	<i>Ipomoea sp.</i>	20
Arbóreo	Plumajillo	Simaroubaceae	<i>Alvaradoa amorphoides</i>	20
Arbóreo	San andres	Bignoniaceae	<i>Tecoma stans</i>	28
Arbóreo	Sauce Ilorón	Salicaceae	<i>Salix humboldtiana</i>	5
Arbóreo	Tamarindo	Fabaceae	<i>Tamarindus indica</i>	16
Arbóreo	Pie de venado	Leguminosae	<i>Bauhunia sp.</i>	8
Arbóreo	Quebracho	Fabaceae	<i>Albizzia malacocarpa</i> Standl.	3
Arbóreo	Salamo	Rubiaceae	<i>Calycophyllum candissimum</i>	2
Arbóreo	Tempaute	Euphorbiaceae	<i>Jatropha curcas</i>	1
Arbóreo	Tigüilote	Boraginaceae	<i>Cordia dentata</i>	14
Arbóreo	Zorrillo	Sapindaceae	<i>Thounidium decandrum</i>	2
Arbóreo	Tecomasuche	Cochlospermaceae	<i>Cochlospermum vitifolium</i>	7
Arbóreo	Chupamiel	Combretaceae	<i>Combretum farinosum</i>	6
Arbóreo	Coyol	Arecaceae	<i>Acrocomia mexicana</i>	3

**Tabla 2:** Frecuencia de árboles reportado por los pobladores del catón El Jute.

<b>Estrato</b>	<b>N. común</b>	<b>Familia</b>	<b>Especie</b>	<b>F.</b>
Arbóreo	Aceituno	Simaroubaceae	<i>Simarouba glauca</i>	28
Arbóreo	Almendro de rio	Leguminosae	<i>Andira inermis</i>	20
Arbóreo	Anona	Annonaceae	<i>Anona sp.</i>	20
Arbóreo	Árbol de fuego	Fabaceae	<i>Delonix regia</i>	31
Arbóreo	Carao	Leguminosae	<i>Cassia grandis</i>	26



Arbóreo	Caulote	Sterculiaceae	<i>Guazuma ulmifolia</i>	23
Arbóreo	Cedro	Meliaceae	<i>Cedrela odorata</i>	9
Arbóreo	Ceiba, ceibillo	Bombacaceae	<i>Ceiba aesculifolia</i>	32
Arbóreo	Copinol	Leguminosae	<i>Hymenea coubaril</i>	1
Arbóreo	Conacaste	Leguminosae	<i>Enterolobium cyclocarpum</i>	11
Arbóreo	Jocote	Anacardiaceae	<i>Spondia sp.</i>	19
Arbóreo	Guesito	Sapindaceae	<i>Allophylus racemosus</i>	1
Arbóreo	Hüilihüite	Rhamnaceae	<i>Karwinskia calderonia</i>	2
Arbóreo	Laurel	Boraginaceae	<i>Cordia alliodora</i>	7
Arbóreo	Madrecacao	Leguminosae	<i>Gliricidia sepium</i>	21
Arbóreo	Marañon	Anacardiaceae	<i>Anacardium occidentale</i>	17
Arbóreo	Mamón	Sapindaceae	<i>Melicoccus bijugatus</i>	27
Arbóreo	Mango	Anacardiaceae	<i>Mangifera indica</i>	7
Arbóreo	Mangollano	Leguminosae	<i>Pithecellobium sp.</i>	38
Arbóreo	Maquilishuat	Bignoniaceae	<i>Tabebuia rosea</i>	27
Arbóreo	Morro	Bignoniaceae	<i>Crescentia alata</i>	23
Arbóreo	Morro	Bignoniaceae	<i>Crescentia cujete</i>	21
Arbóreo	Níspero	Sapotaceae	<i>Manilkara zapota</i>	3
Arbóreo	Nance	Malpighiaceae	<i>Brysonima crassifolia</i>	24
Arbóreo	Palo jiote	Burseraceae	<i>Bursera simaruba</i>	33
Arbóreo	Flor amarilla	Asteraceae	<i>Baltimora recta</i>	4
Arbóreo	Campanilla	Convolvulaceae	<i>Ipomoea sp.</i>	25
Arbóreo	Pie de venado	Leguminosae	<i>Bauhinia sp.</i>	31
Arbóreo	Quebracho		<i>Albizzia malacocarpa</i> Standl.	4
Arbóreo	Salamo	Rubiaceae	<i>Calycophyllum</i> <i>candissimum</i>	5

Arbóreo	San andres	Bignoniaceae	<i>Tecoma stans</i>	6
Arbóreo	Sauce llorón	Salicaceae	<i>Salix humboldtiana</i>	6
Arbóreo	Tamarindo	Fabaceae	<i>Tamarindus indica</i>	21
Arbóreo	Tempate	Euphorbiaceae	<i>Croton draco</i>	20
Arbóreo	Tiguilote	Boraginaceae	<i>Jatropha curcas</i>	20
Arbóreo	Cicahuite	Leguminosae	<i>Lysiloma sp</i>	1
Arbóreo	Conacaste blanco	Leguminosae	<i>Albizia niopoides</i>	3
Arbóreo	Zorrillo	Sapindaceae	<i>Thounidium decandrum</i>	19
Arbóreo	Tecomasuche	Cochlospermaceae	<i>Cochlospermum vitifolium</i>	4
Arbóreo	Chupamiel	Combretaceae	<i>Combretum farinosum</i>	21
Arbóreo	Zunza		<i>Licania platypus</i>	5
Arbóreo	Plumajillo	Simaroubaceae	<i>Alvaradoa amorphoides</i>	3
Arbóreo	Is canal	Leguminosae	Acacia Spp	8
Arbóreo	Pito	Leguminosae	<i>Erytryna rubrinervia</i>	19
Arbóreo	Pacun	Sapindaceae	<i>Sapindus saponaria</i>	10
Arbóreo	Guayaba	Myrtaceae	<i>Psidium guajava</i>	25
Arbóreo	achiote	Bixaceae	<i>Bixa Orellana</i>	15

**Anexo 8:** Fauna de cantones El Jute y Chilcuyo.

**Tabla 3:** Animales reportados por los habitantes del cantón Chilcuyo.

**Mamíferos**

<b>N. común</b>	<b>Familia</b>	<b>Especie</b>	<b>Frecuencia</b>
Coyote	Canidae	<i>Canis latrans</i>	11
Venado	Cervidae	<i>Odocoileus virginianus</i>	20
Zorrillo	Mephitidae	<i>Mephitis macroura</i>	10
Ardilla	Sciuridae	<i>Sciurus sp.</i>	7
Tacuazín	Didelphidae	<i>Didelphis marsupialis, D. virginiana y Philander oposum</i>	75
Gato de monte, onza	Felidae	<i>Herpailurus yaguarondi</i>	29
Zorro gris	Canidae	<i>Urocyon cinereoargenteus</i>	50
Conejo	Leporidae	<i>Sylvilagus floridanus</i>	19
Cotuza	Dasyproctidae	<i>Dasyprocta punctata</i>	9
Cuzuco	Dasypodidae	<i>Dasypus novemcinctus</i>	38
Ratones	Muridae	<i>Spp</i>	9
Murciélago	Phyllostomidae	<i>Spp</i>	6
Comadreja	Mustelidae	<i>Mustela frenata</i>	1

**Reptiles**

<b>N. común</b>	<b>Familia</b>	<b>Especie</b>	<b>Frecuencia</b>
Castellana	Viperidae	<i>Agkistrodon bilineatus</i>	36
Bejuquilla	Colubridae	<i>Oxybelis sp.</i>	20
Mazacuata	Boidae	<i>Boa constrictor</i>	27
Coral	Elapidae	<i>Micrurus nigrocinctus</i>	19

Cascabel	Viperidae	<i>Crotalus durissus</i>	13
Ranotenara	Colubridae	<i>Senticolis triaspis</i>	16
Zumbadora	Colubridae	<i>Drymarchon corais</i>	20
Garrobo	Iguanidae	<i>Ctenosaura similis</i>	46
Iguana	Iguanidae	<i>Iguana iguana</i>	10
Tamagás	Viperidae	<i>Cerrophidion godmani</i>	3

## Ave

<b>N. común</b>	<b>Familia</b>	<b>Especie</b>	<b>Frecuencia</b>
Torogoz	Momotidae	<i>Eumomota superciliosa</i>	10
Chiltota	Icteridae	Icteru sp.	18
Chonte	Turdidae	<i>Turdus grayi</i>	27
Gavilan pollero	Accipitridae	<i>Buteo magnirostri</i>	28
Guaz	Falconidae	<i>Herpetotheres cachinnans</i>	1
Urraca	Corvidae	<i>Calocitta Formosa</i>	5
Garza garrapatera	Ardeidae	<i>Bubulcus ibis</i>	34
Pericón	Psittacidae	<i>Aratinga strenua</i>	8
Chocoyo	Psittacidae	<i>Aratinga canicularis</i>	50
Catalnica	Psittacidae	<i>Brotogeris jugularis</i>	18
Gallito de agua	Jacaniidae	<i>Jacana spinosa</i>	6
Pijuyo	Cuculidae	<i>Crotophaga sulcirostris</i>	15
Paloma	Columbidae	<i>Patagioenas fascista</i>	15

**Tabla 4:** Frecuencia de los animales observados por los habitantes del cantón El Jute.

### Mamíferos

N. común	Familia	Especie	Frecuencia
Coyote	Canidae	<i>Canis latrans</i>	10
Venado	Cervidae	<i>Odocoileus virginianus</i>	5
Zorrillo	Mephitidae	<i>Mephitis macroura</i>	24
Ardilla	Sciuridae	<i>Sciurus</i> sp.	30
Tacuazín	Didelphidae	<i>Didelphis marsupialis</i> , <i>D. virginiana</i> y <i>Philander oposum</i>	20
Zorro gris	Canidae	<i>Urocyon cinereoargenteus</i>	10
Gato de monte, Onza	Felidae	<i>Herpailurus yaguarondi</i>	10
Conejo	Leporidae	<i>Sylvilagus floridanus</i>	36
Cotuza	Dasyproctidae	<i>Dasyprocta punctata</i>	20
Cuzuco	Dasypodidae	<i>Dasypus novemcinctus</i>	21
Ratones	Muridae	<i>Spp</i>	26
Murciélago	Phyllostomidae	<i>Spp</i>	8
Mapache	Procyonidae	<i>Procyon lotor</i>	1

### Reptiles

N. común	Familia	Especie	Frecuencia
Castellana	Viperidae	<i>Agkistrodon bilineatus</i>	29
Bejuquilla	Colubridae	<i>Oxybelis</i> sp.	5
Mazacuata	Boidae	<i>Boa constrictor</i>	29
Coral	Elapidae	<i>Micrurus nigrocinctus</i>	11

Cascabel	Viperidae	<i>Crotalus durissus</i>	29
Ranotenara	Colubridae	<i>Senticolis triaspis</i>	13
Zumbadora	Colubridae	<i>Drymarchon corais</i>	4
Chichicua	Colubridae	<i>Spilotes pullatus</i>	1
Tortuga	Iguanidae	<i>Rhinoclemmys pulcherrima</i>	1
Garrobo	Iguanidae	<i>Ctenosaura similis</i>	19
Iguana	Iguanidae	<i>Iguana iguana</i>	11

## Aves

<b>N. común</b>	<b>Familia</b>	<b>Especie</b>	<b>Frecuencia</b>
Torogoz	Momotidae	<i>Eumomota superciliosa</i>	3
Chiltota	Icteridae	Icteru sp.	6
Chonte	Turdidae	<i>Turdus grayi</i>	23
Gavilán pollero	Accipitridae	<i>Buteo magnirostri</i>	10
Urraca	Corvidae	<i>Calocitta Formosa</i>	2
Garza garrapatera	Ardeidae	<i>Bubulcus ibis</i>	15
Pericón	Psittacidae	<i>Aratinga strenua</i>	1
Chocoyo	Psittacidae	<i>Aratinga canicularis</i>	12
Catalnica	Psittacidae	<i>Brotogeris jugularis</i>	4
Gallito de agua	Jacaniidae	<i>Jacana spinosa</i>	2
Pijuyo	Cuculidae	<i>Crotophaga sulcirostris</i>	29
Paloma	Columbidae	<i>Patagioenas fascista</i>	18
Tucán verde	Ramphastidae	<i>Aulacorhynchus prasinus</i>	1

**Anexo 9:** Resultados de fuentes alimentarias por caseríos para cantones El Jute y Chilcuyo.

**Tabla 5:** Resultados de fuentes alimentarias por caserío para el cantón El Jute

Cantón	Fuente alimenticia	Resultados	Agua Caliente	Bado de Arena	Buena Vista	El Pino	El Tamarindo	Las Brisas	Las Cañas	Las Negritas	Segovia	Tres Puertas	Total
El Jute	Ave	Frecuencia	0	0	2	0	2	0	0	1	0	0	5
		%	.0%	.0%	66.7%	.0%	50.0%	.0%	.0%	50.0%	.0%	.0%	
	Perro	Frecuencia	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1
		%	.0%	.0%	.0%	.0%	25.0%	.0%	.0%	.0%	.0%	.0%	
	Cerdo	Frecuencia	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1
		%	.0%	.0%	.0%	.0%	25.0%	.0%	.0%	.0%	.0%	.0%	
	Humano	Frecuencia	1	0	1	1	1	3	1	1	2	2	13
%		100.0%	.0%	33.3%	100.0%	25.0%	75.0%	100.0%	50.0%	100.0%	100.0%		
Ratón	Frecuencia	0	1	1	0	1	0	0	1	0	0	4	
	%	.0%	100.0%	33.3%	.0%	25.0%	.0%	.0%	50.0%	.0%	.0%		
Rata	Frecuencia	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	2	
	%	.0%	100.0%	.0%	.0%	.0%	25.0%	.0%	.0%	.0%	.0%		
<b>TOTAL</b>			<b>1</b>	<b>1</b>	<b>3</b>	<b>1</b>	<b>4</b>	<b>4</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>2</b>	<b>21</b>	

**Tabla 6:** Resultados de fuentes alimentarias por caserío para cantón Chilcuyo

Cantón	Fuente alimenticia	Resultados	Azacualpa	Chilcuyo	Valle Nuevo	Total
Chilcuyo	Ave	Frecuencia	4	0	6	10
		%	57.1%	.0%	66.7%	
	Perro	Frecuencia	1	0	1	2
		%	14.3%	.0%	11.1%	
	Cerdo	Frecuencia	1	1	0	2
		%	14.3%	20.0%	.0%	
Humano	Frecuencia	3	5	3	11	
	%	42.9%	100.0%	33.3%		
Rata	Frecuencia	0	0	1	1	
	%	.0%	.0%	11.1%		
<b>TOTAL</b>			<b>7</b>	<b>5</b>	<b>9</b>	<b>21</b>

**Anexo 10:** Resultados de fuentes alimentarias por caserío para hábitat domiciliar y peridomiciliar.

**Tabla 7:** Resultados de fuentes alimentarias por caserío para hábitat domiciliar

Hábitat	Fuente alimentaria	Resultado	Caserío												Total	
			Agua Caliente	Azacualpa	Bado de Arena	Buena Vista	Chilcuyo	El Pino	El Tamarindo	Las Brisas	Las Cañas	Las Negritas	Segovia	Tres Puertas		Valle Nuevo
Domiciliar	Ave	Frecuencia %	0 .0%	4 57.1%	0 .0%	1 50.0%	0 .0%	0 .0%	2 50.0%	0 .0%	0 .0%	1 50.0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	8
	Perro	Frecuencia %	0 .0%	1 14.3%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	1 25.0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	2
	Cerdo	Frecuencia %	0 .0%	1 14.3%	0 .0%	0 .0%	1 20.0%	0 .0%	1 25.0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	3
	Humano	Frecuencia %	1 100.0%	3 42.9%	0 .0%	1 50.0%	5 100.0%	1 100.0%	1 25.0%	3 75.0%	1 100.0%	1 50.0%	1 100.0%	2 100.0%	1 100.0%	21
	Ratón	Frecuencia %	0 .0%	0 .0%	1 100.0%	1 50.0%	0 .0%	0 .0%	1 25.0%	0 .0%	0 .0%	1 50.0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	4
	Rata	Frecuencia %	0 .0%	0 .0%	1 100.0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	1 25.0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	2
	<b>TOTAL</b>			1	7	1	2	5	1	4	4	1	2	1	2	1

**Tabla 8:** Resultados de fuentes alimentarias por caserío para hábitat peridomiciliar.

Hábitat	Fuente alimentaria	Resultado	Caserío			Total
			Buena Vista	Segovia	Valle Nuevo	
Peridomiciliar	Ave	Frecuencia %	1 100.0%	0 .0%	6 75.0%	7
	Perro	Frecuencia %	0 .0%	0 .0%	1 12.5%	1
	Humano	Frecuencia %	0 .0%	1 100.0%	2 25.0%	3
	Rata	Frecuencia %	0 .0%	0 .0%	1 12.5%	1
	<b>TOTAL</b>			1	1	8



**Anexo 11: Resultados de fuentes alimentarias por caserío para estadio ninfal de triatominos**

**Tabla 9: Resultados de fuentes alimentarias por caserío para estadios ninfales**

Estadio	Fuente alimentaria	Resultados	Caserío					Total
			Bado de Arena	Tres Puertas	Valle Nuevo	Las Brisas	El Tamarindo	
Estadio 3	Humano	frecuencia %	0 .0%	1 100.0%	1 100.0%			2
	Ratón	frecuencia %	1 100.0%	0 .0%	0 .0%			1
	Rata	frecuencia %	1 100.0%	0 .0%	0 .0%			1
	<b>Total</b>		1	1	1			3
Estadio 4	Rata	frecuencia %				1 100.0%		1
	<b>Total</b>					1		1
Estadio 5	Ave	frecuencia %			2 100.0%	0 .0%	1 100.0%	3
	Perro	frecuencia %			0 .0%	0 .0%	1 100.0%	1
	Humano	frecuencia %			0 .0%	1 100.0%	0 .0%	1
	Ratón	frecuencia %			0 .0%	0 .0%	1 100.0%	1
	<b>Total</b>				2	1	1	4

**Anexo 12: Resultados de fuentes alimentarias por caserío para sexo de triatominos adultos.**

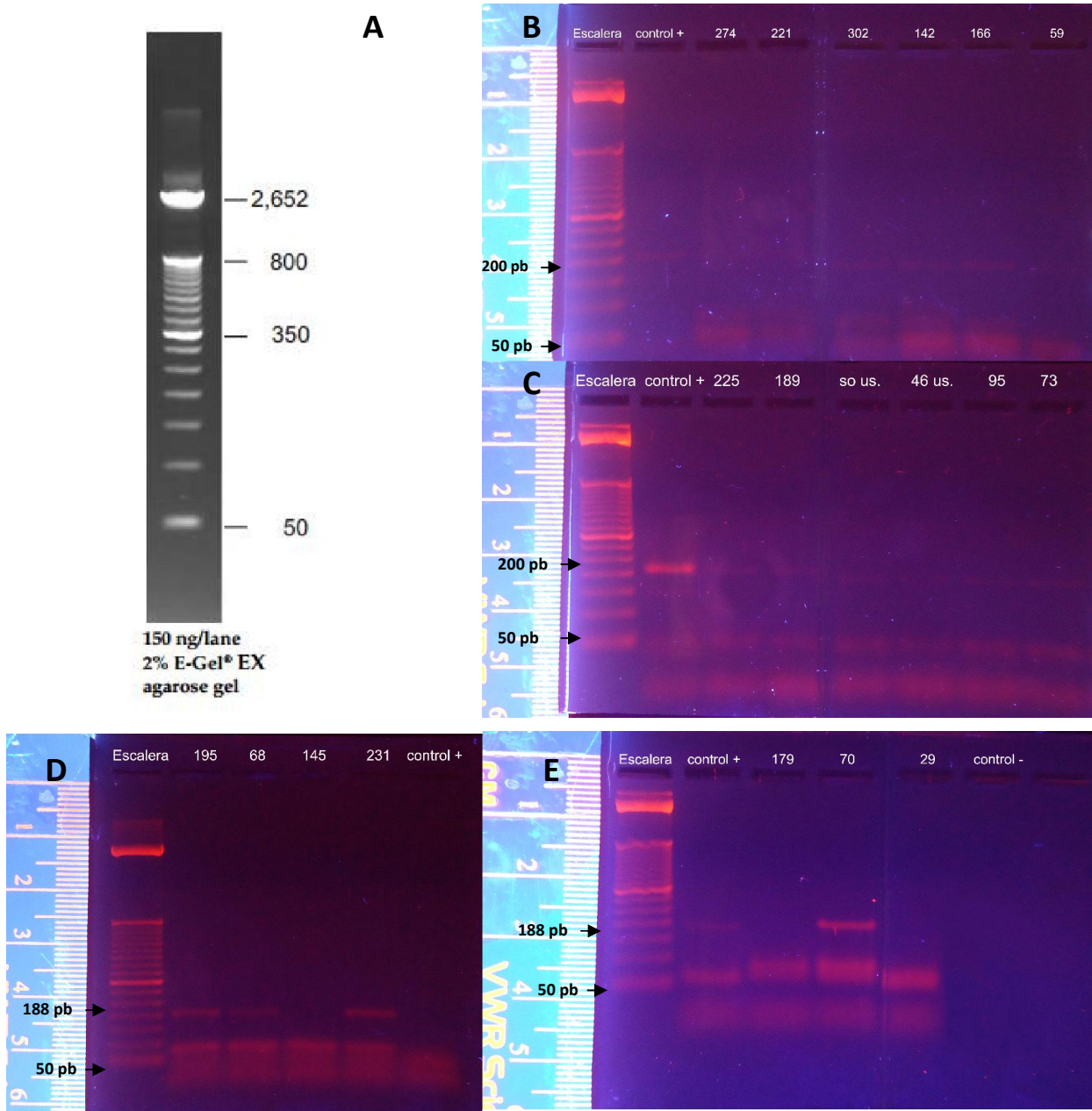
**Tabla 10: Resultados de fuentes alimentarias por caserío para sexo femenino.**

Sexo	Fuente alimentaria	Resultado	Caserío									Total	
			Azacualpa	Buena Vista	Chilcuayo	El Pino	El Tamarindo	Las Brisas	Las Cañas	Las Negritas	Segovia		Valle Nuevo
Femenino	Ave	Frecuencia %	3 60.0%	2 100.0%	0 .0%	0 .0%	1 50.0%	0 .0%	0 .0%	1 100.0%	0 .0%	2 66.7%	9
	Perro	Frecuencia %	1 20.0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	1
	Humano	Frecuencia %	2 40.0%	0 .0%	1 100.0%	1 100.0%	1 50.0%	1 100.0%	1 100.0%	0 .0%	1 100.0%	1 33.3%	9
	Ratón	Frecuencia %	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	1 100.0%	0 .0%	0 .0%	1
	<b>TOTAL</b>		5	2	1	1	2	1	1	1	1	3	18

**Tabla 11:** Resultados de fuentes alimentarias por caserío para sexo masculino

Sexo	Fuente alimentaria	Resultado	Caserío										Total	
			Azacualpa	Buena Vista	Chilcuyo	El Tamarindo	Las Brisas	Las Negritas	Segovia	Valle Nuevo	Agua Caliente	Tres Puertas		
Masculino	Ave	Frecuencia %	1 50.0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	2 66.7%	0 .0%	0 .0%	3
	Perro	Frecuencia %	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	1 33.3%	0 .0%	0 .0%	1
	Cerdo	Frecuencia %	1 50.0%	0 .0%	1 25.0%	1 100.0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	3
	Humano	Frecuencia %	1 50.0%	1 100.0%	4 100.0%	0 .0%	1 100.0%	1 100.0%	1 100.0%	1 33.3%	1 100.0%	1 100.0%	1 100.0%	12
	Ratón	Frecuencia %	0 .0%	1 100.0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	1
	Rata	Frecuencia %	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	1 33.3%	0 .0%	0 .0%	0 .0%	1
	<b>TOTAL</b>			<b>2</b>	<b>1</b>	<b>4</b>	<b>1</b>	<b>1</b>	<b>1</b>	<b>1</b>	<b>3</b>	<b>1</b>	<b>1</b>	<b>16</b>

**Anexo 13:** Geles de agarosa, resultados de fuente alimentaria humano (mayor presencia y presencia de *T. Cruzi*).



**Foto 1:** Fragmentos de ADN amplificados en geles de agarosa al 2%. A. E-gel 50 bp DNA Ladder, escalera control comercial para evaluar el tamaño de los fragmentos de ADN obtenidos en gel de agarosa al 2% (INVITROGEN, 2009). B y C. Fragmentos de ADN positivos a sangre humana, el peso molecular de estos fragmentos es de 200 pb, D y E. Fragmentos de ADN positivos a presencia de *T. cruzi*, el peso molecular para estos fragmentos es de 188 pb (peso de fragmentos de humano y parásito según Walker et al, 2003a; Walker et al, 2003b; Walker et al, 2004; Moser et al, 1989; Pizarro & Stevens, 2008).