



ESCUELA SUPERIOR POLITECNICA DE CHIMBORAZO

FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS

ESCUELA DE INGENIERIA ZOOTECNICA

**“EVALUACIÓN DEL MEJOR MÉTODO DE DESOVE: MÉTODO MANUAL vs
MÉTODO DE INYECCIÓN DE AIRE, EN TRUCHAS REPRODUCTORAS
(*Oncorhynchus mykiss*) EN EL CENIAC-P”**

TESIS DE GRADO

Previa a la obtención del título de:

INGENIERO ZOOTECNISTA

AUTOR

EDISON GUSTAVO DUEÑAS PICHOGAGÓN

Riobamba- Ecuador

2006

Ing. M.Cs. José Jiménez
PRESIDENTE DEL TRIBUNAL

Ing. M.C. Marcelo Moscoso
DIRECTOR DEL TESIS

Ing. M.Cs. Vicente Oleas
BIOMETRISTA DE TESIS

Ing. M.Cs. Luis Peña
ASESOR DE TESIS

Riobamba, junio 2006

AGRADECIMIENTO

Dejo constancia de mi sincero agradecimiento a la Escuela de Ingeniería Zootécnica, a la Facultad de Ciencias Pecuarias y por su intermedio a la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, por abrirme sus puertas, y poder desarrollar mis aptitudes profesionales.

A los Señores Miembros del Tribunal de tesis, Ing M.Cs. Marcelo Moscoso G, Director; Ing. M.Cs. Vicente Oleas, Biometrista; e Ing. Luis Peña S., Asesor, quienes con su ayuda y apoyo oportuno supieron guiarme a culminar el presente trabajo de investigación.

A mis padres y familiares, amigos y compañeros quienes me acompañaron en los momentos mas oportunos para regalarme su apoyo.

DEDICATORIA

La presente investigación lo dedico a mis padres, en especial a mi madre por su apoyo incondicional, a Guillermo que siempre me ha dado encontrando mi norte.

A mis hermanas: Nathaly, Daniela, Gissela, y Malena quién ha sido mi fuerza interna para culminar la trayectoria académica.

A mis compañeros y amigos del alma: Maritza, Rafa, Gato, Ivan y Maribel, que juntos compartimos los buenos y en ocasiones desesperantes momentos de vida estudiantil.

RESUMEN

En el Centro de Investigaciones Acuícolas - Papallacta se estudio un total de 30 truchas hembras reproductoras (*Oncorhynchus mykiss*) de 2,2 años de edad, mismas que se distribuyeron en diseño completamente al azar con 2 tratamientos y 3 repeticiones, para evaluar al mejor método de desove: método manual y método de inyección de aire, siendo estos métodos los tratamientos aplicados. En el número de ovas residuales existió diferencia altamente significativa ($p \leq 0,01$) con una menor cantidad para el método de inyección de aire (259,83 ovas) y el método manual (511,07 ovas); igualmente en el porcentaje de efectividad de extracción se presentó una diferencia altamente significativa ($p \leq 0,01$) el método de inyección de aire con 89,07% de ovas extraídas sobre el método manual con 78,10%; en el porcentaje de sobrevivencia no hubo diferencia significativa, al igual que durante en todo el proceso de Incubación (Fertilidad, mortalidad y oculación). Económicamente el método de inyección de aire presentó el mejor beneficio costo (2,56) sobre el método manual (1,53). Encontrándose además que el método de inyección de aire superó al método manual en casi todas las variables estudiadas. Se recomienda que éste Centro debe implementar la inyección de aire para extraer las ovas de las reproductoras que se manejan y producir ovas o alevines con mejores posibilidades de sobrevivencia.

ABSTRACT

A research of 30 female reproducing trouts (*Oncorhynchus mykiss*) at the age of 2,2 was carried out in Papallacta Aquatic Research Center. These trouts were distributed according to a random design with 2 treatments and 3 repetitions to evaluate the best spawning method between the manual and air injection methods because which were applied. There was a significant difference ($p \leq 0,01$) in the residual spawn number, with few spawns for the air injection method (259,83 spawns) and the manual one (511,07 spawns); the same happened with the percentage of drawing because there was a significant difference ($p \leq 0,01$) the air injection method with 89,07% of drawn spawns more than manual method with 78,10% whereas in the percentage of survival there was no significant difference throughout the incubation process (fertility and mortality). The air injection method was the cheapest (2,56) less than the manual method (1,53). The air injection method was better than the manual one in nearly all the studied variables. It is recommended that this Center must apply the air injection to draw the spawns from the trouts and to produce spawns or breeding with better possibilities to survive.

I. INTRODUCCIÓN

Se define la acuicultura en un sentido amplio como la cría y explotación en condiciones controladas, de especies que se desarrollan en el medio acuático; por tanto, supone una “interacción entre el hombre y el agua”, cuya consecuencia es la producción de especies animales de origen acuático para utilidad humana, o lo que es lo mismo la manipulación de los biótopos acuáticos naturales o artificiales para la producción de especies útiles para el hombre.

La acuicultura se orienta no sólo a una producción cuantitativa, sino a la mejora cualitativa de los productos.

A pesar de la antigüedad de la piscicultura, la contribución de los organismos acuáticos a la dieta del hombre en la actualidad todavía proviene de la captura de peces marinos, pues dada la urgente necesidad de producir cantidades masivas de alimento de alto valor proteico a bajo costo para satisfacer la demanda de alimentos que la creciente población humana exige.

En el país por ejemplo la acuicultura es viable ya que existen muchas fuentes de agua aptas para esta actividad; como ríos, quebradas, lagos, vertientes, etc. Por así decirlo en la Región Sierra por las bajas temperaturas y aguas altamente oxigenadas es optimo para la explotación de los Salmónidos; se ha popularizado la explotación piscícola debido a las ventajas que ofrece: provee comida nutritiva debido a que el pez tiene un alto contenido de proteínas y contribuye a mejorar los ingresos económicos del hogar a través de la venta de la carne de pescado.

En países como Japón y EE. UU. donde la reproducción artificial de los Salmónidos es muy avanzada, han creado una nueva técnica de extracción de ovas u ordeña, denominada inyección de aire, esta basado en la acción neumática para la evacuación de las ovas desde el interior del tracto reproductivo al exterior. En el Ecuador apenas se conoce de ella, por tal

razón es necesario establecer en el país los niveles de reproducción de este método, esperando sean similares a los países antes mencionados.

La baja eficiencia de extracción de las ovas en las Truchas es uno de los problemas que presenta la Reproducción Artificial, dando como resultado que este problema sea el origen de las deficiencias en la reproducción.

Para la Reproducción Artificial de la Trucha Arco Iris existen muchos problemas, que se presentan generalmente en el tradicional método Manual de desove aunque las hembras no son sacrificadas (como en el Salmón del Atlántico), y son: la baja efectividad de ordeño o extracción de las ovas ofrecidas por la hembra; un alto esfuerzo físico para realizar la ordeña dándose un progresivo cansancio al igual que un progresivo mal ordeño; con la presión manual sobre el abdomen de las hembras se tiene un alta probabilidad de lastimar al pez internamente; como consecuencia de un mal ordeño y daños internos en el proceso de cada desove el tiempo de vida reproductiva es más corta, además que la suma de todo esto, los niveles reproductivos de las truchas son bajos.

Con una técnica alternativa se pueden mejorar estos problemas, aunque no se tiene estándares o niveles medidos conocidos por lo que es importante establecerlos; se espera entonces una mayor efectividad de ordeño, los daños internos sean casi nulos, como consecuencia se espera que el tiempo de vida reproductiva sea más largo, ya que es muy costoso criar nuevas reproductoras hasta que alcancen su madurez sexual, los mejores niveles de reproducción serían en base a un mayor número de ovas obtenidas, mayor número de ovas oculadas y alevines ofrecidos al mercado, como los huevos a reabsorberse son pocos se obtendrían hasta dos ordeños/hembra/año; sin la presión manual se tendrá entonces poco esfuerzo físico y todas las hembras a desovar tendrán la misma oportunidad de ser ordeñadas con la misma efectividad.

Con lo descrito anteriormente, en la presente investigación se plantearon los siguientes objetivos:

- Conocer la efectividad de extracción de ovas en el desove para cada método.
- Evaluar el porcentaje de sobrevivencia de las Reproductoras aplicadas sus respectivos tratamientos.
- Establecer las tasas de oculación en las ovas en los métodos aplicados.
- Conocer el método más rentable en base al beneficio/costo dado por el número ovas oculadas para el mercado.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

A. ASPECTOS BIOLÓGICOS DE LOS SALMÓNIDOS

1. Comportamiento sexual y reproducción

La reproducción de los salmónidos además de sexual, es externa, no teniendo lugar copulación, sino que hembra y macho depositan libremente en el agua, sus productos sexuales. Los procedentes de la hembra son depositados en el fondo de los ríos, en un nicho o nido previamente preparado, en donde inmediatamente después, el macho deposita el esperma, teniendo lugar escasos segundos para la fusión entre el espermatozoide y el óvulo, proceso denominado fecundación, (Cachafeiro, M 1995).

La hembra encuentra un lugar y excava un hoyo. Mientras excava, un atento macho la custodia o esta ocupando conduciendo fuera a otros machos. En cuanto el hoyo se complementa, la hembra gotea sobre el e inmediatamente es seguido por el macho. El par está lado por lado, abriendo su boca en estremecimiento liberan los huevos y esperma. En este punto el macho hace movimientos subordinados y descarga el esperma en el nido. La hembra se mueve rápidamente río arriba que bordea al nido y comienza a excavar un nuevo hoyo, mientras cubre los huevos. El proceso se repite varios días hasta que la hembra deposita todos sus huevos, (<http://www.fishbase.org/References/FBRefSummary.cfm?ID=4706>, 2004).

2. Ciclo reproductor de la trucha arco iris

Shepherd, J y Bromage, N (1999) manifiestan que para la mayor parte de las existencias naturales de peces, la freza está caracterizada por ser un suceso anual en el que los huevos maduros y el esperma se produce en un momento en el año en que las condiciones externas y los suministros de alimento disponibles son los más favorables para la supervivencia de los embriones

fertilizados y del alevín en desarrollo. La mayor parte de los peces siguen pautas estacionales de acuerdo a los cambios de la duración de la luz del día y de la temperatura, de la presencia de alimento o del comienzo de las lluvias para regular con precisión la maduración de las gónadas y la freza.

Cachafeiro, M (1995) esquematiza la trucha arco iris tiene un ciclo reproductor anual, siendo condición que ambos, el macho y la hembra sean adultos y sexualmente maduros. La hembra es madura para reproducirse a partir de los dos años, suele conservarse en las instalaciones hasta los cinco o seis años, ya que en hembras longevas aumenta el grado de infertilidad y además el número de óvulos producidos por kilogramo de peso es cada año menor. Desde el punto de vista biológico, se distinguen en la reproducción varias fases o estadios.

Fase inicial: El primer estadio del ciclo reproductor anual corresponde al llamado de reposo o punto de partida. Las gónadas, no se encuentran en actividad y son de pequeño tamaño, filiformes. El comportamiento de los reproductores jóvenes es idéntico y no existen diferencias morfológicas entre ellos. Histológicamente se observan en las glándulas numerosas células indiferenciadas, precursoras de los futuros gametos.

Segunda fase: Esta fase de reposo gonadal se continúa con un segundo estadio propiamente reproductivo, que llamamos de premaduración. Se inicia cuando los períodos de luz se acortan, se caracteriza porque las gónadas comienzan su actividad fisiológica. Las células sexuales indiferenciadas, presentes en el ovario y testículo, comienzan un proceso progresivo de diferenciación especializada que hemos denominado gametogénesis. Morfológicamente tanto el ovario como el testículo, comienzan a engrosarse al mismo tiempo que aumenta la vascularización y adquieren gran actividad.

Tercera fase: La tercera fase se refiere al concepto de maduración específica de las células sexuales, adquiriendo estas, durante este proceso, morfología

funciones propias. Se trata de la finalización del proceso previo de maduración, adquiriendo en este momento el calificativo de gametos, células capaces al fusionarse de dar origen al huevo.

En las hembras, la maduración corresponde al período final de la formación del vitelo o vitelogénesis y se define biológicamente, como la migración del núcleo celular o vesícula germinativa, al polo animal del óvulo, aspecto macroscópico que es utilizado por los piscicultores para conocer el grado de maduración, (Cachafeiro, M 1995).

3. Histología de las gónadas

a. Los testículos

Gall, B (1992) mantiene que desde un punto de vista anatómico e histológico, los testículos tienen una estructura que pudiéramos llamar básica, la cual sufre una serie de modificaciones dependientes de la periodicidad cíclica. Establece así cuatro estadios histológicos distintos: un primero, que corresponde a testículos inmaduros que pudiéramos llamar básico, que se continúa un segundo de testículos en fase de maduración o premaduración, un tercero con testículos maduros y un último con testículos en fase de regresión.

El mismo autor afirma que el tamaño y peso del testículo es máximo en la maduración, llegando a alcanzar hasta el 20% del peso corporal, con aspecto granuloso y muy vascularizado. La última fase es de regresión o involución del testículo hacia la situación de reposo funcional.

b. Los ovarios

Cachafeiro, M (1995) puntualiza que el parénquima ocupa el espacio más superficial o externo de la glándula y está representado por el epitelio germinal derivado de una extensión del peritoneo, el cual suele variar de

grosor con actividad sexual. Este grosor es máximo durante la época de puesta y mínimo durante el reposo gonadal.

En situación evolutiva próxima a la maduración encontramos en los ovarios miles de folículos. Esto se disponen de la siguiente forma: periféricamente el folículo se encuentran rodeado de las tecas, en su interior encontramos un gran acumuló de material fluido (líquido folicular) y en un polo, precisamente el que se encuentra más próximo a la superficie del ovario, la célula precursora del óvulo.

La variación histológica siguiente, en el proceso de evolución, es el que corresponde a la maduración propiamente dicha. El núcleo o vesícula germinativa del ovocito, que hasta entonces ha ocupado el espacio central, emigra o se desplaza desde el centro a un polo, precisamente al polo animal, próximo al micrópilo, al mismo tiempo que el vítelo acumulado en su interior se clarifica o se hace transparente. Por contracciones de las fibras musculares lisas existentes en las envolturas externas del folículo, que hemos llamado tecas, el folículo se rompe y el ovocito cae libremente a la cavidad abdominal acompañado del líquido folicular, (Cachafeiro, M 1995).

c. Ovogénesis, vitelogenesis, y maduración

Pennell, W y Barton, B (1996) concluyen que la ovogénesis y vitelogénesis son procesos biológicos a través de los cuales las células germinales primitivas del ovario van adquiriendo un cierto grado de perfeccionamiento biológico, que se completa en la última etapa formativa, la maduración.

Los mismos autores manifiestan, el ovocito u oocito primario en fase meiótica de preleptonema tiene una morfología semejante a las ovogonias (oogonias), diferenciándose de ellas a medida que transcurren los estadios de leptonema, cigonema y paquinema. Finalmente los ovocitos primarios entran en el estadio final sináptico o diplonema, en el que ya los cromosomas se han entrecruzado e intercambiado su material genético. En este último estadio de la profase de la primera división, la meiosis se detiene y los ovocitos en el

ovario ya no se encuentran agrupados, sino individualizados, habiéndose formado durante este tiempo a su alrededor una serie de capas celulares y membranas que hemos denominado membranas foliculares. Prácticamente todo el estroma ovárico se encuentra ocupado por ovocitos en esta situación, iniciándose entonces el proceso de la vitelogénesis o formación del vitelo, sustancias nutritivas que acumula el ovocito en su interior para servir de alimento al futuro embrión. Este acumuló de reserva es el responsable del desarrollo de crecimiento progresivo que experimenta el ovario.

4. Modificaciones viscerales durante ciclo reproductor

Cachafeiro, M (1995) asegura que las grandes alteraciones fisiológicas que sufren los salmónidos durante ciclo reproductor dan origen, como es lógico, a repercusiones muy importantes, tanto morfológicas como funcionales, en órganos vitales, tales como el hígado, hipófisis y, por supuesto, las gónadas, que se encuentran implicadas de forma directa.

Se llama índice gonadosómico a la relación existente entre peso corporal y el peso de las gónadas (IGS). Esta relación es variable, dependiendo del estadio en que se encuentran los peces reproductores. Así, en condiciones de reposo sexual, tanto los ovarios como los testículos tiene un tamaño y un peso muy pequeños, en relación con el peso total corporal, del orden del uno al dos por ciento. En las hembras, el tamaño y peso de los ovarios es el máximo en el período de finalización de la vitelogénesis, es decir, próximo a la maduración. El tamaño y peso es progresivamente decreciente a partir de la ovulación, para adquirir el peso y tamaño de reposo dos o tres meses después. En el macho es máximo en el período de la espermiogénesis. En ambos casos se alcanza un valor máximo de IGS equivalente a 20%.

El mismo autor indica que el hígado, como glándula fundamental en el proceso metabólico, presenta modificaciones biológicas durante el ciclo reproductor. Durante el período que sigue a la puesta, generalmente invernal,

como la actividad metabólica de los reproductores es escasa, el hígado actúan como lugar de despensa, formando y acumulando materias alimenticias. Por ello, en este período, el peso del hígado, relacionando con el peso corporal, es mayor es decir, el índice hepatosómico es máximo. A medida que la actividad fisiológica se activa, con motivo, por ejemplo, de aguas más calientes, el índice va disminuyendo, ya que este órgano va cediendo material para compensar la mayor actividad general del organismo, especialmente durante proceso de formación de las gónadas, coincidiendo el índice hepatosómico mínimo, con el máximo gonadosómico.

5. Productos de excreción sexual

a. El semen o esperma

En el semen es necesario distinguir dos componentes fundamentales. Uno es el elemento celular, que son los espermatozoides, y el otro es el líquido mucoso, que sirve de vehículo a los anteriores y que es segregado por los testículos y por los conductos espermáticos, recibiendo nombre de plasma seminal. La relación existente entre número de células y volumen de plasma es el espermatrocito o valor de la concentración de espermatozoides por unidad de volumen (15×10^9), (Cachafeiro, M 1995).

b. Los óvulos y el líquido folicular

Pennell, W y Barton, B (1996) puntualizan que el número de óvulos maduros emitidos o extraídos de las hembras depende de numerosos factores individuales y de la edad, admitiéndose por la mayor parte de los investigadores una producción media de 1500 a 2500 unidades por kilo de peso/ año, en hembras de tres años de edad.

La aptitud de los óvulos para ser fecundados depende de las condiciones ambientales durante el período de la formación de los óvulos, del período de permanencia en la cavidad abdominal después de la ovulación y a ciertos factores individuales, tal como la edad.

El líquido folicular que acompaña a los óvulos en el momento de la emisión juega un papel importante en la fecundación, al modificar el medio donde se realiza, facilitando esta forma la actividad y movilidad del espermatozoide, (Cachafeiro, M 1995).

6. Factores que influyen en la Fecundidad del espermatozoide y los huevos

a. Alimentación

Huet, M (1972) indica que la alimentación es el capital más importante para la evaluación de la fecundidad de los productos sexuales de los salmónidos criados. Esto es realizado cuando las raciones de las truchas para la reproducción y las raciones de truchas de consumo son separadas. La alimentación exclusiva de la trucha con valor bajo lo normal, los alimentos artificiales, dan productos sexuales de evaluación mediocre. Los huevos de la trucha de alimentación natural dan de color rosa y traslucido. Sin embargo, huevos que no son traslucidos pueden dar excelentes descendencias. Esto por esto que los huevos deben ser evaluados.

b. Edad y talla

El mismo autor, mantiene que las truchas están en la talla para el desove alrededor del segundo año de vida. De acuerdo con las especies el espermatozoide es suministrado por el macho desde los 2 a 4 años. Las hembras no son usadas antes de su cuarto año y no pueden ser usadas después de su sexto año. Las hembras, que tiene un gran peso, dan un gran número de huevos pero las bajas quita significancia y una parte de sus descendencias pueden

ser estériles. El número de reproductores estériles aumenta con la edad. Se estima un incremento del 15% hasta los 3 años a 50 a 60 % a los 6 o 7 años para la trucha arco iris, (Huet, M 1972).

Luna, J (2004) manifiesta que, las hembras reproductoras de truchas, entraron al desove con un peso promedio de 2981 gr \pm 396 gr, con una edad de 3,2 años; donde no existe una diferencia significativa entre pesos extremos.

Para Imaki, A (2003) existe una diferencia individual en la cantidad de ovas que puedan tener los reproductores, en una trucha hembra madura generalmente el 8 a 27% de su peso corporal corresponde a la glándula reproductora (ovas y ovarios), caso de Centro de Investigaciones Acuícolas Papallacta entre 13 a 15%.

B. INSEMINACIÓN ARTIFICIAL

1. Propagación y mejora de existencias

Shepherd, J y Bromage, N (1999), dicen que en la cría intensiva de peces es muy importante la capacidad de control del ciclo reproductor del pez. La producción eficaz de alevines también exige un conocimiento a fondo del manejo especial y de las exigencias nutricionales de los peces reproductores así como de los recientes incubados y del alevín en desarrollo. Este nivel de conocimiento combinado con la cría y con los programas de selección de los reproductores, diseñados para desarrollar y mantener aquellos rasgos que son más adecuados para la intensificación, asegura el primer lugar que las incubadoras sean capaces de maximizar su producción de huevos y alevines, y en segundo lugar ajustar esta producción a las necesidades de las granjas que recrían los peces hasta que alcanzan el tamaño de consumo.

2. Concepto de inseminación artificial

El proceso de mezclar en un recipiente el semen de macho obtenido mediante la presión abdominal con los óvulos de una hembra, conseguido por el mismo procedimiento, recibe el nombre de inseminación artificial. Como consecuencia de la puesta en contacto de los gametos, los óvulos son fecundados por los espermatozoides, originándose una célula denominada huevo o cigoto, de cuyo desarrollo surgirá un nuevo ser. Como este proceso se realiza, a diferencia de que tiene lugar en la naturaleza, con el concurso del piscicultor, recibe el nombre de artificial, (Cachafeiro, M 1995).

3. Selección de los reproductores

Shepherd, J y Bromage, N (1999) indican que en estas explotaciones, los reproductores ocupan los distintos estanques de que consta la instalación a criterio del piscicultor, pero respetando siempre la separación entre macho y hembras, al objeto de facilitar el manejo. Es conveniente que los machos presenten a las hembras y viceversa, pues es un estímulo muy importante para la producción cuantitativa de semen y para favorecer la ovulación.

El proceso de desove comienza con la clasificación de los reproductores según su sexo, la madurez sexual se puede comprobar con un ligero masaje abdominal, este proceso exige práctica para tener una adecuada selección. Las hembras que tengan un abdomen suave se consideran con ovas y será clasificada para transportarla a la sala de desove, (http://www.proexant.org.ec/HT_Trucha.html, 2004).

4. Detección del tiempo ovulación en las hembras

Cachafeiro, M (1995), dice que una de las preocupaciones de las instalaciones productoras de huevos embrionados es la detección del momento de ovulación de las hembras. La calidad de los óvulos en lo que se

requiera fecundidad, una vez depositados en la cavidad abdominal, disminuye progresivamente a medida que transcurren los días de post-ovulación. Por tanto, es preocupación del piscicultor detectar la ovulación de todas y cada una de las hembras, lo que en la práctica implica una continua y constante manipulación.

En estas explotaciones existen especialistas en determinar la ovulación mediante la palpación abdominal de las hembras, las cuales presentan un abdomen muy característico, cuya palpación permite detectar la presencia de óvulos libres en la cavidad. Es un trabajo difícil por las condiciones en que tiene lugar, con climatología muy dura y que necesita gran experiencia, adquirida generalmente en el transcurso de varios años de práctica, (Cachafeiro, M 1995).

5. Manejo de los reproductores

Pennell, W y Barton, B (1996) afirman que los peces de criadero son generalmente peces de un tamaño grande y la manipulación es facilitada por la anestesia. En casos donde la crianza se mantiene para futuros desoves, un cuidado especial es requerido durante la manipulación.

Este es esencial para evitar heridas con rápidos desarrollos de hongos. El uso de baños netos con materiales ásperos o con partes de metales afilados deben evitarse. Idealmente deben mantenerse los peces en el agua mientras se manipula, por ejemplo en una red profunda con una larga bolsa de materia impermeables.

Cuando esta fuera del agua, el pez debe mantenerse en un soporte húmedo (toallas o espuma de poliuretano). El secado del pez con una toalla seca debe cuidar como se quita el mucus y desgastes de piel.

Para que las laboriosas maniobras de inseminación se realicen con eficacia y seguridad, es necesario en estas instalaciones se disponga de una sala de desove en concordancia con la explotación. Se trata realmente de un espacio cubierto, resguardado en la luz solar, protegido de la climatología habitualmente adversa en las épocas en que se realiza estas operaciones y en donde se dispongan las mesas y demás accesorios, de forma que se facilite la manipulación y el trabajo, (Cachafeiro, M 1995).

C. EXTRACCIÓN DE LOS GAMETOS

1. Extracción de las ovas

Pennell, W y Barton, B (1996), manifiestan que aunque habitualmente se practica sin dificultad aparente, los huevos son llevados a un paso crítico en la Reproducción Artificial. La membrana de los huevos ofrecidos algunos resiste a la presión mecánica, que varía con la edad de la hembra, tamaño del huevo, y a la formación previa a la ovulación (especialmente en la alimentación). La resistencia de la membrana del huevo a la presión mecánica ha sido evaluada por varios investigadores. La membrana del huevo es más frágil en los huevos no fertilizados que en los fertilizados y huevos endurecidos. La plasticidad de los huevos no fertilizados es mayor que en huevos endurecidos. Por consiguiente, la membrana puede fácilmente romperse por la presión durante la extracción, especialmente en hembras jóvenes que tiene huevos más frágiles. En este caso se vuelve contaminado por yema, que reducen la fertilidad; cuando el agua es acondicionada como un diluyente, la yema se precipita a formar una red que atrapa espermatozoides y tapa el micropilo. Este fenómeno es prevenido con una solución salina esta es utilizada como diluyente en la fertilización artificial.

Shepherd, J y Bromage, N (1999) se aplica una presión ligera sobre el abdomen. Si la ovulación ha tenido lugar esto producirá una rápida corriente de huevos. Si solo aparecen pocos huevos o ninguno debe entonces

devolverse al pez a un tanque y examinarse de nuevo. Los peces en los cuales los huevos corren libremente por la cloaca están listos para ser desovados y los huevos se recogen en un recipiente de tamaño conveniente. Mediante un masaje suave del pez desde la parte anterior de la cavidad abdominal hacia atrás, comenzando en la línea media entre los dos opérculos todos los huevos que se han extraído de los ovarios pueden quitarse del cuerpo del pez.

Cada pez muestra una variación considerable en el número de huevos que produce, es decir varía su fecundidad. Aunque la fecundidad total en cada especie varía con su peso, el expresar la fecundidad en términos del número medio de huevos por kilogramo de pez es de utilidad para calcular el peso total de reproductores que se deben mantener a fin de producir un número determinado de huevos. En la especie de salmónidos producen relativamente pocos huevos por kilo de peso corporal. Esto significa que la producción de huevos y alevines de salmónidos constituye una empresa comercial importante, mientras que el cultivo de muchos otros grupos de peces se puede conseguir con un pequeño número de reproductores, (Shepherd, J y Bromage, N 1999).

Cachafeiro, M (1995) manifiesta que cualquiera que sea los métodos utilizados, los objetivos de la operación deben ser el extraer todos los productos sexuales de la cavidad abdominal, con el menor estrés posible para los peces. Las maniobras deben evitar herir o dañar al pez, así como los órganos internos. Todo ello debe ser realizado tan rápido como sea posible, al objeto de conseguir una recuperación rápida del pez.

a. Obtención de huevos por incisión

Pennell, W y Barton, B (1996) afirman que en el salmón de Pacífico, los huevos son extraídos por incisión con la muerte de las hembras. Esto reduce los huevos rotos y facilita obtener huevos de estas especies.

El sangrado, por corte en el arco de las agallas o por el pedúnculo caudal, normalmente se hace para reducir los niveles de sangre en los gametos (aunque la sangre no impide la fertilización). Cuchillos curvos especiales de desove son usados para cortar a lo largo de la pared abdominal sin cortar a los huevos que están liberados en la cavidad abdominal. Los huevos son derramados afuera en un recipiente. Los huevos que no caen libremente de la cavidad no pueden sobrevivir en la cavidad del cuerpo de hembras muertas por minutos a horas dependiendo de la temperatura.

b. Obtención de Huevos por presión

Es la mayor técnica común para la extracción de ovas en salmónidos, como en muchos otros peces, se desova por la aplicación de presión manual a los huevos para salir por el poro urogenital. Una sola persona puede hacer esto, pero en peces de gran tamaño pueden ser requeridos dos, una a sostener el pez y la otra a extraer las ovas, (Pennell, W y Barton, B 1996).

c. Obtención de Ovas por Inyección de Aire

Una técnica alternativa es la inserción de una aguja debajo de la aleta pélvica y soplar aire comprimido hacia la cavidad del cuerpo para expulsar los huevos a través del poro urogenital. Luego el aire es expulsado con la mano. Esta técnica deja menos huevos de reabsorción en el pez, produce huevos limpios (menos rupturas), y es más rápido con menos lesiones al pez, (Pennell, W y Barton, B 1996).

Algunos piscicultores prefieren no realizar anestesia y otros intentan facilitar la operación utilizando inyección de aire en la cavidad abdominal del pez, para favorecer así la expulsión de los productos sexuales. Este método requiere la presencia de dos operarios, uno sujeta al pez y el otro introduce

una aguja inmediatamente por debajo de la aleta pelviana. Las agujas utilizadas son de calibre 18 y una longitud de 2,5 a 3 cm, dependiendo del tamaño del pez y la presión de aire, equiparable a 2,5 a 3 libras. Una vez conseguida de exclusión, se retira la aguja y el aire es expulsado al comprimir el abdomen, (Cachafeiro, M 1995).

d. Obtención de Ovas por Inyección de líquidos

Los líquidos salinos también pueden ser usados. Los fluidos isotónicos son inyectados delicadamente a través del poro urogenital hacia la cavidad celónica. Entonces fuerza una presión suave este líquido y los huevos salen por el poro. Empleando esta técnica resulta una lesión por la manipulación del pez y las lesiones probablemente dañen al pez, también allí aparecen lesiones por huevos retenidos. Los huevos no se activan por este fluido, (Pennell, W y Barton, B 1996).

2. Obtención del Esperma

Pennell, W. Barton, B (1996) afirman que el mayor método común para la obtención de esperma es la manipulación del pez descrito para la hembra y la

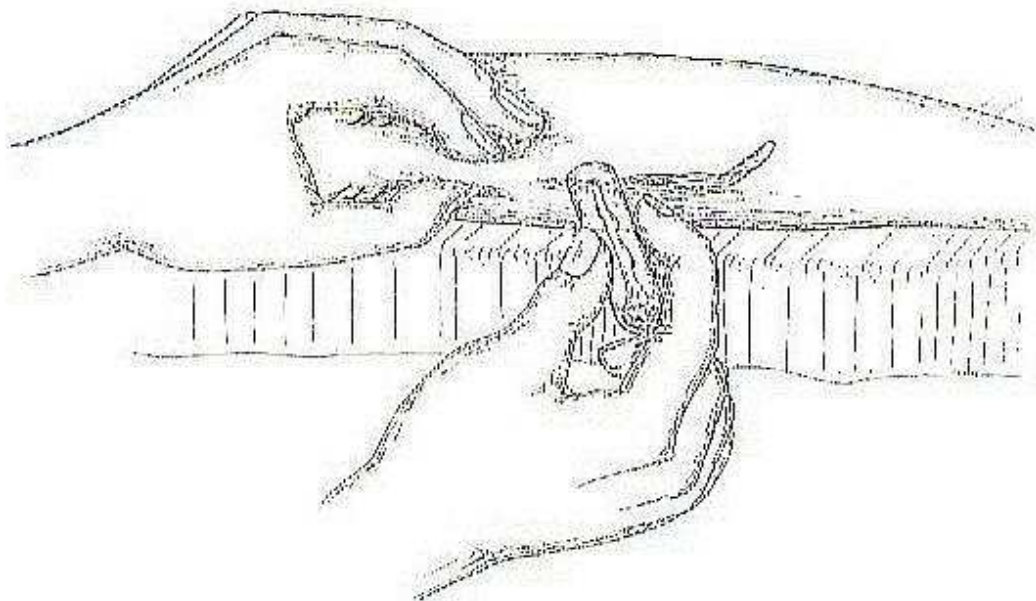


Gráfico 1. Obtención del esperma, se puede recolectar en un tubo o copa.

presión manual, la lechada es separada en un recipiente o directamente hacia los huevos que están en un recipiente colectivo. La lechada reunida puede sostenerse en un tubo y puede guardarse en el hielo hasta usarse.

3. Anestesia previa al desove

Algunos criadores anestesian a los peces durante la provocación del desove en base a que esto los hace más fáciles de manejar y por ello hay menor riesgo de hacerles daño. Si se utiliza anestesia, las truchas deben colocarse en el baño anestésico antes del desove, devolviéndose inmediatamente al agua después de éste para que se recuperen. El anestésico más comúnmente utilizado es el Metonosulfato de Triocaína. Es soluble en agua, y debe utilizarse en concentraciones 15 a 300 ppm. Tiende a endurecer los músculos y por ello hace más difícil provocar el desove, (Stevenson, J 1979).

Los reproductores son anestesiados para evitar el estrés. Es común el aplicar anestesia a los reproductores en el momento del desove, el método más común es suministrar en el agua donde están oxigenados para evitar su asfixia, (http://www.proexant.org.ec/HT_Trucha.html, 2004).

4. Descripción de los Métodos de Extracción de Ovas

a. Método Manual

Idrovo, J (2004) afirma que luego de realizada la selección de las hembras con ovas maduras, son transportadas a la sala de desove, ubicadas en la fosa de espera, de esta posa son tomadas para ser introducidas al baño con anestésico, luego del cual son sometidas a la extracción de las ovas.

(1). Procedimiento

Imaki, A (2003) describe que tomando con una mano la parte del pedúnculo

caudal de la reproductora cuya ovulación ya ha sido confirmada, se deposita la misma en la mesa de desove con la cabeza hacia arriba. Las ovas podrán ser expulsadas de la cavidad celónica aun en esta posición, sin embargo será más efectiva la extracción de las ovas con la ayuda de la otra mano, puesto que las mismas saldrán afuera al presionar la parte abdominal del pez y estrecharla suavemente desde la base de la aleta ventral hacia el poro urogenital. Las ovas que han quedado entre las vísceras serán trasladadas hacia la parte del poro urogenital mediante suaves masajes.

Es necesario tener cuidado de no apretar la parte abdominal con mucha presión, puesto que al hacerlo se podrían maltratar con un daño irreparable del hígado, vísceras, y otros órganos.

Además, al tomar demasiado tiempo en la recolección de ovas en un pez hembra con el consiguiente abandono de agua, se podrá causar el debilitamiento de la misma hasta provocar su muerte por falta de oxígeno.

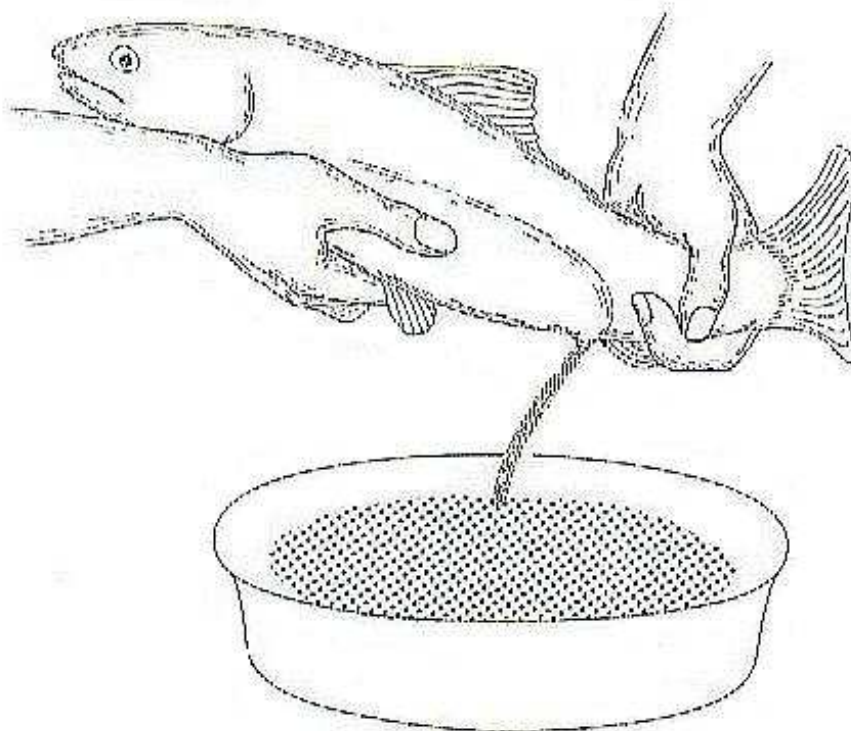


Gráfico 2. Extracción de ovas por el método manual, muestra la presión externa en el abdomen con la mano.

b. Método por Inyección de Aire

Idrovo, J (2004) manifiesta que la inyección de aire es una variación del anterior método, que es sumamente similar con la selección hasta el anestesiado de los peces, luego de esto su procedimiento difiere, y se necesitara materiales propios para el método; pero la efectividad de extracción supera considerablemente, por experiencia en Japón alcanza de 90 a 95 % de extracción sobre un 75 a 80 % de efectividad por el método que se viene practicando, esto quiere decir menor número de huevos para la absorción, por lo que el próximo periodo de ovulación comenzará más rápido. Materiales adicionales para este Método de desove, son los siguientes:

- Aguja hipodérmica de 1 pulgada de longitud.
- Fuelle o bomba de aire.
- Manguera.
- Válvula de aire.

(1). Procedimiento

El mismo autor indica que luego del proceso de selección y anestesiado de los peces, al igual que el método manual. Se toma con la mano del pedúnculo caudal de la reproductora, con la aguja hipodérmica se inyecta por debajo y a un costado de la aleta abdominal (o pelviana), al lado izquierdo del abdomen del cuerpo. Por medio de la válvula se cambiara la dirección del aire comprimido hacia la cavidad celónica del pez; el abdomen comienza a abultarse hasta llegar a su máxima capacidad donde comenzará a producir la suficiente presión para que la ovas sean expulsadas hacia el exterior por el poro urogenital.

Una vez concluida la extracción de las ovas el aire restante en la cavidad celónica será extraída con una presión manual en el abdomen desde la base de la aleta ventral hacia el poro urogenital. El punto donde se realizó la

introducción de la inyección se aplicará desinfectante con un algodón si fuese necesario, y desinfección de la aguja previo al próximo pez.

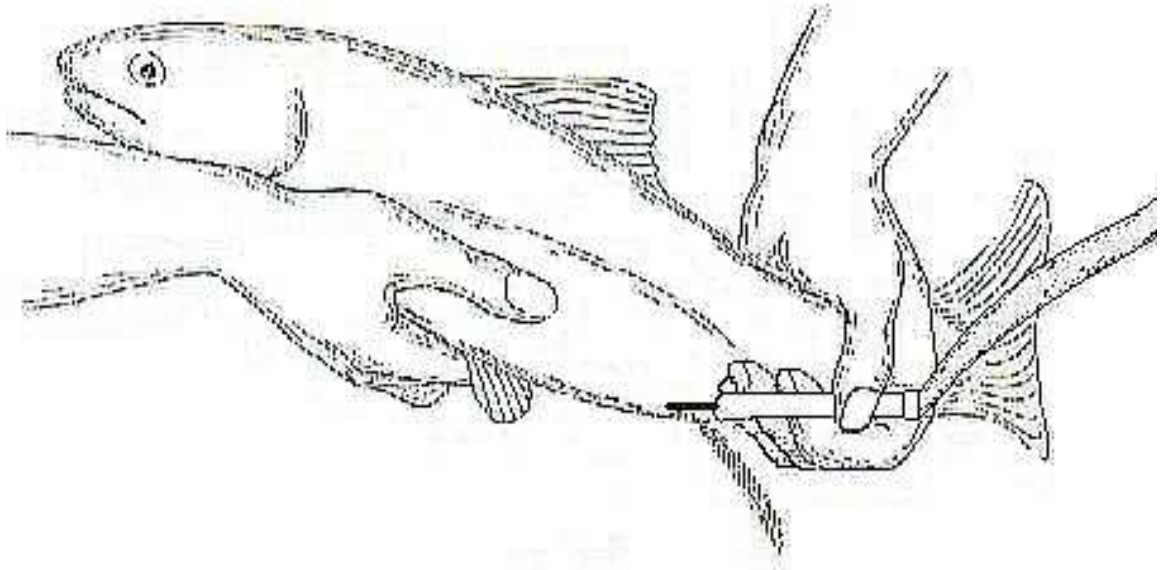


Gráfico 3. Desove por Inyección de Aire, por debajo de la aleta abdominal y al costado izquierdo.

5. Criterio para rechazar los gametos

No hay medios objetivos de determinación de la viabilidad de huevos. La indicación general es que los huevos con yemas heterogéneas deben ser descartadas. Los huevos no fertilizados que puedan hacerse blancos antes de la inmersión en agua fresca son también de un calidad pobre (huevos normales mantienen una normal apariencia). Cuando desde el 30 al 50% de los huevos de una hembra parecen ser de baja calidad, todos los huevos de este pez son considerados de calidad sospechosa y deben ser descartados. Usualmente el esperma es tomado al final del periodo de desove, es de calidad baja la que es del comienzo del periodo; en el periodo tarde del desove, más esperma será requerido para la inseminación, (Pennell, W y Barton, B 1996).

6. Lavado con solución Isotónica

Cachafeiro, M (1995) concluye que a pesar de las operaciones cuidadosas, con frecuencia, en los recipientes, aparecen restos de heces, otras veces óvulos de mal aspecto procedentes del año anterior y, en ocasiones, pequeña cantidad de sangre emitida al exterior juntamente con los óvulos, procedentes de los pequeños capilares de los ovarios y no como expresión de un manejo rudo, que inhabilita al pez para nuevos desoves.

Imaki, A (2003) sostiene que la proteína de yema que contiene las ovas tiene la función de impedir o paralizar las funciones y actividades de los espermias, por lo que al reventarse las ovas en el momento de recolección, la proteína de yema se entremezclará con las otras sanas, provocando de esta manera la declinación de la tasa de fecundación. Para evitar este contra tiempo, se prepara una solución isotónica (10 gramos por litro de agua). Al lavar las ovas recolectadas con esta solución isotónica y eliminar la proteína de yema entremezclada, se puede evitar la declinación de la tasa de fecundación.

7. Condiciones medioambientales necesarias para la obtención segura de los gametos

Shepherd, J & Bromage, N (1999) indican que la contaminación de los huevos y espermia por cualquier material, tal como heces, sangre, o agua, deben ser evitados durante la extracción y la inseminación artificial. Para evitar la contaminación por el agua, frecuentemente los criadores secan completamente al pez, pero esto resulta en desgaste del mucus y lastimaduras en la piel. Es mejor secar solamente en el área genital. El riesgo de la contaminación del agua de espermia son pocas cuando las técnicas son aplicadas. Sin embargo, una gota de agua en 10 ml de lechada no causa un significativa activación del espermia o sea de preocupación. Es más, los anestésicos en el agua en concentraciones usuales no han afectado adversamente en la fertilización de los huevos. El efecto de la sangre en la

fertilización de los huevos, con contaminaciones arriba del 12 % por volumen, no tiene un efecto en la fertilización exitosa.

Los cambios bruscos de temperatura deben ser evitados. Cuando la obtención de los gametos ocurren en la caída del invierno en la sala de desove no debe exceder los 10°C, es necesario que se lleve a cabo la inseminación artificial o a guardarse los gametos a temperaturas debajo de 15°C. Para la trucha arco iris y otros salmones del pacífico en general, la fertilización puede hacerse a 15° C pero con una disminución ligera en la fertilización y la incubación deben llevarse fuera a menos de 12° C.

Aunque no hay clara evidencia de efectos dañinos de la luz en los gametos, es mejor no exponerlos a la luz solar, (Shepherd, J & Bromage, N 1999)

D. FERTILIZACIÓN

Shepherd, J & Bromage, N (1999), hacen una reseña de la biología de la secuencia de fertilización.

1. Activación de los espermatozoides

La morfología de los espermatozoides de los salmónidos es simple. La cabeza es esférica y medianamente alargada (1,5 – 2 µm), el tronco consiste principalmente en mitocondrias, y el flagelo, tipo 9+2, poseen extensiones bilaterales. Una clave característica del espermatozoide es el corto periodo de motilidad (menos de 30 segundos en una mencionada solución salina). La duración de la motilidad es bajo regular en agua fresca donde las células pronto se vuelven dañadas, el desove desorganizado de la célula y ruptura eventual de la membrana del plasma. En la trucha arco iris se observa que la duración de la motilidad del espermatozoide varía inversamente con la temperatura; la duración de la motilidad promedio es 27,5 y 19 segundos con 5 y 15° C, respectivamente, (Shepherd, J & Bromage, N 1999).

2. Biología del huevo

Los mismos autores, continúan mencionando, los huevos de los salmónidos son grandes, desde 3 a 7 mm dependiendo de la especie. El huevo es rodeado por una espesa membrana, el corión, con una compleja estructura laminar que se vuelve dura después de la activación. La cápsula del huevo de salmón rosa (*Oncorhynchus gorbusca*) contribuye con 1% del diámetro total del huevo. Esta muy espesa cáscara no puede ser penetrado por espermatozoides que entran al huevo a través de un poro, el micrópilo. Los espermatozoides traen muy cerca el pro núcleo masculino. La abertura propia del canal tiene una abertura de 15 a 16 μm y apertura terminal de 2 μm en el salmón rosa. Una célula micropilar especial crea el micrópilo y es un vestíbulo a través del esfuerzo o presión mecánica durante la vitelogénesis. Las células degeneradas durante la fase final de maduración. Inmediatamente después de la ovulación algunas células desde el estrato de la granulosa de la teca pueden permanecer en contacto con los huevos, incluyendo el micrópilo; esto puede explicarse por que allí se halla un poco bajo el porcentaje de fertilización justo después de la ovulación que a pocas horas después. Por esta razón la extracción prematura de los huevos deben ser evitados. La composición química de los huevos es variable. En 1974 descubrieron un valor de energía de $2,5 \pm 0,19$ cal/gr. Descubrieron proteínas en huevos no fertilizados que se vuelven despolimerizadas después de la fertilización. Un derivado de glucoproteínas desde en ácido salicílico es encontrado en la capsula del huevo, que no tienen propiedades bactericidas. El consumo de oxígeno de huevos no fertilizados y no activados se encontró de 1,29 gr/min por huevo y no cambios apreciables inmediatamente después de la fertilización y la activación, (Shepherd, J & Bromage, N 1999).

3. Activación de los huevos y la fertilización

Una distinción mayor de los huevos de salmónidos es que la reacción cortical no es inducida por la fertilización, pero es inducida por el cambio osmótico

que ocurre cuando el huevo es puesto dentro del agua fresca, así el proceso de endurecimiento de la membrana es independiente de la fertilización; la ruptura del alveolo cortical es iniciada después de una liberación de calcio desde el oocito, una succión de calcio externo también se ha observado; la reacción cortical resulta en una captación de agua seguido por el llenado de fluido en el espacio perivitelino, y el endurecimiento de la cáscara del huevo; durante el estado de peri-fertilización, los intercambios de sodio están limitados a la cáscara del huevo y el fluido perivitelino. El fluido perivitelino previene las pérdidas de sodio desde la yema y embrión, (Shepherd, J & Bromage, N 1999).

La descarga de gránulos corticales es también un paso previniendo varios espermatozoides; viniendo material desde el espacio perivitelino se muestran para bloquear el micrópilo y prevenir la entrada de espermatozoides. Se estudio los mecanismos de prevención para varios espermatozoides, demostrando que después de que la cabeza del espermatozoide tenga penetrado dentro del citoplasma, ninguna entrada extensa adicional de espermatozoide existe dentro del citoplasma, (Shepherd, J & Bromage, N 1999).

E. INCUBACIÓN

Para la incubación es muy importante la temperatura del agua, a temperaturas bajo los 10° C es la ideal, de 10° a 12° C es buena y a temperaturas sobre los 12° C el ambiente es desfavorable ya que aquí los órganos, aparatos, sistemas de los peces no se desarrollan completamente, por tanto eclosionan muy prematuramente habiendo un alto porcentaje de mortalidad. Tiene un periodo desde la fertilización al nacimiento y comprende 3 fases y necesita de una temperatura acumulada de 336°C (temperatura del agua 8° C), (http://www.proexant.org.ec/HT_Trucha.html, 2004).

- a. Primera Fase: desde la fecundación hasta la aparición de ojos (21 días a 8° C de temperatura del agua).

- b. Segunda Fase: desde la aparición de los ojos hasta la eclosión (21 días a 8° C de temperatura del agua).
- c. Tercera Fase: desde la eclosión hasta la reabsorción de saco vitelino (10 a 15 días), (HUET, M 1972)

Imaki, A (2003) manifiesta que la duración de la incubación es inversamente proporcional a la temperatura media del agua que esté dentro de los límites que no sobrepase a los 13 °C. Se denomina el “periodo embrionario” al estado cuando se confirma claramente la presencia de dos puntos negruscos en el interior de la ova observables a simple vista. En este periodo las ovas adquieren mayor resistencia contra choques y vibraciones, por lo que la selección y el transporte de las ovas se realizan una vez que hayan alcanzado este estado.

1. Inspección y Control de Ovas

Cuando el desarrollo de las ovas avanza y llega el periodo de embrionamiento, las mismas tendrán suficiente resistencia a la vibración por el trabajo de eliminación de ovas defectuosas y muertas será realizado en este periodo. En el muestreo de ovas para la inspección se utilizaran pinzas o un sifón conectado a un tubo de goma. Las ovas muertas presentan una coloración blanquecina, sin embargo cuando las mismas están sucias por impurezas, algunas veces se dificulta su diferenciación, por lo que es conveniente realizar este trabajo lavando antes ligeramente la superficie de las ovas dentro del agua en flujo, para eliminar las suciedades pegadas en su superficie, (http://www.proexant.org.ec/HT_Trucha.html, 2004).

2. Selección de las ovas

Imaki, A (2003) indica es muy necesario eliminar las ovas muertas, no fecundas o defectuosas en cuanto se las encuentre durante la incubación, de lo contrario, se infectan fácilmente por Saprolegnia, que es una variedad de enfermedad de los peces y luego contaminan las ovas sanas.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

A. LOCALIZACIÓN Y DURACIÓN DE LA INVESTIGACIÓN

La investigación se efectuó en el Centro de Investigaciones Acuícolas Papallacta, (CENIAC-P), organismo dependiente del Ministerio de Comercio Exterior, Industrialización Pesca y Competitividad (MICIP), mismo que mantiene convenio con la EsPOCH. El Centro se localiza en la Parroquia de Papallacta a 1.5 km. de la vía Quito - Lago Agrio.

El tiempo de duración fue de 180 días, 120 días de trabajo de campo y 60 días requerido para procesamiento y publicación.

B. UNIDADES EXPERIMENTALES

Se utilizaron 6 unidades experimentales; con un tamaño de 10 hembras por unidad experimental.

C. MATERIALES, EQUIPOS E INSTALACIONES

Los materiales, equipos de laboratorio y de campo que se utilizaron en el presente trabajo de investigación se detallan a continuación:

1. De campo

a. Materiales

- 60 hembras reproductoras
- 1 incubadora con 10 canastillas
- Anestésico, (FA100 a base de Triocaína)
- Chinchorros para peces adultos
- Balanza
- Libreta de apuntes

- Toallas
- Aguja hipodérmica
- Fuelle o bomba de aire
- Manguera
- Válvula de aire.
- Cámara Fotográfica
- Videogradora
- Desinfectante

b. Instalaciones

- Sala de desove.
- Sala de Incubación
- Sala de Inspección de Ovas.

2. Equipos de laboratorio

- Balanza analítica
- Caja petri
- Calculadora
- Computadora
- Esferos
- Libreta de apuntes
- Recipientes

D. TRATAMIENTO, REPETICIONES Y DISEÑO EXPERIMENTAL

Los tratamientos para la presente investigación fueron los siguientes:

Tratamiento 1: Método manual

Tratamiento 2: Método por inyección de aire

En la presente investigación se utilizaron 3 repeticiones por cada tratamiento, es decir 6 unidades experimentales.

El diseño que se aplicó fue un diseño completamente al azar en arreglo monofactorial $2t \times 3r$, donde “t” es el número de tratamientos y “r” es el número de repeticiones. Siendo el modelo lineal y aditivo el siguiente:

$$X_i = \mu + T_i + \epsilon_i$$

Donde:

X_i =cualquier variable a medir

μ = media poblacional

T_i = efecto de los tratamientos

ϵ_i = efecto del error experimental

E. MEDICIONES EXPERIMENTALES

Los parámetros que se tomaron en cuenta en la mencionada investigación fueron:

- Peso de las reproductoras, gr.
- Número de ovas extraídas, n^o.
- Número de ovas residuales (con sacrificio de las reproductoras), n^o.
- Porcentaje de Efectividad de Extracción, %.
- Porcentaje de sobrevivencia, %.
- Porcentaje de Fertilidad de las ovas, %.
- Porcentaje de Mortalidad en Incubación, %.
- Porcentaje de Oculación, %.
- Análisis económico.

F. ANÁLISIS ESTADÍSTICOS

En la presente investigación se realizarón los siguientes análisis:

- Análisis de varianza
- Prueba de significancia t de Student para medias de dos muestras emparejadas, con nivel de significancia de 0,05
- Separación de medias utilizando prueba de Tukey con un nivel de significancia de 0,05

1. Esquema del ADEVA

En el cuadro 1 se muestra el esquema del análisis de la varianza ADEVA

Cuadro 1. ESQUEMA DEL ADEVA

Fuente de variación	Grados de Libertad
Total	5
Tratamientos	1
Error Experimental	4

G. PROCEDIMIENTO EXPERIMENTAL

1. De campo

- Se seleccionó veinte hembras reproductoras listas para el desove, las mismas que fueron transportadas a la sala de desove.
- Luego de aplicar el anestésico a las reproductoras se procedió al desove, aplicando cualquier tratamiento (al azar) las 10 hembras y después se aplicó el otro tratamiento a las 10 hembras restantes.
- Para cada repetición y tratamiento se consideraron 20 y 10 reproductoras respectivamente, las mismas que fueron tomadas completamente al azar de la tina de aplicación de anestésico.

- Toda hembra antes de realizar su respectivo tratamiento para el desove, fue pesada en balanza eléctrica.
- De las hembras desovadas se sacrificaron 5 reproductoras por tratamiento para el pesaje de las ovas residuales, y las otras 5 restantes se colocaron en un estanque aislado para establecer la tasa de sobrevivencia, hasta un máximo de 24 horas de control.
- Las ovas obtenidas y que se consideraron aptas para la fertilización, fueron separadas por tratamiento, luego fecundadas, la primera limpieza y extracción de ovas no fecundadas se realizó 5 días después de la fecundación.
- La limpieza de las ovas se estableció en forma repetida cada 48 horas, esto por la baja calidad de agua que presenta el CENIAC-P.
- Las ovas en estado de oculación y antes de la eclosión (31 días luego de la fecundación, a una temperatura del agua de 10° C) se contabilizaron e inmediatamente entregados al CENIAC.
- La siguiente repetición se realizaron 4 semanas después de la aplicación de los tratamientos.
- El método de conteo de las ovas para todas sus etapas, es en base al peso promedio de las ovas (conteo de ovas método de peso).

2. **De laboratorio**

- Luego de haber sacrificado a 5 hembras por tratamiento, (un total de 10 hembras sacrificadas por repetición) se practicó una incisión a lo largo del abdomen para extraer las ovas residuales.

- Para obtener un peso promedio exacto de las ovas (conteo método de peso) se realizó el pesaje una balanza de alta sensibilidad, del laboratorio de biotecnología del CENIAC-P.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los parámetros de evaluación del mejor método de desove, se resumen a continuación; la evaluación comprende el proceso de extracción de gametos y de incubación de las ovas fecundadas hasta la oculación de las mismas.

A. EVALUACIÓN TOTAL

Existiendo uniformidad en los pesos de las reproductoras no se encontró diferencia significativa, siendo sorteadas en la tina de anestesiado para desovarlas, y por cuestión de azar no podían existir diferencias significativas. Estas hembras tuvieron un peso promedio general de 981,62 gramos, correspondiendo a 2,2 años de edad (cuadro 2).

El número de ovas obtenidas con un promedio general de 2277,44 ovas esto relación al peso de las reproductoras, considerando que algunos investigadores sostienen que la producción promedio es de 1500 a 2500 unidades por kilo de peso. Entre tratamientos no existió diferencia significativa, siendo esto consecuente al no existir diferencia significativa entre los pesos promedios de las reproductoras.

Las ovas residuales obtenidas con la evisceración de las truchas reproductoras, fueron pesadas todas las ovas que quedaron dentro de la cavidad abdominal. En las medias de los tratamientos existe diferencia altamente significativa $p \leq 0,01$ en la prueba de significancia t de student, pese a que las hembras desovadas con el método de inyección de aire tuvieron número menor de ovas residuales, por ser un valor absoluto no permite establecer como un parámetro seguro de comparación entre tratamientos.

Con valores relativos como es el porcentaje de efectividad de extracción, este permite una comparación más equitativa entre tratamientos; donde se encontró diferencia altamente significativa ($p \leq 0,01$) entre los métodos de extracción, según la prueba t de student. La diferencia de efectividad permite

Cuadro 2. EVALUACIÓN TOTAL DE LOS PARÁMETROS CONSIDERADOS PARA LA COMPARACIÓN DE LOS TRATAMIENTOS.

VARIABLES	TRATAMIENTO		Media General	C. V. (%)	Signific.
	M. Manual	M. Inyección			
Peso de las reproductoras.	978,73 A	984,50 A	981,62	8,61	n.s.
Número de ovas extraídas.	2114,29 A	2440,58 A	2277,44	21,56	n.s.
Número de ovas residuales.	511,07 A	259,83 B	385,45	27,78	**
Porcentaje de Efectividad de Extracción.	78,10 A	89,07 B	83,58	7,05	**
Porcentaje de sobrevivencia.	100,00 A	93,33 A	96,67	8,45	n.s.
Porcentaje de Fertilidad de las ovas.	81,97 A	88,58 A	85,28	1,78	n.s.
Porcentaje de Mortalidad en Incubación.	40,89 A	19,94 A	30,42	12,42	n.s.
Porcentaje de Oculación.	41,08 A	68,64 A	54,86	6,41	n.s.

Fuente: Investigación de campo (Dueñas, 2005)

observar que con el método de inyección de aire se puede obtener un mayor número de ovas que las obtenidas por el método manual, con una misma cantidad de reproductoras.

La sobrevivencia de las reproductoras se basa en el efecto de manipulación que causa cada tratamiento, y en el análisis estadístico también no existe diferencia significativa, aunque en el método manual existió una sobrevivencia total, no así en método de inyección de aire que con impericia del operador la aguja puede lastimar internamente al pez.

Establecer un valor porcentual de las ovas que lograron fertilizar, separados en grupos por el método de obtención, permite obtener otro parámetro de comparación entre los tratamientos, de igual manera no existió una diferencia significativa, siendo las ovas del método de inyección de aire la que mayor fertilidad logró (88,58%). Este efecto asumo al lavado con solución isotónica que elimina la mayor parte de impurezas que acompañan a las ovas, siendo esto un proceso más laborioso en las ovas obtenidas con el método manual.

El porcentaje de mortalidad en incubación es también un parámetro donde se observa la ventaja del método de inyección de aire (19,94%) sobre el método manual (40,89%), aunque en el análisis estadístico no existe diferencia significativa entre las muestras. Esta ventaja atribuida a que los residuos de impurezas es más alto en las ovas obtenidas en el método manual y se constituyen en foco de cultivo de hongos que luego en forma multiplicativa aumenta el número de ovas muertas.

La oculación valorada en porcentaje dio un resultado también de ventaja para las ovas extraídas con inyección de aire (68,64%) sobre de las ovas obtenidas con el método manual (41,08%). De igual manera no existió diferencia significativa entre las muestras. Por lo que si se hace muy conveniente realizar un análisis económico, que demuestre que las ovas

obtenidas por el método de inyección de aire ofrece mayor ingreso bruto por concepto de ovas oculadas al mercado.

B. EVALUACIÓN DEL PESO DE LAS REPRODUCTORAS AL DESOVE

Para la investigación se utilizaron reproductoras hembras de trucha arco iris, mismas que provinieron de las piscinas del Centro de Investigaciones Acuícolas Papallacta CENIAC-P, agrupadas por repetición y sorteadas para la aplicación de tratamiento; teniéndose que en cada grupo los pesos fueron heterogéneos.

Los resultados obtenidos en la evaluación del peso de las reproductoras, se describen en el gráfico 4.

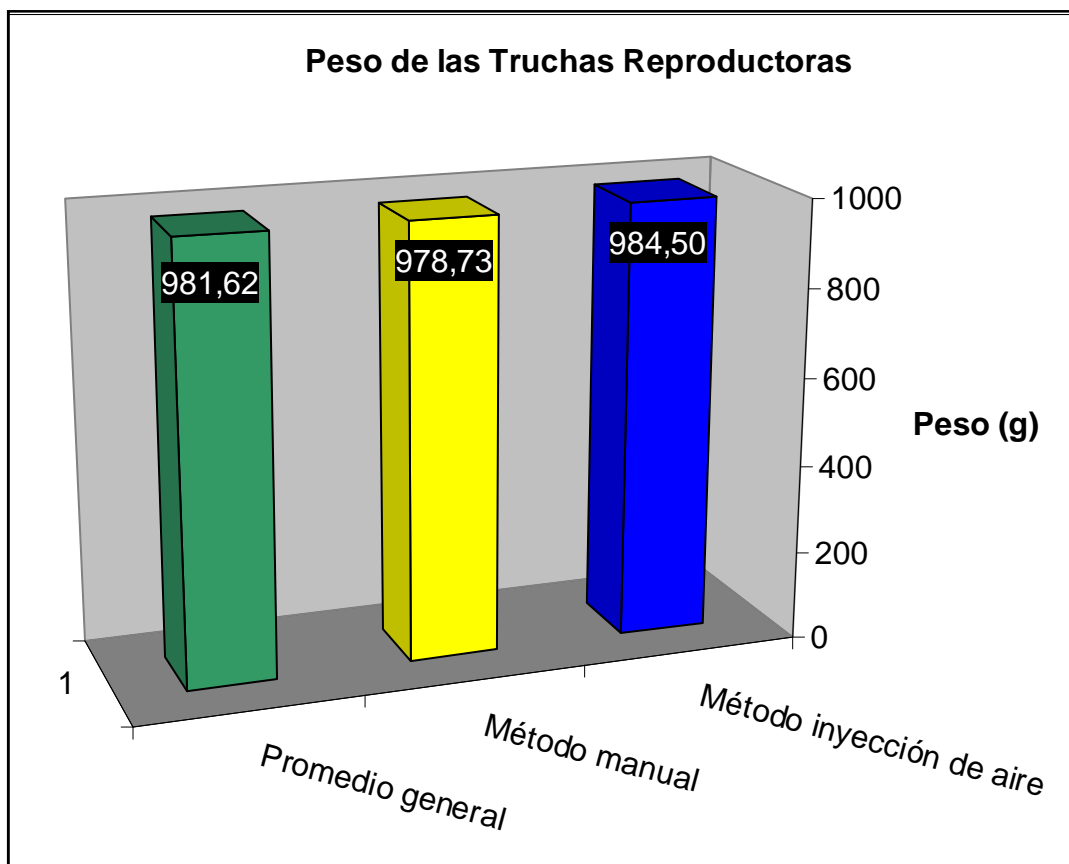


Gráfico 4. Peso de las Reproductoras de Truchas Arco Iris utilizadas en los métodos de extracción de ovas.

Las hembras reproductoras ingresaron a la sala de desove con un peso promedio general de 981,62 gramos, existió un peso similar entre tratamientos, por lo tanto se tuvo que no existe diferencia significativa entre los tratamientos.

El desove de estas truchas reproductoras se realizó a 2,2 años de edad. Lo que concuerda con datos obtenidos por Luna, J (2004) que a los 3,2 años están con un peso promedio de 2900 gramos. Y por otro lado es acorde con los datos de Huet, M (1972) en que las truchas están en la talla de reproducción a partir de los dos años de edad.

C. OBTENCIÓN DE LAS OVAS O GAMETOS

La presente investigación asentada en la evaluación de los métodos de extracción de ovas, agrupa a las hembras reproductoras por repetición; mismas que fueron divididas en partes iguales para cada tratamiento y a este subgrupo otra vez dividido en conjunto a sacrificar y conjunto de hembras que mostraron la sobrevivencia a aplicación de los métodos.

1. Número de ovas obtenidas en el desove

En el gráfico 5 resume el número de ovas extraídas de las truchas reproductoras, donde por cada tratamiento y repetición se dispusieron de 10 reproductoras. Observándose que en el método manual un promedio total de 2114,29 ovas; mientras que el método de inyección de aire tuvo un número promedio de 2440,58 ovas; siendo un dato similar de extracción, no existió diferencia significativa, aunque el promedio general en el número de ovas obtenidas fue de 2277,44.

Estas truchas se identifican dentro del mismo rango de 13 a 15% de producción de ovas en base al peso corporal, puntualizado por Imaki, A (2003) a las reproductoras del CENIAC-P.

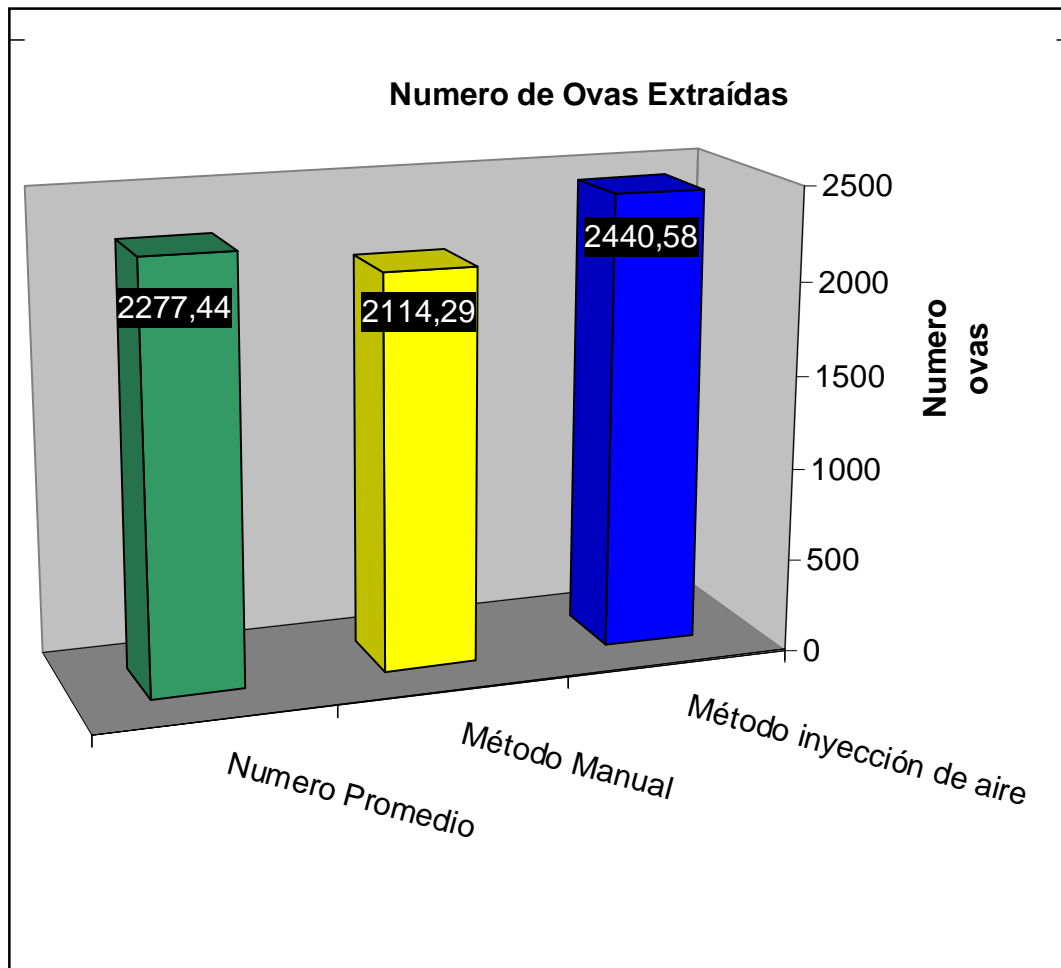


Gráfico 5. Número de Ovas obtenidas con los métodos de extracción.

El número de ovas extraídas las reproductoras evaluadas está dentro del rango establecido por Cachafeiro, M (1995) entre 1500 a 2500 unidades por kilo de peso en truchas de tres años de edad.

Reiterándose que los salmónidos producen relativamente pocas unidades por kilo de peso corporal explicado por Shepherd, J y Bromage, N (1999) constituyéndose en la producción de ovas y alevines en una empresa comercialmente importante; mismo parámetro a considerar para establecer un número adecuado de reproductoras en las instalaciones.

En esta medición experimental aún no se puede establecer un punto de comparación entre los métodos de desove, ya que la cantidad de ovas que una hembra reproductora pueda ofrecer no depende de su método de

extracción, sino, de otros factores implícitos antes de la ovulación, aunque en el método de inyección de aire supere numeralmente al método manual no se considera el peso de las reproductoras, las mismas que fueron tomadas al azar de la tina de anestesiado.

2. Número de ovas residuales en la cavidad abdominal

Aplicados los respectivos métodos de extracción, se procedió a la evisceración de la mitad de las truchas reproductoras para contabilizar las ovas retenidas en la cavidad abdominal.

El cuadro 3 resume que el método de inyección de aire obtuvo un número promedio de 259,83 ovas, siendo menor al número promedio de ovas obtenidas por el método manual que es de 511,07 ovas, encontrándose que existen diferencias estadísticas a un nivel altamente significativo ($p \leq 0,01$), la media general de las ovas residuales es de $385,45 \pm 280,52$ ovas.

La superioridad de Método de Inyección de Aire sobre el Método Manual para Idrovo, J (2004) es en el menor número de ovas no extraídas, establece un rango de 5 a 10% superando al rango de 20 a 25% de ovas residuales para cada método respectivamente, reiterándose tal ventaja en esta investigación.

3. Efectividad de extracción de las ovas

Después del sacrificio de las truchas hembras reproductoras luego del desove, emitió datos sobre: las ovas extraídas, ovas residuales en la cavidad abdominal, y la sumatoria de las dos anteriores, el total de las ovas producidas en la ovulación, con lo que se puede calcular un porcentaje de efectividad de extracción con cada uno de los métodos.

En el cuadro 4 se observa que el porcentaje promedio del método de inyección de aire con 89,07% contrapuesto con la tasa promedio del método manual con 78,10%, en el análisis estadístico existe diferencia altamente

Cuadro 3. NÚMERO DE OVAS RESIDUALES EN LA CAVIDAD ABDOMINAL

	Tratamientos (nº)		
	U.E.	Método Manual	Método de Inyección de aire
Repetición 1	1	463	382
	2	1506	304
	3	711	151
	4	207	380
	5	504	201
	\bar{x}	678,16	283,61
Repetición 2	1	120	310
	2	207	133
	3	524	53
	4	451	435
	5	760	126
	\bar{x}	412,37	211,39
Repetición 3	1	464	82
	2	263	387
	3	448	385
	4	318	324
	5	720	244
	\bar{x}	442,68	284,48
Media por tratamiento		511,07	259,83
Media general		385,45	
Desviación estándar		280,52	

Las diferencias entre las medias fueron altamente significativas ($p \leq 0,01$) en la prueba de significancia t de student.

Fuente: Investigación de campo (Dueñas, 2005)

Cuadro 4. PORCENTAJE DE EFECTIVIDAD DE EXTRACCIÓN DE OVAS

		Tratamientos (%)	
	U.E.	Método Manual	Método de Inyección de aire
Repetición 1	1	80,45	69,66
	2	58,06	82,24
	3	79,51	94,24
	4	70,97	87,37
	5	83,25	84,62
	\bar{x}	74,45	83,63
Repetición 2	1	78,26	86,84
	2	50,00	94,06
	3	82,55	97,44
	4	82,24	89,07
	5	76,33	95,65
	\bar{x}	73,88	92,61
Repetición 3	1	88,06	96,95
	2	92,23	87,18
	3	83,19	87,22
	4	88,16	90,98
	5	78,17	92,57
	\bar{x}	85,96	90,98
Media por Tratamiento		78,10	89,07
Media general		83,58	
Desviación estándar		10,74	

Las diferencias entre las medias fueron altamente significativas ($p \leq 0,01$) en la prueba de significancia t de Student.

Fuente: Investigación de campo (Dueñas, 2005)

significativa ($p \leq 0,01$). Así mismo la media general en esta variable fue de $83,58\% \pm 10,74$.

Los resultados se acercan a un rango de 75 a 80% para el método manual y 90 a 95% para el método de inyección de aire según Idrovo, J (2004), sin embargo se deduce que para el método manual se encuentra un factor de variación, basado en un mayor número de hembras ordeñadas, los valores mencionados se acerquen más para este método, por que a mayor número de semovientes a ordeñar el cansancio en el operario hará más ineficiente la extracción con este método; por otro lado con el método de inyección de aire la presión neumática depende de la bomba, siendo estable y continúa, esperando que los valores obtenidos no tengan una variación relevante.

El método de inyección de aire deja menos huevos de reabsorción al pez, produce huevos limpios (menos rupturas de ovas) y es más rápido con menos lesiones en el pez; mismo criterio manifestado por Pennell, W y Barton, B (1996) como ventaja de éste método.

El método de inyección de aire se acerca con mejor similitud a los objetivos planteados para un buen método de ordeño según Cachafeiro, M (1995) donde cualquier método que se aplique, sea capaz de extraer todos los productos sexuales de la cavidad abdominal, con el menor estrés posible para los peces, evitar daños al pez así como a sus órganos internos, y realizarlo lo más rápido posible.

D. PORCENTAJE DE SOBREVIVENCIA

El porcentaje de sobrevivencia hace referencia a las truchas que sometidas al ordeño sufren estrés de manipulación y daños en los órganos internos; al conjunto no sacrificado quedaron en observación dentro de la piscina de espera de la sala de desove por 12 horas. Aunque este tiempo contempla un

gran margen de observación porque cuando las hembras no se recuperan, su mortandad es inmediata, o contrario a esto, es que luego de aproximadamente una hora su recuperación es total.

En el método de inyección de aire existió una mortalidad entre quince reproductoras evaluadas, por lo que su media de sobrevivencia es de 93,33%, mientras que en método manual el porcentaje es total es decir 100% (Gráfico 6). No existió diferencia significativa entre las medias, la media general de esta variable fue de 96,67%.

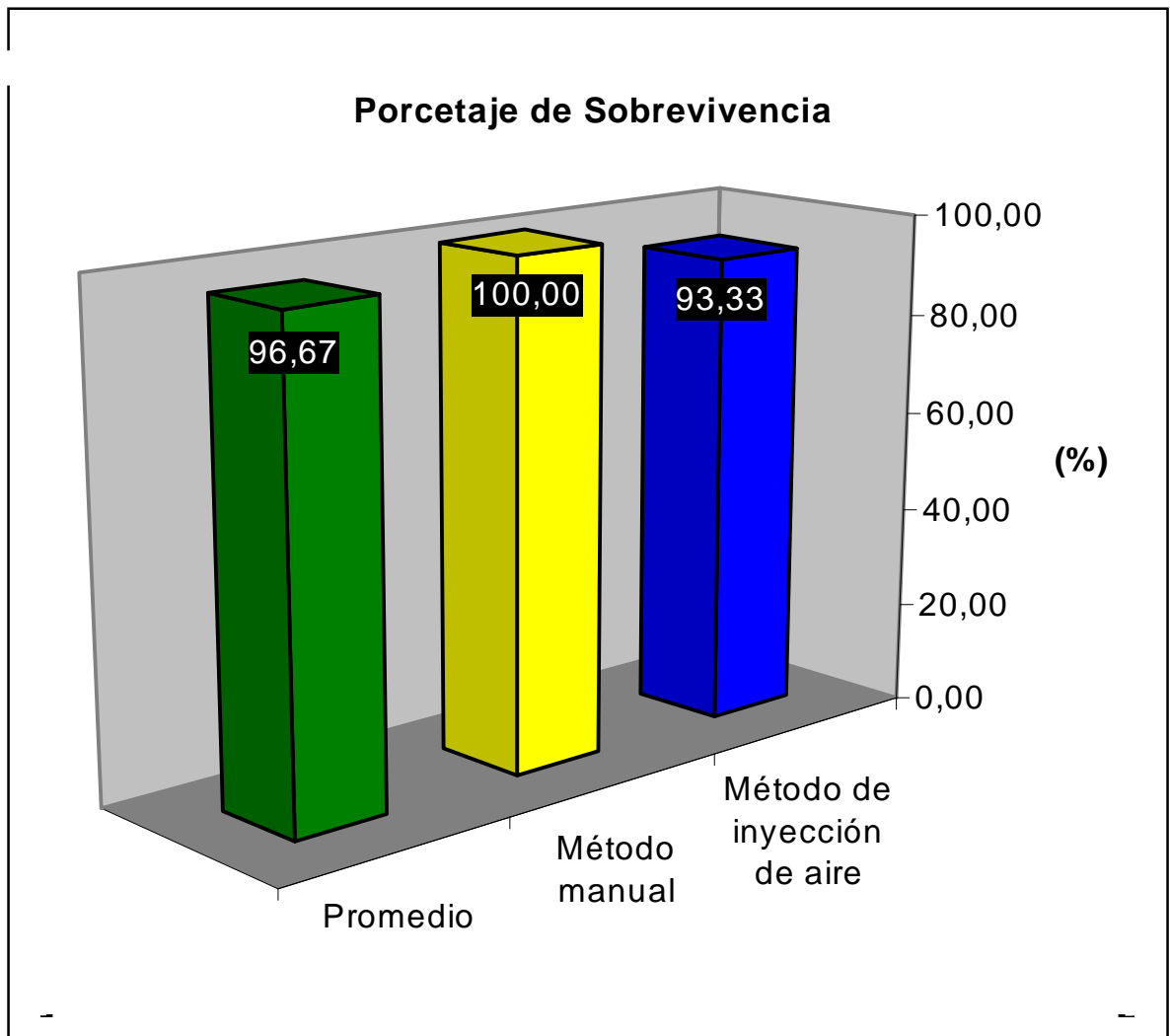


Gráfico 6. Porcentaje de sobrevivencia de las truchas reproductoras a los métodos de extracción.

Para la introducción de la aguja hipodérmica en el abdomen de las reproductoras, en el método de inyección de aire, se considero la teoría expuesta por Cachafeiro, M (1995) donde las alteraciones fisiológicas por ovulación dan modificaciones morfológicas donde el hígado llega a un peso mínimo cuando las gónadas alcanzan su máximo peso, entonces el hígado en el momento de la ordeña mantiene un tamaño mínimo y las probabilidades de sufrir daños es ínfima; por otro lado en el método manual, si la ordeña se efectúa en una forma inadecuada, el hígado es el órgano más maltratado en el proceso, siendo esta la razón que la ordeña se realiza desde la aleta abdominal hacia el poro urogenital.

Uno de los objetivos del mejor método de ordeña para Cachafeiro, M (1995) es evitar daños internos de las reproductoras; en las truchas sacrificadas para el conteo de ovas residuales del trabajo de campo se observó que el método de inyección de aire deja menos secuelas en el interior del abdomen, no así que las hembras sometidas al método manual presentaron una cantidad considerable de sangre coagulada en el intestino grueso, e irritaciones de las paredes musculares del abdomen.

Para la aplicación del método de inyección de aire con poco efecto del anestésico sobre las reproductoras, el pez reacciona inesperadamente introduciéndose la aguja sin control, acompañado de movimientos bruscos, algún órgano puede lastimarse en su interior, por lo que peces de criadero generalmente grandes para Pennell, W y Barton, B (1996) la manipulación es favorecida por la anestesia y en este caso la revisión del efecto del anestésico debe ser considerado.

E. FERTILIZACIÓN, INCUBACIÓN Y EMBRIOGENIA DE LAS OVAS

Las ovas obtenidas en la ordeña, se mantuvieron en recipientes separados por cada tratamiento aplicado; sin antes descartar las ovas que no son homogéneas o que se hacen blancas antes de la inmersión, y otros parámetros a considerar; las ovas aptas para la fertilización se someten al

lavado con solución isotónica para retirar los posibles contaminantes (sangre, yema suelta, heces, etc.).

De un lote de machos al azar se obtuvo una cantidad suficiente de esperma en cajas petri, para luego proceder a la mezcla de los gametos dando paso a la fertilización.

1. **Fertilidad de las Ovas**

Luego de que la fertilización (mezcla de gametos) se ha llevado a cabo, con todos los procesos implicados como es la activación de las ovas, esperma y la consiguiente fertilización. Retomando lo mencionado anteriormente que el método de inyección de aire se obtiene ovas más limpias, y menor número de ovas rotas, como consecuencia se espera exista mayor cantidad de ovas fértiles. Para estimar la fertilidad en esta investigación se consideró a las ovas que tomaron un color blanquecino (no fertilizado) al poner en contacto con el agua y las ovas cristalinas al final de la incubación, sobre el total de las ovas fertilizadas.

Los porcentajes promedio de fertilización entre el método manual y método de inyección de aire, no presentaron diferencia significativa. La media general en la tasa de fertilidad de ovas es de $85,28\% \pm 9,13$. (Cuadro 5)

A pesar de que no exista diferencia significativa entre los tratamientos, las ovas extraídas con el método de inyección de aire fueron mas fértiles; esto concuerda con Pennell, W y Barton, B (1996), para quienes el método de inyección de aire produce ovas mas limpias por menos rupturas y por contaminación con la yema reducen la fertilidad, explicando que cuando se ponen en contacto con el agua la yema se precipita formando una red que atrapa espermatozoides y tapa el micrópilo.

Cuadro 5. PORCENTAJE DE FERTILIDAD DE LAS OVAS OBTENIDAS DE LOS TRATAMIENTOS.

Tratamiento	Repetición	Numero de Ovas			% Fertilización
		Total	Ovas 1 ^a Limpieza	Ovas Cristalinas	
Método Manual	1	20182	471	5844	68,71
	2	8617	20	1373	83,84
	3	19135	994	276	93,37
	Media por Tratamiento				81,97
Método de Inyección de aire	1	15356	292	712	93,46
	2	13199	78	1988	84,35
	3	20490	223	2247	87,94
	Media por Tratamiento				88,58
Media general			85,28		
Desviación estándar			9,13		

Las diferencias entre las medias no fueron significativas según el ADEVA.

Fuente: Investigación de campo (Dueñas, 2005)

2. Mortalidad en Incubación de las Ovas

Conociéndose que el número de ovas por tratamiento no son similares se consideran valores relativos porcentuales. Se proyecta una diferencia entre los tratamientos porque el método manual se extrae junto a las ovas mayor cantidad de heces y sangre por la repetida presión mecánica; y aunque se sometió a un lavado con solución isotónica, los residuos son focos de cultivo para los hongos en proceso de incubación.

En el cuadro 6 se resume el porcentaje de mortalidad en incubación, mismo que en el método manual se obtuvo una media de 40,89% de mortalidad de las ovas, y las ovas obtenidas por el método de inyección de aire dio una media de 19,94% de mortalidad, en el análisis estadístico no existe diferencia significativa, y como promedio general de mortalidad de ovas es de 30,42%.

Los datos obtenidos son similares a los que se viene obteniendo en el CENIAC, con una mortalidad de ovas de 40 – 60% dependiendo de la época de lluvia, a inicios de año la época de lluvia fue bajo, el agua fuente no fue turbia por lo que el porcentaje de mortalidad es bajo (40%) pero se demuestra que con un menor foco de cultivo para hongos se puede obtener una menor mortalidad.

Es necesario eliminar las ovas muertas o defectuosas en cuanto se las encuentra durante la incubación compartido por Imaki, A (2003), de lo contrario se infesta fácilmente por saprolegnia que es una variedad de enfermedad de los peces, luego contamina a las ovas sanas, por esta misma razón a las ovas evaluadas en la presente investigación, fueron retiradas a las ovas muertas cada 48 horas, y con una limpieza del limo asentado en el fondo de la canasta. Para el conteo de las ovas muertas se utilizó el método de peso y con actualización respectiva del peso promedio de ovas por canasta y por cada inspección.

Cuadro 6. PORCENTAJE DE MORTALIDAD EN INCUBACIÓN DE LAS OVAS, POR TRATAMIENTO.

Tratamiento	Repetición	Numero de Ovas		% Mortalidad
		Total	Ovas Muertas	
Método Manual	1	20182	5686	28,18
	2	8617	1712	19,87
	3	19135	14279	74,62
	Media por tratamiento			40,89
Método de Inyección de aire	1	15356	4033	26,26
	2	13199	1243	9,42
	3	20490	4947	24,14
	Media por tratamiento			19,94
Media general		30,42		
Desviación estándar		22,66		

Las diferencias entre las medias no fueron significativas según el ADEVA.

Fuente: Investigación de campo (Dueñas, 2005)

3. Tasa de Oculación

Para finalizar el proceso de incubación, se espera a que en las ovas aparezcan claramente los ojos (a simple vista) y las mismas tomen un color anaranjado. Esto se alcanzó antes de el día 32 de incubación, donde se separaron las ovas oculadas de las no oculadas o cristalinas y se contabilizaron, para establecer una cantidad relativa o de porcentaje.

Las ovas oculadas provenientes de las truchas aplicadas el método manual dio una media de 41,08% y con el método de inyección de aire se obtuvo una media de 68,64%, en las mismas que en el análisis estadístico no se encontraron diferencias significativas, la media general de oculación es de 54,86% \pm 21,11. (Cuadro 7).

Una vez que se observaron los ojos en las ovas y las mismas toman un color anaranjado intenso, se procedió al conteo en el día 30 de incubación, esperando que la eclosión comenzaría en el día 32 de incubación, basado en lo manifestado por Imaki, A (2003), donde una temperatura media del agua de 10 grados centígrados, la eclosión comenzará a los 32 días dando una temperatura acumulada de 320 grados centígrados

Las ovas cristalinas se contabilizaron como ovas infértiles ya que no sufrieron la precipitación de la proteína de la yema, sin embargo no contienen ninguna larva o alevín en su interior. Estas ovas son difíciles de separar en la misma canasta de incubación ya que toman el color de las ovas vecinas oculadas (anaranjado) siendo necesario trasladarlas a la sala de inspección de ovas, en donde con un fondo oscuro y una iluminación artificial más intensa, la separación o selección se hace mas fácil.

Cuadro 7. PORCENTAJE DE OCULACIÓN DE LAS OVAS PUESTAS EN INCUBACION, OBTENIDAS POR TRATAMIENTOS.

Tratamiento	Repetición	Numero de Ovas		% Oculación
		Total	Ovas Oculadas	
Método Manual	1	20182	8181	40,54
	2	8617	5512	63,97
	3	19135	3586	18,74
	Media por Tratamiento			41,08
Método de Inyección de aire	1	15356	10319	67,20
	2	13199	9890	74,93
	3	20490	13072	63,80
	Media por Tratamiento			68,64
Media General		54,86		
Desviación Estándar		21,11		

Las diferencias entre las medias no fueron significativas según el ADEVA.

Fuente: Investigación de campo (Dueñas, 2005)

F. ANÁLISIS ECONÓMICO

En el Cuadro 8 se detalla el análisis económico en el presente trabajo de investigación, en total los gastos estimados para cada tratamiento evaluado fueron: 207,98 dólares para las ovas obtenidas por el método manual así como para las ovas extraídas por el método de inyección de aire, partiendo de una uniformidad de las condiciones en el gasto de alimento basado en el peso promedio general. Al número promedio general de ovas en incubación se aplica el porcentaje de oculación obtenido para cada método, calculándose para cada tratamiento el número de ovas oculadas al mercado, mismas que son consideradas como ingreso bruto; explicado esto, se observa que el mejor beneficio costo se apreció con las ovas que se obtuvieron por inyección de aire (2,56), ubicándose muy superior al beneficio costo con las ovas extraídas por el método manual (1,53), este mejor beneficio costo en el método de inyección de aire atribuido a la superioridad del porcentaje de oculación, y aunque no existió diferencias significativas en la Fertilización, Incubación y Mortalidad de las Ovas, se observa existe diferencias numéricas que ahora son reflejadas en cifras económicas. Se considera que la producción y comercialización de ovas oculadas es rentable, pudiéndose elevar aun más la rentabilidad aquí demostrada, y aun más para el Centro de Investigaciones Acuícolas – Papallacta (CENIAC-P) que busca auto sustentabilidad.

Cuadro 8. ANALISIS ECONÓMICO EN LA EVALUACIÓN DEL MEJOR MÉTODO DE DESOVE: MÉTODO MANUAL vs MÉTODO DE INYECCIÓN DE AIRE, EN TRUCHAS REPRODUCTORAS (*Oncorhynchus mykiss*) EN EL CENIAC-P.

DETALLE	UNIDAD	CANTIDAD	VALOR UNITARIO	VALOR TOTAL / TRAT.	
				M. Manual	M. Inyección
Alimentación	Saco	20 Kg	19,2	132,08	132,08
Solución Salina	lt	30	0,0048	0,14	0,14
Anéstesico	ml	30	0,02	0,60	0,60
Oxígeno	ml	30	0,011	0,33	0,33
Depreciación Instalaciones	\$/hora	2	0,5	1,00	1,00
Depreciación Equipos	\$/hora	1	0,5	0,50	0,50
Depreciación de Materiales	\$/hora	0,5	0,5	0,25	0,25
Mano de Obra	Jornal	3	23	69,00	69,00
SUBTOTAL				203,90	203,90
Imprevistos 2%				4,08	4,08
TOTAL DE COSTOS				207,98	207,98
Ovas Oculadas a la venta	nº			19919,00	33283,00
Precio por Ova Oculada	\$			0,016	0,016
INGRESO BRUTO	\$			318,70	532,53
INGRESO NETO	\$			110,72	324,55
BENEFICIO COSTO	\$			1,53	2,56

Fuente: Investigación de campo (Dueñas, 2005)

V. CONCLUSIONES

- El Método manual de extracción de ovas presenta un 78,10% de efectividad, mientras que el Método de inyección de aire alcanzó una efectividad de extracción de 89,07%, existiendo una superioridad del método anterior en un 10,97% de más ovas extraídas de la cavidad abdominal.
- La sobrevivencia de las truchas reproductoras al desove en los Métodos evaluados no existió diferencias significativas, aunque existió una mortalidad de una reproductora en el método de inyección de aire a causa de la impericia del operador, y en el método manual sobrevivieron todas.
- Las ovas oculadas por el Método de inyección de aire alcanzaron un 68,64%, mientras el Método manual alcanza un 41,08% de ovas oculadas, no existieron diferencias significativas, por lo que el método no influye en la incubación, sin embargo se observa ventaja en el Método de inyección de aire por obtener ovas más limpias para la incubación.
- La extracción de ovas por medio de aire comprimido en la cavidad abdominal del pez, permite obtener ovas libres de: sangre, heces, y de yema de ovas rotas; además las truchas reproductoras no sufren ningún maltrato interno de los órganos asegurando prolongar el tiempo de vida útil reproductiva.
- El método de Inyección de Aire demostró que económicamente representa mayores ganancias con una relación beneficio costo más alto (2,56) sobre la expuesta por el Método Manual (1,53).

VI. RECOMENDACIONES

- El Centro de Investigaciones Acuícolas CENIAC debería seguir practicando el Método de Inyección de Aire para establecerlo, ya que las cifras que en la presente investigación se están demostrando superioridad en la efectividad de extracción de ovas, sobre el Método Manual que se viene realizando en el Centro tradicionalmente.
- Como se encontró diferencias numéricas y no significativas en los análisis estadísticos en todo el proceso de incubación de ovas, se debe ampliar estos datos en una investigación específica, con una disposición de un mayor número de ovas para cada método; permitiendo mayor grados de libertad en la incubación a la evaluación, representando un numero más alto en los grados de libertad.
- El Método de inyección de aire ha permitido mayor beneficio/costo, deberá ser altamente considerado a la planificación de gastos, ya que este método permite mayor efectividad de inversión; y no recurrir a una aplicación de la mitad de la dieta a los reproductores del Centro (CENIAC-P).
- El Centro de Investigaciones Acuícolas Papallacta (CENIAC-P) debe seguir promoviendo y facilitando este tipo de investigaciones ya que permite un desarrollo de tecnología basado en datos de investigación.
- En caso de aplicarse el Método de inyección de aire para elevar los niveles de crías disponibles para el mercado, se deberá también bajar los niveles de mortalidad en alevines 1 y 2 que existe en el Centro, caso contrario resultara inútil esta mejora.

VII. LITERATURA CITADA

1. CACHAFEIRO, M. 1995. La Trucha cría industrial. 2a ed. Barcelona, España. Edit, Mundi-Prensa. pp 95 -168.
2. GALL, B. 1992. Proceedings on physiology, genetics, nutrition, husbandry and economics of rainbow trout in acuaculture. 2a ed. st. The Netherlands, USA. Edit, ELSEVIER SCIENCE. pp 35, 36.
3. HUET, M. 1972. Textbook of fish culture, Breeding and Cultivation of Fish. 2a ed. st. Norwich, Great Britain. Edit, Fishing News. p 78.
4. IDROVO, J. 2004. Apuntes descriptivos de la Reproducción en Salmónidos.
5. IMAKI, A. 2003. Manual de Manejo y Crianza de la Trucha Arco Iris. sn Quito, Ecuador. Agencia de Cooperación Internacional del Japón JICA. pp 31-42.
6. LUNA, J. 2004. Evaluación Paramétrica de la Fertilización Seca, Húmeda, y Mixta en Embriogenia 1, 2 y Larvaje de Trucha Arco Iris. Tesis de Ingeniero Zootecnista. Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. Facultad de Ciencias Pecuarias. Escuela de Ingeniería Zootécnica. Riobamba, Ecuador. pp 48.
7. PENNELL, W. y BARTON, B. 1996. Principles Of Salmonid Culture, Developments in Aquaculture anf Fisheries Science. sn. st. The Netherlands, USA. Edit, ELSEVIER SCIENCE. pp 231-271
8. SHEPHERD, J. y BROMAGE, N. 1999. Piscicultura Intensiva. sn. Zaragoza, España. Edit. Acribia. pp 72-96
9. STEVENSON, J. 1979. Manual de Cría de la Trucha. sn. Zaragoza, España. Edit. Acribia. pp 105-125.

10. <http://www.fishbase.org/References/FBRefSummary.cfm?ID=4706>. 2004.
La trucha Arco Iris.
11. http://www.proexant.org.ec/HT_Trucha.html. 2004. Truchas (Oncorhyncus mykiss)

ANEXOS

ANEXO 1. PESO DE LAS REPRODUCTORAS DE TRUCHA ARCO IRIS UTILIZADOS EN LOS MÉTODOS DE EXTRACCIÓN DE OVAS.

1. DATOS OBTENIDOS

Peso de hembras (gr)							
	Método Manual				Método de Inyección de aire		
U.E.	Repetición 1	Repetición 2	Repetición 3	U.E.	Repetición 1	Repetición 2	Repetición 3
1	998	844	830	1	1172	884	849
2	952	837	950	2	1100	718	965
3	1015	910	919	3	1000	865	858
4	1050	974	980	4	1050	972	850
5	1203	1014	982	5	958	987	1154
6	1200	963	978	6	1076	823	1198
7	1100	833	943	7	1000	792	1119
8	1000	891	1116	8	900	912	1201
9	900	887	1045	9	986	934	1142
10	1150	908	990	10	1200	891	979
\bar{x}	1056,80	906,10	973,30	\bar{x}	1044,20	877,80	1031,50
	Media por tratamiento		978,73		Media por tratamiento		984,50
	Media General				981,62		
	Desviación Estandar				116,74		

2. RESULTADOS EXPERIMENTALES.

Tratamientos	Repeticiones (gr)			Σ Tratam.	\bar{x} Tratam.
	I	II	III		
M Manual	1056,8	906,1	973,3	2936,2	978,73
M Inyección	1044,2	877,8	1031,5	2953,5	984,50
				Σ 5889,7	981,62 μ

3. ANALISIS DE VARIANZA.

Fuente de Variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrados Medios	Fisher Calculado	Probabilidad
Total	5	28607,38			
Tratamientos	1	49,8816	49,881	0,0070	0,9374
Error	4	28557,50	7139,376		
COEFICIENTE DE VARIACIÓN (%)					8,61

4. SEPARACIÓN DE MEDIAS SEGÚN TUKEY.

TUKEY	MEDIA	TRATAMIENTO
A	978,73	Método Manual
A	984,50	Método Inyección

ANEXO 2. NÚMERO DE OVAS OBTENIDAS EN LOS MÉTODOS DE EXTRACCIÓN MANUAL Y DE INYECCIÓN DE AIRE.

1. DATOS OBTENIDOS

Numero de ovas extraídas							
	Método Manual				Método de Inyección de aire		
U.E.	Repetición 1	Repetición 2	Repetición 3	U.E.	Repetición 1	Repetición 2	Repetición 3
1	1906	433	3425	1	877	2043	2600
2	2085	207	3120	2	1408	2111	2632
3	2760	2480	2217	3	2476	2011	2630
4	505	2088	2367	4	2631	3543	3270
5	2506	2450	2578	5	1104	2779	3039
6	2883	1867	3319	6	2205	1635	2926
7	2704	363	1476	7	3558	2196	4039
8	2188	1870	1902	8	3107	2040	3734
9	2004	2593	1651	9	2294	1827	2641
10	2583	2577	2322	10	1546	726	3589
\bar{x}	2212,30	1692,86	2437,72	\bar{x}	2120,59	2091,10	3110,05
	Media por tratamiento		2114,29		Media por tratamiento		2440,58
	Media General				2277,44		
	Desviación Estandar				847,14		

2. RESULTADOS EXPERIMENTALES.

Tratamientos	Repeticiones			Σ Tratam.	\bar{x} Tratam.
	I	II	III		
M Manual	2212,30	1692,86	2437,72	6342,878	2114,29
M Inyección	2120,59	2091,10	3110,05	7321,736	2440,58
				Σ 13664,61	2277,44 μ

3. ANALISIS DE VARIANZA.

Fuente de Variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrados Medios	Fisher Calculado	Probabilidad
Total	5	1124224,34			
Tratamientos	1	159693,78	159693,78	0,6623	0,4614
Error	4	964530,55	241132,63		
COEFICIENTE DE VARIACIÓN (%)					21,56

4. SEPARACIÓN DE MEDIAS SEGÚN TUKEY.

TUKEY	MEDIA	TRATAMIENTO
A	2114,29	M Manual
A	2440,58	M Inyección

ANEXO 3. NÚMERO DE OVAS RESIDUALES EN LA CAVIDAD ABDOMINAL DE LAS TRUCHAS SACRIFICADAS.

1. RESULTADOS EXPERIMENTALES.

Tratamientos	Repeticiones			E Tratam.	x Tratam.
	I	II	III		
M Manual	678,16	412,37	442,68	1533,21	511,07
M Inyección	283,61	211,39	284,48	779,48	259,83
	Σ			2312,69	385,45 μ

2. ANALISIS DE VARIANZA.

Fuente de Variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrados Medios	Fisher Calculado	Probabilidad
Total	5	140544,47			
Tratamientos	1	94686,40	94686,40	8,259*	0,0453
Error	4	45858,07	11464,51		
COEFICIENTE DE VARIACIÓN (%)					27,78

3. PRUEBA DE SIGNIFICANCIA T DE STUDENT

	M Manual	M Inyección
Media	511,07	259,83
Varianza	113157,82	16027,69
Estadístico t	2,5763**	
P(T<=t) una cola	0,0109	
Valor crítico de t (una cola)	1,7613	
P(T<=t) dos colas	0,0219	
Valor crítico de t (dos colas)	2,1447	
COEFICIENTE DE VARIACIÓN (%)	27,78	

4. SEPARACIÓN DE MEDIAS SEGÚN TUKEY.

TUKEY	MEDIA	TRATAMIENTO
A	511,07	M Manual
B	259,83	M Inyección

ANEXO 4. EFECTIVIDAD DE EXTRACCIÓN DE OVAS, EN EVALUACIÓN DEL MEJOR MÉTODO DE DESOVE.

1. RESULTADOS EXPERIMENTALES.

Tratamientos	Repeticiones			E Tratam.	x Tratam.
	I	II	III		
M Manual	74,45	73,88	85,96	234,29	78,10
M Inyección	83,63	92,61	90,98	267,22	89,07
				Σ 501,51	83,58

2. PRUEBA DE SIGNIFICANCIA T DE STUDENT

	M Manual	M Inyección
Media	78,10	89,07
Varianza	124,43	50,06
Estadístico t	3,2649**	
P(T<=t) una cola	0,0028	
Valor crítico de t (una cola)	1,7613	
P(T<=t) dos colas	0,0056	
Valor crítico de t (dos colas)	2,1447	
COEFICIENTE DE VARIACIÓN (%)	7,05	

3. SEPARACIÓN DE MEDIAS SEGÚN TUKEY.

TUKEY	MEDIA	TRATAMIENTO
A	78,10	M Manual
B	89,07	M Inyección

ANEXO 5. PORCENTAJE DE SOBREVIVENCIA DE LAS TRUCHAS REPRODUCTORAS APLICADAS LOS TRATAMIENTOS.

1. DATOS OBTENIDOS

		Tratamientos	
	U.E.	Método Manual	Método de Inyección de aire
Repetición 1	1	100,00	100,00
	2	100,00	0,00
	3	100,00	100,00
	4	100,00	100,00
	5	100,00	100,00
	\bar{x}	100,00	80,00
Repetición 2	1	100,00	100,00
	2	100,00	100,00
	3	100,00	100,00
	4	100,00	100,00
	5	100,00	100,00
	\bar{x}	100,00	100,00
Repetición 3	1	100,00	100,00
	2	100,00	100,00
	3	100,00	100,00
	4	100,00	100,00
	5	100,00	100,00
	\bar{x}	100,00	100,00

Media por Tratamiento	100,00	93,33
Media General	96,67	
Desv. Estandar	18,26	

2. RESULTADOS EXPERIMENTALES.

Tratamientos	Repeticiones			E Tratam.	x Tratam.
	I	II	III		
M Manual	100,00	100,00	100,00	300,00	100,00
M Inyección	80,00	100,00	100,00	280,00	93,33
				Σ 580,00	μ 96,67

3. ANALISIS DE VARIANZA.

Fuente de Variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrados Medios	Fisher Calculado	Probabilidad
Total	5	333,33			
Tratamientos	1	66,66	66,67	1,00	0,373
Error	4	266,66	66,67		
COEFICIENTE DE VARIACIÓN (%)					8,45

4. SEPARACIÓN DE MEDIAS SEGÚN TUKEY.

TUKEY	MEDIA	TRATAMIENTO
A	100,00	Método Manual
A	93,33	Método de Inyección

ANEXO 6. FERTILIDAD DE LAS OVAS EVALUADAS POR TRATAMIENTO DE EXTRACCION DE OVAS.

1. RESULTADOS EXPERIMENTALES.

Tratamientos	Repeticiones			Σ Tratam.	\bar{x} Tratam.
	I	II	III		
M Manual	68,71	83,84	93,37	245,92	81,97
M Inyección	93,46	84,35	87,94	265,75	88,58
				Σ 511,67	85,28 μ

2. ANALISIS DE VARIANZA.

Fuente de Variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrados Medios	Fisher Calculado	Probabilidad
Total	5	416,87			
Tratamientos	1	65,55	65,55	0,7463	0,4364
Error	4	351,32	87,83		
COEFICIENTE DE VARIACIÓN (%)					1,78

3. PRUEBA DE SIGNIFICANCIA T DE STUDENT

	M Manual	M Inyección
--	----------	-------------

Media	81,97	88,58
Varianza	154,57	21,08
Estadístico t	-0,7162 ns	
P(T<=t) una cola	0,2740	
Valor crítico de t (una cola)	2,9199	
P(T<=t) dos colas	0,5481	
Valor crítico de t (dos colas)	4,3026	
COEFICIENTE DE VARIACIÓN (%)		

4. SEPARACIÓN DE MAEDIAS SEGÚN TUKEY.

TUKEY	MEDIA	TRATAMIENTO
A	81,97	Método Manual
A	88,58	Método de Inyección

ANEXO 7. MORTALIDAD DE LAS OVAS EN EL PERIODO DE INCUBACIÓN.

1. RESULTADOS EXPERIMENTALES.

Tratamientos	Repeticiones			Σ Tratam.	\bar{x} Tratam.
	I	II	III		
M Manual	28,18	19,87	74,62	122,67	40,89
M Inyección	26,26	9,42	24,14	59,82	19,94
			Σ	182,49	30,42 μ

2. ANALISIS DE VARIANZA.

Fuente de Variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrados Medios	Fisher Calculado	Probabilidad
Total	5	2568,11			
Tratamientos	1	658,29	658,29	1,378	0,3054
Error	4	1909,81	477,45		
COEFICIENTE DE VARIACIÓN (%)					12,42

3. PRUEBA DE SIGNIFICANCIA T DE STUDENT

	M Manual	M Inyección
Media	40,8899	19,9408
Varianza	870,7202	84,1893
Estadístico t	1,3994 ns	
P(T<=t) una cola	0,1483	
Valor crítico de t (una cola)	2,9199	
P(T<=t) dos colas	0,2966	
Valor crítico de t (dos colas)	4,3026	
COEFICIENTE DE VARIACIÓN (%)		

4. SEPARACIÓN DE MEDIAS SEGÚN TUKEY.

TUKEY	MEDIA	TRATAMIENTO
A	40,89	Método Manual
A	19,94	Método de Inyección

ANEXO 8. PORCENTAJE DE OCULACION DE LAS OVAS OBTENIDAS POR LOS MÉTODOS DE EXTRACCIÓN.

1. RESULTADOS EXPERIMENTALES.

Tratamientos	Repeticiones			Σ Tratam.	\bar{x} Tratam.
	I	II	III		
M Manual	40,54	63,97	18,74	123,25	41,08
M Inyección	67,20	74,93	63,80	205,93	68,64
	Σ			329,17	54,86

2. ANALISIS DE VARIANZA.

Fuente de Variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrados Medios	Fisher Calculado	Probabilidad
Total	5	2227,46			
Tratamientos	1	1139,31	1139,31	4,1881	0,1101
Error	4	1088,15	272,03		

COEFICIENTE DE VARIACIÓN (%)	6,41
------------------------------	------

3. PRUEBA DE SIGNIFICANCIA T DE STUDENT

	M Manual	M Inyección
Media	41,0824	68,6422
Varianza	511,5436	32,5325
Estadístico t	-2,7972 ns	
P(T<=t) una cola	0,0537	
Valor crítico de t (una cola)	2,9199	
P(T<=t) dos colas	0,1075	
Valor crítico de t (dos colas)	4,3026	
COEFICIENTE DE VARIACIÓN (%)		

4. SEPARACIÓN DE MEDIAS SEGÚN TUKEY.

TUKEY	MEDIA	TRATAMIENTO
A	41,08	Método Manual
A	68,64	Método de Inyección

LISTA DE CUADROS

Nº		Pág.
1.	ESQUEMA DEL ADEVA.....	30
2.	EVALUACION TOTAL DE LOS PARAMETROS CONSIDERADOS PARA LA COMPARACION DE LOS TRATAMIENTOS.....	34
3.	NÚMERO DE OVAS RESIDUALES EN LA CAVIDAD ABDOMINAL..	40
4.	PORCENTAJE DE EFECTIVIDAD DE EXTRACCIÓN DE	

OVAS.....	41
5. PORCENTAJE DE FERTILIDAD DE LAS OVAS OBTENIDAS DE LOS TRATAMIENTOS.....	46
6. PORCENTAJE DE MORTALIDAD EN INCUBACIÓN DE LAS OVAS, POR TRATAMIENTO.....	48
7 PORCENTAJE DE OCULACIÓN DE LAS OVAS PUESTAS EN INCUBACION, OBTENIDAS POR TRATAMIENTOS.....	50
8. ANALISIS ECONÓMICO EN LA EVALUACIÓN DEL MEJOR MÉTODO DE DESOVE: MÉTODO MANUAL vs MÉTODO DE INYECCIÓN DE AIRE, EN TRUCHAS REPRODUCTORAS (<i>Oncorhynchus mykiss</i>) EN EL CENIAC-P.....	52

LISTA DE GRÁFICOS

Nº	Pág.
1. Obtención del Esperma, se puede recolectar en un tubo o copa.....	17
2. Extracción de Ovas por el Método Manual, muestra la presión externa en el abdomen con la mano.....	19

3. Desove por Inyección de Aire, por debajo de la aleta abdominal y al costado izquierdo.	21
4. Peso de las Reproductoras de Truchas Arco Iris utilizadas en los métodos de extracción de ovas.....	36
5. Número de Ovas obtenidas con los métodos de extracción.....	38
6. Porcentaje de sobrevivencia de las truchas reproductoras a los métodos de extracción.....	43

LISTA DE ANEXOS

Nº		Pág.
1.	PESO DE LAS REPRODUCTORAS DE TRUCHA ARCO IRIS UTILIZADOS EN LOS MÉTODOS DE EXTRACCIÓN DE OVAS.....	58
2.	NUMERO DE OVAS OBTENIDAS EN LOS MÉTODOS DE EXTRACCIÓN MANUAL Y DE INYECCIÓN DE AIRE.....	60
3.	NÚMERO DE OVAS RESIDUALES EN LA CAVIDAD ABDOMINAL DE LAS TRUCHAS SACRIFICADAS.....	62
4.	EFFECTIVIDAD DE EXTRACCION DE OVAS, EN EVALUACION DEL MEJOR MÉTODO DE DESOVE.....	63
5.	PORCENTAJE DE SOBREVIVENCIA DE LAS TRUCHAS REPRODUCTORAS SOMETIDAS A LOS TRATAMIENTOS.....	64
6.	FERTILIDAD DE LAS OVAS EVALUADAS POR TRATAMIENTO DE EXTRACCION DE OVAS.....	66
7.	MORTALIDAD DE LAS OVAS EN EL PERIODO DE INCUBACIÓN.....	67

PORCENTAJE DE OCULACION DE LAS OVAS OBTENIDAS POR
8. LOS MÉTODOS DE EXTRACCIÓN.....