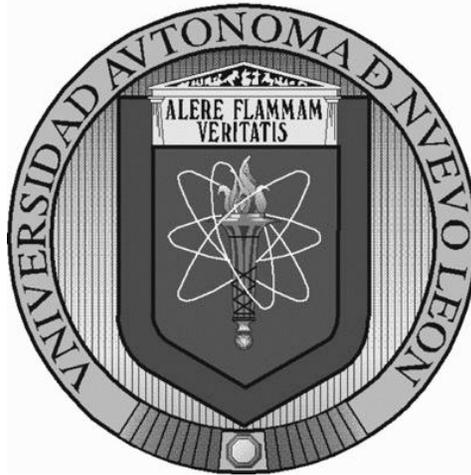


UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN
FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS



LOS MOSQUITOS DEL NORESTE DE MÉXICO (Díptera: Culicidae)

Por

MC ALDO IVÁN ORTEGA MORALES

Como requisito parcial para obtener el grado de

DOCTOR EN CIENCIAS BIOLÓGICAS CON ESPECIALIDAD EN ENTOMOLOGÍA
MÉDICA

Febrero 2010

Universidad Autónoma de Nuevo León
Facultad de Ciencias Biológicas
Laboratorio de Entomología Médica

Comité de Tesis:

Ildefonso Fernández Salas Ph. D.
Director de Tesis

Dr. Gustavo Ponce García
Secretario

Dr. Roberto Mercado Hernández
Vocal

Eduardo Rebollar Téllez Ph. D.
Vocal

Dr. Raúl Torres Zapata
Vocal

Febrero 2010

AGRADECIMIENTOS

Quiero expresar mis más sinceros agradecimientos

A DIOS

Por regalarme la dicha de hacer lo que más me gusta y vivir de eso, gracias Supremo

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología CONACyT

Por el apoyo brindado durante la realización de esta investigación (Becario 176873)

A la Universidad Autónoma de Nuevo León UANL

Por abrirme sus puertas y permitirme formarme profesionalmente dentro de sus aulas

A mi comité de tesis:

PhD Ildefonso Fernández Salas

Dr. Gustavo Ponce García

Dr. Roberto Mercado Hernández

Dr. Eduardo Rebollar Téllez

Dr. Raúl Torres Zapara

Por sus consejos tanto para la realización de esta investigación como personales, dentro y fuera de las aulas, gracias

A Quetzaly Siller

Por su amor incondicional, el cual me ha motivado durante todos estos años, gracias

A la Dra. Adriana E. Flores Suárez

Por sus sabias recomendaciones, tanto científicas como personales, gracias

A mis padres

Sr. Federico Ortega Lozano

Sra. Lourdes Morales Avitia

Por la formación personal y valiosas enseñanzas que me permitieron llegar a esta etapa de mi vida, gracias

A los colectores que me ayudaron durante el trabajo de campo, gracias

Jordan Sánchez

Sr. Federico Ortega

QBP Reyna Cantú

QBP Brenda Pérez

QBP Vada Story

QBP Yessica Sustaita

QBP Fernando Ornelas

QBP Edna Pérez

QBP Eloisa Kisai

QBP Maricela Laguna

QBP Marcela Alvarado

QBP Sarahí Sánchez

QBP Gabriela González

QBP Jorge Ortiz

QBP Mario Arato

QBP Ewry Zárate

Biol. Gerardo Rojas

Biol. Abraham Trevi

Biol. Ana Celia

Biol. Beatriz López

Biol. Antonio Cortés

Biol. David González

MVZ Luis Ibarra

Ing. Alberto Tamayo

Ing. Aarón Medina

Ing. Juan Hernández

Ing. Alan Hernández
Ing. Josué de la Cruz
Ing. José Díaz
Ing. Cristóbal de Dios
Ing. Rubelio Altunar
MC Quetzaly Siller
Dr. Adriano do Brasil
Dr. Darwin Elizondo
Dr. Gustavo Ponce
Dr. Armando Elizondo
Ildefonso Fernández PhD

A las personas responsables de las colecciones entomológicas, por permitirme revisarlas
PhD Ildefonso Fernández Salas-IAIM-UANL

Dr. Oswaldo García-CC-UAAAN
MC Santiago Vergara Pineda-CC-UAAAN
MC Heron Huerta-CAIM-InDRE

A la Comisión Nacional para el Uso y Conocimiento de la Biodiversidad CONABIO, por
financiar algunas de las salidas a campo para la colecta de mosquitos (Proyecto GT018)

Al Dr. Alejandro González

Por permitirme el ingreso al Laboratorio de la Colección de Insectos Benéficos de la UANL
y por los consejos en la digitalización, fotografía e ilustración de los especímenes de este
estudio

A mis revisores externos, por revisar el primer manuscrito de este trabajo

Dr. Francisco J. Sánchez Ramos
Dra. Ma. Teresa Valdés Perezgazga

A los expertos taxónomos de mosquitos, por sus valiosas recomendaciones

Thomas Zavortink PhD

Ralph Harbach PhD

A las compañeras que proveyeron larvas vivas para la alimentación de larvas de

Toxorhynchites

Nelly y Marcela

A la QBP Rosa María Sánchez Casas, por sus consejos durante la tramitología de esta investigación

Agradecimientos especiales

Al Dr. Armando Elizondo Quiroga, por su importante contribución a los resultados de éste trabajo y por su valioso entrenamiento en los métodos de montaje de estados inmaduros de Culicidae

Al Biol. David González Villarreal, por su aportación al enriquecimiento de la Base de Datos de mosquitos y la ayuda en la elaboración de los mapas de distribución

Al Dr. Francisco J. Sánchez Ramos y al MC Javier López Hernández, por permitirme procesar el material biológico y hacer uso de las instalaciones del Laboratorio de Parasitología de la UAAAN-UL

A todos ustedes “muchas gracias”

DEDICATORIAS

“A la memoria de John N. Belkin”
(1913-1980)

...y todo lo que el hombre llamó a las criaturas vivientes, como era su nombre.

Génesis 2:19

*Reuní un equipo y procedí a acudir al campo con la finalidad de capturar mosquitos.
Pasaron los días, pasaron muchos días y capturamos mosquitos.
A través de la carretera frecuentemente nos detuvimos con la intención de capturar
mosquitos.*

*Y capturamos mosquitos, muchos mosquitos.
A través de los ojos de los mosquitos nuestra estela pasa,
a través de los ojos de los mosquitos no capturados.
Esos ojos nos observaron, cuando nuestra estela pasaba.*

Aldo.

TABLA DE CONTENIDO

RESUMEN.....	1
ABSTRACT.....	2
1. INTRODUCCIÓN.....	3
1.1 Enfermedades transmitidas por mosquitos.....	4
1.1.1 Encefalitis Equina del Este.....	4
1.1.2 Encefalitis Equina del Oeste.....	5
1.1.3 Encefalitis Equina Venezolana.....	5
1.1.4 Virus de la Encefalitis Japonesa.....	6
1.1.5 Encefalitis de LaCrosse.....	6
1.1.6 Encefalitis de San Luis.....	6
1.1.7 Virus del Nilo Occidental.....	7
1.1.8 Dengue.....	7
1.1.9 Fiebre de Chikungunya.....	7
1.1.10 Fiebre Amarilla.....	8
1.1.11 Filariasis Linfática.....	8
1.1.12 Paludismo.....	9
1.2 Clasificación de Culícidos.....	9
2. HIPÓTESIS.....	11
3. OBJETIVOS.....	12
Objetivo General.....	12
Objetivos Particulares.....	12
4. ANTECEDENTES.....	13
4.1 Registros históricos de mosquitos para Coahuila.....	13
4.2 Registros históricos de mosquitos para Nuevo León.....	15
4.3 Registros históricos de mosquitos para Tamaulipas.....	18
5. MATERIALES Y MÉTODOS.....	22
5.1 Descripción del área de estudio.....	22
5.1.1 Coahuila de Zaragoza.....	22
5.1.2 Nuevo León.....	23

5.1.3 Tamaulipas.....	23
5.2 Metodología.....	26
5.2.1 Cédula de colecta.....	26
5.3 Equipo y materiales de colecta para estados inmaduros de mosquitos Culícidos.....	41
5.4 Métodos de colecta para estados inmaduros de mosquitos Culícidos.....	43
5.5 Equipo y materiales de colecta para estados adultos de mosquitos Culícidos.....	51
5.6 Métodos de colecta para estados adultos de mosquitos Culícidos.....	52
5.7 Métodos de crianza de estados inmaduros de mosquitos Culícidos.....	54
5.8 Métodos de montaje de estados inmaduros de mosquitos Culícidos.....	56
5.9 Métodos de montaje de mosquitos Culícidos adultos.....	59
5.10 Métodos de montaje de genitales masculinos de mosquitos Culícidos.....	60
5.11 Identificación de mosquitos Culícidos.....	62
5.12 Almacenaje de especímenes.....	63
5.13 Mapas de distribución de especies.....	63
5.14 Nomenclatura.....	64
5.15 Clave ilustrada para la identificación de mosquitos hembras adultas del Noreste de México.....	64
6. RESULTADOS.....	66
6.1 <i>Anopheles (Anopheles) bradleyi</i>	85
6.2 <i>Anopheles (Anopheles) crucians</i>	85
6.3 <i>Anopheles (Anopheles) eiseni</i>	86
6.4 <i>Anopheles (Anopheles) franciscanus</i>	87
6.5 <i>Anopheles (Anopheles) pseudopunctipennis</i>	87
6.6 <i>Anopheles (Anopheles) punctimacula</i>	89
6.7 <i>Anopheles (Anopheles) punctipennis</i>	89
6.8 <i>Anopheles (Anopheles) quadrimaculatus</i>	90

6.9 <i>Anopheles (Anopheles) vestitipennis</i>	91
6.10 <i>Anopheles (Nyssorhynchus) albimanus</i>	92
6.11 <i>Anopheles (Nyssorhynchus) argyritarsis</i>	92
6.12 <i>Aedes (Aedimorphus) vexans</i>	93
6.13 <i>Georgecraigius (Georgecraigius) epactius</i>	94
6.14 <i>Haemagogus (Haemagogus) equinus</i>	95
6.15 <i>Haemagogus (Haemagogus) mesodentatus</i>	96
6.16 <i>Howardina quadrivittata</i>	96
6.17 <i>Ochlerotatus (Chrysoconops) bimaculatus</i>	97
6.18 <i>Ochlerotatus (Culiselsa) sollicitans</i>	98
6.19 <i>Ochlerotatus (Culiselsa) taeniorhynchus</i>	98
6.20 <i>Ochlerotatus (Ochlerottus) angustivittatus</i>	99
6.21 <i>Ochlerotatus (Ochlerottus) scapularis</i>	100
6.22 <i>Ochlerotatus (Ochlerottus) trivittatus</i>	101
6.23 <i>Ochlerotatus (Protoculex) dupreei</i>	102
6.24 <i>Ochlerotatus (Incierto) campestris</i>	102
6.25 <i>Ochlerotatus (Protomacleaya) amabilis</i>	103
6.26 <i>Ochlerotatus (Protomacleaya) brelandi</i>	104
6.27 <i>Ochlerotatus (Protomacleaya) podographicus</i>	104
6.28 <i>Ochlerotatus (Protomacleaya) triseriatus</i>	105
6.29 <i>Ochlerotatus (Protomacleaya) zoosophus</i>	106
6.30 <i>Psorophora (Grabhamia) grupo Confinnis</i>	106
6.31 <i>Psorophora (Grabhamia) discolor</i>	107
6.32 <i>Psorophora (Grabhamia) signipennis</i>	108
6.33 <i>Psorophora (Janthinosoma) cyanescens</i>	108
6.34 <i>Psorophora (Janthinosoma) ferox</i>	109
6.35 <i>Psorophora (Psorophora) ciliata</i>	110
6.36 <i>Psorophora (Psorophora) cilipes</i>	111
6.37 <i>Stegomyia aegypti</i>	111
6.38 <i>Stegomyia albopicta</i>	113
6.39 <i>Aedomyia (Aedomyia) squamipennis</i>	114

6.40 <i>Culex (Anoedioporpa) restrictor</i>	114
6.41 <i>Culex (Culex) chidesteri</i>	115
6.42 <i>Culex (Culex) coronator</i>	116
6.43 <i>Culex (Culex) declarator</i>	117
6.44 <i>Culex (Culex) erythrothorax</i>	117
6.45 <i>Culex (Culex) interrogator</i>	118
6.46 <i>Culex (Culex) nigripalpus</i>	119
6.47 <i>Culex (Culex) quinquefasciatus</i>	120
6.48 <i>Culex (Culex) restuans</i>	121
6.49 <i>Culex (Culex) stigmatosoma</i>	122
6.50 <i>Culex (Culex) tarsalis</i>	122
6.51 <i>Culex (Culex) thriambus</i>	124
6.52 <i>Culex (Melanoconion) educator</i>	124
6.53 <i>Culex (Melanoconion) erraticus</i>	125
6.54 <i>Culex (Melanoconion) inhibitor</i>	126
6.55 <i>Culex (Melanoconion) iolambdis</i>	127
6.56 <i>Culex (Microculex) imitator</i>	127
6.57 <i>Culex (Neoulex) arizonensis</i>	128
6.58 <i>Deinocerites pseudus</i>	128
6.59 <i>Lutzia (Lutzia) bigoti</i>	129
6.60 <i>Culiseta (Climacura) melanura</i>	130
6.61 <i>Culiseta (Culiseta) inornata</i>	131
6.62 <i>Culiseta (Culiseta) particeps</i>	131
6.63 <i>Mansonia (Mansonia) indubitans</i>	132
6.64 <i>Mansonia (Mansonia) titillans</i>	133
6.65 <i>Orthopodomyia kummi</i>	134
6.66 <i>Orthopodomyia signifera</i>	134
6.67 <i>Limatus durhammi</i>	135
6.68 <i>Sabethes (Sabethoides) chloropterus</i>	136
6.69 <i>Wyeomyia (Dendromyia) jocosa</i>	136
6.70 <i>Wyeomyia (Wyeomyia) mitchellii</i>	137

6.71 <i>Toxorhynchites (Lynchiella) grandiosus</i>	137
6.72 <i>Toxorhynchites (Lynchiella) rutilus</i>	138
6.73 <i>Uranotaenia (Pseudoficalbia) syntheta</i>	139
6.74 <i>Uranotaenia (Uranotaenia) coatzacoalcos</i>	139
6.75 <i>Uranotaenia (Uranotaenia) geometrica</i>	140
6.76 <i>Uranotaenia (Uranotaenia) lowii</i>	141
6.77 <i>Uranotaenia (Uranotaenia) sapphirina</i>	141
6.78 Especies de mosquitos que resultaron ser nuevos registros estatales en el Noreste de México.....	142
6.79 Especies de mosquitos que resultaron ser nuevos registros nacionales.....	144
6.80 Lista de colecciones en donde los tipos de las especies registradas en ésta investigación están depositados.....	145
6.81 Salidas al campo para la colecta de especímenes.....	146
6.82 Base de datos.....	149
6.83 Mapas de distribución geográfica de las especies colectadas.....	149
7. DISCUSIONES.....	215
8. CONCLUSIONES.....	227
9. LITERATURA CITADA.....	228
10. ANEXOS.....	237
ANEXO 1.....	238
ANEXO 2.....	239
ANEXO 3.....	253

LISTA DE TABLAS

TABLA	PÁGINA
I Lista de especies de mosquitos conocidas para el estado de Coahuila de Zaragoza.....	73
II Lista de especies de mosquitos conocidas para el estado de Nuevo León.....	75
III Lista de especies de mosquitos conocidas para el estado de Tamaulipas.....	78
IV Lista de especies de mosquitos conocidas para el Noreste de México.....	81

LISTA DE FIGURAS

FIGURA	PÁGINA
1. El Noreste de México y sus regiones fisiográficas.....	25
2. Equipo básico para la colecta de estados inmaduros de Culícidos.....	42
3. Colecta de estados inmaduros en estanques.....	48
4. Colecta de estados inmaduros en charcas.....	48
5. Colecta de estados inmaduros en pantanos.....	48
6. Colecta de estados inmaduros en arroyos.....	48
7. Colecta de estados inmaduros en contenedores artificiales.....	49
8. Colecta de estados inmaduros en contenedores artificiales.....	49
9. Colecta de estados inmaduros en llantas.....	49
10. Colecta de estados inmaduros en alcantarillas y desagües.....	49
11. Colecta de estados inmaduros en huecos de árboles.....	49

12. Colecta de estados inmaduros en axilas de hojas de plantas (Bromeliáceas).....	49
13. Colecta de estados inmaduros en huecos de roca.....	50
14. Colecta de estados inmaduros en huecos de cangrejo.....	50
15. Equipo básico para la captura de Culícidos adultos.....	51
16. Colecta de mosquitos adultos con cebo humano.....	53
17. Colecta de mosquitos adultos con trampas de luz y CO ₂	53
18. Colecta de mosquitos adultos con aspirador bucal.....	53
19. Colecta de mosquitos adultos en reposo vegetación.....	53

LISTA DE MAPAS

MAPA	PÁGINA
1. <i>ANOPHELES BRADLEYI</i>	150
2. <i>ANOPHELES CRUCIANS</i>	151
3. <i>ANOPHELES EISENI</i>	152
4. <i>ANOPHELES FRANCISCANUS</i>	153
5. <i>ANOPHELES PSEUDOPUNCTIPENNIS</i>	154
6. <i>ANOPHELES PUNCTIPENNIS</i>	155
7. <i>ANOPHELES QUADRIMACULATUS</i>	156
8. <i>ANOPHELES ALBIMANUS</i>	157
9. <i>AEDES VEXANS</i>	158
10. <i>GEORGE CRAIGIUS EPACTIUS</i>	159
11. <i>HAEMAGOGUS EQUINUS</i>	160
12. <i>HAEMAGOGUS MESODENTATUS</i>	161
13. <i>HOWARDINA QUADRIVITTATA</i>	162
14. <i>OCHLEROTATUS BIMACULATUS</i>	163
15. <i>OCHLEROTATUS SOLLICITANS</i>	164
16. <i>OCHLEROTATUS TAENIORHYNCHUS</i>	165
17. <i>OCHLEROTATUS AMATEURI</i>	166
17. <i>OCHLEROTATUS SCAPULARIS</i>	167
18. <i>OCHLEROTATUS TRIVITTATUS</i>	168
19. <i>OCHLEROTATUS CAMPESTRIS</i>	169
20. <i>OCHLEROTATUS AMABILIS</i>	170
21. <i>OCHLEROTATUS BRELANDI</i>	171
22. <i>OCHLEROTATUS PODOGRAPHICUS</i>	172
23. <i>OCHLEROTATUS TRISERIATUS</i>	173
24. <i>OCHLEROTATUS ZOOSOPHUS</i>	174
25. <i>PSOROPHORA GRUPO CONFINNIS</i>	175

26. <i>PSOROPHORA SIGNIPENNIS</i>	176
27. <i>PSOROPHORA CYANESCENS</i>	177
28. <i>PSOROPHORA FEROX</i>	178
29. <i>PSOROPHORA CILIATA</i>	179
30. <i>PSOROPHORA CILIPES</i>	180
31. <i>STEGOMYIA AEGYPTI</i>	181
32. <i>STEGOMYIA ALBOPICTA</i>	182
33. <i>CULEX RESTRICTOR</i>	183
34. <i>CULEX CHIDESTERI</i>	184
35. <i>CULEX CORONATOR</i>	185
36. <i>CULEX DECLARATOR</i>	186
37. <i>CULEX ERYTHROTHORAX</i>	187
38. <i>CULEX INTERROGATOR</i>	188
39. <i>CULEX NIGRIPALPUS</i>	189
40. <i>CULEX QUINQUEFASCIATUS</i>	190
41. <i>CULEX RESTUANS</i>	191
42. <i>CULEX STIGMATOSOMA</i>	192
43. <i>CULEX TARSALIS</i>	193
44. <i>CULEX THRIAMBUS</i>	194
45. <i>CULEX ERRATICUS</i>	195
46. <i>CULEX IMITATOR</i>	196
47. <i>CULEX ARIZONENSIS</i>	197
48. <i>DEINOCERITES PSEUDES</i>	198
49. <i>LUTZIA BIGOTI</i>	199
50. <i>CULISETA MELANURA</i>	200
51. <i>CULISETA INORNATA</i>	201
52. <i>CULISETA PARTICEPS</i>	202
53. <i>MANSONIA TITILLANS</i>	203
54. <i>ORTHOPODOMYIA KUMMI</i>	204
55. <i>LIMATUS DURHAMII</i>	205
56. <i>SABETHES CHLOROPTERUS</i>	206

57. <i>WYEOMYIA JOCOSA</i>	207
58. <i>WYEOMYIA MITCHELLII</i>	208
59. <i>TOXORHYNCHITES GRANDIOSUS</i>	209
60. <i>TOXORHYNCHITES RUTILUS</i>	210
61. <i>URANOTAENIA SYNTHETA</i>	211
62. <i>URANOTAENIA COATZACOALCOS</i>	212
63. <i>URANOTAENIA GEOMETRICA</i>	213
64. <i>URANOTAENIA LOWII</i>	214

RESUMEN

Introducción: Se realizó un estudio faunístico para identificar las diferentes especies de mosquitos pertenecientes a la familia Culicidae presentes en el Noreste de México (Coahuila, Nuevo León y Tamaulipas); realizando colectas de campo, revisando todos los cuerpos de agua para coleccionar estados inmaduros y utilizando trampas de luz para coleccionar adultos. Objetivos: Identificar a nivel especie las diferentes especies de mosquitos encontradas en el Noreste de México. Métodos: Todas las colectas se llevaron a cabo siguiendo el protocolo propuesto por John N. Belkin, 1967; todos los especímenes coleccionados fueron transportados al Laboratorio de Entomología Médica de la UANL y/o al Laboratorio de Parasitología de la UAAAN UL para su fijación y montaje, siguiendo el protocolo propuesto por la WRBU 2005; en donde fueron identificados con la ayuda de claves, libros y diversa literatura disponible. Resultados: Se obtuvieron 2 subfamilias, 8 tribus, 19 géneros, 27 subgéneros y 64 especies de mosquitos Culícidos. Conclusiones: La diversidad de los mosquitos Culícidos en el Noreste de México ha sido pobremente estudiada, se recomienda realizar estudios posteriores para vigilar la presencia de nuevas especies o la ausencia de especies de mosquitos aquí reportadas; en el presente estudio se reportan 26 especies que son nuevos registros estatales para el Noreste de México y 2 especies que son nuevos registros nacionales.

ABSTRACT

Introduction: A faunistic study to know the mosquitoes species that inhabit Northeastern of Mexico (States of Coahuila, Nuevo Leon and Tamaulipas) was done, through making field collections, checking all body waters available into the study area for collecting immature stages and using CDC light traps to collect adults stages. **Objective:** Identify to specie rank the different mosquito species collected in the Northeastern Mexico. **Method:** All collection trip were made following the protocol recommended by John N. Belkin, 1967; all specimens collected were transported to Medical Entomology Laboratory of UANL and/or Parasitology Laboratory of UAAAN UL for fixing and mounting according the protocol by WRBU 2005; where they were identified using keys, books and some literature available. **Results:** 2 subfamilies, 8 tribes, 19 genera, 27 subgenera and 64 mosquito species were obtained. **Conclusions:** The Culicid diversity in the Northeastern Mexico has been poorly studded, I recommend to do new studies to survey the presence or absence of the mosquitoes species reported here; in this study I report 26 species that are new state record for the Northeastern Mexico and 2 species are new national record.

1. INTRODUCCION

La familia Culicidae es una de las familias del orden Diptera, suborden Nematocera. Los adultos se distinguen de otros Nematoceros: Dixidae y Chaoboridae, por la prolongación de sus partes bucales en una proboscis y por la presencia de escamas sobre las venas de las alas. Las pupas tienen la trompeta respiratoria abierta en el extremo y en su base se encuentra la abertura espiracular (Ward, 1982).

La familia Culicidae se divide en dos subfamilias: Anophelinae y Culicinae, las cuales incluyen 11 tribus divididas en 92 géneros, a la fecha, existen 3,523 especies validas incluidas en esta familia; los Culícidos se distribuyen en las regiones templadas y tropicales del mundo, pero son más diversos en los bosques tropicales del mundo (Mosquito Taxonomic Inventory, 2007).

Los estados inmaduros habitan en una amplia variedad de habitats que incluyen agua dulce y salobre. Habitan en aguas con y sin corriente, en cuerpos de agua permanentes y/o temporales, en habitats especializados como axilas de plantas, huecos de árboles, contenedores artificiales, etc. La mayoría de las hembras adultas necesitan una o más alimentaciones sanguíneas para completar su ciclo ovárico (Ward, 1982).

La mayoría de las larvas se alimentan de partículas suspendidas y microorganismos los cuales extraen del agua usando las cerdas bucales. Otras especies son depredadoras

obligatorias o facultativas las cuales capturan y se alimentan de estados inmaduros de otros mosquitos los cuales capturan usando sus maxilas y mandíbulas modificadas. Algunas especies son carroñeras o caníbales cuando la fuente alimenticia escasea. Las larvas de la mayoría de los mosquitos obtienen oxígeno de la atmósfera subiendo a la superficie del agua. Todas las especies de los géneros *Mansonia* y *Coquillettidia* y algunas especies de *Mimomyia* obtienen oxígeno de las plantas acuáticas, las cuales ellas perforan usando su sifón modificado para este fin. Las especies de *Aedeomyia* aparentemente usan sus antenas alargadas para respirar. Algunas especies poseen papilas anales alargadas, estas especies probablemente obtienen el oxígeno disuelto en el agua (Mosquito Taxonomic Inventory, 2007).

Debido a que los mosquitos adultos son insectos delicados, ellos son siempre encontrados donde el aire es relativamente fresco y la humedad alta. Muchas especies viven a pocos metros sobre el nivel del suelo. La distribución vertical es fuertemente dependiente de las preferencias alimenticias. Todos los machos y las hembras de algunas especies se alimentan exclusivamente de líquidos de plantas, incluyendo néctares, jugos de frutas y exudados de plantas. Las hembras de un gran número de especies son hematófagas, pero algunas especies pueden producir huevos sin la necesidad de una alimentación sanguínea. Los animales homeotermos son hospederos frecuentes de la mayoría de las especies hematófagas, pero muchas especies también se alimentan de animales poiquilotermos como serpientes, tortugas, ranas y otros insectos, incluyendo ninfas de Cicadidae, larvas de Lepidóptero y mantidos (Harbach, 2007).

1.1 Enfermedades transmitidas por mosquitos.

A continuación se enlistan las enfermedades transmitidas por mosquitos más importantes en el mundo para humanos.

1.1.1 Encefalitis Equina del Este

Este virus es una causa importante de muerte entre caballos y otros equinos, faisanes en cautiverio, cigüeñas y emus. Ocurre en áreas endémicas de Estados Unidos de América, en Texas y a lo largo de la costa del Golfo y del Atlántico. Los caballos sucumben

rápidamente luego de un corto periodo de incubación de 2-5 días. Los caballos exhiben comportamiento anormal y temperatura alta, se caen al piso, entran en coma y mueren. También se han reportado casos de esta enfermedad en cerdos y perros.

En áreas templadas, la incidencia de esta enfermedad se limita a las épocas del año, pero en el trópico, este virus puede ser problemático todo el año. La muerte de caballos en un elemento indicador de la prevalencia del virus (CDC, 2006).

Transmisión: El virus de la Encefalitis Equina del Este es transmitido a través de la picadura de un mosquito infectado, generalmente toma de 3 a 10 días desarrollar los primeros síntomas. Muchas especies de mosquitos pueden ser infectados con el virus de la Encefalitis Equina del Este. La especie mas importante que mantiene el ciclo de la transmisión mosquito-ave es *Culiseta melanura* (Coquillett), la cual se reproduce en charcas de agua dulce, sin embargo, esta especie no se considera un importante vector de esta enfermedad para caballos o humanos, debido a que se alimenta exclusivamente de aves. La transmisión a caballos y humanos requiere de especies de mosquitos que se alimenten sobre estos hospederos a los que se les llaman “vector puente”, algunas especies pertenecientes al genero *Ochlerotatus*, *Coquillettidia* y *Culex* pueden participar en la transmisión a caballos y humanos. Los caballos son susceptibles a este virus y en algunos casos puede ser fatal en ellos, sin embargo, no representan un factor de riesgo significativo para la infección en humanos debido a que los caballos son hospederos terminales del virus (CDC, 2006).

1.1.2 Encefalitis Equina del Oeste

Al igual que con el virus de la Encefalitis Equina del Este, el caballo es el hospedero mas afectado. Desde que se infecto por primera vez en el Valle de San Joaquín en California en 1930 este virus ha sido implicado en epizootias en caballos que van desde los cientos a miles de ellos. Cada verano, se reporta en E.U.A. mortalidad en caballos causadas por este virus.

Transmisión: Especies de mosquitos del genero *Ochlerotatus* y *Culex* son los principales vectores de esta enfermedad (CDC, 2006).

1.1.3 Encefalitis Equina Venezolana

Esta enfermedad ocurre en el norte de América del Sur y México. El virus es transmitido por diversas especies de mosquitos. Los caballos normalmente desarrollan títulos virales bajos, por lo que pueden infectar a otros mosquitos al alimentarse de ellos, mientras que el caballo no muere. Esta enfermedad se detecta y descubre por primera vez en Venezuela, 1938. En 1969 se desarrolla un brote que afecta a caballos y humanos, en dos años llega a México y en 1971 se detecta en la parte sur de E.U.A. en Texas. No hubo otro brote hasta 1993. Las aves pueden ser reservorios de esta enfermedad.

Transmisión: Mosquitos del genero *Culex*, subgénero *Melanoconion*, el grupo *Psoropohora confinnis* son los principales vectores de esta enfermedad (CDC, 2006).

1.1.4 Virus de la Encefalitis Japonesa

Este virus es detectado en Asia: Malasia e Indonesia. En Japón brotes de esta enfermedad ocurren en Agosto y Septiembre, se descubrió en Japón en 1935. El virus de la Encefalitis Japonesa causa infección aguda en caballos y cerdos. Es una enfermedad importante en Indonesia como resultado de alto consumo y crianza de cerdos en el área. Los cerdos son un hospedero amplificador ya que desarrollan viremia suficiente para infectar mosquitos. También causa abortos y esterilidad en machos.

Transmisión: El principal vector de esta enfermedad son especies del grupo *Culex tritaeniorhynchus* (CDC, 2006).

1.1.5 Encefalitis de LaCrosse

Esta enfermedad es causada por un virus del serogrupo de California, Familia Bunyaviridae; en E.U.A. se reportan 70 casos al año, en donde los niños menores de 16 años son el principal grupo de riesgo.

Transmisión: El ciclo del virus se desarrolla en zonas boscosas, cuyo principal vector es el mosquito de huecos de árboles *Ochlerotatus triseriatus* (Say) y vertebrados como ardillas, el virus sobrevive en invierno dentro del vector, adicionalmente, el vector puede criarse en otros huecos además de los árboles como llantas y otros contenedores artificiales (CDC, 2006).

1.1.6 Encefalitis de San Luis

La encefalitis de San Luis es una enfermedad causada por un Flavivirus que fue identificado por primera vez en San Luis, Missouri, E.U.A. en 1933. Esta enfermedad ocurre en E.U.A., Canadá, El Caribe y algunos países de América del Sur. El ciclo de transmisión se lleva a cabo cuando mosquitos *Culex* se alimentan de aves infectadas, el virus infecta a aves aunque parece que estas no desarrollan sintomatología.

Transmisión: Durante el verano, el virus de la Encefalitis de San Luis es mantenida en su ciclo zoonotico ave-mosquito-ave por mosquitos del genero *Culex*, en Florida el principal vector es *Culex nigripalpus* Theobald meridional de ese país es *Culex pipiens* Linneaus y *Culex quinquefasciatus* Say, en la región oeste *Culex tarsalis* Coquillett, es el principal vector de esta enfermedad (CDC, 2006).

1.1.7 Virus del Nilo Occidental

La Fiebre por el virus del Nilo Occidental es una enfermedad causada por un Flavivirus. Las aves actúan como hospederos reservorios (Passerinae) o terminales (Corvidae), ellas infectan a los mosquitos cuando se alimentan sobre las aves infectadas. El virus fue aislado por primera vez en Uganda, 1937; el virus fue introducido a América en 1999, ocasionando muertes en E.U.A., recientemente el virus ha sido detectado en México.

Transmisión: en un gran numero de especies de mosquito se ha detectado la presencia de este virus, pero *Culex quinquefasciatus* Say, es considerado el principal vector de esta enfermedad (CDC, 2006).

1.1.8 Dengue

El dengue, también conocido como fiebre quebrantahuesos, es una infección causada por un virus de la Familia Flaviviridae que se divide en cuatro serotipos (DEN1, DEN2, DEN3, y DEN4). Generalmente ocasiona un cuadro transitorio de fiebre y dolores óseos (Dengue Clásico), pero en muchos casos se presentan manifestaciones hemorrágicas (Dengue Hemorrágico), aunque puede presentarse también shock por dengue. En la actualidad el dengue es considerada la enfermedad viral transmitida por mosquitos mas importante en el mundo.

Transmisión: el dengue es transmitido por la picadura de *St. aegypti* (Linnaeus) en el mundo y *St. albopicta* (Skuse) en Asia (Gubler, 1997).

1.1.9 Fiebre de Chikungunya

El periodo de incubación de esta enfermedad es de 3 a 12 días, provocando un alza pronunciada de temperatura seguida por dolores severos de miembros y columna vertebral, además de erupciones. Aparentemente esta enfermedad no es peligrosa, pero a menudo se confunde con dengue y fiebre amarilla debido a la presencia de un vector urbano común. Los reservorios pueden ser chimpancés y otros monos. Esta enfermedad ocurre en gran parte de África cerca del cinturón ecuatorial y al sur; ampliamente distribuida en el sur de Asia.

Transmisión: esta enfermedad es transmitida por la picadura del mosquito *St. aegypti* (Linnaeus) y otras especies del género *Stegomyia*, ocasionalmente especies de los géneros *Mansonia* y *Culex* pueden transmitir la enfermedad (CDC, 2006).

1.1.10 Fiebre Amarilla

El periodo de incubación intrínscico de esta enfermedad es generalmente de 3 a 6 días con un comienzo repentino de la enfermedad. Los síntomas ligeros que duran menos de una semana, incluyen fiebre, cefalea, dolores generalizados y náusea. Los casos severos frecuentemente son difásicos; primero con un cuadro de fiebre, cefalea, mareo, dolor muscular, náusea y vómito; seguido de fiebre alta, ictericia, bradicardia y varios síntomas hemorrágicos. Puede haber vómito intenso de material café a negro, colapso y muerte.

Transmisión: la picadura del mosquito *St. aegypti* (Linnaeus) es la principal causa de infección de la Fiebre Amarilla Urbana, mientras que *St. africana* (Theobald), especies del género *Haemagogus* y *Sabethes chloropterus* (Humboldt) son los principales vectores de la Fiebre Amarilla Selvática (CDC, 2006).

1.1.11 Filariasis Linfática

La filariasis linfática en el humano se manifiesta de varias formas. En áreas endémicas donde una proporción de la población está infectada puede presentarse una fase aguda o inflamatoria, caracterizada por fiebre y escalofríos, así como ganglios linfáticos inflamados. En la filariasis obstructiva (elefantiasis), habrá un tosco agrandamiento del escroto, senos, piernas o brazos debido a la obstrucción del drenado linfático. La Filariasis de Bancroft se distribuye en los trópicos húmedos alrededor del Mediterráneo, mientras que la Filariasis por *Brugia* se distribuye en el lejano Oriente.

Transmisión: *Culex quinquefasciatus* Say y algunas especies de los géneros *Ochlerotatus*, *Anopheles* y *Mansonia* son los principales vectores (CDC, 2006).

1.1.12 Paludismo

El Paludismo o Malaria es una enfermedad común en los trópicos y subtropicos, es causada por una infección por una o más de las cuatro especies de protozoarios que pertenecen al género *Plasmodium*. Los síntomas comúnmente incluyen paroxismos febriles en general con escalofríos, hipertermia y precipitación, puede provocar esplenomegalia, leucopenia, colapso y muerte. Los *Plasmodium* que causan enfermedad en humanos son: *Plasmodium falciparum*, *Plasmodium vivax*, *Plasmodium malariae* y *Plasmodium ovale*.

Transmisión: los principales vectores de esta enfermedad en México son *Anopheles pseudopunctipennis* Theobald y *Anopheles albimanus* Wiedmann (CDC, 2006).

1.2 Clasificación de Culícidos

La identificación apropiada de los mosquitos es vital para el estudio y combate de las enfermedades que estos transmiten. La literatura que trata sobre la identificación de la familia Culicidae es extensa. Hay claves adecuadas para identificar larvas y adultos de la mayoría de los países y regiones del mundo (Harwood y James, 1993).

Mucho progreso se ha realizado en el conocimiento de la clasificación de los mosquitos de Norte América, incluido en Norte de México desde los trabajos publicados por Howard, Dyar y Knab (1912 y 1917), Dyar (1928) y Matheson (1944), (Carpenter y La Casse, 1955).

La primera aportación de importancia para el conocimiento de los mosquitos mexicanos la encontramos en los trabajos de Sacken, Williston y Aldrich publicados en *Biología Centrali-Americana* (1886-1901) "*Insecta: Diptera*"; seguido por el trabajo de Howard, Dyar y Knab (1912-1917) "*The Mosquitoes of North and Central América and the West Indies*"; Algunos años mas tarde, en 1928 se publica el libro de Dyar "*The Mosquitoes of the Americas*"; posteriormente el Dr. E. Martini del Instituto de Enfermedades Tropicales de Hamburgo-Alemania, publica en 1935 "*Los Mosquitos de México*"; después Carpenter y La Casse publican en 1955 "*The Mosquitoes of North América (North of México)*"; luego, el Dr. Luis Vargas publica en 1956 "*Anofelinos Mexicanos: Taxonomía y Distribución*"; posterior a este trabajo, aparecieron publicaciones que trataban taxonomía de mosquitos mexicanos por varios autores, principalmente Luis Vargas y Alfonso Díaz Nájera; hubo después de estos trabajos un periodo de inactividad referente a la distribución de mosquitos mexicanos hasta que en 1994 se publica "Clave para la Identificación de larvas de Mosquitos común es en áreas urbanas y suburbanas de la República Mexicana (Díptera: Culicidae)" por Sergio Ibáñez y Carmen Martínez; recientemente Richard Darsie y Ronald Ward publicaron en 1981 "Identification and Geographical Distribution of the Mosquitoes of North América, North of México, a la que le siguió una segunda edición en el 2005 con el mismo título.

2. HIPÓTESIS

Debido a la falta de estudios sistemáticos de la distribución de mosquitos Culícidos en el Noreste de México, se esperan encontrar nuevos registros así como nuevas especies de mosquitos.

3. OBJETIVOS

3.1 Objetivo General

Identificar a nivel especie los especímenes de mosquitos pertenecientes a la familia Culicidae colectados en el Noreste de México durante este estudio

3.2 Objetivos Particulares

1. Elaborar mapas de colectas para cada una de las especies de mosquitos encontradas en el Noreste de México
2. Formar una base de datos para todas las especies de mosquitos encontradas en el Noreste de México, la cual contendrá características del ambiente, así como algunos parámetros ambientales de los criaderos en donde estas fueron encontradas

3. Elaborar una clave de identificación para hembras de mosquitos implicadas en este estudio

4. ANTECEDENTES

Poco es lo que la fauna de la familia Culicidae en el Noreste de México se ha estudiado. A continuación se enlistan los trabajos de distribución y/o taxonomía de mosquitos Culícidos realizados en Noreste de México y los registros que obtuvieron:

4.1 Registros históricos de mosquitos para Coahuila

Especie	Cita original (en orden de aparición)
<i>Ae. vexans</i>	6, 10
<i>An. crucians</i>	7
<i>An. pseudopunctipennis</i>	2, 7, 10,
<i>An. punctipennis</i>	2, 7, 10
<i>An. quadrimaculatus</i>	7, 10
<i>An. willardi (franciscanus)</i>	2, 10
<i>An. albimanus</i>	7
<i>Cx. bidens</i>	7
<i>Cx. coronator</i>	1, 4, 6, 7, 10
<i>Cx. erythrothorax</i>	3, 10
<i>Cx. interrogator</i>	4, 7

<i>Cx. nigripalpus</i>	4, 7
<i>Cx. peus</i>	4
<i>Cx. quinquefasciatus</i>	3, 4, 6, 7, 9, 10
<i>Cx. restuans</i>	4, 7
<i>Cx. salinarius</i>	4, 7
<i>Cx. stigmatosoma</i>	3, 6, 7, 9, 10
<i>Cx. tarsalis</i>	1, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10
<i>Cx. thriambus</i>	4, 7, 9, 10
<i>Cx. virgultus</i>	4
<i>Cx. rejector</i>	6
<i>Cx. apicalis</i>	4
<i>Cx. arizonensis</i>	6, 10
<i>Cx. reevesi</i>	4
<i>Cx. corniger</i>	7
<i>Cs. imaprtiens</i>	4
<i>Cs. incidens</i>	4
<i>Cs. inornata</i>	4, 7
<i>Cs. particeps</i>	4, 7, 10
<i>Ae. atropalpus</i>	4
<i>Ae. epactius</i>	6, 7, 8, 9, 10
<i>Ae. nigromaculis</i>	6
<i>Ae. solllcitans</i>	7
<i>Ae. taeniorhynchus</i>	7
<i>Ae. scapularis</i>	4, 7, 10
<i>Ae. trivittatus</i>	4, 5, 10
<i>Ae. triseriatus</i>	4, 7
<i>Ae. zoosophus</i>	4, 7, 10
<i>Ae. sticticus</i>	3
<i>Or. alba</i>	4, 7
<i>Or. signifera</i>	7
<i>Ps. confinnis</i>	4, 5, 6, 7, 10

<i>Ps. discolor</i>	4
<i>Ps. pruinosa</i>	1, 3, 4
<i>Ps. signipennis</i>	3, 4, 5, 7, 10
<i>Ps. cyanescens</i>	7
<i>Ps. ciliata</i>	4, 7
<i>Ae. aegypti</i>	6, 7, 8, 9, 10
<i>Ae. albopictus</i>	7, 10
<i>Cq. perturbans</i>	9
<i>Ur. lowii</i>	7
<i>Ur sapphirina</i>	7

1. Martini, E. (1935). Los Mosquitos de México
2. Vargas, Luis (1956). Anofelinos Mexicanos, Taxonomía y Distribución
3. Vargas, Luis (1956). Especies y distribución de Mosquitos no Anofelinos
4. Díaz Nájera, Alfonso y Vargas, Luis (1973). Mosquitos mexicanos, Distribución geográfica actualizada
5. Heinemann, Sandra y Belkin, John (1977). Collection Records of the Project “Mosquitoes of Middle America”
6. Ávila, Armando (1993). Identificación de las especies de Mosquitos en la Comarca Lagunera
7. Ibáñez, Sergio (1994). Clave para la Identificación de larvas de mosquitos comunes en las áreas urbanas y suburbanas de la republica Mexicana
8. Hernández, Facundo (2005). Identificación de especies de Culícidos hematófagos en la Comarca Lagunera
9. Tamayo, Alberto (2007). Identificación de especies de Culícidos hematófagos en la Comarca Lagunera
10. Vergara, Santiago (2008). Culicid Distribution in Coahuila, Mexico

4.2 Registros históricos de mosquitos para Nuevo León

Especie

Cita original (en orden de aparición)

<i>Ae. vexans</i>	12, 15, 16, 17
<i>An. crucians</i>	2, 11, 17
<i>An. franciscanus</i>	7, 13
<i>An. pseudopunctipennis</i>	2, 6, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 17
<i>An. punctipennis</i>	2, 7
<i>An. quadrimaculatus</i>	2, 13, 14, 15, 17
<i>An. albimanus</i>	13, 17
<i>Cx. bidens</i>	11
<i>Cx. coronator</i>	3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 14, 15, 16, 17
<i>Cx. declarator</i>	4, 5, 9
<i>Cx. interrogator</i>	4, 5, 6, 7, 8, 11, 13, 14
<i>Cx. nigripalpus</i>	4, 7, 8, 11, 14
<i>Cx. peus</i>	4, 7, 8, 12, 13, 16
<i>Cx. pipiens</i>	7, 8, 9, 10, 13
<i>Cx. quinquefasciatus</i>	4, 6, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 17
<i>Cx. restuans</i>	4, 5, 11, 14
<i>Cx. salinarius</i>	4, 13
<i>Cx. stigmatosoma</i>	11
<i>Cx. tarsalis</i>	4, 5, 6, 7, 8, 11, 12, 13, 14, 16, 17
<i>Cx. thriambus</i>	4, 5, 11, 14
<i>Cx. vurgultus</i>	3
<i>Cx. bigoti</i>	14
<i>Cx. erraticus</i>	3, 4, 5, 11, 14, 17
<i>Cx. reevesi</i>	4, 5
<i>Ae. atropalpus</i>	4, 5, 13
<i>Ae. epactius</i>	4, 5, 8, 11, 13, 14
<i>Cs. melanura</i>	14
<i>Cs. inornata</i>	4, 5, 12, 14, 16
<i>Cs. particeps</i>	4, 5, 11, 14
<i>Ae. nigromaculis</i>	13
<i>Ae. sollicitans</i>	7, 10, 12, 16

<i>Ae. taeniorhynchus</i>	4, 5, 11, 12, 15, 16, 17
<i>Ae. scapularis</i>	6, 11, 17
<i>Ae. dupreei</i>	3, 4, 5
<i>Ae. triseriatus</i>	4, 11, 12, 13, 14, 16
<i>Ae. zoosophus</i>	4
<i>Ae. dorsalis</i>	12, 13, 16
<i>Ae. aegypti</i>	3, 5, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16
<i>Ae. albopictus</i>	11, 13, 14
<i>De. cancer</i>	13
<i>Ma. dyari</i>	17
<i>Ma. titillans</i>	17
<i>Or. alba</i>	4, 5
<i>Ps. columbiae</i>	13, 17
<i>Ps. confinnis</i>	1, 3, 4, 5, 7, 11, 13, 15
<i>Ps. discolor</i>	1, 3, 4, 5
<i>Ps. pruinosa</i>	1
<i>Ps. signipennis</i>	3, 4, 5, 11, 13
<i>Ps. cyanescens</i>	13, 14, 15, 17
<i>Ps. ferox</i>	14, 15
<i>Ps. ciliata</i>	1, 3, 4, 5, 7, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 17
<i>Ps. howardii</i>	4, 5, 13
<i>Ps. virescens</i>	3
<i>Tx. rutilus</i>	7, 14
<i>Tx. theobaldi</i>	13
<i>Ur. lowii</i>	17
<i>Ur. syntheta</i>	14

1. Martini, E. (1935). Los Mosquitos de México
2. Vargas, Luis (1956). Anofelinos Mexicanos, Taxonomía y Distribución
3. Vargas, Luis (1956). Especies y distribución de Mosquitos no Anofelinos

4. Díaz Nájera, Alfonso y Vargas, Luis (1973). Mosquitos mexicanos, Distribución geográfica actualizada
5. Rodríguez, Maria (1976). Distribución geográfica de mosquitos de México
6. Heinemann, Sandra y Belkin, John (1977). Collection Records of the Project “Mosquitoes of Middle America”
7. Sánchez-Torres (1984). Distribución Descriptiva y taxonómica de Culícidos en municipios cercanos a Monterrey
8. Flores, Adriana (1990). Comunidades de mosquitos en el Área Metropolitana de Monterrey en cuerpos de agua permanentes y en depósitos de agua
9. Trujillo, Josefina (1994). Colonización por mosquitos en depósitos artificiales en la zona sur del Área Metropolitana de Monterrey
10. Garza (1994). Evaluación del regulador de crecimiento Altosid y el depredador *Buenoa* sp. sobre larvas de mosquitos en depósitos artificiales
11. Ibáñez, Sergio (1994). Clave para la Identificación de larvas de mosquitos comunes en las áreas urbanas y suburbanas de la republica Mexicana
12. Solís, Adriana (1995). Vectores potenciales de la Encefalitis en Salinas Victoria, N.L.
13. Contreras (1995). Listado preeliminar de las especies de mosquitos de la fauna de Nuevo León
14. Elizondo, Armando (2002). Taxonomía de los mosquitos de las Regiones Fisiográficas Llanura Costera del Golfo y Sierra Madre Oriental, del estado de N.L., México
15. Elizondo, Darwin (2005). West Nile Virus isolation in human and mosquitoes, Mexico
16. Reyes, Filiberto (2006). Patrón de alimentación de mosquitos transmisores del Virus del Oeste del Nilo, recolectados sobre caballos y humanos en el Norte de México
17. Zarate, Ewry (2008). Mosquitos (Díptera, Culicidae) y su asociación con el virus del Oeste del Nilo (WNV) en el municipio de Pesquería, Nuevo León, México.

4.3 Registros históricos de mosquitos para Tamaulipas

Especie	Cita original (en orden de aparición)
<i>An. bradleyi</i>	2, 7
<i>An. crucians</i>	7
<i>An. pseudopunctipennis</i>	1, 2, 6, 7
<i>An. punctipennis</i>	1, 2, 7
<i>An. quadrimaculatus</i>	1, 2, 6, 7
<i>An. rondoni</i>	1
<i>An. vestitipennis</i>	2, 7
<i>An. albimanus</i>	1, 2, 4, 6, 7
<i>An argyritarsis</i>	2
<i>Cx. restrictor</i>	5
<i>Cx. bidens</i>	7
<i>Cx. coronator</i>	4, 5, 6, 7
<i>Cx. fatigans</i>	1
<i>Cx. interrogator</i>	1, 3, 5, 6, 7
<i>Cx. nigripalpus</i>	4, 5, 6, 7
<i>Cx. peus</i>	5
<i>Cx. pipiens</i>	4
<i>Cx. quinquefasciatus</i>	3, 5, 6, 7
<i>Cx. restuans</i>	5, 7
<i>Cx. salinarius</i>	5, 7
<i>Cx. stigmatosoma</i>	7
<i>Cx. tarsalis</i>	5, 7
<i>Cx. thriambus</i>	5, 7
<i>Cx. virgultus</i>	5
<i>Cx. educator</i>	3, 5
<i>Cx. erraticus</i>	3, 4, 5, 6, 7
<i>Cx. inhibitor</i>	4, 5
<i>Cx. iolambdis</i>	3, 5, 7
<i>Cx. opistophus</i>	3, 5
<i>Cx. reevesi</i>	5

<i>Cx. territans</i>	5
<i>Cx. corniger</i>	5, 7
<i>Cs. inornata</i>	5, 7
<i>Cs. particeps</i>	5, 7
<i>Cq. nigricans</i>	6
<i>De. pseudes</i>	1, 3, 5, 6
<i>De. spanius</i>	3
<i>Ae. atropalpus</i>	5
<i>Ae. epactius</i>	7
<i>Hg. equinus</i>	3, 5, 7
<i>Ma. indubitans</i>	5, 7
<i>Ma. titillans</i>	3, 5, 6, 7
<i>Ae. bimaculatus</i>	5
<i>Ae. mitchellae</i>	3
<i>Ae. sollicitans</i>	3, 5, 7
<i>Ae. taeniorhynchus</i>	3, 4, 5, 6, 7
<i>Ae. scapularis</i>	4, 6, 7
<i>Ae. thelcter</i>	1, 3, 5
<i>Ae. terreus</i>	5
<i>Ae. triseriatus</i>	5, 7
<i>Ae. zoosophus</i>	3, 5, 7
<i>Or. signifera</i>	3, 5, 7
<i>Ps. confinnis</i>	1, 4, 5, 6, 7
<i>Ps. discolor</i>	1, 3, 4, 5, 6, 7
<i>Ps. signipennis</i>	1, 3, 4, 5, 6, 7
<i>Ps. albipes</i>	6
<i>Ps. cyanescens</i>	1, 3, 5, 6, 7
<i>Ps. ferox</i>	3, 5, 6, 7
<i>Ps. mexicana</i>	6
<i>Ps. ciliata</i>	1, 3, 5, 7
<i>Ps. howardii</i>	4, 5

<i>Ps. stonei</i>	5
<i>Ae. aegypti</i>	3, 5, 7
<i>Ae. albopictus</i>	7
<i>Ur. lowii</i>	4, 6, 7
<i>Ur. sapphirina</i>	5, 7
<i>Ur. syntheta</i>	5

1. Martini, E. (1935). Los Mosquitos de México
2. Vargas, Luis (1956). Anofelinos Mexicanos, Taxonomía y Distribución
3. Vargas, Luis (1956). Especies y distribución de Mosquitos no Anofelinos
4. Eads, R.B. y Campos, E.G. (1963). Mosquitoes collected in the Mexican States of Tamaulipas and San Luis Potosi
5. Díaz Nájera, Alfonso y Vargas, Luis (1973). Mosquitos mexicanos, Distribución geográfica actualizada
6. Heinemann, Sandra y Belkin, John (1977). Collection Records of the Project “Mosquitoes of Middle America”
7. Ibáñez, Sergio (1994). Clave para la Identificación de larvas de mosquitos comunes en las áreas urbanas y suburbanas de la republica Mexicana.

De acuerdo a los registros de colectas históricas de mosquitos aquí mencionados, los cuales se presentan como información antecedente, existen para el Noreste de México 54 especies de mosquitos reportadas para el estado de Coahuila, 58 especies de mosquitos reportadas para el estado de Nuevo León y 69 especies de mosquitos reportadas para el estado de Tamaulipas. Sin embargo, las especies de mosquitos cuya presencia en el noreste de México es dudosa de acuerdo a sus distribuciones conocidas son señaladas en la sección de Discusiones.

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Descripción del área de estudio

El Noreste de México se ubica al Norte: 29° 10`, al Sur: 22° 25`, al Este: 24° 01`y al Oeste: 27° 54`; comprende los estados de Coahuila de Zaragoza, Nuevo León y Tamaulipas, mismos que se describen a continuación:

5.1.1 Coahuila de Zaragoza

El estado esta localizado en la parte central del norte de México. Posee una extensión territorial de 151,571 km² y representa el 7.7% del área total del país. Limita al norte con los Estados Unidos de América (EE.UU.), a través del Río Bravo; al sur con Zacatecas; en un vértice del sureste con San Luis Potosí; al este con Nuevo León y al oeste con Chihuahua. Posee una población de 2´500,000 habitantes (INEGI 2005).

El estado está dividido por una importante cadena montañosa que lo cruza en dirección sureste-noroeste y forma parte de la Sierra Madre Oriental. Se divide en tres regiones fisiográficas: Sierras y Llanuras del Norte, Grandes Llanuras de Norteamérica y Sierra Madre Oriental. En su mayor parte, en el oriente de una gran área climática denominada Desierto de Chihuahua o Desierto del Norte de México. Esta región se extiende desde la Sierra Madre Oriental por todo el centro y oeste del estado. Se caracteriza por poseer climas continentales secos y muy secos, que van desde los semicalidos, predominantes en los bolsones coahuilenses hasta los templados en las partes más altas y septentrionales.

El estado tiene una precipitación pluvial anual de 325 mm anuales, siendo el tercer estado más seco del país. El clima puede dividirse en tres tipos: el occidente muy seco, que comprende extensas llanuras desérticas de la provincia de sierras, llanuras del norte y algunas otras; el centro y sur, en el que se asocian climas desde los muy secos y semicalidos hasta los secos templados y templados subhúmedos de las cumbres serranas; por último en noroeste semiseco y seco con influencia marítima mayormente notoria.

5.1.2 Nuevo León

El estado está localizado al centro del Noreste de México. Posee una extensión territorial de 64,220 km² y representa el 4.0% del área total del país. Limita al norte y al oeste con Tamaulipas y con EE.UU.; al sur y oeste con San Luis Potosí y con Zacatecas en una pequeña parte; al este con Coahuila de Zaragoza. Posee una población de 4'200,000 (INEGI 2005).

La Sierra Madre Oriental recorre el estado de noroeste a sureste y crea una zona templada y boscosa. El estado se divide en tres regiones fisiográficas: Llanura costera del Golfo Norte, se encuentra ubicada al centro del estado y está formada por llanuras y lomeríos bajos; Sierra Madre Oriental, localizada en el centro y sur del estado, comprende un conjunto de sierras de estratos plegados en donde crece un conjunto de vegetación del tipo de bosque mixto; Gran Llanura de Norteamérica, la cual se encuentra al noreste del estado y está formada por amplias llanuras planas y cubiertas de vegetación de pradera.

El clima del estado de Nuevo León es extremoso, principalmente caluroso y seco, pero tiene temperaturas templadas en las regiones mas elevadas, heladas en invierno y una fuerte temporada de lluvias a veces acompañada de huracanes; la precipitación pluvial anual media es de 613 mm.

5.1.3 Tamaulipas

Se encuentra el este del norte del país, posee una extensión territorial de 80,175 km². Colinda al norte con los Estados Unidos de América, al oeste con Nuevo León, al sureste con San Luis Potosí, al este con el Golfo de México y al sur con San Luis Potosí y con Veracruz. La población es de poco mas de 3`000,000 habitantes (INEGI 2005).

El estado es atravesado por el Trópico de Cáncer al sur de la capital, por lo cual se pueden encontrar regiones con afinidades tropicales tanto en flora como en fauna. Se divide en tres regiones fisiográficas: Grandes Llanuras de Norteamérica, la cual comprende toda la península de Tamaulipas la cual se extiende hacia el sur casi hasta la parte meridional del estado, a diferencia del estado de Nuevo León, que posee una región fisiográfica con el mismo nombre, en Tamaulipas los llanos en esta región son interrumpidos por lomeríos bajos y dispersos, esta región se encuentra mayormente por debajo del nivel medio del mar; Llanura Costera del Golfo Norte, la cual comprende el resto de la extensión territorial a excepción del suroeste, se encuentran en esta región toda la parte costera, así como las denominadas sierras de Tamaulipas ubicada en el municipio de Soto la Marina y sierra de San Carlos, ubicada en el municipio de San Carlos, así como lomeríos y llanuras; Sierra Madre Oriental, ubicada en el suroeste del estado, se encuentra en esta región un conjunto de sierras menores de estratos plegados, en esta región se encuentra gran parte de la reserva de la Biosfera “El Cielo”, la cual comprende una extensión de bosques mixtos y bosque tropical lluvioso en el municipio de Gómez Farias.

El estado presenta una diversidad de climas, desde los climas subhúmedos y húmedos con lluvias en verano en la zona sur, sureste; hasta climas templados en el altiplano Tamaulipeco y serranías que varían desde húmedo a seco. La temperatura anual oscila entre los 16-26°C. La precipitación promedio anual es de 891 mm.

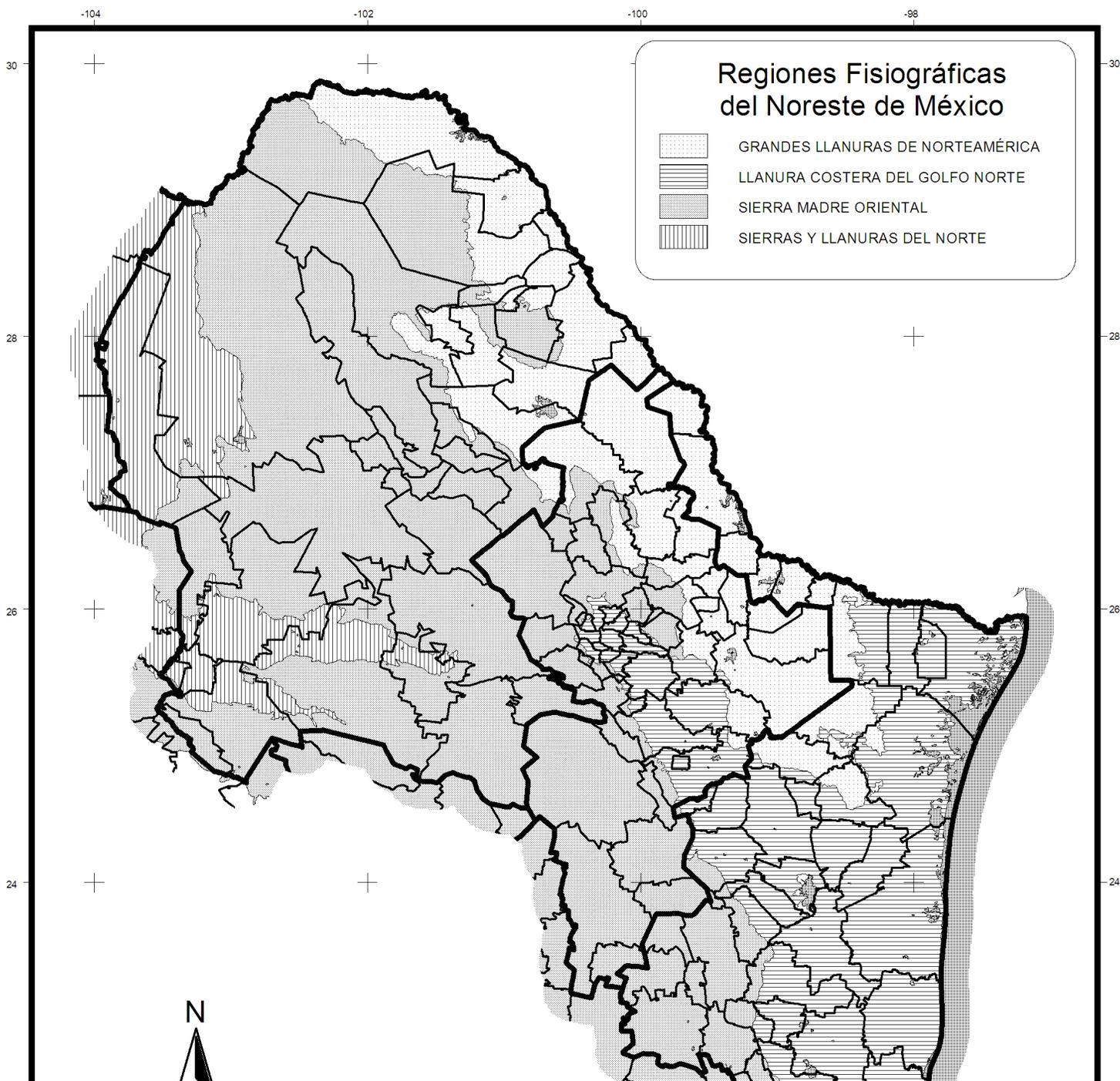


Fig. 1. El Noreste de México y sus regiones fisiográficas

5.2 Metodología

La metodología usada en esta investigación fue la propuesta por Belkin y colaboradores (1967) modificada según los recursos disponibles utilizados en el periodo que comprendió la realización de esta investigación, misma que se describe a continuación:

5.2.1 Cedula de colecta

La cedula de colecta u hoja de campo utilizada en esta investigación, fue una modificación de la utilizada por la Uniformed Services University of the Health Sciences, (Anexo 1).

Las anotaciones en la cedula requieren un mínimo de escritura, pues en la misma esta impresa toda la información necesaria, de tal manera, que solo se requiere subrayar o marcar con un circulo la palabra o frase adecuada en el lugar correspondiente. Siendo la intención de la cedula, servir de guía en la selección de los lugares y métodos para la colecta de mosquitos adultos o estados inmaduros en el campo, los campos y detalles incluidos en la cedula son los siguientes:

1. Colector (es): el nombre completo de la persona colectora fue escrito en este campo, cuando más de una persona estuvieron participando simultáneamente en el proceso de colecta de especímenes, se escriben las iniciales del personal colector. Las iniciales o códigos de las personas que participaron en la colección de especímenes referentes en esta investigación y/o se utilizaron sus registros están incluidos en el

Anexo 2, así como su adscripción actual y el Numero de colecta asociado a su participación

2. Colecta No.: en este campo se escribe el numero de colecta, el cual fue diseñado para los dichos propósitos en esta investigación, el numero de colecta es único e irrepetible, puesto que la generación de dos o mas cedulas con el mismo numero de colecta serían objeto de enorme confusión, de allí la importancia de este campo, el cual comprende de ocho caracteres numéricos y uno, dos o tres caracteres literales separados por un guión, ejemplo: 10051008-P los dos primeros números indican el numero de colecta de ese día, el resto de los números indican la fecha en la cual fue realizada esa colecta, los caracteres literales indican la letra inicial o las letras iniciales de el nombre de la localidad en donde la colecta fue realizada, es decir, el ejemplo indica que fue la colecta No. 10 del 5 de Octubre del 2008 en la localidad Paila.
3. Latitud/Longitud: se indica la posición satelital señalada en la lectura de un Sistema de Posicionador Global (GPS), se recomienda utilizar la escala UTM, dicha lectura se toma directamente en el lugar donde se esta realizando la colecta tanto para adultos como de estados inmaduros.
4. Fecha: se indica la fecha del día en el cual se realizo la colecta.
5. Hora: se indica la hora al momento de realizar la colecta, se recomienda utilizar horario de 24 horas.
6. Altitud: se indica la altitud sobre el nivel medio del mar del sitio de colecta, ya sea para adultos o para estados inmaduros de mosquitos; la altura se tomó con la ayuda de un altímetro.
7. Temperatura del agua: este campo solo fue llenado cuando se trató de coleccionar estados inmaduros, la temperatura del agua se tomó con un termómetro directamente sobre una muestra del agua del criadero destinada para tal fin.
8. Estadios colectados: en la cedula están indicados E (exuvia) 1 2 3 4 (los diferentes instars larvarios que se encontraron en ese criadero en particular), P (pupa), A (adulto); se indicó encerrando con un circulo cualquiera de las opciones anteriores, nunca juntando colectas de adultos con colectas de inmaduros; cualquiera que sea el estado juvenil que se encontrara.

9. Estado: el estado del Noreste de México en el cual se realizó la colecta (Coahuila, Nuevo León o Tamaulipas).
10. Localidad: Nombre completo de la Localidad donde se realizó la colecta, o en su defecto, una referencia importante que sirva como indicativo del lugar de colecta ej. Carretera Torreón-Viesca Km. 13.
11. Tipo de Colecta: Las siguientes opciones están disponibles para este campo subrayando la opción que corresponda a la situación de colecta:
 - a) Inmaduros: cualquiera de las situaciones que refieran a la colección de especímenes en fase inmadura, deberá ser señalado en esta opción, el resto de las opciones indicadas en este campo corresponden a colectas de mosquitos adultos
 - b) Reposo-Domiciliar: se refiere cuando especímenes adultos de mosquitos fueron colectados directamente sobre los sitios de reposo dentro de una casa, aldea, edificio, construcción, etc. Dicho campo es referido para aquellas especies de mosquitos con hábitos endofílicos
 - c) Reposo-Refugio: se refiere cuando los mosquitos fueron colectados directamente sobre un refugio natural, como a la sombra debajo de alguna estructura, rocas, etc.
 - d) Reposo-Cuevas: se refiere cuando los mosquitos son colectados reposando dentro de una cavidad ya sea en el suelo o sobre una pared de rocas
 - e) Reposo-Hueco de árbol: cuando los mosquitos fueron colectados reposando y/o ovipositando dentro de un hueco de árbol
 - f) Reposo-Vegetación: se refiere cuando los mosquitos fueron colectados posándose sobre o debajo de la vegetación o revoloteando sobre ella, este campo fue seleccionado cuando un aspirador de moto mochila fue usado sobre los mosquitos en reposo en vegetación
 - g) Otros: cualquier superficie o sustrato que pudiera servir para que los mosquitos se posen y puedan ser colectados, en este caso se indicó en esta opción
 - h) Picando: cuando los mosquitos fueron colectados directamente sobre el personal colector al momento de picar se seleccionó esta opción, así mismo,

cuando se realizo “cebo humano” se seleccionó esta opción. Solo las especies antropófagas fueron colectadas con este método

- i) Red: ocasionalmente una red de golpeo fue empleada para coleccionar mosquitos, debido que algunas especies tienen vuelos raquíuticos, son atraídas por humanos pero difícilmente se posan y pican, cuando aquellos mosquitos colectados con este método se seleccionó esta opción
- j) Trampa de Luz N.J.: mosquitos colectados con trampa de luz New Jersey, no utilizada en este estudio
- k) Trampa de Luz CDC: mosquitos colectados con las trampas del Control Disease Center (CDC), fue el único modelo de trampa para capturar mosquitos adultos utilizado en este estudio además de la “mini CDC Light Trap”, en esta opción también se indicaba si la trampa utilizó fuente de luz incandescente, luz negra o ningún tipo de luz
- l) Trampa Cebo-Red: En ocasiones se utilizó este sistema en donde un animal-cebo fue empleado como atrayente, en este caso, se seleccionó esta opción
- m) Enjambre: ciertas especies de mosquitos pueden ser colectadas fácilmente cuando enjambran, sobre todo individuos machos, cuando fue el caso, se seleccionó esta opción
- n) posándose: mosquitos posándose sobre el personal colector, con intenciones de picar o no, en algunos casos mosquitos machos revolotean alrededor del hospedero de las hembras con la intención de encontrar y copular a una hembra atraída por el hospedero, cuando este fue el caso, se seleccionó esta opción
- o) Otros: cualquiera de las situaciones que no estén incluidas en las situaciones anteriores se debió indicar y especificar cual fue dicha situación, en esta opción

12. Terreno: el tipo de terreno en el cual se realizó la colecta tanto para inmaduros como para mosquitos adultos, se seleccionó cualquiera de las opciones siguientes:

- a) Montañoso: en caso de que la colecta fuera realizada sobre laderas, cumbres, faldas de montañas, peñascos, cañadas, etc. Comúnmente éste tipo de terreno se seleccionó cuando las colectas fueron realizadas en la Sierra

Madre Oriental o a orillas de ella, encontrando vegetación típica de este bioma como el bosque mixto, formado por pinos y encinos perennes

- b) Cerro: si la colecta fue realizada en formaciones rocosas no muy elevadas como lomeríos, peñascos, cerros, etc. El bioma típico para este terreno es el de matorral montano o submontano, mezquite, huisache y gobernadora fueron la vegetación mas común en este terreno
- c) Valle: extensiones territoriales planas, cuando las colectas fueron realizadas en este terreno se selecciono esta opción, el tipo de vegetación varia según el clima pudiendo encontrar plantas leñosas, arbustivas y gramíneas
- d) Meseta: Como generalidad, las extensiones elevadas con praderas y/o pastizales, abundante densidad de gramíneas y plantas suculentas pequeñas, en caso de coleccionar en este terreno, se seleccionó esta opción

13. Distancia de las casas: se tomó la distancia del lugar de colecta fueran estados inmaduros y/o adultos a la o las casas mas cercanas, en caso de estar en campo abierto sin presencia de casas, se escribe la anotación correspondiente en este campo.

14. Cielo: Mayormente para adultos pero también para estados inmaduros se debió hacer la observación del cielo con la finalidad de conocer cuales especies de mosquitos son mayormente activas según la intensidad de luz ambiental, seleccionando cualquiera de las siguientes opciones:

- a) Limpio: cuando el cielo estuvo limpio, sin nubes o pocas nubes, el sitio de colecta a exposición directa de la luz solar y sin ninguna sombra, se debió seleccionar esta opción, indicando tal situación
- b) Nublado: cuando la colecta se realizó bajo un cielo nublado pero sin lluvia, se debió seleccionar esta opción
- c) Oscuro: ya sea si la colecta se realizó durante la noche o al anochecer, esta opción debió seleccionarse, normalmente se selecciona esta opción cuando las trampas de luz fueron colocadas, si fue el caso, se realizan las observaciones pertinentes
- d) Niebla: En ocasiones la colecta fue realizada durante un banco de niebla, lo cual limita la visibilidad del personal colector, sin embargo, algunos

mosquitos son fuertemente atraídos hacia humanos aunque haya niebla y alta humedad en el ambiente, si se colectaron mosquitos en esta situación, se deberá seleccionar esta opción

- e) Lluvia Ligeramente: algunas especies de mosquitos son activas incluso ante una lluvia ligera, comúnmente en regiones desérticas en donde la disponibilidad de hospederos resulta escasa, por lo que ocasionalmente aunque este presente una lluvia ligera, se encontrara actividad de mosquitos, tratando de picar, en caso de lograr colectar estas especies de mosquitos deberá seleccionarse esta opción

15. Sombra: Particularmente la sombra es de gran interés para esta investigación, puesto que algunas especies de mosquitos tienen a ser activas cuando el nivel de luminosidad es bajo y/o viceversa; cualquiera que haya sido la situación, debió indicarse en cualquiera de las siguientes opciones:

- a) Ausente: indica ausencia total de sombra, es decir, un sitio de colecta de adultos o de inmaduros a la exposición total de la luz solar, en los casos de criaderos expuesto al sol, se seleccionó esta opción siempre y cuando no hubiera tampoco vegetación acuática que proporcionara sombra a los estados inmaduros, si este fuera el caso, se debió seleccionar la siguiente opción, dejando a esta opción solo aquellas colectas cuyos especímenes colectados estuvieron a la exposición total de la luz solar
- b) Parcial: cuando parte de la luz solar estuvo presente en el sitio de colecta, pero también hubo sitios que proporcionaran sombra, ya sea por diversos materiales como vegetación, rocas o cualquier tipo de refugio, los mosquitos adultos que se encontraron y colectaron en esta situación, se indicó esta opción, independientemente si se encontraban reposando a la sombra total o volando en un ambiente totalmente iluminado
- c) Total: esta opción se seleccionó cuando la luz del sol fue completamente ausente en el sitio de colecta, es decir, a causas de barreras físicas, la luz impedía llegar hasta donde los especímenes colectados fueron encontrados, independientemente de la hora del día en la que la colecta fue realizada

16. Hospedero: Incluye el tipo de animal sobre el cual, mosquitos adultos se colectaron, fuera alimentándose sobre el o posándose en éste; también se seleccionó esta opción cuando colecciones de adultos fueron realizadas con cualquier otro método, observando disponibilidad de hospederos adyacentes al sitio de colecta; cualquiera que hubiera sido la situación, se debió seleccionar cualquiera de las opciones enlistadas a continuación

- a) Humano: cuando mosquitos fueron atraídos sobre el personal colector al momento de colocar trampas, o cualquier otro método de colecta en el que se atrajo mosquitos se selecciono esta opción; así mismo, cuando se realizó “cebo humano” concientemente de que la practica implica por si misma, el estimulo de atracción de los mosquitos antropófagos hacia la fuente de alimento humana
- b) Caballo: esta opción fue seleccionada cuando se utilizaron trampas de red cebadas con caballo, burro, o cualquier otro equino; también cuando se detectaron mosquitos picando sobre estos animales aunque el objeto de la colecta no hubiera sido coleccionar especies atraídas por equinos, por ejemplo cuando se colocaron trampas CDC en establos
- c) Cerdo: Ocasionalmente se colocaron trampas CDC en granjas porcícolas, o en caso de observar y coleccionar moquitos alimentándose sobre cerdos, esta opción debió seleccionarse
- d) Vaca: Igualmente que en las otras opciones, esta se seleccionó cuando la presencia de vacas, toros, becerros fuera detectada cerca del sitio de colecta de mosquitos adultos o cuando estos se coleccionaban picando a estos animales
- e) Aves: Normalmente en ambientes rurales, la presencia de aves domesticas fue común, en ocasiones estas aves se encontraron conviviendo con los humanos dentro de las casas; cuando se coleccionaron mosquitos ante estas observaciones se seleccionaba esta opción
- f) Otros: perros, gatos u otros animales domésticos o silvestres que se observaran en el sitio de colecta, se debió seleccionar esta opción e indicar que tipo de animal fue el que se observó en el sitio de colecta

17. Ambiente: Ya sea tratándose de colectas de especímenes en estado adulto o en estados inmaduros, las opciones que se describen a continuación debieron considerarse a detalle, puesto que las especies de mosquitos encontradas en este ambiente fueron registradas e integradas en el mapa de distribución de especies de mosquitos que se detalla más adelante

- a) Bosque Lluvioso: comprende en esta categoría el ambiente del tipo de vegetación tropical lluvioso, muy húmedo, suelo con líquenes y/o musgo, humedad relativa elevada; en el Noreste de México, solo en el municipio de Gómez Farias, Tamaulipas se encontró este ambiente en particular
- b) Bosque Perenne: comprende en esta categoría bosque de encino o bosque mixto, del tipo encontrado en la Sierra Madre Oriental
- c) Bosque Deciduo: bosque caducifolio de hoja ancha, no encontrado en el Noreste de México
- d) Bosque de Pino: comprende únicamente pinos de cualquier variedad, es un bosque templado sin encino, la precipitación pluvial no es tan abundante como en el bosque lluvioso, sin embargo el nivel de la humedad relativa es alto en las partes sombreadas
- e) Matorral: incluye en esta categoría todos aquellos arbustos leñosos, matorrales, se excluyen las plantas suculentas, normalmente este tipo de ambiente es encontrado en regiones semidesérticas como en el norte del estado de Nuevo León y oeste del estado de Coahuila, ocasionalmente fue necesario abrir brecha entre la vegetación arbustiva para tener acceso a los lugares en los que se pretendía coleccionar, si fue este el caso, se agrega la observación en este campo.
- f) Sabana: no reportado en el Noreste de México
- g) Pradera: región que comprenden llanuras planas con poca vegetación arbustiva ni árboles grandes, predominantemente poblado por pastos y otras gramíneas, normalmente es una región semiárida con poca precipitación pluvial y poca humedad
- h) Bosque pantanoso: solo encontrado al sur del estado de Tamaulipas, esta región comprende pantanos u otros cuerpos de agua acumulados por largos

periodos de tiempo, así como de vegetación alta, el acceso puede ser difícil en esta región, comúnmente la densidad poblacional de algunas especies de mosquitos pueden ser muy altas en este tipo de ambiente

- i) Pantano abierto: solo encontrado al sur de Tamaulipas, comprende región con grandes cuerpos de agua sin movimiento, no hay vegetación alta ni árboles grandes creciendo aledaños a los pantanos
- j) Marisma: comprenden las regiones muy húmedas con plantas suculentas que crecen en el agua, el agua puede ser dulce, salobre o una combinación de ambas, en ocasiones el suelo de las marismas cercanas al mar tienen suelos arenosos, esta opción debe ser seleccionada cuando se colectan fases inmaduros de mosquitos en este tipo de agua y/o mosquitos picando en este ambiente
- k) Playa: en toda aquella región en donde el mar se une con una superficie terrestre, solo encontrado en el estado de Tamaulipas, particularmente ciertas especies de mosquitos suelen habitar este tipo de ambiente, por lo que aquellos especímenes colectados en playas deberán incluirse en esta opción
- l) Manglar: este tipo de ambiente comprende regiones con vegetación arbustiva muy tolerante a aguas salobres, en las cuales crecen adyacentes, debido a que ciertas especies de mosquitos se crían en los huecos en los cuales viven los cangrejos que viven en los manglares, fue importante incluir este ambiente y señalarlo cuando fue necesario
- m) Huerto: se seleccionó esta opción cuando especímenes de mosquitos fueron colectados en huertos domésticos, comúnmente formados por árboles frutales, encontrando este ambiente en los tres estados del Noreste de México
- n) Campo de Cultivo: se refiere a cualquier extensión de uso agrícola, ocasionalmente algunas especies de mosquitos fueron abundantes en este ambiente debido a la acumulación de agua que se generaba en el suelo debido a las prácticas de riego para el cultivo
- o) Arrozal: no encontrado en el Noreste de México

- p) Bambú: se refiere al tipo de ambiente en el cual el bambú es abundante, dicho ambiente se encontró escasamente en los estados de Nuevo León y Tamaulipas, sin embargo, pocos mosquitos fueron asociados a este ambiente en el Noreste de México
- q) Urbano: incluye cualquier región metropolitana fuera del campo abierto, las actividades del hombre en ocasiones suele propiciar factores favorables para la crianza de algunas especies de mosquitos, aunque la diversidad no suele ser muy abundante en este ambiente, en ocasiones la densidad poblacional de algunas especies en particular de mosquitos si lo es
- r) Rural: comprende las regiones de asentamientos humanos fuera de las grandes manchas urbanas, es un área en la que moran conjuntamente humanos y animales domésticos; las condiciones ambientales y algunas practicas laborales de humanos pueden propiciar condiciones ambientales ideales para el desarrollo de algunas especies de mosquitos en estos ambientes

18. Modificaciones ambientales: ocasionalmente en el sitio de colecta es posible apreciar alguna alteración ambiental producida por el hombre, de ser este el caso, debió anotarse en cualquiera de las opciones que a continuación se enlistan:

- a) Primarias: esta opción se seleccionó cuando las modificaciones ambientales en el sitio de colecta fueron tan notorias que cambiaron el hábitat de la vegetación adyacente a ella, por ejemplo asentamientos humanos, drenaje de cuerpos de agua naturales, edificación de inmuebles en campo, construcción de establos y granjas, etc.
- b) Secundarias: comprenden modificaciones que no alteran demasiado el medio ambiente; como creación pequeños corrales de animales, plantación de vegetación ornamental, creación de pequeñas áreas de pastoreo, etc.
- c) Platanar: no encontrado en el Noreste de México
- d) Hule: no encontrado en el Noreste de México
- e) Frutales: se refiere a pequeños huertos u producción de hortalizas en invernadero en áreas pequeñas

- f) Palomares: se refiere a granjas avícolas en general, producción masiva de carne o huevo de gallina, solo encontrado en el estado de Coahuila
 - g) Otros: cualquier modificación cuya característica quedara fuera de las opciones anteriores debió enlistarse en esta opción, explicando de que se trató y sus características
19. Hábitat larval: En cada cedula, se registrará única y exclusivamente solo un tipo de criadero, sin excepción, para evitar cedulas con datos repetitivos; para lo cual se especificó el tipo de criadero apropiado del sitio donde los estados inmaduros de mosquitos fueron colectados. La lista de criaderos que aparece a continuación, proporciona una guía para los principales tipos de criaderos de mosquitos:
- a) Estanque/Charca: Incluyen todos los cuerpos de agua estancadas que se encuentran sobre el suelo, sean naturales o artificiales; pueden encontrarse tanto en áreas abiertas, así como en lugares boscosos
 - b) Charco: Comprende cualquier cuerpo de agua estancada que se encuentra en el suelo, siendo principalmente criaderos temporales, generados por agua de lluvia principalmente
 - c) Pantano/Ciénega: Se incluyen en esta categoría a los pantanos, ciénegas y marismas, áreas de suelo húmedo permanentemente o semipermanente, cubiertas por aguas estancadas, pero sin mucha extensión de agua abierta. Una gran variedad de tipos diferentes de criaderos pueden ser encontrados en los pantanos o ciénegas, en ocasiones la vegetación fue tan densa que aparentemente no había agua, la cual se hizo evidente al momento de sumergir la vegetación que cubre el agua.
 - d) Margen de la Corriente: Comprende cuerpos de agua con corrientes de todo tamaño y tipo (ríos, arroyos, riachuelos, etc.) las cuales sirven como sitio de cría para algunas especies de mosquitos. La mayoría de los estados juveniles se les encontró entre la vegetación de las orillas. Los remansos en donde se acumula gran cantidad de materia orgánica, constituyen un sitio especial en el que a menudo se encontraron estados inmaduros de mosquitos

- e) Cenote: acumulación de agua en una abertura sobre suelo rocoso, normalmente conectada a corrientes subterráneas; solo en el estado de Tamaulipas se encontró este criadero
- f) Pozo: Son fuentes artificiales de agua dulce, la que se encuentra en las infiltraciones de agua en el suelo y manantiales
- g) Manantial: Se refiere a fuentes naturales de agua dulce, las cuales emergen del suelo y ocasionalmente generan cuerpos de agua acumulada como charcas
- h) Cisterna: se refieren a aquellos depósitos destinados a la acumulación de agua usada por el hombre (cisternas, depósitos, tinacos) en donde se han encontrado estados inmaduros de mosquitos
- i) Contenedores artificiales: Incluyen cualquier objeto fabricado por el hombre y en el que se pueda acumular agua (tazas, floreros, cubetas, etc.); estos recipientes pueden servir para aquellas especies de mosquitos que se crían en huecos de árboles, bambú, axilas de hojas y brácteas florales. El material proveniente de cada recipiente se considera como una colecta diferente, por lo que se la asignó un número y cédula diferentes
- j) Llanta: Comúnmente las llantas desechadas y tiradas en el campo o en las ciudades puede acumular agua de lluvia, propiciando condiciones ideales para la crianza de algunas especies de mosquitos, que en estado natural, son encontradas en huecos de árboles, huecos de rocas, axilas de plantas, etc.
- k) Alcantarillas: son recipientes en los que se acumulan agua con corriente y que están revestidos de concreto, generalmente no tienen vegetación
- l) Huevo de árbol: Esta categoría comprende todo tipo de cavidad, oquedad, grieta, etc. presente en árboles vivos, tanto en las raíces, como en las ramas, tronco, raíces aéreas y apoyos. Los huecos de los árboles contienen agua permanentemente y temporalmente. El número de plantas que pueden tener huecos apropiados para criaderos es relativamente bajo, por lo que es necesario dedicar mucho tiempo cuando se buscaron
- m) Huevo de bambú: cualquier cavidad encontrada sobre los tallos o entrenudos de bambú, sean ocasionados por el hombre o por insectos, estos huecos

pueden almacenar agua de lluvia, misma que sirve como criaderos par algunas especies y subespecies de mosquitos en particular

- n) Axila de hojas: muchas especies de plantas monocotiledóneas, herbáceas, leñosas acumulan gran cantidad de agua por periodos prolongados en las axilas de las hojas y en la base de los peciolos, ofreciendo un tipo de hábitat muy particular que puede contener numerosos especimenes de fases inmaduras de mosquitos. Casi todas las especies de mosquitos que utilizan estos criaderos están exclusivamente restringidos a ellos. Cualquier planta que contuviera agua en sus axilas fue examinada, Aráceas y Bromeliáceas principalmente fueron las plantas con agua en sus axilas mas abundantes en el Noreste de México
- o) Hojas caídas: hojas de plantas (hojas de gran tamaño, frondas, espatas, hojas de palmas, etc.), que se encuentran en el suelo y contienen agua, sirven como criaderos de muchas especies de mosquitos; esta opción se seleccionó en caso de encontrar estados inmaduros en este hábitat
- p) Frutos caídos: muchas clases de frutos, cáscaras y nueces con cortezas fibrosas, duras o leñosas a menudo pueden capturar agua de lluvia y sirven como criaderos de algunas especies de mosquitos. Los criaderos mas comunes de este tipo se forman en las cáscaras y cortezas de los cocos
- q) Huevo de cangrejo: los huecos que hacen los cangrejos terrestres pueden servir como criaderos o sitios de reposo para algunas especies de mosquitos, algunas de estas especies viven exclusivamente en huecos de cangrejo cuando son juveniles. Cada colecta realizada en huecos de cangrejo se le dio número diferente y cedula diferente. El agua contenida en los huecos de cangrejo por lo regular, es dulce o ligeramente salobre y no esta sujeta a las fluctuaciones de la marea (Belkin *et al*, 1967)
- r) Huevo de roca: los huecos en las rocas son de varios tipos y están en gran diversidad de lugares, son criaderos para algunas especies de mosquitos en particular. Los tipos mas comunes de estos criaderos depende directamente del tipo de roca en el que están (sedimentarias, ígneas o metamórficas)

- s) Huellas de animales: comprenden las huellas de animales en áreas bajas y pantanosas, abiertas o boscosas; pueden ser criaderos potenciales para algunas especies de mosquitos, especialmente durante la estación lluviosa
 - t) Zanjas: Incluyen todo tipo de canal de riego que sirva para drenar o llevar agua; en este tipo de lugares se pueden encontrar las condiciones ideales para ofrecer un criadero, muy similar al que se encuentran en el tipo arroyo, supone esta categoría contener mayor cantidad de materia orgánica que el arroyo y el manantial
 - u) Otros: cualquier hábitat larval no incluido en la anterior lista debió especificarse en esta opción
20. Dimensiones del criadero: en este campo se incluyen las medidas del sitio o cuerpo de agua donde se encontraron los estados inmaduros de mosquitos, se recomienda utilizar el Sistema Métrico Decimal para realizar las anotaciones correspondientes; el criadero se mide largo por ancho por profundidad
21. Tipo de criadero: se refiere a la temporalidad del hábitat larvario, en este caso se selecciona por Permanente, cuando el agua esta presente todo el año o Temporal, cuando el agua del criadero solo esta disponible en ciertas épocas del año, principalmente en época de lluvias
22. Movimiento del agua: indica en este campo la velocidad, en caso de que haya, de la corriente acuática (ritrón / potamón) es decir, rápida o lentic, seleccionando cualquiera de las siguientes opciones:
- a) Estacionaria: cuando el agua del criadero se encuentra completamente estancada, sin ningún tipo de movimiento
 - b) Ligera: indica cuando el agua se encuentra aparentemente estancada, pero lleva una corriente muy ligera, este tipo de condición es preferida para algunas especies de mosquitos en particular
 - c) Moderada: se refiere a un movimiento del agua lento, como a la orilla de un arroyo, suficiente para que se acumule vegetación flotante como algas
 - d) Rápida: se refiere al movimiento veloz de la corriente acuática; solo en las orillas de cuerpos de agua de este tipo fue posible encontrar estados inmaduros de mosquitos

23. Salinidad: en este campo se debe señalar si el agua del criadero en donde se realizó la colecta es dulce o salobre
24. Turbidez: se indica en esta categoría la turbidez del agua en donde se realizó la colecta, se seleccionó cualquiera de las siguientes categorías:
- a) Limpia: indica agua limpia, completamente transparente, en donde es posible visualizar el fondo del cuerpo de agua aunque haya poca iluminación ambiental
 - b) Coloreada: se refiere al agua ligeramente coloreada, normalmente debido a los taninos de alguna hojarasca depositada en el agua
 - c) Turbia: esta opción debió seleccionarse cuando la cantidad de materia orgánica fue tan demasiada que era imposible visualizar los especímenes encontrados en el criadero debido a la coloración oscura del agua
 - d) Contaminada: se refiere a agua en donde se observan mezclados o no contaminantes en el agua, (aceite, líquidos, detergentes, desechos industriales, etc.); en algunas ocasiones fue posible encontrar especímenes en este tipo de aguas
25. Vegetación acuática: este campo principalmente se aplica para los criaderos en el suelo, se debió seleccionar cualquiera de las siguientes opciones, señalando el tipo de vegetación acuática presente en el criadero
- a) Subemergente: plantas que crecen sobre y por debajo del agua, algunas gramíneas acuáticas pertenecen a este tipo
 - b) Flotante: indica aquellas plantas acuáticas que se encuentran flotando sobre la superficie del agua como el lirio acuático *Eichornia grassipes* y la lechuguilla *Pistia stratioides*
 - c) Emergente: se refiere a distintas plantas con sistema radical subterráneo que crecen en el agua y comúnmente pasan el nivel del agua, como algunas gramíneas acuáticas
 - d) Combinación: se indica si en el criadero existen dos o más tipos de vegetación acuática cohabitando en el mismo sitio, de ser este el caso, se debió especificar cuáles fueron los tipos de vegetación acuática encontrados

- e) Todos los tipos: se refiere cuando todos los tipos de vegetación acuática enlistados anteriormente se encontraron juntos en el mismo criadero o cuerpo de agua
26. Cantidad de vegetación acuática: se indica la abundancia o ausencia de los tipos de vegetación acuática; ya sea ausente, escasa o abundante
27. Algas: se debió mencionar en el caso de encontrar presencia de algas filamentosas en el cuerpo de agua el tipo de ellas, ya sea tratándose de algas verdes y/o algas cafés
28. Densidad de algas: la densidad de algas se indica en las categorías que se enlistan a continuación:
- a) Ausentes: en caso de no encontrar presencia de ningún tipo de algas en el criadero
 - b) Escasas: unas pocas de algas de cualquier tipo fueron observadas en el criadero
 - c) Abundantes: cuando la densidad de población de las algas de cualquier tipo era demasiada
29. Solutos disueltos en el agua: en este campo se debió tomar la lectura de la cantidad de solutos disueltos en el agua del criadero, con la ayuda de un aparato medidor para tal fin, se recomienda utilizar la escala en partes por millón (PPM) o partes por trillón (PPT), especificando cualquiera que hubieran sido los casos
30. Potencial de Hidrogeno (pH) del agua: se midió el pH del agua con la ayuda de un potenciómetro; el agua del criadero se colectaba y se tomaron los distintos parámetros ambientales de la misma
31. Especies presentes: una vez montado e identificado todo el material colectado en la serie de colectas, se procedió a identificar, los resultados de las identificaciones se anotaron en este campo, en caso de encontrar diferentes especies de mosquitos traslapadas en el mismo criadero o sitio de colecta, se realizaba la observación de dicha situación
32. Fecha de identificación: la fecha y nombre del identificador de los especímenes colectados en la serie de colecta se anotó en este campo, para así, obtener un registro de tales datos en su totalidad.

5.3 Equipo y materiales de colecta para estados inmaduros de mosquitos Culícidos

A continuación se enlista el equipo básico necesario utilizado para la colecta de estados inmaduros: larvas y pupas de mosquitos Culícidos, utilizado en la presente investigación, dicho material fue usado y/o diseñado para coleccionar especies de mosquitos presentes en el Noreste de México, sin embargo puede fácilmente ser empleado con éxito para coleccionar estados inmaduros de mosquitos en casi cualquier región del mundo:



1



2



3



4



5



6



Fig. 2. Equipo básico para la colecta de estados inmaduros de Culícidos: 1. Calador (Depper), 2. Colador, 3. Gotero, 4. Pipeta acuática (duya), 5. Charola blanca para larvas, 6. Bolsas WHIRL PAK®, 7. Cedula de coleta, 8. Contenedor térmico para bolsas WHIRL PAK®, 9. Marcador de tinta indeleble Sharpie®, 10. Lápiz.

5.4 Métodos de colecta para estados inmaduros de mosquitos Culícidos

Debido a que gran parte de las especies de mosquitos puede ser colectado en sus estados inmaduros, es necesario poner énfasis en el reconocimiento taxonómico de las fases juveniles que se puedan criar en el laboratorio y así, determinar una asociación definitiva entre los adultos de ambos sexos y todos sus estadios (Belkin *et al.*, 1967).

La metodología que a continuación se describe, es un proceso generalizado para la colecta de estados inmaduros de mosquitos, sin embargo, cada tipo de criadero en particular amerita un método un tanto distinto uno del otro.

Los estados inmaduros de mosquitos deben colectarse con mucho cuidado, así como mantenerlos con suficiente agua y sedimentos provenientes del criadero original, asegurando el alimento adecuado. Larvas de todos los estadios y pupas son sacadas del criadero utilizando un cucharón, duya, gotero, etc. posteriormente colocados dentro de una bolsa WHIRL PAK®, la cantidad de especímenes colocados en las bolsas depende de la densidad poblacional de inmaduros presentes en el criadero, motivo por el cual se recomienda realizar varios calados con el cucharón; si es necesario, se utilizarán varias bolsas tratando de colectar el mayor número de especímenes posible, antes de cerrar la bolsa, se deberá asegurar que la cantidad de agua sea aproximadamente la mitad de la capacidad de la bolsa, esto con la finalidad que quede una burbuja de aire para suministrar oxígeno a los especímenes, durante 12 horas como máximo. Todas las anotaciones y observaciones correspondientes al sitio de colecta deberán anotarse en la cedula, tal como se explicó anteriormente, procurando al máximo eliminar cualquier error en la cedula; el

numero de cedula será el mismo numero rotulado sobre la bolsa utilizando un marcador de tinta indeleble. Todas las muestras etiquetadas serán colocadas dentro de un recipiente térmico con tapa de rosca y agua, para evitar cambios de temperatura en el agua en la que se encuentran los especímenes colectados.

Los contenedores térmicos de bolsas deberán colocarse siempre en posición vertical para su manipulación y transporte, se recomienda ampliamente tomar las medidas de precauciones para este tipo de contenedores, *i.e.* nunca colocar el contenedor directamente expuesto a la radiación solar ni donde el calor sea excesivo, si la temperatura ambiente es muy alta, se deben colocar toallas húmedas encima y alrededor de los contenedores térmicos; al momento de transportarlos, se debe conducir con cuidado, evitando frenadas repentinas, saltos y baches; se deben hacer paradas durante el trayecto para revisar las bolsas y los especímenes colectados; si hay emergencia de adultos, éstos deben retirarse de la bolsa, matarlos y colocarlos en frascos individuales debidamente etiquetados. Como consideración especial, se debe procurar separar todas las larvas de mosquitos que sean depredadoras, carnívoras y/o caníbales y colocarlas en bolsas individualmente, estos grupos de mosquitos pueden ser monotípicamente la tribu Toxorhynchitini, algunos miembros de la tribu Sabethini y algunas especies del género *Psorophora*.

La metodología para la captura de estadios inmaduros de Culícidos realizada en esta investigación se describe a continuación:

1. Colectas de estadios inmaduros de mosquitos en estanques: se utiliza un cucharón, calador, gotero, duya, etc. para la extracción de especímenes directamente de este tipo de criadero; este equipo de colecta se deberá usar siempre, en cualquier tipo de criadero. Tanto en estanques como en ciénegas, pantanos y otros cuerpos de agua que posean vegetación acuática flotante como la que se menciono anteriormente, deberá tratarse con especial atención, puesto que una tribu de mosquitos en particular, *Mansoniini*, se encuentran adheridas en los tejidos vasculares de estas plantas, por debajo de la superficie del agua, para colectar especies de esta tribu, se deberá utilizar una red acuática y/o un traje de pescador puesto en la persona

colectora, con la red se colectan las plantas acuáticas pasando la red rápidamente por debajo de ellas, el contenido se vacía en una charola blanca con poco agua, la vegetación que se ha colocado en la charola se agita vigorosamente sobre la misma, para que las larvas y pupas se desprendan, posteriormente estas pueden ser colectadas como se menciono anteriormente

2. Colectas de estados inmaduros de mosquitos en charcos: se emplea el mismo procedimiento que se explico anteriormente
3. Colectas de estados inmaduros de mosquitos en pantanos/ciénegas: en este tipo de criaderos la colecta puede resultar complicada debido a la densidad de la vegetación presente comúnmente en los pantanos, ocasionalmente se deberá adentrar con mucho cuidado en el pantano y con la ayuda de un machete cortar la vegetación alta, el movimiento ocasionado por esta actividad va a alterar el agua, asustando a los especimenes que se pretende colectar, se recomienda esperar un periodo considerado de tiempo para que suban a la superficie del agua y sean visibles por el personal colector, también se recomienda realizar calados esporádicos para colectar aquellos especimenes ocultos en el fondo del pantano o entre la vegetación acuática presente
4. Colectas de estados inmaduros de mosquitos al margen de la corriente: se recomienda revisar detalladamente las orillas, sobre todo donde hay presencia de algas, así como utilizar un calador o red acuática para colar aquellos especimenes que pudieran trasladarse en la corriente, este tipo de colecta no es muy común, sin embargo algunas especies de larvas de mosquitos han sido colectadas de esta manera
5. Colectas de estados inmaduros de mosquitos en cenotes: se emplea el mismo procedimiento que en charcas
6. Colectas de estados inmaduros de mosquitos en pozos: se emplea el mismo procedimiento que en charcas
7. Colectas de estados inmaduros de mosquitos en manantiales: se emplea el mismo procedimiento que en charcas; los manantiales dentro de las cuevas, ofrecen un interés particular, se recomienda investigar detenidamente

8. Colectas de estados inmaduros de mosquitos en cisternas: se emplea el mismo procedimiento que en charcas
9. Colectas de estados inmaduros de mosquitos en contenedores artificiales: cuando se trata de contenedores pequeños, se vierte el contenido completo dentro de la bolsa, previamente agitado el contenido; cuando se trata de un contenedor grande, se pueden utilizar coladores o redes acuáticas para coleccionar los estados inmaduros presentes
10. Colectas de estados inmaduros de mosquitos en llantas: se pueden realizarse drenando completamente el contenido de agua dentro de la llanta y vaciándolo en una charola blanca, posteriormente con un gotero coleccionar todos los especímenes depositados en la charola; se recomienda realizar un lavado posterior a la colecta, para coleccionar los especímenes que hayan quedado adheridos a la llanta
11. Colectas de estados inmaduros de mosquitos en alcantarillas: se emplea el mismo procedimiento que en charcas
12. Colectas de estados inmaduros de mosquitos en huecos de árboles: se recomienda drenar completamente el contenido del hueco, posterior a esto de deben lavar las paredes del hueco con agua limpia para poder coleccionar los especímenes que hayan quedado adheridos a las paredes del hueco, igual que en el caso de llantas, el agua coleccionada deberá vestirse en charolas blancas y coleccionar los especímenes con un gotero; comúnmente el agua de estos huecos es demasiado turbia debido a una gran cantidad de materia orgánica depositada en ella, en este caso se deberá colar el agua con un gotero de malla fina, para obtener Así, todos los especímenes encontrados en el hueco
13. Colectas de estados inmaduros de mosquitos en huecos de bambú: se emplea el mismo procedimiento que en huecos de árboles, sin embargo, ocasionalmente se corta el bambú por debajo del orificio, cuando es un orificio muy pequeño en donde la duya con manguera no puede entrar, con el corte se expone completamente el criadero
14. Colectas de estados inmaduros de mosquitos en axilas de hojas: las principales plantas fitotelmatas excluidos los árboles de tronco leñoso, fueron dos tipos: Bromeliáceas, las cuales fueron epifitas casi en su totalidad; estas se removieron

cuidando de no derramar el agua contenida en sus axilas, de la rama donde se encontraban, una vez esto, se eliminaba cualquier tipo de hojarasca o materia adherida a las brácteas, de un solo movimiento, se giraba la planta hasta voltearla completamente, el agua caía en una charola blanca, previamente colocada para este fin, posteriormente las hojas de la planta se cortaban para lavarlas y coleccionar cualquier larva que hubiera quedado adherida a la bráctea. El otro tipo de planta fitotelmata fueron las Araceae *Xanthosoma*, estas se muestreaban usando una pipeta o duya con manguera para obtener el agua de sus axilas, el agua se depositaba en una charola blanca, posteriormente se lavaba con mas agua la cavidad de la axila, para coleccionar los especimenes que hayan quedado adheridos, en ocasiones, el tallo de la planta se cortaba por encima del nivel del agua de la axila, procurando evitar que la savia cayera en el agua del criadero, exponiendo lo mas posible el mismo para su colección

15. Colectas de estados inmaduros de mosquitos en hojas caídas: la colección de estados inmaduros en hojas caídas se realizo utilizando una pipeta o vertiendo el contenido de la hoja directamente en la bolsa. Cada contenido de las hojas en particular se trato como un criadero diferente, destinando una cedula por cada tipo de hoja y describiendo la naturaleza de la hoja hasta donde fue posible
16. Colectas de estados inmaduros de mosquitos en frutos caídos: comúnmente cáscaras de cocos, el agua de estos criaderos se agitó y se vertió a las bolsas; cada contenido de agua se trato como una colecta diferente, destinando una cedula por colecta
17. Colectas de estados inmaduros de mosquitos en huecos de cangrejos: se utiliza una duya, introduciendo la duya dentro del hueco hasta el fondo, se levanta un poco para evitar que la duya se tape y se succiona el agua contenida en el hueco, esta se vierte en una charola blanca, inmediatamente se agrega mas agua al hueco para lavar las paredes del hueco y desprender los especimenes que hayan quedado adheridas a ellas; los especimenes depositados en la charola son colectados posteriormente con un gotero y colocados en una bolsa, el procedimiento se repite hasta coleccionar todos los especimenes dentro del hueco
18. Colectas de estados inmaduros de mosquitos en huecos de rocas: varía según el tamaño de la oquedad en la roca, se puede utilizar un cucharón, una duya o un

gotero; se procura coleccionar toda la materia orgánica depositada en el fondo del hueco

19. Colectas de estados inmaduros de mosquitos en huellas de animales: se emplea el mismo procedimiento que en charcas
20. Colectas de estados inmaduros de mosquitos en zanjas: se emplea el mismo procedimiento que al margen de la corriente
21. Otros: Cualquier tipo de criadero que no estuviera descrito en la anterior lista, deberá anotarse y especificarse en este campo.



Fig. 3. Colecta de estados inmaduros en estanques



Fig. 4. Colecta de estados inmaduros en charcas



Fig. 5. Colecta de estados inmaduros en pantanos



Fig. 6. Colecta de estados inmaduros en arroyos



Fig. 7 y 8. Colecta de estados inmaduros en contenedores artificiales



Fig. 9. Colecta de estados inmaduros en llantas



Fig. 10. Colecta de estados inmaduros en alcantarillas y desagües



Fig. 11. Colecta de estados inmaduros en huecos de árboles

Fig. 12. Colecta de inmaduros en axilas de hojas de plantas (Bromeliáceas)



Fig. 13. Colecta de estados inmaduros en huecos de roca



Fig. 14. Colecta de estados inmaduros en huecos de cangrejo

5.5 Equipo y materiales de colecta para de mosquitos Culícidos adultos

A continuación se enlista el equipo básico necesario utilizado para la colecta de mosquitos Culícidos adultos, utilizado en la presente investigación, dicho material fue usado para coleccionar especies de mosquitos presentes en el Noreste de México, sin embargo puede fácilmente ser empleado con éxito para coleccionar mosquitos adultos en casi cualquier región del mundo:



Fig. 15. Equipo básico para la colecta de Culícidos adultos: 1. Trampa de luz CDC, 2. Red Entomológica, 3. Gel Shelcac (Adherente), 4. Aspirador bucal, 5. Cámara letal, 6. Lápiz, 7. Caja para colocar mosquitos montados (en Alfiler entomológico No. 2), 8. Cédulas de colecta 9. Pinzas entomológicas.

5.6 Métodos de colecta para mosquitos Culícidos adultos

Para el propósito de esta investigación, se consideró mas apropiado coleccionar tantos estados de vida de mosquitos como fuera posible y no solo adultos; sin embargo y dado que gran numero de especies de mosquitos son atraídas por el hombre en la búsqueda de alimento, muchos de estos mosquitos fueron capturados cuando se acercaban al personal.

La practica de cebo humano consiste en descubrir las piernas del personal colector, con esto proporcionar un estímulo para las especies antropofilicas que se acercaran al personal para picar; todos los mosquitos fueron colectados utilizando un aspirador, posteriormente los especimenes fueron colocados dentro de una cámara letal, la cual usa vapor de trietilamina como agente letal, los mosquitos se dejaron dentro de la cámara letal por 10 minutos; una vez muertos y se depositan en cámaras húmedas para evitar desecación; se recomienda montar en campo los mosquitos para evitar daños en especimenes como perdidas de estructuras utilizadas en el proceso de identificación.

Otras especies de mosquitos fueron capturadas utilizando una pequeña red entomológica de golpeo, este método puede resultar útil para capturar mosquitos adultos machos y hembras; los mosquitos capturados con la red son colocados rápidamente y de un solo movimiento dentro la cámara letal para matarlos.

Para las especies de mosquitos no son atraídas por el humano, como *Uranotaenia* Así como algunas especies del género *Culex* se utilizaron dispositivos de captura de mosquitos como las trampas de luz del Center of Diesase Control (CDC); estas trampas fueron utilizadas para capturar mosquitos adultos.

Las trampas fueron colocadas a las 18:00 o 19:00 horas y revisadas 12 horas después; estas se colgaban directamente de una rama de un árbol o de cualquier estructura a una altura aproximada de 1.50 metros. Así mismo, las trampas fueron potencializadas con sustancias atrayentes de mosquitos como hielo seco (CO^2) y/o Octanol.

Adicionalmente, mosquitos adultos pueden ser capturados cuando estos están en reposo y fueron capturados utilizando un aspirador bucal o bien, una red entomológica. En algunas ocasiones, mosquitos adultos fueron capturados cuando estos se encontraban en enjambre, generalmente la mayoría de estos mosquitos fueron machos, aunque en ocasiones mosquitos hembras pueden ser capturadas en el enjambre y se utilizó una red entomológica y se colecta la mayor cantidad de mosquitos posible.



Fig. 16. Colecta de mosquitos adultos con cebo humano



Fig. 17. Colecta de mosquitos adultos con trampa de luz CDC y CO^2



Fig. 18. Colecta de mosquitos adultos con aspirador bucal

Fig. 19. Colecta de mosquitos adultos en reposo vegetación

5.7 Métodos de crianza de estados inmaduros de mosquitos Culícidos

Se recomienda mantener un pie de cría de estados inmaduros de mosquitos con la intención de obtener sus estados adultos. La población total de larvas de cuarto estadio colectadas de un criadero particular son observadas detalladamente, de preferencia bajo una lupa con la finalidad de agruparlas dentro de una sola especie, si se colectan diferentes larvas de un criadero, estas son separadas por morfotipo, tantos como sean necesarios; se recomienda matar la mitad de las poblaciones del morfotipo siempre y cuando el número de larvas por morfotipo sea mayor a 10, en este caso se deberán colocar todas las larvas vivas en viales individuales como se explica mas adelante.

Las larvas seleccionadas para coleccionarlas como larvas muertas (LM) son sacrificadas vertiéndolas en un contenedor con agua caliente de 50° C-80° C, las larvas nunca son sacrificadas colocándolas en alcohol, puesto que algunas tardan mas de 5 minutos en morir y algunas estructuras se pierden en este proceso ya que la larva se mueve rápidamente dentro del vial con alcohol.

Una vez muertas, las larvas son retiradas del agua con cuidado utilizando un recogedor (lifter) y depositándolas en viales con alcohol etílico anhídrido (etanol) debidamente etiquetados. Las larvas en etanol pueden mantenerse en sus viales listas para su posterior montaje, se recomienda no dejar pasar mucho tiempo en este proceso o de lo contrario sustituir el etanol por etanol nuevo cada mes.

Las larvas vivas de 4 estadio son colocadas en viales individuales de plástico, en este trabajo se utilizaron tubos de plástico, una larva de cuarto instar es colocada individualmente dentro de un tubo, se recomienda ampliamente colocarla con la misma agua del criadero donde fue colectada, agregando también sustratos del criadero que

pueden servir como alimento para las larvas, todos y cada uno de los tubos deberán ser etiquetados sin errores como se explica a continuación: se utilizan dos o mas caracteres numéricos separados por un guión, el primer numero indica el numero de larva colectada de un solo criadero en particular, el segundo numero indica el numero de criadero, así 1-1 indica larva uno del criadero uno, 5-3 larva cinco del criadero tres, etc; cuando son colectadas pupas, estas deberán colocarse en tubos individuales como con las larvas, pero el etiquetado cambia ya que el primer carácter numérico deberá indicarse en centenas, lo cual indica que el especimen fue colectado en estado pupal: 100-1 indica pupa uno del criadero uno, 100-4 pupa uno del criadero cuatro, 110-12 pupa diez del criadero doce, etc.

Todos los especimenes colocados en los tubos deberán revisarse tres veces cada 24 horas, esto con la finalidad de no dejar pasar mucho tiempo, cuando un mosquito adulto emerge, puede caer al agua dentro del tubo y ahogarse, lo mismo sucede con las larvas que se mueren dentro de los tubos, se ha observado que un tiempo mayor a dos horas descompone el integumento de las larvas muertas y se presenta gran perdida de estructuras que son importantes para su identificación. Todos los tubos que contienen pupas deberán taparse para evitar que los mosquitos adultos escapen cuando estos emergen, todas las exuvias obtenidas con este método, deberán retirarse del tubo y colocarse en un frasquito con etanol procurando etiquetarlo con los mismos datos que en el tubo, los frasquitos con exuvias larvales son asociados a los tubos con pupas vivas sujetándolos con una liga, cuando el mosquito adulto emerge, la exuvia pupal se retira y se coloca junto con la exuvia larval en el mismo frasquito con alcohol, el adulto se retira para matarlo, los mosquitos adultos se colocan dentro de una cámara letal con vapores de trietilamina durante 10 minutos, cuando mosquitos machos emergen, estos son con colocados dentro de cajas de cartón oscuras durante 24 horas para que la genitalia se coloque en posición para disección.

Al reverso de la cedula o formato de colecta deberán realizarse todas las anotaciones correspondientes a la crianza de mosquitos en sus estados inmaduros, la abreviación de los especimenes se señala como a continuación se describe:

EL exuvia larval

EP	exuvia pupal
PM	pupa muerta
LM	larva muerta
A♀	mosquito hembra
A♂	mosquito macho
EE	especimen extraviado
G♂	genitalia masculina

Cuando larvas de primero, segundo o tercer instar son colectadas de un criadero, estas no deben colocarse en los tubos de emergencia, sino colocadas en vasos de unisel con la misma agua del criadero donde fueron colectadas y con suficiente sustrato o alimento para peces para esperar que lleguen al cuarto instar, todos los casos deberán etiquetarse con el mismo numero de criadero que aparece en la cedula para cada caso correspondiente. Las larvas caníbales o depredadoras deberán colocarse separadas individualmente en los vasos, cuando larvas carnívoras son colectadas en sus instars tempranos, estas deberán alimentarse con larvas destinadas para tal fin.

5.8 Métodos de montaje de estados inmaduros de mosquitos Culícidos

Todos los montajes de especímenes ya sean inmaduros o adultos deberán realizarse siempre y cuando ya no haya especímenes vivos en tubos o en vasos de unisel, esto para evitar confusión al momento de etiquetar; una vez que todos los especímenes colectados en una colecta de campo estén listos para su montaje, es entonces cuando se deberá iniciar dicho procedimiento, todos los estados inmaduros de mosquitos deberán estar colocados en viales con etanol debidamente etiquetados, así como sus exuvias asociadas; antes de iniciar el montaje de estados inmaduros de mosquitos, deberá de asegurarse de contar con una mesa amplia y limpia, en un ambiente con suficiente ventilación debido a los vapores que resultan de algunos de los reactivos aquí utilizados, así como de agujas, pinzas, alfileres, etc.

El procedimiento utilizado en esta investigación para el montaje de estados de inmaduros de mosquitos Culícidos es el recomendado por el Walter Reed Biosystematics Unit se describe a continuación:

1. Anotar en una libreta “bitácora de fijaciones y arreglos” los avances que se vayan realizando diariamente durante el proceso de montaje, incluir fecha, nombre del personal que realiza los montajes y número de colecta (de la cédulas) con el cual se va a trabajar, las abreviaciones del material a montar será el mismo que se especificó anteriormente
2. Colocar las larvas en vidrios de Siracusa, una larva por vidrio, todos los vidrios deberán estar numerados para evitar confusiones, las larvas colocadas en los vidrios numerados se colocarán individualmente en cada uno de los vidrios, posteriormente utilizando una pipeta Pasteur, se retirará con cuidado el etanol, procurando no tocar la larva con la pipeta, una vez retirado el etanol, se agrega etanol nuevo con una piseta o un gotero, la cantidad de etanol a agregar deberá ser la suficiente para llenar el vidrio de Siracusa, sumergiendo en su totalidad a las larvas, este paso y los siguientes sirven para deshidratar los especímenes. Esperar cinco minutos
3. Se repite el paso anterior. Esperar cinco minutos
4. Se retira el etanol con la pipeta Pasteur y se agrega la misma cantidad de alcohol Isopropílico. Esperar cinco minutos
5. Se retira el alcohol Isopropílico y se agrega Cellosolve, en la misma cantidad. Esperar cinco minutos
6. Una vez finalizado el proceso de deshidratación, se retira la larva del vidrio de Siracusa con extremo cuidado utilizando un recogedor (lifter), nunca retirar la larva con gotero, pinzas o alfileres, ya que estas herramientas podrían dañar al espécimen, la larva se coloca sobre un portaobjetos, previamente el portaobjetos se coloca sobre una planilla, la cual indica la posición exacta en la cual debe resultar la larva una vez que se arregle y se fije, los pasos posteriores se realizarán bajo la observación de un microscopio estereoscópico

7. Usando un gotero delgado con esencia de euparal o con Cellosolve, la larva se desliza lentamente sobre el portaobjetos procurando evitar la pérdida de sedas, antenas y papilas anales
8. Se realiza el corte a entre el octavo y noveno segmento abdominal, el corte se realiza de un solo movimiento utilizando un escalpelo y un bisturí del No. 10, el sifón respiratorio deberá resultar en posición lateral con el extremo apical hacia la derecha y la larva deberá resultar en posición dorsal
9. Utilizando un pañuelo Kimwipe® y con extremo cuidado se retira el exceso de esencia de euparal o Cellosolve que se encuentra alrededor de la larva. Nunca tocar el espécimen con el pañuelo
10. Inmediatamente después que se retiró el exceso de esencia de euparal o Cellosolve, se agrega una gota pequeña de euparal, este deberá diluirse previamente con esencia de euparal: noventa partes de euparal por diez partes de esencia de euparal
11. Una vez agregada la gota de euparal, realizar otra vez el arreglo de las posiciones de el espécimen como se explico anteriormente
12. Utilizando un lápiz punta diamante se rotula el numero de espécimen y el numero de laminilla, estos datos deberán anotarse también en la bitácora de fijaciones y arreglos
13. Las laminillas deberán colocarse sobre una base completamente horizontal de aluminio, sobre ellas deberá colocarse una hoja de papel acetato para evitar que la laminilla se dañe con polvo ambiental y estas se colocan dentro de una estufa a una temperatura de 60°C durante 24 horas
14. Las laminillas se retiran de la estufa para colocar el cubreobjetos, se recomienda utilizar portaobjetos redondos de 15 mm, se agrega una gota de euparal diluido como se explico anteriormente sobre el espécimen y otra gota sobre el cubreobjetos, la gota aplicada en el cubreobjetos deberá extenderse en toda la superficie del mismo para evitar burbujas de aire en la preparación, el cubreobjetos se coloca sobre el espécimen con un movimiento rápido y se asegura que el euparal se extienda completamente entre el portaobjetos y el cubreobjetos, sellando completamente la circunferencia del cubreobjetos

15. Las laminillas deberán colocarse nuevamente sobre la base de aluminio y estas dentro de la estufa a una temperatura de 60°C durante un mes
16. Trascurrido este tiempo, el euparal habrá secado completamente y las laminillas estarán listas para su manipulación, identificación y almacenaje
17. Las exuvias larvales, pupales y pupas muertas se montan de igual manera salvo que las exuvias pupales y pupas muertas deberán ser separadas entre el cefalotórax y el abdomen, el cefalotórax de las exuvias pupales, deberán abrirse, extenderse y colocarse en posición dorsal junto a la exuvia larval, cuando se tienen ambas, de lo contrario solo se coloca una por preparación; las exuvias larvales no se cortan, pero a veces quedan dobladas o torcidas por lo que hay que procurar extenderlas con extremo cuidado para colocarlas en la posición deseada.

5.9 Métodos de montaje de mosquitos Culícidos adultos

El procedimiento utilizado en esta investigación para el montaje de mosquitos Culícidos adultos es el recomendado por el Walter Reed Biosystematics Unit con algunas modificaciones, se describe a continuación:

1. Anotar en una libreta “montaje de adultos” los avances que se vayan realizando diariamente durante el proceso de montaje, incluir fecha, nombre del personal que realiza los montajes y número de colecta (de la cedulas) con el cual se va a trabajar, las abreviaciones del material a montar será el mismo que se especifico anteriormente
2. Utilizando un perforador se recortan triangulos pequeños de papel opalina blanco libre de ácido, los cuales servirán para montar los mosquitos adultos
3. La base del triangulito es perforada con un alfiler entomológico del No. 2, con unas pinzas entomológicas, el alfiler se baja hasta que la cabeza del alfiler quede sobre la base del triangulo
4. Se coloca una gota muy pequeña de adherente gel de shellac sobre el extremo apical del triangulito
5. Se recomienda dejar secar la gota de gel de shellac uno o dos minutos

6. El mosquito a montar se coloca sobre una superficie blanca, plana y lisa debajo de un microscopio estereoscopio
7. El mosquito se adhiere al triangulito de la parte lateral del tórax, procurando que todos los mosquitos a montar queden en la misma posición, nunca adherir de las alas o de las patas del mosquito
8. Posteriormente con las pinzas entomológicas el mosquito se baja un centímetro por debajo de la cabeza del alfiler entomológico
9. Por ultimo se etiqueta con el mismo numero de criadero que aparece en las cedulas, en el cual especifica el sitio donde los mosquitos fueron colectados
10. En caso de requerir manipular el mosquito, hacerlo de preferencia únicamente de las alas, con extremo cuidado tratando de no dañar las venas ni escamas.

5.10 Métodos de montaje de genitales masculinos de mosquitos Culícidos

Es importante señalar que no todas las genitalias de todos los mosquitos machos colectados son disectadas, este es un procedimiento corroboratorio, que se realiza solo cuando es necesaria corroborar una identificación en particular: para identificar un mosquito que solo se colectó en su estado adulto y es imposible identificar el estado inmaduro, para describir la genitalia cuando esta especie fue coleccionada por primera vez o para cuando la única manera de identificar ese espécimen es a través de la genitalia masculina, ya que hay claves que solo incluyen características de la genitalia para identificar especies, por lo general estas especies habitan la región Neotropical, como las especies del subgénero *Microculex* y algunas especies del género *Wyeomyia* (no incluidas en este trabajo).

El procedimiento utilizado en esta investigación para el montaje de genitales masculinas de mosquitos Culícidos es el recomendado por el Walter Reed Biosystematics Unit con algunas modificaciones, se describe a continuación:

1. Anotar en una libreta “fijación de genitales” los avances que se vayan realizando diariamente durante el proceso de montaje, incluir fecha, nombre del personal que realiza los montajes y numero de colecta (de la cedulas) con el cual se va a trabajar,

las abreviaciones del material a montar será el mismo que se especifico anteriormente

2. Previamente se deberán haber seleccionado los mosquitos a los cuales se les disectará la genitalia, ya sea que estén montados o no; estos mosquitos se deberán colocar dentro de una cámara húmeda con naftalina, blanqueador o fenol, con la finalidad de suavizar a los especímenes, se recomienda dejarlos dentro de la cámara durante 24 horas antes de realizar la disección de la genitalia
3. Utilizando unas tijeras Iris se corta a partir del octavo segmento abdominal, se recomienda mojar las tijeras previamente a realizar el corte con Hidróxido de Sodio (NaOH 5%) para evitar que la genitalia salte por el corte y se pierda
4. Una vez realizado el corte, de un solo cierre de las tijeras, se abren con cuidado dentro de un vidrio de Siracusa numerado, al cual se le agrego NaOH 5% previamente, cuando la tijera se abre dentro del pozo del vidrio, se deberá revisar que la genitalia haya quedado en el pozo del vidrio y no adherida a las tijeras
5. Se incuba la genitalia a 37°C de 90-105 minutos para *Melanoconion*, *Toxorhynchitini*, *Sabethini*; 60 minutos para *Aedes* y *Psorophora*; 30-40 minutos para *Anopheles*
6. Utilizando una pipeta Pasteur, se remueve el NaOH 5% y se reemplaza con CH₃COOH (Acido acético), incubar 2 minutos a temperatura ambiente, es importante señalar que no se debe dejar pasar mas de 2 minutos en el acido acético de lo contrario habrá daños en la genitalia
7. Inmediatamente que se retira el CH₃COOH, se aplica una gota de Fushina acida disuelta en acido acético o en agua, se deja incubar 25 minutos a temperatura ambiente
8. Se agrega etanol al medio y se deja incubar durante cinco minutos, con una pipeta Pasteur se retira todo, después se agrega nuevamente etanol, se tapa el vidrio de Siracusa y se deja incubar durante cinco minutos
9. La genitalia se retira con una pipeta y se coloca en un portaobjetos en posición dorsal
10. Se agrega una gota de euparal y se arregla la genitalia, extendiendo las gonocoxas y gonocoxitas hacia los lados opuestos

11. Utilizando un lápiz punta diamante se rotula la laminilla en la parte superior derecha
12. Se incuba durante 24 horas a 60°C sobre una superficie plana y de aluminio cubierta por papel acetato
13. Se coloca cubreobjetos colocando previamente una gota de euparal sobre la genitalia y otra gota de euparal sobre el cubreobjetos extendiendo el euparal
14. Se incuba durante un mes a 60°C, posteriormente la laminilla estará lista para su manipulación e identificación.

5.11 Identificación de mosquitos Culícidos

Una vez que todos los especímenes se encuentren montados, fijados y arreglados se comienza a realizar el proceso de identificación de los mismos. Previo a la identificación, se colocan en orden todas las cédulas que hayan surgido de la colecta cuyos especímenes serán identificados, esto con la finalidad de corroborar las posibles identificaciones revisando la ecología y tipo de criadero en el cual, los especímenes fueron encontrados; todos los especímenes colectados por sitio, ya sean inmaduros, adultos o ambos, se colocan en orden al número de su etiqueta, a este grupo de especímenes se le llama serie de colecta, el número de series de colectas disponibles dependerá y será directamente proporcional al número de cédulas obtenidas en campo; una vez agrupando la serie de colecta se procede a identificar los especímenes que la comprenden, siguiendo el patrón que a continuación se enlista:

1. inmaduros aislados (larvas de cuarto instar que fueron sacrificadas para ser montadas como larvas, este grupo por lo tanto, no está asociado a ninguna exuvia, pupa u otro estado de vida).
2. inmaduros asociados (son las exuvias larvales de cuarto instar que están asociadas a una pupa, generalmente este grupo está asociado a una exuvia pupal y un adulto, pero cuando el mosquito adulto no emergió debido a que la pupa murió, esta se preservaba en etanol junto a la exuvia larval, en este caso ambos estados se fijaron en una sola laminilla; cuando el estado adulto estuvo presente, se identificaba de manera simultánea a los estados inmaduros; este tipo de identificación es el óptimo,

debido a que ambos estados de vida se identifican y ambos especímenes se corroboraban entre ellos.

3. adultos (mosquitos adultos que fueron colectados en este estado en el campo).

Las claves de identificación, artículos, boletines, páginas de Internet, literatura en general utilizada para identificar los especímenes colectados en este estudio, son mostradas en la sección de Literatura Citada.

5.12 Almacenaje de especímenes

Todos los especímenes colectados en este estudio fueron depositados en la colección de Insectos y Ácaros de Importancia Médica (IAIM), del Laboratorio de Entomología Médica de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Autónoma de Nuevo León y en la colección de Culicidae (CC) del Departamento de Parasitología de la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro” Unidad Laguna.

Las laminillas fueron depositadas en cajas para laminillas (No. Catálogo Bioquip® 6100A) y los mosquitos adultos fueron colocados en cajones de madera tipo Cornell con capsulas de Naftalina.

5.13 Mapas de distribución de especies

Georeferenciación:

La mayor parte de los puntos de colecta fueron georeferenciados *in situ* mediante un GPS (varios modelos) y las coordenadas se consultaron directamente de las cédulas de colecta para conformar la base de datos de distribución de especies. Para los casos donde la georeferenciación del sitio de colecta no se llevó a cabo *in situ*, se procedió a recabar coordenadas por cualquiera de los siguientes medios:

- 1.- consulta en bases de datos geográficas en línea, como el archivo histórico de localidades de INEGI

2.- fotoidentificación de sitios a través del recurso en línea Google Earth

Gestión de Bases de Datos y Producción Final:

Se generaron archivos individuales por especie, con las respectivas localidades concentradas por separado en formato pdf. Tales archivos incluyen información de latitud y longitud en grados con fracción decimal; además de los datos del estado, municipio y localidad de colecta. Cada tabla fue adjuntada al proyector de Arcview conteniendo la base cartográfica y desplegado como tema de evento individual. Los mapas finales se generaron a una escala original de 1:500 000, ostentando un cenev geográfico con separación de un grado, en formato BMP a 300 dpi de resolución.

5.14 Nomenclatura

La Nomenclatura usada en este trabajo es la propuesta por el “Mosquito Taxonomic Inventory” disponible en <http://mosquito-taxonomic-inventory.info/>

La Nomenclatura tradicional (Knight y Stone, 1973), también usada en este trabajo, es señalada como referencia dentro de paréntesis cuadrados.

5.15 Clave ilustrada para la identificación de mosquitos hembras adultas del Noreste de México

Una vez que todos los especimenes colectados en esta investigación fueron identificados, corroborados y los especimenes observados en las colecciones entomológicas revisadas fueron corroborados; se procedió a realizar la clave, la cual comprende uno de los objetivos particulares de esta investigación.

Las únicas especies incluidas en la clave de identificación que no fueron colectadas, corroboradas o revisadas son *Psorophora albipes* (Theobald) y *Ps. mexicana* (Bellardi).

Se seleccionaron las principales características diagnosticas para todas y cada de las especies incluidas en la clave de identificación, las cuales se acomodaron en una matriz de datos, se revisaron artículos, claves, documentos, libros, boletines, etc. para buscar las características que se incluyeron en la matriz de datos.

Las ilustraciones diagnosticas que incluye la clave como apoyo visual en el proceso de identificación, se realizaron usando la técnica de trazo a mano alzada; finalmente el acomodo de las especies que incluye la clave de identificación se realizó de acuerdo mi criterio, es decir, se incluyeron al inicio las características mas conspicuas y al final las mas inconspicuas.

En la clave de identificación, se incluyen las especies colectadas durante esta investigación, así como aquellas revisadas y/o corroboradas procedentes de las colecciones entomológicas que se revisaron.

La clave ilustrada para la identificación de mosquitos hembras adultas del Noreste de México es mostrada en el Anexo 3.

6. RESULTADOS

En el periodo que comprende esta investigación, se realizaron 43 salidas de campo para la colecta de especímenes pertenecientes a la familia Culicidae en el Noreste de México, se obtuvieron 2,778 mosquitos adultos: 2,216 hembras y 562 machos y se realizaron 1,046 preparaciones en laminillas; dos subfamilias: Culicinae y Anophelinae; ocho Tribus (Aedini, Culicini, Culisetini, Mansoniini, Orthopodomyiini, Sabethini, Toxorhynchitini y Uranoteniini); 19 géneros (*Anopheles*, *Aedes* [sensu auctorum], *Culex*, *Culiseta*, *Deinocerites*, *Georgecraigius*, *Haemagogus*, *Howardina*, *Limatus*, *Lutzia*, *Mansonia*, *Ochlerotatus*, *Ochlerotatus* [sensu auctorum], *Orthopodomyia*, *Psorophora*, *Sabethes*, *Stegomyia*, *Toxorhynchites*, *Uranotaenia* y *Wyeomyia*); 27 subgéneros (*Aedimorphus* [s.a.], *Anodioparpa*, *Anopheles*, *Chrysoconops*, *Climacura*, *Culex*, *Culicelsa*, *Culiseta*, *Dendromyia*, *Georgecraigius*, *Grabhamia*, *Haemagogus*, *Janthinosoma*, *Lutzia*, *Lynchiella*, *Mansonia*, *Melanoconion*, *Microculex*, *Neoculex*, *Nyssorhynchus*, *Ochlerottus*, *Protomacleaya* [s.a.], *Pseudoficalbia*, *Psorophora*, *Sabethoides*, *Uranotaenia* y *Wyeomyia*) y 64 especies fueron encontradas en el presente estudio; se encontraron 26 Nuevos registros Estatales (Coahuila: 4, Nuevo León: 12 y Tamaulipas: 10) y dos Nuevos Registros Nacionales: *Ochlerotatus brelandi* (Zavortink) en Coahuila y Nuevo León y *Culiseta melanura* (Coquillett) en Nuevo León.

Se incluyen los registros de los especímenes depositados en la Colección de Insectos y Ácaros de Importancia Medica (IAIM) resguardada en el Laboratorio de Entomología Medica de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Autónoma de Nuevo León

(UANL), los registros de los especímenes depositados en la Colección de Culícidos, resguardada en el Departamento de Parasitología de la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro” (UAAAN) y los registros de los especímenes depositados en la Colección de Artrópodos de Importancia Médica, resguardada en el Instituto de Diagnóstico y Referencia Epidemiológicos (InDRE); en esta última colección solo se revisaron los registros de Nuevo León y Tamaulipas.

En las tablas I, II y III se incluyen los registros históricos de mosquitos colectados en los estados de Coahuila, Nuevo León y Tamaulipas respectivamente; los registros de la colección del InDRE no se incluyen en estas tablas porque no fueron corroborados, sin embargo, se incluyen en la información referente para cada una de las especies aquí reportadas; así mismo, los registros históricos adicionales, incluidos en la sección de Antecedentes tampoco fueron corroborados ya que los especímenes asociados no están depositados en una colección entomológica y en caso de que lo estuvieran, desconozco en qué colección se encuentran, dicha información no se encuentra disponible en la literatura referente a estos registros, sin embargo, estos registros fueron incluidos en las tablas I, II y III porque fueron publicados, las citas de las publicaciones originales aparecen en la sección de Literatura Citada.

En las tablas I, II y III se incluyen como propios los registros obtenidos en el trabajo titulado “Taxonomía de los mosquitos de las Regiones Fisiográficas Llanura Costera del Golfo y Sierra Madre Oriental, del estado de N.L., México” por Armando Elizondo (2002) debido a que la mayoría de las especies registradas por el autor, fueron también colectadas y/o corroboradas en esta investigación.

En la tabla IV se muestran los registros de mosquitos colectados en el Noreste de México obtenidos de cada una de las colecciones estudiadas.

A continuación se enlistan las especies de mosquitos Culícidos colectados en el Noreste de México en la presente investigación

Familia Culicidae	Meigen, 1818
Subfamilia Anophelinae	Grassi, 1900
Genero <i>Anopheles</i>	Meigen, 1818
Subgénero <i>Anopheles</i>	Meigen, 1818
1. <i>bradleyi</i>	King, 1939
2. <i>crucians</i>	Wiedemann, 1828
3. <i>eiseni</i>	Coquillett, 1902
4. <i>franciscanus</i>	Mc Cracken, 1904
5. <i>pseudopunctipennis</i>	Theobald, 1901
6. <i>punctipennis</i>	(Say, 1823)
7. <i>quadrimaculatus</i>	Say, 1902
Subgénero <i>Nyssorhynchus</i>	Blanchard, 1902
8. <i>albimanus</i>	Wiedemann, 1821
Subfamilia Culicinae	Meigen, 1818
Tribu Aedini	Neveu-Lemaire, 1902
Género <i>Aedes (sensu auctorum)</i>	Meigen, 1818
Subgénero <i>Aedimorphus (s.a.)</i>	Theobald, 1903
9. <i>vexans (s.s.)</i>	(Meigen, 1830)
Género <i>Ochlerotatus (s.a.)</i>	Lynch Arribáizaga, 1891
Subgénero <i>Protomacleaya (s.a.)</i>	Theobald, 1907
10. <i>amabilis</i>	(Schick, 1970)
11. <i>brelandi</i>	(Zavortink, 1972)
12. <i>podographicus</i>	(Dyar y Knab, 1906)
13. <i>triseriatus</i>	(Say, 1823)

14. <i>zoosophus</i>	(Dyar y Knab, 1918)
Género <i>Georgecraigius</i>	Reinert, Harbach y Kitching, 2006
Subgénero <i>Georgecraigius</i>	Reinert, Harbach y Kitching, 2006
15. <i>epactius</i>	(Dyar y Knab, 1908)
Género <i>Haemagogus</i>	Williston, 1896
Subgénero <i>Haemagogus</i>	Williston, 1896
16. <i>equinus</i>	Theobald, 1903
17. <i>mesodentatus</i>	Komp y Kumm, 1938
Género <i>Howardina</i>	Theobald, 1903
18. <i>quadrivittata</i>	(Coquillett, 1902)
Género <i>Ochlerotatus</i>	Lynch Arribálzaga, 1891
Subgénero <i>Chrysoconops</i>	Goeldi, 1905
19. <i>bimaculatus</i>	(Coquillett, 1902)
Subgénero <i>Culiselsa</i>	Felt, 1904
20. <i>sollicitans</i>	(Walker, 1856)
21. <i>taeniorhynchus</i>	(Wiedemann, 1821)
Subgénero <i>Ochlerottus</i>	Lynch Arribálzaga, 1891
22. <i>scapularis</i>	(Rondani, 1848)
23. <i>trivittatus</i>	(Coquillett, 1902)
Subgénero Incierto	
24. <i>campestris</i>	(Dyar y Knab, 1907)
Género <i>Psorophora</i>	Robineau-Desvoidy, 1827
Subgénero <i>Grabhamia</i>	Theobald, 1903
25. <i>columbiae (s.l.)</i>	(Dyar y Knab, 1906)
26. <i>signipennis</i>	(Coquillett, 1904)
Subgénero <i>Janthinosoma</i>	Lynch Arribálzaga, 1891
27. <i>cyanescens</i>	(Coquillett, 1902)
28. <i>ferox</i>	(Humboldt, 1819)
Subgénero <i>Psorophora</i>	Robineau-Desvoidy, 1827
29. <i>ciliata</i>	(Fabricius, 1794)
30. <i>cilipes</i>	(Fabricius, 1805)

Género <i>Stegomyia</i>	Theobald, 1901
31. <i>aegypti</i>	(Linneaus, 1762)
32. <i>albopicta</i>	(Skuse, 1895)
Tribu Culicini	Meigen, 1818
Género <i>Culex</i>	Linneaus, 1758
Subgénero <i>Anoedioporpa</i>	Dyar, 1923
33. <i>restrictor</i>	Dyar y Knab, 1906
Subgénero <i>Culex</i>	Linneaus, 1758
34. <i>chidesteri</i>	Dyar, 1927
35. <i>coronator</i> (s.s.)	Dyar y Knab, 1906
36. <i>declarator</i>	Dyar y Knab, 1906
37. <i>erythrothorax</i>	Dyar, 1907
38. <i>interrogator</i>	Dyar y Knab, 1906
39. <i>nigripalpus</i>	Theobald, 1901
40. <i>quinquefasciatus</i>	Say, 1823
41. <i>restuans</i>	Theobald, 1901
42. <i>stigmatosoma</i>	Dyar, 1907
43. <i>tarsalis</i>	Coquillett, 1896
44. <i>thriambus</i>	Dyar, 1921
Subgénero <i>Melanoconion</i>	Theobald, 1903
45. <i>erraticus</i>	(Dyar y Knab, 1906)
Subgénero <i>Microculex</i>	Theobald, 1907
46. <i>imitator</i>	Theobald, 1903
Subgénero <i>Neoculex</i>	Dyar, 1905
47. <i>arizonensis</i>	Bohart, 1949
Género <i>Deinocerites</i>	Theobald, 1901
48. <i>pseudes</i>	Dyar y Knab, 1909
Género <i>Lutzia</i>	Theobald, 1903
Subgénero <i>Lutzia</i>	Theobald, 1903
49. <i>bigoti</i>	(Bellardi, 1862)
Tribu Culisetini	Belkin, 1962

Género <i>Culiseta</i>	Felt, 1904
Subgénero <i>Climacura</i>	Howard, Dyar y Knab, 1915
50. <i>melanura</i>	(Coquillett, 1902)
Subgénero <i>Culiseta</i>	Felt, 1904
51. <i>inornata</i>	(Williston, 1893)
52. <i>particeps</i>	(Adams, 1903)
Tribu Mansonini	Belkin, 1962
Género <i>Mansonia</i>	Blanchard, 1901
Subgénero <i>Mansonia</i>	Blanchard, 1901
53. <i>titillans</i>	(Walker, 1948)
Tribu Orthopodomyiini	Belkin y Heinemann, 1970
Género <i>Orthopodomyia</i>	Theobald, 1904
54. <i>kummi</i>	Edwards, 1939
Tribu Sabethini	Blanchard, 1905
Género <i>Limatus</i>	Theobald, 1901
55. <i>durhamii</i>	Theobald, 1901
Género <i>Sabethes</i>	Robinau-Desvoidy, 1827
Subgénero <i>Sabethoides</i>	Robinau-Desvoidy, 1827
56. <i>chloropterus</i>	(Humboldt, 1820)
Género <i>Wyeomyia</i>	Theobald, 1901
Subgénero <i>Dendromyia</i>	Theobald, 1903
57. <i>jocosa</i>	(Dyar y Knab, 1908)
Subgénero <i>Wyeomyia</i>	Theobald, 1901
58. <i>mitchellii</i>	(Theobald, 1905)
Tribu Toxorhynchitini	Lahille, 1904
Género <i>Toxorhynchites</i>	Theobald, 1901
Subgénero <i>Lynchiella</i>	Lahille, 1904
59. <i>grandiosus</i>	(Williston, 1900)
60. <i>rutilus</i>	(Coquillett, 1896)
Tribu Uranotaeniini	Lahille, 1904
Género <i>Uranotaenia</i>	Lynch Arribáizaga, 1891

Subgénero <i>Pseudoficalbia</i>	Theobald, 1912
61. <i>syntheta</i>	(Dyar y Shannon, 1924)
Subgénero <i>Uranotaenia</i>	Lynch Arribálzaga
62. <i>coatzacolacos</i>	Dyar y Knab, 1906
63. <i>geometrica</i>	Theobald, 1901
64. <i>lowii</i>	Theobald, 1901

TABLA I

Lista de especies de mosquitos conocidas para el estado de Coahuila de Zaragoza. Los registros históricos son abreviados: M (Martini, 1935); Va (Vargas, 1956); V (Vargas, 1956); NV (Nájera y Vargas, 1973); HB (Heinemann y Belkin, 1975); A (Ávila, 1993); I (Ibáñez, 1994).

Taxón	Registro previo	Presente estudio
<i>Aedes (Aedimorphus)</i>		
1. <i>vexans</i> (Meigen)	A	✓
<i>Anopheles (Anopheles)</i>		
2. <i>crucians</i> Wiedemann	I	—
3. <i>franciscanus</i> Mc Craken	V	✓
4. <i>pseudopunctipennis</i> Theobald	V	✓
5. <i>punctipennis</i> (Say)	V	—
6. <i>quadrimaculatus</i> Say	I	—
<i>Anopheles (Nyssorhynchus)</i>		
7. <i>albimanus</i> Wiedemann	I	—
<i>Culex (Culex)</i>		
8. <i>bidens</i> Dyar	I	—
9. <i>chidesteri</i> Dyar	—	✓
10. <i>coronator</i> Dyar & Knab	M	✓
11. <i>erythrothorax</i> Dyar	Va	✓
12. <i>interrogator</i> Dyar & Knab	NV	—
13. <i>nigripalpus</i> Theobald	NV	—
14. <i>quinquefasciatus</i> Say	Va	✓
15. <i>restuans</i> Theobald	NV	—
16. <i>salinarius</i> Coquillett	NV	—
17. <i>stigmatosoma</i> Dyar	Va	✓
18. <i>tarsalis</i> Coquillett	M	✓
19. <i>thriambus</i> Dyar	NV	—
<i>Culex (Neoculex)</i>		
20. <i>apicalis</i> Adams	NV	—
21. <i>arizonensis</i> Bohart	A	✓
22. <i>reevesi</i> Wirth	NV	—

<i>Culex (Phenacomyia)</i>		
23. <i>corniger</i> Theobald	I	–
<i>Culiseta (Culiseta)</i>		
24. <i>incidens</i> Thompson	NV	–
25. <i>inornata</i> (Williston)	NV	–
26. <i>particeps</i> Adams	NV	✓
<i>Georgecraigius (Georgecraigius)</i>		
27. <i>epactius</i> (Dyar & Knab)	A	✓
<i>Haemagogus (Haemagogus)</i>		
28. <i>mesodentatus</i> Komp & Kumm	–	✓
<i>Howardina</i>		
29. <i>quadrivittata</i> (Coquillett)	–	✓
<i>Ochlerotatus (Culiselsa)</i>		
30. <i>sollicitans</i> (Walker)	I	–
31. <i>taeniorhynchus</i> (Wiedemann)	I	–
<i>Ochlerotatus (Incierto)</i>		
32. <i>campestris</i> (Dyar & Knab)	–	✓
<i>Ochlerotatus (Ochlerottus)</i>		
33. <i>scapularis</i> (Rondani)	NV	–
34. <i>trivittatus</i> (Coquillett)	NV	✓
<i>Ochlerotatus (Protomacleaya)</i>		
35. <i>brelandi</i> (Zavortink)	–	✓
36. <i>triseriatus</i> (Say)	NV	–
37. <i>zoosophus</i> (Dyar & Knab)	NV	–
<i>Orthopodomyia</i>		
38. <i>alba</i> Baker	NV	–
39. <i>signifera</i> (Coquillett)	I	–
<i>Psorophora (Grabhamia)</i>		
40. <i>confinnis</i> grupo	NV	✓
41. <i>discolor</i> (Coquillett)	NV	–
42. <i>pruinosa</i> Martini	M	–
43. <i>signipennis</i> (Coquillett)	Va	✓
<i>Psorophora (Janthinosoma)</i>		
44. <i>cyanescens</i> (Coquillett)	I	–
<i>Psorophora (Psorophora)</i>		

45. <i>ciliata</i> (Fabricius)	NV	–
<i>Stegomyia</i>		
46. <i>aegypti</i> (Linnaeus)	NV	✓
47. <i>albopicta</i> (Skuse)	I	✓
<i>Uranotaenia (Uranotaenia)</i>		
48. <i>lowii</i> Theobald	I	–
49. <i>sapphirina</i> (Sacken)	I	–

Registros del InDRE no incluidos

TABLA II

Lista de especies de mosquitos conocidas para el estado de Nuevo León. Los registros históricos son abreviados: M (Martini, 1935); Va (Vargas, 1956); V (Vargas, 1956); NV (Nájera y Vargas, 1973); HB (Heinemann y Belkin, 1975); Sa (Sánchez, 1984); S (Santamaría, 1994); I (Ibáñez, 1994); C (Contreras, 1995); E (Elizondo, 2002).

Taxón	Registro previo	Presente estudio
<i>Aedes (Aedimorphus)</i>		
1. <i>vexans</i> (Meigen)	S	✓
<i>Anopheles (Anopheles)</i>		
2. <i>crucians</i> Wiedemann	V	✓
3. <i>franciscanus</i> Mc Craken	Sa	✓
4. <i>pseudopunctipennis</i> Theobald	V	✓
5. <i>punctipennis</i> (Say)	V	✓
6. <i>quadrimaculatus</i> Say	V	✓
<i>Anopheles (Nyssorhynchus)</i>		
7. <i>albimanus</i> Wiedemann	V	✓
<i>Culex (Culex)</i>		
8. <i>bidens</i> Dyar	I	–
9. <i>coronator</i> Dyar & Knab	Va	✓
10. <i>chidesteri</i> Dyar	–	✓
11. <i>declarator</i> Dyar & Knab	NV	–
12. <i>interrogator</i> Dyar & Knab	NV	✓
13. <i>nigripalpus</i> Theobald	NV	✓
14. <i>quinquefasciatus</i> Say	NV	✓
15. <i>restuans</i> Theobald	NV	✓
16. <i>salinarius</i> Coquillett	NV	–
17. <i>stigmatosoma</i> Dyar	I	✓

18. <i>tarsalis</i> Coquillett	NV	✓
19. <i>thriambus</i> Dyar	NV	✓
<i>Culex (Melanoconion)</i>		
20. <i>erraticus</i> (Dyar & Knab)	Va	✓
<i>Culex (Neoculex)</i>		
21. <i>reevesi</i> Wirth	NV	–
<i>Culiseta (Climacura)</i>		
22. <i>melanura</i> (Coquillett)	E	✓
<i>Culiseta (Culiseta)</i>		
23. <i>inornata</i> (Williston)	NV	✓
24. <i>particeps</i> Adams	NV	✓
<i>Georgecraigius (Georgecraigius)</i>		
25. <i>epactius</i> (Dyar & Knab)	NV	✓
<i>Haemagogus (Haemagogus)</i>		
26. <i>equinus</i> Theobald	–	✓
<i>Howardina</i>		
27. <i>quadrivittata</i> (Coquillett)	–	✓
<i>Lutzia (Lutzia)</i>		
28. <i>bigoti</i> (Bellardi)	E	✓
<i>Ochlerotatus (Chrysoconops)</i>		
29. <i>bimaculatus</i> (Coquillett)	–	✓
<i>Ochlerotatus (Culiselsa)</i>		
30. <i>sollicitans</i> (Walker)	Sa	–
31. <i>taeniorhynchus</i> (Wiedemann)	NV	✓
<i>Ochlerotatus (Ochlerottus)</i>		
32. <i>scapularis</i> (Rondani)	HB	✓
33. <i>trivittatus</i> (Coquillett)	–	✓
<i>Ochlerotatus (Protoculex)</i>		
34. <i>dupreei</i> (Coquillett)	Va	–
<i>Ochlerotatus (Protomacleaya)</i>		
35. <i>amabilis</i> (Schick)	–	✓
36. <i>brelandi</i> (Zavortink)	U*	✓
37. <i>triseriatus</i> (Say)	NV	✓
38. <i>zoosophus</i> (Dyar & Knab)	NV	✓

<i>Orthopodomyia</i>		
39. <i>alba</i> Baker	NV	–
40. <i>kummi</i> Edwards	–	✓
<i>Psorophora (Grabhamia)</i>		
41. <i>confinnis</i> grupo	M	✓
42. <i>discolor</i> (Coquillett)	M	–
43. <i>pruinosa</i> Martini	M	–
44. <i>signipennis</i> (Coquillett)	Va	–
<i>Psorophora (Janthinosoma)</i>		
45. <i>cyanescens</i> (Coquillett)	C	✓
46. <i>ferox</i> (Humboldt)	E	✓
<i>Psorophora (Psorophora)</i>		
47. <i>ciliata</i> (Fabricius)	M	✓
48. <i>cilipes</i> (Fabricius)	–	✓
49. <i>howardii</i> Coquillett	NV	–
<i>Stegomyia</i>		
50. <i>aegypti</i> (Linnaeus)	Va	✓
51. <i>albopicta</i> (Skuse)	I	✓
<i>Toxorhynchites (Lynchiella)</i>		
52. <i>rutilus</i> (Coquillett)	Sa	✓
<i>Uranotaenia (Pseudoficalbia)</i>		
53. <i>syntheta</i> (Dyar & Shannon)	E	–
<i>Uranotaenia (Uranotaenia)</i>		
54. <i>coatzacoalcos</i> Dyar & Knab	–	✓
55. <i>lowii</i> Theobald	–	✓
<i>Wyeomyia (Dendromyia)</i>		
56. <i>jocosa</i> (Dyar & Knab)	–	✓

Registros del InDRE no incluidos (no disponibles)

TABLA III

Lista de especies de mosquitos conocidas para el estado de Tamaulipas. Los registros históricos son abreviados: M (Martini, 1935); Va (Vargas, 1956); V (Vargas, 1956); EC (Eads y Campos, 1963); B (Berlin, 1969); NV (Nájera y Vargas, 1973); HB (Heinemann y Belkin, 1975); I (Ibáñez, 1994).

Taxón	Registro previo	Presente estudio
<i>Anopheles (Anopheles)</i>		
1. <i>bradleyi</i> King	V	✓
2. <i>crucians</i> Wiedemann	I	✓
3. <i>eiseni</i> Coquillett	–	✓
4. <i>pseudopunctipennis</i> Theobald	M	✓
5. <i>punctipennis</i> (Say)	M	–
6. <i>quadrimaculatus</i> Say	M	✓
7. <i>vestitipennis</i> Dyar & Knab	V	–
<i>Anopheles (Nyssorhynchus)</i>		
8. <i>albimanus</i> Wiedemann	M	✓
9. <i>argyritarsis</i> Robineau-Desvoidy	V	–
<i>Culex (Anoedioporpa)</i>		
10. <i>restrictor</i>	NV	✓
<i>Culex (Culex)</i>		
11. <i>bidens</i> Dyar	I	–
12. <i>coronator</i> Dyar & Knab	EC	✓
13. <i>declarator</i> Dyar & Knab	–	✓
14. <i>interrogator</i> Dyar & Knab	M	✓
15. <i>nigripalpus</i> Theobald	EC	✓
16. <i>quinquefasciatus</i> Say	Va	✓
17. <i>restuans</i> Theobald	NV	–
18. <i>salinarius</i> Coquillett	NV	–
19. <i>stigmatosoma</i> Dyar	I	–
20. <i>tarsalis</i> Coquillett	NV	–
21. <i>thriambus</i> Dyar	NV	✓
<i>Culex (Melanoconion)</i>		
22. <i>educator</i> Dyar & Knab	Va	–
23. <i>erraticus</i> (Dyar & Knab)	Va	–

24. <i>inhibitor</i> Dyar & Knab	EC	–
25. <i>iolambdis</i> Dyar	Va	–
26. <i>taeniopus</i> Dyar & Knab	NV	–
<i>Culex (Microculex)</i>		
27. <i>imitator</i> Theobald	–	✓
<i>Culex (Neoculex)</i>		
28. <i>reevesi</i> Wirth	NV	–
29. <i>territans</i> Walker	NV	–
<i>Culex (Phenacomyia)</i>		
30. <i>corniger</i> Theobald	DN	–
<i>Culiseta (Culiseta)</i>		
31. <i>inornata</i> (Williston)	NV	–
32. <i>particeps</i> Adams	NV	–
<i>Coquillettida (Rhynchotaenia)</i>		
33. <i>nigricans</i> (Coquillett)	HB	–
<i>Deinocerites</i>		
34. <i>pseudes</i> Dyar & Knab	M	✓
<i>Georgecraigius (Georgecraigius)</i>		
35. <i>epactius</i> (Dyar & Knab)	I	✓
<i>Haemagogus (Haemagogus)</i>		
36. <i>equinus</i> Theobald	Va	✓
<i>Howardina</i>		
37. <i>quadrivittata</i> (Coquillett)	B	✓
<i>Limatus</i>		
38. <i>durhamii</i> Theobald	–	✓
<i>Mansonia (Mansonia)</i>		
39. <i>titillans</i> (Walker)	Va	✓
<i>Ochlerotatus (Chrysoconops)</i>		
40. <i>bimaculatus</i> (Coquillett)	NV	✓
<i>Ochlerotatus (Culiselsa)</i>		
41. <i>sollicitans</i> (Walker)	Va	–
42. <i>taeniorhynchus</i> (Wiedemann)	Va	✓
<i>Ochlerotatus (Ochlerottus)</i>		

43. <i>scapularis</i> (Rondani)	EC	✓
44. <i>thelcter</i> (Dyar)	M	–
<i>Ochlerotatus (Protomacleaya)</i>		
45. <i>podographicus</i> (Dyar & Knab)	–	✓
46. <i>triseriatus</i> (Say)	NV	–
47. <i>zoosophus</i> (Dyar & Knab)	Va	✓
<i>Orthopodomyia</i>		
48. <i>signifera</i> Coquillett	Va	–
<i>Psorophora (Grabhamia)</i>		
49. <i>confinnis</i> grupo	M	–
50. <i>discolor</i> (Coquillett)	M	–
51. <i>pruinosa</i> Martini	M	–
52. <i>signipennis</i> (Coquillett)	M	–
<i>Psorophora (Janthinosoma)</i>		
53. <i>albipes</i> (Theobald)	HB	–
54. <i>cyanescens</i> (Coquillett)	M	✓
55. <i>ferox</i> (Humboldt)	Va	✓
56. <i>mexicana</i> (Bellardi)	HB	–
<i>Psorophora (Psorophora)</i>		
57. <i>ciliata</i> (Fabricius)	M	✓
58. <i>howardii</i> Coquillett	EC	–
59. <i>stonei</i> Vargas	NV	–
<i>Sabethes (Sabethoides)</i>		
60. <i>chloropterus</i> (Humboldt)	–	✓
<i>Stegomyia</i>		
61. <i>aegypti</i> (Linnaeus)	Va	✓
62. <i>albopicta</i> (Skuse)	I	✓
<i>Toxorhynchites (Lynchiella)</i>		
63. <i>grandiosus</i> (Williston)	–	✓
64. <i>rutilus</i> (Coquillett)	–	✓
<i>Uranotaenia (Pseudoficalbia)</i>		
65. <i>syntheta</i> (Dyar & Shannon)	NV	–
<i>Uranotaenia (Uranotaenia)</i>		
66. <i>geometrica</i> Theobald	–	✓
67. <i>lowii</i> Theobald	EC	✓
68. <i>sapphirina</i> (Sacken)	NV	–

<i>Wyeomyia (Wyeomyia)</i> 69. <i>mitchellii</i> (Theobald)	–	✓
--	---	---

Registros del InDRE no incluidos

TABLA IV

Lista de especies de mosquitos conocidas* para el Noreste de México. Los registros obtenidos de cada colección estudiada son abreviados: IAIM (Colección de Insectos y Ácaros de Importancia Medica-Laboratorio de Entomología Medica, Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Autónoma de Nuevo León); CC (Colección de Culícidos-Departamento de Parasitología, Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro”); CAIM (Colección de Artrópodos de Importancia Medica-Instituto Nacional de Diagnostico y Referencia Epidemiológica [No incluye Coahuila]).

Taxón	IAIM	CC	CAIM	Presente estudio
<i>Aedes (Aedimorphus)</i>				
1. <i>vexans</i> (Meigen)	✓	✓	–	✓
<i>Aedomyia (Aedomyia)</i>				
2. <i>squamipennis</i> (Lynch Arribalzaga)	–	–	✓	–
<i>Anopheles (Anopheles)</i>				
3. <i>bradleyi</i> King	✓	–	✓	✓
4. <i>crucians</i> Wiedemann	✓	–	✓	✓
5. <i>eiseni</i> Coquillett	–	–	–	✓
6. <i>franciscanus</i> Mc Craken	✓	✓	–	✓
7. <i>pseudopunctipennis</i> Theobald	✓	✓	✓	✓
8. <i>punctimacula</i> Dyar & Knab	–	–	✓	–
9. <i>punctipennis</i> (Say)	✓	–	✓	✓
10. <i>quadrifasciatus</i> Say	✓	✓	✓	✓
11. <i>vestitipennis</i> Dyar & Knab	–	–	✓	–
<i>Anopheles (Nyssorhynchus)</i>				
12. <i>albimanus</i> Wiedemann	✓	–	✓	✓
13. <i>argyritarsis</i> Robineau-Desvoidy	–	–	✓	–
<i>Culex (Anoediopora)</i>				
14. <i>restrictor</i> Dyar & Knab	–	–	–	✓
<i>Culex (Culex)</i>				
15. <i>chidesteri</i> Dyar	–	–	–	✓
16. <i>coronator</i> Dyar & Knab	✓	–	✓	✓

17. <i>declarator</i> Dyar & Knab	–	–	–	✓
18. <i>erythrothorax</i> Dyar	–	✓	✓	✓
19. <i>interrogator</i> Dyar & Knab	–	–	✓	✓
20. <i>nigripalpus</i> Theobald	–	–	✓	✓
21. <i>quinquefasciatus</i> Say	✓	✓	✓	✓
22. <i>restuans</i> Theobald	✓	–	✓	✓
23. <i>stigmatosoma</i> Dyar	✓	✓	✓	✓
24. <i>tarsalis</i> Coquillett	✓	✓	✓	✓
25. <i>thriambus</i> Dyar	–	✓	–	✓
<i>Culex (Melanoconion)</i>				
26. <i>educator</i> Dyar & Knab	–	–	✓	–
27. <i>erraticus</i> (Dyar & Knab)	✓	–	✓	✓
28. <i>inhibitor</i> Dyar & Knab	–	–	✓	–
29. <i>iolambdis</i> Dyar & Knab	–	–	✓	–
<i>Culex (Microculex)</i>				
30. <i>imitator</i> Theobald	–	–	–	✓
<i>Culex (Neoculex)</i>				
31. <i>arizonensis</i> Bohart	–	✓	–	✓
<i>Culiseta (Climacura)</i>				
32. <i>melanura</i> (Coquillett)	–	–	–	✓
<i>Culiseta (Culiseta)</i>				
33. <i>inornata</i> (Williston)	✓	–	✓	✓
34. <i>particeps</i> Adams	–	✓	–	✓
<i>Deinocerites</i>				
35. <i>pseudus</i> Dyar & Knab	–	–	✓	✓
<i>Georgecraigius (Georgecraigius)</i>				
36. <i>epactius</i> (Dyar & Knab)	✓	✓	✓	✓
<i>Haemagogus (Haemagogus)</i>				
37. <i>equinus</i> Theobald	–	–	✓	✓
38. <i>mesodentatus</i> Komp & Kumm	–	–	–	✓
<i>Howardina</i>				
39. <i>quadrivittata</i> (Coquillett)	–	–	–	✓
<i>Limatus</i>				
40. <i>durhamii</i> Theobald	–	–	–	✓
<i>Lutzia (Lutzia)</i>				
41. <i>bigoti</i> (Bellardi)	–	–	✓	✓

<i>Mansonia (Mansonia)</i>				
42. <i>indubitans</i> Dyar & Shannon	-	-	✓	-
43. <i>titillans</i> (Walker)	-	-	✓	✓
<i>Ochlerotatus (Chrysoconops)</i>				
44. <i>bimaculatus</i> (Coquillett)	✓	-	✓	✓
<i>Ochlerotatus (Culiselsa)</i>				
45. <i>sollicitans</i> (Walker)	✓	-	✓	-
46. <i>taeniorhynchus</i> (Wiedemann)	✓	-	✓	✓
<i>Ochlerotatus (Ochlerottus)</i>				
47. <i>angustivittatus</i> (Dyar & Knab)	-	-	✓	-
48. <i>scapularis</i> (Rondani)	-	✓	-	✓
49. <i>trivittatus</i> (Coquillett)	-	✓	-	✓
<i>Ochlerotatus (Protoculex)</i>				
50. <i>dupreei</i> (Coquillett)	-	-	✓	-
<i>Ochlerotatus (Protomacleaya)</i>				
51. <i>amabilis</i> (Schick)	-	-	-	✓
52. <i>brelandi</i> (Zavortink)	✓	-	-	✓
53. <i>podographicus</i> (Dyar & Knab)	-	-	-	✓
54. <i>triseriatus</i> (Say)	-	-	-	✓
55. <i>zoosophus</i> (Dyar & Knab)	-	✓	✓	✓
<i>Ochlerotatus (Incierto)</i>				
56. <i>campestris</i> (Dyar & Knab)	-	-	-	✓
<i>Orthopodomyia</i>				
57. <i>kummi</i> Edwards	-	-	-	✓
58. <i>signifera</i> (Coquillett)	-	-	✓	-
<i>Psorophora (Grabhamia)</i>				
59. <i>confinnis</i> grupo	✓	✓	✓	✓
60. <i>discolor</i> (Coquillett)	-	-	✓	-
61. <i>signipennis</i> (Coquillett)	-	✓	✓	✓
<i>Psorophora (Janthinosoma)</i>				
62. <i>cyanescens</i> (Coquillett)	✓	-	✓	✓
63. <i>ferox</i> (Humboldt)	✓	-	-	✓
<i>Psorophora (Psorophora)</i>				
64. <i>ciliata</i> (Fabricius)	✓	-	✓	✓
65. <i>cilipes</i> (Fabricius)	-	-	-	✓

<i>Sabethes (Sabethoides)</i>				
66. <i>chloropterus</i> (Humboldt)	-	-	-	✓
<i>Stegomyia</i>				
67. <i>aegypti</i> (Linnaeus)	✓	✓	✓	✓
68. <i>albopicta</i> (Skuse)	✓	✓	✓	✓
<i>Toxorhynchites (Lynchiella)</i>				
69. <i>grandiosus</i> (Williston)	-	-	-	✓
70. <i>rutilus</i> (Coquillett)	✓	-	-	✓
<i>Uranotaenia (Pseudoficalbia)</i>				
71. <i>syntheta</i> (Dyar & Shannon)	-	-	✓	✓
<i>Uranotaenia (Uranotaenia)</i>				
72. <i>coatzacoalcos</i> Dyar & Knab	-	-	-	✓
73. <i>geometrica</i> Theobald	-	-	-	✓
74. <i>lowii</i> Theobald	-	-	-	✓
75. <i>sapphirina</i> (Osten Sacken)	-	-	✓	-
<i>Wyeomyia (Dendromyia)</i>				
76. <i>jocosa</i> (Dyar & Knab)	✓	-	-	✓
<i>Wyeomyia (Wyeomyia)</i>				
77. <i>mitchellii</i> (Theobald)	-	-	-	✓

* Corroboradas/ Revisadas/ Observadas

6.1 *Anopheles (Anopheles) bradleyi* King

Localidad Tipo: St. Johns River., Florida, EUA (USNM)

Biología

La larva puede ser encontrada en charcas salobres, cerca de la costa, preferentemente con vegetación acuática emergente. Muy poco se sabe de los hábitos y biología de los adultos, debido a que el adulto de esta especie es muy similar al adulto de *An. crucians*.

Importancia medica

An. bradleyi ha sido infectado con *Plasmodium falciparum* bajo condiciones de laboratorio.

Distribución conocida

EUA, México.

Sitios en el Noreste de México donde *An. bradleyi* fue encontrado

Tamaulipas: La carbonera-San Fernando; Tampico-Tampico

6.2 *Anopheles (Anopheles) crucians* Wiedemann

Localidad Tipo: New Orleans, Luisiana, EUA (NMW).

Biología

La larva puede ser encontrada en una gran variedad de criaderos como charcas, lagos y desagües; preferentemente asociados con abundante vegetación acuática. Esta especie pasa el invierno en forma larvaria. Los adultos ocasionalmente entran a las casas para picar, aunque prefieren picar en el exterior, picando regularmente durante la noche, sin embargo hay registros de esta especie picando durante el día, especialmente durante días nublados. Cuando los adultos están en reposo, forman un ángulo de 90° respecto a su cuerpo y la superficie de reposo. Los adultos son atraídos por la luz y pueden ser capturados usando trampas de luz.

Importancia medica

Es considerado un importante vector de Paludismo.

Distribución conocida

Bahamas, Belice, Costa Rica, Cuba, El Salvador, EUA, Guatemala, Honduras, Jamaica, México, Nicaragua, Republica Dominicana.

Sitios en el Noreste de México donde *An. crucians* fue encontrado

Nuevo León: Linares, San Ignacio-Linares

Tamaulipas: La Reforma, Matamoros, Rancho de Pronatura-Matamoros; Rancho las Carreras-San Fernando; Tampico-Tampico

6.3 *Anopheles (Anopheles) eiseni* Coquillett

Localidad Tipo: Aguna, Guatemala (USNM)

Sinónimos: *niveopalpis*.

Biología

Los estados inmaduros son encontrados principalmente en estanques con agua limpia y sombreada, en donde las larvas permanecen en la orilla junto a la vegetación emergente; aunque también han sido encontradas larvas en huecos de árboles y axilas de Bromeliáceas; esta especie tiende a distribuirse en las regiones tropicales. Muy poco se sabe de la biología de los adultos aunque aparentemente no son atraídos por los humanos.

Importancia medica

Desconocida.

Distribución conocida

Belice, Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, Ecuador, El Salvador, Guayana Francesa, Guatemala, Honduras, México, Panamá, Perú, Surinam, Trinidad y Tobago, Venezuela.

Sitios en el Noreste de México donde *An. eiseni* fue encontrado

Nuevo León: El Salto-Zaragoza

Tamaulipas: Ejido San José-Gómez Farias

6.4 *Anopheles (Anopheles) franciscanus* Mc Cracken

Localidad Tipo: Felt Lake, California, EUA (CAS)

Sinónimos: *boydi*, *willardi*.

Biología

La larva puede ser encontrada en charcas poco profundas o arroyos con presencia de algas verdes. Las hembras poseen hábitos de picadura crepusculares y pueden entrar al interior de las viviendas con la intención de picar, prefieren alimentarse de mamíferos grandes como ovejas y caballos.

Importancia medica

Esta especie ha sido infectada con *Plasmodium vivax* en condiciones de laboratorio, aunque dado a la preferencia de sus hospederos, no se considera un importante vector de Paludismo.

Distribución conocida

EUA, México.

Sitios en el Noreste de México donde *An. franciscanus* fue encontrado

Coahuila: Paila-Paila; Parras de la Fuente-Parras de la Fuente

Nuevo León: Río Ramos-Allende; Río Santa Catarina-Juárez; Río Pílon, Montemorelos-Montemorelos; San Juan Bautista-Santiago

Tamaulipas: Río Corona-Guemez

6.5 *Anopheles (Anopheles) pseudopunctipennis* Theobald

Localidad Tipo: Antillas bajas, Granada (NE)

Sinónimos: *preuvianus*, *argentinus*, *tucumanus*.

Biología

La larva aparentemente requiere de criaderos soleados para su desarrollo, prefieren cuerpos de agua en movimiento como arroyos con presencia de algas y pueden ser encontradas también en charcas soleadas; particularmente esta especie es encontrada en regiones elevadas. Los adultos pueden entrar a las viviendas con la intención de picar, algunos estudios demuestran la tendencia conductual de esta especie siendo endofílica, que dejan la vivienda al haber picado humanos; también se han encontrado hembras de esta especie alimentándose de animales domésticos en el peridomicilio.

Importancia médica

Vector de Paludismo, uno de los principales vectores en México en regiones elevadas.

Distribución conocida

Antillas, Argentina, Belice, Bolivia, Brasil, Chile, Colombia, Costa Rica, Ecuador, El Salvador, EUA, Granada, Guayana Francesa, Guatemala, Guyana, Honduras, México, Nicaragua, Panamá, Paraguay, Perú, Surinam, Venezuela.

Sitios en el Noreste de México donde *An. pseudopunctipennis* fue encontrado

Coahuila: Monclova-Monclova; Parras de la Fuente-Parras de la Fuente; Torreón-Torreón
Nuevo León: Abasolo-Abasolo; Agualguas-Agualeguas; Río Ramos, Allende, Lazarillos de Abajo, Raíces-Allende; Salinillas-Anahuac; Apodaca, Dulces Nombres, Río Pesquería-Apodaca; Cadereyta-Cadereyta; El Carmen-El Carmen; El Sabinal-Cerralvo; China-China; Ciénega de Flores-Ciénega de Flores; Doctor Arroyo-Doctor Arroyo; Doctor Coss-Doctor Coss; La Presita-Doctor González; Villa de García-Villa de García; Escobedo, Las Puentes, Pesquerías, Río San Martín-Escobedo; General Terán-General Terán; General Zuazua-General Zuazua; Higueras-Higueras; Juárez, La Ciudadela, San Roque-Juárez; Lago de Ojo-Lampazos del Naranjo; Ejido Belisario Domínguez, Río Camacho, Río Pílon, Linares, Loma Alta, San Ignacio-Linares; Presa la Juventud-Marín; Mina-Mina; Canoas, El Fraile, Río Blanquillo, Río Pílon-Montemorelos; Arroyo Elizondo, Arroyo Monterrey, Monterrey; Río la Silla-Monterrey; Pesquería-Pesquería; Los Ramones-Los Ramones; Mina-Mina; Ojo de Agua, Río Sabinas, Sabinas Hidalgo-Sabinas Hidalgo; San Nicolás, Río Salinas-Salinas Victoria; Arroyo Topo Chico-San Nicolás de los Garza; La Huasteca-Santa Catarina; El Barrial, Las Adjuntas, Río La Silla-Santiago; Villaldama-Villaldama
Tamaulipas: Barra del Tordo-Aldama; Río Purificación-Guemez; Ciudad Mante, Villa Juárez-Mante; El Carrizo, La Reforma, Matamoros-Matamoros; Nuevo Morelos-Nuevo Morelos; Rancho las Carreras, Villas la Pesca-San Fernando; Tampico-Tampico; Cañón del Novillo, Río Caballeros, Ciudad Victoria-Victoria; Arroyo Santa Lucia-Villagrán

6.6 *Anopheles (Anopheles) punctimacula* Dyar & Knab

Localidad Tipo: Colon, Panamá (USNM)

Sinónimos: *strigimacula*, *venezuelae*

Biología

Los estados inmaduros de esta especie pueden ser encontrados en distintos cuerpos de agua como charcas y pantanos, pero siempre con abundante cantidad de vegetación acuática emergente y flotante; las hembras son atraídas por el hombre con la intención de picar

Importancia medica

Esta especie puede ser vector natural de paludismo y es un vector importante de esta enfermedad en Sudamérica

Distribución conocida

Argentina, Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, México, Panamá, Perú, Surinam, Trinidad y Tobago, Uruguay, Venezuela

Sitios en el Noreste de México donde *An. punctimacula* fue encontrado

Tamaulipas: Tampico-Tampico

6.7 *Anopheles (Anopheles) punctipennis* (Say)

Localidad Tipo: Chestertown, Maryland, EUA (NE)

Sinónimos: *hyemalis*, *stonei*.

Biología

La larva puede ser encontrada en una gran variedad de criaderos, como charcas superficiales, arroyos y marcas en el suelo dejadas por llantas e inundadas con agua de lluvia. Las hembras se alimentan en el atardecer aunque pueden picar durante el día. Pasan el invierno en su estado adulto, en donde pueden permanecer dentro de las viviendas.

Importancia medica

Aunque se ha infectado esta especie con diferentes *Plasmodium*, no es considerada un importante vector de esta enfermedad; además se ha aislado el Virus del Oeste del Nilo (WNV) en esta especie.

Distribución conocida

Canadá, EUA, México.

Sitios en el Noreste de México donde *An. punctipennis* fue encontrado

Nuevo León: Canoas, Lazarillos de Abajo, Raíces, Río Ramos-Allende; Río Salinas-General Zuazua; La Ciudadela, Río Santa Catarina-Juárez; Linares-Linares; El Fraile, Río Pílon-Montemorelos; Nuevo Repueblo, Monterrey, Río Santa Catarina-Monterrey; Sabinas Hidalgo-Sabinas Hidalgo; Salinas Victoria-Salinas Victoria; Río Santa Catarina-San Pedro Garza García; Santa Catarina-Santa Catarina; Las Adjuntas, Los Canelos, Presa la Boca, Villa de Santiago-Santiago

6.8 *Anopheles (Anopheles) quadrimaculatus* Say

Localidad Tipo: Wabasha, Minnesota, EUA (NE)

Sinónimos: *annulimanus*.

Biología

La larva puede ser encontrada en cuerpos de agua permanentes, arroyos, canales, charcas y lagos que contengan abundante vegetación acuática emergente. Las hembras son atraídas por el hombre y otros animales domésticos y salvajes para picar; los adultos son principalmente activos durante la noche.

Importancia medica

Se han realizado numerosos experimentos para infectar esta especie con *P. vivax*, *P. falciparum* y *P. malariae* en donde se ha demostrado su susceptibilidad para ser infectada; en campo se han encontrado especímenes infectados con estos *Plasmodium* y se han aislado de glándulas salivares; se considera el principal vector de Paludismo en EUA. Adicionalmente, el virus del Oeste del Nilo (WNV) ha sido aislado de esta especie.

Distribución conocida

Canadá, México, EUA.

Sitios en el Noreste de México donde *An. quadrimaculatus* fue encontrado

Nuevo León: China-China; Doctor Coss-Doctor Coss; La Ciudadela-Juárez; Loma Alta-Linares; Dulces Nombres-Pesquería

Tamaulipas: Barra del Tordo-Aldama; El Carrizo-Matamoros; La Carbonera-San Fernando; Tampico-Tampico

6.9 *Anopheles (Anopheles) vestitipennis* Dyar & Knab

Localidad Tipo: Cacao Trece Aguas, Alta Vera Paz, Guatemala (USNM)

Biología

Estados inmaduros de esta especie han sido encontrados en cuerpos de agua con abundante cantidad de vegetación acuática, aparentemente no hay una asociación de las dimensiones del criadero u otros requerimientos físicos para que esta especie colonice dichos criaderos, las hembras pueden ser atraídas por los humanos con la intención de picar

Importancia medica

Es un vector importante de paludismo

Distribución conocida

Belice, Colombia, Costa Rica, Cuba, El Salvador, Guatemala, Haití, Honduras, Jamaica, México, Nicaragua, Panamá, Puerto Rico, Republica Dominicana

Sitios en el Noreste de México donde *An. vestitipennis* fue encontrado

Tamaulipas: Tampico-Tampico

6.10 *Anopheles (Nyssorhynchus) albimanus* Wiedemann

Localidad Tipo: Santo Domingo, Republica Dominicana (NMW)

Sinónimos: *cubensis*, *albipes*, *tarsimaculata*, *gorgasi*, *bisignatus*, *tresignatus*.

Biología

La larva puede ser encontrada en una gran variedad de criaderos, aunque prefiere aquellos que poseen abundante vegetaron acuática como algas, también puede ser encontrada en

charcas temporales con algas asociadas; siempre cerca de la costa. Los adultos pueden volar grandes distancias y se alimentan del hombre y de animales domésticos, particularmente de caballos y vacas, aparentemente esta especie no es atraída por la luz y puede ser capturada fácilmente utilizando trampas con cebo animal. Las hembras entran al interior de las viviendas durante la noche para picar, pero en la mañana salen de las viviendas.

Importancia medica

Es el principal vector de Paludismo en muchos países de Centro y Sudamérica, en México es uno de los principales vectores de esta enfermedad.

Distribución conocida

Barbuda, Bahamas, Barbados, Belice, Brasil, Colombia, Costa Rica, Cuba, Ecuador, El Salvador, EUA, Guatemala, Haití, Honduras, Jamaica, México, Nicaragua, Panamá, Perú, Puerto Rico, Republica Dominicana, Surinam, Uruguay, Venezuela.

Sitios en el Noreste de México donde *An. albimanus* fue encontrado

Nuevo León: Dulces Nombres-Pesquería; Salinas Victoria-Salinas Victoria

Tamaulipas: Barra del Tordo-Aldama; Gómez Farias-Gómez Farias; Río Purificación-Guemez; Ciudad Mante-Mante; El Carrizo-Matamoros; Soto la Marina-Soto la Marina; Tampico-Tampico

6.11 *Anopheles (Nyssorhynchus) argyritarsis* Robineau-Desvoidy

Localidad Tipo: Río de Janeiro, Guanabara, Brasil (MNHP)

Sinónimos: *rooti*

Biología

Los estados inmaduros de esta especie pueden ser encontrados en charcas a nivel del suelo y ocasionalmente en contenedores ratificales como bebederos de animales; los criaderos deben tener vegetación acuática emergente asociados a ellos; las hembras adultas raramente pican sobre humanos y raramente entra al interior de los domicilios

Importancia medica

Esta especie generalmente es no considerada un importante vector de paludismo, pero podría ser importante cuando la densidad poblacional es elevada

Distribución conocida

Argentina, Belice, Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, El Salvador, Granada, Guatemala, Guyana, Guayana Francesa, Honduras, México, Nicaragua, Panamá, Paraguay, Republica Dominicana, Santa Lucia, Trinidad y Tobago, Uruguay, Venezuela

Sitios en el Noreste de México donde *An. argyritarsis* fue encontrado

Tamaulipas: Aldama-Aldama

6.12 *Aedes (Aedimorphus) vexans (sensu lato) (Meigen)*

Localidad Tipo: Berlin, Alemania (MNHP)

Sinónimos: *parvus*, *articulatus*, *malariae*, *sylvestris*, *montcalmi*, *minuta*, *eruthrosops*, *euochrus*, *sudanensis*.

Biología

Las larvas pueden ser encontradas en una gran variedad de criaderos, pero parece haber una preferencia por aquellos sin sombra, charcas y cultivos de arroz. Los criaderos usualmente poseen algún tipo de vegetación acuática como algas. Los adultos han sido colectados alimentándose del hombre y otros animales domésticos.

Importancia medica

Vector de *Dirofilaria immitis*, además es vector de la Encefalitis Equina del Este (EEEV) y vector potencial del Virus del Oeste del Nilo (WNV).

Distribución conocida

Afganistán, Algeria, Australia, Bangla Desh, Belice, Bulgaria, Camboya, Canadá, China, Croacia, Republica Checa, Dinamarca, España, Estados Unidos de América, Fiji, Filipinas, Finlandia, Francia, Grecia, Guatemala, Hungría, India, Indonesia, Inglaterra, Irán, Irak, Italia, Kiribati, Laos, Libia, Malasia, México, Micronesia, Paquistán, Palau, Polonia,

Rumania, Rusia, Zamora, Sudáfrica, Sri Lanka, Suiza, Taiwán, Tailandia, Tonga, Turquía, Vantau, Vietnam, Yemen, Yugoslavia.

Sitios en el Noreste de México donde *Ae. vexans* fue encontrado

Coahuila: Paila-Paila; Ejido el Sol-San Pedro de las Colonias; Torreón-Torreón; Ejido Emiliano Zapata-Viesca

Nuevo León: Allende-Allende; Apodaca-Apodaca; Ejido Fco- Villa-Pesquería; Ejido San Nicolás-Salinas Victoria

6.13 *Georgecraigius (Georgecraigius) epactius (Dyar & Knab)* [*Aedes (Ochlerotatus) epactius* Dyar & Knab]

Localidad Tipo: Córdoba, Veracruz, México (USNM)

Sinónimos: *perichares*, *nielseni*.

Biología

Los estados inmaduros son encontrados usualmente en huecos de rocas, aunque también han sido encontrados en charcas a nivel del suelo, contenedores artificiales, huecos de árboles y axilas de plantas. Los adultos de ambos sexos han sido colectados usando trampas de luz y atraídos por los humanos. Las hembras suelen picar sobre humanos

Importancia medica

Algunos arbovirus se han aislado de esta especie, pero no se le considera un vector importante

Distribución conocida

EUA, México, Panamá.

Sitios en el Noreste de México donde *Gr. epactius* fue encontrado

Coahuila: Cuatro ciénegas-Cuatro ciénegas; Fco. I. Madero-Fco. I. Madero; Ejido Benito Juárez, Ejido Vizcaya-Matamoros; Monclova-Monclova; Ejido el Paraíso, Ejido Parvello-San Pedro de las Colonias; Torreón-Torreón; La Cuchilla-Viesca

Nuevo León: Anahuac-Anahuac; Allende-Allende; Los Aldamas-Los Aldamas; Bustamante-Bustamante; Doctor Arroyo-Doctor Arroyo; Doctor González-Doctor González; Las Puentes, General Zaragoza-General Zaragoza; General Zuazua-General Zuazua; Ciudad Guadalupe-Guadalupe; Higuera-Higuera; Los Herreras-Los Herreras; Mier y Noriega-Mier y Noriega; Mina-Mina; El Fraile, Montemorelos-Montemorelos; Sabinas Hidalgo-Sabinas Hidalgo; San Nicolás de los Garza-San Nicolás de los Garza; Chipinque-San Pedro; Presa la Boca, Cola de Caballo, La Playita, Las Adjuntas, Villa de Santiago-Santiago; Terán-Terán; Río Salado, Vallecillo-Vallecillo

6.14 *Haemagogus (Haemagogus) equinus* Theobald

Localidad Tipo: Kingston, Jamaica (BM)

Sinónimos: *affirmatus*, *phiosophicus*.

Biología

El criadero preferido de esta especie son los huecos de árboles, aunque también pueden ser encontrados en huecos de bambú. Las hembras son atraídas por humanos con la intención de picar durante el día.

Importancia medica

Esta especie se ha aislado el Virus de la Fiebre Amarilla, se considera que puede ser un importante vector de esta enfermedad en las regiones tropicales.

Distribución conocida

Belice, Colombia, Costa Rica, El Salvador, EUA, Guatemala, Guayana, Honduras, Jamaica, México, Nicaragua, Panamá, Trinidad y Tobago.

Sitios en el Noreste de México donde *Hg. equinus* fue encontrado

Nuevo León: Ejido Belizario Domínguez-Linares

Tamaulipas: Ciudad Victoria-Victoria

6.15 *Haemagogus (Haemagogus) mesodentatus* Komp & Kumm

Localidad Tipo: San José, Costa Rica (LU)

Sinónimos: *gorgasi*, *alticola*.

Biología

Los estados inmaduros son encontrados principalmente en huecos de árboles y huecos de bambú, aunque también han sido encontrados en huecos de rocas; en el presente estudio, larvas de esta especie fueron colectadas de llantas con agua. Las hembras son atraídas por los humanos y pueden picar a cualquier hora del día.

Importancia medica

El Virus de la Fiebre Amarilla ha sido aislado de esta especie, se le considera un importante vector de la Fiebre Amarilla selvática.

Distribución conocida

Belice, Costa Rica, El Salvador, Guatemala, México, Panamá.

Sitios en el Noreste de México donde *Hg. mesodentatus* fue encontrado

Coahuila: Montereal-Arteaga

6.16 *Howardina quadrivittata* (Coquillett) [*Aedes* (*Howardina*) *quadrivittatus* (Coquillett)]

Localidad Tipo: Chacula (Huehuetenango), Guatemala (USNM)

Biología

Esta especie aparentemente solo se cría en Bromeliáceas epifitas, en bosques templados; aunque durante este estudio se encontró una larva de esta especie en un hueco de árbol en la Sierra Madre Oriental de NL. Las hembras son atraídas por los humanos para picar, no parece haber una preferencia respecto al horario de picadura, durante una colecta de campo, se observaron hembras picando a humanos durante las 24 horas.

Importancia medica

Un arbovirus sin identificar fue aislado de *Ae. quadrivittatus* en Panamá (Galindo, 1964).

Distribución conocida

Costa Rica, El Salvador, Guatemala, Honduras, México, Panamá

Sitios en el Noreste de México donde *Hw. quadrivittata* fue encontrado

Coahuila: La Almendría-Monterreal

Nuevo León: La Camotera-Santiago

Tamaulipas: Ejido Casa de Piedra, Valle del Ovni-Gómez Farias

6.17 *Ochlerotatus (Chrysoconops) bimaculatus (Coquillett)* [*Aedes (Ochlerotatus) bimaculatus* Coquillett]

Localidad Tipo: Brownsville, Texas, EUA (USNM)

Sinónimos: *rozeboomi*

Biología

Las larvas suelen ser transparentes, excepto por la cabeza, el sexto y séptimo segmento abdominal, los cuales son oscuros. Durante este estudio se encontraron larvas de esta especie en una charca inundada, con vegetación emergente en un suelo salino. Adultos de esta especie fueron capturados en una trampa de luz CDC con CO₂ como atrayente.

Importancia medica

Desconocida.

Distribución conocida

EL Salvador, México, EUA.

Sitios en el Noreste de México donde *Oc. bimaculatus* fue encontrado

Nuevo León: Dulces Nombres-Pesquería

Tamaulipas: Barra del Tordo-Aldama; Tampico-Tampico

6.18 *Ochlerotatus (Culiselsa) sollicitans* (Walker) [*Aedes (Ochlerotatus) sollicitans* (Walker)]

Localidad Tipo: Charleston, Carolina del Sur, EUA (BM)

Biología

La larva de esta especie esta presente comúnmente en criaderos salinos en las regiones costeras. Los adultos son voladores fuertes y pueden migrar varios kilómetros desde los criaderos. Las hembras pican a humanos a cualquier hora del día o la noche.

Importancia medica

Vector de la Encefalitis Equina del Este (EEEV) y vector potencial del Virus del Oeste del Nilo (WNV).

Distribución conocida

Bahamas, Canadá, Cuba, EUA, Haití, Puerto Rico, Republica Dominicana.

Sitios en el Noreste de México donde *Oc. sollicitans* fue encontrado

Nuevo León: Monterrey-Monterrey; Ejido San Nicolás-Salinas Victoria

Tamaulipas: La Reforma, Matamoros-Matamoros; Nuevo Laredo-Nuevo Laredo; Reynosa-Reynosa; La Carbonera-San Fernando; Tampico-Tampico

6.19 *Ochlerotatus (Culiselsa) taeniorhynchus* (Wiedemann) [*Aedes (Ochlerotatus) taeniorhynchus* (Wiedemann)]

Localidad Tipo: México (NMW)

Sinónimos: *damnosus*, *niger*, *portoricensis*, *epinolus*, *pix*.

Biología

Los criaderos naturales de esta especie son charcas, marismas y estanques salinos, aunque son llenados con agua de lluvia, no dejan de ser salinos; también pueden ser encontrados en huecos de cangrejos; también pueden criarse en agua dulce en charcas cerca de la costa. Las hembras son persistentes pecadoras y son atraídas por los humanos con la intención de

picar a cualquier hora del día, en áreas sombreadas preferentemente, pueden ingresar a las viviendas con la intención de picar. Los adultos son atraídos por la luz y pueden ser capturados con trampas de luz y con trampas con cebo animal.

Importancia medica

Vector de la Encefalitis Equina Venezolana (VEEV), Vector potencial del Virus del Oeste del Nilo (WNV), Vector de Dirofilariasis.

Distribución conocida

Bahamas, Barbados, Belice, Brasil, Colombia, Costa Rica, Cuba, Dominica, Ecuador, El Salvador, EUA, Granada, Guadalupe, Guatemala, Guyana, Haití, Honduras, Martinique , México, Montserrat, Nicaragua, Panamá, Perú, Puerto Rico, Republica Dominicana, Santa Lucia, Surinam, Venezuela.

Sitios en el Noreste de México donde *Oc. taeniorhynchus* fue encontrado

Nuevo León: Allende-Allende; Guadalupe-Ciudad Guadalupe; General Escobedo-General Escobedo; San Ignacio-Linares; Estanzuela, Monterrey-Monterrey; Dulces Nombres, Ejido Fco. Villa, Pesquería-Pesquería; Ejido San Nicolás-Salinas Victoria; Terán-Terán
Tamaulipas: Barra del Tordo-Aldama; La Reforma-Matamoros; Tampico-Tampico

6.20 ***Ochlerotatus (Ochlerotus) angustivittatus (Dyar & Knab)*** [*Aedes (Ochlerotatus) angustivittatus* Dyar & Knab]

Localidad Tipo: Puerto Limón, Costa Rica (USNM)

Sinónimos: *argentescens*, *cuneatus*, *traversus*

Biología

Es una especie muy común en Centroamérica , los estados inmaduros se encuentran en charcas temporales de agua de lluvia y en zonas de inundación a la orilla de los arroyos. Los adultos pueden ser capturados usando trampas de cebo animal.

Importancia medica

El virus de la Encefalitis Equina Venezolana ha sido aislado de esta especie

Distribución conocida

Belice, Colombia, Costa Rica, Ecuador, El Salvador, Guatemala, Honduras, México, Nicaragua, Panamá, Perú, Venezuela

Sitios en el Noreste de México donde *Oc. angustivittatus* fue encontrado

Tamaulipas: Reynosa-Reynosa

6.21 *Ochlerotatus (Ochlerottus) scapularis (Rondani)* [*Aedes (Ochlerotatus) scapularis* (Rondani)]

Localidad Tipo: Río de Janeiro, Guanabara, Brasil (LU)

Sinónimos: *confirmatus*, *hemisurus*, *indolenscens*, *camposanus*.

Biología

La larva puede ser encontrada en una gran variedad de criaderos como charcas de lluvia temporales, pantanos, lagunas, huecos de rocas y huecos de cangrejos pero todos los criaderos deben estar sombreados. Las hembras pueden picar humanos y puede entrar a las viviendas con la intención de picar.

Importancia medica

Cuando menos 15 virus distintos han sido aislados de *Oc. scapularis*, incluyendo el virus de la Fiebre Amarilla y el Virus de la Encefalitis Equina Venezolana (VEEV), además parece ser vector de filariasis Bancroftiana y de Dirofilariasis.

Distribución conocida

Argentina, Bahamas, Belice, Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, Cuba, Ecuador, El Salvador, EUA, Guatemala, Guyana, Haití, Honduras, Jamaica, México, Nicaragua, Paraguay, Perú, Surinam, Republica Dominicana, Trinidad y Tobago, Uruguay, Venezuela.

Sitios en el Noreste de México donde *Oc. scapularis* fue encontrado

Nuevo León: Allende-Allende; Cola de Caballo-Santiago; Dulces Nombres, Río Pesquería-Pesquería

Tamaulipas: Gómez Farias-Gómez Farias

6.22 *Ochlerotatus (Ochlerottus) trivittatus* (Coquillett) [*Aedes (Ochlerotatus) trivittatus* (Coquillett)]

Localidad Tipo: Chester, New Jersey, EUA (USNM)

Sinónimos: *incnspicuus*.

Biología

Las larvas son encontradas en cualquier depresión inundada con agua de lluvia y con vegetación emergente, también puede encontrarse en el curso de arroyos y lagunas. Comúnmente pasa el invierno en la fase de huevo, los cuales eclosionan hasta la próxima primavera. Las hembras pican a humanos y suelen ser más activas en lugares sombreados, aunque pueden picar en otras horas del día.

Importancia médica

Se ha aislado el virus Trivittatus de esta especie, aunque dado que *Oc. trivittatus* se alimenta de una amplia variedad de vertebrados, no se considera un vector importante de este virus; además se ha aislado el Virus del Oeste del Nilo (WNV).

Distribución conocida

Canadá, México, EUA.

Sitios en el Noreste de México donde *Oc. trivittatus* fue encontrado

Coahuila: Matamoros-Matamoros; La Almendría-Montereal; Parras de la Fuente-Parras de la Fuente; Torreón-Torreón; Ejido Emiliano Zapata, Viesca-Viesca

Nuevo León: La Camotera-Santiago

6.23 *Ochlerotatus (Protoculex) dupreei* (Coquillett) [*Aedes (Ochlerotatus) dupreei* (Coquillett)]

Localidad Tipo: Baton Rouge, Louisiana, E.U.A. (USNM)

Biología

Los estados inmaduros son encontrados en charcas temporales de lluvia, particularmente en regiones boscosas después de las lluvias de verano; las larvas tienen el hábito de esconderse debajo de las hojas en el fondo del criadero, haciendo difícil colectarlas. Las larvas son fáciles de identificar en el campo por sus papilas anales extremadamente alargadas. Los adultos son capturados usando trampas de luz, aunque raramente se les encuentra en el campo; aparentemente las hembras no son atraídas por los humanos.

Importancia medica

Desconocida

Distribución conocida

México, E.U.A.

Sitios en el Noreste de México donde *Oc. dupreei* fue encontrado

Nuevo León: Monterrey-Monterrey

6.24 *Ochlerotatus (Incierto) campestris* (Dyar & Knab) [*Aedes (Ochlerotatus) campestris* Dyar & Knab]

Localidad Tipo: Oxbow, Saskatchewan, Canadá (USNM)

Sinónimos: *callithortys*.

Biología

Las larvas se desarrollan en depresiones con agua de nieve o lluvia. Los huevos permanecen viables en invierno y eclosionan el siguiente año durante la primavera y verano. Durante este estudio se encontró esta especie en una charca con agua de lluvia, en un suelo alcalino rico en materia orgánica. Las hembras pican a cualquier hora, pero son

mas activas durante la noche y cerca de la mañana. Esta especie es muy común en las regiones semiáridas.

Importancia medica

Vector de la Encefalitis Equina del Oeste (WEEV).

Distribución conocida

Canadá, México, Rusia, EUA.

Sitios en el Noreste de México donde *Oc. campestris* fue encontrado

Coahuila: El Mezquital-Cuatro ciénegas

6.25 *Ochlerotatus (Protomacleaya) amabilis (Schick) (sensu auctorum)* [*Aedes (Protomacleaya) amabilis* Schick]

Localidad Tipo: Cerca de Penuela, Veracruz, México (USNM)

Biología

La larva se encuentra en huecos de árboles llenados con agua de lluvia, en regiones elevadas de bosque de encino o bosque mixto. Las hembras adultas son picadoras activas y son atraídas por los humanos para picar en áreas sombreadas durante el día. Esta es la primera vez que se colectan estados inmaduros de esta especie, se desconocía también el hábitat larvario donde esta especie esta presente.

Importancia medica

Desconocida.

Distribución conocida

México

Sitios en el Noreste de México donde *Oc. amabilis* fue encontrado

Nuevo León: La Camotera-Santiago

Tamaulipas: Gómez Farías-Gómez Farías

6.26 *Ochlerotatus (Protomacleaya) brelandi (Zavortink) (sensu auctorum)* [*Aedes (Protomacleaya) brelandi* Zavortink]

Localidad Tipo: Chisos Mountains, Texas, EUA (USNM)

Biología

Los estados inmaduros de esta especie han sido colectados de huecos de árboles de encinos (*Quercus* sp), creciendo a elevaciones superiores a los 1770 metros. Las hembras de esta especie pueden ser picadoras agresivas para los humanos en regiones arboladas

Importancia medica

Poco se conoce acerca de la importancia médica de esta especie, aunque se sabe que puede infectarse del virus de La Crosse (LCV) bajo condiciones de laboratorio

Distribución

EUA, México (Primer Registro Nacional)

Sitios en el Noreste de México donde *Oc. brelandi* fue encontrado

Coahuila: La Almendría-Montereal

Nuevo León: La Camotera-Santiago

6.27 *Ochlerotatus (Protomacleaya) podographicus (Dyar & Knab) (sensu auctorum)*

[*Aedes (Protomacleaya) podographicus* Dyar & Knab]

Localidad Tipo: Sonsonate, El Salvador (USNM)

Biología

Larvas de esta especie fueron encontradas en huecos de árboles en regiones tropicales de México, en el presente estudio, se encontraron larvas en huecos de árboles en una región tropical de Tamaulipas. Las hembras adultas son atraídas por humanos aunque ninguna de estas se alimento sobre el personal colector, por lo tanto, desconocemos si pueda

alimentarse de humanos. La actividad de los adultos fue observada durante el día, en regiones sombreadas.

Importancia medica

Desconocida.

Distribución conocida

Belice, Costa Rica, El Salvador, Guatemala, Honduras, México, Nicaragua, Panamá, Venezuela.

Sitios en el Noreste de México donde *Oc. podographicus* fue encontrado

Tamaulipas: Aldama-Aldama; Ejido San José, Gómez Farias-Gómez Farias

6.28 *Ochlerotatus (Protomacleaya) triseriatus (Say) (sensu auctorum)* [*Aedes (Protomacleaya) triseriatus* (Say)]

Localidad Tipo: Pennsylvania, EUA (NE)

Sinónimos: *nigra*.

Biología

Los estados inmaduros de esta especie son usualmente encontrados en huecos de árboles y en ocasiones están asociados a contenedores artificiales y huecos de rocas. Los adultos han sido colectados usando fuentes de luz artificiales y las hembras adultas han sido colectadas picando sobre humanos y caballos

Importancia medica

Vector de la Encefalitis de La Crosse (LCV), *Dirofilaria* y se ha aislado WNV

Distribución conocida

Canadá, EUA, Groenlandia, México.

Sitios en el Noreste de México donde *Oc. triseriatus* fue encontrado

Nuevo León: Paraje del Oso-Santiago; Chipinque-San Pedro Garza García

6.29 *Ochlerotatus (Protomacleaya) zoosophus (Dyar & Knab) (sensu auctorum)* [*Aedes (Protomacleaya) zoosophus* Dyar & Knab]

Localidad Tipo: Kerrville, Texas, EUA (USNM)

Sinónimos: *alleni*.

Biología

Los estados inmaduros de esta especie han sido colectados en huecos de árboles y contenedores artificiales. Los adultos de ambos sexos son atraídos por la luz y las hembras pueden picar a humanos

Importancia medica

Desconocida

Distribución conocida

EUA, México.

Sitios en el Noreste de México donde *Oc. zoosophus* fue encontrado

Nuevo León: La Camotera-Santiago

Tamaulipas: Ciudad Victoria-Victoria; Ejido San José-Gómez Farias

6.30 *Psorophora (Grabhamia) grupo Confinnis*

(Información para *Psorophora (Grabhamia) columbiae* (Dyar & Knab))

Localidad Tipo: Grassymead, Virginia, EUA (USNM)

Sinónimos: *texanum*, *floridense*, *toltecum*.

Biología

Las hembras depositan los huevos en depresiones del suelo sujetas a inundaciones por lluvia como arroyos secos o canales de irrigación. El invierno lo pasa en su fase de huevo. Los machos emergen horas antes que las hembras y permanecen alimentándose de la

vegetación hasta que las hembras emergen. Los adultos son atraídos por la luz y pueden ser capturados con trampas de luz.

Importancia medica

El complejo Confinnis, especialmente *Ps. columbiae*, es uno de los principales vectores de Encefalitis Equina Venezolana (VEEV); se ha aislado el Virus del Oeste del Nilo (WNV) de esta especie.

Distribución conocida

Bahamas, Canadá, Centroamérica, México, EUA.

Sitios en el Noreste de México donde el grupo de *Ps. confinnis* fue encontrado

Coahuila: Ejido El Sol-San Pedro de las Colonias, Ejido Emiliano Zapata-Viesca

Nuevo León: Anahuac-Anahuac; Apodaca-Apodaca; Los Ángeles-Los Herreras

Tamaulipas: Ciudad Mante-El Mante; La Florida, Matamoros-Matamoros; Reynosa-Reynosa; La Carbonera-San Fernando; Soto la Marina-Soto la Marina

6.31 *Psorophora (Grabhamia) discolor* (Coquillett)

Localidad Tipo: Delair, New Jersey. E.U.A. (USNM)

Biología

Los estados inmaduros de esta especie se desarrollan en cuerpos de agua de lluvia temporales, en zonas de inundación a la orilla de arroyos y en campos de arroz, las larvas de esta especie suelen permanecer todo el tiempo debajo del nivel del agua y solo suben a la superficie al momento de la pupación, por esta razón, resulta difícil colectar esta especie en su fase larvaria. Las hembras adultas pican frecuentemente al humanos y son muy activas durante la noche, los adultos han sido colectados usando trampas de luz

Importancia medica

Desconocida

Distribución conocida

México, E.U.A.

Sitios en el Noreste de México donde *Ps. discolor* fue encontrado

Tamaulipas: Nuevo Laredo-Nuevo Laredo

6.32 *Psorophora (Grabhamia) signipennis* (Coquillett)

Localidad Tipo: Monterrey, Nuevo León, México (USNM)

Biología

La larva esta presente en charcas temporales al nivel del suelo, la especie esta adaptada para criarse en charcas presentes en planicies áridas. La hembra rara vez pica a humanos. En el presente estudio, se colectaron algunas hembras posándose sobre el personal colector.

Importancia medica

Desconocida.

Distribución conocida

Canadá, México, EUA.

Sitios en el Noreste de México donde *Ps. signipennis* fue encontrado

Coahuila: Ejido El Sol-San Pedro de las Colonias; Ejido Emiliano Zapata-Viesca

Nuevo León: Los Ángeles-Los Herreras

Tamaulipas: Nuevo Laredo-Nuevo Laredo; Reynosa-Reynosa

6.33 *Psorophora (Janthinosoma) cyanescens* (Coquillett)

Localidad Tipo: Brownsville, Texas, EUA (USNM)

Sinónimos: *purpurascens*, *tovari*.

Biología

Los huevos de esta especie son depositados en la superficie del suelo o en el fondo de charcas secas, mismos que eclosionan cuando se llenan de agua de lluvia. Generalmente los machos adultos emergen antes que las hembras y reposan en la vegetación cerca del criadero en el cual los estados inmaduros se desarrollan. Las poblaciones de esta especie frecuentemente son altas después de la época de lluvias. Las hembras son fuertes picadoras y se alimentan sobre humanos.

Importancia medica

Desconocida.

Distribución conocida

Argentina, Bolivia, EUA, Guayana, México, Nicaragua, Paraguay, Trinidad y Tobago, Uruguay, Venezuela.

Sitios en el Noreste de México donde *Ps. cyanescens* fue encontrado

Nuevo León: Anahuac-Anahuac; Allende-Allende; Apodaca-Apodaca; Ciudad Guadalupe-Guadalupe; Linares-Linares; Pesquería-Pesquería; Sabinas Hidalgo-Sabinas Hidalgo

Tamaulipas: Barra del Tordo-Aldama; La Carbonera-San Fernando

6.34 *Psorophora (Janthinosoma) ferox* (Humboldt)

Localidad Tipo: Borodon, Ecuador (NE)

Sinónimos: *posticatus*, *musicus*, *echinata*, *sayi*, *terminalis*, *vanhalli*, *coquilletti*, *sayi*, *jamaicensis*, *pazosi*, *centrale*.

Biología

Las larvas están presentes en charcas temporales al nivel del suelo en donde se desarrollan rápidamente. Las hembras son picadoras agresivas y se alimentan sobre humanos, suelen ser activas durante días nublados aunque también pueden alimentarse a cualquier hora del día.

Importancia medica

Pueden ser transmisores de *Dermatobia spp* a humanos (Bates, 1943); se ha aislado el Virus del Oeste del Nilo (WNV) de esta especie.

Distribución conocida

Argentina, Bahamas, Belice, Bolivia, Brasil, Canadá, Colombia, Costa Rica, Cuba, Dominica, Ecuador, El Salvador, EUA, Guadalupe, Guatemala, Guyana, Haití, Honduras, Jamaica, México, Nicaragua, Panamá, Perú, Republica Dominicana, Santa Lucía, Surinam, Uruguay, Venezuela.

Sitios en el Noreste de México donde *Ps. ferox* fue encontrado

Nuevo León: Allende, El Zarcillo-Allende; Presa la Boca-Santiago

Tamaulipas: Gómez-Farías-Gómez Farías; Matamoros-Matamoros

6.35 *Psorophora (Psorophora) ciliata* (Fabricius)

Localidad Tipo: Charleston, Carolina del Sur, EUA (NE)

Sinónimos: *cyanopennis*, *molestus*, *rubidus*, *tibialis*, *boscii*, *conterrens*, *lynchi*, *ctites*.

Biología

Los huevos de esta especie son depositados en el suelo, sobre depresiones o charcas secas. Las larvas son depredadoras de otras larvas de mosquitos que se encuentran en el mismo criadero. Las hembras pueden picar sobre humanos y suelen ser persistentes, pueden picar a cualquier hora del día, provocando una dolorosa picadura.

Importancia medica

El Virus del Oeste del Nilo (WNV) ha sido aislado de esta especie.

Distribución conocida

Argentina, Belice, Bolivia, Brasil, Canadá, Colombia, El Salvador, EUA, Guatemala, Honduras, México, Panamá, Paraguay, Uruguay, Venezuela.

Sitios en el Noreste de México donde *Ps. ciliata* fue encontrado

Nuevo León: Anahuac-Anahuac; Apodaca-Apodaca; Juárez-Juárez; Dulces Nombres, Pesquería-Pesquería; Ejido San Nicolás, Salinas Victoria-Salinas Victoria

Tamaulipas: Barra del Tordo-Aldama; Nuevo Laredo; La Carbonera-San Fernando

6.36 *Psorophora (Psorophora) cilipes* (Fabricius)

Localidad Tipo: Cayanne, Guayana Francesa (ZMC)

Sinónimos: *scintillans*, *iracunda*.

Biología

Nada se sabe a cerca de la biología de los estados inmaduros ni de los adultos de esta especie; en el presente estudio, un macho fue colectado realizando aspirado de mosquitos en una área cercana a cuerpos de agua permanentes; el macho fue identificado disectando la genitalia masculina, la cual fe consistente con la descripción, además de otras características morfológicas.

Importancia medica

Desconocida.

Distribución conocida

Argentina, Belice, Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, Guyana, Guayana Francesa, Honduras, México, Panamá, Surinam, Trinidad y Tobago.

Sitios en el Noreste de México donde *Ps. cilipes* fue encontrado

Nuevo León: Apodaca-Apodaca

6.37 *Stegomyia aegypti* (Linneaus) [*Aedes (Stegomyia) aegypti* (Linneaus)]

Localidad Tipo: Selangor, Malasia (BM)

Sinónimos: *argenteus*, *fasciatus*, *calopus*, *frater*, *mosquito*, *sugens*, *taeniatus*, *kounoupi*, *toxorhynchus*, *annulitarsis*, *viridifrons*, *excitans*, *inexorabilis*, *exagitans*, *insatiabilis*,

bancrofti, elegans, rossii, luciensis, nigeria, queenslandensis, canariensis, persistans, albopalposus, angustelatus, alboannulis, pulcherrima, atritarsis.

Biología

Las larvas comúnmente son encontradas en contenedores de agua artificiales, cerca de las viviendas humanas, sin embargo, pueden ser encontradas en cavidades de roca y árboles en regiones selváticas. Esta especie pasa el invierno en fase de huevo, el cual puede permanecer viable durante prolongados periodos de tiempo. Las hembras prefieren alimentarse de humanos, preferentemente en el día al amanecer o al anochecer; así mismo, pueden picar durante la noche en habitaciones iluminadas. Los adultos permanecen cerca del lugar donde se criaron y suelen permanecer dentro de las viviendas.

Importancia medica

Principal vector de Dengue y Fiebre Amarilla Urbana; vector potencial del Virus del Oeste del Nilo (WNV).

Distribución conocida

Cosmopolita.

Sitios en el Noreste de México donde *St. aegypti* fue encontrado

Coahuila: Cuatro ciénegas-Cuatro ciénegas; Monclova-Monclova; Muzquiz-Muzquiz; Sabinas-Sabinas; San Pedro de las Colonias-San Pedro de las Colonias; Ejido la Paz, Ejido San Luis, Torreón-Torreón

Nuevo León: Los Aldama-Los Aldama; Allende, La Peñita, Río Ramos, Lazarillos de Abajo, Raíces-Allende; Anahuac-Anahuac; Artemio Treviño-Apodaca; Cadereyta-Cadereyta; El Carmen-El Carmen; China, La Ceja-China; Ciénega de Flores-Ciénega de Flores; Doctor González-Doctor González; Ampliación Nogales-García; General Bravo-General Bravo; General Escobedo-General Escobedo; General Terán-General Terán; General Zuazua-General Zuazua; Ciudad Guadalupe-Guadalupe; Hidalgo-Hidalgo; Juárez-Juárez; La Reforma, Linares, San José-Linares; Los Herreras-Los Herreras; Marín-Marín; Montemorelos, El Fraile-Montemorelos; Monterrey-Monterrey; Pesquería-Pesquería; Los

Ramones-Los Ramones; Sabinas Hidalgo-Sabinas Hidalgo; Ejido San Nicolás, Salinas Victoria-Salinas Victoria; San Nicolás de los Garza-San Nicolás de los Garza; Chipinque, San Pedro Garza García-San Pedro Garza García; El Barrial, El Cercado, El Manzano, Las Adjuntas-Santiago

Tamaulipas: Gómez Farias, Joya de Manantiales-Gómez Farias; Guerrero-Guerrero; Matamoros-Matamoros; Nuevo Laredo-Nuevo Laredo; La Rosita-Reynosa; La Carbonera-San Fernando; Tampico-Tampico

6.38 *Stegomyia albopicta* (Skuse) [*Aedes (Stegomyia) albopictus* (Skuse)]

Localidad Tipo: Calcuta, India (USNM)

Sinónimos: *samarensis*, *nigrita*, *quasinigrita*.

Biología

Las larvas son encontradas en contenedores naturales, como huecos de árboles, huecos de bambú, huecos de cocos, huecos de rocas y axilas de plantas; aunque también son encontradas en contenedores de agua artificiales. Las hembras suelen alimentarse de humanos durante el día.

Importancia medica

Vector de Dengue y Fiebre Amarilla; en condiciones de laboratorio ha sido infectado con Malaria Aviar, Encefalitis Equina del Este (EEEV), Encefalitis Equina del Oeste (WEEV), Virus del Oeste del Nilo (WNV), Chikungunya y Encefalitis Japonesa (Huang, 1972).

Distribución

Albania, Argentina, Australia, Bangla Desh, Barbados, Bélgica, Borneo, Brasil, Brunei, Camboya, Camerún, China, Colombia, Comoros, Croacia, El Salvador, España, EUA, Filipinas, Fiji, Francia, Gabón, Guam, Guatemala, Hong Kong, India, Indonesia, Inglaterra, Israel, Italia, Japón, Corea, Laos, Líbano, Madagascar, Malasia, Maldives, Mauritius, México, Myanmar, Nepal, Nueva Zealandia, Nicaragua, Nigeria, Pakistán, Palau, Papua Nueva Guinea, Republica Dominicana, Reunión, Samoa, Singapur, Sud África, Sri Lanka, Siria, Taiwán, Tailandia, Tonga, Trinidad y Tobago, Tuvalu, Uruguay, Vanuatu, Vietnam.

Sitios en el Noreste de México donde *St. albopicta* fue encontrado

Coahuila: Muzquiz-Muzquiz; Piedras Negras-Piedras Negras

Nuevo León: Allende, Raíces-Allende; Ampliación Nogales-García; General Escobedo, Las Puentes, Monclovita-General Escobedo; General Terán-General Terán; Ciudad Guadalupe-Guadalupe; Linares-Linares; El Carrizal, El Fraile-Montemorelos; Dulces Nombres, Pesquería-Pesquería; Sabinas Hidalgo-Sabinas Hidalgo; San Nicolás de los Garza-San Nicolás de los Garza; Cola de Caballo, La Playita, Las Adjuntas, Rancho la Primavera, San Juan Bautista, Santiago-Santiago; Terán-Terán

Tamaulipas: Mante-Ciudad Mante; Alta Cima, Gómez Farias-Gómez Farias; Ejido Belisario Domínguez-Linares; Matamoros-Matamoros; La Rosita, Reynosa-Reynosa; Valle Hermoso-Valle Hermoso

6.39 *Aedomyia (Aedomyia) squamipennis* (Lynch Arribálzaga)

Localidad Tipo: Buenos Aires, Argentina (NE)

Biología

Los estados inmaduros de esta especie son encontrados en cuerpos de agua permanentes con abundante vegetación acuática flotante asociados a ellos, aparentemente las hembras adultas prefieren alimentarse de aves antes de picar sobre humanos

Importancia medica

Se ha aislado el virus Gamboa de esta especie

Distribución conocida, Argentina, Belice, Brasil, Costa Rica, Cuba, Republica Dominicana, Ecuador, Guatemala, Guayana Francesa, Honduras, México, Nicaragua, Panamá, Perú, Surinam, Trinidad y Tobago, Uruguay, Venezuela

Sitios en el Noreste de México donde *Ad. squamipennis* fue encontrado

Tamaulipas: Tancol-Tampico

6.40 *Culex (Anoedioporpa) restrictor* Dyar & Knab

Localidad Tipo: Almoloya, Oaxaca, México (USNM)

Sinónimos: *consternator*.

Biología

Los estados inmaduros son usualmente encontrados en huecos de árboles y ocasionalmente en huecos de bambú o contenedores artificiales como llantas, en el presente estudio se encontró esta especie criándose en llantas. Aunque se considera que esta especie no se alimenta sobre humanos, la biología de los adultos es desconocida.

Importancia medica

Desconocida.

Distribución conocida

Belice, Costa Rica, El Salvador, EUA, Honduras, México, Panamá.

Sitios en el Noreste de México donde *Cx. restrictor* fue encontrado

Tamaulipas: Ejido San José, Gómez Farias-Gómez Farias

6.41 *Culex (Culex) chidesteri* Dyar

Localidad Tipo: Colon, Panamá (USNM)

Sinónimos: *finlayi*, *deanei*.

Biología

Los estados inmaduros pueden ser encontrados en pantanos y lagunas, preferentemente con vegetación acuática asociada. En el presente estudio se encontraron larvas de esta especie en un pantano con sombra total aunque con poca vegetación acuática.

Importancia medica

Desconocida.

Distribución

Argentina, Bahamas, Belice, Brasil, Colombia, Costa Rica, Cuba, Ecuador, EUA, Jamaica, México, Panamá, Paraguay, Puerto Rico, Uruguay, Venezuela.

Sitios en el Noreste de México donde *Cx. chidesteri* fue encontrado

Coahuila: La Almendría-Arteaga

Nuevo León: San Juan Bautista-Santiago

6.42 *Culex (Culex) coronator (sensu stricto)* Dyar & Knab

Localidad Tipo: St. Joseph, Trinidad y Tobago (USNM)

Sinónimos: *mooseri*.

Biología

Los estados inmaduros pueden ser encontrados en una gran variedad de criaderos, desde charcas temporales hasta contenedores artificiales. En el presente estudio se colectaron estados inmaduros de esta especie en zonas de inundación al lado de arroyos, así como en huecos de rocas. Los adultos pueden ser capturados utilizando trampa con cebo animal, aparentemente las hembras no se alimentan sobre humanos.

Importancia medica

Desconocida.

Distribución conocida

Argentina, Belice, Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, El Salvador, EUA, Guatemala, Honduras, Nicaragua, Panamá, Paraguay, Perú, Surinam, Trinidad y Tobago, Uruguay, Venezuela.

Sitios en el Noreste de México donde *Cx. coronator* fue encontrado

Coahuila: Piedras Negras-Piedras Negras

Nuevo León: Allende-Allende; Apodaca, Dulces Nombres-Apodaca; Ciénega de Flores-Ciénega de Flores; García-García; Las Puentes, General Escobedo, Río Pesquería-General Escobedo; General Zuazua-General Zuazua; Arroyo Higuera-Higuera; Ejido Belisario

Domínguez, Loma Alta-Linares; San Roque-Juárez; Presa Juventud-Marín; Arroyo Melchor Ocampo-Melchor Ocampo; Mina-Mina; El Fraile, Río Pílon-Montemorelos; Monterrey-Monterrey; Pesquería-Pesquería; Sabinas Hidalgo-Sabinas Hidalgo; San Nicolás-Salinas Victoria; El Barrial, La Playita, Rancho la Primavera, Villa de Santiago-Santiago

Tamaulipas: Barra del Tordo-Aldama; Gómez Farias-Gómez Farias; Matamoros-Matamoros; Huatempo-Mier; Tampico-Tampico

6.43 *Culex (Culex) declarator* Dyar & Knab

Localidad Tipo: Trinidad (USNM)

Sinónimos: *inquistor*, *proclamator*, *jubilator*, *revelator*, *dictator*, *vindicator*, *forattinii*.

Biología

En el presente estudio, se encontraron estados inmaduros de esta especie en contenedores de agua artificiales, frecuentemente cerca de la costa. Las hembras adultas pueden posarse sobre humanos con la intención de picar, aunque se considera que prefieren otros hospederos mamíferos.

Importancia medica

Vector de *Dirofilariasis* canina y felina.

Distribución

Belice, Bolivia, Brasil, Costa Rica, El Salvador, EUA, Guyana, Gauayana Francesa, Antillas , México, Panamá, Paraguay, Surinam, Trinidad y Tobago, Uruguay, Venezuela.

Sitios en el Noreste de México donde *Cx. declarator* fue encontrado

Nuevo León: Monterrey, Río Santa Catarina-Monterrey

Tamaulipas: Barra del Tordo-Aldama

6.44 *Culex (Culex) erythrothorax* Dyar

Localidad Tipo: Níger Slough, California, EUA (USNM)

Sinónimos: *federalis*, *badgeri*, *arabiensis*.

Biología

Los estados inmaduros pueden ser encontrados en cuerpos de agua al nivel del suelo con vegetación emergente. En el presente estudio se encontraron estados inmaduros de esta especie en charcas temporales en regiones áridas con agua altamente alcalina. Las hembras pueden alimentarse sobre humanos y aparentemente pueden picar a cualquier hora de día, aunque son mas activas en días nublados. Las hembras son atraídas por humanos y pican frecuentemente cerca de los hombros o la cabeza.

Importancia medica

Desconocida.

Distribución conocida

México, EUA.

Sitios en el Noreste de México donde *Cx. erythrothorax* fue encontrado

Coahuila: El Mezquital-Cuatro ciénegas, Paila-Paila

6.45 *Culex (Culex) interrogator* Dyar & Knab

Localidad Tipo: Rincón Antonio, México (USNM)

Sinónimos: *reflector*.

Biología

Los estados inmaduros pueden ser encontrados en charcas a nivel del suelo, marcas de llantas inundadas con agua de lluvia, huecos de árboles y contenedores artificiales. Pocas veces se han logrado capturar adultos de esta especie, su biología resulta desconocida.

Importancia medica

Desconocida.

Distribución

Belice, EL Salvador, EUA, México, Nicaragua, Panamá

Sitios en el Noreste de México donde *Cx. interrogator* fue encontrado

Coahuila: Piedras Negras-Piedras Negras

Nuevo León: Allende-Allende; General Escobedo-General Escobedo; Sabinas Hidalgo-Sabinas Hidalgo

6.46 *Culex (Culex) nigripalpus* Theobald

Localidad Tipo: Isla Santa Lucia, Antillas (NE)

Sinónimos: *palus*, *similis*, *biocellatus*, *microsquamosus*, *mortificator*, *carmonyae*, *factor*, *regulator*, *microannulata*, *prorimus*, *caraibeus*, *prasinopleurus*, *azuayus*.

Biología

Los estados inmaduros pueden ser encontrados en desagües, charcas temporales con vegetación emergente y marismas de naturaleza permanente o semipermanente; aunque ocasionalmente pueden ser encontrados en llantas con agua, axilas de plantas y otros contenedores artificiales. Las hembras facultativamente pueden picar sobre humanos aunque prefieren otros hospederos como aves.

Importancia medica

Es un vector importante de la Encefalitis de San Luis (SLE), del virus de la Encefalitis Equina del este (EEEV); también se ha aislado el Virus del Oeste del Nulo (WNV) de esta especie, además podrá estar involucrado en la transmisión de *Dirofilariasis*.

Distribución conocida

Anguila, Bahamas, Barbados, Belice, Brasil, Colombia, Costa Rica, Cuba, Ecuador, El Salvador, EUA, Granada, Guadalupe, Guatemala, Guyana, Haití, Honduras, Jamaica, Martinique, México, Montserrat, Nicaragua, Panamá, Paraguay, Perú, Puerto Rico, Republica Dominicana, Santa Lucia, Surinam, Trinidad y Tobago, Venezuela.

Sitios en el Noreste de México donde *Cx. nigripalpus* fue encontrado

Nuevo León: La Reforma-Linares; Monterrey, Río Santa Catarina-Monterrey; Ejido Fco. Villa-Pesquería; Río Santa Catarina-San Pedro Garza García; Presa la Boca-Santiago
Tamaulipas: Barra del Tordo-Aldama; El Carrizo-Matamoros; Tampico-Tampico

6.47 *Culex (Culex) quinquefasciatus* Say

Localidad Tipo: Río Mississippi, EUA (NE)

Sinónimos: *pungens*, *fatigans*, *aestuans*, *acer*, *cingulatus*, *cubensis*, *anxifer*, *serotinus*, *autumnalis*, *penafieli*, *macealyi*, *skusii*, *doleschallii*, *albolineatus*, *quasipapiens*, *fouchowensis*, *reesi*, *sericeus*, *luteoannulatus*, *trilineatus*, *pallidocephala*, *cartoni*, *barbarus*, *diederi*, *pygmaeus*, *quasilinealis*, *stoehri*, *christophersii*, *raymondii*, *aikenii*, *minor*, *revocator*, *lachrimans*, *goughii*, *fuscus*, *aseyehae*, *townsvillensis*, *hensemaeon*, *nigritorsis*, *zeltneri*.

Biología

Los estados inmaduros pueden ser encontrados en una gran variedad de contenedores de agua artificiales, desagües, charcas temporales, márgenes de los arroyos y otros cuerpos de agua. Las hembras adultas comúnmente entran a las viviendas donde suelen alimentarse sobre los humanos durante la noche, aunque prefieren alimentarse sobre aves. Los estados inmaduros y adultos pueden ser encontrados durante todo el año.

Importancia medica

Es un importante vector de la Encefalitis de San Luis (SLV), y del Virus del Oeste del Nilo (WNV), además es vector de *Wuchereria bancrofti* en regiones tropicales y *Dirofilariasis*.

Distribución conocida

Cosmopolita.

Sitios en el Noreste de México donde *Cx. quinquefasciatus* fue encontrado

Coahuila: Cuatrocientas-Cuatro ciénegas; Fco. I. Madero-Fco. I. Madero; Matamoros-Matamoros; Piedras Negras-Piedras Negras; San Pedro de las Colonias-San Pedro de las Colonias; Torreón-Torreón

Nuevo León: Allende-Allende; Artemio Treviño-Apodaca; Bustamante-Bustamante; Cadereyta-Cadereyta; El Carmen-El Carmen; Doctor Coss-Doctor Coss; Ejido Nueva Castilla, General Escobedo, Las Puentes, Río Pesquería, Los Cavacitos-General Escobedo; General Terán-General Terán; General Treviño-General Treviño, Ciudad Guadalupe, La Talaberna-Guadalupe; Linares, Loma Alta-Linares; Los Herreras-Los Herreras; La Ciudadela-Juárez; Mier y Noriega-Mier y Noriega; Mina-Mina; El Fraile-Montemorelos; Monterrey-Monterrey; Dulces Nombres, Pesquería-Pesquería; Sabinas Hidalgo-Sabinas Hidalgo; San Nicolás, Salinas Victoria-Salinas Victoria; Arroyo Topo Chico, San Nicolás de los Garza-San Nicolás de los Garza; Río Santa Catarina-San Pedro Garza García; Santa Catrina-Santa Catarina; Cola de Caballo, Las Adjuntas, Nogalera, Presa la Boca, Rancho la Primavera, San Juan Bautista-Santiago; Vallecillo-Vallecillo

Tamaulipas: Alta Cima-Gómez Farias; Ciudad Mante-Mante; Matamoros-Matamoros, Reynosa-Reynosa; Tampico-Tampico

6.48 *Culex (Culex) restuans* Theobald

Localidad Tipo: Toronto, Ontario, Canadá (BM)

Sinónimos: *brehmei*.

Biología

Los estados inmaduros son encontrados en diferentes cuerpos de agua y diferentes tipos de criadero, como charcas temporales, lagunas y contenedores artificiales. Las hembras adultas raramente pican humanos, sin embargo algunos investigadores afirman que son fuertes picadoras.

Importancia medica

Se ha aislado el virus de la Encefalitis equina del Este (EEEV) y el Virus del Oeste del Nilo (WNV) de esta especie.

Distribución conocida

Canadá, Guatemala, Honduras, México, EUA.

Sitios en el Noreste de México donde *Cx. restuans* fue encontrado

Nuevo León: San Ignacio-Linares; San Juan Bautista-Santiago; Vallecillo-Vallecillo

Tamaulipas: Río Corona-Guemez; Nuevo Laredo-Nuevo Laredo

6.49 *Culex (Culex) stigmatosoma* Dyar

Localidad Tipo: Pasadera, California, EUA (USNM)

Sinónimos: *eumimetes*.

Biología

Los estados inmaduros generalmente son encontrados en drenajes y dengues urbanos, en desagües agropecuarios con agua contaminada o muy rica en materia orgánica, aunque ocasionalmente son encontrados en cuerpos de agua limpia en charcas a nivel del suelo. Las hembras raramente se alimentan sobre humanos, prefieren alimentarse de aves como gallina y cerdos, bajo condiciones de laboratorio.

Importancia medica

El Virus de la Encefalitis Equina del Oeste (WEEV), ha sido aislado de mosquitos silvestres pertenecientes a esta especie.

Distribución

EUA, México.

Sitios en el Noreste de México donde *Cx. stigmatosoma* fue encontrado

Coahuila: Ejido 18 de Marzo-Arteaga; Matamoros-Matamoros; Ejido el Sol, San Pedro de las Colonias-San Pedro de las Colonias; Viseca-Viesca

Nuevo León: El Fraile-Montemorelos; Laguna de Sánchez-Santiago

Tamaulipas: Ciudad Victoria-Victoria

6.50 *Culex (Culex) tarsalis* Coquillett

Localidad Tipo: California, EUA (USNM)

Sinónimos: *willistoni*, *kelloggi*.

Biología

Los estados inmaduros son encontrados en una amplia variedad de criaderos, como charcas temporales, lagunas, pantanos, sistemas de riego, canales, albercas abandonadas, pero parece haber cierta preferencia por las charcas abiertas al nivel del suelo. Las hembras adultas son picadoras persistentes y provocan una dolorosa picadura, picando comúnmente al atardecer; pueden entrar a las viviendas con la intención de picar, aunque prefieren alimentarse de aves. Las hembras adultas pasan el invierno escondidas en grietas o debajo de rocas, cuevas, o edificios.

Importancia medica

Es vector de la Encefalitis Equina del Oeste (WEEV), así mismo, el virus de la Encefalitis de San Luis (SLV) y el Virus del Oeste del Nilo (WNV) han sido aislados de esta especie.

Distribución conocida

Canadá, México, EUA.

Sitios en el Noreste de México donde *Cx. tarsalis* fue encontrado

Coahuila: Fco. I. Madero-Fco. I. Madero, Ejido El Tres, Matamoros-Matamoros; Paila-Paila; La Rosita, Ejido Mal Paraíso-San Pedro de las Colonias; Ejido Gabino Vázquez, Ejido La Fe, Ejido San Manuel, Ejido Zaragoza, Ejido Emiliano Zapata 2, Viesca-Viesca
Nuevo León: Río Ramos, Lazarillos de Abajo, Raíces-Allende; Río Pesquería-Apodaca; Bustamante-Bustamante; Cadereyta-Cadereyta; El Sabinal-Cerralvo; Ciénega de Flores-Ciénega de Flores; Doctor Arroyo-Doctor Arroyo; Doctor González-Doctor González; general Escobedo, Río Pesquería-General Escobedo; General Zuazua, Río Salinas-General Zuazua; Ciudad Guadalupe-Guadalupe; Hidalgo-Hidalgo; Arroyo Higuera-Higuera; La Ciudadela-Juárez; Ojo de Agua-Lampazos del Naranjo; Presa Juventud-Marín; Melchor Ocampo-Melchor Ocampo; Mier y Noriega-Mier y Noriega; Petroglifos-Mina; El Fraile-

Montemorelos; Arroyo Elizondo, Monterrey-Monterrey; Arroyo los Ramones-Los Ramones; Sabinas Hidalgo-Sabinas Hidalgo; Ejido San Nicolás-Salinas Victoria; Arroyo Topo Chico-San Nicolás de los Garza; Río Santa Catarina, San Pedro garza García-San Pedro Garza García; Presa la Boca, El Barrial, Laguna de Sánchez, Las Adjuntas, Los Canelos, Los Cavazos-Santiago

Tamaulipas: Barra del Tordo-Aldama; Río Corona-Guemez; Matamoros-Matamoros

6.51 *Culex (Culex) thriambus* Dyar

Localidad Tipo: Kerrville, Texas, EUA (USNM)

Sinónimos: *affinis*.

Biología

Los estados inmaduros han sido encontrados en charcas con agua rica en materia orgánica, huecos de rocas y arroyos; en el presente estudio, se encontraron estados inmaduros de esta especie en contenedores artificiales y huecos de árboles en regiones elevadas. Aparentemente la hembra adulta no se alimenta sobre humanos.

Importancia medica

Desconocida.

Distribución conocida

Colombia, Costa Rica, México, Panamá, EUA, Republica Dominicana.

Sitios en el Noreste de México donde *Cx. thriambus* fue encontrado

Coahuila: La Almendría, Montereal-Arteaga

Nuevo León: Lazarillos de Abajo, Río Ramos-Allende; La Camotera, San Juan Bautista-Santiago; Chipinque-San Pedro Garza García

Tamaulipas: Ejido San José, Joya de Manantiales-Gómez Farias

6.52 *Culex (Melanoconion) educator* Dyar & Knab

Localidad Tipo: Río Aranjuez, Puntarenas, Costa Rica (USNM)

Sinónimos: *aneles*, *apeteticus*, *keenani*

Biología

Estados inmaduros de esta especie han sido colectados de charcas naturales y artificiales, canales de riego, áreas inundables para el riego de cultivos, zonas de inundación, orillas de lagos; algunos criaderos han tenido vegetación acuática emergente y subemergente asociados, otros no. Las hembras adultas aparentemente no pican sobre humanos

Importancia medica

Desconocida

Distribución conocida

Argentina, Belice, Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, Ecuador, El Salvador, Guatemala, Guayana Francesa, Honduras, México, Nicaragua, Panamá, Perú, Surinam, Venezuela

Sitios en el Noreste de México donde *Cx. educator* fue encontrado

Tamaulipas: Tampico-Tampico

6.53 *Culex (Melanoconion) erraticus* (Dyar & Knab)

Localidad Tipo: Baton Rouge, Lousiana, EUA (USNM)

Sinónimos: *leprineci*, *egberti*, *trachycampa*, *peribleptus*, *pose*, *moorei*, *degustator*, *homoepas*, *borinqueni*, *tovari*.

Biología

Los estados inmaduros son encontrados en los márgenes de charcas con abundante vegetación emergente, lagos, pantanos y arroyos. Las hembras aunque no son picadores frecuentes sobre humanos, pueden picar a humanos durante la noche en exteriores, aunque prefieren alimentarse sobre aves de corral.

Importancia medica

Esta especie podría ser vector puente de la Encefalitis Equina Venezolana

Distribución conocida

Bahamas, Belice, Brasil, Colombia, Costa Rica, Cuba, Ecuador, El Salvador, EUA, Guatemala, Guyana, Haití, Honduras, Jamaica, México, Nicaragua, Panamá, Paraguay, Perú, Puerto Rico, Republica Dominicana, Surinam, Trinidad y Tobago, Venezuela.

Sitios en el Noreste de México donde *Cx. erraticus* fue encontrado

Nuevo León: Anahuac-Anahuac; General Terán-General Terán; La Ciudadela-Juárez; El Fraile-Montemorelos; Monterrey-Monterrey; Dulces Nombres-Pesquería; San Nicolás de los Garza-San Nicolás de los Garza; Nogalera-Santiago

Tamaulipas: Aldama, Barra del Tordo-Aldama; Tampico-Tampico

6.54 *Culex (Melanoconion) inhibitor* Dyar & Knab

Localidad Tipo: San Francisco, Santo Domingo, Republica Dominicana (USNM)

Sinónimos: *investigator*

Biología

Los estados inmaduros de esta especie han sido colectados en charcas temporales al nivel del suelo, también han sido encontrados en charcas salinas, los adultos han sido colectados reposando dentro de huecos de cangrejos, aparentemente las hembras no son atraídas por los humanos

Importancia medica

Desconocida

Distribución conocida

Belice, Colombia, Costa Rica, El Salvador, Guatemala, Guayana Francesa, Jamaica, México, Panamá, Puerto Rico, Republica Dominicana, Surinam, Venezuela

Sitios en el Noreste de México donde *Cx. inhibitor* fue encontrado

Tamaulipas: Tampico-Tampico

6.55 *Culex (Melanoconion) iolambdis* Dyar

Localidad Tipo: Panamá (USNM)

Biología

Los estados inmaduros de esta especie han sido colectados en charcas temporales al nivel del suelo, también han sido encontrados en charcas salinas, los adultos han sido colectados reposando dentro de huecos de cangrejos, aparentemente las hembras no son atraídas por los humanos

Importancia medica

Desconocida

Distribución conocida

Bahamas, Belice, Colombia, Guatemala, Jamaica, México, Panamá, Puerto Rico, E.U.A.

Sitios en el Noreste de México donde *Cx. iolambdis* fue encontrado

Tamaulipas: Tampico-Tampico

6.56 *Culex (Microculex) imitator* Theobald

Localidad Tipo: Sao Paulo, Brasil (BM)

Sinónimos: *dumasturus*, *vector*, *argenteoumbrosus*.

Biología

Los estados inmaduros de las especies del subgénero *Microculex* son encontradas viviendo en axilas de Bromeliáceas, en el presente estudio, encontramos larvas en este mismo criadero en una región tropical de Tamaulipas, larvas de *Ae. quadrivittatus* se encontraron habitando el mismo criadero. La biología de los adultos es desconocida.

Importancia medica

Desconocida.

Distribución conocida

Argentina, Brasil, Colombia, Ecuador, Guyana, Guayana Francesa, México, Surinam, Trinidad y Tobago, Uruguay, Venezuela

Sitios en el Noreste de México donde *Cx. imitator* fue encontrado

Tamaulipas: Ejido Casa de Piedra-Gómez Farias

6.57 *Culex (Neoulex) arizonensis* Bohart

Localidad Tipo: Prescott, Arizona, E.U.A. (USNM)

Biología

Poco se sabe acerca de la biología de esta especie, los estados inmaduros han sido colectados en charcas sombreadas, los adultos suelen ser abundantes cerca de este tipo de charcas, aunque aparentemente las hembras no son atraídas por los humanos para picar; yo encontré estados inmaduros de esta especie en un ambiente fresco, en charcas temporales al nivel del suelo y obtuve hembras y machos a partir de los estados inmaduros, cuando disecté la genitalia masculina para asistir a la identificación de los especímenes, note que hay diferencias entre los especímenes que colectamos y la descripción de la genitalia masculina del libro de Carpenter y La Casse (1955) y Bohart (1948); las diferencias que encontré, están detalladas en la Conclusión ¿?

Importancia medica

Desconocida

Distribución conocida

México, E.U.A.

Sitios en el Noreste de México donde *Cx. arizonensis* fue encontrado

Coahuila: Montereal-Arteaga

6.58 *Deinocerites pseudus* Dyar & Knab

Localidad Tipo: Ancon, Panamá (USNM)

Biología

Los estados inmaduros de esta especie son encontrados comúnmente en huecos de cangrejos con agua salina, aunque también pueden ser encontrados en charcas inundadas con agua de lluvia, cerca de la costa. Las hembras son picadoras agresivas y pueden alimentarse sobre humanos, aunque también suelen alimentarse sobre otros mamíferos, aves, anfibios y reptiles. En el presente estudio, se capturaron numerosos especímenes machos y hembras de esta especie utilizando trampas de luz, adicionalmente se colectaron posándose sobre el personal colector con la intención de picar; la mayor actividad de hembras en busca de hospedero se registro al anochecer y durante las primeras horas de la noche.

Importancia medica

Desconocida.

Distribución conocida

Colombia, Costa Rica, Ecuador, El Salvador, EUA, Guatemala, Honduras, México, Nicaragua, Panamá, Perú.

Sitios en el Noreste de México donde *De. pseudes* fue encontrado

Tamaulipas: Barra del Tordo, Ejido Las Flores-Aldama; Tampico-Tampico

6.59 *Lutzia (Lutzia) bigoti* (Bellardi)

Localidad Tipo: México (BC)

Sinónimos: *brasiliae*, *patersoni*.

Biología

Muy poco se conoce de la biología de esta especie; en el presente estudio, se colectaron larvas y pupas en diferentes criaderos como contenedores artificiales, floreros, llantas, tinacos; aunque parece haber una preferencia por aquellos que están sombreados y con

vegetación acuática asociada; la larva de esta especie es carnívora y se alimenta de otras larvas de mosquito, se observaron larvas de esta especie alimentándose con larvas de *St. aegypti*, *Cx. thriambus* y *Cx. quinquefasciatus*.

Importancia medica

Desconocida.

Distribución conocida

Argentina, Belice, Bolivia, Brasil, Colombia, El Salvador, Guatemala, México, Paraguay, Uruguay, Venezuela.

Sitios en el Noreste de México donde *Lt. bigoti* fue encontrado

Nuevo León: Ciudad Guadalupe-Guadalupe; Mier y Noriega-Mier y Noriega

Tamaulipas: Ejido San José, Joya de Manantiales-Gómez Farias; Monte Redondo-Jaumave

6.60 *Culiseta (Climacura) melanura* (Coquillett)

Localidad Tipo: New Hampshire, EUA (USNM)

Biología

Los estados inmaduros son encontrados frecuentemente en pequeños cuerpos de agua permanentes, particularmente en lagunas. La larva puede pasar el invierno bajo el agua cubierta por hielo. Los adultos frecuentemente son capturados con trampas de luz, las hembras se alimentan sobre aves.

Importancia medica

Es un vector importante de la Encefalitis Equina del Este (EEEV), el Virus del Oeste del Nilo (WNV) ha sido aislado de esta especie.

Distribución conocida

Canadá, EUA, México (Nuevo Registro Nacional)

Sitios en el Noreste de México donde *Cs. melanura* fue encontrado

Nuevo León: Lazarillos de Abajo-Allende; Melchor Ocampo-Melchor Ocampo

6.61 *Culiseta (Culiseta) inornata* (Williston)

Localidad Tipo: Argus Mountains, California, EUA (USNM)

Sinónimos: *magnipennis*.

Biología

Los estados inmaduros son encontrados en charcas a nivel del suelo y ocasionalmente en contenedores de agua artificiales, también puede estar presente en marismas salinas; las larvas pueden permanecer en agua cubierta por hielo. Las hembras son persistentes picadoras y ocasionalmente pican humanos, aunque prefieren alimentarse de mamíferos grandes como caballos y vacas antes que humanos. Los adultos son atraídos por la luz y pueden ser capturados con trampas de luz en noches frías.

Importancia medica

El virus de la Encefalitis Equina del Oeste (WEEV), el Virus del Oeste del Nilo (WNV) y el virus de la Encefalitis Japonesa han sido aislados de esta especie.

Distribución conocida

Canadá, México, EUA:

Sitios en el Noreste de México donde *Cs. inornata* fue encontrado

Coahuila: Cuatro ciénegas-Cuatro ciénegas

Nuevo León: General Escobedo-General Escobedo; Melchor Ocampo-Melchor Ocampo; Monterrey-Monterrey; Paras-Paras; Ejido San Nicolás-Salinas Victoria; Villaldama-Villaldama

6.62 *Culiseta (Culiseta) particeps* (Adams)

Localidad Tipo: Arizona, EUA (USNM)

Sinónimos: *maccrackenae*, *dugesii*.

Biología

Los estados inmaduros se desarrollan en charcas sombreadas y frías. Las charcas donde las larvas de esta especie se desarrollan contienen crecimientos de algas filamentosas y hojas en descomposición en el fondo del cuerpo de agua. La larva pasa mucho tiempo en el fondo del criadero y cuando se le disturba, se oculta debajo de las hojas en el fondo. Las hembras se alimentan sobre humanos en la sombra y a cualquier hora del día, aunque son más activas al anochecer. Los adultos son atraídos por la luz y pueden ser capturados con trampas de luz.

Importancia medica

Desconocida.

Distribución conocida

Costa Rica, El Salvador, México, EUA.

Sitios en el Noreste de México donde *Cs. particeps* fue encontrado

Coahuila: La Almendría, Los Oyameles, Mesa de Tablas, Montereal-Arteaga

Nuevo León: Mier y Noriega-Mier y Noriega; San Juan Bautista-Santiago

6.63 *Mansonia (Mansonia) indubitans* Dyar & Shannon

Localidad Tipo: Belem, Para, Brasil (USNM)

Biología

Los estados inmaduros se encuentran en cuerpos de agua permanentes como lagos, ciénegas, pantanos con abundante vegetación acuática subemergente, las larvas tienen el sifón respiratorio modificado para perforar plantas acuáticas y de ésta manera obtener oxígeno por lo que nunca suben a la superficie; las hembras adultas son atraídas por los humanos y son picadoras agresivas

Importancia medica

Desconocida

Distribución conocida

Argentina, Bolivia, Brasil, Ecuador, Panamá, Perú, Trinidad y Tobago, Uruguay

Sitios en el Noreste de México donde *Ma. indubitans* fue encontrado

Tamaulipas: Tampico-Tampico

6.64 *Mansonia (Mansonia) titillans* (Walker)

Localidad Tipo: Belem, Para, Brasil (BM)

Biología

Las larvas tienen el sifón respiratorio atenuado para perforar el tejido de las plantas acuáticas, de esta manera ellas obtienen oxígeno, las pupas también hacen lo mismo hasta que el adulto emerge. Las hembras son problemáticas ya que son picadoras agresivas en campos abiertos y pueden volar muchos kilómetros de las lagunas, estanques y lagos donde los estados inmaduros se desarrollan. Hembras y machos son fácilmente capturados utilizando trampas de luz.

Importancia medica

El virus de la Encefalitis Equina Venezolana ha sido aislado de esta especie y se considera que esta especie pudiera ser un importante vector de esta enfermedad en los países endémicos; también es vector de Filariasis Linfática.

Distribución conocida

Argentina, Belice, Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, Cuba, Ecuador, EUA, Guatemala, Guyana, Honduras, Jamaica, México, Nicaragua, Panamá, Paraguay, Perú, Republica Dominicana, Santa Lucia, Surinam, Trinidad y Tobago, Uruguay, Venezuela.

Sitios en el Noreste de México donde *Ma. titillans* fue encontrado

Nuevo León: Dulces Nombres-Pesquería

Tamaulipas: Tampico-Tampico

6.65 *Orthopodomyia kummi* Edwards

Localidad Tipo: Orosi, Costa Rica (BM)

Biología

Los estados inmaduros de esta especie han sido encontrados en huecos de árboles, huecos de bambú, contenedores artificiales y albercas abandonadas. Las hembras son activas durante la noche y se alimentan sobre aves, se desconoce si pueden alimentarse de humanos. En el presente estudio se capturaron hembras de esta especie en un bosque templado de Nuevo León, utilizando trampas de luz, probablemente son atraídas por la luz.

Importancia medica

Desconocida.

Distribución

Costa Rica, El Salvador, EUA, Guatemala, México, Panamá.

Sitios en el Noreste de México donde *Or. kummi* fue encontrado

Nuevo León: San Roque-Guadalupe

6.66 *Orthopodomyia signifera* (Coquillett)

Localidad Tipo: Washington, Distrito de Columbia, E.U.A. (USNM)

Sinónimos: *californica*

Biología

Los estados inmaduros han sido encontrados en muchos tipos de oquedades con agua de lluvia, como huecos de árboles y contenedores artificiales, particularmente contenedores de madera; esta especie pasa el invierno en su forma larval, la larva tiene un desarrollo lento.

Los adultos han sido encontrados reposando en troncos de árboles, cerca de los criaderos larvarios o dentro de los huecos de los árboles donde las larvas se desarrollan, aparentemente esta especie tiene preferencia por alimentarse de sangre de aves.

Importancia medica

Desconocida

Distribución conocida

Canadá, Cuba Haití, México, Puerto Rico, Islas Vírgenes, E.U.A.

Sitios en el Noreste de México donde *Or. signifera* fue encontrado

Tamaulipas: Ciudad Victoria-Victoria

6.67 *Limatus durhammi* Theobald

Localidad Tipo: Para, Brasil (BM)

Sinónimos: *curvirostris*, *paraensis*, *cacophrades*, *exhibitor*.

Biología

Estados inmaduros de esta especie pueden ser encontrados en una gran variedad de criaderos como axilas de Bromeliáceas, axilas de Aráceas, contenedores de agua artificiales, frutos caídos. En el presente estudio, se observaron larvas de ésta especie depredando larvas de *St. aegypti*. Las hembras son atraídas por los humanos con la intención de picar, lo cual realizan a cualquier hora del día en áreas sombreadas.

Importancia medica

Vector del Virus de la Fiebre Amarilla, en regiones selváticas.

Distribución conocida

Argentina, Belice, Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, Ecuador, El Salvador, Granada, Guadalupe, Guyana, Guayana Francesa, Honduras, México, Nicaragua, Panamá, Perú, Surinam, Trinidad y Tobago, Venezuela.

Sitios en el Noreste de México donde *Li. durhamii* fue encontrado

Tamaulipas: Gómez Farias-Gómez Farias

6.68 *Sabethes (Sabethoides) chloropterus* (Humboldt)

Localidad Tipo: Río Guayaquil, Ecuador (NE)

Sinónimos: *nitidus*, *confusus*, *rangeli*, *imperfectus*.

Biología

Los estados inmaduros de esta especie suelen ser encontrados en huecos de árboles y axilas de Bromeliáceas, en donde pueden depredar larvas de otros mosquitos de los géneros *Aedes* y *Wyeomyia*. Los adultos son atraídos por humanos con la intención de picar a cualquier hora del día, en áreas sombreadas, en el presente estudio capturamos un solo ejemplar de esta especie posándose sobre el personal colector.

Importancia medica

Vector del Virus de la Fiebre Amarilla en regiones selváticas.

Distribución conocida

Argentina, Belice, Bolivia, Brasil, Costa Rica, Ecuador, El Salvador, Guatemala, Guyana, Honduras, México, Nicaragua, Panamá, Surinam, Trinidad y Tobago, Venezuela.

Sitios en el Noreste de México donde *Sa. chloropterus* fue encontrado

Tamaulipas: Gómez Farias-Gómez farias

6.69 *Wyeomyia (Dendromyia) jocosa* (Dyar & Knab)

Localidad Tipo: Caldera, Panamá (USNM)

Sinónimos: *prolepidis*, *favor*.

Biología

Los estados inmaduros han sido encontrados en axilas de planas (Araceae), así como en axilas de Heliconias, no se conocen los hospederos de esta especie

Importancia medica

Desconocida

Distribución conocida

Colombia, México, Panamá, Venezuela.

Sitios en el Noreste de México donde *Wy. jocos*a fue encontrado

Nuevo Leon:

6.70 *Wyeomyia (Wyeomyia) mitchellii* (Theobald)

Localidad Tipo: Jamaica (BM)

Sinónimos: *jamaicensis*, *ochrura*, *violascens*, *glauocephala*, *abia*, *antonieta*.

Biología

Las larvas y pupas de esta especie son encontradas en las bases de las hojas de Bromeliáceas epifitas con agua de lluvia, aunque también han sido encontradas en huecos de árboles y huecos de bambú. Las hembras ocasionalmente se alimentan sobre humanos y pueden entrar al domicilio con la intención de picar. En el presente estudio se observó esta especie posándose sobre el personal colector con la intención de picar en lugares sombreados, sin embargo, su vuelo es raquítico y fácilmente pierden interés en picar, cuando son disturbadas al momento de posarse, vuelan rápidamente y no persisten en picar.

Importancia medica

Desconocida.

Distribución conocida

Cuba, Republica Dominicana, Haití, Jamaica, México, EUA.

Sitios en el Noreste de México donde *Wy. mitchellii* fue encontrado

Tamaulipas: Ejido Casa de Piedra, Gómez Farias-Gómez Farias

6.71 *Toxorhynchites (Lynchiella) grandiosus* (Williston)

Localidad Tipo: Omiltemi, Guerrero, México (BM)

Sinónimos: *longipes*.

Biología

Los estados inmaduros de esta especie han sido colectados de cuerpos de agua sin corrientes y contenedores ratificales, nosotros encontramos larvas de esta especie en un tinaco con sombra total

Importancia medica

Nada se sabe acerca de la biología de los estados inmaduros de esta especie, en el presente estudio, se encontraron larvas en un tinaco con agua y abundantes hojas en el fondo del tinaco, a una elevación superior a los 1000 metros sobre el nivel del mar; asociadas a este criadero, se encontraron larvas de *Ae. podographicus*, *Cx. thriambus* y *Ur. geometrica*. Los adultos de esta especie no son hematófagos, por lo que no están involucrados en la transmisión de enfermedades.

Distribución conocida

México (Endémico).

Sitios en el Noreste de México donde *Tx. grandiosus* fue encontrado

Tamaulipas: Ejido San José-Gómez Farias

6.72 *Toxorhynchites (Lynchiella) rutilus* (Coquillett)

Localidad Tipo: Georgiana, Florida, EUA (USNM)

Biología

Los estados inmaduros pueden ser encontrados en huecos de árboles y axilas de Bromeliáceas. En el presente estudio se encontraron en numerosas ocasiones estados inmaduros de esta especie en llantas con agua, y otros contenedores ratificales, comúnmente asociadas con larvas de *Ae. albopictus*, *Ae. aegypti*, *Ae. epactius*, *Cx. quinquefasciatus* y en todos los casos, se observaron las larvas de *Tx. rutilus* depredando a

las larvas de otras especies, así mismo se observo canibalismo entre ellas, incluso se observo una larva depredando a una pupa.

Importancia medica

Debido a que esta especie no es hematófaga, no tiene importancia médica.

Distribución conocida

Canadá, México, EUA.

Sitios en el Noreste de México donde *Tx rutilus* fue encontrado

Nuevo León: Ciudad Guadalupe-Guadalupe, Pesquería-Pesquería; San Juan Bautista-Santiago

Tamaulipas: Aldama-Aldama

6.73 *Uranotaenia (Pseudoficalbia) syntheta* (Dyar & Shannon)

Localidad Tipo: Mission, Texas, EUA (USNM)

Biología

Las larvas y pupas son encontradas en los margenes de charcas sombreadas con vegetación emergente y margenes de arroyos. Los adultos pueden ser capturados con trampas de luz.

Importancia medica

Desconocida.

Distribución conocida

México, EUA.

Sitios en el Noreste de México donde *Ur. syntheta* fue encontrado

Nuevo León: China-China

Tamaulipas: Ciudad Victoria-Victoria

6.74 *Uranotaenia (Uranotaenia) coatzacoalcos* Dyar & Knab

Localidad Tipo: Santa Lucrecia, Veracruz, México (USNM)

Sinónimos: *basalis*

Biología

Los estados inmaduros de esta especie prefieren criarse en cuerpos de agua sombreados y han sido encontrados en huecos de rocas, orillas de arroyos, huecos de bambú y cuerpos de agua con abundante vegetación acuática y hojas caídas en el fondo del agua.

Importancia medica

Desconocida.

Distribución conocida

Costa Rica, El Salvador, México.

Sitios en el Noreste de México donde *Ur. coatzacoalcos* fue encontrado

Nuevo León: Ciénega de González-Santiago

6.75 *Uranotaenia (Uranotaenia) geometrica* Theobald

Localidad Tipo: Cubatao, Sao Paulo, Brasil (BM)

Biología

Los estados inmaduros prefieren cuerpos de agua abiertos con abundante vegetación acuática, particularmente algas. Las hembras suelen picar sobre humanos durante el día, aunque se cree que lo hacen de una manera facultativa, aunque existen investigadores que afirman que esta especie no se alimenta sobre humanos o cualquier otro animal homeotermo.

Importancia medica

Desconocida.

Distribución

Argentina, Belice, Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, Ecuador, El Salvador, Guatemala, Guyana, México, Nicaragua, Panamá, Paraguay, Perú, Surinam, Trinidad y Tobago, Uruguay, Venezuela.

Sitios en el Noreste de México donde *Ur. geometrica* fue encontrado

Tamaulipas: Ejido San José-Gómez Farias

6.76 *Uranotaenia (Uranotaenia) lowii* Theobald

Localidad Tipo: Isla Santa Lucia, Antillas (BM)

Sinónimos: *continentalis*, *minuta*, *monilis*.

Biología

Los estados inmaduros de esta especie son encontrados en márgenes de lagos y charcas sombreadas con vegetación emergente. Las hembras no se alimentan sobre humanos, aparentemente esta especie prefiere alimentarse de anfibios. Los adultos pueden ser capturados durante el día reposando en la vegetación. Los adultos pueden volar considerables distancias de los criaderos en donde los estados inmaduros se desarrollan.

Importancia medica

Desconocida.

Distribución conocida

Argentina, Bahamas, Belice, Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, Cuba, Ecuador, EUA, Guatemala, Guyana, Haití, México, Panamá, Perú, Puerto Rico, Santa Lucia, Surinam, Trinidad y Tobago, Uruguay, Venezuela.

Sitios en el Noreste de México donde *Ur. lowii* fue encontrado

Nuevo León: Dulces Nombres-Pesquería

Tamaulipas: Barra del Tordo-Aldama

6.77 *Uranotaenia (Uranotaenia) sapphirina* (Osten Sacken)

Localidad Tipo: Washington, Distrito de Columbia y Brooklyn, New York, E.U.A. (MCZ)

Biología

Los estados inmaduros de esta especie se encuentran comúnmente en cuerpos de agua permanentes como lagos que contengan vegetación acuática emergente y flotante expuesta a la luz del sol. Muy poco se sabe de la biología de los adultos y sobre los hábitos alimenticios de ellos, esta especie aparentemente podría picar humanos, aunque no es común que lo haga; esta especie pasa el invierno en su fase adulta, los adultos son a veces atraídos por luz artificial

Importancia medica

Desconocida

Distribución conocida

Canadá, México, E.U.A.

Sitios en el Noreste de México donde *Ur. sapphirina* fue encontrado

Tamaulipas: Tampico-Tampico

6.78 Especies de mosquitos que resultaron ser nuevos registros estatales en el Noreste de México

COAHUILA:

1. *Haemagogus (Haemagogus) mesodentatus* Komp & Kumm
2. *Howardina quadrivittata* (Coquillett) [*Aedes (Howardina) quadrivittatus* (Coquillett)]
3. *Ochlerotatus (Incierto) campestris* (Dyar & Knab) [*Aedes (Ochlerotatus) campestris* (Dyar & Knab)]

4. *Ochlerotatus (Protomacleaya) brelandi* (Zavortink) [*Aedes (Protomacleaya) brelandi* Zavortink]
5. *Culex (Culex) chidesteri* Dyar

NUEVO LEÓN:

1. *Haemagogus (Haemagogus) equinus* Theobald
2. *Howardina quadrivittata* (Coquillett) [*Aedes (Howardina) quadrivittatus* (Coquillett)]
3. *Ochlerotatus (Chrysoconops) bimaculatus* (Coquillett) [*Aedes (Ochlerotatus) bimaculatus* Coquillett]
4. *Ochlerotatus (Ochlerottus) trivittatus* (Coquillett) [*Aedes (Ochlerotatus) trivittatus* (Coquillett)]
5. *Ochlerotatus (Protomacleaya) amabilis* (Schick) [*Aedes (Protomacleaya) amabilis* Schick]
6. *Ochlerotatus (Protomacleaya) zoosophus* (Dyar & Knab) [*Aedes (Protomacleaya) zoosophus* Dyar & Knab]
7. *Psorophora (Psorophora) cilipes* (Fabricius)
8. *Culex (Culex) chidesteri* Dyar
9. *Orthopodomyia kummi* Edwards
10. *Uranotaenia (Uranotaenia) coatzacoalcos* Dyar & Knab
11. *Uranotaenia (Uranotaenia) lowii* Theobald
12. *Wyeomyia (Dendromyia) jocosa* (Dyar & Knab)

TAMAULIPAS:

1. *Anopheles (Anopheles) eiseni* Coquillett
2. *Ochlerotatus (Protomacleaya) podographicus* (Dyar & Knab) [*Aedes (Protomacleaya) podographicus* Dyar & Knab]
3. *Culex (Culex) declarator* Dyar & Knab
4. *Culex (Microculex) imitator* Theobald
5. *Limatus durhamii* Theobald
6. *Sabethes (Sabethoides) chloropterus* (Humboldt)
7. *Toxorhynchites (Lynchiella) grandiosus* (Williston)
8. *Toxorhynchites (Lynchiella) rutilus* (Coquillett)
9. *Uranotaenia (Uranotaenia) geometrica* Theobald
10. *Wyeomyia (Wyeomyia) mitchellii* (Theobald)

6.79 Especies de mosquitos que resultaron ser nuevos registros nacionales

MÉXICO:

1. *Ochlerotatus (Protomacleaya) brelandi* (Zavortink) [*Aedes (Protomacleaya) brelandi* Zavortink]
2. *Culiseta (Climacura) melanura* (Coquillett)

Las especies de mosquitos reportadas para el Noreste de México por la Universidad Autónoma de Nuevo León, cuyos especímenes depositados en la Colección de Insectos y

Ácaros de Importancia Medica fueron corroborados y no encontradas en este estudio se enlistan a continuación:

1. *Ochlerotatus (Culiselsa) sollicitans* (Walker) [*Aedes (Ochlerotatus) sollicitans* (Walker)]

No hubo especies de mosquitos reportadas para el Noreste de México por la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro”, cuyos especímenes fueron depositados en la Colección de Culicidae, corroborados y no encontradas en este estudio.

Las especies de mosquitos reportadas para los estados de Nuevo León y Tamaulipas por el Instituto Nacional de Diagnostico y Referencia Epidemiológica, cuyos especímenes fueron depositados en la Colección de Artrópodos de Importancia Medica no encontradas en el presente estudio se enlistan a continuación:

1. *Anopheles (Anopheles) punctimacula* Dyar & Knab
2. *Anopheles (Anopheles) vestitipennis* Dyar & Knab
3. *Anopheles (Nyssorhynchus) argyritarsis* Robineau-Desvoidy
4. *Psorophora (Grabhamia) discolor* (Coquillett)
5. *Aedomyia (Aedomyia) squamipennis* (Lynch Arribáizaga)
6. *Culex (Melanoconion) educator* Dyar & Knab
7. *Culex (Melanoconion) inhibitor* Dyar & Knab
8. *Culex (Melanoconion) iolambdis* Dyar & Knab
9. *Mansonia (Mansonia) indubitans* Dyar & Shannon

10. *Orthopodomyia signifera* (Coquillett)

11. *Uranotaenia (Uranotaenia) sapphirina* (Osten Sacken)

6.80 Lista de colecciones en donde los tipos de las especies registradas en esta investigación están depositados

- (BC) Bigot Collection, in collection of J.E. Collin, Newmarket, Gran Bretaña.
- (BM) British Museum (Natural History), Londres, Reino Unido.
- (CAS) California Academy of Sciences, San Francisco, California, EUA.
- (LU) Location Unknown (Localidad Desconocida).
- (MCZ) Museum of Comparative Zoology, Harvard University, Cambridge, Massachusetts, EUA.
- (MNHP) Museum Nacional d' Historie Naturelle, Paris, Francia.
- (NE) Type non-existent (El tipo no existe).
- (NMW) Naturhistoriches Museum, Viena, Austria.
- (USNM) United Status National Museum, Washington, D.C., EUA.
- (ZMC) Universitetets Zoologiske Museum, Copenhagen, Dianamarca.

6.81 Salidas al campo para la colecta de especimenes

En el presente estudio se realizaron 43 salidas al campo en el Noreste de México, las cuales se enlistan a continuación:

- **Colecta 1.** Zuazua, N.L. 15-16 Marzo 2006 Col. Luis Ibarra, Darwin Elizondo, Jorge Ortiz, Aldo Ortega
- **Colecta 2.** El Fraile, N.L. 06-08 Abril 2006 Col. Luis Ibarra, Darwin Elizondo, Jorge Ortiz, Gabriela González, Aldo Ortega
- **Colecta 3.** El Fraile, N.L. 19-21 Abril 2006 Col. Luis Ibarra, Darwin Elizondo, Jorge Ortiz, Gabriela González, Aldo Ortega

- **Colecta 4.** Barra del Tordo, Tmps. 28-30 Abril 2006 Col. Jorge Ortiz, Reyna Cantú, Brenda Pérez, Vada Story, Yessica Sustaita, Fernando Ornelas, Edna Pérez, Ildefonso Fernández, Aldo Ortega
- **Colecta 5.** Las Adjuntas, N.L. 17-18 Mayo 2006 Col. Luis Ibarra, Darwin Elizondo, Jorge Ortiz, Gabriela González, Aldo Ortega
- **Colecta 6.** Santiago, N.L. 30 Junio 2006 Col. Jorge Ortiz, Aldo Ortega
- **Colecta 7.** El Manzano, N.L. 12 Julio 2006 Col. Luis Ibarra, Aldo Ortega
- **Colecta 8.** Sabinas Hidalgo, N.L. 12-13 Agosto 2006 Col. Aldo Ortega
- **Colecta 9.** Monclova, Coah. 02 Septiembre 2006 Col. Gustavo Ponce
- **Colecta 10.** Fco. I. Madero, Coah. 02 Septiembre 2006 Col. Alberto Tamayo
- **Colecta 11.** Barra del Tordo, Tmps. 14-16 Septiembre 2006 Col. Jorge Ortiz, Antonio Cortés, Maricela Laguna, Marcela Alvarado, Sarahí Sánchez, Jordan Sánchez, Beatriz López, Eloisa Kisai, Aldo Ortega
- **Colecta 12.** San Pedro de las Colonias, Coah. 30 Septiembre 2006 Col. Alberto Tamayo
- **Colecta 13.** Cuatro Ciénegas, Coah. 07 Octubre 2006 Col. Alberto Tamayo
- **Colecta 14.** El Uro, N.L. 15 Octubre 2006 Col. Luis Ibarra, Antonio Cortés, Aldo Ortega
- **Colecta 15.** Anahuac y Lampazos, N.L. 09 Noviembre 2006 Col. Gustavo Ponce, Aldo Ortega
- **Colecta 16.** Mina, N.L. 24 Abril 2007 Gabriela González, Antonio Cortés, Armando Elizondo, Aldo Ortega
- **Colecta 17.** Cola de Caballo, N.L. 09 Mayo 2007 Col. Armando Elizondo, Aldo Ortega
- **Colecta 18.** Barra del Tordo, Tmps. 17-19 Mayo 2007 Col. Jorge Ortiz, Antonio Cortes, Armando Elizondo, Quetzaly Siller, Aldo Ortega
- **Colecta 19.** Guadalupe, N.L. 29 Mayo 2007 Col. Armando Elizondo, Aldo Ortega
- **Colecta 20.** Pesquería, N.L. 18 Junio 2007 Col. Armando Elizondo, Aldo Ortega
- **Colecta 21.** Pesquería, N.L. 19 Junio 2007 Col. Armando Elizondo, Aldo Ortega
- **Colecta 22.** Pesquería, N.L. 20 Junio 2007 Col. Armando Elizondo, Aldo Ortega

- **Colecta 23.** Allende, N.L. 29 Junio 2007 Col. Jorge Ortiz, Armando Elizondo, Gustavo Ponce, Beatriz López, Ana Celia, Aldo Ortega
- **Colecta 24.** Anahuac, N.L. 30 Junio 2007 Col. Gustavo Ponce, Aldo Ortega
- **Colecta 25.** Allende, N.L. 04 Julio 2007 Col. Mario Arato, Aldo Ortega
- **Colecta 26.** Linares, N.L. 11-12 Julio 2007 Col. Aarón Medina, Adriano do Brasil, Aldo Ortega
- **Colecta 27.** Reserva de la Biósfera “El Cielo”, Tmps. 23-27 Julio 2007 Col. Mario Arato, Ewry Zárate, Aldo Ortega
- **Colecta 28.** Rayones, N.L. 19 Agosto 2007 Col. Aldo Ortega
- **Colecta 29.** Apodaca, N.L. 22 Septiembre 2007 Col. Luis Ibarra, Jorge Ortiz, Mario Arato, Ewry Zárate, Aldo Ortega
- **Colecta 30.** Pesquería N.L. 25 Septiembre 2007 Col. Luis Ibarra, Armando Elizondo, Aldo Ortega
- **Colecta 31.** Pesquería, N.L. 26 Septiembre 2007 Col. Luis Ibarra, Aldo Ortega
- **Colecta 32.** Pesquería, N.L. 27 Septiembre 2007 Col. Luis Ibarra, Armando Elizondo, Ewry Zárate, Aldo Ortega
- **Colecta 33.** Rincón de la Sierra, N.L. 30 Septiembre 2007 Col. Ewry Zárate, David González, Aldo Ortega
- **Colecta 34.** Torreón, Coah. 20 Abril 2008 Col. José Díaz, Juan Hernández, Josué Zavala, Cristóbal de Dios, Aldo Ortega
- **Colecta 35.** Viesca, Coah. 25 Abril 2008 Col. Gerardo Rojas, Federico Ortega, Aldo Ortega
- **Colecta 36.** Cuatro Ciénegas, Coah. 29-30 Abril 2008 Col. Aldo Ortega
- **Colecta 37.** Parque Chipinque, N.L. 11 Julio 2008 Col. Aarón Medina, Aldo Ortega
- **Colecta 38.** Barra del Tordo, Tmps. 12 Julio 2008 Col. Alumnos de Entomología Medica
- **Colecta 39.** Sierra La Camotera, N.L. 18-20 Julio 2008 Col. Aarón Medina, Abraham Trevi, Aldo Ortega
- **Colecta 40.** Torreón, Coah. 17 Septiembre 2008 Col. Aldo Ortega

- **Colecta 41.** Torreón, Coah. 23 Septiembre 2008 Col. Juan Hernández, José Díaz, Josué Zavala, Cristóbal de Dios, Rubelio Altunar, Alan Hernández, Aldo Ortega
- **Colecta 42.** Parras de la Fuente, Coah. 05 Octubre 2008 Col. Juan Hernández, Alan Hernández, Cristóbal de Dios, Josué Zavala, Rubelio Altunar, Aldo Ortega
- **Colecta 43.** Sierra Madre Oriental, Coah. y N.L. 17-19 Octubre 2008 Col. Juan Hernández, Alan Hernández, Josué Zavala, Rubelio Altunar, David González, Aldo Ortega

6.82 Base de datos

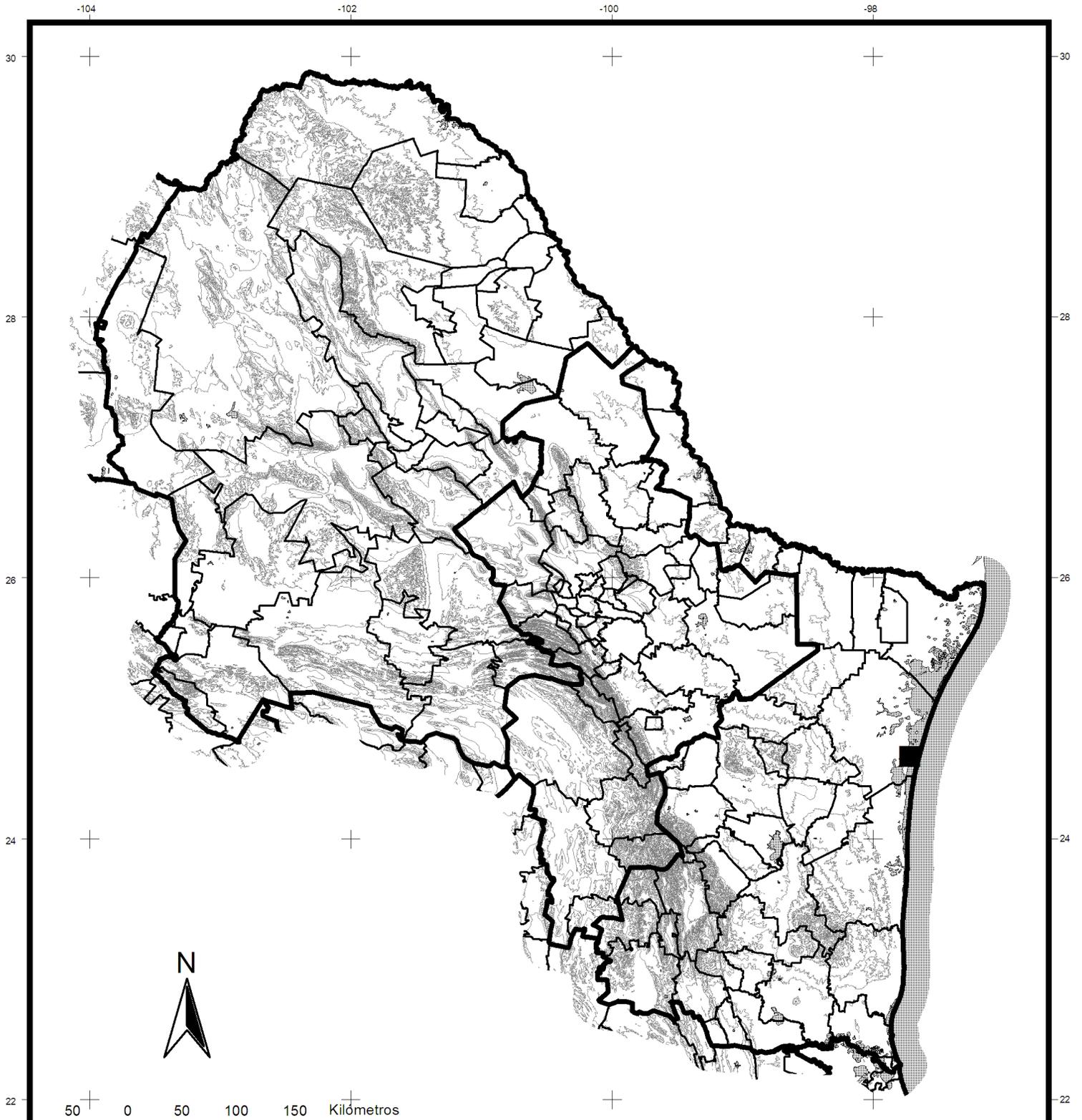
Se creo una Base de Datos en Biótica Versión 5.0, la cual contiene todos y cada uno de los campos utilizados en la cedula de campo (Anexo 1).

La Base de Datos resultante de esta investigación, se encuentra disponible para su consulta, bajo los Derechos Reservados de la CONABIO, a través de las siglas IAIM (Colección de Insectos y Ácaros de Importancia Medica) del Laboratorio de Entomología Medica de la Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Autónoma de Nuevo León.

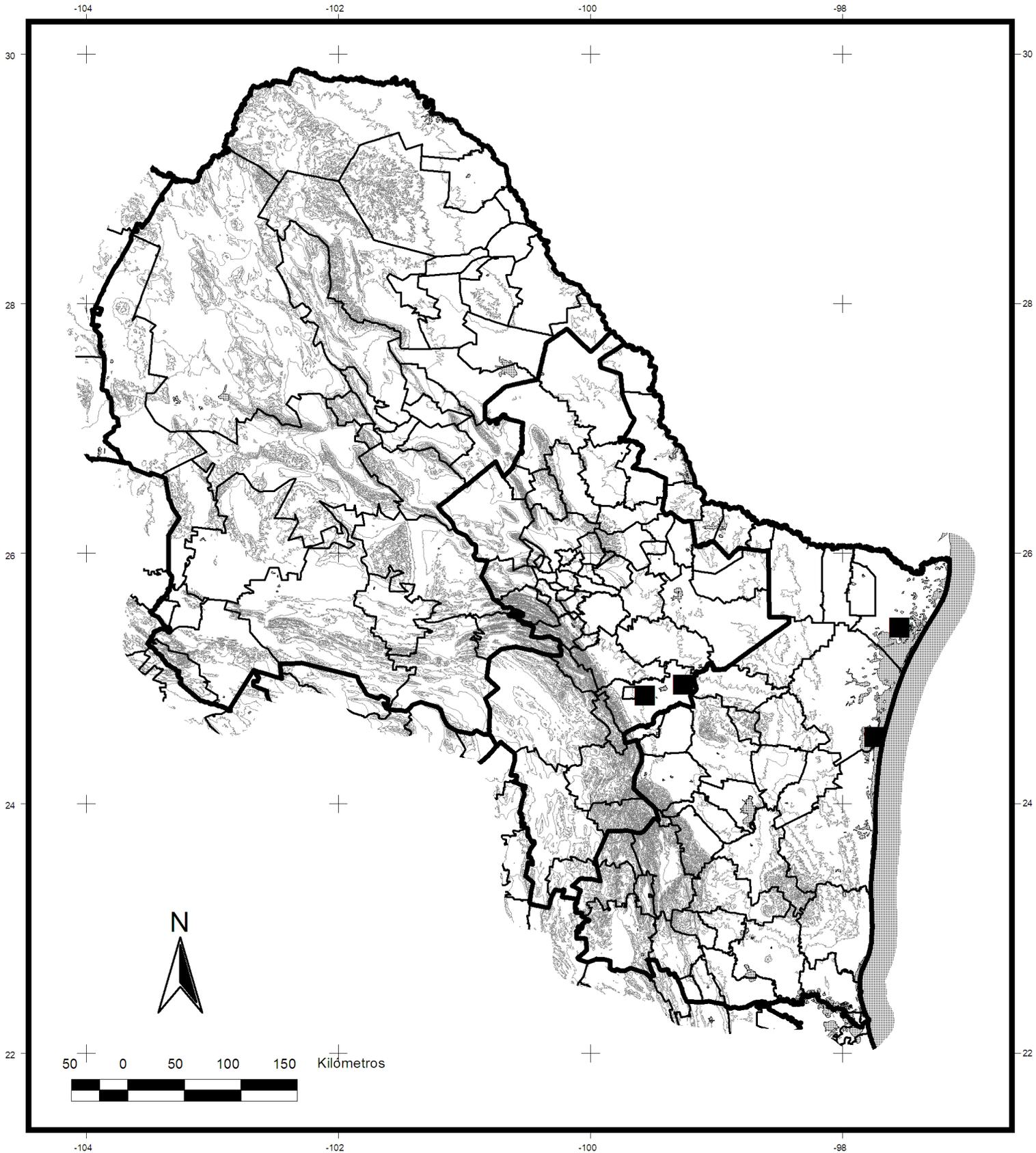
6.83 Mapas de los sitios donde las especies de mosquitos reportadas en este estudio fueron colectadas

A continuación se enlistan los mapas señalando los sitios donde las especies de mosquitos Culícidos encontrados en este estudio fueron encontradas:

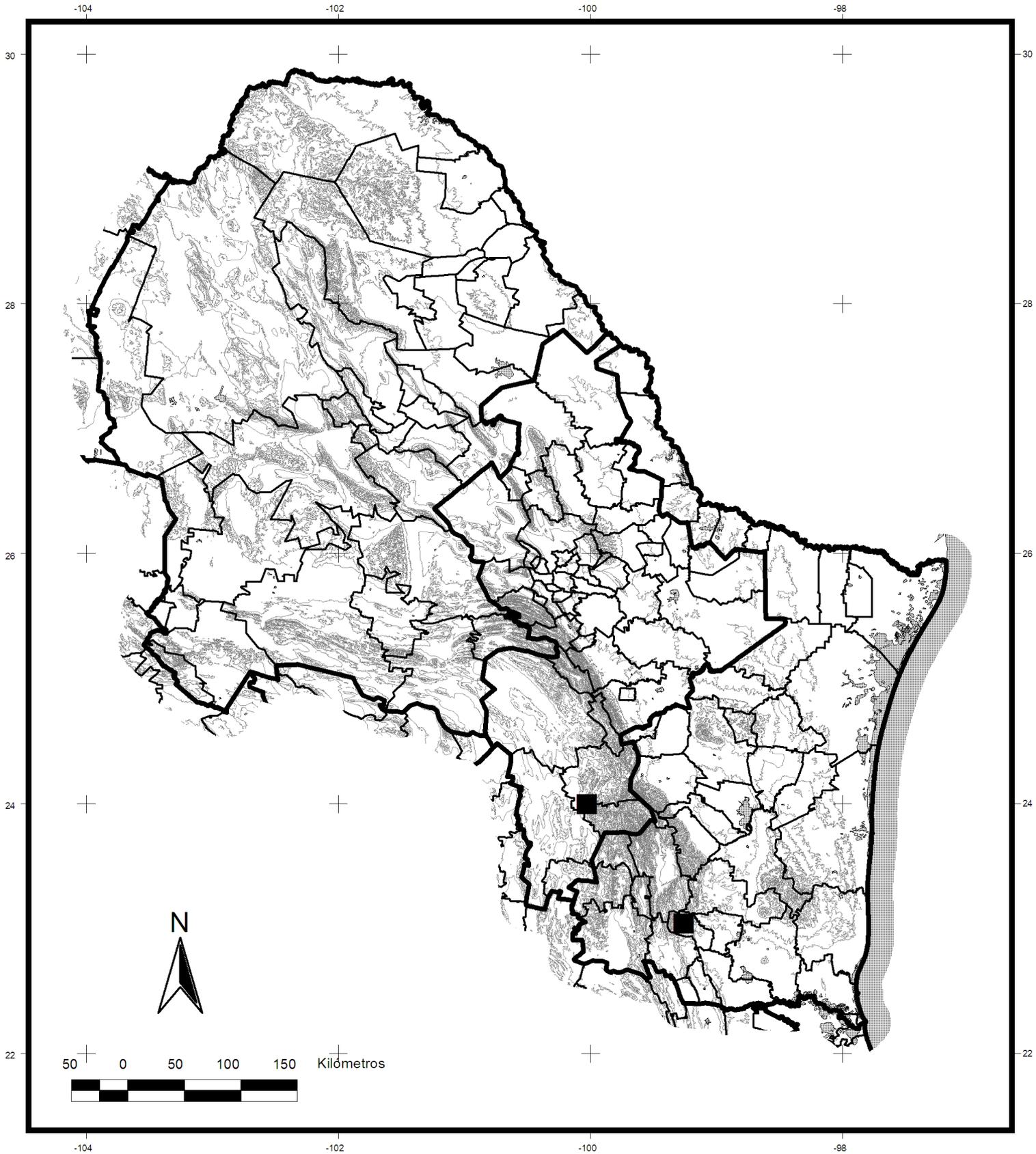
ANOPHELES BRADLEYI



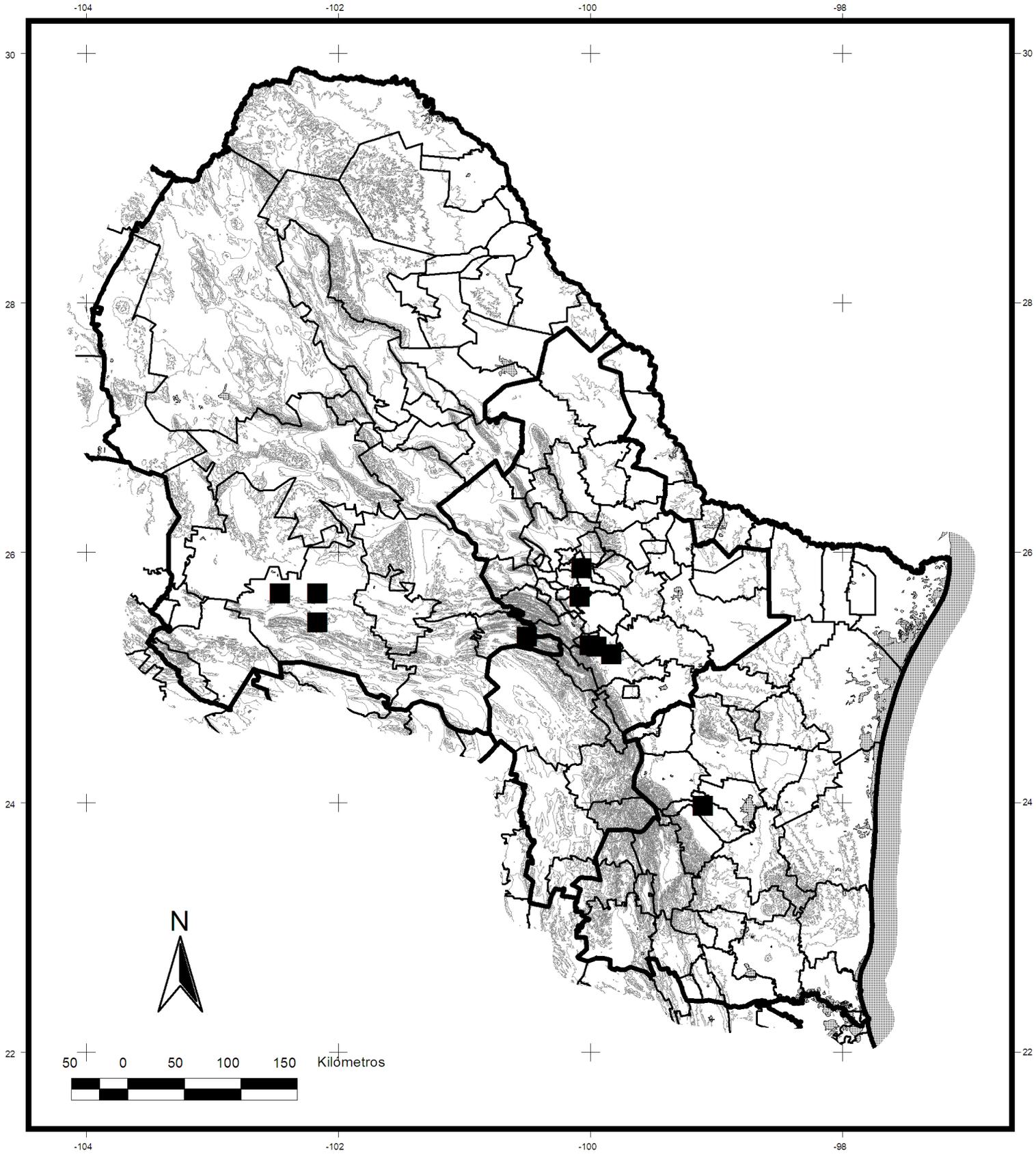
ANOPHELES CRUCIANS



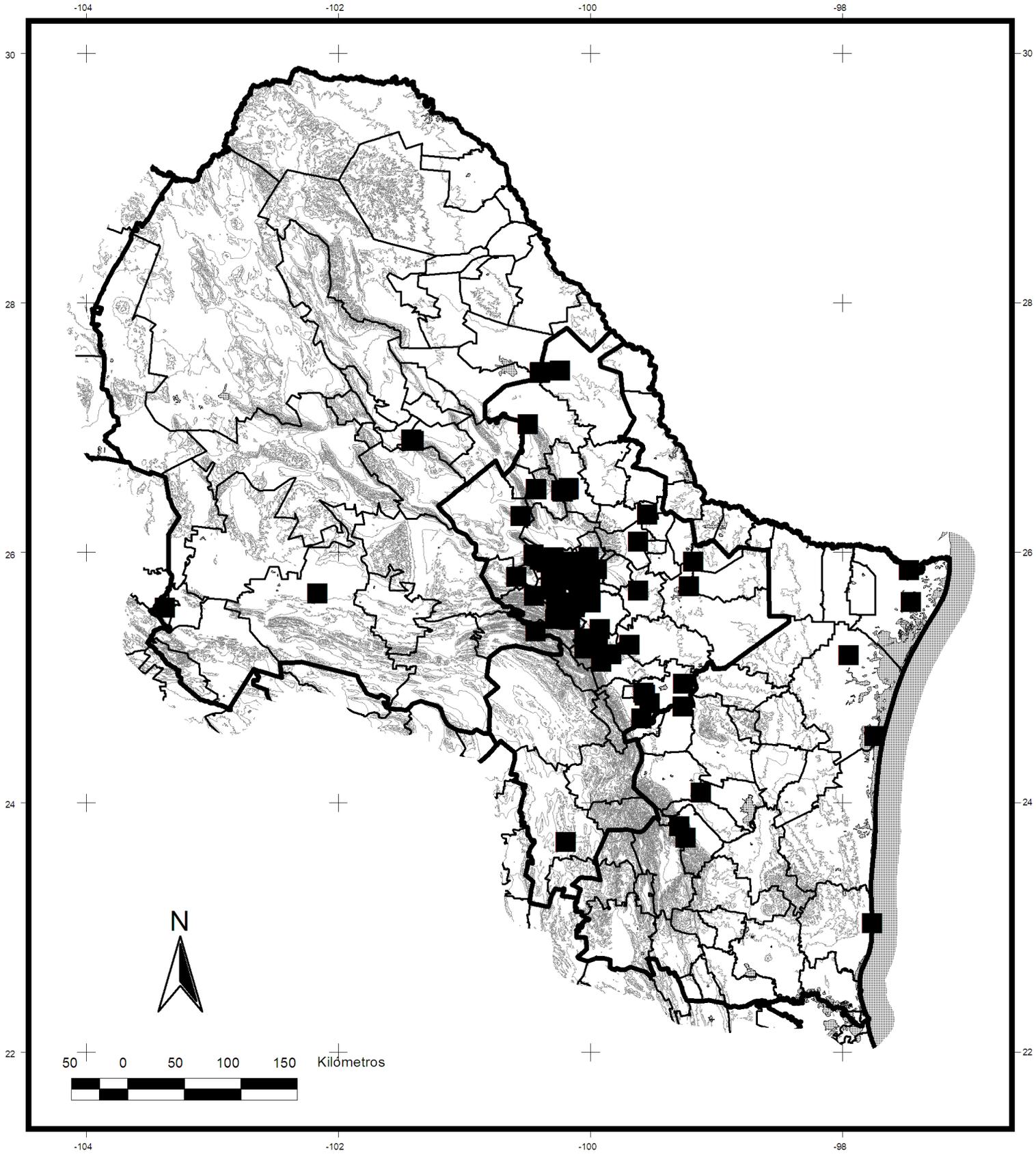
ANOPHELES EISENI



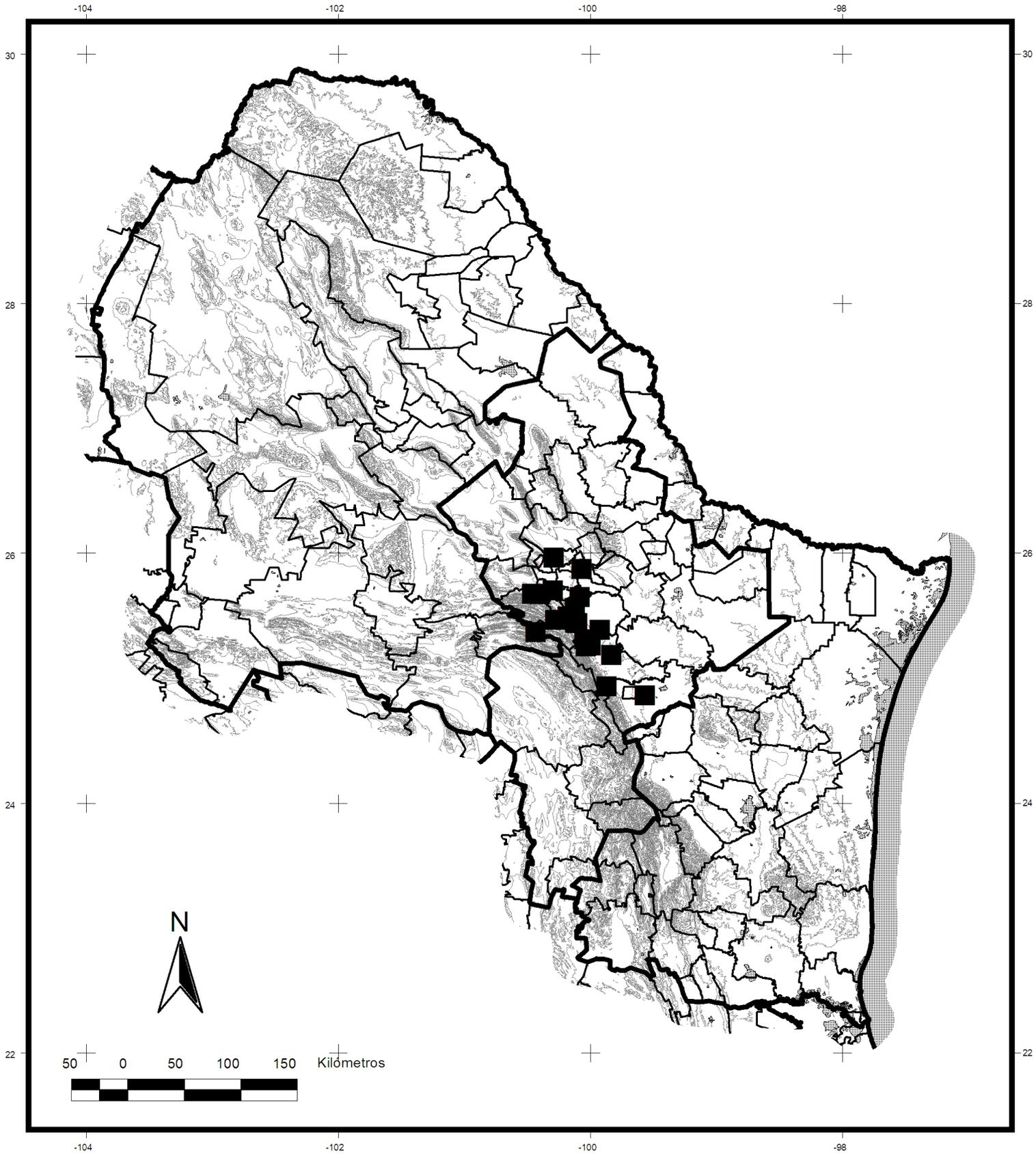
ANOPHELES FRANCISCANUS



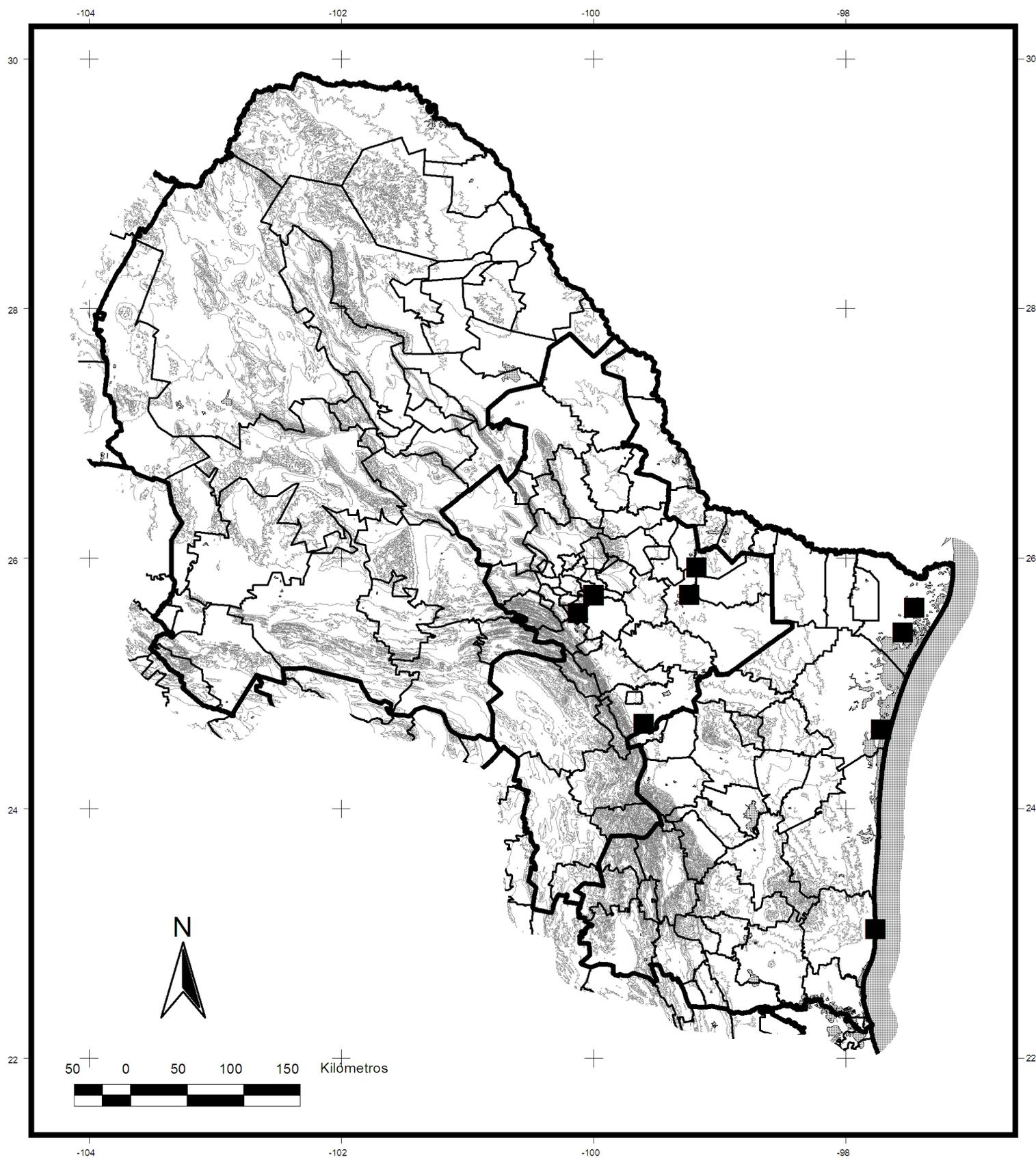
ANOPHELES PSEUDOPUNCTIPENNIS



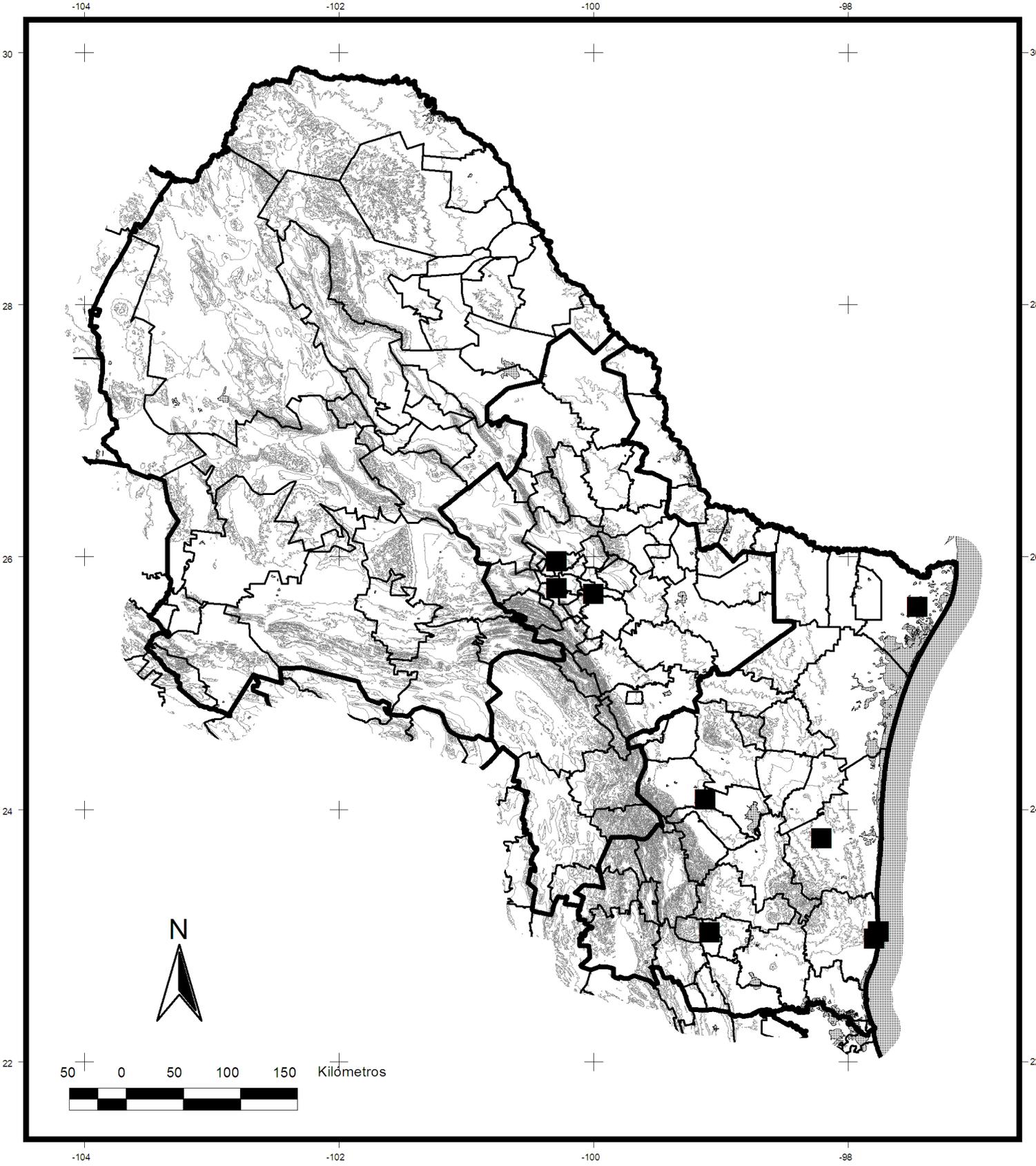
ANOPHELES PUNCTIPENNIS



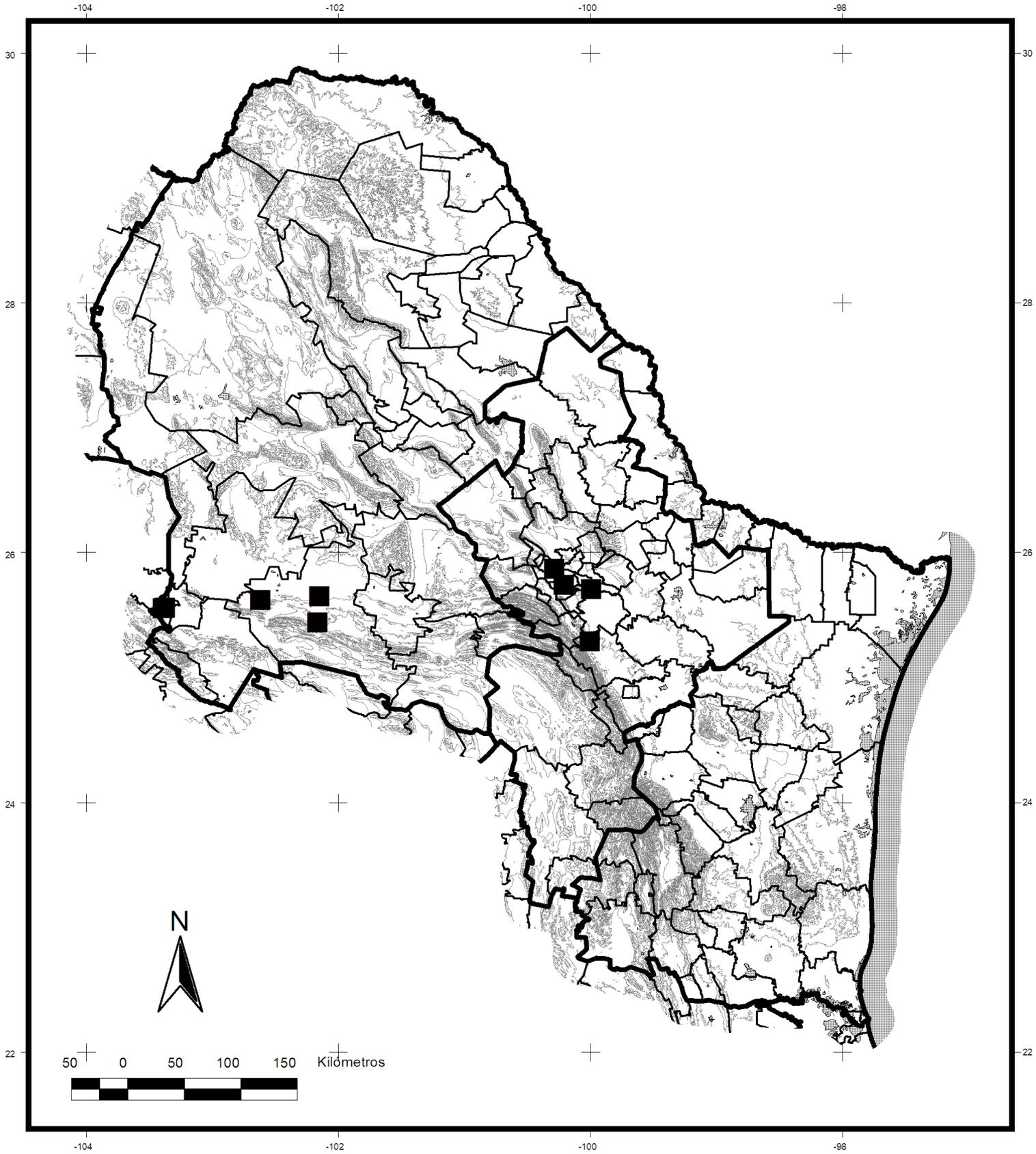
ANOPHELES QUADRIMACULATUS



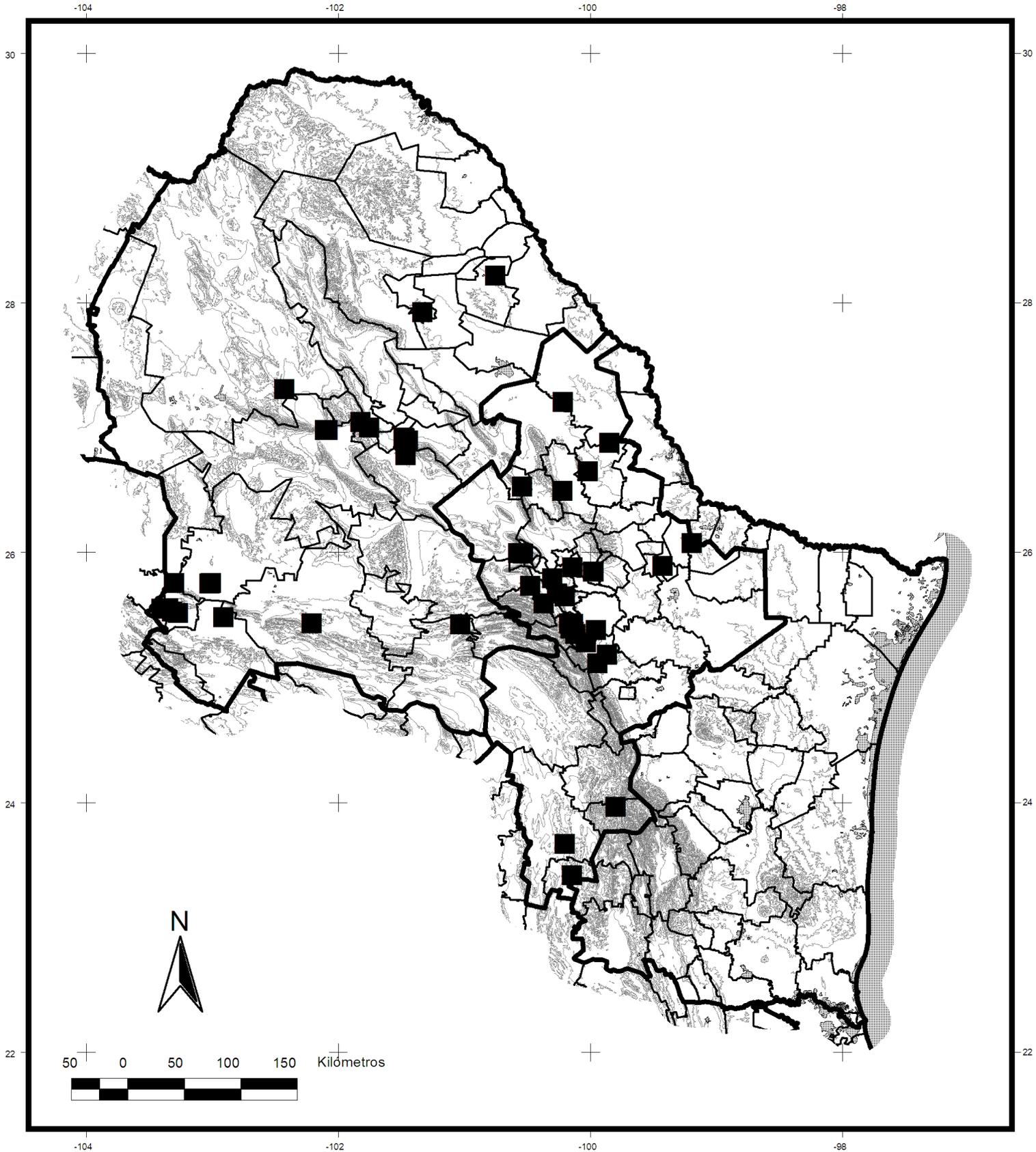
ANOPHELES ALBIMANUS



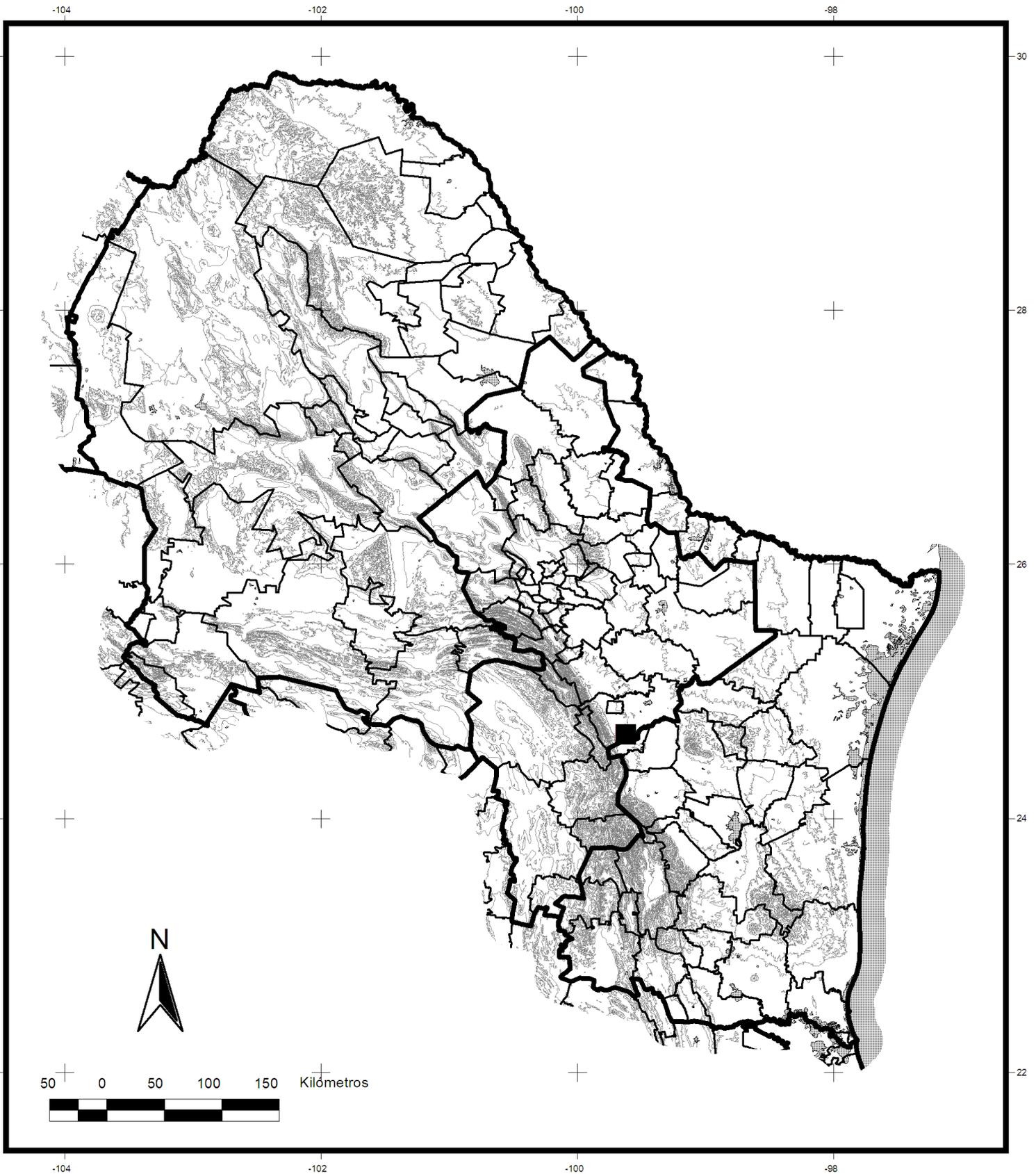
AEDES VEXANS



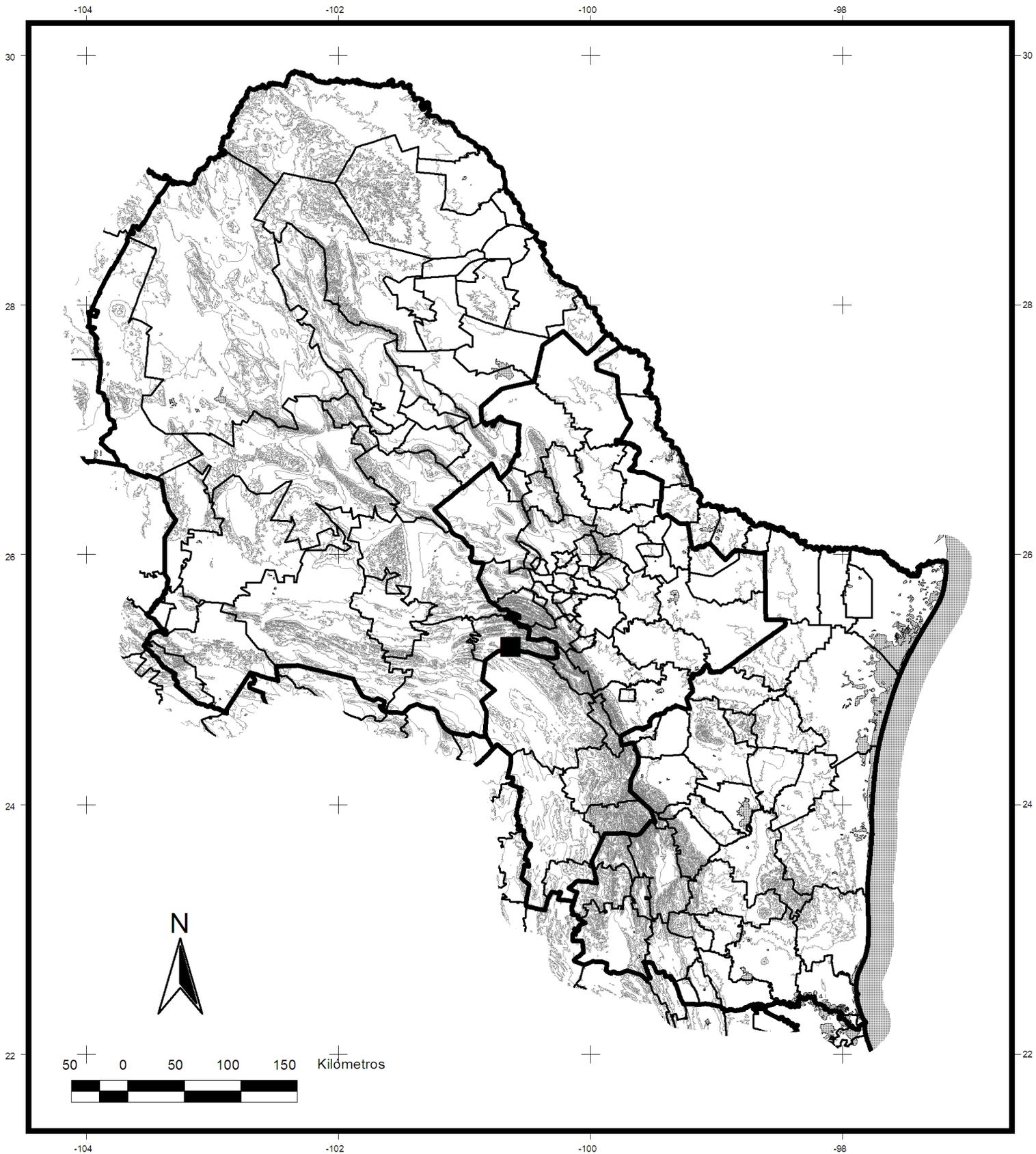
GEORGE CRAIGIUS EPACTIUS



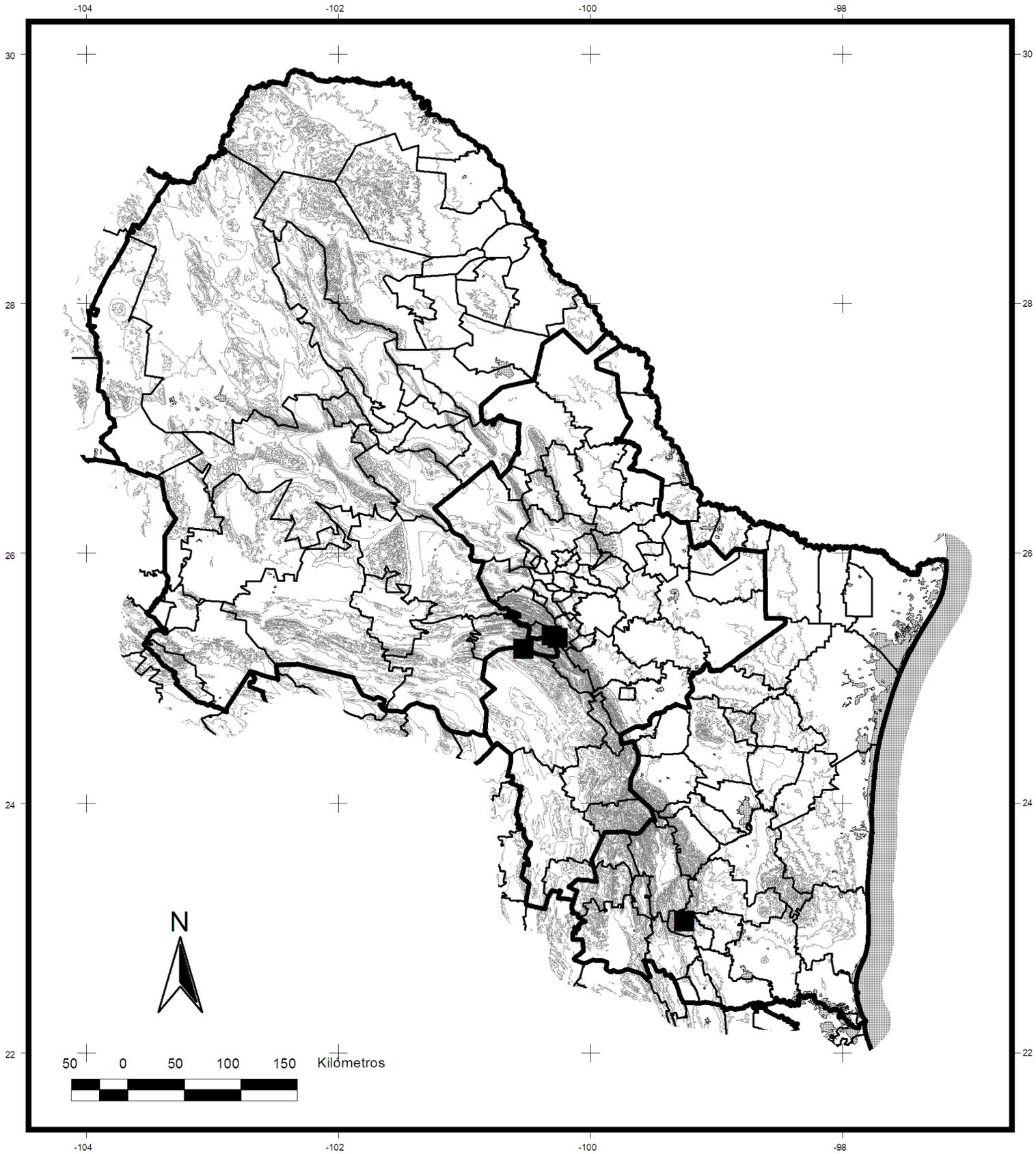
HAEMAGOGUS EQUINUS



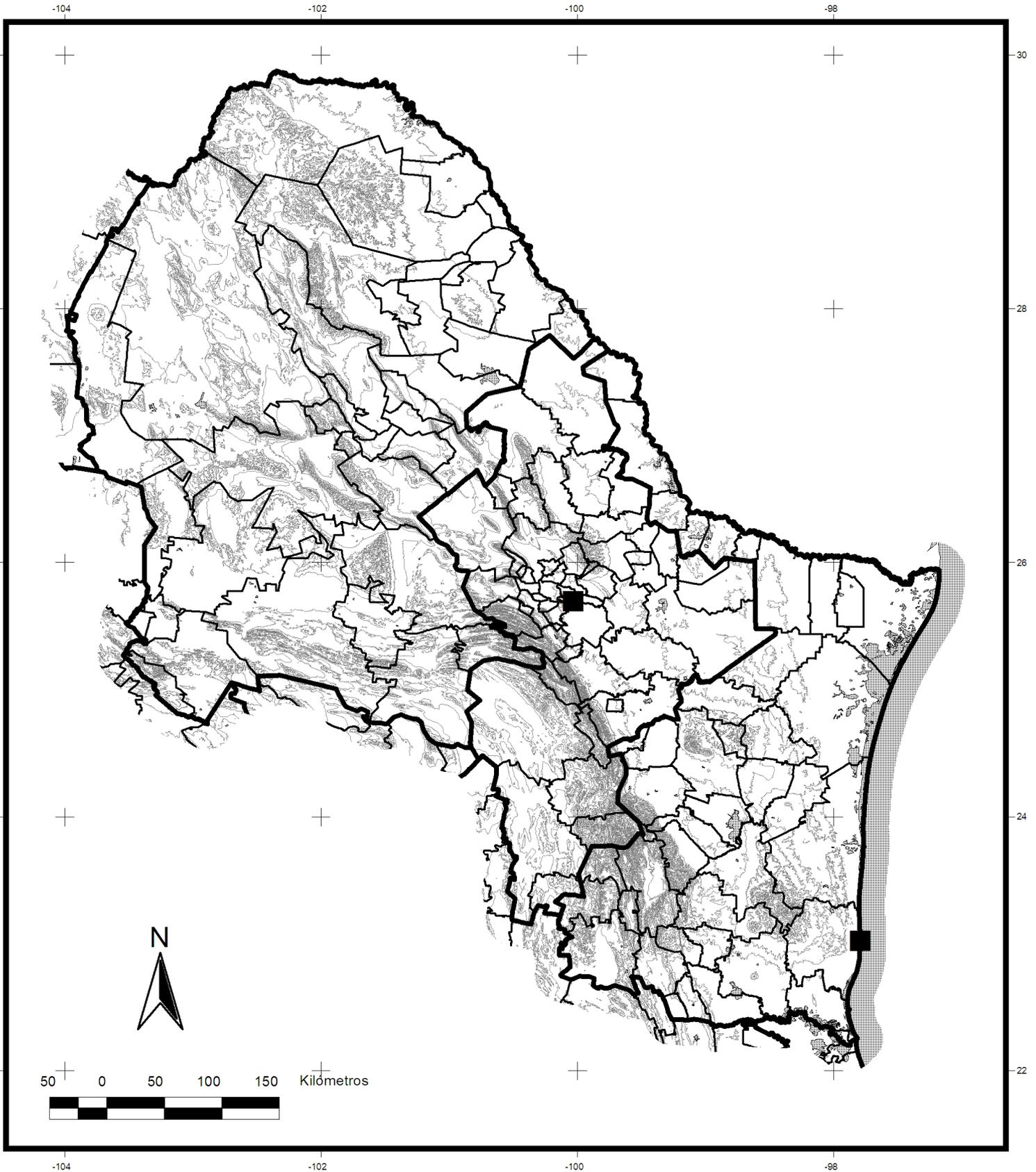
HAEMAGOGUS MESODENTATUS



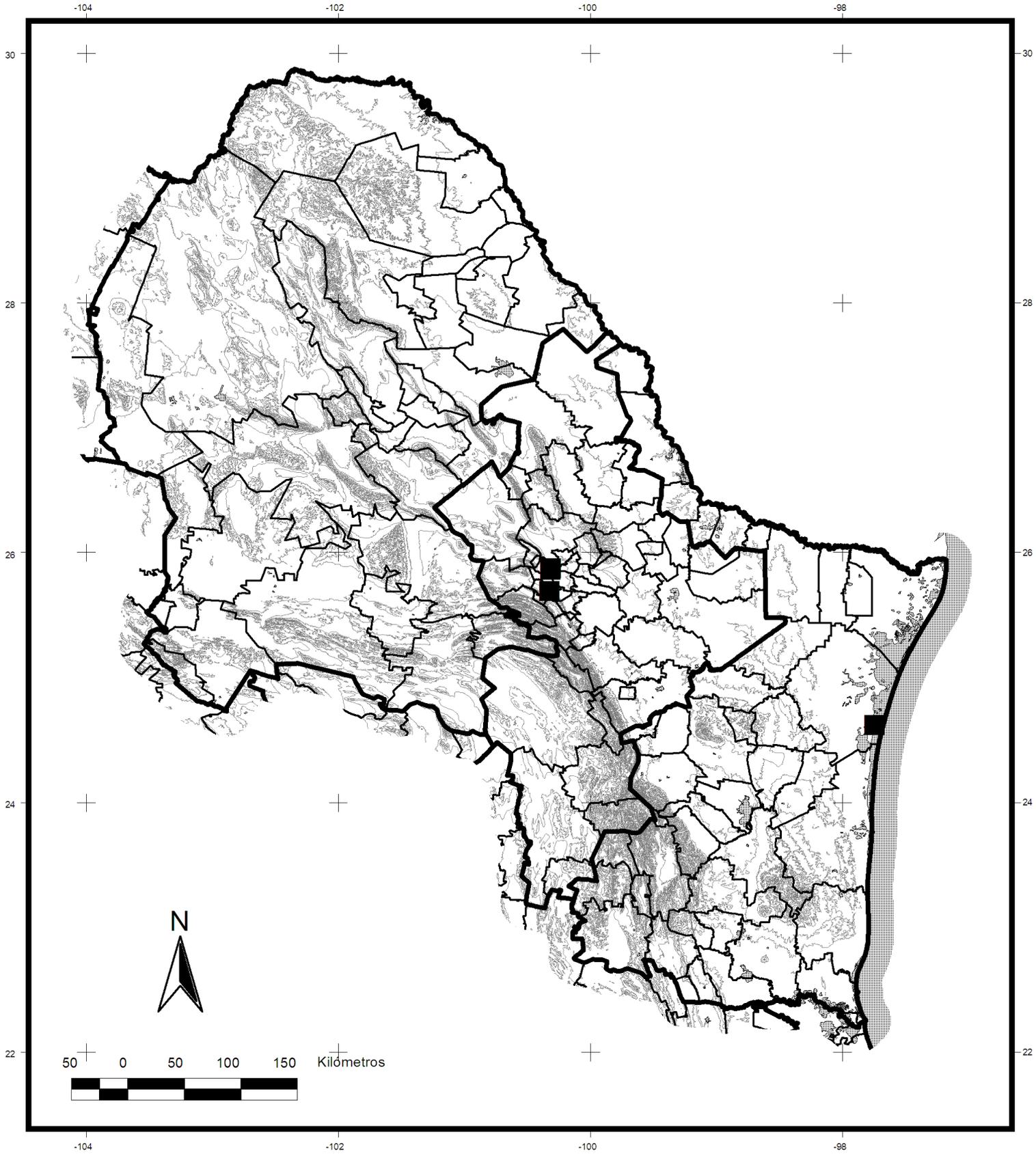
HOWARDINA QUADRIVITTATA



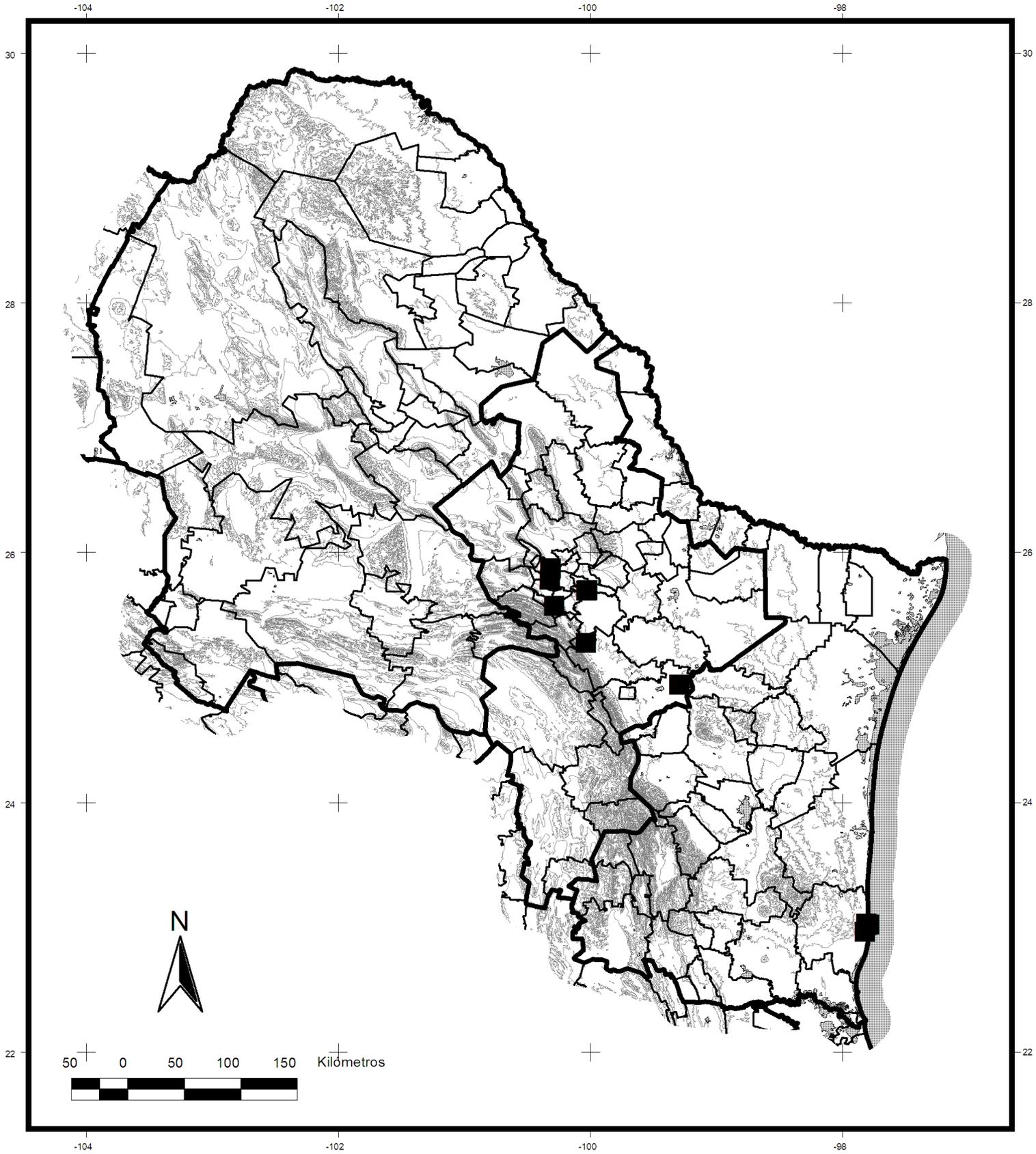
OCHLEROTATUS BIMACULATUS



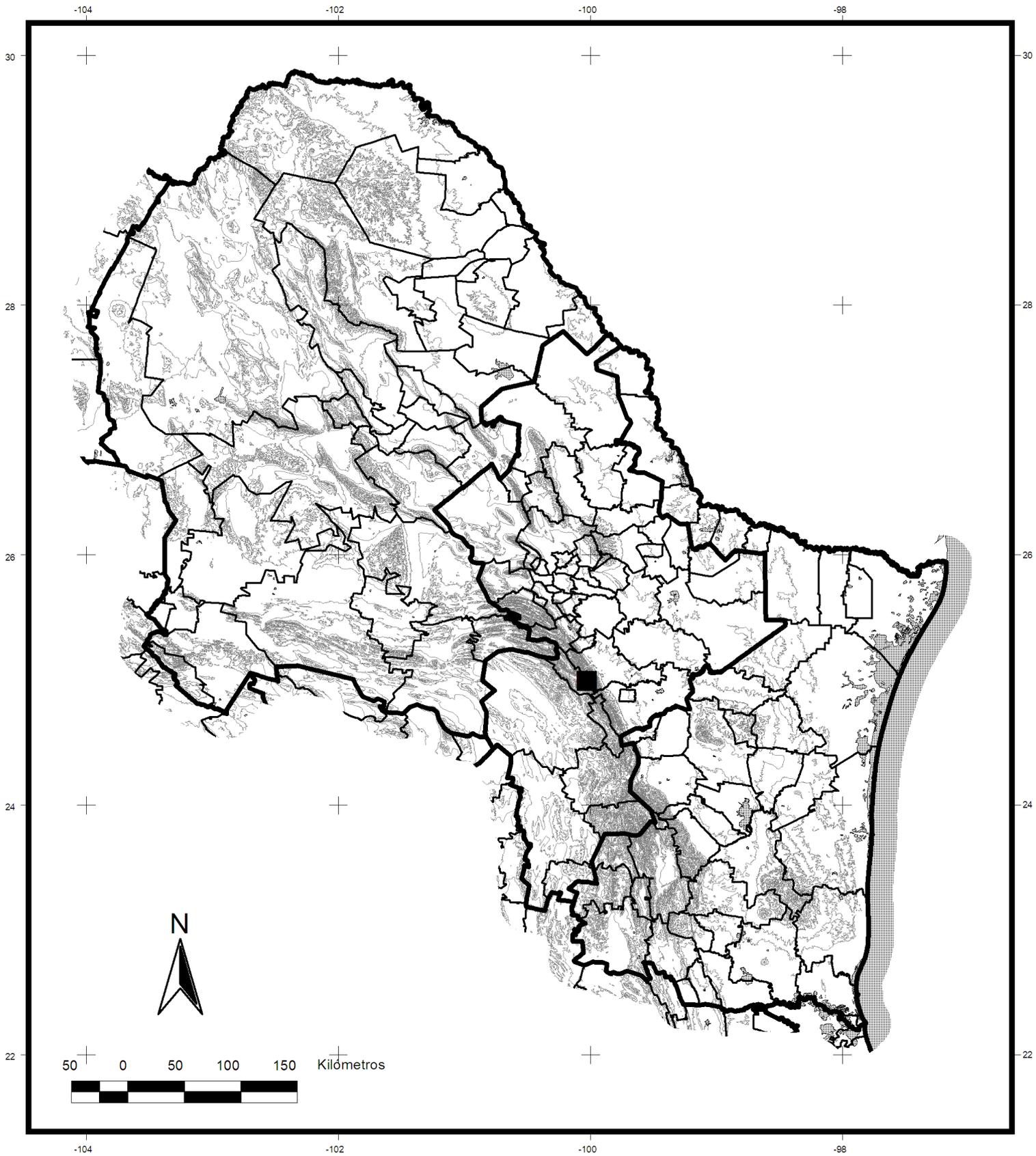
OCHLEROTATUS SOLLICITANS



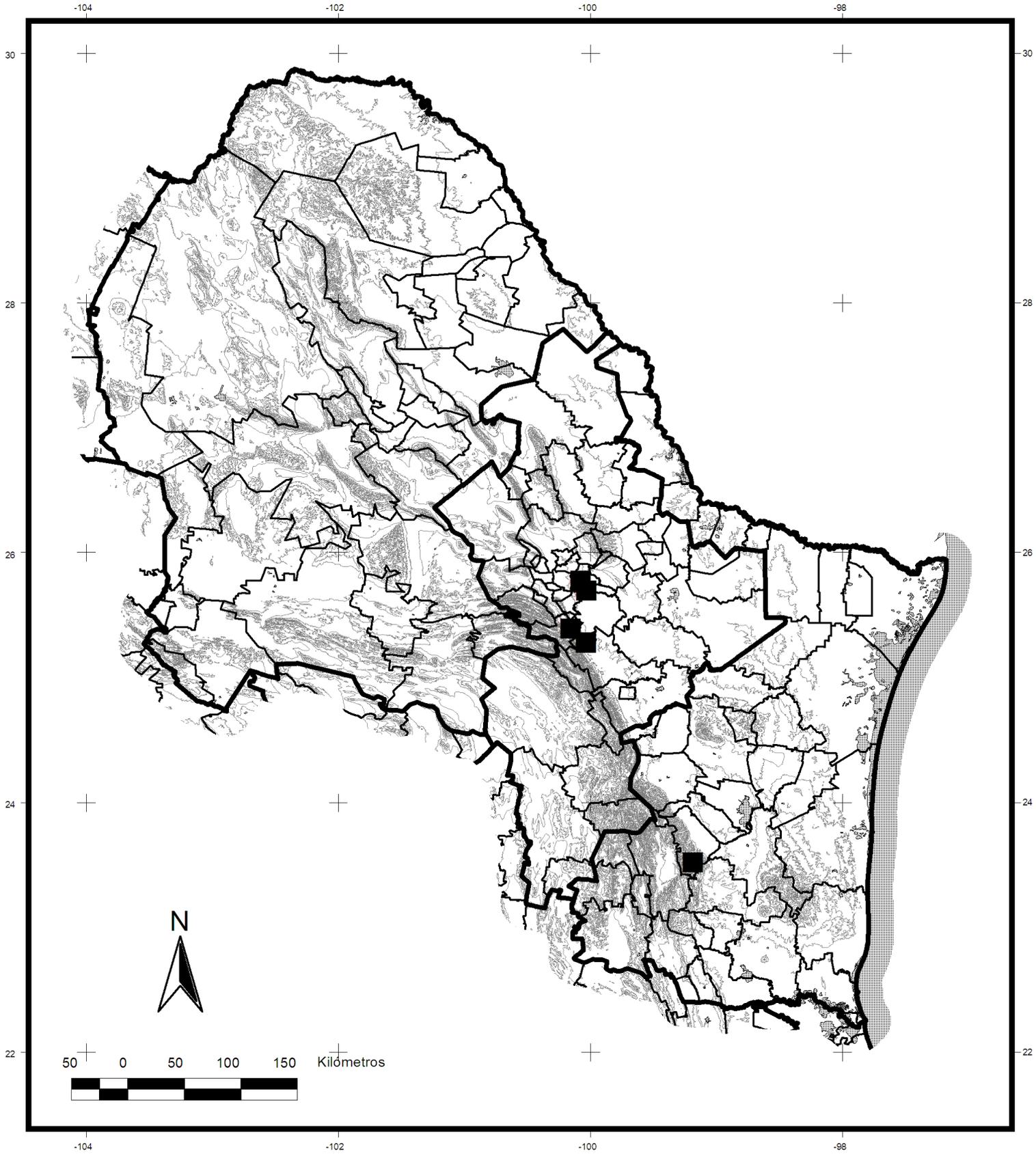
OCHLEROTATUS TAENIORHYNCHUS



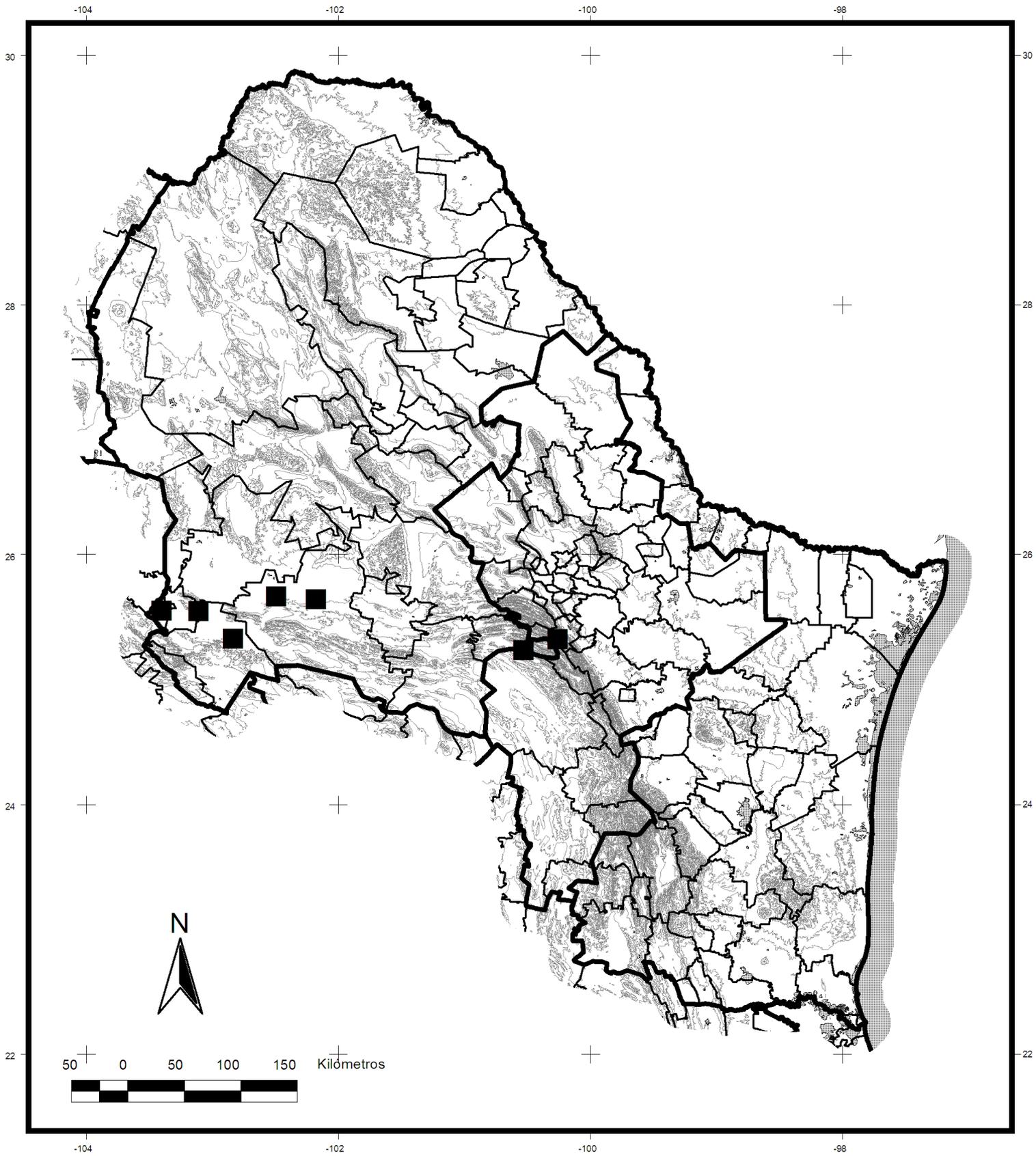
OCHLEROTATUS AMATEURI



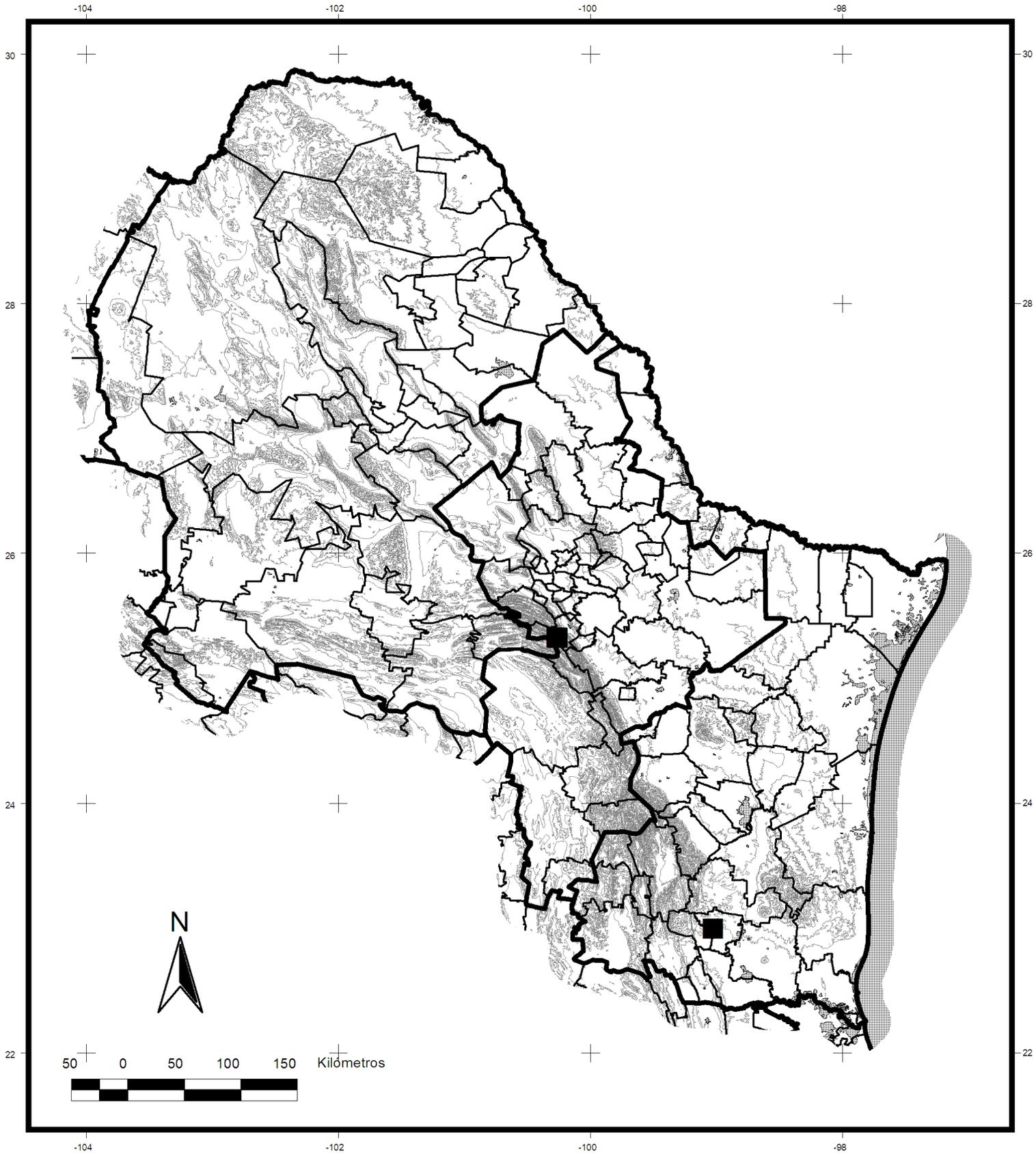
OCHLEROTATUS SCAPULARIS



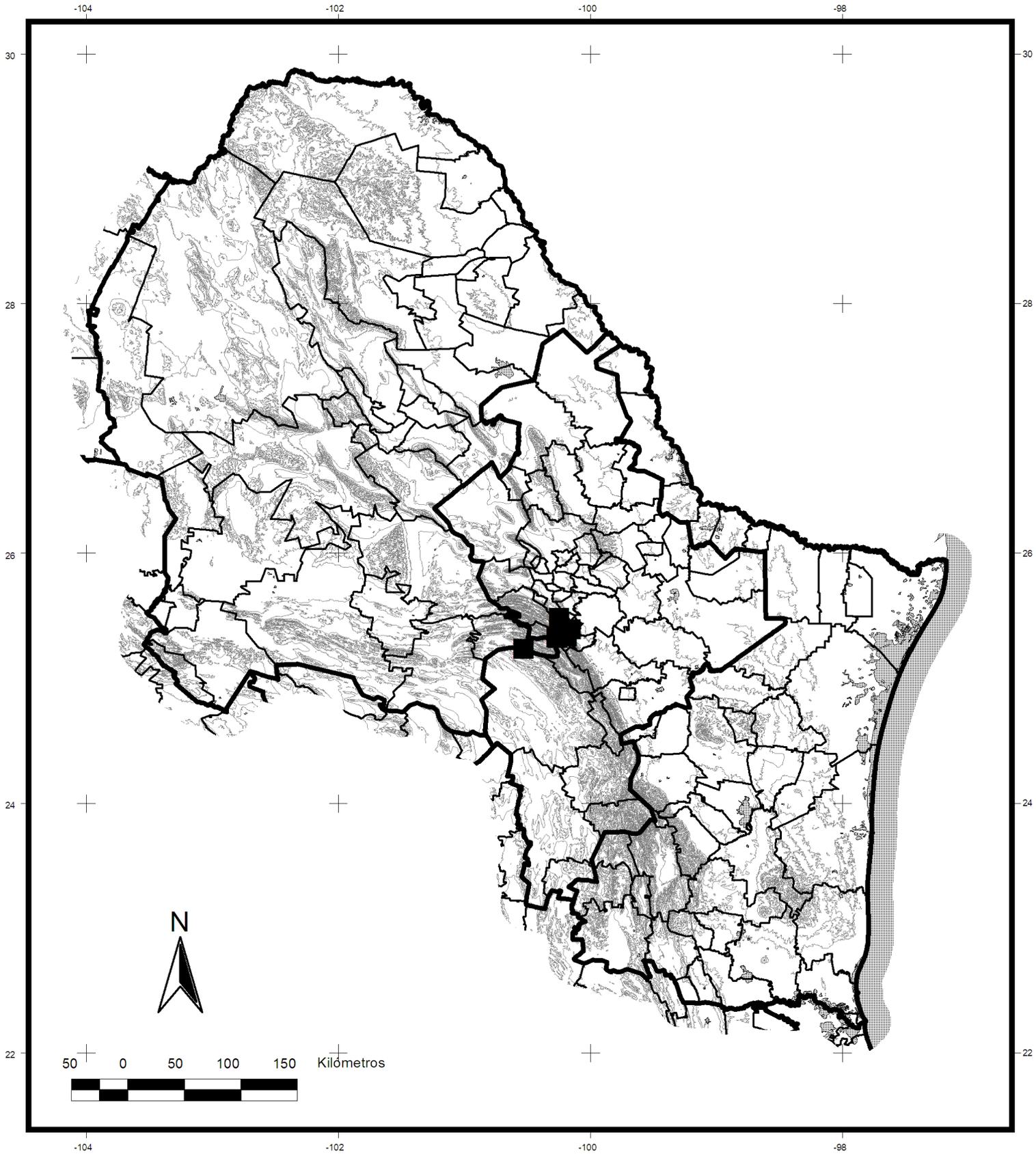
OCHLEROTATUS TRIVITTATUS



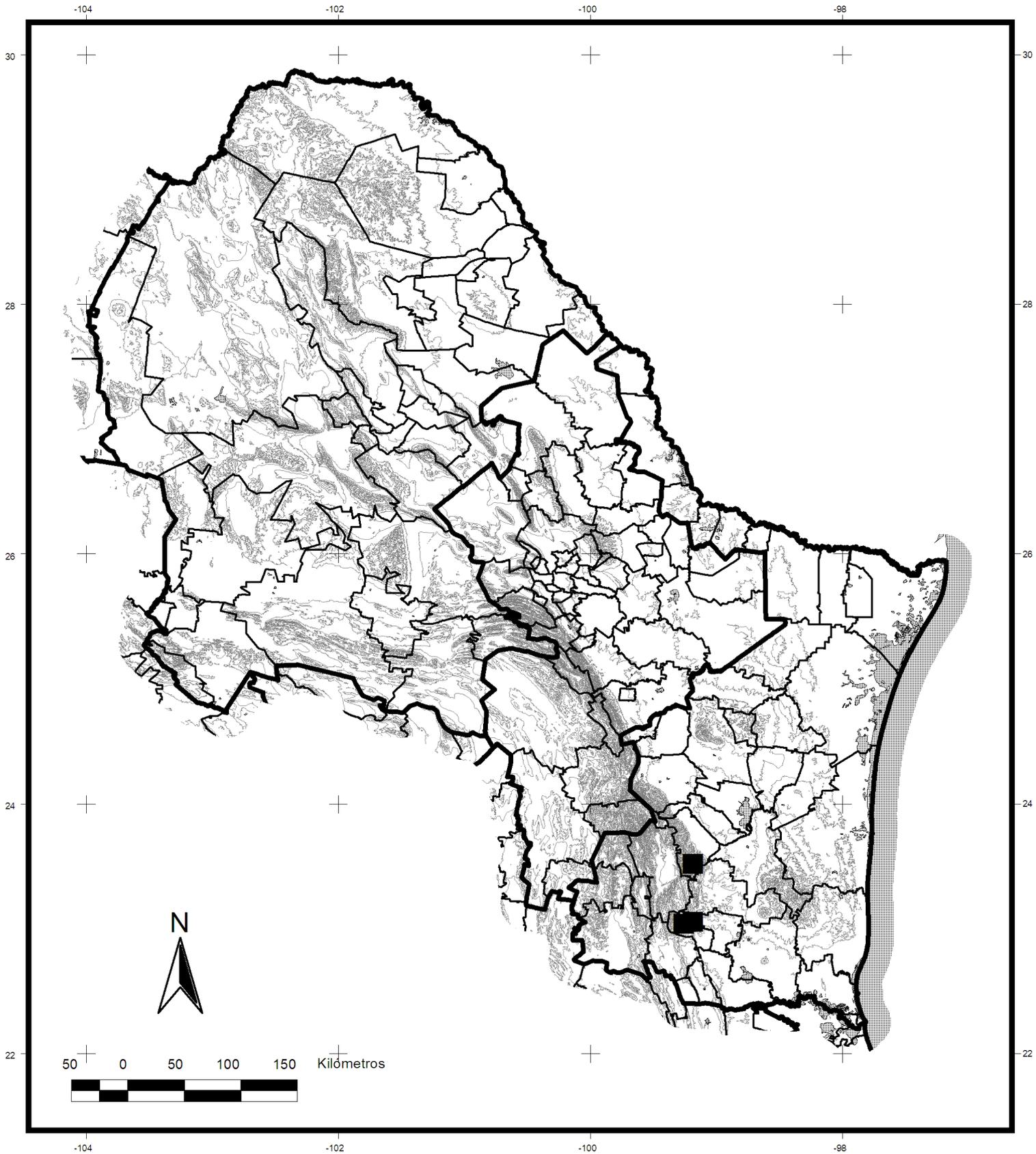
OCHLEROTATUS AMABILIS



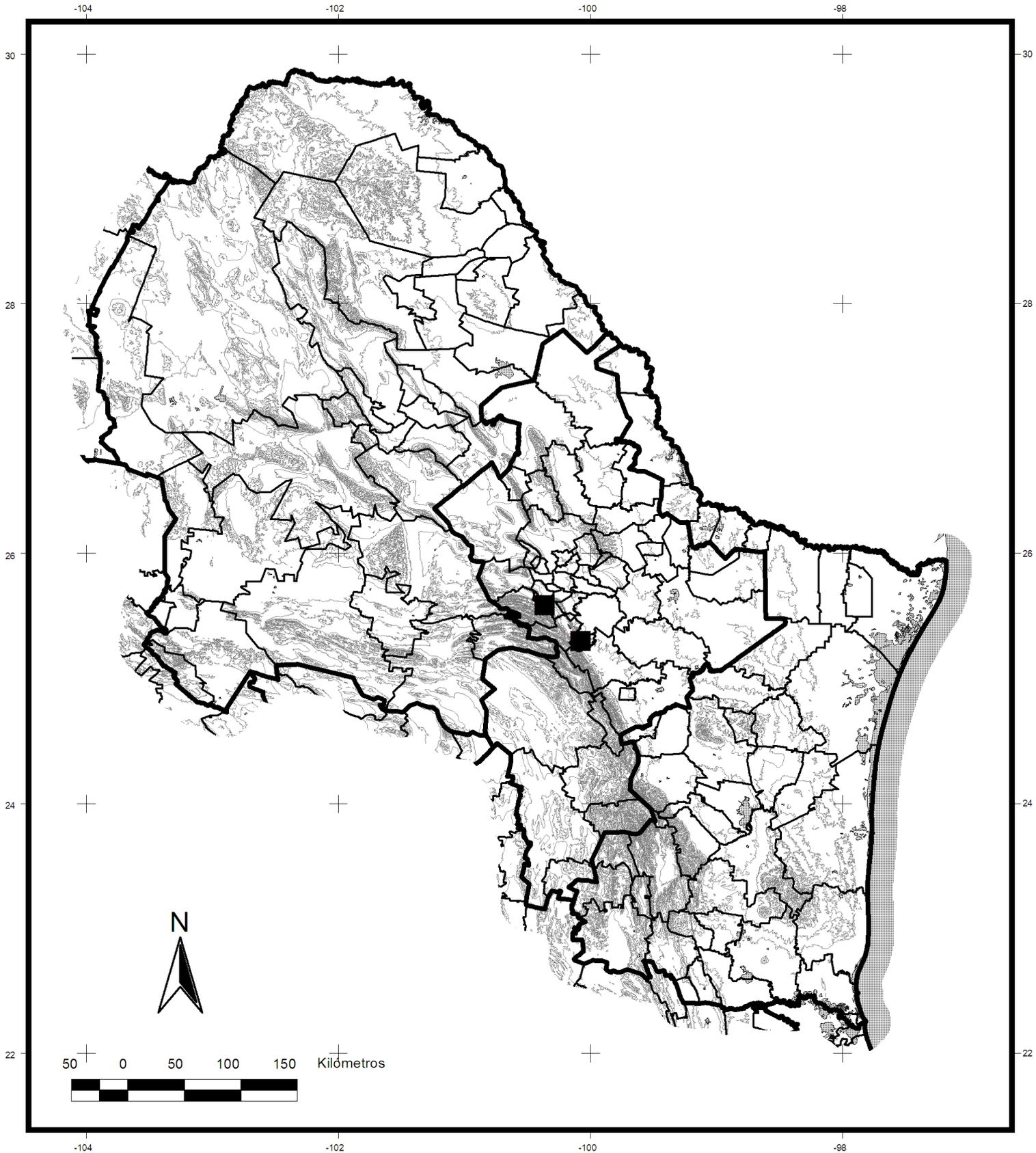
OCHLEROTATUS BRELANDI



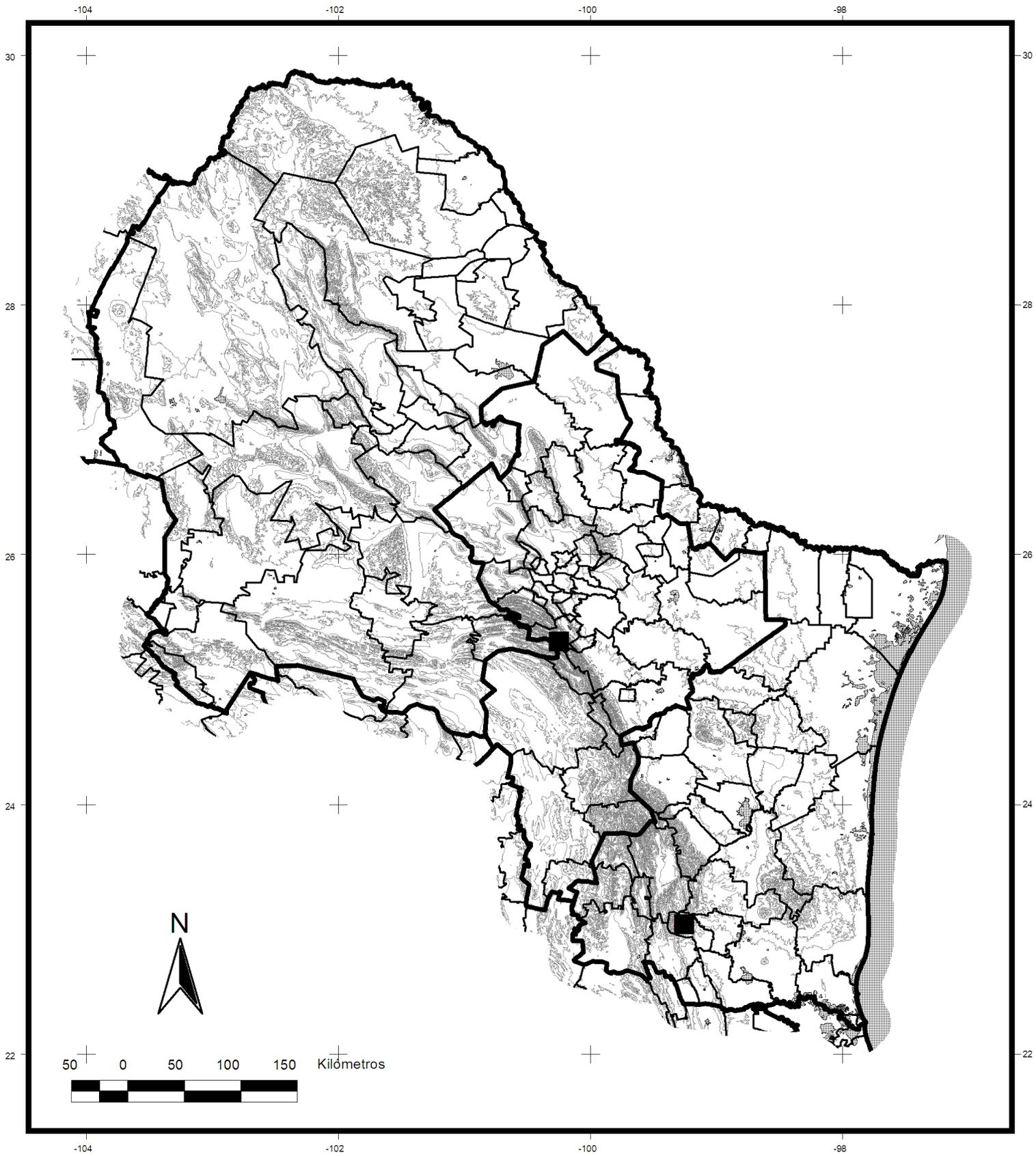
OCHLEROTATUS PODOGRAPHICUS



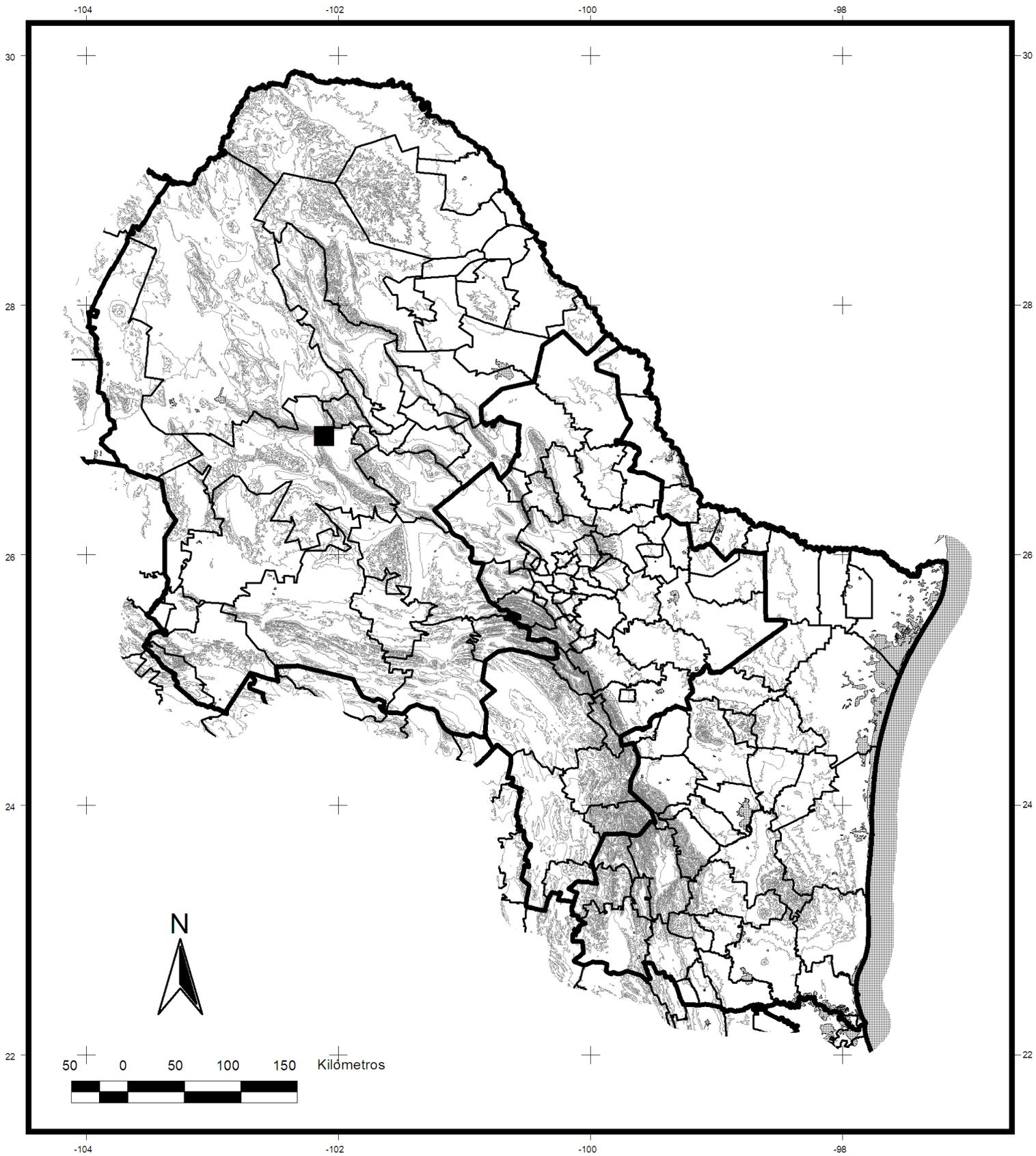
OCHLEROTATUS TRISERIATUS



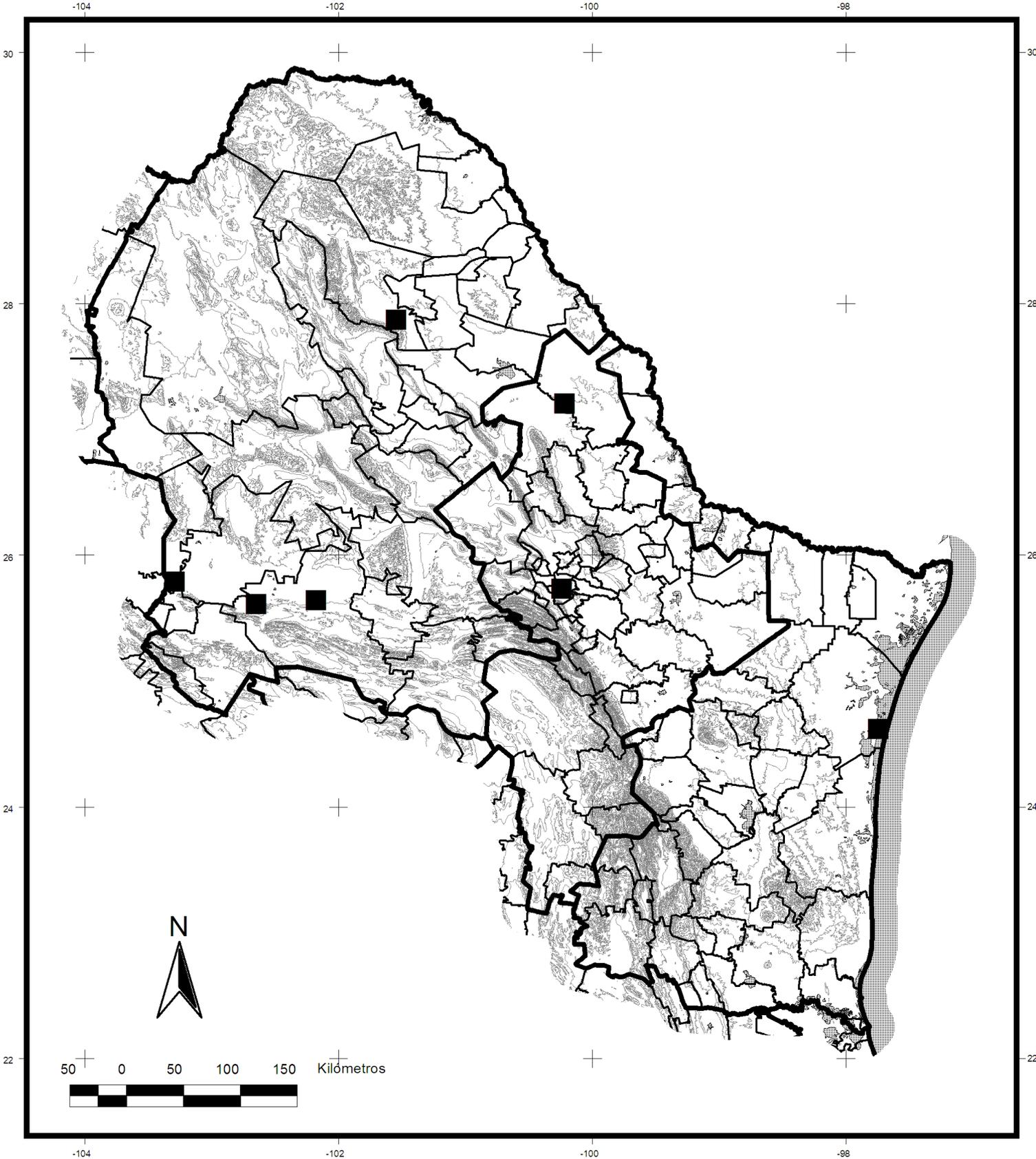
OCHLEROTATUS ZOOSOPHUS



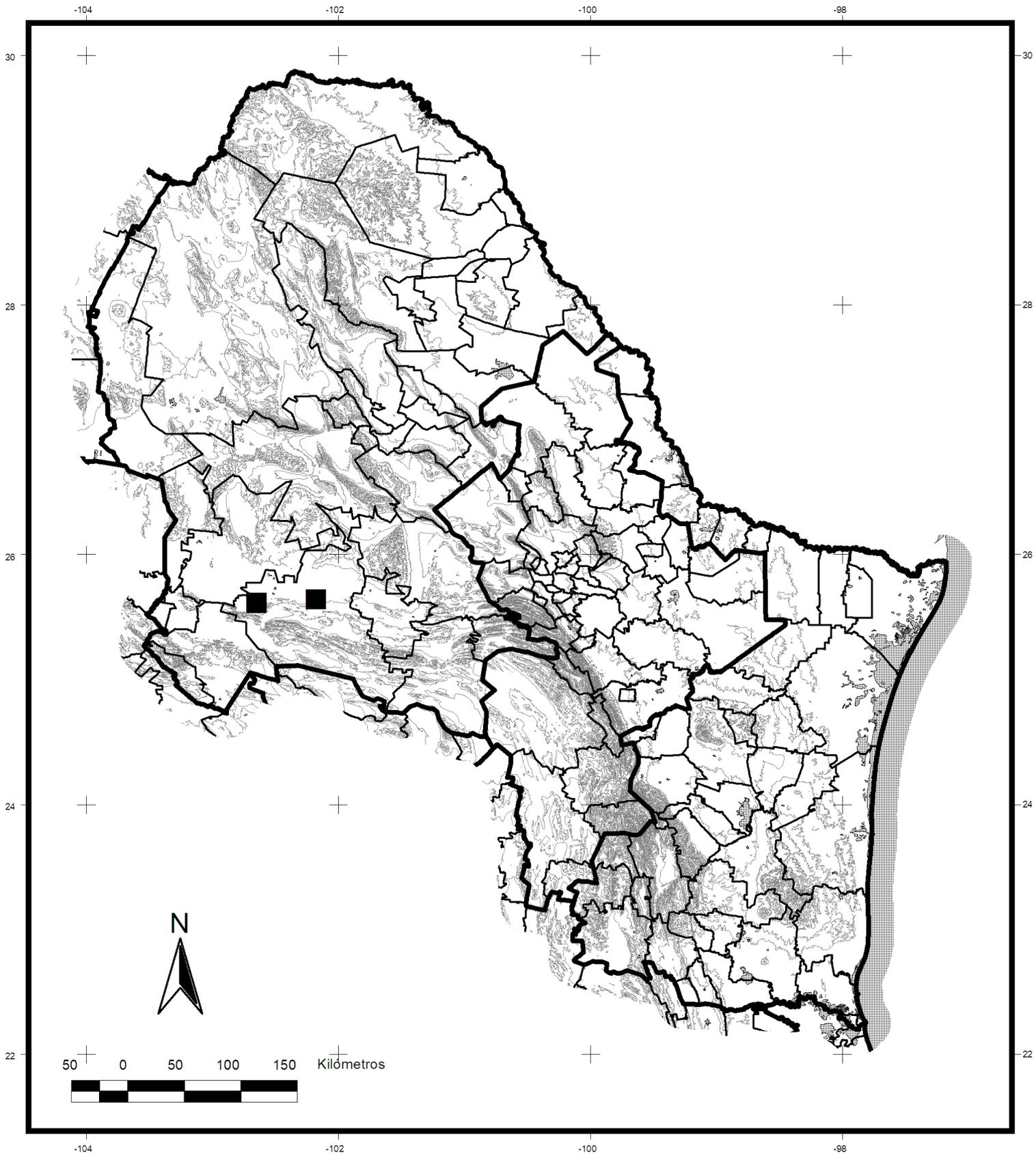
OCHLEROTATUS CAMPESTRIS



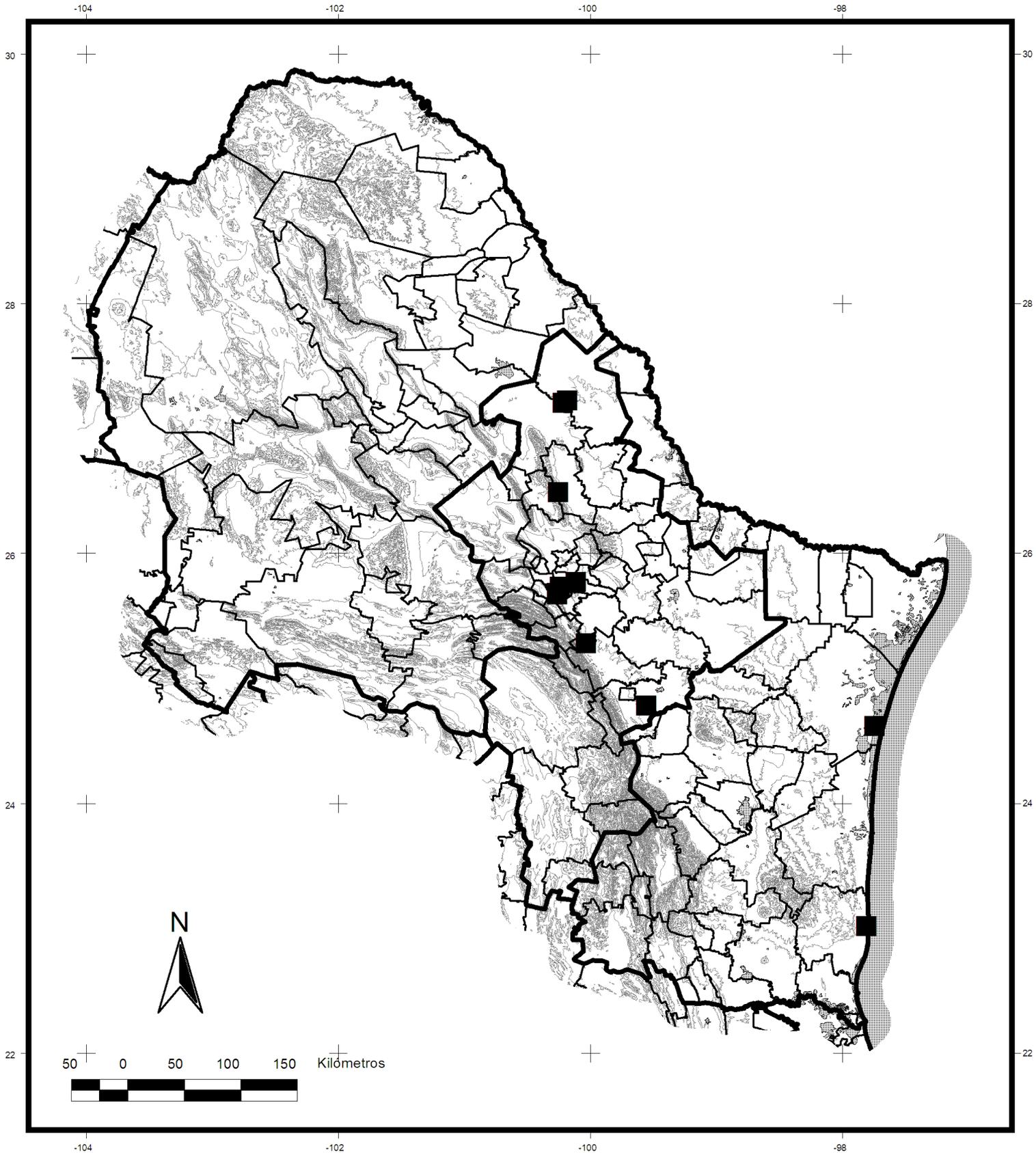
PSOROPHORA COLUMBIAE



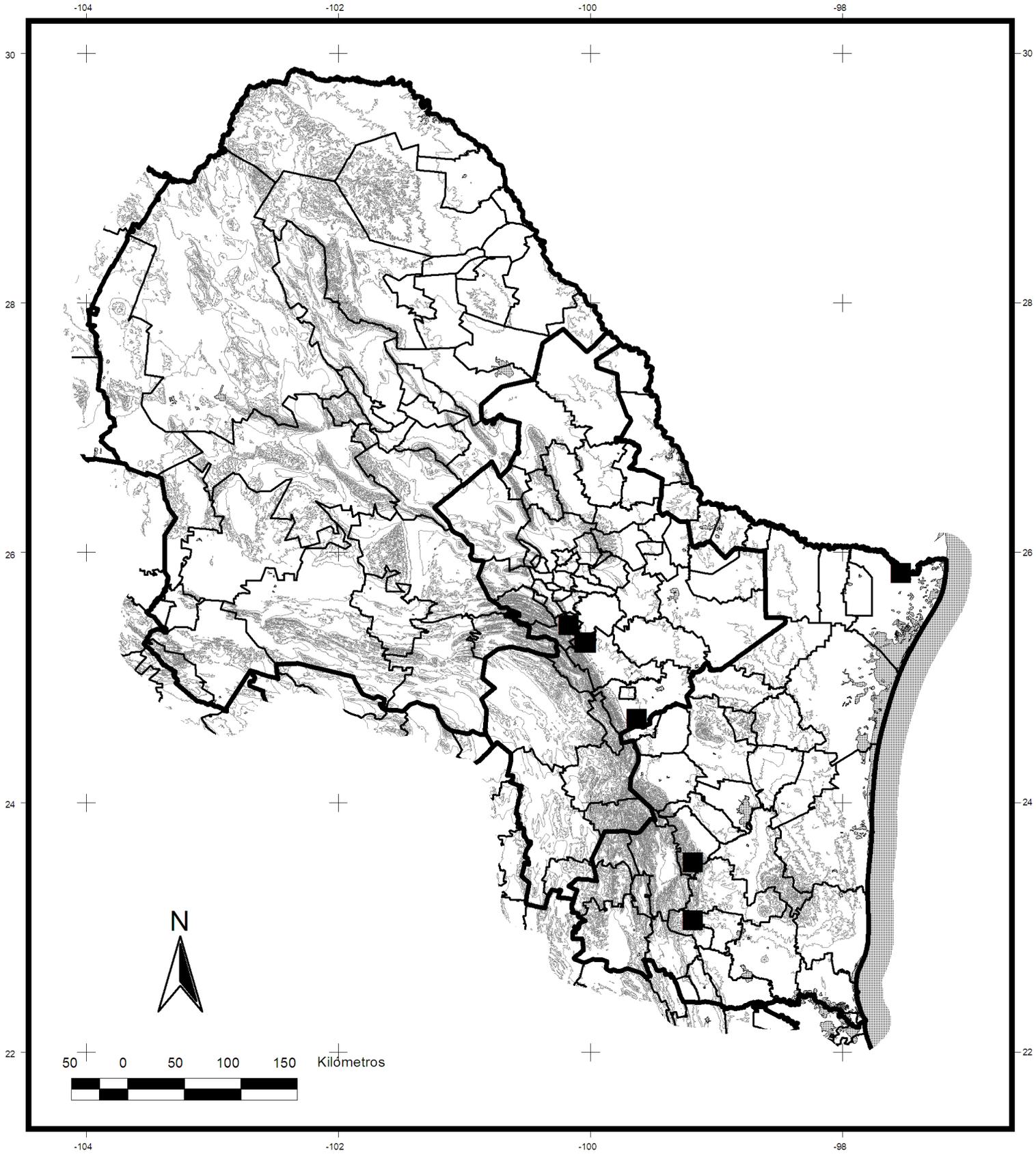
PSOROPHORA SIGNIPENNIS



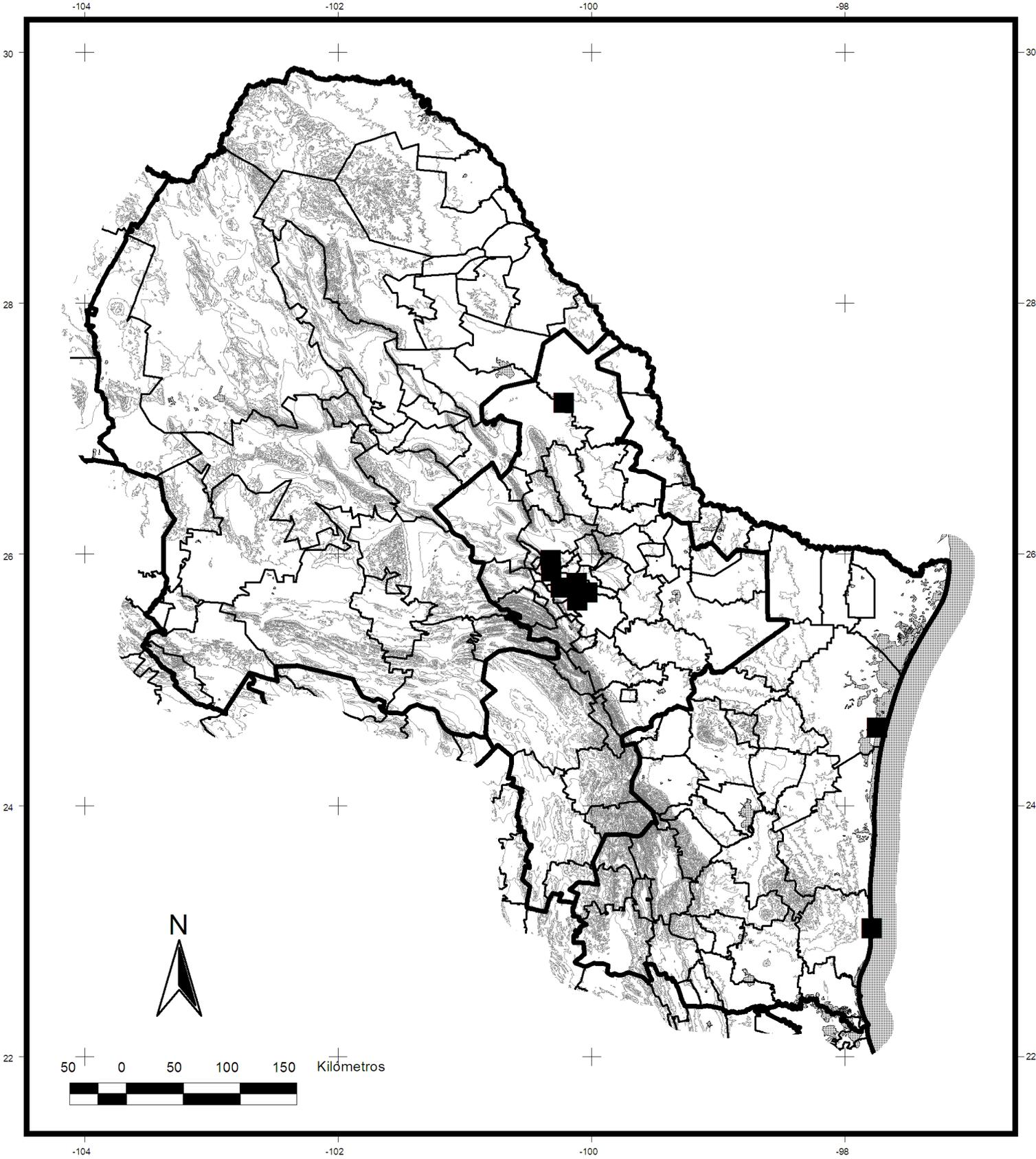
PSOROPHORA CYANESCENS



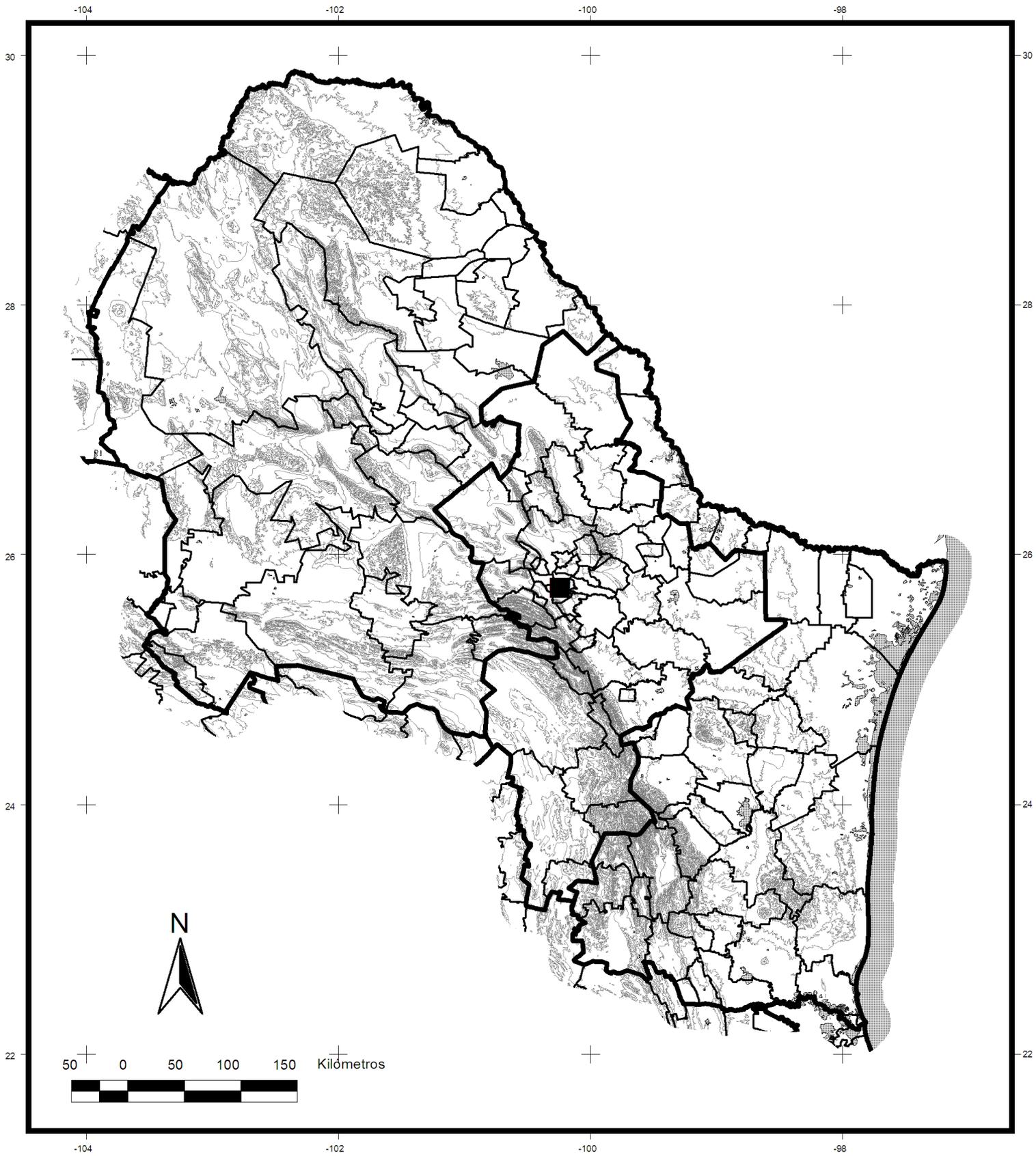
PSOROPHORA FEROX



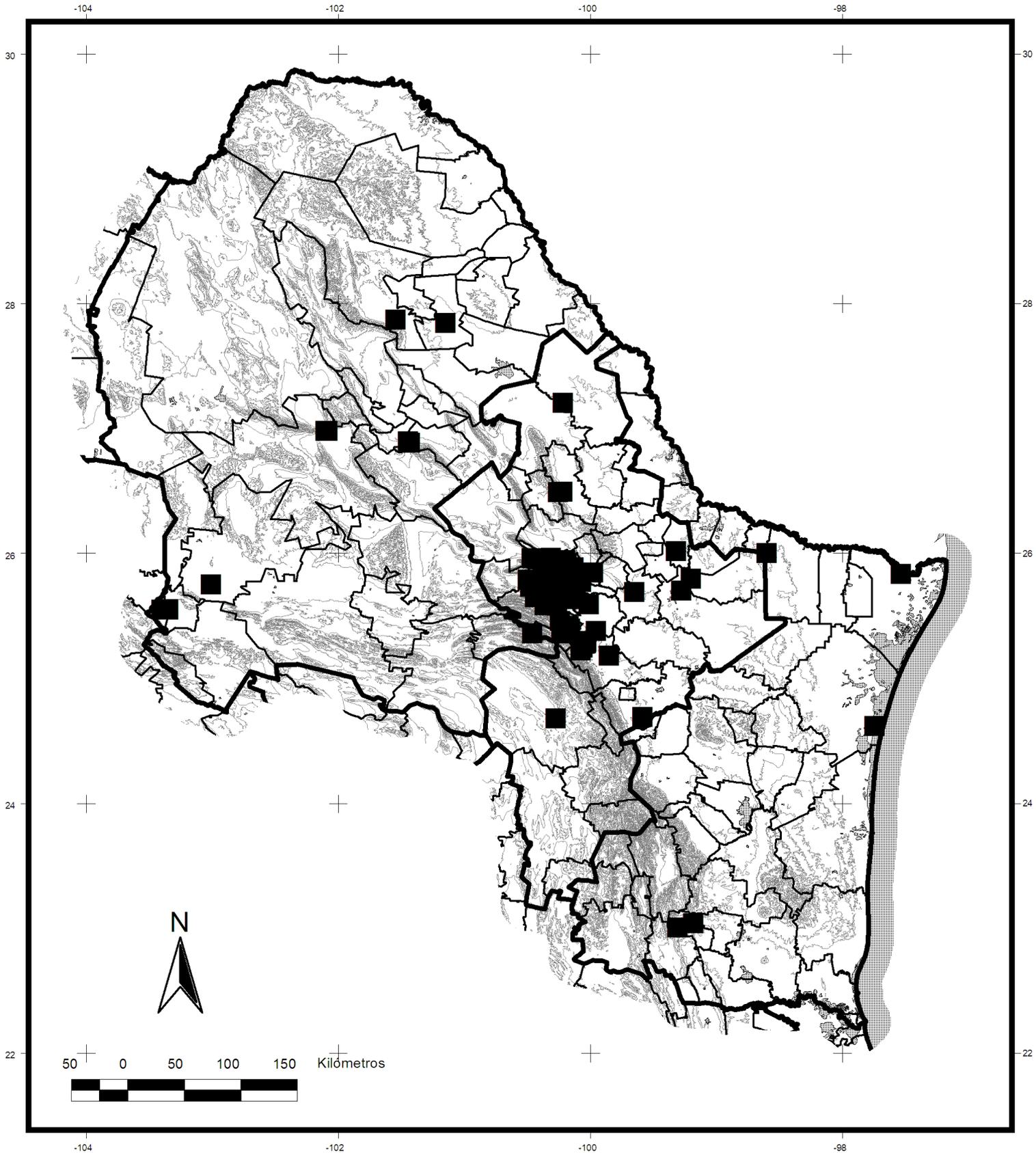
PSOROPHORA CILIATA



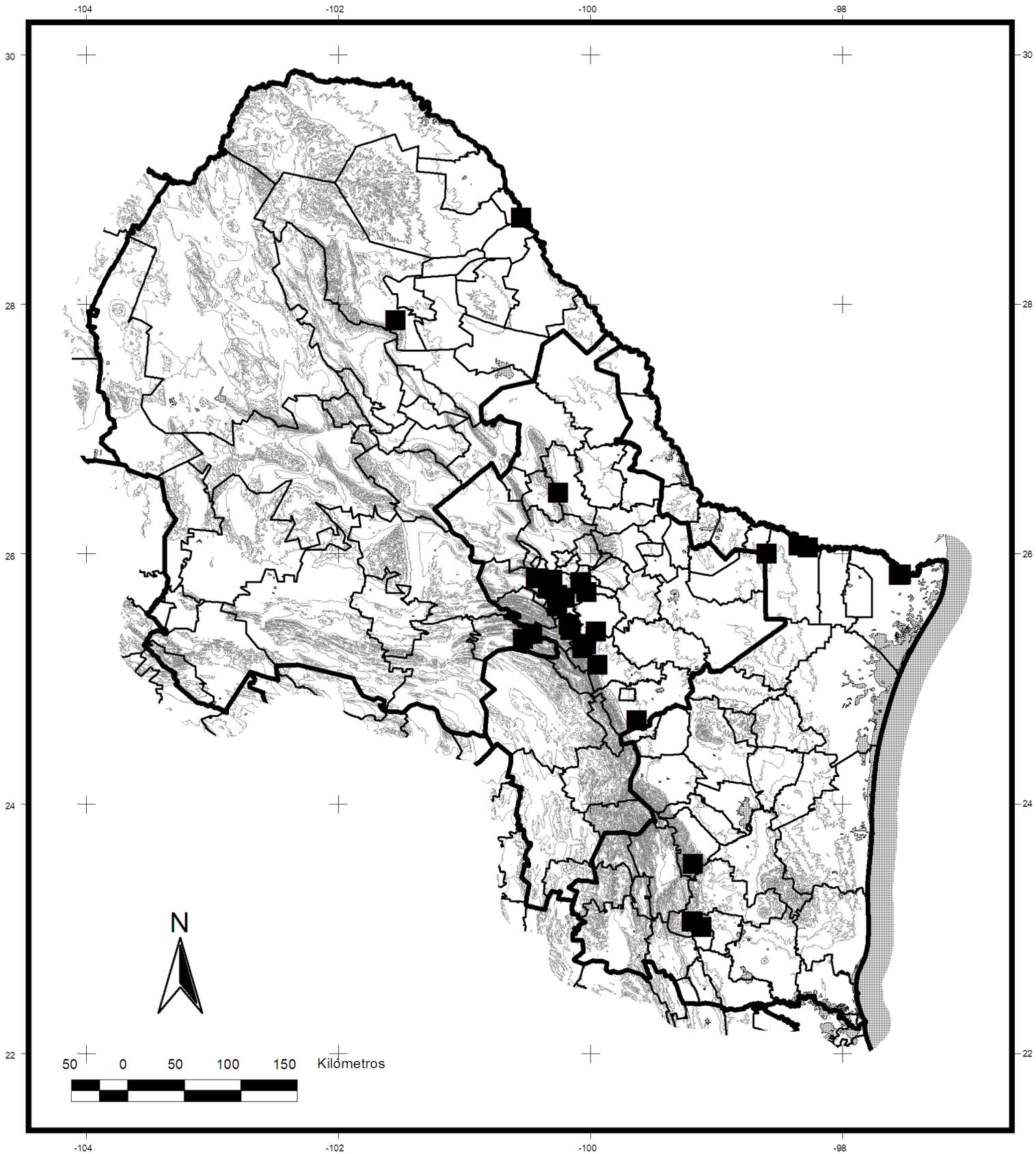
PSOROPHORA CILIPES



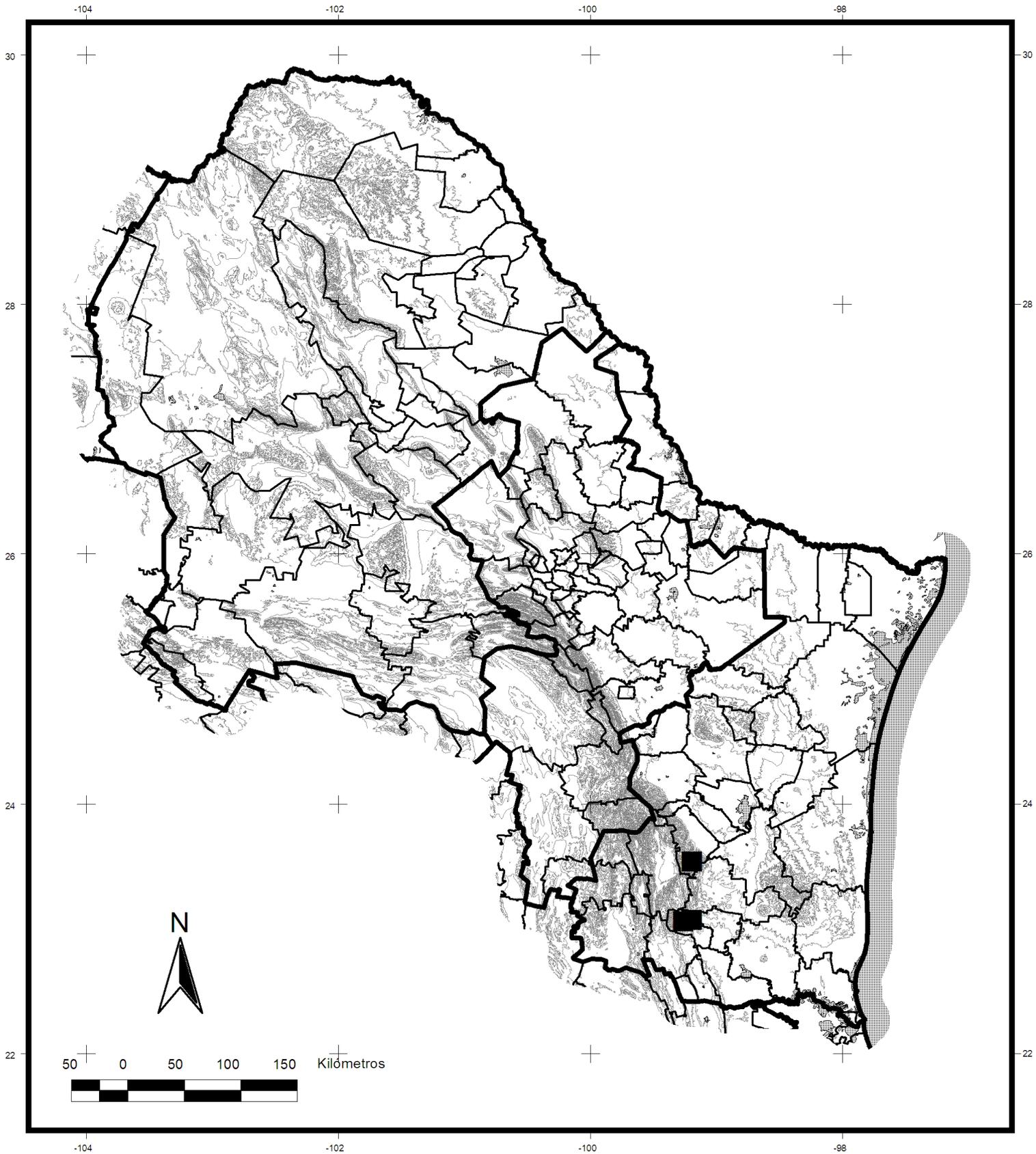
STEGOMYIA AEGYPTI



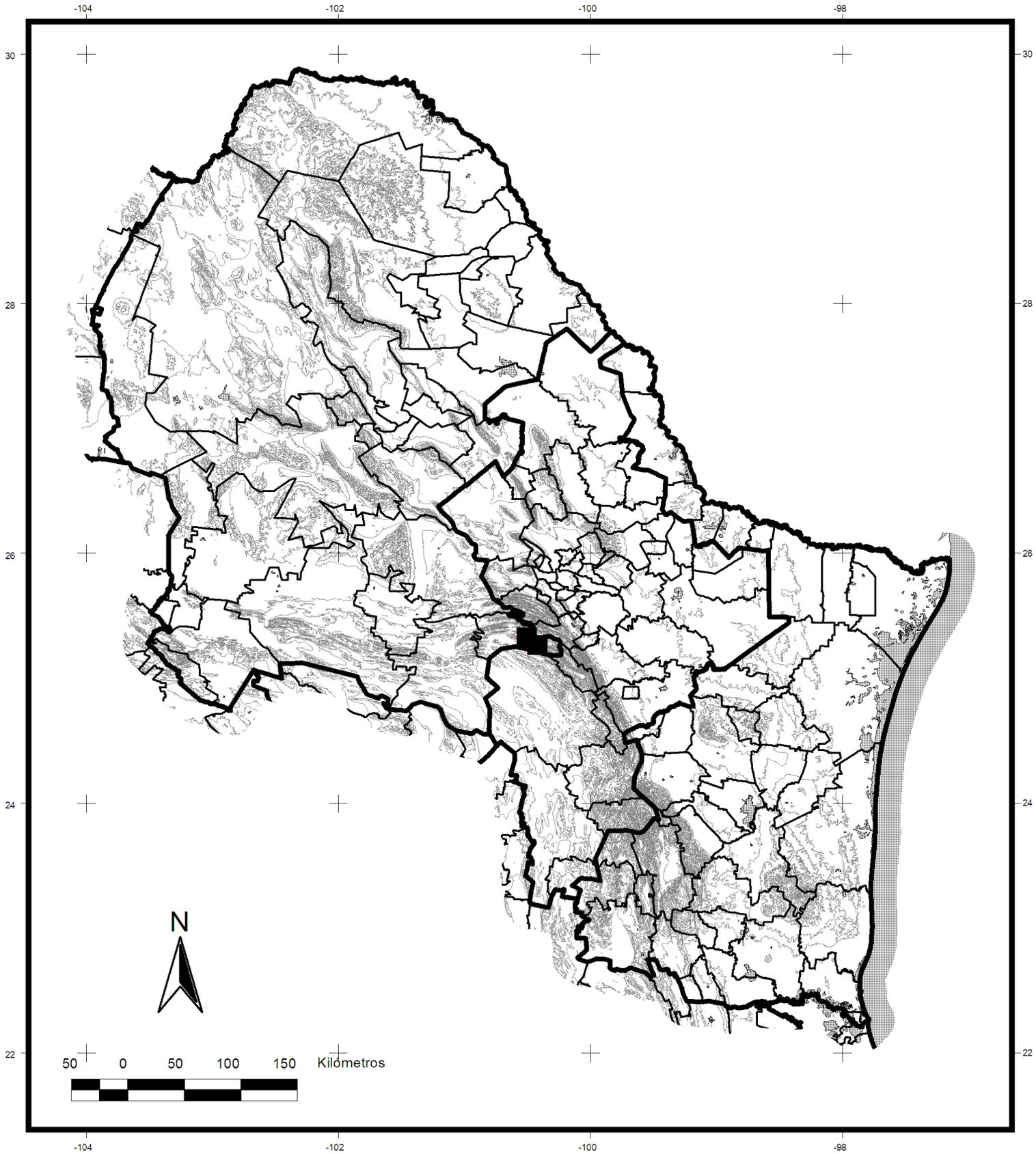
STEGOMYIA ALBOPICTA



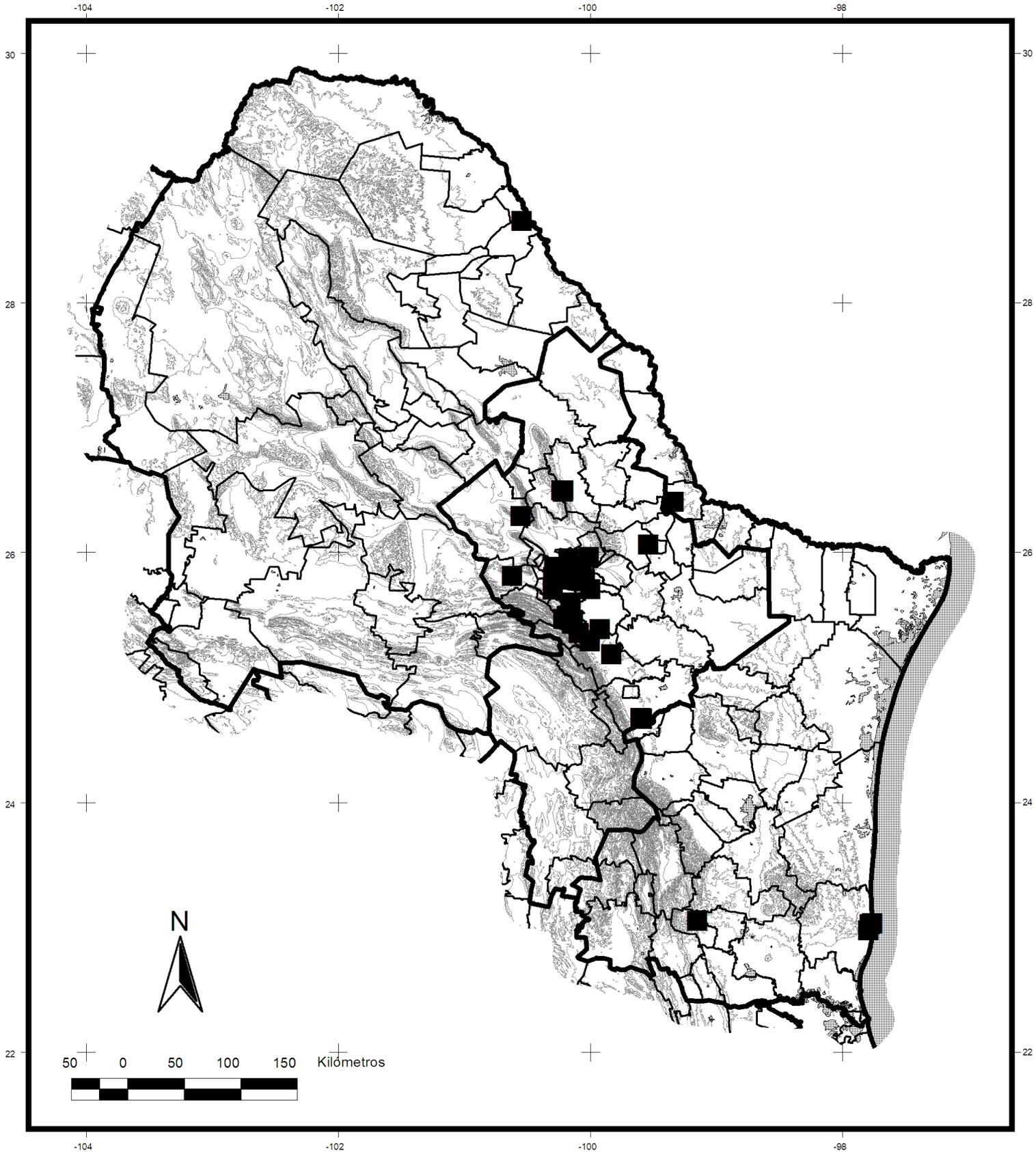
CULEX RESTRICTOR



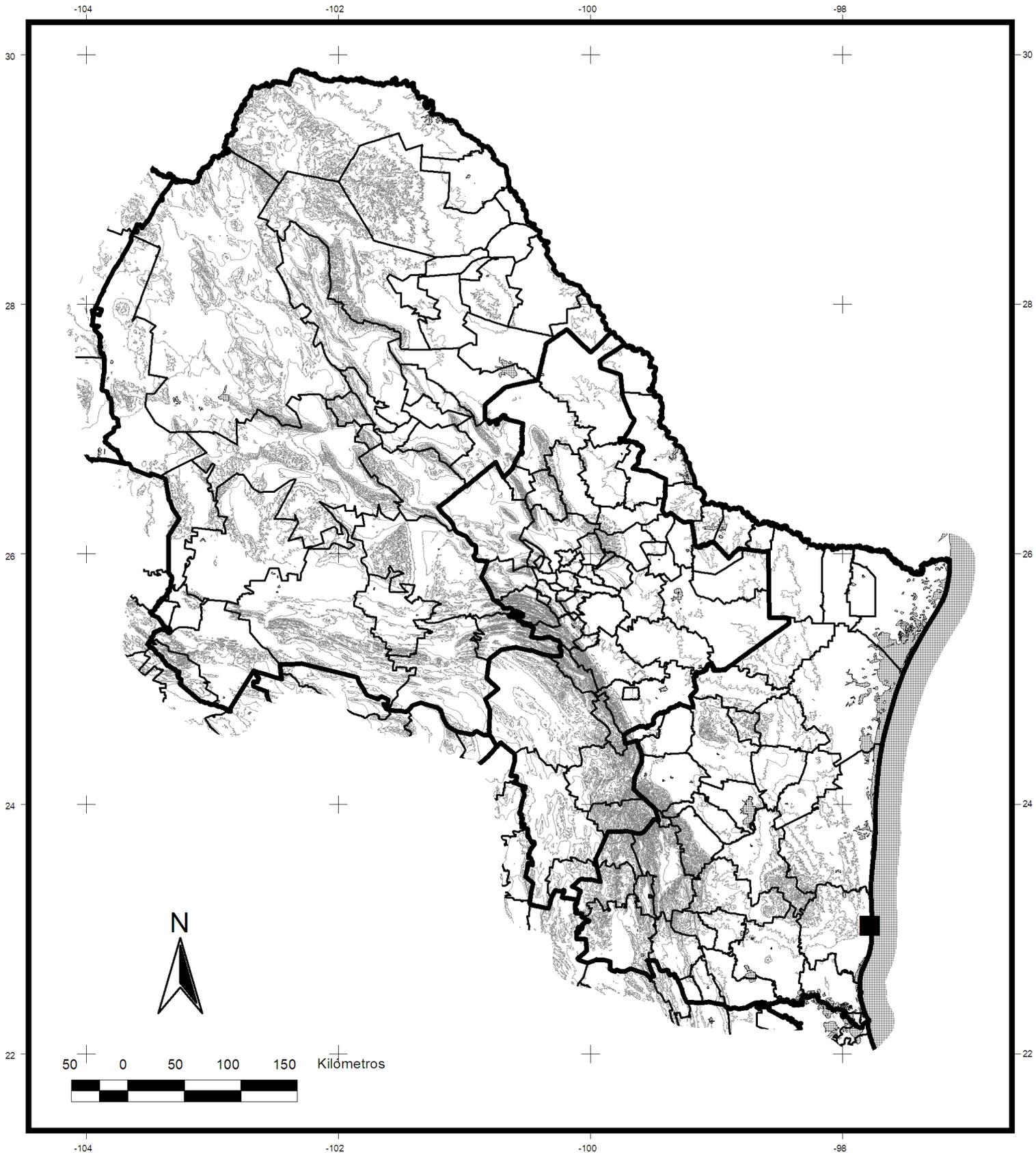
CULEX CHIDESTERI



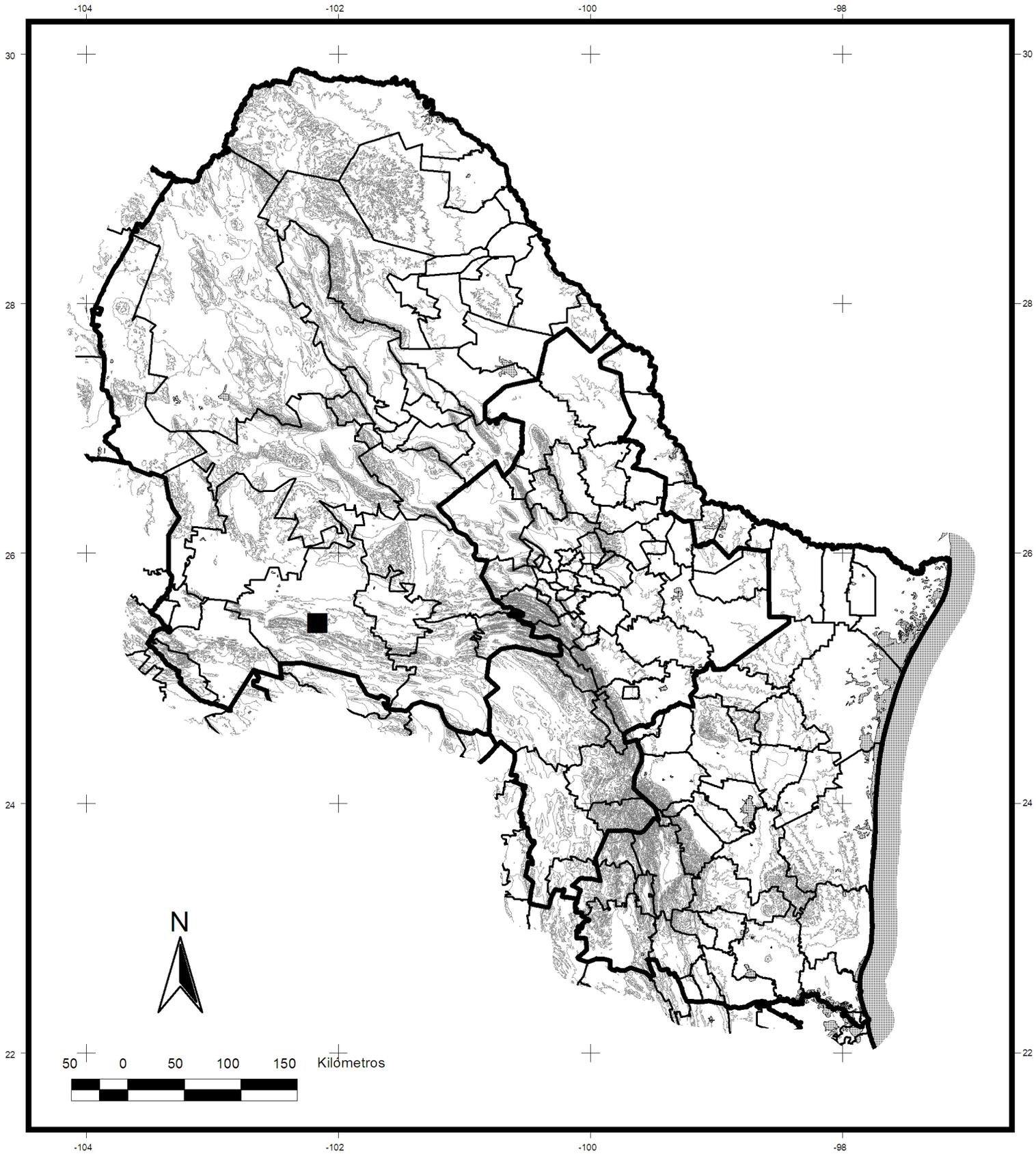
CULEX CORONATOR



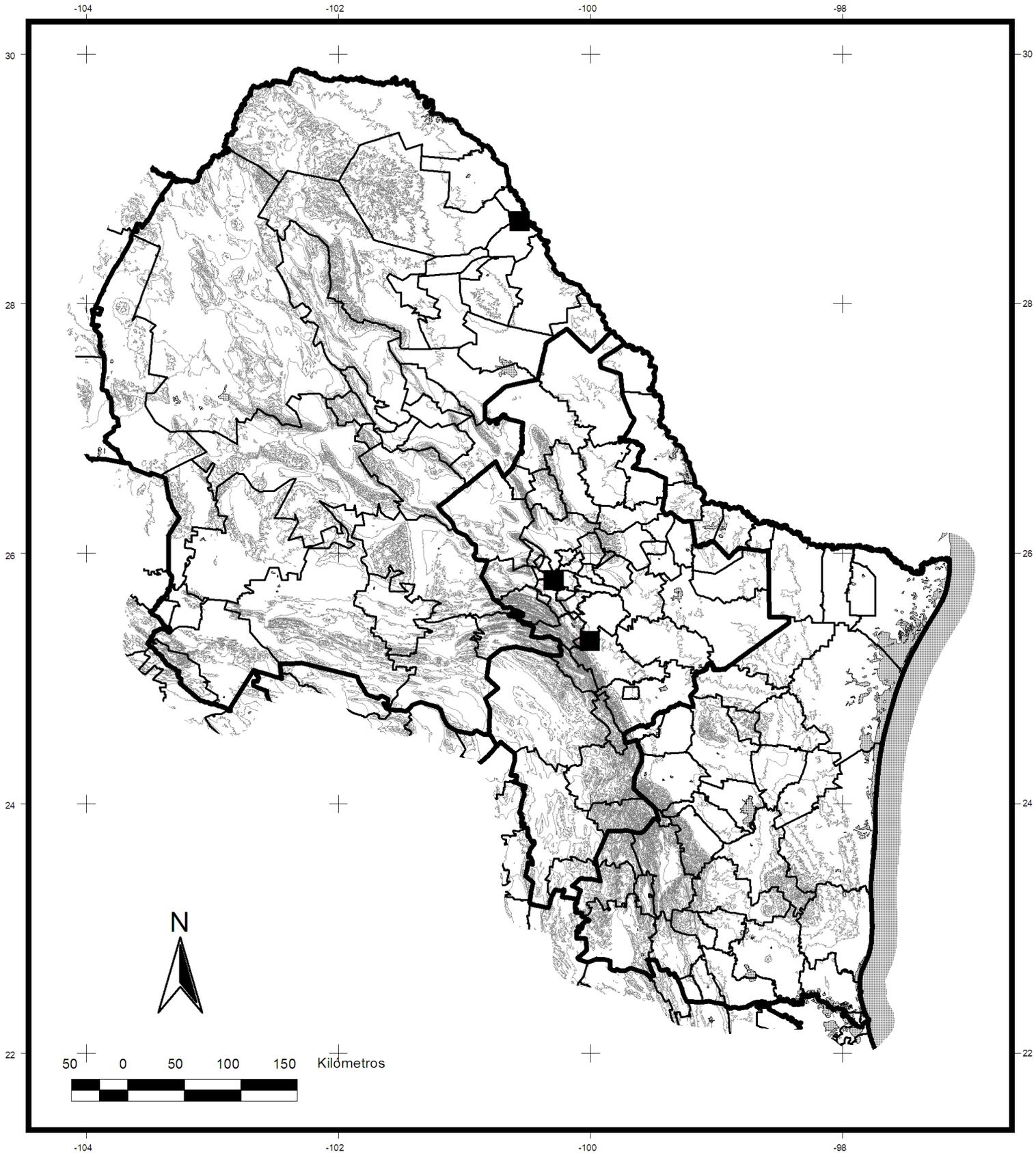
CULEX DECLARATOR



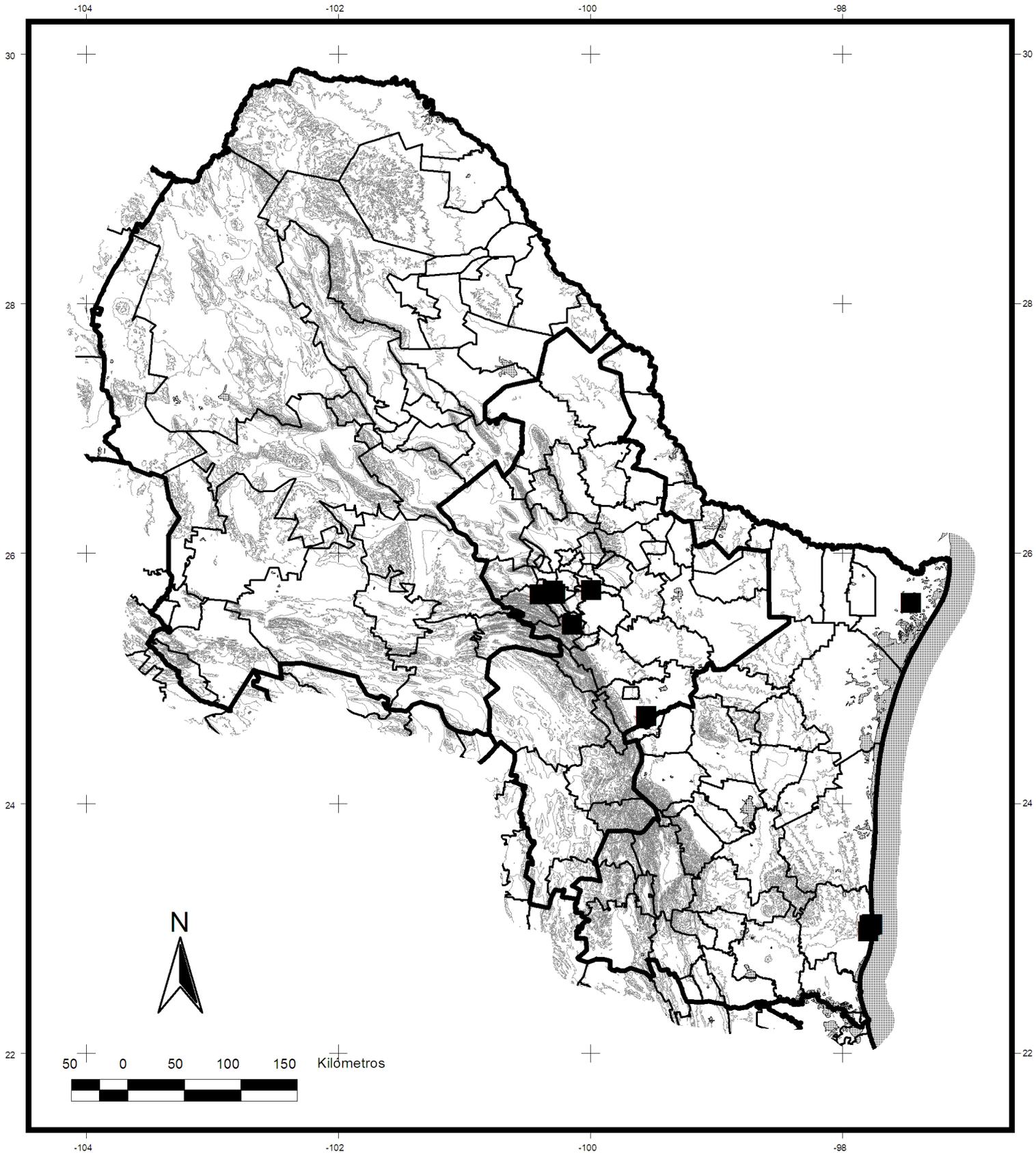
CULEX ERYTHROTHORAX



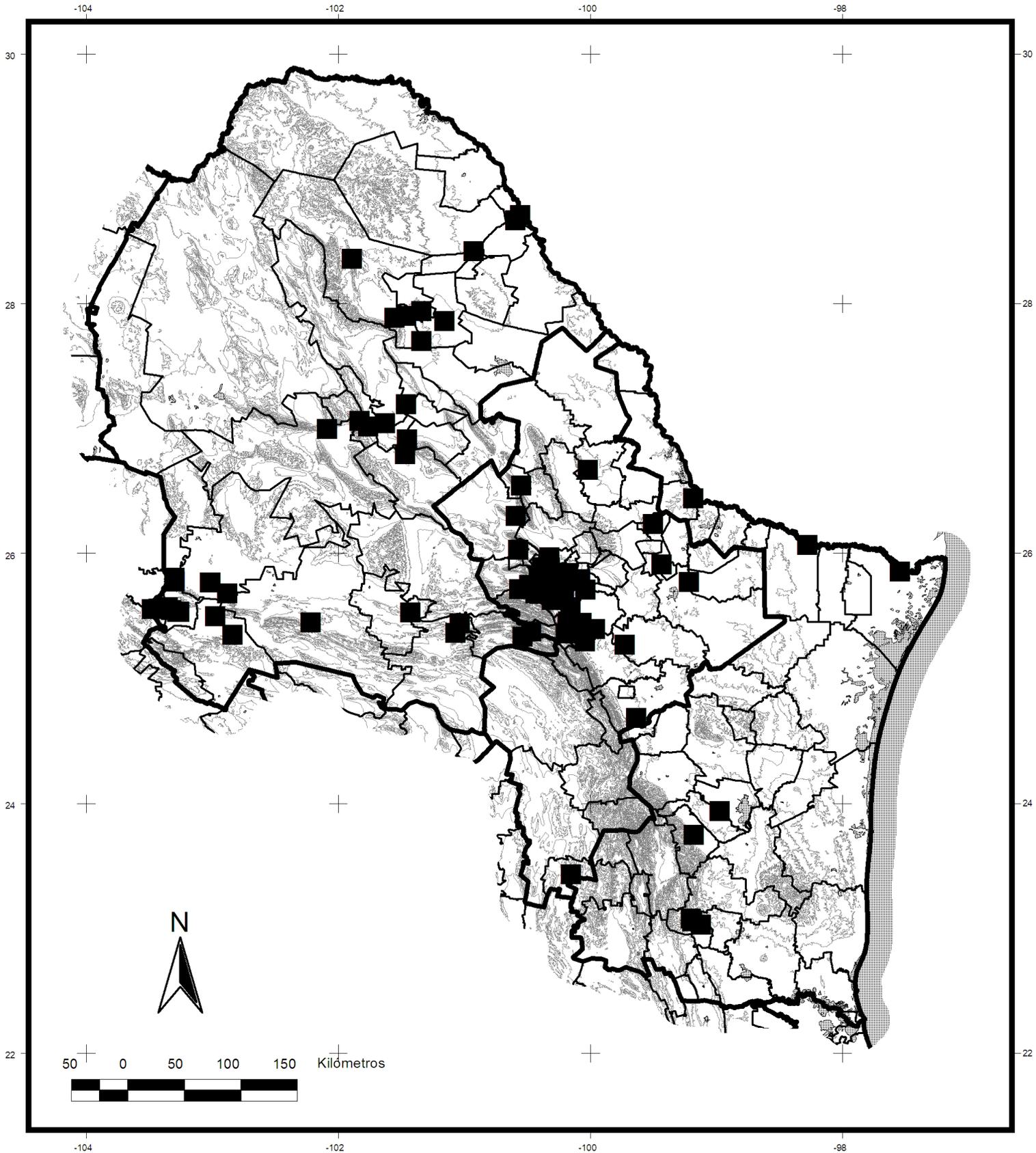
CULEX INTERROGATOR



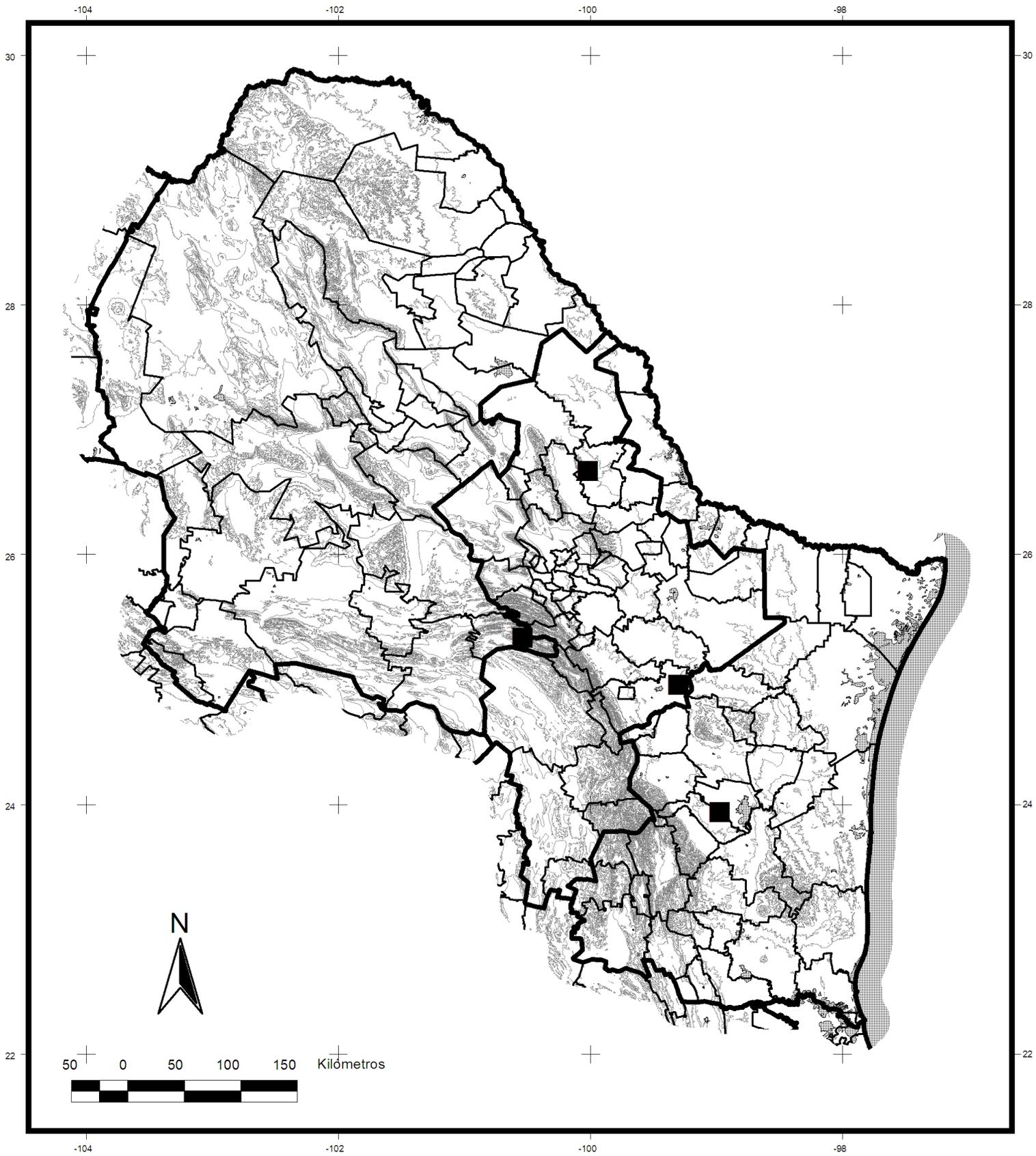
CULEX NIGRIPALPUS



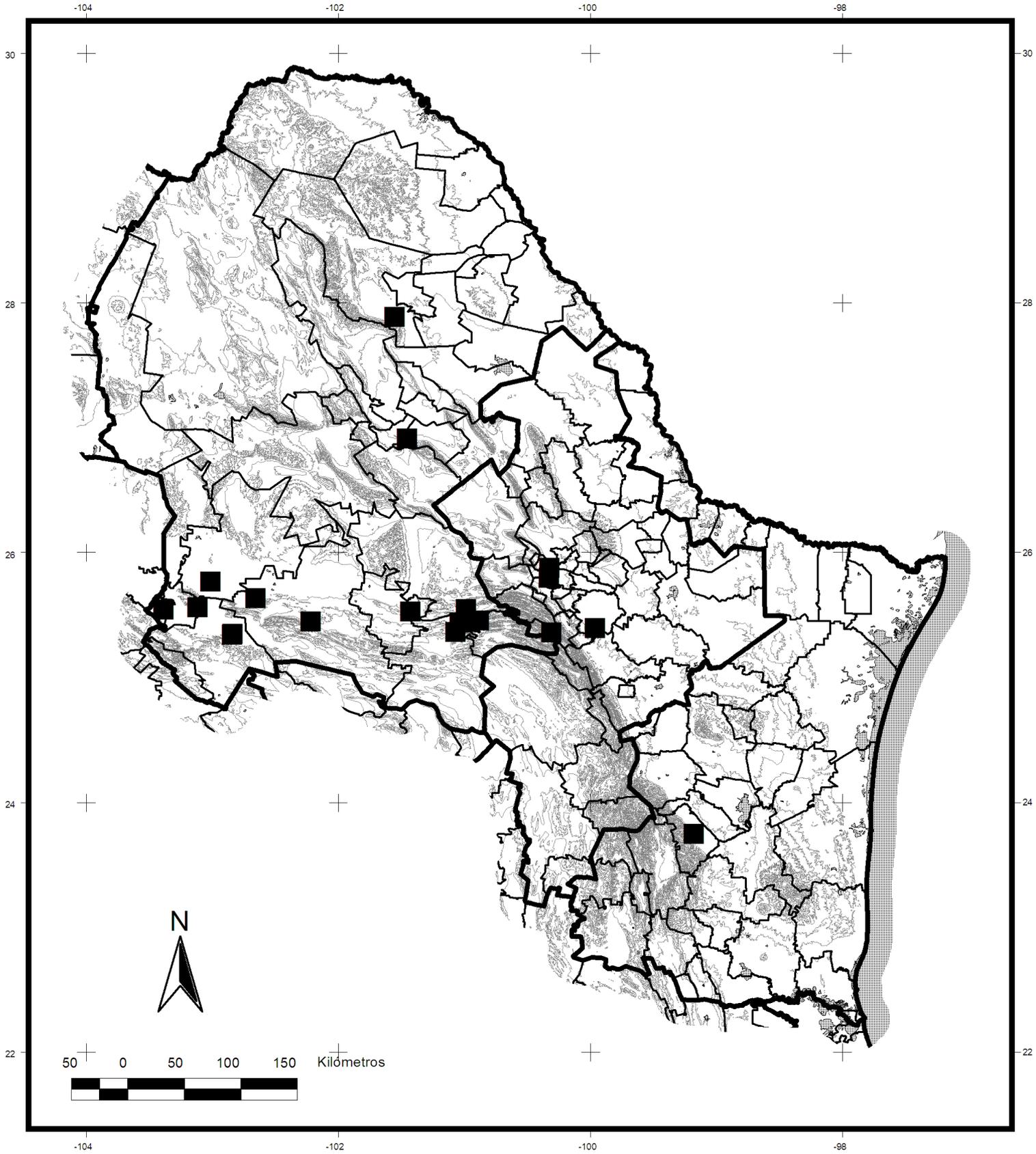
CULEX QUINQUEFASCIATUS



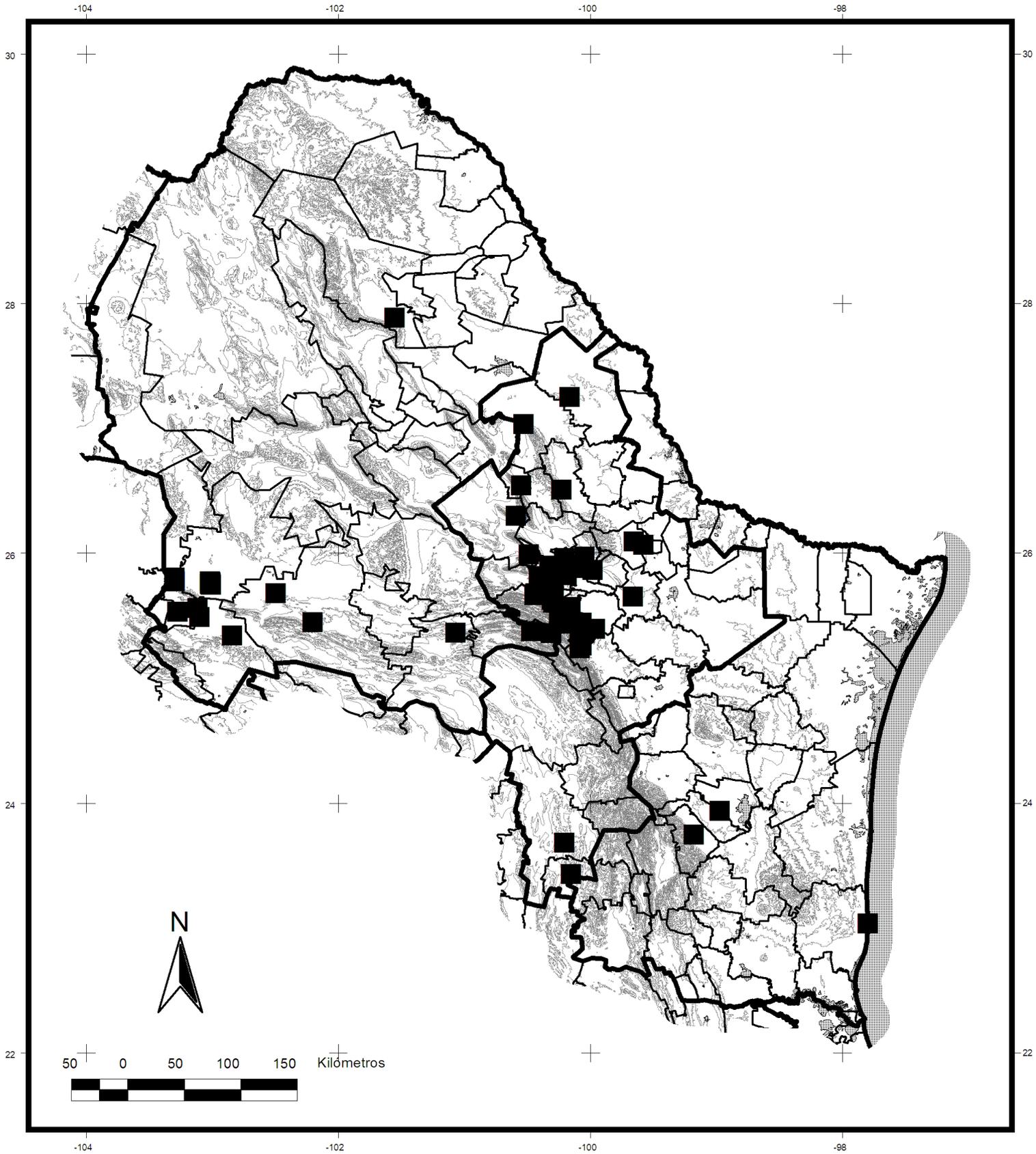
CULEX RESTUANS



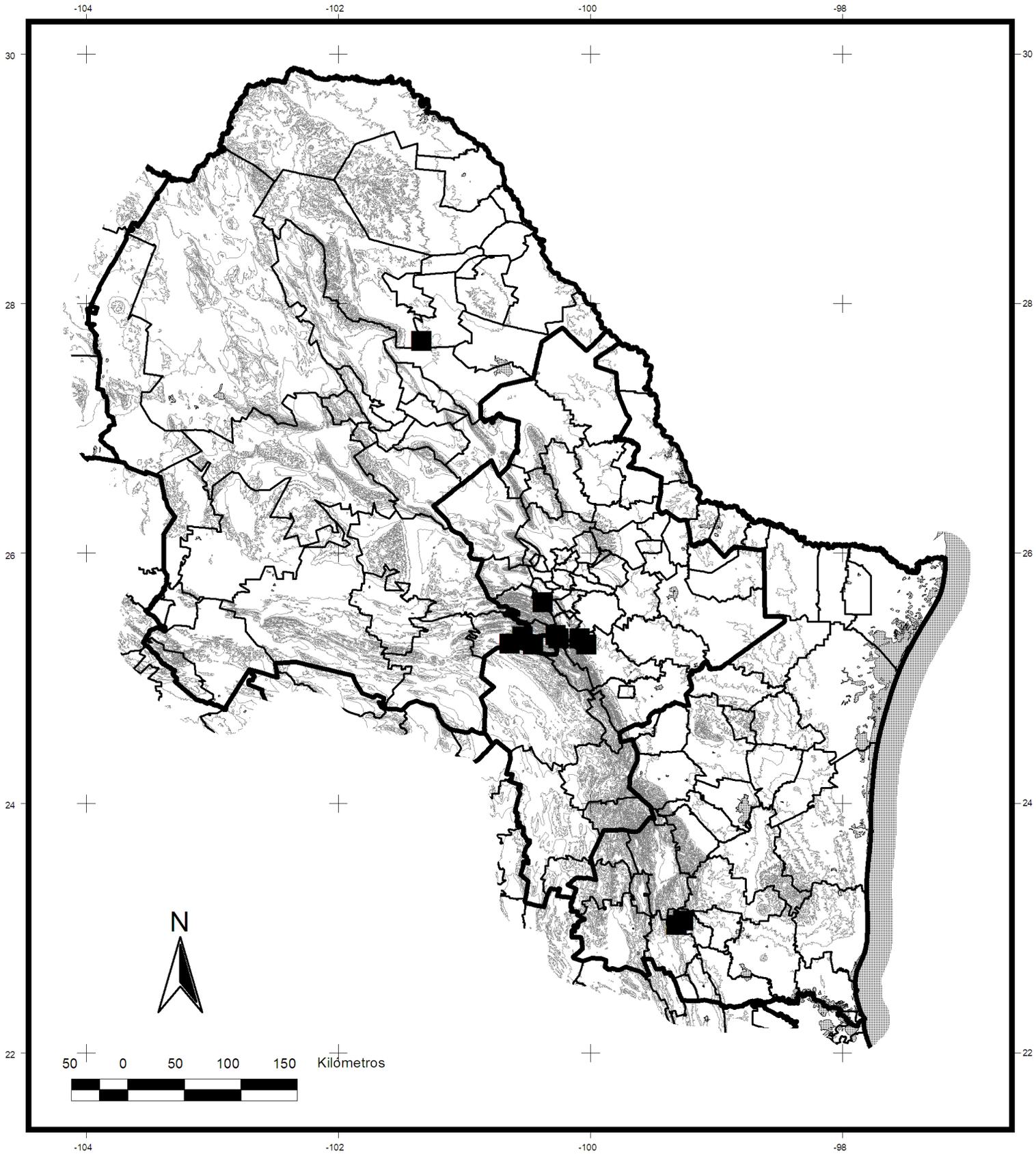
CULEX STIGMATOSOMA



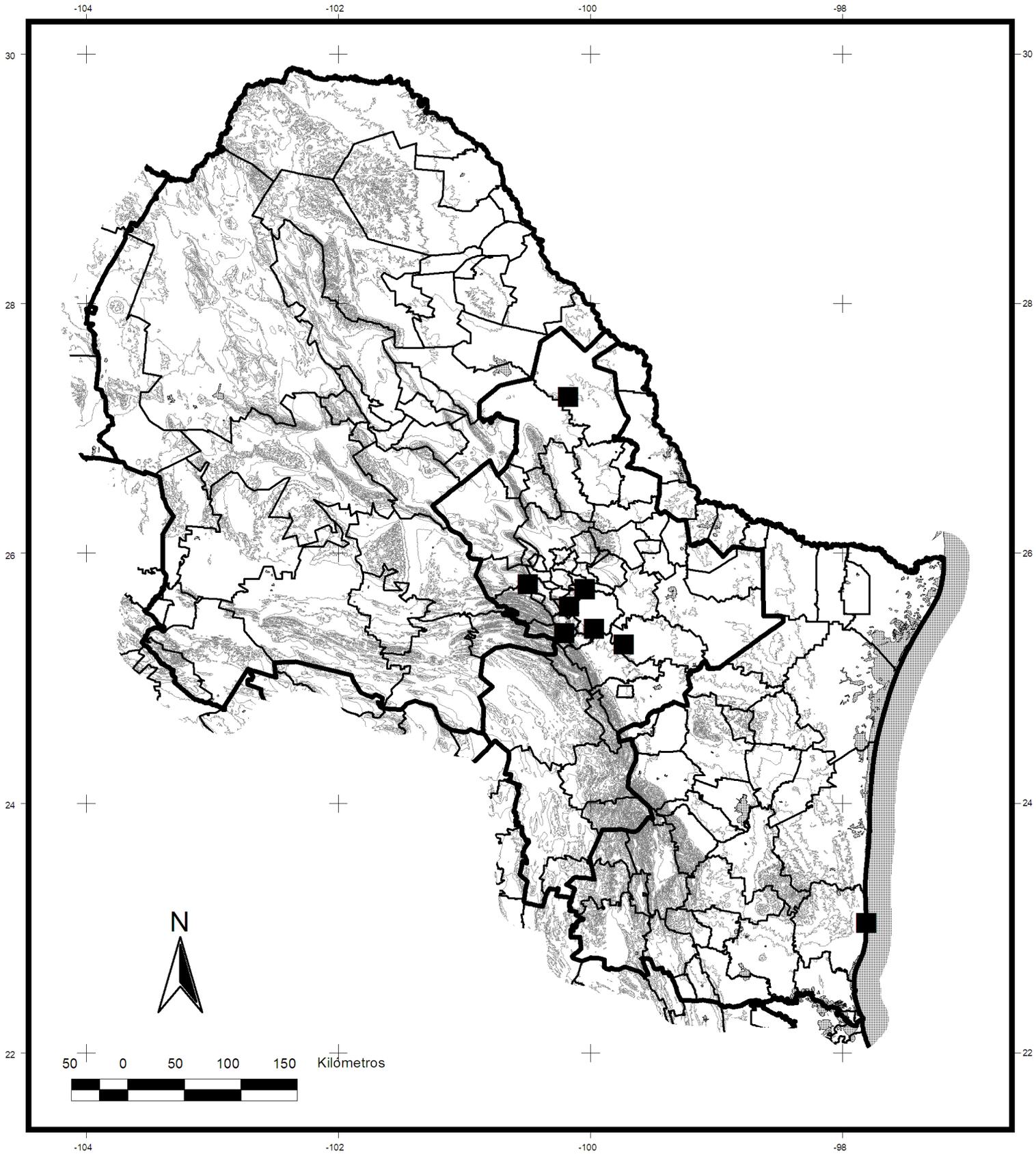
CULEX TARSALIS



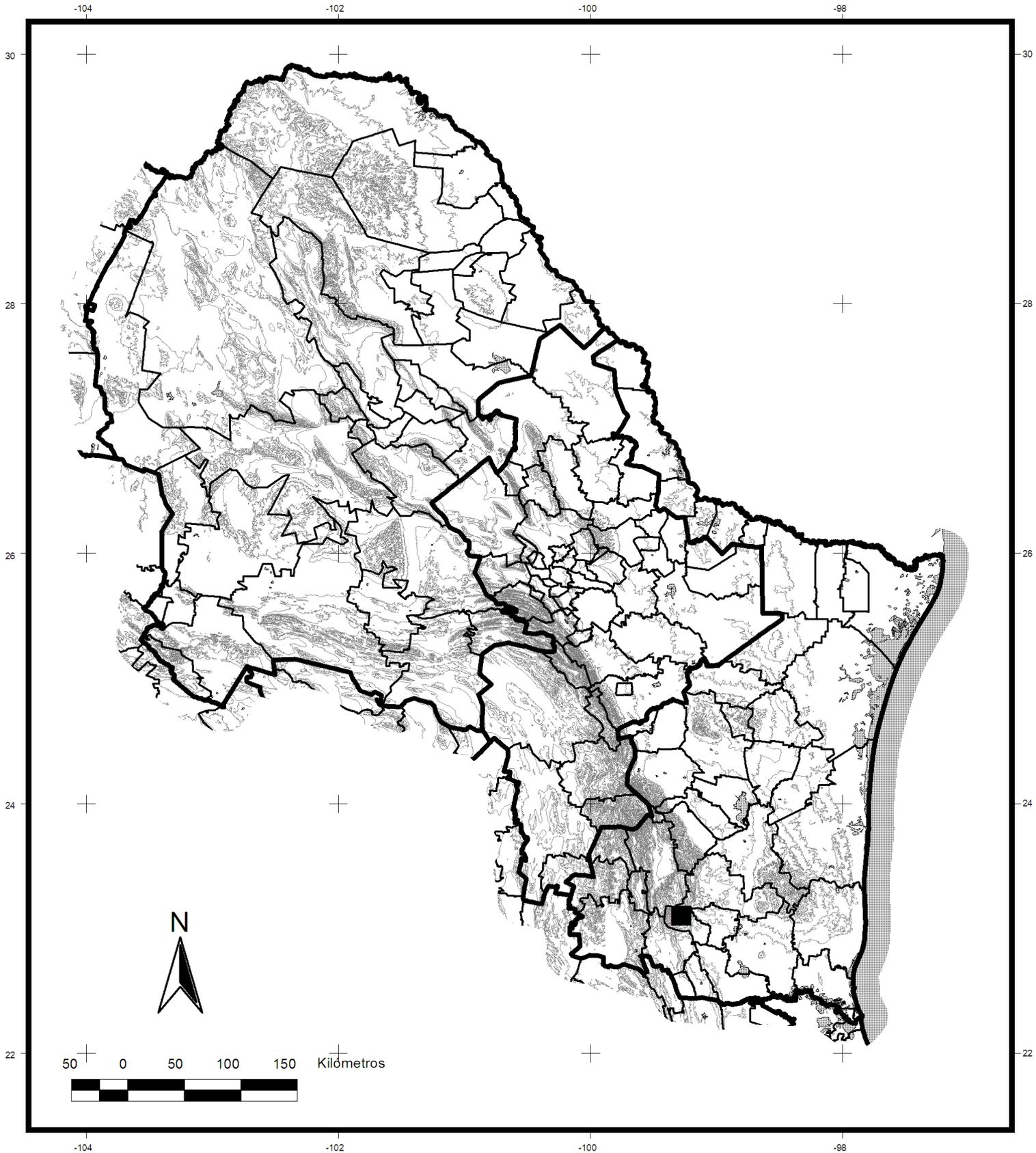
CULEX THRIAMBUS



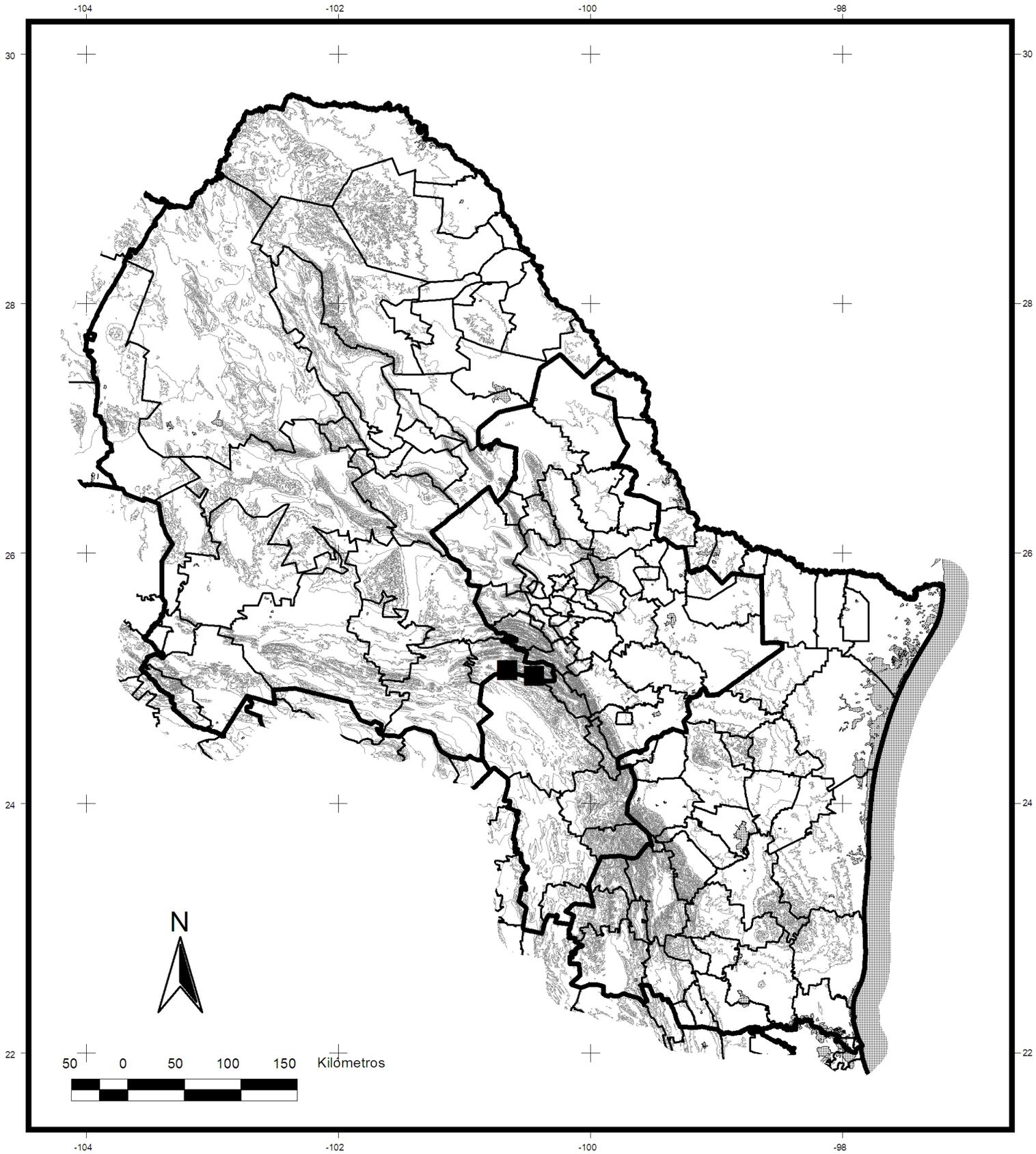
CULEX ERRATICUS



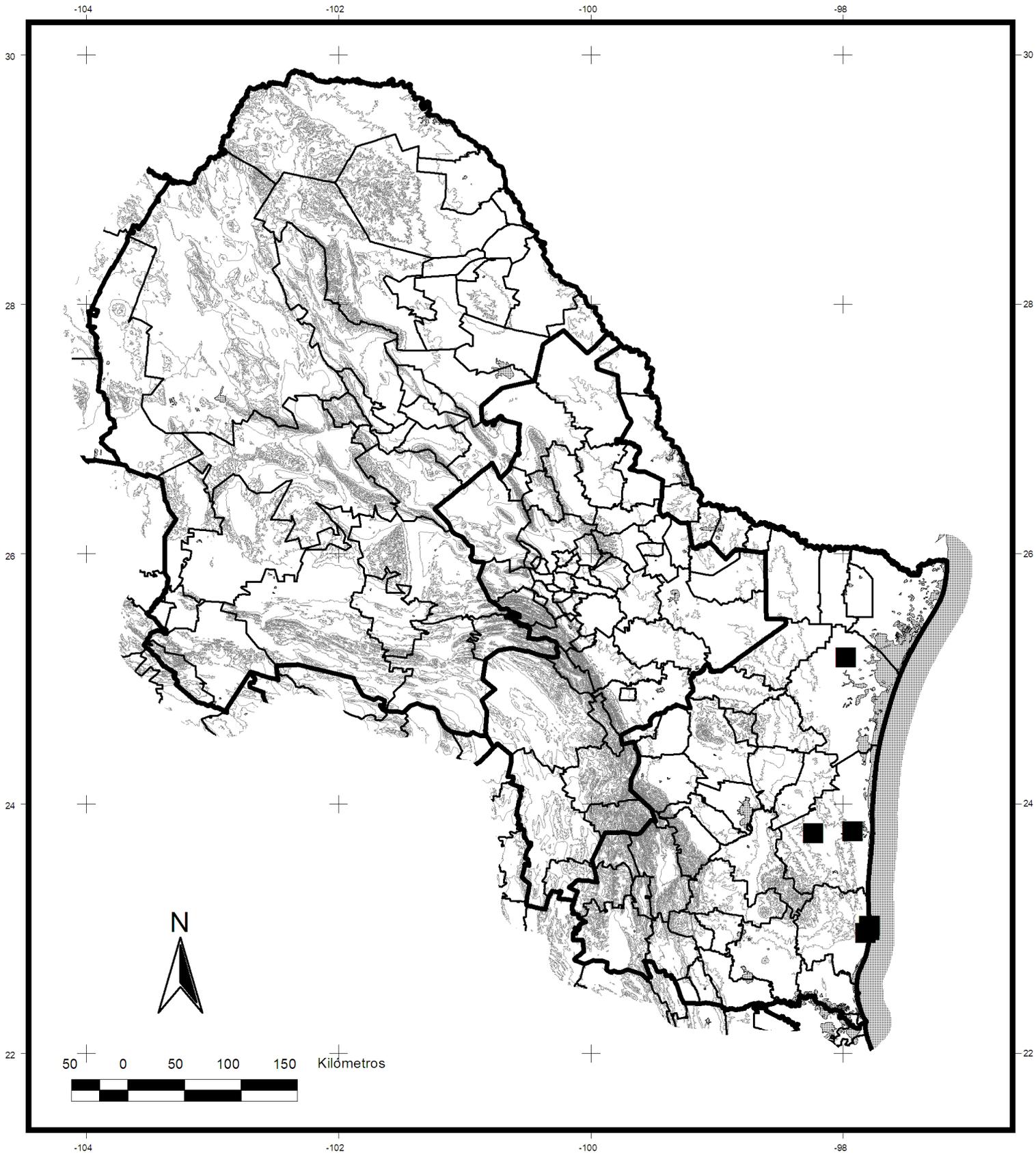
CULEX IMITATOR



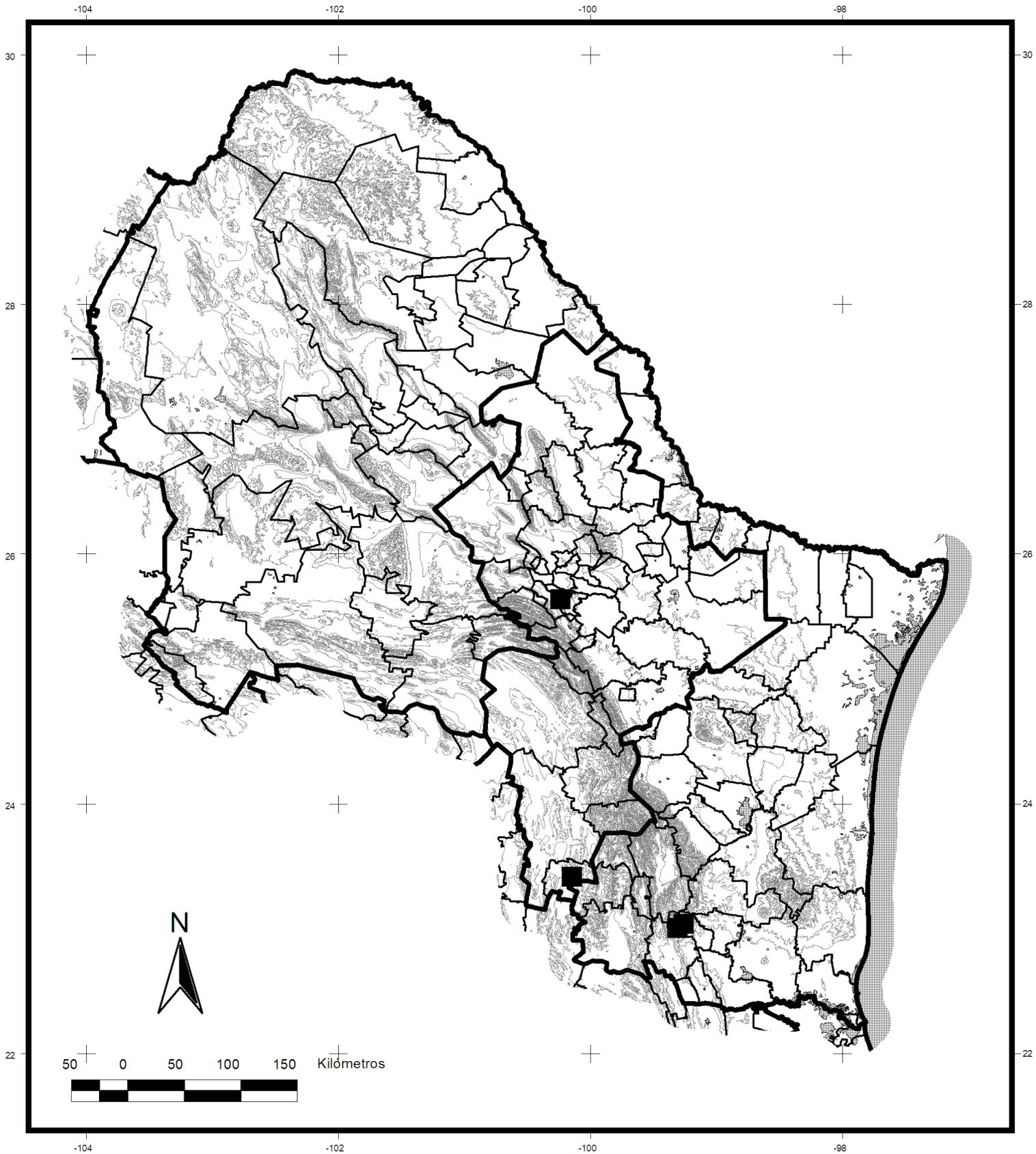
CULEX ARIZONENSIS



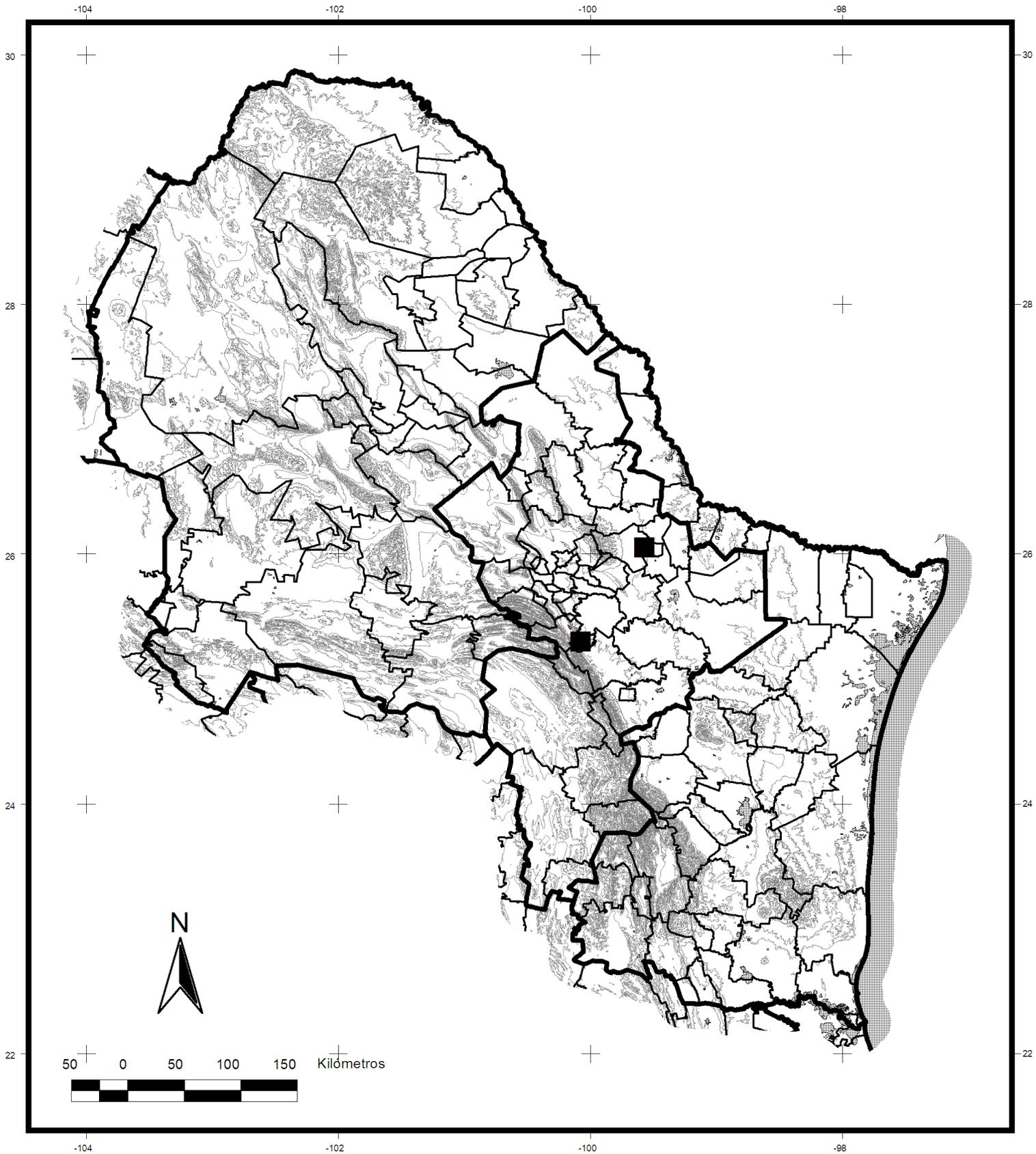
DEINOCERITES PSEUDES



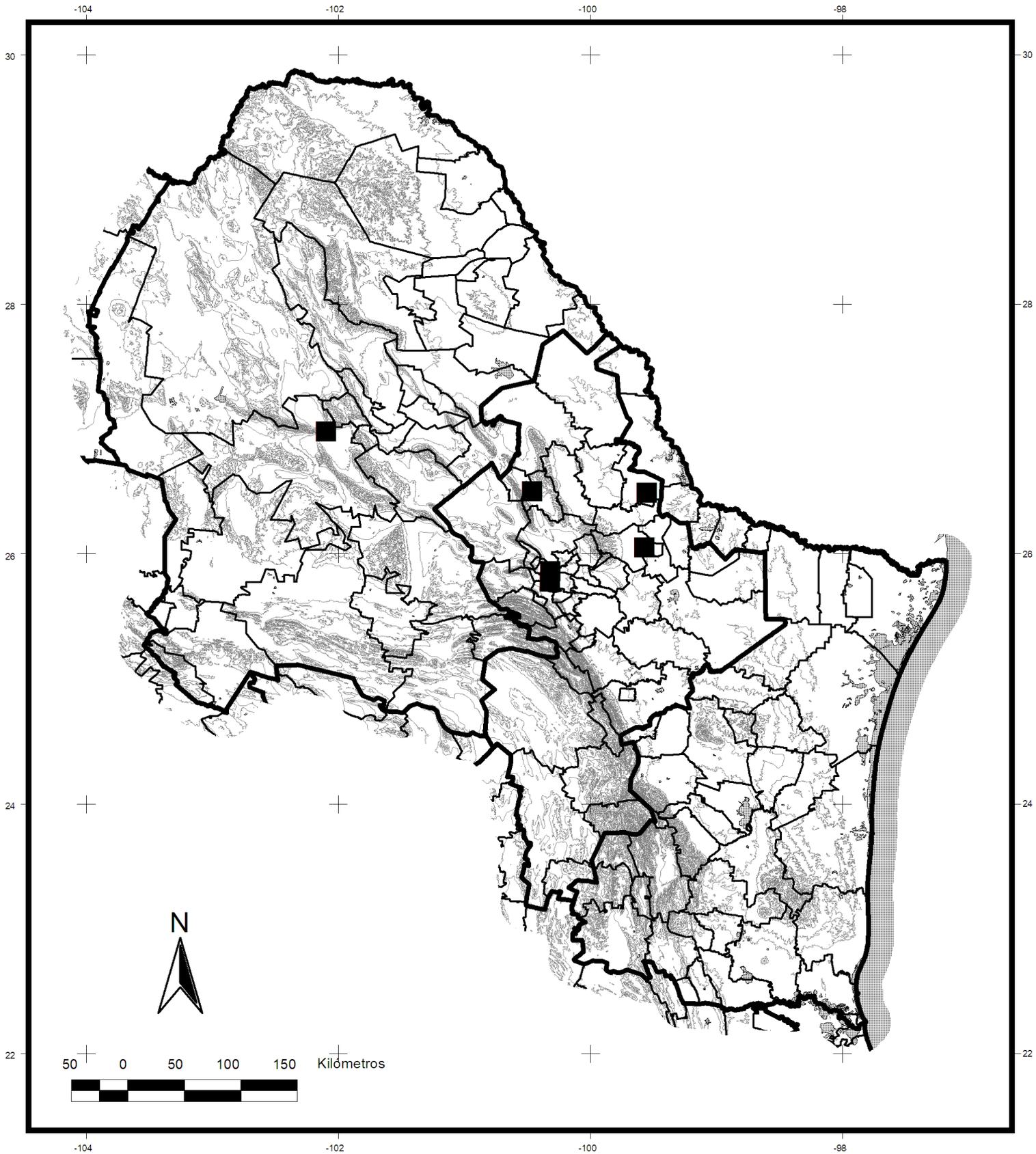
LUTZIA BIGOTI



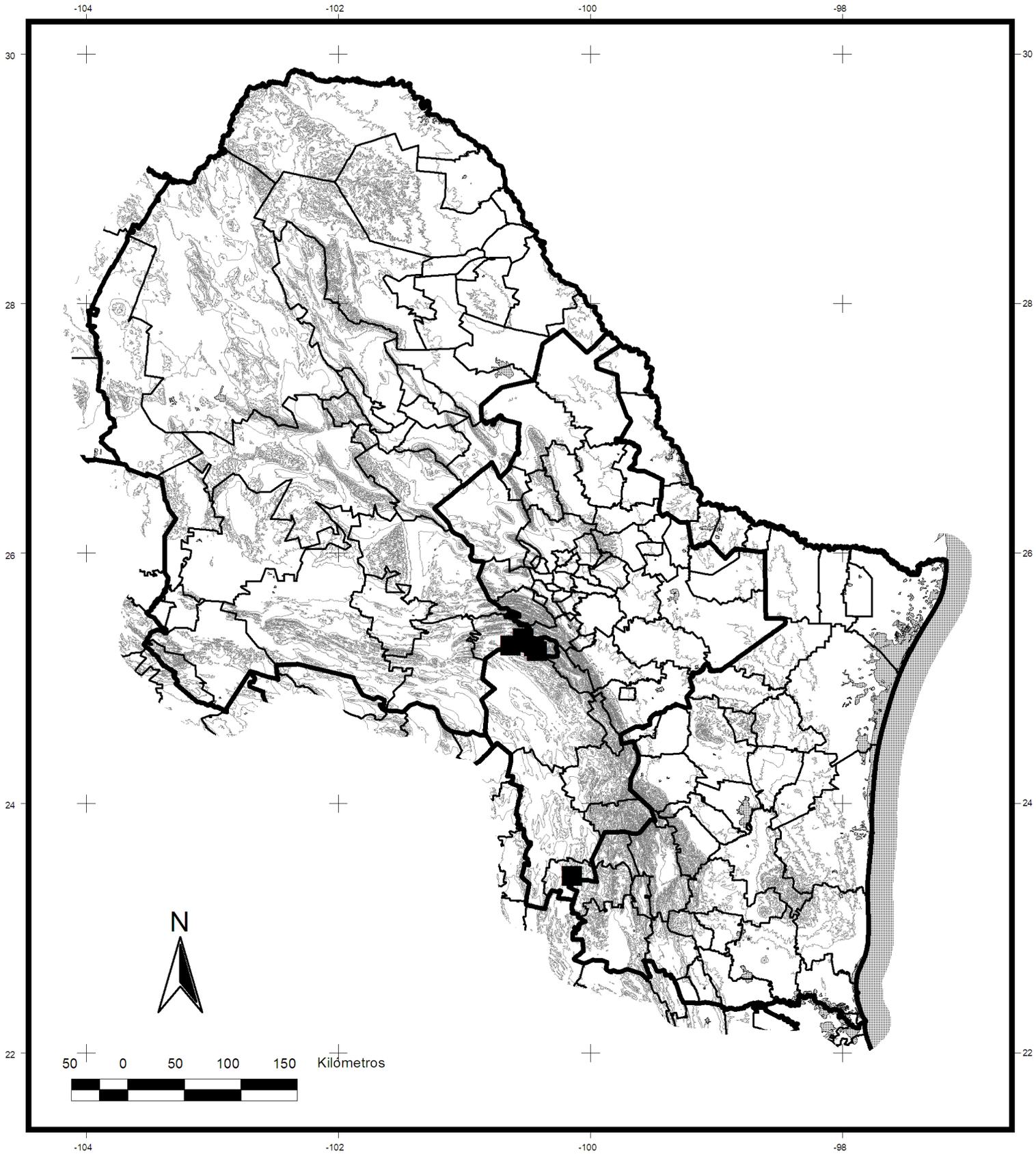
CULISETA MELANURA



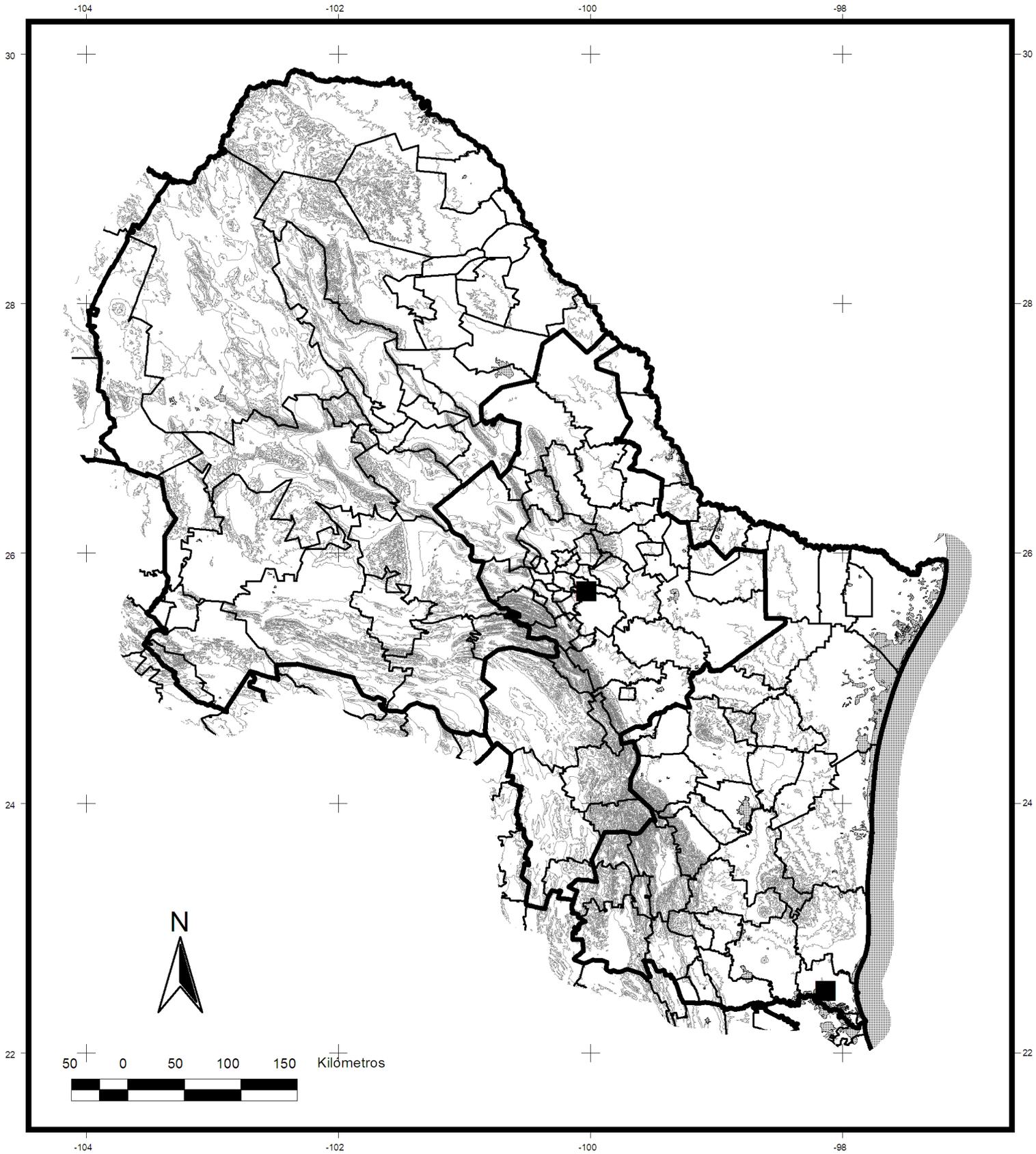
CULISETA INORNATA



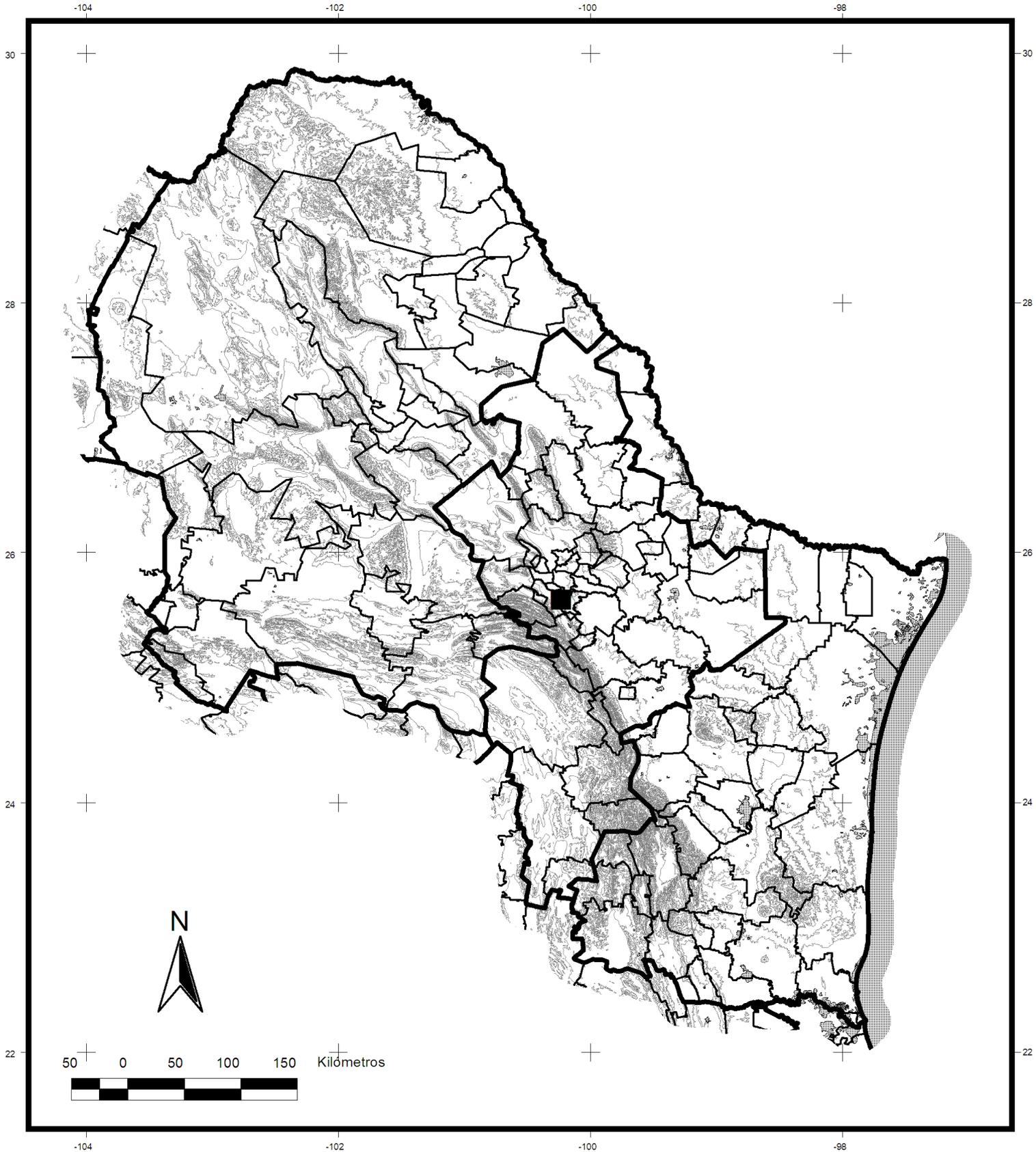
CULISETA PARTICEPS



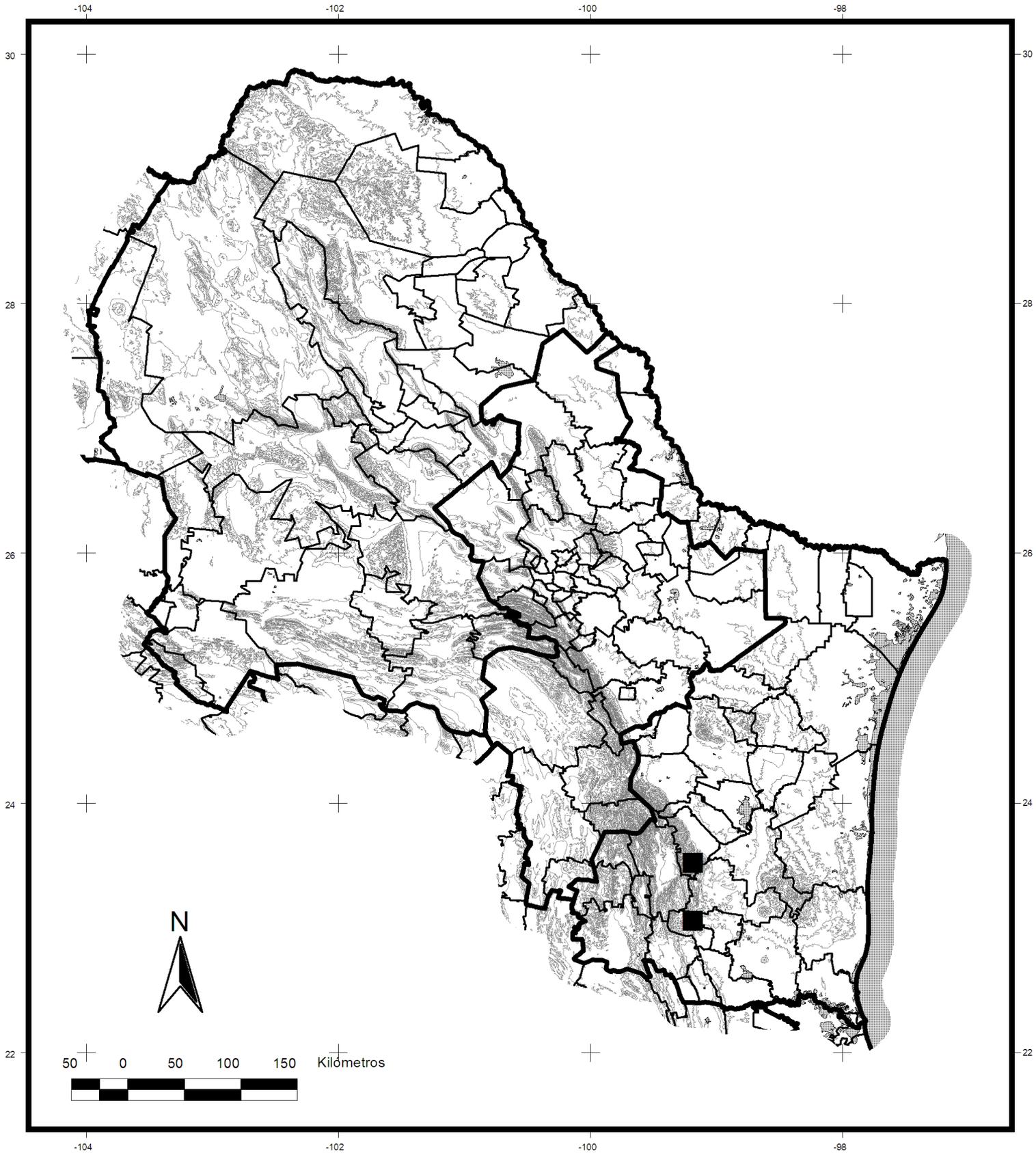
MANSONIA TITILLANS



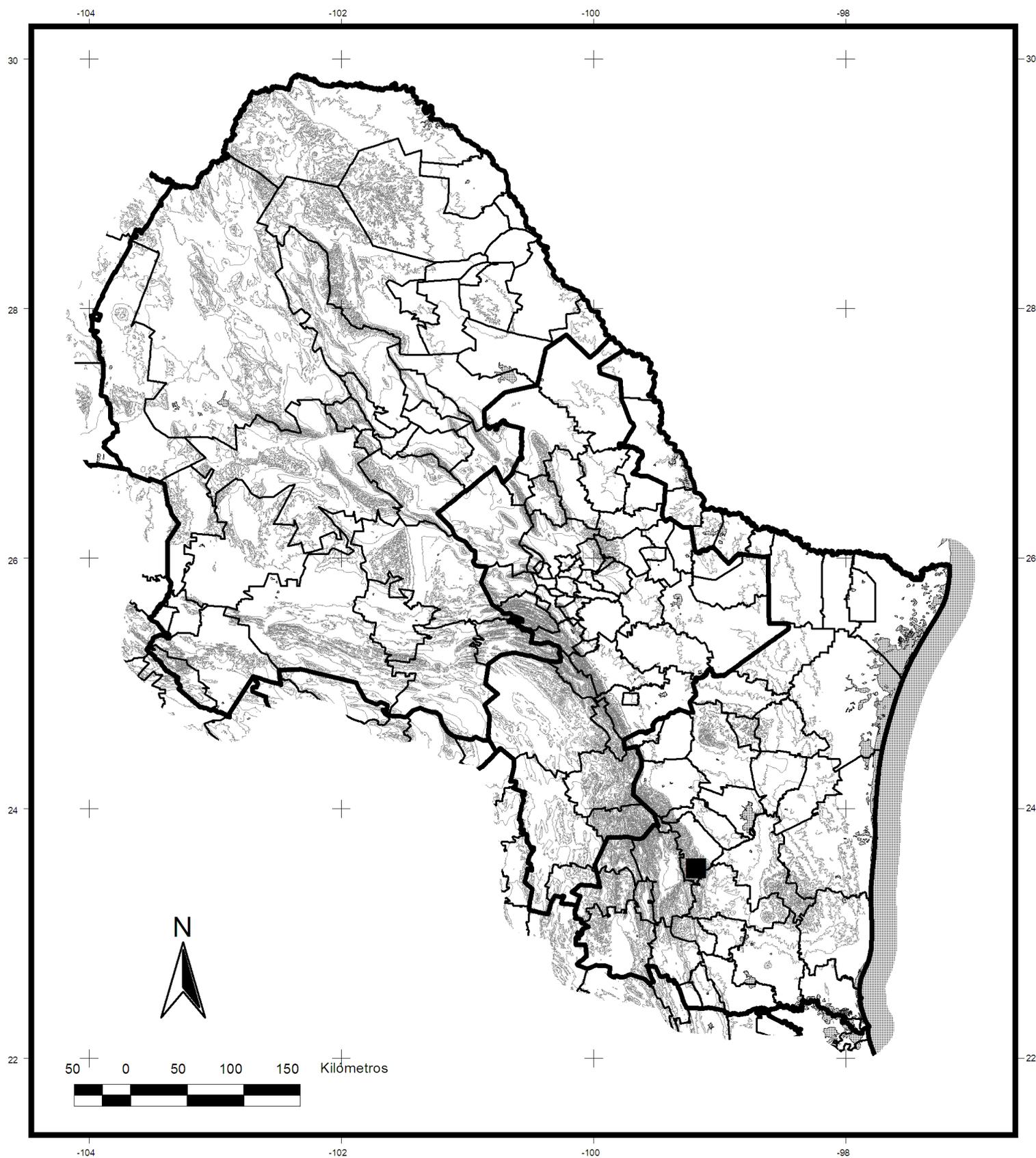
ORTHOPODOMYIA KUMMI



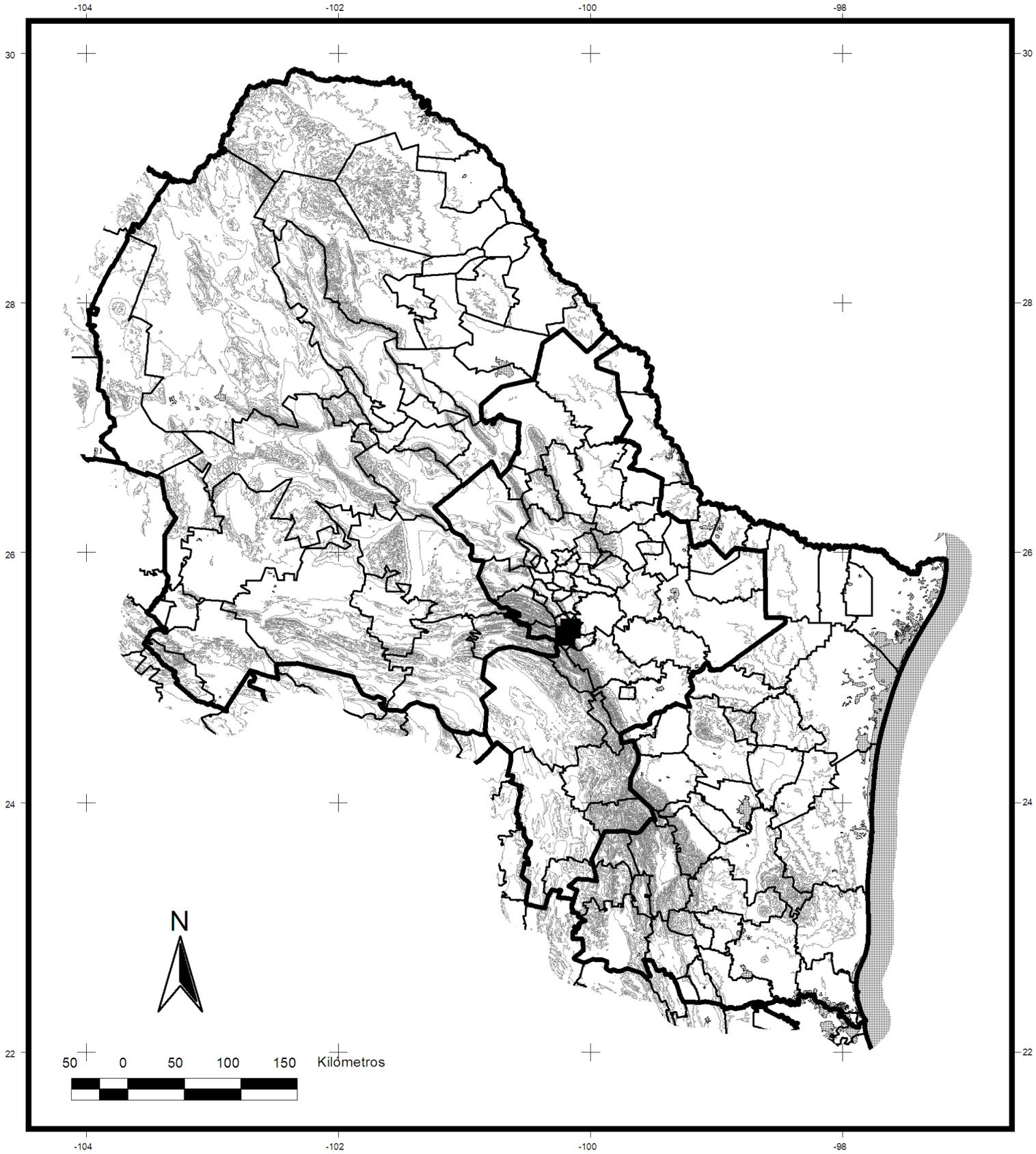
LIMATUS DURHAMII



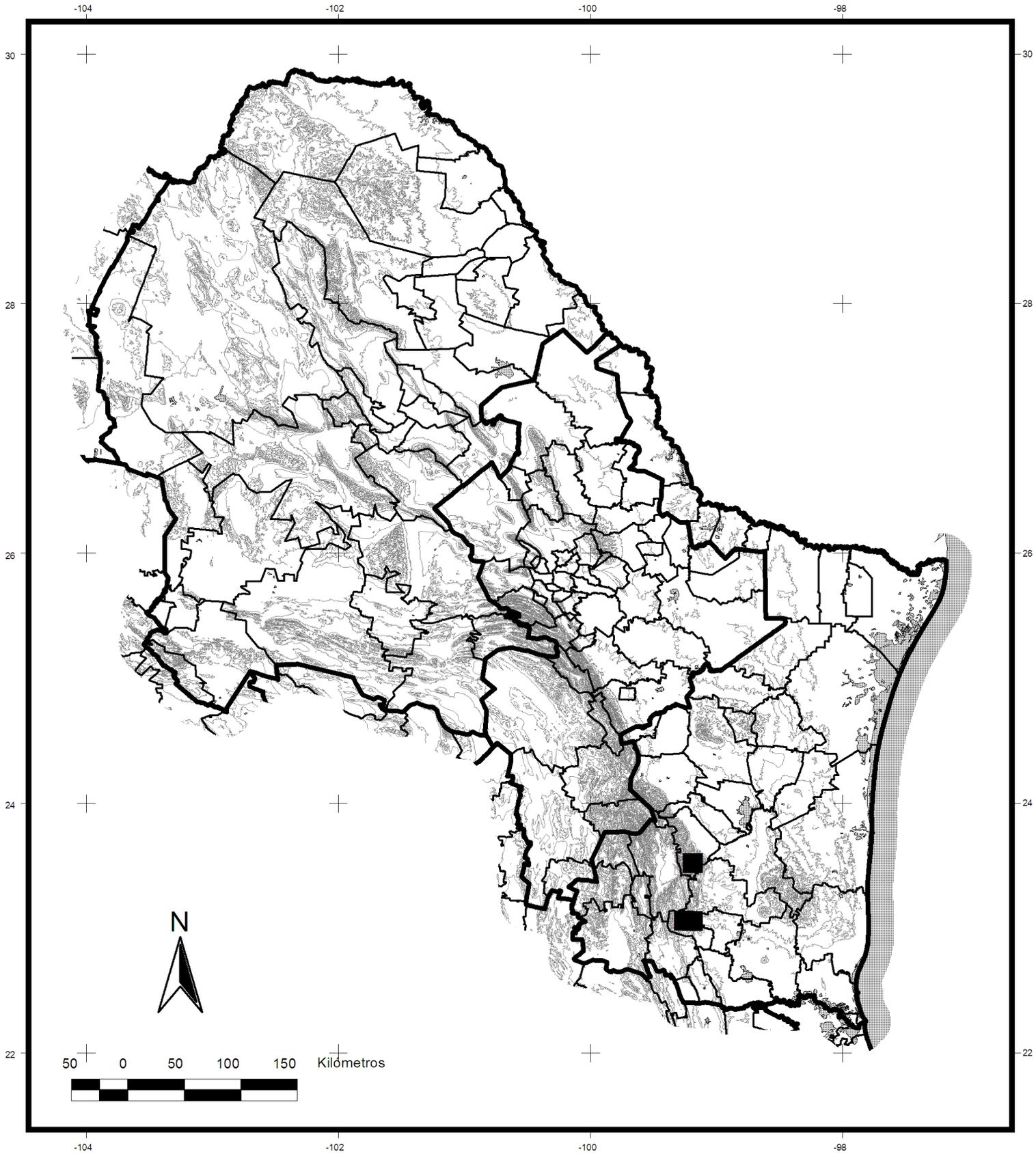
SABETHES CHLOROPTERUS



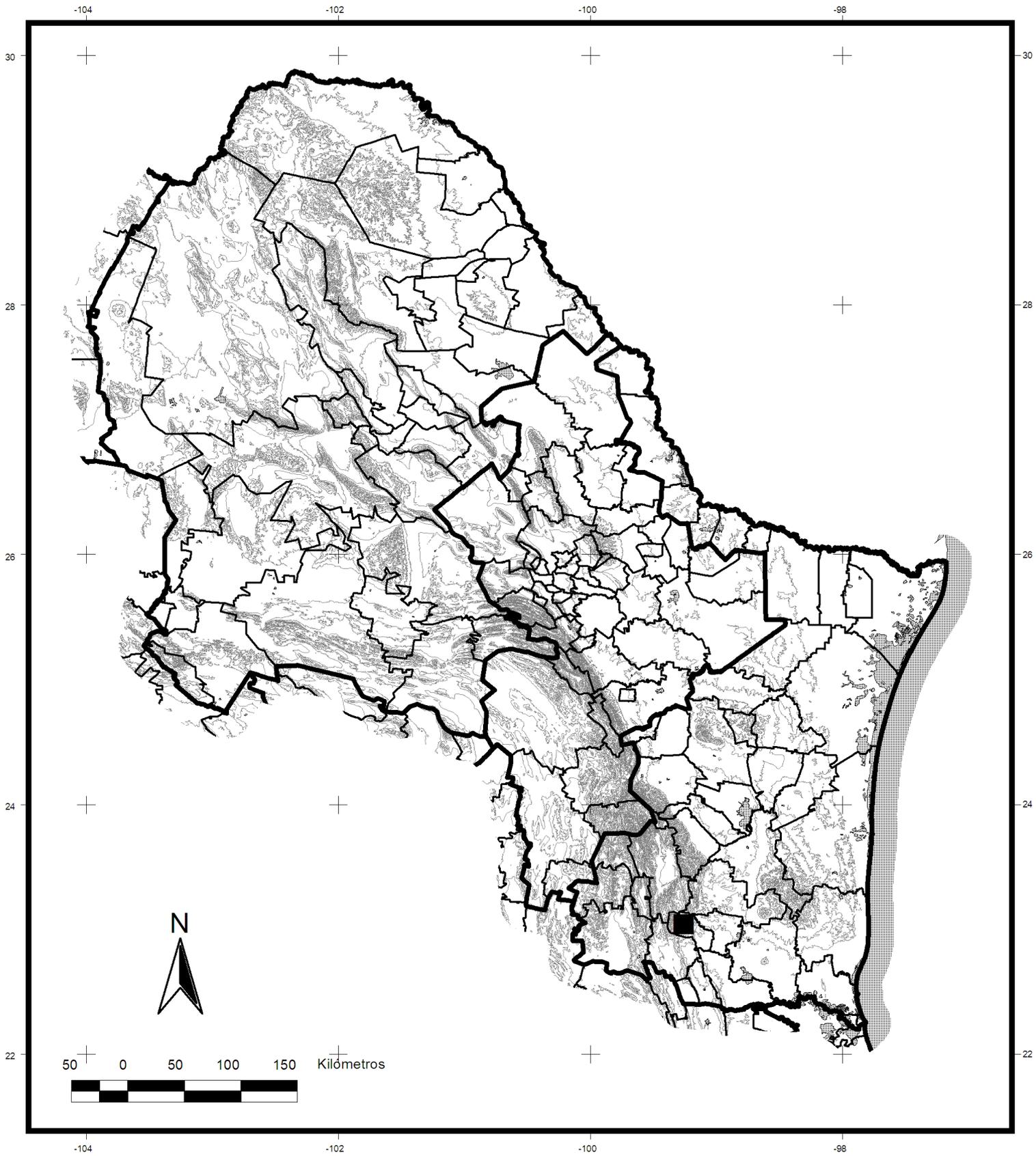
WYEOMYIA JOCOSA



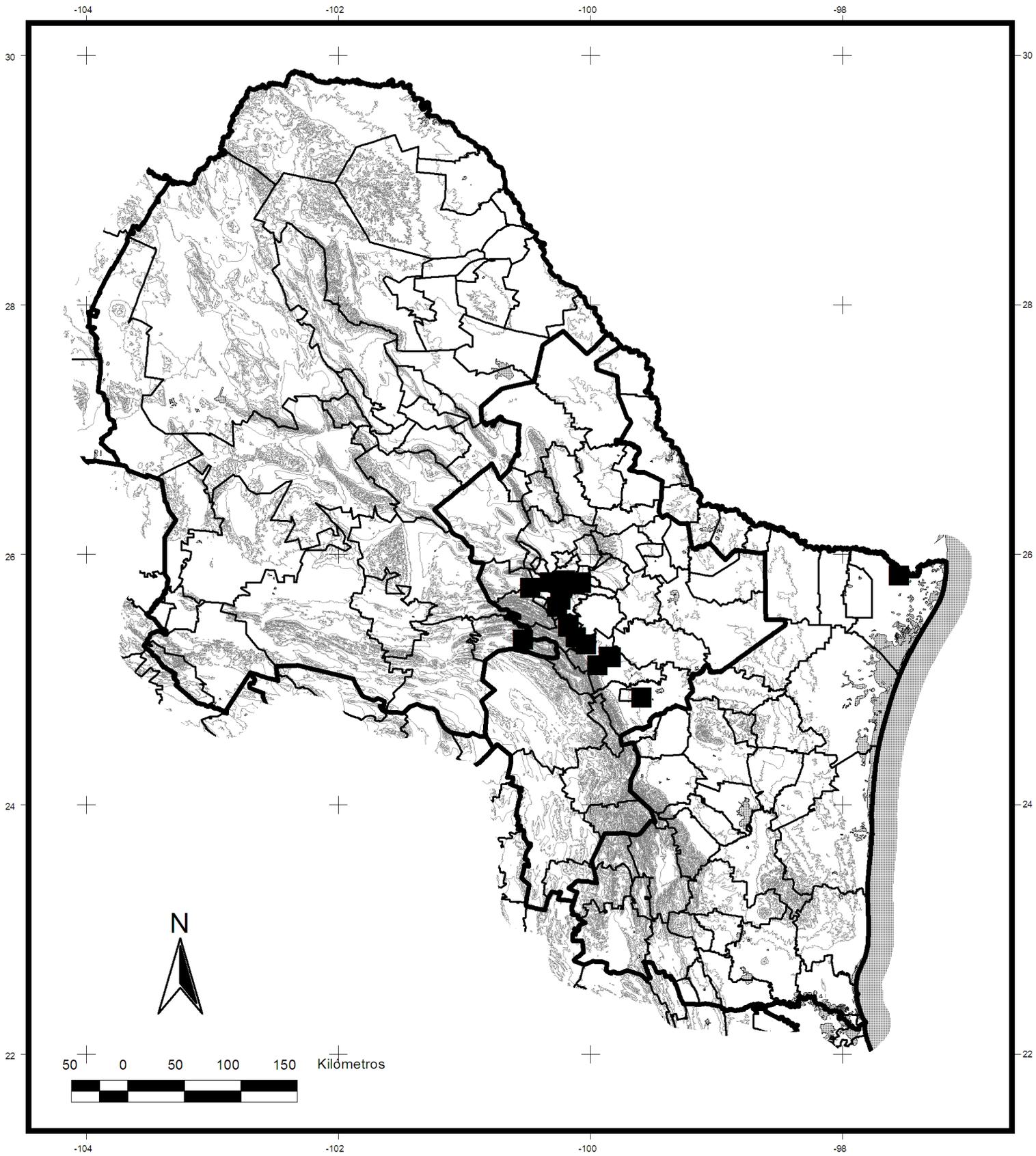
WYEOMYIA MITCHELLII



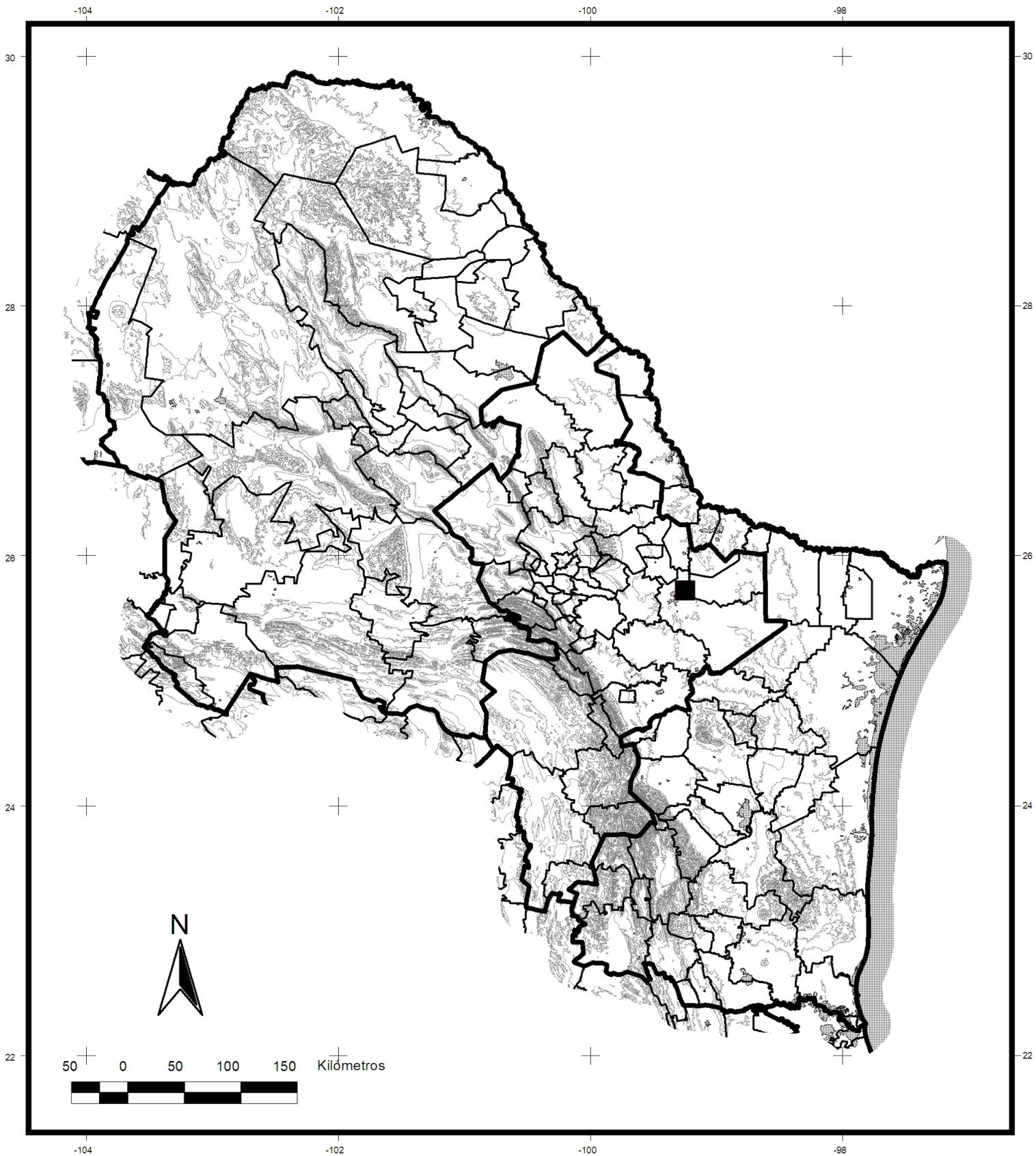
TOXORHYNCHITES GRANDIOSUS



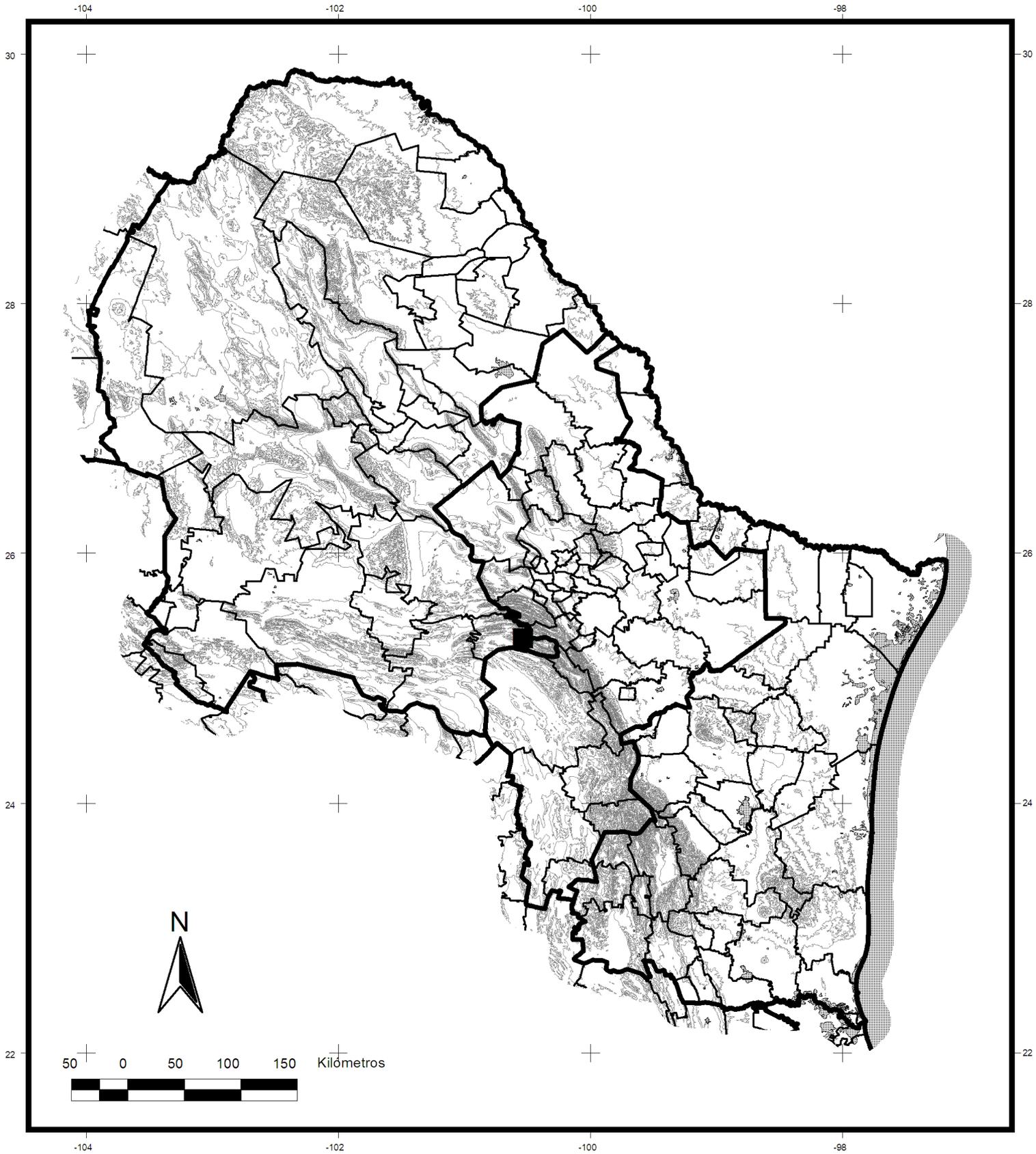
TOXORHYNCHITES RUTILUS



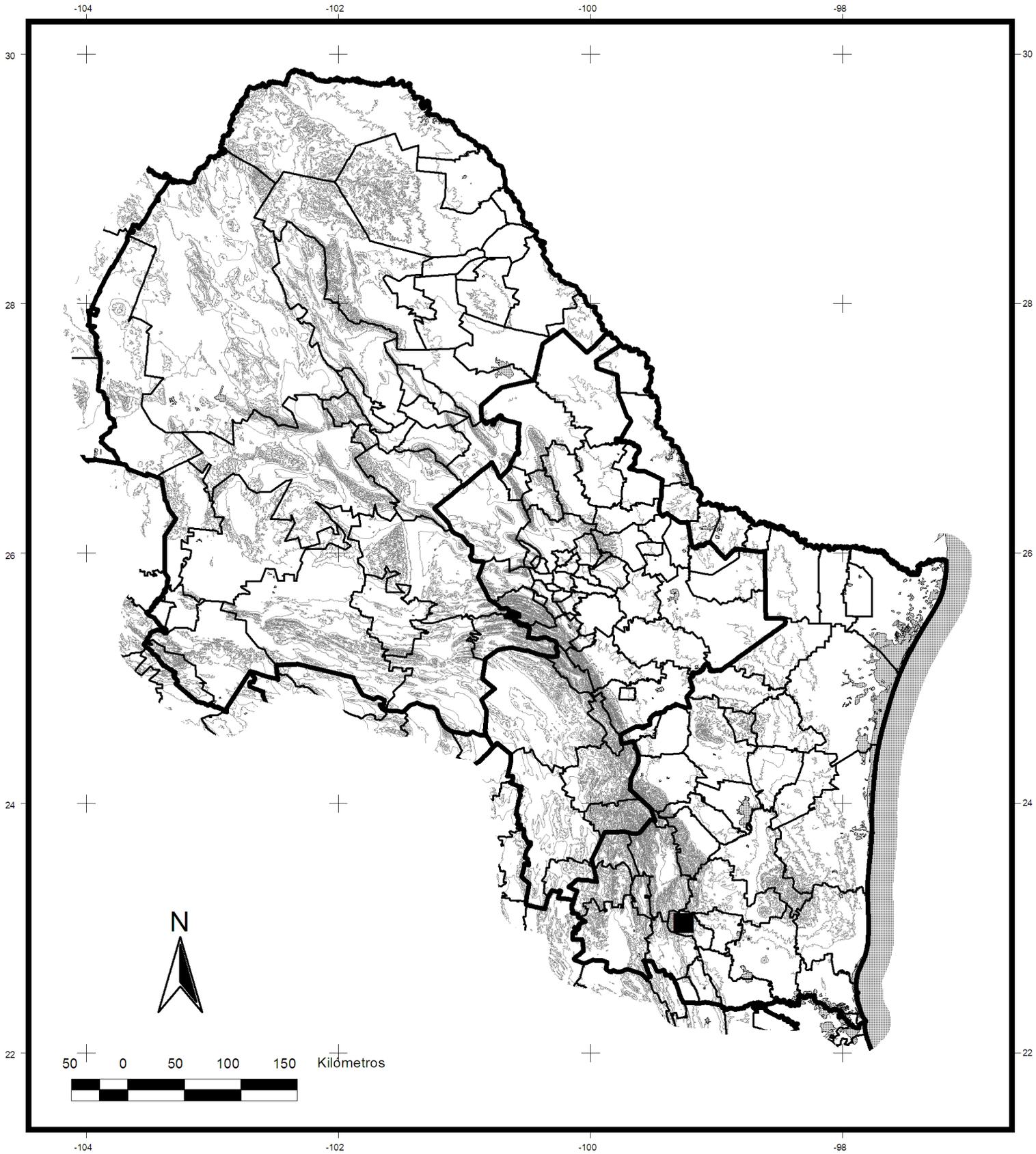
URANOTAENIA SYNTETHA



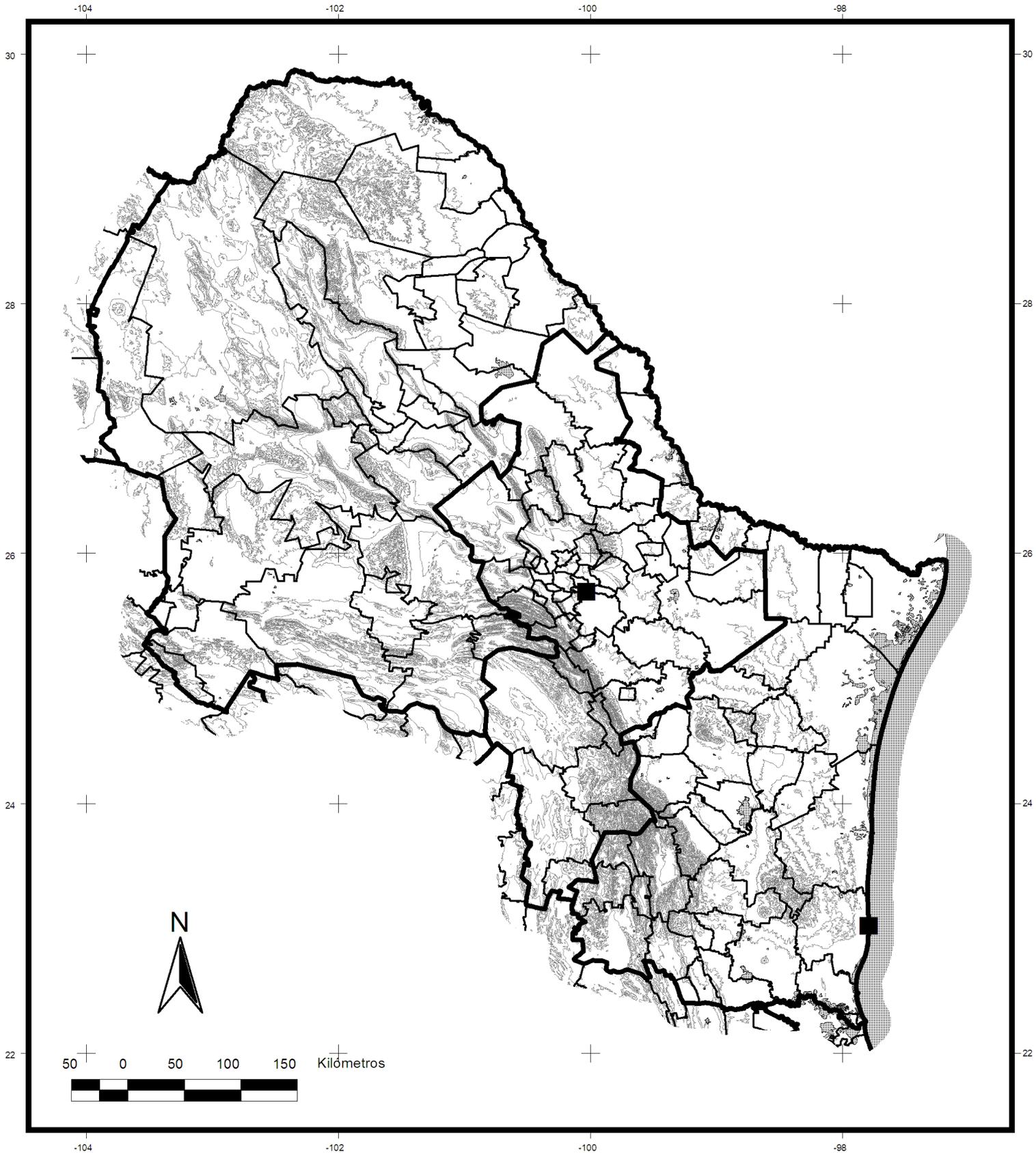
URANOTAENIA COATZACOALCOS



URANOTAENIA GEOMETRICA



URANOTAENIA LOWII



7. DISCUSIONES

Discusión I

El complejo *Anopheles crucians* (*sensu lato*) comprende a las especies *Anopheles bradleyi* King, *An. crucians* Wiedemann y *An. georgianus* King; las cuales son morfológicamente indiferenciables en su estado adulto y la única manera de separar estas especies usando características morfológicas es a través de la larva de cuarto instar (Kreutzer & Kitzmiller, 1971); por esta razón, en la clave de identificación, yo incluyo ambas especies en la misma taxa, puesto que la clave de identificación que presento, solo incluye características diferenciales para hembras adultas de las especies reportadas.

Discusión II

El 19 de Julio y el 18 de Octubre del 2008, Realizamos una colecta en la “Sierra la Camotera” perteneciente al municipio de Santiago, N.L. ubicada en la Sierra Madre Oriental, en ambas ocasiones encontramos inmaduros y adultos de *Ochlerotatus (Protomacleaya) amabilis* (Schick, 1970) [*Ae. (Pro.) amabilis* Schick, 1970]; ésta especie de mosquito, originalmente descrita por Robert Schick en 1970, fue encontrada por primera vez en la localidad: Cueva de Nacimiento del Agua, en el estado de Veracruz; se capturaron en esa colecta 6 hembras adultas picando al personal colector; los estados inmaduros: larvas y pupas, así como el macho y su genitalia eran desconocidos, sin embargo, en nuestras colectas, obtuvimos muchas larvas y pupas las cuales colocamos en tubos individuales de emergencia con la intención de obtener adultos machos y hembras; además montamos larvas de cuarto instar; así pues, obtuvimos a excepción del huevo, todos los estados de vida los cuales eran desconocidos, cabe señalar que en el proceso de identificación de esta especie, envié un lote de estos especímenes a Thomas Zavortink del Museo Bohart de Davis University

para su corroboración, los cuales fueron corroborados por el especialista. La descripción de los estados de vida, así como la referencia de la nueva distribución de esta especie, se está revisando para su publicación. Finalmente, quiero señalar el importante rango de distribución de esta especie, puesto que la localidad tipo es en Veracruz y nosotros la encontramos en Nuevo León, supongo que esta especie se distribuye a través del corredor tropical de la Sierra Madre Oriental.

Discusión III

Thomas Zavortink, en su libro: “Mosquito Studies 1972: The New World species formerly placed in *Aedes (Finlaya)*” reporta a *Ochlerotatus brelandi* (Zavortink) [*Aedes (Pro.) brelandi* Zavortink] por habitar en las montañas Chisos de Texas, Estados Unidos, sin embargo, el autor postula que esta especie podría distribuirse más al sur, hasta México, a través de la Sierra Madre Oriental; yo encontré esta especie en dos localidades de la Sierra Madre Oriental en dos estados: Coahuila y Nuevo León, respectivamente; aceptando así la hipótesis que el autor planteó hace 32 años. Este es la primera vez que se reporta esta especie en México, resultando así un nuevo registro nacional.

Discusión IV

La mayoría de las especies pertenecientes al subgénero *Protomacleaya (sensu auctorum)* del género *Ochlerotatus (s.a.)* son mosquitos que se crían en huecos de árboles, los criaderos típicos de las tres especies que comprenden el grupo *Trieseriatius* son huecos de árboles, así mismo, los estados inmaduros de las especies conocidas del grupo *Terrens* de este mismo subgénero son encontradas comúnmente en huecos de árboles. Yo encontré dos de las especies del grupo *Triseriatius*: *Ochlerotatus triseriatius* (Say) [*Ae. (Pro.) triseriatius* (Say)] y *Oc. brelandi* (Zavortink) [*Ae. (Pro.) brelandi* Zavortink] en la Sierra Madre Oriental de Coahuila y Nuevo León, así mismo, encontré *Oc. podographicus* (Dyar & Knab) [*Ae. (Pro.) podographicus* Dyar & Knab] y *Oc. amabilis* (Schick)* [*Ae. (Pro.) amabilis* Schick] en la Sierra Madre Oriental de Tamaulipas, ésta es la primera vez que se encuentran éstas especies en el estado de Tamaulipas; *Oc. podographicus* y *Oc. amabilis* pertenecen al grupo *Terrens*, aparentemente estas especies se distribuyen en el Noreste de México a través de la

Sierra Madre Oriental, sin embargo, considero que cada especie: *Oc. triseriatus* y *Oc. brelandi* representando al grupo Triseriatus y *Oc. podographicus* y *Oc. amabilis* representando al grupo Terrens, habitan diferentes nichos ecológicos y no creo que estos dos grupos de especies puedan cohabitar en un mismo nicho ecológico, habiendo traslape de poblaciones, de acuerdo a la ley de Gauss, el resultado de una competencia interespecifica es el desplazamiento de una ellas, en este caso, el desplazamiento de uno de los grupos; por lo tanto, estas especies no pueden ser encontradas en el mismo nicho ecológico, representando así, registros estatales separados y aparentemente aislados.

* Sitios de colecta de *Oc. amabilis* en Tamaulipas no aparecen en este trabajo debido a que ésta especie la colecté en la colecta número 45 del Noreste de México; y para la presente investigación solo estoy reportado los resultados obtenidos en las primeras 43 colectas, pero dado que el hallazgo de esta especie en Tamaulipas representa un logro importante, el cual enriquece ésta discusión, incluyo dichos registros en esta sección.

Discusión V

El grupo Triseriatus de *Ochlerotatus* (*Protomalceaya*) (*s.a.*) comprende las especies *Ochlerotatus* (*Protomacleaya*) *triseriatus* (Say) [*Ae. (Pro.) triseriatus* (Say)], *Oc. (Pro.) hendersoni* (Cockerell) [*Ae. (Pro.) hendersoni* Cockerell] y *Oc. (Pro.) brelandi* (Zavortink) [*Ae. (Pro.) brelandi* Zavortink]; los cuales se distribuyen exclusivamente en la región Nearctica, todas las especies se encuentran en Estados Unidos y Canadá; *Oc. triseriatus* es la única especie del grupo que se reportaba por estar presente en México (Zavortink, 1972); en muchos registros históricos ésta especie aparece estar presente en varios estados del país, inclusive tan al sur como en Quintana Roo (Nájera y Vargas, 1973; Pletsch, 1986), yo considero que estos registros podrían referirse a cualquier especie del subgénero *Protomacleaya* (*s.a.*) incluyendo a otros grupos del subgénero como Terrens, Homeopus o Heteropus y no precisamente a *Oc. triseriatus*; la mayoría de las especies del subgénero *Protomacleaya* (*s.a.*) son muy similares entre si, lo que dificulta identificarlas correctamente, la mayoría de las hembras adultas poseen escamas plateadas cubriendo la macula fosal, ésta característica estuvo restringida para *Oc. triseriatus* antes de que Schick (1970) y Zavortink (1972) publicaran claves para estos grupos, proveyendo nuevas características distintivas para separar estas especies; por lo tanto, recomiendo revisar especímenes depositados en colecciones mexicanas en donde

se reporte a *Oc. triseriatus* y corroborar los especímenes usando las claves antes mencionadas. En el presente trabajo encontramos *Oc. triseriatus* en el estado de Nuevo León, aparentemente esta especie puede variar el patrón de escamación según su distribución, hay autores que afirman que la especie presenta dos fases: fase oscura, con escamas oscuras sobre la macula fosal y fase clara, con macula fosal cubierta con escamas plateadas; de ser así, nosotros encontramos la fase clara, ya que nuestros especímenes presentan un patrón de escamación consistente con la descripción de la fase clara; esta variación puede complicar la identificación de esta especie, por lo que se reitera la importancia de realizar futuros estudios de este grupo para conocer su distribución, biología y taxonomía en México.

Discusión VI

El grupo *Confinnis* (*sensu lato*) del género *Psorophora* comprende las especies: *Psorophora confinnis* (Lynch Arribálzaga), *Ps. columbiae* (Dyar & Knab), *Ps. toltecum* Dyar & Knab (Sinónimo de *Ps. columbiae*) y *Ps. jamaicensis* (Theobald); los especímenes colectados e identificados como miembros del grupo *Confinnis* (*s.l.*) en este trabajo, probablemente pertenezcan a la especie *Psorophora columbiae*, puesto que ésta especie es la única del grupo que se distribuye en el Noreste de México.

Discusión VII

Psorophora cilipes (Fabricius) se distribuye en Argentina, Belice, Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, Guayana Francesa, Honduras, México, Panamá, Surinam y Trinidad y Tobago; así mismo, *Uranotaenia coatzacoalcos* Dyar & Knab se distribuye en Costa Rica, El Salvador y México; ambas especies de mosquitos, por lo tanto, se distribuyen en centro y Sudamérica, resultando así mismo, especies con tendencias de hábitat neotropicales, en México, estas especies han sido reportadas para el sureste del país; yo encontré *Ps. cilipes* y *Ur. coatzacoalcos* en los municipios de Apodaca y Santiago respectivamente, ambos municipios en el estado de Nuevo León; probablemente estas especies se distribuyan al igual que otras, a través del corredor tropical de la Sierra Madre Oriental, pasando por el estado de Nuevo León.

Discusión VIII

Psorophora pruinosa Martini es reportada por primera vez en México por el Dr. E. Martini en su libro “Los Mosquitos de México” de 1935; el autor reporta la especie por estar presente en Torreón, Coah., especímenes colectados por el Dr. Dampf durante la noche en un campo de algodón, atraído por la luz (6-Junio, 1927); posteriormente otros autores reportan esta especie para la región de la Comarca Lagunera de Coahuila. Aparentemente esta especie es muy similar a *Ps. signipennis*; Martini señala algunas características diferenciales entre estas dos especies; aunque yo colecté *Ps. signipennis* cerca de la localidad tipo de *Ps. pruinosa* en Torreón, Coah. no fue posible diferenciar los especímenes colectados siguiendo las características que Martini señala; nuestros especímenes identificados como *Ps. signipennis* están depositados en la colección de Culicidae de la UAAAN UL para futuras corroboraciones, adicionalmente recomiendo realizar futuros estudios para lograr una descripción completa y actualizada de *Ps. pruinosa*. Finalmente, quiero señalar que *Ps. pruinosa* es incluida en la clave de identificación debido a que ésta especie se considera una especie válida en catálogos de mosquitos importantes.

Discusión IX

En los registros de mosquitos históricos de México, escasamente se reportan algunas especies que, dado el bajo número de registros que representan, suponen que su presencia en el país es escasa o que se trate de especies raras o exóticas; sin embargo, los métodos de colecta y la búsqueda de criaderos de estados inmaduros de mosquitos es fundamental para lograr colectar la mayor diversidad de especies posible en un área de estudio determinada. *Culex restrictor* Dyar & Knab y *Cx. imitator* Theobald, aparecen reportadas en México, pero el número de registros que representan a éstas especies son muy escasos, y esto probablemente se deba a que éstas especies de mosquitos habitan criaderos muy particulares, que en la naturaleza resultan únicos para tales especies; en general, las especies de mosquitos cuyos criaderos son plantas fitotelmatas han sido los grupos de mosquitos mas pobremente estudiados, resultando en un mayor desconocimiento a cerca de la biología, ecología y transmisión de enfermedades relacionadas a ellas. En comparación a otros grupos de mosquitos que se crían en criaderos mas accesibles para el hombre al momento de colectar; las especies de mosquitos que se crían en plantas fitotelmatas son prácticamente desconocidas en México; por mencionar un ejemplo, la información que se ha generado y publicado

sobre *Cx. quinquefasciatus* Say es mucho mayor que la que se ha publicado para *Cx. restrictor* y *Cx. imitator* juntas; independientemente que una especie este involucrada en la transmisión de enfermedades y las otras no, considero que desde el punto de vista ecológico y taxonómico, todas las especies de mosquitos son interesantes y requieren igual atención por parte del investigador dedicado a estas áreas de la entomología.

Discusión X

El 22 de Junio del 2001 y el 6 y 8 de Enero del 2002, larvas de *Culiseta melanura* (Coquillett) fueron colectadas en una charca en los municipios de Allende y Melchor Ocampo, ambos municipios en el estado de Nuevo León por el Dr. Armando Elizondo; este hallazgo, representa el primer registro de ésta especie en México, el cual hemos publicado en el “Journal of the American Mosquito Control Association” en su número de Mayo del 2009. Así mismo, ésta especie esta reportada por ser el principal vector de la Encefalitis Equina del Este (EEE) (CDC, 2009); aunque se trata de una especie que prefiere alimentarse de aves, recomiendo que se establezca un programa de vigilancia para la presencia de esta especie, detección de la enfermedad en hospederos animales a través de la toma de muestras sanguínea de aves y caballos, así como la vigilancia de la enfermedad en humanos; implementada por las autoridades de Salud Publica, por centros de investigación o Universidades con programas de vigilancia de enfermedades transmitidas por vectores.

Discusión XI

Mansonia indubitans Dyar & Shannon está reportada por habitar en Argentina, Bolivia, Brasil, Ecuador, Panamá, Perú, Trinidad y Tobago y Uruguay (WRBU, 2005); no se reporta para México, sin embargo, Sergio Ibáñez (1993) reporta ésta especie por habitar en algunos estados de México y los registros que en el presente trabajo se refieren para ésta especie proceden de especímenes reportados por el InDRE y depositados en su colección, los cuales no fueron corroborados; yo considero que éstos registros podrían referirse en realidad a *Ma. dyari* Belkin, Henimann & Page, la cual se distribuye en Belice, Costa Rica, E.U.A., Republica Dominicana, El Salvador, Honduras, Jamaica, México y Panamá (WRBU, 2005); la presencia de esta ultima especie en E.U.A. supone que probablemente se trate de esta especie, pero ésta suposición solo podrá aceptarse o

refutarse hasta observar los especímenes depositados en la colección del InDRE, los cuales se presume son *Ma. indubitans* y realizar una revisión de éste género en México. En la clave de identificación que en este trabajo se reporta, se incluye a *Ma. dyari* y no a *Ma. indubitans* por la razón que antes se explicó.

Discusión XII

Los mosquitos pertenecientes a la tribu Sabethini son mosquitos que habitan los bosques tropicales del mundo, en la región Neotropical, existen la mayor cantidad de especies pertenecientes a esta tribu, las cuales incluyen los géneros *Limatus* y *Sabethes*, estos géneros están reportados por habitar, como se menciono antes, en los bosques tropicales de centro y Sudamérica; en México, ambos géneros han sido reportados previamente por varios autores; así mismo, éstos géneros han sido reportados por estar presentes únicamente en los estados de México con bosque tropical, como Veracruz, Tabasco y Chiapas; en el presente estudio, yo encontré ambas especies: *Limatus durhamii* Theobald y *Sabethes chloropterus* (Humboldt), ambos en un ambiente tropical en el municipio de Gómez Farias, Tamaulipas; probablemente, estas especies de mosquitos tropicales se distribuyan a través de corredores tropicales de las serranías mexicanas; yo considero que ambas especies se han distribuido tan al norte como la reserva de la Biosfera el Cielo en Tamaulipas, pero dudo que su distribución alcance extensiones mas norteñas que esta reserva de la Biosfera, ubicada al suroeste de Tamaulipas.

Discusión XIII

Las especies reportadas aquí pertenecientes a la Tribu Toxorhynchitini: *Tx. grandiosus* (Williston) y *Tx. rutilus* (Coquillett), fueron identificadas utilizando las claves de John Lane (1953) y Luis Vargas (1953) respectivamente, sin embargo, no existen trabajos actualizados que se refieran a las especies de *Toxorhynchites* que habitan la región Neartica, Darsie & Ward (1981, 2005) refieren en su libro solo la presencia de *Tx. rutilus* y *Tx. septentrionalis*, sin embargo no aportan características para separar estas especies, Aunque Luis Vargas (1956) aporta algunas diferencias entre estas dos especies, es necesario contar con una revisión actualizada que incluya además las especies mexicanas de *Toxorhynchites*; aparentemente la especie Neotropical *Tx.*

theobaldi (Dyar & Knab) ha sido confundida en repetidas ocasiones con *Tx. rutilus*, dado que no existe una clave para separar estas especies, resulta confuso lograr una identificación correcta para estas dos especies. Para identificar especies del género *Toxorhynchites* recomiendo utilizar la clave de Clark-Gil & Darsie: Mosquitoses of Guatemala (1983) y las mencionadas anteriormente, aunque puede resultar confuso separar las especies antes señaladas. Se recomienda realizar una revisión del grupo, donde se aporten características para lograr separar estas especies.

Discusión XIV

En el presente trabajo se reporta *Wyeomyia jocososa* (Dyar & Knab) para la localidad Las Adjuntas, en el estado de Nuevo León; los especímenes referentes a este registro, están depositados en la colección IAIM de la UANL, los cuales estaban identificados erróneamente como *Wy. smithii* (Coquillett), yo reidentifiqué esos especímenes usando la clave de John Lane “Neotropical Culicidae Vol. I” y fueron redeterminados como *Wy. jocososa*; sin embargo, los especímenes referentes a este registro están en muy malas condiciones, faltándoles algunas estructuras que son muy importantes en la identificación, como escamas en el escudo y en los lóbulos del antepronoto, la coloración de estas escamas es fundamental para diferenciar algunas especies de este género, sin embargo, algunas otras estructuras estaban en buenas condiciones como las escamas en la superficie de las venas de las alas.

Esta especie no fue colectada durante nuestras salidas a campo por lo que fue imposible reidentificar observando nuevos especímenes, imágos perfectos o estados inmaduros, siendo así que esta especie fue solamente observada en colección.

Por lo tanto, yo sugiero realizar nuevas colectas en la búsqueda de esta especie para colectar los estados inmaduros y el macho y lograr una identificación mas certera, así mismo y para el caso de esta especie, no estoy seguro que se trate en realidad de la especie que refiero llamada *Wyeomyia jocososa*, por esta razón, en la clave de identificación, solo incluyo *Wy. sp* probable *jocososa* cuando se refiere a las especies relacionadas a éste registro.

Discusión XV

El 9 de Mayo del 2007, el Dr. Armando Elizondo y yo realizamos una colecta de mosquitos en la localidad Cola de Caballo, municipio de Santiago, N.L. (Colecta No. 17), la colecta fue conducida originalmente para la búsqueda de estados inmaduros de *Wyeomyia*, los cuales se buscaron en axilas de Araceae, estas plantas fitotelmatas no contuvieron agua en sus axilas en esa ocasión; sin embargo, colectamos larvas de primer instar de huecos de rocas en una cañada en la misma localidad, yo coloqué dichas larvas en tubos individuales con la intención de obtener adultos y exuvias asociadas; nuestros resultados en esa colecta fueron especímenes inmaduros colectados e identificados como *Georgecraigius epactius* (Dyar & Knab), adultos picando e identificados como *Stegomyia albopicta* (Skuse) y especímenes cuyas características morfológicas no coincidían con ninguna descripción en las claves que se revisaron; éstos especímenes se enviaron a Thomas Zavortink del museo Bohart, Davis University, para su identificación, a través de comunicación personal con T. Zavortink señala que los especímenes que no coincidían con la descripción de las claves de identificación son una especie de mosquito no descrita previamente, por lo que resulta una nueva especie de mosquito; la descripción de esta especie de mosquito se está trabajando para ser publicada.

A continuación se menciona información importante referente a esta especie:

Nombre: *Ochlerotatus (Ochlerottus) amateuri* Ortega & Elizondo n.sp

Biología: Esta especie puede ser encontrada en huecos de rocas llenados con agua de lluvia, en lugares sombreados, también ha sido observada posándose sobre personal colector, sin embargo se desconoce si pueda picar humanos, la importancia medica es desconocida

Distribución: *Oc. amateuri* se distribuye a través de la Sierra Madre Oriental de Nuevo León; probablemente pueda distribuirse a través del corredor tropical de la Sierra Madre Oriental y llegar a otros estados al sureste de México

Localidad Tipo: Cola de Caballo, Santiago, Nuevo León (IAIM)

Discusión XVI

A continuación se enlistan las especies de mosquitos (nombres originales) reportadas como registros históricos en el Noreste de México y la razón por la que no se incluyeron en la sección de Resultados ni en la Clave de identificación:

COAHUILA:

1. *Aedes sticticus* (Meigen): Reportada para Europa, Canadá y E.U.A. No presente en México
2. *Ae. nigromaculis* (Ludlow): Reportada sólo para la región Neártica. No presente en México
3. *Culex vurgultus* Nombre no válido
4. *Cx. rejector* Dyar & Knab: Ésta especie de mosquito se cría en axilas de Bromeliáceas epifitas; en Torreón, por el tipo de clima, no existen este tipo de plantas, por lo que esta especie de mosquito no podría estar presente en la Comarca Lagunera de Coahuila
5. *Culiseta impatiens* (Walker): Reportada sólo para la región Neártica de Canadá y E.U.A., aunque algunas especies de mosquitos con afinidades Neárticas han sido colectadas en Coahuila; habría que corroborar el espécimen colectado para constatar este registro
6. *Coquillettidia perturbans* (Walker): Revisando los especímenes colectados por Alberto Tamayo, encontré que aquellos que él había identificado erróneamente como esta especie, redeterminando éstos especímenes resultaron ser *Culex* sp en mal estado

NUEVO LEON:

1. *Aedes dorsalis* (Meigen): Aunque ésta especie ha sido encontrada en México, no fue incluida en éste trabajo por los escasos registros referentes en el Noreste de México, además aquellos especímenes colectados por la MC Adriana Solís y el Dr. Filiberto Reyes no estuvieron depositados en ninguna de las colecciones revisadas para su corroboración
2. *Ae. nigromaculis* (Ludlow): Reportada sólo para la región Neártica. No presente en México
3. *Psorophora virescens* Dyar & Knab: Sinónimo de *Ps. stonei* Vargas, aunque es una especie endémica para México: la localidad tipo de *Ps. virescens* es Almoloya, Oaxaca y la localidad tipo de *Ps. stonei* es Mazatlán, Sinaloa; hay pocos registros de ésta especie o sus sinónimos en el Noreste de México y los especímenes colectados por Luis Vargas en Nuevo León no están depositados en ninguna colección conocida, no fue posible corroborar dicho registro
4. *Deinocerites cancer* Theobald: Especie reportada sólo para la región costera de México (Península de Yucatán), puesto que los inmaduros se crían en huecos de cangrejos, no creo que esta especie pudiera estar presente en Nuevo León
5. *Toxorhynchites theobaldi* (Williston): Como se mencionó en la Conclusión XIII, *Toxorhynchites rutilus* (Coquillett) y *Tx. theobaldi* (Williston) han sido confundidos en México, incluso probablemente fueron confundidos en el presente trabajo, dado la poca literatura disponible que aporte características diferenciales para estas especies, se recomienda nuevamente hacer una revisión del grupo en México

TAMAULIPAS:

1. *Anopheles rondoni* (Neiva & Pinto): Se distribuye en Sudamérica. No presente en México

2. *Aedes mitchellae* (Dyar): Esta especie ha sido reportada previamente en México y en E.U.A., posiblemente se encuentre en el estado de Tamaulipas, pero como resultado de una escasez de antecedentes y la indisponibilidad de corroborar los especímenes colectados por Luis Vargas, ésta especie no fue incluida en ninguna sección del presente trabajo
3. *Ae. terreus* (Walker): Esta especie se distribuye en Sudamérica, no se encuentra en México, históricamente ha sido confundida con cualquier especie del subgénero *Protomalceaya*, probablemente se refiera a *Oc. triseriatus* (Say) o a cualquier otra especie del grupo *Triseriatus* o *Terrens*
4. *Psorophora albipes* (Theobald) y *Ps. mexicana* (Bellardi): Están reportadas para México, ambas fueron reportadas por Heinemann y Belkin; estas especies a pesar de que no fueron colectadas durante la presente investigación, son incluidas en la clave de identificación por los antecedentes disponibles para su referencia en el Noreste de México
5. *Culex corniger* Theobald: Esta especie se distribuye en Centroamérica, Sudamérica y México, aunque ha sido reportada anteriormente para el Noreste de México, los especímenes referentes a estos registros no están depositados en una colección conocida, por lo que no pudieron ser corroborados
6. *Cx. fatigans* Wiedemann: Sinónimo de *Cx. quinquefasciatus* Say
7. *Cx. opistophus*: Nombre no válido (Probable sinónimo de *Cx. taeniopus* Dyar & Knab)
8. *Cx. peus* Speiser: Sinónimo de *Cx. stigmatosoma* Dyar
9. *Cx. vurgultus*: Nombre no válido
10. *Deinocerites spanius* (Dyar & Knab): Especie endémica de Panamá. No presente en México

Discusión XVII

Se recomienda realizar nuevos estudios de distribución de especies de mosquitos Culícidos en el Noreste de México, para vigilar la presencia o ausencia de las especies aquí reportadas; además de implementar programas de vigilancia de las enfermedades transmitidas por mosquitos que no se conocen en México como Encefalitis Equina del Este y Encefalitis de La Crosse.

Debido a que durante la realización de esta investigación, se encontraron nuevos registros de mosquitos en el Noreste de México, la hipótesis antes planteada es aceptada.

8. CONCLUSIONES

La distribución de las especies de mosquitos Culícidos ha sido pobremente estudiada en el Noreste de México; en el presente trabajo se reportan nuevos registros estatales y nacionales, algunas de estas especies solo conocidas previamente para la región Neotropical; los mapas que señalan los sitios de colecta pueden ser útiles en el proceso de analizar la distribución conocida y/o hipotética de cualquiera de las especies de mosquitos aquí reportadas.

La base de datos producida como parte de los resultados de esta investigación se encuentra disponible en línea en la página de la Comisión Nacional para Uso y Conocimiento de la Biodiversidad (CONABIO) www.conabio.com bajo las siglas IAIM; en esta base de datos se incluyen todos o la mayoría de los datos comprendidos en la cédula de colecta. La base de datos se encuentra disponible en línea, puede ser consultada por el usuario y podría ser una herramienta muy útil para el investigador interesado en la taxonomía, biología y ecología de los mosquitos Culícidos del Noreste de México.

Se presenta una clave de identificación para las hembras de mosquitos presentes en el Noreste de México encontradas durante el desarrollo de esta investigación, dicho documento es la única clave actualizada y redactada en español que incluye todas las especies de mosquitos encontradas en el Noreste de México durante esta investigación e identificadas o corroboradas en las colecciones de Entomología Médica Insectos y Acaros de Importancia Médica (IAIM-UANL) y/o Colección de Culicidae (CC-UAAAAN).

9. LITERATURA CITADA

Adames, A.J. 1971. Mosquito Studies (Diptera Culicidae) XXIV. A revision of the crabhole mosquitoes of the genus *Deinocerites*. Contributions of the American Entomological Institute 7(2):154 p.

Aguirre, L.A., S.P. Vergara, O.M. García, J.L. Flores, M.D. Flores, and M.K. Harris. 2008. Culicid distribution in Coahuila, Mexico. Southwestern Entomologist 33(3):219-223.

Arnel, J.H. 1973. Mosquito Studies (Diptera: Culicidae) XXXII: A revision of the genus *Haemagogus*. Contributions of the American Entomological Institute 10 (2): 174.

Arnel, J.H. 1976. Mosquito Studies (Diptera, Culicidae). XXXIII. A revision of the Scapularis group of *Aedes* (*Ochlerotatus*). Contributions of the American Entomological Institute 13 (3): 144.

Ávila T., A. 1993. Identificación de las especies de mosquitos (Díptera: Culicidae) en la Comarca Lagunera. Tesis Licenciatura. Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro” Unidad Laguna. Departamento de Parasitología. Torreón, Coah. México 44p.

Belkin, J.N., and C.L. Hogue. 1959. A review of the crabhole mosquito of the genus *Deinocerites* (Diptera: Culicidae). University of California Publications in Entomology 14 (6): 411-458.

Belkin, J.N., R.X. Schick and S.J. Heinemann. 1965. Mosquito Studies (Diptera, Culicidae). V. Mosquitoes originally described from middle america. Contributions of the American Entomological Institute 1 (5): 34-40.

Belkin, J.N., R. X. Schick, P. Galindo y T. G. Aitken. 1967. Un proyecto para un estudio sistemático de los mosquitos de meso-américa. Contributions of the American Entomological Institute 1 (2a): 89.

Belkin, J.N., S.J. Heinemann and W.A. Page. 1970. Mosquito Studies (Diptera, Culicidae). XXI. The Culicidae of Jamaica. Contributions of the American Entomological Institute 6 (1): 458 p.

Berlin, O.G.W. 1969. Mosquito Studies (Diptera, Culicidae). XII. A revision of the Neotropical subgenus *Howardina* of *Aedes*. Contributions of the American Entomological Institute 4 (2): 190 p.

Berlin, O.G.W., and J.N. Belkin. 1980. Mosquito Studies (Diptera, Culicidae). XXXVI. Subgenera *Aedinus*, *Tinolestes* and *Anoedioporpa* of *Culex*. Contributions of the American Entomological Institute 17 (2): 31-104.

Breland, O.P. 1960. Restoration of the name, *Aedes hendersoni* Cockerell, and its elevation to full specific rank (Diptera: Culicidae). Annals of the Entomological Society of America 53 (5): 600-606.

Bohart, R.M. 1948. The subgenus *Neoculex* in America North of Mexico. Annals of Entomological Society of America 41, 330-345.

Bohart, R.M., and R.K. Washino. 1957. Differentiation of second and third stage larvae of California *Culex* (Diptera: Culicidae). Annals of Entomological Society of America 50, 459-463.

Bohart, R.M., and R.K. Washino. 1978. Mosquitoes of California. 3rd Ed. University of California, Division of Agricultural Sciences, Berkeley. U.S.A. 152 p.

Carpenter, S.J., and W.J. LaCasse. 1955. Mosquitoes of North America (North of Mexico). University of California Press, Berkeley. U.S.A. 360 p.

Centers for Disease Control (CDC) 2006. Arbovirosis transmitidas por mosquitos [En línea]. Centres for Disease Control www.cdc.gov [fecha de consulta 15 Sept. 2007].

Clarck-Gil, S. and R.F. Darsie. 1983. The mosquitoes of Guatemala, their identification, distribution and bionomics. *Mosquito Systematics* 15(3):151-284.

Contereas, 1995. Listado preeliminar de las especies de mosquitos de la fauna de Nuevo León. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma de Nuevo León. Facultad de Ciencias Biológicas. Monterrey, N.L. México. 76 p.

Dampf, A. 1943. Distribución y ciclo anual de *Uranotaenia syntheta* Dyar & Shannon en México y descripción del hipogio masculino (Insecta: Diptera). *Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural* 4 (3-4): 147-169.

Darsie, R.F. 1973. A record of changes in mosquito taxonomy in the United States of America 1955-1972. *Mosquito Systematics* 5(2):187-193.

Darsie, R.F. 1996. A survey and bibliography of the mosquito fauna of Mexico (Díptera: Culicidae). *Journal of the American Mosquito Control Association* 12(2):298-306.

Darsie, R.F. and R.A. Ward. 2005. Identification and geographical distribution of the mosquitoes of North America, North of Mexico. University Press of Florida. U.S.A. 383 p.

De Belén, A.M., 1952. *Orthopodomyia kummi* Edwards, 1939. Mosquito Nuevo para México, descripción de la larva y de la pupa (Diptera: Culicidae). *Annals del Instituto de Biología de México* 23, 243-252.

Díaz, A.N. y L. Vargas. 1975. Mosquitos mexicanos, distribución geográfica actualizada. *Revista Investigación de Salud Pública*. 33: 111-125.

Dyar, H.G., and F. Knab. 1906. The larvae of Culicidae classified as independent organisms. *Journal of New York Entomological Society (Reprint)* 14(4):169-230.

Dyar, H.G., and R. C. Shannon. 1924. The American species of *Uranotaenia* (Diptera: Culicidae). *Insector Inscitiae Menstruus* (Reprint) 12, (10-12): 187-192.

Eads, R.B., and E.G. Campos. 1963. Mosquitoes collected in the Mexican States of Tamaulipas and San Luis Potosi. *Mosquito News* 23 (1):45-48.

Elizondo, Q.A. 2002. Taxonomía y distribución de los mosquitos (Díptera: Culicidae) de las Regiones Fisiográficas Llanura Costera del Golfo y Sierra Madre Oriental, del estado de Nuevo León, México. Tesis Doctorado. Universidad Autónoma de Nuevo León. Facultad de Ciencias Biológicas. Monterrey, N.L. México. 1-110.

Faran, M.E. 1980. Mosquito studies (Diptera Culicidae) XXXIV. A revision of the *Albimanus* section of the subgenus *Nyssorhynchus* of *Anopheles*. *Contributions of the American Entomological Institute* 15(7):214.

Flores, S.A. 1990. Comunidades de mosquitos en el area metropolitana de Monterrey en cuerpos de agua permanentes y en depósitos de agua. Tesis Maestría. Universidad Autónoma de Nuevo León. Facultad de Ciencias Biológicas. Monterrey, N.L. México. 114 p.

Floore, T.G., B.A. Harrison, and B.F. Eldrige. 1976. The *Anopheles* (*Anopheles*) *crucians* subgroup in the United States (Diptera: Culicidae). *Mosquito Systematics* 8 (1): 1-109.

Foley, D.H., L.M. Rueda, and R.C. Wilkerson. 2007. Insight into Global mosquito biogeography from Country species records. *Journal of Medical Entomology* 44 (4): 554-567.

Galindo, P., F.S. Blanton, and E.L. Peyton. 1954. A revision of the *Uranotaenia* of Panama with notes on other American species of the genus. *Annals of the Entomological Society of America* 47 (1): 107-177.

Gerberg, E.J., D.R. Barnard, and R.A. Ward. 1994. Manual for mosquito rearing and experimental techniques. American Mosquito Control Association (Supplement) Bulletin No. 5. 98 p.

Google Earth (GE). Mapas Digitales de México [En línea] <http://google-earth>Culicidae Taxa [En línea] Google Herat [fecha de consulta 15 Marzo 2008].

Grimstad, P.R., C.E. Garry, and G.R. DeFoliart. 1974. *Aedes hendersoni* and *Aedes triseriatus* (Diptera: Culicidae) in Winsconsin: Characterization of larvae, larval hybrids, and comparison of adult and hybrid mesoscutal patterns. Annals of the Entomological Society of America 67 (5): 795-804.

Gubler, D.J., Kuno G. 1997. Dengue and Dengue Hemorrhagic Fever. CAB International 415 p.

Guedes, A.S., M.A. Souza, C.S. Maciel, S.H. Xavier. 1964. catálogo ilustrado dos mosquitos da coleção do Instituto Nacional de Endemias Rurais. Revista Brasileira de Malariologia e Doenças Tropicais 25 p.

Harbach, R.E., and Kight, K.L. 1980. Taxonomist's glossary of mosquito anatomy. Plexus. U.S.A. 415 p.

Harbach, R.E., and E.L. Peyton. 1993. Morphology and evolution of the larval maxilla and its importance in the classification of the Sabethini (Diptera: Culicidae). Mosquito Systematics 25(1):1-16.

Harbach, R.E., and E.L. Peyton. 2000. Systematics of *Onirion*, a new genus of Sabethini (Diptera: Culicidae) from the Neotropical Region. Bulletin of the Natural History Museum of London 69(2):115-169.

Harrington, L.C., and R.L. Poulson. 2008. Considerations for accurate identification of adult *Culex restuans* (Diptera: Culicidae) in field studies. Journal of Medical Entomology 45(1):1-8.

Harwood, R.F. and M.T. James. 1993. Entomología médica y veterinaria.UTHEA Noriega Editores. México pp 201-271.

Heniemann, S.J., and J.N. Belkin. 1977. Collection records of the project "Mosquitoes of Middle America". Mosquito Systematics 9(4):483-534.

Hernández H.,F. 2005. Identificación de especies de Culícidos hematófagos en la Comarca Lagunera. Tesis Licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro Unidad Laguna. Departamento de Parasitología. Torreón, Coah. México. 65 p.

Ibañez, S.B. y C.C. Martínez. 1994. Clave para la identificación de larvas de mosquitos comunes en las áreas urbanas y suburbanas de la República Mexicana (Diptera: Culicidae). Folia Entomológica Mexicana 92: 43-73.

Instituto Nacional de Biodiversidad de Costa Rica (InBio).1999. Clave fotográfica para larvas de zancudo (Díptera: Culicidae) presentes en Centroamérica y Panamá [En línea]. Instituto Nacional de Biodiversidad www.inbio.com [fecha de consulta 01 Nov 2008].

Instituto Nacional de Geografía y Estadística (INEGI). 1998. Mapas digitales de México y Regiones fisiográficas del Noreste de México [En línea]. Instituto Nacional de Geografía y Estadística www.inegi.com. [fecha de consulta 03 Feb 2007].

Kreutzer, R.D., and J.B. Kitzmiller. 1971. Hybridization between *Anopheles crucians* and *Anopheles bradleyi*. Evolution 25(1):195-206.

Lane, J. 1943. Sobre o genero *Uranotaenia* (Diptera, Culicidae, Culicini). Revista de Entomología 14(1-2):137-161.

Lane, J. 1953. Neotropical Culicidae, Vol. I. Industria Gráfica Siqueira. Brasil. 548 p.

Lane, J. 1953. Neotropical Culicidae, Vol. II. Industria Gráfica Siqueira. Brasil. 112 p.

Linam, J.H., and L.T. Nielsen. 1970. The distribution and evolution of the *Culex* mosquitoes of the subgenus *Neoculex* in the New World. *Mosquito Systematics Newsletter* 2(4):149-157.

Lunt, S.R., and L.T. Nielsen. 1971. The use of thoracic setae as a taxonomic tool and as aid in establishing phylogenetic relationships in adult female *Aedes* mosquitoes of North America. *Mosquito Systematics* 3(3):102-121.

Martínez P.,A. 1952. Nota sobre la distribución de los mosquitos *Culex* en México (Diptera: Culicidae). *Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural* 13 (1-4): 75-87.

Martini, E. 1935. Los mosquitos de México. *Boletines Técnicos del Departamento de Salubridad Pública*. México. 66 p.

Moncayo, A.C., G. Lanzaro, K. Knag, A. Orozco, A. Ulloa, J. Arredondo, and S.C. Weaver. 2008. Vector competente of Eastern and Western forms of *Psorophora columbiae* (Diptera: Culicidae) mosquitoes from enzootic and epizootic Venezuelan Equine Encephalitis Virus. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 78 (3): 413-421.

Mosquito Taxonomic Inventory (MTI). 2007. Culicidae Taxa [En línea] Mosquito Taxonomic Inventory <http://mosquito-taxonomic-inventory.info/> [fecha de consulta 15 Oct 2008].

Motta, M.A., and R.L. de Oliveira. 2000. The subgenus *Dendromyia* Theobald: A review with redescrptions of four species (Diptera: Culicidae). *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz* 95(5):649-683.

Osten-Sacken, C.R., S.W. Williston, J.M. Aldrich, W.M. Wheeler. 1886-1901. *Insecta: Diptera*. Vol. 1 [London: Publicado por los editors "Biología Centrali-Americana" por R.H. Porter]

Pecor, J.E., R.E. Harbach, E.L. Peyton, D.R. Roberts, E. Rejmankova, S. Manguin, and J. Palanko. 2002. Mosquito studies in Belize, Central America: Records, taxonomic notes, and a checklist of species. *Journal of the American Mosquito Control Association* 18(4):241-276.

Peyton, E.L. 1973. Notes on the genus *Uranotaenia*. *Mosquito Systematics* 5(2):194-196.

Reinert, J.F. 1973. Genus *Aedes* Meigen, subgenus *Aedimorphus* Theobald in Southeast Asia. *Contributions of the American Entomological Institute* 9(5):218.

Reinert, J.F., P.E. Kaiser, and J.A. Seawright. 1997. Analysis of the *Anopheles (Anopheles) quadrimaculatus* complex of sibling species (Diptera: Culicidae) using morphological, cytological, molecular, genetic, biochemical, and ecological techniques in an integrated approach. *Journal of the American Mosquito Control Association (Supplement)*:13 1-102.

Reinert, J.F. 2000. New classification for the composite genus *Aedes* (Diptera: Culicidae: Aedini), elevation of subgenus *Ochlerotatus* to generic rank, reclassification of the other subgenera, and notes on certain subgenera and species. *Journal of the American Mosquito Control Association* 16(3):175-188.

Reinert, J.F., R.E. Harbach, and I.J. Kitching. 2004. Phylogeny and classification of Aedini (Diptera: Culicidae), based on morphological characters of all life stages. *Zoological Journal of Linnean Society* 142, 289-368.

Reinert, J.F., R.E. Harbach, and I.J. Kitching. 2006. Phylogeny and classification of *Finlaya* and allied taxa (Diptera: Culicidae: Aedini) based on morphological data of all life stages. *Zoological Journal of Linnean Society* 148,1-101.

Reinert, J.F., R.E. Harbach, and I. J. Kitching. 2008. Phylogeny and classification of *Ochlerotatus* and allied taxa (Diptera: Culicidae: Aedini) based on morphological data from all life stages. *Zoological Journal of the Linnean Society*. 153 29.114.

Reno, H.E., M.H. Vodkin, and R.J. Novak. 2000. Differentiation of *Aedes triseriatus* (Say) from *Aedes hendersoni* Cockerell (Diptera: Culicidae) by restriction fragment length polymorphisms of amplified ribosomal DNA. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 62(2):193-199.

Reyes, V.F., L.L. Barrientos, M.P. Rodríguez. 2006. Patrón de alimentación de mosquitos (Diptera: Culicidae) transmisores del Virus del Oeste del Nilo, recolectados sobre caballos y humanos en el norte de México. *Revista Veterinaria de México* 37 (4): 407-415.

Rodríguez T., M.L. 1976. Distribución geográfica de los mosquitos de México. Tesis Maestría. Universidad Autónoma de Nuevo León. Facultad de Ciencias Biológicas. Monterrey, N.L. México. 100 p.

Rozeboom, L.E. 1941. Distribution and ecology of the *Anopheles* mosquitoes of the Caribbean Region. *The American Association for the Advancement of Science* 15, 98-107.

Rozeboom, L.E. and W.H. Komp. 1950. A new *Microculex elongatus* from Colombia, with notes on the subgenus. *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 52(3):147-157.

Rubio, P.Y., C. Menare, A. Quinto, M. Magris, M. Amarista. 2005. Caracterización de criaderos de anofelinos (Diptera: Culicidae) vectores de malaria del alto Orinoco, Amazonas, Venezuela. *Entomotropica* 20(1):29-38.

Rueda, L. M. 2004. Pictorial keys for the identification of mosquitoes (Diptera: Culicidae) associated with Dengue virus transmission. *Zootaxa* Magnolia Press. New Zealand. 60 p.

Sanchez, T. 1984. Distribución descriptiva y taxonómica de Culícidos en municipios cercanos a Monterrey. Tesis Maestría. Universidad Autónoma de Nuevo León. Facultad de Ciencias Biológicas. Monterrey, N.L. México. 98 p.

Savage, H.M. and D. Strickman. 2004. The genus and subgenus categories within Culicidae and placement of *Ochlerotatus* as subgenus of *Aedes*. Journal of the American Mosquito Control Association 20(2):208-214.

Schick, R.X. 1970. Mosquito Studies (Diptera, Culicidae). XX. The Terrens group of *Aedes* (*Finlaya*). Contributions of the American Entomological Institute 5(3):158 p.

Shannon, R.C. 1934. The genus *Mansonia* (Culicidae) in the Amazon valley. Proceedings of the Entomological Society of Washington 36(5):99-110.

Solís, A. 1995. Vectores potenciales de la encefalitis en Salinas Victoria, N.L. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma de Nuevo León. Facultad de Ciencias Biológicas. Monterrey, N.L. México. 100 p.

Strickman, D., and R.F. Darsie. 1988. The previously undetected presence of *Culex restuans* (Diptera: Culicidae) in Central America, with notes on identification. Mosquito Systematics 20(1):21-27.

Tamayo C., A. 2007. Identificación de especies de Culícidos hematófagos de la Comarca Lagunera. Tesis Licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro Unidad Laguna. Departamento de Parasitología. Torreón, Coah. México. 67 p.

Taylor, D.V. 1988. Hybridization of *Aedes* (*Protomacleaya*) *zoosophus* with *Ae.* (*Pro.*) *triseriatus* group species: hybrid morphology. Journal of American Mosquito Control Association 4(1):23-28

Tiawsirsup, S., R. Kinley, B.J. Tucker, R.B.Evans, W.A. Howley, and K.B. Platt. 2008. Journal of Medical Entomology 45 (3): 452-457.

Trujillo, J. (1994). Colonización por mosquitos en depósitos artificiales en las zona sur del área metropolitana de Monterrey. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma de Nuevo León. Facultad de Ciencias Biológicas. Monterrey, N.L. México. 80 p.

Vargas, L. 1942. Nota sobre la validéz del *Psorophora (Psorophora) viriscens* Dyar y Knab, 1906. *Revista de Medicina* 22 (407): 80-84.

Vargas, L. 1953. *Megarhinus* de Norteamérica (Diptera: Culicidae). *Revista del Instituto de Salubridad y Enfermedades Tropicales* 13 (1):27-32.

Vargas, L. y A.P. Martínez. 1953. Descripción de *Wyeomyia (Wyeomyia) stonei* n. sp. Y notas sobre otros Sabethini de México. *Revista del Instituto de Salubridad y Enfermedades Tropicales* 13(4):293-307.

Vargas, L. 1956. Anofelinos mexicanos, taxonomía y distribución. Secretaría de Salubridad y Asistencia, Comisión Nacional para la erradicación del paludismo. México. 181 p.

Vargas, L. 1956. Especies y distribución de mosquitos mexicanos no Anofelinos. *Revista del Instituto de Salubridad y enfermedades Tropicales* 16 (1): 19-36.

Vargas, L. 1956. *Psorophora (Psorophora) stonei* n. sp. *Revista del Instituto de Salubridad y Enfermedades Tropicales* 16 (2): 15-16.

Vargas, L. 1956. Algunas diferencias morfológicas entre *Toxorhynchites rutilus* y *T. septentrionalis*. *Revista del Instituto de Salubridad y Enfermedades Tropicales* 16 (4) 33-36.

Vargas, L., A.D. Nájera. 1959. *Haemagogus* mexicanos (Insecta: Diptera) claves para su identificación. *Revista del Instituto de Salubridad y Enfermedades Tropicales* 9 (4): 361-363.

Vargas, L. 1976. Nueva lista de especies de *Anopheles* de México (Culicidae: Diptera). *Revista de Investigación en Salud Pública* 36, 87-91.

Walter Reed Biosystematics Unit (WRBU). 2005. Mosquito Catalog. [En línea] Walter Reed Biosystematics Unit www.wrbu.com [fecha de consluta 15 Mayo 2007].

Ward, R.A., and R.F.Darsie. 1982. Corrections and additions to the publication, Identification and geographical distribution of the mosquitoes of North America, North of Mexico. *Mosquito Systematics* 14(3):209-219.

Ward, R.A., 1982. The Culicidae. Reprinted from *Aquatic Biota of Mexico*. San Diego California University Press. U.S.A. pp 417-429.

Wilkerson, R.C., D. Strickman, I. Fernandez, S. Ibañez. 1993. Clave ilustrada para la identificación de las hembras de mosquitos anofelinos de México y centro América. Secretaría de Salubridad y Asistencia. México. 46p.

Yamaguti, S. 1952. Illustrated keys to the adult Culicine mosquitoes of America North of Mexico with notes on general morphology and biology of genera. Okayama University Medical School 48 p.

Zarate, E.N. 2008. Mosquitos (Díptera, Culicidae) y su asociación con el virus del Oeste del Nilo (WNV) en el municipio de Pesquería, Nuevo León, México. Tesis Licenciatura. Universidad Autónoma de Nuevo León. Facultad de Ciencias Biológicas. Monterrey, Nuevo León, México 1-50.

Zavortink, T.J. 1968. Mosquito Studies (Diptera, Culicidae), VIII. A prodrome of the genus *Orthopodomyia*. *Contributions of the American Entomological Institute* 3 (2): 221 p.

Zavortink, T.J. 1972. Mosquito Studies (Diptera, Culicidae). XXVIII. The new world species formerly placed in *Aedes* (*Finlaya*). *Contributions of the American Entomological Institute* 8 (3): 206.

10. ANEXOS

ANEXO 1.

CÉDULA DE COLECTA

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN*F.C.B.*ENTOMOLOGÍA MEDICA

Colector (es): _____ CatálogoNº. _____

Colecta N°	Mapa N°.	Latitud/Longitud	Fecha:
MX		N/W	
Hora (24 hrs)	Altitud	Temp. Agua (°C)	Estadios colectados
			E 1 2 3 4 P A
Estado	Localidad		Bulbo seco (°C)
			Bulbo húmedo (°C)
<p><i>Tipo de colecta</i></p> <p>01. Inmaduros</p> <p>02. Reposo-Domiciliario</p> <p>03. Reposo-Refugio</p> <p>04. Reposo-Cuevas</p> <p>05. Reposo-Hueco Árbol</p> <p>06. Reposo-Vegetación</p> <p>07. Otros</p> <p>08. Picando</p> <p>09. Red</p> <p>10. Trampas de Luz-N. J.</p> <p>11. Trampa de Luz-SSAM</p> <p>12. Trampa de Luz CDC</p> <p>13. Trampa Cebo Red</p> <p>14. Trampa Cebo-Magoon</p> <p>15. Trampa de Cebo</p> <p>16. Enjambre</p> <p>17. Posándose</p> <p>18. A la luz</p> <p>19. Otros</p> <p><i>Terreno</i></p> <p>Montañoso</p> <p>Cerro</p> <p>Valle</p> <p>Meseta</p> <p>Planicie</p> <p><i>Dist. De las casas</i></p> <p>Cielo</p> <p>Limpio</p> <p>Nublado</p> <p>Obscuro</p> <p>Niebla</p> <p>Niebla espesa</p> <p>Lluvia ligera</p> <p>Lluvia fuerte</p> <p><i>Sombra</i></p> <p>Ausente</p> <p>Parcial</p> <p>Total</p> <p><i>Hospedero</i></p> <p>Humano</p> <p>Caballo</p> <p>Cerdo</p> <p>Vaca</p> <p>Burros</p> <p>Aves</p> <p>otros</p>	<p><i>Ambiente</i></p> <p>01. Bosque lluvioso</p> <p>02. Bosque Perenne</p> <p>03. Bosque Deciduo</p> <p>04. Bosque de Niebla</p> <p>05. Bosque de Pino</p> <p>06. Matorral</p> <p>07. Sabana</p> <p>08. Pradera</p> <p>09. Bosque Pantanoso</p> <p>10. Pantano abierto</p> <p>11. Marisma</p> <p>12. Playa</p> <p>13. Manglar</p> <p>14. Huerto</p> <p>15. Campo de cultivo</p> <p>16. Arrozal</p> <p>17. Bambú</p> <p>18. Urbano</p> <p>19. Rural</p> <p><i>Modif. Ambientales</i></p> <p>Primarias</p> <p>Secundarias</p> <p>Banana</p> <p>Hule</p> <p>Frutales</p> <p>Palomares</p> <p>Otros</p> <p><i>Viento</i></p> <p>Ausente</p> <p>Ligero</p> <p>Moderado</p> <p>Fuerte</p> <p>Altura sobre el Nivel del Mar</p>	<p><i>Hábitat larval</i></p> <p>01. Estanque</p> <p>02. Criadero natural</p> <p>03. Pantano</p> <p>04. Ciénega</p> <p>05. Margen de la Corriente</p> <p>06. Corriente</p> <p>07. Cenote</p> <p>08. Entrada de agua</p> <p>09. Estanque con corriente</p> <p>10. Canal</p> <p>11. Pozo</p> <p>12. Manantial</p> <p>13. Cisterna</p> <p>14. Contenedor artificial</p> <p>15. Llanta</p> <p>16. Hueco de árbol</p> <p>17. Tocon de árbol</p> <p>18. Internodo de bambú</p> <p>19. Humano</p> <p>20. Madriguera animal</p> <p>21. Tocon de Bambú</p> <p>22. Axila de banana</p> <p>23. Axila de Heliconia</p> <p>24. Axila de Bromelia</p> <p>25. Axila tipo Taro</p> <p>26. Axila de Piña</p> <p>27. Planta tipo Jarro</p> <p>28. Fronda de Palma</p> <p>29. Hojas caídas</p> <p>30. Cocos</p> <p>31. Planta</p> <p>32. Marisma</p> <p>33. Caparacho de cangrejo</p> <p>34. Coral</p> <p>35. Huellas</p> <p>36. Zarcos</p> <p>37. Arrozal</p> <p>38. Canal de techo</p> <p>39. Otros</p>	<p><i>Dimensiones del sitio</i></p> <p>mX m</p> <p>m Profundidad</p> <p><i>Tipo de criadero:</i></p> <p>Permanente</p> <p>Temporal</p> <p><i>Movimiento de agua:</i></p> <p>Estacionaria</p> <p>Ligera</p> <p>Moderada</p> <p>Rápida</p> <p><i>Salinidad:</i></p> <p>Dulce</p> <p>Salobre</p> <p><i>Turbidez:</i></p> <p>Limpia</p> <p>Coloreada</p> <p>Turbia</p> <p>Contaminada</p> <p><i>Vegetales acuáticos.</i></p> <p>Subemergente</p> <p>Flotante</p> <p>Emergente</p> <p>Sub & Flotante</p> <p>Sub & Emergente</p> <p>Flot & Emergente</p> <p>Todos los tipos</p> <p><i>Cant. Veg. Aquat.</i></p> <p>Ausente</p> <p>Escasa</p> <p>Abundante</p> <p><i>Algas</i></p> <p>Verdes</p> <p>Cafés</p> <p><i>Densidad de algas</i></p> <p>Ausente</p> <p>Escasa</p> <p>abundante</p>
	Sólidos Disueltos Totales:		
	pH:		
	Especies Presentes:		
	Observaciones:		

ANEXO 2.

CLAVE ILUSTRADA PARA LA IDENTIFICACIÓN DE HEMBRAS ADULTAS DE LOS MOSQUITOS (Díptera: Culicidae) DEL NORESTE DE MÉXICO

SECCIÓN GENÉRICA

1. a) Escutelo redondeado, palpos maxilares tan largos como la proboscis.....*Anopheles*
b) Escutelo trilobulado, palpos maxilares mas cortos que la proboscis.....2

2. a) Proboscis fuertemente curveada ventralmente.....*Toxorhynchites*
b) Proboscis recta o ligeramente curveada.....3

3. a) Borde superior del merón en línea con el borde superior de la coxa III.....4
b) Borde superior del merón por encima del borde superior de la coxa III.....7

4. a) Postpronoto sin sedas*Haemagogus*
b) Postpronoto con sedas5 (Tribu Sabethini)

5. a) Sedas pre-espíraculares ausentes*Limatus durhamii* p. 196
b) Sedas pre-espíraculares presentes6

6. a) Escudo cubierto por escamas color azul-metálico
.....*Sabethes chloropterus* p. 197
b) Escudo cubierto por escamas color café-bronce.....*Wyeomyia*

7. a) Antenas mas largas que la proboscis*Deinocerites pseudus* p. 189
b) Antenas mas cortas que la proboscis8

8. a) Flagelómeros cortos y redondeados, Fémures de las patas medias con un mechón de escamas en el ápice*Aedomyia squamipennis*

Stegomyia

SECCIÓN ESPECÍFICA

Clave para la identificación de hembras adultas de *Anopheles*

1. a) Tarsómeros posteriores cubiertos completamente de escamas oscuras o con escamas blancas sólo en las articulaciones (Subgénero *Anopheles*).....2
b) Tarsómeros posteriores con parte del T2, T3, T4 y T5 cubiertas completamente por escamas pálidas (Subgénero *Nyssorhynchus*).....9
2. a) Fémur, tibia y tarsómeros posteriores completamente cubiertos por escamas oscuras, o con escamas pálidas en algunas articulaciones.....3
b) Fémur, tibia y tarsómeros posteriores cubiertos por escamas oscuras y pálidas.....8
3. a) Tibia posterior con banda apical o parche de escamas pálidas.....*eiseni* p. 143
b) Tibia posterior sin banda apical o parche de escamas pálidas.....4
4. a) Vena Costa (C) cubierta por escamas oscuras.....5
b) Vena Costa (C) con dos o mas manchas de escamas pálidas.....6
5. a) Vena Costa (C) cubierta completamente por escamas oscuras.....*quadrimaculatus* p. 147
b) Vena Costa (C) cubierta por escamas oscuras excepto por la mancha apical.....*bradleyi* p. 141
crucians p. 142
6. a) Palpos completamente cubiertos por escamas oscuras; vena Cúbita (Cu) cubierta por escamas oscuras.....*punctipennis* p. 146
b) Palpos con anillos de escamas pálidas; vena Cúbita (Cu) con secciones de escamas pálidas.....7

7. a) Palpómeros apicales con escamas pálidas.....*pseudopunctipennis* p. 145
 b) Palpómeors apicales cubiertos por escamas oscuras.....*franciscanus* p. 144
8. a) Tergas abdominales II-VII con parches de escamas laterales prominentes.....*punctimacula*
 b) Tergas abdominales II-VII sin parches de escamas laterales prominentes.....*vestitipennis*
9. a) Tarsómero posterior T5 con banda basal de escamas oscuras.....*albimanus* p. 148
 b) Tarsómero posterior T5 completamente cubierto por escamas pálidas.....*argyritarsis*

**Clave para la identificación de hembras adultas de *Aedes*, *Georgecraigius*,
Howardina, *Ochlerotatus* y *Stegomyia***

Los géneros *Aedes*, *Georgecraigius*, *Howardina*, *Ochlerotatus* y *Stegomyia* son incluidos en la misma taxa debido a que las características diferenciales para éstos géneros se hayan en la genitalia masculina y/o en características de la larva, no incluidas en esta clave.

1. a) Tarsómeros posteriores con bandas de escamas pálidas.....2
 b) Tarsómeros posteriores completamente cubiertos por escamas oscuras.....13

2. a) Anillos de escamas pálidas sólo en la parte basal de los tarsómeros
 posteriores.....3
 b) Anillos de escamas pálidas en la parte basal y apical de los tarsómeros
 posteriores.....9

3. a) Proboscis con anillo medio de escamas pálidas (Subgénero *Culicelsa*).....4
 b) Proboscis cubierta de escamas oscuras.....5

4. a) Tergas abdominales con bandas de escamas pálidas transversales; ala cubierta
 de escamas oscuras.....*Oc. taeniorhynchus* p. 156
 b) Tergas abdominales con una línea media longitudinal de escamas pálidas; ala
 con escamas oscuras y pálidas.....*Oc. sollicitans* p. 155

5. a) Anillos basales de escamas pálidas en tarsómeros posteriores delgados 0.2 o
 menos de la longitud del segmento.....*Ae. vexans* p. 149
 b) Anillos basales de escamas pálidas en tarsómeros posteriores gruesos, mas del
 0.3 de la longitud del segmento.....6

6. a) Sección media de la base del fémur posterior completamente blanco.....7
 b) Sección media de la base del fémur posterior con escamas oscuras en la parte
 dorsal y escamas pálidas en la parte ventral del fémur (Género *Stegomyia*).....8

7. a) Escudo con seis líneas longitudinales de escamas amarillas-doradas.....*Hw. quadrivittata* p. 153
b) Escudo con otro patrón de escamación.....*Oc. zoosophus* p. 165
8. a) Escudo con patrón de escamación en forma de lira formado por escamas plateadas o amarillas sobre un fondo de escamas negras.....*St. aegypti* p. 172
b) Escudo con línea acrostical de escamas plateadas sobre un fondo de escamas negras.....*St. albopicta* p. 173
9. a) Anillos de escamas pálidas presentes en tarsómeros T1, T2, T3, T4 y T5....10
b) Anillos de escamas pálidas sólo en tarsómeros T1 y T2.....12
10. a) Ala con escamas blancas y negras mezcladas, usualmente son mas las blancas.....*Oc. campestris* p. 160
b) Ala completamente cubierta por escamas oscuras.....11
11. a) Patrón de escamación del escudo con escamas grises-blancas.....*Gr. epactius* p. 150
b) Escamas sobre el escudo cafés-doradas.....*Oc. amateuri* n. sp p. 157
12. a) Escamas pálidas a lo largo de la línea dorsocentral del escudo llegando hasta el área prescutelar.....*Oc. amabilis* p. 161
b) Sin escamas pálidas sobre la línea dorsocentral del escudo.....*Oc. podographicus* p. 163
13. a) Integumento del escudo con un par de manchas oscuras posterolaterales.....*Oc. bimaculatus* p. 154
b) Integumento del escudo diferente.....14
14. a) Escudo cubierto de escamas negras a excepción de escamas pálidas o amarillas pálidas sobre el área fosal..... 15
b) Escudo cubierto por escamas de otros colores.....16

15. a) Sedas dorsocentrales bien desarrolladas y numerosas; escamas pálidas cubriendo completamente el área fosal del escudo.....*Oc. brelandi* p. 162
 b) Sedas dorsocentrales ausentes o muy pequeñas; escamas pálidas sobre el área fosal sólo en la porción lateral del área fosal.....*Oc. triseriatus* p. 164
16. a) Escudo con línea de escamas pálidas en el área dorsocentral; línea acrostical de escamas oscuras presente (Subgénero *Ochlerottus*).....17
 b) Escudo con otro patrón de escamación.....18
17. a) Manchas de escamas blancas presentes en el ápice de los fémures, mayormente visibles en fémur medio y posterior.....*Oc. trivittatus* p. 159
 b) Manchas de escamas blancas ausentes en el ápice de los fémures.....*Oc. angustivittatus*
18. a) Escudo con parche de escamas plateadas en la parte anterior-media del escudo.....*Oc. scapularis* p. 158
 b) Escudo sin parche de escamas plateadas.....*Oc. dupreei*

Clave para la identificación de hembras adultas de *Haemagogus*

1. a) Pata media con escamas blancas o grises llegando hasta los tarsómeros T2 o T3.....*mesodentatus* p. 152
 2. b) Pata media con escamas plateadas en la parte anterior del segmento..... *equinus* p. 151

Clave para la identificación de hembras adultas de *Psorophora*

1. a) Ala con escamas oscuras y pálidas en todas las venas; fémures con una banda delgada subapical de escamas pálidas (Subgénero *Grabhamia*).....2
b) Ala con escamas mayormente oscuras, sólo unas pocas escamas pálidas sobre la vena Costa (C) y Subcosta (Sc); fémures sin bandas subapicales de escamas pálidas.....5
2. a) Tarsómero T1 de la pata posterior con una banda de escamas pálidas en la base y en la sección media del segmento; escamas pálidas en el ala sin un patrón definido.....*columbiae* p. 166
b) Tarsómero T1 de la pata posterior mayormente cubierto con escamas pálidas; escamas pálidas de las alas siguiendo patrones definidos.....3
3. a) Franja de escamas del ala completamente constituido por escamas oscuras.....*discolor*
b) Franja de escamas del ala con secciones de escamas oscuras y blancas en un patrón alternado.....4
4. a) Tarsómero T1 de la pata posterior es 20% mas corto que el resto de los tarsómeros.....*signipennis* p. 167
b) Tarsómero T1 de la pata posterior aproximadamente alcanza la mitad de longitud del resto de los tarsómeros juntos.....*pruinosa*
5. a) Ápices del fémur y tibia de la pata posterior con escamas rectas, dándole una apariencia pilosa; tarsómero posterior T5 no cubierto completamente con escamas pálidas (Subgénero *Psorophora*).....6
b) Ápices del fémur y tibia de la pata posterior sin escamas erectas, si hubiera unas pocas, el tarsómero de la pata posterior T5 está cubierto con escamas pálidas (Subgénero *Janthinosoma*).....7

6. a) Tarsos de la pata posterior cubiertos completamente con escamas oscuras.....*cilipes* p. 171
 b) Tarsos de la pata posterior con bandas basales de escamas pálidas.....*ciliata* p. 170
7. a) Tarsómeros de la pata posterior cubiertos por escamas oscuras.....*cyanescens* p. 168
 b) Tarsómeros de la pata posterior con algunas escamas pálidas.....8
8. a) Tarsómero T5 de la pata posterior con escamas pálidas, T3 y T4 cubierto con escamas oscuras.....*mexicana*
 b) Tarsómero T5, T4 y ápice del T3 de la pata posterior con escamas pálidas.....*ferox* p. 169

Clave para la identificación de hembras adultas de *Culex*

1. a) Escudo con sedas sobre la línea acrostical; occipucio con escamas delgadas sobre la línea ocular.....2
b) Escudo sin sedas sobre la línea acrostical; occipucio usualmente con escamas gruesas sobre la línea ocular.....14

2. a) Tergas abdominales con bandas de escamas pálidas en el borde basal del segmento (Subgénero *Culex*).....3
b) Tergas abdominales con bandas de escamas pálidas en el borde apical del segmento o completamente cubierto por escamas oscuras.....13

3. a) Tarsómeros de la pata posterior con anillos de escamas pálidas.....4
b) Tarsómeros de la pata posterior cubiertos completamente por escamas oscuras.....8

4. a) Proboscis con anillo completo de escamas pálidas.....5
b) Proboscis sin anillo completo de escamas pálidas.....6

5. a) Fémur y tibia de la pata anterior con línea de escamas pálidas en la parte ventral de los segmentos.....*tarsalis* p. 184
b) Fémur y tibia de la pata anterior cubierta completamente por escamas oscuras.....*stigmatosoma* p. 183

6. a) Esternas abdominales con áreas de escamas oscuras formando triángulos.....*thriambus* p. 185
b) Esternas abdominales sin áreas de escamas oscuras formando triángulos, la mayoría de las escamas son pálidas.....7

7. a) Tarsómero T5 de la pata posterior con anillos de escamas pálidas en la parte basal y apical del segmento, con la parte media de escamas oscuras.....*coronator* p. 176
b) Tarsómero T5 de la pata posterior completamente cubierto por escamas oscuras.....*declarator* p. 177

8. a) Pleurón (parte lateral del tórax) de color café-rojizo.....*erythrothorax* p. 178
 b) Pleurón de color café (no rojizo).....9
9. a) Tergas abdominales sin bandas de escamas pálidas, o con bandas basales muy delgadas.....10
 b) Tergas abdominales con bandas basales de escamas pálidas conspicuas.....11
10. a) Tergas abdominales cubiertas por escamas oscuras a excepción de los parches basolaterales de escamas pálidas en los segmentos V-VII.....*nigipalpus* p. 180
 b) Tergas abdominales con bandas basales de escamas pálidas en los segmentos II-VI, con parches basolaterales de escamas pálidas.....*chidesteri* p. 175
11. a) Tergas abdominales con bandas basales de escamas pálidas redondeadas, con constricciones sublaterales unidas a grandes parches de escamas basolaterales.....*quinquefasciatus* p. 181
 b) Tergas abdominales con bandas basales de escamas pálidas en línea recta, unidas a pequeños parches de escamas basolaterales.....12
12. a) Escudo con un par de manchas de escamas pálidas cerca de la parte media.....*restuans* p. 182
 b) Escudo sin manchas de escamas pálidas.....*interrogator* p. 179
13. a) Tergas abdominales con bandas de escamas pálidas en la parte apical del segmento.....*arizonensis* p. 188
 b) Tergas abdominales cubiertos completamente por escamas oscuras a excepción de pequeños parches de escamas pálidas basolaterales.....*restrictor* p. 174
14. a) Línea ocular cubierta por escamas gruesas; bandas de escamas pálidas presentes en el margen basal de algunas tergas abdominales; pleurón color verde o café-oscuro (Subgénero *Melanoconion*).....15

- b) Línea ocular con algunas escamas gruesas y otras delgadas; tergas abdominales cubiertas completamente por escamas oscuras; pleurón color café claro, con una banda oscura desde la porción media del proepisterno hasta el mesocatepisterno.....*imitator* p. 187
15. a) Mesepimerón con un parche grande escamas pálidas gruesas.....*erraticus* p. 186
 b) Mesepimerón sin parche de escamas pálidas.....15
16. a) Porción inferior del mesepimerón sin escamas.....*educator*
 b) Porción inferior del mesepimerón con escamas.....16
17. a) Presencia de parche de sedas muy pequeñas en la parte posterior de la porción inferior del mesepimerón.....*iolambdis*
 b) Parche de sedas pequeñas en la parte posterior de la porción inferior del mesepimerón ausente.....*inhibitor*

Clave para la identificación de hembras adultas de *Culiseta*

1. a) Tergas abdominales cubiertas completamente por escamas oscuras.....*melanura* p. 191
 b) Tergas abdominales con bandas basales de escamas pálidas.....2
2. a) Tarsómeros de la pata posterior con bandas de escamas pálidas en algunos segmentos.....*particeps* p. 193
 b) Tarsómeros de la pata posterior cubiertos completamente por escamas oscuras.....*inornata* p. 192

Clave para la identificación de hembras adultas de *Mansonia*

1. a) Ápice de la terga abdominal VII con una línea de pequeñas espinas oscuras; superficie ventral de la proboscis mayormente con escamas oscuras.....*titillans* p. 194
- b) Ápice de la terga abdominal VII sin una línea de pequeñas espinas; superficie ventral de la proboscis con un parche de escamas pálidas.....*dyari*

Clave para la identificación de hembras adultas de *Orthopodomyia*

1. a) Base de la vena Anal (A) del ala con escamas oscuras; líneas de escamas en el mesocatepisterno muy delgadas.....*kummi* p. 195
- b) Base de la vena Anal (A) del ala con escamas pálidas; líneas de escamas en el mesocatepisterno gruesas.....*signifera*

Clave para la identificación de hembras adultas de *Wyeomyia*

1. a) Sección basal de la vena Radial 3 del ala (R3) con escamas delgadas (liguladas); tarsómeros de la pata media con escamas pálidas.....*mitchellii* p. 199
- b) Sección basal de la vena Radial 3 del ala (R3) con escamas gruesas; tarsómeros de todas las patas cubiertas por escamas oscuras.....probable *jocosa* p. 198

Clave para la identificación de hembras adultas de *Toxorhynchites*

1. a) Tibia de la pata posterior cubierto por escamas oscuras.....*rutilus* p. 201
- b) Tibia de la pata posterior con escamas doradas.....*grandiosus* p. 200

Clave para la identificación de hembras adultas de *Uranotaenia*

1. a) Tarsómeros de la pata posterior con escamas pálidas.....2
b) Tarsómeros de la pata posterior cubierto completamente por escamas oscuras.....4

2. a) Tarsómero T3 de la pata posterior completamente cubierto por escamas oscuras; escudo con manchas de escamas azuladas antes del área prescutelar.....*geometrica* p. 204
b) Tarsómero T3 con algunas escamas pálidas en el ápice; escudo sin manchas de escamas azuladas.....3

3. a) Integumento del escudo color café oscuro; especies de talla mediana.....*coatzacoalcos* p. 203
b) Integumento del escudo color amarillo con dos manchas grandes color café y una banda color café oscuro que llegan hasta la base de las alas; especies de talla pequeña.....*lowii* p. 205

4. a) Escudo con una línea delgada acrostical de escamas azuladas.....*sapphirina*
b) Escudo sin una línea acrostical de escamas azuladas; presencia de línea de escamas azuladas sobre el paraterguito que se extiende hasta la base del ala.....*syntheta* p. 202

ANEXO 3.

RESUMEN CURRICULAR

Aldo Iván Ortega Morales

Edad: 28 años

Candidato para el Grado de

Doctor en Ciencias Biológicas con Especialidad en Entomología Médica

Tesis: LOS MOSQUITOS DEL NORESTE DE MÉXICO (Díptera: Culicidae)

Fecha de Examen Profesional: Febrero 2010

Estudios de maestría: Maestro en Ciencias con acentuación en Entomología Médica

Institución donde cursó la maestría: Universidad Autónoma de Nuevo León

Tesis: Evaluación de Productos Comerciales de Protección Personal (PCPP) para el control del mosquito *Aedes aegypti* (L.) en Ciudad Guadalupe, N.L. México

Fecha de Examen Profesional: Enero 2006

Lugar donde cursó la maestría: San Nicolás de los Garza, Nuevo León, México

Estudios de licenciatura: Ingeniero Agrónomo Parasitólogo

Institución donde cursó la licenciatura: Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro” Unidad Laguna

Tesis: Líneas de Respuesta Tiempo-Mortalidad del mosquito *Aedes aegypti* (L.) en una población de Torreón Coahuila, México

Fecha de Examen Profesional: Enero: 2003

Lugar donde cursó la licenciatura: Torreón, Coahuila, México