



UNIVERSIDAD CIENTÍFICA DEL PERÚ

Facultad de Ciencias e Ingeniería

Escuela Profesional de Ecología

TESIS

"CARACTERIZACIÓN MORFOLOGICA Y MOLECULAR DE LAS ESPECIES DE PECES
ORNAMENTALES COMERCIALIZADOS EN LA CIUDAD DE IQUITOS (AMAZONIA
PERUANA) 2016"

Presentado por:

Bach. Lucero Raquel Pinedo Tenazoa

Tesis para optar Título Profesional de:

LICENCIADO EN ECOLOGIA

SAN JUAN – PERÚ

2018

DEDICATORIA

A mis padres por su amor y apoyo incondicional.

A mis sobrinos: Mauro, Takuma y Takeo.

AGRADECIMIENTO

Al Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana – IIAP, específicamente al Laboratorio de Biología y Genética Molecular – LBGM, por la subvención y la oportunidad ofrecida para la realización de esta investigación a través del proyecto “Aplicación de marcadores moleculares (Barcoding y Metabarcoding) en la caracterización de peces ornamentales y de consumo de la Amazonía peruana y su aplicación en el monitoreo de la exportación, comercio y planes de manejo” (Proyecto: 088-2014-FONDECYT-DE)

A la Dra. Carmen Rosa García Dávila, jefa del LBGM y asesora de la presente investigación, por brindarme la oportunidad de realizar la presente tesis, además de depositar su confianza, su tiempo y conocimiento durante todo el proceso. A usted mis más sinceros agradecimientos.

A mi asesor, el Blgo. Javier del Águila Chávez, por la disponibilidad de su tiempo y facilitar el desarrollo de esta investigación durante todo el proceso.

Al profesor Blgo. Homero Sánchez, por permitirme ser partícipe de su Laboratorio de taxonomía donde pude aprender y poder identificar muchas especies.

A la Dra. Adriana Iglesias, por el inmenso apoyo y consejo en la realización de la tesis, la paciencia, el tiempo y las energías de seguir.

Al Blgo. Carlos Chuquipiondo, por la ayuda y el tiempo recibido, siendo un gran conocer del mundo de peces ornamentales.

A los asistentes del laboratorio biólogos; Carlos Angulo, Christian Nolorbe, Eduardo Mejía y Diana Castro, por el apoyo brindado durante el proceso de adiestramiento en el laboratorio.

A mis compañeros del IIAP y del Laboratorio de Biología y Genética Molecular: José, María, John, Hugo, Rodrigo, Rossana, David, Aarón y en especial a Mayra, por las enseñanzas aprendidas. Todos ellos constituyen una gran familia, donde compartimos siempre grandes momentos que nos dieron ánimo de continuar siempre adelante.

A personas que han brindado apoyo desde el comienzo de la tesis, a Marlon y mis amigos que siempre estaban dando aliento y ganas, en los momentos difíciles.

A las personas del acuario y del mundo de peces ornamentales, que me han dado los consejos e información para el adecuado manejo de los peces.

FACULTAD DE CIENCIAS E INGENIERIA
PROGRAMA ACADÉMICO DE ECOLOGÍA

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

Con Resolución Decanal N°236-2016-FCEI-UCP del 19 de julio de 2016, la FACULTAD DE CIENCIAS E INGENIERÍA DE LA UNIVERSIDAD CIENTÍFICA DEL PERÚ - UCP designa como Jurado Evaluador y Dictaminador de la Sustentación de Tesis a los Señores:

- Dr. Álvaro Tresierra Ayala Presidente
- Blgo. Luciano Alfredo Rodríguez Chu Miembro
- Blgo. David Jeroham Panduro Tafur Miembro

En la ciudad de Iquitos, siendo las 11:00 horas del día viernes 15 de junio de 2018, en las instalaciones de la UNIVERSIDAD CIENTÍFICA DEL PERÚ - UCP, se constituyó el Jurado para escuchar la sustentación y defensa de la Tesis: "**Caracterización morfológica y molecular de las especies de peces ornamentales comercializados en la ciudad de Iquitos (Amazonía Peruana), 2016**"

Presentado por la sustentante:

LUCERO RAQUEL PINEDO TENAZOA

Como requisito para optar el título profesional de: **Licenciada en Ecología**

Luego de escuchar la Sustentación y formuladas las preguntas las que fueron: *Absueltas*

El jurado después de la deliberación en privado llegó a la siguiente conclusión:

La Sustentación es: *Aprobada con calificación Magna Cum Laude*


En fe de lo cual los miembros del jurado firman el acta.



Presidente



Miembro



Miembro

CALIFICACIÓN:	Aprobado (a) Suma Cum Laude	: 19 - 20
	Aprobado (a) Magna Cum Laude	: 17 - 18
	Aprobado (a) Cum Laude	: 15 - 16
	Aprobado (a)	: 13 - 14
	Desaprobado (a)	: 00 - 12

JURADOR CALIFICADOR



Dr. Álvaro Tresierra Ayala

PRESIDENTE



Blgo. Luciano Alfredo Rodríguez Chu

MIEMBRO



Blgo. David Jeroham Panduro Tafur

MIEMBRO



Dra. Carmen Rosa García Dávila

ASESORA



M. Sc. Javier Del Aguila Chávez

ASESOR

ÍNDICE DE CONTENIDO

DEDICATORIA	2
AGRADECIMIENTOS	3
JURADO CALIFICADOR Y DICTAMINADOR	4
RESUMEN	10
ABSTRACT	11
CAPÍTULO 1	12
INTRODUCCIÓN	
CAPÍTULO 2	15
OBJETIVOS	
CAPÍTULO 3	16
MARCO TEÓRICO Y CONCEPTUAL	
3.1 Marco teórico	16
3.1.1 Breve historia de la taxonomía moderna.	16
3.1.2 Posibles soluciones: Utilización de la biología molecular como herramienta para la identificación de especies.	17
3.1.3 Proyecto Código de Barras.	19
3.1.4 El Código de barras.	19
3.1.5. La región del ADN mitocondrial COI como segmento estándar del Código de barras	20
3.1.6 Aplicaciones del código de barras en los estudios de peces.	21
3.1.7 Especies de estudio	22
3.1.7.1 Orden Siluriformes	23
3.1.7.2 Orden Characiformes	25
3.1.7.3 Orden Perciformes	26
3.1.7.4 Orden Gymnotiformes	27
3.1.7.5 Orden Myliobatiformes	29
3.1.7.6 Orden Tetraodontiformes	29
3.2 Definición de términos básicos	31
CAPÍTULO 4	33
MATERIALES Y MÉTODOS	
4.1 Lugar y desarrollo de la investigación	33
4.2 Población y muestra	33
4.3 Diseño experimental	33
4.4 Técnicas, instrumentos y procedimientos de recolección de datos	34
4.4.1 Selección de caracteres morfológicos y almacenamiento de las muestras	34
4.4.1.1 Recursos utilizados	35
4.5 Etapa de laboratorio	36

4.5.1	Extracción de ADN Genómico	36
4.5.2	Cuantificación y pureza del ADN genómico	36
4.5.3	Amplificación del ADN	36
4.5.4	Electroforesis del ADN amplificado	37
4.5.5	Obtención de secuencias nucleotídicas	37
4.5.6	Purificación de los productos de la reacción de secuenciación	37
4.5.7	Corrida de las muestras en el analizador genético	38
4.5.7.1	Recursos Utilizados	38
4.5.7.2	Reactivos	39
4.5.7.3	Equipos	39
4.6	Etapas de procesamiento y análisis de datos	40
4.6.1	Edición y alineamiento para la formación de secuencias consenso.	40
4.6.2	Obtención de la matriz general con las secuencias consenso de las especies en estudio	40
4.7	Etapas de Interpretación de resultados	41
4.7.1	Verificación de identidad taxonomica de las secuencias registradas	41
4.7.2	Determinación de los modelos de evolución molecular y divergencia	42
4.7.3	Análisis filogenético	42
	CAPÍTULO 5	43
	RESULTADOS	
5.1	Identificación morfológica de las especies colectadas	43
5.2	Caracterización molecular de las especies de peces ornamentales mediante el código de barras.	54
5.2.1	Identificación molecular de especies crípticas comercializados bajo un mismo nombre en los acuarios de la ciudad de Iquitos	55
5.2.3	Confirmación de la identidad taxonómica a través de las relaciones filogenéticas	57
5.3	Banco de secuencias nucleotídicas del gen citocromo oxidasa C subunidad I (COI) de las especies de peces de consumo.	63
	CAPÍTULO 6	67
	DISCUSIÓN	
	CAPÍTULO 7	70
	CONCLUSIONES	
	CAPÍTULO 8	71
	RECOMENDACIONES	
	CAPÍTULO 9	72
	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	
	ANEXOS	82

ÍNDICE DE TABLAS

N°	Título	Pág.
Tabla 01	Lista de especies estudiadas de acuerdo al orden Siluriformes.	24
Tabla 02	Lista de especies estudiadas de acuerdo al orden Characiformes.	26
Tabla 03	Lista de especies estudiadas de acuerdo al orden Perciforme	27
Tabla 04	Lista de especies estudiadas de acuerdo al orden Gymnotiformes.	28
Tabla 05	Lista de especies estudiadas de acuerdo al orden Myliobatiformes.	29
Tabla 06	Lista de especies estudiadas de acuerdo al orden Tetraodontiformes.	30
Tabla 07	Tabla descriptiva de las especies de peces ornamentales de mayor importancia comercial en la ciudad de Iquitos para el orden Myliobatiformes	430
Tabla 08	Tabla descriptiva de las especies de peces ornamentales de mayor importancia comercial en la ciudad de Iquitos para el orden Characiformes.	47
Tabla 09	Tabla descriptiva de las especies de peces ornamentales de mayor importancia comercial en la ciudad de Iquitos para el orden Gymnotiformes.	46
Tabla 10	Tabla descriptiva de las especies de peces ornamentales de mayor importancia comercial en la ciudad de Iquitos para el orden Siluriformes	46
Tabla 11	Tabla descriptiva de las especies de peces ornamentales de mayor importancia comercial en la ciudad de Iquitos para el orden Perciformes	49
Tabla 12	Tabla descriptiva de las especies de peces ornamentales de mayor importancia comercial en la ciudad de Iquitos para el orden Tetraodontiformes	51
Tabla 13	Resumen de identificación molecular basada en las secuencias consensus COI de código de barras para cada especie producida en este estudio usando el buscador BLASTN del GenBank.	53

ÍNDICE DE FIGURAS

N°	Título	Pág.
Figura 01	Especies de peces ornamentales comercializadas como Leporinus (A): <i>Leporinus fasciatus</i> ; (B): <i>Leporinus desmotes</i> .	54
Figura 02	Secuencias nucleotídicas de la región mitocondrial COI de <i>Leporinus fasciatus</i> y <i>Leporinus desmotes</i> mostrando los sitios polimórficos entre ellas. AGCT: Bases nucleotídicas.	55
Figura 03	Especies de peces ornamentales comercializadas como diferentes nombres Potamotrygon (A): <i>Potamotrygon falkneri</i> ; (B): <i>Potamotrygon tigrina</i>	56
Figura 04	Secuencias nucleotídicas de la región mitocondrial COI de <i>Potamotrygon falkneri</i> y <i>Potamotrygon tigrina</i> mostrando los sitios polimórficos entre ellas. AGCT: Bases nucleotídicas.	56
Figura 05	Árbol de Máxima verosimilitud (ML) de peces ornamentales de los Ordenes Myliobatiformes de la Amazonía Peruana.	57
Figura 06	Árbol de Máxima verosimilitud (ML) de peces ornamentales del Orden Characiformes de la Amazonía Peruana	58
Figura 07	Árbol de Máxima verosimilitud (ML) de peces ornamentales del orden Perciformes de la Amazonía Peruana.	59
Figura 08	Árbol de Máxima verosimilitud (ML) de peces ornamentales del orden Siluriformes de la Amazonía Peruana	61

RESUMEN

Los peces ornamentales constituyen una gran parte de la ictiofauna amazónica y son considerados de alto valor en el mercado internacional. Muchas de las especies exportadas actualmente son apenas conocidas, desconociéndose inclusive sus estatus a nivel de especie remarcando a su vez la necesidad de herramientas sólidas, rápidas y de fácil acceso para sus reconocimientos taxonómicos. Este estudio tuvo como objetivo la identificación de especies de peces ornamentales mediante el uso de código de barras en la Amazonía Peruana. Como resultados de 225 individuos pertenecientes a 75 especies (tres individuos por especie), las características morfológicas fueron realizada mediante claves taxonómicas y la caracterización molecular fue mediante el secuenciamiento nucleotídico del gen mitocondrial COI. Al registrar las secuencias en el Genbank observamos que 46 de las 75 especies de peces ornamentales analizados han sido registrados con un porcentaje de 100 a 96% para otros países sudamericanos, en tanto 06 especies tuvieron un porcentaje menor a 96% y 23 de las especies restantes fueron registros nuevos para todo el sistema Bol. En conclusión, el presente estudio estableció la utilidad del código de barras basado en el gen mitocondrial Citocromo C oxidasa Sub unidad I (COI) para caracterizar de especies de peces de consumo de la ciudad de Iquitos, especialmente para diferenciar especies crípticas.

Palabras Claves: Peces ornamentales, Amazonía peruana, COI, código de barras.

ABSTRACT

Ornamental fish make up a large part of the Amazonian ichthyofauna and are considered of high value in the international market. Many of the species currently exported are known only, but their characteristics include a species level that identifies them as easy to use, quick and easy to access for their taxonomic surveys. The objective of this study was the identification of ornamental fish species by the use of the bar code in the Peruvian Amazon. As a result of 225 individuals belonging to 75 species (three individuals per species), the morphological characteristics were carried out through the taxonomic species and the molecular characterization was through the nucleotide sequencing of the mitochondrial gene COI. When registering the sequences in the Genbank we observed that 49 of the 75 species of ornamental fish have been attacked with a percentage of 100 to 96% for other South American countries, while a percentage lower than 96% and 19 of the species All records In conclusion, the present study established the usefulness of the bar code based on the mitochondrial gene Cytochrome C oxidase Sub Unit I (COI) to characterize fish species of consumption in the city of Iquitos, especially for differentiate cryptic species.

Key words: Ornamental fish; Peruvian Amazon; COI; Barcoding.

CAPITULO 1

INTRODUCCIÓN

La cuenca amazónica alberga una compleja red de ecosistemas acuáticos que alberga de una gran diversidad ictiofaunística (1). Numerosos estudios enfocados en la identificación y caracterización de la ictiofauna se han venido desarrollando, sin embargo, la escasez de taxónomos especializados y la prevalencia de estudios basados en caracteres morfológicos (e.g. patrones de coloración y morfometría) han llevado en muchos casos a una mala identificación o a una sobre estimación de las especies (2,3). Asimismo, existen casos donde la identificación basada en caracteres fenotípicos no puede ser aplicada. Por ejemplo, en el caso de ciertos estadios larvales, etapas de desarrollo, los cuales no presentan suficientes caracteres diagnósticos para una acertada identificación (4) (5) (6).

Los peces ornamentales constituyen una gran parte de la ictiofauna amazónica y son considerados como un recurso importante gracias a su variedad, abundancia, belleza y alto valor en el mercado internacional, convirtiéndolos en un negocio sumamente lucrativo (7). En los últimos 20 años el comercio de peces ornamentales ha sufrido una expansión, debido a la gran demanda de los mercados europeos y asiáticos. Como el comercio de peces ornamentales en la Amazonía, se basa principalmente en la extracción directa de individuos del medio natural (9), ha ocasionado la disminución de las poblaciones naturales de las principales especies exportadas (8). Muchas de ellas apenas conocidas, otras inclusive sin estatus taxonómico, es decir, solo son conocidas bajo nombres comerciales (10). El diagnóstico de las especies de peces ornamentales, en muchos casos representa una tarea desafiante y tediosa ya que se basan en gran medida en características

fenotípicas que con frecuencia requieren inspección extensa y detallada de los especímenes, e incluso disección de estos (11). Por esta razón los investigadores vienen utilizando diversas técnicas para identificar las diferentes especies de peces, por ejemplo, Obando-Bulla *et al.* (12) uso la morfología de los bulbos olfativos de *Paracheiroduon axelrodi* encontrando que es similar a la descrita en peces como *Dario rerio* y *Anguilla japónica*. Así mismo Valderrama, *et al.* (13) uso la morfología y estructura del cerebro del bagre *Pimelodus pictus* para demostrar que los cambios en las exigencias ambientales influyen fuertemente en el tamaño de los componentes del mismo. La sobreposición en los caracteres sinópticos en algunas especies explotadas y comercializadas en el mercado ornamental ha generado confusiones en la identificación de las mismas y en el proceso de regulación de su pesquería y comercialización. (14)

Desde hace más de tres décadas, la biología molecular mediante el uso de marcadores moleculares se ha convertido en una herramienta valiosa en la identificación de individuos y especies facilitando el estudio de las relaciones filogenéticas de organismos, lo cual ha tenido implicaciones dramáticas para la taxonomía (15). Entre las metodologías utilizadas en biología molecular se encuentran los códigos de barras de ADN los cuales utilizan una base de datos de secuencias estandarizadas, obtenidas a partir de fragmentos de ADN y que permiten la identificación de individuos y especies en cualquier etapa de su ciclo biológico (16). El desarrollo de códigos de barra de ADN no excluye a la taxonomía basada en caracteres morfológicos, por el contrario, se presenta como una herramienta complementaria para la correcta identificación de las especies; facilitando la identificación donde los métodos tradicionales no pueden aplicarse (17).

El gen mitocondrial citocromo c oxidasa I (COI) es utilizado como el gen estándar para los códigos de barras de ADN porque muestra una secuencia de aminoácidos conservada que facilita el diseño de cebadores universales aplicable a diversos grupos de organismos. El COI presenta características que permiten su utilización para discriminar especies (18). La región COI presenta una alta tasa de sustitución, lo que se manifiesta en alta variación de la secuencia entre especies del mismo género (19). Asimismo, esta elevada variación interespecífica, permite una buena correspondencia entre la identificación molecular y la identificación basada en caracteres morfológicos de las especies (20, 25). En peces el uso del gen mitocondrial citocromo c oxidasa I (COI) como código de barras de ADN fue una herramienta efectiva en la identificación de los mismos (22, 23), permitiendo no solo el manejo y conservación de estos recursos (26, 27), sino también la protección al consumidor (24, 25). Steinke et al 2009, (28) demostró también la efectividad de la aplicación de esta herramienta en la identificación de especies para el comercio de peces ornamentales.

En este contexto, el presente estudio tuvo como objetivo utilizar el gen mitocondrial citocromo c oxidasa I (COI) como código de barras de ADN para identificar las especies de peces ornamentales de mayor importancia en el comercio de peces ornamentales en la región Loreto.

CAPITULO 2

OBJETIVOS

2.1 General

- ✓ Caracterizar morfológica y molecularmente las especies de peces ornamentales de mayor importancia comercial en la ciudad de Iquitos (Amazonía peruana).

2.2 Específicos

- ✓ Recopilar y sistematizar datos taxonómicos y biológicos de las especies de peces ornamentales de mayor importancia comercial en la ciudad de Iquitos.
- ✓ Identificar molecularmente las especies de peces ornamentales de mayor importancia comercial en la ciudad de Iquitos (Amazonía peruana).
- ✓ Determinar la congruencia de la identificación de las especies de peces ornamentales de mayor importancia comercial mediante el código de barras con las identificaciones morfológicas existentes en la literatura.
- ✓ Generar un banco de secuencias nucleotídicas del gen citocromo oxidasa C subunidad I (COI) de las especies de peces de mayor importancia comercial en la ciudad de Iquitos (Amazonía peruana).

CAPÍTULO 3

MARCO TEÓRICO Y CONCEPTUAL

3.1 Marco conceptual

3.1.1 Breve historia de la taxonomía moderna

La identificación y caracterización de los seres vivos ha sido desde siempre fundamental para la ciencia. En este sentido, la taxonomía moderna, fue fundada por Carl Linnaeus (1707-1778) y se originó con la publicación de *Sistema Naturae* en 1735 con la finalidad de clasificar a los seres vivos en tres reinos jerárquicos divididos en clases, géneros y especies, los cuales, han dado paso a los cinco reinos actuales, divididos en filos, clases, órdenes, familias, géneros y especies (29). Linnaeus formalizó la clasificación biológica con su sistema de nomenclatura binomial que asigna a cada organismo un género y el nombre de la especie (30). Este sistema resultó ser un boom tanto así que durante la décima edición de *Sistema Naturae*, se logró describir más de 12 000 especies de plantas y animales, facilitando que, a mitad del siglo XVIII, taxonomistas describieran aproximadamente entre 1,7 a 1,8 millones de taxa a nivel de especie (31).

En la actualidad, la publicación de una nueva especie es una actividad lenta y complicada. Diferentes requisitos deben ser cumplidos como la búsqueda exhaustiva a través de publicaciones, revistas, monografías y libros, para determinar si ésta es realmente una especie nueva y que ningún otro taxónomo ya lo haya descrito previamente (32). Por otro lado, la identificación de organismos ha crecido en importancia a medida que efectos del cambio climático global y el intento de preservar la diversidad de especies, existiendo aún un amplio desconocimiento de los mismos, en donde la mayoría de ellos aún no han sido descritos e identificados (33).

La taxonomía clásica se queda corta para catalogar la diversidad biológica. Entre los inconvenientes para la identificación taxonómica se puede citar que los especímenes deben ser cuidadosamente recolectados y manejados para preservar sus características distintivas (34). Además, la taxonomía actual confronta la existencia de numerosas especies a ser descritas contra la carencia de especialistas para identificar todos los especímenes que son recolectados, lo que crea un desequilibrio entre las necesidades y la disponibilidad de conocimientos taxonómicos (35). A esto, se suma que la identificación taxonómica es basada principalmente en caracteres morfológicos que han llevado en muchos casos a una mala identificación o a una sobre identificación de las especies (31). El uso de marcadores morfológicos tiene muchas limitantes, pues su expresión puede estar sujeta a factores ambientales o fenológicos. Con frecuencia estos marcadores solo pueden ser evaluados cuando la especie llega a su estado adulto (36). Asimismo, existen casos donde la identificación basada en caracteres fenotípicos no puede ser aplicada, lo cual ha llevado a la taxonomía y a biólogos moleculares a buscar otros caracteres de identificación basados en la diferenciación de las secuencias de ADN (37).

3.1.2. Utilización de la biología molecular como herramienta para la identificación de especies.

Las técnicas de biología molecular pueden ayudar a la identificación de especies y sus productos debido al ADN que posee cada especie (38). Gracias a los avances en la biología molecular se han desarrollado métodos de identificación y caracterización basados en el uso de marcadores moleculares que superan, en la gran mayoría de los casos, las limitaciones de los métodos tradicionales. Un marcador molecular se refiere a cualquier molécula de proteína, ARN o ADN de tamaño o peso molecular conocido que sirve para monitorear o calibrar la separación de las

mismas utilizando electroforesis o cromatografía, y un marcador genético como cualquier gen cuya expresión permite un efecto fenotípico que puede ser detectado fácilmente (39). Los marcadores moleculares son fenotípicamente neutros, pues presentan mayor segregación o polimorfismo que los morfológicos y pueden ser evaluados desde los primeros estados de desarrollo, son independientes de la época del año en que se realiza el análisis, permiten la identificación correcta de la variedad sin necesidad de muchos caracteres y están libres de los efectos epistáticos (40,41). Los marcadores del ADN se basan fundamentalmente en analizar las secuencias de ADN entre individuos. Entre las técnicas moleculares podemos mencionar: El Polimorfismo de la longitud de los fragmentos de restricción (RFLP), Amplificación aleatoria del ADN polimórfico (RAPD), Polimorfismo en la longitud de los fragmentos amplificados (AFLP), Microsatélites o Secuencias simples repetidas (SSR), Amplificación aleatoria del polimorfismo de microsatélites (RAMPO) etc. (42). Siendo el método más adecuado para la identificación de especies, el análisis del ADN mitocondrial (ADNmt) debido a su abundancia relativa en comparación con el ADN nuclear (ADNn) sumado al hecho que su estructura circular le otorga una mayor resistencia a la degradación inducida por el calor; además es de herencia materna y no tiene la recombinación en todos los vertebrados, de modo que la secuencia de ADNmt es más conservadora. En efecto, se ha utilizado el ADNmt para la identificación de especies (Código de barras), incluso en los productos que contengan el material genético (43,44).

3.1.3 Proyecto código de Barras

El Proyecto código de barras (Barcoding siglas en inglés) tiene el potencial de revolucionar el proceso de identificación de especies facilitando la identificación del número de taxones, basados en la identificación de secuencias descartando los protocolos tediosos de identificación taxonómica (45). Dentro de este proyecto, existe un plan internacional para coordinar los datos de recolección de especímenes y realizar análisis de datos con Life Data Systems (BOLD) (<http://www.boldsystems.org>) (46). BOLD es una base de datos accesible que ayuda en la gestión, análisis, difusión y búsqueda de ADN del Código de barras. Además, Fish Barcode of Life Initiative (FISH-BOL), es una campaña del Proyecto Internacional Barcode of Life (iBOL), consiste en crear una base de datos normalizada de secuencias de referencia de identificación para todos los peces.

3.1.4. Código de barras

Los sistemas de identificación, que adoptan el uso de pequeños segmentos del genoma para la discriminación de diversas especies o taxones, han dado origen al concepto de código de barras de ADN. El código de barras de ADN representa un método más estandarizado que se puede aplicar a través de una franja más amplia de taxones vivos. La codificación de barras de ADN se basa en el principio de secuenciar un segmento corto de ADN de una región uniforme del genoma mitocondrial de la muestra objetivo y comparar estos códigos de barras desconocidos con una base de datos de códigos de barras existente para identificar especies (45). Con mayor frecuencia, se usan secuencias de citocromo oxidasa I (COI) y citocromo b (Cytb). La

codificación de códigos de ADN también se conoce para refinar el descubrimiento de especies mediante la identificación de especímenes de consulta utilizando algoritmos probabilísticos, cuando se establece un conjunto de códigos de barras de especies conocidas (47). Los resultados recientes han demostrado beneficios significativos del uso de códigos de barras de ADN como una herramienta molecular estandarizada para la identificación de especies (48). La codificación de códigos de ADN ha sido ampliamente empleada en varios organismos no manipulables físicamente y desde entonces ha explotado la diversidad de secuencias de códigos de barras (49) que se encuentran en cada célula para la identificación de especies. Además, la codificación de códigos de ADN también proporciona un modo de identificación digital inequívoco en forma de cuatro nucleótidos discretos, en contraste con la descripción morfológica análoga menos concluyente (por ejemplo, formas y colores) de una especie (50).

3.1.5. La región del ADN mitocondrial COI como segmento estándar del Código de barras.

La secuencia estándar de código de barras propuesta para las especies animales es un fragmento de 650 pb del gen mitocondrial citocromo c oxidasa I (COI). Este código de barras de ADN se ha utilizado con éxito para la identificación de especies en varios grupos de especies en especial los vertebrados (51). El citocromo c oxidasa participa en la fase de transporte de electrones de la respiración. Por lo tanto, los genes utilizados para el código de barras están involucrados en la clave Reacciones de la vida: almacenar la energía en los carbohidratos y liberarla para formar ATP.

La región COI tiene la disponibilidad de cebadores universales, también supera a los otros genes mitocondriales con un mayor rango de la señal filogenética. Su mayor tasa de sustitución de la

base en sus nucleótidos de tercera posición en el codón hace que posea una tasa evolutiva tres veces mayor que otros cebadores (52). Además, los fragmentos más cortos de la región COI son efectivos en la identificación de especímenes con ADN degradado o cuando es imposible obtener código de barras de longitud completa (53).

3.1.6. Aplicaciones del código de barras en los estudios de peces

El código de barras de ADN identifica una especie de fragmentos estandarizados cortos que se pueden aplicar a diferentes tipos de muestras, desde alimentos procesados hasta muestras fósiles, así como las diversas etapas de vida de una especie en particular. Diferencias fenotípicas en las condiciones de vida de un organismo son también un problema dentro de las pesquerías. El uso de la genética es cada vez más necesario en las pesquerías para la autenticación de especies en los desembarques de peces (54). Asimismo, las pesquerías son insostenibles si los registros de captura se basan en identificaciones de especies erróneas o inexactas (55). Además, garantizar la autenticidad de las especies a lo largo de la cadena comercial mejoraría la seguridad de los consumidores y evitaría el fraude, que se ha demostrado que ocurre en todo el mundo (e.g. 56, 57, 58). Por otro lado, la disminución de la variación genética de la población disminuye la capacidad de una población para adaptarse a los cambios ambientales y disminuir sus posibilidades de supervivencia a largo plazo (59).

La industria acuática ornamental se encuentra entre las mayores transportistas de animales vivos y plantas, con un comercio estimado en US \$ 15-25 mil millones (60). El comercio de los peces ornamentales consiste en una cadena de comercialización hasta llegar a su exportación internacional, teniendo varios puntos de acceso para entrar en cada envío (61), así como

oportunidades para etiquetado erróneo. El comercio internacional de peces ornamentales, mal regulado, plantea riesgos para la biodiversidad y actividad a través de especies exóticas invasoras y patógenos exóticos. Los funcionarios de seguridad fronteriza necesitan herramientas sólidas para confirmar identificaciones (62). Los funcionarios de seguridad fronteriza necesitan herramientas sólidas para confirmar las identificaciones, requiriendo literatura taxonómica difícil de obtener y aplicar.

El código de barras es una herramienta que logra identificar especies de una manera efectiva sin pretender reemplazar a la taxonomía, sino crear información completa referente a las especies, (nuevas especies, en cualquier etapa de vida o especies crípticas) para así contribuir a los planes de manejo y conservación de las especies (62). Los códigos de barras de ADN van complementando cada vez el trabajo taxonómico convencional, que generalmente requiere la recopilación de datos morfológicos (63). El código de barras de ADN ofrece una herramienta potencialmente atractiva para inspección muchos investigadores han señalado desde entonces que el código de barras de ADN puede tener éxito si se basa en una sólida base taxonómica, dado que la mayoría de las especies animales no se describen y pocos son bien estudiados. Esto también se aplica a las numerosas especies del comercio de especies ornamentales que se vienen exportando y creando confusión con las especies crípticas, siendo la taxonomía una herramienta muy incierta. La codificación de códigos de ADN es una posible solución para el monitoreo de los peces ornamentales Comercio e identificación de especies (64,65). Collins et al en 2012 estudió 172 especies de peces ornamentales de comercio internacional, logrando proporcionar información para 91 especies actualmente no registradas en Genbank, encontrando una congruencia de 90-99% de con las características morfológicas previamente descritas (60).

3.1.7. Especies de estudio

El presente estudio se enfocó en los peces ornamentales de mayor comercialización en la Amazonía Peruana perteneciendo a 6 ordenes: Siluriformes, Characiformes, Perciformes, Gymnotiformes, Myliobatiformes y Tetraodontiformes.

3.1.7.1. ORDEN SILURIFORMES

Superclase	:	Gnathostomata
Clase	:	Teleostomi
Subclase	:	Actinopterygii
Grupo	:	Teleostei Euteletoei
Superorden	:	Ostariophysi
Orden	:	Siluriformes

Sus características más generales son : piel desnuda o cubierta de placas óseas, nunca de escamas; pueden poseer hasta cuatro pares de barbicelos en la cabeza, tanto maxilares como mentonianos y en algunos casos en las narinas anteriores; la cintura pectoral es normalmente bien desarrollada y casi siempre unida al cráneo; sus aletas suelen estar bien desarrolladas y la dorsal y pectorales precedidas por un radio duro osificado a manera de espina, que puede ser aserrada o no, con frecuencia cubierta por un epitelio glandular urticante o venenoso; tienen un alto número de radios branquiostegas y sus aletas pélvicas en posición abdominal. Algunas de sus familias son tolerantes a la salinidad, lo cual ha favorecido su amplia dispersión, poseen órgano de Weber. En general, prefieren las aguas corrientes a los ambientes lagunares o lacustres y son de actividad nocturna o crepuscular, presenta mayor variedad de adaptaciones morfológicas y anatómicas. Las

especies diminutas no alcanzan un centímetro de longitud y las mayores sobrepasan los 2 metros y 250 Kg. de peso. Su dieta es tan variada como sus adaptaciones, ya que pueden ser carroñeros, piscívoros, raedores, parásitos, filtradores de plancton, hematófagos, etc. Se distribuyen desde la alta montaña a más de 3.000 m.s.n.m. hasta formas estuarinas. Sus especies mayores son de gran importancia en las pesquerías, tanto fluviales como marítimas (67). Teniendo como estudio a 11 géneros.

Tabla 01. Lista de especies estudiadas de acuerdo al orden Siluriformes.

ORDEN	FAMILIA	ESPECIE
SILURIFORMES	Auchenipteridae	<i>Ageneiosus vittatus</i> <i>Centromochlus perugiae</i>
	Callichthyidae	<i>Brochis splendens</i> <i>Brochis multiradiatus</i>
	Doradidae	<i>Agamyxis pectinifrons</i> <i>Platydoras armatulus</i> <i>Pterodoras granulosus</i> <i>Oxydoras niger</i> <i>Megalodoras uranoscopus</i>
	Loricaridae	<i>Hemiodontichthys acipenserinus</i> <i>Farlowella smithi</i> <i>Farlowella nattereri</i> <i>Sturisoma nigristrostrum</i> <i>Rineloricaria lanceolata</i> <i>Otocinclus cocama</i> <i>Ancistrus dolichopterus</i> <i>Peckoltia vittata</i> <i>Platystomatichthys sturio</i> <i>Planiloricaria cryptodon</i> <i>Lamontichthys filamentosus</i>
	Pimelodidae	<i>Calophysus macropterus</i> <i>Phractocephalus hemioliopus</i> <i>Pimelodus pictus</i> <i>Leiarius marmoratus</i> <i>Pimelodus ornatus</i> <i>Brachyplatystoma platynema</i> <i>Brachyplatystoma rousseauxii</i> <i>Sorubim lima</i>
	Cetopsiae	<i>Cetopsis coecutiens</i>

3.1.7.2 ORDEN CHARACIFORMES

Superclase	:	Gnathostomata
Clase	:	Teleostomi
Subclase	:	Actinopterygii
Grupo	:	Teleostei Euteletoei
Superorden	:	Ostariophysi
Orden	:	Characiformes

Este Orden, presente también en África, es el de mayor riqueza de especies en las aguas dulces suramericanas, gracias a que las variadas adaptaciones morfológicas y fisiológicas de sus especies le han permitido estar presente prácticamente en todos los ambientes de agua dulce del Neotrópico. Las razones de la alta diversidad de este grupo en el Neotrópico, donde se reconocen 1.460 especies válidas y se estima en 515 el número de ellas por describir, para un total 1.975 no son bien conocidas y esto contribuye a la poca claridad que se tiene sobre su filogenia y taxonomía. Su diversificación sólo es comparable con la de los cíclidos del continente africano. Los miembros de este Orden poseen el órgano de Weber completo, que consiste en la modificación de las primeras vértebras en un órgano auditivo que utiliza la vejiga gaseosa como tímpano. Su cuerpo está cubierto de escamas generalmente cicloideas, algunas veces crenuladas (falsas ctenoideas); sólo una especie tiene la piel desnuda. Tienen dientes, por lo menos en los estados de post-larva, presentan aletas con radios blandos, nunca con espinas (Malacopterygias), y generalmente aleta adiposa. La vejiga gaseosa tiene apertura al tracto digestivo (fisóstoma).

(67)

El Orden agrupa especies con una amplia variedad de formas y tamaños. Teniendo 8 géneros estudiados en este género.

Tabla 02: Lista de especies estudiadas de acuerdo al orden Characiformes

ORDEN	FAMILIA	ESPECIE
CHARACIFORMES	Anostomidae	<i>Pseudanos trimaculatus</i>
		<i>Leporinus fasciatus</i>
		<i>Leporinus desmotes</i>
	Characidae	<i>Myleus schomburgkii</i>
		<i>Protocheiroduon pi</i>
		<i>Serrasalmus rhombeus</i>
		<i>Hyphessobrycon loretoensis</i>
		<i>Hyphessobrycon erythrostigma</i>
		<i>Boehlkea fredcochui</i>
		<i>Paracheiroduon innesi</i>
	<i>Thayeria oblicua</i>	
	Chilodontidae	<i>Chilodus punctatus</i>
Cynodontidae	<i>Hydrolycus scomberoides</i>	
Ctenoluciidae	<i>Boulengerella cuvieri</i>	
Erythrinidae	<i>Hoplias malabaricus</i>	
Gasteropelecidae	<i>Carnegiella strigata</i>	
Lebiasinidae	<i>Nannostomus mortenthaleri</i>	

3.1.7.3 ORDEN PERCIFORMES

Superclase	:	Gnathostomata
Clase	:	Teleostomi
Subclase	:	Actinopterygii
Grupo	:	Teleostei
		Euteletoei
Superorden	:	Ostariophysi
Orden	:	Perciformes

Este Orden con alrededor de 9.293 especies conocidas, es el más diverso de todos los Órdenes de peces e incluso de vertebrados. Es predominantemente marino, aunque algunas de sus familias han invadido secundariamente las aguas dulces de todo el mundo. Se consideran como los peces óseos avanzados (Teleosteos); con las aletas dorsal y anal con espinas (acantopterigias); la vejiga gaseosa fisoclista, es decir no comunicada con el tubo digestivo; con escamas ctenoideas en la

mayoría de los casos; con las aletas pectorales laterales y la pélvica en posición torácica, generalmente con mandíbulas protractiles (67). Teniendo 6 géneros estudiados.

Tabla 03: Lista de especies estudiadas de acuerdo al orden Perciforme

ORDEN	FAMILIA	ESPECIE
PERCIFORMES	Cichlidae	<i>Apistogramma agassizii</i>
		<i>Apistogramma paulmuelleri</i>
		<i>Apistogrammoides pucallpaensis</i>
		<i>Apistogramma panduro</i>
		<i>Apistogramma bitaeniata</i>
		<i>Apistogramma cinilabra</i>
		<i>Apistogramma barlowii</i>
		<i>Apistogramma mortentaler</i>
		<i>Apistogramma norberti</i>
		<i>Pteroplyllum scalare</i>
		<i>Biotodoma cupido</i>
		<i>Mesonauta mirificus</i>
		<i>Monocirrhus polyacanthus</i>
		<i>Heros appendiculatus</i>
<i>Satanoperca jurupari</i>		
<i>Symphysodon tarzoo</i>		

3.1.7.4 ORDEN GYMNOTIFORMES

Superclase	:	Gnathostomata
Clase	:	Teleostomi
Subclase	:	Actinopterygii
Grupo	:	Teleostei Euteletoei
Superorden	:	Ostariophysii
Orden	:	Gymnotiformes

Son peces de cuerpo alargado, carentes de aletas pélvicas y dorsales y sólo algunos poseen aleta caudal, en cambio todos tienen una aleta anal muy larga compuesta por numerosos radios de cuyo movimiento ondulatorio depende su locomoción, les permite desplazarse tanto hacia delante como hacia atrás. Todos a excepción de *Electrophorus* que es de piel desnuda, tienen el cuerpo

cubierto por escamas cicloideas, aunque en algunas formas éstas se hallan cubiertas por piel gruesa, algunos poseen una carnosidad larga y aplanada, adherida a un surco sobre el dorso. Todos poseen células musculares o nerviosas en la base de las aletas anal y caudal modificadas en vesículas capaces de generar electricidad con la cual crean un campo alrededor del cuerpo que les sirve como órgano sensorial mediante el cual detectan lo que existe en su entorno y localizan sus presas. Sólo en el género *Electrophorus* este órgano puede además producir descargas eléctricas voluntarias como medida de protección. Todos poseen sensores eléctricos derivados de la línea lateral, Más concentrados hacia la parte anterior del cuerpo. Todos los Gymnotiformes son carnívoros, se alimentan de insectos y de otros invertebrados acuáticos, las formas de mayor tamaño consumen pequeños peces. Los peces de este orden son más abundantes en ríos de corriente lenta y aguas blancas que en las lagunas, no se encuentran en corrientes rápidas de montaña, casi todos son de actividad nocturna durante el día se ocultan en cárcavas y raíces de la orilla y en la vegetación flotante. Son en general de baja fecundidad, esto igual que sus hábitos alimenticios carnívoros puede estar relacionado con lo reducido de su cavidad visceral. Sólo se encuentran en el Neotrópico suramericano, aunque algunas especies se han expandido hasta América Central. (67)

Tabla 04: Lista de especies estudiadas de acuerdo al orden Gymnotiformes

ORDEN	FAMILIA	ESPECIE
	Apteronotidae	<i>Apteronotus albifrons</i> <i>Sternarchorhynchus oxyrhynchus</i>
GYMNOTIFORMES	Rhamphichthyidae	<i>Gymnohamphichthys hypostomus</i>
	Sternopygidae	<i>Eigenmannia virescens</i>
	Gymnotidae	<i>Electrophorus electricus</i>

3.1.7.5. ORDEN MYLIOBATIFORMES

Superclase	:	Gnathostomata
Clase	:	Chondrichthyes
Subclase	:	Elasmobranchii
Grupo	:	Neoselachii
Superorden	:	Euselachii
Orden	:	Myliobatiformes

El orden Myliobatiformes agrupa peces cartilagosos de cuerpo plano, generalmente muy deprimido, con las aperturas branquiales en posición ventral. Las aletas pectorales están muy desarrolladas y confluyen a los lados de la cabeza. Los espiráculos y ojos se encuentran en la superficie dorsal (67).

Tabla 05: Lista de especies estudiadas de acuerdo al orden Myliobatiformes

ORDEN	FAMILIA	ESPECIE
MYLIOBATIFORMES	Potamotrigonidae	<i>Potamotrygon motoro</i> <i>Potamotrygon orbignyi</i> <i>Potamotrygon aiereba</i> <i>Potamotrygon iwamae</i> <i>Potamotrygon nana</i> <i>Potamotrygon falkneri</i> <i>Potamotrygon tigrina</i>

3.1.7.6 ORDEN TETRAODONTIFORMES

Superclase	:	Gnathostomata
Clase	:	Actinopterygii
Subclase	:	Neopterygii
Grupo	:	Teleostei Euteletoei
Superorden	:	Acanthopterygii
Orden	:	Tetraodontiformes

Los miembros de este orden poseen dos dientes muy grandes en cada mandíbula y la maxila fusionada firmemente con la premaxila. Las escamas están modificadas usualmente en

dentículos, escudetes o placas. Pueden poseer o no línea lateral, a veces múltiple. Con las aperturas branquiales reducidas y casi todos poseen vejiga gaseosa. Se trata de un grupo de peces eminentemente marinos y estuarinos, con muy pocos representantes en agua dulce (67). Solo tenemos un género estudiado.

Tabla 06: Lista de especies estudiadas de acuerdo al orden Tetraodontiformes.

ORDEN	FAMILIA	ESPECIE
TETRAODONTIFORMES	Tetraodontidae	<i>Colomesus asellus</i>

3.2 Definición de términos básicos

- **ADN mitocondrial (ADNmt):** ADN circular, presente en las mitocondrias.
- **ADN Nuclear (ADNn):** Material genético presente en el núcleo de cada célula en todos los seres vivos.
- **Aguas blancas.** - Son aguas de arroyos o ríos que acarrear grandes cantidades de sedimentos y depósitos ricos en barros aluviales. Se originan en áreas de suelos fértiles y generalmente marrón pálido.
- **Aguas negras.** - Son arroyos negros, el color es debido a los taninos provenientes de las hojas en descomposición, que aumenta la acidez de estas aguas, carecen de minerales.
- **Aguas claras.** - El nombre de los ríos claros o azules se debe a la claridad de sus aguas. Estas aguas son bastante comunes en arroyuelos y ríos que corren a lo largo de las rocas antiguas, aunque no son abundantes en tierras bajas del bosque lluvioso tropical.
- **Barcoding o código de barras de ADN.** - Es una técnica usada para identificar la especie, usando una secuencia corta de ADN proveniente de una región estandarizada.
- **Blast.**- Programa informático de alineamiento de secuencias, ya sea de ADN, ARN o de proteínas. Es capaz de comparar una secuencia contra una gran cantidad de secuencias que se encuentren en una base de datos.
- **COI.** - Citocromo oxidasa subunidad I Enzima es el que cataliza el último paso en la cadena de transporte electrónico.
- **Caracterización morfológica.** - Son características fenotípicas de fácil identificación visual tales como forma, color, tamaño o altura.

- **Desnaturalización:** Técnica que permite la separación de cadenas complementarias de una molécula de ADN.
- **Especies cripticas:** son aquellas especies que son extremadamente similares en apariencia (morfología, fisiología y comportamiento) pero diferentes genéticamente.
- **Especies exóticas:** Especie introducida en un ecosistema en el que no se desarrolló originalmente. A veces, tales especies pueden florecer y ganar en su desarrollo a las especies nativas.
- **Genbank:** Es la base de datos de secuencias genéticas del NIH (National Institutes of Health de Estados Unidos), una colección de disponibilidad pública de secuencias de ADN.
- **Primers:** Secuencias conocidas de ADN que se usan para señalar el genoma. Cualquier característica que sirva para identificar una región particular del ADN.
- **PCR:** Reacción en cadena de la polimerasa. Polimerización enzimática de ADN. Proceso por el que se copia o multiplica una secuencia de ADN. **Secuenciación:** Método que permite determinar el ordenamiento lineal de los nucleótidos en un ácido nucleico o de los aminoácidos en una proteína. (P/G).
- **Stock:** Término práctico en el manejo de pesquerías que describe un grupo de individuos que comparten un pool genético.
- **Taq polimerasa:** *Thermus aquaticus*, bacteria termófila que vive a más de 65 °C. Enzima termoestable que se usa en la PCR.
- **Taxón:** Unidad de rango taxonómico en cualquier nivel de la escala jerárquica.

CAPÍTULO 4

MATERIAL Y MÉTODOS

4.1 Lugar y desarrollo de la investigación

Este estudio fue realizado en el Laboratorio de Biología y Genética Molecular (LBGM) del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), ubicada en el Centro de Investigaciones Fernando Alcántara Bocanegra (CIFAB – Quistococha), situada en la carretera Iquitos – Nauta km 4,5 distrito de San Juan Bautista, Región Loreto – Perú.

4.2 Población y muestra

Se colectó un total de 225 individuos de las 75 especies de peces ornamentales más comercializados en los acuarios de la ciudad de Iquitos- Amazonía Peruana del año 2016. El muestreo se realizó en los diferentes acuarios de la ciudad de Iquitos durante las épocas de vaciante y creciente. La finalidad de colectar durante estas épocas es poder obtener mayor variedad de peces ornamentales de la región, debido a que las especies se manifiestan en las diferentes épocas. El muestreo consistió en 3 individuos por especie a los cuales se extrajo el tejido para luego conservarlos en ethanol al 90% hasta su procesamiento en el laboratorio. Se elijo 3 individuos para tener certeza de la especie identificada.

4.3 Diseño experimental

El estudio es experimental descriptiva, el cual consistió en identificar los caracteres moleculares de 75 especies de peces ornamentales para luego contrastarlos con los caracteres morfológicos previamente descritos en la literatura y las secuencias fueron comparadas con las secuencias

existentes del GenBank. El estudio fue desarrollado en 4 etapas: 1) etapa de colecta, 2) etapa de laboratorio, 3) etapa de procesamiento y análisis de datos 4) etapa de interpretación de resultados.

4.4. Técnicas, instrumentos y procedimientos de recolección de datos.

4.4.1. Selección de caracteres morfológicos y almacenamiento de las muestras

Los 225 ejemplares de peces ornamentales colectados en diferentes acuarios de la ciudad de Iquitos, cada espécimen fue registrado en las fichas indicando: nombre común, nombre científico, lugar de procedencia, fecha de colecta y nombre del colector para luego ser trasladados al Laboratorio de Biología y Genética Molecular (LBGM) del IIAP. Fueron colocados en una pecera, permitiendo que el ejemplar se aclimate y evite el estrés manteniendo el color natural que poseen. La alimentación y el cambio de agua de las peceras se realizaron de acuerdo a las recomendaciones del propietario o responsable del acuario, tomando en cuenta sus conocimientos del manejo en condiciones controladas de las especies de peces ornamentales. Luego el ejemplar fue foto documentado. Así corroborar su identidad a nivel de especie en base a las claves taxonómicas dicotómicas (Galvin *et al.*, Mojica *et al.*, Santos *et al.*, Jardim de Queiroz *et al.*). Todos los 225 especímenes de las 75 especies identificadas utilizadas en este estudio fueron corroborados por responsable de las colecciones ictiológicas del IIAP.

Para las caracterizaciones moleculares fueron colectados aproximadamente pequeños fragmentos de tejido muscular (0.5 x 0.5 cm.) de la parte dorsal de cada espécimen. Las muestras colectadas fueron conservadas en tubos cónicos tipo falcon de 15 ml perfectamente rotulados (Tabla 08) conteniendo alcohol al 96% y fueron depositadas en el banco de muestras del LBGM – IIAP

hasta el momento del análisis. Los tres ejemplares de cada especie fueron depositados como muestras testimonio de este estudio en las colecciones ictiológicas del IIAP.

4.4.1.1 Recursos utilizados

- Tijera
- Cinta adhesiva
- Ficha
- Lapicero
- Etiquetas
- Pinzas
- Bisturí
- Alcohol de 96°
- Tubos
- Agua destilada
- Papel secante
- Guantes
- Hipoclorito de sodio

4.5 Etapa de Laboratorio

4.5.1. Extracción de ADN Genómico

El ADN genómico fue aislado a partir de tejidos de 70 especies de peces ornamentales. La extracción del ADN fue realizada siguiendo el protocolo de CTAB de Doyle & Doyle (1987) (68) (anexo 01).

4.5.2 Cuantificación y pureza del ADN genómico

La calidad y concentración del ADN extraído se determinó mediante el método de espectrofotometría de Maniatis et al (69); utilizando un Biofotometro. La absorbancia se midió, utilizando las longitudes de onda de 260 y 280nm. La evaluación de la calidad de la extracción (ratio), se realizó en un rango aceptable entre: 1,7 – 2,1 (A_{260}/A_{280}) Se trabajó con un factor de dilución (FD) de 100ng/ μ l. (69). Finalmente se determinó la concentración de ADN con la siguiente fórmula:

$$A_{260} \times \text{F.D.} \times 50 \text{ ng}/\mu\text{l}$$

Dónde: A = Absorbancia
FD = Factor de dilución (1:100)

4.5.3 Amplificación del ADN

El ADN extraído fue amplificado vía PCR, utilizando primers Citocromo Oxidasa I-COI.

Primers:

Fish- F1; 5'-TCAACC AACCACAAAGACATTGGCAC-3'

Fish -R1; 5'-TAGACTTCTGGGTGGCCAAAGAATCA-3'

Las amplificaciones de PCR se llevaron a cabo en un volumen final de 20 μ l, conteniendo 100 ng de DNA en buffer PCR 1X, 0,4 μ M de cada primer, 0,2 mM de dNTPs, 1,5 mM de MgCl₂, 0,02

unidades de Taq polimerasa y agua ultrapura. Las condiciones de amplificación fueron: 2 min a 94 °C, seguido de 35 ciclos comprendidos por: 30 s a 94°C, 40 s a 54°C temperatura de hibridación y 1 min a 72 °C, terminando con una extensión final de 10 min a 72 °C.

4.5.4 Electroforesis del ADN amplificado

Los productos amplificados fueron corridos en una cámara electroforética horizontal a 100 voltios por 15 min. Luego fueron visualizados en geles de agarosa al 2%, teñidos con gel red. Posteriormente los geles fueron fotodocumentados utilizando un sistema de imagen KODAK (GEL LOGIC 100).

4.5.5. Obtención de secuencias nucleotídicas

Para cada individuo fue obtenido una secuencia *forward* (F) y una *reverse* (R) de cada gen amplificado. La reacción de secuenciamiento se utilizó el Kit comercial de secuenciamiento *ABI PRISM BigDye Terminators v3.1 Cycle Sequencing*. El volumen final de la reacción fue de 10 µl, conteniendo 3 µl del producto de PCR; 0,7 µl de Big dye; 0,8 µl de uno de los primers y 5,5 µl de agua MiliQ. El perfil de temperatura estaba compuesto de una denaturación inicial a 96 °C x 1 min, seguido de 30 ciclos (denaturación a 96 °C x 15 seg; hibridación a 50 °C x 15 seg; elongación a 60 °C x 4 min), una extensión final a 72 °C x 10 min.

4.5.6 Purificación de los productos de la reacción de secuenciamiento

Los productos obtenidos en la reacción de secuenciamiento, fueron purificados, con 40µl de isopropanol al 65%, luego fueron mezclados vigorosamente y se dio un spin; inmediatamente después se reposó a temperatura ambiente por 20 minutos, seguido de un ciclo de centrifugado a 14000 rcf (g) por 25 minutos, después el sobrenadante fue descartado por inversion. El pellet fue

lavado con 200 μ l de etanol al 60% y mezclado suavemente, para luego ser centrifugado a 14000 rcf (g) por 5 min. El etanol fue removido con la ayuda de una micropipeta, luego se dejó secar en una centrifuga al vacío por 20 min y finalmente se resuspendió en 10 μ l de Formamida. Antes que las muestras sean corridas en el analizador genético, éstas fueron denaturadas en un termociclador a 95°C/2min y 4°C/2min.

4.5.7 Corrida de las muestras en el analizador genético.

Luego de la purificación, las muestras fueron corridas en el analizador genético 3130 xL Applied Biosystems, siguiendo la metodología del fabricante. Los datos obtenidos fueron analizados en el software Sequencing Analysis v5.3.1 (71).

4.5.7.1 Recursos Utilizados :

Materiales de Laboratorio.

- Cooler pequeño
- Flotadores
- Microtubos de 0.2, 0.5, 1.5 y 2 ml.
- Micropipetas de 10, 100, 200 y 1000 μ l.
- Placas Petri.
- Probetas graduadas de 100, 500 y 1000mL.
- Vasos de precipitado
- Guantes
- Mandil
- papel aluminio
- Separador de tubos raps
- Tubos falcon de 15 y 50 ml
- Bisturí

- Botellas de alcohol de 96°
- Pinzas

4.5.7.2 Reactivos

- CTAB (Hexadecyltrimethylammonium bromide)
- CTAB (Hexadecyltrimethylammonium bromide)
- EDTA
- Ácido bórico
- Cloruro de Sodio
- Tris Base
- Etanol absoluto
- Hidróxido de Sodio
- Cloroformo
- Isopropanol
- Proteinasa K
- Kit para PCR (Cloruro de Magnesio; Taq DNA Polimerasa, Buffer)
- Set de desoxyribonucleosido trifosfatos (dNTPS)
- Agarosa
- COI
- TBE (Etylenodiaminetetraacetic acid)
- Bromuro de Etidio
- Azul Bromofenol

4.4.7.3 Equipos

- Balanza analítica

- Biofotómetro
- Vórtex
- Equipo de baño maría
- Centrífuga
- Thermomixer Comfort
- Termociclador
- Analizador genético APPLIED BIOSYSTEM 3130XL
- Cámara fotográfica
- Sistema de electroforesis horizontal
- Cabina de bioseguridad.

4.6 Etapa de procesamiento y análisis de datos.

4.6.1 Edición y alineamiento para la formación de secuencias consenso

Para la obtención de las secuencias consenso de cada individuo estudiado, las secuencias brutas de la reacción de secuenciación (Forward y Reverse) fueron alineadas y editadas con el programa BioEdit v.7.0.9. (53), que permitió corroborar la veracidad de las bases nucleotídicas (comparación de los formatos fasta y los electroferogramas de las secuencias).

4.6.2 Obtención de la matriz general con las secuencias consenso de las especies en estudio.

Las secuencias consenso fueron alineadas en una matriz de acuerdo a cada orden taxonómico, con ayuda del programa de alineamiento múltiple Clustal W (73) que está dentro del software BioEdit v.7.0.9. (72). La matriz fue alineada mediante la inserción de espacios o “gaps”, con la finalidad de mantener la homología entre algunas de las bases nucleotídicas de los especímenes estudiados. Los extremos de las secuencias consensos con un número muy elevado de bases

fueron eliminadas para igualarlas con aquellas más cortas, cada planilla general quedó conformada por 500 pares de bases para cada matriz.

4.7. Etapa de Interpretación de resultados.

4.7.1 Verificación de identidad taxonomica de las secuencias registradas.

Para la confirmación de la identidad taxonomica fue realizado por dos vías:

- Mediante la comparación de las secuencias de COI depositadas en el Genbank del sistema BLAST con las secuencias obtenidas de cada especie estudiada, para saber si la especie ya tenía registradas secuencias en esta base de datos o si se trataba de un nuevo registro, además para observar el porcentaje de homología que podía tener con otras secuencias registradas de otras partes de la Amazonía. Este proceso nos permitió también corroborar que la secuencia obtenida pertenecía a la especie taxonomica estudiada.
- A través del establecimiento de las relaciones filogenéticas con las especies relacionadas. El análisis fue basado en el mejor modelo de evolución molecular, usando el software MEGA v.6 estimados según valores de criterio de información de Akaike- AIC (Akaike 1973) basado en análisis de filogenia y evolución (APE), donde se realizó el dendograma construido bajo el criterio Maximum likelihood (Maxima verosimilitud) MLE (59). El nivel de confianza fue testado mediante el método no paramétrico de bootstrap (Felsenstein 1985) con cien replicas. Para determinar el sentido de evolución en todos los dendogramas fueron utilizados diferentes grupos externos (outgroups) de acuerdo al Orden de las especies analizadas.

4.7.2 Determinacion de los modelos de evolucion molecular y divergencia

Se determino el modelo de evolucion nucleotica para la matriz general de secuencias, apartir de 24 modelos alternativos y de acuerdo a los valores de criterio de informacion Akaike- AIC (Akeike 1973) basado en el analisis de filogenia y evolucion (APE), usando el software MEGA V6 (74). El mejor modelo de evolucion para el conjunto de secuencias fue Kimura 2- parametro (K2-P), este modelo fue utilizado para estimar las distancia geneticas dentro de los ordenes : Siluriformes, Characiformes, Perciformes y Myliobatiformes

4.7.3 Análisis filogenéticos

Tambien fueron establecidas las relaciones filogenticas de las especies dentro de las ordenes antes mencionadas. El analisis fue basado en el mejor modelo evolutivo estimados según criterios de informacion AKAIKE (AIC). Que para los ordenes Orden Myliobatiformes fue el modelo evolutivo **HKY+G**, para le orden Characiformes fue **HKY+G+I**, para los órdenes Siluriformes y Perciforme fue el modelo evolutivo **TN93+G+I**. El dendograma fue construido bajo el criterio de Máxima verosimilitud MV- Maximun likemood. El nivel de confianza fue testado mediante el metodo parametrico de bootstard (felsentein 1985) con cien replicas. Para determinar el sentido de la evolucion en todos los dendogramas fueron utilizados diferentes grupos externos (outgroups), de acuerdo al Orden de las especies analizadas: la especie *Crenicichla johanna* para el orden Myliobatiformes, *Apteronotus albifrons* para los Siluriformes, Perciformes y Characiformes.

CAPITULO 5

RESULTADOS

5. 1. Identificación morfológica de las especies colectadas.

Se realizó la recopilación de datos taxonómicos y biológicos de un total de setenta especies de peces ornamentales pertenecientes a las ordenes: Myliobatiformes, Characiformes, Gymnotiformes, Siluriformes, Perciformes, y Tetraodontiformes. Las caracterizaciones morfológicas fueron realizadas a partir de las características descritas en la literatura científica (75).

Tabla 07. Tabla descriptiva de las especies de peces ornamentales de mayor importancia comercial en la ciudad de Iquitos para el orden Myliobatiformes.

Orden	Familia	Especie	Nombre común	Revisión Literaria	Ver
MYLIOBATIFO RMES	Potamotrygonidae	<i>Potamotrygon motoro</i>	Raya motoro	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 02
		<i>Potamotrygon orbignyi</i>	Raya común	Cincuentenario del museo provincial de ciencias naturales ``Florentino Ameghino``. Fishbase.	Anexo 02
		<i>Potamotrygon aiereba</i>	Raya	Fishbase	Anexo 02
		<i>Potamotrygon iwamae</i>	Raya antena	Lasso et al. 2016 De Carvalho & Ragno 2011	Anexo 02
		<i>Potamotrygon nana</i>	Raya antena	De Carvalho & Ragno 2011	Anexo 02
		<i>Potamotrygon falkneri</i>	Raya tigre	Queiroz et al., 2013	Anexo 02
		<i>Potamotrygon tigrina</i>	Raya tigre	Fishbase De Carvalho et al., 2011	Anexo 02

Tabla 08. Tabla descriptiva de las especies de peces ornamentales de mayor importancia comercial en la ciudad de Iquitos para el orden Characiformes.

Orden	Familia	Especie	Nombre común	Revisión Literaria	Ver
CHARACIFORMES	Anostomidae	<i>Leporinus fasciatus</i>	Leporinus	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 03
		<i>Leporinus desmotes</i>	Octofasiatus	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Fishbase.	Anexo 03
		<i>Pseudanos trimaculatus</i>	Trimaculatus	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 03
	Characidae	<i>Protocheirodon pi</i>	Pez vidrio	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 03
		<i>Hyphessobrycon loretoensis</i>	Tetra loreto	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Fishbase.	Anexo 03
		<i>Myleus schomburgkii</i>	Banda negra	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America.	Anexo 03
		<i>Serralsamus rhombeus</i>		Peixes comerciais de Manaus. Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America.	Anexo 03
		<i>Hyphessobrycon loretoensis</i>	Tetra loreto	Peces del medio Amazonas Región de Leticia. Fish base	Anexo 03
		<i>Hyphessobrycon erythrostigma</i>	Punto rojo	Fishbase	Anexo 03

Orden	Familia	Especie	Nombre común	Revision Literaria	Ver
CHARACIFORMES	Characidae	<i>Boehlkea fredcochui</i>	Tetra azulino	Fishbase Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America.	Anexo 03
		<i>Paracheirodon innesi</i>	Neon tetra	Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 03
		<i>Thayeria oblicua</i>	obligua	Fishbase Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America.	Anexo 03
	Chilodontidae	<i>Chilodus punctatus</i>	Puntatus	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 03
	Cynodontidae	<i>Hydrolycus scomberoides</i>	Huapeta	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 03
	Ctenolucidae	<i>Boulengerella cuvieri</i>	Picuda	Fishbase	Anexo 03
	Erythrinidae	<i>Hoplias malabaricus</i>	Fasaco	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 03
	Gasteropelcidae	<i>Carnegiella strigata</i>	Pechito	Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 03
	Lebiasinidae	<i>Nannostomus mortenthaleri</i>	Nannostomus	Fishbase	Anexo 03

Tabla 09. Tabla descriptiva de las especies de peces ornamentales de mayor importancia comercial en la ciudad de Iquitos para el orden Gymnotiformes.

Orden	Familia	Especie	Nombre común	Revisión Literaria	Ver
GYMNOTIFORMES	Apteronotidae	<i>Apteronotus albifrons</i>	Macanaperra	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 04
		<i>Sternarchorhynchus oxyrhynechus</i>	Macana elefante	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America.	Anexo 04
	Rhamphichthyidae	<i>Gymnohamphichthys hypoptomus</i>	Macanatermómetro	Fishbase (78)	Anexo 04
	Sternopygidae	<i>Eigenmannia virescens</i>	Macana	Peces los andes de Colombia.	Anexo 04
	Gymnotidae	<i>Electrophorus electricus</i>	Anguila eléctrica	Peces los andes de Colombia.	Anexo 04

Tabla 10. Tabla descriptiva de las especies de peces ornamentales de mayor importancia comercial en la ciudad de Iquitos para el orden Siluriformes

Orden	Familia	Especie	Nombre común	Revisión Literaria	Ver
SILURIFORMES	Auchenipteridae	<i>Centromochlus perugiae</i>	Novia bombero	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 05
		<i>Ageneiosus vittatus</i>	Ageniosus	Fishbase	Anexo 05
	Loricariidae	<i>Hemiodontichthys acipenserinus</i>	Loricaria pinocho	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America.	Anexo 05
		<i>Farlowella smithi</i>	Farlowella	Peces del medio Amazonas Región de Leticia. QUEIROZ et al. 2013. Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America.	Anexo 05

Orden	Familia	Especie	Nombre comun	Revision Literaria	Ver
		<i>Farlowella nattereri</i>	Farlowella	QUEIROZ et al. 2013. Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America.	Anexo 05
		<i>Sturisoma nigrirostrum</i>	Loricaria	Peces Rio Marmore (80)	Anexo 05
		<i>Rineloricaria lanceolata</i>	Lanceolata	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 05
		<i>Otoncinclus cocama</i>	Otoncinclus cocama	FishBase (77). Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America.	Anexo 05
SILURIFORMES	Loricariidae	<i>Ancistrus dolichopterus</i>	Xenocara	BRYSIEWICZ et al 2011	Anexo 05
		<i>Platystomatichthys sturio</i>	Pez zorro	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 05
		<i>Peckoltia vittata</i>	Pecoltia	FishBase Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America.	Anexo 05
		<i>Planiloricaria cryptodon</i>	Loricaria circular	ovain, R., & Fisch-Muller, S. (2007)	Anexo 05
		<i>Lamontichthys filamentosus</i>	Loricaria hi dorsal	QUEIROZ et al. 2013 Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America.	Anexo 05
			Ceptosidae	<i>Cetopsis coecutiens</i>	Canero

Orden	Familia	Especie	Nombre común	Revisión Literaria	Ver
SILURIFORMES	Callichthyidae	<i>Brochis splendens</i>	Coridora Green cat	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 05
	Callichthyidae	<i>Brochis multiradiatus</i>	Multiradiatus	Nijssen & Isbrücker 1983 Fishbase	Anexo 05
	Pimelodidae	<i>Pimelodus pictus</i>	Pimelodus angelus	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 05
		<i>Brachyplatystoma rousseauxii</i>	Dorado	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 05
		<i>Pimelodus ornatus</i>	Ornatus	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 05
		<i>Sorubim lima</i>	Shovelnose	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 05
	<i>Phractocephalus hemiliopterus</i>	Torre	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 05	
	<i>Brachyplatystoma platynema</i>	Tabla barba	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 05	
	<i>Calophysus macropterus</i>	Mota	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 05	

Orden	Familia	Especie	Nombre comun	Revision Literaria	Ver
SILURIFORMES	Doradidae	<i>Leiarius marmoratus</i>	Achara	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 05
		<i>Platydoras armatulus</i>	Rafle	QUEIROZ et al. 2013	Anexo 05
		<i>Pterodoras granulosus</i>	Cahuara	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 05
	Doradidae	<i>Agamyxis pectinifrons</i>	Rego rego	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 05
		<i>Oxydoras niger</i>	Turushiqui	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 05
		<i>Megalodoras uranoscopus</i>	Churero	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 05

Tabla 11. Tabla descriptiva de las especies de peces ornamentales de mayor importancia comercial en la ciudad de Iquitos para el orden Perciformes.

Orden	Familia	Especie	Nombre común	Revisión Literaria	Ver
PERCIFORMES	Cichlidae	<i>Monocirrhus polyacanthus</i>	Pez hoja	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 06
		<i>Apistogramma agassizii</i>	Agasizi	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 06
		<i>Apistogramma paulmuelleri</i>	Apache	Römer et al., 2013	Anexo 06
		<i>Apistogrammoides pucallpaensis</i>	Pucalpense	Kullander, 1986	Anexo 06
		<i>Apistogramma panduro</i>	Panduro	Römer, 1997	Anexo 06
		<i>Apistogramma bitaeniata</i>	Bitaeniata	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 06
		<i>Apistogramma cinilabra</i>	Cinilabra	Römer et al., 2011	Anexo 06
		<i>Apistogramma barlowii</i>	Glasser	Fishbase	Anexo 06
		<i>Apistogramma martini</i>	Mortentaler	Römer, 2006	Anexo 06
		<i>Apistogramma norberti</i>	Nolberti	Fishbase	Anexo 06
		<i>Pterophyllum scalare</i>	Pez angel	Fishbase	Anexo 06

Orden	Familia	Especie	Nombre común	Revision Literaria	Ver
PERCIFORMES	Cichlidae	<i>Biotodoma cupido</i>	Cupido	Fishbase	Anexo 06
		<i>Satanoperca jurupari</i>	Jurupari	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 06
		<i>Heros appendiculatus</i>	Heros	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 06
		<i>Symphysodon tarzoo</i>	Disco	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	Anexo 06
		<i>Mesonauta mirificus</i>	Mesonauta	Fishbase.	Anexo 06

Tabla 12. Tabla descriptiva de las especies de peces ornamentales de mayor importancia comercial en la ciudad de Iquitos para el orden Tetraodontiformes.

Orden	Familia	Especie	Nombre común	Revisión Literaria	Ver
TETRAODONTIFO	Tetraodontidae	Colomesus	Pez globo	Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America.	Anexo
RMES		asellus		Peces del medio Amazonas Región de Leticia.	07

5.2. Caracterización molecular de las especies de peces ornamentales mediante el código de barras.

Fueron obtenidas un total de 225 secuencias parciales del gen citocromo oxidasa I (COI) pertenecientes a 75 taxa de peces ornamentales. El banco de secuencias del GenBank confirmó la identidad taxonómica de las secuencias consenso de 52 especies (*Potamotrygon motoro*, *Potamotrygon aiereba*, *Potamotrygon falkneri*, *Hoplias malabaricus*, *Pseudanos trimaculatus*, *Leporinus fasciatus*, *Leporinus desmotes*, *Hydrolycus scomberoides*, *Chilodus punctatus*, *Myleus scomburgkii*, *Serrasalmus rhombeus*, *Paracheirodon innesi*, *Hyphessobrycon erythrostigma*, *Carnegiella strigata*, *Apteronotus albifrons*, *Sternarchorhynchus oxyrhynchus*, *Gymnohamphichthys hypostomus*, *Eigenmannia virescens*, *Electrophorus electricus*, *Centromochlus perugiae*, *Hemiodontichthys acipenserinus*, *Farlowella smithi*, *Farlowella nattereri*, *Sturisoma nigrirostrum*, *Otocinclus cocama*, *Ancistrus dolichopterus*, *Platystomatichthys sturio*, *Peckoltia cf vittata*, *Planiloricaria cryptodon*, *Lamontichthys filamentosus*, *Cetopsis coecutiens*, *Pimelodus pictus*, *Brachyplatystoma rousseauxii*, *Pimelodus ornatus*, *Sorubim lima*, *Phractocephalus hemioliopus*, *Brachyplatystoma platynema*, *Calophysus macropterus*, *Leiarius marmoratus*, *Platydoras armatulus*, *Pterodoras granulosus*, *Agamyxis pectinifrons*, *Oxydoras niger*, *Monocirrhus polycanthus*, *Apistogamma agassizii*, *Apistogrammoides pucallpaensis*, *Apistogramma bitaeniata*, *Heros apendiculatus*, *Symphysodon tarzoo*, *Pterophyllum scalare*, *Colomesus asellus*), los rangos de 93-100%. 23 de las 75 especies estudiadas no tenían secuencias depositadas en el Genbank, por lo que al ser blastedas fueron relacionadas con especies cercanas.

Tabla 13. Resumen de identificación molecular basada en las secuencias consenso COI de código de barras para cada especie producida en este estudio usando el buscador BLASTN del GenBank.

Especie	Nombre Común	GenBank (BLASTN)	
		ID Especie	%Max ID
<i>Potamotrygon motoro</i>	Raya	<i>Potamotrygon motoro</i>	97
<i>Potamotrygon orbignyi</i>	Raya común	<i>Potamotrygon motoro</i>	99
<i>Potamotrygon aiereba</i>	Raya ceja	<i>Potamotrygon aiereba</i>	100
<i>Potamotrygon iwamae</i>	Antena	<i>Potamorygon falkneri</i> <i>Potamotrygon motoro</i>	89 88
<i>Potamotrygon nana</i>	Antena enana	<i>Potamotrygon motoro</i>	88
<i>Potamotrygon falkneri</i>	otorongo	<i>Potamotrygon motoro</i> <i>Potamorygon falkneri</i>	98 98
<i>Potamotrygon tigrina</i>	tigrina	<i>Potamorygon falkneri</i> <i>Potmotrygon motoro</i>	100 99
<i>Hoplias malabaricus</i>	Fasaco	<i>Hoplias malabaricus</i>	99
<i>Pseudanos trimaculatus</i>	Trimaculatos	<i>Pseudanos trimaculatus</i>	98
<i>Leporinus fasciatus</i>	Leporinus	<i>Leporinus fasciatus</i>	98
<i>Leporinus desmotes</i>	Leporinus	<i>Leporinus desmotes</i>	99
<i>Hydrolycus scomberoides</i>	Huapeta	<i>Hydrolycus scomberoides</i>	99
<i>Chilodus punctatus</i>	Puntatus	<i>Chilodus punctatus</i>	99
<i>Protocheirodon pi</i>	Pez vidrio	<i>Serrapinnus piaba</i>	85
<i>Hyphessobrycon loretoensis</i>	Tetra loreto	<i>Hyphessobrycon herbertaxelrodi</i>	89
<i>Myleus schomburgkii</i>	Banda negra	<i>Myleus schomburgkii</i>	99
<i>Serralsamus rhombeus</i>	Paña	<i>Serralsamus rhombeus</i>	99
<i>Paracheirodon innesi</i>	Neon tetra	<i>Paracheirodon innesi</i>	99
<i>Boehlkea fredcochui</i>	Tetra azulino	<i>Knodus aff. megalops</i>	100
<i>Thayeria obliqua</i>	obliqua	<i>Hoplosternum magdalenae</i>	86
<i>Hyphessobrycon erythrostigma</i>	Punto rojo	<i>Hyphessobrycon erythrostigma</i>	95
<i>Carnegiella strigata</i>	pechito	<i>Carnegiella strigata</i>	100
<i>Nannostomus mortenthaleri</i>	Red pencil	<i>Liolaemus lutzae</i>	84
<i>Boulengerella cuvieri</i>	picuda	<i>Ituglanis herberti</i>	84
<i>Apteronotus albifrons</i>	Macana perro	<i>Apteronotus albifrons</i>	99
<i>Sternarchorhynchus oxyrhynchus.</i>	Macana elefante	<i>Sternarchorhynchus oxyrhynchus</i>	99
<i>Gymnohamphichthys hypostomus</i>	Macana termómetro	<i>Gymnohamphichthys hypoptomus</i>	95
<i>Eigenmannia virescens</i>	Macana	<i>Eigenmannia virescens</i>	93
<i>Electrophorus electricus</i>	anguila	<i>Electrophorus electricus</i>	100
<i>Centromochlus perugiae</i>	Novia bombero	<i>Centromochlus perugiae*</i>	98
<i>Ageneiosus vittatus</i>	Ageniosus	<i>Ageneiosus inermis</i>	90
<i>Hemiodontichthys acipenserinus</i>	Loricaria pinocho	<i>Hemiodontichthys acipenserinus</i>	95
<i>Farlowella smithi*</i>	Farlowella	<i>Farlowella smithi</i> <i>Farlowella oxyrryncha</i>	99 99
<i>Farlowella nattereri</i>	Farlowella	<i>Farlowella nattereri</i>	95
<i>Sturisoma nigrirostrum</i>	Loricaria	<i>Sturisoma nigrirostrum</i>	98
<i>Rineloricaria lanceolata</i>	Lanceolata	<i>Rineloricaria lanceolata</i>	94
<i>Otocinclus cocama</i>	Otocinclus zebra	<i>Otocinclus cocama</i>	99
<i>Ancistrus dolichopterus</i>	Xenocara	<i>Ancistrus dolichopterus</i>	96
<i>Platystomatichthys sturio</i>	Pez zorro	<i>Platystomatichthys sturio</i>	97
<i>Peckoltia vittata*</i>	Pecoltia	<i>Peckoltia cf vittata</i>	99
<i>Planiloricaria cryptodon</i>	Loricaria circular	<i>Planiloricaria cryptodon</i>	99

Especie	Nombre Común	GenBank (BLASTN)	
		ID Especie	%Max ID
<i>Lamontichthys filamentosus</i>	Loricaria hi dorsal	<i>Lamontichthys filamentosus</i>	98
<i>Cetopsis coecutiens</i>	Canero azul	<i>Cetopsis coecutiens</i>	98
		<i>Cetopsis candiro</i>	98
<i>Brochis splendens</i>	Corydora green cat	<i>Corydora schwartzi</i>	91
<i>Brochis multiradiatus</i>	Multiradiatus	<i>Corydoras aeneus</i>	91
<i>Pimelodus pictus</i>	Pimelodela angelus	<i>Pimelodus pictus</i>	99
<i>Brachyplatystoma rousseauxii</i>	Dorado	<i>Brachyplatystoma roseasuxi</i>	99
<i>Pimelodus ornatus</i>	Ornatus	<i>Pimelodus ornatus</i>	99
<i>Sorubim lima</i>	Shovelnose	<i>Sorubim lima</i>	99
<i>Phractocephalus hemiliopterus</i>	Torre	<i>Phractocephalus hemiliopterus</i>	99
<i>Brachyplatystoma platynema</i>	Tabla barba	<i>Brachyplatystoma platynemun</i>	100
<i>Calophysus macropterus</i>	Mota	<i>Calophysus macropterus</i>	100
<i>Leiarius marmoratus</i>	Acara comun	<i>Leiarius marmoratus</i>	100
<i>Platydoras armatulus</i>	Rafle	<i>Platydoras armatulus</i>	98
<i>Pterodoras granulosus</i>	Cahuara	<i>Pterodoras granulosus</i>	99
<i>Agamyxis pectinifrons</i>	Rego rego	<i>Agamyxis pectinifrons</i>	97
<i>Oxydoras niger</i>	Turushuqui	<i>Oxydoras niger</i>	99
<i>Megalodoras urascopus</i>	Churero	<i>Platydoras costatus</i>	88
<i>Monocirrhus polycanthus</i>	Pez hoja	<i>Monocirrhus polycanthus</i>	99
<i>Apistogramma agassizii</i>	Agasizi	<i>Apistogramma agassizii</i>	99
<i>Apistogramma paulmuelleri</i>	Apache	<i>Apistogramma linkei</i>	91
<i>Apistogrammoides pucallpaensis</i>	Pucallpense	<i>Apistogrammoides pucallpaensis</i>	99
<i>Apistogramma panduro</i>	Panduro	<i>Diplecogaster sp.</i>	81
<i>Apistogramma bitaeniata</i>	Biteniata	<i>Apistogramma bitaeniata</i>	100
<i>Apistogramma cinilabra</i>	Cinilabra	<i>Percalates novemaculeata</i>	80
<i>Apistogramma barlowii</i>	Glasser	<i>Conaphaga roberti</i>	81
<i>Apistogramma martini</i>	Mortentaler	<i>Apistogramma linkei</i>	84
<i>Apistogramma norberti</i>	Norberti	<i>Apistogramma cactuoides</i>	86
<i>Satanoperca jurupari</i>	Jurupari	<i>Hyphessobrycon herbertaxelrodi</i>	90
<i>Heros apendicualtus</i>	Heros	<i>Heros severus</i>	99
		<i>Heros apendicualtus</i>	98
<i>Symphysodon tarzoo</i>	Disco	<i>Symphysodon aequifasciata</i> *	99
<i>Mesonauta mirificus</i>	Mesonauta	<i>Mesonauta festivus</i>	90
<i>Colomesus asellus</i>	Pez globo	<i>Colomesus asellus</i>	100
<i>Pterophyllum sacalare</i>	Pez angel	<i>Pterophyllum sacalare</i>	99
<i>Biotodoma cupido</i>	cupido	<i>Crenicichla britskii</i>	90

*especies relacionadas con más de un Taxón (= PI >90%).

5.2.1. Identificación molecular de especies cripticas comercializados bajo un mismo nombre en los acuarios de la ciudad de Iquitos

Caso 1: Leporinus

Leporinus desmotes (Figura 01 A) y *Leporinus fasciatus* (Figura 01 B) son especies que presentan una gran semejanza taxonómica siendo muy difícil diferenciar una de la otra, por lo que son exportadas bajo el mismo nombre común de “Leporinus”. Sin embargo estas especies presentan algunas caracteres diferenciales entre ellas, *Leporinus desmotes* presenta una banda bifucada en forma de Y o X situada entre la aleta pectoral y pélvica, así como la presencia ocho bandas laterales; en tanto que en *Leporinus fasciatus* presentan 10 a mas bandas laterales simples. Estas diferencias son tomadas muchas veces como variación de carácter morfologico por muchos acuaristas. Las secuencias obtenidas de *L. fasciatus* y *L. desmotes* presentan 54 sitios variables (sitios con diferente nucleotido en un mismo segmento del genoma). cuando las secuencias de *L. fasciatus* fueron comparadas con secuencias depositadas en el genbank mediante el sistema de BLASTN estas presentaron un PI de 98% de similitud con otros especímenes de la misma especie provenientes de otros lugares de la amazonia continental. Mientras que *L. demotes* presentó un PI de 96% de similitud con *L. jatuncochi* (Figura 02).

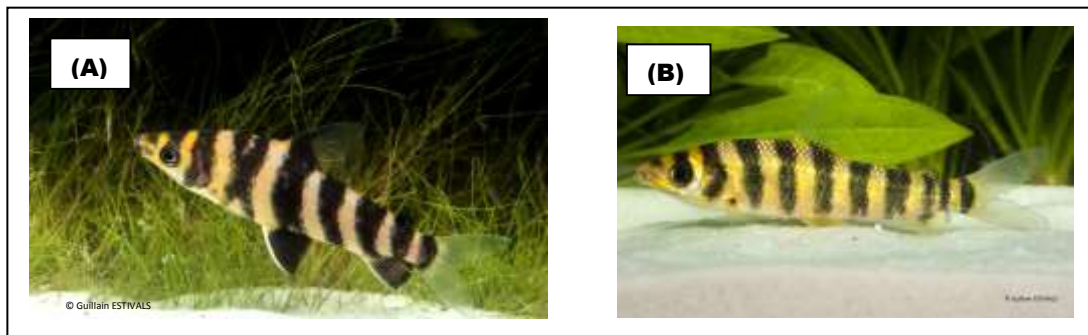


Figura 01. Especies de peces ornamentales comercializadas como Leporinus (A): *Leporinus fasciatus*; (B): *Leporinus desmotes*. Fotos: @Guilain Estivals.



Figura 02. Secuencias nucleotídicas de la región mitocondrial COI de *Leporinus fasciatus* y *Leporinus desmotes* mostrando los sitios polimórficos entre ellas.

Caso 2: Potamotrygon

Potamotrygon tigrina (Figura 02 A) y *Potamotrygon falkneri* (Figura 2 B) son especies que presentan una gran semejanza taxonómica en etapa inmadura de sus ciclos de vida, esto debido principalmente a que no han desarrollado sus caracteres distintivos, pudiendo ser diferenciados por solo por taxonomos expertos, por lo que es muy común que sean exportadas bajo el mismo nombre común de raya otorongo. *P. tigrina* presenta líneas discontinuas en forma en tanto *P. falkneri* presenta líneas discontinuas pero con menos curvas. Las secuencias obtenidas de *P. tigrina* y *P. falkneri* presentan 11 mutaciones entre ellas, estos cambios en las bases nucleotídicas se dan solamente entre las especies, es decir dentro de cada especie estos sitio son conservados (dentro de las especies estas bases no mutan) esto hace que sean considerados como sitios discriminantes entre estas especies. Cuando las secuencias de *P. tigrina* fueron comparadas con secuencias depositadas en el genbank mediante el sistema de BLASTN estas presentaron un PI de 100% con las secuencias de *P. falkneri*. Mientras que *P. falkneri* presenta una similitud de 98% de PI con las especies de *P. motoro* y *P. falkneri* respectivamente.

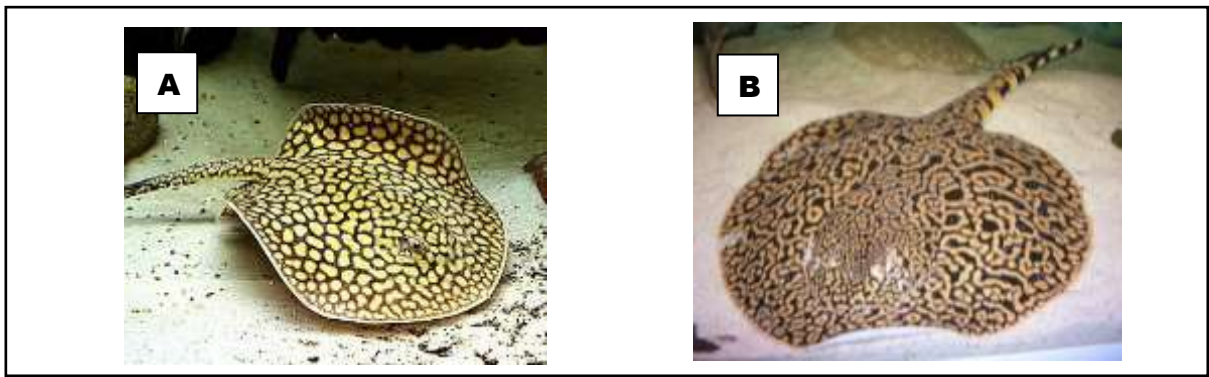


Figura 03. Especies de peces ornamentales comercializadas como diferentes nombres Potamotrygon (A): *Potamotrygon falkneri*; (B): *Potamotrygon tigrina*
Fotos: Guilain Estivals.



Figura 04. Secuencias nucleotídicas de la región mitocondrial COI de *Potamotrygon falkneri* y *Potamotrygon tigrina* mostrando los sitios polimórficos entre ellas.

5.2.3. Confirmación de la identidad taxonómica a través de las relaciones filogenéticas.

Para la verificación de la identidad taxonómica de los taxas mas numerosos (Siluriformes, Characiformes, Perciformes, Myliobatiformes). se realizó las relaciones filogenéticas entre ellas; al analizar se utilizó 87 secuencias para el orden Siluriformes, 51 secuencias para el orden Characiformes, 48 para el orden Perciformes y 21 para el orden Myliobatiformes. A continuación, es presentado los árboles de máxima verosimilitud (ML) realizado en el software MEGA v.6 de las especies identificadas en este estudio mediante el código de barras.

ORDEN MYLIOBATIFORMES

Los clados observados en el árbol ML (Máxima verosimilitud) agrupan a las especies dentro de familias congruentes a la sistemática propuesta por Lauzanne y Loubens (1985) (66). Los nodos con clados más consistentes >50% siendo próximas genéticamente, siendo la relación entre ellas es mas fuerte, identidades taxonómicas: *Potamotrygon falkneri*, *Potamotrygon tigrina* (**Potamotrygonidae**) se ubicaron en las ramas terminales revelando la cercanía de las especies. Mientras que los nodos con soporte Bootstrap menor <50% fueron las especies: *P. motoro*, *P. orbignyi*, *P. aiereba*. Las especies basales fueron: *P. iwamae*, *P. nana*.

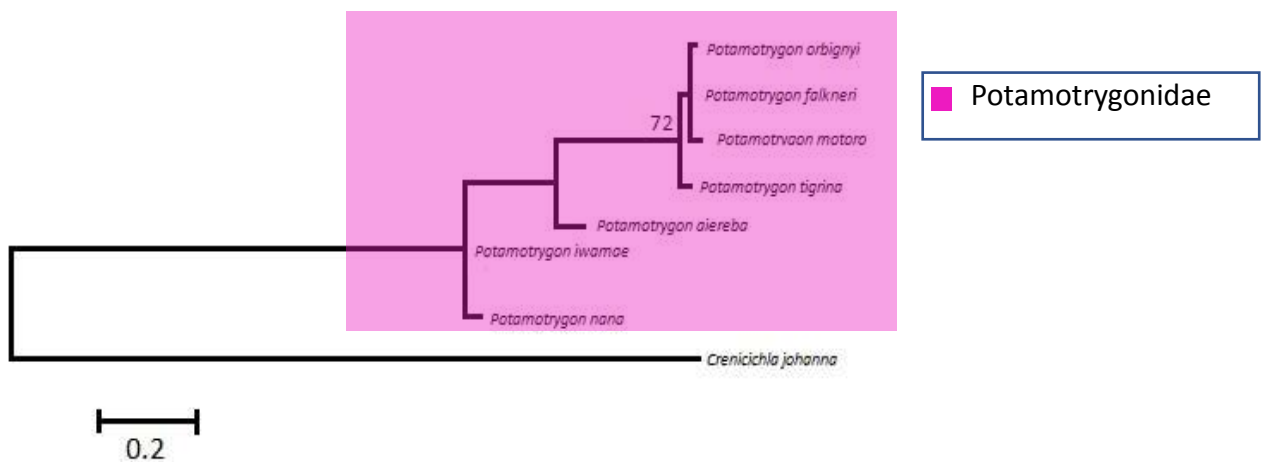


Figura 05. Árbol de Máxima verosimilitud (ML) de peces ornamentales del Orden Myliobatiformes de la Amazonía Peruana. Las relaciones filogenéticas fueron analizadas teniendo en cuenta el modelo evolutivo **HKY+G** y conducidos en MEGA v6. Beta. Números sobre los brazos muestran los valores de ML bootstrap. Cuadros a color muestra la familia analizadas para el: Orden Myliobatiformes.

ORDEN CHARACIFORMES

Los clados observados en el árbol ML agrupan a las especies dentro de familias congruentes a la sistemática propuesta por Lauzanne y Loubens (1985) (66). Los nodos con clados más consistentes (>50%) se ubicaron en las ramas terminales revelando la cercanía de las especies y proveyendolas a su vez de identidades taxonómicas: *Leporinus fasciatus*, *Leporinus desmotes*, (**Anostomidae**), *Hyphessobrycon loretoensis*, *Hyphessobrycon erythrostigma*, *Protocheiroduon pi* (**Characidae**), *Carnegiella strigata*, (**Gasteropelecidae**). Los nodos de las especies restantes resultaron obtener el menor soporte Bootstrap.

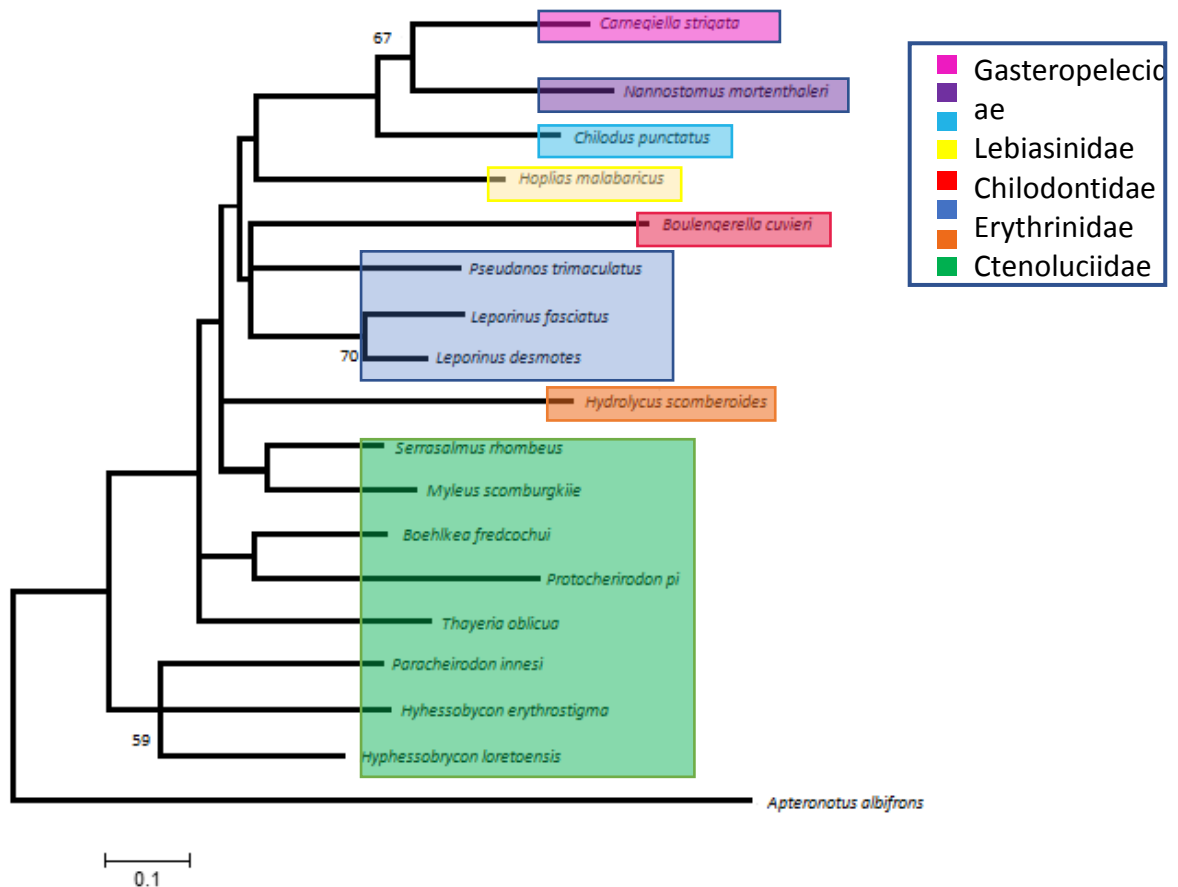


Figura 06. Árbol de Máxima verosimilitud (ML) de peces ornamentales del Orden Characiformes de la Amazonía Peruana. Las relaciones filogenéticas fueron analizadas teniendo en cuenta el modelo evolutivo **HKY+G+I** y conducidos en MEGA v6. Beta. Números sobre los brazos muestran los valores de ML bootstrap.

ORDEN PERCIFORMES

Los clados observados en el árbol ML agrupan a las especies dentro de familias congruentes a la sistemática propuesta por Lauzanne y Loubens (1985) (66). Los nodos con clados más consistentes (>50%) se ubicaron en las ramas terminales revelando la cercanía de las especies y proveyendolas a su vez de identidades taxonómicas: *A. panduro*, *A. morthenthaleri*, *A. barlowi*, *A. norberti*, *A. agassizii*, *A. bitaeniata*, *Apistogrammoides pucallpensis*, *A. cinilabra*, *A. paulmuelleri* para el género *Apistogramma*, *Heros appendiculatus*, *mesonauta mirificus*, *symphyodon tarzoo*, el subclado conformado por *Monocirrhus polyacanthus*, *satanoperca jurupari*.

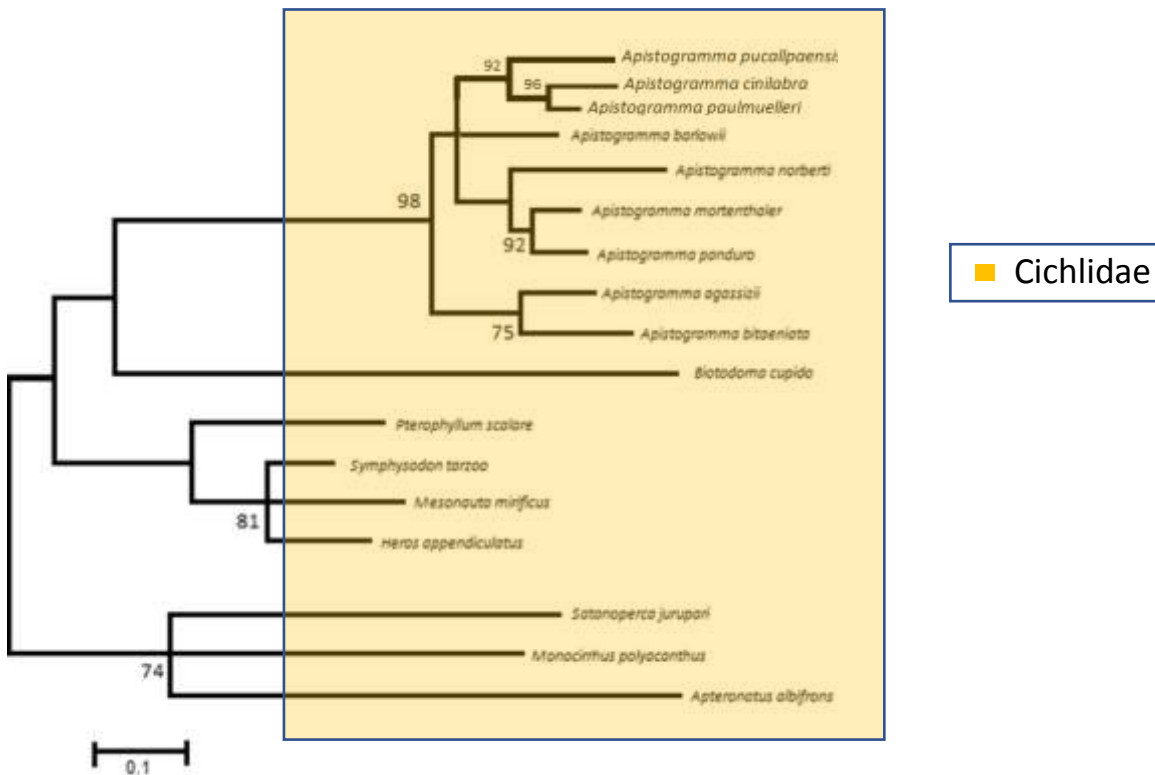


Figura 07. Árbol de Máxima verosimilitud (ML) de peces ornamentales del orden Perciformes de la Amazonía Peruana. Las relaciones filogenéticas fueron analizadas teniendo en cuenta el modelo evolutivo TN93+G+I y conducidos en MEGA v6.Beta. Números sobre los brazos muestran los valores de ML.

ORDEN SILURIFORMES

Los clados observados en el árbol ML agrupan a las especies dentro de familias congruentes a la sistemática propuesta por Lauzanne y Loubens (1985) (66). Los nodos con clados más consistentes (>50%) se ubicaron en las ramas terminales revelando la cercanía de las especies y proveyendolas a su vez de identidades taxonómicas: *Hemiodontichthys acipenserinus*, *Farlowella smithi*, *F. nattereri*, *Sturisoma nigrirostrum*, *Rineloricaria lanceolata*, *Otocinclus cocama*, *Ancistrus dolichopterus*, *Platystomatichthys sturio*, *Peckoltia vittata*, *Planiloricaria cryptodon*, *Lamontichthys filamentosus* (**Loricaridae**) por un lado, y un segundo clado agrupando a *Brochis splendens*, *Brochis multiradiatus* (**Callichthyidae**). Los nodos de los clados albergando a las especies, *Platydoras armatulus*, *Pterodoras granulosus*, *Agamyxis pectinifrons*, *Oxydoras niger*, *Megalodoras uranoscopus* (**Doradidae**), *Pimelodus pictus*, *Brachyplatystoma rousseauxii*, *Pimelodus ornatus*, *Sorubim lima*, *Phractocephalus hemioliopterus*, *Brachyplatystoma platynema*, *Pseudoplatystoma trigrinum*, *Calophysus macropterus*, *Leiarius marmoratus* (**Pimelodidae**), *Cetopsis coecutiens* (**Cetopsidae**) *Centromochlus perugiare* y *Ageneiosus vittatus* (**Auchenipteridae**).

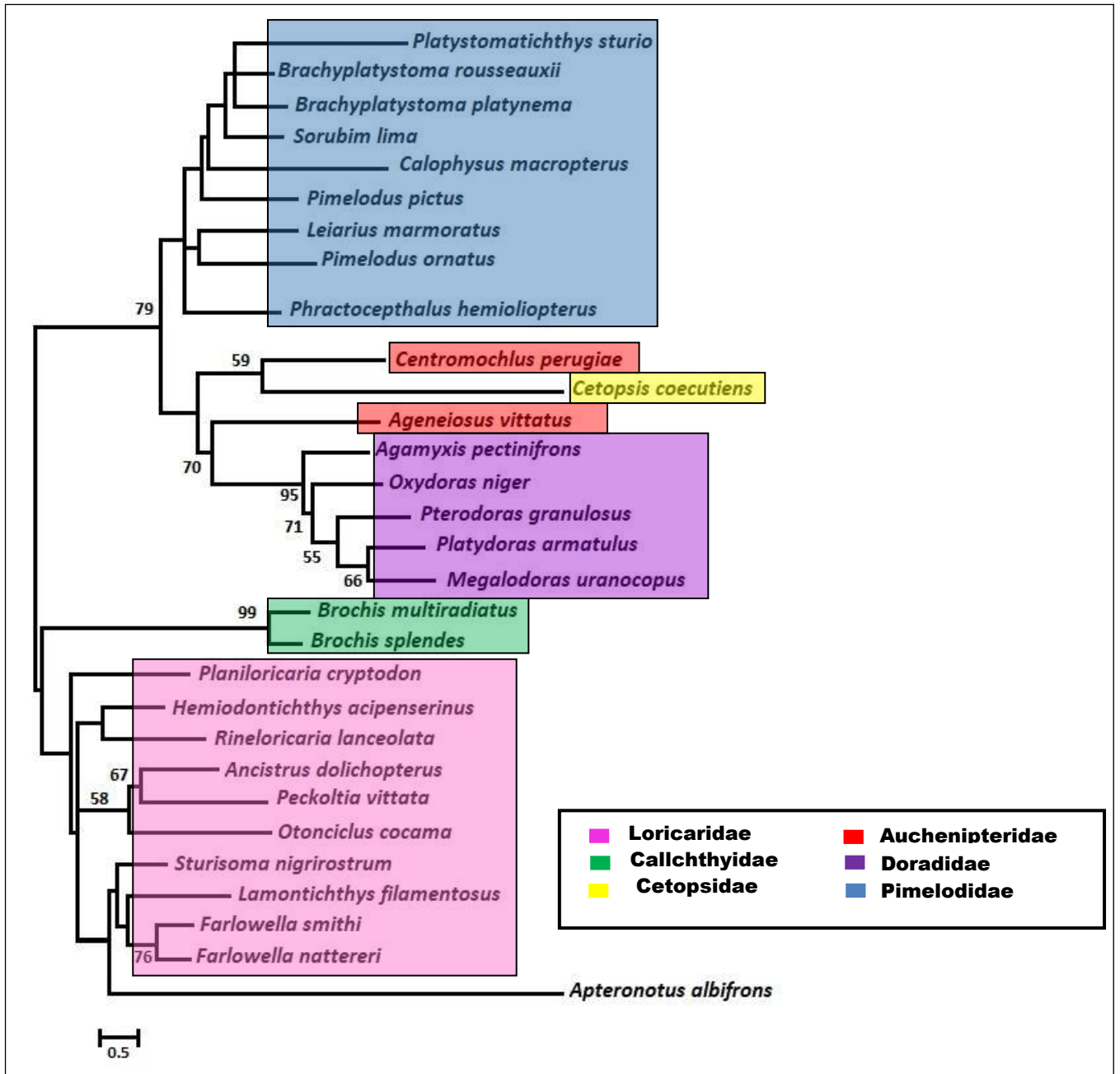


Figura 08. Arbol de Maxima verosimilitud (ML) de peces ornamentales del orden Siluriformes de la Amazonía Peruana. Las relaciones filogenéticas fueron analizadas teniendo en cuenta el modelo evolutivo TN93+G +I y conducidos en MEGA v6.Beta. Números sobre los brazos muestran los valores de ML. Cuadros a color muestran las familias analizadas para el Orden Siluriformes: Naranja: Loricaridae; Verde: Callichthyidae; Amarillo: Cetopsidae; Rojo: Auchenipteridae; Morado: Doradidae Azul: Pimelodidae.

5.3 Banco de secuencias nucleotídicas del gen citocromo oxidasa C subunidad I (COI) de las especies de peces de consumo.

Especie estudiada	Cód. espécimen	Cód. de accesoión GB	Especie estudiada	Cód. espécimen	Cód. de accesoión GB
<i>Potamotrygon motoro</i>	Pomo 01	MH411249	<i>Protocheiroidon pi</i>	Prpi 01	MH411307
	Pomo 02	MH411250		Prpi 02	MH411308
	Pomo 04	MH411251		Prpi 03	MH411309
<i>Potamotrygon orbignyi</i>	Poor 01	MH411255	<i>Serrasalmus rhombeus</i>	Serh 01	MH411311
	Poor 02	MH411256		Serh 02	MH411312
	Poor 03	MH411257		Serh 03	MH411313
<i>Potamotrygon falkneri</i>	Pofa 02	MH411262	<i>Hyphessobrycon loretoensis</i>	Hylo 01	MH411296
	Pofa 03	MH411264		Hylo 02	MH411297
	Pofa 05	MH411263		Hylo 03	MH411298
<i>Potamotrygon tigrina</i>	Poti 01	MH411265	<i>Hyphessobrycon erythrostigma</i>	Hyer 01	MH411291
	Poti 02	MH411266		Hyer 02	MH411292
	Poti 04	MH411267		Hyer 03	MH411293
<i>Potamotrygon aiereba</i>	Paai 01	MH411270	<i>Boehlkea fredcochui</i>	Bofr 01	MH411304
	Paai 02	MH411271		Bofr 02	MH411305
	Paai 03	MH411272		Bofr 03	MH411306
<i>Potamotrygon iwamae</i>	Pliw 01	MH411273	<i>Paracheiroidon innesi</i>	Pain 03	MH411318
	Pliw 03	MH411274		Pain 04	MH411319
	Pliw 05	MH411275		Pain 05	MH411320
<i>Potamotrygon nana</i>	Plna 01	MH411276	<i>Thayeria oblicua</i>	Thob 02	MH411321
	Plna 03	MH411277		Thob 03	MH411322
	Plna 04	MH411278		Thob 04	MH411323
<i>Pseudanos trimaculatus</i>	Pstr 01	MH411356	<i>Chilodus punctatus</i>	Chpu 01	MH411371
	Pstr 03	MH411357		Chpu 03	MH411372
	Pstr 05	MH411358		Chpu 04	MH411373
<i>Leporinus fasciatus</i>	Lefa 01	MH411362	<i>Hydrolycus scomberoides</i>	Hysc 01	MH411366
	Lefa 02	MH411363		Hysc 02	MH411367
	Lefa 03	MH411364		Hysc 03	MH411368
<i>Leporinus desmotes</i>	Lede 02	MH411359	<i>Boulengerella cuvieri</i>	Bocu 01	MH411352
	Lede 03	MH411360		Bocu 02	MH411353
	Lede 04	MH411361		Bocu 03	MH411354
<i>Myleus schomburgkii</i>	Mysc 01	MH411315	<i>Hoplias malabaricus</i>	Homa 01	MH411349
	Mysc 02	MH411316		Homa 04	MH411350
	Mysc 03	MH411317		Homa 05	MH411351

Espece estudiada	Cód. espécimen	Cód. de accesión GB	Espece estudiada	Cód. espécimen	Cód. de accesión GB
<i>Carnegiella strigata</i>	Cast 01	MH411377	<i>Platydoras armatulus</i>	Plar 03	MH411519
	Cast 02	MH411378		Plar 04	MH411520
	Cast 03	MH411379		Plar 05	MH411521
<i>Nannostomus mortenthaleri</i>	Namo 01	MH411346	<i>Pterodoras granulosus</i>	Ptgr 01	MH411529
	Namo 02	MH411347		Ptgr 02	MH411530
	Namo 03	MH411348		Ptgr 03	MH411531
<i>Apteronotus albifrons</i>	Apal 02	MH411384	<i>Oxydoras niger</i>	Oxni 01	MH411522
	Apal 04	MH411385		Oxni 02	MH411523
	Apal 05	MH411386		Oxni 03	MH411524
<i>Sternarchorhynchus oxyrhynchus</i>	Stox 01	MH411387	<i>Hemiodontichthys acipenserinus</i>	Heac 01	MH411416
	Stox 02	MH411388		Heac 03	MH411417
	Stox 03	MH411389		Heac 04	MH411418
<i>Gymnohamphichthys hypostomus</i>	Gyhy 01	MH411390	<i>Farlowella nattereri</i>	Fana 01	MH411419
	Gyhy 02	MH411391		Fana 02	MH411420
	Gyhy 03	MH411392		Fana 03	MH411421
<i>Electrophorus electricus</i>	Elel 01	MH411393	<i>Farlowella smithi</i>	Fasm 01	MH411422
	Elel 02	MH411394		Fasm 02	MH411423
	Elel 04	MH411395		Fasm 03	MH411424
<i>Ageneiosus vittatus</i>	Agvi 01	MH411407	<i>Sturisoma nigrirostrum</i>	Stni 01	MH411426
	Agvi 03	MH411408		Stni 02	MH411427
	Agvi 04	MH411409		Stni 05	MH411428
<i>Centromochlus perugiae</i>	Cepe 01	MH411410	<i>Rineloricaria lanceolata</i>	Rila 01	MH411429
	Cepe 02	MH411411		Rila 02	MH411430
	Cepe 03	MH411412		Rila 03	MH411431
<i>Brochis splendens</i>	Brsp 02	MH411467	<i>Otocinclus cocama</i>	Otco 01	MH411433
	Brsp 04	MH411468		Otco 02	MH411434
	Brsp 05	MH411469		Otco 04	MH411435
<i>Brochis multiradiatus</i>	Brmu 01	MH411462	<i>Platystomatichthys sturio</i>	Plst 02	MH411491
	Brmu 02	MH411463		Plst 03	MH411492
	Brmu 03	MH411464		Plst 04	MH411493
<i>Agamyxis pectinifrons</i>	Agpe 01	MH411525	<i>Planiloricaria cryptodon</i>	Plcr 01	MH411436
	Agpe 03	MH411526		Plcr 02	MH411437
	Agpe 04	MH411527		Plcr 03	MH411438

Espece estudiada	Cód. espécimen	Cód. de accesoión GB	Espece estudiada	Cód. espécimen	Cód. de accesoión GB
<i>Lamontichthys filamentosus</i>	Lafi 02	MH411439	<i>Apistogramma agassizii</i>	Agag 02	MH411544
	Lafi 03	MH411440		Agag 03	MH411545
	Lafi 04	MH411441		Agag 04	MH411546
<i>Calophysus macropterus</i>	Cama 01	MH411512	<i>Apistogramma paulmuelleri</i>	Apipa 01	MH411556
	Cama 02	MH411513		Apipa 02	MH411557
	Cama 03	MH411514		Apipa 03	MH411558
<i>Phractocephalus hemioliopus</i>	Phhe 01	MH411504	<i>Apistogrammoides pucallpaensis</i>	Appu 02	MH411559
	Phhe 02	MH411505		Appu 03	MH411560
	Phhe 03	MH411506		Appu 05	MH411561
<i>Sorubim lima</i>	Soli 01	MH411498	<i>Apistogramma bitaeniata</i>	Apbi 01	MH411547
	Soli 03	MH411499		Apbi 02	MH411548
	Soli 04	MH411500		Apbi 03	MH411549
<i>Leiarius marmoratus</i>	Lema 01	MH411515	<i>Apistogramma panduro</i>	Appa 01	MH411589
	Lema 03	MH411516		Appa 02	MH411590
	Lema 04	MH411517		Appa 03	MH411591
<i>Pimelodus pictus</i>	Pipi 01	MH411494	<i>Apistogramma barlowii</i>	Apba 01	MH411550
	Pipi 03	MH411495		Apba 02	MH411551
	Pipi 04	MH411496		Apba 03	MH411552
<i>Pimelodus ornatus</i>	Pior 01	MH411501	<i>Apistogramma martini</i>	Apma 02	MH411586
	Pior 02	MH411502		Apma 03	MH411587
	Pior 03	MH411503		Apma 04	MH411588
<i>Brachyplatystoma platynema</i>	Brpl 01	MH411509	<i>Apistogramma norberti</i>	Apno 02	MH411553
	Brpl 02	MH411510		Apno 03	MH411554
	Brpl 03	MH411511		Apno 04	MH411555
<i>Brachyplatystoma rousseauxii</i>	Brro 01	MH411488	<i>Pteroplyllum scalare</i>	Ptsc 01	MH411575
	Brro 02	MH411489		Ptsc 02	MH411576
	Brro 03	MH411490		Ptsc 03	MH411577
<i>Cetopsis coecutiens</i>	Ceco 01	MH411538	<i>Biotodoma cupido</i>	Bicu 01	MH411582
	Ceco 02	MH411539		Bicu 02	MH411583
	Ceco 03	MH411540		Bicu 03	MH411584
<i>Heros appendiculatus</i>	Heap 01	MH411578	<i>Monocirrhus polyacanthus</i>	Mopo 01	MH411541
	Heap 02	MH411579		Mopo 04	MH411542
	Heap 03	MH411580		Mopo 05	MH411543

Especie estudiada	Cód. espécimen	Cód. de accesión GB	Especie estudiada	Cód. espécimen	Cód. de accesión GB
<i>Symphysodon tarzo</i>	Syae 02	MH411572	<i>Satanoperca jurupari</i>	Saju 01	MH411566
	Syae 03	MH411573		Saju 03	MH411567
	Syae 05	MH411574		Saju 04	MH411568
<i>Colomesus asellus</i>	Coas 01	MH411593			
	Coas 02	MH411594			
	Coas 04	MH411595			

CAPÍTULO 6

DISCUSIÓN

El mercado de peces ornamentales amazónicos es muy diverso (involucra a más de 400 especies), exporta grandes cantidades de especímenes y mueve varios millones de dólares anualmente. El comercio de este mercado se basa principalmente en la extracción directa de individuos del medio natural (9), es decir no está basada en la exportación de individuos F1 (individuos producidos en la piscicultura a partir de progenitores silvestres). Por lo que muchas de las especies exportadas son apenas conocidas, ignorando inclusive su estatus taxonómico, es decir, las especies son comercializadas bajo nombres comunes, por esa razón una misma especie taxonómica puede recibir diferentes nominaciones comerciales dependiendo del país, región e inclusive del acuario de procedencia (10). Esto fragiliza el sistema impidiendo un real monitoreo o seguimiento de las especies que se están exportando, causando no solo pérdidas económicas al estado sino también poniendo en riesgo su diversidad biológica, por sobreexplotación de muchas especies. Actualmente los sistemas de monitoreo no solo incluyen la verificación morfológica sino también la verificación molecular mediante Barcoding de las especies que son exportadas. Por esta razón en el presente estudio se construyó un banco de secuencias nucleotídicas de 75 especies taxonómicas que en el mercado de peces ornamentales reciben más de 85 nombres comunes y están siendo exportadas bajo 73 nombres comerciales. Este banco genético permitira modernizar el sistema de monitoreo a las instituciones involucradas. El Barcoding viene siendo utilizado exitosamente en la verificación de la identidad taxonómica de especies de peces comercializados en diferentes países permitiendo tener un control de su exportación (7, 8, 10, 11, 12,13).

La caracterización molecular es un sistema muy efectivo para la diferenciación de especies que no pueden ser diferenciadas morfológicas (especies crípticas). Como es el caso de las lisas enanas que son comercializadas bajo el mismo nombre común de *Leporinus* (*Leporinus fasciatus* y *Leporinus desmotes*), que es muy difícil diferenciarlas morfológicamente, sin embargo sus secuencias nucleóticas de COI fueron diferentes y al ser comparadas con las secuencias depositadas en el GenBank se pudo corroborar que ambas especies corresponden con las secuencias depositadas de estas mismas especies, en el caso de *Leporinus fasciatus* se tuvo un 100% de similitud y en el caso de *Leporinus desmotes* obtuvimos un PI de 99%. Observándose que entre estas dos especies hay 54 mutaciones (sitios polimórficos). Asimismo, la validación de estas especies fue reforzada mediante sus ubicaciones en dos ramas terminales distintas, con un soporte de valor bootstrap de 70% (Figura 07) dentro de su respectivo árbol filogenético.

Igualmente la efectividad del Barcoding es demostrado en la caracterización de dos especies de rayas muy parecidas (*Potamotrygon tigrina* y *Potamotrygon falkneri*) que son comercializadas como el nombre de raya tigrina, estas dos especies suelen ser confundidas en etapa juvenil, donde hay poca posibilidad de diferenciarlas morfológicamente por lo que son comercializadas como una misma especie (raya tigrina). Sin embargo, las secuencias nucleóticas de estas especies fueron diferentes presentando 11 mutaciones entre ellas. Al hacer la comparación de las secuencias obtenidas con las depositadas en el Genbank observamos que *Potamotrygon tigrina* presentó 100% de afinidad con la secuencia depositada como perteneciente a *Potamotrygon falkneri*, mientras que *Potamotrygon falkneri* fue relacionado con las secuencias depositadas pertenecientes a las especies *Potamotrygon motoro* y *Potamotrygon falkneri* (98% de PI).

Estas congruencias, pueden estar relacionadas con una identificación morfológica inadecuada de las especies cuya secuencias fueron depositadas en el genbank esta información esta basada en el hecho que la secuencia de *P. falkneri* presenta una homología de 98% con dos especies distintas, esto es un identificativo que estas estos trabajos fueron realizados sin la identificación adecuada de un taxónomo especializado de este grupo de peces.

Para el caso de las especies que fueron corroboradas con un $PI < 96\%$ los taxones relacionados resultaron proceder de localidades geográficas distintas a nuestros puntos de estudio. Por ejemplo: *Farlowella nattereri* presentó un 95% de similitud con *Farlowella nattereri* proveniente de Brasil (GenBank BLASTN). Como también es el caso de otras especies: *Hyphessobrycon erythrostigma*, *Gymnohamphichthys hypoptomus*, *Eigenmannia virescens*, *Hemiodontichthys acipenserinus*, *Rineloricaria lanceolata*, *Ancistrus dolichopterus*. Estos porcentajes de variación pueden ser explicados al hecho de que las especies estudiadas y las especies en el banco de datos del GenBank al provenir de diferentes poblaciones presentan haplotipos restringidos a su localidad de orígenes producidos en el transcurso de su evolución (100).

Cuando la especie no registra secuencia en el Genbank, al realizar el Blast, esta se relaciona con secuencias de especies cercanas taxonómicamente a la especie de estudio, por lo tanto el PI es bajo (80-98%), Como también es el caso de otras especies: *Protocheirodon pi*, *hyphessobrycon loretoensis*, *Boehlkea fredcochui*, *Thayeria obligua*, *Nannostomus mortenthaleri*, *Boulengerella cuvieri*, *Ageneiosus vittatus*, *Brochis splendens*, *Brochis multiradiatus*, *Megalodoras uranoscopus*, *Apistogramma paulmuelleri*, *Apistogramma panduro*, *Apistogramma cinilabra*, *Apistogramma barlowii*, *Apistogramma martini*, *Apistogramma norberti*, *Satanoperca jurupari*, *Mesonauta mirificus*, *Biotodoma cupido*, Siendo estos nuevos registros.

CAPÍTULO 7

CONCLUSIONES

- ✓ La construcción de bancos de secuencias nucleotídicas en los diferentes grupos taxonómicos permite padronizar y corroborar a nivel mundial si las especies identificadas taxonómicamente en base a sus caracteres morfológicos corresponden a las mismas especies genéticas. Además de corroborar si estas especies tienen variabilidad genética.

- ✓ El sistema BLAST es un sistema eficiente para corroborar la afinidad de las secuencias depositadas, siempre y cuando las secuencias en el GenBank correspondan a la especie taxonómica evaluada, por lo que los trabajos de caracterización molecular deben estar acompañados de una caracterización morfológica realizada por un especialista en el grupo de estudio, esto para evitar errores como sea corroborado en algunos casos de secuencias depositadas en el GenBank.

- ✓ Las 75 especies taxonómicas analizadas fueron corroboradas con las secuencias nucleotídicas del gen COI obtenidas para cada una de ellas, permitiendo la discriminación molecular de las mismas e inclusive en especies crípticas como el caso de las especies de género *Leporinus* y el caso de las 7 especies de rayas analizadas. Con este marcador las especies no presentaron variabilidad genética intraespecífica.

CAPÍTULO 8

RECOMENDACIONES

- Se recomienda ampliar nuevas de especies para tener un mayor número de especies representativas y más comercializadas, para generar un banco genético de todas las especies de peces ornamentales de otras regiones.
- Para especies cripticas o que no tengan diferenciación morfológica clara, se debe realizar estudios morfométrías, morfológicos y genético de las especies estudiadas para tener una buena identificación de las especies.

CAPÍTULO 9

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Ortega, H., Vari, R., 1986. Annotated Checklist of the Freshwater Fishes of Peru. Smithsonian Contrib. Zool. 437: 1-25.
2. Garcia, C., Duponchelle, F., Castro, D., Villacorta, J., Querouil, S., Chota, W., Nuñez, J., Römer, U., Carvajal-vallejos, F., Reno, J. 2013. Molecular identification of a cryptic species in the amazonian predatory castfish genus *Pseudoplatystoma* (Bleeker, 1969) from Peru.
3. Jacome-Negrete, I., Guarderas, L., 2015 Nomenclatura y clasificacion kichwa de los peces lacustres en la Amazonia central de Ecuador.
4. Eaton, M., Meyers, G., Kololotronis, S., Leslie, M., Martin, A., Amato, G., 2010. Barcoding bushmeat: molecular identification of central African and South American harvested vertebrates. Pp 5
5. Hubert, N., Delrieu-Trottin, E., Irisson, J., Meyer, C., Planes, S., 2010 Identifying coral reef fish larvae through DNA barcoding: A test case with the families Acanthuridae and Holocentridae.
6. García-dávila, C., Castro D, Sánchez H ,Ismiño r, Rengifo D, García A,Tello S, Chota W, Duponchell F ,Renno J. (2014) diversidad de ictioplancton en los ríos curaray, arabela y napo (Amazonia peruana).
7. Araujo,J and K. Bances. 2009 Actualización de información de la cadena productiva de peces ornamentales. Promamazonia. Pp8.
8. Chang, F. and H. Ortega. 1995. Additions and Corrections to the list of Freshwater Fishes of Peru. Publ. Museo Historia Natural, UNMSM. Lima, Perú. Vol. (50): 1-12.
9. Souza J., Ruíz A.,Vela U and Verdi L. 2001. Principales hábitats para la captura de peces ornamentales en los Ríos Nanay y Ucayali 3p.
10. Ardura A, Linde A, Moreira J, Garcia-Vasquez E. 2010.DNA barcoding for conservation and management of Amazonian commercial fish.,pp2
11. Ratnasingham, S. and Hebert, P.D.N. 2007. BOLD: the barcode of life data system (www.barcodinglife.org). Mol. Ecol. Notes 7, 355–364

12. Obando-Bulla M, Gomez E, Tovar M, Rincon L, Caldas M, Hurtado H. 2013. Estudio morfométrico y topológico del cerebro Del pez neon cardinal, *Paracheirodon axelrodi* (Characiformes: characidae).
13. Valderrama L, Rincón L, Obando M, Gómez E, Hurtado H .2013, Estudio Morfológico y Morfométrico del Cerebro del Bagre Tigrito *Pimelodus Pictus* (Pimelodidae) Steindachner (1876)
14. Baker, C.S., F. Cipriano and S.R. Palumbi. 1996. “Molecular genetic Identification of whale and dolphin products from commercial mar kets in Korea and Japan”. Mol ecol; 5(5):671- 685.
15. Teletchea, F., J. Bernillon, M. Duffraisse, V. Laudet and C. Hänni. 2008. “Molecular identification of vertebrate species by oligonucleotide microarray in food and forensic samples”. J Appl ecol; 45(3):967-975
16. Ahrens, D, Monaghan M and Vogler A. 2007, DNA-based taxonomy for associating adults and larvae in multi-species assemblages of chafers (Coleoptera: Scarabaeidae). Mol. Phylogenet. Evol. 44, 436–449.
17. Hebert P.D., S. Ratnasingham and Jr. de Waard. 2003. “Barcoding animal life: Cytochrome c Oxidase Subunit 1 divergences among closely related species”. Proc biol sci; 270 (sppl. 1):S96-S99.
18. Luo, A., A. Zhang, S. Ho, W. Xu, Y. Zhang, W. Shi. 2011. “Potential efficacy of mitochon drial genes for animal DNA barcoding: a case study using eutherian mammals”. BMC genomics; 12(1):84.
19. Hebert P.D., A. Cywinska, S. Ball, and Jr. de Waard. 2003a. “Barcode of life: identifying species with DNA barcoding biological identifications through DNA barcodes”. Proc biol sci; 270: 313-321.
20. Borisenko A.V., B.k. Lim, N. V. Ivanovanv, R. H. Hanner and P.D. Hebert. 2008. “DNA barcoding in surveys of small mammal commu nities: a field study in Suriname”. Molecol resour; 8(3):471-479.
21. Hebert PDN, Cywinska A, Ball SL, deWaard JR. 2003. Biological identifications through DNA barcodes. Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences 270: 313–321.
22. Ratnasingham S, Hebert PDN 2007 BOLD: The Barcode of Life Data System (www.barcodinglife.org). Molecular Ecology Notes 7: 355–364.

23. Lowenstein JH, Amato G, Kolokotronis SO. 2009. The real maccoyii: identifying tuna sushi with DNA barcodes - contrasting characteristic attributes and genetic distances. *PLoS ONE* 4: e7866.
24. Cohen NJ, Deeds JR, Wong ES, Hanner RH, Yancy HF, et al. 2009. Public health response to puffer fish (tetrodotoxin) poisoning from mislabeled product. *Journal of Food Protection* 72: 810–817.
25. Holmes BH, Steinke D, Ward RD. 2009. Identification of shark and ray fins using DNA barcoding. *Fisheries Research* 95: 280–288.
26. Wong EHK, Shivji MS, Hanner RH. 2009. Identifying sharks with DNA barcodes: assessing the utility of a nucleotide diagnostic approach. *Molecular Ecology Resources* 9: 243–256.
27. Steinke D, Zemplak TS, Hebert PDN. 2009. Barcoding Nemo: DNA-based identifications for the ornamental fish trade. *PLoS ONE* 4: e3600
28. Anon. The life and Times of Carl Linnaeus. 2017 Available from: <http://www.linnean.org/inex.php?id=51>
29. Stoeckle M (2003), Taxonomy, DNA, and the Bar Code of Life. *BioScience*. Pg 53
30. Pidwirny Michael, 2006. Fundamentals of Physical Geography, in Biological Classification of organisms.
31. Blaxter, M. 2004. The promise of a DNA taxonomy. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London Series Biological Sciences* p. 669-679.
32. Meusnier, Isabelle, Gregory AC Singer, Jean-François Landry, Donal A Hickey, Paul DN Hebert, and Mehrdad Hajibabaei. 2008 A universal DNA mini-barcode for biodiversity analysis. *BMC Genomics* 9: 214
33. Ball, S. L., & Armstrong, K. F. 2008. Rapid, one-step DNA extraction for insect pest identification by using DNA barcodes. *Journal of Economic Entomology*, 101(2), 523-532.
34. Tautz, D., Arctander, P., Minelli, A., Thom, R. H. & Vogler, A. P. 2003. A plea for DNA taxonomy. *Trends in Ecology & Evolution*, 18(2), 70-74.
35. Besansky, N., Severson D, Ferdig, M. 2003. DNA Barcoding of parasites and invertebrates disease vectors: what you don't know can hurt you. *Trends in Parasitology*, 19, 545 – 546.

36. Dusfour I, Linton Y, Cohuet L. 2004. Molecular evidence of speciation between island and continental populations of *Anopheles (Cellia) sundaicus* (Diptera: Culicidae), a principal malaria vector taxon in Southeast Asia. *Journal of Medical Entomology*, 287 – 295.
37. Estonba, A.; Manzano, C. 2006. Aplicación de la tecnología del ADN en la seguridad y calidad agroalimentaria.. Universidad del País Vasco. En línea. [Http://www.enpresa.ehu.es/p223content/es/contenidos/informacion/vri_encuentos/es_vri_encu/adjuntos/3_Ez-tonba_L.pdf](http://www.enpresa.ehu.es/p223content/es/contenidos/informacion/vri_encuentos/es_vri_encu/adjuntos/3_Ez-tonba_L.pdf). 17 de junio de 2017
38. Valadéz M E, G Kahl. 2000. Huellas de ADN en Genomas de Plantas (Teoría y Protocolos de Laboratorio). Editorial MUNDIPRENSA. 147 p.
39. S. D. Tanksley, J. Hewitt. 2008. Use of molecular markers in breeding for soluble solids content in tomato — a re-examination
40. Rallo, P., Belaj, A., De La Rosa, R., Trujillo, I. 2002. Marcadores moleculares (en línea). Córdoba, España. <http://www.extremadura21.com/caudal> 6 p. :17 de junio de 2017
41. Valadéz M E, G Kahl 2000 Huellas de ADN en Genomas de Plantas (Teoría y Protocolos de Laboratorio). Editorial MUNDIPRENSA. 147 p
42. LIN, W.F.; SHIAU, C.Y.; HWANG. D.F. 2005. Identification of Four Thunnus Tuna Species Using Mitochondrial Cytochrome b Gene Sequence and PCR-RFLP Analysis. *J Food Drug Anal.* 13(4):382-387.
43. LIU, Z.J., CORDES, J.F. 2004. DNA marker technologies and their applications in aquaculture genetics. *Aquacult* 238:1 –37.
44. Herbert, Paul D. N., Alina Cywinska, Shelley L. Ball, and Jeremy R. deWaard. 2003 Biological identifications through DNA barcodes. *Proceedings of the Royal Society* 270: 313-321.
45. Ratnasingham, S., & Hebert, P. D. N. 2007. BOLD: The Barcode of Life Data System (www.barcodinglife.org). *Molecular Ecology Notes*, 7(3), 355-364.
46. Robert D Ward, Tyler S Zemlak, Bronwyn H Innes, Peter R Last, and Paul D.N Hebert .2006. DNA barcoding Australia's fish species Forensic botany II, DNA barcode for land plants: Which markers after the international agreement?.
47. Pace, NR.1997. A molecular view of microbial diversity and the biosphere. *Science* 276: 734-740.

48. Desalle, R., Amato, GA. 2004. The expansion of conservation genetics. *Nature Reviews Genetics* 5:702-712.
49. Tavares, ES. Baker, AJ. 2008. Single mitochondrial gene barcodes reliably identify sister-species in diverse clades of birds. *BMC Evolutionary Biology* 8: 81.
50. Knowlton, N., Weight, LA. 1998. New dates and new rates for divergence across the Isthmus of Panama. *Proc. R. Soc. B* 265: 2257–2263.
51. Cox, A., Hebert, PD. 2001 Colonization, extinction and phylogeographic patterning in a freshwater crustacean. *Mol. Ecol.* 10, 371–386.
52. Wares, JP., Cunningham, CW. 2001 Phylogeography and historical ecology of the North Atlantic intertidal. *Evolution* 12, 2455–2469.
53. Mehrdad Hajibabaei, Daniel H. Janzen, John M. Burns, Winnie Hallwachs, Paul D. N. Hebert. 2005. DNA barcodes distinguish species of tropical Lepidoptera
54. Peregrino-Uriarte, A. B., Pacheco-Aguilar, R., Varela-Romero, A., & Yepiz-Plascencia, G. (2007). Differences in the 16S rRNA and cytochrome c oxidase subunit I genes in the mullets *Mugil cephalus* and *Mugil curema*, and snooks *Centropomus viridis* and *Centropomus robalito*. *Ciencias Marinas*, 33(1), 95-104.
55. Marko, PB., Lee, SC., Rice AM, Gramling JM, Fitzhenry TM, McAlister JS, Harper GR, Moran AL. 2004. Mislabeling of a depleted reef fish. *Nature* 430: 309-310.
56. Jennifer, L., Jacquet, P. (2008) Trade secrets: Renaming and mislabeling of seafood
57. Alba, A., Linde A., Moreira, J., Garcia-Vazquez, E. 2010. DNA barcoding for conservation and management of Amazonian commercial Fish.
58. Ludwig, A., Caruso C, Nikolai S. Muge, Suci, R., Onara D., Papetti, C., Marino, I., Congiu, L., Boscari, E., Vitulo, N. 2017. Fast genetic identification of the Beluga sturgeon and its sought-after caviar to stem illegal trade,
59. Wang, SZ., Hard, JJ., Utter F. 2002. Genetic variation and fitness in salmonids. *Conservation Genetics* 3: 321–333
60. Collins, R., Armstrong, K., Meier, R., Yi, Y., Brown, S., Cruickshank, H., Keeling, S., Johnston, C. 2012. Barcoding and border biosecurity identifying cyprinid fishes in the Aquarium.

61. Ribak, M. 2010. Barcoding and Border Biosecurity: Identifying Cyprinid Fishes in the Aquarium Trade Assessing the Phylogenetic Utility of DNA Barcoding Using the New Zealand Cicada Genus *Kikihia*.
62. Rasmussen ,RS.,Morrisey ,MT. 2008. DNA-Based Methods for the Identification of Commercial Fish and Seafood Species. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety* 7: 280–295
63. Padilla, DK., Williams, SL. 2004. Beyond ballast water: aquarium and ornamental trades as sources of invasive species in aquatic ecosystems. *Frontiers in Ecology and the Environment* 2: 131–138.
64. Laurence, P., Gibbs, J., Sheffield, C., Hanner, R.2009. DNA barcoding and the mediocrity of morphology. *Molecular Ecology Resources* 9: 42-50.
65. Ploeg, A., Bassleer, G., Hensen, R. 2009. Biosecurity in the Ornamental Aquatic Industry. Maarssen: Ornamental Fish International. 148 p.
66. Whittington, RJ. Chong, R. 2007. Global trade in ornamental fish from an Australian perspective: the case for revised import risk analysis and management strategies. *Preventive Veterinary Medicine* 81: 92–116.
67. Galvis, G., J. I. Mojica, S. R. Duque, C. Castellanos, P. sánchez-duarte, M. Arce, A. Gutiérrez, L. F. Jiménez, M. Santos, S. vejarano-rivadeneira, F. Arbeláez, E. Prieto, M. Leiva. 2006. Peces del medio Amazonas. Región de Leticia. Serie de Guías Tropicales de Campo N° 5. Conservación Internacional. Editorial Panamericana, Formas e Impresos. Bogotá, Colombia. 548 pp.
68. Doyle, JJ. Doyle JL. 1987. Isolation of plant DNA from fresh tissue. *Focus*. 13-15p.
69. Sambrook J, Fritsch E, Maniatis T. 2001. *Molecular Cloning: A Laboratory Manual*. Cold Spring Harbor Laboratory Press, NY. U.S.A.; Vol. 1, 2.
70. Hubert N, Torrico JP, Bonhomme F, Renno JF. 2008. Species polyphyly and mtDNA introgression among three *Serrasalmus* sister-species. *Mol. Phylogenet. Evol.*; 46:375-381.
71. Applied Biosystems software Sequencing Analysis Software v5.3.1 2008

72. Hall TA. 1999. BioEdit: a user-friendly biological sequence alignment editor and analysis program for Windows 95/98/NT. *Nucl. Acids. Symp. Ser.*; 41:95-98.
73. Thompson JD, Higgins DG, Gibson TJ. Clustal W.1994.Improving the sensitivity of progressive multiple sequence alignment through sequence weighting, position specific gap penalties and weight choice. *Nucleic Acids Res.*; 22:4673-4680
74. Tamura K, Stecher G, Peterson D, Filipski A, Kumar S. 2013. MEGA6: Molecular Evolutionary Genetics Analysis Version 6.0 *Mol Biol Evol.* 2013 Dec; 30(12): 2725–2729. Published online 2013 Oct 16. doi: 10.1093/molbev/mst197
75. Ortega, H; M. Hidalgo; E. Correa; J. Espino; L. Chocano; G. Trevejo; V. Meza; A. M. Cortijo y R. Quispe. 2011. Museo de Historia Natural, UNMSM. 48 páginas.
76. Reis R, Kullander S, Ferraris C; 2003, Check list of the freshwater fishes of south and central America. Porto alegre – Brasil.
77. Castex, M. 1964. Estado actual de los estudios sobre la raya fluvial neotropical, Cincuentenario del museo provincial de ciencias naturales ``Florentino Ameghino. Argentina- Santa fe.
78. FishBase. 1999. FishBase 99 CD-ROM. ICLARM, Manila.
79. Santos G, Ferreira E, Zuanon J, 2006 ,Peixes comercias de Manaus – Manaus- Brasil
80. Lauzanne L, Loubens G, 1985, Peces rio Mamore, Bolivia.
81. Taphorn, D. 1992. The Characiform fishes of the Apure river drainage. Biollania, Edición Especial No. 4. Guanare, Venezuela, 537 pp.
82. Toledo-piza, M., N. A. Menezes Y G. M. Santos. 1999. Revision of the Neotropical fish genus *Hydrolycus* (Ostariophysi: Characiformes: Cynodontidae) with the description of two new species. *Ichthyol. Explor. Freshwaters*, 10(3): 255-280.
83. Eigenmann, C. 1922. The fishes of Northwestern South America. Part I. The fresh-water fishes of Northwestern South America, including Colombia, Panamá, and the Pacific slopes of Ecuador and Perú, together with an appendix upon the fishes of the Río Meta in Colombia. *Mem. Carnegie. Mus.*, 9 (1): 1-346.

84. Castellanos, C. 2002. Distribución especial de la comunidad de peces en una quebrada de aguas negras amazónicas, Leticia, Colombia. Tesis de pregrado, Biología, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, 184 pp.
85. Burgess, E. 1989. An atlas of freshwater and marine catfishes. A preliminary survey of the Siluriformes. Neptune, N.J.T.H.F. Public, 784 pp.
86. Retzer M, Page L. 1997. Systematic of the Stick Catfishes, Farlowella Eigenmann & Eigenmann (Pisces, Loricariidae) Source: *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia*, Vol. 147, pp. 33-88
87. Castro, R., L. Casatti. 1997. The fish fauna from a small forest stream of the upper Paraná River Basin, southeastern Brazil. *Ichthyol. Explor. Freshwaters*, 7(4): 337-352.
88. Barthem, R. Y M. GOULDING. 1997. The Catfish Connection. Ecology, Migration, and Conservation of Amazon Predators. Columbia University Press, New York.
89. Kullander, S. O. 1980. Description of a new species of *Apistogramma* from the rio Madeira system in Brazil (Teleostei, Cichlidae). *Bulletin. Zoologisch Museum*.
90. Römer, U. 1998. Cichliden Atlas Band I Naturgeschichte der Zwergbuntbarsche Südamerikas. Mergus Verlag, Melle, 1311p.
91. Römer, U. 1997. Diagnoses of two new dwarf cichlids (Teleostei; Perciformes) from Peru, *Apistogramma atahualpa* and *Apistogramma panduro* n. spp. *Buntbarsche Bulletin*, 182: 9-14.
92. Meinken, H. 1965b. Über eine neue Gattung und Art der Familie Cichlidae aus Peru (Pisces, Percoidea, Cichlidae). *Senckenbergiana Biologica*, 46 (1): 47-53.
93. Römer U, Duponchelle F, Vela A, Garcia C, Sirvas S, Diaz, C Catchay, Renno JF. 2011. *Apistogramma cinilabra* sp. n.: Description of a potentially endangered endemic cichlid species (Teleostei: Perciformes: Cichlidae) from the Departamento Loreto, Peru.
94. Uwe Römer, Hanhn I. 2008. Description of a new facultative mouth- breeding cichlid specie from northern of Perú.
95. Uwe Römer, S Römer, wöhler L, 2003. *Apistogramma Martini* description of a new facultative mouth- breeding cichlid specie from northern of Perú.
96. Myers, G. S. 1927. Descriptions of a new South American freshwater fishes collected by Dr. Carl Ternetz. *Bulletin of the Museum of Comparative Zoölogy at Harvard College*, 68: 107-135.

97. Lundberg, J., L. Marshall, J. Guerrero, B. Horton, M. Malabarba Y F. Wesseling. 1998. The stage for Neotropical fish diversification: A history of Tropical South American Rivers. En: Malabarba, L.
98. Galvis, G., J. I. Mojica Y M. Camargo. 1997. Peces del Catatumbo. ECOPETROL/OXY/SHELLAsociación Cravo Norte. D´Vinni Edit. Ltda., Bogotá.
99. Géry, J. 1990. The fishes of Amazonia. En: Sioli, H. (Ed.). The Amazon: Limnology and landscape ecology of mighty tropical river and its basin.- Monographiae Biologiae. Vol. 56, Dr Junk Pub. Dordrecht, 763 pp.
100. Goulding, M., M. Carvalho, E. Ferreira. 1988. Rio Negro: Rich life in poor water: Amazonian diversity and foodchains Ecology as seen through fish communities. The Hage. SPB. Academic Pub.
101. Mardulyn, P., & Whitfield, J. B. 1999. Phylogenetic signal in the COI, 16S, and 28S genes for inferring relationships among genera of Microgastrinae (Hymenoptera; Braconidae): evidence of a high diversification rate in this group of parasitoids. *Molecular phylogenetics and evolution*, 12(3), 282-294.
102. Hanner, R, Floy,R Bernard,A. Collette B, B Shivji M. 2011. DNA Barcoding of billfishes, Mitochondrial dna 22 (sup1) 27-36
103. Meier R (2008) DNA Sequences in Taxonomy: Opportunities and Challenges. In: Wheeler QD, ed. The New Taxonomy. New York: CRC Press. pp 95–127
104. Ward, R. D., Hanner, R., & Hebert, P. D. (2009). The campaign to DNA barcode all fishes, FISH-BOL. *Journal of fish biology*, 74(2), 329-356.
105. H. Sanchez, comunicación personal, 06 de julio del 2017
106. Ruedas, L.A., Salazar-Bravo, J., Drago, J.W. and Yates, T.L. (2000) The importance of being earnest: What, if anything, constitutes a ‘specimen examined’? *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 17: 129–132.
107. Seberg, O. (2004) The future of systematics: Assembling the Tree of Life. The Systematist– Newsletter of the Systematics Association, 2-8: 23. (www.systass.org/newsletter)

108. Hebert, P.D.N., Cywinska, A., Ball, S.L. and deWaard, J.R. (2003a) Biological identifications through DNA barcodes. *Proceedings of the Royal Society (Biological Sciences Series)*, 270: 313–321.
109. Hebert, P.D.N. and Gregory, T.R. (2005) The promise of DNA barcoding for taxonomy. *Systematic Biology*, 54: 852–859.
110. Meier, R., Kwong, S., Vaidya, G. and Ng, P.K.L. (2006) DNA barcoding and taxonomy in Diptera: A tale of high intraspecific variability and low identification success. *Systematic Biology*, 55: 715–728.
111. Hajibabaei, M., DeWaard, J.R., Ivanova, N.V., Ratnasingham, S., Dooh, R.T., Kirk, S.L., Mackie, P.M. and Hebert, P.D.N. (2005) Critical factors for assembling a high volume of DNA barcodes. *Philosophical Transactions of the Royal Society B-Biological Sciences*, 360: 1959–1967.
112. Ward, R.D., Zemlak, T.S., Innes, B.H., Last, P.R. and Hebert, P.D.N. (2005) DNA Barcoding Australia's fish species. *Philosophical Transactions of the Royal Society B-Biological Sciences*, 360: 1847–1857

ANEXOS

ANEXO 01. Protocolo de CTAB de Doyle & Doyle (1)

- a) Pesar aproximadamente 100 mg de tejido muscular, cortar en pequeños pedacitos y colocar en un microtubo de 2 ml, conteniendo 1 ml de buffer de extracción (CTAB 5%, NaCl 5M, EDTA 0.5M pH 8, Tris Base 1M). Agregar al microtubo 10 μ l de proteinasa K 10mg/ μ l y dejar macerar la muestra a 60 °C x 24 horas.
- b) Agregar 1 ml de cloroformo, mezclar por inversión suavemente por 5 minutos, luego centrifugar a 8000 rcf (g) x 5 minutos.
- c) Tomar 500 μ l de sobrenadante, colocarlo en un microtubo de 1.5 ml. Precipitar el ADN agregando 750 μ l de isopropanol frío y mezclar suavemente por 2 minutos, luego colocar las muestras en el congelador a -20 °C x 2 horas.
- d) Después centrifugar a 13000 rcf (g) x 15 minutos y desechar el sobrenadante. Lavar el ADN total (pellet) agregando 750 μ l de etanol al 70 % y centrifugar a 13000 rcf (g) x 15 minutos.
- e) Descartar la parte líquida, con cuidado de no perder el pellet. Luego secar el pellet en el concentrador (centrífuga al vacío) por 15 minutos. Finalmente resuspender el precipitado en 30 μ l de agua ultrapura. Una vez extraído el ADN genómico, fue conservado a -20 °C para su posterior uso.

ANEXO 02. Ficha descriptiva de las especies de peces ornamentales de mayor importancia comercial en la ciudad de Iquitos para el orden Myliobatiforme.

ORDEN: MYLIOBATIFORME

FAMILIA: Potamotrygonidae

1. *Potamotrygon motoro*



Sinonimia: *Potamotrygon alba* (Castex, 1963), *Potamotrygon circularis* (Garman, 1913), *Potamotrygon labradori* (Castex, 1963), *Potamotrygon laticeps* (Garman, 1913), *Potamotrygon pauckei* (Castex, 1963), *Taeniura motoro* (Müller & Henle, 1841), *Trygon garrapa* (Jardine, 1843), *Trygon mulleri* (Castelnau, 1855) (76)

Nombre comercial: Raya motoro (Perú, Colombia, Brasil); raya maca (Brasil) (67).

Descripción taxonómica: Pez cartilaginoso de cuerpo aplanado y de forma discoidal que crece hasta tamaños superiores a los 50 cm de diámetro; su coloración general del dorso y aletas pélvicas es gris, marrón o beige, con ocelos de tamaños variables, distribuidos por todo el disco, generalmente tricolores con una mancha central de color amarillo, un anillo intermedio anaranjado y otro anillo negro periférico; cola generalmente con pequeñas manchas circulares, desde su base hasta el aguijón o espina caudal. Una sola hilera dorsal de espinas puntiagudas en la cola, y de una a dos hileras de espinas laterales, desde la base de la cola hasta el aguijón (67).

Distribución geográfica: En la cuenca del Orinoco (Colombia-Venezuela); cuenca del Amazonas (Colombia, Brasil, Colombia y Venezuela); cuenca del Paraná (Guyana, Surinam, Guyana Francesa, Uruguay y Argentina (76).

Ecología: Habita en los grandes ríos de aguas claras y negras, pocas veces en aguas blancas; también en caños y en zonas de inundación. Es una especie carnívora (entomófaga – carcinófaga – ictiófaga), su ítem alimenticio

predominante es de insectos, también consume crustáceos, y de peces consume especies de los ordenes Characiformes, Siluriformes y Perciformes. La fecundación es interna y sus embriones se alimentan de una secreción producida por papilas de la pared uterina (67)

2. *Potamotrygon aiereba* (Müller & Henle, 1841)



Sinonimia: *Trygon aiereba* Müller & Henle, 1841 (76).

Nombre común: Arraia preta (Brasil), Raya negra (Argentina), Chucho de río (Uruguay), Sipari (Guyana Francesa) (76).

Descripción Taxonómica: Como todas las especies de esta familia, *P. hystrix* tiene una cola que está equipada con una o más espinas que caen espontáneamente y se reemplazan 2 o 3 veces al año. A una longitud de 4 a 6 cm, la columna vertebral es una formación esquelética de púas, aplastada, insertada dorsalmente en la porción media de la cola. Su estructura es similar a la de un diente y aparece como un cono de marfil cubierto con esmalte. La columna vertebral está recubierta con un moco extremadamente tóxico producido por las células de la piel e inflige heridas muy dolorosas (77).

Distribución geográfica: América del Sur: Cuenca del Río Paraná-Paraguay (76).

Ecología: Presente en zonas pantanosas donde se encuentra con frecuencia parcialmente ocultas en el fondo arenoso. Este comportamiento, asociado con su perfecta inmovilidad y su capacidad de experimentar homocromía, la hace prácticamente indetectable para el ojo (67).

2. *Potamotrygon orbignyi*, Castelnau, 1855

Sinonimia: *Trygon orbigny* Castelnau, 1855; *Trygon dorbigny* Castelnau, 1855; *Trygon d'orbigny* Castelnau, 1855; *Trygon durmelii* Castelnau, 1855; *Potamotrygon durmelii* (Castelnau, 1855); *Trygon reticulatus* Günther, 1880; *Potamotrygon reticulatus* (Günther, 1880).

Nombre común: Raya (Perú); Cachiva, Arraia cocal (Colombia) (Sánchez et al., 2012)

Descripción Taxonómica: Puede llegar alcanzar una longitud máxima de 35.0 cm

(AD) presenta surco labial desenvuelto, presenta alto policromatismo en la región dorsal del cuerpo, pueden presentar tubérculos a lo largo del margen dorsal. Individuos adultos pueden llegar a pesar hasta 5kg. (Froese & Pauly 2017; de Queiroz et al., 2013a).

Distribución geográfica: Perú, Brasil. Las cuencas del Amazonas y del Orinoco en los sistemas de los ríos Surinam la Guayana y la Guayana Francesa (Froese & Pauly 2017).

Ecología: Bentopelágico. Ocurre en aguas blancas (tipo Amazonas) con un pH entre 6.8 a 7.5 y temperatura entre 24 °C a 26 °C (Froese & Pauly 2017). Machos pueden llegar alcanzar la madurez sexual a los 23 cm (AD) mientras que las hembras a los 18.5 cm (AD), éstas últimas dan a luz a más de dos crías durante cualquier época del año (Froese & Pauly 2017). Carnívoro, Consiste básicamente en insectos, y en menor proporción de crustáceos y peces.

4. *Plesiotrygon iwamae* Rosa, Castello & Thorson, 1987

Sinonimia: No presenta (Froese & Pauly 2017).

Nombre común: Raya antena (Perú) Long-tailed river stingray (Froese & Pauly 2017). **Descripción Taxonómica:** Longitud máxima 58 cm (AD). Posee un disco oval, consistentemente más largo que amplio (la longitud del disco es comprendida entre 98.6 a 104.5% de la amplitud del disco. El disco anterior también es marcadamente oval. La región anterior del disco relativamente elongado, con una longitud preorbital que varía entre 25.7 a 28.9% (AD). Longitud prenatal de 18.0 a 23.2% (AD). Los ojos son muy pequeños no sobresalientes de la cabeza pero con espiráculos relativamente amplios, romboidal mucho más grandes que los ojos reducidos. Color dorsal variable, con un fondo gris, marrón a marrón-rojizo. Ocelos pálidos, blanco cremoso o manchas blancas u ocelos irregulares presentes sobre el disco medio o el disco posterolateral. Estos spots formados por pequeñas motas con el interior blanco o ligeramente claro. La intensidad de las manchas dorsales y los ocelos varías grandemente entre especímenes. La base de la región caudal y del área del agujón con franjas alertanadas de gris y blanco crema de la aleta caudal. El latigo filiforme y de color blanco cremoso (de Carvalho & Ragno 2011).

Distribución geográfica: Perú, Brasil, Colombia, Ecuador y Venezuela.

Ecología: Se alimenta de pequeños bagres, insectos, crustáceos decápodos, cestodos parasíticos y nemátodos (Froese & Pauly 2017). El periodo reproductivo se lleva a cabo en época de lluvias. Alcanzan la madurez sexual cuando poseen 40 cm (machos) y 50 cm (hembras) de ancho del disco (AD). La maduración de las gonadas toma entre 2 a 3 meses. El periodo de gestación puede ser mayor a 8 meses. De preferencia en cuerpos de agua profundos y tropicales.

5. *Plesiotrygon nana* De Carvalho & Ragno, 2011

Sinonimia: No presenta (Froese & Pauly 2017).

Nombre común: Raya antena (Perú); Dwarf antenna ray (Raya enana antena) o 'black-tailed' antenna ray (Raya antena cola negra) (Brasil).

Descripción Taxonómica: Puede llegar alcanzar una longitud máxima de 24.7 cm de ancho del disco (AD) y es considerado como uno de los potamotrygonidos más pequeños. Variable en la coloración dorsal la cual puede poseer un fondo entre gris oscuro a marrón oscuro con una coloración amarillenta a marrón; altamente curvado y esbelto. Posee complejas líneas o pequeñas manchas formando patrones arosados sobre el disco dorsal o manchas irregulares cremas y amarillentas. Disco circular en preadultos y adultos. Disco anterior ampliamente redondeado. Espiráculos débilmente romboidales, muy pequeñas en un rango entre 2.8 a 3.5 (AD) en especímenes pre-adultos y adultos. Hocico muy corto, longitud media pre orbital 21.2% (AD); longitud media prenatal 15.2% (AD) y la longitud preoral de 18.7% (AD). La aleta caudal entre 86 a 88 con un conteo modal. Coloración distal de la cola como del arpón caudal usualmente marrón morado permaneciendo este color hasta el extremo del látigo (De Carvalho & Ragno 2011).

Distribución geográfica: Perú, Brasil, Colombia. Cuenca alta o cabeceras del río Amazonas, sin embargo, no es restringido para esta cuenca. Río Pachitea tributario del río Ucayali, río Itaya (pequeño tributario del río Nanay), río Napo, río Solimoes (Froese & Pauly 2017, De Carvalho & Ragno 2011).

Ecología: Los machos probablemente alcanzan la madurez sexual alrededor de 18 a 22 cm (AD) o menos mientras que las hembras a los 8.1 cm. Dulceacuícola. Pelágico. De aguas tropicales.

6. *Potamotrygon falkneri* Castex & Maciel, 1963

Sinonimia: *Potamotrygon menchacai* Martinez Achenbaic, 1967; *Potamotrygon castexi* Castello & Yagolkowski, 1969

Nombre común: Raya de agua dulce, Raya tigre (Perú); Largespot river stingray (Africa del Sur); Raya tigre (USA); (Froese & Pauly 2017; Ortega et al., 2012).

Descripción Taxonómica: Espinas mayores sobre la aleta caudal dispuestas en una a tres filas y de forma más desorganizada, aleta caudal menos larga menor que el ancho del disco; coloración dorsal del disco compuesto por manchas circulares o reniformes, con diámetro semejante o menor que del ojo. Esta especie presenta un disco que es generalmente un poco más largo que ancho, con una región dorsal media cubierta por dentículos dermales pero con suaves márgenes del disco, y espinas en la región dorsos caudales dispuestos en hileras irregulares paralelas. La superficie dorsal del disco tiene una coloración de fondo marrón oscura, con manchas reniformes, redondas ovals naranjas a amarillas. La superficie de la cola

y la aleta pélvica también presenta el mismo padrón de coloración encontrado en el dorso del disco (de Queiroz et al., 2013a).

Distribución geográfica: Perú, Bolivia, Brasil. Cuencas del bajo Paraná y del Paraguay y la Plata (bajo Paraná y río Colastine, (Buckup et al., 2007; da Silva & Carvalho, 2011).

Ecología: Piscívoro, de aguas templadas, en condiciones de cautiverio se reportó que el periodo de gestación puede llegar a 20 semanas y procrear dos crías.

7. *Potamotrygon tigrina* Carvalho, Sabaj Pérez & Lovejoy 2011

Sinonimia: No presenta (Froese & Pauly 2017).

Nombre común: Raya amazónica, Raya tigre (Perú)

Descripción Taxonómica: Se distingue de sus otros congéneres por la coloración dorsal amarillo brillante a anaranjado del disco, así como vermiculaciones fuertemente entretrejidas con un fondo marrón a negro oscuro. Presencia de un cartílago angular; las espinas dorsales de la cola no se encuentran cercanamente agrupadas; la coloración de la cola compuesta de bandas alternas, relativamente anchas, de color blanco crema a marrón oscuro negro (De Carvalho et al., 2011).

Distribución geográfica: Perú. Cuenca alta del Amazonas y río Nanay (Froese & Pauly 2017; De Carvalho et al., 2011)

Ecología: Dulceacuícola. Bentopelágico. De aguas tropicales Alcanza la madurez sexual aproximadamente a los 40 cm (AD)

Anexo 03: Ficha descriptiva de las especies de peces ornamentales de mayor importancia comercial en la ciudad de Iquitos para el orden Characiformes.

ORDEN: CHARACIFORMES

FAMILIA : ANOSTOMIDAE

1. *Leporinus fasciatus* (Bloch, 1794)



Sinonimia: *Salmo fasciatus* Bloch, 1794; *Leporinus novemfasciatus* Spix & Agassiz, 1829 (76).

Nombre comercial: Leporinus (Perú), Lisa (Perú), Aracu flamenco (Brasil), Boga

(Uruguay).

Descripción Taxonómica: Peces alargados que alcanzan los 20 cm de longitud, de cuerpo claro con diez bandas transversales que se inician en el dorso y terminan en el vientre, todas del mismo grosor. La quinta banda se extiende hasta la aleta dorsal y la octava hasta las aletas adiposa y anal. Todas las aletas en vivo están ligeramente coloreadas. Tiene 42 escamas en la línea lateral, seis y cuatro escamas transversales respectivamente (67).

Distribución geográfica: Brasil, Guyana Francesa, Perú, Surinam (76).

Ecología: Los adultos se encuentran en áreas rocosas de aguas que fluyen rápidamente. Se alimenta de gusanos, crustáceos, insectos, materia vegetal y de peces. Es una especie ovípara, se reproducen en lugares densamente poblados de malezas. La reproducción se lleva a cabo de diciembre a mayo. Madura sexualmente al llegar a los 15 cm (76).

2. *Leporinus desmotes* Steindachner, 1915



Sinonimia: No presenta.

Nombre comercial: Ferreirinha (Brasil), Leporinus (Perú), Boga (Argentina).

Descripción Taxonómica: Presenta características similares a *Leporinus fasciatus*, con la característica sinóptica que *L. Octofasciatus* presenta una línea en forma de X o Y entre la aleta pectoral y dorsal

Distribución geográfica: Brasil y Peru (76).

Ecología: Los adultos se encuentran en áreas rocosas de aguas que fluyen rápidamente. Se alimenta de gusanos, crustáceos, insectos, materia vegetal y de peces. Madura sexualmente al llegar a los 15 cm (67).

3. *Pseudanos trimaculatus* (Kner, 1958)



Sinonimia: *Schizodon trimaculatus* Kner, 1858 (76).

Nombre comercial: Lisa (Perú), Sardina (Ecuador), Uaracu (Brasil), Anostomus de tres manchas (Global).

Descripción Taxonómica: Peces de cuerpo alargado con una longitud máxima de 12 a 14 cm. Cuerpo oscuro con una mancha grande redondeada a nivel de la aleta dorsal y una peduncular de menor tamaño. Todas las aletas en vivo son de color rojizo. En los ejemplares de menor tamaño se hacen evidentes una serie de bandas irregulares transversales que nacen en el dorso y alcanzan la mitad del cuerpo. Boca en posición superior con dientes bi o tricúspidos (67).

Distribución geográfica: Brasil, Guyana, Perú, Ecuador y Argentina (76).

Ecología: Especie dulceacuícola, bentopelágica. Los adultos se agrupan de 10 – 50 especímenes en aguas profundas, se alimentan de plantas (78).

FAMILIA: CHARACIDAE

1. *Protocheiroidon pi* (Vari, 1987)



Sinonimia: *Tetragonopterus pectinatus* Cope, 1870; *Tetragonopterus tabatingae* Steindachner, 1876; *Tetragonopterus bairdii* Steindachner, 1882. (76)

Nombre comercial: Tetra, pez vidrio.

Descripción Taxonómica: Peces pequeños de cuerpo comprimido y área preventral plana con escamas alargadas que se unen en la línea media y se doblan a los lados formando ángulos. Traslúcidos, con una pequeña mancha humeral y los radios medios de la aleta caudal negros. Aleta anal con 33-39 radios ramificados. Dientes premaxilares tres o cuatro. Altura del cuerpo contenida 2,75 veces en la longitud estándar. 4,5 cm. de longitud estándar. (79)

Distribución geográfica: Perú y Brasil (76)

Ecología: La mayoría de los registros pertenecen a los arroyos forestales y afluentes menores.

2. *Hyphessobrycon loretoensis* Ladiges, 1938



Sinonimia: No presenta.

Nombre comercial: Tetra Loreto.

Descripción Taxonómica: 2,4 cm de longitud estándar

Distribución geográfica: Perú (76).

Ecología: La mayoría de los registros pertenecen a los arroyos forestales y afluentes menores, y presumiblemente se encuentran en bosques inundados durante períodos de aguas altas (80).

3. *Myleus scomburgkii* (Jardine & Schomburgk 1841)



Sinonimia: *Tetragonopterus schomburgkii* Jardine & Schomburgk, in Schomburgk, 1841, *Myletes schomburgkii* Valenciennes, in Cuvier & Valenciennes, 1850, *Myletes palometa* Valenciennes, in Cuvier & Valenciennes, 1850 (76).

Nombre comercial: Pacu cadete, Pacu ferrado, Pacu jumento (Brasil), Palometa, Pampano (Venezuela), Palometa banda negra (Perú).

Descripción Taxonómica: Cuerpo grande, crece hasta 35cm; presenta entre 73-92 escamas en la línea lateral, con espinas pre-pélvicas entre 18-31, espinas pos-pélvicas de 7-11 y espinas anales de 3-6, con radios en la aleta anal con iii, 29-35, presenta una barra negra transversalmente oblicua en el dorso, lo cual se debe a su nombre de “banda negra” (80).

Distribución geográfica: América del Sur: Cuenca media y baja del río Amazonas (76).

Ecología: Habita comúnmente en los afluentes de agua clara o negra. Es herbívoro, se alimenta de frutos y semillas (80).

4. *Serrasalmus rhombeus* (Linnaeus, 1766)



Sinonimia: *Salmo rhombeus* Linnaeus, 1766; *Serrasalmus niger* Jardine & Schomburgk, in Schomburgk, 1841; *Serrasalmo immaculatus* Cope, 1878; *Serrasalmo humeralis gracilior* Eigenmann, 1915; *Serrasalmus boekeri* Ahl, 1931. (76)

Nombre comercial: Caribe pinche (Venezuela), Ibap (Guyana Francesa), Paña (Perú), Pëne (Guyana Francesa), Pilay (Guyana Francesa), Pilin (Guyana Francesa), Piraña negra (Colombia), Piranha preta (Brasil), Piray de nuit (Guyana Francesa).

Descripción Taxonómica: Peces de cuerpo romboidal bastante comprimido que pueden alcanzar los 50 cm de longitud estándar. De color plateado intenso, con manchas oscuras en la parte superior del cuerpo que se extienden hasta un poco más abajo de la línea lateral. Aleta caudal con borde oscuro al igual que el extremo distal de las aletas dorsal y anal; esta última rojiza en su base. Los ejemplares viejos cambian este patrón de coloración a negro con visos amarillos. Escama preanal presente. Boca superior, hocico alargado y mandíbula inferior robusta con dientes tricúspides. El estómago está bien diferenciado y de forma redonda (80).

Distribución geográfica: América del Sur: cuencas del río Amazonas y Orinoco, Norte y Este de la Guyana, en el noreste de Brasil y en ríos costeros. Presente en los países: Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Guyana Francesa, Guyana, Perú, Surinam, Venezuela (76).

Ecología: Especie carnívora que suele consumir aletas de otros peces. Es relativamente abundante tanto en las lagunas como en el río y las quebradas (80).

5. *Hyphessobrycon erythrostigma* (Fowler, 1943).

Sinonimia: *Hemigrammus erythrostigma* Fowler, 1943; *Hyphessobrycon rubrostigma* Hoedeman, 1956 (Froese & Pauly 2017).

Nombre común: Punto rojo, tetra corazón sangrante, bleeding heart (Perú)

Descripción Taxonómica: Puede llegar a medir hasta 6.1 cm de longitud estándar (Froese & Pauly 2017). Posee una mancha roja característica al nivel del abdomen motivo por el cual recibe la denominación de corazón sangrante.

Distribución geográfica: Perú, Brasil, Colombia. Cabecera alta de la cuenca del Amazonas (Reis et al., 2003; Ortega et al., 2012).

Ecología: Omnívoro. Se alimenta de gusanos, crustáceos y plantas. Es reportado que las especies de este grupo se reproducen durante la temporada de lluvias o creciente.

6. *Boehlkea fredcochui* Géry, 1966.

Sinonimia: *Microbrycon fredcochui* (Géry, 1966); *Myrobrycon cochui* mal aplicado (no Ladiges, 1950).

Nombre común: Tetra azul, Mojarita (Froese & Pauly 2017).

Descripción Taxonómica: Puede llegar alcanzar una longitud máxima de 5.4 y 4.12 cm de longitud total y longitud estándar respectivamente. Cuerpo alargado y comprimido. Línea lateral incompleta, La extensión de la línea muy variable entre 15 a 37 escamas perforadas muy irregularmente pronunciadas, especialmente en la mitad posterior del cuerpo. Tres series de escamas debajo de la línea lateral, numerosos radios ramificados en la aleta anal (22 a 25); ausencia de la mancha humeral. Posee una franja longitudinal negra desde la parte posterior de la cabeza hasta la base de la aleta caudal. La base de la aleta caudal presenta una mancha negra en forma de cruz. De 11 a 21 dientes tricúspides y cónicos (Froese & Pauly 2017; Soares et al., 2017; Zarske, 2008;

Distribución geográfica: Perú, Brasil y Colombia. Cabecera alta de la cuenca del río Amazonas (Froese & Pauly 2017; Ortega et al., 2012).

Ecología: Dulceacuícola. Bentopelágico. Ocurre en aguas blancas caracterizados de un pH entre 6.0 a 8.0; temperatura entre 22°C a 26°C. Presentan dimorfismo sexual, el macho es más colorido que la hembra, la cual es ligeramente más grande pero menos esbelta.

7. *Paracheirodon innesi* (Myers, 1936).

Sinonimia: *Hyphessobrycon innesi* Myers, 1936 (Froese & Pauly 2017).

Nombre común: Mojarita, Neón tetra (Perú);

Descripción Taxonómica: Puede llegar a medir 2.2 cm (LE) (Froese & Pauly 2017). El cuerpo posee una coloración gris con predominancia rojiza y una banda horizontal azul.

Distribución geográfica: Peru, Colombia y Brasil (Tributarios del río Solimoes).

Ecología: Omnívoro. Se alimenta principalmente de gusanos, pequeños insectos, crustáceos y material vegetal. En cautiverio desova una pequeña cantidad de huevos (entre 50 a 60) los cuales eclosionan en 24h.

8. *Thayeria obliqua* Eigenman, 1908.

Sinonimia: *Thayeria obliquus* Eigenmann, 1908; *Thayeria sanctae-mariae* Ladiges, 1951; *Thayeriasanctaemariae* Ladiges, 1951.

Nombre común: Mojarita, obliqua (Perú); Taéria (Colombia).

Descripción Taxonómica: Puede llegar alcanzar una longitud máxima de 7.6 cm (LE) (Froese & Pauly 2017).

Distribución geográfica: Perú, Brasil. Cuenca del río Amazonas, río Tocantins (Buckup, 2007; Reis et al., 2003).

Ecología: Su ambiente es en aguas blancas como el Amazonas caracterizados con una temperatura entre 22°C a 28°C, pH ligeramente ácido (6 a 8) .Ovíparo. Desova sobre sustrato. Presentan dimorfismo sexual: hembras más robustas y machos ligeramente más coloridos y comprimidos lateralmente.

FAMILIA: CHILODONTIDAE

9. *Chilodus punctatus* Müller & Troschel, 1844



Sinonimia: No presenta.

Nombre comercial: Puntatus (Peru) Sardina (Ecuador), Cabeça para baixo (Brasil).

Descripción Taxonómica:

Especie pequeña que tiene una longitud estándar promedio de 8,6 cm. De apariencia muy llamativa, con cuerpo comprimido y de forma romboidal. Su coloración es de fondo claro con puntos vistosos ubicados en la inserción de todas las escamas y una banda longitudinal que va desde el hocico hasta la base del pedúnculo caudal. Todas las aletas son hialinas, excepto la dorsal, que tiene los dos primeros radios fuertemente pigmentados y gran cantidad de manchas sobre sus radios, con un fondo rojizo o naranja y una mancha oscura en su extremo distal. (81)

Distribución geográfica: América del Sur: Cuenca del río Amazonas, río Apeú, Estado de Pará, Guyana, Surinam y la cuenca occidental del río Orinoco. Países: Brasil, Colombia, Ecuador, Guyana, Perú y Surinam (76).

Ecología: Habita quebradas de aguas negras, bajíos y esteros. Es una especie pelágica, tropical habita en cuerpos de agua con pH de 6 a 7. Su estrategia reproductiva es oportunista (81).

FAMILIA: CYNODONTIDAE

1. *Hydrolycus scomberoides* (Cuvier, 1819).



Sinonimia: *Hydrocyon scomberoides* Cuvier, 1819; *Cynodon pectoralis* Günther, 1866. (76)

Nombre comercial: Chambira (Perú), Dientón (Ecuador), Peixe cachorro (Brasil).

Descripción Taxonómica: Especie grande de cuerpo alargado y ligeramente comprimido, que pueden alcanzar un metro de longitud. De aspecto muy singular, con la boca hacia arriba y dientes caninos muy prolongados que se insertan en la mandíbula superior. De color plateado brillante, con una mancha humeral redondeada y otra de menor tamaño en la aleta adiposa. La base de las aletas pectorales tiene unas manchas oscuras características. El cuerpo está cubierto totalmente por escamas ásperas, con 100 a 125 en la línea lateral. La aleta anal con 33 a 40 radios (82).

Distribución geográfica: Cuenca del río Amazonas. (76)

Ecología: Especie carnívora muy voraz. Se captura en el río Amazonas y las lagunas de inundación. Realiza sus posturas en el río durante el periodo de aguas en ascenso. (82)

FAMILIA: ERYTHRINIDAE

1. *Hoplias malabaricus* (Bloch, 1794)



Sinonimia: *Esox malabaricus* Bloch, 1794; *Synodus tareira* Bloch & Schneider, 1801; *Synodus palustris* Bloch & Schneider, 1801; *Erythrinus trahira* Agassiz, 1829; *Erythrinus macrodon* Spix & Agassiz, 1829; *Macrodon tareira* Valenciennes, 1847; *Macrodon ferox* Gill, 1858; *Esox tararira* Larrañaga, 1923 (76)

Nombre comercial: Fasaco (Perú), Trairitinga (Brasil), Dormilón

Descripción Taxonómica: Depredador que alcanza los 40 cm de longitud estándar, con cuerpo alargado y rollizo y perfil de la cabeza ligeramente agudo. Su cuerpo es de color café con dos series de bandas diagonales oscuras, ubicadas

arriba y debajo de la línea media del cuerpo; también puede tener reticulaciones, no siempre evidentes, que dan aspecto moteado. La cabeza tiene generalmente dos líneas diagonales oscuras sobre la mejilla, que se extienden desde debajo del ojo hasta la base del opérculo. Todas las aletas son de color marrón con varias bandas irregulares negras o marrón oscuras sobre los radios. La aleta dorsal tiene 12 a 15 radios y la anal de 10 a 11. Boca con dientes caniniformes. Presenta 18 branquiespinas en la porción inferior del primer arco branquial y siete en la superior (78).

Distribución geográfica: Argentina, Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, Ecuador, Guyana Francesa, Guyana, Paraguay, Perú, Surinam.(76)

Ecología: Es un depredador solitario que prefiere permanecer inmóvil en pequeños remansos de playa, vegetación sumergida y otros sitios en que pueda ocultarse y acechar a sus presas, sus hábitos alimenticios son netamente carnívoros. La especie puede sobrevivir bajo condiciones anóxicas como producto de adaptaciones fisiológicas. (81).

FAMILIA: CTENOLUCIDAE

1. Boulengerella cuvieri (Spix & Agassiz, 1829)

Sinonimia: *Xiphostoma cuvieri* Spix & Agassiz, 1829; *Hydrocynus cuvieri* (Spix & Agassiz, 1829); *Xiphostoma ocellatum* Jardine, 1841; *Boulengerella ocellata* (Jardine, 1841); *Boulengerella ocellatum* (Jardine, 1841); *Xyphostoma oseri* Castelnau, 1855; *Xyphostoma longipinne* Steindachner, 1876; *Boulengerella longipinne* (Steindachner, 1876); *Hydrocynus longipinnis* (Steindachner, 1876).

Nombre común: Picuda (Perú); Ueua, Pirapucu, Pirapoco (Brasil); Pilapouku (Guiana Francesa) (Froese & Pauly 2017).

Descripción taxonómica: Puede llegar a medir más de 88 cm de longitud a la horquilla (LH) y un peso máximo de 6.0 kg (Froese & Pauly 2017).

Distribución geográfica: Brasil. Río Amazonas, río Tocantins, río Orinoco, río Essequibo, río Oyapock, río de Amapá y Pará (Froese & Pauly 2017).

Ecología: Hábitat: Piscívoro. Principalmente pequeños carácidos (Montaña et al., 2011). Alcanzan la madurez sexual durante el periodo seco y las hembras lo hacen alrededor de los 22.9 cm. Machos maduros se pueden encontrar durante toda la época del año. El sex ratio es de 1:1. Poseen un periodo reproductivo corto el cual ocurre durante la época de creciente. El periodo de desove ocurre durante las épocas de creciente y cuando las aguas se encuentran completamente inundadas (Mendes et al., 2017).

FAMILIA: GASTEROPELCIDE

1. Carnegiella strigata (Günther, 1864)

Sinonimia: *Gasteropelecus strigatus* Günther, 1864; *Gasteropelecus fasciatus* Garman, 1890.

Nombre común: Pechito, hachita, estrigata.

Descripción Taxonómica: De porte pequeño. Puede llegar a medir hasta 3.5 cm de longitud estándar. Cuerpo claro e irisdicente; más oscuro en la región dorsal, atravesado por una banda negra longitudinal que se extiende desde la punta del hocico. Especie fácilmente distinguible por presentar líneas oscuras marcadas como si fueran estrias a lo cual debe su nombre. Presenta el coracoides moderadamente desarrollado y carece de aleta adiposa. Presenta branquiespinas en la porción inferior del primer arco branquial y dos en la superior. Estómago bien diferenciado de forma redondeada. La longitud del intestino corresponde al 28.5% de la longitud estándar del pez. Cuatro ciegos pilóricos (de Queiroz et al., 2013a).

Distribución geográfica: Brasil. Cuenca del Amazonas, drenaje del río Capim (Belen), Guiana, Surinan (Buckup et al., 2007).

Ecología: Se alimenta principalmente de invertebrados, crustáceos, dípteros, colémbolos y restos de insectos de los ordenes himenópteros, homópteros (Froese & Pauly 2017; Castellanos, 2002). Especie de superficie con preferencia por charcos someras laterales y fondos de hojarasca de los arroyos selváticos. Presentan dimorfismo sexual: las hembras poseen el abdomen más grande que los machos. Desove sobre sustratos: en vegetación. Presentan una fecundidad de 79 huevos por hembra

FAMILIA: LEBIASINIDAE

1. *Nannostomus mortenthaleri* Paepke & Arendt, 2001

Sinonimia: *Nannostomus marginatus mortenthaleri* Paepke & Arendt, 2001 (Froese & Pauly 2017).

Nombre común: Pez lapiz, red pencil.

Descripción taxonómica: Puede llegar a alcanzar hasta 2.9 cm (LT) (Froese & Pauly 2017).

Distribución geográfica: Perú (Froese & Pauly 2017).

Ecología: Insectívoro, Presenta dimorfismo sexual las estructuras de soporte de las aletas anales son altamente dimórficas. Asimismo, los radios de la aleta anal son relativamente engrosados. Ovíparo

Anexo 04. Ficha descriptiva de las especies de peces ornamentales de mayor importancia comercial en la ciudad de Iquitos.

ORDEN: GYMNOTIFORMES

FAMILIA: APTERONOTIDAE

1. *Apteronotus albifrons* (Linnaeus, 1766)



Sinonimia: *Gymnotus albifrons* Linnaeus, 1766; *Apteronotus passan* Lacepède, 1800; *Sternarchus maximiliani* Castelnau, 1855; *Sternarchus lacepedii* Castelnau, 1855 (76).

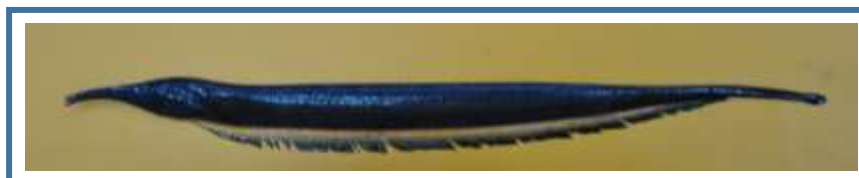
Nombre comercial: macana perro (Perú), Caballito (Colombia), Itoui cavalo (Brasil)

Descripción Taxonómica: Peces de color negro intenso, con una línea blanca que se inicia en la mandíbula y recorre toda la cabeza y el lomo hasta el pedúnculo caudal, donde se extiende hacia los flancos en forma de anillo. Todo el cuerpo, incluso el lomo está cubierto de escamas cicloideas diminutas. Con dientes cónicos recurvados; con 8-18 en el pre-maxilar y dos a tres hileras irregulares sobre la mandíbula inferior. Poseen una fontanela intra-parietal. Crecen hasta cerca de 40 cm de longitud (67).

Distribución geográfica: Ecuador, Guyana francesa, Guyana, Paraguay, Perú, Surinam, Venezuela (76).

Ecología: Se encuentra tanto en los arroyos selváticos como en los gramalotes del río, no frecuenta las lagunas, en cambio se le puede hallar en arroyos de corriente relativamente rápida del pie de monte. Es un pez muy voraz que aparte de insectos puede consumir pececillos pequeños (observado en acuario). De día se les puede encontrar en lugares oscuros tendidos de costado sobre el fondo (67).

2. *Sternarchorhynchus oxyrhynchus* (Müller & Troschel, 1849)



Sinonimia: *Sternarchus oxyrhynchus* Müller & Troschel, 1849, *Sternarchorhynchus mulleri* Castelnau, 1855 (76)

Nombre comercial: Tuvira (Brasil), macana elefante (Perú)

Descripción Taxonómica: Es una especie con una distribución geográficamente amplia, caracterizada por pronunciada variación en la morfología de la cabeza externa y los conteos de rayos de la aleta anal. Tienen bocas particularmente cortas (83).

Distribución geográfica: Brasil, Guyana Francesa, Guyana, Venezuela (76).

Ecología: Se alimenta de varios tipos de larvas y anélidos acuáticos (83).

FAMILIA: RHAMPHICHTHYIDAE

1. *Gymnohamphichthys hypoptomus* Ellis, 1912



Sinonimia: No presenta.

Nombre comercial: Cuchillo (Venezuela), Anguila (Ecuador).

Descripción Taxonómica:

Distribución geográfica: América del Sur: Cuencas del Alto Mamoré y del Orinoco (76).

Ecología: Se entierra en la arena durante el día, emergiendo al anochecer y permanece activo hasta justo antes del amanecer. Observaciones de campo muestran que la tasa de descarga de órganos eléctricos (EOD) de esta especie comienza a subir justo antes de la puesta del sol, aumentando a más de 2 veces justo después de la oscuridad cuando el pez sale de la arena y disminuyendo cuando el pez regresa a la arena mucho antes amanecer. Los estudios experimentales sugieren el control interno de este comportamiento cíclico (67).

FAMILIA: STERNOPTYGIDAE

1. *Eigenmannia virescens* (Valenciennes, 1842).



Sinonimia: *Sternarchus virescens* Valenciennes, 1842; *Sternopygus lineatus* Müller y Troschel, 1849. *Sternopygus tumifrons* Müller & Troschel, 1849 (76).

Nombre comercial: Itavu (Brasil), Cuchillo (Colombia), Macana (Perú) (67).

Descripción Taxonómica: Su cuerpo casi transparente, de tono amarillo la hace una especie muy vistosa. Posee tres bandas oscuras a lo largo del cuerpo. Aleta anal hialina con una línea negra punteada en su base. Hocico corto y sin el margen del ojo libre. Con una hilera de dientes cónicos diminutos en el mesopterigoide. Su cuerpo está cubierto por escamas, a excepción de la región craneal. Carece de fosa post-temporal. Narinas posteriores cerca más de los ojos que de las anteriores. Posee aperturas branquiales pequeñas y sus rastrillos son carnosos con núcleo óseo (83).

Distribución geográfica: América del Sur: Ampliamente distribuida al este de los Andes desde el Orinoco hasta las cuencas del río de la Plata. Países: Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Guyana Francesa, Guyana, Paraguay, Perú, Surinam, Uruguay, Venezuela (76).

Ecología: De captura frecuente en arroyos selváticos de aguas negras con un sustrato rico en desechos vegetales y en los gramalotes del río Amazonas. Forma cardúmenes pequeños. Se sabe que es gregario, tímido y nocturno. Se puede encontrar en aguas más frías de 18 °C. Se ha demostrado experimentalmente que las señales de frecuencia de descarga eléctrica de órganos (EOD). Según los informes, los machos alcanzan 45 cm de longitud total y las hembras hasta 20 cm de longitud total (67).

FAMILIA: GYMNOTIDAE

1. *Electrophorus electricus* (Linnaeus, 1776)

Sinonimia: *Gymnotus electricus* Linnaeus, 1766; *Gymnotus tremulus* Houttuyn, 1764; *Gymnotus regius* Chiaje, 1847; *Electrophorus multivalvulus* Nakashima, 1941 (Froese & Pauly 2017).

Nombre común: Anguilla eléctrica; Angilla (Perú); Temblón, temblador (Colombia); Almina (Guyana francesa) (Froese & Pauly 2017; Galvis et al., 2006).

Descripción Taxonómica: De cuerpo elongado, cilíndrico y casi sin escalas. Puede alcanzar hasta 1.5 m de longitud total. Cabeza aplanada; boca larga con una línea de dientes cónicos en cada mandíbula; presencia de tres pares de órganos eléctricos abdominales; cuerpo de color oscuro con la parte ventral amarillenta. La aleta anal llega hasta el extremo caudal, salvo en el temblón que además produce choques eléctricos como mecanismo de defensa y no tiene el cuerpo cubierto de escamas. (Froese & Pauly 2017).

Distribución geográfica: Perú. Cuenca del Amazonas, del Orinoco y áreas del norte de América del Sur (Buckup et al., 2007).

Ecología: Dulceacuícola y bentopelágico. Ocurre en aguas blancas tipo río Amazonas. Prefiere fondos fangosos y cuerpos lénticos. Se encuentra

frecuentemente en las planicies costeras, pantanos y arroyos. Puede tolerar condiciones anóxicas pues puede y suele respirar aire. Especie nocturna y de comportamiento territorial. De juveniles se alimentan de invertebrados mientras que de adultos de peces y de mamíferos pequeños mediante un movimiento absorbente con la cavidad bucal. No utiliza las descargas eléctricas para cazar, sólo como medio de defensa y estas descargas son voluntarias. Los reproductores guardan las larvas en la boca después del desove. Las larvas suelen alimentarse de los huevos del desove siguiente.

Anexo 05. Ficha descriptiva de las especies de peces ornamentales de mayor importancia comercial en la ciudad de Iquitos para el orden Siluriformes

ORDEN: SILURIFORMES

FAMILIA: AUCHENIPTERIDAE

1. *Centromochlus perugiae* (Steindachner, 1882)



Sinonimia: *Centromochlus perugiae*, Steindachner, 1882 (76).

Nombre comercial: Novia bombero (Perú)

Descripción Taxonómica: Es de cuerpo pequeño y rollizo no muy alargado, con un fondo de color crema sobre el cual sobresalen manchas redondeadas de color negro o marrón oscuro. Su cabeza es oscura con algunas manchas irregulares justo debajo del ojo, mientras que el vientre es claro. Todas las aletas son completamente hialinas, aunque no es raro que el primer radio de las aletas pectorales y la dorsal presenten un patrón de pequeñas manchas irregulares. La aleta caudal presenta una pequeña mancha alargada sobre cada lóbulo en el primer tercio de los radios. Otras características de la especie son: placa nucal ancha no curvada, aleta caudal furcada con lóbulos de la misma longitud, anal, corta y barbicelos maxilares largos que sobrepasan la apertura branquial (67).

Ecología: Es una especie común en los arroyos selváticos de aguas negras, sus hábitos son nocturnos (84).

Distribución geográfica: Ecuador, Colombia, Perú (76).

2. *Ageneiosus vittatus* (Steindachner, 1908)



Sinonimia: No presenta

Nombre comercial: Boca de pato

Descripción Taxonómica: Presenta barbillas maxilares muy pequeñas que son casi indistinguibles, rayas oscuras que se extienden a lo largo de los lados del cuerpo que llega al pedúnculo caudal, Una mancha oscura en la porción mediana del lóbulo ventral de la aleta caudal durante todas las fases del desarrollo ontogenético; con espinas dorsales y pectorales de las aletas osificadas, rígidas y afiladas; Aleta caudal ligeramente bifurcada con lóbulos redondeados y mancha en el lóbulo inferior de la aleta caudal (78).

Distribución geográfica: Bolivia, Brasil, Ecuador, Venezuela principalmente en el Orinoco y cuenca alta del río Amazonas (76).

Ecología: Pertenecen a las partes inferiores de los canales de los ríos y afluentes más grandes. Son carnívoros. (84)

FAMILIA: LORICARIIDAE

1. *Hemiodontichthys acipenserinus* (Kner, 1853).



Sinonimia: *Hemiodon acipenserinus*, Kner, 1853. (76)

Nombre comercial: Chitari (Colombia), shitari (Perú).

Descripción Taxonómica: Pez de cuerpo deprimido y alargado, de color marrón en el dorso y ligeramente más claro en el vientre; detrás de la aleta dorsal presenta bandas transversales separadas entre sí por dos a tres escudos, las más oscuras son las tres últimas. Las aletas ventrales y pectorales son un poco más oscuras que el resto del cuerpo, los radios de la aleta caudal están coloreados en la base. Hocico alargado y aplanado con espinas dirigidas hacia arriba en su punta, el labio inferior está ensanchado, sin dientes en la maxila o cuando los tiene, reducidos en tamaño y número. El abdomen está cubierto por placas grandes y bien desarrolladas (85).

Distribución geográfica: Bolivia, Brasil, Colombia, Guyana Francesa, Guyana, Perú (76).

Ecología: Su habitat son aguas claras y habita en las raíces (84).

2. *Farlowella smithi* (Fowler, 1913)



Sinonimia: No presenta

Nombre comercial: farlowela

Descripción Taxonómica: Sin franja de pigmento oscuro en la parte inferior del lóbulo de la aleta caudal o manchas en las espinas y rayos de la aleta dorsal y ventral de la cabeza. Presenta una banda en lóbulo superior de la aleta caudal. (86)

Distribución geográfica: Rio Madeira Basin; Rio Hualloga; Rio Bobonaza Brazil, Peru, Ecuador. (76)

Ecología: Su habitat son aguas claras y habita en las raíces.(86)

3. *Farlowella nattereri* Steindachner, 1910



Sinonimia: *Farlowella hargreavesi* Eigenmann, 1912, *Farlowella azygia* Eigenmann & Vance, 1917, *Farlowella acestrichthys* Pearson, 1924 (86)

Nombre comercial: Farlowela

Descripción Taxonómica: La aleta anal y aletas dorsales están completamente pigmentados oscuros. Óbulos de las aletas caudales superiores e inferiores pigmentados con rayas oscuras de igual tamaño. Las rayas se originan en la base del hocico, pasan por Ojo y se vuelven indistintos bajo la aleta dorsal (86).

Distribución geográfica: Brasil, Colombia, Ecuador y Perú (76)

Ecología: Su habitat son aguas claras y habita en las raíces (86).

4. *Sturisoma nigrirostrum* Fowler, 1940



Sinonimia: No presenta

Nombre comercial: loricaria, shitari

Descripción Taxonómica: Posee un hocico corto ligeramente levantado y una mancha oscura en la parte superior que va desde la cabeza hasta la cola. (79)

Distribución geográfica: Río Ucayali Contamana, Peru. (76)

Ecología: Su hábitat natural se aguas claras y raíces (79).

5. *Rineloricaria lanceolata* (Günther, 1868).



Sinonimia: No presenta

Nombre comercial: Chitari (Colombia), shitari (Perú).

Descripción Taxonómica: Especie con el cuerpo alargado y el pedúnculo caudal deprimido, de color amarillo con manchas oscuras sobre la cabeza, en el dorso y el pedúnculo caudal. Los radios de las aletas pectorales con manchas que le dan un aspecto bandeado. La aleta dorsal con un patrón de color similar a las pectorales y con una mancha blanca grande en su parte posterior. Los machos adultos adquieren un tono oscuro casi uniforme en todo el cuerpo y en ellos el pedúnculo caudal se ensancha. El origen de la aleta dorsal es cercano al de las ventrales. Boca con ocho a diez dientes bien desarrollados en cada ramo. Posee además barbicelos rictales. Los machos adornados con odontodos muy pronunciados y de color blanco a los lados del hocico y sobre la cabeza; carecen de labio modificado. Abdomen con tres a seis filas de placas entre las series laterales y éstas con 28 a 31 escudetes. Longitud estándar de 11 cm (67).

Distribución geográfica: Colombia y Perú (76).

Ecología: La especie es colectada únicamente en los arroyos selváticos de aguas negras. Suele posarse sobre ramas y raíces delgadas de colores oscuros con los cuales se mimetiza gracias a su forma (79).

10. *Otocinclus cocama* Reis, 2004



Sinonimia: No presenta.

Nombre comercial: Otoncinclus zebra

Descripción Taxonómica: Posee dos Espinas dorsales, siete Rayos suaves dorsales; una Espinas anal: cinco rayos Anales suaves. Se puede distinguir de todos sus congéneres por las siguientes autapomorfías putativas: patrón de color único y distinto consistente en manchas alargadas verticalmente que abarcan desde la línea media dorsal hasta el borde ventral de los flancos; Línea lateral completa, sin las placas de hueco (placas de cuerpo medio sin perforaciones de línea lateral) presentes en otra Otoncinclus. También se puede diferenciar por tener un alto número de dientes (30-45 en premaxilla y 23-36 en dentarios). Se distingue de Otoncinclus huaorani, Otoncinclus mura y Otoncinclus bororo por tener un pequeño canal metafárbico y una marca en forma de W en la aleta caudal (79).

Distribución geográfica: Perú (76).

Ecología: Se encuentra en un arroyo de tamaño mediano con agua clara y pérdida de vegetación marginal (79).

11. *Ancistrus dolichopterus* Kner, 1854



Sinonimia: *Hypostoma punctatum* Jardine, 1841, *Xenocara dolichoptera* (Kner, 1854)

Nombre comercial: Xenocara

Descripción Taxonómica: En la descripción original se indica que la especie tiene 8-9 rayos suaves en la aleta dorsal, poseen tentáculos en la boca (79).

Distribución geográfica: Parte media y baja de la cuenca del río Amazonas (76).

Ecología: Se alimenta de plantas y de raíces (79).

8. *Platystomatichthys sturio* (Kner, 1858).



Sinonimia: *Platystoma sturio*, Kner, 1858 (76).

Nombre comercial: Brazo de moza (Colombia), Zorrito cat (Peru)

Descripción Taxonómica: Especie de aspecto singular, que recuerda a los esturiones, con el rostro muy prolongado y cabeza aplanada. De color gris oscuro en el dorso que se aclara hacia los flancos y el vientre, puede presentar dos o más manchas redondeadas en los flancos. Los lóbulos de la aleta caudal son oscuros y terminan en filamentos, de los cuales el superior es más largo. Las demás aletas blancas. La maxila sobrepasa ampliamente la mandíbula y los parches de dientes son triangulares. Los barbicelos están osificados en la mayor parte de su longitud y sobrepasan la aleta caudal. Los ojos en posición superior. Posee una amplia fontanela que sobrepasa los ojos. (67)

Distribución geográfica: Brasil, Ecuador, Perú y Venezuela (76).

Ecología: Especie nocturna, se alimenta de plantas y raíces (67).

9. *Peckoltia vittata* (Steindachner, 1881)



Sinonimia: *Chaetostomus vittatus* Steindachner, 1881.

Nombre comercial: pecoltia

Descripción Taxonómica: Espinas dorsales (total): 2; Rayos suaves dorsales (total): 7; Espinas anal: 1; Rayos suaves anal: 4. Distinguido de sus congéneres por tener el color dorsal de la cabeza con una cuña de pigmento oscuro en el hocico y una barra desde el borde posterior del frontal hasta justo detrás del parieto-supraoccipital (el pigmento puede alternativamente aparecer Ya que pueden aparecer manchas oscuras y / o marcas anteriores, particularmente en juveniles, en forma de E oscuro en el hocico) (79).

Distribución geográfica: Sur américa: Desde la cuenca media y baja del rio amazonas (76).

Ecología: Especie nocturna, se alimenta de plantas y raíces (67).

10. *Planiloricaria cryptodon* (Isbrücker, 1971)



Sinonimia: *Pseudohemiodon (Planiloricaria) cryptodon* Isbrücker, 1971 (76).

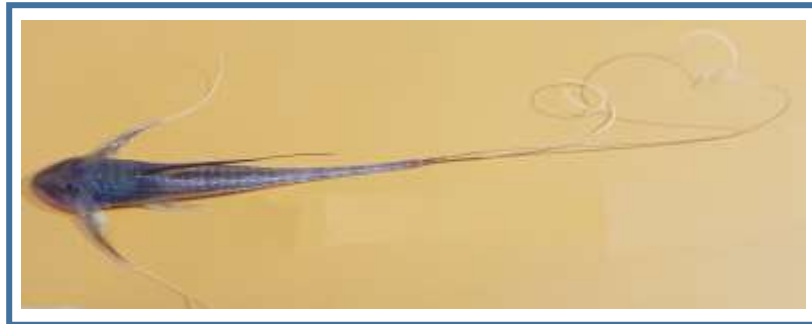
Nombre común: Loricaria circular

Descripción Taxonómica: De Color gris, posee manchas negras indistintas pequeñas por todo el cuerpo, aleta dorsal (25 en la columna vertebral), y borde ventral del lóbulo de la aleta caudal marrón, más llamativa que todos. Una barra vertical marrón bastante indistinta en medio de los rayos de aleta caudal (79).

Distribución geográfica: Bolivia, Brasil, Perú (76)

Ecología: Especie nocturna, se alimenta de plantas y raíces (87).

11. *Lamontichthys filamentosus* La Monte, 1935



Sinonimia: *Harttia filamentosa* La Monte, 1935. *Harttia filamentissima* Eigenmann & Allen, 1942 (76)

Nombre comercial: Loricaria hi dorsal

Descripción Taxonómica: Posee una espina dorsal pectoral y siete rayos de aleta pectoral en cada aleta, en oposición al resto de especies de Loricariinae que tienen una espina dorsal pectoral y sólo seis rayos de aleta pectoral. (79)

Distribución geográfica: Bolivia, Brasil, Perú (76)

Ecología: Especie nocturna, se alimenta de plantas y raíces.(67)

FAMILIA: CEPTOSIDAE

1. *Cetopsis coecutiens* (Lichtenstein, 1819).



Sinonimia: *Silurus coecutines*, Lichtenstein, 1819; *Silurus caecutiens*, Günther, 1869. (76)

Nombre comercial: Bagre ciego (Colombia, Venezuela) Candiru, Piracatinga (Brasil), Ciego (Ecuador), Canero (Perú)

Descripción Taxonómica: Es la especie más grande de este género en la región. Tiene el cuerpo rollizo y alargado, la cabeza ancha con boca grande en posición inferior y los

ojos característicos le confieren aspecto de “ballenitas”, según lo revela el nombre de la familia (similares a Cetáceos). Cuerpo de color blanco o crema con una tonalidad gris azulada en el dorso y la cabeza. Las aletas del mismo color del cuerpo, salvo las pares que son de un tono marrón claro. Las narinas están muy separadas entre sí, las anteriores son redondeadas y localizadas muy cerca de la boca, las posteriores con apariencia de ranuras en el espacio interorbital. Tiene un par de barbicelos maxilares y dos pares mentonianos, todos cortos, que no alcanzan la apertura branquial. Las aletas pectorales, caudales y anales son largas y las demás relativamente cortas y angostas. Los primeros radios de las aletas dorsales y pectorales son mucho más largos que los demás y prolongados a manera de filamentos. La aleta caudal es furcada. El ano está ubicado después de la mitad del cuerpo y tiene además una menor altura del cuerpo 4,4 vrs. 3,6 veces en longitud estándar, la aleta dorsal está ubicada más atrás y la aleta anal es más corta. Las proporciones en relación con la longitud estándar son: longitud de la cabeza 3,5; altura del cuerpo 4,4; distancia hocico-origen aleta dorsal 2,5 y base de la aleta anal 4,4. Aleta dorsal con I-8,9 radios; pectorales i, 12; pélvicas i, 8 y anal 20-22. Crece algo más de 20 cm. (76,87)

Ecología: Es una especie carroñera, encontrándose restos de peces en los contenidos estomacales. (67)

Distribución geográfica: Colombia, Brasil, Ecuador, Perú y Venezuela.(76)

FAMILIA: CALLICHTHYIDAE

1. *Brochis splendens* (Castelnau, 1855)



Sinonimia: *Callichthys splendens* (Castelnau, 1855); *Callichthys taiosh* (Castelnau, 1855); *Brochis dipterus* (Cope, 1872); *Corydoras semiscutatus* (Cope, 1872); *Brochis coeruleus* (Cope, 1872); *Chaenothorax bicarinatus* (Cope, 1878); *Chaenothorax eigenmanni* (76).

Nombre común: Corridora esmeralda. (Colombia), corridora Green cat (Perú)

Descripción Taxonómica: Especie pequeña con cuerpo acorazado y comprimido lateralmente. El cuerpo y la cabeza son de color marrón, excepto el último tercio ventral, que es crema. En vivo presenta visos naranjas en la cabeza, el vientre y las aletas. En los ejemplares preservados todas las aletas son hialinas, con excepción de la

dorsal que tiene la base de los radios negra y pequeñas manchas negras tenues sobre los radios, distribuidas irregularmente. Aleta dorsal con I, 11 radios; anal II, 5; pectorales I, 8 y pélvicas I, 5. Crece hasta 6 cm de longitud estándar (67).

Distribución geográfica: Brasil, Colombia, Ecuador, Perú (76).

Ecología: Se encuentra en los arroyos selváticos de aguas negras como en los gramalotes del río Amazonas (67).

2. *Brochis multiradiatus* (Orcés V., 1960)



Sinonimia: *Chaenothorax multiradiatus* Orcés V. 1960 ()

Nombre común: corredora jumbo (Perú)

Descripción Taxonómica: Posee diez rayos en la aleta dorsal. Se distingue de otras especies de *Brochis* por su hocico de tipo cerdo y de *B. splendens* por un mayor número de rayos de aleta dorsal. La aleta dorsal puede tener 15-18 rayos suaves; Aunque *B. multiradiatus* por lo general tiene 17. (89)

Distribución geográfica: Ecuador, Perú. (76)

Ecología: Se encuentra en los arroyos selváticos de aguas negras como en los gramalotes del río Amazonas.(67)

FAMILIA: PIMELODIDAE

1. *Pimelodus pictus* (Steindachner, 1877)



Sinonimia: No presenta

Nombre común: Tigre (Colombia), Angelus (Peru)

Descripción Taxonómica: Son peces muy vistosos de tamaño pequeño, ojos grandes y superiores. Cuerpo de color plateado intenso, con numerosas manchas negras sobre los

flancos y las aletas. Las de la cabeza son de menor tamaño. Con una franja desprovista de pigmentación entre el origen de la espina de la aleta dorsal y la espina de las aletas pélvicas. Los barbicelos maxilares alcanzan la aleta caudal. El proceso occipital se une a la placa nucal y el proceso humeral es grande y bastante visible. Las espinas de las aletas dorsales y pectorales son fuertes, aserradas y punzantes. Aleta dorsal con I-6 radios; pectorales I-9; pélvicas 6; anal 11 y caudal 17. Crece hasta 12 cm. (67)

Distribución geográfica: Brasil, Colombia, Perú, Venezuela (76)

Ecología: Sólo se capturó en los gramalotes del río Amazonas (67)

2. *Brachyplatystoma rousseauxii*



Sinonimia: *Brachyplatystoma flavicans* (Castelneau, 1855); *Bages rousseauxii* Castelneau, 1855; *Brachyplatystoma parnahybae* Steindachner, 1908. *Bagrus goliath* (Kner, 1858) (67).

Nombre común: Dourada (Brasil), dorado (Colombia y Perú), saltador (Bolivia).

Descripción Taxonómica: Cuerpo alargado y cilíndrico, cabeza achatada, ojos pequeños en posición superior y boca terminal. Con barbillas maxilares cortas y cilíndricas, más o menos de la longitud de la cabeza. Las almohadillas dentales de la maxila y la mandíbula se superponen. La coloración del cuerpo es dorada brillante (Castro, 1986; Arboleda, 1989; Rodríguez, 1991; Muñoz, 1996). Aleta adiposa corta, menor o apenas un poco mayor de la base de la aleta anal, origen de la aleta anal y adiposa casi al mismo nivel, los lóbulos de la aleta caudal se proyectan en filamentos. Aleta dorsal I,6; aleta anal 19-21 radios (67,78,75).

Carácter distintivo con las especies más cercanas: Bagre de gran talla, que crece hasta 2 metros de LT aproximadamente, lo que la diferencia de *B. vaillanti*, *B. filamentosum* y *B. platynema* es por la menor longitud de las barbillas mandibulares, y también por tener el cuerpo más alargado (menos alto) en el caso de *B. vaillanti*, además por tener en la aleta caudal filamentos en los lóbulos para *B. platynema*.

Se diferencia también de *B. filamentosum* por tener la piel muy sensible al rozamiento, por ello se desprende con facilidad, haciendo su fácil identificación en el campo.

Por último *B. rousseauxii*, tienen a confundirse cuando son alevinos con *B. vaillanti*, por la semejanza en su patrones externos.

Distribución geográfica: *B. rousseauxii* en particular abarcando toda la extensión de la cuenca Amazónica, conformando los países de Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Guyana Francesa, Perú y Venezuela. En el departamento de Loreto se encuentra presente en las cuencas mayores como son el Marañón, Ucayali, Putumayo y Yavari (75,78).

3. *Pimelodus ornatus* (Kner, 1858)



Sinonimia: *Megalonema rhabdostigma*, Fowler, 1914. (76)

Nombre común: Ornatus

Descripción Taxonómica: Peces de cuerpo alargado con la cabeza deprimida anteriormente y boca ancha con la maxila hacia delante. Cuerpo de tono claro, cabeza oscura y con una franja oblicua, negra que se extiende desde antes de la espina dorsal hacia el vientre. Dorso oscuro y una banda horizontal oscura que recorre la línea lateral desde la región humeral, presenta sendas franjas negras en cada lóbulo de la aleta caudal. La aleta dorsal con una mancha negra que va desde la espina hasta el cuarto o quinto radio. Las demás aletas hialinas. Los barbicelos maxilares alcanzan la base de la caudal, no poseen dientes vomerinos, el proceso humeral delgado y punzante. Aleta dorsal con I-6 radios y anal II-14. Pueden alcanzar tallas de 25cm. (77)

Ecología: Habitan en el río Amazonas, tienen actividad crepuscular y nocturna. (67)

Distribución geográfica: Brasil, Colombia, Ecuador, Guyana francesa, Guyana, Paraguay, Perú, Surinam, Venezuela. (76)

4. *Sorubim lima* (Bloch & Schneider, 1801).



Sinonimia: *Silurus lima*, Bloch & Schneider, 1801; *Sorubim infraoculare*, Spix, 1829; *Silurus gerupensis*, Natterer, 1858; *Platyostoma luceri*, Weyenbergh, 1877; *Sorubim latirostris*, Miranda Ribeiro, 1920 (76).

Nombre comercial: Charuto (Colombia), Lima shovelnose (Peru),

Descripción Taxonómica: Se distingue por su cuerpo alargado, cabeza bastante deprimida, lóbulo inferior de la aleta caudal redondeado y el superior agudo. Su coloración dorsal es parda oscura o negra, con una banda negra en la parte media del pez que va desde el hocico hasta el lóbulo inferior de la aleta caudal. Las demás aletas son translúcidas. La maxila sobrepasa la mandíbula, los barbicelos maxilares no sobrepasan la aleta dorsal. Los ojos están en posición lateral casi ventral. La aleta adiposa es más pequeña que la anal. Branquiespinas 13 a 17, aletas pectorales con 9

radios y anal 20 a 21. Alcanza 40 cm de longitud (67).

Distribución geográfica: Argentina, Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Paraguay, Perú, Uruguay, Venezuela (76).

Ecología: De hábito migratorio puede formar grandes cardúmenes. Depredador de otros peces e invertebrados. Se mimetiza con la vegetación. Se reproduce en el río Amazonas al inicio de las crecientes. Se capturó en el río, en gramalotes y lagunas (67).

5. *Phractocephalus hemiliopterus* (Bloch & Schneider, 1801)



Sinonimia: *Silurus hemiliopterus*, Bloch & Schneider, 1801; *Pimelodus grunniens*, Humboldt, 1821. *Phractocephalus bicolor* Spix & Agassiz, 1829 (76)

Nombre comercial: Cajaro, Pirarara (Brasil), Bagre papagayo (Colombia), Red-tail – pez torre (Peru)

Descripción Taxonómica: Cuerpo Robusto, cortó y ancho. Se diferencia inmediatamente. De los demás grandes bagres por el patrón de colorido: Dorso gris oscuro a oliváceo y vientre blanqueado, Con un límite muy bien definido Entre las dos áreas de coloración; Cabeza cubierta por Puntos oscuros; Aleta caudal y extremos de Dorsal y pectorales anaranjados en rojo; Una tarjeta De hueso grande y rugosa, en forma de frijol o riñón, Situado inmediatamente delante de la aleta dorsal. (77)

Distribución geográfica: Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Guyana, Perú, Venezuela. (76)

Ecología: Omnívoro, se alimenta de peces, frutas y verduras Invertebrados, sobre todo cangrejos; Entre los peces Consumidos, los pequeños bagres y bodús parecen ser los preferidos. (67)

6. *Brachyplatystoma platynema* (Boulenger, 1898)



Sinonimia: *Goslinia platynema*, Boulenger, 1898; *Taenionema steerei*, Eigenmann & Bean, 1907 (76).

Nombre comercial: Tabla barba

Descripción Taxonómica: Son peces de cabeza deprimida, que les da una forma especial fácilmente distinguible. Con boca terminal provista de almohadillas de dientes viliformes, ojos muy pequeños en posición superior, los barbicelos maxilares y mentonianos son aplanados y pueden alcanzar la aleta anal. Las espinas de las aletas pectorales y de la aleta dorsal son flexibles y aserradas; la aleta adiposa es triangular. Presenta filamentos en los lóbulos de la aleta caudal. La coloración de *B. platynema* es gris oscuro hacia el dorso y clara ventralmente, sin manchas. Aleta dorsal con I-6 radios; pectorales I-10; pélvicas 6; anal 17 y caudal 17. El máximo tamaño conocido para estos peces es de 1m (88).

Distribución geográfica: Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Perú, Venezuela (76).

Ecología: Carnívoro, consume peces e invertebrados, realiza migraciones anuales aparentemente para reproducirse en las cabeceras de los ríos de agua blanca (67).

7. *Calophysus macropterus* (Lichtenstein, 1819).



Sinonimia: *Pimelodes macropterus*, Lichtenstein, 1819; *Pimelodus ctenodus*, Spix & Agassiz, 1829. (76)

Nombre comercial: Zamurito(USA), mota (Perú), urubú da agua, piracatinga (Brasil)

Descripción Taxonómica: Estos bagres de tamaño mediano se distinguen fácilmente por sus barbicelos que superan la aleta caudal. El proceso humeral es delgado y alargado, la placa nugal no se une al proceso occipital. Las espinas dorsales y pectorales no son duras, pero poseen aserraciones. El carácter más conspicuo para determinar la especie es su boca terminal con dientes aplanados dispuestos en una a dos hileras, a diferencia de los otros pimelodidos en los cuales forman parches. La aleta caudal es bastante furcada. Suelen presentar manchas oscuras en el dorso y debajo de la línea lateral, sobre un fondo que puede variar entre el gris o el pardo oscuro (88,67).

Distribución geográfica: Bolivia, Brasil, Colombia, Perú, Venezuela (76).

Ecología: Se capturó en el río Amazonas, lagunas de inundación y gramalotes (67).

8. *Leiarius marmoratus* (Gill, 1870)



Sinonimia: *Sciades marmoratus* Gill, 1870. (76)

Nombre comercial: Jandiá; bagre pintado (Bolivia), Jundia (Brasil); barbudo, yaqué (Colômbia), Achara (Peru)

Descripción Taxonómica: Se distingue de otras especies porque su cabeza es casi tan ancha como larga y por los ojos que están en posición superior y muy distante entre sí. Su coloración es similar a la de *Perrunichthys perruno* pero se diferencia de éste en que el espacio entre las manchas negras es mucho más reducido en *Leiarius*. Las manchas son de forma irregular, de color negro sobre fondo crema y cubren todo el cuerpo, las aletas y gran parte del vientre. Aleta dorsal con I-11 radios; pectorales I-10; pélvicas 6; anal 11 y caudal 18. El único ejemplar capturado tiene 17cm de longitud estándar. (67)

Distribución geográfica: Bolivia, Brasil, Colombia, Perú, Venezuela. (76)

Ecología: Especie capturada solamente en los gramalotes del río Amazonas. (67)

FAMILIA: DORADIDAE

1. *platydoras armatulus* (Valenciennes, 1840)



Sinonimia: *Doras armatulus* Valenciennes, 1840. (76)

Nombre común: Armadillo (Brazil), Armado (Argentina), Botoado (Brazil), Itagwa (Paraguay), Rafle (Peru)

Descripción Taxonómica: Perfil alargado y bastante bajo. Cabeza achatada cerca de la boca. Boca apuntada hacia abajo y provista de dos barbillones de tamaño mediano en la parte superior y cuatro más pequeños en la inferior. Aletas pectorales de gran tamaño con espinas dentadas. Aleta dorsal de tamaño mediado con espinas dentadas. Aleta caudal entera y ahorquillada. Aleta adiposa, anal y ventrales pequeñas. Posee púas defensivas ubicadas en fila horizontal a lo largo de ambos lados, lo que le dio el nombre de "Armado". (79)

Distribución geográfica: Bolivia, Brasil, Paraguay, Perú, Uruguay. (76)

Ecología: Pez dulceacuícola, habita en climas tropicales (21 a 24 °C), se alimenta de detritus, larvas de Ephemeropteras, crustáceos y quironómidos. (79)

2. *Pteruodoras granulatus* (Valenciennes, 1821)



Sinonimia: *Doras granulatus*, Valenciennes, 1821. (76)

Nombre comercial: Cahuara

Descripción Taxonómica: Peces de cuerpo robusto con la cabeza más ancha que larga, medida a la altura de la clavícula. La coloración del cuerpo varía con la edad. Los juveniles son de color marrón claro, con gran cantidad de puntos oscuros del tamaño del ojo y distribuidos de forma irregular en todo el cuerpo e incluso las aletas. Los adultos pierden el patrón de punto y adquieren un tono verde oliva uniforme. Sus barbicelos son simples y sus ojos pequeños. El proceso humeral es relativamente corto. Con 25 a 30 escudos en la serie lateral, pequeños en la parte anterior y más grandes hacia el pedúnculo caudal. La aleta adiposa se extiende hacia adelante como una quilla. La aleta caudal es fuertemente horquillada. (67)

Distribución geográfica: Argentina, Bolivia, Brasil, Colombia, Guyana, Paraguay, Perú, Surinam, Uruguay.(76)

Ecología: Pez dulceacuícola, habita en climas tropicales (21 a 24 °C), se alimenta de detritus, larvas de Ephemeropteras, crustáceos y quironómidos. (88)

3. *Agamyxis pectinifrons* (Cope, 1870)



Sinonimia: *Doras pectinifrons* Cope, 1870; *Doras flavopictus* Steindachner, 1908 (76)

Nombre comercial: Dora de punto (Colombia), Bagre (Perú), Bagre hueso (Ecuador).

Descripción Taxonómica: Peces de cuerpo aplanado con la cabeza más ancha que larga, cuerpo oscuro con puntos blancos en la superficie, más o menos del diámetro del

ojo y distribuidos aleatoriamente sin ningún patrón, se observan inclusive en las aletas. Barbicelos simples que tienen bandas alternadas claras y oscuras. Pueden alcanzar hasta 15 cm de longitud estándar. (79)

Distribución geográfica: Bolivia, Brasil, Colombia, Perú (76).

Ecología: Esta especie fue capturada en lagunas de desborde del río Amazonas y arroyos selváticos de tierra firme. De actividad crepuscular y nocturna (79).

4. *Oxydoras niger* (Valenciennes, 1821)



Sinonimia: *Doras niger* Valenciennes, 1821; *Doras humboldti* Spix & Agassiz, 1829; *Corydoras edentatus*, Spix 1829; *Rhinodoras prianomus* Cope, 1874; *Rhinodoras teffeanus*, Steindachner, 1875; *Oxydoras holdeni* Fernández-Yépez, 1968; *Pseudodoras holdeni* (Fernández-Yépez, 1968) (76).

Nombre comercial: Turushuquí (Perú), Bagre hueso (Ecuador), Toro (Guyana), Focinho de porco (Brasil), Tuiú (Brasil), Vacu (Brasil)

Descripción Taxonómica: Peces de cuerpo alargado, de color gris oscuro o negro, con todas las aletas negras. Los barbicelos son simples y la aleta adiposa larga. Los escudos de la serie lateral con sus espinas centrales muy pronunciadas que aumentan de tamaño hacia el pedúnculo caudal. Sin forámenes nucales. Boca sin dientes y el fondo del paladar con algunas papilas largas (67).

Distribución geográfica: Sudamérica, en las cuencas de los ríos Amazonas, San Francisco, Esequibo y posiblemente en la cuenca del río Orinoco. En los países Bolivia, Brazil, Colombia, Ecuador, Guyana, Perú. (76)

Ecología: Pez dulceacuícola, habita en climas tropicales (21 a 24 °C), se alimenta de detritus, larvas de Ephemeropteras, crustáceos y quironómidos (88).

5. *Megalodoras uranoscopus* (Eigenmann & Eigenmann, 1888)



Sinonimia: *Doras uranoscopus* Eigenmann & Eigenmann, 1888; *Megalodoras irwini* Eigenmann, 1925, *Oxydoras (Rhinodoras) huberi* Steindachner, 1911 (76).

Nombre comercial: Bacu (Brasil), Bagre hueso (Ecuador), Key-waymamma (Guyana), Rebeca (Brasil), Rego rego (Perú).

Descripción Taxonómica: Especie con el cuerpo deprimido, el hocico más o menos triangular y la boca subterminal con bandas angostas de dientes diminutos. De color amarillo pálido o blanco, con manchas negras de gran tamaño que cubren el dorso y los flancos. Con dos franjas longitudinales punteadas negras sobre la aleta caudal. Las pectorales totalmente negras, lo mismo que los primeros radios blandos de la aleta dorsal. La aleta dorsal I – 6 con una espina robusta y las sierras del margen posterior menos numerosas y más débiles que las del margen anterior. La aleta adiposa se continúa hacia adelante como una quilla. Aleta anal con 12 a 13 radios. Presentan una cresta supraoccipital. Los escudos laterales son muy anchos y cubren gran parte del cuerpo. El proceso humeral está bien desarrollado. Las espinas de las aletas dorsales y pectorales son muy fuertes. Alcanza una talla máxima de 60 cm (67).

Distribución geográfica: Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Perú (76).

Ecología: Se encuentran en grupos pequeños y ocasionalmente forma grupos mayores, habita ríos. Es principalmente diurna. Se alimenta de los frutos de *Licania longipetala* y *Astrocaryum jauary* y también se alimenta de caracoles pulmonados (67).

Anexo 06. Ficha descriptiva de las especies de peces ornamentales de mayor importancia comercial en la ciudad de Iquitos para el orden Perciformes

ORDEN: PERCIFORMES

FAMILIA: CICHLIDAE

I. Monocirrhus polyacanthus Heckel, 1840



Sinonimia: *Monocirrhus mimophyllus* Eigenmann & Allen, 1921 (67).

Nombre comercial: Peixe folha, Pirá-caá, Pirá-cará (Brasil), Pez hoja (Colombia y Perú)

Descripción Taxonómica: Es una especie pequeña, que alcanza 8 cm de longitud estándar. Con forma y patrón de coloración característicos, que le confieren el aspecto de una hoja. Tiene el cuerpo alto, comprimido y el perfil dorsal fuertemente

convexo. Su boca es de gran tamaño, en posición superior, con un cirro grande en el borde de la mandíbula, del cual deriva su nombre científico. El cuerpo y las aletas son de color marrón o naranja dependiendo del ejemplar, con manchas oscuras que le dan aspecto moteado. Tiene además una banda longitudinal oscura en la parte media del cuerpo, que se extiende desde debajo del inicio de la aleta dorsal hasta el inicio del pedúnculo caudal. En la cabeza tiene una banda delgada y paralela a la región dorsal, que atraviesa el ojo. Este patrón de color y franjas imita las nervaduras de una hoja seca.

Todas las aletas tienen en sus espinas y radios una línea negra delgada cerca del borde y los extremos distales son blancos. Las aletas dorsal y anal son muy largas y se extienden hasta el pedúnculo caudal. Las pectorales son bastante anchas. Las branquiespinas tienen forma de muñones cubiertos en toda su superficie por unas pequeñas prolongaciones a manera de espinas que protegen la branquia del roce mecánico. El estómago está bien diferenciado y más o menos redondeado. Aunque no presenta ciegos pilóricos con forma de dedos como los encontrados en otras especies, se encuentran unas estructuras en la unión de la base del estómago y el inicio del intestino a manera de dos bolsas claramente más pequeñas que el estómago, que seguramente cumplen las funciones de los ciegos pilóricos. La longitud del intestino corresponde al 65.7% de la longitud estándar (Gutiérrez, 2003). Aleta dorsal con XVI-11 radios; anal XIII-13; pectorales I, 22-26 y pélvicas I-6 (67).

Distribución geográfica: Perú, Brasil, Bolivia, Colombia y Venezuela (76).

Ecología: Es común en los arroyos selváticos, depredador de hábitos nocturnos, cuya coloración y forma le permiten camuflarse hábilmente. Durante la tarde y primeras horas de la noche, el comportamiento de esta especie consiste en dejarse arrastrar por la corriente en cercanías de vegetación marginal sumergida, a la espera de su presas (67)

2. *Apistogramma agassizii* (Steindachner, 1875)



Sinonimia: *Geophagus agassizii* Steindachner, 1875; *Apistogramma parva* Ahl, 1931; *Biotodoma agassizii* (Steindachner, 1875), *Heterogramma agassizii* (Steindachner, 1875), *Mesops agassizii* (Steindachner, 1875) (76).

Nombre comercial: Apistograma.

Descripción Taxonómica: Especie pequeña de cuerpo alargado y comprimido, con cabeza ligeramente cónica, boca y ojos grandes. De colores muy vistosos, que varían entre azul y violeta, generalmente con aspecto iridiscente en el cuerpo y estrías de color azul claro en la cabeza. Las aletas con tonos naranjas y rojos.

Aleta dorsal con una franja amplia anaranjada en los machos, más angosta en las hembras. La caudal de los machos con un diseño anaranjado en forma de 'V', ausente en las hembras. El borde distal de esta aleta es de color azul en los dos sexos.

Las aletas dorsal y anal son largas y sobrepasan la base de la aleta caudal. Las aletas dorsales, caudales y pélvicas poseen algunos radios largos a manera de filamentos. Aleta dorsal con XV- XVII, 6-8 radios; anal III, 5-7 y pectorales 12 (Kullander, 1980). Alcanzan una longitud estándar máxima de 4,2 cm, los ejemplares de Leticia, la longitud estándar máxima fue de 5 cm.

La aleta caudal tiene forma puntiaguda, lo cual permite diferenciarla de *A. bitaeniata* y *Apistogramma* sp., que la tienen truncada y redondeada, respectivamente (67,90).

Distribución geográfica: América del Sur: Cuenca del Río Amazonas, Río Solimões desde Perú hasta Brasil, hasta la cuenca del río Capim. Presente en los países de Brasil, Colombia y Perú (76).

Ecología: Habita en los arroyos selváticos de tierra firme y sus charcas laterales, preferentemente en las zonas de vegetación marginal sumergida. Se alimenta de insectos acuáticos del sustrato (67).

3. *Apistogramma paulmuelleri* Römer, Beninde, Duponchelle, Dávila, Díaz & Renno, 2013



Sinonimia: No presenta.

Nombre comercial: Apistogramma apache, cara pintada (Perú)

Descripción Taxonómica: *Apistogramma paulmuelleri*. sp.n. se parece a *A. regani*, pero se diferencia de esta última y todas las demás especies de *Apistogramma* por la combinación de un punto grande formando una banda en la base de la aleta caudal, cuatro líneas abdominales bien distintivas, una aleta caudal arredondeada con bandas, una aleta dorsal baja sin características notables, en los machos adultos coloración amarilla en el mentón entre el opérculo y en las partes de las membranas branquiostegales, las porciones laterales de la cabeza por debajo de las mejillas son de color marfil, y el inverso del patrón de coloración en bandas durante la agresión y la exhibición del cortejo. (91)

Distribución geográfica: Cuenca del río Amazonas, en Perú. (76)

Ecología: Se encuentran en quebradas. (79)

4. *Apistogrammoides pucallpaensis* Meinken, 1965



Sinonimia: No presenta.

Nombre comercial: Pucalpense.

Descripción Taxonómica: Forma. Moderadamente alargado; Cabeza corta y profunda; Hocico de par en par redondeado. Órbita tangente al contorno predorsal; Interorbital casi plano, más ancho que la boca. Maxila que alcanza 1/4 de la órbita, articulación de la mandíbula inferior por debajo medio de la órbita; Mandíbulas iguales anteriormente. Escalas ctenoide excepto a lo largo de la línea media predorsal y anterior vertical de punta dorsal del preopérculo, mejilla completamente escamosa (93)

Distribución geográfica: América del Sur: Cuenca del Río Amazonas, desde Pucallpa en el río Ucayali en Perú hasta la Isla de Santa Sofía en el Amazonas colombiano. (76)

Ecología: Se encuentra en pequeños arroyos, vive en zonas de clima tropical entre 23 °C – 30 °C de temperatura (79)

5. *Apistogramma panduro* Römer, 1997



Sinonimia: No presenta.

Nombre comercial: Panduro.

Descripción Taxonómica: El tamaño promedio en los machos es de 50 mm de longitud estándar y en las hembras sobrepasa ligeramente los 30 mm de longitud estándar. Presenta un pronunciado dicromatismo sexual y dimorfismo en las aletas. Puede ser distinguido de todas las otras especies descritas de *Apistogramma* por un distintivo negro, usualmente en forma triangular, cubriendo todo el pedúnculo caudal. Esta mancha se extiende hacia atrás hasta un extremo medio de la aleta caudal generalmente redondeada (92)

Distribución geográfica: Cuenca del Río Amazonas, Perú. (76)

Ecología: Se encuentra en pequeños arroyos. Fue colectado de pequeños brotes forestales al Este de Jenaro Herrera. (76)

6. *Apistogramma bitaeniata* Pellegrin, 1936



Sinonimia: *Apistogramma pertense* var. *bitaeniata* Pellegrin, 1936; *Apistogramma sweglesi* Meinken, 1961; *Apistogramma klausewitzii* Meinken, 1962; *Apistogramma kleei* Meinken, 1964.(76)

Nombre comercial: Cara (Colombia), Bitaeniata (Perú).

Descripción Taxonómica: Tiene cuerpo alargado y comprimido, con el perfil de la cabeza redondeado. Es de color marrón claro con dos bandas negras bien definidas que se extienden hasta la base del pedúnculo caudal, una a nivel de la línea media del cuerpo que se origina detrás del ojo y otra inferior que se extiende a partir del opérculo. En vivo la cabeza tiene una serie de estrías de color azul claro iridiscente, junto con una mancha diagonal en la mejilla, característica común a la mayoría de las especies del género. Las aletas pueden ser de color naranja o hialino, con patrones de manchas grises o negras. La dorsal tiene de color negro tanto la primera espina como la base de los radios y una banda horizontal de color gris ubicada en la parte media de la aleta. La caudal tiene en su base una mancha de forma triangular y gran cantidad de manchas tenues sobre los radios que dan apariencia de líneas verticales discontinuas.

En las hembras las aletas pares y caudal sólo tienen una coloración amarilla hacia sus extremos distales, en los machos son amarillas casi en su totalidad.

La caudal tiene forma truncada o ligeramente emarginada. Aleta dorsal con XV-XVI, 6-7 radios; anal III, 5-7 y pectorales 12. Con 23 a 24 escamas en la serie longitudinal, 12 en la línea lateral superior 12 y 7-8 en la inferior (Kullander, 1980). (93)

Distribución geográfica: Brasil, Colombia, Perú (93).

Ecología: estrictamente en hábitat de agua negras (93).

7. *Apistogramma cinilabra* Römer, Duponchelle, Díaz, Dávila, Sirvas, Catchay & Renno, 2011.



Sinonimia: No presenta.

Nombre comercial: Cinilabra.

Descripción Taxonómica: Presenta un pedúnculo caudal excepcionalmente corto y un cuerpo exageradamente alto. Distinguido de todos sus congéneres por la combinación de notables aletas pectorales rojas, manchas rojas en el pecho, labios ligeramente grisáceos, pedúnculo caudal excepcionalmente corto y cuerpo desproporcionadamente profundo (94)

Distribución geográfica: Perú (94).

Ecología: Los niveles de pH en el hábitat de *Apistogramma cinilabra* parece ser notablemente baja para las especies de esta región biogeográfica, Pero típico de las especies de aguas claras y negras de todo el Neotrópico. En comparación con otros hábitats conocidos de *Apistogramma*, el nivel del agua para *A. cinilabra* parece ser extremadamente estable y puede variar entre menos de 20 cm entre las estaciones seca y lluviosa (94).

8. *Apistogramma barlowii* Römer & Hahn, 2008



Sinonimia: No presenta.

Nombre comercial: Apistograma glasser (Perú).

Descripción Taxonómica: Posee la cabeza y la mandíbula relativamente grande, la aleta caudal tiene forma de una lira en machos y es dividida en dos zonas diferentes de coloración, las membranas de la aleta dorsal prolongadas, una banda distinta en la base de la banda vertical número 2 y una mancha lateral caudal de la misma, presencia de una mancha en la raíz de la aleta caudal y único en el género *Apistogramma*, presencia facultativa de nidificación en la boca biparental (95).

Distribución geográfica: América del Sur: al noroeste de Pebas, Perú (95).

Ecología: Parece estar limitada a los arroyos forestales, con preferencia a flujos rápidos, fríos y cristalinos, agua de ácido a neutro. La presencia de esta especie puede tomarse como una indicación de hábitats en las cabeceras de los sistemas hídricos inhabitados. (95)

9. *Apistogramma martini* Römer, Hahn, Römer Soares & Wöhler, 2003



Sinonimia: No presenta.

Nombre comercial: Mortentaler (Perú).

Descripción Taxonómica: *Apistogramma Martini* sp. nov. Se separa de todas las demás especies de *Apistogramma* por la combinación de ambos extremos de la aleta caudal en forma de lira, aleta dorsal baja enmarcada por dos bandas marginales coloreadas, así como mancha oscura en la base de los rayos suaves, mancha grande en el pedúnculo caudal, Y una mancha lateral distinta, en las hembras agrandadas, laterales (96).

Distribución geográfica: País: Perú- Loreto afluente del río Nanay (96)

Ecología: Esta especie es relativamente frecuente en cuerpos de aguas negras que fluyen lentamente (96).

***10 Apistogramma norberti* Staeck, 1991**



Sinonimia: No presenta.

Nombre comercial: *Apistogramma norberti*

Descripción Taxonómica: Se distingue de otras especies parecidas por la mancha negruzca en la parte blanda de la aleta dorsal y por la cola redondeada y tres líneas en zigzag que se encuentran en el vientre de los machos maduros (79).

Distribución geográfica: América del Sur: Cuenca del río Tahuayo de la cuenca del río Amazonas, Perú. (76)

Ecología: Esta especie habita ríos que fluyen lentamente de aguas negras con bosques en los bancos, puede utilizarse potencialmente en el comercio ornamental. No existen medidas de conservación para esta especie. No está presente en áreas protegidas. Es necesario realizar investigaciones para determinar mejor su distribución y el tamaño y las tendencias de la población y las amenazas que pueden estar afectándolo.(79)

***11. Satanoperca jurupari* (Heckel, 1840)**



Sinonimia: *Geophagus jurupari* Heckel, 1840 (76)

Nombre comercial: Cara bicudo (Brasil), Prapra djab (Guyana Francesa), Vieja (Ecuador).

Descripción Taxonómica: Especie pequeña con forma y apariencia general muy diferente a la de otros cíclidos; se distingue por tener el cuerpo alargado, alto, comprimido, con el pedúnculo caudal largo, perfil muy recto y ojos ubicados muy cerca de la región dorsal de la cabeza. Es de color claro con una banda ancha longitudinal negra que se extiende desde detrás del opérculo hasta la base de la aleta caudal, con siete a ocho bandas verticales tenues que llegan casi hasta el vientre y una mancha redonda sobre los primeros radios caudales superiores.

Las aletas dorsal, anal y caudal son grises con pequeñas líneas horizontales oscuras. Las aletas son menos desarrolladas que en otras especies de la familia y presentan el segundo radio pélvico largo, a manera de filamento. La aleta caudal es grande y truncada. Boca en posición subterminal, con dientes cónicos en una hilera. Estómago bien diferenciado, de forma redondeada con paredes lisas y delgadas, muy pequeño en relación con el tamaño del cuerpo. Tiene 15 rastrillos branquiales en el primer arco y seis en el lóbulo. Longitud estándar promedio 10,5 cm (67).

Distribución geográfica: América del Sur: Cuenca del Río Amazonas, desde Perú, Ecuador y Colombia hasta la desembocadura del río Amazonas en Brasil, en el Estado de Amapá y la Guyana Francesa Oriental, también en la cuenca del Amazonas, excepto en el río Guaporé. Países: Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Guyana Francesa, Perú (76).

Ecología: Se colectan con frecuencia en los arroyos selváticos de aguas negras y en lagunas del río Amazonas (67).

12. *Heros appendiculatus* (Castelnau, 1855)



Sinonimia: *Chromys appendiculata* Castelnau, 1855; *Chromys fasciata* Castelnau, 1855; *Uarus centrarchoides* Cope, 1872; *Cichlasoma severum per punctatum* Miranda Ribeiro, 1918; *Heros efasciatus* Heckel, 1840. (76)

Nombre comercial: Acará-peba (Brasil), Heros (,Bujurqui acha vieja (Perú)

Descripción Taxonómica: Especie de tamaño pequeño, cuerpo muy alto y comprimido, vientre recto y el pedúnculo caudal corto. Su altura está contenida cerca de 1,7 veces en la longitud estándar. Su coloración es variable, algunos tienen un patrón de aproximadamente ocho bandas verticales oscuras delgadas que atraviesan

el cuerpo desde el dorso hasta el vientre, mientras que otros tienen una sola banda vertical completa a nivel de la base del pedúnculo caudal y cerca de cinco bandas anchas oscuras que no atraviesan el cuerpo, ubicadas sólo en la mitad ventral. Es común a todos los ejemplares que la última banda vertical, la del pedúnculo, sea más oscura y se continúe en los últimos radios dorsales y anales; a nivel de la aleta dorsal adquiere forma ovalada y/o alargada verticalmente. En vivo la cabeza tiene una serie de reticulaciones rojas y azules iridiscentes que, junto con la coloración rojiza de las aletas, le confieren una apariencia muy vistosa. (67)

Distribución geográfica: América del Sur: Cuenca del río Amazonas, en afluentes de los ríos Ucayali y Amazonas en Perú; y en el río Solimões en Brasil. (76)

Ecología: Siempre en los arroyos selváticos de aguas negras. Ha sido capturado esporádicamente en ambientes lenticulares como zonas de terrenos inundados (67).

13. *Symphysodon tarzoo* Lyons, 1959



Sinonimia: *Symphysodon discus* var. *aequifasciata* Pellegrin, 1904; *Symphysodon aequifasciatus* Pellegrin, 1904; *Symphysodon aequifasciata axelrodi* Schultz, 1960; *Symphysodon aequifasciata haraldi* Schultz, 1960. (76)

Nombre comercial: Disco (Brasil, Colombia, Perú).

Descripción Taxonómica: Peces con el cuerpo en forma de disco, altos y muy comprimidos. Su cuerpo es de color amarillo claro con una serie de bandas oscuras. En alcohol se distinguen nueve bandas transversales, la primera atraviesa el ojo y la última sobre el pedúnculo caudal. Las aletas dorsal y anal son largas y densamente escamadas. Su boca es pequeña, con labios delgados y el opérculo escamado (97).

Ecología: Especie bentopelágica.

Distribución geográfica: Brasil, Colombia, Perú (76).

14. *Mesonauta mirificus* Kullander & Silfvergrip, 1991



Sinonimia: No presenta.

Nombre comercial: Bujurqui (Perú).

Descripción Taxonómica: Esta especie se distingue de sus congéneres por su patrón de color: 6 barras que incluye una franja vertical ligera que divide generalmente la barra en dos franjas paralelas estrechas debajo de la mitad del lado, y estrechas líneas horizontales oscuras a lo largo del lado. Es similar a *M. egregius* al tener la barra seis doblada, pero con 8 o 9 (versus 6 o 7) espinas de las aletas anales. (98)

Distribución geográfica: América del Sur: cuenca del río Amazonas en Perú y Colombia, en afluentes de los ríos Ucayali y Amazonas, desde Yarina Cocha hasta la isla de Mocagua, cerca de Leticia.(76)

Ecología: Es bentopelágico, se encuentra en aguas negras, entre plantas acuáticas. (67)

15. *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823)/ Lichtenstein, 1823

Sinonimia: *Zeus scalarais* Schultze, 1823; *Platax scalaris* Cuvier, 1831; *Plataxoides dumerilii* Castelnau, 1855; *Pterophyllum dumerilii* (Castelnau, 1855); *Pterophyllum eimekei* Ahl, 1928; *Pterophyllum eimekei* Ahl, 1928 (Froese & Pauly 2017).

Nombre común: Scalar, Pez angel (Perú); Cara bandeira, Escalare, Piraque (Brasil) (Froese & Pauly 2017; Matute et al., 2009).

Descripción Taxonómica: Puede llegar a medir hasta 15 cm. Su cuerpo es plano y largo, de color plateado con rayas verticales oscuras que pasa de siete en los juveniles a cuatro en los adultos. Las aletas dorsal y anal presentan radios prolongados en filamento. Su cabeza es pequeña. Presenta hocico corto y punteagudo. Es de color gris claro con 6 a 7 bandas transversales oscuras o los lados del cuerpo, más intensa en la base de la aleta caudal (Matute et al., 2009).

Distribución geográfica: Perú, Colombia y Brasil.

Ecología: Omnívoro, se alimenta principalmente de peces y materia vegetal. Los machos cortejan las hembras durante el periodo reproductivo. Ambos, progenitores cuidan los huevos. Durante todo el periodo de cuidado parental el lazo entre la pareja reproductiva es mantenida.

16. *Biotodoma cupido* (Heckel, 1840)

Sinonimia: *Geophagus cupido* Heckel, 1840

Nombre común: Cíclido cupido, Bujurqui (Perú); Acará salema (Brasil) (Froese & Pauly 2017).

Descripción Taxonómica: De cuerpo elevado y alto en la parte anterior de la aleta dorsal. Puede llegar alcanzar 11.7 cm de longitud estándar. De color gris claro, presenta una mancha oscura situada en la parte lateral dorsal y posterior del cuerpo de ojos grandes y supralaterales (Froese & Pauly 2017; Matute et al., 2009).

Distribución geográfica: Perú, Colombia, Bolivia, Brasil y Guyana.

Ecología: Esta en aguas blancas con un pH entre 6.0 a 8.0 y temperatura entre 23°C a 25°C. Carnívoro, se alimenta principalmente de larvas del género Chironomidae. Los progenitores pueden portar a las crías en la boca como parte del cuidado parental

Anexo 07. Ficha descriptiva de las especies de peces ornamentales de mayor importancia comercial en la ciudad de Iquitos para el orden Tetraodontiformes

ORDEN: TETRAODONTIFORMES

FAMILIA: TETRAODONTIDAE

1. *Colomesus asellus* (Müller & Troschel, 1849)



Sinonimia: *Chelichthys asellus* Müller y Troschel, 1849. (76)

Nombre común: Baiacu (Brasil), Pez globo, tamborero (Colombia), Pez globo (Perú).

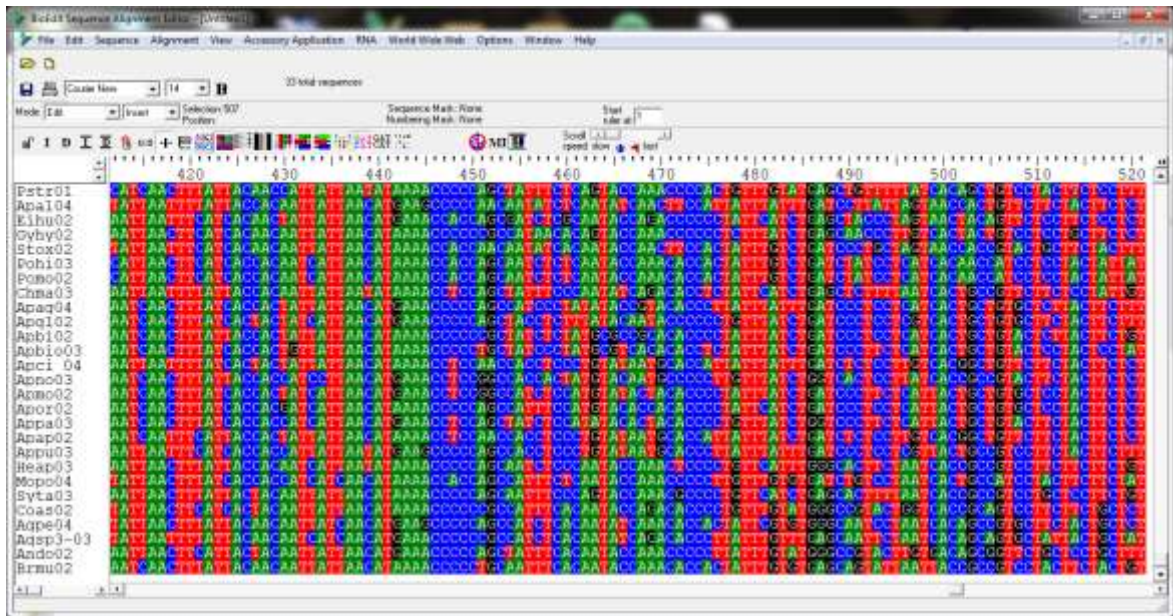
Descripción Taxonómica: Peces pequeños de cuerpo cilíndrico que rara vez sobrepasan los 10 cm de longitud total. Su coloración es amarillo verdoso, casi blancos en el vientre.

Poseen cinco barras oscuras dorsales transversales y una mancha redondeada oscura bajo el pedúnculo caudal. Todas las aletas son hialinas, la dorsal está ubicada más atrás de la mitad del cuerpo y al mismo nivel que la aleta anal, las aletas pectorales con 13 a 16 radios, la aleta caudal con 11 a 12 radios y la aleta anal con 10 a 12 radios. Papilas nasales en un tubo simple que se observan como un par de aberturas nasales. Boca terminal con dos dientes grandes tanto en la maxila como en la mandíbula. (67)

Distribución geográfica: Brasil, Guyana, Perú, Venezuela.(76)

Ecología: muy frecuente en los gramalotes flotantes del río Amazonas y sus sistemas lagunares. Se alimenta de pequeños moluscos que crecen sobre la vegetación sumergida. (67)

ANEXO 08. Ejemplo de Imagen de las secuencias nucleotidicas de peces ornamentales, corridas en el programa Bioedit.



ANEXO 09: Almacenamiento de material biológico.



ANEXO 10: Actividades de experimentación

