



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA  
DE AGUASCALIENTES

CENTRO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

**TESIS:**

**DESCRIPCIÓN TAXONÓMICA Y GENOTIPIFICACIÓN DE LA ICTIOFAUNA NATIVA  
DEL ESTADO DE AGUASCALIENTES**

**QUE PRESENTA**

**BIOL. KARLA ISELA ARROYO ZÚÑIGA**

**COMO REQUISITO PARA OBTENER EL GRADO DE  
MAESTRÍA EN CIENCIAS VETERINARIAS**

**CO-TUTORES**

**DR. JOSÉ LUIS ARREDONDO FIGUEROA  
DRA. IRENE DE LOS ÁNGELES BARRIGA SOSA**

**ASESOR**

**DR. JOSÉ DE JESÚS LUNA RUÍZ**

**Aguascalientes, Ags., Abril 2015**



**M.C. GABRIEL ERNESTO PALLÁS GUZMÁN**  
**DECANO DEL CENTRO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS**  
**PRESENTE.**

Por medio del presente como Tutor designado de la estudiante **KARLA ISELA ARROYO ZÚÑIGA** con ID **92529** quien realizó la tesis titulada: **Descripción taxonómica y genotipificación de especies de peces nativos del Estado de Aguascalientes** y con fundamento en el Artículo 175, Apartado II del Reglamento General de Docencia, me permito emitir el **VOTO APROBATORIO**, para que ella pueda proceder a imprimirla, y así como continuar con el procedimiento administrativo para la obtención del grado.

Pongo lo anterior a su digna consideración y sin otro particular por el momento, me permito enviarle un cordial saludo.

ATENTAMENTE  
"Se Lumen Proferre"  
Aguascalientes, Ags., a 12 de febrero de 2015

  
**Dr. José Luis Arredondo Figueroa**  
Tutor de tesis



**M.C. GABRIEL ERNESTO PALLÁS GUZMÁN**  
**DECANO DEL CENTRO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS**  
**PRESENTE.**

Por medio del presente como Co-tutor designado de la estudiante **KARLA ISELA ARROYO ZÚÑIGA** con **ID 92529** quien realizó la tesis titulada: **Descripción taxonómica y genotipificación de especies de peces nativos del Estado de Aguascalientes** y con fundamento en el Artículo 175, Apartado II del Reglamento General de Docencia, me permito emitir el **VOTO APROBATORIO**, para que ella pueda proceder a imprimirla, y así como continuar con el procedimiento administrativo para la obtención del grado.

Pongo lo anterior a su digna consideración y sin otro particular por el momento, me permito enviarle un cordial saludo.

ATENTAMENTE  
"Se Lumen Proferre"

Aguascalientes, Ags., a 12 de febrero de 2015

A handwritten signature in blue ink, appearing to be 'Irene de los Angeles Barriga Sosa'.

**Dra. Irene de los Angeles Barriga Sosa**  
Co-tutor



**M.C. GABRIEL ERNESTO PALLÁS GUZMÁN**  
**DECANO DEL CENTRO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS**  
**PRESENTE.**

Por medio del presente como Integrante del Comité Tutorial de la estudiante **KARLA ISELA ARROYO ZÚÑIGA** con **ID 92529** quien realizó la tesis titulada: **Descripción taxonómica y genotipificación de especies de peces nativos del Estado de Aguascalientes** y con fundamento en el Artículo 175, Apartado II del Reglamento General de Docencia, me permito emitir el **VOTO APROBATORIO**, para que ella pueda proceder a imprimirla, y así como continuar con el procedimiento administrativo para la obtención del grado.

Pongo lo anterior a su digna consideración y sin otro particular por el momento, me permito enviarle un cordial saludo.

ATENTAMENTE

"Se Lumen Proferre"

Aguascalientes, Ags., a 12 de febrero de 2015

**Dr. José de Jesús Luna Ruiz**  
Asesor

## AGRADECIMIENTOS

A la **Universidad Autónoma de Aguascalientes** por el financiamiento para estancias de movilidad.

A la **Universidad Autónoma Metropolitana** por permitir el acceso a las instalaciones y uso de equipos durante los periodos de estancia de movilidad académica. Por el financiamiento otorgado para la realización de los análisis genéticos (Proyecto UAM.147.07.03/147.09.01).

Al **Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT)** por la beca otorgada con el número 285640.

A los tutores **Dr. José Luis Arredondo Figueroa, Dra. Irene de los Ángeles Barriga Sosa y Dr. José de Jesús Luna Ruíz**, por todo el apoyo, confianza y paciencia que me otorgaron para realizar un proyecto con la responsabilidad que éste contenía.

Al **Dr. Roberto Rico Martínez** por el apoyo y enriquecimiento en cada seminario de investigación.

**A todos mis compañeros de maestría** por la cálida amistad que me brindaron y el enorme apoyo que recibí de su parte.

ÍNDICE GENERAL

No.	Contenido	Página
	INDICE GENERAL.....	1
	INDICE DE TABLAS.....	2
	INDICE DE FIGURAS.....	3
	ACRÓNIMOS.....	4
	RESUMEN.....	5
	ABSTRACT.....	6
1.	INTRODUCCIÓN.....	7
2.	MARCO TEÓRICO.....	9
2.1	ICTIOLOGÍA.....	9
2.2	BIODIVERSIDAD Y ENDEMISMO.....	9
2.3	SITUACIÓN ACTUAL DEL ESTADO DE AGUASCALIENTES.....	13
2.4	ESPECIES NATIVAS DEL ESTADO DE AGUASCALIENTES.....	14
3.	ANTECEDENTES.....	19
3.1	ESTUDIOS ICTIOLÓGICOS.....	19
4.	PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	30
5.	OBJETIVO GENERAL.....	31
5.1	OBJETIVOS PARTICULARES.....	31
6.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	32
6.1	RECOLECTA DE LAS ESPECIES.....	32
6.2	IDENTIFICACIÓN TAXONÓMICA.....	32
6.3	DESCRIPCIÓN DE LAS ESPECIES NATIVAS A PARTIR DE MARCADORES MOLECULARES.....	34
6.3.1	EXTRACCIÓN DE ADN TOTAL (ADNt) POR EL MÉTODO DE SALES.....	34
6.3.2	AMPLIFICACION DE REGIONES MITOCONDRIALES POR EL MÉTODO DE REACCIÓN EN CADENA DE LA POLIMERASA.....	35
6.3.3	ELECTROFORESIS.....	36
6.3.4	PURIFICACIÓN DE LOS PRODUCTOS AMPLIFICADOS A PARTIR DE REACCIÓN PCR.....	36
6.3.5	CUANTIFICACIÓN DE ADN PURIFICADO.....	37
6.3.6	SECUENCIACIÓN DE REGIONES AMPLIFICADAS.....	37
6.3.7	LECTURA Y ALINEACIÓN DE SECUENCIAS.....	38
6.3.8	ANÁLISIS DE IDENTIDAD, DISTANCIAS GENÉTICAS Y RELACIONES DE LAS ESPECIES DE ESTUDIO.....	38
7.	RESULTADOS.....	39
7.1	RECOLECTA DE ESPECIES.....	39
7.2	IDENTIFICACIÓN TAXONÓMICA.....	41
7.3	DETERMINACIÓN DE SECUENCIAS A PARTIR DE MARCADORES MOLECULARES.....	68
8.	DISCUSIÓN.....	81
9.	CONCLUSIONES.....	86
10.	BIBLIOGRAFÍA.....	87
	ANEXO A.....	96

## ÍNDICE DE TABLAS

No. de Tabla	Contenido	Página
1	Número de especies de peces presentes en las Cuencas de México y el porcentaje de endemismo.....	12
2	Familias y especies de peces dulceacuícolas del estado de Aguascalientes .....	20
3	Código correspondiente a cada especie nativa depositada en la Colección Nacional (CNP) del Instituto de Biología de la UNAM. ....	33
4	Descripción de los sitios de colecta en el Estado de Aguascalientes.....	39
5	Datos morfométricos de <i>Algansea tincella</i> (Valenciennes, 1844).....	44
6	Datos merísticos de <i>Algansea tincella</i> (Valenciennes, 1844).....	45
7	Base de datos de análisis morfométricos para <i>Algansea tincella</i> (Valenciennes, 1844).....	46
8	Datos morfométricos de <i>Yuriria alta</i> (Jordan 1880).....	50
9	Datos merísticos de <i>Yuriria alta</i> (Jordan 1880).....	51
10	Datos morfométricos de <i>Scartomyzon austrinus</i> (Bean 1880).....	54
11	Datos merísticos de <i>Scartomyzon austrinus</i> (Bean 1880).....	54
12	Datos morfométricos de <i>Chirostoma jordani</i> (Woolman, 1894).....	57
13	Datos merísticos de <i>Chirostoma jordani</i> (Woolman, 1894).....	58
14	Datos morfométricos de <i>Poeciliopsis infans</i> (Woolman, 1894).....	61
15	Datos merísticos de <i>Poeciliopsis infans</i> (Woolman, 1894).....	62
16	Datos morfométricos de <i>Goodea atripinnis</i> (Jordan, 1880).....	66
17	Datos merísticos de <i>Goodea atripinnis</i> (Jordan, 1880).....	67
18	Base de datos de los organismos utilizados para extracción de tejido. ....	68
19	Protocolo de amplificación para el gen mitocondrial r16S. ....	69
20	Número de especímenes analizados por especie (sexo y sitio de colecta), secuencias homólogas del gen r16S de especies relacionadas y su número de acceso de Genbank (NCBI).....	72
21	Sitios variables de la región del gen r16S analizados y los números de acceso Genbank de los haplotipos resueltos .....	74
22	Distancias genéticas con el modelo Tamura-Nei calculadas para las especies nativas, grupos hermanos y los grupos externos ..	77

ÍNDICE DE FIGURAS

No. de Figura	Contenido	Página
1	Mapa mundial indicando la distribución de los diferentes órdenes de peces teleósteos, con énfasis en los presentes en el territorio nacional. ....	11
2	Mapa base de la hidrología del estado de Aguascalientes .....	14
3	Variables Morfométricas y merísticas. ....	34
4	Genoma mitocondrial resaltando la subunidad mitocondrial r16S utilizada para su amplificación en el presente estudio. ....	36
5	Localización de los puntos de muestreo en el Estado. ....	40
6	Lerneia sp extraído de una especie nativa encontrada en Potrero de los López. ....	41
7	Conformación intestinal de la especie <i>Algansea tincella</i> (Valenciennes, 1844). ....	43
8	Comparación de los datos morfométricos obtenidos por Barbour y Miller (1978) y los análisis recolectados en el presente estudio para <i>A. tincella</i> . ....	47
9-A	Boca subterminal en <i>Scartomyzon austrinus</i> . ....	52
9-B	Labios con pliegues paralelos en <i>Scartomyzon austrinus</i> . ....	52
10	Poros de escama de la línea lateral de <i>C. jordani</i> . ....	56
11	Hocico de <i>C. jordani</i> . ....	56
12	Gonopodio del macho de <i>Poeciliopsis infans</i> (Woolman, 1984). ....	60
13	Dientes mandibulares de <i>Goodea atripinnis</i> (Jordan, 1880). ....	64
14	Bandeo de la amplificación del gen r16S en el gel de agarosa 1%. ....	70
15	Alineamiento de las secuencias correspondientes a cada especie en estudio con el software MEGA v6.0. ....	71
16	Diferencias morfológicas entre dos poblaciones de <i>Goodea atripinnis</i> . ....	75
17	Cladograma obtenido por Inferencia Bayesiana (modelo GTR+G) de las especies nativas y grupos externos. ....	78
18	Topología obtenida por Máxima parsimonia con el método Heurístico con 1000 réplicas de Bootstrap. ....	79
19	Cladograma obtenido por Máxima Verosimilitud (modelo GTR+G) de las especies nativas y grupos externos. ....	80

ACRÓNIMOS

%	Por ciento	ADNmt	Ácido Desoxiribonucleico mitocondrial
Km <sup>2</sup>	Kilómetros cuadrados	TAE	Tris-Ácido Acético-EDTA
mm	Milímetros	ARN	Ácido Ribonucleico
m	Metros	ddH <sub>2</sub> O	Agua bi-distilada
cm	Centímetros	mg/L	Miligramo/Litro
Cit b	Citocromo b	msnm	Metros sobre el nivel del mar
RAPD	ADN polimórfico amplificado al azar	T° amb	Temperatura ambiental
ND2	Subunidad 2 NADH deshidrogenasa	T°	Temperatura del agua
ND4	Subunidad 4 NADH deshidrogenasa	agua	
ND5	Subunidad 5 NADH deshidrogenasa	%O <sub>2</sub>	Porcentaje de oxígeno en el agua
ARIMA	Modelo Autorregresivo integrado de media móvil	[O <sub>2</sub> ]	Concentración de oxígeno en el agua
r16S	Subunidad ribosomal 16S	M	Macho
PCR	Reacción en Cadena de la Polimerasa	H	Hembra
RFLP's	Polimorfismos de Longitud de Fragmentos de Restricción	J	Juvenil
ADNt	Ácido Desoxiribonucleico total	pb	Pares de bases
mg	Miligramos		
mM	Milimolar		
HCl	Ácido Clorhídrico		
EDTA	Etil-Diamino-Tetra Acético		
NaCl	Cloruro de Sodio		
µL	Microlitros		
µg/mL	Microgramos/mililitro		
h	Hora		
°C	Grados Centígrados		
min	Minutos		
rpm	Revoluciones por minuto		
u	Unidades		
MgCl <sub>2</sub>	Cloruro de Magnesio		
s	Segundos		

## RESUMEN

En los últimos años, los ecosistemas acuáticos mexicanos han sufrido importantes alteraciones que han afectado a la ictiofauna nativa. La introducción de peces exóticos agresivos, la contaminación de los recursos hídricos y el cambio climático global, han alterado el hábitat de las especies existentes tanto de los océanos como las aguas continentales. Por esta razón, actualmente los investigadores se han dado a la tarea de conocer el listado de especies nativas que habitan en México, con énfasis en la descripción taxonómica. No obstante, en la actualidad se han implementado técnicas de biología molecular, para un manejo apropiado de los recursos genéticos. En el estado de Aguascalientes, en el año de 1981 se reportó la presencia de 12 especies de peces nativos, y para 1996, cinco de ellas fueron consideradas extirpadas, lo que significa que en tan sólo 15 años se perdió el 58% de la biodiversidad de peces nativos. El objetivo del presente estudio fue coleccionar y caracterizar, con bases taxonómicas y herramientas moleculares a las especies de peces nativos del estado de Aguascalientes. Se realizó la recolecta de las especies de peces nativos en siete sitios: a) Potrero de los López, b) Arroyo Agua Zarca, c) Río San Pedro, d) Presa Abelardo Rodríguez, e) Presa la Codorniz, f) Río Chilerillo y g) Presa Chichimeco. Los organismos fueron identificados y se cortó un fragmento de músculo de la parte posterior del poro anal para la extracción de ADNt y amplificación de la subunidad mitocondrial ribosomal r16S por la técnica de PCR. Las secuencias obtenidas se analizaron a partir de estimaciones de distancias genéticas e inferencias filogenéticas con especies cercanas. Como resultado del muestreo en los siete puntos establecidos, se logró la identificación taxonómica de seis especies nativas: dos de la familia *Cyprinidae* (*Algansea tincella* y *Yuriria alta*), una de la familia *Catostomidae* (*Scartomyzon austrinus*), una de la familia *Atherinopsidae* (*Chirostoma jordanii*), una de la familia *Poeciliidae* (*Poeciliopsis infans*) y una de la familia *Goodeidae* (*Goodea atripinnis*). Los resultados de las secuencias obtenidas para el gen r16S (438 pb) para cada una de las especies estudiadas permitió corroborar su identidad genética resolviendo distancias genéticas interespecíficas que fluctuaron entre 1% y 1.46%. Así mismo, las herramientas filogenéticas de Inferencia Bayesiana, Máxima Parsomonia y Máxima Verosimilitud soportan las cercanas relaciones entre las especies estudiadas y los taxa utilizados como grupos hermanos, resolviendo clados monofiléticos para cada una de las familias estudiadas. Con este estudio se resalta la importancia que tiene el uso de marcadores moleculares y la aplicación de técnicas filogenéticas para dar soporte a la correcta identificación de especies nativas.

**Palabras clave:** Peces nativos, genotipificación, gen mitocondrial r16S, filogenia, Aguascalientes.

## ABSTRACT

Mexican aquatic ecosystems have been seriously affected during the last years, which have had an impact on native ichthyofauna. Factors such as the introduction of exotic and aggressive fishes, the contamination of hydric resources and the global change weather, have impacted the natural habitat of aquatic native species in the oceans as well in continental waters. For this reason nowadays researches have oriented their work in studying the native fish species that inhabit in México, with special emphasis in their taxonomic identification. Nevertheless, molecular biology technics have been implemented in order to conduct an assertive management of genetic resources. In 1981 and for the state of Aguascalientes the presence of 13 native freshwater fish species were reported, and by 1996, five of them were considered extirpated, meaning that only in a period of 15 years a 58% of fish diversity was lost. The goal of the present study was to collect, identify, genotype and describe the phenotype of the native fish of Aguascalientes. The collection of fishes was realized in seven points of the State: a) Potrero de los López, b) Arroyo Agua Zarca, c) Río San Pedro, d) Presa Abelardo Rodríguez, e) Presa la Codorniz, f) Río Chilerillo and g) Presa Chichimeco. The organisms were taxonomically identified. A small fragment of posterior muscle of the anal pore was utilized for tADN extraction and the amplification of the mitochondrial r16S gene by PCR was conducted. The resolved sequences were analysed by means of genetic distance estimates and phylogenetic inferences to closely related species. The results from the sampling in the seven locations allowed the taxonomic identification of six native fish species: two of the family *Cyprinidae* (*Algansea tincella* and *Yuriria alta*), one of the *Catostomidae* (*Scartomyzon austrinus*), one of the *Atherinopsidae* (*Chirostoma jordanii*), one of the *Poeciliidae* (*Poeciliopsis infans*) and one of the *Goodeidae* (*Goodea atripinnis*). The results of the compiled sequences of the r16S gene (396 bp) and for each one of the studied species allowed to corroborate their genetic identity by resolving genetic inter-specific distances that ranged from 1% to 1.46%. In the same manner, the phylogenetic tools Bayesian inference, Maximum Parsimony and Maximum likelihood support the close relations between the studied species and their related taxa, resolving monophyletic clades for each one of the fish family studied. This study shows the relevance of using genetic markers and phylogenetic approaches to validate the correct identity of native fish species.

**Keywords:** *Native fish, genotypify, mitochondrial r16S gen, Phylogeny, Aguascalientes.*

## 1. INTRODUCCIÓN

En México y durante los últimos 20 años, se ha manifestado un impacto marcado sobre la sobrevivencia de las especies acuáticas nativas. La modificación del hábitat, la introducción de especies exóticas agresivas, la contaminación de los recursos hídricos y el cambio climático global, han afectado a la mayoría de las especies que viven tanto en los océanos, en las zonas costeras y las aguas epicontinentales. Debido a esto, se hace necesario realizar estudios tendientes a conocer en principio el listado de especies nativas que habitan en el territorio nacional; así también, como conocer su estatus taxonómico y las historias vida de los organismos, para tener una idea precisa de cómo se encuentran en la actualidad las poblaciones de estas especies.

En el estado de Aguascalientes, estudios previos reportan la presencia de 23 especies de peces en el año de 1981 (Rojas, 1981) de éstas, 13 son especies de peces nativos. Posteriormente, en el año de 1996 (Martínez y Rojas, 1996), cinco de ellas fueron consideradas como extirpadas, quedando solamente ocho en existencia. Esto significa que tan solo en un periodo corto de 15 años, el 58% de las especies nativas de peces desaparecieron del Estado.

También, se ha observado un cambio en los niveles de precipitación en los últimos años, así como la presencia de periodos de sequía prolongados, que ha repercutido en los cuerpos de agua presentes en el Estado (CONAGUA, 2011). El daño antropogénico ha afectado seriamente a los manantiales, ya que han sido alterados por el hombre ejerciendo una presión que impacta de manera directa a las especies acuáticas nativas que ahí habitan; los cauces de los ríos han perdido sus niveles, propiciando con ello que las especies nativas no encuentren un lugar adecuado para su sobrevivencia.

Otra repercusión, es que las presas del estado han perdido sus niveles de retención de agua y durante la época de estío algunas pequeñas presas se han secado completamente, comprometiendo así a la fauna acuática.

Esta situación se considera crítica y conlleva a una pérdida constante de biodiversidad. Para aminorar (puesto que será imposible detener este efecto a partir de un solo trabajo) este efecto, es necesario tratar de recuperar a las poblaciones en riesgo a través de estudios científicos serios que permitan conocer y preservar estos genomas.

En el presente estudio se destaca la importancia que tiene la correcta identificación taxonómica de las especies, el uso de marcadores moleculares y las herramientas de la sistemática filogenética, como base para delimitar a los *taxa* y propiciar un adecuado manejo y conservación de los recursos genéticos, particularmente de las especies de peces nativos que permita a mediano plazo coadyuvar en la recuperación de poblaciones presentes en los cuerpos de agua continentales en el estado de Aguascalientes.



## 2. MARCO TEÓRICO

### 2.1. Ictiología

La ictiología es la rama de la zoología dedicada al estudio de los peces, término que se viene utilizando desde tiempos de Aristóteles (384-322 a.C.), quien hizo los primeros registros de especies de peces encontrados en esa época. En México, existen registros del conocimiento de la fauna íctica desde los tiempos prehispánicos, en especial de los peces nativos. Algunos de los peces se conocen desde el *Systema Naturae* de Linneo, debido a que muchas de las especies descritas en dichos trabajos, se distribuyen también, en el territorio Mexicano, principalmente los registros realizados por Artedi (1705-1735), discípulo de Linneo, que a su corta edad fue nombrado “Padre de la ictiología moderna” (Espinosa-Pérez, 1993).

Los peces son el grupo de vertebrados más abundante en este planeta, además, de los más diversos en cuanto al número de especies, formas y hábitat. En forma amplia, se define a un pez como un vertebrado acuático, poiquilotermo (de sangre fría), que respira por medio de branquias y con extremidades en forma de aletas (Espinosa-Pérez, 1993). Los peces continentales son significativos desde el punto de vista zoogeográfico, ya que son incapaces de escapar de los sistemas de las cuencas en donde se hallan confinados. Solo pueden dispersarse, cuando ocurren cambios fisiográficos o anastomosis de ríos, de tal manera que en general, los antiguos modelos de distribución han cambiado con el tiempo (De la Vega-Salazar y col., 2003).

### 2.2. Biodiversidad y endemismo

Se ha calculado que en el mundo existen aproximadamente 8,411 especies de peces continentales. Aproximadamente 950 se localizan en Norteamérica; 2,200 en Sudamérica; 250 en Europa; 1,500 en Asia; 230 en Australia y 1,800 en África. En México, se han calculado más de 500 especies (Contreras-Balderas y col., 2008a).

En la **Figura 1**, se presentan los diferentes órdenes de peces teleósteos presentes en las aguas continentales en todo el mundo, haciendo una especial referencia a los que habitan en el territorio mexicano.

La ubicación de México y su topografía accidentada han favorecido en desarrollo de una gran diversidad de cuerpos de agua, así como de una biota diversificada y rica en

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

especies nativas; en contraste con los países del norte como Estados Unidos y Canadá, que juntos son diez veces más grande que México en extensión territorial y que además cuentan con grandes recursos de agua superficial. A pesar de su tamaño más pequeño, México contiene una gran diversidad biológica. Se estima, que en su territorio se encuentra cerca de 10% de las especies que se conocen en la Tierra, pero su riqueza biológica no sólo radica en su diversidad, sino también en el hecho de que un elevado número de especies son endémicas.

Así, México abarca la quinta parte del área continental de Estados Unidos, pero contiene una fauna rica y diversificada, compuesta de 506 especies y 47 familias. Esto representa cerca de 60% de las especies de América del norte; es decir, 6% de las especies conocidas en el planeta, lo que habla de la importancia de la ictiofauna de México (De la Vega-Salazar y col., 2003).

Dentro del territorio nacional se encuentra la cuenca Lerma-Chapala-Santiago, que debido a su situación geográfica en el centro del país, goza de caracteres propios, que dan lugar a que la fauna ictiológica formada principalmente por especies típicas y exclusivamente mexicanas. Esta cuenca se aprecia como una de las más importantes, ya que tiene una extensión de 123,370 km<sup>2</sup> y abarca amplias porciones del estado de México, norte de Michoacán, sureste de Querétaro, sur de los estados de Guanajuato, Jalisco, Aguascalientes, Zacatecas, Durango y Nayarit. Esta región, se ha caracterizado tradicionalmente por una gran explotación de recursos naturales entre los que se encuentran las pesquerías artesanales.

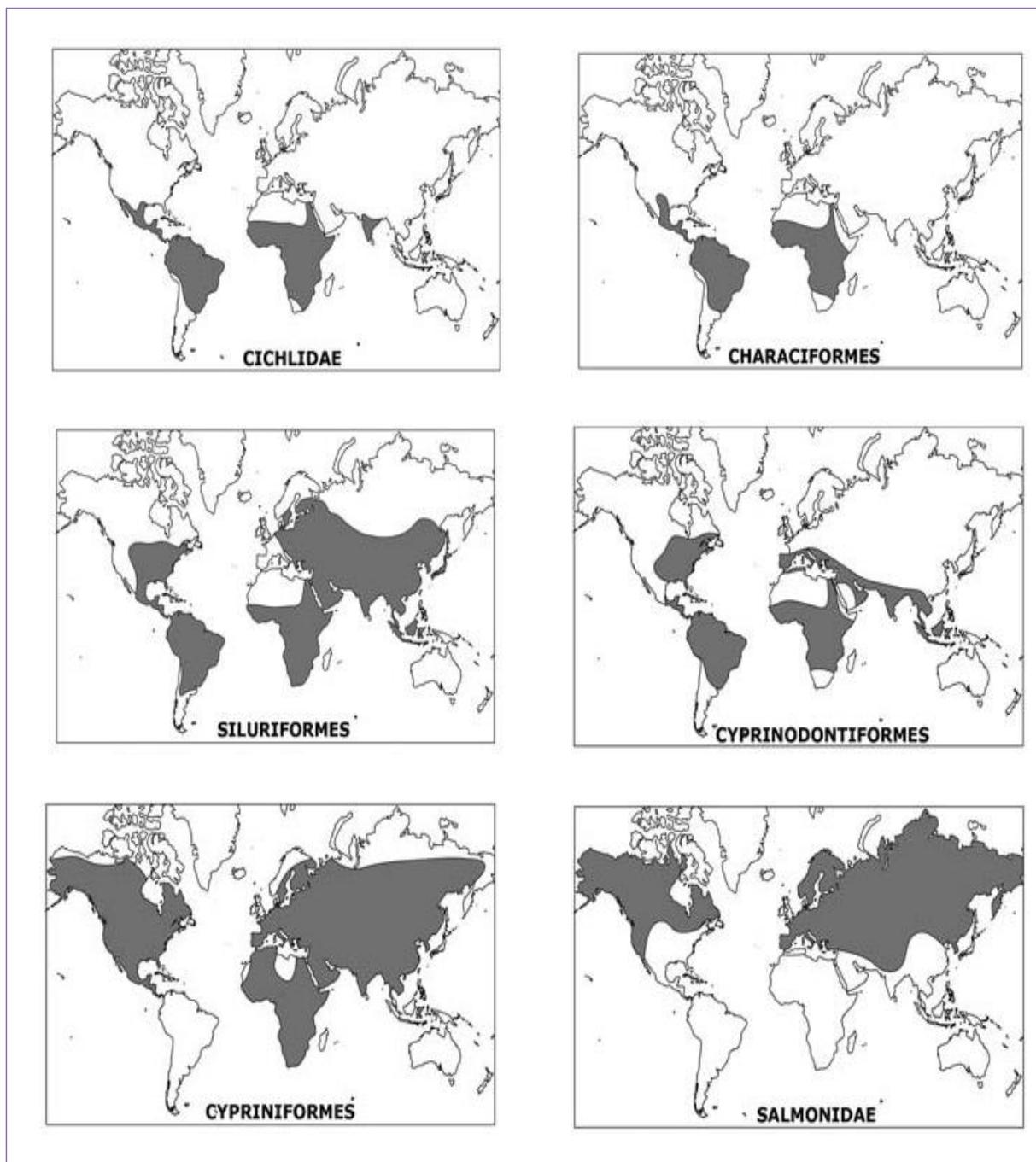


Figura 1. Mapa mundial indicando la distribución de los diferentes órdenes de peces teleósteos, con énfasis en los presentes en el territorio nacional (Léveque y col., 2008).

Entre los géneros más representativos de esta cuenca se tiene a los Cíclidos con 40 especies, Ciprínidos con 25, Atherinopsidos con 19, Poecílidos con 19, y Ciprinodóntidos con 18 especies (De la Vega-Salazar y col., 2003). También, se destaca la presencia de un grupo autóctono característico de nuestra ictiofauna, la familia *Goodeidae*, con cerca de 40 especies, de las que 37 son endémicas, al igual que los representantes de las familias: *Cyprinidae* con 40 especies endémicas, *Poeciliidae* con 39 especies endémicas, *Atherinopsidae* con 25 especies endémicas, *Cyprinodontidae* con 19 especies endémicas y *Cichlidae* con 23 especies endémicas. Estos datos se resumen en el **Tabla 1**.

**Tabla 1.** Número de especies de peces presentes en las Cuencas de México y el porcentaje de endemismo en cada una de ellas (De la Vega-Salazar y col., 2003).

CUENCA	TOTAL DE ESPECIES	% DE ENDEMISMO
Lerma-Santiago	57	58
Usumacinta-Grijalva	72	36
Pánuco	75	30
Ameca	20	30
Balsas	20	35
Papaloapan	47	21
Conchos	34	21
Tunal	13	62
Coatzacoalcos	53	13

La gran diversidad de la fauna continental en México, se debe a la conjunción de varios factores tales como: 1) la fauna de peces deriva de las regiones Neártica y Neotropical; 2) la gran variedad en la geografía física; 3) la importante fauna del río Lerma; 4) la adaptación de varios grupos marinos a corrientes de agua dulce; y 5) la presencia de grandes sistemas de lagos que en su conjunto han favorecido el desarrollo de una gran variedad de cuerpos de agua, así como una fauna dulceacuícola diversa y rica en especies nativas (De la Vega-Salazar y col. 2003).

### 2.3. Situación actual del Estado de Aguascalientes

Aguascalientes se ubica en la región Centro-Norte del país, colinda al norte con Zacatecas y al sur con Jalisco. Su principal río es el San Pedro (o río Aguascalientes), que atraviesa el Estado por el centro. Su cauce sólo lleva agua unos meses al año durante la temporada de lluvias, y no es constante. Otro río importante es el Calvillo, en el municipio del mismo nombre, cuyo suelo no permite la construcción de grandes presas. Ambas subcuencas llenan prácticamente todo el estado, y desaguan en el río Santiago, que corresponde a la cuenca más importante desde el punto de vista ictiofaunístico (**Figura 2**).

La fauna de peces epicontinentales de Aguascalientes, no es conspicua en su diversidad y muestra bajo grado de endemismo. En 1996, se reportó que cinco especies nativas que habitaban en el estado están ahora extintas, y seis especies endémicas aún existentes corren un alto riesgo de ser eliminadas de la región, ya que tienen actualmente un número limitado de poblaciones. La escasa cantidad de agua, la calidad del hábitat y la introducción de especies exóticas, son los principales componentes del problema de desaparición de especies (Martínez y Rojas, 1996).

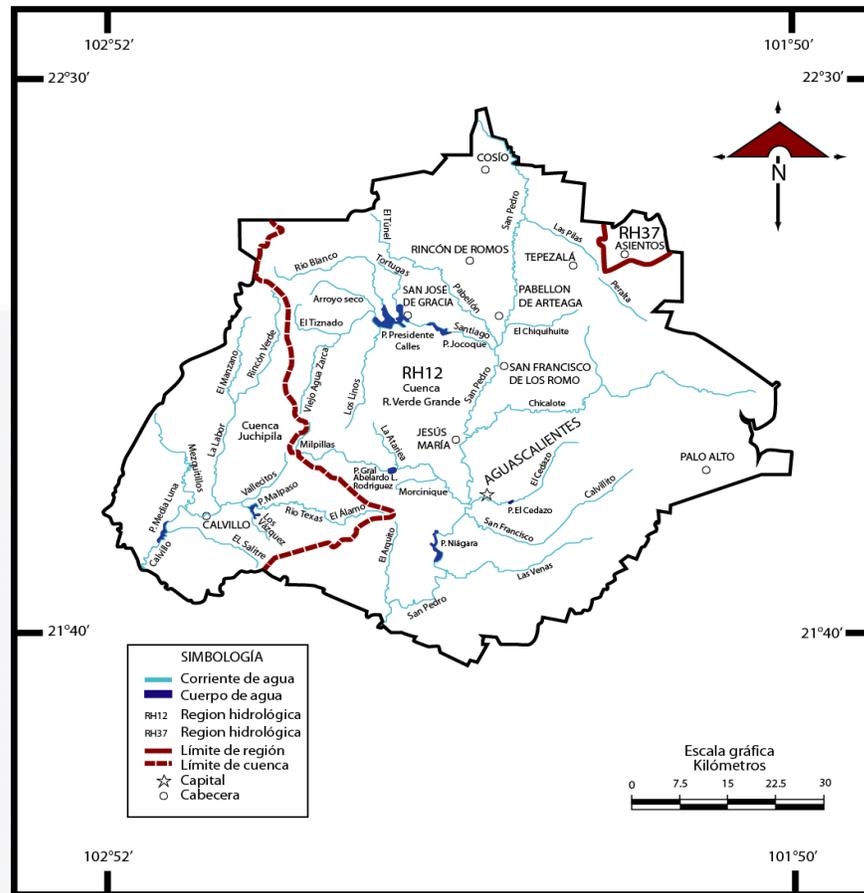


Figura 2. Mapa base de la hidrología del estado de Aguascalientes (modificado de CONABIO, 2006).

#### 2.4. Especies nativas del Estado de Aguascalientes

En los últimos estudios realizados en el Estado de Aguascalientes, se reportó la presencia de la especie nativa *Algansea monticola*, encontrada en el Río Calvillo en el año de 1981, y es hasta en el año 1996, cuando se reportó la extirpación de especies como *Melaniris crystallina*, *Chirostoma arge*, *Xenotoca variata* y *Notropis calientis* (Miller, 2005). En 1970, Álvarez del Villar reportó la presencia de otra especie nativa en el Río Verde de Aguascalientes, *Melaniris crystallina*, en 1972, se encuentra a *Allotoca dugesii* en el Río Chicalote y a la especie *Poeciliopsis infans* en los Ríos Calvillo y Morcinique (Contreras-Balderas, 1978).

En 1986, Miller y Smith sugieren que especies de la familia *Goodeidae* fueron los primeros en entrar a la cuenca ancestral del Río Lerma; además indican que integrantes de la familia *Atherinopsidae* se diversificaron en un nuevo género que actualmente se renombra como *Menidia*, que puede ser considerado como contemporáneo de los primeros Godeidos.

A continuación se describen las principales familias y especies nativas presentes en el Estado.

#### Familia *CYPRINIDAE*

Constituye una de las familias de peces más grandes y diversas, con más de 2,000 especies, que muestran una gran variedad de adaptaciones especies y que habitan en casi todas las aguas continentales de Norteamérica. La mayoría de los Ciprínidos son pequeños, normalmente de 30 a 75 mm de longitud, aunque algunos crecen hasta los 2.5 m o más. Todos los integrantes de esta familia tienen de una a tres hileras de dientes faríngeos y mandíbulas sin dientes. En Norteamérica, la familia está dividida en dos linajes principales: Leuciscinae y Cyprininae, que comprenden aproximadamente 50 géneros y casi 300 especies; 90 especies se encuentran presentes en México, siendo 45 especies endémicas (Miller y col., 2009).

La familia *Cyprinidae* es abundante hacia el Norte de México, y sus miembros son presas disponibles para muchos peces y otros animales depredadores, así como algunas especies son usadas para consumo humano, como la carpa común (*Cyprinus carpio*), el pez dorado (*Carassius auratus*) y la carpa herbívora (*Ctenopharyngodon idella*), siendo éstas tres especies exóticas para México (Miller y col., 2009). Esta familia está representada en Aguascalientes por dos especies que a continuación se detallan.

*Algansea tincella* (Valenciennes, 1844). Esta especie se encuentra ampliamente distribuida en las cuencas endorreicas de la Cuenca de México y del Río Grande de Morelia, y en la vertiente del Pacífico en aguas del río Lerma y en la cuenca del río

Pánuco. Ubicada en una amplia variedad de hábitats, desde arroyos hasta grandes lagos con agua corriente. En cuanto a su biología desova entre los meses

*Yuriria alta* (Jordan 1880). De acuerdo con Miller y col. (2009), esta especie es nombrada comúnmente como “carpa blanca” y presenta una distribución desde la Vertiente del Pacífico, en particular se encuentra en la cuenca del río Lerma, el río Grande de Santiago y en el río Armería, pero no en el lago de Chapala. Sin embargo, se ha reportado la presencia de la especie en los estados de Aguascalientes, Guanajuato, Jalisco, México, Michoacán y Zacatecas. Su hábitat consiste en arroyos de agua clara y corriente moderada.

#### Familia *CATOSTOMIDAE*

Esta familia se comprende de 14 géneros y se han descrito aproximadamente 68 especies. La particularidad de las especies que conforman la familia *Catostomidae*, es la presencia de la boca en posición ventral y extensible con labios gruesos. Debido a esto, su alimentación está basada principalmente de material en el sustrato con un comportamiento de succión o aspirado por vacío (Miller y col., 2009). Todos los integrantes de esta familia son poliploides, por lo tanto su cariotipo se conforma de una tetraploidía adquirida por una ancestría similar a un ciprínido. En el Estado se tiene registrada la presencia de una especie.

*Scartomyzon (Moxostoma) austrinus* (Bean 1880). Su nombre común es Matalote chuime. Presenta una distribución desde la Vertiente del Pacífico, en específico, pertenece a la cuenca de los ríos Lerma-Grande de Santiago y en la cuenca del río Conchos. Esta especie habita en cauces de ríos grandes con corriente moderada, arroyos pequeños con profundidades de 0.5 a 3.0 metros, se encuentran en arroyos que pueden convertirse estacionalmente en estanques aislados. Su vegetación consiste, principalmente, en aglas verdes que se filtran al sustrato.

#### Familia *ATHERINOPSIDAE*

Se compone de aproximadamente 170 especies que habitan aguas templadas a tropicales, con varios géneros confinados al agua marina y algunos capaces de vivir en ambos hábitat. Algunos miembros son conocidos como charales, por lo que tienen

importancia pesquera, aunque la mayoría de las pesquerías dulceacuícolas de México están en declive. La mayoría de las especies son de tamaño pequeño a mediano (hasta unos 30 cm de longitud total), presentan cuerpo esbelto y comprimido; también se caracterizan por una banda lateral plateada ancha, una boca generalmente pequeña con dientes débiles y no presentan línea lateral (Miller y col., 2009). Una especie es abundante en el estado de Aguascalientes, que ha continuación se describe.

*Chirostoma jordani* (Woolman, 1894). Se distribuye en la vertiente del Pacífico, en la cuenca del Río Lerma, Río Grande de Santiago y Río Ameca. Su hábitat se distingue por la presencia de aguas claras, turbias o lodosas en lagos, ríos, pozas, canales y presas, en profundidades de 1 m, en relación a su biología reproductiva se ha observado que comienza desde Febrero hasta finales de Agosto, se considera que es abundante en el Lago de Chapala. Su tamaño máximo reportado es de 91 mm de longitud patrón (Miller, 2005).

#### Familia *POECILIIDAE*

Se constituye de 22 géneros y 180 especies, siendo los representantes de esta familia de talla pequeña, de 37 a 70 mm de longitud patrón. Los machos presentan modificación de los radios anales (3 a 5) por medio del cual llevan a cabo una fecundación interna y las hembras dan a luz a sus crías vivas. Los caracteres gonopodiales se usan ampliamente con fines taxonómicos (Miller y col., 2009).

Las hembras grávidas pueden producir varias camadas sucesivas estando aisladas de los machos hasta 10 meses o más, por un proceso llamado retención de esperma. Algunas especies muestran superfetación, de modo que dos o más camadas en diferentes etapas de desarrollo coexisten en una sola hembra (Miller y col., 2009).

Los Poeciliidae se distribuyen de Estados Unidos hasta el noroeste de Argentina. Una especie es presente en el Estado y se describe a continuación.

*Poeciliopsis infans* (Wolman, 1894). Se distribuye en la Vertiente del Pacífico, la cuenca del río Lerma-Grande de Santiago y ríos Ameca, Armería, Coahuayana y Balsas; Vertiente del Atlántico, cuenca del río Pánuco. Esta especie es de amplia tolerancia ecológica, encontrándose en lagos, ríos, estanques, manantiales cálidos a calientes, arroyos y canales, prefieren aguas tranquilas y someras cerca de márgenes lacustres o

fluviales con agua clara o turbia o muy lodosa de profundidad hasta 0.6 m. Su época reproductiva comprende de enero a junio. La longitud patrón máxima conocida es de 68 mm (Miller y col., 2009).

#### Familia *GOODEIDAE*

Son peces vivíparos, endémicos los elementos dulceacuícolas mexicanas, cuya distribución se limita prácticamente a la parte del Altiplano mexicano (Mesa Central) al que pertenece el Estado de Aguascalientes. Comprendiendo poco menos de 40 especies, los goodeidos son el elemento dominante de la distintiva ictiofauna del río Lerma. Exhiben una divergencia importante en sus adaptaciones tróficas a los hábitat más diversos como manantiales calientes y fríos, humedales, lagos, arroyos, grandes ríos y canales (Miller y col., 2009).

La familia Goodeidae posee una estructura urogenital muscular, que se cree funciona como un órgano intromitente, placenta trofoténicas en todas las especies, en el macho, los primeros seis a ocho radios de la aleta anal son cortos y apiñados, presenta espermatozeugmas (haces de espermatozoides, no espermátóforos) con las cabezas enterradas y las colas orientadas periféricamente, el dimorfismo sexual es marcado; los machos suelen ser menores que las hembras y presentan bifurcación en la aleta anal. Los adultos de esta familia, alcanzan un tamaño de 60 a 220 mm de longitud total (Miller y col., 2009). Una especie dominante en el estado es descrita a continuación.

*Goodea atripinnis* (Jordan 1880). Se distribuye en la vertiente del Pacífico, en los ríos Lerma-Santiago, tributarios del Río Pánuco. En cuanto a su hábitat se ha encontrado en lagos, estanques, pozas temporales, corrientes, de profundidades de hasta 1.7 m, en aguas claras, turbias o lodosas con zonas de vegetación dispersa, principalmente algas verdes. En ocasiones se encuentra en arroyos con corrientes moderadas o suaves. En cuanto a su biología, se alimenta de algas filamentosas, microcrustáceos, y moluscos, poseen una mandíbula extensible con dientes bífidos, además de sus numerosas branquiespinas útiles para la filtración de las algas. Su etapa reproductiva es larga ya que se presenta desde el mes de enero hasta el mes de julio. Es un pez prolífico, las hembras pueden producir hasta 167 crías. Su tamaño máximo es de 200 mm. Estos peces nadan desde la zona media hasta el fondo, alimentándose durante el día de invertebrados que crecen ahí, formando cardúmenes en el fondo (Miller y col, 2009).

### 3. ANTECEDENTES

#### 3.1. Estudios ictiológicos

Los estudios ictiológicos realizados en Aguascalientes han sido amplios, pero limitados sólo a los aspectos relacionados con la taxonomía, sistemática, filogenia y zoogeografía. El primer antecedente de que se tenga memoria es el trabajo realizado por Jordan y Snyder, en 1899, que reportaron la presencia de ocho especies nativas presentes en el Río Verde de Aguascalientes, agrupadas en cuatro familias: dos miembros de la familia Atherinopsidae (*Chirostoma arge* y *Chirostoma jordanii*); dos de la familia Goodeidae (*Goodea atripinnis* y *Xenotoca variata*); tres de la familia Cyprinidae (*Notropis calientis*, *Algansea tincella* y *Yuriria alta*) y una de la familia Castostomidae (*Moxostoma austrinum*).

En 1970, Álvarez del Villar, reportó otra especie nativa en el Río Verde descrita como *Melaniris crystallina*. En 1972, Fitzsimmons, identificó a *Allotoca dugesii*, en el Río Chicalote, al Norte de estado. En 1978 Contreras-Balderas, describió *Poeciliopsis infans* presente en el Río Calvillo y Río Morcinique, ambas cuencas pertenecientes al Río Verde.

Contreras-Balderas y Contreras-Balderas (1989), incluyeron a 11 especies nativas *Algansea tincella*, *Notropis calientis*, *Yuriria alta*, *Moxostoma austrinum*, *Xenotoca variata*, *Goodea atripinnis*, *Chirostoma arge*, *C. jordanii*, *Allotoca dugesi*, *Melaniris crystallina* y *Poeciliopsis infans*.

En 1981, Rojas en su trabajo de tesis profesional sobre la distribución de la ictiofauna del estado de Aguascalientes, no colectó a las especies nativas siguientes: *Melaniris crystallina*, *Chirostoma arge* y *Xenotoca variata*. En la **Tabla 2**, se presentan las especies de peces reportados en el Estado, donde se enlistan 12 nativas.

Tabla 2. Familias y especies de peces dulceacuícolas del estado de Aguascalientes (de acuerdo con Rojas, 1981).

FAMILIA	ESPECIES
<b>ATHERINOPSIDAE</b>	<i>Chirostoma arge</i> (Jordan & Snyder, 1899) <i>Chirostoma consocium</i> (Jordan & Hubbs, 1919)* <i>Chirostoma estor</i> (Jordan, 1880) <i>Chirostoma jordani</i> (Woolman, 1894)* <i>Mellaniris crystallina</i> (Jordan & Cuvier, 1895)*
<b>CATOSTOMIDAE</b>	<i>Scartomyxon (Moxostoma) austrinum</i> (Bean, 1880)*
<b>CENTRARCHIDAE</b>	<i>Micropterus salmoides</i> (Lacepède, 1802) <i>Lepomis macrochirus</i> (Refinesque, 1819) <i>Chaenobrittus gulosus</i> (Cuvier, 1829)
<b>CICHLIDAE</b>	<i>Oreochromis mossambicus</i> (Peter, 1852)
<b>CYPRINIDAE</b>	<i>Cyprinus carpio</i> (Linnaeus, 1758) <i>Carassius auratus</i> (Linnaeus, 1758) <i>Algansea tincella</i> (Valenciennes, 1844)* <i>Algansea monticola</i> (Barbour y Miller, 1994)* <i>Notropis calientis</i> (Jordan & Snyder, 1899)* <i>Yuriria alta</i> (Jordan, 1880)* <i>Ctenopharyngodon idella</i> (Valenciennes, 1844) <i>Hypophthalmichthys molitrix</i> (Valenciennes, 1844)
<b>GOODEIDAE</b>	<i>Allotoca dugesii</i> (Bean, 1887)* <i>Goodea atripinnis</i> (Jordan, 1880)* <i>Xenotoca variata</i> (Bean, 1887)*
<b>ICTALURIDAE</b>	<i>Ictalurus punctatus</i> (Refinesque, 1818) <i>Ictalurus natalis</i> (Lesueur, 1819)
<b>POECILIDAE</b>	<i>Poeciliopsis infans</i> (Woolman, 1894)*

\* Especies nativas.

En 1994, Barbour y Miller describen una nueva subespecie, *Algansea monticola* en la micro-cuenca del río Calvillo, con lo que el número de especies alcanzó 13 reportadas hasta ese año. En 1996, Martínez y Rojas continuaron con el proyecto para reconocer la ictiofauna de Aguascalientes, e incluyeron a 18 especies ubicadas en 16 géneros de ocho familias. Mencionan además, la no presencia de cinco especies endémicas y suponen su extinción. En 2011, Rubio-Franchini y Rico-Martínez encontraron a *Goodea atripinnis* y *Poeciliopsis infans* en en la Presa Niágara del Estado de Aguascalientes.

En síntesis se han reportado un total de 13 especies nativas, de las que 11 corresponden zoogeográficamente como neárticas y dos neotropicales y ecológicamente seis son primarias, cuatro secundarias y tres periféricas (Contreras-Balderas y Contreras-Balderas,

1989). Prácticamente, es a partir del año 1989, cuando se precisó el número de especies nativas presentes en el estado de Aguascalientes y hasta la actualidad, se considera que cinco especies nativas han sido erradicadas o bien extirpadas, éstas son: *Chirostoma arge*, *C. consocium* y *Mellaniris crystallina* entre los Atherinopsidos y *Allotoca dugesi* y *Xenotoca variata* entre los Godeidos.

A continuación se hace una revisión bibliográfica de los antecedentes para cada una de las familias y especies presentes actualmente en el Estado.

### **Familia Cyprinidae**

Dentro de esta familia destaca la presencia de dos géneros en el estado de Aguascalientes; *Algansea* y *Yuriria*. En 1978, Barbour y Miller realizan una revisión sobre el género *Algansea*, con el objeto de dilucidar la sistemática y la evolución de las especies del género. A partir de los análisis morfométricos y merísticos se resuelven seis especies pertenecientes al género *Algansea*, y se detallan la diagnosis y la descripción de los caracteres taxonómicos para cada especie, además, se presenta un análisis comparativo de las variables merísticas y morfométricas entre las especies contenidas en el género. En este trabajo, los autores realizan claves taxonómicas para la identificación de las especies del género *Algansea*.

En el año 1991, Cavender realiza un análisis sobre el registro fósil de la familia *Cyprinidae*; reporta que la ausencia de dientes mandibulares y la estructura de los dientes faríngeos son la evidencia del registro. El registro más antiguo data del Oligoceno encontrado en Norte América, Europa, Siberia, África, India y Región Oriental de Asia. Se encuentra una similitud entre el registro fósil de Europa y Siberia, mientras que el registro de Norte América presenta las características típicas, como la presencia y estructura de los dientes faríngeos.

Domínguez-Domínguez y colaboradores (2007), reportan una nueva especie del género *Yuriria* recolectada en la cuenca del Río Ameca. Esta nueva especie comparativamente se diferencia de *Yuriria alta* y *Yuriria chapalae* por una combinación de características morfológicas, como el número de escamas de la línea lateral, el número de escamas de la serie transversal y el número de branquiespinas, además, la nueva especie presenta un patrón de coloración corporal amarillo-marrón que no se presenta en las otras especies. Genéticamente, a partir de secuencias del gen mitocondrial Cyt b, encuentran diferencias

significativas, lo que le da el soporte para reportar la presencia de la nueva especie, esto es, el resultado del análisis filogenético, determina la formación de tres clados principales, uno conformado por *Yuriria alta*, otro que contiene únicamente a *Yuriria chapalae* y otro clado comprendido por el nuevo taxon, *Yuriria amatlana*.

Posteriormente, Pérez-Rodríguez y colaboradores (2009), reportan una nueva especie del género *Algansea* presente en la misma cuenca del Río Ameca, *Algansea amaecae*. El análisis morfológico comparativo se realiza con especies de una población de *Algansea tincella* del sistema hidrológico Lerma-Chapala-Santiago, donde las diferencias significativas se observan en las variables merísticas, así como el número de las escamas transversales, el número de poros infra-orbitales, una franja oscura en la línea lateral y la presencia de un punto basi-caudal. Otro análisis comparativo se realiza entre una población de *A. tincella* del Río Ameca y una población de *A. tincella* del sistema Lerma-Chapala-Santiago, con el objeto de evaluar el estatus taxonómico de ésta especie, con el uso de variables morfométricas y merísticas. Todos los análisis morfológicos y estadísticos demostraron que la nueva especie difiere claramente en la nueva unidad taxonómica.

Durand y colaboradores (2002), determinaron la relación filogenética y la biogeografía de la familia Cyprinidae, con el objeto de entender la sistemática filogenética en especies del Medio Oriente, inferida mediante el gen mitocondrial Cyt b, determinante por la variabilidad genética de ésta región. El análisis filogenético resuelve tres clados principales, siendo el clado para la subfamilia Cyprininae el mejor resuelto, en comparación con la subfamilia Leuciscinae. Más tarde, una perspectiva biogeográfica se determina con la construcción de la filogenia molecular de los Ciprínidos de México, donde se incluyeron a los géneros *Dionda*, *Notropis*, *Algansea*, *Cyprinella*, *Codoma*, *Agosia* y *Campostoma*. Con el uso del gen mitocondrial Cyt b; la filogenia obtenida resolvió seis clados principales, donde el género *Yuriria* quedó incluido dentro del clado del género *Notropis*. El género *Algansea* se resuelve como otro clado significativamente soportado y se determina como grupo hermano del género *Agosia* (Schönhuth y col., 2006).

Finalmente, en el año 2013, Arora y Julka realizan un análisis cuantitativo del fenotipo y un análisis del genotipo en especies de la familia Cyprinidae, comparando especies de poblaciones naturales y especies de poblaciones de reservorios. Las variables

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

morfométricas y merísticas son utilizadas para la cuantificación del fenotipo y por medio de la técnica de RAPD se determina el análisis del genotipo. De acuerdo con los resultados morfométricos y merísticos, las especies que presentan una amplia distribución geográfica son fuertemente influenciadas por el ambiente, en contraste, aquellas especies que presentan estrecha distribución geográfica, muestran bajos intervalos de diferenciación en los caracteres morfométricos. El RAPD arrojó un alto índice de similitud intra-específica y una baja proporción de polimorfismo reflejado en una baja variabilidad genética en ambas poblaciones.

### **Familia *Catostomidae***

En 1913, Fowler realiza la descripción de los peces de la familia *Catostomidae* en su trabajo titulado "*Notes on Catostomoid Fishes*". En este trabajo reporta la presencia de tres organismos de *Moxostoma austrinum* encontrados en el Rio Verde, México, sin describir el sitio en que fueron recolectados, ni presentar una diagnosis de los organismos.

En 1930, Hubbs en su trabajo *Material for a Revision of the Catostomid fishes of Eastern North America* incorpora nuevas claves taxonómicas para describir a 11 géneros, entre ellos al género *Moxostoma*.

En 1979, Buth determina a partir de un análisis electroforético la duplicación de 14 enzimas mediante la expresión génica en la tribu Moxostomatini. Para *Moxostoma austrinum* el análisis se realiza con 24 individuos y determina la expresión en siete enzimas como duplicación de *locus*, en una enzima triplicación de *locus* y en el resto la expresión de solo un *locus*.

Posteriormente, Fuiman (1985) infiere la filogenia de la familia *Catostomidae* y utiliza organismos que se encontraban en estadio de desarrollo larvario y compara a los mismos con organismos adultos mediante caracteres morfométricos, merísticos, ontogénicos y la presencia o bien ausencia de caracteres. El consenso de los arboles sostiene que los Catostómidos son el grupo hermano de algunos Ciprínidos, aunque, se desconoce el ancestro de los Catostómidos. En 1990, Lyons y Navarro-Perez realizan un muestreo en la Sierra de Manatlán ubicada entre los estados de Jalisco y Colima con el objeto de conocer la ictiofauna existente. En este sitio reportan la presencia de *Moxostoma austrinum* a partir de 16 individuos con longitudes estándar que fluctuaron entre 19 y 134

mm durante la estación seca (marzo de 1986) y encuentran una mayor cantidad de juveniles y escasos adultos en las zonas más profundas.

En 2001, Harris y Mayden examinan la relación filogenética sobre los linajes basales de la familia *Catostomidae* con los genes mitocondriales (SSU y LSU rRNA). Ellos cuestionaron la monofilia de los subgéneros *Moxostoma* y *Scartomyzon*, y consideraron a éste último como un taxón distinto. Descubren que *Scartomyzon rupiscartes* (Sureste de EUA.) es un grupo hermano de *Scartomyzon austrinus* (Río Juchipila) y *S. lachneri* es un grupo hermano de *S. austrinus* y *S. mascotae*.

En 2002, Edwards y colaboradores realizan un estudio de la cuenca del Río Conchos y Río Grande en el estado de Chihuahua con el objetivo de recolectar las especies de 15 localidades y comparar los datos obtenidos con datos de las colecciones reportadas por Hubbs y col. (1977) en el mismo sitio de estudio. En este trabajo, reportan como especie típica a *Moxostoma austrinum*, aunque con una baja abundancia. Además, concluyen que los sistemas acuáticos de la región del Desierto de Chihuahua han sido significativamente alterados por factores antropogénicos.

En este mismo año, Harris y colaboradores (2002), determinan la relación filogenética de *Moxostoma* y *Scartomyzon* utilizando el gen mitocondrial citocromo b (Cyt b), secuenciaron el gen completo, y los distinguen como grupos monofiléticos. No obstante, *Scartomyzon* se ubica como un grupo parafilético de algunas especies del género *Moxostoma*.

Finalmente, Doosey y colaboradores en 2010 efectúan un análisis para determinar la relaciones filogenéticas entre los géneros de la familia *Catostomidae*, a través de los genes mitocondriales ND4 y ND5. Los resultados indicaron que la tribu Moxostomatini, es un grupo monofilético, que presenta dos clados principales en el género *Moxostoma*, uno con ocho especies y el otro con 13 especies.

#### **Familia Atherinopsidae**

La sistemática y la evolución del género *Chirostoma*, fue descrita por Barbour en 1973, en donde determina que el género *Chirostoma* se divide en dos grupos de especies bien separadas; uno corresponde al grupo *jordani* cuyos miembros presenta valores merísticos altos y donde incluye a 11 especies; el otro grupos es el *arge* cuyos miembros presentan

valores merísticos bajos e incluye a ocho especies. Además, considera al género *Chirostoma* como un grupo difilético y a *Menidia* como un ancestro del grupo *jordani* y dentro de este grupo, determina que *C. jordani* es el representante más primitivo, así como, a *Melaniris* como un ancestro del grupo *arge*.

En 1984, Echelle y Echelle, por medio de análisis electroforéticos determina la genética evolutiva y utiliza 22 *loci* en los peces Atherinópsidos de la Mesa Central de México. El análisis filogenético, demuestra que la hipótesis más parsimoniosa resolvió que *Menidia peninsulae* es un grupo cercano a *Chirostoma* y de algunos miembros del género *Menidia*. Los datos obtenidos soportan la idea de que todas las especies de *Chirostoma* comparte con *Menidia* un ancestro común.

White (1985) realiza un análisis comparativo de la relación evolutiva de las subfamilias *Atherinopsinae* y *Menidiinae*, y considera a éstos grupos hermanos debido a que comparten siete sinapomorfias, además, tres caracteres derivados sostienen que *Menidiinae* es un grupo monofilético.

En 1993, Rahy determina la composición de especies del género *Chirostoma* del Lago de Pátzcuaro, Michoacán, e identifica a los organismos recolectados mediante claves taxonómicas y el análisis de 17 variables morfométricas y seis merísticas. Realiza muestreos durante los años de 1986 y 1987 en los meses de abril a octubre. Los resultados de este trabajo muestran que el pez blanco *Chirostoma estor*, es el representante con mayor población presente en el Lago, siendo una especie típica del sitio, y menciona que esta especie llega alcanzar una longitud máxima de 312 mm.

En 2003, Becerra-Muñoz y colaboradores realizan la evaluación de los patrones espaciales con el modelo de ARIMA y la dinámica poblacional de los Atherinópsidos (*Chirostoma* spp.) en conjunto con las poblaciones de un Goodeido (*Chapalichthys encaustus*) coexistentes en el Lago Chapala en el estado de Jalisco, en un periodo anual de 1997 a 1998. La densidad poblacional de los Atherinópsidos alcanzó su punto máximo en los sitios denominados Ajijic y Chapala, debido a los altos valores de zooplancton presentes en estas dos zonas. Los Atherinopsidos, presentan una abundancia relativa significativa en el mes de diciembre de 1997 mantenida hasta abril de 1998 a lo largo de la región de evaluación.

Barriga-Sosa (2001) analiza desde el punto de vista morfológico y molecular las poblaciones de 13 especies del género *Chirostoma* en el Lago de Pátzcuaro, Michoacán, México, propone nuevos intervalos para las variables merísticas útiles para la identificación, y determina la variabilidad genética por medio de aloenzimas y además, secuencía el gen mitocondrial 16S de las especies de peces blancos.

La misma autora en el 2003, realiza estudios de genética molecular con el objeto de obtener una base de datos confiable; determina las relaciones moleculares entre las especies y la diversidad genética que es de gran importancia para un mejor manejo de las especies piscícolas.

La misma Barriga-Sosa y colaboradores, en el año 2004, examinan morfológica y genéticamente al charal más abundante del lago de Pátzcuaro, Michoacán, México, *Chirostoma grandocule*, utilizan datos morfológicos y genéticos, analizan 19 caracteres morfométricos, ocho merísticos y 11 *loci* enzimáticos de muestras de *C. grandocule* de dos localidades diferentes del lago y de tres años diferentes. Los resultados revelan diferencias significativas entre las muestras, y detectan una baja pero significativa heterogeneidad entre los sitios y los años. Posteriormente, en el año 2005, Barriga-Sosa y colaboradores realizan un trabajo para determinar la variación inter-específica en “Peces blancos” (*Atherinopsidae*: Menidiinae) donde se muestra la utilidad de un marcador genético el gen mitocondrial r16S para la identificación de cuatro especies del género *Chirostoma* (*C. humboldtianum*, *C. estor*, *C. lucius* y *C. promelas*) del Lago Pátzcuaro, por medio de PCR-RFLP's. Sostienen que el método utilizado soporta significativamente la identificación de las especies de “Peces blancos”, además apoya fuertemente a la diferenciación entre *C. humboldtianum* y *C. estor*, debido a su similitud morfológica. En este trabajo, también proponen el diagnóstico con enzimas de restricción para los géneros *Membras* y *Menidia* (*Atherinopsidae*: Menidiinae) siendo éstos utilizados como grupo de referencia para la discriminación en la variación inter-genérica e inter-específica en las cuatro especies en estudio; se comparan dos muestras por especie, y se obtiene que no hay variación observada entre las dos muestras para cada una de las especies analizadas, sin embargo, si hay sitios variables observados a nivel inter-genérico entre las comparaciones de *Menidia* con *Chirostoma* y *Membras* con *Chirostoma*, y se observa un mayor número de sitios variables entre *Membras* y *Chirostoma*.

Por otra parte, Soria-Barreto y Maya, en 2005, realizaron un estudio comparativo del aparato mandibular de cuatro especies del género *Chirostoma* (Atheriniformes: *Atherinopsidae*) coexistentes en el Lago de Pátzcuaro, con el objeto de evaluar las diferencias osteológicas y morfométricas del aparato mandibular entre *Chirostoma attenuatum*, *C. estor*, *C. grandocule* y *C. patzcuaro*, mediante un análisis de varianza-covariancia y la determinación del índice de disimilitud por distancia euclidiana, además de establecer las diferencias como caracteres diagnósticos. Los datos morfométricos mostraron diferenciación morfológica con respecto a los componentes óseos del aparato y la suspensión mandibular en las cuatro especies analizadas, y específicamente la presencia de un ángulo mayor de las mandíbulas en *C. estor* y *C. patzcuaro* sostiene una boca terminal y la apófisis post-articular con mayor longitud y separado del hueso que le permite relacionarse con el cóndilo cuadrado con lo que se alimenta de presas con mayor talla y de consistencia dura; esto último, debido a la altura del hueso dentario en *C. estor* y *C. attenuatum*, siendo esto evidente en *C. estor* que en tallas adultas se alimenta de insectos y peces.

En 2009, Bloom y colaboradores evalúan la monofilia y las relaciones filogenéticas entre géneros y especies pertenecientes a la tribu Menidiini (*Atherinopsidae*). Los análisis filogenéticos obtenidos con la técnica de Máxima Parsimonia e Inferencia Bayesiana soportaron la monofilia de la tribu Menidiini y a nivel género; *Chirostoma* y *Menidia* se consideran como grupos parafiléticos. Dentro del ensamblaje del género *Chirostoma* se distinguen dos clados principales; uno contiene al grupo “*humboldtianum*” y otro corresponde al grupo “*jordani*”.

#### **Familia Poeciliidae**

Mateos y col. (2002) realizan un estudio de la biogeografía del género *Poeciliopsis* en una extensión comprendida desde el sureste de Arizona hasta el Noreste de Colombia, donde reportan mayor abundancia de fauna nativa. *P. infans*, una de las 17 especies conocidas del género, se distribuye sobre la Faja Volcánica Trans-Mexicana (FVTM), el resto se distribuye al norte y sur de la FVTM. Los resultados moleculares arrojaron cuatro clados bien soportados para el género *Poeciliopsis* a partir de los marcadores moleculares Cyt b y ND2 con un análisis de inferencia Bayesiana. En particular, para la especie de *P. infans*, se definen claramente dos clados, uno que contiene haplotipos del río Ameca, el Río

Verde y el lago Atotonilco; y otro clado con haplotipos del Río Lerma, del lago de Chapala, de la parte alta del río Santiago y del río Pánuco.

### **Familia Goodeidae**

Hubbs en 1924, en su obra titulada "Studies of the fishes of the order Cyprinodontes" describió el género *Goodea* donde considera a las especies de este género por su alta distinción en el Río Lerma. En este estudio, Hubbs describe tres especies del género *Goodea*, con base a especímenes anteriormente recolectados del lago de Pátzcuaro, del lago de Cuitzeo y del lago de Chapala, re-examinó a los organismos de *Goodea atripinnis* y determinar su descripción. Además, describe a *Goodea captiva* como nueva especie y considera a *Goodea atripinnis* una sinonimia de ésta nueva especie.

En el 2010, Miranda y colaboradores reportan el primer registro de *Goodea atripinnis* en el estado de Hidalgo, además que discuten algunas consideraciones de su posición taxonómica. Aunque determinaron la identificación taxonómica de *Goodea atripinnis*, los autores sugieren una revisión del género incluyendo organismos de todas las localidades y soportar esta identificación con técnicas de la biología molecular, esto debido a las deficiencias que se presentaron con los organismo recolectados en el río de Metztitlán, Hidalgo, para resolver las diferencias morfológicas entre *G. atripinnis* y *G. gracilis*.

Webb y colaboradores en el año 2004, realizaron la filogenia molecular de la familia *Goodeidae* a partir del gen mitocondrial citocromo oxidasa I y la región control donde determina la monofilia de la subfamilia Goodeinae, a excepción del género *Xenotoca*. Dentro del clado monofilético, se encuentra incluida la especie de *Goodea atripinnis* como único integrante de este género. Dentro de la familia se soporta que las subfamilias *Goodeinae* y *Empetrichthyinae* como grupos cercanos, corroborando esta hipótesis con análisis morfológicos y secuencias nucleares.

Domínguez-Domínguez y colaboradores, en el 2006 presentaron una hipótesis preliminar de la biogeografía de la subfamilia Goodeinae, con un énfasis de la Mesa Central de México, donde determinan una correlación con la historia geológica de la región. De acuerdo al análisis de parsimonia de Brooks (BPA) se soportan tres clados monofiléticos, siendo el clado III donde se incluye a la subfamilia Goodeinae que corresponde a la fauna del Lerma.

Ritchie y colaboradores, en el 2007, realizaron un análisis para determinar la divergencia genética poblacional y el dimorfismo sexual en el comportamiento de la elección de pareja en cuatro especies de Goodeidos, que tienen una distribución en el Centro de México. La especie de *Goodea atripinnis* es incluida en este estudio, que a pesar de tener monomorfismo en el color entre hembras y machos, el alargamiento de la aleta anal en machos es determinante en el dimorfismo sexual de la especie.



#### **4. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.**

Existe una incertidumbre acerca de la presencia de las especies de peces nativas en el estado de Aguascalientes. Los últimos estudios señalan la pérdida de diversidad ictiológica que alcanza más del 50%. Por esta razón, se requiere hacer estudios acerca de su presencia y distribución, para tener una mejor idea del estado de sus poblaciones y atender las necesidades que requiere un programa para el manejo y conservación de la fauna ictiológica. La falta de información y conocimiento sobre la existencia de especies nativas en el Estado, ha ocasionado la práctica de mal manejo de éstas especies, aunado a esto, existen otros factores de riesgo que también afectan directamente a éstas especies como la modificación de su hábitat, los cambios climáticos, la introducción de especies exóticas y el impacto antropogénico generado por el aprovechamiento excesivo de los recursos naturales y la contaminación. Por estas razones, es necesario realizar estudios a profundidad sobre la presencia, su correcta identificación y de ser posible su estatus genético y/o poblacional, su distribución, conservación y manejo de peces nativos, todo ello para evitar que desaparezcan del Estado. En el presente, la mayoría de éstas especies se encuentran en peligro o amenazadas de acuerdo con la NOM-Ecol-059-Semarnat-2010.

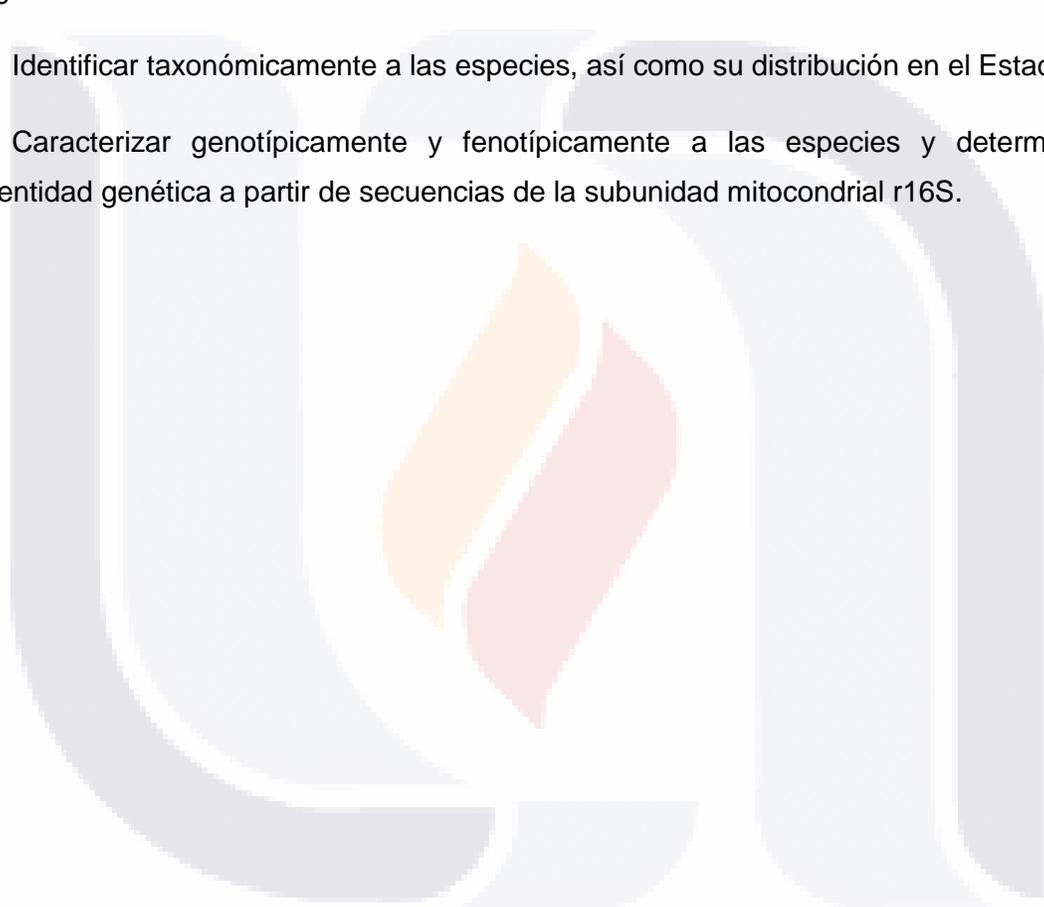
Es nuestra obligación como seres humanos el proteger la biodiversidad y especies nativas, con el objeto de legar a las futuras generaciones un ambiente conservado y sustentable.

## **5. OBJETIVO GENERAL**

Describir taxonómica y genéticamente a las especies de peces nativos del estado de Aguascalientes.

### **5.1. Objetivos Particulares**

1. Realizar la colecta de las especies de peces nativos en diferentes sitios del estado de Aguascalientes.
2. Identificar taxonómicamente a las especies, así como su distribución en el Estado
3. Caracterizar genotípicamente y fenotípicamente a las especies y determinar su identidad genética a partir de secuencias de la subunidad mitocondrial r16S.



## **6. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **6.1. Recolecta de las especies**

La recolecta de las especies de estudio se realizó en siete puntos del estado: 1) Potrero de los López, San José de Gracia, Aguascalientes; 2) Presa “El Chichimeco”, Jesús María, Aguascalientes; 3) Río San Pedro, Cosío, Aguascalientes; 4) Presa Abelardo L. Rodríguez, Jesús María, Aguascalientes; 5) Estación Biológica Agua Zarca (EBAZ), San José de Gracia, Aguascalientes; 6) Presa “La Codorniz”, Calvillo, Aguascalientes y 7) Río Chilerillo, Aguascalientes, Aguascalientes.

Para cada sitio de recolecta, se registró información geográfica: el tipo de clima, el tipo de vegetación, así como las coordenadas geográficas por medio de un GPS (e-Garmin, Extrex, Legend, Taiwan); la temperatura ambiente, con un termómetro de cubeta y la temperatura del agua y el contenido de oxígeno disuelto con ayuda de un Oxímetro digital YSI modelo 550A (YSI, Inc., Yellow Spring, OH, USA). En los ríos y los cauces de baja profundidad se utilizó una red de mano tipo entomológica de 80 cm de longitud x 40 cm de diámetro, que se sumergió en el cauce del río extrayendo las especies capturadas. En las pequeñas fosas se utilizó una atarraya con luz de malla de 2.5 cm para el muestreo. Las especies nativas fueron separadas y se colocaron en recipientes de plástico de 68 L de capacidad, con agua del sitio y con oxígeno para ser transportados vivos a la Unidad Acuícola del Centro de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Autónoma de Aguascalientes. Los organismos muertos, se colocaron en frascos etiquetados con formol al 10% por 72 horas, para posteriormente pasarlos en alcohol etílico al 70% para su fijación final.

### **6.2. Identificación taxonómica.**

Los organismos fijados fueron identificados mediante las claves de Miller y col. (2009). Posterior a la identificación, los ejemplares se depositaron en la Colección Nacional de Peces (CNP) del Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México (Tabla 3).

**Tabla 3. Código correspondiente a cada especie nativa depositada en la Colección Nacional de Peces (CNP) del Instituto de Biología de la UNAM.**

<b>COLECCIÓN NACIONAL DE PECES (CNP)</b>	
<b>INSTITUTO DE BIOLOGÍA</b>	
<b>UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO</b>	
<b>No. De Catálogo</b>	<b>Ejemplar</b>
<b>CNPE-IBUNAM19792</b>	<i>Agansea tincella</i>
<b>CNPE-IBUNAM19793</b>	<i>Yuiria alta</i>
<b>CNPE-IBUNAM19794</b>	<i>Poeciliopsis infans</i>
<b>CNPE-IBUNAM19795</b>	<i>Goodea atripinnis</i>
<b>CNPE-IBUNAM19796</b>	<i>Chirostoma jordani</i>

#### *Análisis morfométricos y merísticos*

En los organismos fijados se evaluaron 16 variables morfométricas: 1) longitud total (LT); 2) longitud de la cabeza (LC); 3) diámetro orbital (Dor); 4) longitud del hocico (LH); 5) longitud mandíbula inferior (LMi); 6) longitud postorbital de la cabeza (LPoC); 7) longitud del pedúnculo caudal (LpC); 8) base de la aleta anal (BaA); 9) distancia del hocico a la primera dorsal (DH1D); 10) distancia del hocico a la aleta pélvica (DHP); 11) base de la aleta pélvica (BaP); 12) altura máxima (Amax); 13) altura mínima (Amin); 14) altura aleta anal (AaA); 15) altura aleta pectoral (AaP) y 16) altura primera dorsal (A1D) (Barriga-Sosa y col., 2001).

También, se registraron las siguientes cinco variables merísticas: 1) el número de escamas de la línea lateral (ELL); 2) escamas predorsales (EpD); 3) radios de la aleta pectoral (RaP); 4) radios de la aleta anal (RaA) y 5) número de branquiespinas en el primer arco branquial (B). Las escamas se colorearon con verde de malaquita y su cuantificación se realizó bajo el microscopio esteroscópico Roosbach (Kyowa, México) de acuerdo a Barriga-Sosa y col., 2002.

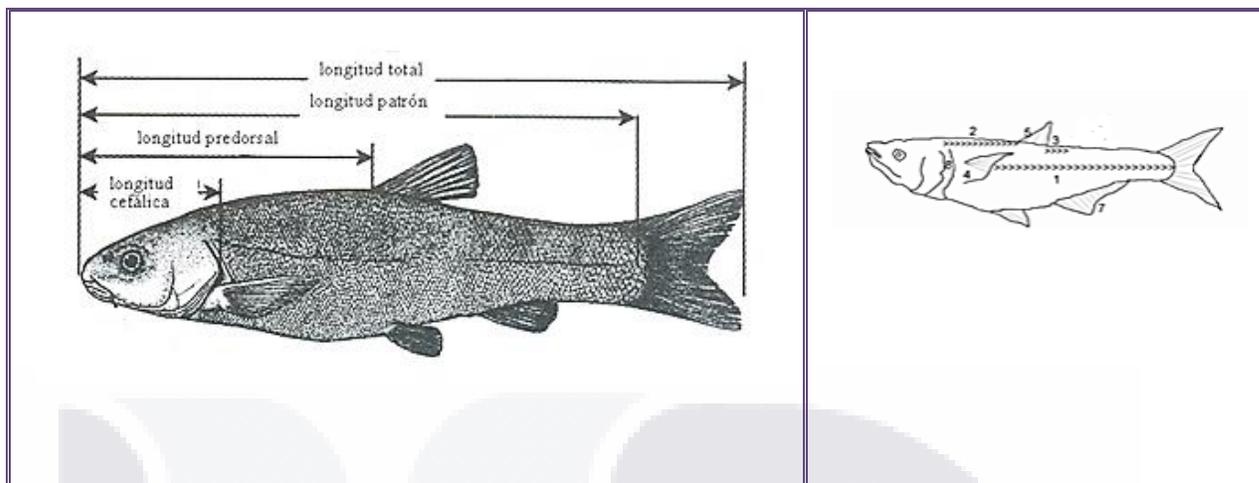


Figura 3. Variables morfométricas y merísticas (tomado de Miller y col, 2009; Barriga-Sosa, 2001).

### 6.3. Descripción de las especies nativas a partir de marcadores moleculares.

De los organismos recolectados en los siete sitios referidos se tomaron de tres a 10 organismos (hembras y machos) de las especies identificadas como nativas: *Algasea tinella* (Valenciennes, 1844); *Yuriria alta* (Jordan 1880); *Scartomyzon austrinus* (Bean 1880); *Chirostoma jordani* (Woolman, 1894); *Poeciliopsis infans* (Woolman, 1894) y *Goodea atripinnis* (Jordan, 1880). Se tomó un fragmento del tejido muscular de cada uno de los organismos de cada especie, y se colocó en tubos Eppendorf con alcohol al 90% para su posterior análisis genético, el que se realizó en el al Laboratorio de Genética y Biología Molecular de la Planta Experimental de Producción Acuícola (PEXPA), en la Universidad Autónoma Metropolitana Iztapalapa, México, D. F.

#### 6.3.1. Extracción de ADN total (ADNt) por el método de sales (Aljanabi y col., 1997).

El tejido muscular fragmentado (50 a 100 mg) se homogenizó con 400  $\mu$ L de buffer homogeneizador de sal estéril (10 mM de Tris-HCl, pH 8.0, 2 mM de EDTA, 0.4 mM de NaCl), con la ayuda de hisopo se trituró el tejido durante 15 seg. Posteriormente, se adicionó a cada muestra 40  $\mu$ L de 20% de Dodecil Sulfato de Sodio (SDS), más ocho  $\mu$ L de 20  $\mu$ g/mL de la enzima proteinasa K, y se pasó al Vortex (Vortex-Genie 2, Scientific Industries (SI), Inc, USA). Inmediatamente después, se incubó en un baño termoregulado a 55° C por 1h. Se adicionaron 300  $\mu$ L de NaCl 6M a cada muestra antes de centrifugar (Centrifuge 5804 R, Eppendorf, USA) por 30 min a 10,000 rpm. El sobrenadante se transfirió a micro-tubos nuevos cuantificando el volumen, donde se precipitó el ADN con volumen equivalente de Isopropanol frío, se mezcló suavemente 30 veces con la mano y

posteriormente se incubó a  $-20^{\circ}\text{C}$  durante toda la noche. Las muestras de ADN se centrifugaron a 10,000 rpm durante 20 min a  $4^{\circ}\text{C}$ . Se decantó el sobrenadante y se conservó la pastilla de ADNt del fondo. Se lavó con 700  $\mu\text{L}$  de etanol al 70% cuidadosamente por las paredes; posteriormente se volvió a centrifugar a 10,000 rpm durante 20 min. Se desechó el etanol cuidadosamente y se colocaron los tubos boca abajo con la tapa abierta para secar bien. Se centrifugaron al vacío por 20 min y se suspendió el ADNt en 300  $\mu\text{L}$  de agua inyectable estéril ( $\text{ddH}_2\text{O}$ ).

### **6.3.2. Amplificación de regiones mitocondriales por el método de Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR)**

A partir del ADNt extraído se amplificaron por medio de PCR las siguientes regiones mitocondriales: subunidad mitocondrial ribosomal r16S de acuerdo a Barriga-Sosa, (2005), y utilizando los cebadores universales Sar L2150 5'-GCG TCG TTT ATC AAA AAC AT-3' y Sbr H3080 5'- CCG GTC TGA ACT CAG ATC ACG T-3' (Palumbi y col., 1991) (**Figura 4**), se utilizó la enzima Taq polimerasa (0.67u), nucleótidos trifosfatados (dNTPs) 200 $\mu\text{M}$ , una solución amortiguadora de la reacción (Buffer 5X) y sales de  $\text{MgCl}_2$  (2.0 mM).

Para determinar las condiciones específicas de amplificación de las regiones mitocondriales se realizó una amplificación térmica de gradiente en el termociclador MyCycler Thermal Cycler System (BIO-RAD, Laboratories, Inc., USA) utilizando el programa de amplificación iniciando a una temperatura para la desnaturalización del ADNmt de  $94^{\circ}\text{C}$  durante 45 s por un ciclo; después para la alineación o anillamiento se continuó con temperaturas de  $94^{\circ}\text{C}$  durante 30 s, un gradiente de  $49-67^{\circ}\text{C}$  por 30 s y  $72^{\circ}\text{C}$  durante 1:10 min por 30 ciclos y para la elongación se finalizó con una temperatura de  $72^{\circ}\text{C}$  durante 7 min por un ciclo.

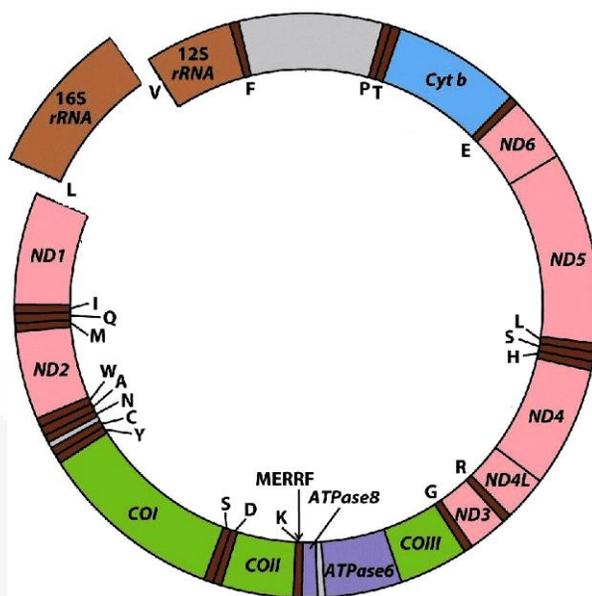


Figura 4. Genoma mitocondrial de célula animal, resaltando la subunidad mitocondrial r16S utilizada para su amplificación en el presente estudio. (Modificado de Lewin, 2004).

### 6.3.3. Electroforesis

Tanto el ADNt (posterior a la extracción) como los fragmentos amplificados vía PCR fueron visualizados en geles de agarosa al 1% diluidos en amortiguador TAE al 0.5%. Se utilizó un marcador de peso molecular de referencia (ladder Thermo Scientific).

Se colocó 1.5  $\mu$ L de Buffer de carga (loading Thermo Scientific) más 5  $\mu$ L de la muestra, se mezcló pipeteando y se cargó en el gel agarosa. Se corrieron a 95 volts durante 45 min utilizando una fuente de alimentación para electroforesis (EC 135, E-C Appatatus Corporations, St. Peterburgs, Florida).

Posteriormente los geles se teñieron con 2  $\mu$ L de GelRed y fueron visualizados bajo luz ultravioleta y fotodocumentados en el fotodocumentador (Bio Imaging System, MultiGenius, SynGene, USA).

### 6.3.4. Purificación de los productos amplificados a partir de reacción PCR

A partir del producto amplificado se realizó su purificación, utilizando un sistema altamente sensible a impurezas (sales, EDTA, ARN, restos de nucleótidos y enzimas de la reacción de PCR), por medio de protocolo Wizard SV Gel and PCR Clean-Up System (Promega,

BioSciencie, LLC, USA), agregando la misma cantidad de “Membrane Binding Solution” a la cantidad de reacción PCR. Después, en tubos colectores con columnas se pasó la mezcla anteriormente preparada y se incubó por 1 min a temperatura ambiente, para después centrifugar a 14,000 rpm durante 1 min. Se desechó el sobrenadante del tubo colector y se incorporó nuevamente la columna para agregar a ésta 700  $\mu\text{L}$  de “Membrane Wash Solution” y se centrifugó a 14,000 rpm por 1 min, nuevamente se desechó el sobrenadante del tubo colector y se reinsertó la columna al tubo, para adicionar otros 500  $\mu\text{L}$  de “Membrane Wash Solution” y centrifugar a 14,000 rpm por 5 min, desechando el contenido del tubo colector. Se centrifugó la columna ensamblada en el tubo colector durante 1 min con la tapa abierta para evaporar todo el residuo de etanol. Finalmente, la elución se transfirió a un tubo Eppendorf nuevo de 1.5 ml y se agregaron 30  $\mu\text{L}$  de agua libre de nucleasas a la columna y se incubaron a temperatura ambiente por 10 min. Se centrifugó a 14,000 rpm durante 1 min. Se desechó la columna y se conservó el ADN purificado a temperaturas de 4 a  $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$ .

#### **6.3.5. Cuantificación de ADN purificado**

La concentración del producto amplificado y purificado fue cuantificada en un Nanodrop 2000 (Thermo Scientific, USA).

Para llevar a cabo la calibración del equipo, se colocó 1.5  $\mu\text{L}$  de  $\text{ddH}_2\text{O}$  en el orificio de la columna; posterior a esto, se colocó 1.5  $\mu\text{L}$  de la muestra, bajando la tapa lentamente para formar la columna de lectura y determinó la cuantificación de cada muestra. Después de cada muestra se limpió con papel el poro y entre cada muestra se colocó 1.5  $\mu\text{L}$  de  $\text{ddH}_2\text{O}$  para mayor limpieza.

#### **6.3.6. Secuenciación de regiones amplificadas**

La reacción de secuenciación para cada hebra del producto amplificado (Forward & Reverse) se realizó utilizando el estuche comercial BigDye Terminator. Posterior a esto se realizó la purificación de la reacción de secuencia en columna con Sefadex. La electroforesis capilar se realizó en el Laboratorio Divisional de Biología Molecular de la División de Ciencias Biológicas y de la Salud de la UAM-Iztapalapa en el secuenciador ABI Prism 3100 Avant (Applied Biosystems).

### **6.3.7. Lectura y alineación de secuencias**

Las secuencias compiladas fueron leídas y editadas en el programa Bioedit (Hall, 1999) y su veracidad se revisó a través de un análisis de Blast (Altschul y col., 1990).

La alineación de la secuencia fue realizado por los programas Clustal W (Thompson y col., 1997) e implementado en MEGA versión 5.2.2 y DNASP versión 5.0.9 (Librado y Rozas, 2009) y utilizando secuencia homólogas de las especies *Xenotoca eiseni* (Goodeidae) número de accesoión 209446945; *Chirostoma promelas* (Atherinopsidae) accesoión DQ370027; *Agosia chrysogaster* (Cyprinidae) accesoión AF081838.1; *Hybognathus nuchalis* (Cyprinidae) accesoión AF081848.1, *Xiphophorus hellerii* (Poeciliidae) accesoión FJ234985.1 y *Moxostoma congestum* AP009317.1.

### **6.3.8. Análisis de identidad, distancias genéticas y relaciones de las especies de estudio.**

La distancias genéticas se calcularon utilizando el modelo Tamura-Nei en el programa MEGA versión 5.2.2 (Tamura y col. 2011).

Las relaciones entre los taxa se determinaron a partir de Inferencia Bayesiana (IB) por medio de Mr Bayes 3.1.2 (Ronquist y Huelsenbelck, 2003), con cinco millones de generaciones de La cadena de Markov Monte Carlo; Máxima Parsimonia (MP) por medio de WinClada con 1000 réplicas para bootstrap y 100 réplicas para Heurístico; y Máxima Versimilitud (ML), utilizando el modelo de sustitución GTR+G, resuelto como el mejor modelo para la base de datps (MEGA Tamura y col. 2011; JModeltest, Posada, 2008) .

## 7. RESULTADOS

### 7.1. Recolecta de especies

Los resultados de la recolecta de peces en los siete diferentes puntos del Estado se presenta en la **Tabla 4**.

**Tabla 4. Descripción de los sitios de colecta en el Estado de Aguascalientes.**

Localidad	Coordenadas	Fecha	Condiciones	Especies recolectadas
Potrero de los López, San José de Gracia, Ags.	22°07'13.6" N 102°30'19.6" W	5 de Junio 2013	T° amb = 29° C T° agua = 24.8° C %O <sub>2</sub> = 82 [O <sub>2</sub> ] = 6.82 mg/L	<i>Algansea tincella</i> (Valenciennes, 1844) <i>Yuriria alta</i> (Jordan 1880) <i>Goodea atripinnis</i> (Jordan, 1880) <i>Poeciliopsis infans</i> (Woolman, 1894)
Presa "El Chichimeco", Jesús María, Ags.	22°00'36.8" N 102°22'30.4" W	29 de Junio de 2013	T° agua = 23.3 ° C %O <sub>2</sub> = 82.3 [O <sub>2</sub> ] = 7.15 mg/L Altura = 1997 msnm	<i>Poeciliopsis infans</i> (Woolman, 1894) <i>Goodea atripinnis</i> (Jordan, 1880) <i>Chiostoma jordani</i> (Woolman, 1894)
Rio "San Pedro", Cosío, Ags.	22°25'7.84" N 102°17'19.49" W	3 de Julio de 2013	T° agua = 24.6 ° C %O <sub>2</sub> = 83.1 [O <sub>2</sub> ] = 7.28 mg/L	<i>Poeciliopsis infans</i> (Woolman, 1894) <i>Goodea atripinnis</i> (Jordan, 1880)
Presa "Abelardo L. Rodríguez" Jesús María, Ags.	21°54'50.9" N 102°26'01.4" W	16 de Agosto de 2013		<i>Chiostoma estor</i> (Swainson, 1839)
EBAZ, San José de Gracia, Ags.	22°05'32.7" N 102°33'17.8" W	15 de Enero de 2014	T° agua = 12.8° C %O <sub>2</sub> = 88.1 [O <sub>2</sub> ] = 9.41 mg/L Altura = 2138 msnm	<i>Algansea tincella</i> (Valenciennes, 1844) <i>Goodea atripinnis</i> (Jordan, 1880) <i>Poeciliopsis infans</i> (Woolman, 1894)
	22°05'37.6" N 102°33'14.4" W (Posición de jaula)		T° agua = 12.5° C %O <sub>2</sub> = 86 [O <sub>2</sub> ] = 9.05 mg/L Altura = 2138 msnm	<i>Goodea atripinnis</i> (Jordan, 1880)
Presa "La Codorniz" Calvillo, Ags.	22°00'54.2" N 102°40'32.8" W	24 de Febrero de 2014	Altura = 1825 msnm	<i>Mojarra</i> <i>Lobina</i>
Rio Chilerillo, Aguascalientes, Ags.	21°41'11.7" N 102°27'04.7" W	25 de Febrero de 2014	T° agua = 16.3° C %O <sub>2</sub> = 260.1 [O <sub>2</sub> ] = 23.8 mg/L Altura = 1765 msnm	<i>Poeciliopsis infans</i> (Woolman, 1894) <i>Goodea atripinnis</i> (Jordan, 1880) <i>Chiostoma jordani</i> (Woolman, 1894)

En el **Anexo A** se presentan las imágenes de los sitios de colecta en el Estado y los puntos de muestreo que se ubican dentro del estado de Aguascalientes, se muestran en la **Figura 5**.

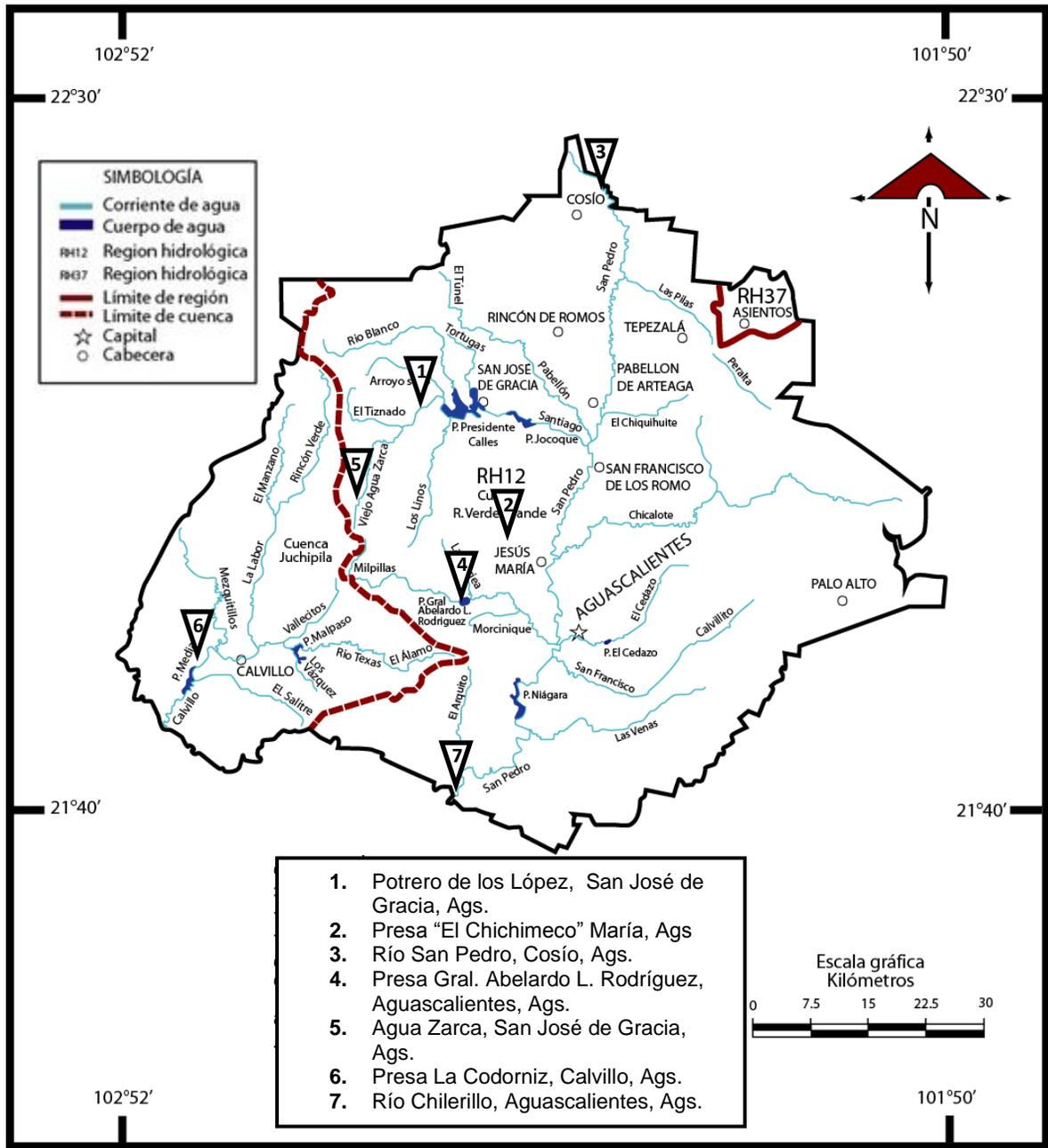


Figura 5. Localización de los puntos de muestreo en el Estado.

Uno de los problemas relacionados con la presencia de parásitos externos en el conjunto de peces que se muestrearon, es la enfermedad llamada la lernaosis, causada por un crustáceo, específicamente el copépodo *Lernaea sp.* (**Figura 6**). Estos organismos poseen en su estado adulto una característica con configuración a forma de anclas, que tienen de 1 a 2 cm de longitud y son utilizadas para sujetarse sobre todo el cuerpo del hospedero, que les ocasionan a los peces dañados como: úlceras, escamas levantadas y hemorragias. Algunas de las especies encontradas en la comunidad Potrero de los López se encontraron invadidos de estos parásitos.



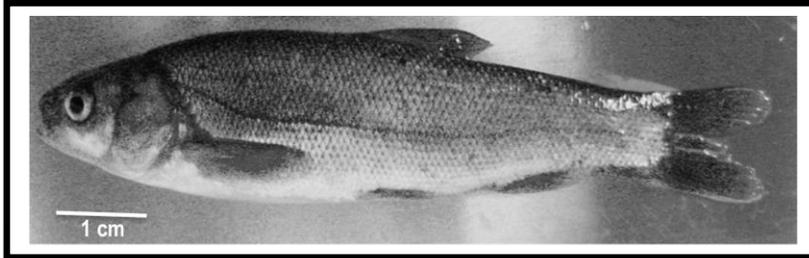
**Figura 6.** *Lernaea sp.* extraído de una especie nativa encontrada en Potrero de los López (Foto tomada por la autora).

## **7.2. Identificación taxonómica**

A continuación se presentan la descripción, sinonimias y distribución de las especies nativas identificadas, agrupadas de acuerdo al criterio taxonómico de Nelson (2006).

## FAMILIA CYPRINIDAE

*Algansea tincella* (VALENCIENNES, 1844)



**Orden:** Cyprinitiformes  
**Familia:** Cyprinidae  
**Género:** *Algansea*  
**Especie:** *A. tincella*  
**Nombre común:** Pulpo del valle

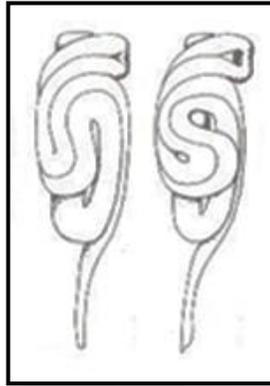
### SINONIMIAS

*Algansea affinis* Regan, 1907  
*Algansea alvarezii* Romero, 1967  
*Algansea dugesi* Bean, 1892  
*Algansea paratincella* Alvarez, 1963  
*Algansea rubescens* Meek, 1902  
*Algansea stigmatura* Regan, 1907  
*Leuciscus tincella* Valenciennes, 1844  
*Zophendum australe* Jordan, 1880

### Descripción

Es un representante de la familia *Cyprinidae*. Presenta de 9 a 25 branquiespinas en el primer arco branquial; intestino alargado y convoluto a menudo mayor que el cuerpo (**Figura 7**). Presenta una mancha basicaudal característica de la especie. De 62 a 71 escamas en la línea lateral. En las **tablas 5 y 6** se presentan los datos morfométricos y merísticos de los ejemplares capturados.

Su distribución es amplia en cuenca del río Lerma y zonas contiguas. Su hábitat va desde arroyos hasta grandes lagos. Su desove se observa a finales de mayo hasta el mes de julio.



**Figura 7. Conformación intestinal de la especie *Algansea tincella* (Valenciennes, 1844).**

### **Descripción del hábitat**

Su hábitat comprende lagos, ríos, estanques, canales y presas. Prefieren zonas tranquilas con profundidades de hasta un metro, con aguas claras, turbias o lodosas y sin corriente. Se encuentra distribuida ampliamente en las cuencas endorreicas como el Valle de México y río Grande de Morelia y en el Vertiente del Pacífico, además, de cuenca del Río Lerma y áreas contiguas. En el estado de Aguascalientes se concentra en arroyos y pozas de baja profundidad y carentes de corriente, más bien prefieren aguas tranquilas. Los ejemplares colectados se encontraron cerca de la comunidad Potrero de los López en el municipio de San José de Gracia, Ags.

### **Biología de la especie**

Al igual que algunas representantes del género *Algansea*, la especie es conocida comúnmente como “carpita”. Tiene desove desde finales de mayo hasta el mes de julio y puede migrar para llevar a cabo la reproducción. En cautiverio alcanzó talla considerable en un periodo de tiempo corto. De acuerdo con Miller y col. (2009), la longitud patrón (LP) máxima conocida es de 175 mm en vida silvestre, mientras que en cautiverio puede llegar a superar dicha talla.

---

**Tabla 5. Datos morfométricos de *Algansea tincella* (Valenciennes, 1844). Los datos se expresan en porcentaje en relación a la longitud total (LT). LC (Longitud de la cabeza); LPO (Longitud postorbital); LO (Longitud orbital); LH (Longitud del Hocico); LMS (Longitud de la mandíbula superior); LMI (Longitud de la mandíbula inferior); DO (Diámetro orbital); LPD (Longitud predorsal); LPP (Longitud prepélvica); LPA (Longitud preanal); AMax (Altura máxima); AMin (Altura mínima); LPC (Longitud del pedúnculo caudal); AAD (Altura de la aleta dorsal); AAA (Altura de la aleta anal); LAPEC (Longitud de la aleta pectoral); LAPel (Longitud de la aleta pélvica); Longitud (total); DE (Desviación estándar).**

<i>Algansea tincella</i> (Valenciennes, 1844)																			
No.	LC	LPO	LO	LH	LMS	LMI	DO	LPD	LPP	LPA	AMax	AMin	LPC	AAD	AAA	LAPEC	LAPEL	PESO	LT
1	12.75	9.40	4.03	4.03	5.37	4.70	3.36	42.95	44.30	61.07	19.46	12.08	9.40	14.77	12.75	14.09	11.41	45.4	14.9
2	13.53	9.77	4.51	6.02	6.02	4.51	3.76	44.36	43.61	63.16	19.55	10.53	7.52	15.79	11.28	14.29	10.53	35.8	13.3
3	12.95	10.07	5.04	4.32	5.04	3.60	4.32	41.01	46.04	64.03	18.71	10.79	7.91	12.23	11.51	12.23	10.79	35.7	13.9
4	14.29	9.18	5.10	6.12	6.12	5.10	4.08	42.86	46.94	65.31	20.41	12.24	9.18	16.33	12.24	14.29	11.22	17.7	9.8
5	15.00	10.00	6.00	4.00	6.00	4.00	4.00	43.00	45.00	54.00	18.00	11.00	8.00	17.00	13.00	14.00	11.00	12.5	10.0
6	14.89	10.64	5.32	6.38	6.38	3.19	4.26	44.68	44.68	60.64	19.15	10.64	11.70	18.09	12.77	14.89	11.70	12.2	9.4
7	13.64	10.00	4.55	5.45	5.45	3.64	4.55	40.91	45.45	62.73	18.18	10.91	9.09	15.45	11.82	15.45	11.82	18.7	11.0
8	12.79	10.47	5.81	5.81	4.65	4.65	4.65	44.19	44.19	59.30	19.77	11.63	8.14	10.47	12.79	13.95	12.79	9.5	8.6
9	15.79	10.53	5.26	6.32	6.32	5.26	4.21	42.11	47.37	64.21	29.47	11.58	8.42	4.21	11.58	13.68	10.53	12.2	9.5
10	18.27	9.62	4.81	6.73	4.81	2.88	3.85	41.35	40.38	54.81	20.19	9.62	10.58	16.35	12.50	16.35	12.50	15.6	10.4
11	15.48	10.71	4.76	7.14	4.76	4.76	4.76	45.24	47.62	63.10	20.24	10.71	11.90	17.86	11.90	13.10	8.33	8.7	8.4
12	14.29	9.52	7.14	4.76	3.57	3.57	3.57	40.48	44.05	61.90	17.86	9.52	10.71	16.67	11.90	16.67	11.90	7.6	8.4
13	22.73	11.82	4.55	7.27	7.27	7.27	1.82	46.36	44.55	61.82	18.18	13.64	3.64	15.45	13.64	10.91	14.55	15	11.0
<b>Promedio</b>	<b>15.11</b>	<b>10.13</b>	<b>5.14</b>	<b>5.72</b>	<b>5.52</b>	<b>4.40</b>	<b>3.94</b>	<b>43.04</b>	<b>44.94</b>	<b>61.24</b>	<b>19.94</b>	<b>11.15</b>	<b>8.94</b>	<b>14.67</b>	<b>12.28</b>	<b>14.15</b>	<b>11.47</b>	<b>18.97</b>	<b>10.66</b>
<b>Rango</b>	<b>9.98</b>	<b>2.63</b>	<b>3.12</b>	<b>3.27</b>	<b>3.70</b>	<b>4.39</b>	<b>2.94</b>	<b>5.89</b>	<b>7.23</b>	<b>11.31</b>	<b>11.62</b>	<b>4.11</b>	<b>8.27</b>	<b>13.87</b>	<b>2.36</b>	<b>5.76</b>	<b>6.21</b>	<b>37.8</b>	<b>6.5</b>
<b>DE</b>	<b>2.74</b>	<b>0.70</b>	<b>0.81</b>	<b>1.13</b>	<b>0.97</b>	<b>1.14</b>	<b>0.76</b>	<b>1.84</b>	<b>1.89</b>	<b>3.43</b>	<b>3.00</b>	<b>1.11</b>	<b>2.15</b>	<b>3.79</b>	<b>0.69</b>	<b>1.56</b>	<b>1.44</b>	<b>12.07</b>	<b>2.13</b>

**Tabla 6. Datos merísticos de *Algansea tincella* (Valenciennes, 1844). ELL (Escamas de la línea lateral); EpD (Escamas pre-dorsales); RaP (Radios de la aleta pectoral); RaA (Radios de la aleta anal); B (Branquiespinas del primer arco branquial); DE (Desviación estándar).**

<i>Algansea tincella</i> (Valenciennes, 1844)					
No.	ELL	EpD	RaP	RaA	B
1	62	21	10	7	10
2	64	31	9	7	10
3	70	32	11	7	11
4	65	23	10	7	10
5	68	37	13	7	11
6	62	30	17	7	10
7	71	22	13	7	10
8	64	23	16	7	10
9	69	24	15	7	11
10	70	29	14	7	12
11	68	27	12	7	11
12	69	31	15	7	12
13	66	29	17	7	12
<b>Promedio</b>	<b>67</b>	<b>28</b>	<b>13</b>	<b>7</b>	<b>11</b>
<b>Rango</b>	<b>9</b>	<b>16</b>	<b>8</b>	<b>0</b>	<b>2</b>
<b>DE</b>	<b>3.11</b>	<b>4.75</b>	<b>2.71</b>	<b>0</b>	<b>0.83</b>

Los análisis morfométricos que se realizaron para *A. tincella* se compararon con los propuestos por Barbour y Miller (1978) exclusivos para éste género. Los resultados se concentran en la **Tabla 7 y Figura 8** donde se observa principalmente una diferencia en las tallas, presentado longitudes particularmente mpas grandes en especímenes capturados en el presente trabajo de los reportados por los citados autores.

**Tabla 7. Base de datos de análisis morfométricos para *Algansea tincella* (Valenciennes, 1844).**

Variables	Barbour y Miller (1978)		En este trabajo	
	<i>A. tincella</i>		<i>A. tincella</i>	
	Intervalo (cm)	Promedio (cm)	Intervalo (cm)	Promedio (cm)
<b>Longitud de la Cabeza</b>	1.1-1.9	(1.52)	2.37-2.90	(2.64)
<b>Longitud Postorbital</b>	0.8-1.4	(1.05)	1.31-1.70	(1.50)
<b>Longitud Orbital</b>	0.4-0.7	(0.54)	0.37-0.66	(0.49)
<b>Longitud del Hocico</b>	0.4-0.8	(0.58)	0.61-0.85	(0.72)
<b>Longitud Mandíbula Superior</b>	0.3-0.8	(0.57)	0.55-0.80	(0.66)
<b>Longitud Mandíbula Inferior</b>	0.3-0.7	(0.44)	0.66-0.98	(0.83)
<b>Diámetro Orbital</b>	0.3-0.6	(0.43)	0.82-1.07	(0.94)
<b>Longitud Predorsal</b>	3.4-6.4	(4.54)	4.92-5.68	(5.26)
<b>Longitud Prepélvica</b>	3.7-6.6	(4.77)	4.88-5.56	(5.23)
<b>Longitud Preanal</b>	5.1-9.1	(6.51)	6.76-7.70	(7.25)
<b>Altura Máxima</b>	1.5-2.9	(2.12)	1.99-3.30	(2.47)
<b>Altura Mínima</b>	0.8-1.8	(1.16)	1.51-2.40	(1.74)
<b>Longitud del Pedúnculo Caudal</b>	0.7-1.4	(0.98)	1.84-2.47	(2.13)
<b>Altura de la Aleta Dorsal</b>	0.4-2.2	(1.55)	0.63-1.21	(0.99)
<b>Altura de la Aleta Anal</b>	1.0-1.9	(1.55)	0.58-1.15	(0.74)
<b>Longitud de Aleta Pectoral</b>	1.58-2.27	(1.86)	1.27-2.33	(1.78)
<b>Longitud de Aleta Pélvica</b>	1.34-1.64	(1.46)	1.06-1.65	(1.41)
<b>Longitud estándar</b>	5.59-7.02	(6.20)	6.07-12.58	(7.92)

***A. tincella***

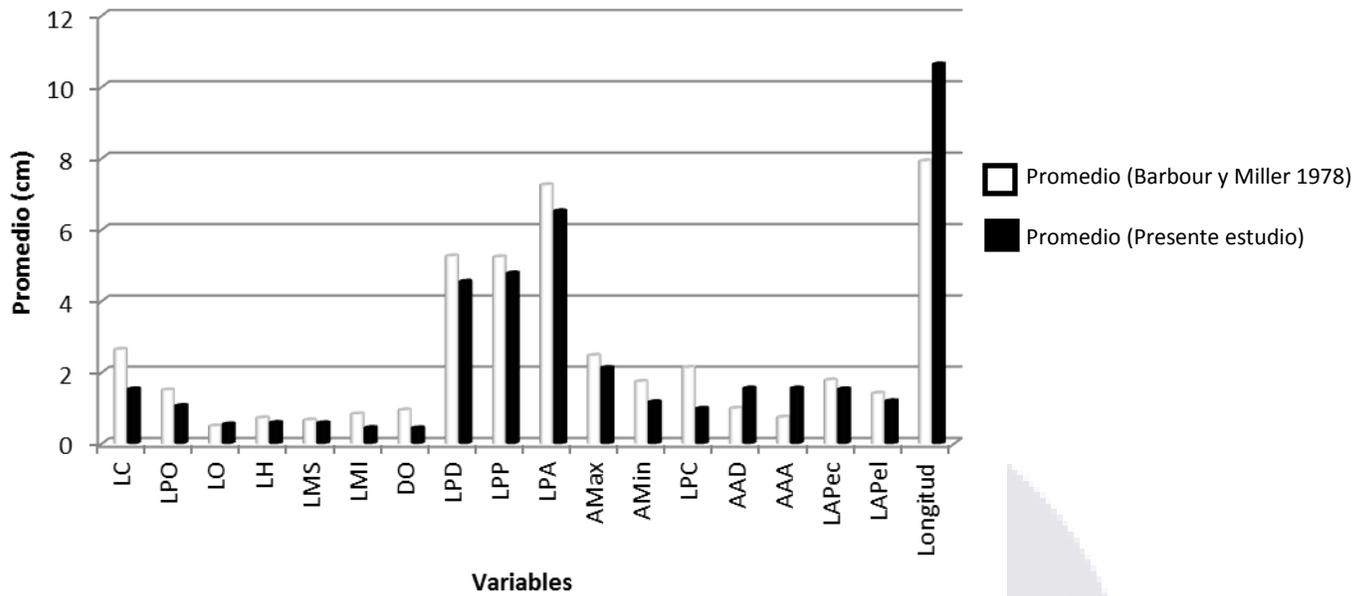
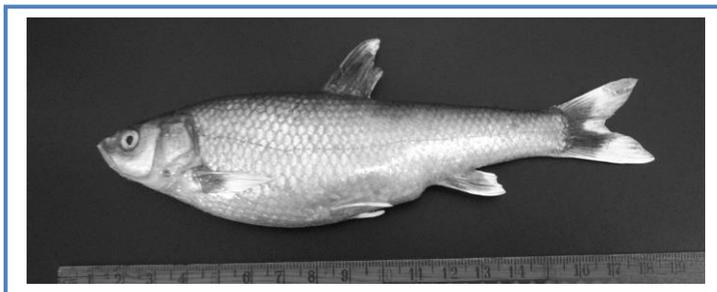


Figura 8. Comparación de los datos morfométricos obtenidos por Barbour y Miller (1978) y los análisis morfométricos recolectados en el presente estudio en las especies *A. tincella*. LC (Longitud de la cabeza); LPO (Longitud postorbital); LO (Longitud orbital); LH (Longitud del Hocico); LMS (Longitud de la mandíbula superior); LMI (Longitud de la mandíbula inferior); DO (Diámetro orbital); LPD (Longitud predorsal); LPP (Longitud prepélvica); LPA (Longitud preanal); AMax (Altura máxima); AMin (Altura mínima); LPC (Longitud del pedúnculo caudal); AAD (Altura de la aleta dorsal); AAA (Altura de la aleta anal); LApec (Longitud de la aleta pectoral); LAPel (Longitud de la aleta pélvica); Longitud (total).

### *Yuriria alta* (JORDAN 1880)



**Orden:** Cypriniformes  
**Familia:** Cyprinidae  
**Género:** *Yuriria*  
**Especie:** *Y. alta*  
**Nombre común:** Carpa blanca

### SINONIMIAS

*Notropis celayensis* (Álvarez del Villar, 1958)

### Descripción

Esta especie presenta las aletas alargadas, en las aletas dorsal y anal el primer radio es más largo en comparación con los otros radios; presenta ocho radios dorsales. De 11 a 17 branquiespinas en el primer arco branquial. Su distribución comprende la cuenca del río Lerma hasta el río Grande de Santiago, en los estados de Aguascalientes, Guanajuato, Jalisco, Michoacán, Edo. de México y Zacatecas. El comportamiento reproductivo de esta especie, sugiere un periodo de desove prolongado. En las **Tablas 8 y 9** se presentan los datos morfométricos y merísticos de los ejemplares colectados.

### Descripción del hábitat

*Yuriria alta* habita en arroyos, estanques y aguas abiertas con sustrato lodoso, grava y roca. En el estado de Aguascalientes se encontró en arroyos y pozas de baja profundidad y carentes de corriente, de igual manera que *A. tincella*, las dos poblaciones coexisten en el mismo sitio. Se encontraron cerca de la comunidad Potrero de los López en el municipio de San José de Gracia, Ags.

### Biología de la especie

El desove parece tener lugar entre marzo y finaliza en junio (Miller y col., 2009). En cautiverio no se ha logrado su reproducción, sin embargo, bajo cautiverio alcanzó una talla considerable en un periodo de tiempo corto, obteniendo una longitud patrón máxima

de 150 mm que concuerda con Miller y col., (2009) donde reportan una longitud patrón máxima (LP) conocida de 200 mm.



**Tabla 8. Datos morfométricos de *Yuriria alta* (Jordan, 1880). Los datos se expresan en porcentaje en relación a la longitud total. LC (Longitud de la cabeza); LPO (Longitud postorbital); LO (Longitud orbital); LH (Longitud del Hocico); LMS (Longitud de la mandíbula superior); LMI (Longitud de la mandíbula inferior); DO (Diámetro orbital); LPD (Longitud predorsal); LPP (Longitud prepélvica); LPA (Longitud preanal); AMax (Altura máxima); AMin (Altura mínima); LPC (Longitud del pedúnculo caudal); AAD (Altura de la aleta dorsal); AAA (Altura de la aleta anal); LAPEc (Longitud de la aleta pectoral); LAPel (Longitud de la aleta pélvica); Longitud (total); DE (Desviación estándar).**

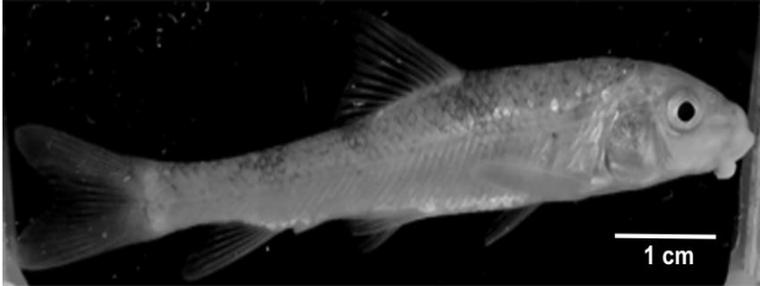
<i>Yuriria alta</i> (Jordan 1880)																			
No.	LC	LPO	LO	LH	LMS	LMI	DO	LPD	LPP	LPA	AMax	AMin	LPC	AAD	AAA	LAPEC	LAPEL	PESO	LT
1	14.67	10.00	6.00	6.00	7.33	6.00	4.00	40.67	42.00	60.00	20.00	12.00	7.33	7.33	12.67	16.00	11.33	39.4	15
2	14.74	10.90	4.49	7.05	7.69	5.77	3.85	41.03	41.67	58.97	19.23	11.54	6.41	7.05	12.82	14.74	12.18	41.5	15.6
3	15.00	10.63	5.63	6.25	6.88	5.63	3.75	40.00	41.88	58.75	18.75	11.25	8.75	18.13	13.75	15.63	12.50	44.6	16
4	15.43	11.73	5.56	6.79	6.79	4.94	3.70	45.06	43.21	60.49	19.75	10.49	6.79	11.11	12.35	16.05	11.73	48.1	16.2
5	14.89	11.70	4.79	6.91	6.91	5.32	4.26	43.09	43.09	63.30	20.74	20.74	5.85	14.89	12.23	18.62	9.57	85.4	18.8
6	15.09	10.69	5.66	7.55	6.92	5.66	4.40	43.40	44.65	62.89	20.75	20.75	7.55	7.55	11.32	14.47	12.58	52.7	15.9
7	14.63	10.37	5.49	7.32	6.71	5.49	4.27	45.12	41.46	60.37	19.51	19.51	7.32	11.59	12.80	12.80	10.98	53.7	16.4
8	14.62	11.11	5.26	6.43	6.43	5.85	4.68	42.11	43.86	60.82	21.05	21.05	7.02	15.79	12.87	15.20	11.11	69.4	17.1
9	14.36	10.11	4.79	6.38	6.38	5.32	3.72	42.02	46.81	62.23	30.85	30.85	5.85	16.49	12.23	13.83	12.77	76.8	18.8
10	14.20	10.06	5.33	7.10	7.10	5.33	3.55	43.20	43.20	60.95	20.12	20.12	7.10	15.98	13.02	15.38	10.65	57.4	16.9
11	15.47	11.60	4.97	7.18	7.18	5.52	3.87	43.09	45.30	60.77	19.34	19.34	7.73	17.13	11.60	16.57	12.71	75.8	18.1
<b>Promedio</b>	<b>14.83</b>	<b>10.81</b>	<b>5.27</b>	<b>6.82</b>	<b>6.94</b>	<b>5.53</b>	<b>4.00</b>	<b>42.62</b>	<b>43.37</b>	<b>60.87</b>	<b>20.92</b>	<b>17.97</b>	<b>7.06</b>	<b>13.00</b>	<b>12.51</b>	<b>15.39</b>	<b>11.65</b>	<b>58.62</b>	<b>16.8</b>
<b>Rango</b>	<b>1.27</b>	<b>1.73</b>	<b>1.51</b>	<b>1.55</b>	<b>1.31</b>	<b>1.06</b>	<b>1.13</b>	<b>5.12</b>	<b>5.35</b>	<b>4.55</b>	<b>12.10</b>	<b>20.36</b>	<b>2.90</b>	<b>11.07</b>	<b>2.43</b>	<b>5.81</b>	<b>3.19</b>	<b>46</b>	<b>3.8</b>
<b>DE</b>	<b>0.40</b>	<b>0.66</b>	<b>0.46</b>	<b>0.49</b>	<b>0.38</b>	<b>0.30</b>	<b>0.35</b>	<b>1.66</b>	<b>1.68</b>	<b>1.45</b>	<b>3.37</b>	<b>6.15</b>	<b>0.84</b>	<b>4.22</b>	<b>0.67</b>	<b>1.52</b>	<b>1.02</b>	<b>15.78</b>	<b>1.28</b>

Tabla 9. Datos merísticos de *Yuriria alta* (Jordan 1880). ELL (Escamas de la línea lateral); EpD (Escamas pre-dorsales); RaP (Radios de aleta pectoral); RaA (Radios de aleta anal); B (Branquiesinas); DE (Desviación estándar).

<i>Yuriria alta</i>					
No.	ELL	EpD	RaP	RaA	B
1	43	20	15	8	11
2	49	19	15	8	10
3	49	21	15	8	9
4	49	21	15	8	11
5	46	22	15	8	9
6	40	21	15	8	10
7	48	24	15	8	10
8	49	20	15	8	9
9	46	19	15	8	10
10	48	19	15	8	9
11	48	19	15	8	9
<b>Promedio</b>	<b>46.82</b>	<b>20.45</b>	<b>15</b>	<b>8</b>	<b>9.73</b>
<b>Rango</b>	<b>9</b>	<b>5</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>2</b>
<b>DE</b>	<b>2.93</b>	<b>1.57</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0.79</b>

## FAMILIA CATOSTOMIDAE

*Scartomyzon austrinus* (BEAN 1880)



**Orden:** Cypriniformes  
**Familia:** Catostomidae  
**Género:** *Scartomyzon*  
(*Moxostoma*)  
**Especie:** *S. (M.) austrinus*  
**Nombre común:** Matalote, chuime

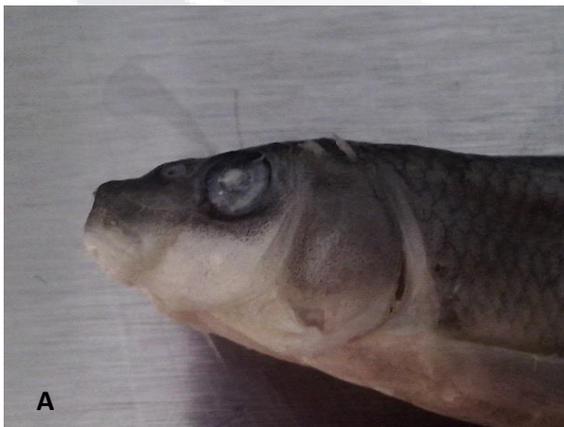
### SINONIMIAS

*Moxostoma austrinum* (Bean, 1880)

### Descripción

Presenta escamas alrededor del origen de la aleta dorsal, menos de 50 escamas en la línea lateral, con boca sub-terminal, labios con numerosos pliegues paralelos (**Figura 9 A y B**). La aleta dorsal es corta, menor a la mitad de la longitud del dorso (**Tablas 10 y 11**).

Su comportamiento consiste en permanecer sobre el sustrato y consumir el alimento que llega a sedimentarse, en ocasiones apoya las aletas pectorales sobre el sustrato y permanece en esta posición.



**Figura 9. A) Boca subterminal en *Scartomyzon austrinus*. B) Labios con pliegues paralelos en *Scartomyzon austrinus* (Foto tomada por la autora).**

**Descripción del hábitat**

Su distribución está comprendida en el Sistema de la Cuenca Lerma-Chapala- Santiago. Además, se distribuye en el río Ameca, el río Armeria y el alto río Mezquital. También, se encuentra en el cauce principal del río Bravo y sus tributarios, incluido el río Conchos.

Para el estado de Aguascalientes, su distribución es limitada a una sola localidad, considerando que su población es baja, debido al número de organismos capturados (tres individuos adultos).

**Biología de la especie**

Su alimentación consiste principalmente de algas verdes adheridas a rocas y al sustrato, es por esto que adopta el comportamiento de ramoneo para alimentarse. Esta especie se encuentra a profundidades entre 0.5 a 3.0 m.

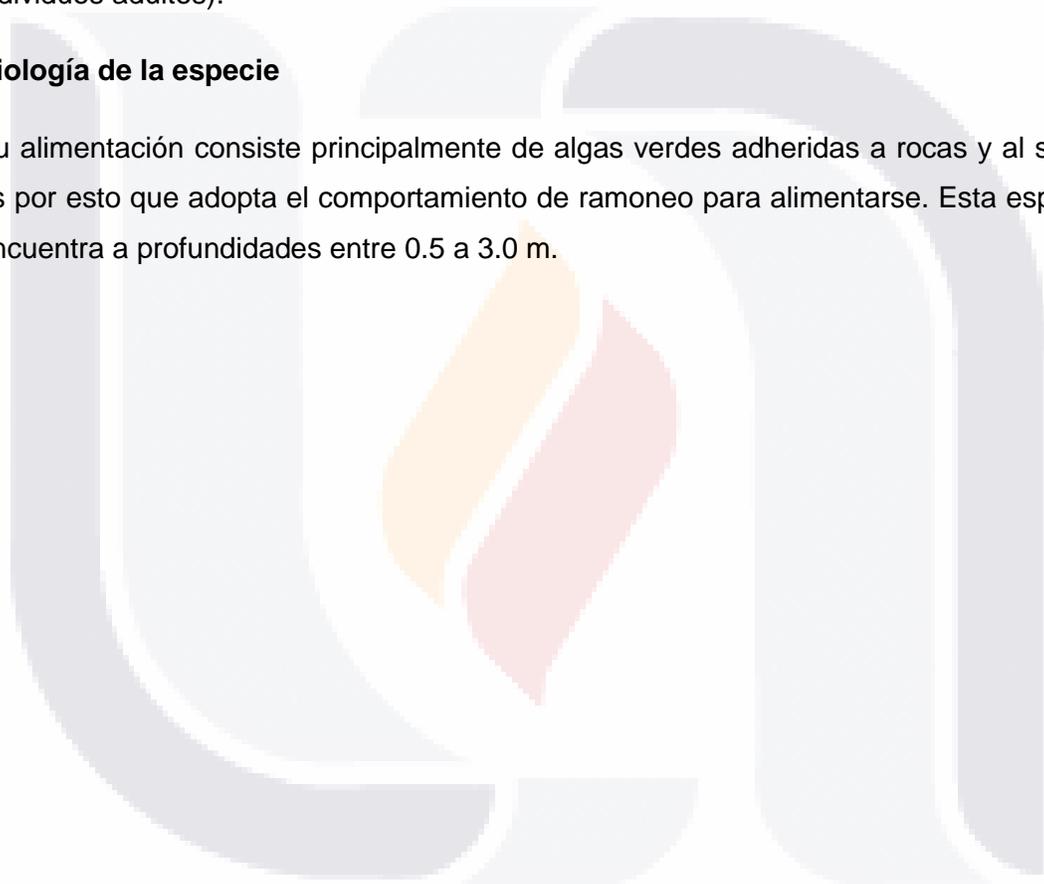


Tabla 10. Datos morfométricos de *Scartomyzon austrinus* (Bean, 1880). Los datos se expresan en porcentaje en relación a la longitud total. LC (Longitud de la cabeza); LPO (Longitud postorbital); LO (Longitud orbital); LH (Longitud del Hocico); LMS (Longitud de la mandíbula superior); LMI (Longitud de la mandíbula inferior); DO (Diámetro orbital); LPD (Longitud predorsal); LPP (Longitud prepélvica); LPA (Longitud preanal); AMax (Altura máxima); AMin (Altura mínima); LPC (Longitud del pedúnculo caudal); AAD (Altura de la aleta dorsal); AAA (Altura de la aleta anal); LAPec (Longitud de la aleta pectoral); LAPel (Longitud de la aleta pélvica); Longitud (total); DE (Desviación estándar).

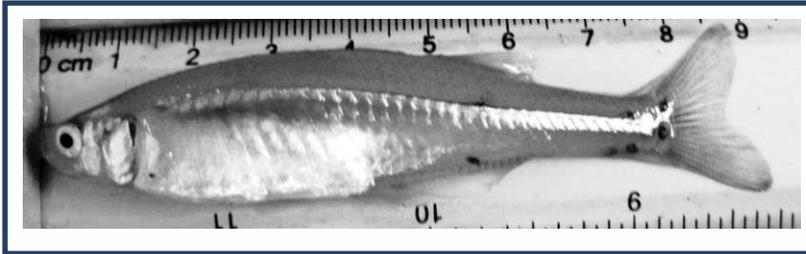
<i>S. austrinus</i> (Bean 1880)																	
No.	LC	LPO	LO	LH	DO	LPD	LPP	LPA	Amax	Amin	LPC	AAD	AAA	LAPEC	LAPEL	PESO	LT
1	24	9.33	5.33	6.67	2.67	45.33	50.67	72	22.67	13.33	8	20	17.33	18.67	16	4.1	7.5
2	21.21	7.58	4.55	4.55	3.03	39.39	46.97	68.18	21.21	15.15	9.09	15.15	15.15	15.15	10.61	3.5	6.6
<b>Promedio</b>	<b>22.61</b>	<b>8.45</b>	<b>4.94</b>	<b>5.61</b>	<b>2.85</b>	<b>42.36</b>	<b>48.82</b>	<b>70.09</b>	<b>21.94</b>	<b>14.24</b>	<b>8.55</b>	<b>17.58</b>	<b>16.24</b>	<b>16.91</b>	<b>13.30</b>	<b>3.80</b>	<b>7.05</b>
<b>Rango</b>	<b>2.79</b>	<b>1.76</b>	<b>0.79</b>	<b>2.12</b>	<b>0.36</b>	<b>5.94</b>	<b>3.70</b>	<b>3.82</b>	<b>1.45</b>	<b>1.82</b>	<b>1.09</b>	<b>4.85</b>	<b>2.18</b>	<b>3.52</b>	<b>5.39</b>	<b>0.60</b>	<b>0.90</b>
<b>DE</b>	<b>1.97</b>	<b>1.24</b>	<b>0.56</b>	<b>1.50</b>	<b>0.26</b>	<b>4.20</b>	<b>2.61</b>	<b>2.70</b>	<b>1.03</b>	<b>1.29</b>	<b>0.77</b>	<b>3.43</b>	<b>1.54</b>	<b>2.49</b>	<b>3.81</b>	<b>0.42</b>	<b>0.64</b>

Tabla 11. Datos merísticos de *S. austrinus* (Bean 1880). ELL (Escamas de la línea lateral); EpD (Escamas pre-dorsales); RaP (Radios de aleta pectoral); RaA (Radios de aleta anal); B (Branquiespinas); DE (Desviación estándar).

Organismo	ELL	EpD	RaP	RaA	B
1	39	13	16	8	15
2	41	13	16	8	15
<b>Promedio</b>	<b>40</b>	<b>13</b>	<b>16</b>	<b>8</b>	<b>15</b>
<b>Rango</b>	<b>2</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>
<b>DE*</b>	<b>1.4</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>

## FAMILIA *ATHERINOPSIDAE*

*Chirostoma jordani* (WOOLMAN, 1894)



**Orden:** Atheriniformes  
**Familia:** Atherinopsidae  
**Género:** *Chirostoma*  
**Especie:** *C. jordani*  
**Nombre común:** Charal

### SINONIMIAS

*Poblana hidalgoi* (Barbour, 1973)  
*Chirostoma hidalgoi* (Álvarez, 1953)  
*Chirostoma jordani jordani* (Schultz, 1948)  
*Eslopsarum jordani jordani* (De Buen, 1945)  
*Chirostoma jordani mezquital* (Schultz, 1948)  
*Eslopsarum jordani mezquital* (De Buen, 1945)  
*Chirostoma mezquital* (Meek, 1904)  
*Eslopsarum jordani* (Jordan and Everman, 1895)  
*Chirostoma breve* (Von Bayern and Steindachner, 1895)  
*Atherinichthys brevis* (Steindachner, 1894)  
*Chirostoma brasiliensis* (Jordan, 1879)

### Descripción de la especie

Representante de la familia *Atherinopsidae*. Presenta dientes en los labios anteriores, no son visibles con la boca cerrada, presenta un hocico subtriangular. La aleta dorsal es espinosa y la base de la aleta se encuentra antecediendo al origen de la aleta anal. Las escamas de la línea lateral presentan poros o canales (**Figura 10**). La mandíbula inferior es oblicua y se encuentra de manera externa con respecto a la mandíbula superior (**Figura 11**).



Figura 10. Poro de escama de la línea lateral de *C. jordani* (Foto tomada por la autora).

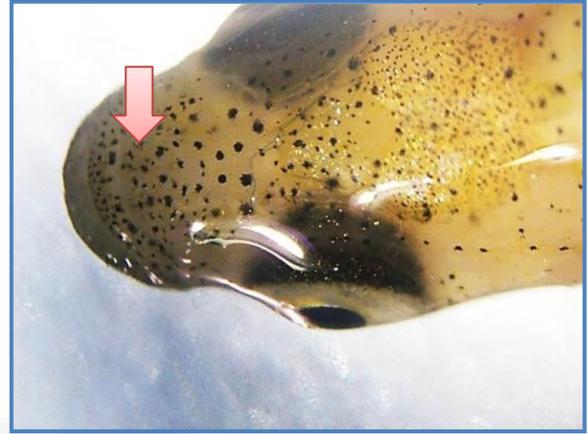


Figura 11. Hocico de *C. jordani*. (Foto tomada por la autora).

### Descripción del hábitat

Los sitios de hábitats de la especie comprenden lagos, ríos, estanques, canales y presas, conteniendo aguas claras, turbias o lodosas y sin corriente, prefieren aguas tranquilas con profundidades de hasta 1 metro. Tiene amplia distribución en la cuenca del río Lerma, río Grande de Santiago y río Ameca. En el estado de Aguascalientes se encuentra en la Presa Chichimeco, Jesús María y Río Chilerillo.

### Biología de la especie

Con amplio periodo reproductivo, comprendido de fines de febrero a mediados de mayo (Miller y col., 2009). Su alimentación en las primeras etapas del desarrollo se basa en organismos más pequeños que forman el zooplancton, posteriormente se alimentan de algunos copepodos, protozoarios, rotíferos y pequeñas larvas de insecto. La longitud patrón máxima conocida es de 91 mm.

**Tabla 12. Datos morfométricos de *Chirostoma jordani* (Woolman, 1894). Los datos se expresan en porcentaje en relación a la longitud total. LC (Longitud de la cabeza); LPO (Longitud postorbital); LO (Longitud orbital); LH (Longitud del Hocico); LMS (Longitud de la mandíbula superior); LMI (Longitud de la mandíbula inferior); DO (Diámetro orbital); LPD (Longitud predorsal); LPP (Longitud prepélvica); LPA (Longitud preanal); AMax (Altura máxima); AMin (Altura mínima); LPC (Longitud del pedúnculo caudal); AAD (Altura de la aleta dorsal); AAA (Altura de la aleta anal); LA Pec (Longitud de la aleta pectoral); LAPel (Longitud de la aleta pélvica); Longitud (total); DE (Desviación estándar).**

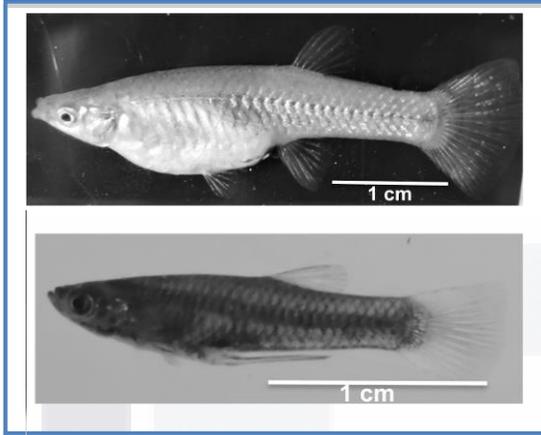
No.	LC	Dor	LH	LMi	LPoC	LpC	BaA	DH1D	DH2D	DHP	BaP	Amax	Amin	AaA	AaP	A1D	A2D	Peso	LT
1	23.26	6.98	6.25	6.25	12.50	6.25	37.50	65.63	78.13	46.88	6.25	31.25	15.63	31.25	31.25	15.63	31.25	0.7	4.3
2	20.83	6.25	5.56	5.56	11.11	5.56	36.11	58.33	66.67	50.00	5.56	27.78	13.89	27.78	27.78	13.89	27.78	0.6	4.8
3	20.75	5.66	4.76	4.76	9.52	4.76	30.95	50.00	64.29	42.86	4.76	26.19	14.29	23.81	23.81	14.29	26.19	0.7	5.3
4	17.54	7.02	4.17	4.17	10.42	4.17	25.00	43.75	58.33	37.50	4.17	20.83	12.50	20.83	20.83	14.58	20.83	0.6	5.7
5	18.33	5.00	4.08	4.08	8.16	4.08	28.57	51.02	67.35	44.90	4.08	24.49	14.29	20.41	22.45	10.20	20.41	1.2	6
6	16.39	4.92	4.00	4.00	8.00	4.00	28.00	42.00	52.00	30.00	4.00	22.00	12.00	20.00	22.00	12.00	20.00	0.7	6.1
<b>Promedio</b>	<b>19.52</b>	<b>5.97</b>	<b>4.80</b>	<b>4.80</b>	<b>9.95</b>	<b>4.80</b>	<b>31.02</b>	<b>51.79</b>	<b>64.46</b>	<b>42.02</b>	<b>4.80</b>	<b>25.42</b>	<b>13.76</b>	<b>24.01</b>	<b>24.69</b>	<b>13.43</b>	<b>24.41</b>	<b>0.75</b>	<b>5.37</b>
<b>Rango</b>	<b>6.86</b>	<b>2.10</b>	<b>2.25</b>	<b>2.25</b>	<b>4.50</b>	<b>2.25</b>	<b>12.50</b>	<b>23.63</b>	<b>26.13</b>	<b>20.00</b>	<b>2.25</b>	<b>10.42</b>	<b>3.63</b>	<b>11.25</b>	<b>10.42</b>	<b>5.42</b>	<b>11.25</b>	<b>0.6</b>	<b>1.8</b>
<b>DE</b>	<b>2.54</b>	<b>0.93</b>	<b>0.92</b>	<b>0.92</b>	<b>1.75</b>	<b>0.92</b>	<b>4.88</b>	<b>8.93</b>	<b>8.86</b>	<b>7.23</b>	<b>0.92</b>	<b>3.84</b>	<b>1.32</b>	<b>4.60</b>	<b>4.01</b>	<b>1.98</b>	<b>4.68</b>	<b>0.23</b>	<b>0.71</b>

**Tabla 14. Datos merísticos de *Chirostoma jordani* (Woolman, 1894). ELL (Escamas de la línea lateral); EpD (Escamas pre-dorsales); RaP (Radios de aleta pectoral); RaA (Radios de aleta anal); B (Branquiesinas). DE (Desviación estándar).**

<b><i>Chirostoma jordani</i> (Woolman, 1894)</b>								
<b>No.</b>	ELL	EpD	EiD	RaP	E1D	E2D	RaA	B
<b>1</b>	30	15	5	8	4	10	17	20
<b>2</b>	30	15	5	8	4	10	17	20
<b>3</b>	30	14	5	8	4	10	17	20
<b>4</b>	30	13	5	8	4	10	17	20
<b>5</b>	31	17	7	8	4	10	17	20
<b>6</b>	31	15	7	8	4	10	17	20
<b>Promedio</b>	<b>30.33</b>	<b>14.83</b>	<b>5.67</b>	<b>8</b>	<b>4</b>	<b>10</b>	<b>17</b>	<b>20</b>
<b>Rango</b>	<b>1</b>	<b>4</b>	<b>2</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>
<b>DE</b>	<b>0.52</b>	<b>1.33</b>	<b>1.03</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>

## FAMILIA POECILIIDAE

*Poeciliopsis infans* (Woolman, 1894)



**Orden:** Cyprinodontiformes

**Familia:** Poeciliidae

**Género:** *Poeciliopsis*

**Especie:** *P. infans*

**Nombre común:** Guatopote del Lerma

### SINONIMIAS

*Gambusia infans* (Woolman, 1894)

*Leptorhaphis infans* (Woolman, 1894)

*Poeciliopsis porosus* (de Buen, 1943)

### Descripción

Especie representante de los Poecilidas (familia Poeciliidae). Los machos presentan modificación de los radios anales (3-5) por medio del cual llevan a cabo una fecundación interna, llamado gonopodio (**Figura 12 y Tablas 14 y 15**) y las hembras dan a luz a sus crías vivas. Los caracteres gonopodiales se usan ampliamente con fines taxonómicos. Al comenzar el periodo de reproducción el macho adopta un patrón de coloración oscura.

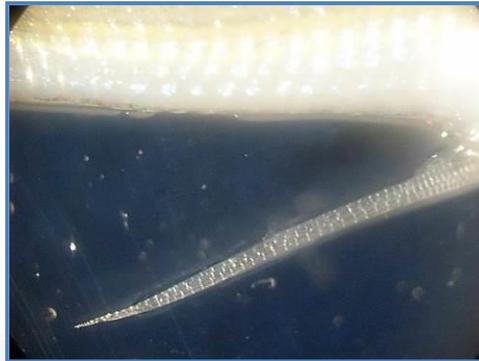


Figura 12. Gonopodio del macho de *Poeciliopsis infans* (Woolman, 1894) (Foto tomada por la autora).

### Descripción del hábitat

Al igual que el género *Goodea* (Goodeidae), *Poeciliopsis infans* (ambos vivíparos), tiene una amplia tolerancia ecológica dentro del estado de Aguascalientes, encontrándose en Arroyos y pozas del municipio de San José de Gracia, Presa Chichimeco, Arroyo Agua Zarca y Río Chilerillo. En el territorio mexicano su distribución comprende la cuenca del río Lerma-Grande de Santiago, ríos Ameca, río Armería, Coahuayana y río Balsas. Se encuentra en lagos interiores entre las cuencas de los ríos Lerma y Armería correspondientes a los estados de Aguascalientes, Guanajuato, Jalisco, Michoacán, Nayarit y Zacatecas. Prefieren lagos, ríos, estanques, manantiales cálidos, zanjas, arroyos y canales, buscando aguas tranquilas y someras con corriente nula o ligera y el agua turbia o muy lodosa y sitios de baja profundidad, hasta 0.6 metros.

### Biología de la especie

Con periodo de reproducción amplio, comprende de enero a junio en vida silvestre, en cautiverio comienza su periodo reproductivo en mayo. Su alimentación se basa de algas verdes.

Es una especie de tamaño pequeño, siendo la longitud patrón máxima conocida de 68 mm mientras que los organismos recolectados se encuentran en tallas de 43 a 61 mm.

Tabla 14. Datos morfométricos de *Poeciliopsis infans* (Woolman, 1894). Los datos se expresan en porcentaje en relación a la longitud total (LT). LC (Longitud de la cabeza); LPO (Longitud postorbital); LO (Longitud orbital); LH (Longitud del Hocico); LMS (Longitud de la mandíbula superior); LMI (Longitud de la mandíbula inferior); DO (Diámetro orbital); LPD (Longitud predorsal); LPP (Longitud prepélvica); LPA (Longitud preanal); AMax (Altura máxima); AMin (Altura mínima); LPC (Longitud del pedúnculo caudal); AAD (Altura de la aleta dorsal); AAA (Altura de la aleta anal); LAPEC (Longitud de la aleta pectoral); LAPel (Longitud de la aleta pélvica); Longitud (total); DE (Desviación estándar).

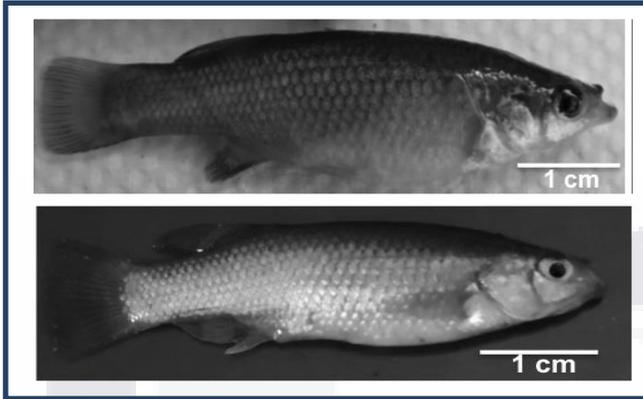
<i>Poeciliopsis infans</i> (Woolman, 1894)																			
No.	LC	LPO	LO	LH	LMS	LMI	DO	LPD	LPP	LPA	AMax	AMin	LPC	AAD	AAA	LAPEC	LAPEL	PESO	LT
1	23.08	7.69	7.69	3.85	3.85	3.85	3.85	50.00	26.92	38.46	19.23	11.54	3.85	15.38	34.62	11.54	3.85	0.2	2.6
2	19.23	7.69	7.69	3.85	3.85	3.85	3.85	46.15	26.92	34.62	15.38	7.69	3.85	11.54	42.31	15.38	7.69	0.1	2.6
3	20.69	6.90	6.90	3.45	3.45	3.45	3.45	44.83	27.59	31.03	20.69	13.79	3.45	17.24	31.03	13.79	6.90	0.2	2.9
4	20.00	6.67	6.67	3.33	3.33	3.33	3.33	50.00	30.00	46.67	16.67	10.00	3.33	16.67	16.67	13.33	10.00	0.2	3
5	15.63	6.25	6.25	3.13	3.13	3.13	3.13	37.50	21.88	28.13	15.63	9.38	3.13	15.63	31.25	15.63	6.25	0.2	3.2
6	18.52	7.41	7.41	3.70	3.70	3.70	3.70	48.15	25.93	37.04	22.22	11.11	3.70	14.81	33.33	11.11	7.41	0.2	2.7
7	20.83	6.25	6.25	8.33	2.08	2.08	4.17	50.00	35.42	47.92	16.67	8.33	4.17	16.67	14.58	14.58	10.42	0.9	4.8
8	19.23	7.69	7.69	3.85	3.85	3.85	3.85	46.15	26.92	34.62	19.23	11.54	3.85	19.23	30.77	11.54	7.69	0.1	2.6
9	20.00	8.00	8.00	4.00	4.00	4.00	4.00	44.00	24.00	36.00	20.00	12.00	4.00	16.00	48.00	12.00	12.00	0.1	2.5
10	20.83	8.33	8.33	4.17	4.17	4.17	4.17	45.83	20.83	37.50	20.83	12.50	4.17	16.67	33.33	12.50	12.50	0.2	2.4
11	25.00	8.33	8.33	4.17	4.17	4.17	4.17	54.17	29.17	45.83	20.83	12.50	4.17	16.67	12.50	12.50	12.50	0.2	2.4
12	20.83	4.17	8.33	4.17	4.17	4.17	4.17	50.00	25.00	33.33	16.67	8.33	4.17	16.67	50.00	16.67	12.50	0.1	2.4
13	16.67	8.33	8.33	4.17	4.17	4.17	4.17	50.00	25.00	37.50	20.83	12.50	4.17	16.67	37.50	12.50	8.33	0.1	2.4
14	23.08	7.69	7.69	3.85	3.85	3.85	3.85	46.15	30.77	46.15	15.38	11.54	3.85	15.38	19.23	23.08	11.54	0.2	2.6
15	20.83	8.33	8.33	4.17	4.17	4.17	4.17	45.83	20.83	33.33	20.83	12.50	4.17	20.83	37.50	16.67	12.50	0.1	2.4
16	20.83	8.33	8.33	4.17	4.17	4.17	4.17	45.83	29.17	45.83	20.83	12.50	4.17	16.67	33.33	16.67	8.33	0.1	2.4
17	18.18	9.09	4.55	4.55	4.55	4.55	4.55	45.45	22.73	31.82	22.73	13.64	4.55	18.18	45.45	13.64	9.09	0.1	2.2
18	22.73	9.09	4.55	4.55	4.55	4.55	4.55	45.45	31.82	40.91	18.18	13.64	4.55	13.64	13.64	18.18	9.09	0.1	2.2
19	22.73	9.09	9.09	4.55	4.55	4.55	4.55	50.00	31.82	45.45	22.73	9.09	4.55	13.64	13.64	18.18	9.09	0.1	2.2
20	21.74	8.70	8.70	4.35	4.35	4.35	4.35	52.17	34.78	39.13	21.74	13.04	4.35	17.39	43.48	17.39	8.70	0.1	2.3
<b>Promedio</b>	<b>20.53</b>	<b>7.70</b>	<b>7.46</b>	<b>4.22</b>	<b>3.90</b>	<b>3.90</b>	<b>4.01</b>	<b>47.38</b>	<b>27.37</b>	<b>38.56</b>	<b>19.37</b>	<b>11.36</b>	<b>4.01</b>	<b>16.28</b>	<b>31.11</b>	<b>14.84</b>	<b>9.32</b>	<b>0.18</b>	<b>2.64</b>
<b>Rango</b>	<b>9.38</b>	<b>4.92</b>	<b>4.55</b>	<b>5.21</b>	<b>2.46</b>	<b>2.46</b>	<b>1.42</b>	<b>16.67</b>	<b>14.58</b>	<b>19.79</b>	<b>7.34</b>	<b>6.10</b>	<b>1.42</b>	<b>9.29</b>	<b>37.50</b>	<b>11.97</b>	<b>8.65</b>	<b>0.8</b>	<b>2.6</b>
<b>DE</b>	<b>2.26</b>	<b>1.20</b>	<b>1.26</b>	<b>1.04</b>	<b>0.58</b>	<b>0.58</b>	<b>0.39</b>	<b>3.59</b>	<b>4.27</b>	<b>5.97</b>	<b>2.50</b>	<b>1.90</b>	<b>0.39</b>	<b>2.01</b>	<b>12.17</b>	<b>3.01</b>	<b>2.42</b>	<b>0.18</b>	<b>0.57</b>

Tabla 15. Datos merísticos de *Poeciliopsis infans* (Woolman, 1894). ELL (Escamas de la línea lateral); EpD (Escamas pre-dorsales); RaP (Radios de aleta pectoral); RaA (Radios de aleta anal); B (Branquiesinas); DE (Desviación Estándar).

<i>Poeciliopsis infans</i> (Woolman, 1894)					
No.	ELL	EpD	RaP	RaA	B
1	21	15	9	5	11
2	21	14	9	5	15
3	21	14	11	5	13
4	23	14	12	8	
5	25	14	10	6	11
6	22	15	8	6	10
7	29	15	14	9	13
8	25	15	12	6	
9	24	14	12	7	13
10	24	14	13	6	13
11	27	15	13	10	12
12	23	14	9	6	13
13	22	14	8	9	12
14	25	10	12	9	17
15	25	12	12	7	11
16	21	14	8	5	10
17	28	13	8	6	11
18	25	15	10	6	13
19	27	14	13	9	12
20	25	13	9	6	12
<b>Promedio</b>	<b>24</b>	<b>14</b>	<b>11</b>	<b>7</b>	<b>12</b>
<b>Rango</b>	<b>8</b>	<b>5</b>	<b>6</b>	<b>5</b>	<b>7</b>
<b>DE</b>	<b>2.41</b>	<b>1.21</b>	<b>2.01</b>	<b>1.61</b>	<b>1.71</b>

# FAMILIA GOODEIDAE

*Goodea atripinnis* (JORDAN, 1880)



**Orden:** Ciprinodontiformes

**Familia:** Goodeidae

**Género:** Goodea

**Especie:** *G. atripinnis*

**Nombre común:** Tiro

## SINONIMIAS

*Goodea* sp. Bean, 1880

*Characodon atripinnis* Bean, 1888

*Characodon variatus* Woolman, 1894 (misidentification)

*Characodon luitpoldi* von Bayern, 1894

*Xenendum caliente* Jordan & Snyder, 1900

*Xenendum xaliscone* Jordan & Snyder, 1900

*Xenendum luitpoldi* Jordan & Evermann, 1900

*Goodea caliente* Meek, 1902

*Goodea luitpoldi* Meek, 1902

*Goodea calientis* Regan, 1907

*Goodea atripinnis atripinnis* de Buen, 1947

*Goodea atripinnis martini* de Buen, 1947

*Goodea atripinnis luitpoldii* de Buen, 1947

*Goodea atripinnis* subsp. de Buen, 1947

*Goodea atripinnis xaliscone* de Buen, 1947

### Descripción de la especie

Representante de la Familia Goodeidae, presenta dientes mandibulares bífidos, comprimidos en sentido anteroposterior con mancha en la parte terminal (**Figura 13 y Tablas 16 y 17**). Primer radio anal acortado del macho, visible con claridad externamente, bilobulada, con 6 radios en el lóbulo anterior que facilita el reconocimiento de dimorfismo sexual. Hocico en forma de cuña en vista lateral. Radios dorsales de 12-15.



Figura 13. Dientes mandibulares de *Goodea atripinnis* (Jordan, 1880) (Foto tomada por la autora).

### Descripción del hábitat

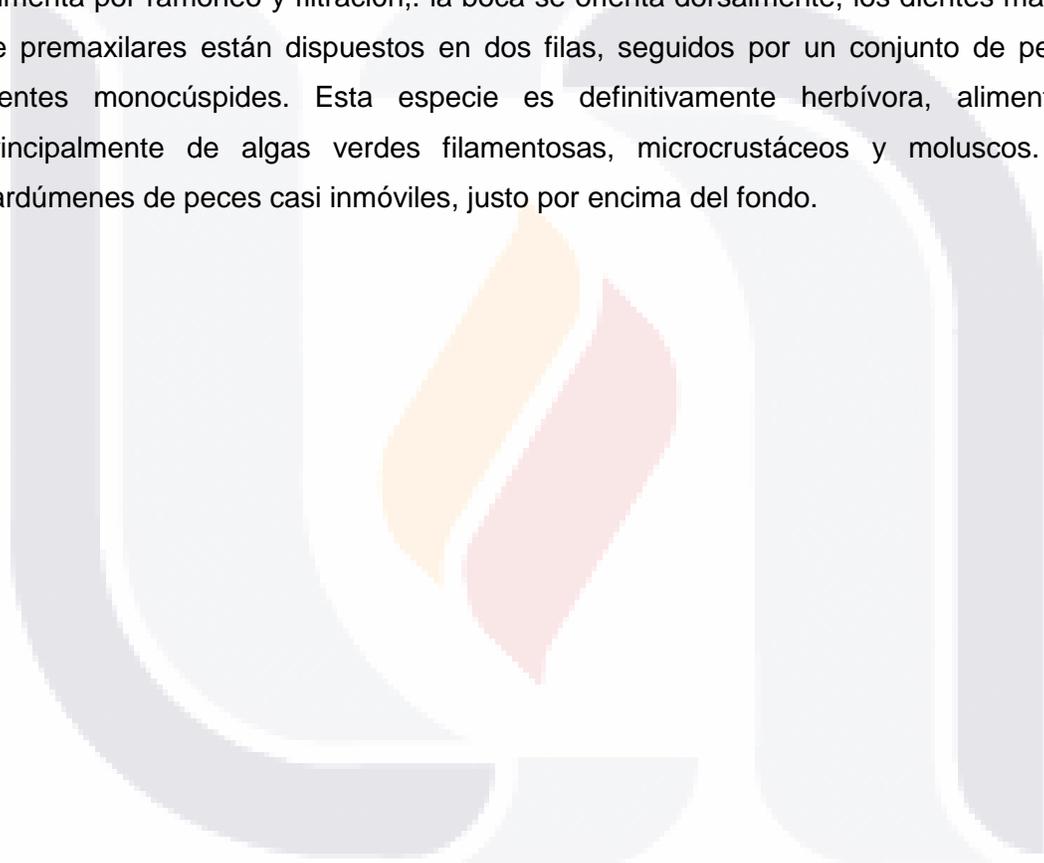
Su hábitat es versátil, incluyendo lagos, lagunas, arroyos y manantiales. Se encuentra a 2.7 m, pero generalmente prefiere menos de 0,5 m de profundidad. El agua puede ser clara, turbia o fangosos y corrientes moderadamente fuerte. Diferentes sustratos como barro, arcilla, arena, grava y rocas.

Su distribución en la Vertiente del Pacífico, en la cuenca de los ríos Lerma-Grande de Santiago, la cuenca del río Ameca y el endorreico lago de Magdalena. También en las cuencas de los ríos Balsas y Armería y tributarios independientes en el pacífico de Nayarit, así como aguas inmediatamente adyacentes en Jalisco y Michoacán. Vertiente del Atlántico, ríos Santa María y San Juan del Río, y afluentes del alto río Pánuco en Querétaro y San Luis Potosí.

En el Estado de Aguascalientes se encuentra en cinco de los siete sitios muestreados para éste trabajo.

**Biología de la especie**

De acuerdo con Miller y col., 2009, la presencia de juveniles entre el 25 de enero y el 13 de julio indica una temporada reproductiva larga. Es una especie prolífica, donde la hembra es grande (149 mm LE) y produce aproximadamente 167 embriones, siendo así nacimiento de crías entre junio y agosto. Estos peces nadan generalmente de media agua hacia abajo y se alimentan durante el día. El estómago es alargado, su largo intestino convoluto, abundantes branquiespinas y dientes mandibulares externos bífidos, se alimenta por ramoneo y filtración,. la boca se orienta dorsalmente, los dientes marginales de premaxilares están dispuestos en dos filas, seguidos por un conjunto de pequeños dientes monocúspides. Esta especie es definitivamente herbívora, alimentándose principalmente de algas verdes filamentosas, microcrustáceos y moluscos. Forma cardúmenes de peces casi inmóviles, justo por encima del fondo.



**Tabla 16. Datos morfométricos de *Goodea atripinnis* (Jordan, 1880). Los datos se expresan en porcentaje en relación a la longitud total. LC (Longitud de la cabeza); LPO (Longitud postorbital); LO (Longitud orbital); LH (Longitud del Hocico); LMS (Longitud de la mandíbula superior); LMI (Longitud de la mandíbula inferior); DO (Diámetro orbital); LPD (Longitud predorsal); LPP (Longitud prepélvica); LPA (Longitud preanal); AMax (Altura máxima); AMin (Altura mínima); LPC (Longitud del pedúnculo caudal); AAD (Altura de la aleta dorsal); AAA (Altura de la aleta anal); LAPEc (Longitud de la aleta pectoral); LAPel (Longitud de la aleta pélvica); Longitud (total); DE (Desviación estándar).**

<i>Goodea atripinnis</i> (Jordan, 1880)																			
No.	LC	LPO	LO	LH	LMS	LMi	DO	LPD	LPP	LPA	Amax	Amin	LPC	AAD	AAA	LAPEC	LAPEL	PESO	LT
1	21.31	9.84	6.56	8.20	8.20	8.20	3.28	55.74	40.98	57.38	22.95	11.48	3.28	19.67	14.75	16.39	6.56	2.5	6.1
2	22.22	9.72	6.94	8.33	6.94	8.33	4.17	62.50	41.67	56.94	20.83	11.11	2.78	18.06	11.11	13.89	9.72	4.3	7.2
3	22.73	9.09	6.06	9.09	9.09	9.09	3.03	59.09	40.91	60.61	21.21	13.64	3.03	19.70	15.15	13.64	9.09	3.6	6.6
4	24.24	10.61	6.06	9.09	7.58	9.09	3.03	60.61	45.45	60.61	21.21	12.12	3.03	16.67	13.64	10.61	10.61	3.7	6.6
<b>Promedio</b>	<b>22.63</b>	<b>9.81</b>	<b>6.41</b>	<b>8.68</b>	<b>7.95</b>	<b>8.68</b>	<b>3.38</b>	<b>59.48</b>	<b>42.25</b>	<b>58.88</b>	<b>21.55</b>	<b>12.09</b>	<b>3.03</b>	<b>18.52</b>	<b>13.66</b>	<b>13.63</b>	<b>8.99</b>	<b>3.525</b>	<b>6.63</b>
<b>Rango</b>	<b>2.93</b>	<b>1.52</b>	<b>0.88</b>	<b>0.89</b>	<b>2.15</b>	<b>0.89</b>	<b>1.14</b>	<b>6.76</b>	<b>4.55</b>	<b>3.66</b>	<b>2.12</b>	<b>2.53</b>	<b>0.50</b>	<b>3.03</b>	<b>4.04</b>	<b>5.79</b>	<b>4.05</b>	<b>1.8</b>	<b>1.1</b>
<b>DE</b>	<b>1.23</b>	<b>0.62</b>	<b>0.43</b>	<b>0.48</b>	<b>0.92</b>	<b>0.48</b>	<b>0.54</b>	<b>2.86</b>	<b>2.16</b>	<b>2.00</b>	<b>0.95</b>	<b>1.11</b>	<b>0.20</b>	<b>1.46</b>	<b>1.82</b>	<b>2.37</b>	<b>1.74</b>	<b>0.75</b>	<b>0.45</b>

**Tabla 17. Datos merísticos de *Goodea atripinnis* (Jordan, 1880). ELL (Escamas de la línea lateral); EpD (Escamas pre-dorsales); RaP (Radios de aleta pectoral); RaA (Radios de aleta anal); B (Branquiesinas); DE (Desviación estándar).**

<b><i>Goodea atripinnis</i> (Jordan, 1880).</b>					
<b>No.</b>	<b>ELL</b>	<b>EpD</b>	<b>RaP</b>	<b>RaA</b>	<b>B</b>
<b>1</b>	21	15	9	5	11
<b>2</b>	21	14	9	5	15
<b>3</b>	21	14	11	5	13
<b>4</b>	23	14	12	8	11
<b>Promedio</b>	<b>21.5</b>	<b>14.25</b>	<b>10.25</b>	<b>5.75</b>	<b>12.5</b>
<b>Rango</b>	<b>2</b>	<b>1</b>	<b>3</b>	<b>3</b>	<b>4</b>
<b>DE</b>	<b>1</b>	<b>0.5</b>	<b>1.5</b>	<b>1.5</b>	<b>1.9</b>

### 7.3. Descripción de las especies nativas a partir de marcadores moleculares.

Los organismos previamente fijados en alcohol al 70% fueron utilizados para la extracción del tejido muscular, generando una base de datos donde se concentró información de cada individuo (**Tabla 18**).

**Tabla 18. Base de datos de los organismos utilizados para extracción de tejido muscular.**

No.	Especie	Sexo	Longitud total (cm)	Peso (gr)	Localidad
1	<i>Goodea atripinnis</i>	M	6.7	3.83	Potrero de los López
2	<i>G. atripinnis</i>	H	7.8	6.01	Potrero de los López
3	<i>G. atripinnis</i>	H	5.7	2.58	Potrero de los López
4	<i>G. atripinnis</i>	M	7.1	5.51	Potrero de los López
5	<i>G. atripinnis</i>	H	6.1	2.63	Potrero de los López
6	<i>G. atripinnis</i>	M	5.8	2.68	Potrero de los López
7	<i>G. atripinnis</i>	H	5.0	1.63	Potrero de los López
8	<i>G. atripinnis</i>	M	5.5	2.36	Potrero de los López
9	<i>G. atripinnis</i>	H	7.8	6.25	Potrero de los López
10	<i>G. atripinnis</i>	M	5.1	1.94	Potrero de los López
11	<i>G. atripinnis</i>	M	6.1	2.5	Agua Zarca
12	<i>G. atripinnis</i>	H	7.2	4.3	Agua Zarca
13	<i>G. atripinnis</i>	H	6.6	3.6	Agua Zarca
14	<i>G. atripinnis</i>	H	6.6	3.7	Agua Zarca
15	<i>Chirostoma jordani</i>	J	3.5	0.26	Presa Chichimeco
16	<i>C. jordani</i>	H	7.6	3.5	Presa Chichimeco
17	<i>C. jordani</i>	J	4.5	0.55	Presa Chichimeco
18	<i>Algansea tincella</i>	M	8.8	8.07	Potrero de los López
19	<i>A. tincella</i>	M	8.9	8.86	Potrero de los López
20	<i>A. tincella</i>	H	8.5	8.25	Potrero de los López
21	<i>A. tincella</i>	H	13.2	32.81	Potrero de los López
22	<i>Yuriria alta</i>	M	10.1	10.57	Potrero de los López
23	<i>Y. alta</i>	H	19.8	80.78	Potrero de los López
24	<i>Y. alta</i>	M	17.2	46.98	Potrero de los López
25	<i>Y. alta</i>	H	16.5	51.46	Potrero de los López
26	<i>Poeciliopsis infans</i>	M	2.6	0.2	Rio San Pedro, Cosio
27	<i>P. infans</i>	M	2.6	0.1	Rio San Pedro, Cosio
28	<i>P. infans</i>	M	2.9	0.2	Rio San Pedro, Cosio
29	<i>P. infans</i>	H	3.0	0.2	Rio San Pedro, Cosio
30	<i>P. infans</i>	M	3.2	0.2	Rio San Pedro, Cosio
31	<i>P. infans</i>	M	2.7	0.9	Rio San Pedro, Cosio
32	<i>P. infans</i>	M	4.8	0.1	Rio San Pedro, Cosio
33	<i>P. infans</i>	M	2.6	0.1	Rio San Pedro, Cosio
34	<i>P. infans</i>	M	2.5	0.2	Rio San Pedro, Cosio
35	<i>P. infans</i>	M	2.4	0.2	Rio San Pedro, Cosio
36	<i>Scartomyzon austrinus</i>	J	7.5	4.1	Potrero de los López
37	<i>S. austrinus</i>	J	6.6	3.5	Potrero de los López

*Amplificación de ADNmt para el gen r16S*

A partir de la técnica de PCR y con la utilización de los cebadores Sar L2150 5'-GCG TCG TTT ATC AAA AAC AT-3' y Sbr H3080 5'- CCG GTC TGA ACT CAG ATC ACG T-3' se amplificaron las secuencias del gen r16S mitocondrial de las seis especies (*Algansea tincella*, *Yuriria alta*, *Scartomyzon austrinus*, *Chirostoma jordani*, *Poeciliopsis infans* y *Goodea atripinnis*) a partir de un protocolo estandarizado, (**Tabla 19**) y se obtuvo una secuencia de 600 pb proximadamente para cada especie. En la **Figura 14** se ilustra el bandeo de la amplificación del gen r16S en gel de agarosa.

<b>Tabla 19. Protocolo de amplificación para el gen mitocondrial r16S</b>		
Pre-desnaturalización	94° C 45 s	1 ciclo
Anillamiento	94° C 30 s	30 ciclos
	57° C 30 s	
	72° C 1:10 min	
Elongación	72° C 10 min	1 ciclo
Hold	4°C	∞

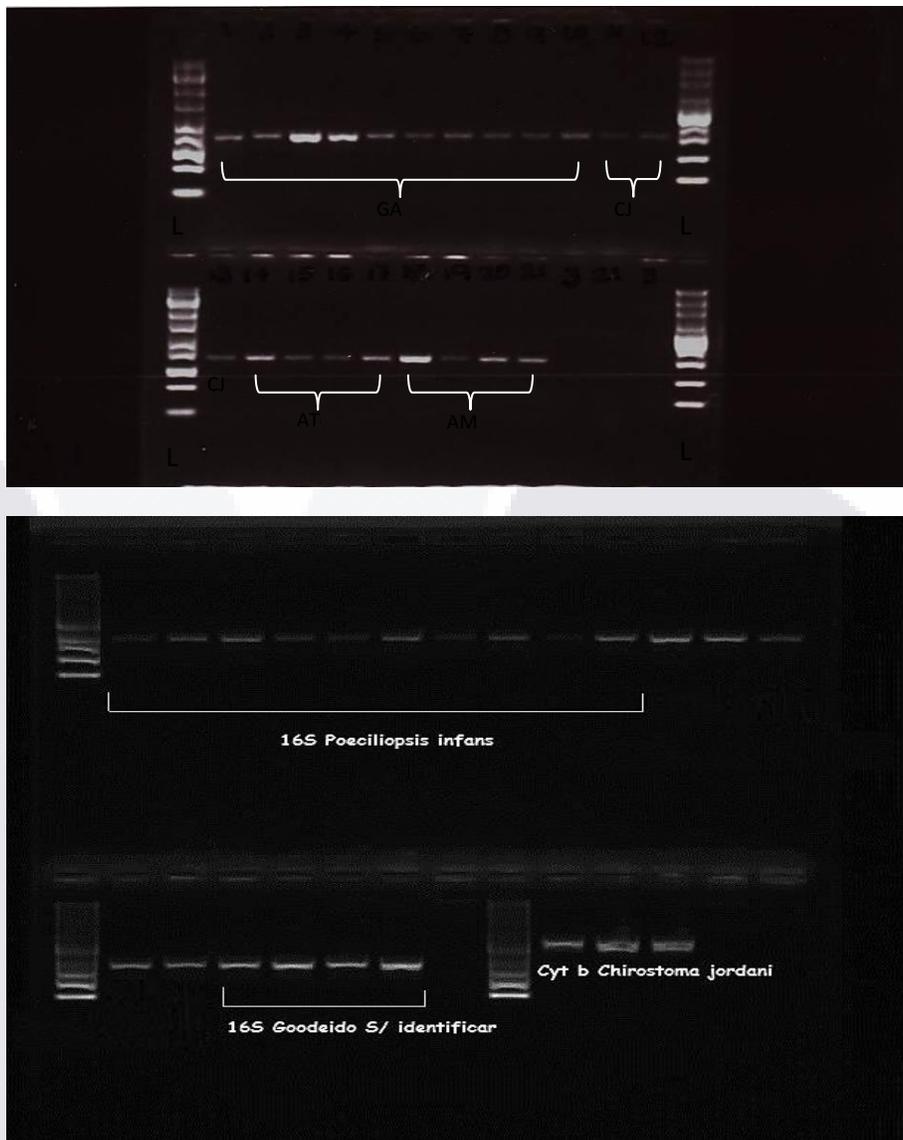


Figura 14. Bando de la amplificación del gen r16S en gel de agarosa 1%, fotodocumentado a través de un fotodocumentador bajo luz UV. L (Ladder); GA (*Goodea atripinnis*); CJ (*Chirostoma jordani*); AT (*Algansea tincella*); AM (*Algansea monticola*); *Poeciliopsis infans* y *Goodeido*

*Análisis de identidad, distancias genéticas y relaciones de las especies de estudio*

Se obtuvo el electroferograma de cada uno de los cebadores (Forward y Reverse) del gen r16S secuenciado para cada especie, mismos que fueron editados por medio de los software BioEdit y Mega 5.2.2 obteniendo la alineación de las secuencias entre los organismos en estudio y la alineación de cada especie con un grupo homólogo descargado de la base de datos de GenBank por medio de la creación previa de un Blast. Se obtuvieron 438 pb y 24 taxa (**Figura 15**).

Species/Abbrv	Gr	*****	*****	*****	*****	*****	*****	*****	*****	*	**	*****	*****	*	**																																								
1. Mugil_cephalus_DQ307686.1		A	T	G	G	C	T	A	G	A	C	G	A	G	G	G	C	T	T	A	A	C	T	G	T	C	T	C	T	T	T	T	T	C	C	A	A	C	C	A	A	T	G	A	A	A	T	T	G	A	T	C	T	C	C
2. Diplacanthopoma_brachysoma_AP004408.1		A	T	G	G	C	A	T	A	A	C	G	A	G	G	G	C	T	T	A	A	C	T	G	T	C	T	C	T	T	T	T	T	T	T	T	T	C	C	A	A	T	G	A	A	A	T	T	G	A	T	C	T	C	C
3. Etheostoma_blennioides_AY539054.2		A	T	G	G	C	A	T	A	A	C	G	A	G	G	G	C	T	T	A	A	C	T	G	T	C	T	C	T	T	T	T	T	T	T	T	T	C	C	A	A	T	G	A	A	A	T	T	G	A	T	C	T	C	C
4. G_atripinnis_1		A	T	G	G	C	A	T	A	A	C	G	A	G	G	G	C	T	T	A	A	C	T	G	T	C	T	C	T	T	T	T	T	T	T	T	T	C	C	A	A	T	G	A	A	A	T	T	G	A	T	C	T	C	C
5. G_atripinnis_37		A	T	G	G	C	A	T	A	A	C	G	A	G	G	G	C	T	T	A	A	C	T	G	T	C	T	C	T	T	T	T	T	T	T	T	T	C	C	A	A	T	G	A	A	A	T	T	G	A	T	C	T	C	C
6. Xenotoca_eiseni_209446945:1089-2794		A	T	G	G	C	A	T	A	A	C	G	A	G	G	G	C	T	T	A	A	C	T	G	T	C	T	C	T	T	T	T	T	T	T	T	T	C	C	A	A	T	G	A	A	A	T	T	G	A	T	C	T	C	C
7. C_jordani_11		A	T	G	G	C	A	T	A	A	C	G	A	G	G	G	C	T	T	A	A	C	T	G	T	C	T	C	T	T	T	T	T	T	T	T	T	C	C	A	A	T	G	A	A	A	T	T	G	A	T	C	T	C	C
8. Chirostoma_promelas_DQ370027.1		A	T	G	G	C	A	T	A	A	C	G	A	G	G	G	C	T	T	A	A	C	T	G	T	C	T	C	T	T	T	T	T	T	T	T	T	C	C	A	A	T	G	A	A	A	T	T	G	A	T	C	T	C	C
9. Labidesthes_sicculus_AY655496.1		A	T	G	G	C	A	T	A	A	C	G	A	G	G	G	C	T	T	A	A	C	T	G	T	C	T	C	T	T	T	T	T	T	T	T	T	C	C	A	A	T	G	A	A	A	T	T	G	A	T	C	T	C	C
10. A_tincella_14(2)		A	T	G	G	C	A	T	A	A	C	G	A	G	G	G	C	T	T	A	A	C	T	G	T	C	T	C	T	T	T	T	T	T	T	T	T	C	C	A	A	T	G	A	A	A	T	T	G	A	T	C	T	C	C
11. A_tincella_16		A	T	G	G	C	A	T	A	A	C	G	A	G	G	G	C	T	T	A	A	C	T	G	T	C	T	C	T	T	T	T	T	T	T	T	T	C	C	A	A	T	G	A	A	A	T	T	G	A	T	C	T	C	C
12. Y_alta_18		A	T	G	G	C	A	T	A	A	C	G	A	G	G	G	C	T	T	A	A	C	T	G	T	C	T	C	T	T	T	T	T	T	T	T	T	C	C	A	A	T	G	A	A	A	T	T	G	A	T	C	T	C	C
13. Y_alta_19		A	T	G	G	C	A	T	A	A	C	G	A	G	G	G	C	T	T	A	A	C	T	G	T	C	T	C	T	T	T	T	T	T	T	T	T	C	C	A	A	T	G	A	A	A	T	T	G	A	T	C	T	C	C
14. Dionda_erimyzonops_AY216532.1		A	T	G	G	C	A	T	A	A	C	G	A	G	G	G	C	T	T	A	A	C	T	G	T	C	T	C	T	T	T	T	T	T	T	T	T	C	C	A	A	T	G	A	A	A	T	T	G	A	T	C	T	C	C
15. Gila_robusta_GU134280.1		A	T	G	G	C	A	T	A	A	C	G	A	G	G	G	C	T	T	A	A	C	T	G	T	C	T	C	T	T	T	T	T	T	T	T	T	C	C	A	A	T	G	A	A	A	T	T	G	A	T	C	T	C	C
16. Hybopsis_boucardi_AF148352.1		A	T	G	G	C	A	T	A	A	C	G	A	G	G	G	C	T	T	A	A	C	T	G	T	C	T	C	T	T	T	T	T	T	T	T	T	C	C	A	A	T	G	A	A	A	T	T	G	A	T	C	T	C	C
17. P_infans_26		A	T	G	G	C	A	T	A	A	C	G	A	G	G	G	C	T	T	A	A	C	T	G	T	C	T	C	T	T	T	T	T	T	T	T	T	C	C	A	A	T	G	A	A	A	T	T	G	A	T	C	T	C	C
18. P_infans_47		A	T	G	G	C	A	T	A	A	C	G	A	G	G	G	C	T	T	A	A	C	T	G	T	C	T	C	T	T	T	T	T	T	T	T	T	C	C	A	A	T	G	A	A	A	T	T	G	A	T	C	T	C	C
19. P_infans_49		A	T	G	G	C	A	T	A	A	C	G	A	G	G	G	C	T	T	A	A	C	T	G	T	C	T	C	T	T	T	T	T	T	T	T	T	C	C	A	A	T	G	A	A	A	T	T	G	A	T	C	T	C	C
20. Heterandria_formosa_JQ612956.1		A	T	G	G	C	A	T	A	A	C	G	A	G	G	G	C	T	T	A	A	C	T	G	T	C	T	C	T	T	T	T	T	T	T	T	T	C	C	A	A	T	G	A	A	A	T	T	G	A	T	C	T	C	C
21. Poecilia_mexicana_JQ612959.1		A	T	G	G	C	A	T	A	A	C	G	A	G	G	G	C	T	T	A	A	C	T	G	T	C	T	C	T	T	T	T	T	T	T	T	T	C	C	A	A	T	G	A	A	A	T	T	G	A	T	C	T	C	C
22. Scartomyzon_austrinus		A	T	G	G	C	A	T	A	A	C	G	A	G	G	G	C	T	T	A	A	C	T	G	T	C	T	C	T	T	T	T	T	T	T	T	T	C	C	A	A	T	G	A	A	A	T	T	G	A	T	C	T	C	C
23. Moxostoma_congestum_AP009317.1		A	T	G	G	C	A	T	A	A	C	G	A	G	G	G	C	T	T	A	A	C	T	G	T	C	T	C	T	T	T	T	T	T	T	T	T	C	C	A	A	T	G	A	A	A	T	T	G	A	T	C	T	C	C
24. Moxostoma_poecilurum_AB242167.1		A	T	G	G	C	A	T	A	A	C	G	A	G	G	G	C	T	T	A	A	C	T	G	T	C	T	C	T	T	T	T	T	T	T	T	T	C	C	A	A	T	G	A	A	A	T	T	G	A	T	C	T	C	C

**Figura 15.** Alineamiento de las secuencias correspondientes a cada especie en estudio con el software MEGA v 6.0. Las bases conservativas se presentan con el mismo color en todos los taxa, las diferencias en el color indica los cambios observados entre los taxa.

El número de especímenes analizados por especie y de las secuencias homólogas de especies cercanas a las de estudio y obtenidas de Genbank se resumen en la **Tabla 20**.

Tabla 20. Número de especímenes analizados por especie (sexo y sitio de colecta), secuencias homologas del gen r16S de especies relacionadas y su número de acceso Genbank (NCBI).

Especies	Sexo	Sitio de Colecta	Número de NCBI	Referencia
Familia Mugilidae				
<i>Mugil cephalus</i>	NA	Mar Mediterráneo Noreste	GU449134.1	Erguden et al., 2010
Familia Bythitidae				
<i>Diplacanthopoma brachysoma</i>	NA		AP004408.1	Miya et al., 2003
Familia Percidae				
Subfamilia Etheostomatinae				
<i>Etheostoma blennioides</i>	NA		AY539054.2	Smith and Wheeler, (2004)
Familia Goodeidae				
<i>Xenotoca eiseni</i>	NA		GI:209446945	Setiamarga et al., (2008)
<i>Goodea atripinnis</i>	M	Potrero de los López	-----	Presente estudio
<i>G. atripinnis</i>	F	Potrero de los López	-----	Presente estudio
<i>G. atripinnis</i>	F	Potrero de los López	-----	Presente estudio
<i>G. atripinnis</i>	M	Potrero de los López	-----	Presente estudio
<i>G. atripinnis</i>	F	Potrero de los López	-----	Presente estudio
<i>G. atripinnis</i>	M	Potrero de los López	-----	Presente estudio
<i>G. atripinnis</i>	F	Potrero de los López	-----	Presente estudio
<i>G. atripinnis</i>	M	Potrero de los López	-----	Presente estudio
<i>G. atripinnis</i>	F	Potrero de los López	-----	Presente estudio
<i>G. atripinnis</i>	M	Potrero de los López	-----	Presente estudio
<i>G. atripinnis</i>	M	Agua Zarca	-----	Presente estudio
<i>G. atripinnis</i>	F	Agua Zarca	-----	Presente estudio
<i>G. atripinnis</i>	F	Agua Zarca	-----	Presente estudio
<i>G. atripinnis</i>	F	Agua Zarca	-----	Presente estudio
Familia Atherinopsidae				
Subfamilia Atherinopsinae				
<i>Labidesthes sicculus</i>	NA		AY655496.1	Sparks and Smith, (2014)
Subfamilia Menidiinae				
<i>Chiostoma promeas</i>	NA	Lago Chapala	DQ370027.1	Barriga-Sosa et al., (2005)
<i>Chiostoma jordani</i>	J	Presa Chichimeco	-----	Presente estudio
<i>C. jordani</i>	H	Presa Chichimeco	-----	Presente estudio

	<i>C. jordani</i>	NA	Presa Chichimeco	-----	Presente estudio
Familia Cyprinidae					
	<i>Dionda erimyzonops</i>	NA		AY216532.1	Simmons et al., (2003)
	<i>Gila robusta</i>	NA		GU1324280.1	Sparks and Smith, (2014)
	<i>Algansea tincella</i>	M	Potrero de los López	-----	Presente estudio
	<i>A. tincella</i>	M	Potrero de los López	-----	Presente estudio
	<i>A. tincella</i>	F	Potrero de los López	-----	Presente estudio
	<i>A. tincella</i>	F	Potrero de los López	-----	Presente estudio
	<i>Hybopsis boucardi</i>	NA		AF148352.1	Grose and Wiley, (2002)
	<i>Yuriria alta</i>	M	Potrero de los López	-----	Presente estudio
	<i>Y. alta</i>	F	Potrero de los López	-----	Presente estudio
	<i>Y. alta</i>	M	Potrero de los López	-----	Presente estudio
	<i>Y. alta</i>	F	Potrero de los López	-----	Presente estudio
Familia Poeciliidae					
Subfamilia Poeciliinae					
	<i>Heterandria formosa</i>	NA		JQ612956.1	Agorreta et al., (2013)
	<i>Poecilia mexicana</i>	NA		JQ612959.1	Agorreta et al., (2013)
	<i>Poeciliopsis infans</i>	M	Rio San Pedro, Cosio	-----	Presente estudio
	<i>P. infans</i>	M	Rio San Pedro, Cosio	-----	Presente estudio
	<i>P. infans</i>	M	Rio San Pedro, Cosio	-----	Presente estudio
	<i>P. infans</i>	H	Rio San Pedro, Cosio	-----	Presente estudio
	<i>P. infans</i>	M	Rio San Pedro, Cosio	-----	Presente estudio
	<i>P. infans</i>	M	Rio San Pedro, Cosio	-----	Presente estudio
	<i>P. infans</i>	M	Rio San Pedro, Cosio	-----	Presente estudio
	<i>P. infans</i>	M	Rio San Pedro, Cosio	-----	Presente estudio
	<i>P. infans</i>	M	Rio San Pedro, Cosio	-----	Presente estudio
	<i>P. infans</i>	M	Rio San Pedro, Cosio	-----	Presente estudio
	<i>P. infans</i>	M	Rio San Pedro, Cosio	-----	Presente estudio
Familia Catostomidae					
	<i>Moxostoma congestum</i>	NA		AP009317.1	Doosey et al., (2010)
	<i>M. poecilurum</i>	NA		AB242167.1	Saitoh et al., (2006)
	<i>Scartomyzon austrinus</i>	NA	Potrero de los López	-----	Presente estudio
	<i>S. austrinus</i>	NA	Potrero de los López	-----	Presente estudio

NA = No Aplica.

De 620 pares de bases (pb) resueltas en las seis especies estudiadas, *Chirostoma jordani* and *Scartomyzon austrinus*, presentaron un solo haplotipo cada especie, en el ultimo caso, debido a que solo se secuencio un espécimen, el resto de las especies presentaron de dos a tres haplotipos. El número de sitios segregados y haplotipos por especie se resumen en la **Tabla 21**.

**Tabla 21. Sitios variables de la región del gen r16S analizado y los numeros de acceso Genbank de los haplotipos resueltos y sometidos a la base de datos NCBI (datos presentados solo par alas especies que presentaron más de un haplotipo).**

Número de Acceso		
<i>Goodea atripinnis</i> /Posición	282	
Presente estudio	T	
Presente estudio	C	
<i>Algansea tincella</i> / Posición	313	
Presente estudio	A	
Presente estudio	G	
<i>Yuriria alta</i> / Posición	10	
Presente estudio	T	
Presente estudio	A	
<i>Poeciliopsis infans</i> /Posiciones	42	407
Presente estudio	C	C
Presente estudio	A	C
Presente estudio	C	G

Un total de 438 pb fueron posteriormente analizados debido a la disponibilidad de las secuencias homólogas y especies relacionadas en Genbank. Se resolvieron 156 sitios parsimoniosos y la composición de bases del fragmento analizado fue Y(U) 21.4%, C 25.6%, A 31.3% y G 21.7%.

Las distancias de Tamura-Nei resueltas fluctuaron entre 0.030 para *Algansea tincella* y *Yuriria alta*, 0.014 (*Chirostoma promelas* y *Ch. jordani*) siendo ésta la distancia calculada

mínima, indicando la cercanía genética entre las especies, 0.031 (*Xenotoca eiseni* y *Goodea atripinnis*), 0.034 (*Moxostoma congestum*, *M. poecilurum* y *Scartomyzon austrinus*), hasta 0.137 para *Heterandria formosa* y *Poecilopsis infans* (Tabla 22). Además, la distancia genética mayor se presentó en los integrantes de la familia Cyprinidae con respecto al grupo externo, siendo el valor más alto de 0.320 que corresponde a la relación entre la especie nativa *Algansea tincella* y el grupo externo *Mugil cephalus*.

De acuerdo a la descripción taxonómica de *G. atripinnis*, los organismos encontrados en las localidades Potrero de los López y Agua Zarca se había considerado especie diferente debido a un patrón de coloración observada y la variación de algunos caracteres morfométricos entre las especies (Figura 16), ya que para la especie aunque se resuelven dos haplotipos, la diferencia entre ellos ocurre en la posición 282 (T por C) y por lo tanto, con valores de distancia genética de 0.00.

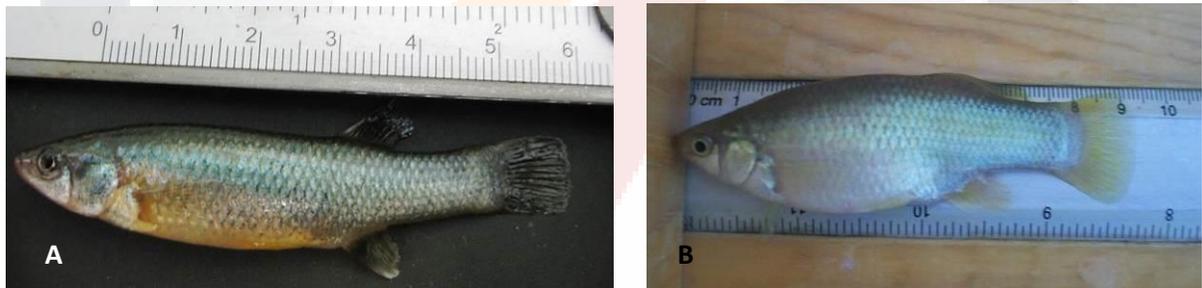


Figura 16. Diferencias morfotípicas entre dos poblaciones de *Goodea atripinnis*. A) Población de Agua Zarca y B) Población de Potrero de los López (Fotos tomadas por la autora).

La topología de la inferencia Bayesiana fuertemente soporta estas cercanas relaciones genéticas entre las especies de peces nativos estudiados y los *taxa* relacionados, representativos de cada uno de los tres órdenes resueltos en el presente estudio, conformando cada uno de ellos clados monofiléticos (Figura 17). *Goodea atripinnis* y *P. infans* formaron un clado monofilético para el orden *Cyprinodontiformes*, incluido cada taxón en un subclado monofilético, el primero con *Xenotoca eiseni* y el segundo con *Heterandria formosa*. *Scartomyzon austrinus*, *Y. alta* y *A. tincella*, también conformaron un clado monofilético para el orden *Cyprinodontiformes*, cada taxón conformando subclados separados, el primero con *Moxostoma congestum* y *M. poecilurum*; *Y. alta* con *H.*

*boucardi* y *A. tincella* con *G. robusta*. Finalmente, *Chirostoma jordani* conformo un clado monofilético con los miembros del orden *Atheriniforme* y muestra su cercana relación con *Chirostoma promelas* y ambos con *L. succulus*.



**Tabla 22. Distancias genéticas con el modelo Tamura-Nei calculadas para las especies nativas, grupos hermanos y el grupo externo. Se resaltan la distancia mínima (*C. jordani* y *C. promelas*) y la distancia máxima (*A. tincella* y *M. cephalus*).**

	Mc	Db	Eb	Ga1	Ga37	Xe	Cj11	Cp	Ls	At14	At16	Ya18	Ya19	De	Gr	Hb	Pi26	Pi47	Pi49	Hf	Pm	Sa	Mc	Mp
Mugil_cephalus																								
Diplacanthopoma_brachysoma	0.226																							
Etheostoma_blennioides	0.210	0.134																						
G_atripinnis_1	0.201	0.188	0.198																					
G_atripinnis_37	0.204	0.184	0.195	0.002																				
Xenotoca_eiseni4	0.213	0.184	0.194	0.031	0.029																			
C_jordani_11	0.229	0.172	0.173	0.203	0.199	0.209																		
Chirostoma_promelas	0.241	0.179	0.180	0.194	0.190	0.200	0.014																	
Labidesthes_sicculus	0.242	0.184	0.169	0.205	0.202	0.202	0.072	0.075																
A_tincella_14	0.320	0.249	0.290	0.318	0.314	0.309	0.276	0.276	0.295															
A_tincella_16	0.319	0.249	0.290	0.317	0.313	0.308	0.275	0.275	0.295	0.002														
Y_alta_18	0.318	0.263	0.286	0.332	0.328	0.316	0.287	0.291	0.306	0.034	0.036													
Y_alta_19	0.318	0.263	0.286	0.332	0.328	0.316	0.287	0.291	0.306	0.034	0.036	0.000												
Dionda_erimyzonops	0.298	0.255	0.269	0.297	0.293	0.291	0.271	0.275	0.293	0.059	0.062	0.059	0.059											
Gila_robusta	0.332	0.244	0.281	0.310	0.306	0.298	0.287	0.287	0.298	0.078	0.080	0.093	0.093	0.110										
Hybopsis_boucardi	0.306	0.247	0.257	0.319	0.315	0.303	0.263	0.263	0.274	0.049	0.052	0.039	0.039	0.077	0.096									
P_infans_26	0.238	0.227	0.211	0.195	0.192	0.198	0.228	0.229	0.224	0.295	0.294	0.312	0.312	0.304	0.269	0.311								
P_infans_47	0.241	0.230	0.214	0.198	0.195	0.201	0.232	0.232	0.227	0.298	0.298	0.315	0.315	0.307	0.272	0.314	0.002							
P_infans_49	0.241	0.230	0.214	0.198	0.195	0.201	0.231	0.232	0.227	0.298	0.298	0.315	0.315	0.308	0.272	0.314	0.002	0.005						
Heterandria_formosa	0.267	0.252	0.256	0.215	0.212	0.217	0.264	0.272	0.245	0.313	0.312	0.341	0.341	0.316	0.326	0.314	0.134	0.137	0.137					
Poecilia_mexicana	0.227	0.209	0.190	0.176	0.173	0.166	0.208	0.212	0.200	0.304	0.303	0.315	0.315	0.306	0.287	0.301	0.111	0.113	0.113	0.109				
Scartomyzon_austrinus	0.290	0.256	0.268	0.300	0.296	0.283	0.309	0.295	0.309	0.176	0.180	0.165	0.165	0.160	0.173	0.169	0.309	0.312	0.312	0.326	0.287			
Moxostoma_congestum	0.292	0.256	0.266	0.318	0.313	0.300	0.330	0.316	0.330	0.170	0.173	0.165	0.165	0.150	0.163	0.163	0.303	0.306	0.306	0.335	0.303	0.034		
Moxostoma_poecilurum	0.292	0.252	0.262	0.306	0.301	0.288	0.326	0.311	0.326	0.167	0.170	0.162	0.162	0.151	0.161	0.160	0.299	0.302	0.302	0.323	0.292	0.034	0.009	



Otras topologías obtenidas por Máxima Parsimonia muestran similitud en las relaciones filogenéticas entre las especies soportando la hipótesis de inferencia bayesiana (Figura 18).

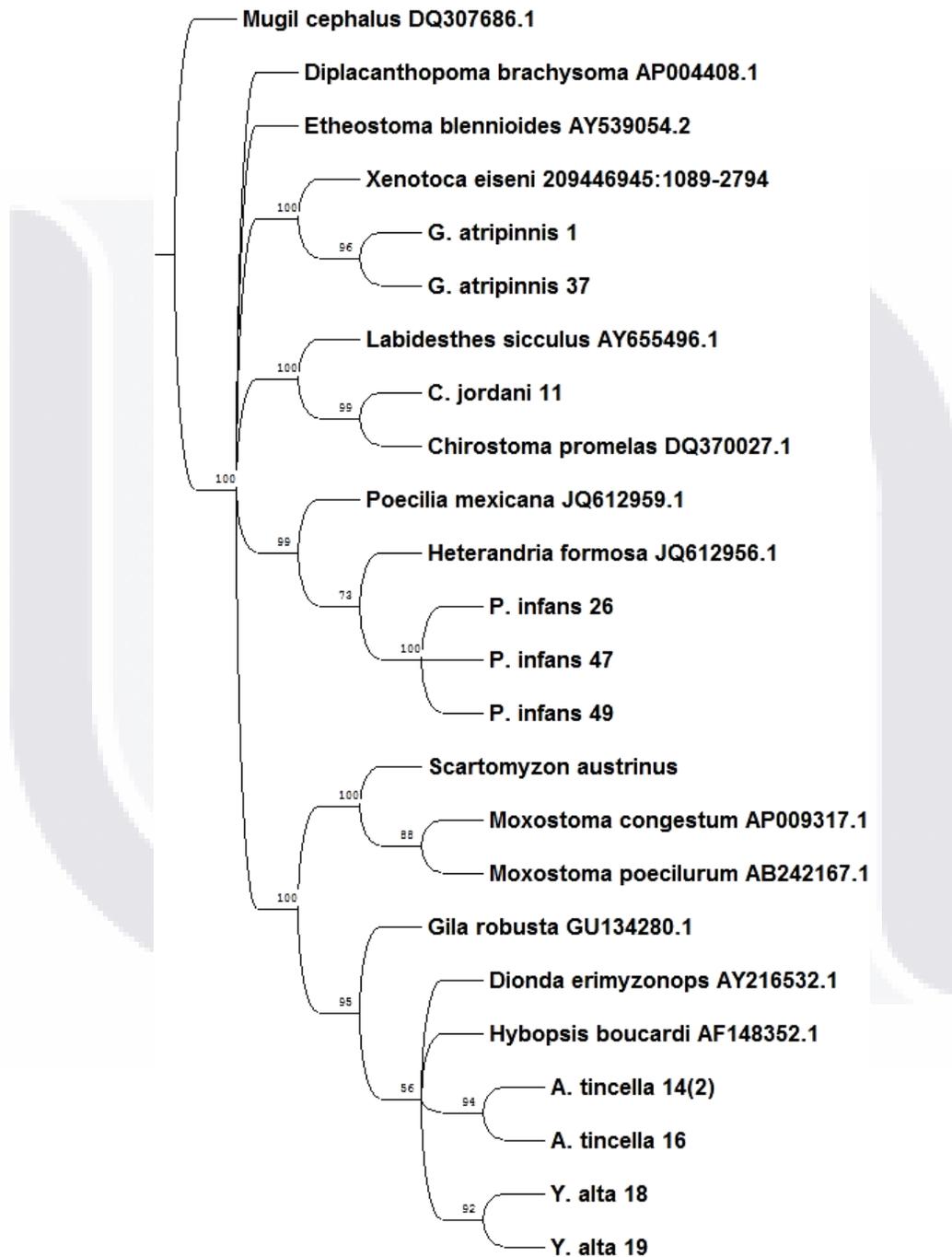
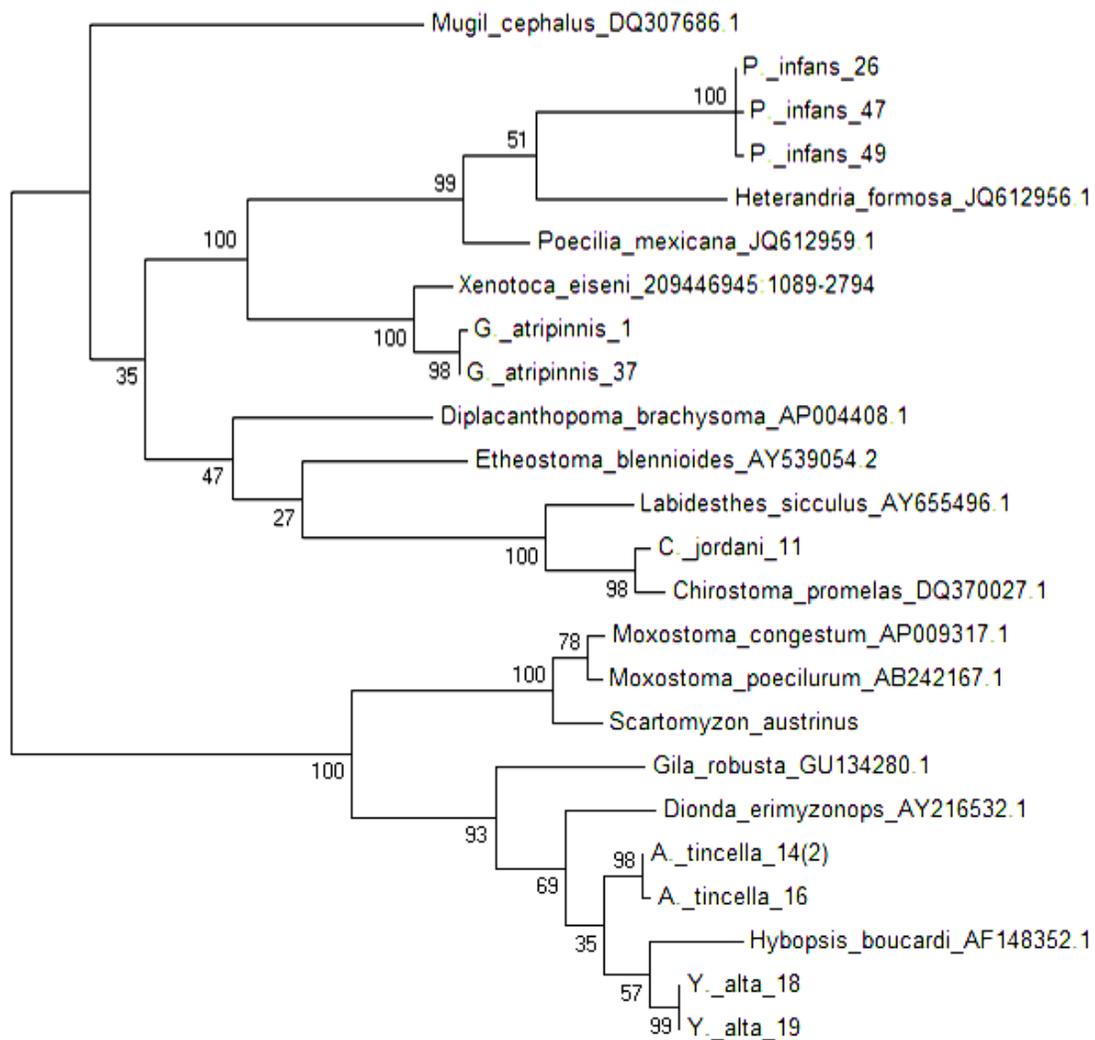


Figura de 18. Topología obtenida por Máxima Parsimonia con el método Heurístico con 1000 réplicas de Bootstrap . Los números indican el porcentaje que soporta a cada clado.

Además del soporte de Parsimonia, también se obtuvo la topología de Máxima Verosimilitud (ML) (**Figura 19**) donde se observó total similitud al resultado de Inferencia Bayesiana, por lo tanto se crea un soporte más robusto a las relaciones entre los taxa analizados.



**Figura 19.** Cladograma obtenido por Máxima Versosimilitud (modelo GTR+G) de las especies nativas y grupos externos Los números indican el porcentaje que soporta a cada clado..

## 8. DISCUSIÓN

De acuerdo con el último trabajo realizado sobre la ictiofauna del estado de Aguascalientes, en el año de 1996, Martínez y Rojas reportaron la presencia de ocho especies nativas. En el presente trabajo se reportan seis especies nativas, *Algansea tincella*, *Yuriria alta*, *Scartomyzon austrinus*, *Chirostoma jordani*, *Poeciliopsis infans* y *Goodea atripinnis* que están comprendidas dentro de cinco familias, *Cyprinidae*, *Catostomidae*, *Atherinopsidae*, *Pociliidae* y *Goodeidae*. Las técnicas de recolecta de los peces fue diferente, ya que los autores antes mencionados se concentraron más en presas y los dos principales ríos del estado el río Verde y el río Calvillo; mientras que, las recolectas reportadas en este estudio comprenden a cuatro ríos y tres presas y además, se puso especial énfasis a las corrientes hídricas más que a los embalses. Este razonamiento obedeció a que en los embalses del Estado domina la presencia de las especies exóticas que son la base de las pesquerías locales, principalmente la tilapia *Oreochromis* sp y la lobina negra *Micropterus salmoides*.

Con base a estudios previos sobre la ictiofauna del estado, el programa de muestreo se planteó con el principal objetivo de encontrar a las especies nativas en los sitios registrados, sin embargo, al efectuar la recolecta en las presas se observó la nula presencia de las especies nativas, pero una alta población de especies exóticas. También, algunos de los sitios de muestreo reportados con anterioridad, hoy en día han desaparecido, como resultado de las extensas épocas de sequía de los últimos años. Al parecer, los cambios en los niveles de agua han propiciado la desaparición de la ictiofauna nativa.

En el año 1981, Rojas no reportó la presencia de especies nativas como *Melaniris crystallina*, *Chirostoma arge* y *Xenotoca variata*. No obstante, en 1989 Contreras-Balderas y Contreras-Balderas indicaron la presencia de éstas especies, además de incluir a *Notropis calientis*. En el presente estudio, ninguna de las especies mencionadas fueron registradas en los puntos de muestreo. No obstante, se estima, que en este trabajo solo se exploró el 10% de los cuerpos de agua del estado, por lo que no se descarta la posibilidad de que algunas de las especies antes mencionadas se puedan registrar en un futuro. Por lo tanto, es recomendable que en subsecuentes estudios, se abarque la mayor parte del territorio del Estado. Una tarea que queda pendiente.

En el presente estudio sólo se encontraron seis especies de las 12 reportadas por Rojas (1981). Las especies de peces nativos como *Chirostoma arge*, *C. consocium*, *Melaniris crystalina*, *Notropis calientis*, *Allotoca dugesii* y *Xenotoca variata*, no han sido reportadas en la actualidad. En términos generales, se considera que hasta el momento hay una pérdida del 50% de las especies de peces nativos continentales del Estado. Sin embargo, esta cifra debe ser manejada con cuidado, ya que posiblemente, al aumentar las recolectas, algunas de estas especies pudieran aparecer en sitios bien preservados, lejanos y poco accesibles. Tampoco, se conoce el estado actual de las poblaciones de *Algansea monticola* en el Río Calvillo. La presencia de *Chirostoma arge* y *C. consocium* es discutible y está en tela de juicio.

Es interesante destacar la presencia del pez blanco *Chirostoma estor* en la Presa Abelardo Rodríguez en el municipio de Jesús María que fue reportada con anterioridad por Contreras-Balderas y Contreras-Baldera (1989). Al parecer, esta especie tiene una distribución restringida en el Estado y fue introducida en el embalse en la década de los setenta, procedente de lotes de huevos que fueron recolectados en el Lago de Pátzcuaro, en el estado de Michoacán. Al parecer las poblaciones de este Atherinopsido se encuentran en buenas condiciones de salud en el embalse, y dado que no existe una pesquería es factible que se mantenga en el tiempo con numerosos organismos. No obstante, ello es necesario realizar más estudios sobre esta población.

Con respecto a la distribución de las especies, los resultados del presente trabajo, mostraron que las poblaciones de *G. atripinnis* y *P. infans* tienen una distribución amplia en el Estado, ya que fueron capturadas en cinco de las siete localidades muestradas, con poblaciones caracterizadas por un número significativo de individuos. En contraste, las poblaciones de los Ciprínidos *A. tincella* y *Y. alta*, presentaron una distribución restringida y sólo se recolectaron en dos localidades con poblaciones escasas de individuos. La primera fue más abundante en una proporción estimada de 10:1. El Catostómido, *S. austrinus*, cuyo punto de localización fue el arroyo Viejo Agua Zarca en el poblado Potrero de los López, en el municipio de San José de Gracia, presenta una población escasa ya que solo se recolectaron tres individuos. En este punto se observó la mayor diversidad, ya que cuatro de las seis especies recolectadas co-habitan en ese sitio en comparación con otras localidades en donde solo hubo la presencia de una sola especie.

Precisamente, en esta zona convergen tres ríos: a) Viejo Agua Zarca, b) El Tizado y c) Seco. Estos ríos se forman en la parte alta de la Sierra Fría y drenan sus aguas a la Presa Presidente Calles, en el Municipio de San José de Gracia. Es un sitio pristino, en donde se observan numerosos estanques pequeños, poco profundos, que conservan agua durante la época de estío y escurren durante la temporada de lluvias, llevando sus aguas a la presa antes mencionada. Por estas características, es prioritario preservar este lugar.

Los organismos de *Algansea tincella* encontrados en el Estado presentaron una longitud total (LT) máxima de 14.9 cm, mientras que los reportados en la literatura por Miller y colaboradores (2009) exhibieron una longitud máxima de 17.5 cm. Por otra parte, la longitud máxima encontrada en el Estado para *Yuriria alta* fue de 18.8 cm, que no difiere significativamente con lo reportado por los mismos autores, siendo 20 cm la longitud máxima alcanzada.

Durante el presente estudio, se capturaron ejemplares vivos de estas dos especies y se trasladaron a las instalaciones de la Unidad Acuícola del Centro de Ciencias Agropecuarias, de la Universidad Autónoma de Aguascalientes. Durante varios meses los organismos de ambas especies mostraron que se adaptan fácilmente a las condiciones de cautiverio y aceptan alimento balanceado con 45% de proteína. Mostraron que su tasa de sobrevivencia y de crecimiento es aceptable. Esto posibilita la factibilidad de realizar su cultivo bajo condiciones controladas.

Otras especies que pueden ser manejadas en condiciones de cautiverio son el charal *Chirostoma jordani*, *Poeciliopsis infans* y *Goodea atripinnis* también exhiben un enorme potencial para ser cultivadas bajo condiciones controladas. De hecho, actualmente se ha logrado la reproducción controlada de estas tres especies, lo que significa que es factible mantenerlas en cautiverio para generar un banco de genoma vivo, que pueda ser utilizado para programas de recuperación en los ecosistemas acuáticos del Estado.

El género *Algansea*, ejemplifica el problema particular de utilizar los caracteres morfológicos para su clasificación, y con esto se ha generado el planteamiento de hipótesis filogenéticas inestables (Pérez-Rodríguez, y col., 2009). Es por ello, que se recomienda complementar y dar soporte a la clasificación e identificación de los grupos y las especies mediante caracteres genéticos, que tiene ventajas significativas como el contener un mayor número de caracteres evaluables.

El uso de marcadores genéticos para resolver identidad y soportar los resultados morfológicos y morfométricos tuvo una importancia significativa en este estudio, ampliando el conocimiento al generar una base de datos confiable que permita el adecuado manejo de los recursos piscícolas existentes en el Estado (Barriga-Sosa, 2003). En el presente trabajo, el uso de la subunidad ribosomal mitocondrial 16S resolvió tres clados monofiléticos, donde quedan comprendidas las seis especies de peces nativos encontrados en el Estado.

Uno de los tres clados monofiléticos, comprende a la familia *Atherinopsidae* que incluye a la especie nativa *C. jordani* soportado con el 100%. La independencia del clado monofilético se presentó en dos análisis de inferencia filogenética realizados, Máxima Verosimilitud (ML) e Inferencia Bayesiana (IB), sin embargo, en el análisis de Máxima Parsimonia (MP) no se resuelve claramente dicha independencia, ya que queda comprendido dentro del clado con *G. atripinnis* y *P. infans* con un soporte de 100%. Otros estudios muestran la monofilia del género *Chirostoma* mediante el uso de genes mitocondriales diferentes al gen r16S, como región-control y ND2 con Inferencias filogenéticas como Máxima Parsimonia e Inferencia Bayesiana, encontrando semejanza en las topologías obtenidas por éstos métodos (Echelle y Echelle, 1984; Setiamarga y col., 2008; Bloom y col., 2009).

Un segundo clado monofilético resultó comprende a la familia *Cyprinidae* y *Catostomidae*, donde se incluyen las especies *A. tincella*, *Y. alta* (soporte de 92% y 97%) y *S. austinus* (soporte de 100%). Las topologías obtenidas por MP, ML e IB soportan la monofilia a partir del gen mitocondrial r16S utilizado para éstos análisis. Estos resultados se comparan con otros autores, donde la monofilia para la familia *Cyprinidae* se mantiene, incluso en particular se hace énfasis en topologías que demuestren la monofilia para el género *Algansea*, a partir de marcadores moleculares como Cit b, COI y S7 generando topologías con ML, MP e IB (Durand y col., 2002; Schönhuth y col., 2006; Schönhuth y col., 2008; Pérez-Rodríguez y col., 2009; Schönhuth y col., 2012). En este clado, las familias integradas se comportan como grupos parafiléticos. Por lo tanto, la monofilia para *S. austinus* también se soporta dentro del clado para éste gen mitocondrial, inclusive cuando el número de organismos secuenciados sea uno. El uso de otros marcadores moleculares, como Cit b, SSU y LSU con MP y ML dan sustento a los resultados obtenidos (Harris y Mayden, 2001; Harris y col., 2002)

El tercer clado monofilético resuelto a partir de r16S comprende a las familias *Poeciliidae* y *Goodeidae* con un comportamiento parafilético entre las especies *P. infans* y *G. atripinnis*. En el caso de *P. infans*, el uso de marcadores moleculares, como ND2 no ha sido soportada la hipótesis filogenética (Mateos y col., 2002), en comparación con las topologías obtenidas se observó un soporte de 100% en Máxima Parsimonia, Máxima Verosimilitud e Inferencia Bayesiana. Lo que difiere en el caso de *G. atripinnis*, donde las topologías obtenidas en estudios previos, soportan claramente la monofilia utilizando Cyt b, COI y Microsatélites además del gen mitocondrial r16S (Webb y col., 2004; Domínguez-Domínguez y col., 2008).

Una de las topologías mejor resueltas y considerada en el presente estudio, es la resultante del análisis de Inferencia Bayesiana, donde además de los tres clados resueltos se observa que el clado que comprende a los Ciprínidos y Catostomidos es el más derivado, sin embargo, el clado monofilético de los Atherinópsidos se presenta como el más ancentral.

Cabe mencionar que para la mayoría de las especies nativas analizadas, existe poca información de datos moleculares con el uso del gen micondrial r16S, por lo tanto, la información obtenida en el presente estudio arroja importantes aportes al conocimiento científico de las seis especies nativas del estado de Aguascalientes.

## 9. CONCLUSIONES

1. Durante el muestreo realizado desde el mes de Junio de 2013 hasta el mes de Febrero de 2014, las especies nativas presentes en el estado de Aguascalientes están comprendidas en cinco familias y tres órdenes, siendo las siguientes especies: *Algansea tincella*, *Yuriria alta*, *Scartomyzon austrinus*, *Chirostoma jordani*, *Poeciliopsis infans* y *Goodea atripinnis*.
2. La identificación taxonómica, mediante claves dicotómicas, requieren de un proceso adicional para soportar la identificación de las especies, es por esto, la importancia de complementar la identificación de las especies con técnicas de biología molecular.
3. Las especies introducidas o exóticas han desplazado de los hábitats naturales a las especies nativas del estado de Aguascalientes, principalmente en los cuerpos hídricos abiertos como son las presas, sin embargo, aún persisten poblaciones en ríos y en pozas pequeñas con baja corriente de agua.
4. Mediante las herramientas de la sistemática filogenética, se resolvieron tres clados monofiléticos, uno comprende a las especies de las familias Goodeidae y Poeciliidae, otro clado incluye a la familia Cyprinidae y Catostomidae y finalmente, un clado monofilético que resuelve a la familia Atherinopsidae.
5. El soporte molecular permitió definir claramente los clados monofiléticos para las especies y familias analizadas, lo que permitió genera un robusto soporte en la caracterización genotípica.

## 10. BIBLIOGRAFÍA

- Agorreta, A., Domínguez-Domínguez O., Reina R. G., Miranda R., Bermingham E. and Doadrio I. 2013. Phylogenetic relationships and biogeography of *Pseudoxiphophorus* (Teleostei: Poeciliidae) base on mitochondrial and nuclear genes. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 66(1):80-90.
- Aljanabi, S. M., Martínez, I. 1997. Universal and Rapid salt-extraction of high quality genomic DNA for PCR-based techniques. *Nucleic Acids Research* 5:22. 4692-4693.
- Altschul, S. F., Gish, W., Miller, W., Myers, E. W. y Lipman, D. J. 1990. Basic local alignment search tool. *Journal of Molecular Biology*. 215:403-410.
- Álvarez del Villar, J. 1970. Claves de peces mexicanos. Comisión Nacional Consultiva de Pesca. Secretaría de Industria y Comercio. México. P. 167.
- Arora, R. and Julka, J. M. 2013. Phenotype and Genotype differentiation between two stocks of *Tor putitora* (Hamilton) population (Pisces: Cyprinidae) from Himachal Pradesh. *International journal of plant, animal and environmental sciences* 3:3 31-41 pp.
- Arredondo-Figueroa, J. L., Núñez-García, L. G., Heredia-Guzmán, P. A. and Ponce-Palafox, J. T. 2012. Reproductive performance of the Mesa silverside (*Chirostoma jordani* Woolman, 1894) under natural and controlled photoperiods. *Biocell* 36(3): 105-111 pp.
- Barbour, C. D. and Miller, R. R. 1978. A Revision of the Mexican Cyprinid Fish Genus *Algansea*. *Misc. Publ. Nus. Zool. Univ. Mich.* 155: 1-72.
- Barbour, C. D., 1973 a. The systematics and evolution of the genus *Chirostoma* Swainson (Pisces: Atherinidae). *Tulane studies in zoology and botany* 18:3, 97-139 pp.

- Barbour, C. D., Miller, R. R. 1978. A revision of the Mexican Cyprinid Fish Genus *Algansea*. Museum of zoology, University of Michigan. 155 pp.
- Barriga-Sosa, I. 2001. Variabilidad morfométrica, merística y molecular de especies del género *Chirostoma* (Pisces: Atherinopsidae). Tesis de Doctorado en Ciencias Biológicas, División de Ciencias Biológicas y de la Salud, UAM Iztapalapa. 199 p.
- Barriga-Sosa I. D. L. A., Ibáñez A. A. y Arredondo-Figueroa J. L. 2002. Morphological and genetic variation on seven species of the endangered *Chirostoma "humboldtianum"* species group (Atheriniformes: Atherinopsidae). International Journal of Tropical Biology and Conservation/Revista de Biología Tropical 50(1): 199-216.
- Barriga-Sosa, I. D. L. A., 2003. La importancia de los estudios de genética molecular en el género *Chirostoma*. Contactos 47, 5-11 pp.
- Barriga-Sosa I., Eguiarte L. E. y Arredondo-Figueroa J. L. 2004. Low but Significant Subdivision among Populations of *Chirostoma grandocule* from Lake Patzcuaro, Mexico. *BIOTROPICA* 36(1): 85–98.
- Barriga-Sosa I., Pérez-Ramírez M. Y., Soto-Aguirre F., Castillo-Rivera M. y Arredondo-Figueroa J. L. 2005. Inter-specific variation of the mitochondrial r16S gene among silversides, Peces Blancos, (Atherinopsidae: Menidiinae) and its utilization for species identification. *Aquaculture* 250 637– 651.
- Becerra-Muños, S., Buelna-Osben, H. R. and Catalán-Romero, J. M. 2003. Spartial patterns of ARIMA modeled rates of change of atherinids (*Chirostoma* spp.) and goodeid *Chapalichthys encaustus* from Lake Chapala, Mexico. *Ecological Modelling* 165: 237-250 pp.

- Bloom, D. D., Piller, K. R., Lyons, J., Mercado-Silva, N. and Medina-Nava, M. 2009. Systematics and Biogeography of the silverside Tribe Menidiini (Teleostomi: Atherinopsidae) base on the Mitochondial ND2 gene. *Copeia* 2: 408-417 pp.
- Buth, D. G. 1979. Duplicate gene expression in tetraploid fishes of the tribe Moxostomatini (Cypriniformes, Catostomidae). *Comp.Biochem. Physiol.* 63B: 7-12.
- CONABIO. 2006. Memoria del taller “Especies invasoras de alto impacto a la biodiversidad: prioridades en México”. México, Pág. 41.
- CONAGUA. 2011. Estadísticas del agua en México. Capítulo 2 Situación de los recursos hídricos. México. 17-42 pp.
- Contreras-Balderas, A. 1978. Notas preliminares de la Ictiofauna del estado de Aguascalientes. Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Autónoma de Nuevo León. 1-12 pp.
- Contreras-Balderas, S., Mendoza Alfaro, R. y C. Ramírez Martínez. 2008a. Distribución espacial de las especies de peces, Capital natural de México, Vol.1: Conocimiento actual de la Biodiversidad. CONABIO, Ciudad de México. Págs. 327-330
- De la Vega-Salazar, M. Y. 2003. Situación de los peces dulceacuícolas en México. México. *Rev. Ciencias.* 72: 20-30.
- Domínguez-Domínguez, J. L. y Diadrio, I. Perez-Ponce de León, G. 2006. Historical biogeography of some river basins in central Mexico evidenced by their goodeine freshwater fishes: a preliminary hypothesis using secondary Brooks parsimony analysis. *Journal Biogeography*, 33: 1437-1447.
- Domínguez-Domínguez, O., Pompa-Domínguez, A. y Doadrio, I. 2007. A new species of the genus *Yuriria* Jordan & Evermann, 1896 (Actinoterygii, Cyprinidae) from the Ameca basin of the Central Mexican Plateau. *Graellsia* 63(2): 259-271.

- Doosey, M. H., Bart Jr., H. L., Saitoh, K., Miy, M. 2010. Phylogenetic relationships of Catostomid fishes (Actinopterygii: Cypriniformes) based on mitochondrial ND4/ND5 gene sequences. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 54: 1028-1034.
- Durand, J. D., Tsigenopoulos, C. S., Ünlü, E. and Berrebis, P. 2002. Phylogeny and Biogeography of the family Cyprinidae in the Middle East inferred from Cytochrome b DNA – Evolutionary significance of this region. *Molecular Phylogenetics and Evolution*. 22:1 91-100 pp.
- Echelle, A. A. and Echelle A. F. 1984. Evolutionary genetics of a “Species Flock”: Atherinid fishes on the Mesa Central of Mexico. Pag. 93-110.
- Edwards, R. J., Garret, G. P. and Marsh-Matthews, E. 2002. Conservation and status of the fish communities inhabiting the Río Conchos basin and middle Rio Grande, México and U.S.A. *Reviews in Fish Biology and Fisheries* 12: 119-132.
- Ergunden D., Gurlek M., Yaglioglu D. y Turan C. 2010. Genetic Identification and Taxonomic Relationship of Mediterranean Mugilid Species Base on Mitochondrial 16S rDNA Sequence Data. *Journal of Animal and Veterinary Advances* 9(2):336-341.
- Espinosa-Pérez. 1993. Riqueza y diversidad de peces. México. *Rev. Ciencias*. No. Especial. 76-84.
- Fitzsimons, J.M., 1972. A revision of two genera of goodeid fishes (Cyprinodontiformes, Osteichthys) from the Mexican plateau. *Copeia* 1972: 728–756.
- Fowler, H. W. 1913. Notes on Catostomoid Fishes. Academy of Natural Sciences of Philadelphia 65: 45-60.
- Fuiman, L. A. 1985. Contributions of Developmental Characters to a Phylogeny of Catostomid Fishes, with Comments on Heterochrony. *Copeia* 4: 835-846.

- Grose M. J., Wiley E. O. 2002. Phylogenetic Relationships of the *Hybopsis amblops* Species group (Teleostei: Cyprinidae). *Copeia* (4):1092-1097.
- Hall, T.A. 1999. BioEdit: a user-friendly biological sequence alignment editor and analysis program for Windows 95/98/NT. *Nucleic Acids Symposium Series* 41:95-98.
- Harris, P. M. and Mayden, R. L. 2001. Phylogenetic relationships of major clades of Catostomidae (Teleostei: Cypriniformes) as inferred from mitochondrial SSU and LSU rDNA sequences. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 20:2 225-237.
- Harris, P. M., Mayden, R. L., Espinosa-Pérez, H. S. and García de Leon, F. 2002. Phylogenetic relationships of *Moxostoma* y *Scartomyzon* (Catostomidae) based on mitochondrial cytochrome b sequence data. *Journal of Fish Biology* 61: 1433-1452.
- Hubbs, C. L. 1924. Studies of the fishes of the order Cyprinodontes. University of Michigan, 148: 1-8.
- Hubbs, C. L. 1930. Material for a Revisión of the Catostomid fishes of Eastern North America. University of Michigan. Museum of Zoology. Vol. 20. 45 pp.
- Ibañez, A. L., García-Calderon, J. L. y Torres-Orozco R. 2008. Aspectos reproductivos de una población del charal *Menidia jordani* (Woolman) del Lago de Metztlán, Hidalgo. *Hidrobiológica* 18 (1): 1-9 pp.
- Jordan, D. S. & J. O. Snyder 1899. Notes on a Collection of Fishes from the Rivers of México, with description of twenty new species. *Bulletin of the United States Fish Commission* 19 (4): 115-147.
- Kilossa-Kilia E., Papsotiropoulos V., Tryfonopoulos G., Alahiots S. and Kiliats G. 2007. Phylogenetic relationships of *Atherinia hepsetus* and *Atherina boyeri* (Pisces: Atherinidae) populations from Greece, based on mtDNA sequences. *Biological Journal of the Linnean Society*. 92. 151-161.

- Léveque, C., Oberdorff, T., Paugy, D., Stiassny, M. L. J. & Tedesco, P. A. 2008. Global diversity of fish (Pisces) in freshwater. Francia. *Hydrobiologia* 595: 545-567.
- Lewin, B. 2004. Genes VIII. Prentice Hall Pearson. United States of America. 1002 pp.
- Librado, P. y Rozas, J. 2009. DnaSP v5: A software for comprehensive analysis of DNA polymorphism data. *Bioinformatics* doi: 10. 1093/bioinformatics/btp187.
- Lyons, J. and Navarro-Perez, S. 1990. Fishes of the Sierra of Manatrlan, West-Centra Mexico. *Southern Associate of Naturalists* 35: 32-46.
- Martínez M. J. y Rojas P. A., 1996. Ictiofauna del Estado de Aguascalientes. *Investigacion y Ciencia*. Universidad Autónoma de Aguascalientes. Pags. 26-33.
- Mateos, M., Sanjur, O. I. y Vrijenhoek, R. C. 2002. Historical biogeography of the livebearing fish genus *Poeciliopsis* (Poeciliidae: Cyprinodontiformes). *Evolution*, 56(5): 972-984.
- Miller, R. R. 2005. Freshwater fishes of Mexico. The University of Chicago Press. USA. Pag. 490.
- Miller, R. R., Minckley, W. L., Norris, S. M. 2009. Peces dulceacuícolas de México. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, Sociedad Ictiológica Mexicana, A. C., El Colegio de la Frontera Sur y Consejo de los Peces del Desierto. México, D. F. 559 pp.
- Miranda, R., Galicia, D., Monks, S. y Pulido-Flores, G. 2010. First record of *Goodea atripinnis* (Cyprinodontiformes: Goodeidae) in the state of Hidalgo (Mexico) and some considerations about its taxonomic position. *Hidrobiológica*, 20 (2): 185-190.
- Miya M., Takeshima H., Endo H., Ishiguro N. B., Inoue J. G., Mukai T., Satoh T. P., Yamaguchi M., Kawaguchi A., Mabuchi K., Shirai S. M. y Nishida M. 2003. Major

- patterns of higher teleostean phylogenies: a new perspective base on 100 complete mitochondrial DNA sequence. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 26(1):121-138.
- Navarrete-Ramírez, P., Orozco, A., Valverde-R, C., Olvera, A., Toledo-Cuevas, E. M., Ross, LG. And Martínez-Palacios, CA. 2011. Effects og thuroxine administration on the growth and survival of pike silverside (*Chirostoma estor*) juveniles. *Aquaculture Research* 42: 808-814 pp.
- Navarrete-Salgado, N. A., Contreras-Rivero, G. and Jacobo-Segura, D. L. 2010. Situación de *Menidia jordani* (Pisces: Atherinopsidae) en el embase la Goleta, Estado de México. *Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y del Ambiente* 16(2): 165-169 pp.
- Navarrete-Salgado, N. A., Jacobo-Segura, D. L. y Aguilar-Acosta, C. R. 2009. Alimentacion de *Menidia jordani* en el embalse La Goleta, Estado de México. *Revista de Zoología* 20: 1-6 pp.
- Palumbi, S., Martin, A., Romano, S., MacMillan, W.O., Stice, L., Grabowski, G. 1991. The simple fool's guide to PCR. Version 2.0. University of Hawaii, pp. 44.
- Pereira Luiz H. G., Pazian M. F., Hanner R., Foresti F. & Oliveira C. 2011. DNA barcoding reveals hidden diversity in the Neotropical freshwater fish *Piabina argentea* (Characiformes: Characidae) from the Upper Parana´ Basin of Brazil. *Mitochondrial DNA*. 22(S1): 87–96.
- Pérez-Rodríguez, R., Domínguez-Domínguez, O., Ponce de León, G. P. and Doadrio, I. 2009. Phylogenetic relationships and biogeography of the genus *Algansea* Girard (Cypriniformes: Cyprinidae) of Central Mexico inferred from molecular data. *BMC Evolutionary Biology* 9: 223 1-18 pp.

- Pérez-Rodríguez, R., Ponce de Leon, G., Domínguez-Domínguez, O. y Doadrio, I. 2009. A new species of *Algansea* (Actinopterygii: Cyprinidae) from the Ameca River basin, in Central Mexico. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 80: 483-490.
- Posada, D. 2008. jModelTest: Phylogenetic model averaging. *Molecular Biology and Evolution*, 25: 1253-1256.
- Rahy, N. A. 1993. El pescado blanco (Género *Chirostoma*) del Lago de Patzcuaro, Michoacan. Composición de especies. *Ciencia Pesquera*. Pág. 113-128.
- Ritchie, M. G., Hamill, R. M., Graves, J. A., Marrugan, A. E., Webb, S. A. y Macias-Garcia, C. 2007. Sex and differentiation: population genetic divergence and sexual dimorphism in Mexican goodeid fish. *European society for evolutionary biology*. 20: 2048-2055.
- Rodiles-Hernández R., González Díaz A. A. y Chan-Sala C. 2005. Lista de Peces Continentales de Chiapas, México. *Hidrobiologica* 15 (2 Especial): 245-253.
- Rojas, A. 1981. Distribución de la ictiofauna del estado de Aguascalientes. Tesis profesional. Centro Básico. Universidad Autónoma de Aguascalientes. 72 pp.
- Rojas-Carrillo, P. M. 2005. El pescado blanco. *Revista Digital Universitaria*. Vol 6 (8): 1-18 pp.
- Ronquist, F. y Huelsenbeck, J. P. 2003. Mr Bayes 3: Bayesian Phylogenetic inference under mixed models. *Bioinformatics* 19, 1572-1574.
- Rubio-Franchini, I., Rico-Martínez, R. 2011. Evidence of lead biomagnification in invertebrate predators from laboratory and field experiments. *Environmental Pollution*. 159 1831-1835.
- Saitoh K., Sado T., Mayden R. L., Hanzawa N., Nakamura K., Nishida M. y Miya M. 2006. Mitogenomic evolution and interrelationships of the Cypriniformes (Actinopterygii:

- Ostariophysii): the first evidence toward resolution of higher-level relationships of the world's largest freshwater fish clade based on 59 whole mitogenome sequences. *Journal of Molecular Evolution* 63(6): 826-841.
- Schönhut, S., Doadrio, I. y Mayden, L. R. 2006. A biogeographic perspective on the phylogeny of Mexican cyprinids (Actinopterygii, Cyprinidae). *Studies of North America desert fishes*. 102-124 pp.
- Schönhut, S., Doadrio, I., Domínguez-Domínguez, O., Hillis, M. D. y Mayden, L. R. 2008. Molecular evolution of southern North American Cyprinidae (Actinopterygii), with the description of the new genus *Tampchthys* from Central Mexico. *Molecular Phylogenetics and evolution*, 47: 729-756.
- Schönhut, S., Shiozawa, D. K., Dowling, T. E. y Mayden, R. L. 2012. Molecular systematics of western North American cyprinids (Cypriniformes: Cyprinidae). *Zootaxa* 3586: 281-303.
- Setiamarga D. H. E., Miya M., Yamanoue Y. Mabuchi K., Satoh T.P., Inoue J. G. y Nishida M. 2008. Interrelationships of Atherinomorpha (medakas, Flyingfishes, Killifishes, silversides and their relatives): The first evidence base on whole mitogenome sequences. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 49:598-605.
- Simons A. M. Berendzen P. B. y Mayden R. L. 2003. Molecular systematics of North American phoxinini genera (Actinopterygii: Cyprinidae) inferred from mitochondrial 12S and 16S ribosomal RNA sequence. *Zoological Journal of the Linnean Society* 139(1):63-80.
- Smith W. L. y Wheeler W. C. 2004. Polyphyly of the mail-cheeked fishes (Teleostei: Scorpaeniformes): evidence from mitochondrial and nuclear sequence data. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 32(2):627-646.

- Soria-Barreto, M. and Maya J. P. 2005. Morfometría comparada del aparato mandibular en especies de *Chirostoma* (Atheriniformes: Atherinopsidae) del Lago de Pátzcuaro, Michoacan, México. *Hidrobiológica* 15: 161-168 pp.
- Spark J. S. and Smith W. L. 2014. Phylogeny and biogeography of the Malagasy and Australasian rainbowfishes (Teleostei: elanotacnoidei): Gondwanan vicarinace and evolution in freshwater. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 33(3):719-734.
- Tamura, K. Peterson, D., Peterson, N., Stecher, G. Nei, M. & Kumar, S. 2011. MEGA5: Molecular evolutionary genetics analysis using maximum likelihood, evolutionary distance, and maximum parsimony methods. *Molecular Biology and Evolution*, 28(10): 2731-2739.
- Thompson, J.D., T.J. Gibson, F. Plewniak, F. Jeanmougin and D.G. Higgins. 1997. The ClustalX windows interface: flexible strategies for multiple sequence alignment aided by quality analysis tools. *Nucleic Acids Research* 24: 4876-4882.
- Velasco-Mosquera, R., 2005. Marcadores Moleculares y la Extracción de ADN. *Asubagron FCA*. Vol. 3. 14-18.
- Ward R. D., Zemlak T. S., Innes B. H., Last P. R. and Hebert Phil P. D. N. 2005. DNA barcoding Australia's fish species. *Trans. R. Soc. B* 360, 1847–1857.
- Webb, S. A., Graves, J. A., Macias-Garcia, C., Magurran, A. E., Foighil, D. O. and Ritchie M. G. 2004. Molecular phylogeny of the livebearing Goodeidae (Cyprinodontiformes). *Molecular phylogenetics and Evolution*, 30: 527-544.
- White, B. N. 1985. Evolutionary relationships of the Atherinopsidae (Pisces: Atherinidae). *Contributions in science* 38: 1-20 pp.
- Xia, X. and Lemey, P. 2009. Assessing substitution saturation with DAMBE. In: *The Phylogenetic Handbook: A Practical Approach to DNA and Protein Phylogeny*. (P.

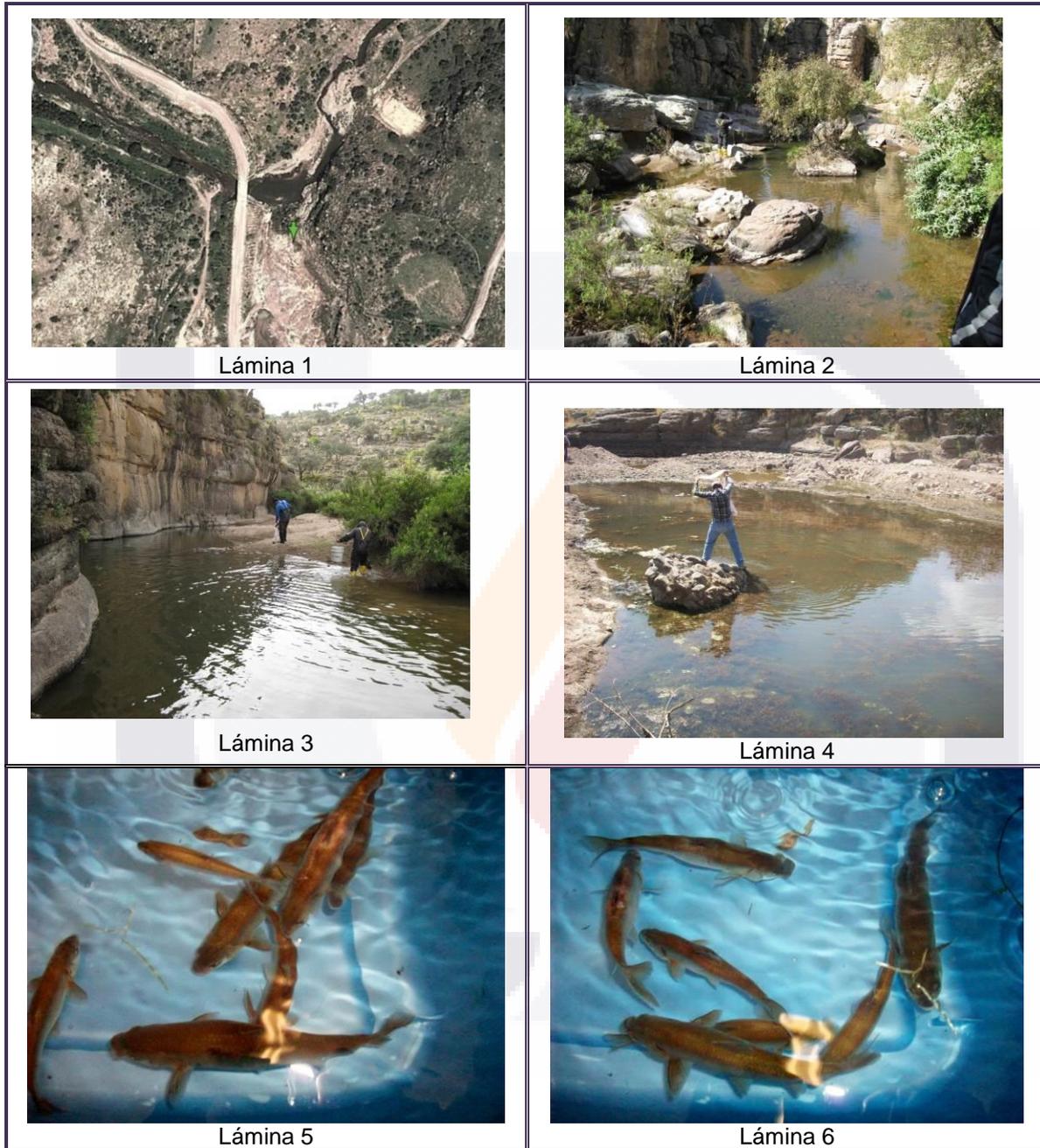
Lemey, M. Salemi & A.-M. Vandamme, eds). pp. 615-630. Cambridge University Press.

Xia, X. & Xie, Z. 2001. DAMBE: Data analysis in molecular biology and evolution. Journal of Heredity. 92: 371-373.



**ANEXO A. UBICACIÓN Y PERSPECTIVA DE LOS SITIOS DE COLECTA.**

**Sitio 1.** Potrero de los López, San José de Gracia, Aguascalientes.



Fotos del sitio de muestreo (Lámina 2-4). Lámina 1, ubicación satelital del sitio. Láminas 5 y 6, especies nativas encontradas en el sitio.

**Sitio 2.** Presa “El Chichimeco”, Jesús María, Aguascalientes.



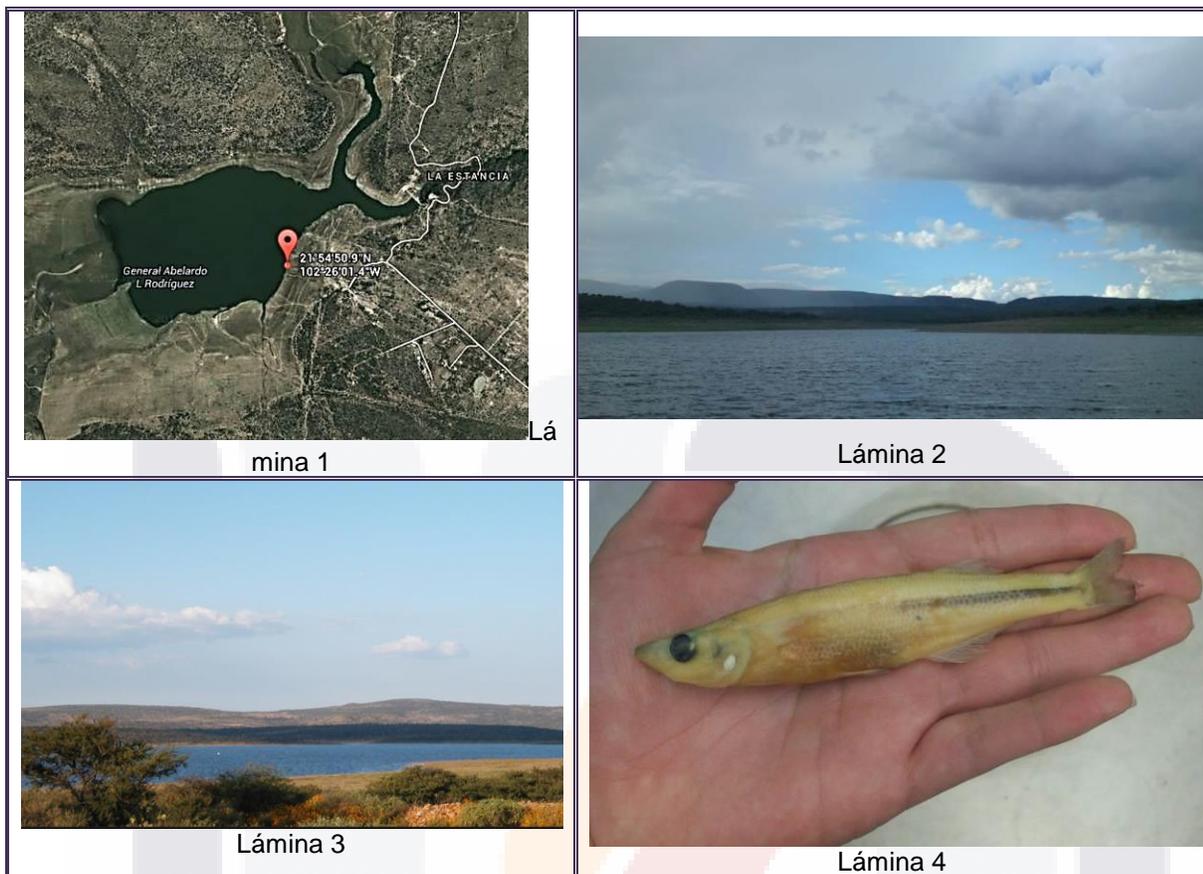
Fotos del sitio de muestreo (Lámina 2-4). Lámina 1, ubicación satelital del sitio. Láminas 5 y 6, especies nativas encontradas en el sitio.

**Sitio 3.** Río “San Pedro”, Cosío, Aguascalientes.



Fotos del sitio de muestreo (Lámina 2-5). Lámina 1, ubicación satelital del sitio. Láminas 6, especies nativas encontradas en el sitio.

**Sitio 4.** Presa “Abelardo L. Rodríguez”, Jesús María, Ags.



Fotos del sitio de muestreo (Lámina 2 y 3). Lámina 1, ubicación satelital del sitio. Láminas 4, especie encontrada en el sitio.

**Sitio 5.** EBAZ, San José de Gracia, Ags.



Lámina 1



Lámina 2



Lámina 3



Lámina 4



Lámina 5



Lámina 6

Fotos del sitio de muestreo (Lámina 2-5). Lámina 1, ubicación satelital del sitio. Láminas 6, especie nativa encontrada en el sitio.

**Sitio 6.** Presa “La Codorniz”, Calvillo, Ags.

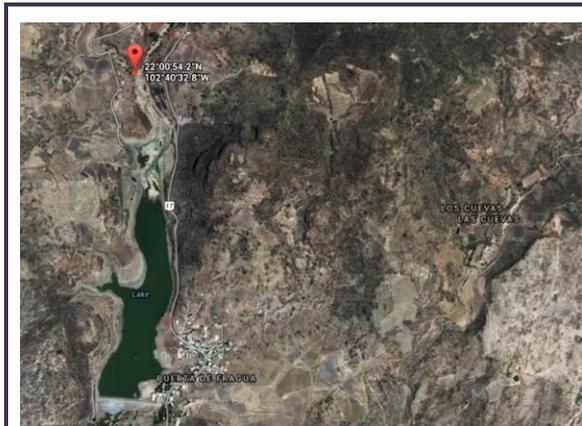


Lámina 1



Lámina 2



Lámina 3



Lámina 4



Lámina 5



Lámina 6

Fotos del sitio de muestreo (Lámina 2-4). Lámina 1, ubicación satelital del sitio. Láminas 5 y 6, especies encontradas en el sitio.

**Sitio 7. Río Chilerillo, Aguascalientes, Ags.**



Fotos del sitio de muestreo (Lámina 2-5). Lámina 1, ubicación satelital del sitio. Láminas 6, especie nativa encontrada en el sitio.