



UNIVERSIDAD NACIONAL
“PEDRO RUIZ GALLO”



FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA

TESIS

**“EFECTO DE DIFERENTES DILUTORES EN LA
INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN REPRODUCCIÓN DE
CONEJOS CRIOLLOS. CHICLAYO, AGOSTO –
DICIEMBRE 2017”**

Para optar el título de:

Médico Veterinario

Presentado por:

Bach. Cynthia Fiorella Cruz Romero

Bach. José Ignacio Tiparra Reyes

LAMBAYEQUE – PERU

2018

“EFECTO DE DIFERENTES DILUTORES EN LA INSEMINACIÓN
ARTIFICIAL EN REPRODUCCIÓN DE CONEJOS CRIOLLOS.
CHICLAYO, AGOSTO – DICIEMBRE 2017”

TESIS

PRESENTADA PARA OPTAR EL TITULO PROFESIONAL DE:

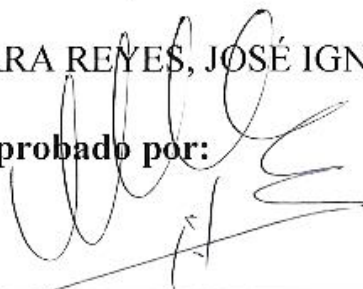
MEDICO VETERINARIO

POR:

Bach.M.V. CRUZ ROMERO, CYNTHIA FIORELLA

Bach.M.V. TIPARRA REYES, JOSÉ IGNACIO

Aprobado por:



M.V. ELMER PLAZA CASTILLO

PRESIDENTE



M.V. FORTUNATO CRUZADO SECLÉN

SECRETARIO



Dr. JOSÉ LUIS VILCHEZ MUÑOZ

VOCAL



M.Sc. M.V. CÉSAR AUGUSTO PISCOYA VARGAS

ASESOR



UNIVERSIDAD NACIONAL PEDRO RUIZ GALLO
FACULTAD MEDICINA VETERINARIA
UNIDAD DE INVESTIGACION



Libro de Acta de Sustentación de Tesis

Folio: N° 00071

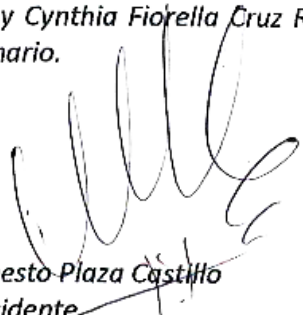
Siendo las 13 horas y 45 minutos del día 25 de Mayo del 2018, se reunieron en el Auditorio "Luis Díaz Huamán" de la Facultad de Medicina Veterinaria, los miembros del Jurado de tesis conformado por:

M.V. Elmer Ernesto Plaza Castillo	Presidente
M.V. Fortunato Cruzado Seclén	Secretario
Dr. José Luis Vilchez Muñoz	Vocal
MSc. César Augusto Piscoya Vargas	Asesor

Nombrados mediante Decreto N° 040 -2017-UI-FMV del 04 de Noviembre del 2017, con la finalidad de recepcionar el trabajo de tesis titulado: "EFECTO DE DIFERENTES DILUTORES EN LA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN REPRODUCCIÓN DE CONEJOS CRIOLLOS. CHICLAYO, AGOSTO-DICIEMBRE 2017", presentada por los Bachilleres en Medicina Veterinaria José Ignacio Tiparra Reyes y Cynthia Fiorella Cruz Romero.

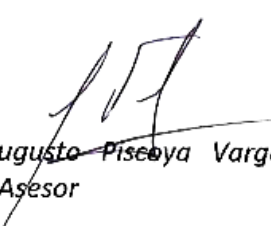
Finalizada la sustentación, los miembros del jurado procedieron a formular las preguntas pertinentes y luego de las aclaraciones respectivas, han deliberado y acordado aprobar el trabajo de tesis con el calificativo de BUENO.

No teniendo otro punto a tratar, se procedió a levantar la presente acta en señal de conformidad, siendo las 2:25 p.m del mismo día, por lo tanto los Bachilleres José Ignacio Tiparra Reyes y Cynthia Fiorella Cruz Romero, se encuentran aptos para obtener el Título de Médico Veterinario.


M.V. Elmer Ernesto Plaza Castillo
Presidente


M.V. Fortunato Cruzado Seclén
Secretario


Dr. José Luis Vilchez Muñoz
Vocal


MSc. César Augusto Piscoya Vargas
Asesor



DECLARACIÓN JURADA DE ORIGINALIDAD

Yo, JOSÉ IGNACIO TIPARRA REYES y CYNTHIA FIORELLA CROZ ROMERO
investigador principal, y CÉSAR AUGUSTO PISCOYA VARGAS asesor
del trabajo de investigación "EFFECTO DE DIFERENTES DILUTORES EN LA
INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN REPRODUCCIÓN DE CONEJOS CRIOLLOS.
CHICLAYO, AGOSTO - DICIEMBRE 2017." declaramos bajo
juramento que este trabajo no ha sido plagiado, ni contiene datos falsos. En caso se
demostrara lo contrario, asumimos responsablemente la anulación de este informe y por ende
el proceso administrativo a que hubiera lugar, que puede conducir a la anulación del Título o
Grado emitido como consecuencia de este informe.

Lambayeque, 10 de DICIEMBRE de 2018

Nombre Investigador (es) JOSÉ IGNACIO TIPARRA REYES y
CYNTHIA FIORELLA CROZ ROMERO
Nombre del Asesor CÉSAR AUGUSTO PISCOYA VARGAS

DEDICATORIA

A DIOS, por su gran misericordia, su fuerza y sabiduría para enfrentar obstáculos y seguir adelante aún en los momentos más difíciles. A Jesús, en eterna gratitud y amor, por haber dado su vida por la nuestra.

A nuestra Madres. Por su inmenso amor y paciencia que nos brindan. Esta tesis es un logro más que se lleva a cabo, y sin lugar a dudas ha sido en gran parte gracias a ellas.

AGRADECIMIENTO

A nuestra Alma Mater, Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo, por su contribución en mi formación profesional.

A los M.Sc. M.V Cesar Piscoya Vargas y Magaly Díaz García por darnos su amistad y asesoramiento en el desarrollo científico y académico del presente trabajo de investigación.

A los docentes de la Facultad de Medicina Veterinaria quienes me han formado con sus enseñanzas, teóricas y prácticas a lo largo de mi carrera universitaria

Familiares y mis amigos, que de una u otra manera colaboraron y nos apoyaron en la realización de presente trabajo de investigación..

INDICE

	Página
DEDICATORIA	v
AGRADECIMIENTO	vi
INDICE	vii
RESUMEN	xii
ABSTRACT	xiii
I. INTRODUCCIÓN	1
II. ANTECEDENTES BIBLIOGRÁFICOS	2
2.1 Diluyentes	2
2.2 Generalidades del conejo	5
2.3 Taxonomía del conejo	6
2.4 Fisiología de la reproducción en conejas.	6
2.4.1 Hipotálamo	7
2.4.2 Hipófisis	8
2.4.3 Hormonas Adenohipofisarias	8
2.4.4 Gonadotropinas No Hipofisiarias	9
2.4.4.1 La gonadotropina coriónica equina (PMSG)	9
2.5 Fármacos utilizados en la inducción de la ovulación.	10
2.5.1 Gonadotropina (PMSG)	10
2.6 Ciclo de la ovulación	12
2.6.1 Ciclo estral.	12
2.6.1.1 Proestro	13
2.6.1.2 Estro	13
2.6.1.3 Metaestro	14
2.6.1.4 Diestro Y Anestro.	14
2.7 Ovulación	14
2.8 Monta	16
2.9 Comportamiento sexual del conejo	16
2.10 Inseminación artificial	16
2.10.1 Ventajas	17
2.10.2 Desventajas	18

2.10.3 Técnicas de inseminación artificial.	18
2.11 Sistema de inducción a la ovulación en conejas	19
2.12 Fecundación	20
2.13 Gestación	20
2.14 Parto	21
2.15 Fisiología de la reproducción en macho	21
2.16 Espermatogénesis	22
2.17 Formación de maduración de espermatozoides	22
2.18 Recolección	23
2.19 Características y valoración del semen	24
2.19.1 Características del semen	24
2.19.2 Valoración del semen	24
2.20 Dilución	26
2.21 Diluyentes	27
2.21.1 Funciones del diluyente	28
2.21.2 Agua de coco	28
2.21.3 Leche descremada	29
III. MATERIALES Y METODOLOGIA	31
3.1 Ubicación y duración experimental.	31
3.2 Materiales experimentales	31
3.2.1 Material biológico	31
3.2.2 Material nutricional	31
3.2.3 Material de campo	31
3.2.4 Materiales de laboratorio	32
3.2.5 Instalaciones	32
3.3 Unidades experimentales	33
3.4 Adaptación	33
3.5 Alimentación	33
3.6 Sincronización de celo	34
3.7 Extracción de semen	35
3.8 Inseminación artificial	35
3.9 Monta natural	35
3.10 Diseño experimental y análisis estadístico	35

3.10.1 Distribución de los tratamientos	35
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	37
4.1 Porcentaje de fertilidad	37
4.2 Tamaño de camada al nacimiento	38
4.3 Costos reproductivos en los conejos	40
V. CONCLUSIONES	41
VI. RECOMENDACIÓN	42
II. BIBLIOGRAFÍA	43
VIII. ANEXO	47

INDICE DE TABLAS

Tabla N°1. Clasificación Taxonómica	6
Tabla N°2: Movimiento espermático	26
Tabla N° 3: Color espermático	26
Tabla N° 4: Motilidad espermático	27
Tabla N° 5: Impurezas espermático	27
Tabla N°6: Determinación del diluyente en semen fresco	34
Tabla N°7: Anova en distribución de los tratamientos	36
Tabla N° 8. Fertilidad de conejas inseminadas artificialmente usando dilutores: agua de coco y leche descremada	37
Tabla N° 9: Tamaño de camada de conejas inseminadas artificialmente usando dilutores: agua de coco y leche descremada.	38
Tabla N° 10: Análisis económico del costo por gazapo en conejas inseminadas artificialmente usando dilutores: agua de coco y leche descremada.	40
Tabla N° 11: Resumen de procesamiento de casos	47
Tabla N° 12: Tabla cruzada tratamiento aplicados*conejas que parieron	47
Tabla N° 13: Prueba de chi- cuadrado en la fertilidad de camada de conejas inseminadas artificialmente usando dilutores: agua de coco y leche descremada.	48
Tabla N° 14: Prueba de anova del Tamaño de camada al nacimiento en conejas inseminadas artificialmente con diferentes diluyentes	49
Tabla N° 15: Prueba de Tukey del Tamaño de camada al nacimiento en conejas inseminadas artificialmente con diferentes diluyentes	50
Tabla N° 16: Costos tratamiento 0 (monta natural)	51
Tabla N° 17: Costo tratamiento 1 (agua de coco)	51
Tabla N° 18: Costo tratamiento 2 (leche descremada)	52
Tabla N° 19: Análisis motilidad espermática	52
Tabla N° 20: Análisis viabilidad espermática	52

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura N°1: Fisiología de la reproducción en la hembra	15
Figura N°2: Observación microscópica del semen del conejo	53
Figura N°3: Dilución de leche descremada y agua de coco en el semen fresco de conejo	53
Figura N° 4: Extracción de semen del conejo usando la vagina artificial	54
Figura N° 5: Inseminación artificial diluida con diferentes dilutores en conejas receptivas	54

RESUMEN

La presente investigación se ha realizado con el propósito de evaluar la efectividad y la eficiencia reproductiva de los diluyentes naturales (agua de coco y leche descremada) empleados en el tratamiento de semen fresco de conejo (*Oryctolagus cuniculus*) sometidas a la inseminación artificial y monta natural. Se estableció los siguientes objetivos: Estimar la fertilidad de las conejas inseminada artificialmente con los diferentes dilutores, obtener información sobre el tamaño de camada al nacimiento en conejas inseminadas y determinar los costos reproductivos en los conejos. Se sometieron a estudio 1 conejos macho mestizo con una edad de 10 meses y un peso 4.5kg y a 36 conejas hembras nulíparas criollas con una edad de 3 a 4 meses y un peso aproximado de 3 kg, distribuidos en tres tratamientos (T0 : Tratamiento testigo, T1: Agua de coco y T2: Leche descremada) las cuales fueron inducidas a la ovulación 48 horas antes, utilizando la hormona GnRh. Los resultados obtenidos en el porcentaje de fertilidad, promedio de camada y costos por gazapos en conejas inseminadas artificial fueron para el T0=100% de fertilidad , 5.17 tamaño de camada y S/9.81 costo por gazapo; T1= 91.66 % de fertilidad , 3.67 tamaño de camada y S/12.67 costo de gazapo y por ultimo T2= 66.66% fertilidad, 1.5 tamaño de camada y 31.02 costo de gazapo respectivamente , existiendo diferencias ($p < 0$). Se concluye que el tratamiento más efectivo en la reproducción de conejas criollas inseminadas artificialmente fue para el tratamiento testigo (monta natural).

ABSTRACT

The present investigation has been carried out with the purpose of evaluating the effectiveness and the reproductive efficiency of the natural diluents (coconut water and skimmed milk) used in the treatment of fresh semen of rabbit (*Oryctolagus cuniculus*) subjected to artificial insemination and natural . The following objectives were established: To estimate the fertility of rabbits artificially inseminated with the different diluters, to obtain information on litter size at birth in inseminated rabbits and to determine the reproductive costs in rabbits. 1 male mestizo rabbits with an age of 10 months and a weight of 4.5 kg were studied and 36 female criollo nulliparous female rabbits with an age of 3 to 4 months and an approximate weight of 3.5 kg, distributed in three treatments (T0: Control treatment , T1: Coconut water and T2: skimmed milk) which were induced to ovulate 48 hours before, using the hormone GnRh. The results obtained in the percentage of fertility, litter average and costs per rabbit in artificial inseminated rabbits were for T0 = 100% fertility, 5.17 litter size and S / 9.81 cost per rabbit; T1 = 91.66% fertility, 3.67 litter size and S / 12.67 cost of litter and finally T2 = 66.66% fertility, 1.5 litter size and 31.02 litter cost respectively, there being differences ($p < 0$). It is concluded that the The most effective treatment in the reproduction of criollo rabbits artificially inseminated was for the control treatment (natural montage).

I. INTRODUCCIÓN

El conejo común (*Oryctolagus cuniculus*) constituye una de las principales especies de la explotación pecuaria; por lo tanto, se han desarrollado el uso de las nuevas técnicas capaces de satisfacer la demanda y desarrollo socioeconómico de la población que se dedica a la crianza de este animal.

Para lograr mejores índices productivos de esta especie es necesario realizar estudios que nos permitan tomar mejores decisiones, en aspectos reproductivos y económicos. como mejor alternativa, la inseminación artificial que es una de las técnicas más utilizadas que ha dado buenos resultados en diferentes especies, con el fin de abaratar costos y obtener crías de mejor calidad y en el menor tiempo posible, logrando satisfacer los requerimientos del mercado y mejorar la economía del productor, logrando hacer un negocio rentable digno de cualquier micro empresario.

Por lo que en el siguiente trabajo de investigación se evaluó en la eficiencia reproductiva en conejas sometidas a la inseminación artificial con diferentes diluyentes naturales (agua de coco y leche descremada)

En la presente investigación se plantearon los siguientes objetivos:

- Estimar la fertilidad de las conejas inseminadas artificialmente con los diferentes dilutores.
- Obtener la información sobre el tamaño de camada al nacimiento en conejas inseminadas artificialmente
- Determinar los costos reproductivos en los conejos

II. ANTECEDENTES BIBLIOGRÁFICOS

2.1 Diluyentes

(Cisneros, M..2010) Señala como parte fundamental de la técnica de IA en coneja es la inducción de la ovulación inmediatamente después del servicio. Trabajando con IA en conejos reportaron que la aplicación intramuscular de factores liberadores de hormonas gonadotrópicas (GnRH) inducían satisfactoriamente la ovulación sin formar anticuerpos en sangre después de aplicarse varias veces en una misma coneja. coco es superior a las inseminadas con semen diluido con leche, además se obtiene un mayor número de crías hembras.

(Espinosa, W. 2012) Afirma que la concentración de espermatozoides en el semen es alta, el objetivo de los diluyentes es aumentar el volumen del eyaculado con suficientes células espermáticas, el diluyente ayuda a conservar la viabilidad del espermatozoide para que un número grande de hembras puedan ser inseminadas.

(Trejo.C; et al.,2012) define que las conejas inseminadas con semen diluido en agua de coco se obtuvo una fertilidad del 88 % y cuando se utilizó el MBO (Medio Brackett-Oliphant), la fertilidad fue del 84 % ($p>0,05$). En las hembras inseminadas empleando agua de coco como diluyente, la duración media de la gestación fue de 30,44 días, y en las que se empleó el medio MBO fue de 30,56 días.

(Nunes, J.1993) señala que el porcentaje de crías hembras nacidas de cabras inseminadas con semen diluido en agua de coco fue mayor al de las inseminadas con leche descremada.

(Aguilar, J. 2015) Comprobó que el agua de Coco en su estado de madurez adecuado es un diluyente óptimo para ser utilizado, ya que éste presentó un 92% en cuanto al porcentaje de preñez. En 13 cerdas (híbridas) que fueron inseminadas con semen diluido con agua de coco solo una no quedó preñada. El agua de coco no afecta la motilidad de los espermatozoides en cuanto al porcentaje de espermatozoides vivos y muertos; el estudio reflejó que el 90% de los espermatozoides permanecieron vivos y un 10% de muertos a las 12 horas; y un 80% vivos y un 20% muertos a las 36 horas post-dilución. Se recomienda utilizar agua de coco como diluyente en inseminación artificial en cerdas.

(Díaz.J.,2014) Señala que la identificación de soluciones para conservación pobres en fosfolípidos es opción siempre y cuando generen buen desempeño tanto in vivo como in vitro, medido por la calidad del semen y tiempo de sobrevivencia. Dentro de las alternativas de diluyentes conservadores pobres en fosfolípidos se ha demostrado que el agua de coco favorece las características del semen in vivo e in vitro y de su fertilidad. Por lo tanto, el objetivo de esta investigación fue evaluar diluyentes convencionales (tris) y a base de agua de coco (*Cocus nucifera*) y leche descremada en la criopreservación de semen ovino.

(Evans y Maxwell ,.1990) manifestaron que el empleo de leche de vaca descremada como dilutor de semen, no siempre dio buenos resultados uniformes por la variabilidad en su composición. El agua de coco fue considerado un dilutor beneficioso en la viabilidad espermática (motilidad masal, vigor, % vivos, % muertos) con un grado de relación $R=0.89$ alta entre el diluyende de agua de coco y la viabilidad espermatica, lo cual se concluyó que dio buenos resultados e influyo significativamente ($p<0.05$) en la vialidad espermática del semen con bajo costo y preparación.

(Vaca, J. 2017) Señala que el uso de diluyentes naturales para semen fresco de conejo en el proceso de la inseminación artificial si mejora los índices productivos y la valoración seminal hasta los 120 min.

El agua de coco muestra un mejor desempeño sobre la tasa de concepción, número de crías

Mejoraron además la motilidad y viabilidad espermática hasta un tiempo de 120 min tiempo en el cual aún seguían siendo viables

(Buitrago, M Y Pérez, L. 2008). Señala que la leche al contener fosfatos, citratos y azúcares, y tras varios estudios que han demostrado que la leche homogenizada, leche descremada pasteurizada, leche descremada, constituyen buenos medios de dilución. El calentamiento de la leche es con el fin de destruir una proteína que posee la leche llamada lactenina, la cual tiene actividad espermicida.

(Díaz J, et al, 2014.) La leche es un líquido orgánico con propiedades biológicas para la conservación de los espermatozoides, pues posee capacidad amortiguadora, bactericida, viscosidad adecuada y abundancia de carbohidratos que son utilizados para proporcionar energía, además de lactosa que le confiere su propiedad crioprotectora .

(Sanchez, F. 2014) El porcentaje de natalidad de en conejas sometidas a la inseminación artificial con diferentes diluyentes y la monta natural, se observa que no existen diferencias significativas entre las medias de los tratamientos, solo se determina diferencias numéricas entre las medias de los tratamientos con una media de 64.60 %. (García.P y Rodríguez .J,2002.)Generalmente las conejas primíparas paren camadas menos numerosas ya que liberan una media de 2.44 oocitos menos que las conejas multíparas

2.2 Generalidades del conejo

El conejo común (*Oryctolagus cuniculus*) es una especie de mamífero lagomorfo de la familia leporidae, único miembro de género *oryctolagus* (Zotyén,C.2002.) .Tiene característica de temperamento nervioso, a pesar de eso responde muy bien a un trato suave y ambiente pasivo, acostumbran estar más activos al amanecer y al atardecer, considerándose de hábitos nocturnos ya que soportan mejor las bajas temperaturas, su ambiente confort oscila entre 15 – 20 °C, esta especie repele la humedad excesiva al igual que resulta susceptible a fuertes corrientes de aire que implican rápidamente trastornos respiratorios (Saenz ,A Y Rodríguez,R. 2000.)

La cunicultura o crianza de conejos se presenta como una alternativa alimenticia para las poblaciones rurales. El alto grado de proteínas de este mamífero, permite ser una fuente idónea en la dieta de la población. El conejo pertenece a la llamada ganadería menor y es objeto de estudio por parte de una ciencia llamada cunicultura. El cuerpo del conejo está cubierto por un pelo espeso y suave. Existen diferentes razas que pueden producir carne, piel o pelo. Entre los beneficios de la cría de conejo están su manejo fácil, reproducción rápida, carne nutritiva, sus pieles y el cuero puede ser vendido, su alimentación es sencilla a base de pastos, residuos de cosecha y cocina,de los cuales su estiércol es de gran benefico como abono para los suelo (Zotyén,C.2002.)

2.3 Taxonomía del conejo

Tabla N°1. Clasificación Taxonómica

Reino	Animal
Sub-Reino	Metazoos
Tipo	Cordados
Sub-tipo	Craneados
Clase	Mamíferos
Sub-clase	Vivíparos
Orden	Lagomorfos
Familia	Leporidae
Sub-familia	Leporinae
Género	Oryctolagus
Especie	Cunicolus

Fuentes: Leonart et al .1980.

2.4 Fisiología de la reproducción en conejas.

La reproducción de las conejas depende de muchos factores como la raza, el sexo, la estación y las características individuales. La raza de tamaño pequeña son las más precoces, alcanzando una madurez sexual a los 4,5-5 meses las hembras y a los 5 - 6 los machos. En las razas gigantes para las hembras es a los 8 meses y para los machos al año. El empleo prematuro de las hembras reproductoras, puede mermar considerablemente su vida reproductiva y, por el contrario, el retraso puede ocasionar engrosamiento que harían difícil la concepción. (Ferrer et al., 1991)

El ciclo estral de las conejas es muy larga de (12-14 días). Su ovulación es inducida por la monta y se produce 12 horas posteriores al servicio, la coneja presenta celos durante todo el año, pero hay épocas en que sus presentaciones es mayor en primavera y la mínima presentaciones ocurre en otoño. También las fertilidades en las hembras están ligada a la duración de las horas luz (fotoperiodo). (Reyes, N. 2014).

El potencial de gametos que una coneja puede llegar a desarrollar en toda su vida reproductiva, se define entre los 28 días de vida fetal y los 10 días de vida extra uterina. La coneja comienza el periodo prepuberal hacia las 10 semanas de vida, observándose las primeras oleadas de maduración folicular entre los 65 y 90 días de edad. No obstante,

un desarrollo folicular pleno se alcanza cuando la coneja tiene entre 17 y 20 semanas de edad. (Padilla, F. 2005) .

La actividad ovárica después del parto se vuelve a instaurar coincidiendo con el descanso de progesterona el día 29 de gestación. Aunque las conejas aceptan al macho al mismo día del parto, a medida que avanza el periodo postparto y si se quiere aplicar un ritmo semi-intensivo de inseminaciones (días 10-11 post-parto para bandas de 42 días) es conveniente la aplicación de tratamiento o métodos de sincronización de celo hormonales, de manejo, de iluminación, etc. (Felipe, D. Ramírez. 2008) Por ende la gestación de la hembra dura aproximadamente 31 días y la lactancia 56 días, totalizando 87 días. Por lo tanto, cada hembra está teóricamente en condiciones de parir y criar cuatro camadas ($87 \times 4 = 348$) en 365 días, con un período de descanso de 17 días. En el conejo son frecuentes las camadas de 10 a 12 gazapos los cuales, a la semana de haber nacido, habrán duplicado su peso sin más alimentación que la leche de la madre. A las ocho semanas de nacidos, el peso de los gazapos habrá aumentado 28 veces. Es recomendable utilizar al macho como reproductor por primera vez habiendo cumplido los ocho meses de edad; al principio una vez por semana, y luego hasta dos veces a la semana. (Zotyén, C. 2002.)

2.4.1 Hipotálamo:

El hipotálamo se encuentra en la parte interior del cerebro, es quien monitorea el medio interno (estado metabólico, hormonal, etc.) y externo (luz, temperatura, presencia del sexo opuesto, etc.) y claramente ha evolucionado como principal centro integrador de los estímulos que recibe de otras áreas del SNC, así también Produce unas sustancias llamadas hormonas liberadoras (RH). Cumple una función importante en la regulación de la homeostasis (funciones vitales que mantienen constante en el medio corporal interno), el comportamiento sexual y las emociones. (Levine, J.E. 2000).

2.4.2. Hipófisis:

La hipófisis o glándula pituitaria se divide en lóbulos: anterior y posterior e intermedio, el anterior se identifican cinco células de estas, las más importantes en reproducción, las gonadotrópicas que secretan las hormonas luteinizante y la folículo estimulante. Las hormonas hipofisarias también estimulan el crecimiento y controlan el equilibrio del agua del organismo.(Alvarez A, et al.2009).

2.4.3. Hormonas Adenohipofisarias

Son un tipo de hormonas producidas por la adenohipófisis. La estimulación o inhibición de la secreción de estas hormonas se debe a las neurohormonas secretadas por el lóbulo anterior, que se encuentran bajo el control del hipotálamo. Las hormonas hipotalámicas reciben el nombre genérico de factores hipotalámico liberadores, que son transportados hasta la adenohipófisis por los vasos porta-hipotálamo-hipofisarios. Entre las hormonas liberadas por la adenohipófisis son 6, se reconoce la prolactina y un grupo de hormonas estimulantes o tróficas que afectan el funcionamiento de otras glándulas endocrinas:

- La adrenocorticotropina (ACTH)
- La tirotropina u hormona estimulante de la tiroides (TSH)
- La hormona foliculoestimulante (FSH)
- La hormona luteinizante (LH)
- La hormona melanocito estimulante (MSH).

La gonadotropina FSH, promueve el crecimiento y la maduración del folículo ovárico o folículo de graaf.

Los efectos normales de LH en la hembra consisten en estimular la maduración del folículo en desarrollo, en producción de estrógenos finalmente la ovulación. (Branda.N.et al. 2007).

2.4.4 Gonadotropinas No Hipofisiarias

2.4.4.1 La gonadotropina coriónica equina (PMSG)

Es una hormona gonadotrópica producida en el corion de yeguas preñadas . Anteriormente conocida como gonadotropina sérica de yegua preñada (PMSG) es secretada en las copas endometriales que se han formado alrededor del día 40 en las yeguas gestantes; es una hormona glicoproteica con un peso molecular aproximadamente de 70.000 Daltons, por lo que no aparece en la orina y circula en la sangre; contiene subunidades alfa y beta similares a las de la LH y FSH pero con mayor contenido de carbohidratos (45% de su masa), especialmente ácido siálico. (Hincapie, J. 2005).

Desde el punto de vista farmacodinámico es que la Gonadotrofina Coriónica Equina tiene una actividad semejante a las hormonas folículo estimulante y luteinizante (FSH y LH). Tiene una vida media de aproximadamente 2 días en la vaca y persiste por más de 10 días en la circulación sanguínea, su administrada algunas horas previas a la ovulación estimula el crecimiento folicular debido a que tiene la capacidad de unirse e incrementar el número de receptores de FSH y LH de los folículos, aumentando el tamaño del folículo preovulatorio, incrementando las concentraciones plasmáticas de progesterona luego de la ovulación, mejorando así el desarrollo embrionario y el mantenimiento de la preñez. (Garnica. P.2012).

La PMSG se usa para la sincronización del estro en cerdas y animales de laboratorio y como complemento en ovino, caprino, bovinos. Optimiza las operaciones de inseminación artificial y de transferencia del embrión.

Asociada a progesterona o a progestágenos sintéticos, la PMSG induce el celo fuera de estación en ovejas, cabras y cerdas.

En machos, la PMSG se usó para el tratamiento de deficiencias de calidad y cantidad en la producción de esperma y en la disminución del impulso sexual y en las hembras produce superovulación. A altas dosis, la PMSG puede ser un agente abortivo, debido a la estimulación en la producción de estrógenos.

La Gonadotropina sérica de yegua preñada se suele usar 48 horas antes de la inseminación artificial o monta natural. La dosis exacta no está muy precisa aunque se aconseja en conejas de 20 a 30 UI, los mejores resultados se han obtenido en hembras primíparas y en hembras lactantes, que son las que tienen índices de fertilidad bajos y en menor proporción las múltiparas. Aunque estos resultados son positivos, al repetir el tratamiento, disminuye, sobre todo después del tercer tratamiento.(De los Reyes,M.2011).

2.5 Fármacos utilizados en la inducción de la ovulación.

2.5.1 Gonadotropina (PMSG).

Este producto contiene (PMSG) en forma de liofilizado junto con diluyente para su reconstitución. Dada su acción dual FSH/LH la eCG o PMS actúa estimulando en forma directa el desarrollo folicular y la ovulación en la mayoría de las especies domésticas. Los progestágenos (esponjas vaginales, implantes, dispositivos, etc.) utilizados en muchas especies en forma previa, inhiben la liberación de hormonas luteinizante (LH) y foliculoestimulante (FSH) de la hipófisis, frenando el desarrollo folicular y la ovulación hasta el momento deseado. Cuando los progestágenos son retirados, la concentración de Progesterona en sangre cae rápidamente con lo cual el animal puede entrar en celo. La administración de PMSG en ese momento estimula el desarrollo folicular y potencia la acción sincronizante de los progestágenos asegurando una perfecta sincronía de celos fértiles

Composición:

Frasco ampolla con 5000 UI de hormona liofilizada

PMSG-Intervet se presenta como un tapón cristalino blanco liofilizado que contiene 5.000 g de gonadotrofina sérica (PMSG) suministrado junto con disolvente, que una vez reconstituido proporciona una solución que contiene 200 iu de PMSG por ml.

Indicación:

Se puede emplear en los problemas de fertilidad en los animales domésticos: Anestro (inducción de celo y aumento de la actividad ovárica que ocasionan un aumento de fertilidad) en la vaca, coneja y perra. Súper ovulación (necesaria para la transferencia de embriones) en vacas, coneja y cierva. Mejora de la tasa de fertilidad tras un tratamiento progestágeno (inducción y sincronización del celo, aumento de la actividad ovárica) en la vaca, oveja, cabra y cierva. Alteraciones de la espermatogénesis en los machos.

Utilización.

Coneja principalmente para inducción del celo.

Administración

Se puede administraren pequeños mamíferos a razón de 1000 UI/animal IM; repetir pasados 7 a 10 días.

El anestro es a menudo causado por un manejo inadecuado (alimentación y confinamiento). Por consiguiente, una mejora en las condiciones de manejo es un requisito previo para un tratamiento eficaz.

2.6 Ciclo de la ovulación

En la coneja se producen óvulos de manera continua, siempre y cuando las condiciones ambientales sean favorables. De esta manera, en las conejas se pueden producir la fecundación en cualquier momento, mientras no se encuentran en periodos de gestación. La producción de óvulos maduros, así como la aceptación del macho, se pueden modificar a causa de las variaciones en las condiciones ambientales. Para la liberación del óvulo es necesaria la excitación que provoca al tacto sexual (coito), si bien se puede provocarse con estímulos análogos provocados artificialmente.

Para que una coneja se reproduzca es necesario que haya alcanzado la pubertad y por lo tanto tenga una determinada edad. La edad aconsejable para que una hembra entre en reproducción es cuando ha alcanzado el 80% de su peso adulto (3.6 kg) y esto se obtiene a partir de los cuatro meses de edad. (Padilla, F.Y Baldoceda, L. 2005).

2.6.1 Ciclo estral.

La coneja es un animal que no presenta un ciclo sexual definido, o por lo menos este ofrece variaciones muy acentuadas; para algunas, el ciclismo ovárico está muy vinculado a las condiciones ambientales y nutritivas, es un animal poliéstrico. Es decir, de ciclos sexuales repetidos con regularidad y de una duración de 12 a 14 días. (Molinero, Z. 1976).

Durante los días 15 a 16 del ciclo astral y mientras en el ovario se están formando unos ovocitos, otros están generando, dentro de este periodo, en los dos primeros días no hay ovocitos aptos para fecundación y en los dos últimos días los ovocitos sufren el fenómeno de la atresia, sin que los nuevos estén maduros. Los 12 días restantes la coneja está en celo y puede aceptar al macho. Si la hembra no queda preñada los folículos en el ovario permanecen grandes y activos durante 12 a 16 días. (Ferrer, P.

et al. 1991). Al comenzar su regresión, crecen nuevos para remplazarlos. Por lo tanto hay folículos activos presentes todo el tiempo durante la época de procreación, excepto tal vez en los periodos de transición, cuando un nuevo número de folículos está creciendo y los viejos están en regresión. (Hafez, E. S. E. 1987)

2.6.1.1 Proestro

El estímulo de la FSH y de la LH de la adenohipófisis (lóbulo anterior), el ovario produce cantidades crecientes de estrógeno que provocan aumentos de tamaño del útero, vagina, oviductos y folículos ováricos. Esta primera fase estrual es la de preparación, durante la cual el folículo, con su óvulo, aumenta de tamaño principalmente por haber más líquido cargado de estrógeno en su interior. (Elías F. 2001).

2.6.1.2 Estro

Este período tiene una duración de 12 - 14 días y en este momento cuando la hembra se deja montar.

Las conejas producen óvulos durante todo este tiempo y poseen una elevada concentración de estrógenos, que también estimula la liberación de LH-RH por lo cual las posibilidades de quedar preñada son muy altas.

Durante la época celo la coneja presenta algunos cambios como enrojecimiento de la vulva y aumento de la temperatura de la zona genital externa, inquietud y nerviosismo, la hembra también frota el lomo y el hocico contra la puerta o el comedero de la jaula, procura acercarse a los conejos vecinos y levanta la grupa. (Gelvez .L.2008).

2.6.1.3 Metaestro

Fase que sigue a la ovulación, durante la cual el cuerpo lúteo funciona. Con cambios en las paredes vaginales y uterinas. (Padilla, F.Y Baldoceda, L. 2005).

2.6.1.4 Diestro Y Anestro.

El diestro es el periodo relativamente breve de la inquietud entre los ciclos estruales.

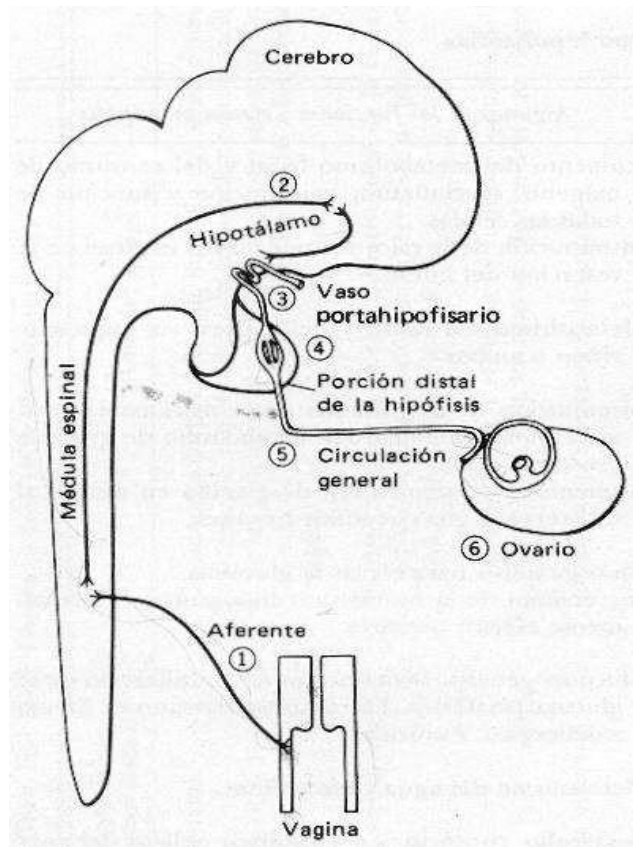
El anestro es un tiempo más prolongado de reposo entre las temporadas reproductivas. (Cuenca, M. 2006)

2.7 Ovulación.

La ovulación no se produce espontáneamente, sino que es inducida por la excitación sexual, por ende, se podría deducir lo siguiente: que gracias a las Experiencias anatómicas y fisiológicas han demostrado que la ovulación es en la coneja un acontecimiento fisiológico para cuya culminación intervienen los sistemas nervioso y endocrino.

Cuando más de una hembra se encuentra en celo, se montan entre ellas produciéndose el conocido fenómeno de la pseudogestación, lo que retrasarían la entrada reproductiva de dichas hembras. (Alvarez, M. et al . 2007).

Figura 1: Fisiología de la reproducción en la hembra



Fuente: BRACKET, 2005.

De acuerdo a la figura FIGURA 1, se deduce que la estimulación del cuello uterino durante la copula produce un impulso que llega a la médula espinal, y de ahí pasa al hipotálamo a partir de esta estructura es transportada una sustancia humoral o factor de liberación (GnRH) y transportada por vía portadiencefalica a la parte anterior de la hipófisis (adenohipófisis) en donde se estimula la producción y liberación de hormonas gonadotroficas (LH), la cual es transportada por corriente sanguínea al ovario siendo estimulado para la rotura del folículo maduro dando origen a la ovulación, una vez producida la ovulación, los nucleos celulares de la base del fliculo ovárico dan lugar al cuerpo luteo, el cual segrega progesterona, que es la hormona que protege la gerstacion, podemos concluir que la coneja no tiene ovulación espontanea, sino que es inducida por el mismo coito, produciéndose entre las 10 a 13 horas después del estimulo sexual. (Mc Donald, L. 1983).

2.8 Monta

Para que la monta se realice no deben existir factores externos que puedan distraer a los animales, se lleva la hembra a la jaula del macho, ya que si se hace lo contrario la hembra ataca al macho y puede lastimarlo; el acto de cubrición puede considerarse logrado, cuando el macho se cae a un lado en actitud jadeante, a veces también hacia atrás después de que la coneja ha levantado su tren posterior. Algunos machos sobre todo los jóvenes que montan por primera vez, exhalan un fuerte grito, después de lograda la monta se regresa a la hembra a su jaula, el mejor momento de la monta es a primera hora de la mañana y última de la tarde.(Kruger.A. et al , 1976)

2.9 Comportamiento sexual del conejo

La testosterona es esencial en la manifestación del libido en el macho. El comportamiento de la monta presenta dos componentes, el primero constituye la conducción sexual o libido y el segundo incluye la fase de copulación que tiene que ver con los ajustes de postura, intromisión, eyaculación, orgasmo y comportamiento post copulatorio El comportamiento sexual varía considerablemente entre machos y dentro del mismo individuo y posiblemente las diversas condiciones hormonales de los machos y de las hembras influyen en las características del patrón del impulso sexual. EL libido está asociada con el volumen de eyaculado y con la concentración de espermatozoides. Los Machos más agresivos producen mayor volumen de eyaculado con una menor concentración de espermatozoides y un mayor porcentaje de espermatozoides vivos que en machos menos agresivos. (Rodríguez.J, 2002).

2.10 Inseminación artificial.

La inseminación artificial es una biotecnología que abarca una serie de pasos sucesivos es un es un proceso complejo en el cual el semen es obtenido del macho y debe evaluarse cuidadosamente, utilizando los mejores diluyentes, su manejo es decisivo, desde la colecta hasta la inseminación y al mismo tiempo deben asegurarse condiciones

adecuadas de almacenamiento (Vetefarm. 2011). A la inseminación se introduce en el tracto genital femenino mediante instrumentos adecuados, evitando el contacto entre animales. El uso de esta técnica permite aumentar el número de servicios por macho. Roca, C. (1987).

2.10.1 Ventajas

- ✓ Se necesitan menos machos en la IA que en la monta natural. La relación comparativa es de 1 macho cada 10 a 12 hembras en Monta Natural frente a 1 macho cada 30 a 50 hembras en la inseminación.
- ✓ Incremento del número de conejas reproductoras de la explotación al reducirse el número de machos necesarios. La optimización de la producción de semen tiene un gran interés económico cuando se manejan de modo simultáneo (García.P y Rodríguez .J,2002).
- ✓ Mejoramiento genético: las posibilidades de inseminar a un número elevado de hembras con el eyaculado de un solo macho permiten evaluar las características del reproductor y aumentar la producción de los machos más aptos.
- ✓ Control del semen que se va a utilizar: el control macroscópico y microscópico del semen permite controlar el estado sanitario de los machos.
- ✓ Reducción de las posibilidades de contagio de enfermedades bacterianas por contacto como Sífilis – Pasteurelosis y también las que se puedan adquirir.
- ✓ Ahorro significativo de tiempo: se pueden inseminar un elevado número de hembras sin esperar la presentación del celo, ni que se produzca la monta.
- ✓ Control del ciclo reproductivo: mediante la aplicación de hormonas para inducir la presentación del celo y ovulación en las hembras.

2.10.2 Desventajas

- ✓ Proporcionar un espacio destinado a la captación del semen (alojamiento de machos) y pequeño laboratorio para el manejo del semen (control, dilución, preparación de dosis, etc.).
- ✓ Inversión inicial en material y equipo para realizar la técnica. salvo que se adquieran las dosis a un centro especializado.
- ✓ Utilización de productos hormonales para garantizar el celo (receptividad) y la ovulación de las hembras.
- ✓ Necesidad de evaluar semanalmente la aptitud de cada macho. (Alvariño, M. 1993). (Luciano, C. 2006).

2.10.3 Técnicas de inseminación artificial.

Antes de inseminar a la coneja, se mide el grado de receptividad (Color de la vulva), también se registra el peso de las mismas. Para facilitar el manejo de la técnica de inseminación. La Inseminación Artificial consiste en la aplicación del semen en la vagina de las conejas, para lo cual se utilizan cánulas adecuadas previas a la inducción de la ovulación mediante GnRh.

La técnica de inseminación es coloca a la hembra con una elevación caudal de la grupa y se inmoviliza sujetando su cabeza y extremidades anteriores con el antebrazo; con ambas manos se sujetan las articulaciones coxofemorales de forma que el tercio posterior de la coneja quede completamente estirado.(Roca,. C. 1987) Con una cánula (modelo Gibso), estéril y a temperatura, se capta 1c. De semen diluido y se introduce atreves de la vulva unos 3- 4 cm de la curvatura dirigida hacia la columna vertebral para evitar su introducción en la vejiga urinaria. Cuando se obstaculiza su penetración, el operario efectúa un giro de 180° para seguir introduciéndola en la vagina. Introducidos unos 10 cm de la cánula, se inyecta el semen diluido para dar por terminada la fase de inseminación. (Roca, C. 1987).

2.11 Sistema de inducción a la ovulación en conejas

La ovulación de la coneja es inducida por el estímulo sexual que es acompañada al coito, tiene lugar 8 a 12 horas después de éste (Derivaux, J. 1982).

Se dice que en la coneja la ovulación se produce por medio de una respuesta neuro hormonal, que cuenta con dos vías: vía aferente-nerviosa, que se trasmite por estímulos provocados por el coito al SNC y la otra aferente-hormonal que envía la señal del SNC al ovulo, produciendo la ovulación. (Sanchez, F. 2014).

Para la inducción artificial de la ovulación en la coneja se puede intentar provocar la ovulación por medios artificiales interviniendo a diferentes niveles. Una estimulación mecánica de la vagina puede provocar ovulaciones, pero los resultados son muy aleatorios. En cambio, las inyecciones de hormonas liberadoras de gonadotropinas LHRH, llamadas también GnRH, o de LH dan buenos resultados; sin embargo, inyecciones repetidas de hormona luteinizante (LH) provocan una inmunización y una pérdida de eficacia después de la 5ta ó 6ta inyección. En cambio, las inyecciones repetidas cada 35 días durante dos años con GnRH en síntesis no producen ninguna disminución de la eficacia: del 65 al 80 por ciento de las conejas se vuelven gestantes con la inyección seguida de una inseminación artificial. (Coudert ,P. et al . 1996).

La eCG (Gonadotropina Coriónica Equina) es la hormona más utilizada en la inducción del celo en conejas. Realiza su efecto desencadenando la liberación (por parte de la hipófisis) de la Hormona Folículo Estimulante (FSH) promoviendo el crecimiento folicular a nivel del ovario (González,C. 2005 citado por Ayala 2011).

2.12 Fecundación

La fecundación tiene lugar de 10 a 19 horas después del coito .Cuando el semen es depositado en la vagina y sus espermatozoides pasan a través de los conductos cervicales y avanzan hasta llegar a los oviductos , donde se refiere a la unión de un espermatozoide con cada uno de los óvulos, este fenómeno se produce en el interior de los oviductos al cabo de un par de horas de la liberación ovular, manteniendo los óvulos plena capacidad fecundante durante 6 horas (Gonzalez .R. 2004).

2.13 Gestación

La duración de la preñez en las conejas es de 31 a 32 días aunque se dan ligeras variaciones según la estación del año y la cantidad de gazapos de la camada. (Hafez, E. S. E. y Hafez. B. 2003)

Las hembras gestadas se colocan en una gazapera o nidal con una cama de paja seca, viruta de madera o bien algodón u otro material seco, libre de aspereza, espinas o puntas que pudieran lastimar a la hembra o a los gazapos, esta cama podra tener de 6-8 cm de espesor, ya que la coneja terminara de rellenarlo con su propio pelo, este nidal o pariedera debe introducirse y acomodarlo unos 2-4 dias antes de la fecha prevista de parto, si a la cama se le puede espolvorear algo de azufre resulta más higienico y preventivo de hongos, humedad o cualquier otro germen susceptible

Factores que pueden dificultar la gestación

- Edad de los animales
- Excesivo engrosamiento o adelgazamiento
- Enfermedad infecciosa
- Consanguinidad
- Alimentación deficiente calidad y cantidad
- Falsa gestación

- Descanso prolongado entre camada y camada
- Temperaturas elevadas (+27°C) o muy bajas (-70°C)
- Retención de fetos en el útero
- Muda (Escamilla, J. 2015)

2.14 Parto

El parto se produce generalmente por la noche o al amanecer. Las crías van saliendo una a una, la madre las libera de las envolturas fetales, que ingiere, las limpia y las y las envuelve en el nido.

El parto de la camada completa dura entre 3 y 5 horas. Cada coneja puede dar a luz de 1 - 17 gazapos, variando este número según la raza, edad, la fisiología, etc.; pero la media es de 7-9. No interesa que el parto sea muy numeroso, dado que la hembra solo posee 8 pezones, siendo éste el número ideal de gazapos, para que tenga lugar un desarrollo uniforme de la camada.(Ayala, E. 2011).

Una vez completado el parto, la hembra amamanta sus crías con el calostro, cuya importancia inmunoalimentaria es decisiva, ya que las crías estarán sujetas a esta dieta líquida por buen tiempo, de ahí que resulte de vital importancia ofrecer una ración balanceada a la hembra antes, durante y después y después del parto a fin de garantizar una buena producción de leche como una mayor viabilidad de las camadas al nacer. (Saenz ,A Y Rodriguez,R. 2000)

2.15 Fisiología de la reproducción en macho

Los machos inician su vida reproductiva entre los 5-6 meses de edad. Los primeros saltos se pueden realizar con anterioridad, pero se caracterizan por una baja concentración espermática, fallando los servicios. El volumen del eyaculado y la concentración espermática aumentan desde los primeros saltos hasta el año de vida. La máxima concentración espermática se da con 8-10 horas de luz /día. Las altas

temperaturas ambientales (superiores a 27C°) afectan el rendimiento de los reproductores. (Luciano, C. 2006).

2.16 Espermatogénesis

La espermatogénesis es la fase diferenciadora en donde el núcleo y el citoplasma de la célula pasan por unos cambios morfológicos para formar el espermatozoide, comienza en los túbulos seminíferos y se completa en el epidídimo . (Alvariño J. y Rebollar P. 1995)

Este periodo comienza entre los 40 y 50 días, los cuales los conductos testiculares son activos en los 84 días. Los primeros espermatozoides aparecen en la eyaculación en los 110 días. La madurez sexual, definida como el momento en que la producción cotidiana de esperma no aumenta ya más, se alcanza a las 32 semanas (raza Neozelandesa en clima templado). (Contera.C.1988).

En cambio, en las mismas condiciones, un macho joven puede utilizarse para las reproducciones a partir de la edad de 20 semanas. En efecto, las primeras manifestaciones de comportamiento sexual aparecen hacia los 60 a 70 días; el conejo joven comienza entonces a hacer tentativas de monta. Los primeros coitos pueden tener lugar hacia los 100 días pero, en estas primeras eyaculaciones, la viabilidad de los espermatozoides es escasa o nula. Por lo tanto, es preciso esperar de 135 a 140 días para los primeros apareamientos. Todos estos datos deben considerarse como un orden de magnitud. Existen, en efecto, diferencias raciales por lo que respecta a la edad de la pubertad, pero también las condiciones del criadero juegan un papel esencial, en particular la alimentación, más todavía que el clima. (Gonzalez .R. 2004).

2.17 Formación de maduración de espermatozoides

Los espermatozoides se forman dentro de los túbulos seminíferos .El epitelio germinal que contiene células sexuales masculinas primarias constituye la periferia de los tubulos seminíferos. Estas células sexuales primarias se dividen constantemente y al formarse

nuevas células emigran hacia la luz interior de los tubulos, adquieren colas y se convierten en espermatozoides (Duane, L. y. Hafez. E. S. E 1987).

La cantidad de espermatozoides producidos depende del tamaño de los testículos, mientras que la cantidad del líquido seminal es proporcional al tamaño corporal. La maduración de los espermatozoides se producen después de cuatro a siete días de permanencia en el epidídimo y una vez cubierta la hembra tardan como mínimo seis horas en unirse con los óvulos pudiendo permanecer vivos en los órganos sexuales de las hembras unas 36 horas (Kruger.R. 1976)

2.18 Recolección

En la recolección del semen se han utilizado diversos ingenios (maniquí de coneja, piel de conejo atada en el antebrazo) lo más habitual es utilizando en conjunto una vagina artificial (Adams, C. 1962). La cual se considera como un receptáculo que trata de proporcionar al órgano copulador los estímulos térmicos, mecánicos y de elasticidad necesarios para que la eyaculación se produzca. (Bonadonna, T. 1962)

En el momento de la extracción se lleva a la hembra a la jaula del macho. Se ubica a la hembra en posición de servicio y cuando el macho intenta el salto, se coloca la vagina artificial por debajo del vientre de la coneja de manera tal que el pene del reproductor se introduzca en la vagina artificial. La temperatura del agua de la vagina artificial debe ser tal que llegue al pene del macho a 40-42 C°. Si se utiliza un látex muy grueso, resulta más aislante y se debe aumentar la temperatura del agua. La temperatura del agua es desencadenante de la eyaculación en el macho. Una vez terminado el salto, se observa en el tubo colector si el eyaculado presenta tapón mucoso o gel procedente de la secreción de las vesículas seminales y de la próstata, debiéndose retirar porque resulta perjudicial ya que aglutina los espermatozoides, perdiendo éstos movilidad. El eyaculado se coloca en un tubo de centrífuga graduado dentro de un termo de 30°C de

temperatura, procediéndose luego a la valoración del eyaculado en forma macroscópica y microscópica. (Kruger.R. 1976).

2.19 Características y valoración del semen

2.19.1 Características del semen

Las características de un eyaculado de conejo varían considerablemente en función de diferentes factores entre los que se encuentran, entre otros, la época del año y la raza o línea genética, teniendo esto en cuenta, podemos decir que el Ph oscila entre 6 y 7,3; el volumen entre 0,25 y 1,5 ml; la concentración entre 50 y 500 x 10⁶ espermatozoides /ml; la motilidad debe ser superior al 80% y la viabilidad al 70%, mientras que el porcentaje de formas anormales no debería superar el 15%. (Arencibia DF, 2009).

2.19.2 Valoración del semen

Se deben realizar dos tipos de valoraciones:

A. Valoración macroscópica

Con esta valoración se determina el volumen, olor y el color. El color es un buen indicador de la calidad cualitativa y cuantitativa del eyaculado. Un color amarillento indica la presencia de orina, un color gris los restos de calcio eliminados por la orina, un color rosado indica la presencia de sangre en todos estos casos, el semen se elimina.(Roca T, 2008.)

El color blanco es indicativo de un eyaculado apto para el procesamiento y la

I.A. debiéndose determinar tres tonalidades:

- Blanco nacarado o marfil
- Blanco leche entera
- Blanco leche descremada

A mayor intensidad de color, mejor calidad del eyaculado en cuanto a la concentración de espermatozoides. (Roca T, 2008.)

B. Valoración microscópica

Se lleva a cabo con la ayuda de un microscopio. Se capta una gota de semen y se deposita sobre un portaobjetos previamente termo-regulado en plancha, se coloca sobre la gota un cubre objetos y se observa al microscopio (40x, 100x).

Observaremos tres parámetros:

- Concentración espermática
- Motilidad espermática
- Cuerpos extraños o impurezas

La concentración es la cantidad de espermatozoides que se observan en un campo visual. A mayor número, mejor calidad. Esta observación es orientativa ya que para determinar la concentración (número de espermatozoides por mililitro de eyaculado se precisa una cámara previa dilución con una tinción (Eosina amarillenta). Esta práctica es obligada en un Centro que venda semen pero no tanto en una granja que capte el semen a sus machos. (Roca T, 2008.) En la motilidad diferenciamos la motilidad masal (del conjunto de espermatozoides) y la motilidad individual.

Motilidad masal: se considera que un buen semen debe presentar 60 % de motilidad en conjunto.

Motilidad individual: la progresión rectilínea debe ser de un 50 % para utilizar el semen. En la motilidad diferenciamos la motilidad masal (del conjunto de espermatozoides) y la motilidad individual. Si los espermatozoides se desplazan y cruzan libremente el campo visual apreciaremos que el semen es de buena calidad. Por el contrario, si se mueven con poca vitalidad, están agrupados y sólo mueven la cola, giran sobre sí mismos sin desplazarse o están quietos, entenderemos que el semen es de mala calidad (Muños, R. 2002)

Las impurezas y cuerpos extraños están formados por cristales de orina, restos de tapioca, etc., si su presencia es elevada dificultan el libre movimiento de los espermatozoides y es posible que la calidad del semen decrezca, pero al diluir el semen las impurezas se dispersan y no suelen deteriorar su calidad. (Roca T, 2008.)

TABLA N°2 : Movimiento espermático

Movimiento	Calidad
>95%	Muy buena
80% - 95%	Buena
65% - 80%	Media
50% - 65%	Baja
<50%	Muy baja

Fuente: Roca T, 2008

2.20 Dilución

Para determinar la cantidad de diluyente a mezclar con el semen se suman los tres parámetros (color, motilidad, impurezas) (Roca 2008 citado por Ayala 2001) Ayala, E. (2011).

Teniendo en cuenta todas las características estudiadas, se establece la dilución adecuada para el semen. En el siguiente cuadro se ofrece una orientación práctica de las diluciones. (Roca 2008 citado por Ayala 2001) Ayala, E. (2011).

TABLA N° 3 : Color espermático

Color	Puntos
Blanco nacarado o marfil	3
Blanco leche entera	2
Blanco leche descremada	1
Otro color	0

Fuente: Roca T, 2008

TABLA N° 4: Motilidad espermático

Motilidad	Puntos
>95% muy buena	4
80% - 95% buena	3
65% - 80% media	2
50% - 65% baja	1
<50% muy baja	0

Fuente: Roca T, 2008

TABLA N° 5: Impurezas espermático

Impureza	Puntos
Pocas	3
Bastantes	2
Muchas	1

Fuente: Roca T, 2008

Para determinar la cantidad de diluyente a mezclar con el semen se suman los tres parámetros (color, motilidad e impurezas).

Por ejemplo, tres (color) + tres (motilidad) + dos (impurezas) = ocho, y se multiplica por el volumen de semen obtenido. Por ejemplo, $0,9 \text{ ml} \times 8 = 7,2 \text{ ml}$. Esta es la cantidad de diluyente que añadiremos a los 0,9 ml de semen, obteniendo un total de $0,9 + 7,2 = 8,1 \text{ ml}$ de semen diluido. Se utilizarán 0,5 ml de semen diluido para cada inseminación. De esta manera, con los 8 ml de semen diluido se pueden inseminar 16 conejas. (Roca, 2008).

2.21 Diluyentes.

Solución acuosa que permite aumentar el volumen y mantener una concentración espermática adecuada para dar servicio al mayor número posible de dosis necesaria, también ayuda a preservar las características funcionales de las células espermáticas y

mantener el nivel de fertilidad adecuado del semen, se diluyen con el objeto de aprovechar al máximo los espermatozoides contenidos en una eyaculación. A la vez, se pretende proporcionar un medio que conserve la vida y la capacidad fecundante del espermatozoide el mayor tiempo posible contribuyendo a mantener la función de nutrición, regulador de pH, controlador de presión osmótica y como antibiótico para la supervivencia de los espermatozoides. (Fuentes et al.,2005)

Los espermatozoides se encuentran en el plasma seminal que suministra los nutrientes necesarios para mantener una elevada actividad metabólica necesaria para el proceso de transporte espermático a través del tracto genital femenino. En el eyaculado, esta actividad metabólica solo puede mantenerse durante un periodo de tiempo muy limitado. Para poder conservar los espermatozoides durante periodos prolongados es necesario que se reduzca la actividad metabólica de los espermatozoides, mediante la dilución en un medio adecuado y la reducción de la temperatura (LE COZ, P. 2005)

2.21.1 Funciones del diluyente

Para el mantenimiento metabólico de la célula espermática el diluyente debe aportar los nutrientes (glucosa), la protección frente al shock térmico del frío, el control del pH del medio (bicarbonato) con sustancia de buffer para proteger cambios extremos de pH , la inhibición del desarrollo microbiano (antibióticos),electrolitos (Na Cl, K, Cl) para mantener una adecuada presión osmótica y lo más importante aumentar el volumen y mantener una concentración espermática adecuada para dar servicio al mayor número posible de hembras.(Maqueda, L. 2001)

2.21.2 Agua de coco

El coco (*Cocos nucifera* L.) pertenece a la familia Cocosidea, crece hasta un tamaño máximo entre los 5 a 6 meses y se madura a los 10 o 13 meses de edad a partir de este momento presenta en su contenido agua, compuesta de soluciones

ácidas y estériles, como aminoácidos, azúcares, sales, proteínas, vitaminas y minerales.

El momento indicado para que el agua de coco sea funcional es cuando no está tierno ni tampoco maduro a su totalidad aproximadamente a los 6 o 7 meses posterior a su formación total. La baja cantidad de fosfolipasa “A” que presenta el agua de coco, la hacen una excelente opción para el congelamiento de semen (Palacios.M,2005). la habilidad de agua de coco en la sobre vivencia espermática, es también atribuida en gran parte a una inhibición reversible del ácido láctico del espermatozoide, manifestado por una disminución en el metabolismo celular, en términos de respiración, glucólisis anaerobia y motilidad conjunto se identificaron en el agua de coco factores estabilizadores de calor, llamados “giberelin like”, entre ellos se encuentran sustancias termolábiles, auxinas y niveles elevados de citocinas. (Palacios, M. 2005).

2.21.3 Leche descremada.

La leche de vaca es un diluyente ampliamente utilizado al diluir semen. La leche de vaca puede emplearse tanto entera, descremada, UHT o en polvo para reconstituir, siendo esta última la más universal. Excepto en el caso de la leche UHT, las demás formas de leche han de ser calentadas hasta una temperatura de 92°-95°C durante 8-10 minutos, sin llegar a hervir, con el objetivo de anular los factores tóxicos de su fracción proteica (Camacho O, 2011). El diluyente a base de leche descremada reconstituida más utilizado en la refrigeración de semen es el de Corteel, con buenas propiedades conservantes a una temperatura de +15°C, aunque se muestra ineficaz a 5°C, siendo un proceso de minuciosa elaboración y conservación (Camacho O, 2011).

La leche descremada fue usada anteriormente como dilutor en la criopreservación ya que una de sus características importantes es que protege del

shock por frío a los espermatozoides manteniendo su fertilidad, debido a la caseína presente en la leche y en muchos estudios se utilizó como diluyente para el mejoramiento de la viabilidad espermática del semen de bovino lo que podría favorecer su uso en la conservación de semen fresco en un clima frío y por más tiempo. Castillo, M. (2005),

III. MATERIAL Y MÉTODOS

3.1 Ubicación y duración experimental.

El presente trabajo experimental se realizó en un “corral” (casa) ubicada en el distrito de la victoria; provincia de Chiclayo, departamento de Lambayeque.

Para el trabajo se consideró un periodo experimental de 9 semanas habiéndose iniciado el 12 de diciembre del 2017 y concluido el 17 de febrero del 2018.

3.2 Materiales experimentales.

3.2.1 Material biológico

Estuvo constituida por 37 conejos criollos, divididos en 03 grupos de 12 hembras cada grupo y un macho semental.

Tratamientos evaluados.

Lo constituyeron 03 tratamientos:

- T0: monta natural
- T1: Agua de coco
- T2: Leche descremada

3.2.2 Material nutricional.

- ✓ Concentrado conejina
- ✓ Alfafa

3.2.3 Material de campo.

- ✓ Comederos
- ✓ Bebederos
- ✓ Vagina artificial
- ✓ Pajuela

- ✓ Hormona GnRh
- ✓ Vitamina ade
- ✓ Interex (antiparasitario)

3.2.4 Materiales de laboratorio

- ✓ Papel filtro
- ✓ Tubos de ensayo con tapa
- ✓ Jeringas
- ✓ Lamina y laminillas cubre objeto
- ✓ Cámara de Neubauer
- ✓ Pipeta y probeta graduada
- ✓ Baño maría
- ✓ Termo de corcho
- ✓ Frio bar t° 15°C
- ✓ Agua destilada.
- ✓ Eosina nigrosina
- ✓ Microscópico

3.2.5 Instalaciones.

Los conejos utilizados para la fase experimental fueron alojados en un área del corral de una casa, con un área de 30 m², en la cual se conformaron 6 jaula hechas de madera y malla metálica con unas dimensiones de 1.75 mts de largo por 0.70 mts de ancho. Y en una jaula con medida de 1 mts largo por 0.50 mts de ancho se alojó al macho. Cada jaula asignada para 12 conejas contaba con su respectivo comedero y su correspondiente bebedero. Así mismo, se consideró el uso de registros de inicio y termino de inseminación artificial por cada tratamiento y monta natural, finalizando con los registros de número de camadas.

Al quedarlas preñada las conejas se le asignó una jaba dividida con 6 conejas cada jaula con su respectivo nido en espera del parto.

3.3 Unidades experimentales

Se analizaron muestras seminales de un conejo macho apto para reproducción con una edad de 10 meses y un peso promedio de 4.5 kg con características de cabeza y patas robustas, con un descenso completo de testículos sin lesiones y sin patologías presentes. Se seleccionaron a 36 hembras criollas con una edad con una edad de 3 - 4 meses y un peso aproximado de 3 kg, con rasgos femeninos, número de pezones no menor de 8 y un desarrollo vulvar completo.

3.4 Adaptación.

Luego de obtener los animales fueron alojados en tres jaulas en grupos de 12 conejas por jaula y el macho en una jaula respectivamente. Donde se procedió a desparasitar los 37 conejos con un producto comercial INTEREX ® (parazincuatel 30mg, fenbendazole 60mg, ivermetina 4mg) en una dosis de 2 gotas por kilogramo de peso vivo.

Al conejo macho se procedió a suministrar vitaminas ade

3.5 Alimentación

A las unidades experimentales se les suministró alimentación mixta compuesta de alimento balanceado (conejina) por la mañana y forraje verde de alfalfa (Medicago sativa) por la tarde. Agua a voluntad en bebedero.

3.6 Sincronización de celo

Las hembras fueron colocadas en las instalaciones siete días antes del inicio de la experimentación con el fin de ayudar para la regulación del ciclo estral.

Se aplicó una dosis única de 0.2 ml de GnRh (Ovarelin) produciéndose como resultado el apareamiento de signos de celo a partir de 48 horas luego de su aplicación; las mismas que se evidenciaron por la edematización y el cambio de coloración vulvar de rosa pálido a rojo intenso.

3.7 Extracción de semen.

La hora de la extracción fue a las 10:00 am con el fin de garantizar la calidad y volumen seminal adecuado, el mismo que podría estar influenciado por horarios de alimentación y condiciones climáticas. Para la extracción del semen, el macho fue tentado al salto 5 minutos antes con una coneja receptiva utilizando ya la vagina artificial y se produzca la eyaculación completa en ella.

Resultado del de análisis espermático

A. Valor macroscópico

- Aspecto: uniforme
- Color: Blanco nacarado o marfil
- Olor: sui generis
- Volumen :0.8 ml

B. Valor microscópico

- Motilidad: 95%
- Concentración: 230×10^6 M esp/ml (millones de espermatozoides por ml)
- Vitalidad :100%

TABLA 6 : Dilución

TABLA N°6: Determinación del diluyente en semen fresco.

Tratamiento	Diluyente	Vol. Eyaculado (ml)	Vol. Diluyente (ml)	Vol. Dilución (ml)
T1	Agua de coco	0.8	7.2	8
T2	Leche descremada	0.8	7.2	8

Elaboración propia

Para determinar la cantidad de diluyente se procedió a utilizar el método de dilución Según (Roca T, 2008) se suman los tres parámetros (color, motilidad e impurezas). Según las tablas 2 (color), tabla 3 (motilidad), tabla 4 (impurezas), se obtuvo como resultado

$3+3+3 = \text{nueve}$, y se multiplica por el volumen de semen obtenido 0,8 ml dando un resultado de 7.2 ml, del cual va hacer la cantidad de diluyente que añadiremos a los 0,8 ml de semen, dando un total de 8 ml de semen diluido. Por lo tanto, en la práctica experimental se utilizará 0,65 ml de semen diluido para cada inseminación por coneja.

3.8 Inseminación artificial.

La confirmación del celo positivo de las conejas receptivas se llevó a cabo a las 15:00 horas, después de las 48 horas de haber aplicado la dosis de ---- GnRh por coneja. El procedimiento de inseminación artificial se inició primero con recolección aséptica del semen fresco, luego se llevó acabo la preparación del diluyente según el tratamiento indicado, aplicando 0.65 ml de la dilución en una jeringa de tuberculina y colocando a una pajuela semi- flexible curvo estériles de 4cm adaptada hacia el canal vaginal de la hembra y la inseminación se realizó a las 16:00 horas con el fin de evitar las variaciones fisiológicas debido a los horarios de alimentación.

3.9 Monta natural.

Para la ejecución del tratamiento testigo se llevó la coneja a la jaula del macho, con el fin que se produzca la monta y por ende la ovulación y así dar inicio al seguimiento continuo de cada unidad experimental.

3.10 Diseño experimental y análisis estadístico.

3.10.1 Distribución de los tratamientos

- **Grupo T0:** Monta natural
- **Grupo T1:** Inseminación artificial con el dilutor leche descremada
- **Grupo T2:** Inseminación artificial con el dilutor agua de coco

En el presente estudio se empleó el modelo matemático de análisis de información (eficiencia reproductiva, tamaño de camada, etc.) que se realizó de acuerdo al Diseño Completamente Randomizado (DCR). El modelo aditivo lineal fue lo siguiente:

MODELO ADITIVO LINEAL:

$$X_{ij} = U - T_i - E_{ij}$$

Dónde:

X_{ij} = j-iesima unidad experimental que se le aplico i-esimo tratamiento.

U = media general

T_i = en efecto de los diluyentes desde i=1,2,3

E_{ij} = error experimental

El esquema de análisis de variancia será el siguiente:

TABLA N°7: Anova en distribución de los tratamientos

FUENTE VARIACION	GRADO LIBERTAD	SUMA CUADRADO	CUADRADO MEDIO	F CALCULADA
TRATAMIENTO	2	Sc tratamiento	$CMT = \frac{sc\ error}{2}$	$CMT = \frac{sc\ error}{2}$
ERROR	33	SC error	$CM\ error = \frac{sc\ error}{33}$	
TOTAL	35	SC total		

Además, el análisis comprenderá:

- Si el análisis de varianza es significativa se procederá a analizar la media de los tratamientos mediante la prueba de comparación múltiples de DUKEY

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

4.1 Porcentaje de fertilidad

TABLA N° 8. Fertilidad de conejas inseminadas artificialmente usando dilutores: agua de coco y leche descremada.

	T0 Control	T1 Dilutor :agua de coco	T2 Dilutor :leche descremada	TOTAL
Positivo	12	11	8	31
Negativo	0	1	4	5
TOTAL	12	12	12	36
Porcentaje positivo %	100	91.66	66.66	

Fuente: Elaboración propia

En la Tabla 8 y anexo 1 se observó la fertilidad de los conejos inseminados artificialmente se obtuvo que el T0 =100%, T1= 91.66% y T2 = 66.66 existiendo diferencias ($P < 0.05$) tal como se observó en el anexo 1. Los animales apareados mediante monta natural, alcanzaron mayor fertilidad (100%) que los tratamientos (T1 y T2); el tratamiento T1 que utilizó como dilutor agua de coco se obtuvo el 91.66% de fertilidad similar a los resultados obtenidos por (Vale et al. 1999) que al usar como diluyente agua de coco obtuvo resultados satisfactorios en la inseminación artificial frente a otros diluyentes. (Trejo.C; et al.,2012) y (Aguilar. E.2015) afirmaron que el porcentaje de fertilidad fue de 88% y 92%, similar al presente estudio (91.66) %.

Cabe mencionar que la monta natural (T0) la fertilidad fue de 100% en comparación con los tratamientos (T1=91.66% y T2= 66,66) que fue menor; similarmente Baldera. L.,2004 encontró que la fertilidad entre monta natural e inseminación artificial fue de 71.6% y 66.1% respectivamente.

4.2 Tamaño de camada al nacimiento

TABLA N° 9: Tamaño de camada de conejas inseminadas artificialmente usando dilutores: agua de coco y leche descremada.

CAMADA	T0 Control	T1 Dilutor :agua de coco	T2 Dilutor :leche descremada
C1	6	5	3
C2	5	5	0
C3	5	4	2
C4	4	3	2
C5	6	3	3
C6	4	3	0
C7	5	0	0
C8	6	5	2
C9	5	4	2
C10	6	4	3
C11	6	3	1
C12	4	5	0
TOTAL	62	44	18
PROMEDIO	5.17a	3.67b	1.5c

Fuente: Elaboración propia

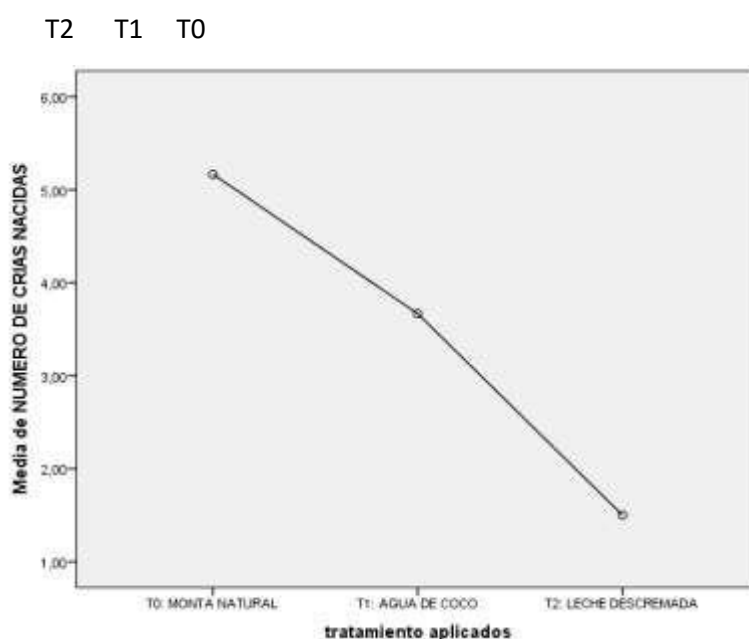


GRAFICO 1: Tamaño de camada de conejas inseminadas artificialmente usando dilutores: agua de coco y leche descremada.

Media que están unidas por una recta son no significativa ($p > 0.05$)

En la tabla 9, grafico 1 se observa el tamaño de camada en conejas sometidas a la inseminación artificial con diferentes diluyentes naturales (agua de coco y leche descremada) y tratamiento testigo se obtuvo que $T1 = 3.67$, $T2 = 1.5$ y $T2 = 5.17$ existiendo diferencias ($p < 0.05$) tal como se observa en el anexo 2. Los animales apareados mediante monta natural, alcanzaron mayor promedio de camada (5.17) que los tratamientos ($T1$ y $T2$); de acuerdo con los resultados que muestra Baldera. L, 2004 cita que el tratamiento de monta natural es más alto (4.7) vs (3.9) de inseminación artificial.

Al comparar los $T1$ (agua de coco) y $T2$ (leche descremada), se observó que el promedio más elevado fue $T1$ (3.67) que el $T2$ (1.5) en el tamaño de camada lo cual no concuerda con lo reportado por Vaca. J, 2017 que el número de gazapos obtenidos fue de 8,89 al utilizar el agua de coco en semen fresco de conejo. Por el efecto, sobre la prolificidad en conejas García y Rodríguez .J,2002 menciona que generalmente las conejas primíparas paren camadas menos numerosas ya que liberan una media de 2.44 oocitos menos que las conejas multíparas.

Así mismo Aguilar, J. 2015 manifiesta que uno de los aspectos importantes que resulta de la investigación con agua de coco como diluyente para semen fresco de cerdo, no afecta el número de lechones nacidos vivos en la cual se obtuvo un promedio de 10 lechones nacidos vivos por cerda.

4.3 Costos reproductivos en los Conejos

TABLA N° 10: Análisis económico del costo por gazapo en conejas inseminadas artificialmente usando dilutores: agua de coco y leche descremada.

Tratamiento	Egresos	N° crías	C/Crías
T0 Control	608.41	62	S/ 9.81
T1 Dilutor :agua de coco	557.64	44	S/ 12.67
T2 Dilutor :leche descremada	558.27	18	S/ 31.02

Fuente: Elaboración propia

En la tabla 10 y anexo 3 se observa el análisis económico del costo por gazapo, así el T0 alcanzó un costo de S/ 9.81 y los tratamientos (T1= S/ 12.67 y S/ 31.02), siendo el tratamiento T0, el de menor costo por gazapo debido a mayor tamaño de camada de 5.17 gazapos por coneja. Caso similar afirma Sánchez (2014) en su investigación de conejas sometidas a la inseminación artificial con diferentes diluyentes y la monta natural, determina que el análisis económico a base de beneficio costo es el tratamiento testigo (monta natural) con valor de 1.12.

V. CONCLUSIONES

- ✓ El porcentaje de fertilidad de en conejas sometidas a la inseminación artificial con diferentes diluyentes y la monta natural, se observa que si existen diferencias significativas ($p < 0$), alcanzando mayor fertilidad la monta natural de 100%.
- ✓ En el número de tamaño de camada se observa que, si existen diferencias, entre la monta natural y la inseminación artificial.
- ✓ En la presente investigación en el análisis económico de costo por gazapo fue S/ 9.81

VI. RECOMENDACIÓN

- ✓ Se recomienda investigar sobre el uso del agua de coco como diluyente para semen fresco de conejos de raza, debido a una mayor prolificidad.

VII. BIBLIOGRAFÍA

- Trejo.C; et al.,2012. “Agua de coco (cocus nucifera) como diluyente para semen fresco de conejo en la inseminación artificial”. 16 de octubre de 2017. <http://scielo.isciii.es/pdf/azoo/v62n238/art17.pdf>.
- Espinosa, W. 2012. “Efecto de la adición de un surfactante natural (aloe vera) al diluyente triladyl® para criopreservación de semen bovino en toros reproductores de agso-genes, QUITO-PICHINCHA”. Tesis para optar el título Médico Veterinario y Zootecnista/ Facultad de Medicina y Zootecnia. UNIVERSIDAD TÉCNICA DE COTOPAXI. Latacunga-Ecuador . 155pp.)
- Cisneros , M..2010.” Influencia de cambio de jaula y lactación controlada en conejas Inseminadas Artificialmente E Inducidas A La Ovulación Con Gonadorelina Y Fertirelina” .Tesis Que Como Requisito Parcial Para Obtener El Grado De: Maestro En Ciencias En Innovación Ganadera/ DEPARTAMENTO DE ENSEÑANZA, INVESTIGACIÓN Y SERVICIO EN ZOOTECNIA POSGRADO EN PRODUCCIÓN ANIMAL.Chapingo - estado de Mexico . 44pp.
- Díaz J, et al, 2014. “Criopreservación de semen ovino con diluyentes convencional y agua de coco – leche descremada”. 02 de enero 2018. <http://revistas.unellez.edu.ve/revista/index.php/ruct/article/download/230/220>
- Aguilar, J. 2015. “Evaluación del uso de agua de coco (cocos nucifera l.) como diluyente natural en inseminación artificial en cerdas”. Tesis para optar el grado de Licenciado en Zootecnia/ Facultad De Medicina Veterinaria Y Zootecnia. UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA. Guatemala .48pp.)
- Nunes, J.1993. “El agua de coco como dilutor del semen caprine”. Revista Científica, FCV-LUZ. Vol. 3 N° 3 p 269-270
- Buitrago, M Y Pérez, L. 2008. “Comparación de dos diluyentes para la criopreservación de semen ovino”. Tesis para optar el Título de Médico Veterinario/ Facultad De Medicina Veterinaria. UNIVERSIDAD DE LA SALLE. Bogotá .106pp.
- Zotyen,C (2002.) Compendio La cunicultura: “Crianza de conejos”. San Salvador. (Consultado el 24 de febrero 2018). [Disponible en]: <http://lebas.com.mx/files/crianza-conejos.pdf>
- Saenz ,A Y Rodriguez,R. 2000.”Coferencia sobre cunicultura “. 25 de febrero 2018. [file:///E:/insiminacion%20en%20conejos/Nueva%20carpeta%20\(2\)/RENLO1S119.pdf](file:///E:/insiminacion%20en%20conejos/Nueva%20carpeta%20(2)/RENLO1S119.pdf)
- Leonart,J.L. Campo. R. Valls, J.A Castello, P. Costa y M. Pontes. (1980).”Tratado de cunicultura. principios basicos, mejora y seleccion, alimentacion”. Real Eescula Oficial y Superior de Avicultura. Barcelona. España. 413pp.
- Reyes, N. 2014.” Inseminación artificial en conejas”.Tesis para optar el titulus de Medico Veterinario Zootecnista/ Facultad De Medicina Veterinaria Zootecnista. UNIVERSIDAD MICHOACANA DE SAN NICOLÁS DE HIDALGO.Morelia.72pp.
- Padilla, F.; Baldoceda, L. (2005). Crianza de conejos. Empresa editora macro E.I.R.L. Primera edición, ISBN: 9972-215-45-8. Lima, Perú: Pp.120.
- Felipe, D. Ramírez. (2008) Biblioteca Agropecuaria Volvamos al Campo. Grupo latino. Segunda edición, ISBN: 078-958-96086-7-8 (obra completa) Colombia: Pp. 396.

- Levine, J.E. (2000) The Hypothalamus as a Major Integrating Center. In Conn, P.M. & Freeman, M.E. (eds), Neuroendocrinology in Physiology and Medicine. Humana Press, New Jersey, pp. 75-93
- Álvarez A. et al. 2009. Fisiología animal aplicada Editorial. Universidad de Antioquia ISBN: 9587142195-9789587142198. Pp 380.
- Branda, N. et al. 2007. "Hormonas hipotálamicas e hipofisarias", 05 de abril 2018. <http://www.uaz.edu.mx/histo/Biologia/FaiUnneAr/Pdf/hipotalamo.pdf>.
- Hincapié, J. 2005. Reproducción Animal Aplicada: Fundamentos de Fisiología y Biotecnología [Libro]. - Honduras: Litocom Editores, . - ISBN 99926-29-26-6
- Garnica, P. 2012 "Efecto de la gonadotrofina coriónica equina (ecg) en la ovulación con protocolos de iatf en vacas holstein posparto". 25 de marzo 2018. <http://dspace.ucuenca.edu.ec/bitstream/123456789/406/1/TESIS.pdf>
- De Los Reyes, M. 2011. I Simposio Latinoamericano de Reproducción Animal. Viña del Mar : Gráfica Lom Ltda., ISBN: 978-956-345-709-4
- Padilla, F.Y Baldoce, L. 2005. Crianza de conejos. Empresa editora macro E.I.R.L. Primera edición, ISBN: 9972-215-45-8. Lima, Perú: Pp.120
- Molinero, Z. 1976. Conejos Alojamiento y Manejo. Ed. Aedos. Barcelona., España. pp. 80-91, 103-105.
- Ferrer, P. et al. 1991. "El arte de criar conejos". Editorial. Aedos. España. 236pp
- Hafez, E. S. E. 1987. Reproducción e inseminación artificial en animales. 5ª. Edición. Editorial Interamericana. McGraw-Hill. México, D.F. 256pp
- Elías F. (2001) Agro meteorología Editor. Mundi presa de libros ISBN: 8471149737-9788471149732 Pp.517.
- Gelvez, L. 2008. "Celo en las conejas". de marzo 2018. <http://reproducciondeanimales.blogspot.pe/2008/01/celo-en-las-conejas.html>. 19
- Cuenca, M. 2006. "fundamentos de la fisiología". Editor. Editorial paraninfo ISBN: 8497323408-9788497323406 Pp. 753.
- Alvarez, M. et al . 2007. "Localización del receptor de prolactina en el ovario de conejas en diferentes estado fisiológicos". Actas de II XXXII Symposium de ASESCU. Jornadas Ibéricas sobre Cunicultura. Vila Real (Portugal). Boletín de Cunicultura., Págs. 151, 41-44.
- Mc Donald, L. 1983. "reproduccion y endocrinología veterinaria" .2da. Ed. Interamericana. Mexico, DF. 551pp
- Bracket, G.B., Siedel, S.M 2005. Avances en zootecnia. Nuevas técnicas de reproducción en conejos. Ed. Acribia, Zaragoza. ISBN: 9714574116
- Kruger, A. et al , 1976. "Conejos para carne". Ed. Acribia. Zaragoza, España
- Roca, C. 1987. Situación y perspectivas de la cunicultura en México. Centro de Investigación Científica del Estado de México. A. C. Universidad Autónoma de Chapingo depto. De zootecnia. México. 34-35.
- Derivaux, J. 1982. Reproducción de los animales domésticos. Segunda Edición. Acribia. Zaragoza, España.
- Sanchez, F. 2014. "Evaluación de la eficiencia reproductiva en conejas sometidas a la inseminación artificial con diferentes diluyentes y la monta natural, en el cantón Quero de la provincia Tungurahua". Tesis para optar el título Médico Veterinario Zootecnista/Facultad de Medicina y Zootecnia. Universidad Estatal De Bolívar. Guaranda-Ecuador. 85pp.
- Coudert, P. et al . 1996. "El conejo Cría y Patología. Organización de las Naciones Unidas para la agricultura y la alimentación". 4 de enero del 2018). <http://www.fao.org/docrep/014/t1690s/t1690s.pdf>
- González, C. 2005. Producción de conejos de aptitud cárnica. 4 de enero del 2018. http://www.uco.es/zootecniaygestion/img/pictorex/09_10_34_Cunicultura.pdf

- Gonzalez .R. 2004.Cunicultura. Universidad Autonoma de Baja California Sur, Area Interdisciplinaria de Ciencias Agropecuarias, Departamento de Zootecnia.<http://www.uabcs.mx/maestro/descartados/mto05/index.htm#>
- Hafez E. S. E. y Hafez B. 2003. Reproducción e inseminación artificial en animales 7ª edición Ed. Mc Graw-Hill. México. p. 37-46, 57,70-79,94-96 y 153-155. 12
- Escamilla, J. 2015. “Evaluación del efecto de la estación del año sobre el número de gazapos nacidos vivos”. Tesis para optar el Título de Ingeniero Agronomo Zootecnista . Universidad Autonoma Agraria Antonio Narrio. Saltillo – Mexico.44pp.
- Ayala, E. (2011). Manual de manejo reproductivo en conejos. Universidad Veracruzana. Recuperado de [http: file:///C:/Documents%20and%20Settings/ADC/Escritorio/conejos/Ayala%20Per ez.pdf](http://file:///C:/Documents%20and%20Settings/ADC/Escritorio/conejos/Ayala%20Per ez.pdf)
- LUCIANO, C. (2006). Inseminación artificial en conejos (INTA). 26 de marzo 2018. <http://www.conejosyalgomas.com.ar>
- Alvariño J. y Rebollar P. 1995. Control de la reproducción en cunicultura: tratamientos hormonales. Boletín de cunicultura. (77): 16-30pp
- Contera.C.1988.Fisiología del aparato reproductor y ritmos de reproducción en cunicultura. 01 de febrero 2018. [file:///F:/Nueva%20carpeta%20\(3\)/Dialnet-FisiologiaDelAparatoReproductorYRitmosDeReproducuci-2868950%20\(1\).pdf](file:///F:/Nueva%20carpeta%20(3)/Dialnet-FisiologiaDelAparatoReproductorYRitmosDeReproducuci-2868950%20(1).pdf)
- Duane, L. y Hafez. E. S. E 1987. Espermatozoides y plasma seminal en: E. S. E., Hafez. Reproducción e inseminación artificial en animales. 5ta edición. Interamericana. México, D.F. pp 205-225.
- Kruger.R. 1976. Conejos para carne. Ed. Acribia. Zaragoza, España.198pp
- Adams, C. 1962. Artificial insemination in rodents. En: The semen of animals and artificial insemination. Ed. J.P. Maaule CAB. Inglaterra. 316- 324pp
- Bonadonna, T. 1962. Fisiopatología de la reproducción y de la fecundación artificial de los animales domésticos. Primera edición. Salvat Editores. Barcelona. España.
- Arencibia DF, 2009. Consideraciones prácticas acerca de la calidad del semen de Conejos aplicado en estudios de la toxicología de la fertilidad. REDVET 10(8).
- Roca T, 2008. Inseminación artificial en conejos. (Consultado el 9 de julio del 2016. <http://www.conejos-info.com/articulos/inseminacion-artificialen-conejos>
- LE COZ, P. 2005. Inseminación Artificial, La página del cerdo. Disponible en: [www .3tres3 .com/inseminacion artificial/index. php?id ficha=37 &PH PSESSI D=6 02e46eea83941fb0056330e0ae0a4f](http://www.3tres3.com/inseminacion-artificial/index.php?id_ficha=37_&PH_PSESSI_D=602e46eea83941fb0056330e0ae0a4f)
- MAQUEDA, L. 2001. Conservación de la calidad del semen: diluyentes, empaque, temperatura y transporte. Disponible en <http://www.engormix.com/nuevo/prueba!areadeporcicultural1.asp?valor=113>
- Díaz, J.2014. Criopreservación de semen ovino con diluyentes convencional y agua de coco - leche descremada.02 de marzo del 2018. [file:///F:/Nueva%20carpeta%20\(3\)/230-885-1-PB.pdf](file:///F:/Nueva%20carpeta%20(3)/230-885-1-PB.pdf)
- Palacios M. 2005. Evaluación del agua de coco (Cocus nucifera), Opuntia spp, Leche y sus Combinaciones para la Crióconservacion semen de ovino. Archivos de zootecnia vol. 55, núm. 209, p. 100. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=49520911>
- Gutiérrez, A.J.; Cosme, R.W.; Jiménez, C.J.A. y Ramírez, G.J.A. (2006b). Agua de coco, suero fetal bovino, Aloe vera y sus combinaciones para criopreservar semen ovino. Arch Zootec, 55, 101-104.
- Evans G. y Maxwell M. 1990. Inseminación artificial en ovejas y cabras. España. Editorial Acribia.
- Rodríguez De Lara, R, et al, (2008.) Tecnología: 9. Programa Práctico de Inseminación Artificial en Conejos para Granjas Comerciales. (Consultado el 5 septiembre del 2016).

[Disponible en]:

<https://chapingo.mx/produccionanimal/images/stories/documentos/Tecnologias/Tecnologia-9-IAconejos-2008.pdf> 12-

- Sánchez. F, (2014). Evaluación de la eficiencia reproductiva en conejas sometidas a la inseminación artificial con diferentes diluyentes y la monta natural, en el cantón QUERO de la provincia TUNGURAHUA Tesis de Grado Previo a la Obtención del Título de Médico Veterinario Zootecnista, Universidad Estatal de Bolívar Facultad de Ciencias Agropecuarias, Recursos Naturales y del Ambiente. 85pp
- Balderas, G. (2004). Evaluación de la Técnica de Inseminación Artificial con Respecto a Monta Directa Para Diferentes Parámetros Reproductivos y Productivos en Conejos.66pp
- Rodríguez A. J. M. y García R. P. 2002. Evolución del manejo reproductivo en cunicultura. Lagomorpha. (124):6-15.
- VETEFARM. 2011. TECNOLOGIA EN INSEMINACIÓN. consultado el 10 de mayo del 2012. www.1vetefarm.com/nota.asp?not=275&sec8,
- ALVARIÑO, M. (1993). Control de la Reproducción del Conejo. 1º edición. Editorial Iryda; Mundi Prensa. España.
- - LUCIANO, C. (2006). Inseminación artificial en conejos (INTA). Portal web Conejos y algo más. <http://www.conejosyalgomas.com.ar>
- García.P y Rodríguez .J,2002. Evolución del manejo reproductivo en Cunicultura, Dpto. de Producción Animal. E.T.S.I. Agrónomos. Universidad Politécnica de Madrid.consultada 15 de abril 2018.https://www.researchgate.net/publication/28265551_Evolucion_del_manejo_reproductivo_en_cunicultura

VIII. ANEXOS

ANEXO N°1: Fertilidad de las conejas inseminadas artificialmente en monta natural y los diferentes dilutores : agua de coco y leche descremada.

TABLA N° 11: Resumen de procesamiento de casos

	Casos					
	Válidos		Perdidos		Total	
	N	Porcentaje	N	Porcentaje	N	Porcentaje
tratamiento aplicados *						
CONEJAS QUE PARIERON	36	100,0%	0	0,0%	36	100,0%

TABLA N° 12 : Tabla cruzada tratamiento aplicados*conejas que parieron

			CONEJAS QUE PARIERON		Total
			PARIERON	NO PARIERON	
tratamiento aplicados	T0: MONTA NATURAL	Recuento	12	0	12
		Recuento esperado	10,3	1,7	12,0
	T1: AGUA DE COCO	Recuento	11	1	12
		Recuento esperado	10,3	1,7	12,0
	T2: LECHE DESCREMADA	Recuento	8	4	12
		Recuento esperado	10,3	1,7	12,0
	Total	Recuento	31	5	36
		Recuento esperado	31,0	5,0	36,0

ANEXO N°2: Tamaño de camada en conejas inseminadas artificialmente en monta natural y los diferentes dilutores : agua de coco y leche descremada.

TABLA N° 13: Prueba de chi- cuadrado en la fertilidad de camada de conejas inseminadas artificialmente usando dilutores: agua de coco y leche descremada.

	Valor	gl	Significación asintótica (bilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	6,039 ^a	2	,049
Razón de verosimilitud	6,851	2	,033
Asociación lineal por lineal	5,419	1	,020
N de casos válidos	36		
X ² _c : 6.039 NS X ² _t (4,0.05): 9.49			

H₀: La fertilidad es independiente del método de preñez.

H_a: La fertilidad depende del método de preñez.

X²_c: Ji- Cuadrado Calculada

X²_t: Ji- Cuadrado Tabulada.

N.S.: No significativo

$$\begin{array}{l} X^2_c \leq X^2_t \text{ N.S} \\ X^2_c > X^2_t \text{ *} \end{array}$$

TABLA N° 14: Prueba de anova del Tamaño de camada al nacimiento en conejas inseminadas artificialmente con diferentes diluyentes

ANOVA

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	81,556	2	40,778	28,430*	,000
Dentro de grupos	47,333	33	1,434		
Total	128,889	35			

Media que están unidas por una recta son no significativa ($p > 0.05$)

F TABULADA : 3.285

$F_c > F_t$ SIGNIFICATIVO

El mayor número de camada fue para el T0 seguido por el T1 y T2, al realizar el análisis de varianza ($p > 0.05$) se obtuvo que es significativa a tener este resultado se realizó la prueba de Dukey donde se obtuvo que el $T0 \neq T1 \neq T2$.

TABLA N° 15: Prueba de Tukey del Tamaño de camada al nacimiento en conejas inseminadas artificialmente con diferentes diluyentes

Comparaciones múltiples

Variable dependiente: NUMERO DE CRIAS NACIDAS

HSD Tukey

		Diferencia de medias (I-J)	Error estándar	Sig.	Intervalo de confianza al 95%	
(I) tratamiento aplicados	(J) tratamiento aplicados				Límite inferior	Límite superior
T0: MONTA NATURAL	T1: AGUA DE COCO	1,50000*	,48893	,012	,3003	2,6997
	T2: LECHE DESCREMADA	3,66667*	,48893	,000	2,4669	4,8664
T1: AGUA DE COCO	T0: MONTA NATURAL	-1,50000*	,48893	,012	-2,6997	-,3003
	T2: LECHE DESCREMADA	2,16667*	,48893	,000	,9669	3,3664
T2: LECHE DESCREMADA	T0: MONTA NATURAL	-3,66667*	,48893	,000	-4,8664	-2,4669
	T1: AGUA DE COCO	-2,16667*	,48893	,000	-3,3664	-,9669

*. La diferencia de medias es significativa en el nivel 0.05.

NUMERO DE CRIAS NACIDAS

HSD Tukey^a

tratamiento aplicados	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
T2: LECHE DESCREMADA	12	1,5000		
T1: AGUA DE COCO	12		3,6667	
T0: MONTA NATURAL	12			5,1667
Sig.		1,000	1,000	1,000

Se visualizan las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a. Utiliza el tamaño de la muestra de la media armónica = 12,000.

ANEXO N°3: Análisis económico del costo por gazapo en conejas inseminadas artificialmente en monta natural y los diferentes dilutores : agua de coco y leche descremada.

Tabla N° 16: Costos tratamiento 0 (monta natural)

Descripcion	Costo Unitario	Cantidad	Costo Total
Conejas	25.00	12	300.00
Conejo reproductor	40.00	1	40.00
Alimentacion Macho (0.50/ 35d)	17.50	1	17.50
Alimentacion Hembra (0.35/35d)	12.25	12	147.00
Jaula	50.00	1	50.00
Hormona	0.50	12	6.00
Vitamina ADE	0.80	5	4.00
Desparasitacion	0.07	13	0.91
Jaula de Conejo	35.00	1	35.00
Comedero	2.00	4	8.00
TOTAL			608.41

Tabla N° 17: Costo tratamiento 1 (agua de coco)

Descripcion	Costo Unitario	Cantidad	Costo Total
Conejas	25.00	12	300.00
Alimentacion hembras (0.35/21d)	7.35	12	88.20
Alimentacion Macho (0.50/ 21d)	10.50	1	10.50
Jaula	50.00	2	100.00
jaula del macho	35.00	1	35.00
Hormona	0.50	12	6.00
Vitamina ADE	0.80	1	0.80
Desparasitacion	0.07	12	0.84
Agua de Coco	0.30	1	0.30
Comedero	2.00	3	6.00
Vagina Artificial	5.00	1	5.00
Material de Laboratorio	5.00	1	5.00
TOTAL			557.64

Tabla N° 18: Costo tratamiento 2 (leche descremada)

Descripcion	Costo Unitario	Cantidad	Costo Total
Conejas	25.00	12	300.00
Alimentacion hembras (0.35/21d)	7.35	12	88.20
Alimentacion Macho (0.50/ 21d)	10.50	1	10.50
Jaula	50.00	2	100.00
jaula del macho	35.00	1	35.00
Hormona	0.50	12	6.00
Vitamina ADE	0.80		0.00
Desparasitacion	0.07	1	0.07
Leche Descremada	0.50	1	0.50
Comedero	2.00	4	8.00
Vagina Artificial	5.00	1	5.00
Material de laboratorio	5.00	1	5.00
TOTAL			558.27

ANEXO N°4 : Análisis de motilidad y viabilidad espermática sometidas a 15 °C usando dilutores: agua de coco y leche descremada.

Tabla N° 19: Análisis motilidad espermática

Motilidad	T1	T2
30 minutos	99%	98%
60 minutos	87%	80%
120 minutos	75%	65%

Tabla N° 20: Analisis viabilidad espermática

Viabilidad	T1	T2
30 minutos	78%	84%
60 minutos	74%	80%
120 minutos	64%	69%

FIGURA N°2: Observación microscópica del semen del conejo



FIGURA N°3: Dilución de leche descremada y agua de coco en el semen fresco de conejo



FIGURA N° 4: Extracción de semen del conejo usando la vagina artificial



FIGURA N° 5: Inseminación artificial diluida con diferentes dilutores en conejas receptoras

