

UNIVERSIDAD AUTONOMA GABRIEL RENE MORENO
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

**ESTUDIO COMPARATIVO EN DOS SISTEMAS DE
PREPARACION DE LOS PROGENITORES DE
PIARACTUS BRACHYPOMUS
(ESTACION ACUICOLA “EL PRADO” DEPARTAMENTO DE
SANTA CRUZ)**

**Tesis de Grado presentado para
obtener el título de:**

Médico Veterinario Zootecnista

Por:

Roberto Ken Atta Shikema

Asesores:

Ing. Remi Dugué

Dr. Navil Corcuy Arana

SANTA CRUZ DE LA SIERRA – BOLIVIA

2006

DEDICATORIA

A mis padres, Sakae Atta, Emiko Shikema por darme el apoyo, la confianza para mi superación y me inculcaron que la educación es la base del éxito.

A mis hermanos, amigos y a todas las personas amables que desinteresadamente me brindaron su apoyo y ayuda en todo momento de mi vida.

AGRADECIMIENTOS

A la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Autónoma “Gabriel René Moreno”, a su plantel Docente y Administrativo, por su contribución a mi formación profesional y humana.

A mis asesores: Ing. Remi Dugue y Dr. Navil Corcuy A., por haberme guiado con sus conocimientos y paciencia para la realización del presente trabajo de investigación.

A los miembros del tribunal, Dr. Otto Carlos J., Dr. Armando Roca P., Dr. Javier Ortiz T. por la revisión y corrección del trabajo de tesis.

A los miembros del Instituto de Investigación de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, representada por el Dr. Juan Antonio Pereira Rico.

A la srta. Sachiko Oshiro, por su valioso tiempo, apoyo y colaboración en la redacción de la tesis.

A todo el personal técnico de la Estación Acuícola “El Prado” Sr.; Gil Antonio Ojopi, José Linares y Andrés Lazo por la colaboración brindada para la realización de este trabajo.

A todo el miembro del Instituto de Investigación para el Desarrollo (IRD) GAMET c/o CEMAGREF BP 5095 34033 MONTPELLIER cedex. France, en especial a Jesús Núñez por su tiempo y opiniones valiosas sobre la investigación.

Al Dr. Filemón Vallejos R. por su desinteresada colaboración para la redacción de la tesis.

INDICE

TITULO	I
DEDICATORIA	II
AGRADECIMIENTOS.....	III
INDICE.....	IV
I RESUMEN.-.....	1
II INTRODUCCIÓN.....	2
III REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.	6
III.1 GENERALIDADES.-	6
III.2 SINONIMIA.-.....	6
III.3 UBICACIÓN TAXONÓMICA.-	7
III.4 CARACTERÍSTICAS GENERALES.-	7
III.5 FASE DE DESARROLLO.-.....	10
III.5.1 EMBRIÓN.-.....	11
III.5.2 LARVA.-	11
III.5.3 ALEVÍN.-.....	11
III.5.4 JUVENIL.-.....	12
III.5.5 ADULTO.-	12
III.6 ORIGEN Y CRÍA DE REPRODUCTORES.-	12
III.7 SELECCIÓN DE LOS REPRODUCTORES.-	15
III.7.1 POR CARACTERÍSTICAS EXTERNAS.-	15
III.7.2 POR BIOPSIA OVÁRICA.-	16
III.8 FACTORES AMBIENTALES.-.....	17

III.8.1	TEMPERATURA DEL AGUA.-	18
III.8.2	LA LUZ.-	18
III.8.3	OXÍGENO DISUELTO.-	19
III.8.4	POTENCIAL DE HIDRÓGENO (pH).-	20
III.8.5	EL ALIMENTO.-	20
III.9	REPRODUCCIÓN NATURAL.-	21
III.10	REPRODUCCIÓN ARTIFICIAL.-	22
III.10.1	INDUCCIÓN DE LA OVULACIÓN.-	22
III.10.2	DOSIFICACIÓN.-	23
III.10.2.1	INYECCIÓN ÚNICA.-	24
III.10.2.2	DOSIS PREPARATORIA Y DOSIS DECISIVA.-	25
III.10.3	DESOVE.-	25
III.10.4	FECUNDACIÓN.-	26
IV	MATERIAL Y MÉTODOS	28
IV.1	LOCALIZACIÓN DEL ÁREA.-	28
IV.1.1	MATERIALES Y EQUIPOS.-	28
IV.1.1.1	MATERIAL BIOLÓGICO.-	28
IV.1.1.2	MATERIAL DE MANEJO.-	29
IV.1.1.3	MATERIAL PARA MUESTREO.-	29
IV.1.1.4	MATERIAL PARA REPRODUCCIÓN.-	30
IV.1.1.5	MATERIAL PARA INCUBACIÓN.-	31
IV.1.1.6	MATERIAL PARA PESAJE Y CONTEO DE ÓVULOS.- ..	31
IV.1.1.7	MATERIAL DE ESCRITORIO.-	32
IV.2	METODOLOGÍA.-	32
IV.2.1	MÉTODO ESTADÍSTICO.-	32
IV.2.2	PRESENTACIÓN DE LOS EXPERIMENTOS.-	33
IV.2.2.1	SEGUIMIENTO ANUAL DE LOS PROGENITORES.-	33
IV.2.2.2	REPRODUCCIÓN CONTROLADA COMO META, AVERIGUAR LA CATEGORIZACIÓN DE OVOCITOS COMO ATRÉSICOS.-	34

IV.2.2.3	TIEMPO MÍNIMO DE RECUPERACIÓN DE LOS PROGENITORES ENTRE DOS REPRODUCCIONES.-	34
IV.2.3	PREPARACIÓN DE LOS ESTANQUES.-	34
IV.2.4	SELECCIÓN DE LOS PROGENITORES.-	36
IV.2.5	ALIMENTACIÓN.-	37
IV.2.6	FACTORES FÍSICO QUÍMICOS.-	37
IV.2.6.1	TEMPERATURA DEL AGUA.-	38
IV.2.6.2	OXÍGENO DISUELTO.-	38
IV.2.6.3	POTENCIAL DE HIDRÓGENO.-	38
IV.2.7	CHEQUEO.-	38
IV.2.8	REPRODUCCIÓN.-	43
IV.2.8.1	SELECCIÓN DE REPRODUCTORES PARA LA REPRODUCCIÓN.-	44
IV.2.8.2	INDUCCIÓN.-	44
IV.2.8.3	TIEMPO DE ESPERA.-	46
IV.2.8.4	COLECTA DE SEMEN.-	46
IV.2.8.5	EVALUACIÓN Y SELECCIÓN DE SEMEN.-	47
IV.2.8.6	DESOVE.-	47
IV.2.8.7	FECUNDACIÓN.-	48
IV.2.8.8	INCUBACIÓN.-	49
IV.2.9	TASA DE FECUNDACIÓN.-	50
IV.2.10	TASA DE SOBREVIVENCIA EMBRIONARIA.-	51
IV.2.11	PESAJE Y CONTEO DE OVULOS.-	51
V	RESULTADO Y DISCUSIÓN.	52
V.1	SEGUIMIENTO ANUAL DE LOS PROGENITORES.-	52
V.1.1	EVOLUCIÓN DE LOS DIÁMETROS OVOCITARIOS DE UNA HEMBRA.-	52
V.1.2	EVOLUCIÓN DE LOS PARÁMETROS REPRODUCTIVOS DE LAS HEMBRAS EN UN AÑO.-	60

V.1.2.1	DIÁMETRO DEL MODO SUPERIOR DE OVOCITOS EN mm.	63
V.1.2.2	DIÁMETRO PROMEDIO DE OVOCITOS EN mm.	65
V.1.2.3	COEFICIENTE DE VARIACIÓN DE DIÁMETRO DE OVOCITOS.	67
V.1.2.4	PORCENTAJE DE OVOCITOS ATRÉSICOS.....	68
V.1.2.5	PORCENTAJE DE OVOCITOS CON NÚCLEOS EXCÉNTRICOS.	70
V.1.2.6	PORCENTAJE DE OVOCITOS TRASLÚCIDO.....	71
V.2	REPRODUCCIÓN CONTROLADA COMO META, AVERIGUAR LA CATEGORIZACIÓN DE OVOCITOS COMO ATRESICOS.	74
V.2.1	DIÁMETRO DEL MODO SUPERIOR DE OVOCITOS EN mm.	75
V.2.2	DIÁMETRO PROMEDIO DE LOS OVOCITOS EN mm.	76
V.2.3	COEFICIENTE DE VARIACIÓN DE LOS OVOCITOS.	77
V.2.4	PORCENTAJE DE OVOCITOS ATRÉSICOS.....	78
V.2.5	PORCENTAJE DE OVOCITOS CON NÚCLEOS EXCÉNTRICOS.	79
V.2.6	TASA DE FECUNDACIÓN.	80
V.2.7	TASA DE HUEVOS BLANCOS.	81
V.3	TIEMPO MÍNIMO DE 10 SEMANAS ENTRE DOS REPRODUCCIONES.	82
V.3.1	DIÁMETRO DEL MODO SUPERIOR DE OVOCITOS EN mm.	83
V.3.2	DIÁMETRO PROMEDIO DE OVOCITOS EN mm.....	84
V.3.3	COEFICIENTE DE VARIACIÓN DE OVOCITOS.....	85
V.3.4	PORCENTAJE DE OVOCITOS ATRÉSICOS.....	86
V.3.5	PORCENTAJE DE OVOCITOS CON NÚCLEOS EXCÉNTRICOS.	87
V.3.6	TASA DE FECUNDACIÓN.	88
V.3.7	TASA DE HUEVOS BLANCOS.	90

V.4 PRODUCCIÓN DE NÚMERO DE ÓVULOS POR KILOGRAMO DE PESO VIVO POR HEMBRA.-	91
V.5 TIEMPO DE ESPERA EN GRADOS HORA.-.....	92
VI CONCLUSIONES.....	95
VII RECOMENDACIONES.....	98
VIII BIBLIOGRAFÍA.....	100
ANEXOS.....	105

ESTUDIO COMPARATIVO EN DOS SISTEMAS DE PREPARACIÓN DE LOS PROGENITORES DE *PIARACTUS BRACHYPOMUS*.

(ESTACIÓN ACUÍCOLA “EL PRADO” DPTO. DE SANTA CRUZ)¹

ATTA, S. R. K², DUGUE, R.³; CORCUY, A. N.⁴

I RESUMEN.-

Con el objetivo de realizar el “Estudio comparativo en dos sistemas de preparación de los progenitores de *Piaractus brachypomus*”, se efectuó la medición ovocitaria mensual durante un año en 10 hembras de la especie *Piaractus brachypomus* (Tambaquí) con un peso promedio de 5.7kg. Distribuidos en estanque común y protegido de la Estación Acuícola “El Prado” dependiente de la Universidad Autónoma Gabriel René Moreno (U. A. G. R. M.) de la ciudad de Santa Cruz de la Sierra, ubicada en la provincia Warnes a 17°45'35" y 63°12'45" L. O., con una temperatura media de 24.5°C, humedad de 70%, precipitación pluvial de 1.305mm y una altitud de 332m.SNM. Se estudió el estadio reproductivo mediante chequeos mensuales tanto de las hembras de estanque cubierto y sin cobertura, en las cuales se apreció la evolución de los ovocitos en sus diferentes etapas, por otra parte la producción de ovocitos no se inhibe en la época de invierno, además mejorando y controlando las condiciones ambientales las hembras sigue su ciclo reproductivo. Realizando la comparación de la temperatura entre estanque protegido y común se obtuvo diferencia significativa ($P<0.05$) en los meses de agosto/04 y julio/05. Los parámetros reproductivos comparados entre los estanques cubierto y sin cobertura se obtuvieron diferencia significativa ($P<0.05$) de la siguiente manera: diámetro del modo superior de los ovocitos el 15/11/2004 y 22/07/2005, En el diámetro promedio de los ovocitos el 22/07/2005 y 31/08/2005, Coeficiente de variación del diámetro de ovocitos el 15/11/2004 y 22/07/2005, % de núcleos excéntricos el 20/04/2005 y 22/07/2005, % de ovocitos atrésicos y % de ovocitos traslúcidos el 22/07/2005, el 22/07/05. Los parámetros ovocitarios indican que la calidad de las hembras son ideales para ser reproducidas según en los siguientes rangos: el diámetro del modo superior de los ovocitos de 1.10 a 1.20mm, % ovocitos con núcleos excéntricos más de 13%, coeficiente de variación del diámetro ovocitario del 9%. Gracias al control mensual, se ha podido establecer que es posible la realización de reproducción múltiple (dos reproducciones con la misma hembra). En la cual se observa que la segunda reproducción resulta más efectiva elevando la tasa de fecundación de 87% a un 98% ($P>0.05$). La cantidad de ovocitos no siempre está relacionada con la calidad, la fecundidad de las hembras varía en un rango de 50.000 a 346.000 óvulos por kg. Peso vivo/ hembra. El tiempo de espera en grados hora (°h) varía de 288 a 411 °h. Mediante el análisis de todos los parámetros reproductivos de las hembras se observa la posibilidad de alargar la época de reproducción, puesto que los datos muestran que la calidad reproductiva de las hembras va mejorando de septiembre a marzo, para luego ir decayendo.

1. Tesis de grado presentado por Atta, Shikema. Roberto Ken, para obtener el título de Médico Veterinario Zootecnista.
2. Teléfono 923 7050. Colonia Okinawa, Dpto. de Santa Cruz – Bolivia.
3. Ingeniero Agrónomo, miembro del Instituto de Investigación para el Desarrollo (IRD) GAMET c/o CEMAGREF BP 5095 34033 MONTPELLIER cedex. France.
4. Médico Veterinario, Docente de Piscicultura, Facultad de Medicina veterinaria y Zootecnia, U.A.G.R.M., Santa Cruz – Bolivia.

II INTRODUCCIÓN

La importancia cada vez mayor de la piscicultura ha obligado a los piscicultores a mejorar las técnicas necesarias para conseguir lo que constituye un requisito esencial para su desarrollo, los pececillos para la siembra. Hoy en día es imposible pensar en la piscicultura sin la propagación masiva, artificial o semi-artificial, con semilla de peces de especies cultivadas. La necesidad de producir semillas con peces de buena calidad para sembrar en estanques artificiales o en aguas naturales ha ido en continuo aumento. (Woynarovich, 1981).

En Bolivia, la acuicultura es una actividad relativamente nueva, inicia entre los años 1930 y 1940 con la introducción de varias especies como *Oncorhynchus mykiss* (trucha) en el lago Titicaca (Arteaga y Bravo 1993), los primeros cultivos se realizaron también con estas especies en 1947, en la Estación de Pongo, en el departamento de La Paz. El desarrollo de especies de agua cálidas se inicia en 1965 con la crianza de *Cyprinus Carpio* (carpa común), paralelamente, en la Universidad Mayor de San Simón de Cochabamba y en la Estación San Jacinto en Tarija. En 1990 la Universidad Mayor de San Simón inició el cultivo de *Oreocromis nilotica* (Tilapia). Debido al interés en la especies nativas, en la actualidad la estación piscícola

Pirahíba de la universidad Mayor de San Simón y la Estación El Prado de la Universidad Autónoma Gabriel René Moreno de nuestra capital se realizan ensayos de producción de *Piaractus mesopotamicus* (Pacú del Plata), *Piaractus brachypomus* (Tambaquí) (Zubieta, Z.J.2001) y de otras especies como el *Pseudoplatystoma fasciatum* (Surubí), *Leporinus sp* (Boga.) y *Prochilodus nigricans* (Sábalo).

El *Piaractus brachypomus* (Tambaquí) y otras especies como el *Colossoma macropomum* (Pacú) y el *Pseudoplatystoma fasciatum* (Surubí) son de mayor importancia económica dentro de la piscicultura en la región oriental de nuestro país. La preferencia por estas especies en nuestro medio son por las siguientes características: su rápido crecimiento, adaptabilidad en el medio de cautiverio, además de esto se acopla el consumo tradicional de los peces mencionados y la no introducción de especies ajenas que pueden “contaminar” el medio ambiente.

La investigación se realiza con el fin de aprovechar y fomentar la piscicultura en su máximo potencial posible mediante la reproducción artificial y la obtención de alevines fuera de estación. Actualmente la obtención de alevines están prácticamente marcado de diciembre a marzo, sin embargo, con la obtención de alevines, adelantando la reproducción, se lograría obtener no solo los alevines con anticipación sino, también se lograría elevar la sobrevivencia de los alevines por el tiempo que tendrán para crecer en

épocas de verano con temperaturas mas favorables y así soportar mejor el invierno, además facilitará las opciones para adquirir los alevines en destiempo lo que significa menor costo a comparación de los juveniles. Otro factor importante, son los vientos del sur, que llegan a pesar de estar en época de verano y que se observa su posible influencia negativa sobre el estadio reproductivo de las hembras.

En nuestro medio, la reproducción es un punto muy importante puesto que se restringe en dos o tres meses al año, por lo tanto, mediante el presente trabajo se intenta determinar las épocas posibles de reproducción, con la realización de un seguimiento y observación de la evolución del estadio reproductivo de las hembras *Piaractus brachypomus* con la preparación de estos progenitores en ambientes atemperados (estanque cubierto), de esta manera poder observar la calidad de los óvulos, posterior desarrollo en larvas y obtención de datos concisos para ayudar a seleccionar progenitores.

Actualmente, en el país, la piscicultura está tomando fuerzas gracias al incentivo de algunas instituciones como la Estación Acuícola “El Prado” dependiente de la Universidad Autónoma Gabriel René Moreno y que cuenta con la cooperación del Instituto de investigación para el Desarrollo (Institut de Recherche pour le Developpement, I.R.D.), la Cámara de Acuicultores del Oriente (CAOR), Organizaciones No Gubernamentales y el cambio de actitud

en la población; no obstante, los obstáculos por falta de informaciones hace que éstos empeños lleguen a estancarse, y para buscar informaciones que ayuden a motivar a personas que buscan otras alternativas para el desarrollo del país, se plantearon los siguientes objetivos:

- Realizar un estudio comparativo en dos sistemas de preparación de los progenitores de *Piaractus brachypomus* (Tambaquí) en estanques cubierto y sin cobertura.
- Comparar el estadio reproductivo mediante la medición ovocitario de *P. brachypomus* preparados en estanques con y sin cobertura correlacionando con la temperatura.
- Buscar parámetros del estado de maduras de las hembras, enfocados en la medición ovocitario para la reproducción.
- Observar la posibilidad de realizar reproducción adelantada.
- Medir parámetros reproductivos desde la inducción hormonal hasta la incubación.
- Analizar el tiempo mínimo de recuperación de los progenitores para realizar una nueva reproducción.

III REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.

III.1 GENERALIDADES.-

El *Piaractus brachypomus* tiene una distribución geográfica igual al *Colossoma macropomum* (Pacú), con la que comparte hábitat y nicho ecológico. Es una especie que soporta el manipuleo en operaciones de cultivo. (Guerra. H. & col, 2000).

III.2 SINONIMIA.-

Guerra et al 1996; Woynarovich 1998; Alcántara, F. 1985, manifiestan que los nombres comunes o vernáculo del *Piaractus brachypomus* en los diferentes países se presentan de la siguiente manera:

- Bolivia: Tambaquí.
- Brasil: Pirapitinga, Tambaqui, Caranha.
- Colombia: Cachama blanca, Paco.
- Perú: Paco.
- Venezuela: Morocoto, Cachama.

III.3 UBICACIÓN TAXONÓMICA.-

Lauder y Liem en 1983 (Citado por Zubieta 2001), la ubicación taxonómica de *Piaractus brachypomus* es la siguiente:

- Phylum: *Chordata*
- Sub-Phylum: *Vertebrata*
- Clase: *Peces*
- Subclase: *Gnathostomata*
- Orden: *Characiformes*
- Familia: *Characidae*
- Sub-familia: *Serrasalminidae*
- Genero: *Piaractus*
- Especie: *brachypomus* (Cuvier, 1818)
- N.C.: *Piaractus brachypomus*.

III.4 CARACTERÍSTICAS GENERALES.-

El *Piaractus brachypomus*, en adelante nombrado como *P. brachypomus*., es una especie nativa que se encuentra ampliamente distribuida en el río Orinoco, la cuenca del río Amazona y la cuenca del río

de La Plata en América de Sur (Chaparro, 1994; Lauzanne, L. Loubens, G. & col. 1983).

Según Corcuy, N. 2005, comenta, la especie *Piaractus brachypomus* originaria de la cuenca del Río Amazonas tiene una amplia distribución, se lo puede encontrar en todos los grandes tributos del gran Río Amazonas, incluyendo lagunas y lagos respectivamente. Esta especie ha sido reportada en 8 países componentes de la gran cuenca (Amazonas). En nuestro país se encuentra en las 5 subcuencas y sus tributarios: subcuencas del Río Itenez o Guaporé, del gran Mamoré, el Río Beni, del Madre de Dios y del Orthon. En el Dpto. de Santa Cruz, esta especie es frecuentemente encontrada en: Río Paucerna, Río Paraguá y Río Blanco que son afluentes principales del Río Itenez. Por otra parte se los captura en: Río Grande, Río Yapacaní, Río Surutú y el Río Ichilo como principales afluentes del gran Mamoré. (Ver mapa de distribución geográfica de la especie en Bolivia en anexo 3).

El *P. brachypomus* es un pez tropical que no puede sobrevivir si la temperatura del agua desciende a menos de 15° C. Es un pez bastante aplanado, de color blanco plateado. Es el menos fuerte y robusto en comparación al *Colossoma macropomum* (Pacú). La relación al coeficiente de altura (que es, la relación LS/H) del *P. brachypomus* es de 2.5 a 3.5 veces en el caso de los adultos. Puede alcanzar hasta 85cm. de longitud total (LT) y pesar alrededor de 20kg. El *P. brachypomus* juvenil se diferencia con el *Colossoma macropomum* por una mancha negra (un ojo) sobre el opérculo

óseo. El *P. brachypomus* juvenil se mimetiza con el *Serrasalmus nattereri* (Piraña) por el color de las aletas pectorales, abdominales y anal que son de color amarillo, rojo o rojo oscuro, respectivamente. (Woynarovich, A. y Woynarovich, E. 1998). (Ver ilustración de especie en anexo 3).

En los adultos, durante el desove, aparece un color rojo intenso en la parte pectoral, similar al *Serrasalmus nattereri*, ésta característica se manifiesta todo el año. Su aleta adiposa es sin radios. En el primer arco branquial tiene 33 a 37 espinas filtradoras. En los maxilares superior e inferior tienen dientes molariformes separadas y muy afilados. (Woynarovich, A. y Woynarovich, E. 1998; Lauzanne, L. Loubens, G. & col. 1983).

El *P. brachypomus* es un pez omnívoro, su alimentación en el medio natural se basa en las frutas, semillas y hojas verdes que caen al agua. Durante el periodo de inundación, se alimenta casi por completo de frutas y semillas que se encuentran en el bosque inundado, se alimenta principalmente de hojas después de la creciente, pero, ocasionalmente parte de su dieta puede ser peces pequeños e invertebrados. El crecimiento del *P. brachypomus* en su hábitat natural es significativamente menor comparándolo con el *Colossoma macropomum*. El *P. brachypomus* alcanza su madurez sexual un año más antes, además, es un consumidor menos agresivo y tiene un menor espectro alimenticio que *Colossoma macropomum*. (Woynarovich, A. y Woynarovich, E. 1998; Goulding 1982; Da

Silva 1988.).

Con una alimentación adecuada, el *P. brachypomus* tiene un rápido crecimiento y la buena adaptación a su ambiente, junto a un alto nivel de sobrevivencia que distinguen a estas especies como ideales para la piscicultura. (Alcántara, F. Kohler, C. C. T. Kohler, S. T. y M. J. De Jesús, M. J. 2000; Woynarovich, 1998).

El *P. brachypomus* alcanza la madurez sexual al tercer año de edad, con un peso que varía entre 2.5 a 3.0Kg. Las hembras pueden colocar en promedio de 100.000 - 150.000 huevos por kilogramo de peso vivo (Guerra, H. 2000; Guerra, F. H. Alcántara, B .F. & Campos A.. 1986).

III.5 FASE DE DESARROLLO.-

Antes de entrar en detalles de la reproducción natural del *P. brachypomus* se debe dar una mirada general a los estadios de desarrollo de los peces, que se citaran a continuación. (Woynarovich, A y Woynarovich, E. 1998).

III.5.1 EMBRIÓN.-

Según menciona Woynarovich, A. y Woynarovich, E. 1998, este estado comienza con la fertilización de los huevos incluyendo todo su proceso de división celular y finaliza con la eclosión o nacimiento del pez.

III.5.2 LARVA.-

Dugue, R., 2005 comenta, comienza cuando el embrión nace, la fase larval o post larva se termina cuando ésta toma forma definitiva del pez adulto con una fuerte compresión lateral y una relación altura / longitud alta.

Este es el tiempo en el que el tracto digestivo de la larva inicia su desarrollo y empieza a consumir alimentos del agua (Fase de alimentación endógena) y exógeno. Esta alimentación mixta ayuda al ajuste de la larva a depender del agua que lo circunda. Cuando la larva del pez se alimenta es llamada por los acuicultores latinoamericanos post larva y la culminación de la alimentación endógena. (Woynarovich, A. y Woynarovich, E. 1998).

III.5.3 ALEVÍN.-

El pez tiene ya el formato general del pez adulto con un tamaño reducido de 1.5 a 2.5 cm. y la determinación somática del sexo está determinada en esta etapa, lo que significa la formación inicial de los ovarios y los testículos. (Woynarovich, A, 1998; DUGUE, R. 2005).

III.5.4 JUVENIL.-

Durante el desarrollo de esta etapa, el pez crece en tamaño y termina cuando los órganos sexuales inician su madurez (Woynarovich, A. 1998).

III.5.5 ADULTO.-

El pez puede considerarse sexualmente maduro cuando la hembra produce óvulos fértiles y los machos espermatozoides fértiles. (Woynarovich, A, 1998).

III.6 ORIGEN Y CRÍA DE REPRODUCTORES.-

Los reproductores pueden obtenerse directamente de su ambiente natural o de viveros de la estación. Los traumas sufridos durante la captura, los reproductores naturales no se adaptan fácilmente a la vida en cautiverio, se ponen nerviosos, agitados o no pueden alimentarse. La ventaja de tener

reproductores en cautiverio y en condiciones favorables, es que siempre se dispondrá de individuos capaces de desovar en el tiempo deseado. La captura de ejemplares criados en cautiverio presentan menos tendencia al trauma, esta es una razón de inhibición de desove de los peces, principalmente en las hembras que dejan de liberar los óvulos a pesar de estar en condiciones para tal proceso. (Da Silva, A. B. J. E. Vianatea. F. Alcántara. 1988; Woynarovich, A. y Woynarovich, E. 1998.).

“El origen genético de los reproductores tiene que ser analizado. Se busca individuos sin parentesco y de origen geográfica cerca de la región de difusión de lo alevines, de manera a evitar problemas de consanguinidad y difusión en el medio ambiente de poblaciones o especies alógena a la cuenca respectivamente”. (Dugue, R. 2005).

La formación de futuros plantales de reproductores debe ser una preocupación constante para una estación de piscicultura. Así se hace necesaria la selección de individuos jóvenes que presenten las características ideales para ser buenos reproductores. (Da Silva, A. B. Vianatea, J. E, Alcántara, F. 1988).

La crianza de peces reproductores no es parte de la reproducción artificial, sin embargo se puede convenir que es una precondition para una

preparación exitosa de los reproductores, es tener la cantidad adecuada de peces hembras y machos sexualmente maduros de buena calidad. Una regla general es que el tamaño del stock de futuros reproductores debe ser alrededor de 10 al 20 % del stock de 70 reproductores, porque esto permitirá no sólo el reemplazo de las pérdidas sino también el trabajo de selección necesario. El objetivo de la preparación de peces machos y hembras para la reproducción es producir buena calidad y adecuada cantidad de óvulos y espermatozoides. Según esto, el resultado de la preparación del stock de reproductores puede medirse por la cantidad y calidad de óvulos y espermatozoides producidos.

La preparación de las hembras empieza después de su reproducción previa. Esto significa que los reproductores que ovularon del 10 al 15 % de su peso corporal deben recuperarse luego de la reproducción previa, a fin de poder estar aptos para desarrollar nuevos óvulos. (Woynarovich, A. y Woynarovich, E. 1998).

El desarrollo de nuevos óvulos es un proceso en el cual ellos pasan a través de cambios tanto cuantitativos y cualitativos. Para producir óvulos de buena calidad en cantidad necesaria es importante la alimentación de las hembras. Por lo tanto, es fundamental proveer a las hembras de todo el alimento posible, además proporcionar alimentos suplementarios. (Woynarovich, A. y Woynarovich, E. 1998; Guerra, H. 2000).

III.7 SELECCIÓN DE LOS REPRODUCTORES.-

El éxito de la reproducción depende de la evaluación correcta del estadio de maduración gonadal de los progenitores. Existen dos criterios para la selección: por las características externas y por biopsia ovárica. (Guerra, H. 2000).

III.7.1 POR CARACTERÍSTICAS EXTERNAS.-

Al llegar la época de maduración sexual se practica la selección de peces para el tratamiento hormonal, de acuerdo a los caracteres aparentes de madurez; para la hembra, por el vientre abultado y blando al tacto, orificio genital rojizo y levemente prominente. Este es subjetivo, puesto que puede ser ocasionada por distensión intestinal o acumulación de grasa, por lo que se recomienda dejar de alimentar a los reproductores días antes de la revisión. Para el macho, la emisión de líquido espermático, blanquecino, de aspecto lechoso y de considerable viscosidad ante una suave presión abdominal. (Guerra, H. 2000; Woynarovich, A. y Woynarovich, E. 1998; Secretaria pro tempore. 2003).

III.7.2 POR BIOPSIA OVÁRICA.-

Según Guerra, H. 2000, esta prueba consiste en introducir una cánula por el oviducto y extraer una muestra de óvulos para su análisis. El indicador de madurez es la posición del núcleo del ovocito. La muestra obtenida es lavada en solución fisiológica (cloruro de sodio al 0.9%), luego colocada en solución Serra (60% de alcohol, 30% de formol y 10 % de ácido acético glacial) por un lapso de 2 minutos. La solución Serra permite volver transparente el citoplasma. Observando al microscopio se determina la posición del núcleo, si está en posición central, en migración o periférico, estableciéndose los estados de inmaduro, maduro y sobre maduro, respectivamente. Según este autor, este método presenta desventajas como provocar traumatismo y generar hemorragias internas que puede acelerar el proceso de reabsorción.

Según Daza Ardila D & C. _Bejarano comenta, mediante la obtención de ovocitos (biopsia) se logra observar cuatro estadíos en el desarrollo ovocitario del *Piaractus brachypomus*, el cual se realiza la comparación con el desarrollo de la misma con la especie trucha arco iris *Oncorhynchus mykiss*, que se observó siete estadíos. Estos estadíos son comparados de la siguiente manera:

Los oocitos I y II en *O. mykiss*, denominados estadio temprano y estadio tardío peri nuclear, respectivamente, son equivalentes al estadio oocitario II para *P. brachypomus*. En estos estadios tempranos se verifican la vitelogenesis endógena caracterizada por el incremento del volumen celular o crecimiento primario. Los estadios oocitarios IV, V y VI para *O. mykiss* son correspondientes en *P. brachypomus* al estadio III. Aquí se inició y casi concluyó el proceso de vitelogénesis exógeno o almacenamiento de vitelo en el citoplasma del oocito, primero en forma de gránulos que luego se condensaron y formaron glóbulos de vitelo. El oocito IV de *P. brachypomus* correspondido al oocito VIII para *O. mykiss*, son los oocitos maduros listos para ser ovopositados. En el momento de la ovulación el oocito sale del folículo, es acompañado por la zona radiata que se convierte en corion o concha del oocito. Y las envolturas coritárias que quedaron dentro del ovario conformaron los folículos postovulatorios.

III.8 FACTORES AMBIENTALES.-

Existen factores del medio ambiente que afectan tanto al desarrollo del pez como también al desarrollo de los futuros huevos, entre ellos se encuentran: la temperatura, la luz, el oxígeno disuelto, el potencial de hidrógeno y el alimento. (Woynarovich, A. y E. Horváth, 1981).

III.8.1 TEMPERATURA DEL AGUA.-

Aunque los *P. brachypomus* pueden tolerar temperaturas de 15° a 32°C, es conveniente criar los reproductores en estanques donde no se produzcan grandes fluctuaciones de temperatura. El desarrollo normal de las gónadas requiere una determinada suma de temperatura, que se expresa en días-grados (Lam, T. J). En la faja templada, el desarrollo gonadal de los peces, como el *Cyprinus carpio* (carpa común) puede acelerarse calentando el agua en que viven los reproductores. De esa manera se puede adelantar la puesta de un mes. (Woynarovich A. & E. Horváth. 1981).

III.8.2 LA LUZ.-

En los salmónidos, el desarrollo de las gónadas está en relación con el fotoperiodo, mientras el desarrollo gonadal de los peces de agua templado resulta afectado negativamente cuando las condiciones de luminosidad se apartan de lo normal.

La necesidad de iluminación varía según las diferentes especies. Muchos peces, en particular el *Sorubim lima* (bagre), dan muestras de estrés en ambientes iluminados. Varias especies, en general que desovan en ríos, prefieren las aguas turbias. Un ambiente iluminado y transparente las estresa

y actúa negativamente sobre su desarrollo gonadal. También los reproductores a los que se han administrado hormonas evitan la luz clara y buscan lugares donde esconderse. (Woynarovich, A. & E. Horváth. 1981).

III.8.3 OXÍGENO DISUELTO.-

Las frecuentes fluctuaciones del contenido de oxígeno y el bajo nivel de éste en el agua del estanque tienden a inhibir el desarrollo de las gónadas. Para asegurar un desarrollo gonadal óptimo, el agua del estanque de reproductores debe mantener un nivel óptimo de oxígeno durante todo el periodo de cría. (Woynarovich, E. y L. Horváth (1981).

Para los peces de agua caliente, se considera que una concentración de oxígeno disuelto menor a 5mg/l es indeseable, aunque los peces soportan y existe supervivencia a menores concentraciones. El nivel de dióxido de carbono disuelto siempre es dañino para el pez (Guerra et. al, 1996).

Cuando el nivel de oxígeno disuelto cae por debajo del rango normal, los peces suben a la superficie del agua, buscando tomar directamente el oxígeno atmosférico, para lo cual se adaptan con el rápido desarrollo del labio inferior que le facilita tomar más fácilmente el oxígeno. Este comportamiento es fácil de comprobar entre las 5 – 7 a.m., pues todos los

peces lo realizan al mismo tiempo, acción que recibe la denominación de “boquear”. (Secretaria pro tempore. 2003).

III.8.4 POTENCIAL DE HIDRÓGENO (pH).-

El potencial de Hidrógeno es el logaritmo negativo de la concentración de iones hidrogeno. En términos prácticos, mide el grado de acidez y alcalinidad del agua. Se mide en escalas de 1 a 14. La mayoría de las aguas naturales tienen un pH que varía entre 5 y 10. Durante el día, los vegetales acuáticos más que todo el plancton usan el dióxido de carbono del agua para la fotosíntesis, las plantas y animales liberan en el agua dióxido de carbono producido por la respiración, que es usado rápidamente por las plantas acuáticas, incrementándose el pH. Sin embargo, la figura se invierte en la noche en que la fotosíntesis es nula en tanto que la respiración continúa produciendo dióxido de carbono, que hace bajar el pH al mínimo en las primeras horas de la mañana. (Kubitza, F. 1999).

III.8.5 EL ALIMENTO.-

La alimentación de los peces es de fundamental importancia para obtener productos sexuales de buena calidad, para tal, la disponibilidad local

de insumos de valor proteico y vitamínico es de vital necesidad. (Da Silva 1988).

Los probables reproductores deben ser alimentados regularmente con una dieta que contenga un mínimo de 20% de proteínas. (Woynarovich, A. & Woynarovich, E.1998).

Según Da Silva, A .B. 1988; Guerra, H. 2000; Woynarovich, A y Woynarovich, E. 1998, en cuanto a la tasa de alimentación se tornó clásico el establecimiento de 1 a 1.5% de su peso corporal para la fase que comprende hasta las proximidades de la época de reproducción.

Dugue, R. 2005 comenta que esta ración alimenticia permite abastecer a los peces con suficiente energía y nutrientes permitiendo mantener sin crecimiento mayor, el cual es un factor de descarte de progenitores, puesto que progenitores muy grandes y pesados son difícil de manipular y costo en hormonas.

III.9 REPRODUCCIÓN NATURAL.-

El *P. brachypomus* desova en los ríos “blancos” afluentes de la amazona. El desove se produce durante la primera creciente de los “ríos

blancos” cuando se inundan las partes marginales. El desove se realiza en cardúmenes o en grupos, en la ribera del río. La temperatura del agua en la época del desove es alrededor de los 27°C. (Woynarovich, A. & E, Woynarovich, 1998).

III.10 REPRODUCCIÓN ARTIFICIAL.-

III.10.1 INDUCCIÓN DE LA OVULACIÓN.-

La inducción de la ovulación es una especie de “atajo” en el proceso natural. En la naturaleza, la ovulación del pez está regulada y determinada por las gonadotropinas que su glándula pituitaria produce y almacena. Cuando todas las condiciones ambientales son favorables, la hormona almacenada se libera y pasa a la sangre. Con la técnica de hipofisación, se inyectan a los peces, para provocar la ovulación final, gonadotropinas extraídas de la pituitaria de otros peces (donantes) u hormonas sintéticas, análogos de las hormonas del pez. La hipofisación es la técnica más utilizada para conseguir la propagación artificial de los peces. En la actualidad reemplaza no sólo los experimentos de propagación sino también la producción comercial de millones de pececillos. (Woynarovich A, y Woynarovich, E. 1998: Woynarovich, E, & L Horváth, 1981).

Al igual que otras técnicas, éstas tienen sus límites. Algunos de los peces más sensibles, como el *Sander lucioperca*, no toleran el tratamiento, mientras en otros la ovulación se produce sólo irregularmente. Por otro lado, los reproductores cuyos ovarios no han llegado a la fase de madurez no responden a la hipofisación. Una norma fundamental que es preciso tener presente es que la inducción sólo resultará eficaz cuando los huevos que se encuentren en el ovario hayan terminada la vitelogénesis. En esas condiciones, los huevos están ya materialmente listos para que la gonadotropina active su ulterior desarrollo. (Woynarovich, E & L. Horváth, 1981).

Según Dugue, R. 2005, otras hormonas sintéticas, permiten la inducción y tienen ventajas mayores sobre el uso de hipófisis: son puras por lo que no se inyecta otras proteínas que pueden provocar reacciones alérgicas en el pez y son de concentración de principio activo conocido por lo que se inyectan una dosis bien conocida y exacta de la hormona, al contrario de la hipófisis en la cual la concentración en hormonas depende mucho el estadio fisiológico del animal proveedor.

III.10.2 DOSIFICACIÓN.-

En la ovulación natural, el pez puede regular con exactitud la dosis de

su propia hormona que necesita. En la hipofisación artificial, cuando se inyectan hormonas de otra procedencia, los desperdicios son considerables. Ello se debe principalmente a la dificultad de establecer la dosis exacta, con el resultado de que en general se inyectan a los reproductores mayor cantidad de hormonas de la que necesitan. La dosis de hormona necesaria puede variar notablemente de un pez a otro dentro de una misma especie y según la técnica que se emplee. La dosis efectiva depende del grado de maduración de la hembra, su edad, talla, sensibilidad. Existen varios métodos o planes de inducción: inyección única, dosis preparatorias en número variables y dosis decisiva. (Woynarovich, A. y Woynarovich, E. 1998).

III.10.2.1 INYECCIÓN ÚNICA.-

Se administra en una sola inyección el 100 por ciento de la dosis calculada. La hormona producirá su efecto sólo si al hembra está lista para el desove desde todos los demás puntos de vistas. En la mayoría de las especies de peces, los machos suelen estar más maduros para la eyaculación que las hembras para el desove y, por tanto, le basta una sola dosis. Si la dosis que se les administra es excesiva o la administración no se sincroniza con la maduración gonadal de las hembras, puede suceder que eyaculen inútilmente antes de que las hembras estén listas. (Woynarovich, E.

& L. Horváth, 1981).

III.10.2.2 DOSIS PREPARATORIA Y DOSIS DECISIVA.-

La dosis preparatoria, equivalente a una parte de la dosis total necesaria, activa el desarrollo de las gónadas hasta la fase de preovulación, a veces, se usa otra hormona para la preparatoria. En general se administra 8 - 14 Hrs. antes de la dosis decisiva (100 por ciento de la dosis calculada). Esta secuencia en la administración de hormonas suele dar buenos resultados en las regiones templadas y subtropicales y resulta también muy adecuada para los peces nerviosos y difíciles de manejar. (Woynarovich, E. & L. Horváth, 1981) (Ascón, D G. 1987).

III.10.3 DESOVE.-

Eventualmente, en hembras tratadas durante 4 a 5 años, se han observado estructuras residuales de las gónadas de aproximadamente 5 cm. de longitud, de consistencia dura en forma de "v" y de sección triangular en cada una de sus ramificaciones. Estas estructuras se localizan en la parte inferior del vientre con el vértice dirigido hacia la abertura genital, constituyendo un verdadero tapón. En estos casos, al llegar el momento del

desove, primero emerge el “tapón” y al retirarlo con la mano, el desove normalmente es realizado con una leve presión abdominal. En caso de sobredosis, son frecuentes los cuadros hemorrágicos a nivel de tegumento de la región abdominal y los prolapsos que determinan la muerte de la hembra. En caso de dosis inferiores a la óptima, puede presentarse ovulación parcial y desove prolongado que implica pérdida de los óvulos. En estos casos es necesario mantener a la hembra en observación por un periodo de 24 horas para proceder a “limpiarla” con presión ligera del vientre y eliminar los óvulos libres sobremadurados y retenidos, que de otro modo ocasionarán procesos infecciosos y pérdida del pez. (Secretaría pro tempore, 2003).

III.10.4 FECUNDACIÓN.-

Según Secretaría pro tempore, 2003; Da Silva, A. B. 1988, finalizado el desove, se extrae al macho del estanque y también se seca con una toalla suave, para luego obtener esperma ejerciendo ligera presión abdominal del vientre, a la altura de los testículos.

Una vez que se logra extraer el esperma, se vierte directamente sobre los óvulos, iniciándose la fecundación y formación del huevo. El esperma y los óvulos se mezclan en seco, por el espacio de 1 a 2 minutos con una

pluma de ave. Luego se añade una pequeña cantidad de agua, continuándose la mezcla por el espacio de 1 a 2 minutos más, en este lapso de tiempo los espermatozoides adquieren su motilidad. (Secretaría pro tempore, 2003; Da Silva, A. B. 1988; Woynarovich, A Y Woynarovich, E. 1998).

Cuando los huevos entran en contacto con el agua, se inicia el proceso de hidratación o incorporación de agua, por el cual el diámetro se incrementa de 1.0 mm. a 4 mm., en promedio. En este proceso, se produce el cierre del micrópilo y a partir de este momento no es posible la fecundación. Los óvulos se hidratan al contacto con el agua y no es posible diferenciar en las primeras horas después de la fecundación, puesto que puede presentar falsa segmentación. Sin embargo, al cabo de 3 a 4 horas empieza a degenerarse y morir los óvulos no fecundados, adoptando una apariencia blanca algodonosa diferente de los huevos fecundados y vivos que presentan un aspecto refringente y translúcido.(Secretaría pro tempore, 2003; Woynarovich, A. Y Woynarovich, E. 1998).

A fin de tener la certeza de la calidad del esperma, es una buena práctica examinar una gota a través del microscopio, para visualizar la motilidad de los espermatozoides, sobre todo, si se trata de un esperma obtenido antes del desove con adición de agua. La falta de movimiento de los espermatozoides indica su inactivación (Secretaría pro tempore, 2003).

IV MATERIAL Y MÉTODOS

IV.1 LOCALIZACIÓN DEL ÁREA.-

La investigación se realizó en la Estación Acuícola “El Prado” dependiente de la U.A.G.R.M. de la ciudad de Santa Cruz de la Sierra, ubicada en la provincia Warnes a 17°45′ 35″ y 63° 12′45″ L.O., con una temperatura media de 24.5°C, humedad de 70 % y una precipitación pluvial de 1.305mm (CORDECRUZ 1993) localizada a 23 Km. al norte de la capital de la ciudad con una altitud de 332msnm.

IV.1.1 MATERIALES Y EQUIPOS.-

IV.1.1.1 MATERIAL BIOLÓGICO.-

- Dos grupos de peces, cada uno con 10 hembras y 5 machos reproductores con un peso promedio de 5.7kg peso vivo de *Piaractus brachypomus*.

IV.1.1.2 MATERIAL DE MANEJO.-

- Dos estanques de 98m² uno de ellos con techado de hojas de calaminas metálicas (3/4 de la superficie y plásticos traslúcidos 1/4).
- Materiales de pesca (redes, bolsas de manejos).
- Balanza con capacidad de 20kg. (Balper).
- 2 Tanques de tratamiento (31 cm. ancho x 81 cm. largo x 59.5 cm. profundidad, cap. 120 lts).
- 2 Noques (195cm largo x 110 cm. ancho x 75 cm. profundidad).
- Lector de marcas (Microbe).
- Tranquilizante (Fenoxietanol).
- Protector de mucus (Vidalife).
- Cinta métrica (150cm, Butterfly).
- Regla metálica (100cm, cortado a 85 cm. por uso y comodidad).
- Oxímetro (Oxi 340 i/set, WTW).

IV.1.1.3 MATERIAL PARA MUESTREO.-

- Pipelle de Cornier o cánula (10cm).
- Tubo Ependorff.
- Placas Petri.

- Suero Fisiológico (solución salina 1 lt.).
- Micro pipeta (20, 200, 1000 µl).
- Formol 5 %.
- Solución de Serra.
- Pinzas.
- Estereoscopio.
- Distribuidor Eppendorf.
- Porta tubos.
- Cámara fotográfica digital.
- Tela negra (15x 15 cm.).
- Bolita de tamaño estándar.

IV.1.1.4 MATERIAL PARA REPRODUCCIÓN.-

- Hormona (Suprefact 1mg/ml 6 mg busereline/6ml).
- Jeringas (1, 3, 5, 10 ml, aguja 21g).
- Balanza digital cap. Máx. 1200g (Tanita).
- Papel toalla.
- Toalla.
- Paires.
- Plumas.

- Calculadora Casio DF 120 (12dig.).
- Barquetas.
- Jarras de 1 y 4 litros.
- Tubos Eppendorff.
- Balanza digital con precisión de 0.1 mg.
- Conservadoras con hielos.
- Porta tubos.
- Estereoscopio.(Binocular).
- Microscopio.

IV.1.1.5 MATERIAL PARA INCUBACIÓN.-

- Incubadora (12 incubadoras Mc Donalds tipo cono cap. 60Lts.).

IV.1.1.6 MATERIAL PARA PESAJE Y CONTEO DE ÓVULOS.-

- Tubos con óvulos pesados.
- Placas de petri.
- Beaker.
- Pinzas.
- Micro pipetas.

- Formol 5%.
- Estereoscopio.
- Balanza digital con precisión de 0.1mg.

IV.1.1.7 MATERIAL DE ESCRITORIO.-

- Hojas tamaño carta.
- Hojas de registros.
- Computadora e impresora.
- Otros (Lápiz, bolígrafo, marcadores, etc.).
- Cuadernos de registro.

IV.2 METODOLOGÍA.-

IV.2.1 MÉTODO ESTADÍSTICO.-

Para el análisis estadístico se utilizó el Análisis de Varianza y la comparación de medias a través de la prueba de Fisher.

IV.2.2 PRESENTACIÓN DE LOS EXPERIMENTOS.-

En todo el transcurso de la investigación se realizaron tres experimentos que son las siguientes: seguimiento anual de los progenitores, reproducción controlada con el objetivo de averiguar la categorización de los ovocitos como atrésicos y tiempo mínimo de recuperación de los progenitores entre dos reproducciones.

IV.2.2.1 SEGUIMIENTO ANUAL DE LOS PROGENITORES.-

El seguimiento anual de los progenitores consta de chequeo de los progenitores mediante el cual se observa las tendencias de la maduración de los ovocitos.

La frecuencia del chequeo se los realizó mensualmente con el fin de observar el cambio en las hembras mes a mes durante un año, a demás se realizaron chequeos en la época de reproducción con el fin de seleccionar hembras para la reproducción.

IV.2.2.2 REPRODUCCIÓN CONTROLADA COMO META, AVERIGUAR LA CATEGORIZACIÓN DE OVOCITOS COMO ATRÉSICOS.-

Esta reproducción se realizó para despejar la duda en cuanto a la categorización de los ovocitos como atresia, esto debido a que se consideró atrésicos a los ovocitos translúcidos. Para ello se seleccionaron 3 hembras como “atresia alto” la cual tienen valores elevados de atresia y otras 3 hembras como “atresia bajo” con valores bajos de ovocitos atrésicos según la categorización hasta antes de la reproducción.

IV.2.2.3 TIEMPO MÍNIMO DE RECUPERACIÓN DE LOS PROGENITORES ENTRE DOS REPRODUCCIONES.-

Este experimento se realizó con el objetivo de conocer el tiempo mínimo de recuperación de las 5 hembras reproducidas anteriormente para una nueva reproducción, y con tal motivo se les fue controlando cada mes hasta que se consideraron aptas a una nueva reproducción.

IV.2.3 PREPARACIÓN DE LOS ESTANQUES.-

Los estanques utilizados para este estudio fueron dos, de 98m² con las

medidas: 14m de largo por 7m de ancho y 1.5m profundidad, se preparó con anticipación realizando limpiezas y algunos cambios en uno de ellos como: colocar techo de calaminas metálicas $\frac{3}{4}$ de la superficie y utilizando calaminas transparentes cubriendo el restante $\frac{1}{4}$ de la superficie distribuidos para la mejor iluminación; paredes de ladrillo en lado este con dos ventanas pequeñas y una ventana grande en ambos lados (este y oeste) utilizado como entrada; los laterales fueron cubiertos con cortinas de polietileno. Todos los cambios se realizaron para obtener un ambiente cerrado y evite variar bruscamente la temperatura con los vientos del sur.

El estanque protegido (Fig. 1) está abastecido por tres diferentes fuentes de agua: la primera por el tanque australiano con una capacidad de almacenamiento de 100.000 litros, para caso de hipoxia y recambio inmediato del agua; la segunda por el pozo perforado que abastece cuando la temperatura desciende por debajo de 25°C y la ultima del estanque adyacente (estanque nº 23 de aproximadamente 2300m²) para abastecer con aguas verdes y poblar con plancton en caso que el agua del estanque esté demasiado transparente. El abastecimiento de aguas verdes del estanque nº 23 al 11 se realiza mediante la utilización de una bomba eléctrica con una capacidad de $\frac{1}{2}$ h.p. con entrada y salida de 1 pulgada, utilizada también para la recirculación del estanque protegido para su oxigenación.

La parte interna consta de una regadera de dos pulgadas con una longitud de 3m y perforaciones de un diámetro de 3 a 4 mm. Esta regadera está conectado a tuberías que viene del pozo perforado, y además a un sistema de recirculación con la ayuda de bomba eléctrica que se emplea para dar movimiento al agua y aumentar el nivel de oxígeno.

El agua del estanque común está abastecida mediante un canal que viene del tanque australiano, este abastecimiento es en cantidades suficientes para mantener el nivel del agua y constante recambio. Al igual que el estanque protegido el estanque común está conectado al pozo perforado en caso de que la temperatura bajase de 25°C. (Fig. 2)



Figura 1. Estanque Protegido



Figura 2. Estanque común.

IV.2.4 SELECCIÓN DE LOS PROGENITORES.-

La selección de los progenitores de *Piaractus brachypomus* se realizó a partir del grupo de reproductores de “El Prado”; estos reproductores fueron capturados y transportados desde el Chapare. La selección se basó en la

revisión del historial de cada pez, obtenidos mediante la biopsia ovárica y correspondiente análisis en el laboratorio.

Se seleccionaron 10 hembras y 5 machos para cada estanque mencionados anteriormente. El peso promedio de los progenitores fueron de 5.7kg peso vivo (máx. 10.7kg y min. 3.9kg). Todos los reproductores tienen un chip incrustados a 10cm del cráneo, en la musculatura dorsal del lado izquierdo, con el fin de identificar individualmente al pez.

IV.2.5 ALIMENTACIÓN.-

Se alimentaron cada estanque con alimento balanceado de 40% de proteína, con un total de 3kg los días miércoles y viernes, equivalente a una ración diaria de 3.5% y los días lunes con ½ Kg. de hígado de res correspondiendo ésta a 0.6% de ración diaria.

IV.2.6 FACTORES FÍSICO QUÍMICOS.-

Fueron tomados de manera continua con excepción de algunos días por problemas climatológicos o logísticos.

IV.2.6.1 TEMPERATURA DEL AGUA.-

La temperatura se midió dos veces al día, la primera entre las 07:00 y 08:00 y la segunda entre las 14:00 y 15:00, con el oxímetro digital; marca WTW (Oxi 340 i/set), con capacidad para medir temperatura, oxígeno y el pH.

IV.2.6.2 OXÍGENO DISUELTO.-

De la misma forma que la temperatura, el oxígeno disuelto fue registrada dos veces al día y empleando el mismo artefacto.

IV.2.6.3 POTENCIAL DE HIDRÓGENO.-

Se procedió a medir el potencial de hidrógeno dos veces al día del mismo modo que la temperatura y el oxígeno con el oxímetro.

IV.2.7 CHEQUEO.-

Se llama chequeo al control del estado reproductivo y general de los progenitores. El chequeo se lo realizó mensualmente desde el mes de agosto del año 2004 hasta agosto del año 2005.

Primero, se realizó el chequeo del estanque común capturando con redes pesqueras y trasladando los peces en bolsa de manejo hacia el tanque de tratamiento, preparado previamente con dilución de tranquilizante (2-fenoxietanol) 10ml y protector de mucus (vidalife) 6ml en 120 litros de agua.

Una vez allí, se esperó el efecto del tranquilizante en el pez para proceder a la lectura del número del chip con el lector de marca (Fig. 3 y 4).



Figura 3. Lector de marca.
chip.



Figura 4. Lectura de número de

Luego, se procedió a verificar el sexo basado en la lista de chequeo, posteriormente se realizó la presión abdominal en el macho, para ver si emite semen o, la biopsia ovárica en caso de la hembra para obtener ovocitos con la utilización de la cánula. (Fig. 5).



Figura 5. Canulación.

A continuación, con la cinta métrica se procede a medir el perímetro abdominal que corresponde a la medición circunferencial, tomado como referencia la base del primer radio blando simple de la aleta dorsal y la base distal de las aletas ventrales. Luego con la regla metálica se midió la longitud estándar que corresponde desde la boca hasta la antepenúltima vértebra caudal (Fig. 6), siguiendo con el pesaje del pez en la balanza destarada con anterioridad (el destare se lo realizó pesando la bolsa de manejo mojada con agua y se lo regulo restando éste peso de la balanza). (fig7)



Figura 6. Medición de longitud



Figura 7. Pesaje.

Estándar.

Una parte de la muestra de biopsia obtenida se colocó en el tubo Eppendorff, agregando suero fisiológico 1ml con el distribuidor Eppendorf y formol al 5 % la cantidad de 15 microlitos con el micro pipeta de 20 micras para su conservación y posterior uso; la otra parte de la muestra obtenida se colocó a la placa petri, agregando suero fisiológico para observarlos en el estereoscopio. Con el estereoscopio se realizó la medición y clasificación de un número total de 30 ovocitos según su estadio (I, II, III, IV y atresia); pero esta clasificación fue reemplazada desde 04/01/2005 por: opacos, transparentes y atrésicos. (Fig. 8 y 9). Esto se debió a la sospecha del grado de atrésicos que eran bastante elevadas y que estaríamos clasificando erradamente. Seguido a esto se coloca solución Serra 10 gotas, se espera que actúe la solución por unos minutos para luego observar y realizar conteos de la presencia o ausencia de núcleos. Todos los datos obtenidos fueron anotados en la hoja de chequeo (Anexo 2.1; 2.2). Los peces de

ambos estanques fueron evaluados de esa manera.

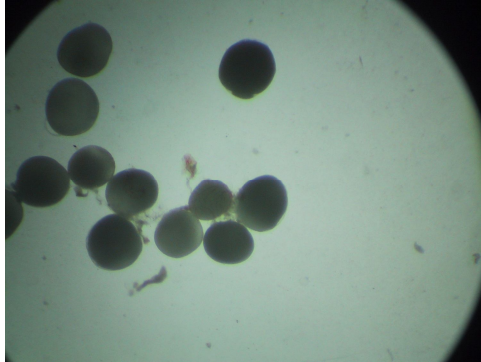


Figura 8. Fotografía de ovocitos opacos y translúcidos.

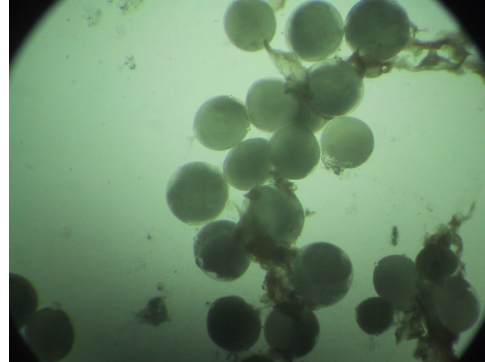


Figura 9. Fotografía de ovocitos translúcidos y atrésicos

Las muestras obtenidas de ovocitos en el chequeo y conservados en formol al 5 %, fueron colocadas en beaker de 40ml se le adicionó agua de grifo para la limpieza de restos de ovocitos e impurezas, esta operación fue realizada 3 veces, una vez limpia fueron colocadas en placa petri, separadas con pinzas y colocando una bolita de 5mm en la parte central se procedió la toma de fotografía con una cámara digital (Fig. 10). Utilizando el programa ImageJ se evalúa esta fotografía en la computadora, este programa mide el diámetro de todos los elementos presente en la gráfica. Los datos se introdujeron en el programa Excel para obtener los resultados del diámetro de los ovocitos. En este resultado se obtienen: el diámetro del modo superior, diámetro promedio y el coeficiente de variación de los ovocitos. Para una

mejor comprensión de la evolución de los ovocitos de cada hembra, se grafica los datos tomando en cuenta una muestra de cien ovocitos.

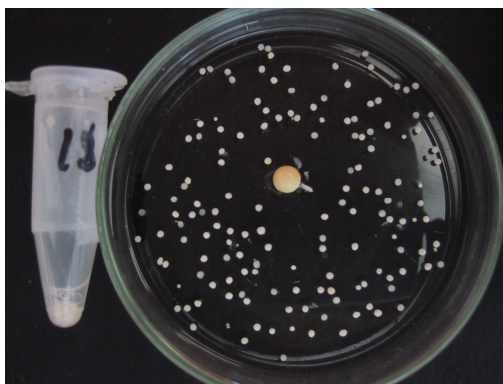


Figura 10. Fotografía de ovocitos tomada para análisis en programa

Image J. en computadora.

IV.2.8 REPRODUCCIÓN.-

La reproducción se realizó en ambiente de laboratorio con peces seleccionados de ambos estanques para su seguimiento y observación de calidad de huevos, tasa de fecundación, tasa de sobrevivencia embrionaria.

IV.2.8.1 SELECCIÓN DE REPRODUCTORES PARA LA REPRODUCCIÓN.-

La selección de progenitores hembras para la reproducción se realizó según el diámetro y colores de los ovocitos evaluados con el estereoscopio y el historial de las hembras, basados específicamente en el último chequeo.

Se realizaron dos reproducciones, para la primera reproducción se seleccionaron 3 hembras con porcentaje de atresia elevada y otras 3 hembras con porcentaje de atresia baja, con el fin de esclarecer éste parámetro. La segunda reproducción se la realizó con el propósito de investigar si las hembras reproducidas podían reproducirse nuevamente después de transcurridas 10 semanas de recuperación, periodo que fue escogido de acuerdo a la observación de los ovocitos obtenidos por canulación en dos chequeos mensuales.

IV.2.8.2 INDUCCIÓN.-

La inducción se realizó mediante inyección por vía intraperitoneal en la inserción de las aletas pectorales utilizando hormona Suprefact (acetato de buserelina) con una dosis de 5µg. /kg.P.V. Las inyecciones fueron dos, una

preparatoria (10%) y la segunda desencadenante (90%).

Se inyectó la primera dosis entre las 13:00 a 14:00 y la segunda dosis entre las 01:00 a 04:00, en la segunda dosis se colocó la dosis con un intervalo de 30 minutos de hembra a hembra. A los machos se les inyectó una dosis única, junto con la primera dosis de la hembra. Posterior a la primera dosis las hembras fueron trasladadas y distribuidas en dos noques cada uno de 195cm largo x 110 cm. ancho x 75 cm. profundidad. Como la temperatura es de vital importancia, puesto que puede adelantar o atrasar el desove, el noque fue abastecido con agua en forma de recirculación desde el estanque protegido con la bomba eléctrica. (Fig. 11). La segunda dosis de las hembras se les inyectó dentro del noque, previa revisión con el lector de marcas para evitar equivocaciones en aplicaciones de dosis, los machos fueron trasladados luego de la dosis única a un estanque de 98m². (Fig. 12). Todos los datos fueron anotados en formulario de reproducción (Anexo 2.3).



Figura 11. Noque para reproducción



Figura 12. Estanque de 98m²

IV.2.8.3 TIEMPO DE ESPERA.-

Se calculó las horas y temperaturas desde la segunda dosis hasta el desove. Los datos de temperatura se registraron cada hora y tomados con la ayuda del oxímetro. El resultado se presenta en horas grados. También se los anotó en formulario de reproducción. (Anexo 2.3).

IV.2.8.4 COLECTA DE SEMEN.-

Para la colecta de semen se procedió a capturar machos inducidos, hora antes del desove previsto de la primera hembra, trasladando el macho al tanque de tratamiento con tranquilizantes y protector de mucus diluidos en 120 litros de agua; una vez tranquilizado y verificado su número del chip se colocó en la camilla envuelto con toallas para su mejor sujeción, luego el secado para evitar la contaminación con heces, orinas, agua para proceder con el estrujado del pez y la colecta de semen, para esto se utilizó jeringas de 1 y 5ml (Fig. 13). Una vez obtenida el semen se colocó en tubo ependorff enumerados para su identificación. Para posterior evaluación en el microscopio y selección para la reproducción los tubos fueron conservados en hielos. Los datos igualmente fueron anotados en formulario de reproducción. (Anexo 2.4).



Figura 13. Colecta de semen con jeringa de 1ml.

IV.2.8.5 EVALUACIÓN Y SELECCIÓN DE SEMEN.-

La muestra de semen se evaluó en el microscopio. En 5 μ l de semen se evaluó agregando 50 μ l agua, la motilidad y tiempo de activación, de acuerdo a esto se seleccionó para la reproducción. Los datos fueron anotados en formulario de reproducción. (Anexo 2.4).

IV.2.8.6 DESOVE.-

El desove se realizó según la técnica de Woynarovich, consta de sujeción del pez con paños bajo efecto de tranquilizante, secado la parte ventral del pez evitando todo material contaminante como heces y agua,

luego se efectúa el estrujamiento del pez desde las aletas ventral hasta proximidades de la papila urogenital, los óvulos fueron colectados en pares pesados y marcados en abecedarios para su mejor identificación y cálculo del peso de óvulos desovados. Con el fin de conocer el peso de cada óvulo, se tomo una muestra pequeña colocando en tubo eppendorff previamente pesados y enumerados, estos óvulos fueron luego pesados y contados uno por uno. Siguiendo el orden todos los datos obtenidos en la reproducción fueron anotados en formulario de reproducción (Anexo 2.5).

IV.2.8.7 FECUNDACIÓN.-

La fecundación se realizó utilizando semen de machos seleccionados, previa observación en el microscopio. La cantidad de semen con relación al ovulo para la fecundación fue de 1 microlitro por gramo. Para ello se utilizó una micropipeta de 200 microlitos.

La fecundación se efectuó de la siguiente manera:

Primero, una vez pesada la cantidad de óvulos para ser fecundados se calculó la cantidad de semen a utilizar de acuerdo al parámetro de 1ml de semen por kg. de óvulos.

Segundo, luego de rociar el semen en los óvulos se procede a mezclar el contenido con pluma con movimientos circulares suaves para evitar dañar

los óvulos y ver que el semen se distribuya para todos los óvulos, la acción se efectuó por 1 minuto.

Tercero, se le agregó suero fisiológico con un parámetro de 10ml / 100g óvulos y se mezcló nuevamente con la pluma durante 1 minuto.

Cuarto, se agregó agua utilizando el parámetro de 20ml / 100g óvulos y nuevamente se mezcló con la pluma durante 2 minutos.

Quinto, con una jarra, se agregó suavemente agua de la incubadora, se espera que sedimente los huevos para luego eliminar el agua, este procedimiento se efectuó de tres a cuatro veces o hasta que el agua esté transparente para luego depositar los huevos fertilizados en la incubadora. Todos los datos fueron anotados en orden en el formulario de reproducción (Anexo 2.5).

IV.2.8.8 INCUBACIÓN.-

La incubación se realizó en 12 incubadoras tipo McDonald (Fig. 14), con capacidad de 60 litros, conectado a un sistema de recirculación con termostato para calentar el agua cuando la temperatura desciende por debajo de los 25 °C (Fig. 15). Además el abastecimiento del agua está conectado a un sistema de tuberías provenientes del tanque australiano que se utiliza en caso de cortes de electricidad.

El flujo en las incubadoras se regula observando el movimiento de los huevos que sean lentos y evitando movimiento intenso que no pasen de la zona cónica de la incubadora.



Figura 14. 12 Incubadora tipo

Mc Donald



Figura 15. Tanque de sistema de

Recirculación.

IV.2.9 TASA DE FECUNDACIÓN.-

La tasa de fecundación se midió después de una hora de la fertilización, debido a que en este tiempo se aprecia con mayor claridad la fase de división celular y la falsa fertilización. Tomando tres muestras en caja petri de cada incubadora y realizando el conteo de 30 huevos mediante el uso de estereoscopio se observan: huevo fertilizado en estadio de 4 células a mórula (fase inicial) y huevo no fertilizado hidratado blancos sin división celular. Todos estos datos fueron anotados en el formulario de reproducción. (Véase Anexo 2.5).

IV.2.10 TASA DE SOBREVIVENCIA EMBRIONARIA.-

La medición de la tasa de sobrevivencia embrionaria se realizó después de 10 horas de la fecundación, la muestra se tomó de la misma forma que la tasa de fecundación que fueron tres muestras por incubadoras y cuantificado 30 huevos mediante la observación en el estereoscopio; se clasificó como huevos transparentes los embriones vivos y como huevos blancos los embriones muertos por su apariencia algodonosa. Los datos fueron anotados en el formulario de reproducción (Anexo 2.6).

IV.2.11 PESAJE Y CONTEO DE OVULOS.-

Las muestras de óvulos obtenidas en la reproducción y conservadas en formol fueron pesadas en el laboratorio de Proyecto de Mejoramiento Ganado Bovino (P.M.G.B.), utilizando la balanza digital. Cada tubo es pesado tres veces para la confirmación del peso. Para obtener el peso individual de los óvulos se realiza la siguiente operación, restar todos los pesos, que son: 200 microlitros de formol al 5% y el peso del tubo, éste resultado es dividido por el número total óvulos y así obtendremos el resultado buscado. Los datos se anotaron en el formulario de reproducción (anexo 2.5).

V RESULTADO Y DISCUSIÓN.

V.1 SEGUIMIENTO ANUAL DE LOS PROGENITORES.-

Las hembras fueron observadas durante un año entero (Agosto 2004 – Agosto 2005), lo que nos permitió seguir la evolución de los parámetros registrados. A continuación se muestra la evolución de los ovocitos obtenidos con el chequeo mensual representados en cuadros.

El seguimiento anual de los progenitores consta de dos partes:

Evolución de los diámetros ovocitario de una hembra y evolución de los parámetros reproductivos de las hembras.

V.1.1 EVOLUCIÓN DE LOS DIÁMETROS OVOCITARIOS DE UNA HEMBRA.-

Se ha seleccionado los datos de una sola hembra (Hembra N° 35786-25856), la cual fue tomada como ejemplo, por presentar características particulares que pueden ser observadas en otras hembras; (pero que no se pudieron observar durante los chequeos mensuales todos los procesos en las demás hembra). A continuación se muestra la evolución de los diámetros

ovocitarios en cuadros cuyas gráficas están en anexo. En el cuadro se muestra en la primera columna los diámetros de los ovocitos que van de 0,4 a 1,4 mm, en la segunda columna la cantidad y la última columna la cantidad en porcentajes. (Cuadros 1 al 10 pág. 54).

Evolución de los diámetros ovocitarios de una hembra.

CUADRO 1.

18/08/2004		
mm	Cant.	%
0,4	0	0
0,5	2	2
0,6	1	1
0,7	5	6
0,8	2	2
0,9	2	2
1	16	18
1,1	36	40
1,2	23	26
1,3	3	3
1,4	0	0
	90	100

CUADRO 2.

09/09/2004		
mm	Cant.	%
0,4	0	0
0,5	11	11
0,6	14	14
0,7	5	5
0,8	4	4
0,9	5	5
1	8	8
1,1	26	26
1,2	20	20
1,3	7	7
1,4	0	0
	100	100

CUADRO 3.

12/10/2004		
mm	Cant.	%
0,4	0	0
0,5	5	5
0,6	7	7
0,7	4	4
0,8	6	6
0,9	15	16
1	19	20
1,1	36	38
1,2	2	2
1,3	0	0
1,4	0	0
	94	100

CUADRO 4.

15/11/2004		
mm	Cant.	%
0,4	0	0
0,5	1	1
0,6	0	0
0,7	0	0
0,8	1	1
0,9	3	3
1	8	8
1,1	38	38
1,2	41	41
1,3	8	8
1,4	0	0
	100	100

CUADRO 5.

30/11/2004		
mm	Cant.	%
0,4	0	0
0,5	1	1
0,6	0	0
0,7	0	0
0,8	0	0
0,9	0	0
1	4	4
1,1	19	21
1,2	62	68
1,3	5	5
1,4	0	0
	91	100

CUADRO 6.

04/01/2005		
mm	Cant.	%
0,4	0	0
0,5	1	1
0,6	1	1
0,7	2	2
0,8	3	3
0,9	11	11
1	20	20
1,1	37	37
1,2	24	24
1,3	1	1
1,4	0	0
	100	100

CUADRO 7.

04/02/2005		
mm	Cant.	%
0,4	0	0
0,5	0	0
0,6	0	0
0,7	0	0
0,8	1	1
0,9	1	1
1	5	5
1,1	40	40
1,2	44	44
1,3	9	9
1,4	0	0
	100	100

CUADRO 8.

17/02/2005		
mm	Cant.	%
0,4	0	0
0,5	0	0
0,6	0	0
0,7	0	0
0,8	3	3
0,9	1	1
1	3	3
1,1	38	38
1,2	40	40
1,3	15	15
1,4	0	0
	100	100

CUADRO 9.

17/03/2005		
mm	Cant.	%
0,4	0	0
0,5	10	12
0,6	27	31
0,7	17	20
0,8	2	2
0,9	1	1
1	19	22
1,1	6	7
1,2	3	3
1,3	1	1
1,4	0	0
	86	100

CUADRO 10.

20/04/2005		
mm	Cant.	%
0,4	0	0
0,5	17	25
0,6	25	36
0,7	12	17
0,8	0	0
0,9	3	4
1	7	10
1,1	5	7
1,2	0	0
1,3	0	0
1,4	0	0
	69	100

CUADRO 1. SEGUIMIENTO ANUAL 18/08/04.

En el cuadro 1, muestra el primer grupo de ovocitos que miden 0.5mm de diámetro, el tamaño máximo que se observa es de 1.3mm, además se observa que un gran porcentaje de ovocitos se ubican dentro de 1 a 1.2mm, donde la mayor concentración es del 40% encontrándose en el diámetro 1.1mm la cual representa el modo superior de diámetro de los ovocitos.

El tamaño de los ovocitos nos indica el desarrollo y la maduración de los ovocitos, como se observa en el cuadro existen ovocitos que recién están comenzando a desarrollarse como los de 0,5mm y que gradualmente aumentan en tamaño, que luego llegan a la madures a los 1,0 a 1,2mm para ser reabsorbidos desde 1,3mm.

CUADRO 2. SEGUIMIENTO ANUAL 09/09/04.

En el cuadro 2, se observa una característica particular que es la presencia de dos modos o dos grupos de ovocitos: la primera con la presencia de un grupo de ovocitos que inicia a los 0.5mm de diámetro hasta 08mm, donde el diámetro del modo inferior para este grupo es de 0.6mm con 14%, y el segundo grupo corresponde de 0.9mm a 1.3mm de diámetro con el modo superior de 1.1mm con 26%.

En este cuadro se aprecia con claridad que el primer grupo, que es el grupo de ovocitos nuevos, se preparan para reemplazar al segundo grupo de ovocito ya maduros que dentro de muy poco culmina su vida para ser reabsorbidos.

CUADRO 3. SEGUIMIENTO ANUAL 12/10/04.

En el cuadro 3, se observa que los ovocitos están distribuidos de 0.5mm a 1.2mm. Se aprecia cómo los ovocitos nuevos mostrados en el cuadro 2, han evolucionado o crecidos y están ahora ocupando el espacio de ovocitos maduros con un diámetro de modo superior de 1.1mm con un 38% de ovocitos; solo se puede ver vestigios de ovocitos maduros que prácticamente han sido reemplazados y reabsorbidos. El aumento de proporción de ovocitos del diámetro del modo superior, significa también que los ovocitos pequeños han crecido y vinieron aumentando el número de ovocitos en forma gradual hasta el diámetro del modo superior 1.1 mm.

CUADRO 4. SEGUIMIENTO ANUAL 15/11/04.

En el cuadro 4, se considera a pesar de ser pequeña pero una suficiente cantidad de ovocitos de 0.5mm de diámetro para indicar el inicio un nuevo ciclo. Además, muestra cómo gradualmente fueron madurando y llegaron los ovocitos a concentrarse entre el diámetro 1 a 1.3mm, donde el

diámetro del modo superior es de 1.2mm con 41% de ovocitos.

CUADRO 5. SEGUIMIENTO ANUAL 30/11/04.

En el cuadro 5, se advierte la diferencia marcada de la evolución de los ovocitos a comparación de la anterior, (cuadro 4), donde los ovocitos que se encontraban en el diámetro 1.1mm llegaron a su punto máximo de maduración y se sumaron a los ovocitos de 1.2mm teniendo como resultado el diámetro del modo superior de 1.2mm representando el 68% de ovocitos maduros.

CUADRO 6. SEGUIMIENTO ANUAL 04/01/05.

En el cuadro 6 se puede apreciar la invasión de ovocitos nuevos que van creciendo gradualmente y madurando para llegar a un diámetro más grande. La proporción de ovocitos de diámetro elevados (1.2mm) baja por el aumento de los ovocitos no totalmente maduros que vienen a sumarse en la muestra, indicando probablemente un aumento del número total de ovocitos en el ovario de la hembra. El diámetro del modo superior de los ovocitos de este cuadro es 1.1mm con 37% de ovocitos maduros.

CUADRO 7. SEGUIMIENTO ANUAL 04/02/05.

En el cuadro 7, se puede deducir que los ovocitos que se encontraban en el diámetro 0.5mm han crecido y madurado gradualmente llegando a sumarse a los ovocitos de 1.1 y 1.2mm. Como resultado de esta evolución, se observa una buena cantidad de ovocitos maduros en espera de un estímulo para elegir el momento del desove y ser fecundados por la inducción hormonal para realizar la reproducción. En caso de no realizarse el desove los ovocitos gradualmente sobremadurarán y serán reabsorbidos. Como se puede observar en el cuadro, el diámetro del modo superior de los ovocitos es de 1.2mm.

CUADRO 8. SEGUIMIENTO ANUAL 17/02/05.

En el cuadro 8, se ve que los ovocitos que maduraron, encontrados en el diámetro 1.2mm con más del 40% de maduración, empiezan a decaer en cantidad, puesto que los ovocitos sobremaduros han pasado a la fase de atresia, fase de desintegración, la cual solo los materiales (vitelo, núcleo) son reciclados y que formarán nuevos ovocitos. Los ovocitos que serán reciclados son aquellos que se encuentran en el diámetro 1.3mm.

CUADRO 9. SEGUIMIENTO ANUAL 17/03/05.

En este cuadro 9 de la evolución de los ovocitos se observa nuevamente la presencia de dos grupos de ovocitos muy marcados, donde el primer grupo de ovocitos nuevos es de 0.5mm a 0.9mm con un modo inferior de 0.6mm que alcanza un 31% del total de la muestra. El segundo grupo, que corresponde a los ovocitos maduros cuyo diámetro es de 1.0mm a 1.3mm y el modo superior es de 1.0mm. Esta fuerte bajada de proporción de ovocitos maduros puede ser asociada a la llegada de temperaturas bajas, la cuales han podido provocar atresia masiva de los ovocitos maduros que se observaban un mes antes. Es interesante notar que, aun que las condiciones no parecen óptimas para la reproducción, el ovario sigue produciendo ovocitos en crecimiento.

CUADRO 10. SEGUIMIENTO ANUAL 20/04/05.

En este ultimo cuadro 10 aun se observa dos grupos, en el primer grupo, en el caso de los ovocitos que median 0,5mm aumentaron en número hasta llegar a un 25% como sucede en los ovocitos que miden 0,6mm que es el modo inferior llegando a un 31% mientras para los 0,7mm descendieron a un 17%, en el segundo grupo que va de 0,9 a 1,1mm se observa que aumentaron en número a 4% mientras que en los de 1,0m descendieron a 10% y aumentando los de 1,1mm a 7%.

A pesar de realizar chequeos hasta el mes de agosto del año 2005, los meses de mayo, junio, julio y agosto no se obtuvieron muestras de ovocitos de esta hembra, por lo que el mes de abril queda como ultimo dato, quizás la hembra dejo de producir ovocitos debido a factores externo o interno que influenciaron en la hembra.

Como se ha podido observar existe constantemente una producción y evolución de los ovocitos. En el ovario, se encuentran ovocitos de varios tamaños, los cuales están en permanente crecimiento. De acuerdo a las condiciones externas, la distribución de tamaño o estadio de los ovocitos cambia durante el año. El seguimiento anual de estos diámetros y otros parámetros de todo el plantel experimental es presentado en el siguiente punto.

V.1.2 EVOLUCIÓN DE LOS PARÁMETROS REPRODUCTIVOS DE LAS HEMBRAS EN UN AÑO.-

En este punto se muestran los resultados de parámetros obtenidos a partir del chequeo mensual y la comparación entre el estanque protegido y común (en adelante estanque N° 11 y estanque N° 14). Los parámetros son: diámetro del modo superior de los ovocitos, diámetro promedio de los

ovocitos, coeficiente de variación del diámetro de los ovocitos, porcentaje de ovocitos atrésicos, porcentaje de ovocitos con núcleos excéntricos y porcentaje de ovocitos translúcidos. Todos los datos están registrados en promedio por cada fecha.

En los cuadros a continuación se muestra dos chequeos en los meses de noviembre y febrero de las cuales la segunda fecha (30/11/2004 y 17/02/2005) corresponde al chequeo antes de la reproducción, esto con el fin de realizar la selección de los progenitores.

Para el mes de Julio*, el estanque N° 14 está en blanco puesto que las hembras produjeron muy poco o nada de ovocitos la cual no se pudieron obtener muestras mediante la canulación.

Antes de comenzar con los datos de la evolución de los parámetros reproductivos de las hembras se observan los datos de temperatura para poder ver si existe una influencia en cuanto a la evolución de los parámetros. Los datos están registrados en promedio de temperatura por mes y por estanques tomados en un año.

CUADRO 11. TEMPERATURA.

TEMPERATURA						
MES	EST 11		EST 14		P	ANOVA
	°C	±ESM	°C	±ESM		
Ago-04	23,6	0,168	22,2	0,422	0,002	P<0,05
Sep-04	24,4	0,243	24,2	0,489	0,662	P>0,05
Oct-04	26,0	0,137	27,0	0,328	0,007	P<0,05
Nov-04	26,2	0,185	27,8	0,408	0,000	P<0,05
Dic-04	27,9	0,205	29,2	0,313	0,002	P<0,05
Ene-05	27,5	0,127	28,7	0,338	0,001	P<0,05
Feb-05	27,2	0,568	28,2	0,869	0,328	P>0,05
Mar-05	27,3	0,246	27,3	0,454	0,918	P>0,05
Abr-05	26,2	0,312	25,9	0,648	0,720	P>0,05
May-05	24,5	0,161	24,1	0,341	0,258	P>0,05
Jun-05	24,2	0,190	23,4	0,414	0,110	P>0,05
Jul-05	23,3	0,266	20,8	0,761	0,003	P<0,05
Ago-05	22,6	0,450	21,3	0,735	0,120	P>0,05

En el cuadro 11 muestra el promedio mensual de las temperaturas registradas durante un año.

En el estanque N° 11 se registra la temperatura más baja en el mes de agosto-2005 con $22,6 \pm 0,450^{\circ}\text{C}$ y la más elevada en el mes de diciembre-2004 con $27,9 \pm 0,205^{\circ}\text{C}$, mientras que en el estanque N° 14 se registró la más baja en el mes de julio-2005 con $20,8 \pm 0,761^{\circ}\text{C}$ y la más elevada en el mes de diciembre-2004 con $29,2 \pm 0,313^{\circ}\text{C}$

Haciendo la comparación de ambos estanques se observa que existe una diferencia significativa ($P<0.05$) en los meses de agosto-2004, octubre-2004, noviembre-2004, diciembre-2004, enero-2005 y julio-2005. Siendo los meses de agosto-2004 y julio-2005 como temperaturas favorables, puesto

que se demuestra mejor condición en el estanque N° 11 y que puede ser un factor influyente en la producción y evolución de ovocitos.

V.1.2.1 DIÁMETRO DEL MODO SUPERIOR DE OVOCITOS EN mm.

En el cuadro 12, muestra el diámetro del modo superior de los ovocitos en milímetros que se adquirieron en cada mes, estos datos registrados representan el promedio de diámetro del modo superior de todas las hembras de cada estanque durante un año.

CUADRO 12.

DIAMETRO DEL MODO SUPERIOR DE OVOCITOS						
MES	EST 11		EST 14		P	ANOVA
	mm	±ESM	mm	±ESM		
18/08/2004	1,17	0,047	1,25	0,085	0,416	P>0,05
09/09/2004	1,20	0,063	1,23	0,042	0,706	P>0,05
12/10/2004	1,04	0,020	1,05	0,017	0,785	P>0,05
15/11/2004	1,13	0,017	1,10	0,000	0,049	P<0,05
30/11/2004	1,13	0,018	1,09	0,010	0,062	P>0,05
04/01/2005	1,12	0,015	1,10	0,041	0,616	P>0,05
04/02/2005	1,17	0,017	1,16	0,018	0,653	P>0,05
17/02/2005	1,17	0,033	1,10	0,000	0,116	P>0,05
17/03/2005	1,19	0,040	1,18	0,017	0,932	P>0,05
20/04/2005	1,10	0,073	1,03	0,104	0,576	P>0,05
19/05/2005	1,23	0,025	1,17	0,064	0,547	P>0,05
22/06/2005	1,23	0,025	1,15	0,029	0,097	P>0,05
22/07/2005	1,15	0,029				P<0,05
31/08/2005	1,20	0,041	1,13	0,016	0,053	P>0,05

Como se observa en el cuadro 12, el promedio de diámetro de modo superior de los ovocitos del estanque N° 11 fueron los siguientes: el más bajo

se registró el 12/10/2004 con un diámetro de $1.04 \pm 0.020\text{mm}$ y el más alto el 19/05/2005 y 22/06/2005 con un diámetro de $1.23 (\pm 0.025 \text{ y } 0.029\text{mm})$. En cuanto al estanque N° 14, el promedio más bajo se registró el 20/04/2005 con $1.03 \pm 0.104\text{mm}$ y el más alto el 31/08/0/2005 con $1.25 \pm 0.085\text{mm}$ de promedio de diámetro del modo superior.

Mediante la comparación entre el estanque N° 11 y el N° 14, se observa que el 15/11/2004 y 22/07/2005 existen diferencias significativas ($P < 0.05$). Para el 22/07/2004 en el estanque N° 14 no existe datos esto debido que en este mes las hembras no llegaron a producir o hubo una producción leve de ovocitos por lo que no se obtuvo muestra mediante la canulación y por lo que es el único mes que se observa la diferencia muy clara. En los restantes meses no existen estadísticamente diferencias significativas ($P > 0.05$), a excepción del 30/11/2004, 17/02/2005 y 31/08/2005 que a pesar de no mostrar estadísticamente diferencias significativas se percibe diferencias posibles, esto debido al número de muestras que son pequeñas.

Se ve, que el modo superior del diámetros de los ovocitos son elevados en 18/08/2004, 09/09/2004 a comparación de 12/10/2004 a 17/03/2005 debido a que están en época de invierno, por el cual las hembras han reducido su velocidad en la producción de nuevos ovocitos y se encuentran con muchos ovocitos en estadio atrésicos. Se reconoce para la fecha 12/10/2004 que bajan bruscamente, esto es, que las condiciones se

han mejorado siendo que los ovocitos atrésicos fueron reabsorbidos y han acelerado su producción de nuevos ovocitos, las cuales son de menor diámetros y gradualmente esto van aumentando de tamaño subiendo el diámetro del modo superior de los ovocitos hasta 17/03/2005. También se observa la misma situación pero de forma inversa a partir de la fecha 20/04/2005 que baja y sube bruscamente su diámetro puesto que para estas fechas dominan los ovocitos atrésicos.

V.1.2.2 DIÁMETRO PROMEDIO DE OVOCITOS EN mm.

El diámetro promedio que adquirieron los ovocitos de las hembras de cada estanque es muestra en le cuadro siguiente.

CUADRO 13.

DIAMETRO PROMEDIO DE OVOCITOS						
MES	EST 11		EST 14		P	ANOVA
	mm	±ESM	mm	±ESM		
18/08/2004	1,07	0,050	1,14	0,073	0,452	P>0,05
09/09/2004	1,08	0,077	1,09	0,049	0,894	P>0,05
12/10/2004	0,92	0,020	0,94	0,019	0,705	P>0,05
15/11/2004	1,03	0,010	1,02	0,009	0,400	P>0,05
30/11/2004	1,04	0,016	1,02	0,011	0,175	P>0,05
04/01/2005	1,03	0,019	0,98	0,042	0,300	P>0,05
04/02/2005	1,09	0,014	1,10	0,022	0,682	P>0,05
17/02/2005	1,12	0,027	1,07	0,009	0,172	P>0,05
17/03/2005	1,09	0,058	1,13	0,008	0,539	P>0,05
20/04/2005	1,05	0,064	1,00	0,074	0,624	P>0,05
19/05/2005	1,17	0,021	1,13	0,055	0,585	P>0,05
22/06/2005	1,17	0,019	1,07	0,051	0,107	P>0,05
22/07/2005	1,08	0,035				P<0,05
31/08/2005	1,08	0,024	0,94	0,027	0,005	P<0,05

En este cuadro 13, muestra el diámetro promedio de los ovocitos, donde el más bajo para el estanque N° 11 se registra el 12/10/2004 con la medida de $0.92 \pm 0,020\text{mm}$ y el promedio más alto se registra el 19/05/2005 y el 22/06/2005 con $1.17 (\pm 0,021 \text{ y } 0,019\text{mm})$ de diámetro. Por otra parte, el estanque N° 14 registró el 12/10/2004 y el 31/08/2005 como el promedio más bajo con $0.94 (\pm 0,019 \text{ y } 0,027\text{mm})$ y la más alta es de $1.14 \pm 0,073\text{mm}$ el 18/08/2004.

Realizando una comparación entre ambos estanques se observa una diferencia significativa ($P < 0.05$) en las fechas 22/06/2005 y 31/08/2005. Al igual que el cuadro anterior, se observa excepciones el 17/02/2005 y 22/07/2005 donde no existe estadísticamente diferencia significativa pero existen diferencias numéricas.

Como se ha visto en el cuadro 12 se presenta casi de la misma forma en este cuadro 13, comenzando con un valor elevado en cuanto a diámetro promedio de ovocitos, luego descender bruscamente para comenzar con fuerza un nuevo ciclo y disminuyendo la producción en cuanto comienza la época de invierno, de esta manera nos da la idea que depende de la época del año y las condiciones en que se encuentran.

V.1.2.3 COEFICIENTE DE VARIACIÓN DE DIÁMETRO DE OVOCITOS.

En el siguiente cuadro se muestra el coeficiente de variación de diámetro de ovocitos mes a mes durante un año.

CUADRO 14.

COEFICIENTE DE VARIACION DE OVOCITOS						
MES	EST 11		EST 14		P	ANOVA
	%	±ESM	%	±ESM		
18/08/2004	37	5,738	42	6,183	0,541	P>0,05
09/09/2004	52	10,289	41	1,742	0,289	P>0,05
12/10/2004	32	3,816	25	3,452	0,195	P>0,05
15/11/2004	17	3,553	33	1,893	0,001	P<0,05
30/11/2004	12	1,085	11	0,827	0,390	P>0,05
04/01/2005	11	1,155	16	2,345	0,058	P>0,05
04/02/2005	9	0,530	8	0,904	0,677	P>0,05
17/02/2005	7	1,202	8	0,333	0,802	P>0,05
17/03/2005	9	3,026	6	0,286	0,314	P>0,05
20/04/2005	13	3,047	13	4,330	0,968	P>0,05
19/05/2005	7	0,408	9	1,587	0,471	P>0,05
22/06/2005	14	0,854	15	4,291	0,870	P>0,05
22/07/2005	14	2,766				P<0,05
31/08/2005	16	1,871	21	1,977	0,113	P>0,05

En el cuadro 14 muestra el coeficiente de variación de los ovocitos más elevada para el estanque N° 11, el 09/092004 con 52 ±10,289% y la mínima el 19/05/2005 con 7 ±0,408% variación. En el estanque N° 14 se observa un coeficiente de variación máxima registrada el 18/08/2004 con 42 ±6,183% y la mínima de 6 ±0,286% el 17/03/2005.

Haciendo la comparación ente los dos estanques se percibe que existen diferencia significativa (P<0.05) en 15/11/2004 y 22/07/2005, al igual que los

anteriores cuadros, se deduce diferencia numérica leve el 04/01/2005 y 31/08/2005.

En este cuadro se observa la evolución de este parámetro, una disminución bien clara de 09/9/2004 a 17/02/2005 el cual nos da la visión que se mueve todo influenciado por las temperaturas del época del año, conforme van ascendiendo las temperaturas y se acerca la época de la reproducción, las hembras aceleran su proceso de producción y maduración de los ovocitos, generando de esta manera la uniformidad posible en cuanto al tamaño como sucede de 31/11/2004 a 17/03/2005, conforme pasa la época de la reproducción y se asoma el invierno, las hembras van inhibiendo gradualmente su producción de los ovocitos para poder mejorar su condición y afrontar el invierno.

V.1.2.4 PORCENTAJE DE OVOCITOS ATRÉSICOS.

Se muestra los valores de ovocitos atrésicos u ovocitos en procesos de reabsorción, en porcentajes. En el cuadro 15, presenta los datos de ovocitos basado a la confirmación de la primera reproducción, donde los traslúcidos no son atrésicos, que además de su decoloración (ligeramente blanquecina) presentan un contenido citoplasmático de aspecto licuado.

CUADRO 15.

OVOCITOS ATRESICOS						
MES	EST 11		EST 14		P	ANOVA
	%	±ESM	%	±ESM		
04/01/2005	21	6,232	20	3,300	0,814	P>0,05
04/02/2005	16	4,072	21	4,223	0,417	P>0,05
17/02/2005	26	3,528	20	8,838	0,563	P>0,05
17/03/2005	23	5,189	38	4,936	0,068	P>0,05
20/04/2005	30	7,254	20	8,701	0,350	P>0,05
19/05/2005	31	3,566	25	6,380	0,521	P>0,05
22/06/2005	17	3,728	35	10,965	0,182	P>0,05
22/07/2005	32	8,316				P<0,05
31/08/2005	25	5,354	14	2,981	0,072	P>0,05

En este cuadro 15, la más elevada se registró para el estanque N° 11 el día 22/07/2005 32 ±8,316% de atresia y la más baja el día 04/02/2005 con 16 ±4,072%. En cuanto al estanque N° 14, la más elevada se registró el día 17/03/2005 con 38 ±4,936% de atresia y la más baja el 31/08/2005 con 14 ±2,981% de atresia.

Mediante la comparación de ambos estanques se observa que existen diferencia significativa ($P<0.05$) el 22/07/2005 y aunque no existen diferencia significativas el 31/08/2005 se reconoce una ligera diferencias numéricas.

En el cuadro 15, se aprecia que los ovocitos atrésicos van evolucionando de un porcentaje bajo a alto, las tres primeras fechas son bajas por las producciones masivas de ovocitos nuevos que llegan a su madures llegando estos a reemplazar a los ovocitos atrésicos que son en números pequeño. A partir del 17/03/2005 asciende el porcentaje de atrésicos, debido a que las

hembras están llenas de ovocitos en el ovario de las cuales la mayor parte han sobremadurado y que estos gradualmente serán reabsorbidos. Los porcentajes de ovocitos atrésicos suben y bajan quizás debido a la cantidad de ovocitos que llegan a sobremadurarse y la proporción de que existe mas ovocitos en degradación que en producción puesto que se aproxima el invierno y las hembras se alistan para dicho periodo.

V.1.2.5 PORCENTAJE DE OVOCITOS CON NÚCLEOS EXCÉNTRICOS.

Son el porcentaje de ovocitos con núcleos excéntricos o migración de núcleos hacia la periferia, es un indicador de madures de los ovocitos.

CUADRO 16.

OVOCITOS CON NUCLEOS EXCENTRICOS						
MES	EST 11		EST 14		P	ANOVA
	%	±ESM	%	±ESM		
12/10/2004	2	0,857	15	8,386	0,203	P>0,05
15/11/2004	3	1,364	5	1,424	0,326	P>0,05
30/11/2004	9	2,226	9	3,248	0,908	P>0,05
04/01/2005	19	4,187	13	3,277	0,256	P>0,05
04/02/2005	14	2,972	20	4,090	0,213	P>0,05
17/02/2005	25	4,583	23	5,292	0,789	P>0,05
17/03/2005	21	6,619	19	4,282	0,804	P>0,05
20/04/2005	11	3,004	24	5,228	0,047	P<0,05
19/05/2005	20	5,464	10	3,544	0,159	P>0,05
22/06/2005	13	8,948	10	3,808	0,787	P>0,05
22/07/2005	21	5,741				P<0,05
31/08/2005	9	5,697	9	3,167	0,945	P>0,05

En el cuadro 16, se aprecia el porcentaje más bajo de la migración de núcleos del estanque N° 11 es el 12/10/2004 con $2 \pm 0,857\%$ y la más alta el 17/02/2005 con $25 \pm 4,583\%$. En el estanque N° 14 se observa la más baja en la migración del núcleo del ovocito el 31/11/2004 con $5 \pm 1,424\%$ y la más alta con $24 \pm 5,228\%$ el 20/04/2005.

Se observa a través de la comparación de ambos estanques que existen diferencia significativa ($P < 0.05$) el 20/04/2005 y 22/07/2005. .

Analizando el cuadro se observa que el porcentaje de los ovocitos con núcleos excéntricos suben gradualmente desde el 15/11/2004 hasta el 17/02/2005, esta subida quizás se deba a que comienzan a acelerarse la producción de nuevos ovocitos por la mejora de las condiciones externas como la temperatura y la cercanía de la época de la reproducción, para luego bajar y subir y nuevamente bajar de forma independiente para cada estanque.

V.1.2.6 PORCENTAJE DE OVOCITOS TRASLÚCIDO.

El porcentaje de ovocitos translúcidos, que es un parámetro nuevo el cual se incorporó luego de la verificación en la primera reproducción, que los translúcidos no son atrésicos y que es el estado de madures de los ovocitos.

CUADRO 17.

OVOCITOS TRASLUCIDOS						
MES	EST 11		EST 14		P	ANOVA
	%	±ESM	%	±ESM		
04/01/2005	55	6,776	54	7,155	0,939	P>0,05
04/02/2005	73	4,295	70	5,737	0,715	P>0,05
17/02/2005	47	6,692	73	12,662	0,148	P>0,05
17/03/2005	33	10,616	44	5,681	0,419	P>0,05
20/04/2005	49	10,580	53	14,373	0,810	P>0,05
19/05/2005	63	5,649	56	10,433	0,553	P>0,05
22/06/2005	65	13,032	51	10,641	0,445	P>0,05
22/07/2005	47	8,226				P<0,05
31/08/2005	44	6,476	47	5,278	0,724	P>0,05

En este cuadro 17, se observa en el estanque N° 11 se observa que el porcentaje más elevado en cuanto a translucidos fue el 04/02/2005 con 73 ±4,295% y la más baja el 17/03/2005 con 33 ±10,616%. En cuanto al estanque N° 14 la más alta se registró el 17/02/2005 con 73 ±12,662% y la más baja el 17/03/2005 con 44 ±5,681%.

Con la comparación de ambos estanques en este parámetro se observa diferencia significativa ($P<0.05$) el 22/07/2005, por la ausencia de muestras en el estanque no cubierto.

Los valores de los dos estanques suben y bajan de forma ondulante, donde en el estanque N° 11, empieza a subir del 04/01/2005 al 04/02/2005 y empieza a descender de 17/02/2005 a 17/03/2005. Este descenso en el

porcentaje seria debido a que las hembras disminuyen el proceso de maduración de los ovocitos, y luego sube gradualmente hasta el 22/07/2005. En cuanto al estaque Nº 14, sucede casi de la misma manera, sube de 04/01/2005 a 17/02/2005 y baja en 17/03/2005, posteriormente sube de 20/04/2005 a 19/05/2005 y baja en 22/06/2005 quedando sin ovocitos en 22/07/2005, esto se deba quizás las condiciones externas que no le favorecen para continuar con la producción coincidiendo con el descenso de temperatura por la época de invierno y luego iniciar su proceso de producción de ovocitos para aparecer el 31/08/2005. A pesar de considerarse a los valores de ovocitos translúcidos más altos como ideales, que se refleja en el cuadro 17 en las tres primeras fechas que coinciden cabalmente con la época de reproducción, se deberá tener cuidado en verificar con los demás parámetros como: el porcentaje de coeficiente de variación de los diámetros de ovocitos, el porcentaje de atresia y el porcentaje de migración del núcleo, puesto que pueden existir rango altos de ovocitos translúcidos dando una falsa condición de madurez del pez y que quizás estén mas en vías de llegar a ser atrésicos o no sean tan viables para realizar una reproducción.

V.2 REPRODUCCIÓN CONTROLADA COMO META, AVERIGUAR LA CATEGORIZACIÓN DE OVOCITOS COMO ATRESICOS.

Esta reproducción se realizó con el fin de observar y verificar el parámetro de ovocitos atrésicos, que hasta el 15/11/2004 se lo registró netamente como ovocitos atrésicos. Con la obtención del nuevo estereoscopio se observó la existencia de dos colores: opaco (color gris oscuro) y traslúcido (color gris claro), este último se diferencia con los ovocitos atrésicos tanto en la uniformidad de su contenido interno y de translucidez, puesto que los atrésicos son de color blanquecina y tienen un citoplasma mas heterogéneo, así como desprendimiento de la membrana. Para esta reproducción se escogieron 3 hembras como “atresia bajo” y otras 3 hembras como “atresia alto”. Las denominadas como “atresia bajo” tienen una fuerte proporción de ovocitos opacos, mientras las denominadas como “atresia alto” tienen baja proporción de ovocitos opacos con muchos ovocitos traslúcidos y atrésicos. A su vez se realizaron la reproducción para ver la diferencia y la influencia en el resultado de los demás parámetros con la nueva categorización. Esta reproducción se realizó el 31/11/2004. (Todos los cuadros se ilustran en anexo 1).

V.2.1 DIÁMETRO DEL MODO SUPERIOR DE OVOCITOS EN mm.

CUADRO 18.

DIAMETRO MODO SUPERIOR DE OVOCITOS									
Nº Hembra	"Atresia bajo"			Nº Hembra	"Atresia alto"			P	ANOVA
	mm	Prom.	±ESM		mm	Prom.	±ESM		
35786 - 25856	1,20	1,17	0,033	35796 - 52992	1,00	1,07	0,033	0,101	P>0,05
35792 - 61184	1,20			35819 - 60416	1,10				
35816 - 16640	1,10			35802 - 41728	1,10				

En el cuadro 18 muestra que el diámetro del modo superior de los ovocitos en las hembras con “atresia bajo” se registró: 1,20; 1,20 y 1,10mm con un promedio de $1,17 \pm 0.033\text{mm}$, mientras que en las hembras con “atresia alto” se registró: 1,00; 1,10; 1,10mm con un promedio de $1,07 \pm 0.033\text{mm}$.

Mediante la observación del cuadro 18 se percibe que el diámetro superior de los ovocitos “atresia bajo” son más grandes que los ovocitos de “atresia alto” sin embargo haciendo una comparación de “atresia bajo” con el “atresia alto” se observa que no existe diferencia significativa ($P>0.05$).

V.2.2 DIÁMETRO PROMEDIO DE LOS OVOCITOS EN mm.

CUADRO 19

DIAMETRO PROMEDIO DE OVOCITOS									
N° Hembra	"Atresia bajo"			N° Hembra	"Atresia alto"			P	ANOVA
	mm	Prom.	±ESM		mm	Prom.	±ESM		
35786 - 25856	1,11	1,08	0,033	35796 - 52992	0,96	1,01	0,031	0,191	P>0,05
35792 - 61184	1,11			35819 - 60416	1,06				
35816 - 16640	1,01			35802 - 41728	1,00				

En el cuadro 19 muestra el diámetro promedio de los ovocitos de las hembras con “atresia bajo” y “atresia alto”. Para las hembras con “atresia bajo” se registró: 1,11; 1,11; 1,01mm con promedio de $1,08 \pm 0,033\text{mm}$ y para los de “atresia alto” se registró: 0,96; 1,06; 1,00mm con promedio de $1,01 \pm 0,031\text{mm}$.

Mediante la comparación de ambos promedios se observa que no existe diferencia significativa ($P>0.05$).

Si bien se observa los datos de las hembras “atresia bajo” se percibe que son de mayor tamaño en promedio, esto se debido a que las hembras de este grupo a pesar de tener una fuerte proporción de ovocitos opacos también tenía una buena cantidad de ovocitos traslúcidos la cual tiene mayor tamaño, dando como resultado los datos que se aprecian.

V.2.3 COEFICIENTE DE VARIACIÓN DE LOS OVOCITOS.

CUADRO 20.

COEFICIENTE DE VARIACION DE OVOCITOS									
N° Hembra	"Atresia bajo"			N° Hembra	"Atresia alto"			P	ANOVA
	%	Prom.	±ESM		%	Prom.	±ESM		
35786 - 25856	8	9	0,882	35796 - 52992	12	12	0,882	0,074	P>0,05
35792 - 61184	9			35819 - 60416	11				
35816 - 16640	11			35802 - 41728	14				

En el cuadro 20 muestra el porcentaje de coeficiente de variación de los ovocitos, para la hembra con “atresia bajo” se registró: 8; 9 y 11% presentando un promedio de $9 \pm 0.882\%$ y para las hembras con “atresia alto” se registró: 12; 11 y 14% con promedio de $12 \pm 0.882\%$.

Realizando la comparación de ambos promedios se observa que no existe diferencia significativa ($P>0.05$), a pesar que el valor del P (0,074) es muy cercano al 0.05.

También se observa que los ovocitos de las hembras con “atresia bajo” son levemente más uniformes en cuanto al diámetro, y que los de “atresia alto” tienen tanto ovocitos pequeños como grandes, lo cual dan coeficiente de variación con números altos en comparación con los de “atresia bajo”.

V.2.4 PORCENTAJE DE OVOCITOS ATRÉSICOS.

CUADRO 21.

OVOCITOS ATRÉSICOS									
Nº Hembra	"Atresia bajo"			Nº Hembra	"Atresia alto"			P	ANOVA
	%	Prom.	±ESM		%	Prom.	±ESM		
35786 - 25856	57	64	5,132	35796 - 52992	80	82	1,453	0,026	P<0,05
35792 - 61184	61			35819 - 60416	82				
35816 - 16640	74			35802 - 41728	85				

En el cuadro 21 muestra el porcentaje de atresia de cada hembra, para las hembras que se seleccionaron como “atresia bajo” los valores son: 57; 74 y 61% con promedio de $64 \pm 5,132\%$ y para las hembras con “atresia alto” son: 85; 80 y 82% con un promedio de $82 \pm 1,453\%$.

Haciendo la comparación entre ambos se observa que existe diferencia significativa ($P < 0.05$).

Como se lo observa en el cuadro 21 la diferencia entre el promedio de “atresia bajo” y el de “atresia alto” es notorio, esto es debido a que este parámetro fue el que ha permitido seleccionar las hembras en estos dos grupos mencionados y llevar a cabo la reproducción.

V.2.5 PORCENTAJE DE OVOCITOS CON NÚCLEOS EXCÉNTRICOS.

CUADRO 22.

OVOCITOS CON NUCLEO EXCENTRICO									
Nº Hembra	"Atresia bajo"			Nº Hembra	"Atresia alto"			P	ANOVA
	%	Prom.	±ESM		%	Prom.	±ESM		
35786 - 25856	3	11	4,000	35796 - 52992	8	16	6,227	0,563	P>0,05
35792 - 61184	15			35819 - 60416	28				
35816 - 16640	15			35802 - 41728	11				

En este cuadro 22 se muestra el porcentaje de ovocitos con núcleos excéntricos, para las hembras con “atresia bajo” se registraron: 3; 15 y 15% y un promedio de $11 \pm 4,000\%$ de migración de núcleos, en cuanto a las hembras con “atresia alta” se registraron: 11; 8 y 28% con un promedio de $16 \pm 6,227\%$ de migración de núcleos.

Mediante la comparación entre ambos se observa que no existe diferencia significativa ($P>0.05$) en la migración de los núcleos de los ovocitos.

Observando el cuadro 22 se percibe que los de “atresia alto” como el caso de la hembra Nº 35796 – 52992 la cantidad de núcleos excéntricos es baja.

V.2.6 TASA DE FECUNDACIÓN.

En el cuadro a continuación se muestra los resultados de la fecundación, la cual la casilla en blanco que también se observara en el siguiente cuadro 24 tasa de huevos blancos es debido a que la hembra no llegó a desovar.

CUADRO 23.

TASA DE FECUNDACION									
Nº Hembra	"Atresia bajo"			Nº Hembra	"Atresia alto"			P	ANOVA
	%	Prom.	±ESM		%	Prom.	±ESM		
35786 - 25856	87	86	2,333	35796 - 52992	81	59	22,000	0,193	P>0,05
35792 - 61184	82			35819 - 60416	37				
35816 - 16640	90			35802 - 41728	-				

En el cuadro 23 se muestra en porcentaje la tasa de fecundación de ambas hembras, en las hembras con “atresia bajo” se registraron: 87; 90 y 82% con un promedio de $86 \pm 2,333\%$, y para las hembras con “atresia alto” se registraron: 81 y 37% con promedio de $59 \pm 22,000\%$.

Mediante la comparación se observa que no existe diferencia significativa ($P>0.05$) en la tasa de fecundación entre ambas.

En este cuadro 23 se aprecia que a pesar de no existir diferencia significativa en el resultado se puede ver que los ovocitos con “atresia baja”

tienen mayor porcentaje de tasa de fecundación, y que además el porcentaje de atresia influye como en el caso de los ovocitos con “atresia alto” de la hembra N° 35802 – 41728 que no logró el desove y la hembra 35819 – 60416 que obtuvo una baja tasa de fecundación.

V.2.7 TASA DE HUEVOS BLANCOS.

CUADRO 24.

TASA DE HUEVOS BLANCOS									
N° Hembra	"Atresia bajo"			N° Hembra	"Atresia alto"			P	ANOVA
	%	Prom.	±ESM		%	Prom.	±ESM		
35786 - 25856	38	47	9,684	35796 - 52992	21	61	39,500	0,689	P>0,05
35792 - 61184	36			35819 - 60416	100				
35816 - 16640	66			35802 - 41728	-				

En el cuadro 24 se muestra en porcentaje la tasa de huevos blancos, para las hembras con “atresia bajo” se registraron los siguientes datos: 38; 66 y 36% con promedio de $47 \pm 9,684\%$, y en las hembras con “atresia alto”: 21 y 100% con promedio de $61 \pm 39,500\%$ de huevos blancos.

Haciendo la comparación entre ambas hembras “atresia alto” y “atresia bajo” se observa que no existen diferencia significativa ($P>0.05$) en la tasa de huevos blancos.

Las hembras de “atresia bajo” es levemente bajo el porcentaje de

huevos blancos o embriones muerto, pero observando el cuadro anterior se aprecia que el nivel de atresia incide en la tasa de huevos blanco, tal es el caso la hembra 35816- 16640 que con un 74% de atresia llegó a un 90% tasa de fecundación, sin embargo a obtenido un 66% de tasa de huevos blancos. También la hembra 35819 – 60416 con un 82 % de ovocitos atrésicos llega a obtener tan solo 37% de tasa de fecundación y mas aun un 100% de tasa de embriones muertos.

Analizando la categorización de ovocitos atrésicos, se observa que la hembra 35796 – 52992 fue categorizada como “atresia alto”; sin embargo ha obtenido buenos resultados a comparación de las demás hembras. Esto explica y respalda que la categorización del parámetro atresia hasta antes de la reproducción no es la adecuada y por tal motivo se incorpora la nueva categorización de atresia que es contabilizar separadamente de los ovocitos traslúcidos.

V.3 TIEMPO MÍNIMO DE 10 SEMANAS ENTRE DOS REPRODUCCIONES.

El tiempo mínimo de 10 semanas entre dos reproducciones, viene del seguimiento de dos meses de chequeo realizado a las hembras reproducidas anteriormente. Al igual que las demás hembras se realizaron el chequeo el

día 04/01/05 y el día 04/02/05, la cual a través de las observaciones de las nuestras de ovocitos nos sugería que luego de dos semanas más (total de 10 semanas) las hembras podrían ser reproducidas nuevamente. Por ello se realizó un chequeo exclusivo el día 17/02/05 a las hembras antes de la reproducción. Además se realizó la reproducción para observar los parámetros y comparar con la anterior reproducción, es por ello que en los cuadros a continuación se presentan ambos resultados. (Los cuadros a continuación se ilustran en anexo 1).

V.3.1 DIÁMETRO DEL MODO SUPERIOR DE OVOCITOS EN mm.

CUADRO 25.

DIAMETRO DEL MODO SUPERIOR DE OVOCITOS								
N° HEMBRA	1ª Reproducción			2ª Reproducción			P	ANOVA
	mm	Prom.	±ESM	mm	Prom.	±ESM		
35786-25856	1,20	1,10	0,032	1,20	1,12	0,020	0,608	P>0,05
35802-41728	1,10			1,10				
35796-52992	1,00			1,10				
35816-16640	1,10			1,10				
35819-60416	1,10			1,10				

En este cuadro 25 me muestra el diámetro del modo superior de los ovocitos, antes la primera reproducción se registraron: 1,20; 1,10; 1,00; 1,10 y 1,10mm con un promedio de 1,10 $\pm$ 0.032mm y antes la segunda reproducción fueron: 1.20; 1,10; 1,10; 1,10 y 1,10mm con promedio de 1,12mm $\pm$ 0.020mm.

Haciendo un comparación entre las dos reproducciones se observa que no existen diferencia significativa ($P>0.05$) en el diámetro del modo superior de lo ovocitos.

El hecho que no exista una diferencia significativa en cuanto al diámetro de modo superior de los ovocitos, subraya que con un tiempo de 10 semanas para la recuperación de las hembras es posible para que lleguen al diámetro del modo superior suficiente para una nueva reproducción.

V.3.2 DIÁMETRO PROMEDIO DE OVOCITOS EN mm.

CUADRO 26.

DIAMETRO PROMEDIO DE OVOCITOS								
Nº HEMBRA	1ª Reproducción			2ª Reproducción			P	ANOVA
	mm	Prom.	±ESM	mm	Prom.	±ESM		
35786-25856	1,11	1,03	0,0271	1,10	1,08	0,008	0,124	P>0,05
35802-41728	1,00			1,08				
35796-52992	0,96			1,05				
35816-16640	1,01			1,07				
35819-60416	1,06			1,08				

En el cuadro 26 muestra el diámetro promedio de los ovocitos, en la primera reproducción las hembras registraron: 1,11; 1,00; 0,96; 1,01 y 1,06mm y se registro como promedio 1,03 $\pm$ 0.027mm, mientras en la segunda reproducción registraron: 1,10; 1,08; 1,05; 1,07 y 1,08mm, como promedio 1,08 $\pm$ 0.008mm.

Realizando la comparación entre las dos reproducciones se observa que no existen diferencia significativa ($P>0.05$) en el diámetro promedio de los ovocitos.

En el cuadro 26, al igual que la anterior se observa la mejoría en el diámetro promedio para la segunda reproducción, aunque muy leve pero que superan a la mayoría de los diámetros promedio de ovocitos de la primera reproducción.

V.3.3 COEFICIENTE DE VARIACIÓN DE OVOCITOS.

CUADRO 27.

COEFICIENTE DE VARIACION DE OVOCITOS								
Nº HEMBRA	1ª Reproducción			2ª Reproducción			P	ANOVA
	%	Prom.	±ESM	%	Prom.	±ESM		
35786-25856	8	11	0,970	9	8	0,316	0,014	P<0,05
35802-41728	14			8				
35796-52992	12			8				
35816-16640	11			7				
35819-60416	11			8				

En este cuadro 27 muestra el coeficiente de variación de los ovocitos de la primera y segunda reproducción. En la primera reproducción se registraron: 8; 14; 12; 11 y 11% con un promedio de $11 \pm 0,970\%$, para la segunda reproducción fueron: 9; 8; 8; 7 y 8% con un promedio de $8 \pm 0,316\%$.

Haciendo una comparación entre las dos reproducciones se observa que existen diferencia significativa ($P<0.05$) en el coeficiente de variación de los ovocitos.

Se observa que para la segunda reproducción las hembras están con ovocitos mas uniforme en cuanto a su tamaño.

V.3.4 PORCENTAJE DE OVOCITOS ATRÉSICOS.

CUADRO 28.

OVOCITOS ATRÉSICOS								
Nº HEMBRA	1ª Reproducción			2ª Reproducción			P	ANOVA
	%	Prom.	±ESM	%	Prom.	±ESM		
35786-25856	57	76	4,986	19	22	5,361	8E-05	P<0,05
35802-41728	85			31				
35796-52992	80			8				
35816-16640	74			37				
35819-60416	82			14				

En el cuadro 28 se muestra el porcentaje de ovocitos atrésicos. Para la primera reproducción se registraron: 57; 85; 80; 74 y 82% de ovocitos atrésicos y con un promedio de $74 \pm 4,986\%$, mientras que en la segunda reproducción fueron: 19; 31; 8; 37 y 14% con un promedio de $22 \pm 5,361\%$ de ovocitos atrésicos.

Realizando una comparación entre las dos reproducciones se observa

que existen diferencia significativa ($P < 0.05$) en cuanto al porcentaje de ovocitos atrésicos.

A pesar de no poder dar una observación directa en el porcentaje de ovocitos atrésicos, de cierto modo se aprecia que los niveles de porcentaje de ovocitos atrésicos están bajos en la segunda que en la primera reproducción.

V.3.5 PORCENTAJE DE OVOCITOS CON NÚCLEOS EXCÉNTRICOS.

CUADRO 29.

OVOCITOS CON NUCLEO EXCENTRICO								
Nº HEMBRA	1ª Reproducción			2ª Reproducción			P	ANOVA
	%	Prom.	±ESM	%	Prom.	±ESM		
35786-25856	3	13	4,231	34	24	3,842	0,081	P>0,05
35802-41728	11			19				
35796-52992	8			13				
35816-16640	15			25				
35819-60416	28			31				

En el cuadro 29 se muestra el porcentaje de ovocitos con núcleos excéntricos, para la primera reproducción se registraron: 3; 11; 8; 15 y 28% con un promedio de $13 \pm 4,231\%$ de ovocitos con núcleos excéntricos, y para la segunda reproducción las hembras registraron: 34; 19; 19; 25 y 31% con un promedio de $24 \pm 3,842\%$ de ovocitos con núcleos excéntricos.

Mediante la comparación de las dos reproducciones se observa que no existe diferencia significativa ($P>0.05$) en el porcentaje de migración de núcleos en los ovocitos.

A pesar de no existir diferencia significativa, todas las hembras están o superan el promedio de la primera reproducción, observamos también que cada hembra aumentó su % de ovocitos con núcleo excéntrico entre las dos fechas. Este cuadro apoya a los cuadros anteriores (cuadro 25; 26; 27; 28) reflejando una buena cantidad y estado de los ovocitos para la segunda reproducción.

V.3.6 TASA DE FECUNDACIÓN.

A continuación se muestra el resultado de la fecundación en cuadro, las casillas en blanco son debido a que dichas hembras no llegaron a desovar.

CUADRO 30.

TASA DE FECUNDACION								
Nº HEMBRA	1ª Reproducción			2ª Reproducción			P	ANOVA
	%	Prom.	±ESM	%	Prom.	±ESM		
35786-25856	87	74	12,392	98	98	0,645	0,104	P>0,05
35802-41728	-			99				
35796-52992	81			96				
35816-16640	90			97				
35819-60416	37			-				

En el cuadro 30 se muestra en porcentaje la tasa de fecundación de las hembras reproducidas. En la primera reproducción se registraron: 87; 81; 90 y 37% con un promedio de $74 \pm 12,392\%$ de tasa de fecundación, para la segunda reproducción se registraron: 98; 99; 96 y 97% con promedio de $98 \pm 0,104\%$ de tasa de fecundación.

Haciendo la comparación por ANOVA de las dos reproducciones se observa que no existen diferencia significativa ($P > 0.05$) en la tasa de fecundación.

Al analizar este cuadro se percata que todas las hembras que llegaron a desovar en la segunda reproducción han superado el 95% de la tasa de fecundación alcanzando un promedio de 98%, lo que no se llegó con ninguna de las hembras en la primera reproducción. , observamos también que cada hembra aumento su % de fecundación entre las dos fechas.

V.3.7 TASA DE HUEVOS BLANCOS.

CUADRO 31.

TASA DE HUEVOS BLANCOS								
Nº HEMBRA	1ª Reproducción			2ª Reproducción			P	ANOVA
	%	Prom.	±ESM	%	PRO	±ESM		
35786-25856	-	56,25	17,284	26	28	3,065	0,168	P>0,05
35802-41728	38			34				
35796-52992	21			31				
35816-16640	66			20				
35819-60416	100			-				

En el cuadro 31 se muestra en porcentaje la tasa de huevos blancos. En la primera reproducción se registraron: 38; 21; 66 y 100% con un promedio de $56 \pm 17,284\%$ de huevos blancos o huevos muertos, mientras que en la segunda reproducción se registraron: 26; 34; 31 y 20% con un promedio de $28 \pm 3,065\%$ de tasa de huevos blancos.

Haciendo una comparación entre ambas reproducciones se observa que no existe diferencia significativa ($P>0.05$) en la tasa de huevos blancos.

Como se han observado en los cuadros anteriores, con la realización de una segunda reproducción con un tiempo de recuperación de 10 semanas, las hembras pueden mejorar en cuanto a su diámetro, coeficiente de variación, porcentaje de atresia, porcentaje de núcleos excéntricos de los ovocitos, repercutiendo estos, tanto en la tasa de fecundación como en la

tasa de huevos blancos o tasa de sobrevivencia embrionaria.

V.4 PRODUCCIÓN DE NÚMERO DE ÓVULOS POR KILOGRAMO DE PESO VIVO POR HEMBRA.-

Cuadro 32.

PRODUCCION DE NUMERO DE OVULO/ KG. P.V./H.								
Nº HEMBRA	1ª Reproducción			2ª Reproducción			P	ANOVA
	cant.	Prom	±ESM	cant.	Prom.	±ESM		
35786-25856	86728	133172	72540	67939	81052	25187	0,523	P>0,05
35802-41728	-			49923				
35796-52992	82650			155581				
35816-16640	345567			50765				
35819-60416	17743			-				

En el cuadro 32, muestra en la primera reproducción que la hembra con el número de chip 35819-60416 desovó 17.743 óvulos como el más bajo y la hembra 35816-16640 desovó 345.567 óvulos como la más elevada. Además se registro una producción de óvulos promedio de 133172 ±72540 por kilogramos de peso vivo por hembra. Para la segunda reproducción la hembra con el número de chip 35802-41728 desovó 49.923 óvulos como la más baja y la hembra con el número de chip 35796-52992 desovo 155.581 óvulos como la más elevada y un promedio de 81050 ±25187 óvulos/Kg./P.V./H.

Haciendo una comparación entre las dos reproducciones se observa que no existen diferencia significativa ($P>0.05$) en la cantidad de óvulos producidos por kilogramos de peso vivo por hembras.

Se observa que existe un rango muy amplio en cuanto al número de producción de óvulos por kilogramos de peso vivo por hembra, donde la mayor producción es de 345.567 óvulos y la más baja de 17.743 óvulos por kilogramos de peso vivo hembra. También se aprecia que en la mayoría han desovado en número menor a excepción de la hembra N° 35796 - 52992, esto se deba a la capacidad individual en producir y madurar los ovocitos, además esta cantidad de producción esté influenciado por el tiempo, puesto que para la realización de la segunda reproducción solo se dieron 10 semanas para la recuperación de las hembras. Dado las variaciones muy amplias de las observaciones, no se puede sacar conclusiones con este parámetro.

V.5 TIEMPO DE ESPERA EN GRADOS HORA.-

Son los valores de temperatura y hora convertidos en grados horas, que indica con cuantos grados y en cuantas horas se llega al desove luego de la segunda dosis.

CUADRO 33

TIEMPO DE ESPERA (GRADOS HORA)								
	1ª Reproducción			2ª Reproducción			P	ANOVA
Nº HEMBRA	ºh	Prom.	±ESM	Hº	Prom.	±ESM		
35786-25856	306,98	310,05	7,16	342,43	377,21	14,24	0,006	P<0,05
35802-41728	-			383,38				
35796-52992	301,55			411,23				
35816-16640	331,10			371,79				
35819-60416	300,56			-				

En el cuadro 33, se muestra los grados horas de la primera y segunda reproducción luego de la segunda dosis inyectada a las mismas hembras. Los espacios en blancos son debido a que las hembras no llegaron a desovar.

En la 1ª reproducción se registró el desove más temprana en la hembra 35819-60416 a los 300,56 grados hora (ºh) y la más tardía en la hembra 35816-16640 a los 331,10ºh registrando un promedio de 310,05. ±7,157ºh

En la 2ª reproducción se registró el desove más temprano en la hembra 35786-25856 a los 342,43ºh y la más tardía en la hembra 35796-52992 a los 411.23ºh, para la segunda reproducción se obtuvo un promedio de 377,21 ±14,245ºh. Se ilustra el cuadro 33 con la gráfica 33(anexo).

Realizando una comparación entre las dos reproducciones se observa que existe diferencia significativa ($P < 0.05$) en los grados horas luego de la segunda dosis hasta el desove de las hembras.

Como se aprecia en el cuadro 33 la mayoría de las hembras reproducidas luego de un tiempo de recuperación de 10 semanas han demorado mas en el desove, mediante el análisis de los parámetros obtenidos se observa que el porcentaje de ovocitos con núcleos excéntricos y la cantidad de ovocitos producidos influyen en los grados horas. A mayor cantidad de ovocitos producidos y menor cantidad de ovocitos con núcleos excéntricos necesitaran mayor tiempo para el desove.

VI CONCLUSIONES

Mediante los resultados obtenidos permitieron llegar a las siguientes conclusiones:

1. Mediante el chequeo mensual se observó el estadio reproductivo de los progenitores tanto del estanque cubierto y sin cobertura en las cuales se apreció la evolución de los ovocitos en sus diferentes etapas. Además que la producción de ovocitos no se inhibe en la época de invierno, que mejorando y controlando las condiciones ambientales las hembras sigue su ciclo reproductivo. El efecto de la cobertura del estanque ha permitido tener hembras con ovocitos todo el año, sin embargo este efecto no fue lo suficientemente fuerte como para alargar de manera comprobada la época de reproducción. Eso debe ser debido a las pocas diferencias de temperaturas registradas entre los dos estanques, con cobertura y sin cobertura.
2. Es imprescindible la realización de chequeo mensual o por lo menos un chequeo antes de realizar la reproducción, para observar el estadio reproductivo de las hembras y seleccionar los reproductores de acuerdo a parámetros adecuados.

3. Los parámetros de calidad de las hembras, se basan en el grado de evolución de los ovocitos donde se considera ideales en los siguientes rangos: el diámetro del modo superior de los ovocitos de 1.10 a 1.20 mm, el porcentaje de ovocitos con núcleos excéntricos mas del 13%, coeficiente de variación igual o menor al 9%.
4. La biopsia ovárica no produce desventaja como acelerar la reabsorción la cual está mencionada por el autor Guerra, H.2000, a pesar de realizar la biopsia ovárica la evolución de los ovocitos siguen su ciclo, lo cual no llega a reabsorberse.
5. La realización de reproducción múltiple (dos reproducciones con la misma hembra) donde la segunda reproducción resulta beneficiosa, ya que mejora los parámetros mencionados en especial tasa de fecundación y la tasa de sobrevivencia embrionaria.
6. La cantidad de ovocitos no significa calidad, se debe de realizar un seguimiento y ver el estadío de los ovocitos, además no siempre se cumple el parámetro de 100.000 a 150.000 óvulos por kilogramos de peso vivo por hembra, existe un rango de 17.000 a 346.000 óvulos por kilogramos de peso vivo por hembra.

7. En los grados hora (°h) ésta depende del grado de madures de los óvulos y la temperatura que adelantan o atrasan el desove, lo cual va variando de 288 a 411 °h.
8. Mediante el análisis de todos los datos, se observa la posibilidad de alargar y adelantar la época de reproducción, puesto que los datos muestran que las hembras van evolucionando a partir de septiembre a marzo, para luego subir en mayo y decayendo en junio. La posibilidad de adelantar y alargar la época de reproducción tendría que averiguarse, inyectando hembras mas temprano en el año.

VII RECOMENDACIONES

- Para la protección de estanque se debe considerar utilizar calaminas plásticas para cubrir $\frac{3}{4}$ de la de la superficie o de lo contrario toda la superficie, tanto para la iluminación interna que ayude a la producción de plancton como para aumentar la temperatura del estanque.
- Para aprovechar la reproducción múltiple se puede considerar dos puntos: sincronizar a las hembras y dar un tiempo de recuperación de 10 semanas. La primera reproducción serviría de sincronización de las hembras realizando a fines de invierno en este caso sería en septiembre ya que para esta fecha las hembras salen de su letargo e inician su preparativos para la época de reproducción , esta primera reproducción no se espera tener buenos resultados; pero las pocas larvas tendrán oportunidades de crecer en épocas de primavera – verano llegando así muy bien en el mercado, además esta primera reproducción sería el gatillo para que las hembras uniformicen en cuanto a la calidad de los ovocitos. A estas hembras se le dan 10 semanas de recuperación para reproducir en noviembre a diciembre y la tercera a mediados del mes de febrero y quizás una cuarta reproducción a fines de abril.

No obstante la reproducción tiene que ser corroborado con un seguimiento riguroso mediante chequeos de los progenitores. De esta manera aprovechando la reproducción múltiple se podría obtener pececillos en épocas de reproducción alargada.

- En el tiempo de espera sería interesante buscar hembras y realizar la reproducción de acuerdo a un rango predeterminado de parámetros, como en el caso del porcentaje de migración de núcleos de los ovocitos que superen el 25%, también esta que sea menor al 20% de atresia. Con esta selección quizás se obtendría datos con mas precisión respecto al tiempo de espera, y el grado de influencia tanto del porcentaje de migración de núcleos como de atresia de los ovocitos.
- Basados en los valores que se observaron durante la reproducción, se recomienda tomar en cuenta los siguientes parámetros que son de mucha importancia en el éxito de la reproducción: diámetro del modo superior de los ovocitos de 1.10 a 1.20mm, coeficiente de variación de los ovocitos de < 9%, núcleos excéntricos >13%. Todos estos valores darán oportunidad de seleccionar progenitores con ovocitos de un diámetro adecuado, uniformes y con estado de madures que encaminaran hacia el éxito de la reproducción.

VIII BIBLIOGRAFÍA

- Alcántara, F & Guerra, H. 1986. Avances en la producción de alevines
De “gamitana” *Colossoma macropomum* y “pacú” *C.*
Brachypomus por reproducción inducida. Revista Latinoamericana de
Acuicultura. Lima- Perú. Nº 30 – 23 – 60 – Diciembre.
- Alcántara, F. 1985. Reproducción Inducida de “GAMITANA” *Colossoma*
macropomum Cuvier 1818 en el Perú. TEIS DOCTORAL.
UNIVERSIDAD NACIONAL DE TRUJILLO. FACULTAD DE
CIENCIAS BIOLÓGICAS. Trujillo – Perú. Pp. 1 - 33.
- Alcántara, F. Kohler, C. C. Kohler, S. T. y De Jesús, M. J. RENDIMIENTO
DE *Piaractus brachypomus* Y *Colossoma macropomum* CRIADOS EN
ESTANQUES A DISTINTAS DENSIDADES Instituto de
Investigaciones de la Amazonía Peruana Iquitos, Perú SA. pp. 3.
(2000) (Vía Internet).
[http://www.siamazonia.org.pe/Detalleseventos/Setiembre%202002/Cur
so_intern_acuicultura/Bibliogr_adicional/Spanish%20article.pdf](http://www.siamazonia.org.pe/Detalleseventos/Setiembre%202002/Curso_intern_acuicultura/Bibliogr_adicional/Spanish%20article.pdf).
- Ascón, D. G. 1987. Producción de Alevinos de “Gamitana” *Colossoma*
macropomum y “Paco” *Piaractus Brachypomum*, Mediante el Empleo
de dos Técnicas diferentes de Reproducción Inducida. INSTITUTO DE

INVESTIGACIONES DE LA AMAZONIA PERUANA (IIAP). Tarapoto –
Perú. Pp.7.

ATENCIO, G. V. PRODUCCIÓN DE ALEVINOS DE ESPECIES
NATIVAS. Universidad de Córdoba, Facultad de Medicina
Veterinaria y Zootecnia, Departamento de Acuicultura, Centro de
Investigación Piscícola (CINPIC). (2001) (Vía Internet).
<http://www.revistamvz.unicordoba.edu.co/MVZ-61/9.pdf>

BIBLIOTECA del Instituto de investigaciones de la amazonia peruana
(IIAP). REPRODUCCION DE LA CACHAMA. Iquitos - Perú. Pp.1

BOTERO, M. Descripción del desarrollo embrionario de zigotos híbridos
obtenidos por el cruce de machos de Cachama Blanca (*Piaractus
brachypomus*) y hembras de Cachama Negra (*Colossoma
macropomum*). Grupo de Fisiología y Biotecnología de la
Reproducción. GRICA, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad de
Antioquia. (2004) (Vía Internet)
<http://www.kogi.udea.edu.co/revista/17/17-s-6.pdf>.)

CHAPARRO, M.N.1994. Reproducción Artificial y Manipulación Genética
en Peces. CEPTA, Pirassununga, Brasil. P. 115.

Corcuy, A. N. 2005. Comunicación personal.

Daza, d. & C. Bejarano. Histología comparativa de ovario de
“cachama blanca” *Piaractus brachypomus* (pisces CHARACIDAE) con
trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss* (pisces SALMONIDAE).pp. 284
– 287.

Da Silva, A.B.; Vinatea, J.E.; Alcántara, F. 1988. Manual de
reproducción de peces *Colossoma* (Pacú y tambaquí) Tarapoto, San
Martín, Perú. Pp. 1 – 24.

DUGUE, R. Comunicación personal.

GONZÁLEZ, S. H., ATENCIO, G. V. ARGUELLO, E. L.
REPRODUCCIÓN INDUCIDA DE LA LISETA *Leporinus muyscorum*
(STEINDACHNER, 1902) CON EXTRACTO PITUITARIO DE CARPA
(EPC) Universidad de Córdoba, Facultad de Medicina Veterinaria y
Zootecnia, Departamento de Acuicultura, Centro de Investigación
Piscícola (CINPIC). (2001) (Vía Internet).
<http://revistamvz.unicordoba.edu.co/MVZ-62/97.pdf>.

Guerra, H. 2000. Cultivo y procesamiento de peces nativos: una propuesta para la amazonía peruana Iquitos – Perú. pp.10 – 20.

INSHT. Fichas Internacionales de Seguridad Química
2FENOXIETANOLICSC:0538. (2003) (Vía Internet).
<http://www.mtas.es/insht/ipcsnspn/nspn0538.htm>

Kubitza, F. 1999. Qualidade da água na produção de peixes. 3ª Edição revidada. Jundiaí, Sao Paulo – Brasil. Pp. 10.

Lam, T.J. ENVIRONMENTAL INFLUENCES ON GONADAL ACTIVITY IN FISH. Department of Zoology. National University of Singapore. Singapore. Pp. 69.

Lauzanne, L. Loubens, G. 1983. PECES DEL RIO MAMORE. Edición De IÓRSTOM. Collection TRAVAUX Et DOCUMENT N° 192 Paris – Fráncia. Pp. 51 – 53.

OPTOVAC. Estéreo microscopio EMK-2 (Vía Internet).
<http://www.funbec.com.br/bmSpecMicroEst1.html>

SECRETARIA PRO TEMPORE. PISCICULATURA AMAZONICA CON ESPECIE NATIVA (JUNIO De 2003) (Vía Internet).

<http://www.siamazonia.org.pe/Publicaciones/2003>

Syndel Internacional Inc. Information about VIDALIFE. (8 de Julio de 2005) (Vía Internet). <http://www.syndel.com>

Terra Networks. DICCIONARIO DE LA LENGUA ESPAÑOLA Vigésima segunda edición. (2005). (Vía Internet).
<http://www.buscon.rae.es/diccionario/cabecera.htm>

Woynarovich, A. Woynarovich, E. 1998. Guía Detallada para la Producción de Alevitos de Gamitada, Paco y Caraña. Edición Fondo nacional de desarrollo pesquero FONDEPES. Lima – Perú. Pp. 7 – 41.

Woynarovich, E. & L. Horváth, 1981. Propagación artificial de peces de aguas templadas: Manual para extensionistas. FAO, Doc.Téc. pesca, (201): 187 P. pp. 1- 50.

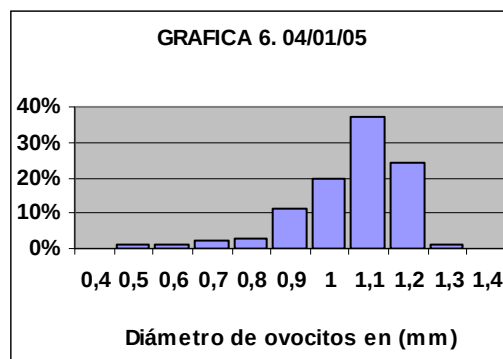
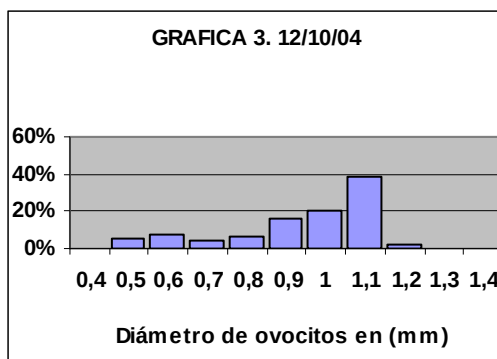
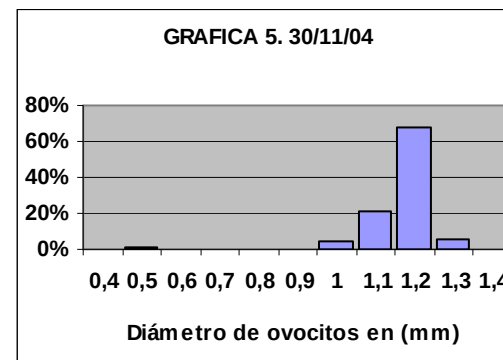
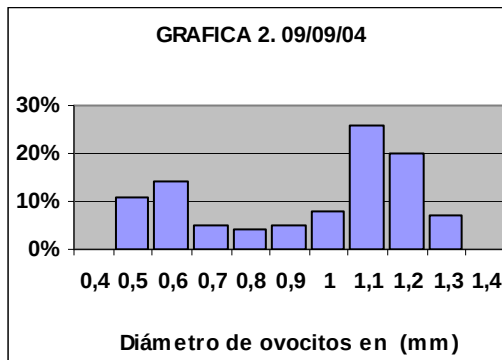
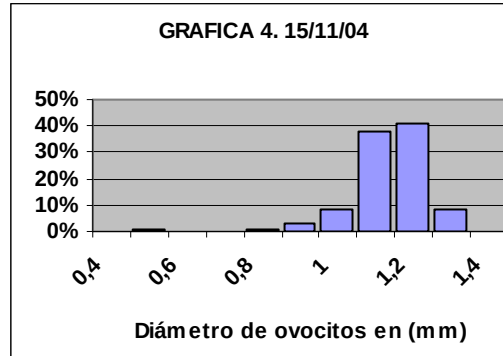
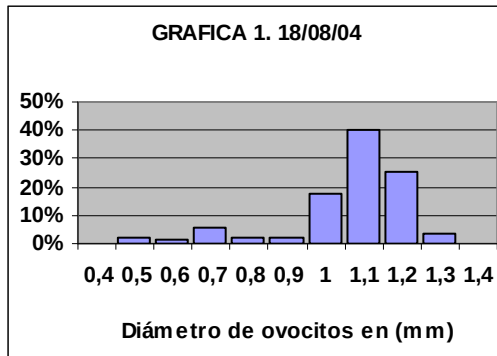
ZUBIETA, Z. J. 2001. Efecto de la fertilización Inorgánica y la Alimentación Artificial Completa sobre el Crecimiento del *Piaractus brachypomus* (TAMBAQUI). Tesis Biología. Facultad de Ciencias y Tecnología. Universidad Mayor de San Simón. Cochabamba – Bolivia. 57p.

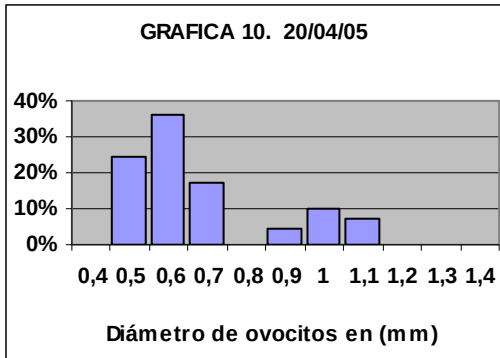
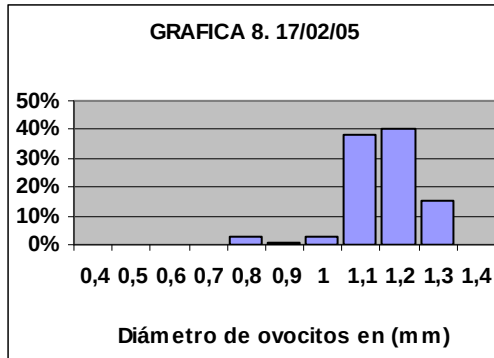
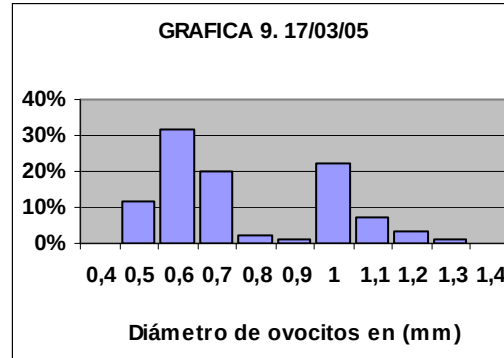
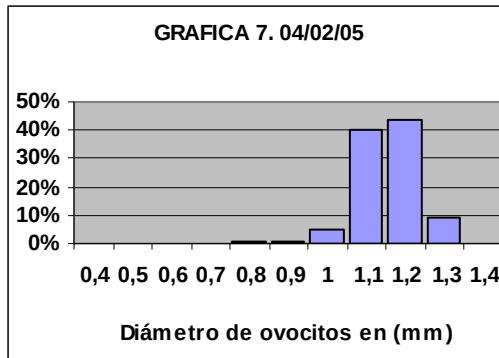
ANEXOS

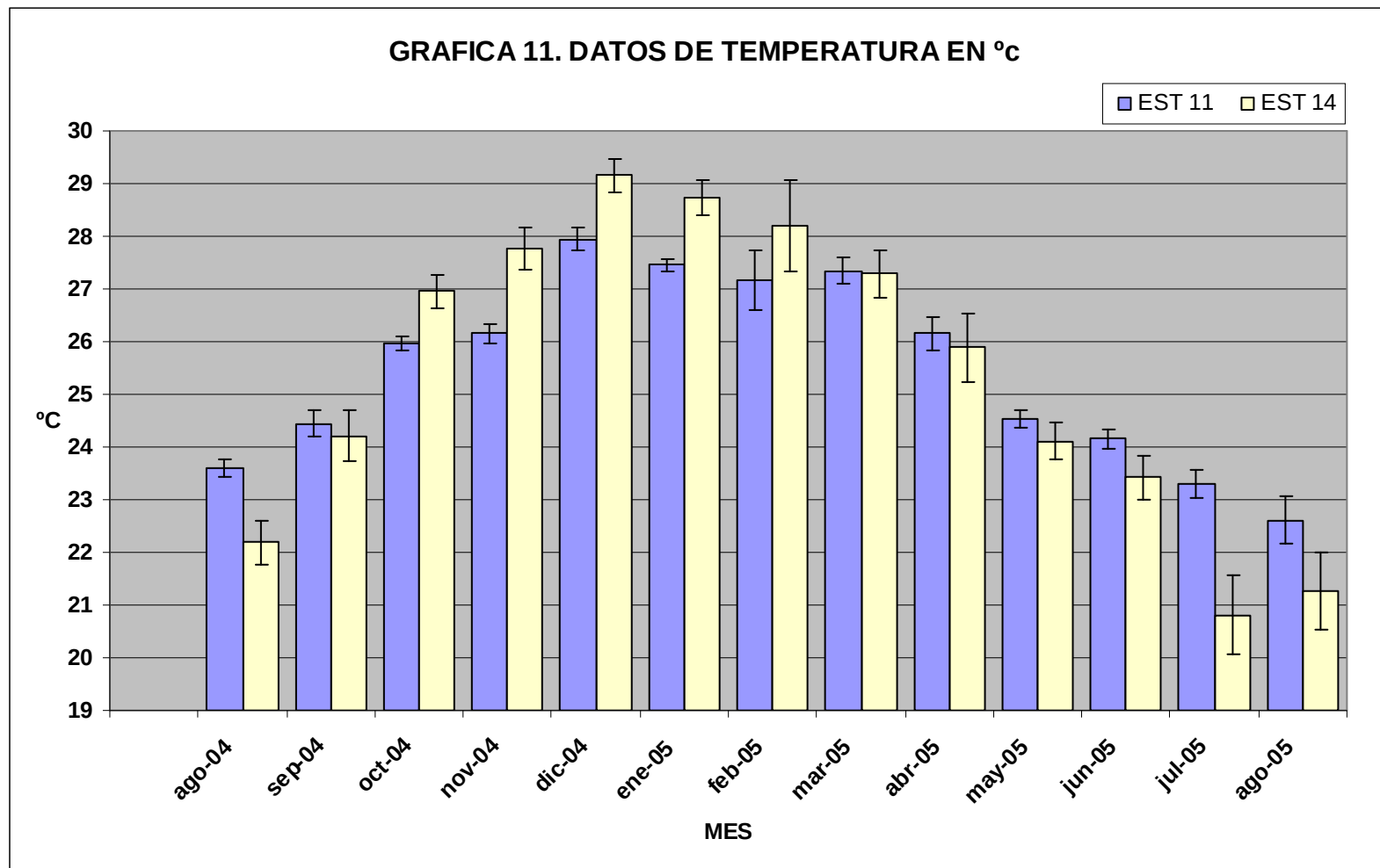
ANEXO 1

ANEXO 1.

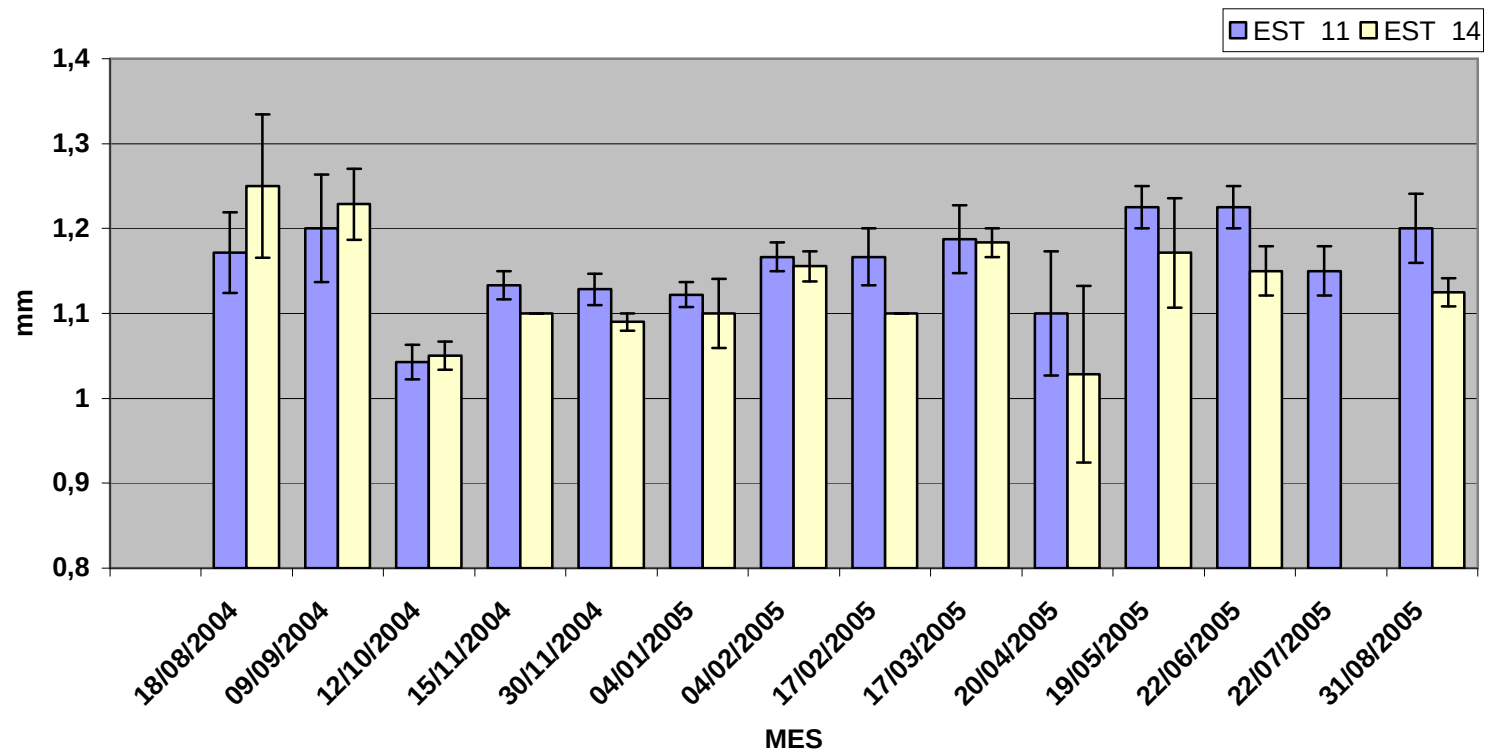
EVOLUCIÓN DE LOS DIÁMETROS OVOCITARIOS DE UNA HEMBRA.



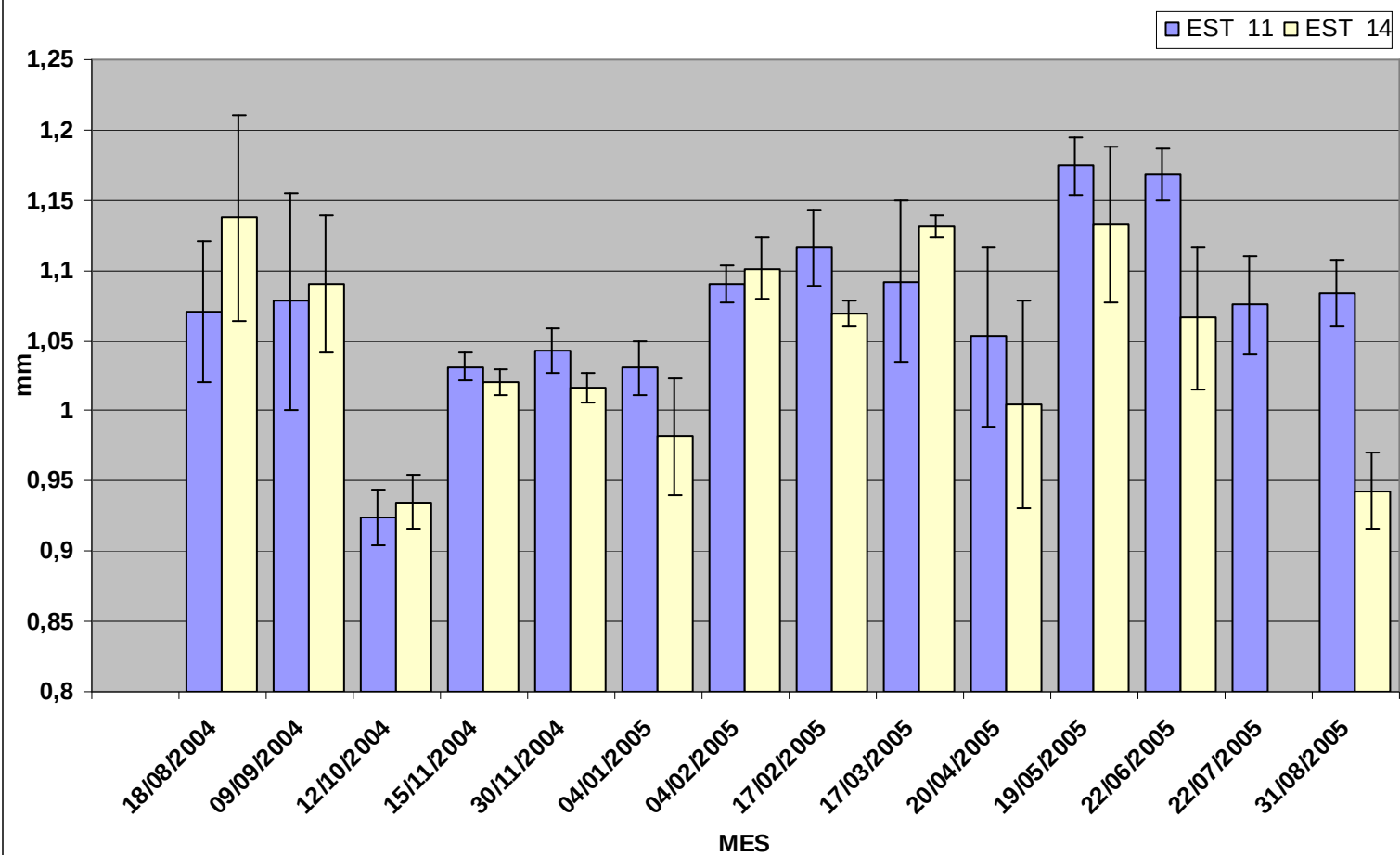




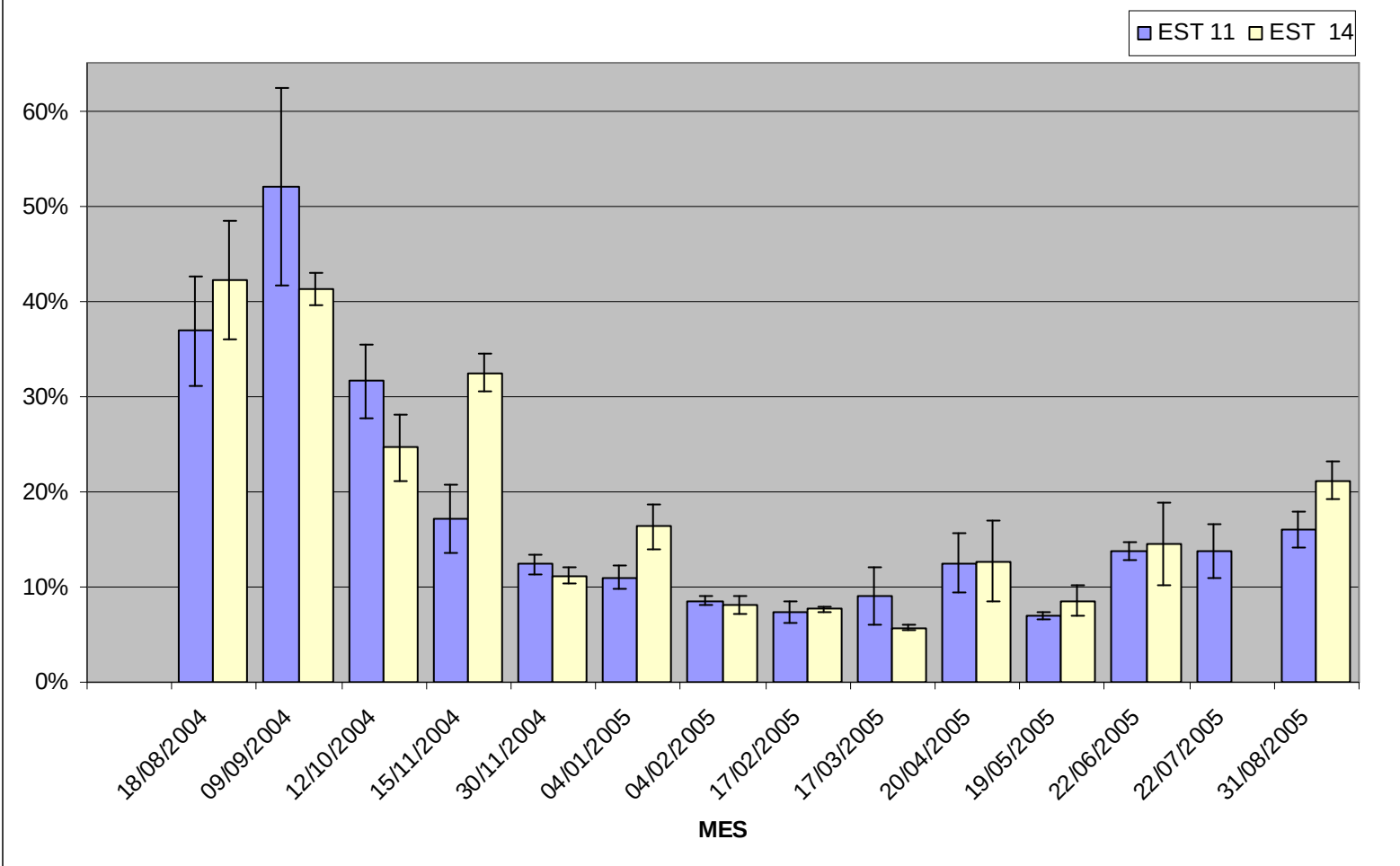
GRAFICA 12. DIAMETRO DEL MODO SUPERIOR DE OVOCITOS



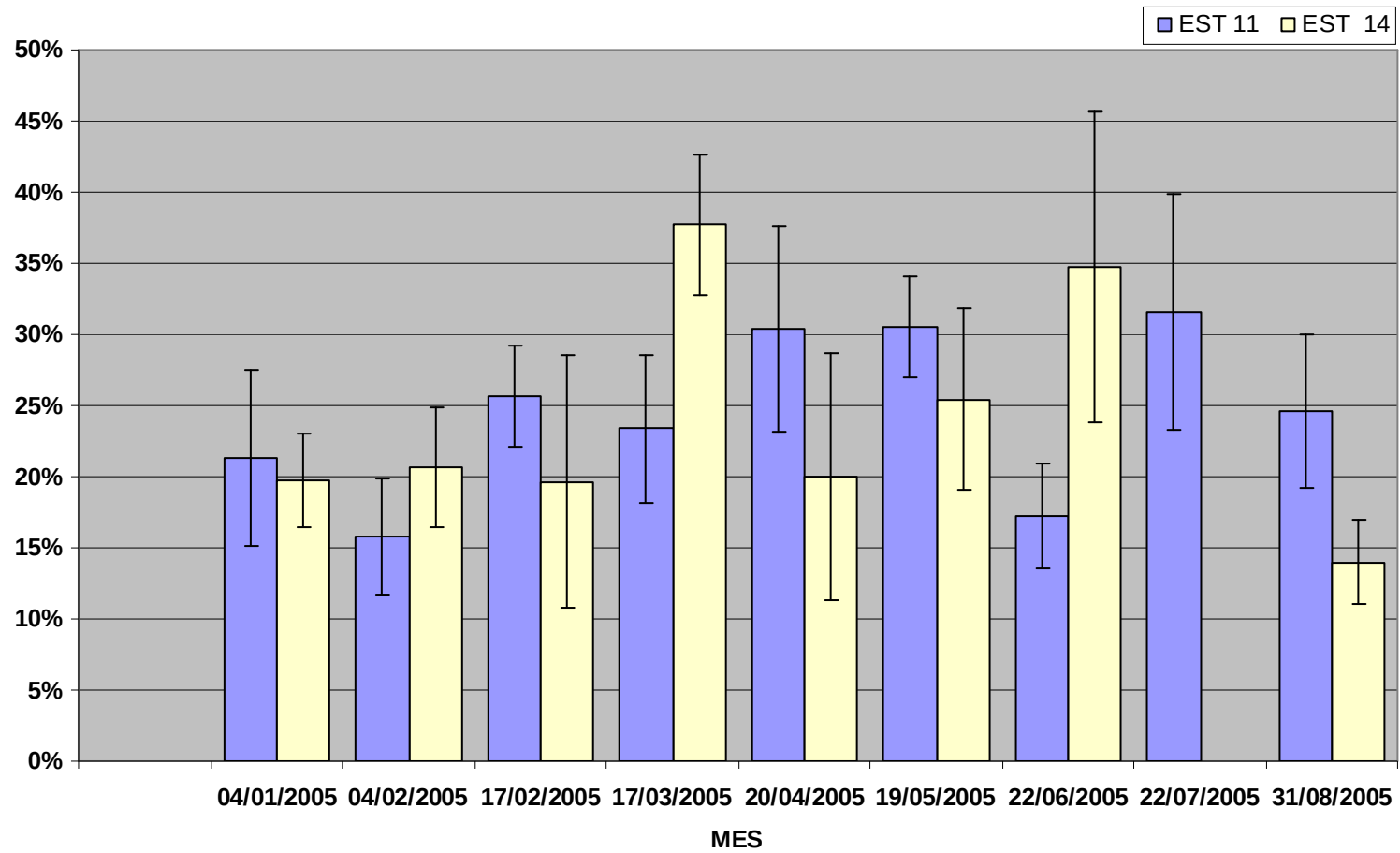
GRAFICA 13. DIAMETRO PROMEDIO DE OVOCITOS



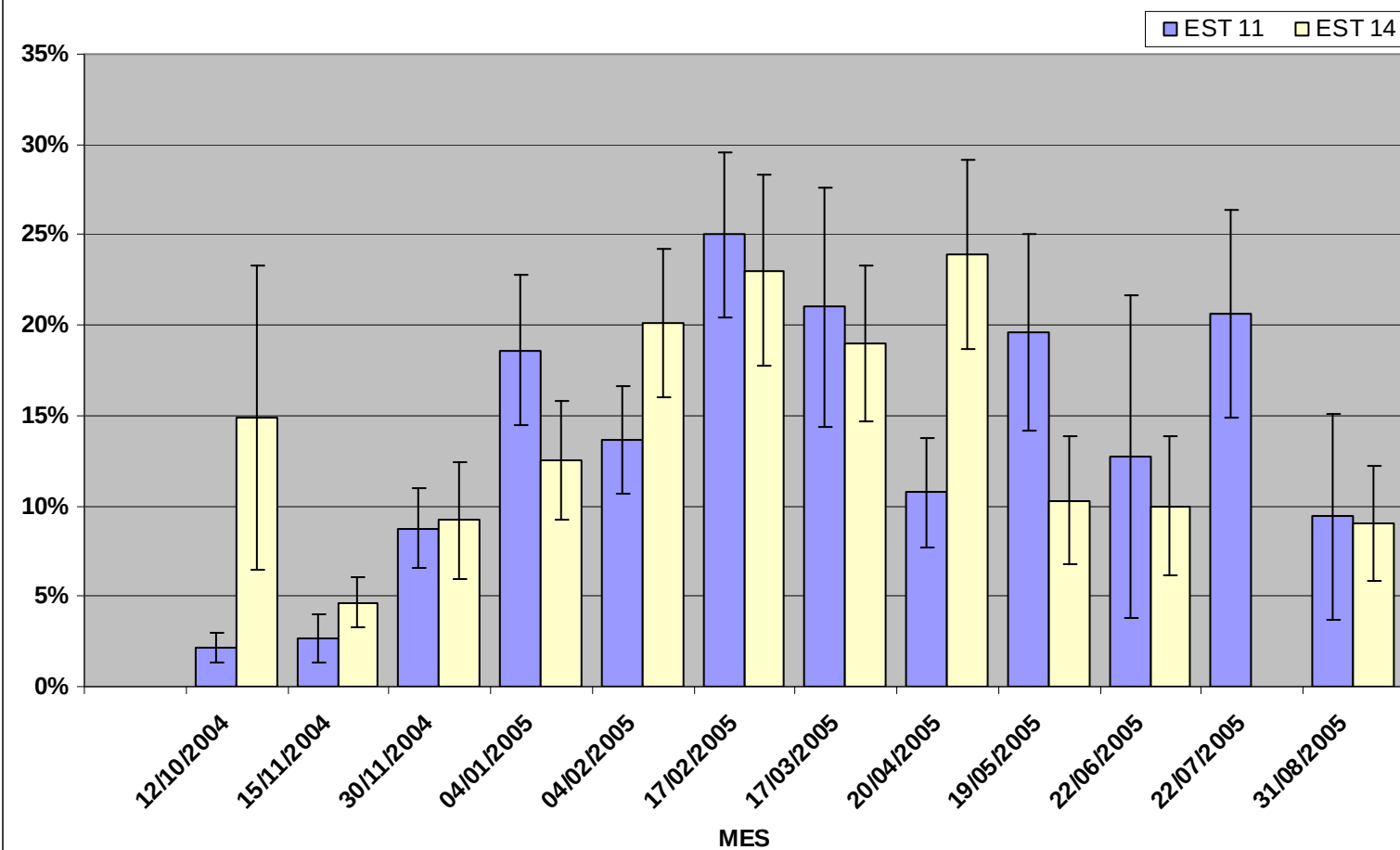
GRAFICA 14. COEFICIENTE DE VARIACION DE DIAMETRO DE OVOCITOS



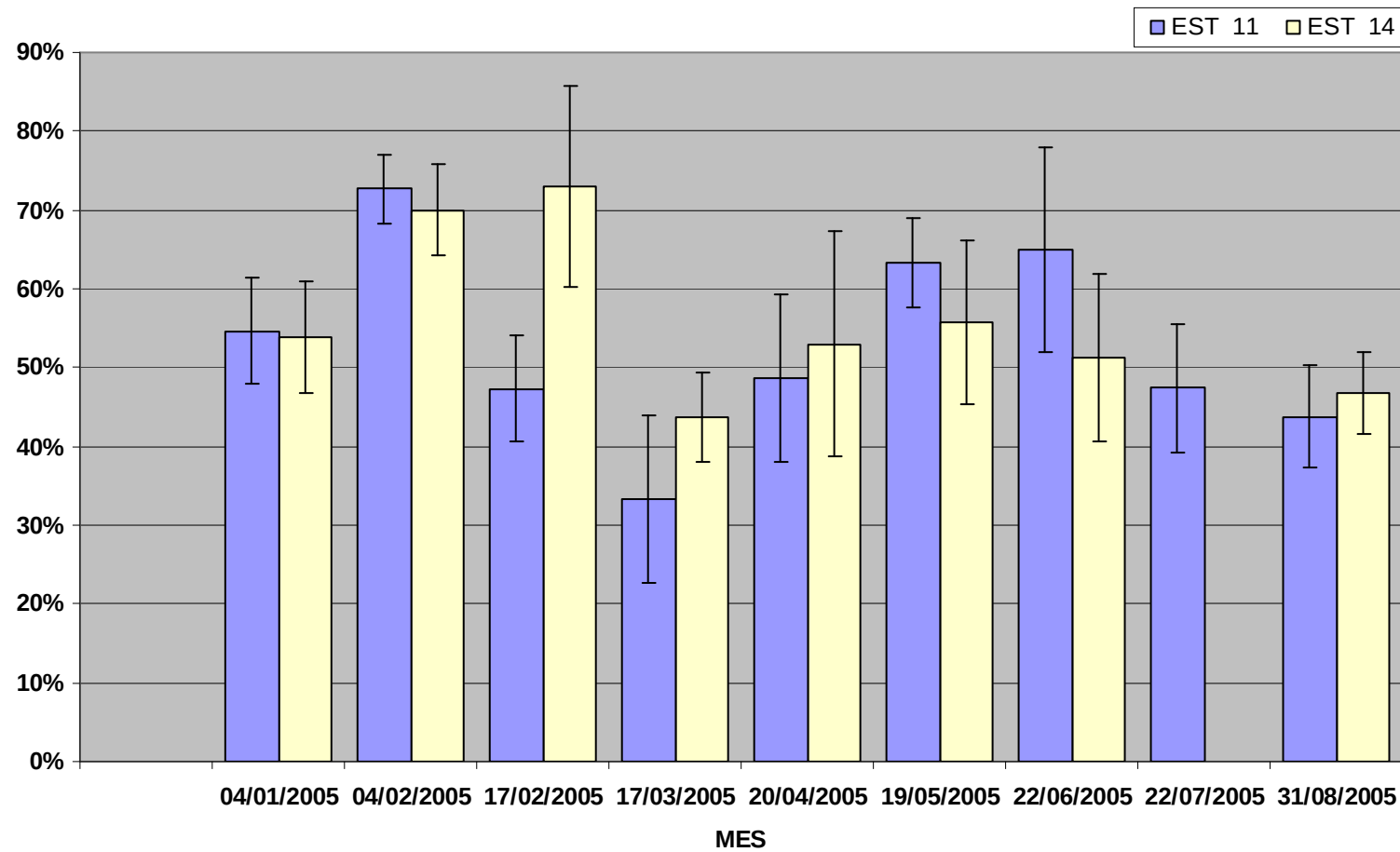
GRAFICA 15. PORCENTAJE DE OVOCITOS ATRESICOS



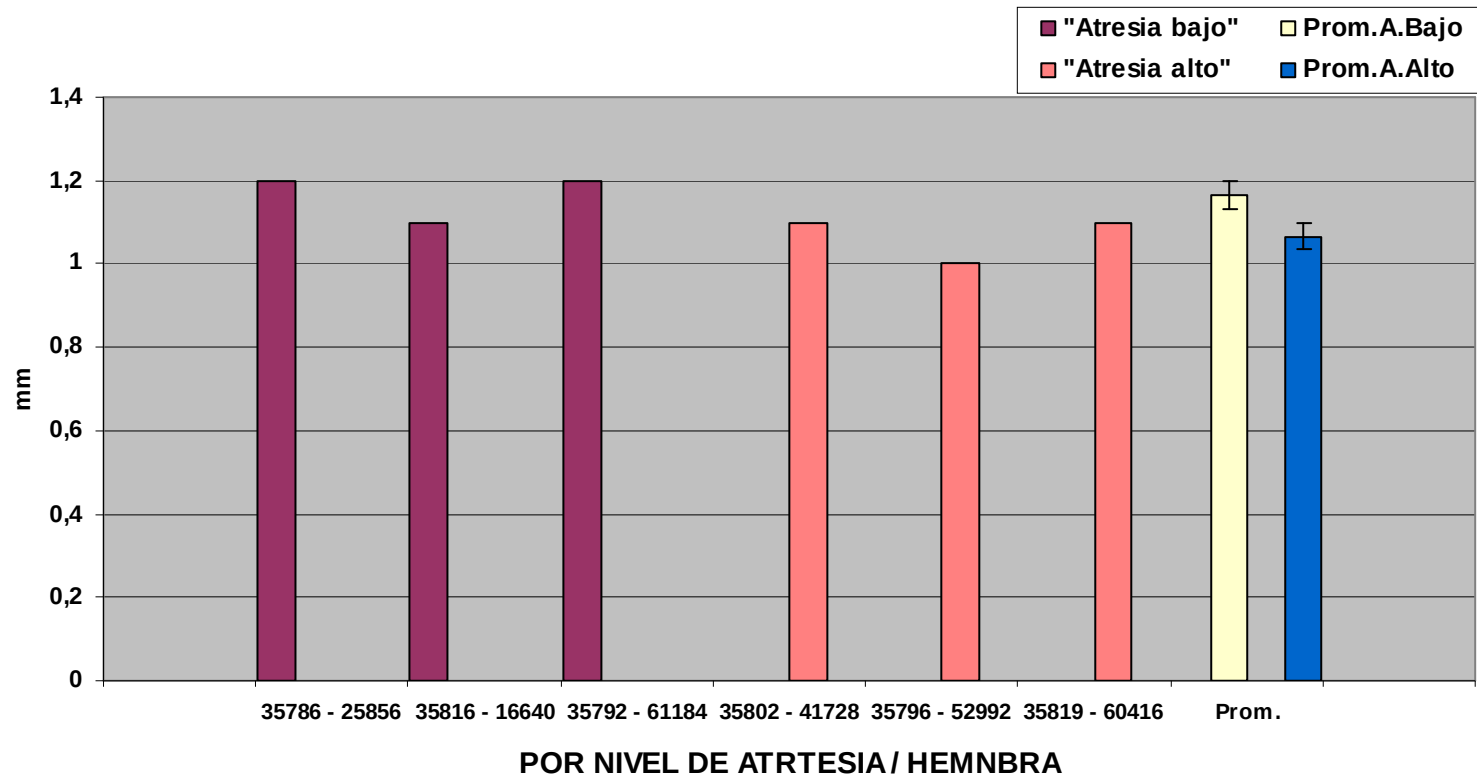
GRAFICA 16. PORCENTAJE DE OVOCITOS CON NUCLEOS EXCENTRICOS



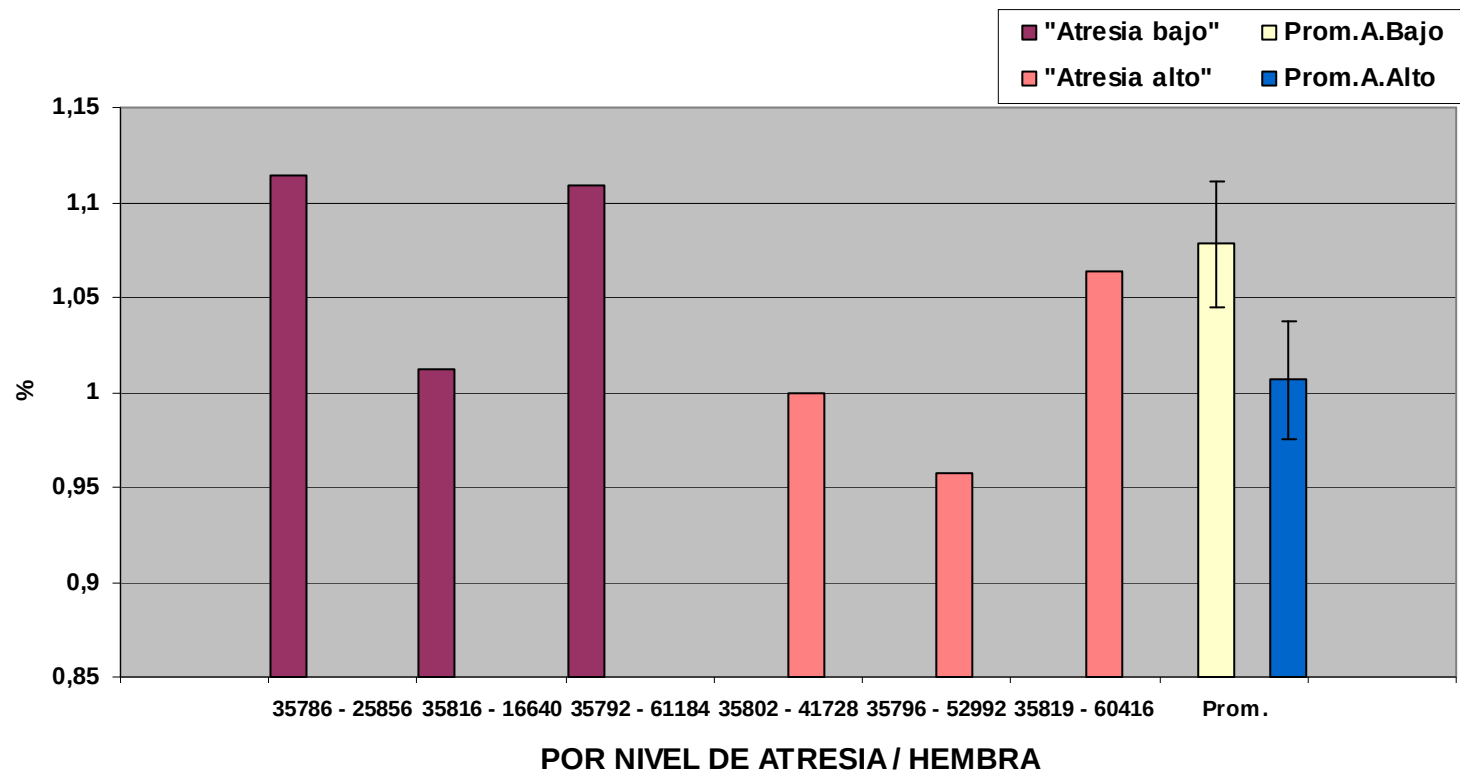
GRAFICA 17. PORCENTAJE DE OVOCITOS TRASLUCIDOS



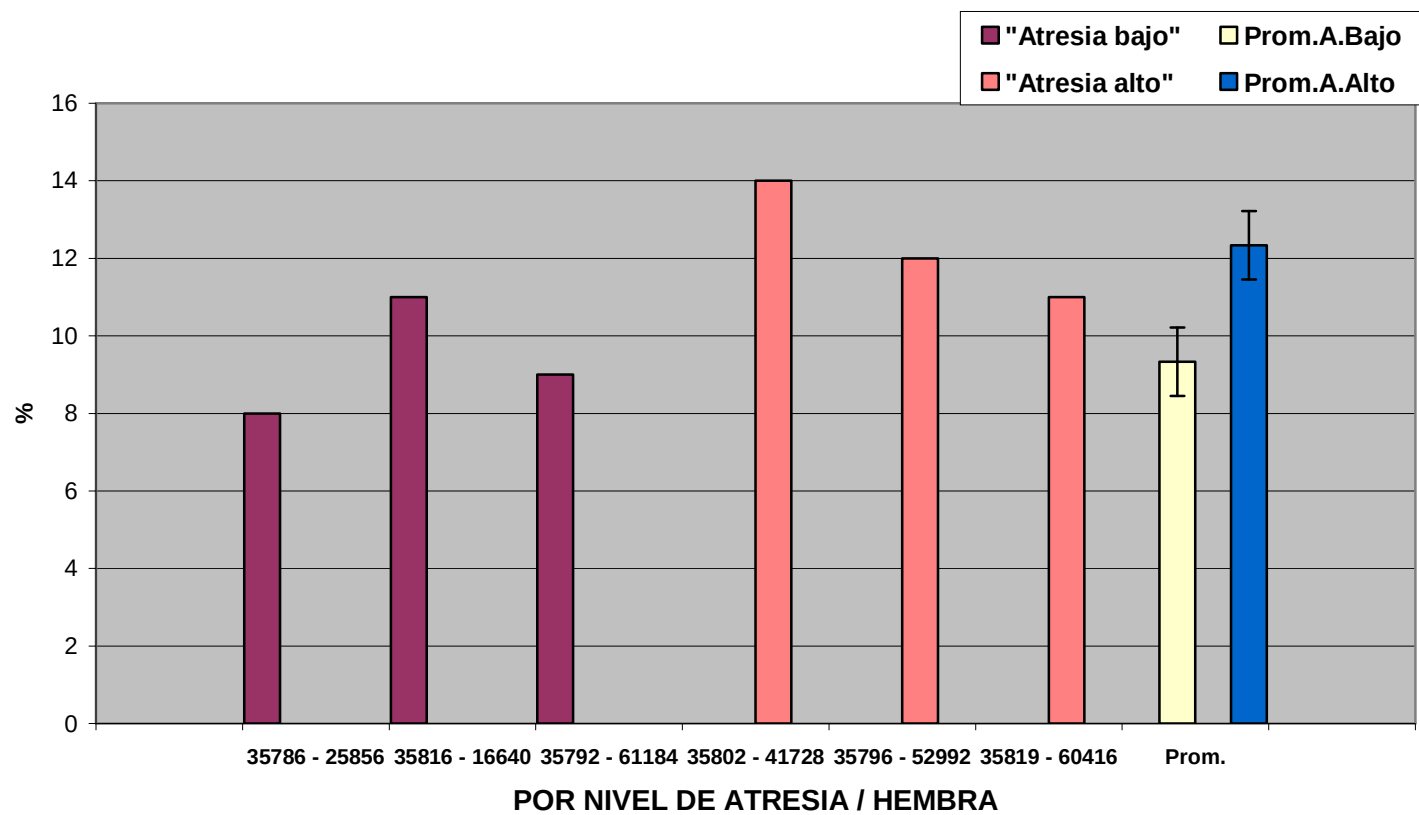
GRAFICA 18. DIAMETRO DEL MODO SUPERIOR DE OVOCITOS



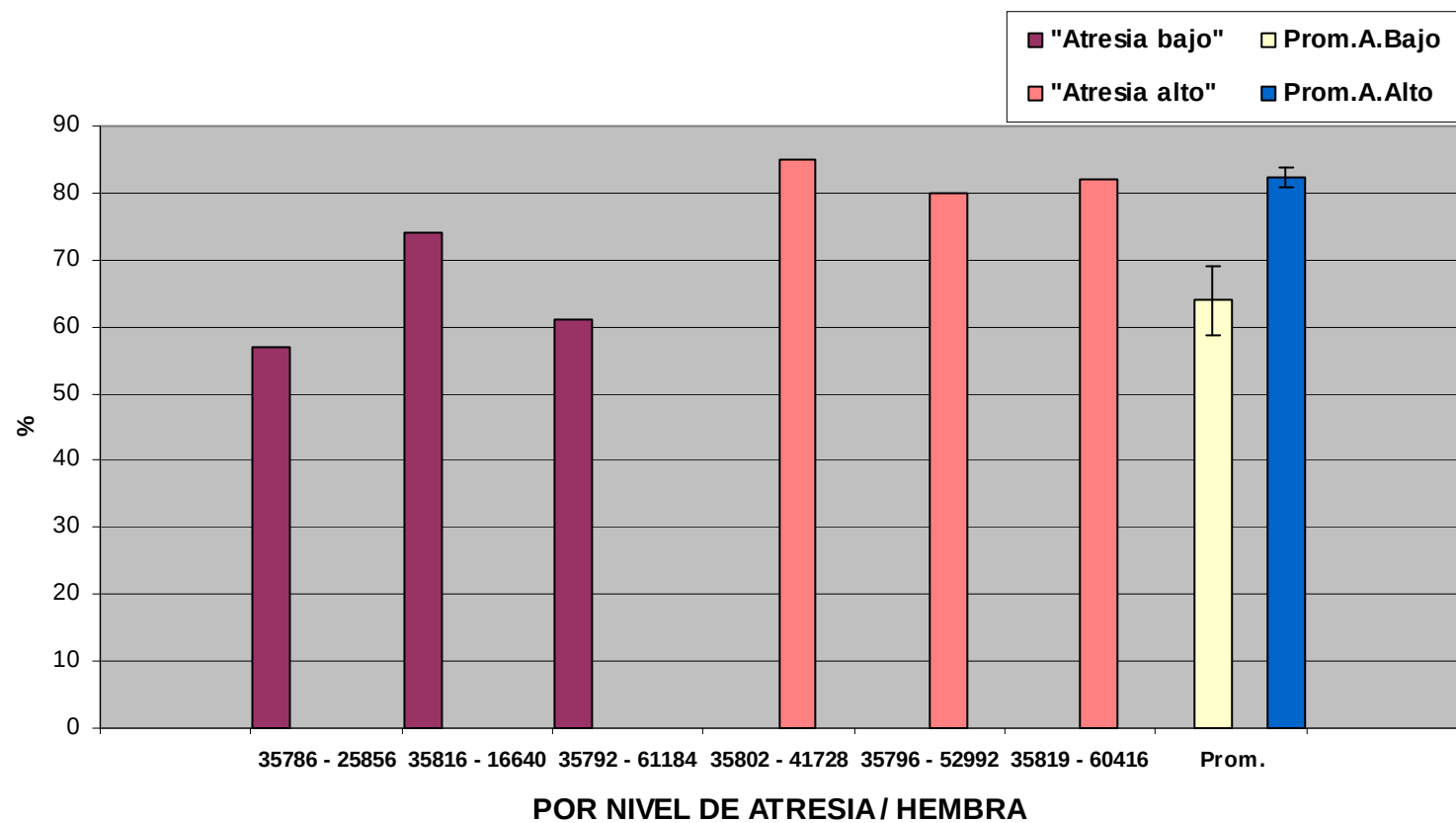
GRAFICA 19. DIAMETRO PROMEDIO DE OVOCITOS



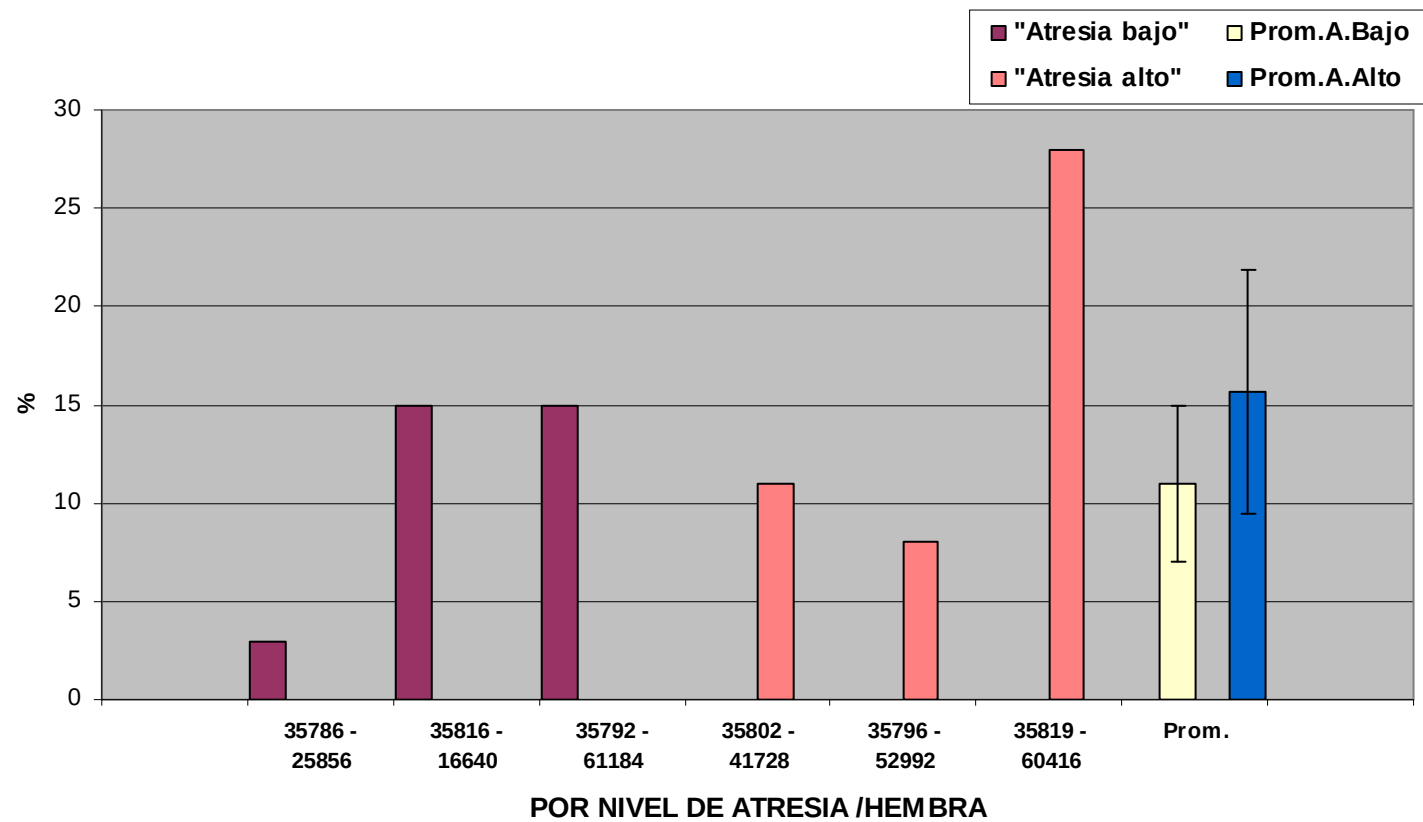
GRAFICA 20. COEFICIENTE DE VARIACION DEL DIAMETRO DE OVOCITOS



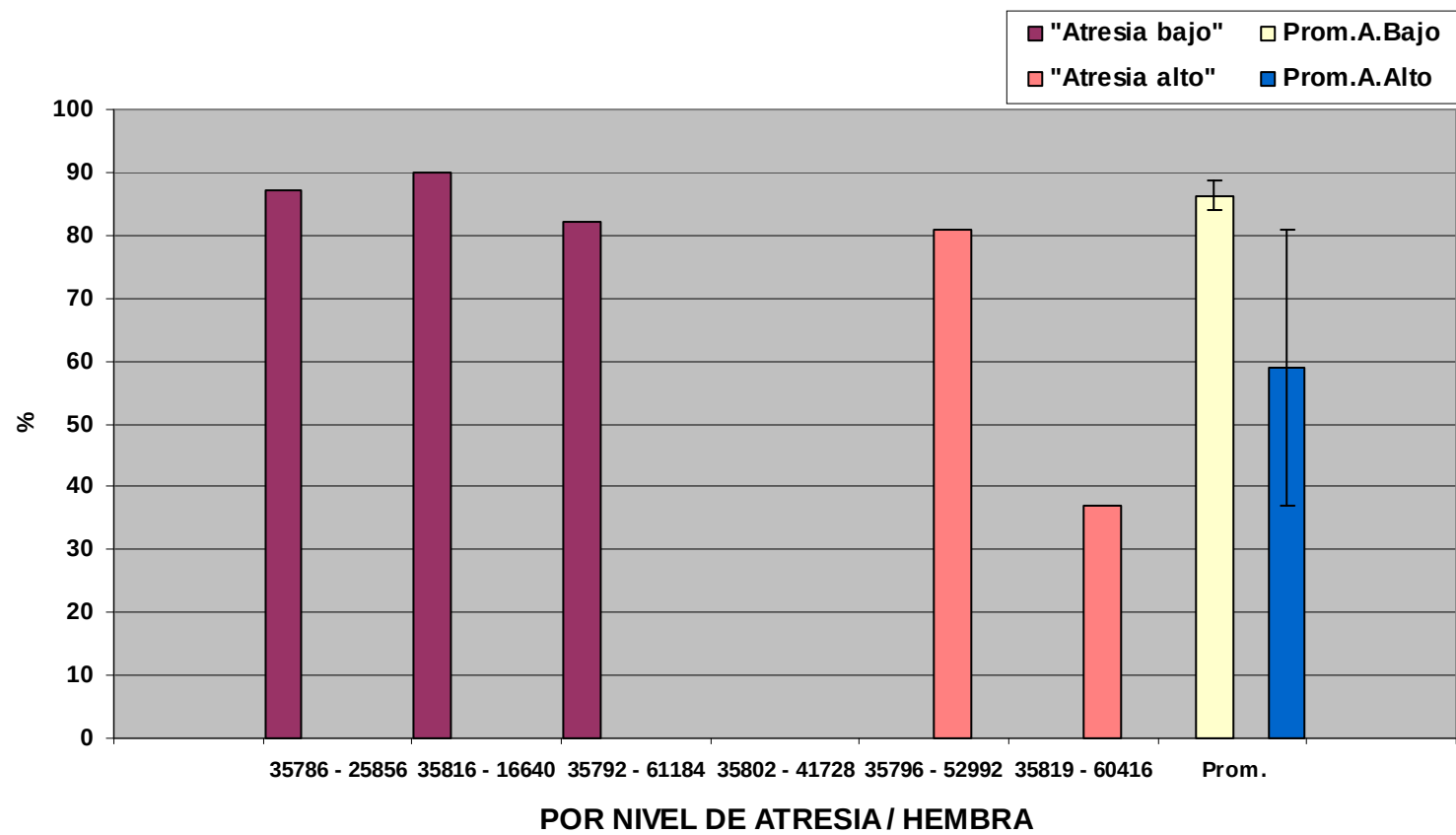
GRAFICA 21. PORCENTAJE DE OVOCITOS ATRESICOS



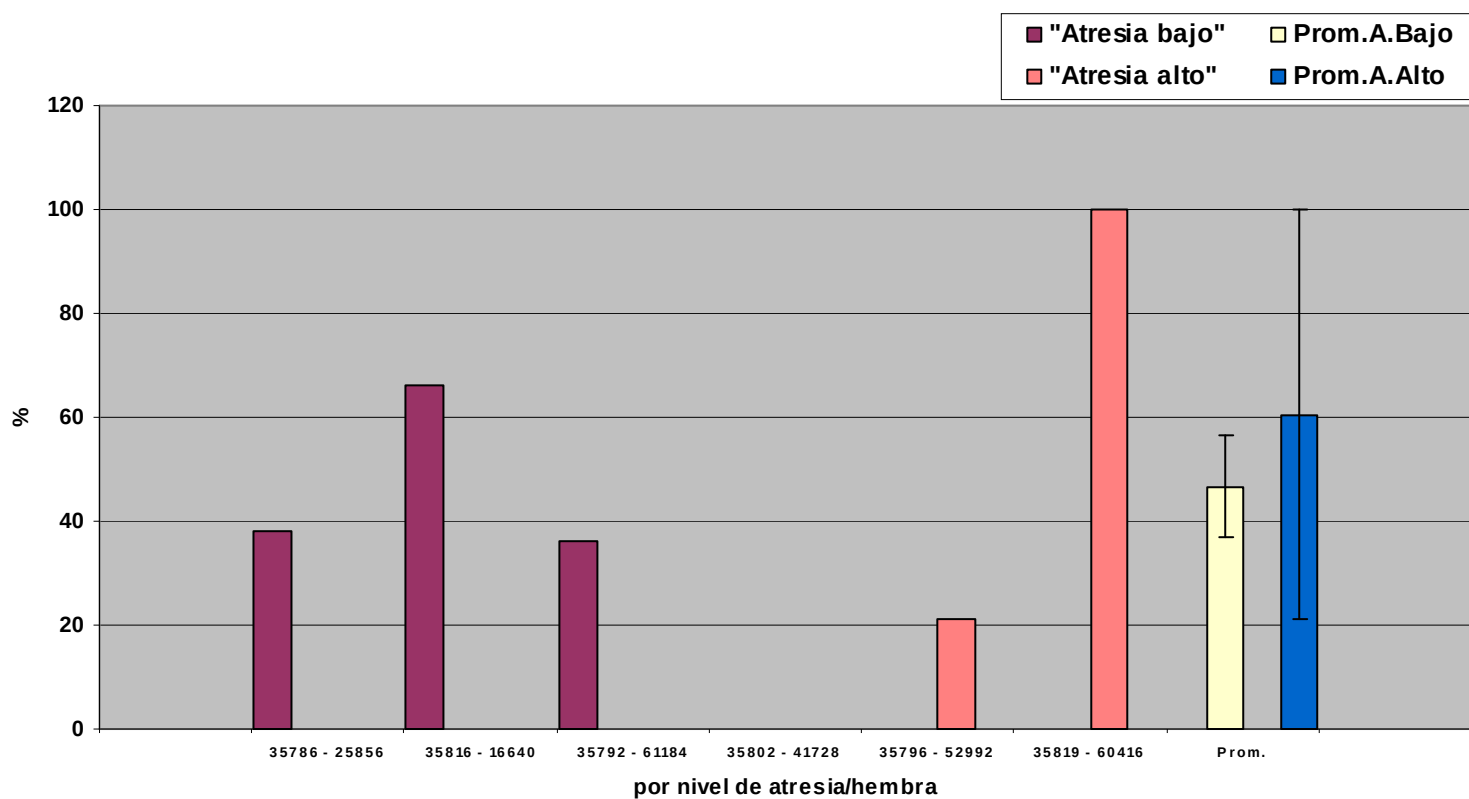
GRAFICA 22. PORCENTAJE DE OVOCITOS CON NUCLEO EXCENTRICO



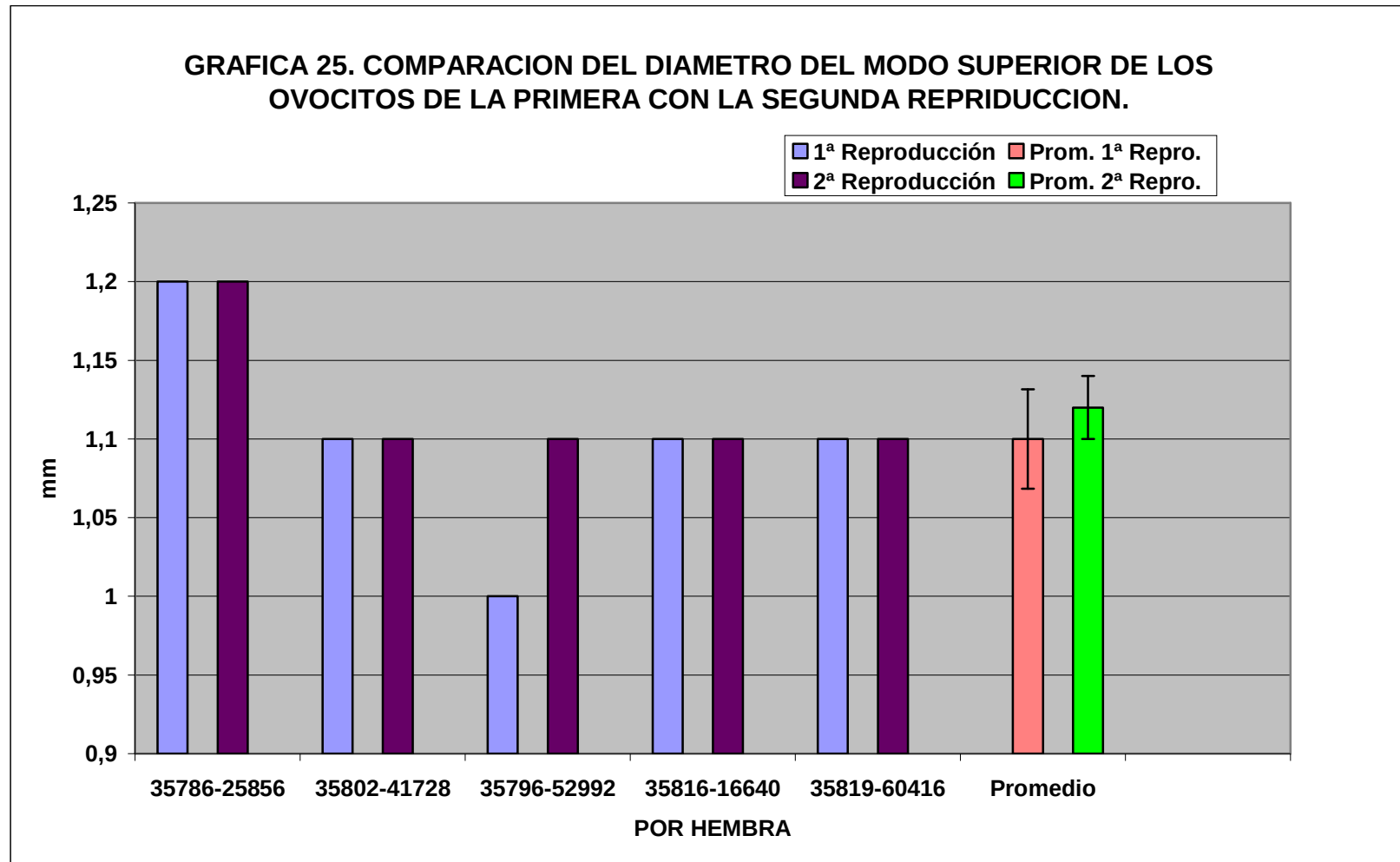
GRAFICA 23. TASA DE FECUNDACIÓN



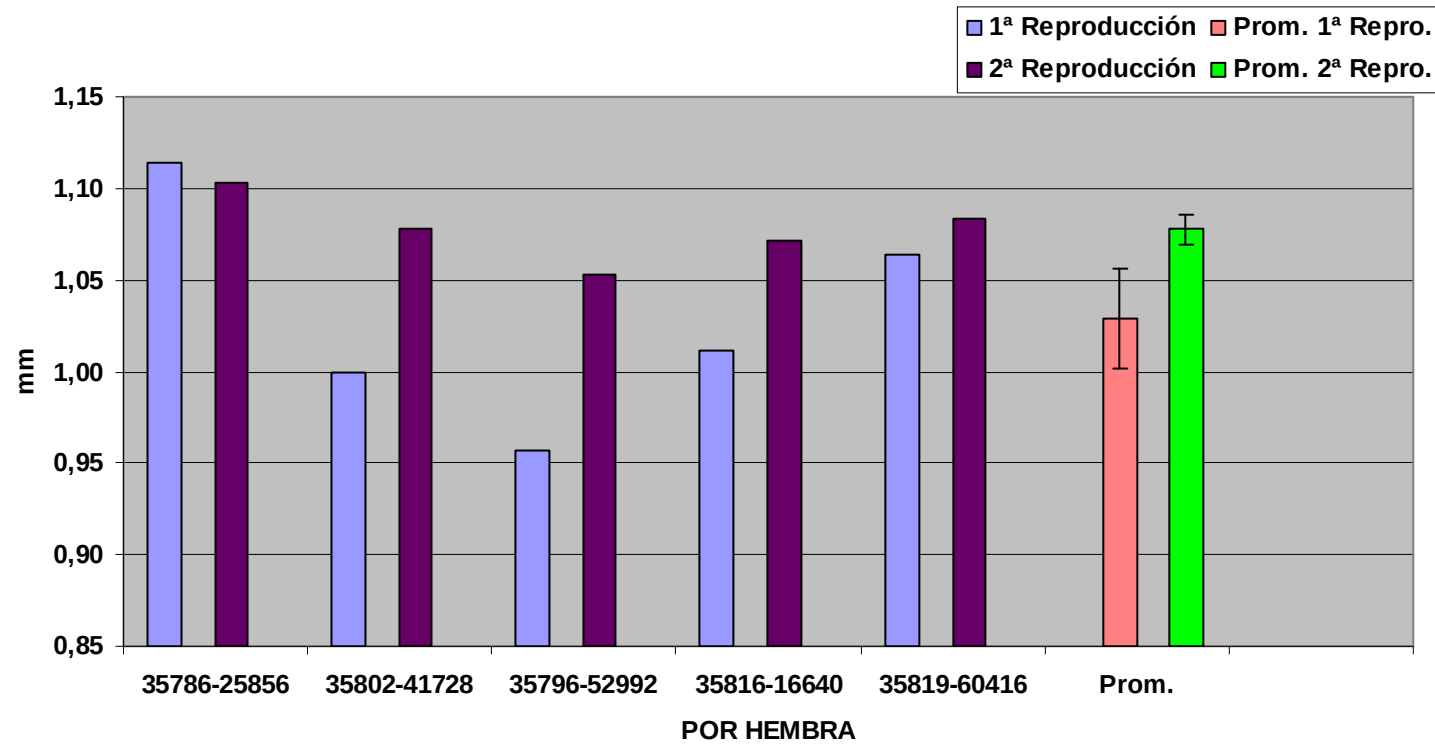
GRAFICA 24. PORCENTAJE DE HUEVOS BLANCO.



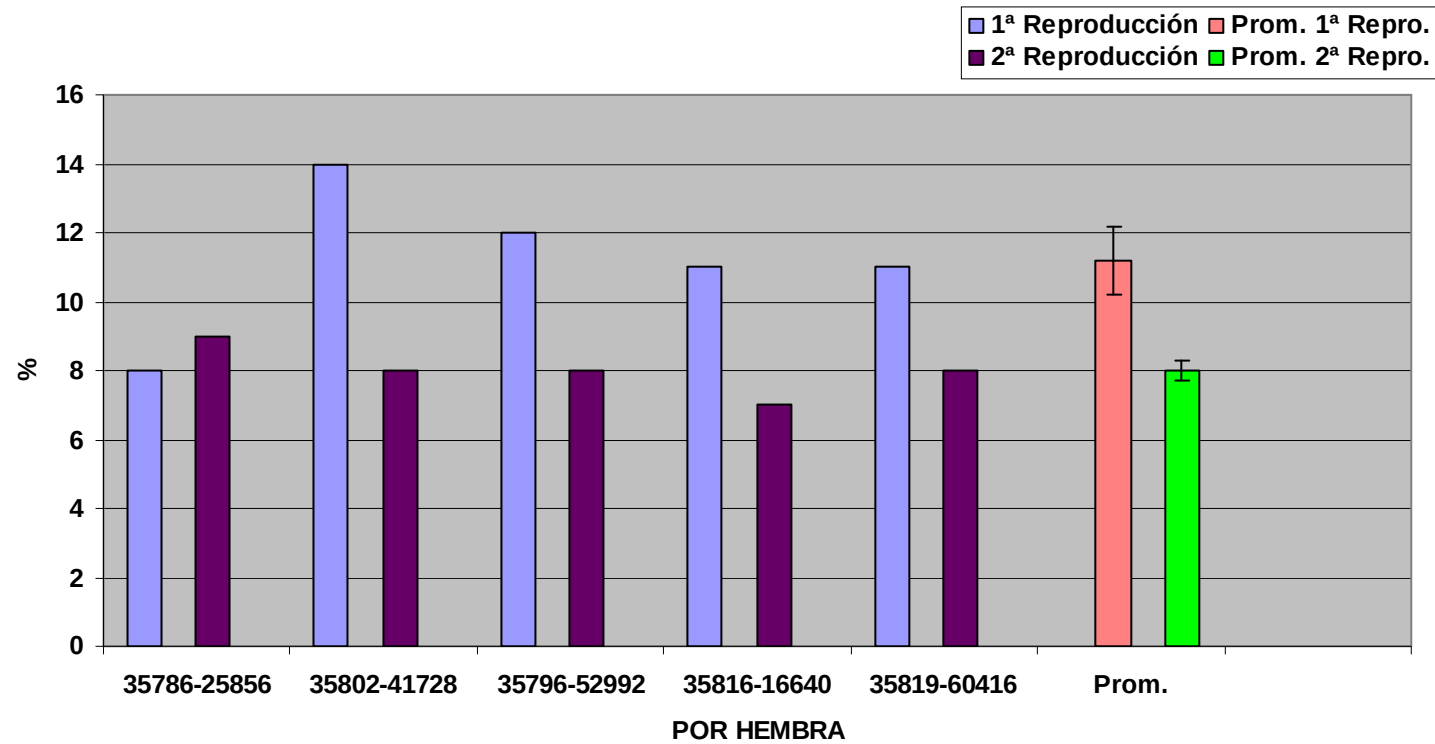
TIEMPO MINIMO DE 10 SEMANAAS ENTRE DOS REPRODUCCIONES.



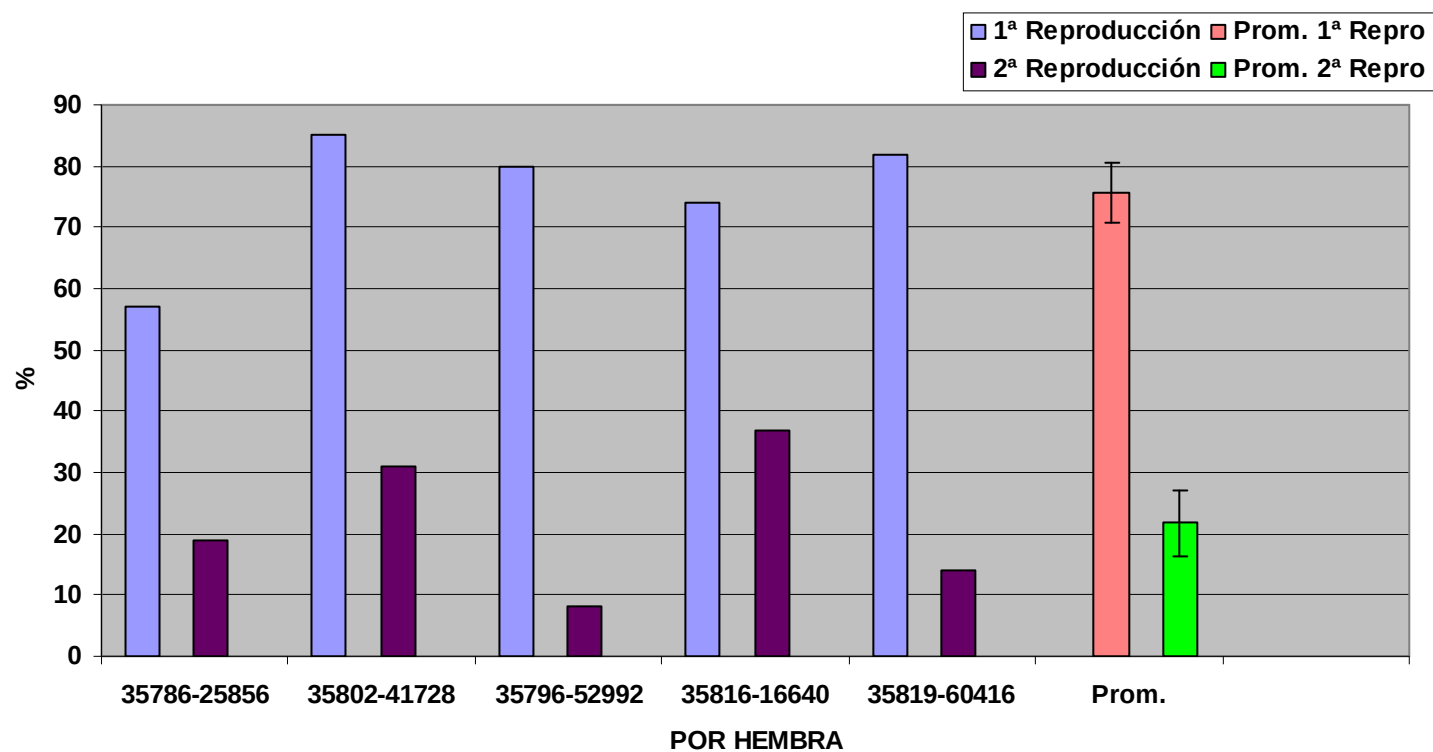
GRAFICA 26. COMPARACION DE DIAMETRO PROMEDIO DE OVOCITOS DE LA PRIMERA CON LA SEGUNDA REPRODUCCION.



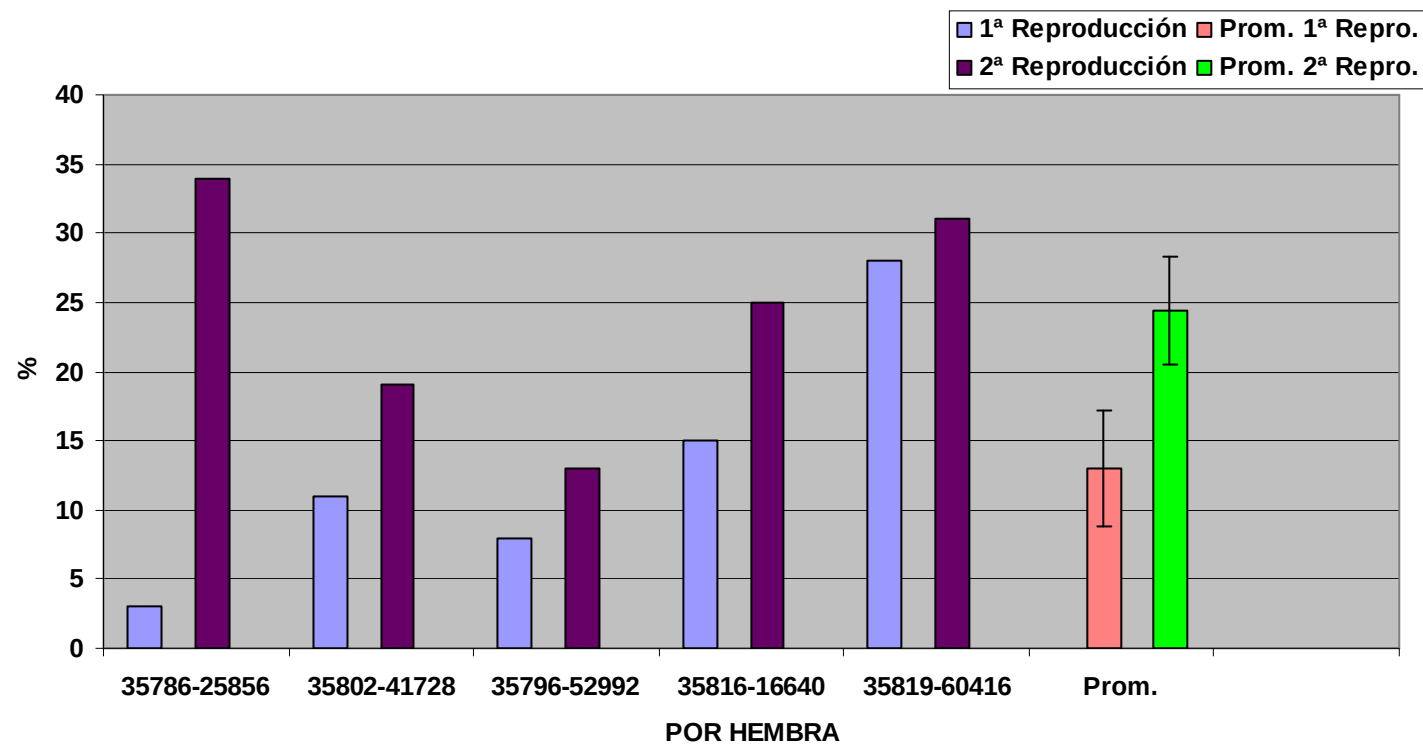
**GRAFICA 27. COMPARACION DE COEFICIENTE DE VARIACION DE OVOCITOS
DE LA PRIMERA CON LA SEGUNDA REPRODUCCION.**



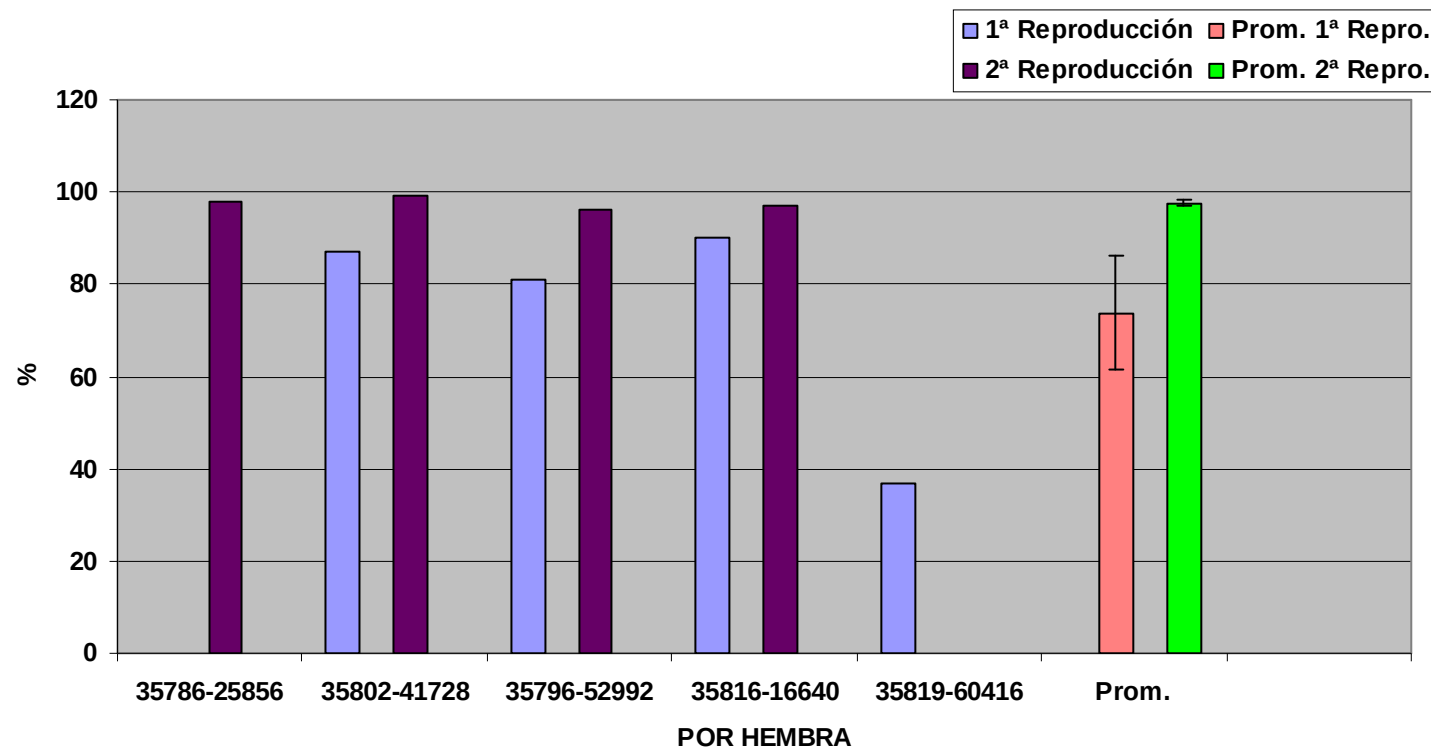
GRAFICA 28. COMPARACION DE PORCENTAJES DE OVOCITOS ATRESICOS DE LA PRIMERA CON LA SEGUNDA REPRODUCCION.



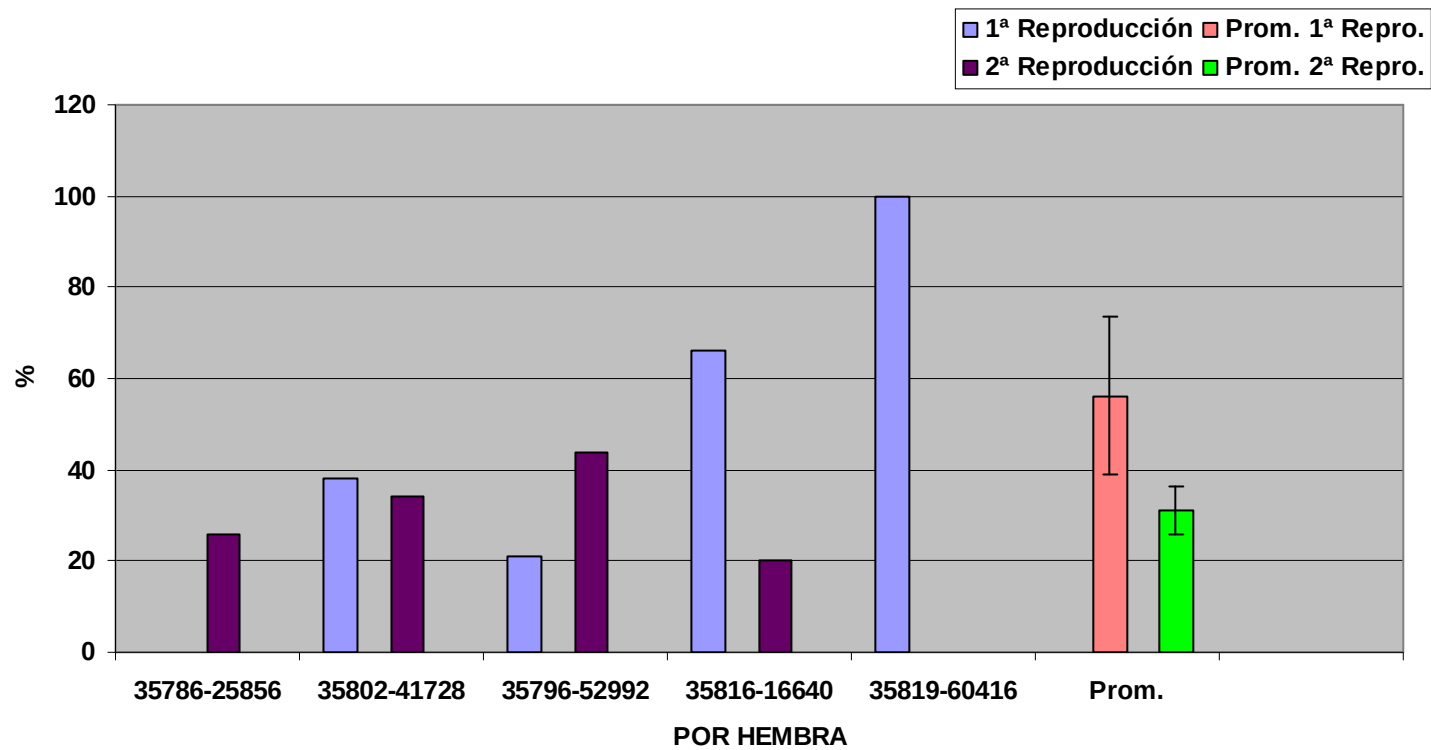
GRAFICA 29. COMPARACION DE PORCENTAJES DE OVOCITOS CON NUCLEO EXCENTRICO DE LA PRIMERA CON LA SEGUNDA REPRODUCCION.



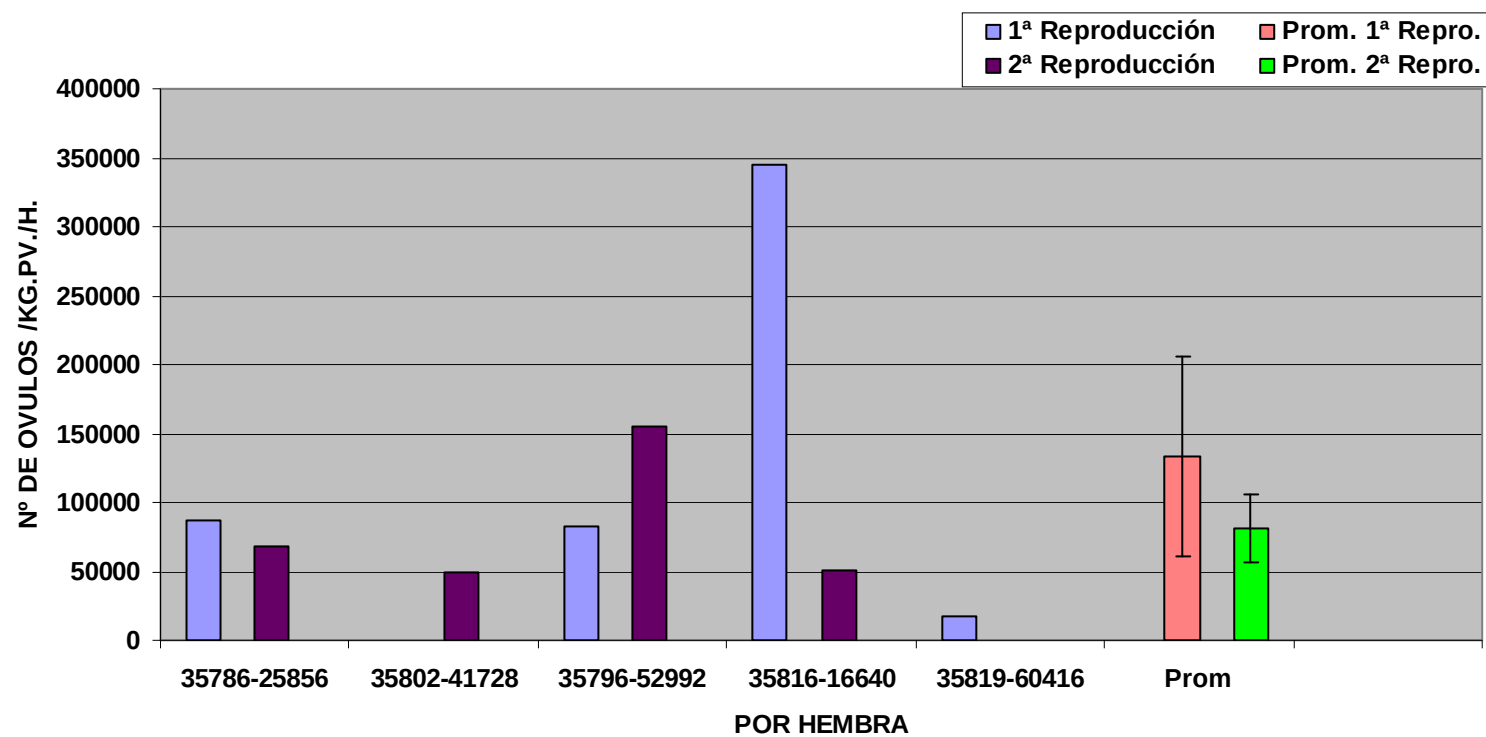
**GRAFICA 30. COMPARACION DE LA TASA DE FECUNDACION DE LA PRIMERA
CON LA SEGUNDA REPRODUCCION.**



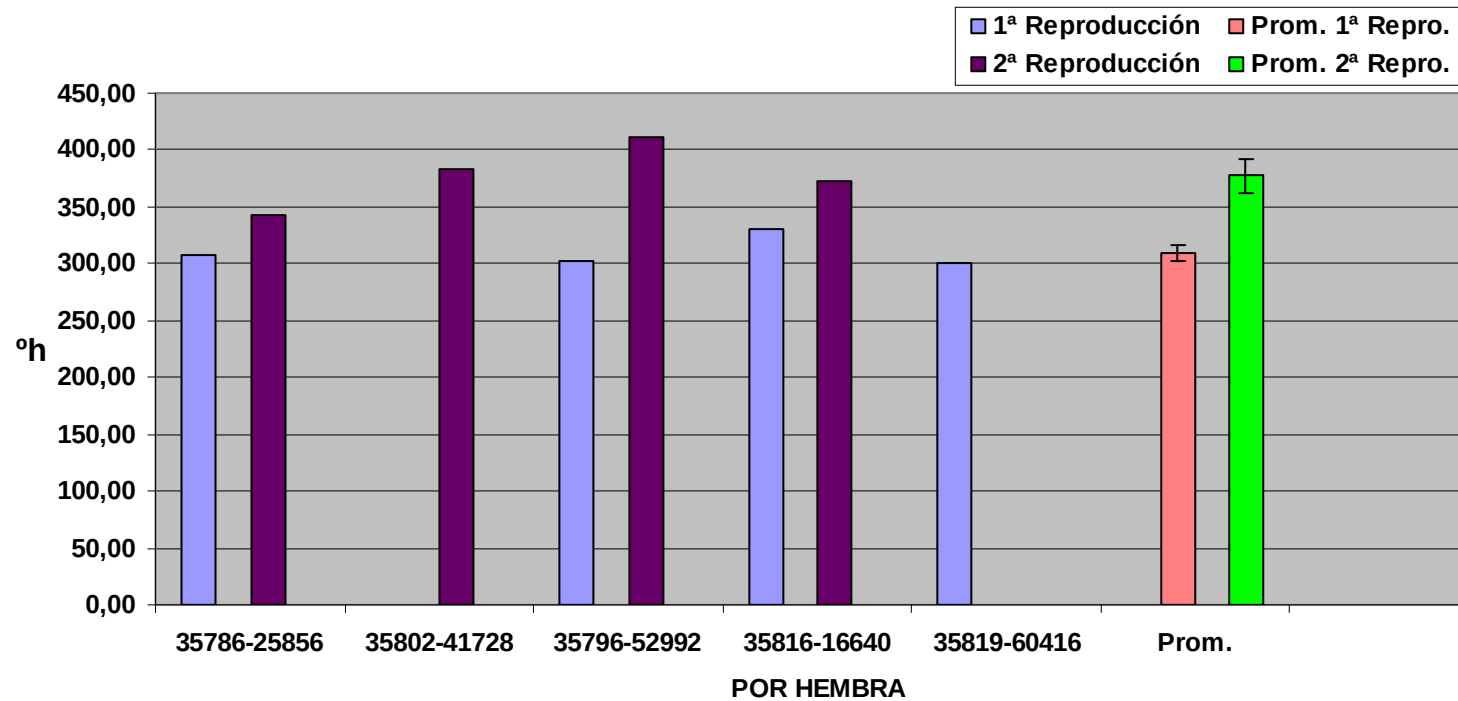
GRAFICA 31. COMPARACION DE LA TASA DE HUEVOS BLANCOS DE LA PRIMERA CON LA SEGUNDA REPRODUCCION.



**GRAFICA 32. COMPARACION DE PRODUCCION DE N° DE OVULOS /KG.PV./H.
ENTRE LA PRIMERA Y LA SEGUNDA REPRODUCCION.**



GRAFICA 33. COMPARACION DE TIEMPO DE ESPERA (GRADOS HORA) ENTRE LA PRIMERA REPRODUCCION Y LA SEGUNDA REPRODUCCION.



ANEXO 2

ANEXO 2.1

HOJA DE CHEQUEO 1. VERIFICACION DE SEXO MEDIANTE EL CHIP O MARCA.

[illegible]

ANEXO 2.2

HOJA DE CHEQUEO 2. MEDICIÓN Y CLASIFICACION DE OVOCITOS.

[illegible]

ANEXO 2.3

HOJA DE REPRODUCCIÓN 1. INDUCCIÓN Y ESPERA.

Numero	Sexo	Sps.	Tanq.	Peso	Hormona Concentración	1ra inyeccion		2da inyeccion		Observaciones
						Hora	Vol. ml	Hora	Vol. ml	

Condiciones de espera en los noques

Tanque														
Hora														
Temperatura														
Oxígeno														
Horas Grados														
Tanque														
Hora														
Temperatura														
Oxígeno														
Horas Grados														

ANEXO 2.4

HOJA DE REPRODUCCIÓN 2. COLECTA Y EVALUACIÓN DE SEMEN.

[illegible]

ANEXO 2.5

HOJA DE REPRODUCCIÓN 3. OVULACIÓN Y FECUNDACIÓN.

Hembra N°	Especie :	de Tanque N° :	Peso :	Hora inyeccion :	
-----------	-----------	----------------	--------	------------------	--

OVULACION

Hora					
N° de frasco					
Peso con ovulos					
Tara					
Peso neto					

Fecundidad total (n° ovulos) :

Fecundidad relativa (Ovulos/kg) :

Muestra conteo

N° tubo pesado			
Peso tubo (mg)			
Peso total (mg)			
Peso formol			
Peso ovulos (mg)			
N° ovulos			
Peso1 ovulo (mg)			

**Peso
Total
Ovulad**

FECUNDACION

Promedio

N° Incub.	N° frasco	Peso ovulos	Numero de huevos	N° tubo semen usado	Vol semen (ml)	Hora Fec.	Tasa de fecundacion							
							Hora	N	An	N	An	N	An	%

ANEXO 2.6

HOJA DE REPRODUCCIÓN 4. TASA DE HUEVOS BLANCOS (10 DESPUES DE FERTILIZACIÓN.

N° de incubadora	N° Hembra	Macho	Hora	Huevos		Huevos		Huevos		%	
				blanco	transp.	blancos	transp.	blancos	transp.	Transp.	Blancos
1											
2											
3											
4											
5											
6											
7											
8											
9											
10											
11											
12											

ANEXO 3

Piaractus brachypomus



Serrasalmus nattereri



Colossoma macropomum



Mapa de distribución del *Piaractus brachypomus* en Bolivia

