FACULTAD DE INGENIERÍA, ARQUITECTURA Y URBANISMO

ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGROINDUSTRIAL Y COMERCIO EXTERIOR

TESIS

EXTRACCIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS A PARTIR DE LA CÁSCARA DE UVA NEGRA VARIEDAD CABERNET (*Vitis vinífera L.*) Y SU APLICACIÓN EN EL FILETE DE CABALLA (*Scomber Scombrus*)

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE INGENIERO AGROINDUSTRIAL Y COMERCIO EXTERIOR

Autor:
Bach. Salazar Nuñez Brayan Yair
(https://orcid.org/0000-0002-1876-6181)

Asesor:
Mg. Ing. Aurora Vigo Edward Florencio
(https://orcid.org/0000-0002-9731-4318)

Línea de investigación:
Infraestructura, Tecnología y Medio Ambiente

Pimentel – Perú
2021

EXTRACCIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS A PARTIR DE LA CÁSCARA DE UVA NEGRA CABERNET (*Vitis vinífera L.)* Y SU APLICACIÓN EN FILETE DE CABALLA (*Scomber Scombrus*)

BACH. SALAZAR NUÑEZ BRAYAN YAIR

AUTOR (A)

Aprobado por:

MSc. PURIHUAMAN LEONARDO CELSO NAZARIO
PRESIDENTE DEL JURADO

Mg. AURORA VIGO EDWARD FLORENCIO
SECRETARIO DEL JURADO

Ing. SÍMPALO LÓPEZ WALTER BERNARDO
VOCAL DEL JURADO

MAYO DEL 2021

DEDICATORIA

A Dios por su infinito cariño y amor, por darme la fuerza necesaria para seguir adelante, protegiéndome y guiándome siempre por el buen camino.

Con amor a mis padres Fernando y Reina por su cariño incondicional, consejos, esfuerzo y confianza para seguir adelante y cumplir uno de mis sueños de ser profesional.

De igual manera a mi abuelita Cecilia "SHISHA" que me brindado su amor y cariño para seguir adelante y lograr lo que me proponga en la vida; te agradezco infinitamente mamita, este logro te lo dedico hasta el cielo viejita linda "TU CHOLITO".

AGRADECIMIENTOS

Agradecer a Dios por darme la vida, ser mi guía y nunca abandonarme en los momentos difíciles.

Agradezco a mis padres que con sacrificio, dedicación y esfuerzo me ayudaron a culminar mis estudios universitarios y seguir adelante a pesar de las adversidades e inconvenientes que se presentaron.

A mi familia por su amor, consejos, motivación y apoyo incondicional que me brindaron durante toda mi vida.

A mis docentes por haber compartido sus conocimientos y experiencias a lo largo de mi carrera universitaria.

ÍNDICE

DEDICATORIA iii
AGRADECIMIENTOS iv
ÍNDICE v
ÍNDICE DE TABLAS vii
ÍNDICE DE FIGURAS ix
Resumen xi
Abstract xii
I. INTRODUCCIÓN 13
1.1. Realidad Problemática 15
1.2. Antecedentes de estudio 16
1.3. Teorías relacionadas al tema 18
1.4. Formulación del problema 29
1.5. Justificación e importancia del estudio 29
1.6. Hipótesis 30
1.7. Objetivos 30
II. MATERIAL Y MÉTODO 32
2.1. Tipo y diseño de investigación 32
2.2. Población y muestra 32
2.3. Variables, Operacionalización 33
2.4. Técnicas e instrumentos de recolección de datos 36
2.5. Procedimientos de recolección de datos 38
2.6. Aspectos Éticos 43
III. RESULTADOS 44
3.1. Resultados en tablas y figuras 44
3.1.1.1. Determinación del Tiempo de Vida Útil, para la muestra control. 57
3.1.1.2. Determinación del Tiempo de Vida Útil, para la muestra con extracto fenólico de 1% 61
3.1.1.3. Determinación del Tiempo de Vida Útil, para la muestra con extracto fenólico de 3% 65
3.2. Discusión de resultados 77
IV. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES 82
4.1. Conclusiones 82
4.2. Recomendaciones 83

REFERENCIAS.....84
ANEXOS 88

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Datos Nutricionales. 18
Tabla 2. Compuestos Fenólicos en la Uva.....20
Tabla 3. Composición en 100 g de alimentos.....25
Tabla 4. Planes de muestreo para Análisis microbiológico. 28
Tabla 5. Objetivo Especifico 1: Variables Independientes para la Caracterización Fisicoquímica de la cáscara de uva negra de la variedad Cabernet 33
Tabla 6. Objetivo Especifico 1: Variables Dependiente para la Caracterización Fisicoquímica de la cáscara de uva negra de la variedad Cabernet 33
Tabla 7. Objetivo Especifico 2: Variables Independientes para determinar el rendimiento de la extracción de compuestos fenólicos de la cascara de uva utilizando extracción por etanol. 34
Tabla 8. Objetivo Especifico 2: Variables Dependiente para determinar el rendimiento de la extracción de compuestos fenólicos de la cascara de uva utilizando extracción por etanol. 34
Tabla 9. Objetivo Especifico 3: Variables Independientes para la aplicación del extracto fenólico y determinación del Tiempo de vida Útil.....35
Tabla 10. Objetivo Especifico 3: Variables Dependiente para la aplicación del extracto fenólico y determinación del Tiempo de vida Útil. 35
Tabla 11. Objetivo Especifico 4: Variables Independientes para la determinación de la variación de color en escala CIELab, en función del Tiempo de Vida Útil. 36
Tabla 12. Objetivo Especifico 4: Variables Dependiente para la determinación de la variación de color en escala CIELab, en función del Tiempo de Vida Útil. 36
Tabla 13.Compocicion Química de la cascara de uva en 100 gramos de muestra 44
Tabla 14.Resultados en AB de extractos fenólicos 45
Tabla 15.Resultados ABS del ácido gálico.....45
Tabla 16.Resultados en concentración de Compuestos Fenólicos (mg/mL).....46
Tabla 17 Análisis de varianza para la concentración de Compuestos Fenólicos ..47
Tabla 18 Coeficientes estadísticos.....47
Tabla 19. Crecimiento microbiano (Aerobios Mesófilos) promedio en UFC/mL de cada dilución en un periodo de 14 días.....52
Tabla 20. Crecimiento microbiano (Aerobios Mesófilos) promedio en 10^3 UFC/g de cada dilución en un periodo de 14 días, para la muestra de control. 58

En la Tabla 21. Se observa el crecimiento microbiano en Aerobios Mesófilos promedio en 10^3 UFC/g de cada dilución en un periodo de 14 días, para la muestra de control, así también podemos observar sus coeficientes de la ecuación del grafico para la aplicación en la ecuación de Arrhenius. Ai es el promedio de los valores de la tabla anterior. 58
Tabla 22. Valores de inversa del Factor de dilución vs Log K, para la muestra control 59
Tabla 23. Crecimiento microbiano (Aerobios Mesófilos) promedio en 10^3 UFC/g de cada dilución en un periodo de 14 días, para la muestra con extracto fenólico de 1%. 62
Tabla 24. Valores de inversa del Factor de dilución vs Log K, para la muestra con extracto fenólico al 1 %. 63
Tabla 25. Crecimiento microbiano (Aerobios Mesófilos) promedio en 10^3 UFC/g de cada dilución en un periodo de 14 días, para la muestra con extracto fenólico de 3%. 66
Tabla 26. Valores de inversa del Factor de dilución vs Log K, para la muestra control 67
Tabla 27. Valores del color en escala CIELab.....71
Tabla 28. Variación de los valores del color en escala CIELab, para la muestra control. 72
Tabla 29. Valores del color en escala CIELab, para la muestra con extracto fenólico al 1 %. 73
Tabla 30. Valores del color en escala CIELab, para la muestra con extracto fenólico al 1 % 73
Tabla 31. Valores del color en escala CIELab, para la muestra con extracto fenólico al 3 %. 75
Tabla 32. Valores del color en escala CIELab, para la muestra con extracto fenólico al 3 % 75

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Composición química de la Uva 19
Figura 2. Las estructuras químicas básicas de las principales clases de flavonoides 21
Figura 3. Estructuras químicas de taninos hidrolizables (A) y taninos no hidrolizables o condensados (B) 22
Figura 4. Estructura química Antosianos.....23
Figura 5. Caballa (Scomber japonicus). 24
Figura 6. Diagrama de flujo para la obtención Extracto Etanolico. 40
Figura 7. Diagrama de flujo para la obtención de tres diferentes tratamientos. ...41
Figura 8. Gráfico Lineal Ácido Gálico 46
Figura 9. Aplicación de Design-Expert 7.0.0 para el procesamiento de datos 47
Figura 10. Gráfico de interacción de las variables temperaturas y proporciones. 49
Figura 11. Gráfico de contorno de los compuestos fenólicos con sus variables: temperaturas y proporciones.....50
Figura 12. Gráfico de contorno de las variables temperaturas y proporciones.....51
Figura 13. Gráfico del crecimiento microbiano de la muestra control para los tres factores de dilución (Fd) de la dilución seriada. 53
Figura 14. Gráfico de las líneas de tendencia del crecimiento microbiano de la muestra control.....54
Figura 15. Gráfico del crecimiento microbiano de la muestra sumergida en extracto fenólico al 1% para los tres factores de dilución (Fd). 54
Figura 16. Gráfico de las líneas de tendencia del crecimiento microbiano de la muestra con 1% de extracto fenólico. 55
Figura 17. Gráfico del crecimiento microbiano de la muestra sumergida en extracto fenólico al 3% para los tres factores de dilución (Fd). 56
Figura 18. Gráfico de las líneas de tendencia del crecimiento microbiano de la muestra con 3% de extracto fenólico. 57
Figura 19. Gráfico de las Líneas de tendencia exponencial del Crecimiento microbiano en la muestra control. 59
Figura 20. Gráfico con ecuación de orden 0 para la muestra control. 60
Figura 21. Gráfico de Cinética del crecimiento microbiano exponencial en la muestra Control.....61

Figura 22. Gráfico de las Líneas de tendencia exponencial del Crecimiento microbiano en la muestra con extracto fenólico al 1 %. 63
Figura 23. Gráfico con ecuación de orden 0 para la muestra con extracto fenólico de 1 %l. 64
Figura 24. Gráfico de Cinética del crecimiento microbiano exponencial en la muestra con extracto fenólico al 1 %.....65
Figura 25. Gráfico de las Líneas de tendencia exponencial del Crecimiento microbiano en la muestra con extracto fenólico al 3 %. 67
Figura 26. Gráfico con ecuación de orden 0 para la muestra con extracto fenólico de 3 %l. 68
Figura 27. Gráfico de Cinética del crecimiento microbiano exponencial en la muestra Control.....69
Figura 28. Variación del Color durante el Almacenamiento para la muestra control 72
Figura 29. Variación del Color durante el Almacenamiento para la muestra con extracto fenólico al 1% 74
Figura 30. Variación del Color durante el Almacenamiento para la muestra con extracto fenólico al 3% 76

Resumen

“EXTRACCIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS A PARTIR DE LA CÁSCARA DE UVA NEGRA CABERNET (*Vitis vinífera L.*) Y SU APLICACIÓN EN FILETE DE CABALLA (*Scomber Scombrus*)”

Bach. Salazar Nuñez Brayan Yair[1]

La calidad del pescado depende de factores físicos, químicos, bioquímicos y microbiológicos, por lo tanto, el control de estos factores es esencial para la conservación de alimentos perecederos, es por esto que la presente investigación tuvo como objetivo la extracción de compuestos fenólicos a partir de la cáscara de uva negra de la variedad cabernet *(Vitis vinífera L*) y aplicarlo en el filete de caballa (*Scomber Scombrus*) para alargar su tiempo de vida útil. El contenido de fenoles totales se determinó por el método de Folin-Ciocalteau, donde se analizaron 3 muestras diferentes utilizando etanol 96% como disolvente; donde el solvente y el tiempo influyeron en la extracción de los compuestos fenólicos, dando como resultado una mayor composición fenólica en la muestra de 2 gr de cáscara seca con 20 ml de etanol dando como resultado 2.494 mg/mL Acido Gálico. Para el tiempo de vida útil se empleó el método de Recuento en Placas, donde se realizó 3 concentraciones de 0, 1 y 3 % y se aplicó en el filete de caballa, para la muestra control dio como resultado 23 días, para la muestra al 1% de 40 días y a la muestra que tiene mayor concentración de fenoles 3% dio como resultado 42 días. En cuanto a la variación total del color ΔE*, para la muestra control este indicador nos dio un valor de 0.8855, para la muestra con el 1% nos dió un valor de 0.9374 y para la muestra con un 3% se obtuvo un valor de 0.6357, lo cual nos indica que es mucho menor significativamente.

***Palabras claves**: Compuestos Fenólicos, Cascara de uva, Caballa, Conservante, Folin-Ciocalteau, recuento en placas*

---

[1]*Adscrita a la Escuela Académica Profesional de Ingeniería Agroindustrial y Comercio Exterior. Ingeniería, Arquitectura y Urbanismo. Estudiante. Universidad Señor de Sipán., Pimentel. Lambayeque. Perú, email: SNUNEZBRAYANYAI@crece.uss.edu.pe,Código ORCID:* https://orcid.org/0000-0002-1876-6181

Abstract

"EXTRACTION OF PHENOLIC COMPOUNDS FROM THE BLACK GRAPE PEEL (*Vitis vinífera L.*) AND ITS APPLICATION IN MACKEREL STEAK (*Scomber Scombrus*)"

Bach. Salazar Nuñez Brayan Yair[1]

The quality of the fish depends on physical, chemical, biochemical and microbiological factors; therefore, the control of these factors is essential for the preservation of perishable foods, that is why the present investigation aimed to extract phenolic compounds from of the peel of black grapes of the cabernet variety (*Vitis vinífera L*) and apply it to the fillet of mackerel (*Scomber Scombrus*) to extend its useful life. The content of total phenols was determined by the Folin-Ciocalteau method, where 3 different samples were analyzed using 96% ethanol as solvent; where the solvent and time influenced the extraction of phenolic compounds, resulting in a higher phenolic composition in the sample of 2 gr of dry shell with 20 ml of ethanol, resulting in 2.494 mg / mL Gallic Acid. For the useful life time, the Plate Count method was used, where 3 concentrations of 0, 1 and 3% were carried out and applied to the mackerel fillet, for the control sample it resulted in 23 days, for the sample at 1% of 40 days and the sample with the highest concentration of phenols 3% gave 42 days as a result. Regarding the total variation of the color ΔE *, for the control sample this indicator gave us a value of 0.8855, for the sample with 1% it gave us a value of 0.9374 and for the sample with 3% a value of 0.6357, which indicates that it is significantly less.

***Key words**: Phenolic compounds, Grape peel, Mackerel, Preservative*

---

[1]*Adscrita a la Escuela Académica Profesional de Ingeniería Agroindustrial y Comercio Exterior. Ingeniería, Arquitectura y Urbanismo. Estudiante. Universidad Señor de Sipán., Pimentel. Lambayeque. Perú, email: SNUNEZBRAYANYAI@crece.uss.edu.pe*

Código ORCID: https://orcid.org/0000-0002-1876-6181

I. INTRODUCCIÓN

Hoy en día a surgido la necesidad tanto las industrias como los consumidores de buscar alternativas para alargar la vida útil de alimentos hidrobiológicos, la aplicación de aditivos naturales implica el aislamiento, la purificación, estabilización e incorporación de estos compuestos con fines antimicrobianos, sin afectar su composición y las características del pescado fresco. Se a comprobado que muchas frutas y verduras tienen composiciones naturales con actividad antimicrobiana, estos compuestos pueden desempeñar el papel de prolongar la vida de alimentos. (Torabi et al., 2016)

La actividad antimicrobiana de frutas como por ejemplo los subproductos de la uva se le atribuye compuestos bioactivos en lo que destacan los compuestos fenólicos presentes en extractos. Se ha observado que la grasa, la proteína, la concentración de sal, el pH y la temperatura afectan la actividad antimicrobiana de estos compuestos. (Torabi et al., 2016)

Para la industria alimentaria, los compuestos fenólicos tienen un uso potencial como biopreservantes. Además, los compuestos fenólicos han sido ampliamente estudiados y aplicados para alargar el tiempo de vida útil de productos perecederos, de esta manera, estos compuestos han aumentado su popularidad y, poco a poco, los consumidores están más interesados en estos compuestos debido al hecho de que provienen de fuentes naturales y porque tienen actividad biológica saludable. (Torabi et al., 2016)

Las uvas son una rica fuente de diferentes compuestos fenólicos potencialmente bioactivos en altas concentraciones y los subproductos de la producción de vino como la piel, por ejemplo, puede mantener cantidades apreciables de estas sustancias, como flavonoides, ácidos fenólicos y taninos, que tienen propiedades antioxidantes y antibacterianas. (McGuinness, Mahfood, & Hoff, 2010)

La FAO afirma que las operaciones de procesamiento de frutas y verduras producen importantes desechos de subproductos, que constituyen alrededor del 25% al 30% de todo un grupo de productos. Los desechos se componen principalmente de semillas, piel, cáscara y orujo, que contienen buenas fuentes de compuestos bioactivos potencialmente valiosos, como los compuestos fenólicos. (Sagar, Pareek, Sharma, Yahia, & Lobo, 2018)

Es por esto que esta investigación tiene como objetivo la extracción de compuestos fenólicos que se encuentran ampliamente distribuidos en los subproductos de la uva como es la cascara, la cual es desechada sin darle un uso potencial y aplicarlo como un conservante natural para alargar la vida útil del filete de caballa que por lo general tiene un corto tiempo de vida ya sea por la una mala manipulación lo que conlleva a una descomposición microbiológica.

1.1. Realidad Problemática

Según IMARPE (2019), informo que el desembarque de jurel y caballa durante el período de enero hasta 16 diciembre del 2018 alcanzaron aproximadamente las 112 209 toneladas, correspondiendo 57 360 toneladas a la caballa (51.1%) y 54 849 toneladas al jurel (48.9%).

La carne de pescado comparado con la de otros animales, es mucho más perecedera, su calidad se ve afectada fácilmente por el deterioro químico y microbiológico, lo que esto conduce a cambios en el color, olor, textura y sabor, y esto da lugar a una intoxicación alimentaria. (Maqsood, Benjakul, & Shahidi, 2013)

Los conservantes de alimentos proporcionan una solución efectiva para este problema de seguridad alimentaria. Sin embargo, los conservantes sintéticos presentan un enorme riesgos para la salud de las personas, lo que conlleva a ocasionar posibles alergias y está comprobado que ocasiona cáncer (Etemadi et al., 2017; Varraso & Camargo, 2014) citado por (Mark, Lyu, Lee, Parra-Saldívar, & Chen, 2019)

Por lo tanto, las búsquedas de conservantes naturales hoy en día a aumentado su popularidad, por sus propiedades beneficiosas tanto para los alimentos como para la salud de las personas, se busca que sean efectivos y no tóxicos, esto ha despertado un gran interés para las industrias alimentarias como también para los consumidores, por lo tanto, este compuesto natural se puede obtener a partir de los subproductos de la uva. (Shahidi y Ambigaipalan, 2015) citado por (Mark et al., 2019).

La uva es el cultivo de frutas más grande del mundo con una producción anual de 67 millones de toneladas. El 80% de la producción de uva se emplea como materia prima en la vinificación, actualmente las industrias dedicadas a la producción de vino desechan millones de toneladas de residuos luego de realizarse la fermentación, esto representa un problema ambiental y económico. (Fontana, Antoniolli, & Bottini, 2013)

Se considera a la cascara de uva como la fuente más importante de compuestos fenólicos, estos compuestos se distribuyen principalmente en la piel, el tallo, las hojas y las semillas de la uva. Estos compuestos son ampliamente utilizados para minimizar el crecimiento microbiano y al mismo tiempo alargando la vida útil de productos perecederos. (Serra et al., 2008).

Sin embargo, en la producción de vinos el conjunto de cáscaras, fibra y semillas de la uva una vez usada, son desechados en la primera fase del proceso de obtención del vino, sin darle un uso potencial. (Miguel Sandoval, 2008).

Es por esto que hoy en día tanto las industrias alimentarias como los consumidores buscan conservantes de origen natural en vez de los sintéticos, ya que estos pueden afectar contra la vida de las personas. Así mismo aprovechar los beneficios de la cascara de uva, en cuanto a su composición fenólica, para alargar la vida útil del pescado fresco.

1.2. Antecedentes de estudio

Según los autores, Segura, Guerrero, Posada, Mojica, & Mora (2015) en su investigación cuyo título es: Evaluación y caracterización de residuos en la industria vinícola del valle de Sáchica como potencial nutricional para su aprovechamiento después del proceso agroindustrial, el cual tuvo como objetivo principal evaluar y caracterizar los residuos que se obtienen de la uva en la producción de vino como una fuente prometedora de compuestos bioactivos; usando la metodología de la AOAC, donde se evaluó en primer lugar el rendimiento en orujo, el contenido de ceniza por método gravimétrico de acuerdo a la AOAC; humedad por método gravimétrico de acuerdo a la AOAC. Dando como resultado en primer lugar el rendimiento en orujo del 20%, en cuanto al contenido de fenoles totales del orden de 10 a 15 µmol/g de peso seco, un contenido de humedad de 80.14%, cenizas 1.26%. En lo que se concluye que existe un excelente potencial de compuestos bioactivos que los podemos aprovechar.

Por otro lado los autores Abdrabba & Hussein, (2015), en su investigación cuyo título es: Evaluación de la composición química de pulpa, semillas y cáscara

de uva de Libia, el cual tuvo como objetivo determinar la composición química de la uva, y el contenido fenólico total de las tres partes mencionadas, se determinó mediante la metodología AOAC. El cual se obtuvo como resultados bromatológicos finales una humedad (73.60%), proteína (2.30%), grasa (5.10%), carbohidratos (17.79%), cenizas (0.42%), fibra (11.20%) y el contenido de fenoles de 9 a 11 µmol/g de peso seco. Así se concluyó que los residuos de uva tienes componentes muy valiosos que se encuentran en cantidades significativas.

Así también los autores Negro, Tommasi, & Miceli, (2003), realizaron la investigación cuyo título es: Evaluación de los compuestos fenólicos y su actividad antioxidante de extractos de orujo de uva roja. la cual tuvo como objetivo determinar el contenido de compuestos fenólicos de un extracto etanólico de orujo de uva roja y sus componentes: cáscaras y semillas. Como metodología usada fue de la AOAC para la determinación de fenoles (mg / l) utilizando el método de Folin-Ciocalteou (Singleton y Rossi, 1965) y expresado como equivalente de ácido gálico (GAE). Los resultados llegados a obtener están por el orden de 3.33 ± 0.003 de fenoles por g/100 gramos de materia seca, en donde podemos concluir que queda demostrado que el orujo de uva roja es rico en compuestos de polifenoles con una clara actividad antioxidante.

Hasani & Hasani, (2014), en su investigación titulada: Evaluación del efecto de agregar un extracto de subproducto de orujo de uva roja al pescado fileteado y su vida útil. En esta investigación tuvo como objetivo realizar extracciones con diferentes concentraciones muestra-solvente. La metodología de extracción es en concentraciones de 0, 2 y 4 % para luego evaluar mediante análisis microbiológico mediante la determinación de los recuentos viables totales (TVC), análisis sensorial. Dando como resultados para la muestra en los días 6 y 9. Concentraciones de casi 6 UFC / g, a nivel sensorial el color, olor textura, se obtuvo una calificación de 3 en una escala de 5 puntos, con ello se concluyó que el efecto del extracto es significativo en las muestras de filete.

1.3. Teorías relacionadas al tema

1.3.1. Uva

Son una de las frutas más comúnmente producidas en el mundo. cultivos, con aproximadamente 75 millones de toneladas producidas cada año. También es una de las frutas más abundantes: casi el 50%. de las uvas se utilizan para hacer vino, un tercio se consume como fresco fruta y el resto se seca, se consume como jugo de uva o se almacena en La forma de los mostos de uva (concentrados o no).

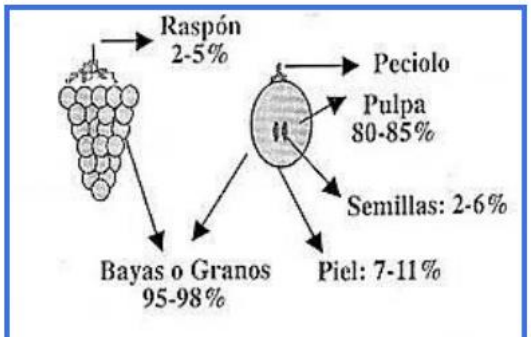
Su cultivo se extiende por todo el mundo, con una superficie estimada de 7,5 millones de hectáreas en 2014, en 100 diferentes países. Las uvas se consumen tanto frescas como productos procesados, como vino, mermelada, jugo, gelatina, semilla de uva extracto, uvas secas, vinagre y aceite de semilla de uva. La razón para tener estos productos procesados variados se debe a la perecedera extrema de la fruta. La uva es de hecho una de las frutas. con el mayor aporte de tecnología (enfriamiento, sulfuración, empaque, almacenamiento en frío) y prácticas (mano de obra). Por esta razón es el cultivo de frutas con el valor total de producción más alto del mundo.(FAO and OIV, 2016)

Tabla 1. Datos Nutricionales.

Para porciones de 100 g	Uvas
Carbohidratos (g)	17
Calorías (kcal)	65
Índice glucémico (IG)	51
Potasio (% RDA)	11%
Vitamina B6 (% RDA)	3%
Vitamina C (% RDA)	3%
Vitamina B1 - Tiamina (% RDA)	6%
Vitamina E (% RDA)	2%
Manganeso	3%

Fuente: FAO. 2016

1.3.1.1. Composición química de la Uva



Localización de los compuestos fenólicos

	Ac. Fenoles	Flavonoides	Antocianos	Taninos
Piel	Si	Si	Si	Si
Pulpa	Si	No	No	No
Semillas	Si	No	No	Si
Raspón	Si	No	No	Si

Figura 1. Composición química de la Uva

Fuente: Indecopi 2018

1.3.1.2. Compuestos Fenólicos en la Uva

Son componentes que destacan de las uvas y el vino, se consume tanto en forma natural como procesada y es considera una fuente importante de compuestos fenólicos en comparación con otras frutas y verduras, se clasifican en dos grupos: no flavonoides y flavonoides. (McGuinness et al., 2010)

Los compuestos de la uva (cascara, semillas y tallos) ha sido evaluado como una fuente prometedora de compuestos fenólicos (ácido gálico, flavan-3-ols, flavonoides, estilbeno y antocianinas). Además, los estudios han demostrado efectos positivos de estos compuestos fenólicos como anticancerígenos, antimutagénicos y antimicrobianos.(McGuinness et al., 2010)

Tabla 2. Compuestos Fenólicos en la Uva

Contenido (mg/Kg bayas)	Pulpa	Hollejos	Pepitas (semillas)
Taninos	Traza	100 – 500	1.01 – 600
Antocianos	0[1]	500 – 3000 [2]	0
Ácidos fenólicos	20 – 170	50 - 200	0

(1) Excepto variedades tintoreras
(2) Contenidos e variedades tintas

Fuente: (Centro de Formacion Investigacion e tecnologia agraria de Galicia., 2018)

1.3.2. Compuestos Fenólicos

Son metabolitos secundarios, que se producen en el ácido shikimico. de plantas y fosfato de pentosa a través de la metabolización del fenilpropanoide. Contienen anillos de benceno, con sustituyentes hidroxilo uno o más, y van con moléculas fenólicas simples a compuestos altamente polimerizados.

Los compuestos fenólicos son un grupo de pequeñas moléculas caracterizadas por sus estructuras que tienen al menos una unidad de fenol. Según sus estructuras químicas, los compuestos fenólicos se pueden dividir en diferentes subgrupos, como ácidos fenólicos, flavonoides , taninos , cumarinas , lignanos, quinonas, estilbenos y curcuminoides. (Lin et al., 2016)

1.3.2.1. Clases de Fenoles

1.3.2.1.1. Flavonoides

Según el grado de hidroxilación y la presencia de un doble enlace C_2 -C_3, los flavonoides se pueden dividir en 13 clases, siendo los más importantes los flavonoles, flavanoles, flavonas, isoflavonas, antocianidinas o

antocianinas y flavanonas. Dentro de estas clases hay muchas variaciones estructurales según el grado de hidrogenación e hidroxilación de los tres sistemas de anillo de estos compuestos. Los flavonoides también se presentan como derivados sulfatados y metilados, conjugados con monosacáridos y disacáridos y formando complejos con oligosacáridos, lípidos, aminas, ácidos carboxílicos y ácidos orgánicos, siendo conocidos aproximadamente 8000 compuestos.(Giada, 2013)

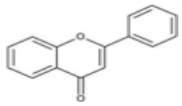
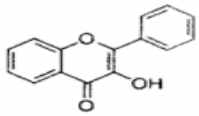
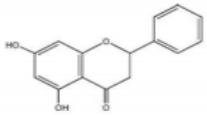
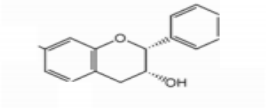
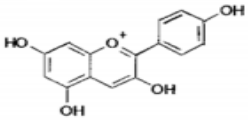
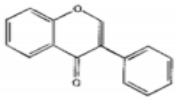
Flavonoid	Basic structure
Flavones	
Flavonols	
Flavanones	
Flavanols	
Anthocyanidins	
Isoflavones	

Figura 2. Las estructuras químicas básicas de las principales clases de flavonoides
Fuente: *Giada (2013)*

1.3.2.1.2. Taninos

Son compuestos fenólicos con peso molecular de intermedio a alto (500-3000 D) y se pueden clasificar en dos grupos principales: taninos hidrolizables y taninos no hidrolizables o condensados. Hay un tercer grupo de

taninos, los florotaninos, que solo se encuentran en las algas marrones y no son comúnmente consumidos por los humanos.(Giada, 2013)

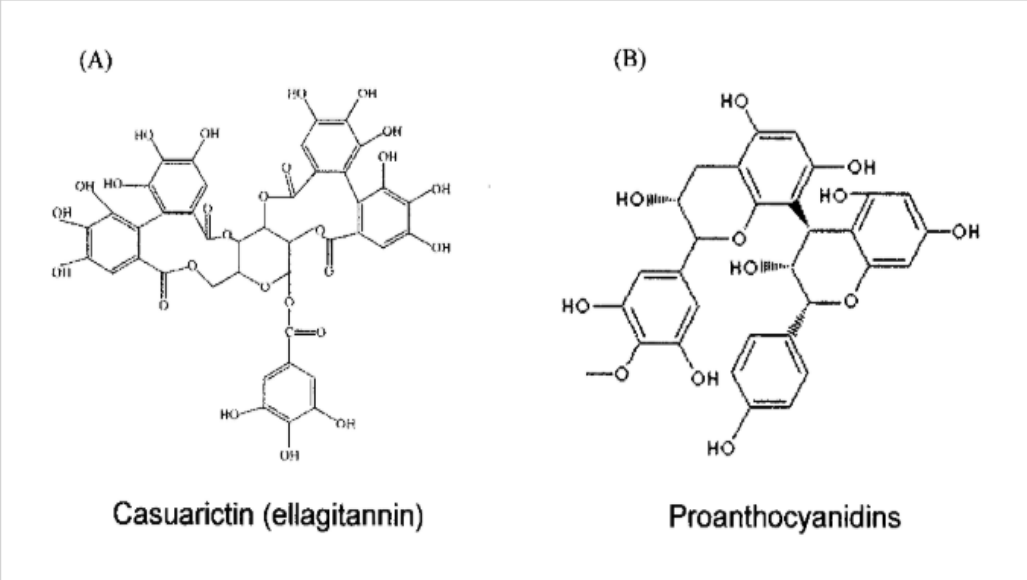


Figura 3. Estructuras químicas de taninos hidrolizables (A) y taninos no hidrolizables o condensados (B)

Fuente: Giada (2013)

1.3.2.1.3. Ácidos fenólicos

Se pueden dividir en dos grupos: ácidos benzoicos y ácidos cinámicos y derivados de los mismos. Los ácidos benzoicos tienen siete átomos de carbono (C_6 -C_1) y son los ácidos fenólicos más simples que se encuentran en la naturaleza. Los ácidos cinámicos tienen nueve átomos de carbono (C_6 -C_3), pero los más comunes en las verduras son con siete. Estas sustancias se caracterizan por tener un anillo bencénico, un grupo carboxílico y uno o más grupos hidroxilo y / o metoxilo en la molécula. (Giada, 2013)

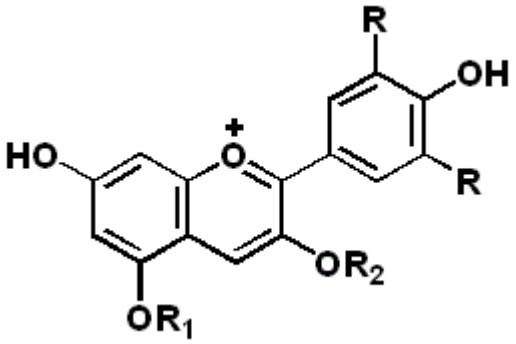


Figura 4. Estructura química Antosianos

Fuente: Ramirez, 2009

1.3.2.2. Actividad Antimicrobiana de Los Compuestos Fenólicos

Los compuestos fenólicos han demostrado poseer propiedades antimicrobianas. Estos compuestos tienen la capacidad de inhibir el crecimiento, reproducción, respiración de los microorganismos. Esta acción se realiza mediante la oxidación de enzimas específicas. (Martínez-Flórez et al., 2002) citado por (Martín Gordo, 2018).

Los compuestos fenólicos se pueden unir al ADN interrumpiendo la reproducción o las proteínas y elementos vitales para los microorganismos (Tomás-Barberán, 2003). Doss et al. (2009) citado por (Martín Gordo, 2018)

La actividad de los fenoles contra las enzimas microbianas. y las proteínas dependen de la concentración, a bajas concentraciones los polifenoles interfieren con sitios específicos, mientras que a altas concentraciones causan desnaturalización (Fung et al., 1977) citado por (Maqsood et al., 2013)

Interactúan con las proteínas de la membrana microbiana, enzimas y lípidos, alterando así la permeabilidad celular y permitiendo la pérdida de protones, iones y macromoléculas (Fung et al., 1977; Bajpai et al., 2008) citado por (Maqsood et al., 2013). Polifenoles que pueden atravesar las células bacterianas las membranas son activas contra enzimas y proteínas. (Maqsood et al., 2013)

También podrían interferir con la función de la membrana. (transporte de electrones, absorción de nutrientes, proteínas, síntesis de ácidos nucleicos y actividad enzimática) (Bajpai et al., 2008) citado por (Maqsood et al., 2013). E interactuar con las proteínas de la membrana, causando deformación en la estructura y funcionalidad (Fung et al., 1977) citado por (Maqsood et al., 2013)

1.3.3. Caballa

La caballa su nombre científico es Scomber Scombrus, tiene un cuerpo redondeado y alargado con dos aletas traseras ampliamente separadas, la primera con 11-13 rayos espinosos, la segunda con rayos suaves, la parte posterior de la caballa es de un azul verdoso brillante, y la cabeza es de un azul acerado con un pequeño parche amarillo detrás del ojo. Hay 23-33 bandas onduladas oscuras en la parte posterior del pez hasta la línea media. Los lados tienen un brillo plateado o cobrizo, el vientre es blanco plateado y hay una línea negra quebrada justo debajo de la línea lateral. Una caballa adulta de 30-35 cm de largo pesa 300-500 g antes de destriparla. Una caballa joven, de 20-25 cm de largo y probablemente en su segundo año, pesa 100-200 g. (Huss, 1988)

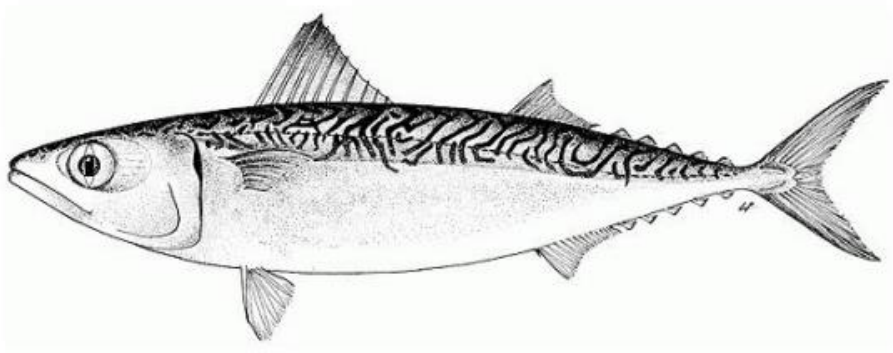


Figura 5. Caballa (*Scomber japonicus*).

Fuente: FAO, 1983

1.3.3.1. Composición Nutricional

La caballa es un pescado graso, y el contenido de grasa y agua varía según la temporada. El contenido de grasa de la caballa capturada en el suroeste de Inglaterra es más bajo en mayo después del desove, y alcanza su punto máximo entre octubre y diciembre después de que los peces se hayan alimentado durante el verano y el otoño. Un rango típico de contenido de grasa durante todo el año es del 6 al 23 por ciento. A medida que aumenta el contenido de grasa, disminuye el contenido de agua; El rango típico de contenido de agua es 56-74 por ciento. El contenido de proteínas es del 18-20 por ciento. El contenido de grasa de la caballa capturada en el oeste de Escocia durante agosto y septiembre es similar al de la caballa de Cornualles durante diciembre y enero. (Huss, 1988)

Tabla 3. Composición en 100 g de alimentos

Nombre del alimento	Energía kcal	Energía KJ	Agua g	Proteínas g	Grasa total g	Carbohidratos totales	Fibra cruda g	Ceniza G
Pescado Caballa, Fresco crudo	130	543	73,8	19,5	4,9	-	-	1,2

Fuente: Reyes, Gómez, Espinoza, Bravo, & Ganoza, 2009

1.3.3.2. Los Lípidos

Los lípidos son los nombres genéricos asignados a un grupo de compuestos liposolubles que se encuentran en los tejidos de plantas y animales, y se clasifican en términos generales como: a) grasas, b) fosfolípidos, c) esfingomielinas, d) ceras, y e) esteroles. Se clasifican en dos grupos: los fosfolípidos y los triglicéridos. (Ranjan, 2019)

1.3.3.2.1. Los fosfolípidos

Fosfolípido es un término general que incluye todos los lípidos que contienen fósforo. Los fosfolípidos son necesarios para el crecimiento óptimo, la supervivencia, la prevención de deformidades esqueléticas y, posiblemente, la resistencia al estrés en peces larvales y juveniles tempranos, tanto de especies marinas como de agua dulce. En las dietas alimentadas con larvas ricas en triacilglicerol, la falta de suficientes fosfolípidos en la dieta limita la síntesis de lipoproteínas en los enterocitos, lo que conduce a un transporte deteriorado de lípidos a los tejidos. (Ranjan, 2019)

1.3.3.3. Cambios en el pescado fresco.

La carne de los peces vivos es estéril. Sin embargo, la piel, el moco, las branquias y el El tracto gastrointestinal contiene microflora significativa. La composición de la bacteria. la comunidad está determinada en gran medida por las bacterias en el medio acuoso rodeando al pez cuando todavía está en su estado larval. (Hansen y Olafsen, 1999) citado por (Leroi & Joffraud, 2011)

En el pescado muerto, primero hay una pérdida de frescura debido a la actividad de la enzima autolítica. Luego Los microorganismos presentes en el pescado pueden contaminar la carne al moverse a través de las fibras musculares o extendiéndose durante las etapas de procesamiento (destripamiento, corte de cabeza, fileteado, etc.) y su actividad conduce a la descomposición, caracterizada por malos olores, sabor y degradación de la textura.(Leroi & Joffraud, 2011)

1.3.3.4. Proteínas

La cantidad de proteína en el músculo de los peces suele estar entre el 15 y el 20 por ciento, pero en algunas especies se encuentran ocasionalmente valores inferiores al 15 por ciento o tan altos como el 28 por ciento. Todas las proteínas, incluidas las de los peces, son cadenas de unidades químicas unidas para formar una molécula larga. Estas unidades, de las cuales hay unos

veinte tipos, se llaman aminoácidos, y algunos de ellos son esenciales en la dieta humana para el mantenimiento de una buena salud.(Huss, 1988)

1.3.3.5. Las Vitaminas y Minerales.

El contenido de vitaminas de peces individuales de la misma especie, e incluso de diferentes partes del mismo pescado, también puede variar considerablemente. A menudo, las partes de un pescado que normalmente no se comen, como el hígado y el intestino, contienen cantidades mucho mayores de vitaminas solubles en aceite que la carne; los hígados de bacalao y halibut, por ejemplo, contienen casi todas las vitaminas A y D presentes en esas especies. En contraste, las mismas dos vitaminas en las anguilas, por ejemplo, están presentes principalmente en la carne. El contenido mineral y vitamínico del pescado no se ve notablemente afectado por un procesamiento cuidadoso o por la conservación, siempre que el almacenamiento no sea muy prolongado. (Huss, 1988)

1.3.3.5.1. Indicadores de inocuidad para los productos pesqueros

Los productos pesqueros están regulados mediante los indicadores sanitarios y de inocuidad para los productos pesqueros y acuícolas para el mercado nacional y de exportación, mediante la Resolución de dirección ejecutiva 057-2016-SANIPES-DE, emitida por el Organismo Nacional de Sanidad Pesquera SANIPES, el 23 de junio del 2016, en la cual establece la simbología usada en los planes de muestreo y su definición:

- "n": Número de unidades de muestras seleccionadas al azar de un lote que se analizan para
- satisfacer los requisitos de un determinado plan de muestreo.
- "c": Número máximo de unidades de muestra que puede contener un número de
- microorganismos comprendidos entre “m” y "M".
- "m": Límite microbiológico que separa la calidad aceptable de la rechazable. En general un valor igual o menor a "m" representa un

producto aceptable y los valores superiores a "m" indican lotes aceptables o inaceptables.

- "M": Los valores de recuentos microbianos superiores a "M" son inaceptables, el alimento representa un riesgo para la salud.

Así también los Planes de muestreo para Análisis microbiológicos, en donde los criterios de higiene lo podemos apreciar en la tabla siguiente:

Tabla 4. Planes de muestreo para Análisis microbiológico.

Alimento	Microorganismo		Plan de evaluación		Limites	
	Especie/grupo	Categoría	n	c	m	M
Productos hidrobiológicos crudos (frescos, refrigerados, congelados, salpresos o ahumados en frio) y precocidos (no destinados a consumo directo): Pescado, Moluscos Cefalópodos, Gasterópodos y Equinodermos.	Aerobios Mesófilos (30°C)	1	5	3	$5x10^5$ UFC/g	10^6 UFC/g
	Escherichia coli	4	5	3	10 UFC/g	10^2 UFC/g
	Staphylococcus aureus	7	5	2	1NMP/g	10NMP/g
	Salmonella spp	10	5	0	10^2 UFC/g	10^3 UFC/g
	Vibrio cholerae	10	5	0	Ausencia/25g	-
	Vibrio parahaemolyticus	10	5	0	Ausencia/25g	-

Fuente: Resolución de dirección ejecutiva 057-2016-SANIPES-DE, Organismo Nacional de Sanidad Pesquera SANIPES

1.4. Formulación del problema

¿Es Posible la Extracción de Compuestos Fenólicos a partir de La Cáscara de Uva Negra (*Vitis Vinifera L)* y aplicarlo en el Filete De Caballa *(Scomber Scombrus*)?

1.5. Justificación e importancia del estudio

El deterioro químico y microbiológico es la causa principal de la pérdida de calidad del pescado, durante la manipulación, el procesamiento y el almacenamiento. Esto ocasiona un olor rancio, sabor desagradable, cambios de color y textura, así como la disminución del valor nutricional, además estos factores se pueden prevenir mediante el uso adecuado de aditivos. (Maqsood et al., 2013)

Actualmente, en el sector pesquero, tanto los consumidores como los fabricantes se centran cada vez más en procesos, con menos uso de aditivos sintéticos y al mismo tiempo sin comprometer la seguridad alimentaria. Adicionalmente, el uso de aditivos sintéticos como agente conservante está bajo estricta regulación debido a su potencial efecto cancerígeno. (Madsen y Bertelsen 1995). Citado por (Viji et al., 2015).

En consecuencia, lo escrito en las leyes de los cuerpos legislativos, junto con la continua demanda de los consumidores de conservantes naturales, han obligado a los fabricantes a restringir el uso de conservantes sintéticos y a usar su contraparte, a base natural. (McGuinness et al., 2010)

De esta manera, estos compuestos han aumentado su popularidad y poco a poco, los consumidores están más interesados en estos compuestos debido al hecho de que provienen de fuentes naturales y porque tienen actividad biológica saludable. Como los que se pueden obtener a partir de los fenoles (Viji et al., 2015)

Los compuestos fenólicos se pueden encontrar en frutas, verduras, bebidas (té, vino, jugos) y estas muestran actividades antimicrobianas. Por lo tanto, los compuestos fenólicos de las frutas como por ejemplo el que se pueden obtener a partir de la cascara uva, pueden servir como aditivo potencial para alargar la vida útil en productos hidrobiológicos..(Maqsood et al., 2013)

La uva es una de las frutas más consumidas en el mundo, tanto en forma natural como procesada y es considera una de las mayores fuentes de compuestos fenólicos en comparación con otras frutas y verduras. El empleo de estos compuestos naturales, sería una nueva alternativa para aumentar la vida útil del pescado fresco, que por lo general tiene un corto tiempo de vida útil. (Sekhon-Loodu, Warnakulasuriya, Rupasinghe, & Shahidi, 2013)

Por lo tanto, con la presente investigación se tendrá como fin proponer nuevas alternativas de aprovechando utilizando la cascará de uva como un conservante natural en la conservación de pescado fresco, manteniendo la calidad y sus características organolépticas, y al mismo tiempo alargando su tiempo de vida útil.

1.6. Hipótesis

HI: Los Compuestos Fenólicos de la Cascara de uva negra de la variedad Cabernet lograra alargar la vida útil del filete de caballa

HO: Los Compuestos Fenólicos de la Cascara de uva negra de la variedad Cabernet no lograra alargar la vida útil del filete de caballa

1.7. Objetivos

1.7.1. Objetivo General

Extraer los Compuestos Fenólicos a Partir de la Cáscara de Uva Negra de la variedad Cabernet (*Vitis Vinifera L.*). Y Aplicarlo en filetes de Caballa (*Scomber Scombrus*)

1.7.2. Objetivos Específicos

- Caracterización Fisicoquímica de la cáscara de uva negra de la variedad Cabernet

- Determinar los rendimientos de la extracción de compuestos fenólicos de la cascara de uva utilizando extracción por etanol.

- Aplicar del extracto Fenólico en el filete de caballa y determinar su Tiempo de Vida Útil

- Determinar la variación de color en escala CIELab, en función el Tiempo de Vida Útil.

II. MATERIAL Y MÉTODO

2.1. Tipo y diseño de investigación

2.1.1. Aplicativa

Esta investigación es aplicativa, ya que el estudio busca el porqué de los hechos, estableciendo relaciones de causa - efecto entre las variables dependientes e independientes.

2.1.2. Experimental

El diseño de esta investigación es experimental ya que se van a manipular las variables independientes para evaluar posteriormente su causa-efecto sobre las variables dependientes.

Según su contexto es de laboratorio, las experiencias se desarrollaron a nivel de laboratorio, aplicando condiciones específicas para el desarrollo de la investigación manejándose variables independientes de manera rigurosas para obtener respuestas aceptables de las variables dependientes.

2.2. Población y muestra

2.2.1. Población

Caballa (Scomber Scombrus)
Uva negra (Vitis vinífera. L.)

2.2.2. Muestra

La caballa (Scomber Scombrus) se obtuvo del terminal pesquero Santa Rosa y la uva negra (Vitis vinífera L.) se obtuvo del mercado mayorista Moshoqueque.

2.3. Variables, Operacionalización

Tabla 5. Objetivo Especifico 1: Variables Independientes para la Caracterización Fisicoquímica de la cáscara de uva negra de la variedad Cabernet

Variables Independiente	Dimensión	Unidades	Método o instrumento
Materia Prima (cascara de uva)	*100*	*gramos*	*Gravimetría*

Elaboración Propia

Tabla 6. Objetivo Especifico 1: Variables Dependiente para la Caracterización Fisicoquímica de la cáscara de uva negra de la variedad Cabernet

Variable Dependiente	Dimensiones	Unidades	Método o instrumento
Humedad	-	Porcentaje	Gravimétrico de la estufa
Carbohidratos	-	Porcentaje	Por diferencia
Proteínas	-	Porcentaje	Micro Keldahl
Fibra	-	Porcentaje	AOAC. 985.29
Cenizas	-	Porcentaje	Incineración directa

Elaboración propia

Tabla 7. Objetivo Especifico 2: Variables Independientes para determinar el rendimiento de la extracción de compuestos fenólicos de la cascara de uva utilizando extracción por etanol.

Variable Independiente	**Dimensión**	**Unidades**	**Método o instrumento**
Relación cascara/etanol	*2-20, 2-30, 2-40*	*gramos/gramos*	*Balanza*
Temperatura de extracción	*20, , 30, y 40*	*°C*	*Termómetro*

Elaboración Propia

Tabla 8. Objetivo Especifico 2: Variables Dependiente para determinar el rendimiento de la extracción de compuestos fenólicos de la cascara de uva utilizando extracción por etanol.

Variable Dependiente	**Dimensiones**	**Unidades**	**Método o instrumento**
Fenoles totales	-	*mg de equivalente de ácido gálico (GAE) / 100 g de peso seco.*	*folin-Ciocalteu*

Elaboración propia

Tabla 9. Objetivo Especifico 3: Variables Independientes para la aplicación del extracto fenólico y determinación del Tiempo de vida Útil

Variable Independiente	**Dimensión**	**Unidades**	**Método o instrumento**
Extracto Etanólico	*0, 1 y 3*	*%*	*Balanza*
Tiempo de Almacenamiento	*14*	*Días*	*Calendario*

Elaboración propia

Tabla 10. Objetivo Especifico 3: Variables Dependiente para la aplicación del extracto fenólico y determinación del Tiempo de vida Útil.

Variable Dependiente	**Dimensiones**	**Unidades**	**Método o instrumento**
Aerobios Mesofilos	-	*UFC/g*	*Recuento en placas*

Elaboración propia

Tabla 11. Objetivo Especifico 4: Variables Independientes para la determinación de la variación de color en escala CIELab, en función del Tiempo de Vida Útil.

Variable Independiente	**Dimensión**	**Unidades**	**Método o instrumento**
Extracto Etanólico	*0, 1 y 3*	*%*	*Balanza*
Tiempo de Almacenamiento	*14*	*días*	*Calendario*

Elaboración propia

Tabla 12. Objetivo Especifico 4: Variables Dependiente para la determinación de la variación de color en escala CIELab, en función del Tiempo de Vida Útil.

Variable Dependiente	**Dimensiones**	**Unidades**	**Método o instrumento**
Variación Total de Color	-	$\Delta E = \sqrt{(\Delta L)^2 + (\Delta a)^2 + (\Delta b)^2}$	*Escala CIELab*

Elaboración propia

2.4. Técnicas e instrumentos de recolección de datos

2.4.1. Técnica Gravimétrica

El análisis gravimétrico es una técnica a través de la cual se puede determinar la cantidad de un analito (el ion que se analiza) a través de la medición de masa. Los análisis gravimétricos dependen de comparar las masas de dos compuestos que contienen el analito. (H.Zumbado, 2002)

2.4.2. Técnica Cronométrica

Técnica utilizada para medir el tiempo exacto que se va a controlar el producto almacenado**.** (Irrazábal, Marotto, En, Investigacion, & Xi, 2004)

2.4.3. Técnica Termométrica

Antes de usarlo tenemos que comprobar que el termómetro está limpio y desinfectado. Para limpiarlo, empapa un algodón en alcohol y frota la parte metálica y agita bien el termómetro antes de ponerlo en el producto, una vez agitado colocarlo dentro del producto. Esperar unos 3 minutos aproximadamente, además no retirarlo antes del tiempo necesario para que marque la temperatura correcta, porque en caso de tomar el tiempo indicado el mercurio se habrá dilatado y marca la temperatura errónea. (Conde, 2007)

2.4.4. Técnica colorimétrica CIElab

Los colores se expresaron en coordenadas CIELab. En este sistema, L * denota ligereza en una escala 0–100 de negro a blanco; a *, (+) rojo o (-) verde; b, (+) amarillo o (-) azul. Las medidas de color se realizaron inclinando el instrumento en la superficie de la carne y la piel en ambos lados del cuerpo del pez. En la piel, se midieron los parámetros de color en la posición dorsal. (MacAgnano et al., 2005)

2.4.5. Caracterización de la materia prima (cascara de uva)

- Determinación de humedad: Método empleado gravimétrico de la estufa.
- Determinación de proteínas: Método empleado Micro Keldahl.
- Determinación de grasa: Método empleado de Soxlet.
- Determinación de carbohidratos: Método empleado por diferencia.
- Determinación de cenizas: Método empleado incineración directa.
- Determinación de fibra: Método empleado AOAC. 985.29.
- Determinación de energía: Método empleado formula de Atwater.

- Determinación de valor nutritivo: Método empleado formula de Atwater.

2.4.6. Instrumentos de Recolección de Datos

- Balanza analítica modelo BOECO BAS 31 CAP:220G. LEG 0.0001G, Instrumento utilizado para medir la masa de un cuerpo o sustancia.

- Esterilización Eléctrico con Circulación de Aire modelo KERTLAB ODHG – 9030ª, proporcionan temperaturas uniformes en todo momento; se usa para esterilizar y secar los materiales a utilizar.

- Autoclave modelo KERT LAB, se utilizan para esterilizar equipos y suministros sometiéndolos a vapor saturado a presión a 121 ° C (249 ° F) durante aproximadamente 15-20 minutos, dependiendo del tamaño de la carga y el contenido

- Calentador con Agitación modelo DLAB, emplea un campo magnético giratorio para hacer que una barra de agitación (o pulga) sumergida en un líquido gire muy rápidamente, agitándola. Y manteniéndolo a una temperatura constante.

- Espectrofotómetro modelo UNICO 2800 UV/VIS, se usa para medir la transmitancia o reflectancia de soluciones, sólidos transparentes u opacos, absorben la luz visible y, por lo tanto, pueden medirse mediante procedimientos colorimétricos.

2.5. Procedimientos de recolección de datos

2.5.1. Método de Preparación

2.5.1.1. Extracto Etanólico

Molina-Quijada et al., (2010) y (Segura et al., 2015) describen los pasos que se debe seguir para la obtención del Extracto Etaniolico.

- Recepción: La uva fue primeramente lavada para eliminar los azucares que esta tiene.
- Separación: Luego manualmente se separará la cascará de la pulpa, descartando el contenido del fruto
- Secado: Se llevó a estufa de flujo de aire caliente a una temperatura de a 50 °C hasta obtener pesos constantes.
- Adicción del Etanol y Homogenización: Se colocaron 2 g de muestra en 20 mLde Etanol 96%, 2 gramos con 30 ml y 2 gramos con 40 ml; luego de esto se homogenizaron por 45 min a una temperatura constante de 20, 30 y 40° C
- Filtrado: Las muestras fueron filtradas con ayuda de un papel filtro.
- Centrifugación: Luego se centrifugado a 4000 rpm durante 15 min.
- Almacenamiento: Los extractos fueron congelados a -20 °C hasta su utilización.

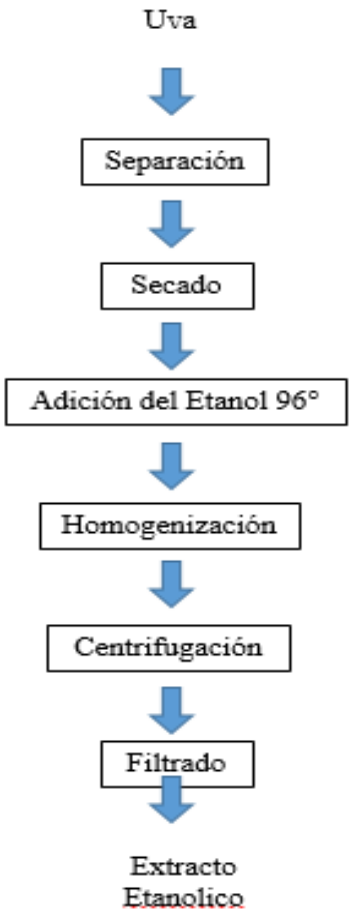


Figura 6. Diagrama de flujo para la obtención Extracto Etanolico.

Fuente: Elaboración propia

2.5.1.2. Tratamiento del filete de Caballa

Hasani & Hasani, (2014) y Viji et al. (2015) describen los pasos que se debe seguir para el tratamiento del filete de caballa + el extracto etanólico.

- Recepción: La caballa fue comprada en el terminal pesquero de santa rosa
- Lavado: Se introdujo en bandejas bold y se lavó.
- Cortado: Se decapitan y evisceran, las caballas decapitadas fueron lavadas y fileteadas.

- Pesado: Los filetes fueron pesados aproximadamente 100 gramos por muestra.
- Tratamiento con Extracto Etanolico: Se hace 3 tratamientos a: 0% (control), 1 % y 3 %, luego de esto los filetes de 100 gramos se introducen en las soluciones respectivas por 30 min.
- Congelación: Luego las muestras se guardan en bolsas de polietileno, se congelaron a 2°C±1 para luego ser analizados en los tiempos indicados.

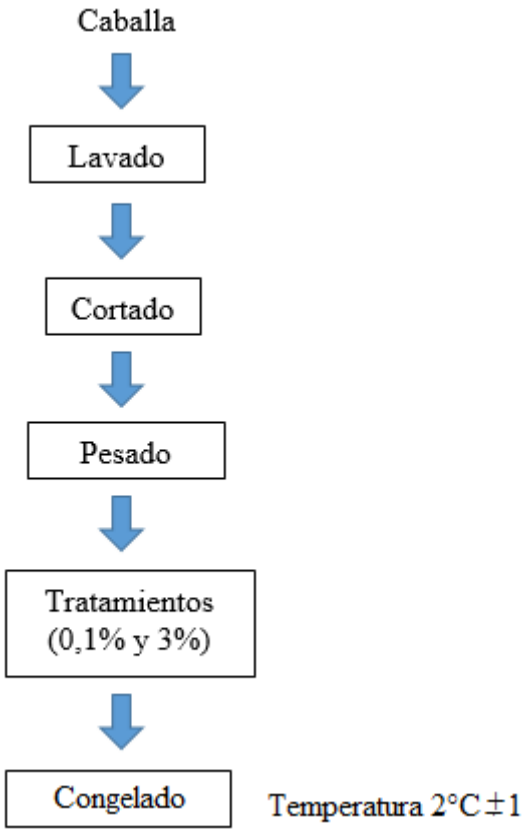


Figura 7. Diagrama de flujo para la obtención de tres diferentes tratamientos.

Fuente: Elaboración propia

2.5.2. Métodos Analíticos

2.5.2.1. Método de Folin- Ciocalteu

Los compuestos fenólicos totales se determinaron siguiendo la metodología de Follin-Ciocalteu por Mex-álvarez, Garma-quen, Maldonado-velázquez, Aguirre-, & Núñez-pinto, (2018) con algunas modificaciones.

Para el desarrollo de esta metodología se construyó una curva de calibración con la lectura de las absorbancias a 765 nm de 0.02, 0.04, 0.06, 0.08 y 0.1 mg/mL de ácido gálico. Se utilizó agua destilada como blanco, la cual corresponde a la coordenada 0,0 en la curva de calibración, se adicionó 100µL del extracto a 1500µL de agua en un tubo de ensayo y luego se añadió 100µL del reactivo de Folin Ciocalteu, se dejó reaccionar durante 30 minutos y posteriormente se adicionó 200µL de Na2CO3 20%, se incubó a temperatura ambiente durante 90 minutos. Finalmente se leyó en un espectrofotómetro a 760 nm. El resultado se remitió a la ecuación obtenida de la curva de calibración y se expresó como mg de equivalentes de ácido gálico (EAG) por g de muestra en base seca.

2.5.2.2. Recuento en Placas

Para Aerobios Mesofilos se determinaron siguiendo la metodología de Método de recubrimiento de vertido en placa mencionada por (Salgado & Paola, 2009)

Se tomaron muestras de filetes para estimar los recuentos viables totales (TVC). El filete (10 g) se mezcló con 90 ml de agua peptonada y agitada durante 90 seg. Luego de esto se hicieron diluciones partiendo de la primera dilución 10-1, y luego 1 ml de cada dilución fue pipeteado sobre la superficie de las placas de PCA en triplicado. Luego, se incubaron durante 1 día a 35°C±1ºC. Las cargas microbianas se expresaron como $\log^{10}$ ufc/g

2.5.3. Métodos de Análisis Estadísticos

Se utilizará el Excel para la obtención de datos, para la extracción de compuestos fenólicos con un R2 cercano a 1, para la determinación de la vida útil del filete de caballa tratadas a 3 diferentes tratamientos.

2.5.4. Métodos para la cinética de degradación

El modelo empleado fue cinética de primer orden

$[\boldsymbol{A}] = [\boldsymbol{A}0]\ e \pm \boldsymbol{k}t$

Dónde: [A0] es la concentración inicial del atributo medido y [A] la concentración del atributo medido a un tiempo t, y k es una constante de velocidad.

Modelo de Arrhenius

$\ln k = \ln k0 – (Ea/R)\cdot(1/T)$

Dónde: k es la constante de velocidad de reacción, k0 es el factor pre-exponencial, Ea es la energía de activación, R es la constante universal de los gases (1,987 cal/Kmol) y T es la temperatura absoluta en K. (Torres Y. y Vidaurre J (2015))

2.6. Aspectos Éticos

Durante esta investigación se utilizará información verídica de diferentes fuentes como son revistas, libros, páginas web, trabajos virtuales, tesis, entre otras fuentes, respetando los derechos de autor, y se mostrará en las citas bibliográficas.

III. RESULTADOS

3.1. Resultados en tablas y figuras

3.1.1. Caracterización Fisicoquímica de la cáscara de uva negra de la variedad Cabernet

En la tabla 13 se presenta la composición fisicoquímica de la cascara de uva en base húmeda donde los componentes más característicos son la Humedad, Carbohidratos y Cenizas y el más bajo es la grasa.

Tabla 13.Compocicion Química de la cascara de uva en 100 gramos de muestra

COMPONENTES	H. BASE HUMEDA
Humedad	81,47± 1.65
Carbohidratos	12,79 ± 1.56
Proteína	1.59 ± 0.06
Grasa	0.5 ± 0.03
Fibra	1.75 ± 0.05
Ceniza	1.9 ± 0.02
Valor calórico (Kcal)	187.2 Kcal
Valor nutritivo	28.43

Fuente: Laboratorio de análisis fisicoquímicos y microbiológicos "MICROSERVILAB"

3.1.2. Rendimientos de la extracción de compuestos fenólicos de la cáscara de uva utilizando extracción por etanol.

En la siguiente tabla, se muestra las absorbancias (abs) de extracto etanólico que fueron homogenizadas a 3 temperaturas diferentes: 20, 30 y 40º C, con diferentes proporciones (p/v) de: 2:20, 2:30 y 2:40; en las muestras se utilizó el método espectrofotométrico (Colorimetría) a una longitud de onda de 765 nm.

Tabla 14.Resultados en AB de extractos fenólicos

Proporciones (p/v) g/mL	Temperatura °C	Absorbancia a 765 nm
2:20	20	0.855 ± 0.013
2:30		0.686 ± 0.014
2:40		0.682 ± 0.011
2:20	30	0.980 ± 0.012
2:30		0.752 ± 0.010
2:40		0.722 ± 0.014
2:20	40	0.858 ± 0.011
2:30		0.735 ± 0.012
2:40		0.716 ± 0.013

Fuente: Elaboración propia

Se obtuvo una curva de calibración a partir del ácido gálico el cual se obtuvo a partir del método folin ciocalteu dando como resultado $R^2 = 0.9975$

Tabla 15.Resultados ABS del ácido gálico

Ac. Gálico	*Absorbancia 765 (nm)*
0.02	0.088
0.04	0.112
0.06	0.138
0.08	0.168
0.1	0.198

Fuente: Elaboración propia

En la figura 8, se observa la línea de tendencia de la curva patrón obtenida de las concentraciones de ácido gálico (mg/mL), cuya ecuación lineal está dada por y = 1.38x + 0.058, en la cual podemos destacar la pendiente de 1.38, que nos serviría para determinar las concentraciones de compuestos fenólicos a partir de los datos de absorbancias de la tabla 14.

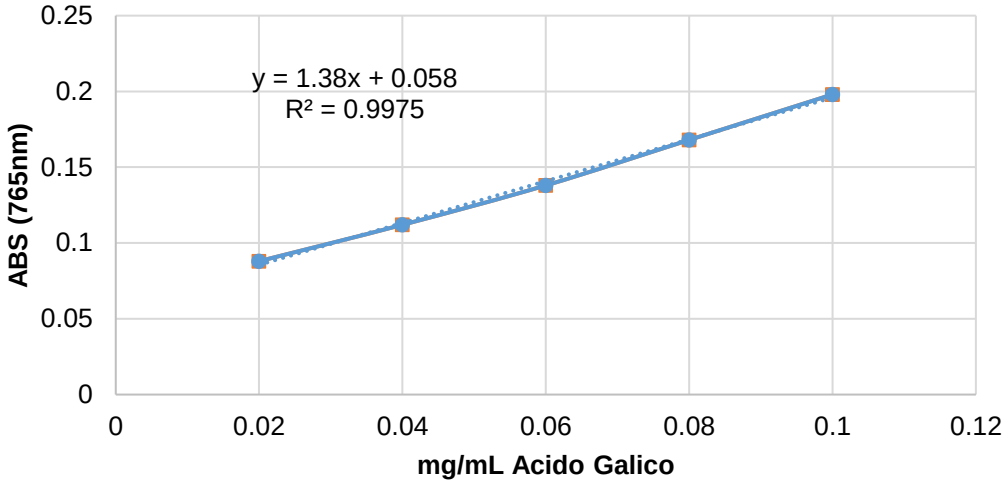


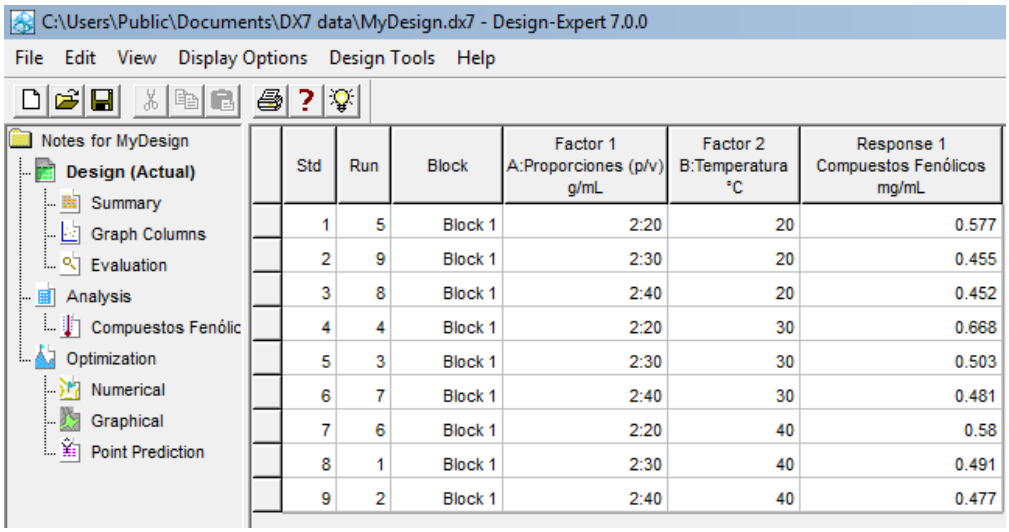
Figura 8. Gráfico Lineal Ácido Gálico

Fuente: Elaboración propia

Tabla 16.Resultados en concentración de Compuestos Fenólicos (mg/mL)

Proporciones (p/v) g/mL	Temperatura °C	Compuestos Fenólicos (mg/mL)
2:20		0.577
2:30	20	0.455
2:40		0.452
2:20		0.668
2:30	30	0.503
2:40		0.481
2:20		0.580
2:30	40	0.491
2:40		0.477

Fuente: Elaboración propia



	Std	Run	Block	Factor 1 A:Proporciones (p/v) g/mL	Factor 2 B:Temperatura °C	Response 1 Compuestos Fenólicos mg/mL
	1	5	Block 1	2:20	20	0.577
	2	9	Block 1	2:30	20	0.455
	3	8	Block 1	2:40	20	0.452
	4	4	Block 1	2:20	30	0.668
	5	3	Block 1	2:30	30	0.503
	6	7	Block 1	2:40	30	0.481
	7	6	Block 1	2:20	40	0.58
	8	1	Block 1	2:30	40	0.491
	9	2	Block 1	2:40	40	0.477

Figura 9. Aplicación de Design-Expert 7.0.0 para el procesamiento de datos

Fuente: Elaboración propia

Tabla 17 Análisis de varianza para la concentración de Compuestos Fenólicos

Fuente	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio cuadrado	Valor F	P- valor	
Modelo	0.0398	4	0.0100	17.3541	0.0086	Signif.
A-Proporciones (p/v)	0.0350	2	0.0175	30.5292	0.0038	
B-Temperatura	0.0048	2	0.0024	4.1790	0.1048	
Residual	0.0023	4	0.0006			
Total	0.0421	8				

Fuente: Elaboración propia

El valor F del modelo de 17,35 implica que el modelo es significativo. Existe solo un 0,86% de probabilidad de que un "valor F del modelo" tan grande se produzca debido al ruido.

Los valores de "Prob> F" inferiores a 0.0500 indican que los términos del modelo son significativos. En este caso, A son términos de modelo significativos.

Los valores superiores a 0,1000 indican que los términos del modelo no son significativos. Si hay muchos términos del modelo insignificantes (sin contar los necesarios para admitir la jerarquía), la reducción del modelo puede mejorar su modelo.

Tabla 18 Coeficientes estadísticos

Coeficiente	Valor	Coeficiente	Valor
Std. Dev.	0.0239	R-Squared	0.9455
Mean	0.5204	Adj R-Squared	0.8910
C.V. %	4.6012	Pred R-Squared	0.7242
PRESS	0.0116	Adeq Precision	10.8877

Fuente: Elaboración propia

El R-cuadrado predicho (Pred R-Cuadrado) nos da un valor de 0.7242 quien está razonablemente de acuerdo con el R-cuadrado ajustado (Adj R-Cuadrado) con un valor de 0.8910.

"Adeq Precision" mide la relación señal / ruido. Donde es deseable una proporción superior a 4. El valor obtenido de esta relación es de 10,888, la cual nos indica una señal adecuada. Estadísticamente se puede decir que este modelo se puede utilizar para navegar por el espacio de diseño.

En la Figura 10 se observa el gráfico de interacción de las variables de Proporción a diferentes temperaturas, las líneas rojas corresponden a la temperatura de 20°C, las líneas de color verde a la temperatura de 30 °C y las líneas de color azul corresponden a la temperatura de 40°C, donde se observa una mayor extracción de los compuestos fenólicos a la temperatura de 30°C.

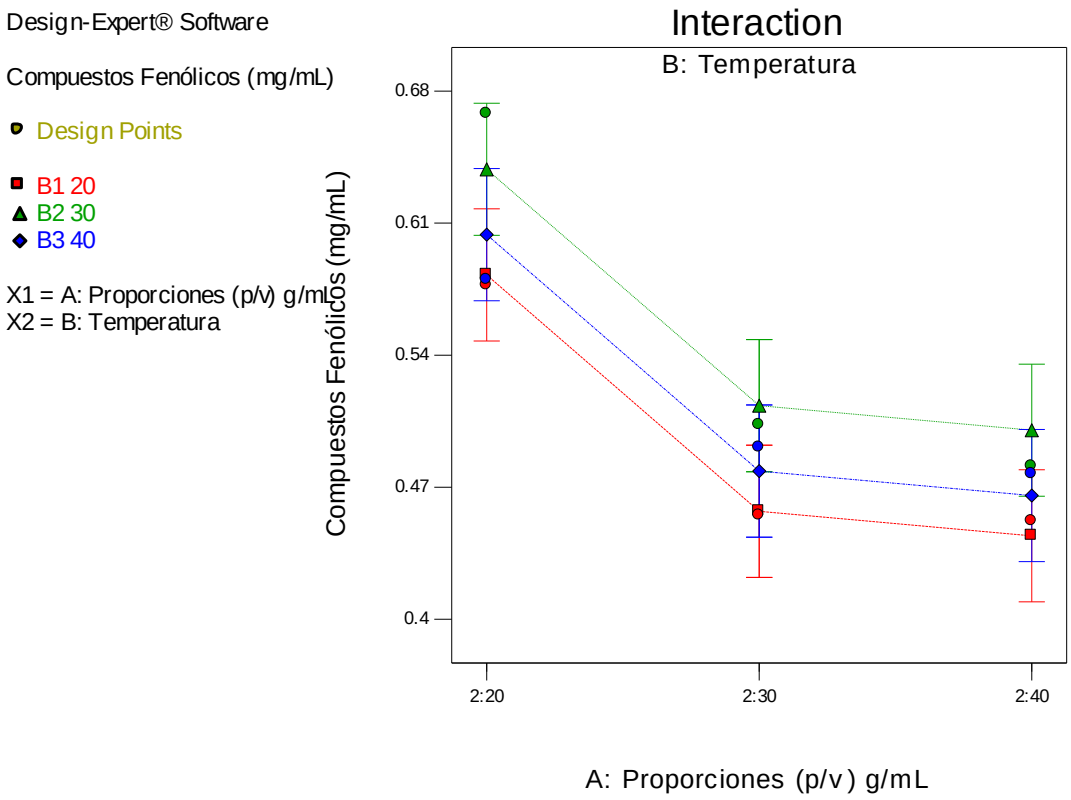


Figura 10. Gráfico de interacción de las variables temperaturas y proporciones.
Fuente: Elaboración propia

Así también, en la Figura 10, podemos observar las proporciones en sus tres niveles (2:20), (2:30) y (2:40), donde podemos observar que en el primer nivel 2:20, hay una mayor extracción de los compuestos fenólicos

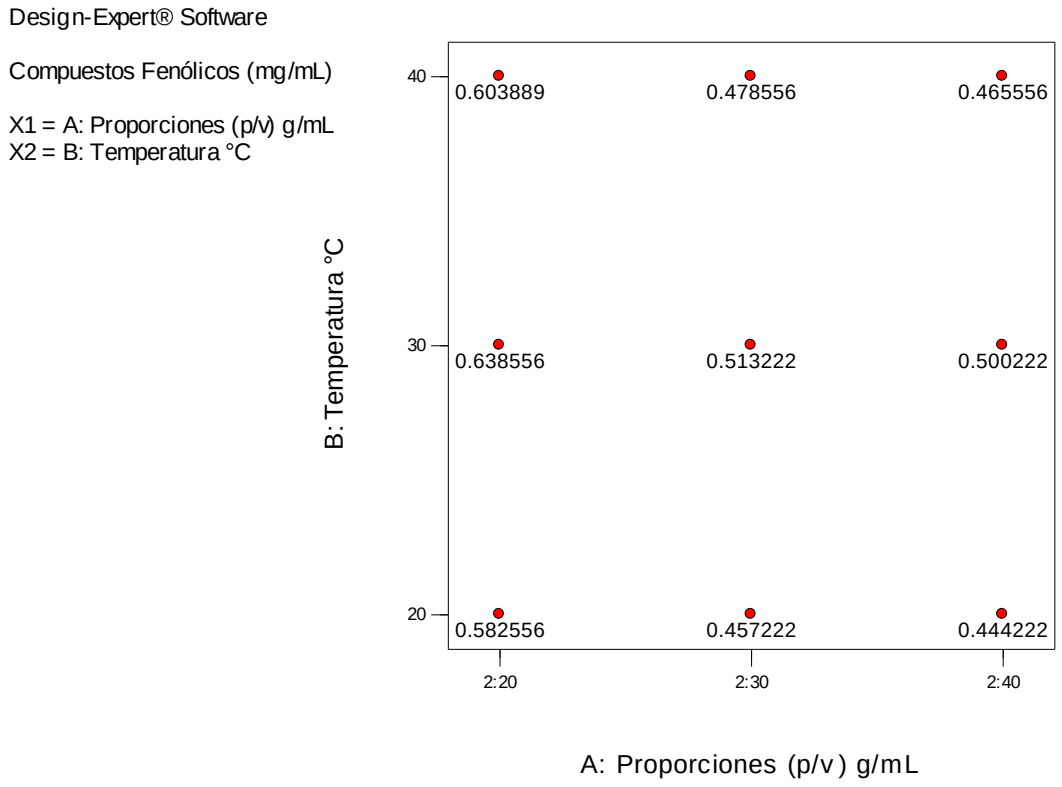


Figura 11. Gráfico de contorno de los compuestos fenólicos con sus variables: temperaturas y proporciones.
Fuente: Elaboración propia

En la Figura 11 observamos los valores de las concentraciones de los compuestos fenólicos al combinar los niveles de temperatura (20, 30 y 40) y proporciones (2:20, 2:30 y 2:40), en cuyos valores puede destacar la concentración de 0.6385 mg de compuestos fenólicos / mL, como la concentración más alta obtenida en la extracción.

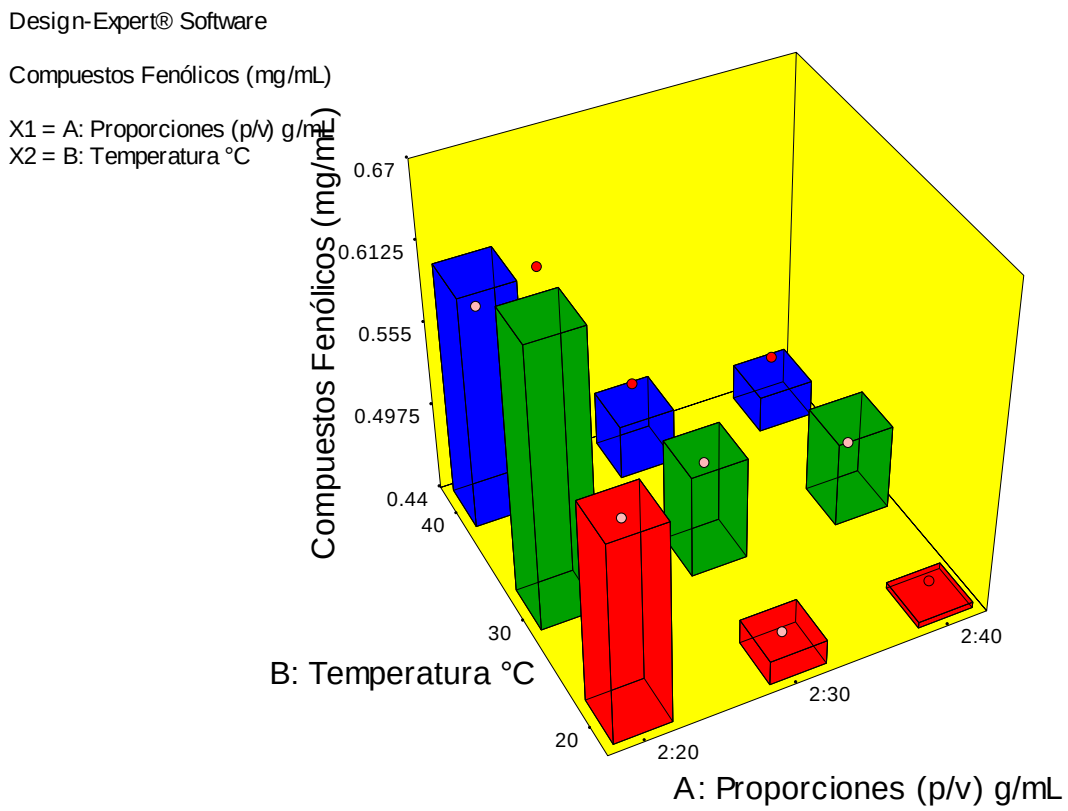


Figura 12. Gráfico de contorno de las variables temperaturas y proporciones.
Fuente: Elaboración propia

En la Figura 12, tenemos el grafico de superficie donde podemos apreciar a simple vista, diferenciando por la altura y colores de las barras, para este grafico la barra de mayor altura es la de color verde que corresponde la temperatura de extracción de 30°C, con una proporción de 2:20, esta altura me indica el tratamiento en donde se obtiene la mayor concentración, es decir 0.6385 mg de compuestos fenólicos / mL.

3.1.3. Aplicación del extracto Fenólico en el filete de caballa y determinación del Tiempo de Vida Útil.

En la Tabla 18 se muestra el promedio de las muestras tratadas al 1 y 3% de fenoles en 100 gramos de filete de caballa; y una muestra control.

Tabla 19. Crecimiento microbiano (Aerobios Mesófilos) promedio en UFC/mL de cada dilución en un periodo de 14 días

Tiempo (días)	Muestra CONTROL			Muestra con 1% de ext. Fenólico			Muestra con 3% de ext. fenólico		
	Factores de dilución			**Factores de dilución**			**Factores de dilución**		
	10^{-5}	**10^{-4}**	**10^{-3}**	**10^{-5}**	**10^{-4}**	**10^{-3}**	**10^{-5}**	**10^{-4}**	**10^{-3}**
2	5.67± 0.12	14.67 ±0.21	24.33 ±0.43	5.33± 0.34	9.33± 0.24	12.33 ±0.26	4.67± 0.10	6.67± 0.34	10.33 ±0.84
6	17.67 ±0.11	21.67 ±0.12	25.67 ±0.32	11.33 ±0.37	16.00 ±0.34	21.00 ±0.94	8.33± 0.32	13.67 ±0.28	19.00 ±0.38
10	31.67 ±0.23	36.67 ±0.65	45.67 ±0.12	12.67 ±0.73	20.00 ±0.67	24.67 ±0.29	12.67 ±0.64	17.00 ±0.35	23.33 ±0.46
14	37.67 ±0.21	43.67 ±0.23	52.67 ±0.32	17.67 ±0.38	21.67 ±0.86	26.00 ±0.40	16.33 ±0.75	21.00 ±0.75	25.67 ±0.78

Fuente: Elaboración Propia

Para determinar las unidades formadoras de colonias (UFC) por mililitro de muestra se utilizará la siguiente formula:

$$\text{UFC / mL de muestra} = \frac{\text{Nro. De colonias por placa} * \text{Factor de dilución}}{\text{ml de muestra sembrada}}$$

Factor de Dilución = Inversa de la Dilución

Factores de Dilución Seriada

- Fd 1 = 10^{-5}
- Fd 2 = 10^{-4}
- Fd 3 = 10^{-3}

A continuación, en la Figura 13. se muestra el gráfico del crecimiento microbiano en la muestra control de filetes de caballa, a estos filetes no se le agregó

el extracto fenólico almacenados a la temperatura de -2 °C ±1, esta temperatura de almacenamiento fue aplicada a todas las muestras.

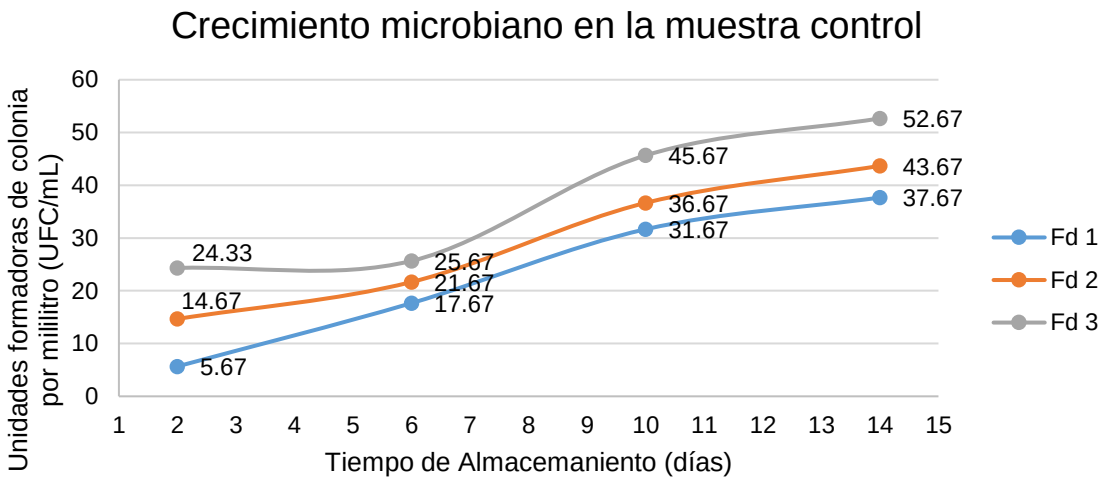


Figura 13. Gráfico del crecimiento microbiano de la muestra control para los tres factores de dilución (Fd) de la dilución seriada.

Fuente: Elaboración propia.

En la Figura 13. Podemos ver el comportamiento de los datos para cada factor de dilución, las tomas de muestra se realizaron cada 4 días, iniciando desde el día 2, hasta el día 14; para la dilución de 10^{-5}, va desde 5.67±0.12 UFC/mL en el segundo día hasta 37.67±0.38 UFC/mL en el último día (día 14), para la dilución 10^{-4} va desde 14.67±0.21 UFC/mL en el segundio día hasta 43.67±0.23 UFC/mL en el último día, para la dilución 10^{-3}, va desde 24.33±0.33 UFC/mL en el segundo día hasta 52.67±0.32 UFC/mL en el último día.

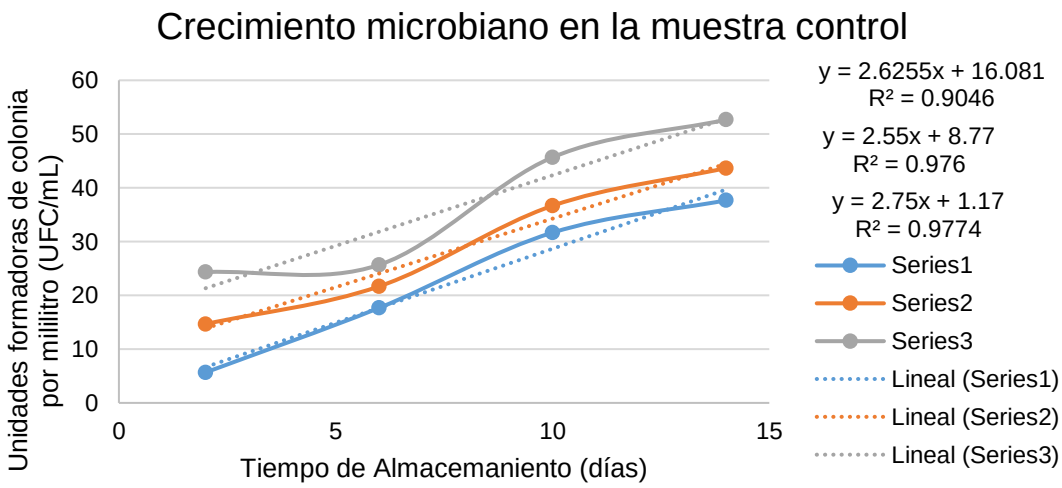


Figura 14. Gráfico de las líneas de tendencia del crecimiento microbiano de la muestra control.

Fuente: Elaboración propia.

En la Figura 14. podemos ver las ecuaciones de las tendencias lineales; para Fd 1 su ecuación de lineal tiene un R^2 de 0.9774, para Fd 2 tiene un R^2 de 0.9760 y para Fd 3 tiene un R^2 de 0.9046, los que nos indica que existe una buena correlación entre los datos obtenidos en cada una de las pruebas.

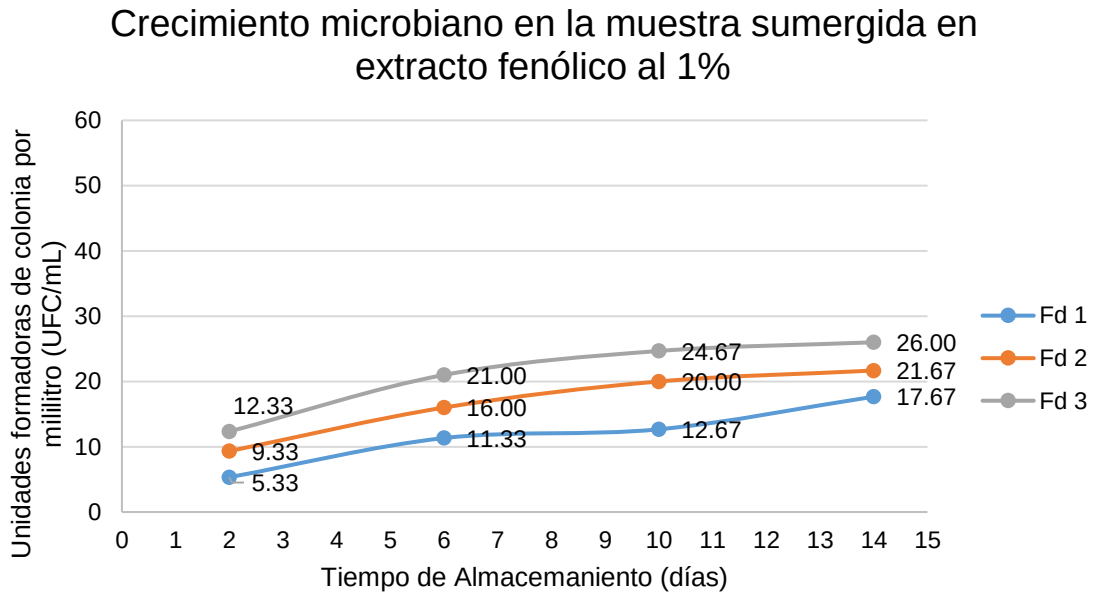


Figura 15. Gráfico del crecimiento microbiano de la muestra sumergida en extracto fenólico al 1% para los tres factores de dilución (Fd).

Fuente: Elaboración propia.

En la Figura 15 muestra el gráfico del crecimiento microbiano en las muestras sumergidas en el extracto fenólico al 1%, cuyos datos para la dilución de 10^{-5}, va desde 5.33±0.34 UFC/mL en el segundo día hasta 17.67±0.38 UFC/mL en el último día (día 14), para la dilución 10^{-4} va desde 9.33±0.34 UFC/mL en el segundio día hasta 21.67±0.8 UFC/mL en el último día, para la dilución 10^{-3}, va desde 12.33±0.26 UFC/mL en el segundo día hasta 21.67±0.38 UFC/mL en el último día. Así también podemos observar en el gráfico, que las líneas tienen una

pendiente menor, el cual es un indicativo que el crecimiento microbiano se ve reducido por el efecto del extracto fenólico.

En la Figura 16, podemos ver las ecuaciones de las tendencias lineales; para Fd 1 su ecuación de lineal tiene un R^2 de 0.952, para Fd 2 tiene un R^2 de 0.9308 y para Fd 3 tiene un R^2 de 0.8784, los que nos indica que existe una buena correlación entre los datos obtenidos en cada una de las pruebas.

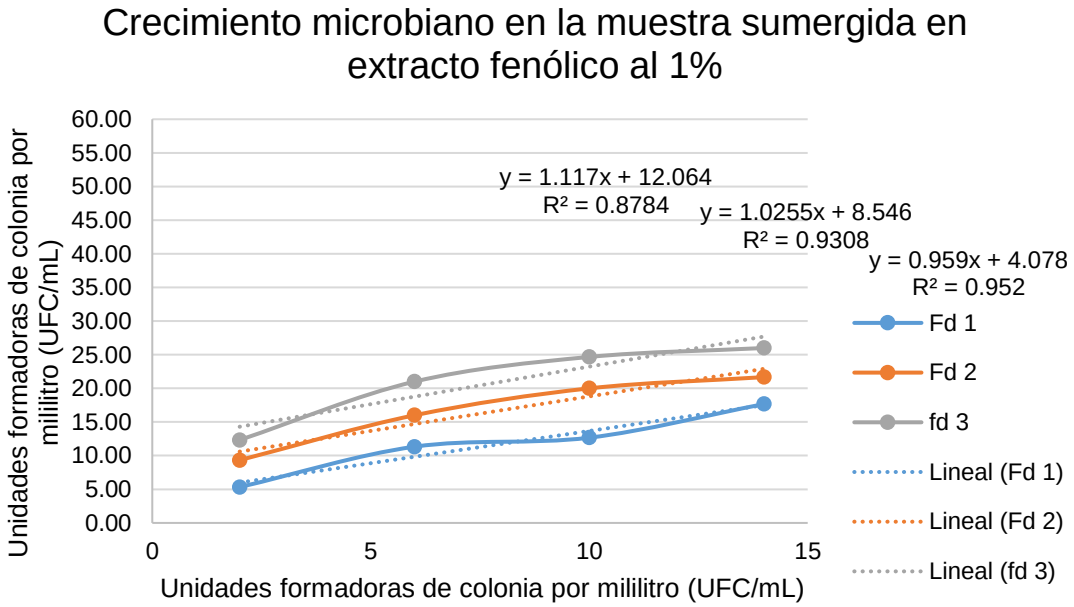


Figura 16. Gráfico de las líneas de tendencia del crecimiento microbiano de la muestra con 1% de extracto fenólico.
Fuente: Elaboración propia.

En la Figura 16 también podemos observar las ecuaciones lineales con sus respectivas pendientes, que nos indica el sentido de la proyección de la tendencia

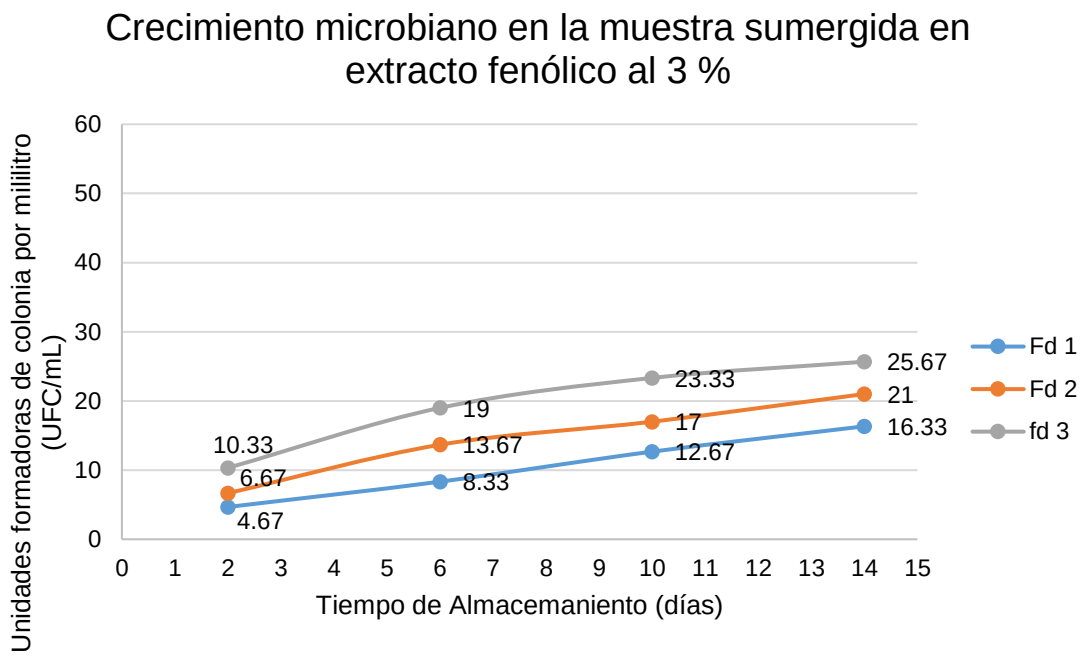


Figura 17. Gráfico del crecimiento microbiano de la muestra sumergida en extracto fenólico al 3% para los tres factores de dilución (Fd).
Fuente: Elaboración propia.

En la Figura 17 muestra el gráfico del crecimiento microbiano en las muestras sumergidas en el extracto fenólico al 3%, cuyos datos para la dilución de 10^{-5}, va desde 4.67±0.10 UFC/mL en el segundo día hasta 16.33±0.75 UFC/mL en el último día (día 14), para la dilución 10^{-4} va desde 6.67±0.34 UFC/mL en el segundo día hasta 21.00±0.75 UFC/mL en el último día, para la dilución 10^{-3}, va desde 10.33±0.84 UFC/mL en el segundo día hasta 25.67±0.78 UFC/mL en el último día. Así también podemos observar en el gráfico, que las líneas tienen una pendiente menor, el cual es un indicativo que el crecimiento microbiano se ve reducido por el efecto del extracto fenólico.

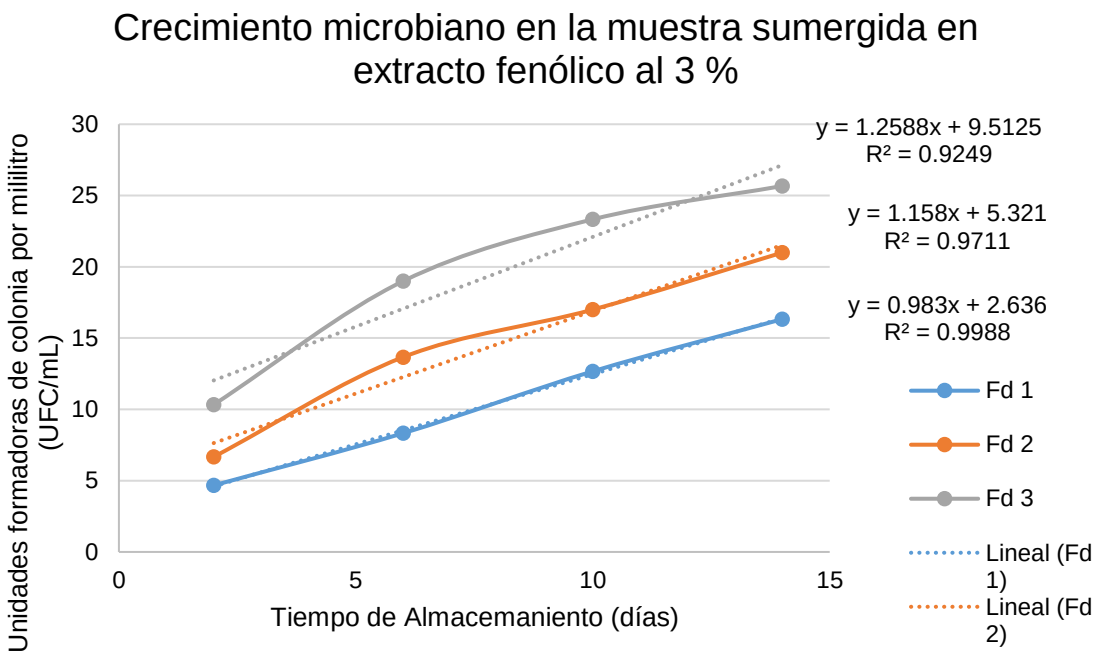


Figura 18. Gráfico de las líneas de tendencia del crecimiento microbiano de la muestra con 3% de extracto fenólico.
Fuente: Elaboración propia.

En la Figura 18, podemos ver las ecuaciones de las tendencias lineales; para Fd 1 su ecuación de lineal tiene un R^2 de 0.9988, para Fd 2 tiene un R^2 de 0.9711 y para Fd 3 tiene un R^2 de 0.9249, los que nos indica que existe una buena correlación entre los datos obtenidos en cada una de las pruebas.

3.1.1.1. Determinación del Tiempo de Vida Útil, para la muestra control.

En la determinación de la vida útil de los filetes de caballa se utilizó el método de pruebas aceleradas, para ello se utilizó la ecuación de Arrhenius, el cual se utiliza para poder pronosticar la vida útil, en ciertas condiciones que no se puede obtener en breves periodos de tiempos. Es por ello que esta prueba de Arrhenius nos ayuda a extrapolar estos datos para que se pueda determinar exactamente el tiempo de vida útil del filete de caballa a diferentes condiciones de almacenamiento. Para ello establecemos el límite permisible establecido por norma de inocuidad alimentaria; para la presente investigación se usó los indicadores establecidos en la Resolución de Dirección Ejecutiva 057-2016-

SANIPES-DE, publicada por el Organismo Nacional de Sanidad Pesquera SANIPES, donde nos indica en sus planes de muestreo para análisis microbiológico en productos hidrobiológicos refrigerados y congelados, en Aerobios Mesofilos un límite de m = 5 x 10^5 UFC/g equivalente a decir 500,000 UFC/g.

Este valor "m" es Límite microbiológico que separa la calidad aceptable de la rechazable. En general un valor igual o menor a "m" representa un producto aceptable y los valores superiores a "m" indican lotes aceptables o inaceptables (Resolución de Dirección Ejecutiva 057-2016-SANIPES-DE).

Tabla 20. Crecimiento microbiano (Aerobios Mesófilos) promedio en 10^3 UFC/g de cada dilución en un periodo de 14 días, para la muestra de control.

Tiempo	**Factores de dilución**		
(días)	**10^{-5}**	**10^{-4}**	**10^{-3}**
2	5.67	14.67	24.33
6	17.67	21.67	25.67
10	31.67	36.67	45.67
14	37.67	43.67	52.67
Coeficientes de las Ecuaciones del gráfico			
Ai	5.3117	12.495	19.629
B = K	0.1566	0.095	0.0723
R^2	0.8939	0.9685	0.8977

En la Tabla 21. Se observa el crecimiento microbiano en Aerobios Mesófilos promedio en 10^3 UFC/g de cada dilución en un periodo de 14 días, para la muestra de control, así también podemos observar sus coeficientes de la ecuación del grafico para la aplicación en la ecuación de Arrhenius. Ai es el promedio de los valores de la tabla anterior.

Ai = 12.478566

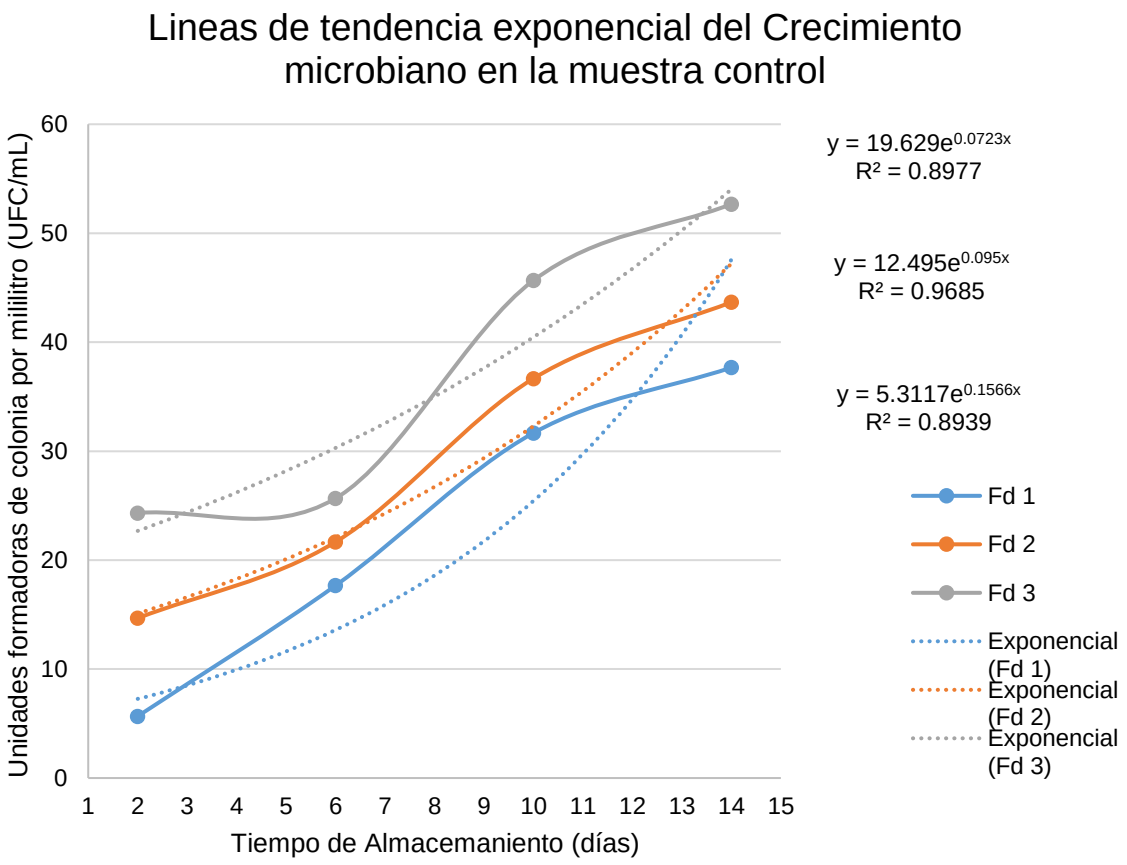


Figura 19. Gráfico de las Líneas de tendencia exponencial del Crecimiento microbiano en la muestra control.

Fuente: Elaboración propia.

En la Figura 18 se puede observar las ecuaciones lineales para cada factor de dilución, cuyos coeficientes son usados en los cálculos para la ecuación de Arrhenius, así también su valor R^2,

Tabla 22. Valores de inversa del Factor de dilución vs Log K, para la muestra control

Fd	Bi=K	1/Fd	Log K
0.00001	0.1566	100000	-0.80520824
0.0001	0.095	10000	-1.02227639
0.001	0.0723	1000	-1.1408617

Los valores obtenidos en la tabla 21, nos permiten graficar la ecuación de Orden 0 para muestra muestra control.

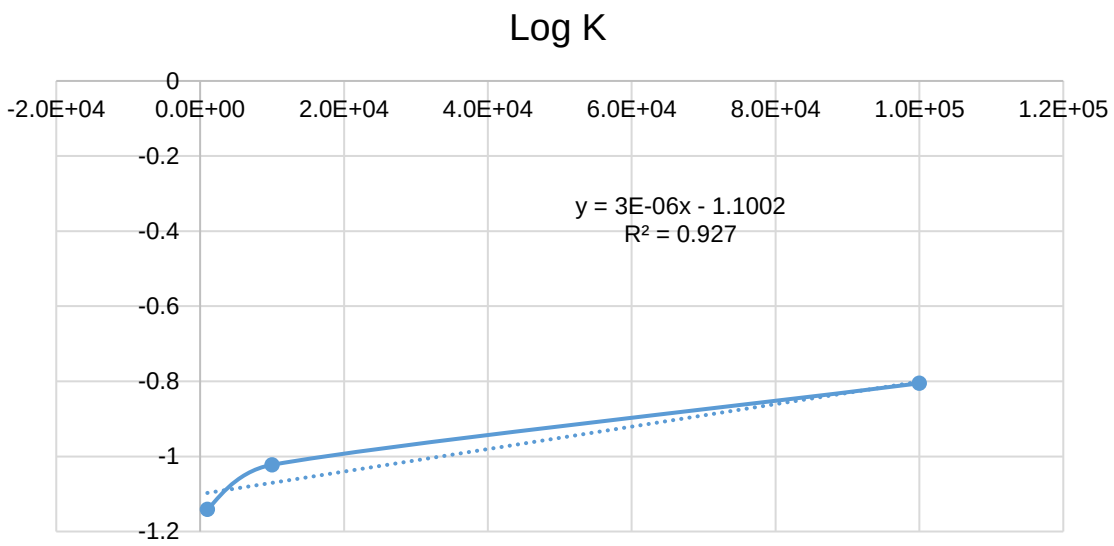


Figura 20. Gráfico con ecuación de orden 0 para la muestra control.

Fuente: Elaboración Propia.

En la figura 20, observamos la ecuación de Orden cero, utilizando la línea de tendencia lineal Y=3E-06x - 1.1002, cuyos coeficientes son usados en la ecuación de Arrhenius, con su $R^2 = 0.927$.

Ecuación según Arrhenius:

$$Log(ki) = Log(k_0) - \frac{E_a}{2.3\ R} \cdot \frac{1}{T_a}$$

Log Ki = -1.1002+0.000003*(Fd)

Despejando Ki para un Fd específico

$$C_i = A_i \ . \ e^{-k(t)}$$

Donde:

e = es la constante 2,71828

t = es el tiempo en días

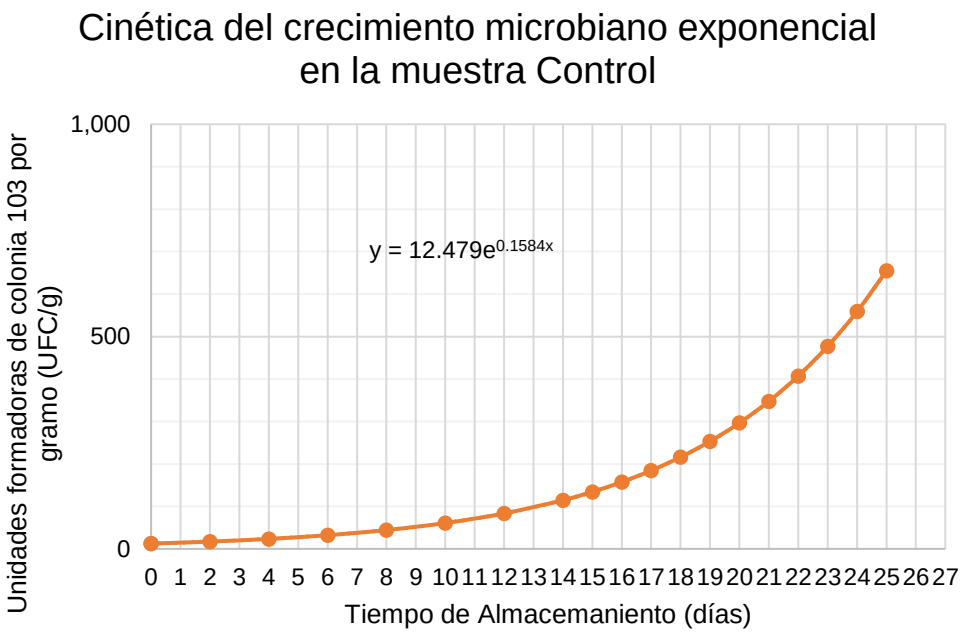


Figura 21. Gráfico de Cinética del crecimiento microbiano exponencial en la muestra Control

Con el la Figura 21 y su ecuación, podemos determinar que para el día 23 se llega a 500,000 UCF/g que es el límite permisible.

3.1.1.2. Determinación del Tiempo de Vida Útil, para la muestra con extracto fenólico de 1%

En la tabla 23, observamos los datos de incremento de Aerobios Mesófilos promedios en 10^3 UFC/g de cada dilución en un periodo de 14 días, para la muestra de con extracto fenólico al 1 %.

Tabla 23. Crecimiento microbiano (Aerobios Mesófilos) promedio en 10^3 UFC/g de cada dilución en un periodo de 14 días, para la muestra con extracto fenólico de 1%.

Tiempo	**Factores de dilución**		
(días)	**10^{-5}**	**10^{-4}**	**10^{-3}**
2	5.33	9.33	12.33
6	11.33	16.00	21.00
10	12.67	20.00	24.67
14	17.67	21.67	26.00
Coeficientes de las Ecuaciones del gráfico			
Ai	5.1372	9.1993	12.494
B = K	0.0927	0.0688	0.06
R^2	0.8938	0.8747	0.825

En la Tabla 23. Se observa el crecimiento microbiano en Aerobios Mesófilos promedio en 10^3 UFC/g de cada dilución en un periodo de 14 días, para la muestra de control, así también podemos observar sus coeficientes de la ecuación del grafico para la aplicación en la ecuación de Arrhenius. Ai es el promedio de los valores de la tabla anterior.

$$Ai = 8.9435$$

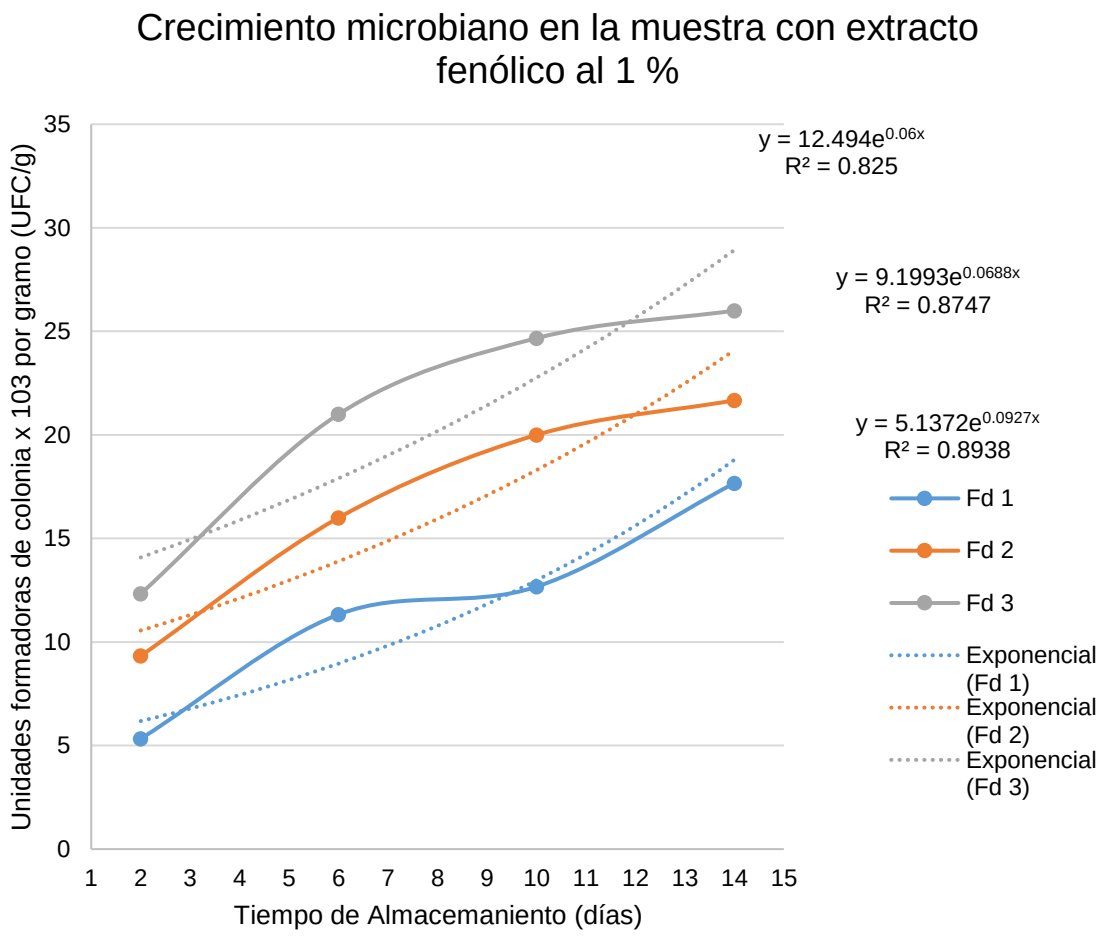


Figura 22. Gráfico de las Líneas de tendencia exponencial del Crecimiento microbiano en la muestra con extracto fenólico al 1 %.

Fuente: Elaboración propia.

En la Figura 22 se puede observar las ecuaciones lineales para cada factor de dilución, cuyos coeficientes son usados en los cálculos para la ecuación de Arrhenius, así también su valor R^2,

Tabla 24. Valores de inversa del Factor de dilución vs Log K, para la muestra con extracto fenólico al 1 %.

Fd	Bi=K	1/Fd	Log K
0.00001	0.0927	100000.0000	-1.03292027
0.0001	0.0688	10000.0000	-1.16241156
0.001	0.06	1000.0000	-1.22184875

Los valores obtenidos en la tabla 24, nos permiten graficar la ecuación de Orden 0 para muestra muestra con extracto fenólico al 1%.

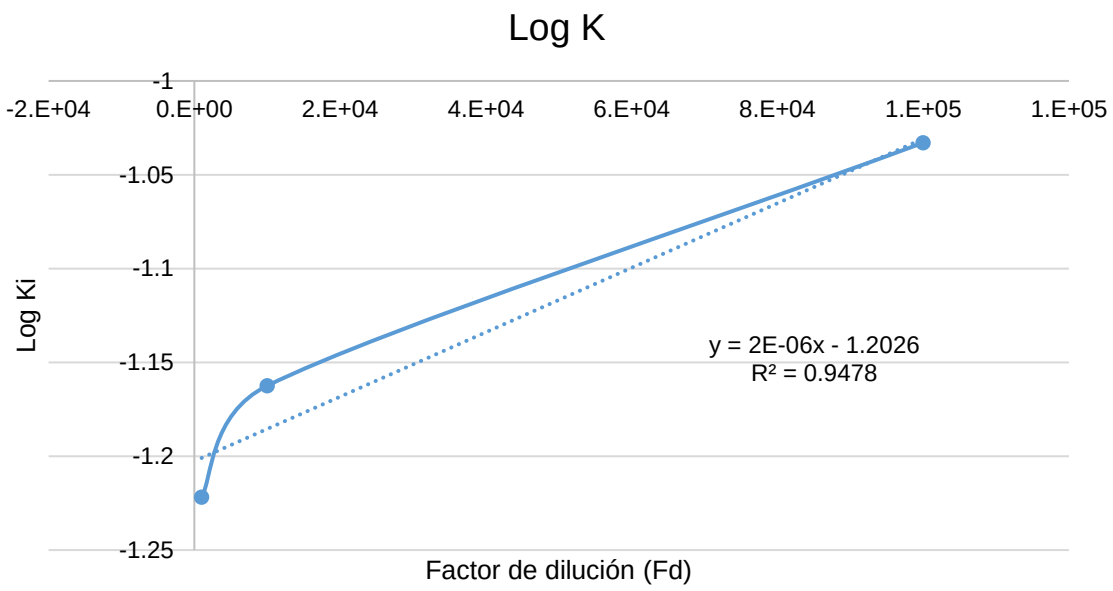


Figura 23. Gráfico con ecuación de orden 0 para la muestra con extracto fenólico de 1 %l.

Fuente: Elaboración Propia.

En la figura 23, observamos la ecuación de Orden cero, utilizando la línea de tendencia lineal Y=2E-06x - 1.2026, cuyos coeficientes son usados en la ecuación de Arrhenius, con su $R^2 = 0.927$.

Ecuación según Arrhenius:

$$Log(ki) = Log(k_0) - \frac{E_a}{2.3\,R} \cdot \frac{1}{T_a}$$

Log Ki = -1.2026+0.000002*(Fd)

Despejando Ki para un Fd específico

$$C_i = A_i \,.\, e^{-k(t)}$$

Donde:

e = es la constante 2,71828

t = es el tiempo en días

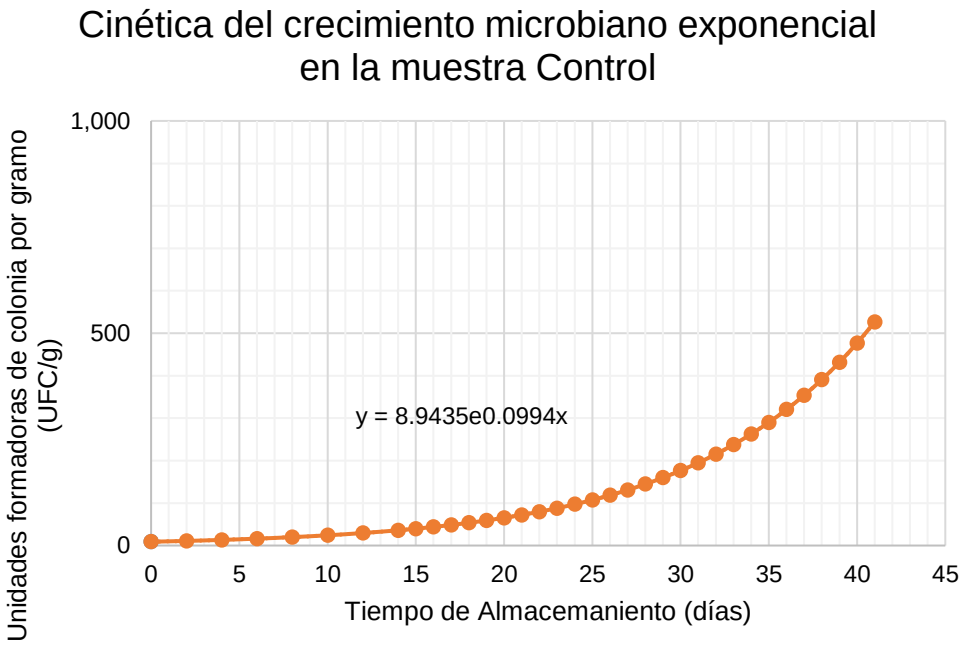


Figura 24. Gráfico de Cinética del crecimiento microbiano exponencial en la muestra con extracto fenólico al 1 %.

Con el la Figura 24 y su ecuación, podemos determinar que para el día 40 se llega a 500,000 UCF/g que es el límite permisible.

3.1.1.3. Determinación del Tiempo de Vida Útil, para la muestra con extracto fenólico de 3%

En la tabla 25, observamos los datos de incremento de Aerobios Mesófilos promedios en 10^3 UFC/g de cada dilución en un periodo de 14 días, para la muestra de con extracto fenólico al 3 %.

Tabla 25. Crecimiento microbiano (Aerobios Mesófilos) promedio en 10^3 UFC/g de cada dilución en un periodo de 14 días, para la muestra con extracto fenólico de 3%.

Tiempo	**Factores de dilución**		
(días)	**10^{-5}**	**10^{-4}**	**10^{-3}**
2	4.67	6.67	10.33
6	8.33	13.67	19
10	12.67	17	23.33
14	16.33	21	25.67
Coeficientes de las Ecuaciones del gráfico			
Ai	4.1096	6.4617	10.293
B = K	0.1044	0.0915	0.0734
R^2	0.9706	0.8978	0.8597

En la Tabla 25. Se observa el crecimiento microbiano en Aerobios Mesófilos promedio en 10^3 UFC/g de cada dilución en un periodo de 14 días, para la muestra de control, así también podemos observar sus coeficientes de la ecuación del grafico para la aplicación en la ecuación de Arrhenius. Ai es el promedio de los valores de la tabla anterior.

$$Ai = 6.9547$$

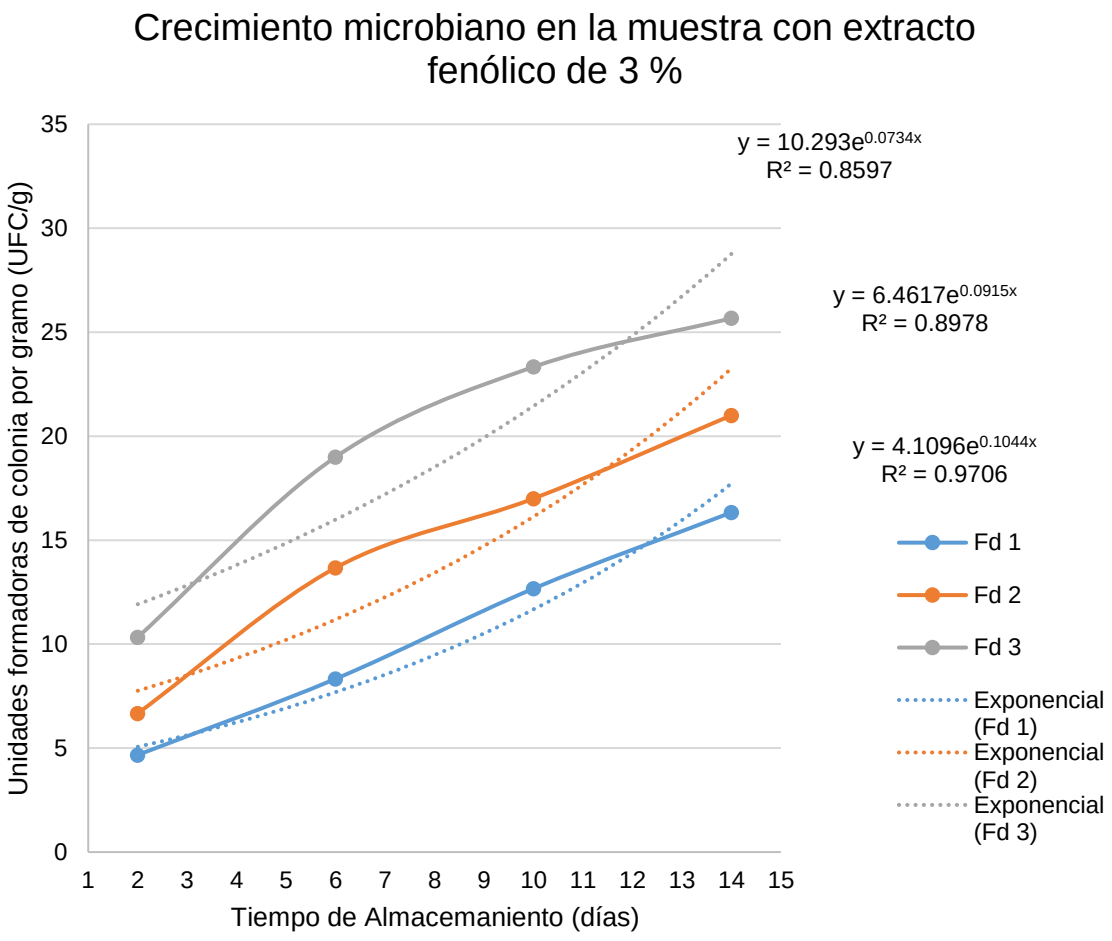


Figura 25. Gráfico de las Líneas de tendencia exponencial del Crecimiento microbiano en la muestra con extracto fenólico al 3 %.

Fuente: Elaboración propia.

En la Figura 25 se puede observar las ecuaciones lineales para cada factor de dilución, cuyos coeficientes son usados en los cálculos para la ecuación de Arrhenius, así también su valor R^2,

Tabla 26. Valores de inversa del Factor de dilución vs Log K, para la muestra control

Fd	Bi=K	1/Fd	Log K
0.00001	0.0927	100000.0000	-1.03292027
0.0001	0.0688	10000.0000	-1.16241156
0.001	0.06	1000.0000	-1.22184875

Los valores obtenidos en la tabla 26, nos permiten graficar la ecuación de Orden 0 para muestra muestra con extracto fenólico al 3%.

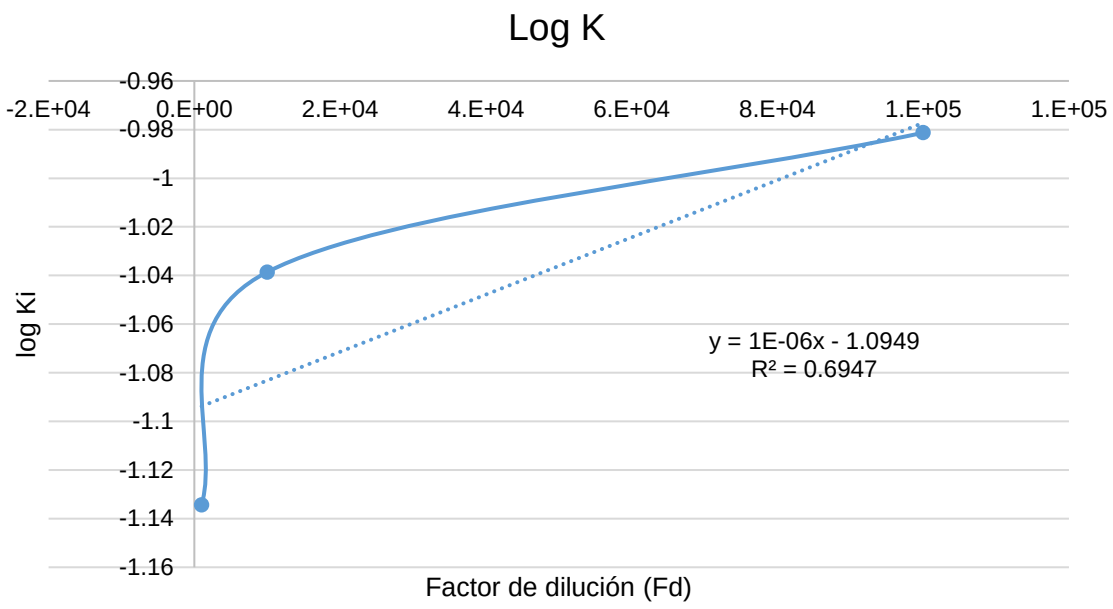


Figura 26. Gráfico con ecuación de orden 0 para la muestra con extracto fenólico de 3 %l.

Fuente: Elaboración Propia.

En la figura 26, observamos la ecuación de Orden cero, utilizando la línea de tendencia lineal Y=1E-06x - 1.0949, cuyos coeficientes son usados en la ecuación de Arrhenius, con su $R^2 = 0.6947$

Ecuación según Arrhenius:

$$Log(ki) = Log(k_0) - \frac{E_a}{2.3\ R} \cdot \frac{1}{T_a}$$

Log Ki = -1.0949+0.000001*(Fd)

Despejando Ki para un Fd específico

$$C_i = A_i \ . \ e^{-k(t)}$$

Donde:

e = es la constante 2,71828

t = es el tiempo en días

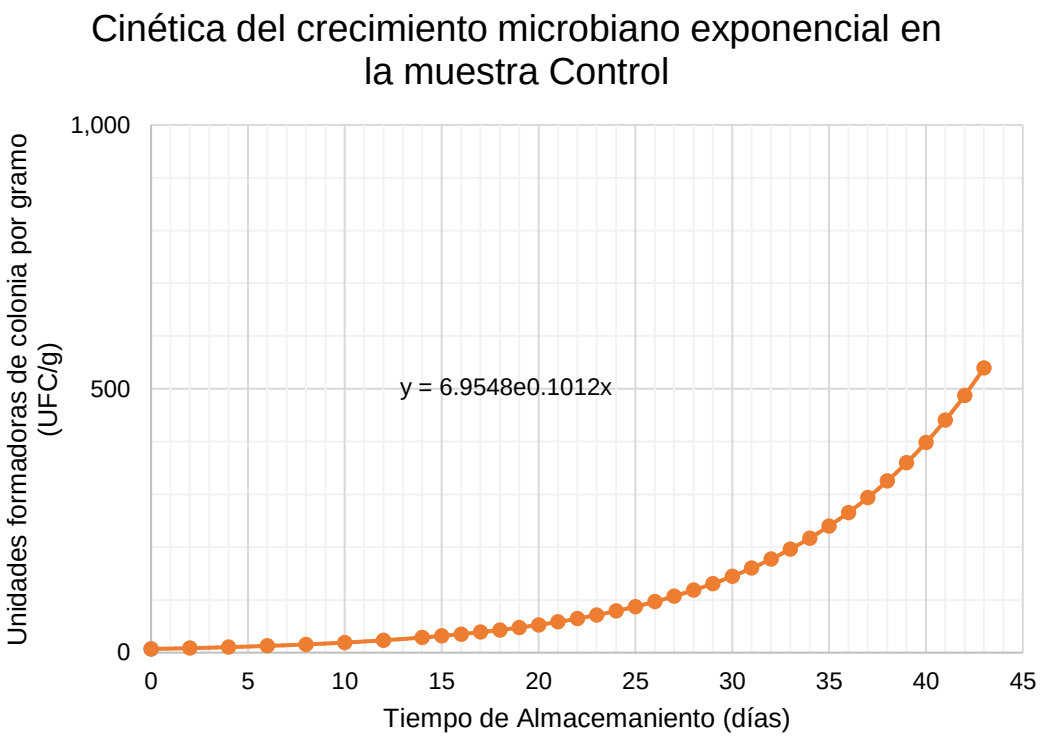


Figura 27. Gráfico de Cinética del crecimiento microbiano exponencial en la muestra Control

Con el la Figura 27 y su ecuación, podemos determinar que para el día 42 se llega a 500,000 UCF/g que es el límite permisible.

3.1.1.4. Análisis de la consistencia o confiabilidad del instrumento

Para este análisis se empleó el método del alfa de Cronbach, y nos indica que tan confiable es el instrumento utilizado que para esta investigación es la determinación de la vida útil.

$$\alpha = \frac{K}{K-1}\left[1 - \frac{\Sigma Vi}{Vt}\right]$$

Tabla 27. Determinación de las Varianzas para determinar el alfa de Cronbach

(días)	10^{-5}	10^{-4}	10^{-3}	10^{-5}	10^{-4}	10^{-3}	10^{-5}	10^{-4}	10^{-3}	Suma Total
2	5.67	14.67	24.33	5.33	9.33	12.33	4.67	6.67	10.33	93.33
6	17.67	21.67	25.67	11.33	16.00	21.00	8.33	13.67	19.00	154.34
10	31.67	36.67	45.67	12.67	20.00	24.67	12.67	17.00	23.33	224.35
14	37.67	43.67	52.67	17.67	21.67	26.00	16.33	21.00	25.67	262.35
Varianza	154.75	133.25	152.40	19.32	22.60	28.41	19.35	27.62	34.26	4216.74

Fuente: Elaboración Propia

Determinación de los coeficientes de la ecuación del alfa de Cronbach,

alfa =	0.96707049
K =	9
∑Vi =	591.952969
Vt =	4216.73632

En la Tabla 28 se puede observar la calificación, de acuerdo al alfa de Cronbach obtenido. Para este caso el alfa de Cronbach es de 0.967.

Tabla 28. Tabla de Confiabilidad del instrumento del alfa de Cronbach

RANGO	**CONFIABILIDAD**
0.53 a menos	Confiabilidad nula
0.54 a 0.59	Confiabilidad baja
0.60 a 0.65	Confiable
0.66 a 0.71	Muy confiable
0.72 a 0.99	Excelente Confiabilidad
1	Confiabilidad perfecta

Fuente: Elaboración Propia.

Con este análisis podemos decir que los datos del instrumento utilizado, son confiables en la categoría de “Excelente Confiabilidad”

3.1.4. Determinación de la variación de color en escala CIELab, en función el Tiempo de Vida Útil.

Con respecto al color el cual fue variando con el pasar de los días el cual se va a comparar con la muestra patrón que fue el día 2 para cada tratamiento el cual se ira comparando con el pasar de los días, como se ve en la siguiente tabla.

3.1.4.1. Muestra Patrón: CONTROL

En la Tabla 27. Se muestra los valores de L*, a* y B*, de la muestra control para el día que iniciamos las pruebas. Con estos valores se calcularon también, el valor de la saturación (C*) y el ángulo de tinta (h*), los cuales mediante las ecuaciones:

$$C = \sqrt{a^{*2} + b^{*2}}$$

$$h^* = \frac{180}{\pi} \cdot tan^{-1}\left(\frac{b^*}{a^*}\right)$$

Tabla 29. Valores del color en escala CIELab

DIA	L*	a*	b*	C	h*
2	86.780	-0.317	0.550	0.63	-1.048

3.1.4.2. Muestra Control

En la tabla 28 tenemos los valores del color para las muestras control, con sus respectivos valores de variación ΔL*, Δa*, Δb* y ΔE*. Donde ΔE* es la variación total del color.

Tabla 30. Variación de los valores del color en escala CIELab, para la muestra control.

DIA	L*	a*	b*	C	h	ΔL*	Δa*	Δb*	ΔE*
6	87.543	-0.247	0.833	0.869	-1.283	-0.763	-0.070	-0.283	0.817
10	86.663	-0.350	0.510	0.619	-0.969	0.617	0.340	0.471	0.827
14	86.727	-0.387	0.570	0.689	-0.974	0.753	0.087	-0.403	0.858

En la figura 28, podemos ver la representación gráfica para el cambio total de color en un determinado periodo de tiempo. Así también observamos la ecuación de tendencia.

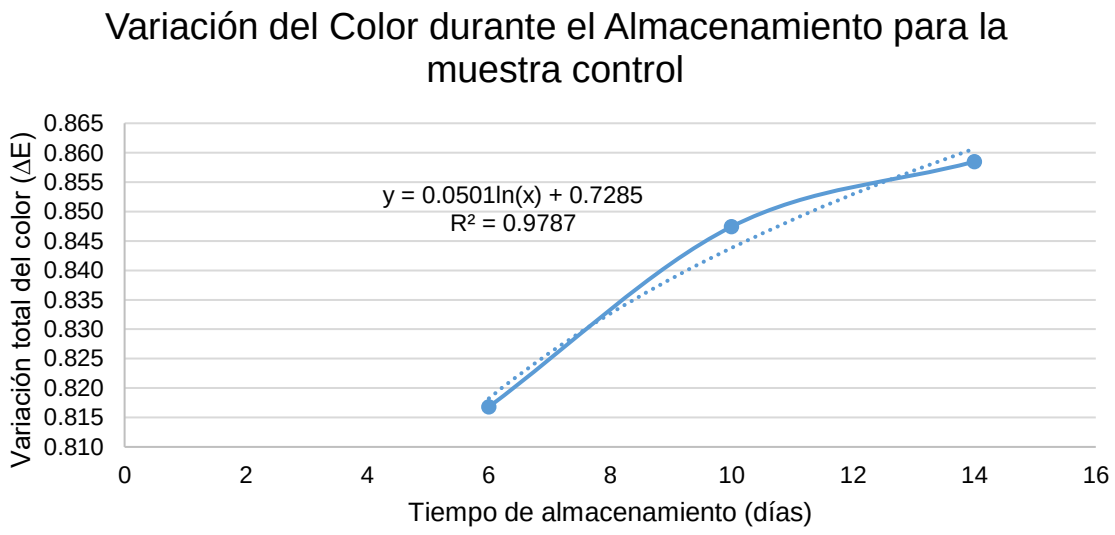


Figura 28. Variación del Color durante el Almacenamiento para la muestra control

Fuente: Elaboración Propia

Según la Figura 21 se determinó que para el día 23 se llega a 500,000 UCF/g que es el límite permisible. Entonces al reemplazar ese valor en la ecuación quedaría:

$$y = 0.0501 \ln(23) + 0.7285$$

Dónde: Y = ΔE*

Entonces desarrollando la ecuación, el valor de ΔE* es: 0.8855, y representa a la variación total del color en la muestra control hasta el día 23.

3.1.4.3. Muestra de filete de caballa con extracto fenólico al 1%

En la Tabla 29. Se muestra los valores de L*, a* y b*, de la muestra con extracto fenólico al 1%, para el día que iniciamos las pruebas. Con estos valores se calcularon también, el valor de la saturación (C*) y el ángulo de tinta (h*), los cuales mediante las ecuaciones ya indicadas en la muestra con extracto fenólico al 1%.

Tabla 31. Valores del color en escala CIELab, para la muestra con extracto fenólico al 1 %.

DIA	L*	a*	b*	C	h
2	87.020	-0.323	0.693	0.765	-1.134

En la tabla 30 tenemos los valores del color para las muestras con extracto fenólico al 1%, con sus respectivos valores de variación ΔL*, Δa*, Δb* y ΔE*. Donde ΔE* es la variación total del color.

3.1.4.4. Muestra con extracto fenólico al 1%

Tabla 32. Valores del color en escala CIELab, para la muestra con extracto fenólico al 1 %

DIA	L*	a*	b*	C	h	ΔL*	Δa*	Δb*	ΔE*
6	87.140	-0.247	0.813	0.850	-1.276	-0.120	-0.077	-0.120	0.186
10	86.637	-0.257	0.550	0.608	-1.134	0.401	-0.077	0.163	0.414
14	86.997	-0.413	0.687	0.801	-1.029	-0.120	-0.077	-0.120	0.550

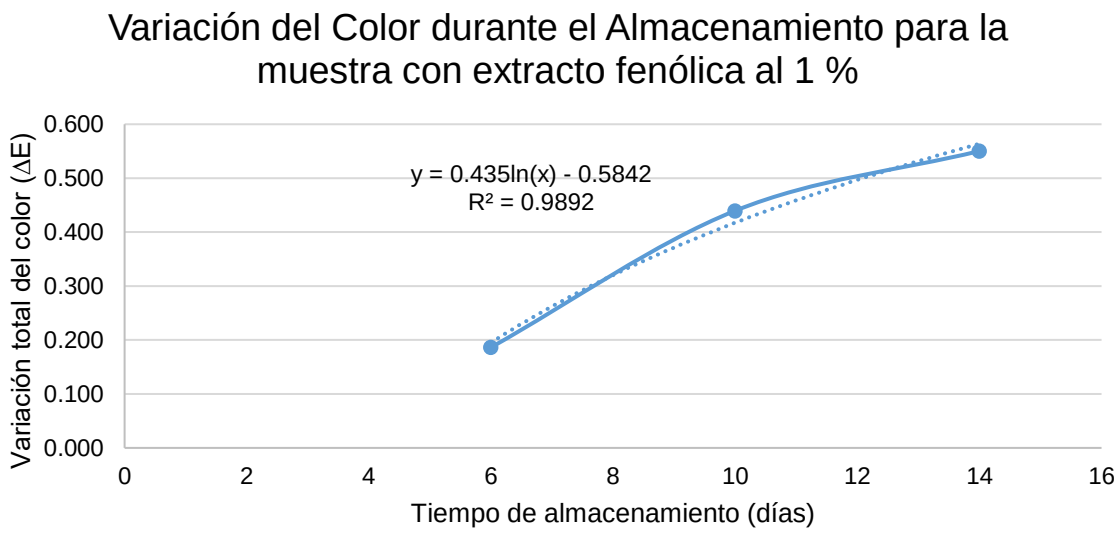


Figura 29. Variación del Color durante el Almacenamiento para la muestra con extracto fenólico al 1%

Fuente: Elaboración Propia

Según la Figura 24 se determinó que para el día 40 se llega a 500,000 UCF/g que es el límite permisible. Entonces al reemplazar ese valor en la ecuación quedaría:

$$y = 0.435 \ln(40) + 0.5842$$

Dónde: Y = ΔE*

Entonces desarrollando la ecuación, el valor de ΔE* es: 0.9374, y representa a la variación total del color en la muestra con extracto fenólico al 1%, hasta el día 40.

3.1.4.5. Muestra con extracto fenólico al 3%

En la Tabla 29. Se muestra los valores de L*, a* y b*, de la muestra con extracto fenólico al 1%, para el día que iniciamos las pruebas. Con estos valores se calcularon también, el valor de la saturación (C*) y el ángulo de tinta (h*), los cuales mediante las ecuaciones ya indicadas en la muestra con extracto fenólico al 3%.

Tabla 33. Valores del color en escala CIELab, para la muestra con extracto fenólico al 3 %.

DIA	L*	a*	b*	C	h
2	87.110	-0.297	0.470	0.556	-1.008

En la tabla 30 tenemos los valores del color para las muestras con extracto fenólico al 3%, con sus respectivos valores de variación ΔL*, Δa*, Δb* y ΔE*. Donde ΔE* es la variación total del color

3.1.4.6. Muestra con extracto fenólico 3%

Tabla 34. Valores del color en escala CIELab, para la muestra con extracto fenólico al 3 %

DIA	L*	a*	b*	C	h	ΔL*	Δa*	Δb*	ΔE*
6	87.020	-0.230	0.670	0.710	-1.250	0.090	-0.070	-0.200	0.230
10	86.940	-0.300	0.690	0.748	-1.160	0.190	0.035	-0.270	0.279
14	86.560	-0.330	0.460	0.563	-0.750	0.351	0.031	0.077	0.361

En la figura 30, podemos ver la representación gráfica para el cambio total de color en un determinado periodo de tiempo. Así también observamos la ecuación de tendencia.

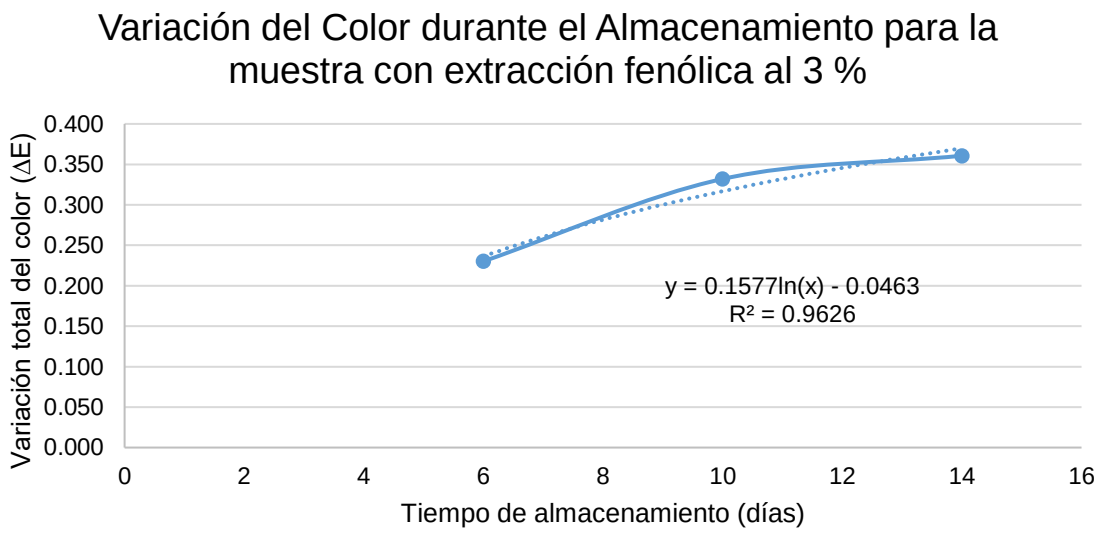


Figura 30. Variación del Color durante el Almacenamiento para la muestra con extracto fenólico al 3%
Fuente: Elaboración Propia

Según la Figura 26 se determinó que para el día 42 se llega a 500,000 UCF/g que es el límite permisible. Entonces al reemplazar ese valor en la ecuación quedaría:

$$y = 0.1577 \ln(42) + 0.0463$$

Dónde: Y = ΔE*

Entonces desarrollando la ecuación, el valor de ΔE* es: 0.6357, y representa a la variación total del color en la muestra con extracto fenólico al 3%, hasta el día 42.

3.2. Discusión de resultados

En la tabla 10, se observan los siguientes resultados: Humedad (81.47%), Proteína (1.59%), Grasa (0.5%), Carbohidratos (12.79%), Cenizas (1.9%), Fibra (1.75%) de la cascara de uva en base humedad, en comparación con los resultados obtenidos por Segura, Guerrero, Posada, Mojica, & Mora (2015), donde detallan los siguientes resultados: Humedad (80.14%), Cenizas (1.26%), de la cascara de uva en base humedad. Existiendo una variación de los resultados: Humedad (1.33%), Cenizas (0.64%), estos resultados varían de acuerdo al lugar de procedencia, a la manipulación, clima donde se cultivó.

Mientras que Abdrabba & Hussein, (2015) determinaron los siguientes resultados: Humedad (73.60%), Proteína (2.30%), Grasa (5.10%), Carbohidratos (17.79%), Cenizas (0.42%), Fibra (11.20%). Existiendo una variación en los resultados: Humedad (7.87%), Proteína (0.71%), Grasa (4.6%), Carbohidratos (5.0%), Cenizas (1.48%), Fibra (9.42%), estos resultados igual a los autores anteriores depende mucho de la variedad de la uva, como también a la procedencia como a la manipulación, estos son factores importantes en la obtención de datos.

A continuación, en la Tabla 11, se muestra la Asb de mi extracto etanolito tratado a 3 concentraciones diferentes a tres temperaturas (20, 30 y 40°C) los cuales me dieron como resultado en la concentración de 2 gramos de muestra seca/20 mililitros de Etanol al 96% a una temperatura de 30°C dando como resultado 0.980 ± 0.012 Abs siendo el valor más alto siguiéndole la dilución 2 g de muestra seca/20 mililitros tratada a 40°C la cual me dio como resultado 0.858 ± 0.011 y por último la concentración de 2 gramos de muestra seca/20 ml de Etanol tratada a una temperatura de 20 °C dándome como resultado una absorbancia de 0.855 ± 0.013.

En la tabla 12, se muestra los resultados del Ácido Gálico para determinar mi curva de calibración en la cual aplique el Metodo de Folin-Ciocalteou planteado por Da Porto et al. (2013) citada por Ruales-Salcedo et al., (2017) el cual me dio como resultado una R^2= 0.9975 y una ecuación y = 1.38X + 0.058, donde se puede ver en la imagen 11, la cual me sirvió para determinar el contenido de fenoles para cada dilución el cual obtuve un rango más alto en 2 gramos de muestra seca/20 mililitros

de Etanol al 96% a una temperatura de 30°C, dándome como resultado un contenido de fenoles de 0.668 mg/mL Acido Galico.

Según Negro, Tommasi, & Miceli, (2003) en su artículo Compuestos fenólicos y actividad antioxidante de extractos de orujo de uva roja C. Nos comentan que el objetivo de su investigación fue la de determinar los compuestos fenólicos a partir de un extracto etanólico de orujo de uva roja y sus componentes, cáscaras y semillas, siguiendo el método de Folin-Ciocalteou planteado por (Singleton y Rossi, 1965). El cual le dio como resultado que el contenido de fenoles totales para la cascara de uva roja fueron de 1.11 ± 0.001 por g/100 gramos de materia seca. Existiendo una variación de 0.442 el cual puede ser por el método aplicado, como la proporción de muestra, así también la variedad de cáscara, los isntrumentos utilizados, como también los equipos, entre otras cosas.

Mientras que para Rojas-González, Flórez-Montes, & López-Rodríguez, (2019) En su Artículo Prospectivas de aprovechamiento de algunos residuos agroindustriales, ellos nos comentan que evaluaron en 19 residuos que se produce en la agroindustria una de ellas la cascara de uva donde evaluaron el contenido de Fenoles Totales aplicando el Metodo de Metodo de Folin-Ciocalteou planteado por Da Porto et al. (2013) citada por Rojas-González, Flórez-Montes, & López-Rodríguez, (2019) el cual obtiene un resultado de 1.33 ± 0.01. Existiendo una variación con mis resultados obtenido de 0.662 esto es por la forma de obtención del extracto, diferentes temperaturas que se aplica, el tiempo de agitación, las diluciones planteadas por el método las cuales se han variado.

En la tabla 13, se muestra el promedio de las muestras tratadas en un periodo de 14 días de investigación, tratada a 3 diferentes concentraciones, una que viene siendo la muestra control la cual no se le agrego nada, una concentración al 1% y 3%, para calcular el contenido de aerobios mesófilos para el cual se aplica la siguiente formula: UFC / mL de muestra = Nro. De colonias por placa * Factor de dilución/ ml de muestra sembrada

Donde el factor de dilución viene siendo la inversa del factor que se a trabajado, se tomara un rango desde 25 a 250 UFC por placa, el cual dio como resultado que para la muestra control se logra ver estos resultados en el día 6 a una dilución de 10^{-3} dando como resultado 2.6 UFC/ml de muestra, siguiendo con

la muestra control se logra apreciar un aumento para los días 10 y 14, en el día 10 da como resultado un promedio de las 3 diluciones de 3.8, siendo el día 14 el valor más alto con 4.7 de promedio para las 3 diluciones; para la muestra al 1 % se logra apreciar para los días 10 y 14 en comparación con la muestra control que se aprecia desde el día 6, el día 10 en la dilución 10^{-3} da como resultado 2.5 UFC/ml de muestra y para el día 14 aumento a 2.6 manteniéndose en ese rango; y por ultimo para la muestra al 3% que es la más concentrada solo se vio en el día 14 en la dilución de 10^{-3} con un valor de 2.6 UFC/ml de muestra.

Mientras que para Hasani & Hasani, (2014) en su artículo Propiedades antimicrobianas del extracto de uva en filete de carpa común (Cyprinus carpio) durante el almacenamiento a 4 ° C, ellos nos comentan que para su investigación se realizó extracciones y se agregaron concentraciones de 0, 2 y 4% de extracción a las muestras, el cual les dio como resultado que para la muestra control en los días 6 y 9. Se encontraron TVC inaceptables (casi 6 UFC / g) y así entre el control y los grupos con extracto en 15 días el TVC fueron menores en los grupos que en el Control (todos los días).

Existiendo una variación con mis resultados obtenido para el día 6 y 10 de 2.5 UFC / ml de muestra. Esto se da por la temperatura empleada, tiempo de almacenaje, por las concentraciones con las que se trataron cada muestra, por la variedad de uva, variedad de pescado, por el método de obtención del extracto.

Mientras tanto para Viji et al. (2015) en su articulo Eficacia de los extractos de cáscara de menta (Mentha arvensis) y cítricos (Citrus aurantium) como conservantes naturales para prolongar la vida útil de la caballa india almacenada en frío, Ellos nos comentan que para este estudio al filete de caballa le dieron igual 3 tratamiento diferentes una que viene siendo la muestra control, un tratamiento 0.5 % y 1% de extracto; igual que para Hasani & Hasani, (2014) no es hasta el día 6 donde se muestra los resultados 1 a 1.2 y para la muestra tratada con extracto natural muestra un resultado de 0.2 a 0.5; no es hasta el día 11 donde sube hasta 7.13 para la muestra control.

Igual con que con el artículo anterior existe una variación con mis resultados para la muestra control en el día 6 de 1.4 UFC / ml de muestra; Esto se da por la temperatura de almacenamiento, tiempo de almacenaje, por las concentraciones

con las que se trataron cada muestra, por el tipo de muestra empleada, el lugar donde de procedencia del pescado, por el método de obtención del extracto.

Para el tiempo de vida útil se trabajó siguiendo los resultados obtenidos en la tabla 5, el cual se trabajará con un límite por gramo de 5 x 10^5 lo que es para productos hidrobiológicos crudos (frescos, congelados, refrigerados), el cual me dio como resultado que para la Muestra Control tendrá un tiempo de vida de 23 días, para la muestra trata al 1% se obtuvo como resultado 40 días de vida útil y para la muestra al 3% tendrá un periodo de 42 días ya que es la muestra que tiene mayor contenido de fenoles.

Mientras que para Hasani & Hasan, (2014) Sus resultados mostraron que el control y el grupo con 4% de extractos tuvieron el valor más alto y más bajo, respectivamente. Los resultados obtenidos en esta investigación fueron para la muestra al 2% de extractos 3 días y el tratamiento con 4% de extractos 6 días fue mayor que el control. En general, la concentración del 4% se hizo disponible en las mejores condiciones de conservación

Existiendo una variación con mis resultados obtenidos al 1% para esta investigación 2% de 20 días y para mis resultados al 3 % y esta investigación trabajo con 4 % de 36 días. Esto se da por la temperatura empleada ya que la de ellos es a refrigeración mientras que la de esta investigación es congelación, así también por las concentraciones con las que se trataron cada muestra, por la variedad de uva, variedad de pescado, por el método de obtención del extracto.

Mientras que para Viji et al. (2015) ellos determinaron que para la muestra control tiene un rango de entre 11-13 dias, mientras que para la muestra al 0.5 % tiene un rango de entre 13 – 15 dias y por ultimo a la muestra de 1% entre 16 a 17 dias.

Existiendo una variación con mis resultados obtenidos en la muestra control de 10 dias, para mis resultados al 1 % y esta investigación trabajo con 0.5 % de 25 y para mis resultados al 3 % y esta investigación trabajo con 1% de 25 días. Esto se da por la temperatura empleada, por las concentraciones con las que se trataron cada muestra, por el tipo de muestras utilizadas como el disolvente, el lugar donde de procedencia del pescado, por el método de obtención del extracto.

En cuanto a la variación total del color ΔE*, para la muestra control el valor nos indicó un valor de 0.8855, para la muestra con el 1% de extracto reportó un valor de 0.9374 y para la muestra con un 3% se obtuvo un valor de 0.6357, lo cual nos indica que baja significativamente.

IV. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

4.1. Conclusiones

Las características fisicoquímicas de la Cascara de uva Negra: Humedad (81.47%), Carbohidratos (12.79%), Proteína (1.59%), Grasa (0.5%), Cenizas (1.9%), Fibra (1.75%).

Donde se Obtuvo mayor cantidad de compuestos fenólicos fue en 2 gramos de muestra seca de cascara en 20 ml de Etanol 96% a una temperatura de 30°C dándome como resultado 2.494 mg/mL de ácido gálico, seguida de 2 gramos de muestra seca de cascara en 20 ml de Etanol 96% a una temperatura de 40°C el cual me dio como resultado 2.179 mg/mL de ácido gálico y por último en 2 gramos de muestra seca de cascara en 20 ml de Etanol 96% a una temperatura de 20°C dando como resultado 2.170 mg/mL de ácido gálico

Lo que es para Aerobios Mesofilos se tomaron en un rango de 25 a 250 UFC por placa, el cual empieza en la muestra control del día 6 en la dilución de 10^{-3} dando como resultado 2.6 x 10^4 y en el último día 14 en la dilución 10^{-3} 5.3 * 10^4 UFC / mL de muestra; mientras que la muestra al 1% empieza el día 10 en una dilución de 10^{-3} dando como resultado 2.5 x 10^4 UFC / mL de muestra y en día 14 a una dilución 10^{-3} da como resultado 2.6 * 10^4 UFC / mL de muestra; y por último la muestra al 3% se presenta en el día 14 a una dilución de 10^{-3} dando como resultado 2.6 * 104 UFC / mL de muestra.

Se determinó la vida útil para el filete de caballa tratada con 3 diferentes concentraciones, una que vino siendo la muestra control la que no contiene nada dando como resultado 23 días en almacenamiento a -2°C, la segunda muestra al 1% dando como resultado 40 días y la muestra al 3% un total de 42 días a la misma temperatura; lo que concluyo es que el mejor tratamiento fue el del 3% ya que está tiene mayor concentración de fenoles.

En cuanto a la variación total del color ΔE*, para la muestra control este indicador nos dio un valor de 0.8855, para la muestra con el 1% nos dió un valor de 0.9374 y para la muestra con un 3% se obtuvo un valor de 0.6357, lo cual nos indica que es mucho menor significativamente.

4.2. Recomendaciones

Se debe utilizar las materias primas en óptimas condiciones, libre de impurezas y en buen estado (pescado fresco) ya que esto depende de que los resultados salgan en un rango bueno, ya que si estas no cumplen con estas especificaciones pierdan sus características ya sea de la cascara o el pescado ocasionando malos resultados.

Se han informado las propiedades antimicrobianas de muchos compuestos de origen vegetal, como conservantes de alimentos perecederos los cuales no se han explotado por completo.

El rendimiento, la composición y la pureza de los Compuestos Fenólicos obtenidos de materiales vegetales dependen de la naturaleza química, el tamaño de la muestra, el método de extracción, el tiempo de almacenamiento y las condiciones, así como la presencia de sustancias interferentes,

Realizar una cinética de degradación de la vida útil a diferentes temperaturas, así también para la variación del color.

REFERENCIAS

Abdrabba, S., & Hussein, S. (2015). Chemical Composition of pulp, seed and peel of red grape from Lybia. *Global Journal of Scientific Researches*, *3*(2), 6–11. Retrieved from http://www.blue-ap.org/j/List/2/iss/volume 3 (2015)/issue 02/1.pdf

Centro de Formacion Investigacion e tecnologia agraria de Galicia. (2018). *Componentes Principales De La Uva Y De Los Vinos*. Retrieved from http://mediorural.xunta.gal/fileadmin/arquivos/investigacion/evega/componentes_uva_vino.pdf

Conde, F. M. (2007). *Temperatura y Principio Cero*. 30. Retrieved from http://www.esi2.us.es/DFA/FFII/Apuntes/Curso 0708/termo1.pdf

Da Porto, C., Porretto, E., & Decorti, D. (2013). Comparison of ultrasound-assisted extraction with conventional extraction methods of oil and polyphenols from grape (Vitis vinifera L.) seeds. *Ultrasonics Sonochemistry*, *20*(4), 1076–1080. https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2012.12.002

FAO and OIV. (2016). *Table and Dried Fao-Oiv Focus 2016*.

Fontana, A. R., Antoniolli, A., & Bottini, R. (2013). Grape pomace as a sustainable source of bioactive compounds: Extraction, characterization, and biotechnological applications of phenolics. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *61*(38), 8987–9003. https://doi.org/10.1021/jf402586f

Giada, M. de L. R. (2013). Food Phenolic Compounds: Main Classes, Sources and Their Antioxidant Power, Oxidative Stress and Chronic Degenerative Diseases - A Role for Antioxidants. *Oxidative Stress and Chronic Degenerative Diseases - A Role for Antioxidants*, 87–112.

H.Zumbado. (2002). *ANÁLISIS QUÍMICO DE LOS ALIMENTOS: MÉTODOS CLÁSICOS*.

Hasani, S., & Hasani, M. (2014). Antimicrobial properties of grape extract on Common carp (Cyprinus carpio) fillet during storage in 4 C. *International Journal of Fisheries and Aquatic Studies*, *1*(3), 130–136.

Huss, H. H. (1988). Summary for Policymakers. In *Climate Change 2013 - The Physical Science Basis* (Vol. 53). https://doi.org/10.1017/CBO9781107415324.004

Irrazábal, N., Marotto, M., En, C., Investigacion, L. A., & Xi, P. (2004). *Las Tecnicas Cronometricas En La Investigacion Psicolingüistica*.

Leroi, F., & Joffraud, J. J. (2011). Microbial degradation of seafood. *Aquaculture Microbiology and Biotechnology*, *2*, 47–72. https://doi.org/10.1201/b10923-4

Lin, D., Xiao, M., Zhao, J., Li, Z., Xing, B., Li, X., … Chen, S. (2016). An overview of plant phenolic compounds and their importance in human nutrition and management of type 2 diabetes. *Molecules*, *21*(10). https://doi.org/10.3390/molecules21101374

MacAgnano, A., Careche, M., Herrero, A., Paolesse, R., Martinelli, E., Pennazza, G., … Di Natale, C. (2005). A model to predict fish quality from instrumental features. *Sensors and Actuators, B: Chemical*, *111–112*(SUPPL.), 293–298. https://doi.org/10.1016/j.snb.2005.06.028

Maqsood, S., Benjakul, S., & Shahidi, F. (2013). Emerging Role of Phenolic Compounds as Natural Food Additives in Fish and Fish Products. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, *53*(2), 162–179. https://doi.org/10.1080/10408398.2010.518775

Mark, R., Lyu, X., Lee, J. J. L., Parra-Saldívar, R., & Chen, W. N. (2019). Sustainable production of natural phenolics for functional food applications. *Journal of Functional Foods*, *57*(February), 233–254. https://doi.org/10.1016/j.jff.2019.04.008

Martín Gordo, D. A. (2018). Los Compuestos Fenólicos, Un Acercamiento A Su Biosíntesis, Síntesis Y Actividad Biológica. *Revista de Investigación Agraria y Ambiental*, *9*(1), 81–104. https://doi.org/10.22490/21456453.1968

McGuinness, A., Mahfood, J., & Hoff, R. (2010). Phenolic compounds in grapes and wines: Chemical and biochemical characteristics and technological quality. *Sustainable B Enefits of U Rban F Arming As a P Otential*, 1–18.

Mex-álvarez, R. M. J., Garma-quen, P. M., Maldonado-velázquez, M. G., Aguirre-,

F. J., & Núñez-pinto, F. M. P. Y. G. (2018). Contenido de polifenoles y actividad antioxidante de la Uva de Mar (Coccoloba uvifera). *Química Viva*, *17*(1).

Miguel Sandoval, K. L. y I. A. (2008). Hepatoprotección antioxidante de la cáscara y semilla de Vitis vinifera L . (uva). *Anales de La Facultad de Medicina*, *69*(4), 250–259. Retrieved from http://www.scielo.org.pe/pdf/afm/v69n4/a06v69n4.pdf

Molina-Quijada, D. M. A., Medina-Juárez, L. A., González-Aguilar, G. A., Robles-Sánchez, R. M., & Gámez-Meza, N. (2010). Compuestos fenólicos y actividad antioxidante de cáscara de uva (Vitis vinifera L.) de mesa cultivada en el noroeste de México Phenolic compounds and antioxidant activity of table grape (Vitis vinifera L.) skin from northwest Mexico. *CYTA - Journal of Food*, *8*(1), 57–63. https://doi.org/10.1080/19476330903146021

Negro, C., Tommasi, L., & Miceli, A. (2003). Phenolic compounds and antioxidant activity from red grape marc extracts. *Bioresource Technology*, *87*(1), 41–44. https://doi.org/10.1016/S0960-8524(02)00202-X

Ranjan, B. A. (2019). *A look at phospholipids in aquafeeds*. (August 2016), 1–6.

Reyes, M., Gómez, I., Espinoza, C., Bravo, F., & Ganoza, L. (2009). *Tablas peruanas de composición de alimentos del Ministerio de salud de la República de salud del Perú*. Retrieved from http://www.ins.gob.pe/insvirtual/images/otrpubs/pdf/Tabla de Alimentos.pdf

Rojas-González, A. F., Flórez-Montes, C., & López-Rodríguez, D. F. (2019). Prospectivas de aprovechamiento de algunos residuos agroindustriales. *Revista Cubana de Química*, *31*(1), 31–52.

RUALES-SALCEDO, A. V., ROJAS-GONZÁLEZ, A. F., CARDONA-ALZATE, C. A., RUALES-SALCEDO, A. V., ROJAS-GONZÁLEZ, A. F., & CARDONA-ALZATE, C. A. (2017). PHENOLIC COMPOUND RECOVERY FROM ISABELLA GRAPE'S WASTE (Vitis labrusca). *Biotecnología En El Sector Agropecuario y Agroindustrial*, *15*(SPE2), 72–79. https://doi.org/10.18684/bsaa(v15)ediciónespecial.580

Sagar, N. A., Pareek, S., Sharma, S., Yahia, E. M., & Lobo, M. G. (2018). Fruit and Vegetable Waste: Bioactive Compounds, Their Extraction, and Possible

Utilization. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, *17*(3), 512–531. https://doi.org/10.1111/1541-4337.12330

Salgado, P., & Paola, S. (2009). *Evaluación de las propiedades físico-químicas, sensoriales y microbiológicas de carnes de res(M.Longissimus dorsi) marinada con jugo de mangostán (Garcina mangostana L.)*.

Segura, C., Guerrero, C., Posada, E., Mojica, J., & Mora, W. P. (2015). *vinícola del valle de Sáchica con potencial del proceso agroindustrial*. (October), 0–6. https://doi.org/10.13140/RG.2.1.3024.8406

Sekhon-Loodu, S., Warnakulasuriya, S. N., Rupasinghe, H. P. V., & Shahidi, F. (2013). Antioxidant ability of fractionated apple peel phenolics to inhibit fish oil oxidation. *Food Chemistry*, *140*(1–2), 189–196. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.02.040

Serra, A. T., Matias, A. A., Nunes, A. V. M., Leitão, M. C., Brito, D., Bronze, R., … Duarte, C. M. (2008). In vitro evaluation of olive- and grape-based natural extracts as potential preservatives for food. *Innovative Food Science and Emerging Technologies*, *9*(3), 311–319. https://doi.org/10.1016/j.ifset.2007.07.011

Torabi, M., Drahansky, M., Paridah, M. ., Moradbak, A., Mohamed, A. ., Owolabi, F. abdulwahab taiwo, … Abdul Khalid, S. H. . (2016). We are IntechOpen , the world ' s leading publisher of Open Access books Built by scientists , for scientists TOP 1 %. *Intech*, *i*(tourism), 13. https://doi.org/http://dx.doi.org/10.5772/57353

Torres Y. y Vidaurre J (2015) Cinética de la degradación de compuestos fenoles y antocianinas en una bebida funcional a base de arándano azul (Vaccinium corymbosum L.). VOL 2/N° 1, ISSN: 2313-1926/Diciembre 2015

http://revistas.uss.edu.pe/index.php/ING/article/view/253

Viji, P., Binsi, P. K., Visnuvinayagam, S., Bindu, J., Ravishankar, C. N., & Srinivasa Gopal, T. K. (2015). Efficacy of mint (Mentha arvensis) leaf and citrus (Citrus aurantium) peel extracts as natural preservatives for shelf life extension of chill stored Indian mackerel. *Journal of Food Science and Technology*, *52*(10), 6278–6289. https://doi.org/10.1007/s13197-015-1788-1

ANEXOS

Figura 1 Uva negra Recepción

Fuente: Elaboración propia

Figura 2 Extracción de la cascara de uva

Fuente: Elaboración propia

Figura 3 Secando Cascara a 50°C En Estufa de aire Caliente

Fuente: Elaboración propia

Figura 4 *Terminando el proceso de secado*

Fuente: Elaboración propia

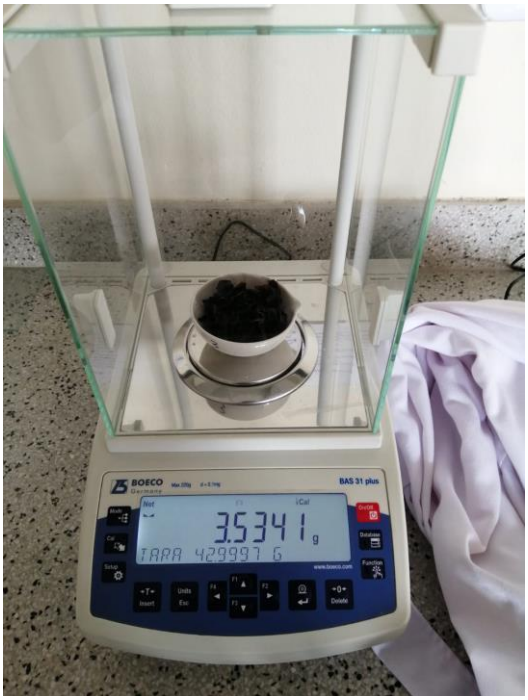


Figura 5 Pesado de cascara seca

Fuente: Elaboración propia

Figura 6 Esterilización de material de vidrio

Fuente: Elaboración propia

Figura 7 Preparando las diluciones

Fuente: Elaboración propia

Figura 8 Agitando extracto a diferentes temperaturas

Fuente: Elaboración propia

Figura 9 Extractos Etanolicos para Analizar

Fuente: Elaboración propia

Figura 10 Pesando Ac Gálico

Fuente: Elaboración propia

Figura 11 Preparación de Solución Madre

Fuente: Elaboración propia

Figura 12 Preparando las concentraciones para medir en el Espectrofotómetro para la curva

Figura 13 Mediando la Absorbancia de mi extracto etanolico

Fuente: Elaboración propia

Figura 14 Fileteado de Caballa

Fuente: Elaboración propia

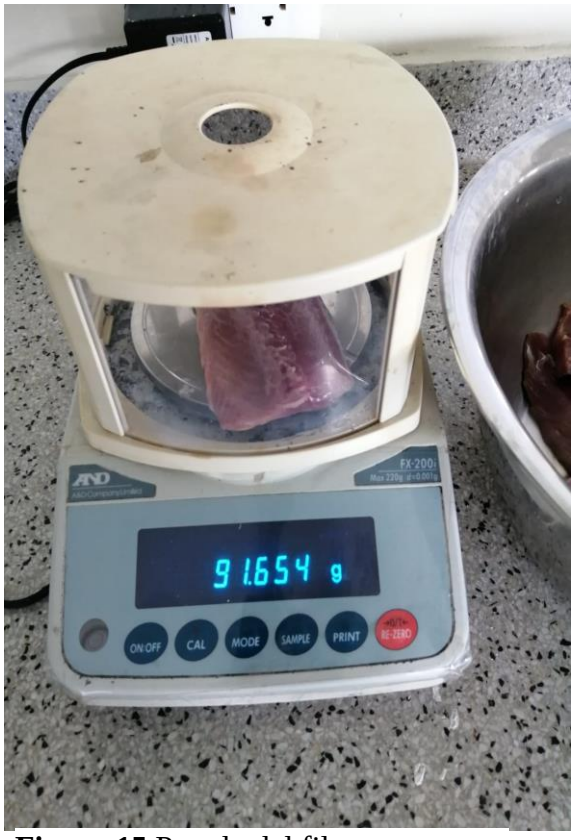


Figura 15 Pesado del filete

Fuente: Elaboración propia

Figura 16 Adición de extracto fenólico en el filete de caballa

Fuente: Elaboración propia

Figura 17 Muestra Control

Fuente: Elaboración propia

Figura 18 Muestra 1%

Fuente: Elaboración propia

Figura 19 Muestra 3%

Fuente: Elaboración propia

Figura 20 Pesando PCA

Fuente: Elaboración propia

Figura 21 Esterilización de materiales a utilizar

Fuente: Elaboración propia

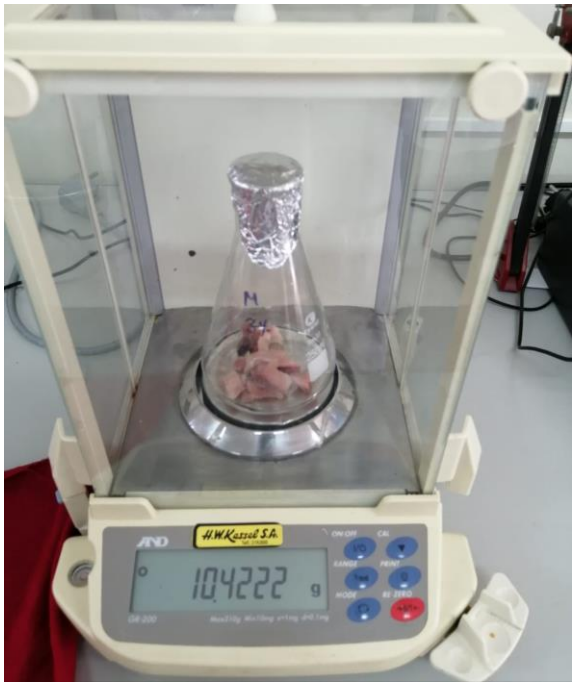


Figura 22 Pesando10 gramos de muestra analizar

Figura 23 Adicionando 90 ml de Pectona en los 10 gramos de las muestras analizar

Fuente: Elaboración propia

Fuente: Elaboración propia

Figura 24 Agitación constante de la solución a analizar por 90 seg.

Fuente: Elaboración propia

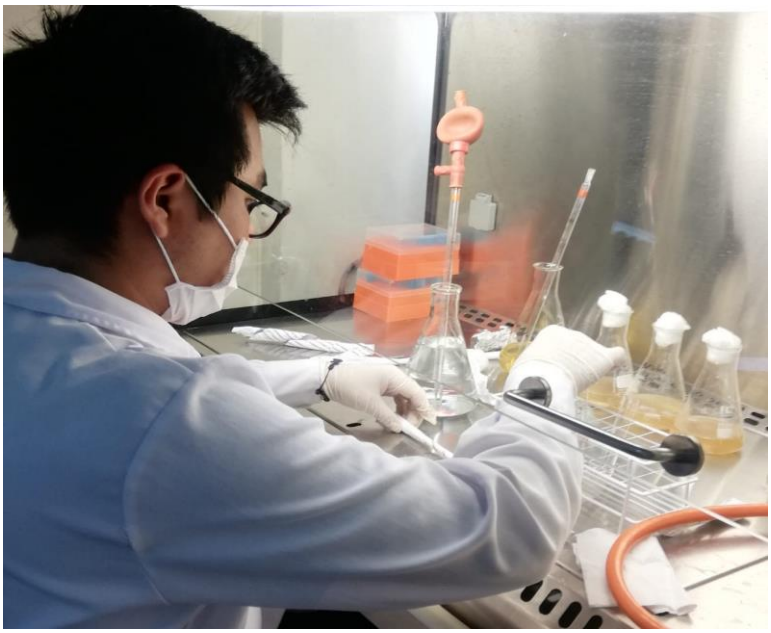


Figura 25 Realizando las diluciones para cada muestra en tubos de ensayo.

Fuente: Elaboración propia

Figura 26 Diluciones divididas desde 10-1 hasta 10-5 listas para ser introducidas en las placas + PCA

Fuente: Elaboración propia

Figura 27 Las muestras se incuban por 24 hrs a una temperatura de

Fuente: Elaboración propia

Resultado de Placas 14/11/2019

Muestra Control

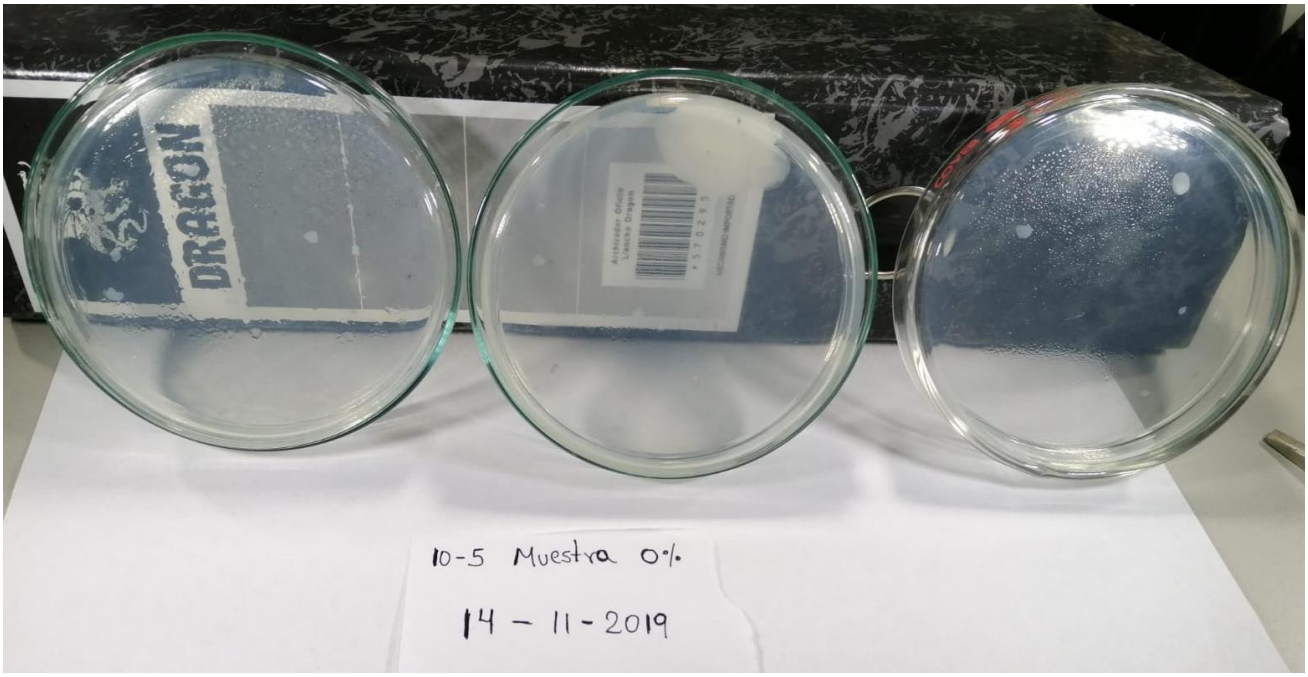


Figura 28 Dilución 10-5

Fuente: Elaboración propia

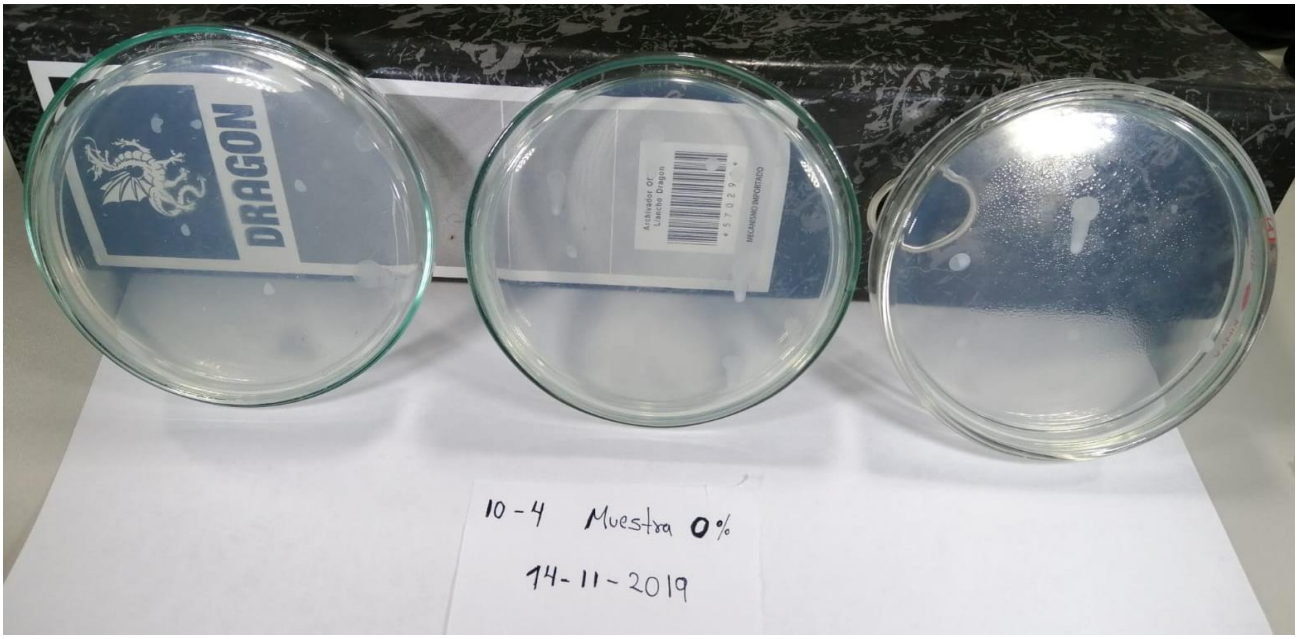


Figura 29 Dilución 10-4

Fuente: Elaboración propia

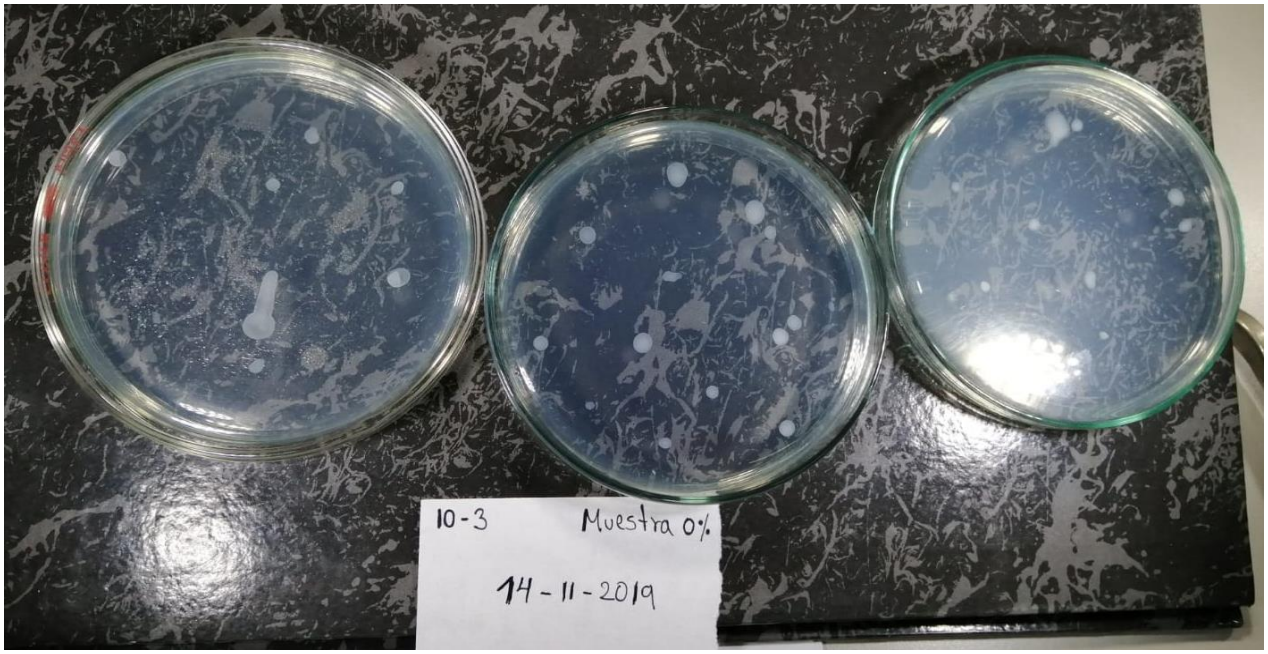


Figura 30 Dilución 10-3

Fuente: Elaboración propia

Muestra al 1%

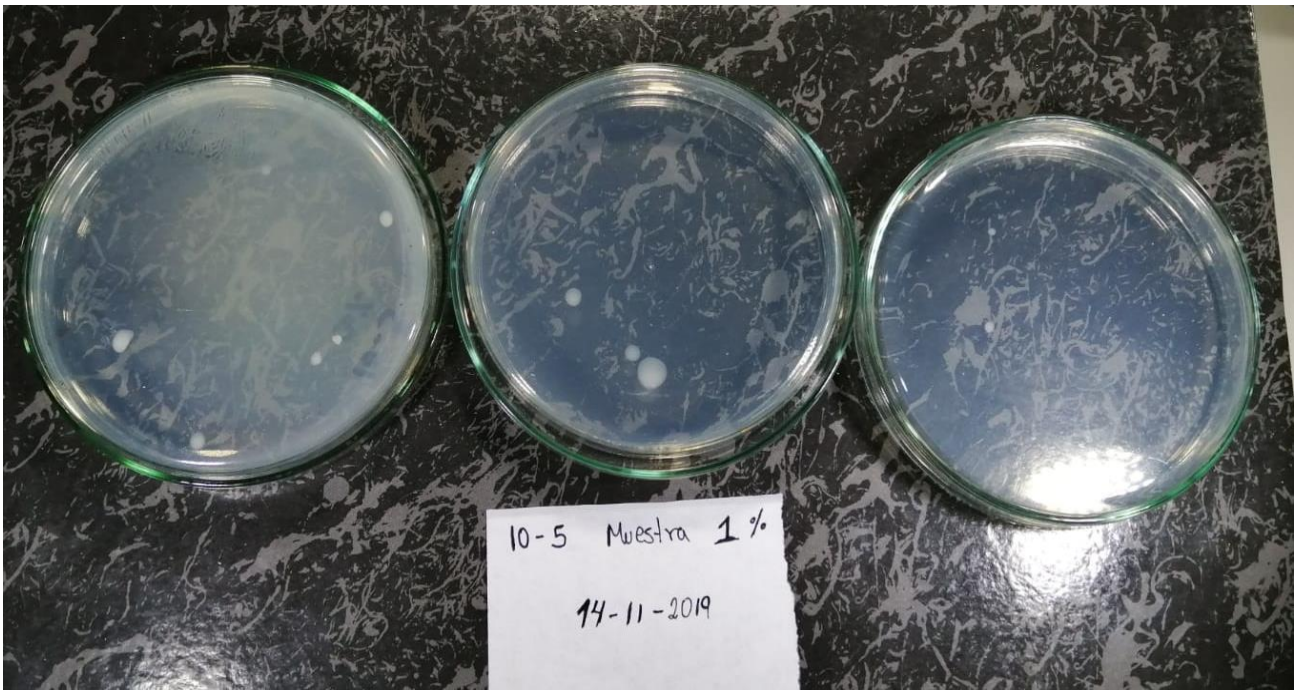


Figura 31 Dilución 10-5

Fuente: Elaboración propia

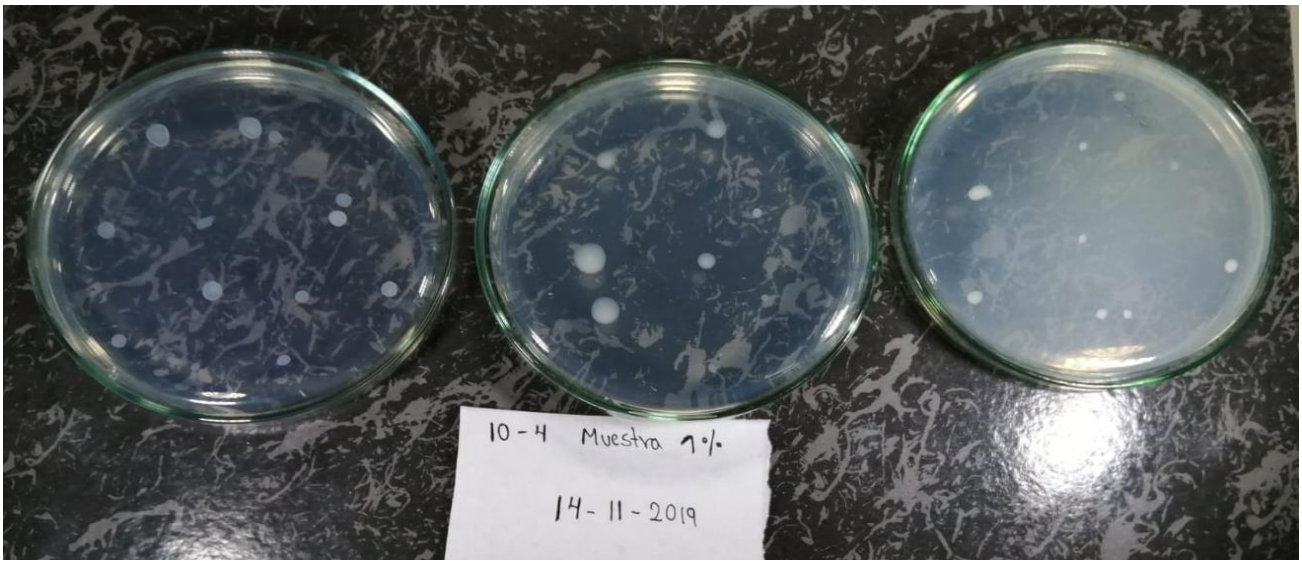


Figura 32 Dilución 10-4

Fuente: Elaboración propia

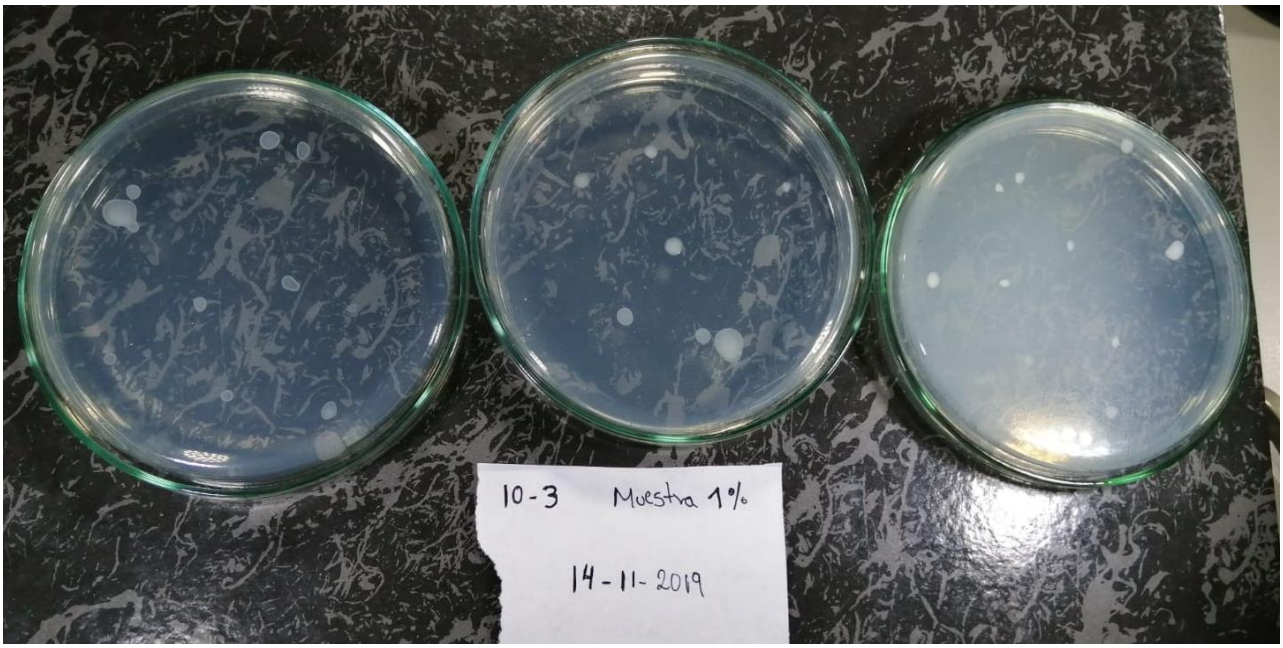


Figura 33 Dilución 10-3

Fuente: Elaboración propia

Muestra al 3%

Figura 34 Dilución 10-5

Fuente: Elaboración propia

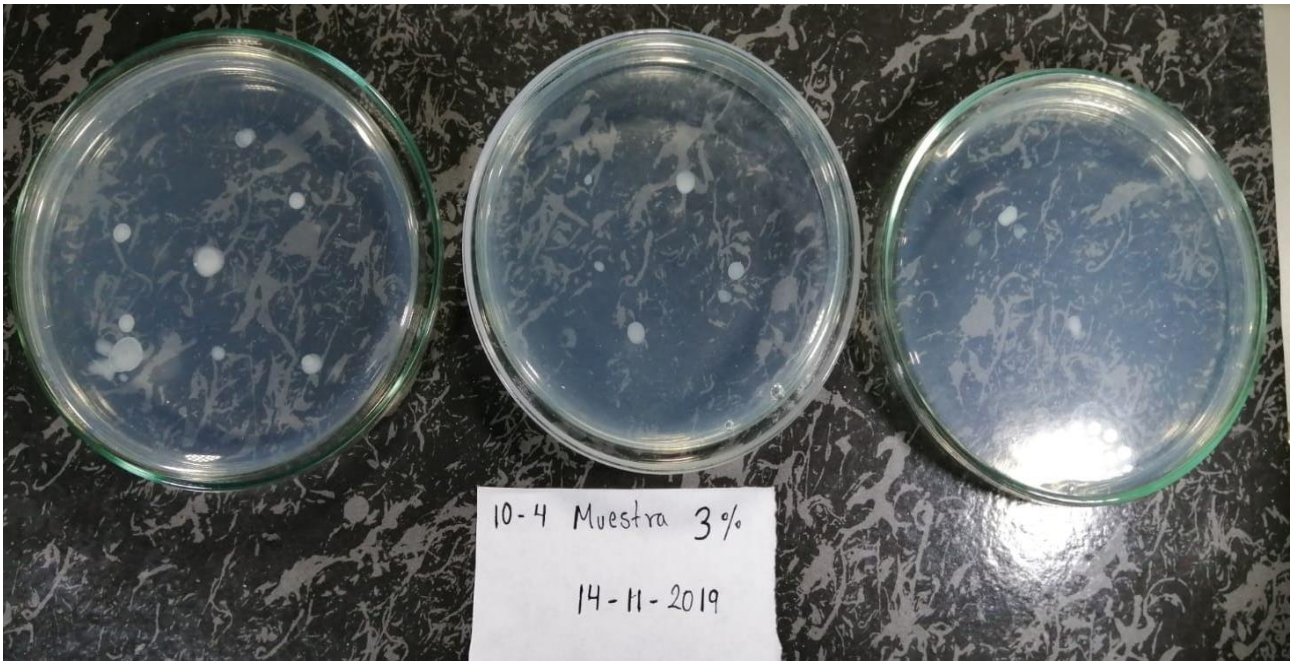


Figura 35 Dilución 10-4

Fuente: Elaboración propia

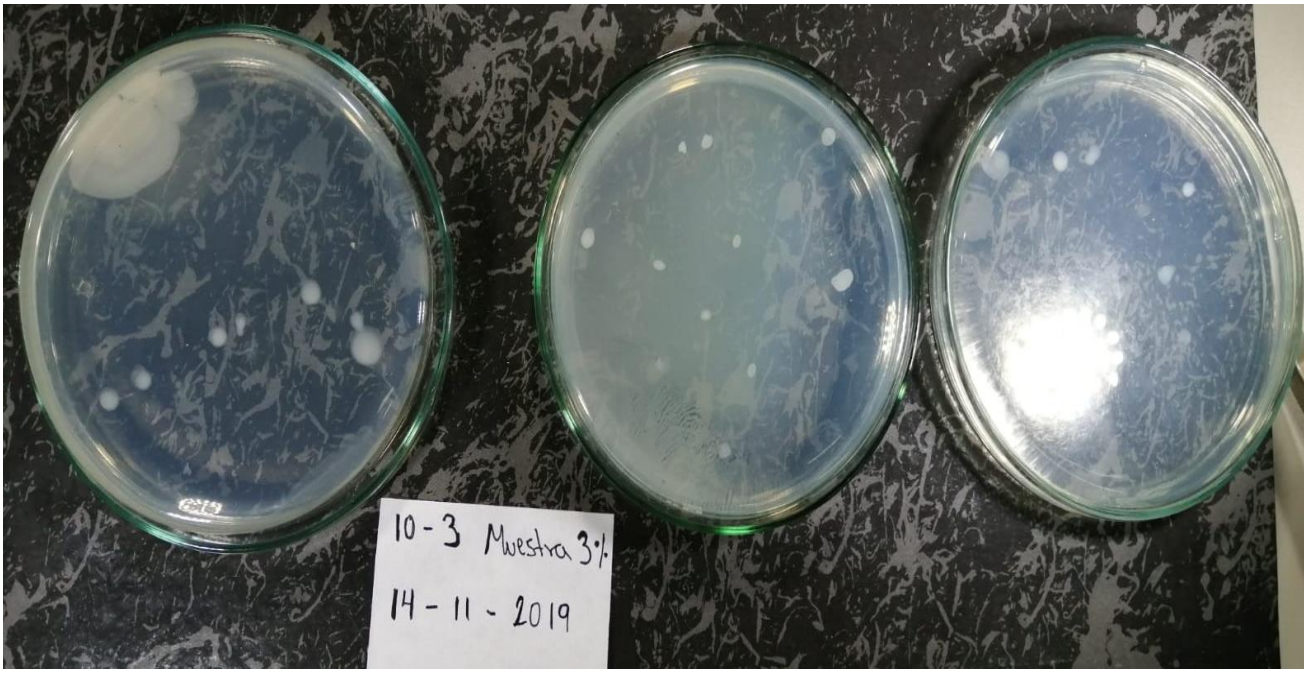
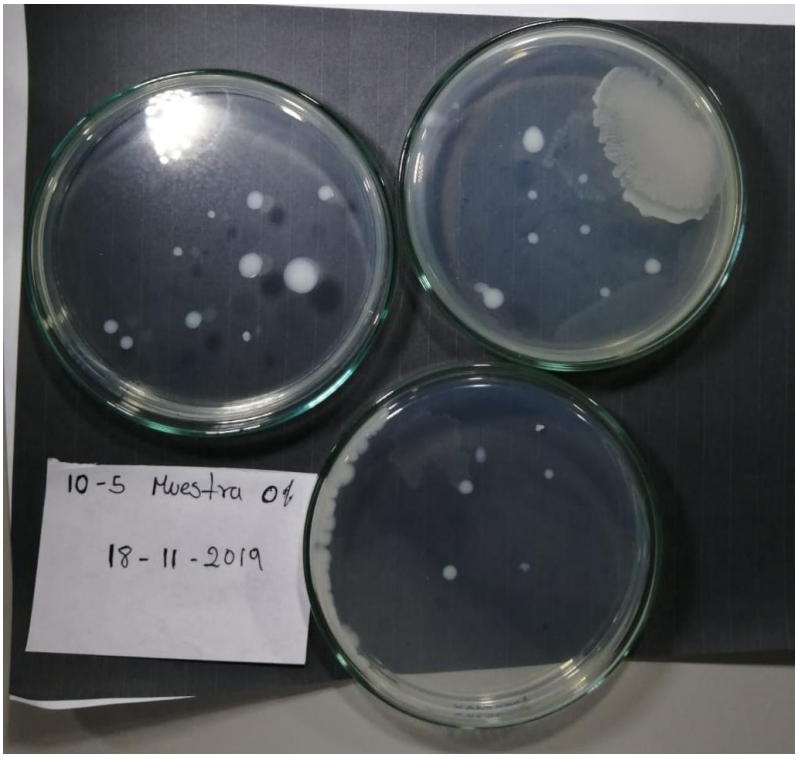


Figura 36 Dilución 10-3



Fuente: Elaboración propia

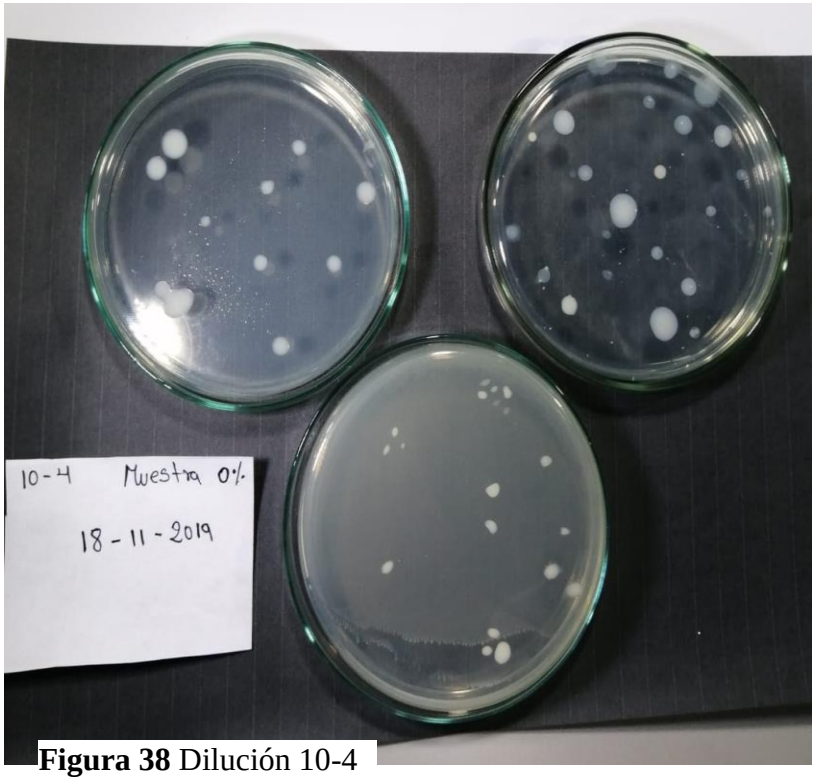
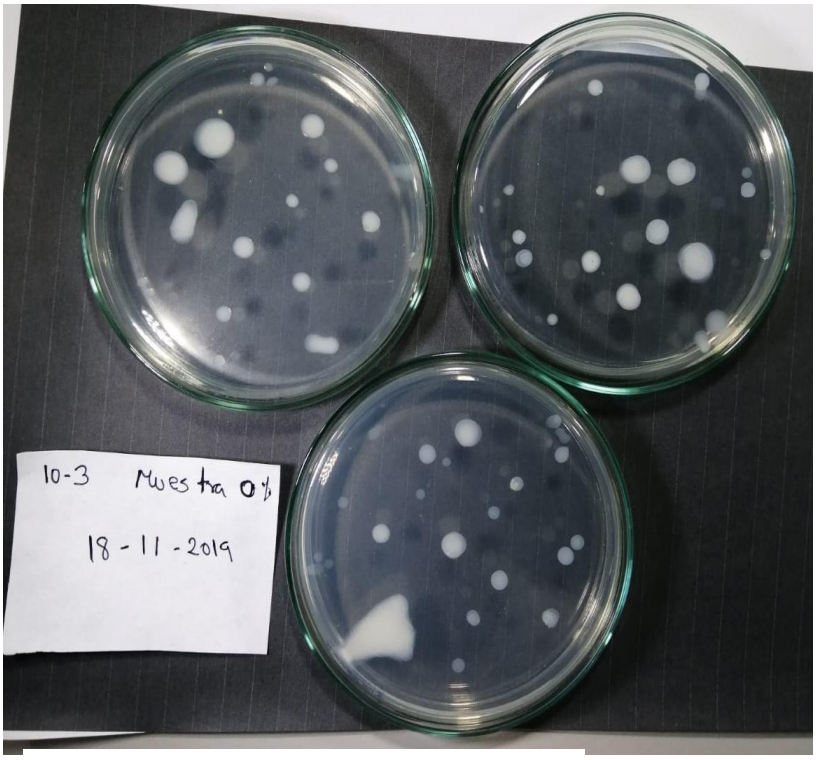


Figura 38 Dilución 10-4

Figura 39 Dilución 10-3



Fuente: Elaboración propia

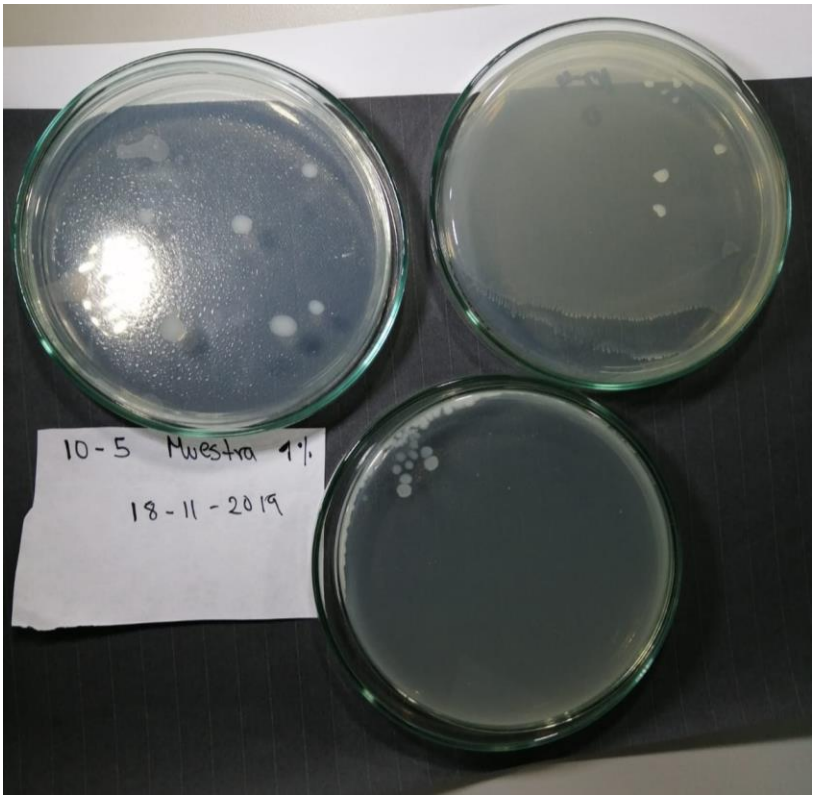


Figura 40 Dilución 10-5

Fuente: Elaboración propia

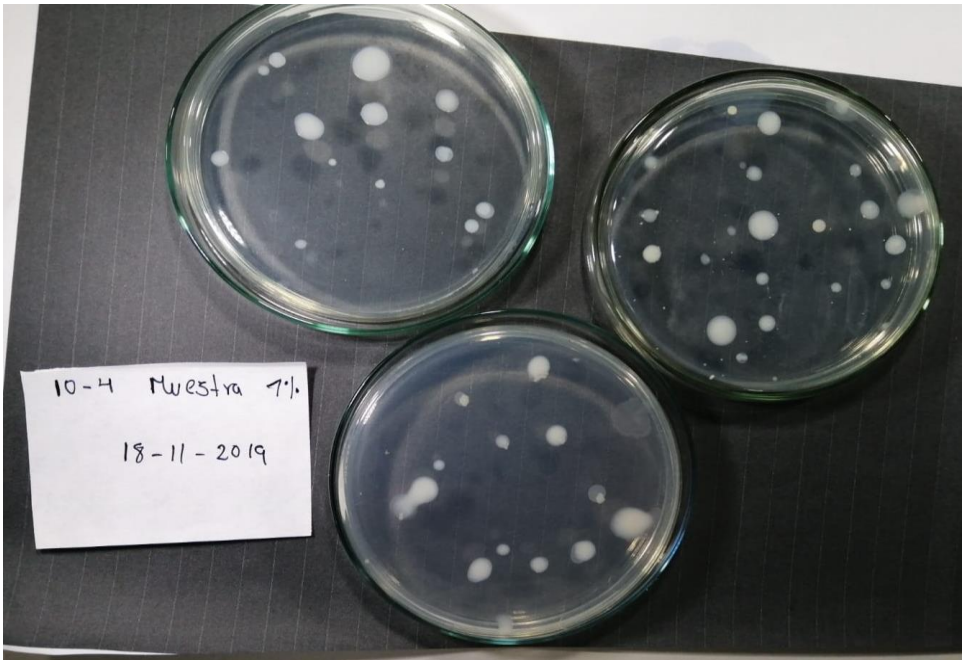


Figura 41 Dilución 10-4

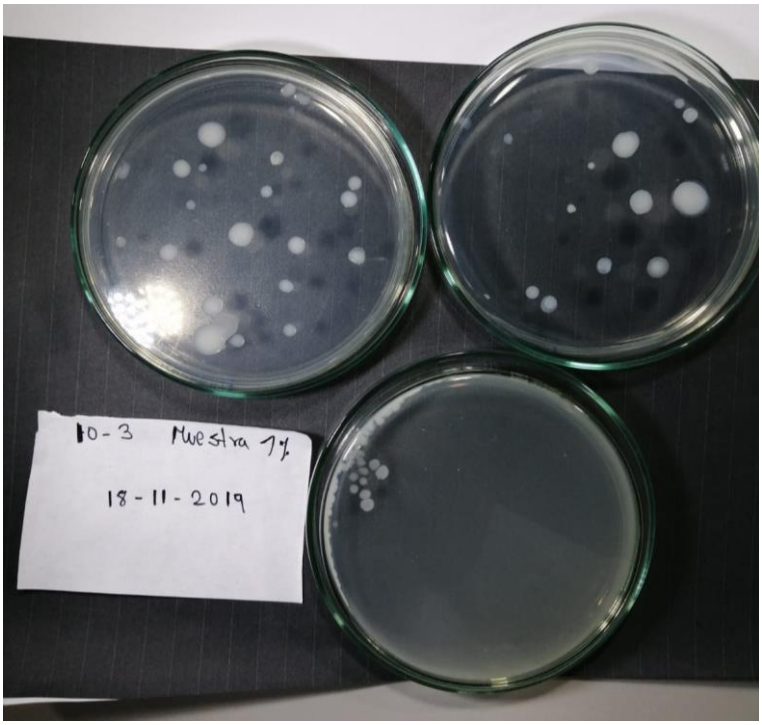


Figura 42 Dilución 10-3

Fuente: Elaboración propia

Muestra al 3%

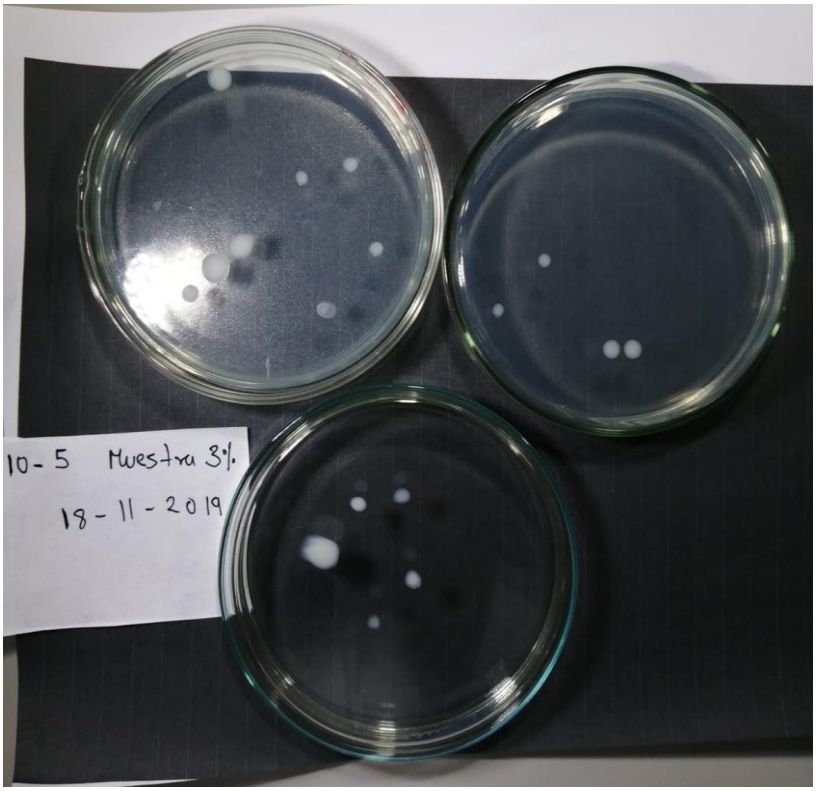


Figura 43 Dilución 10-5

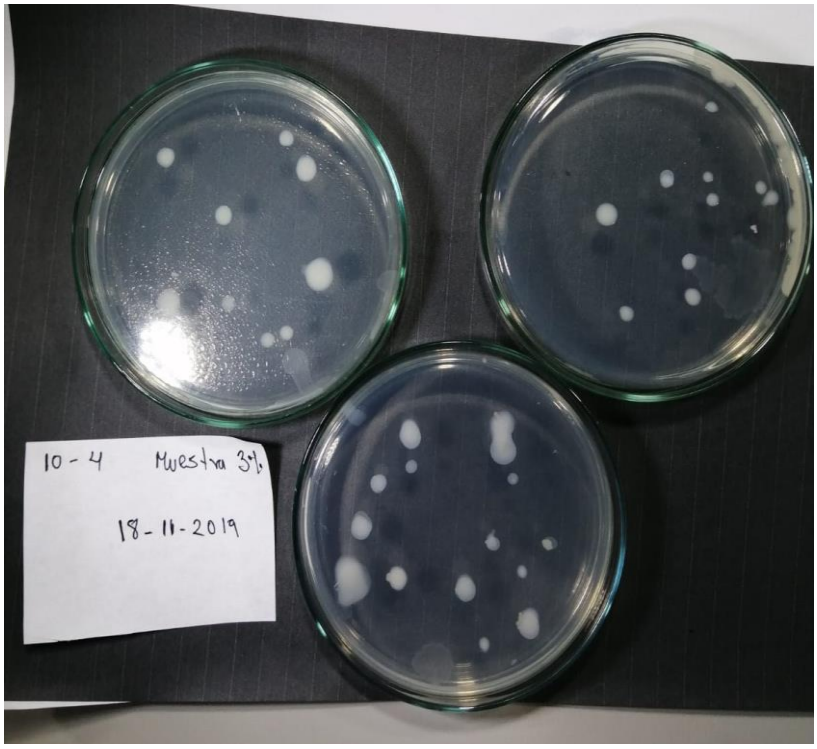


Figura 44 Dilución 10-4

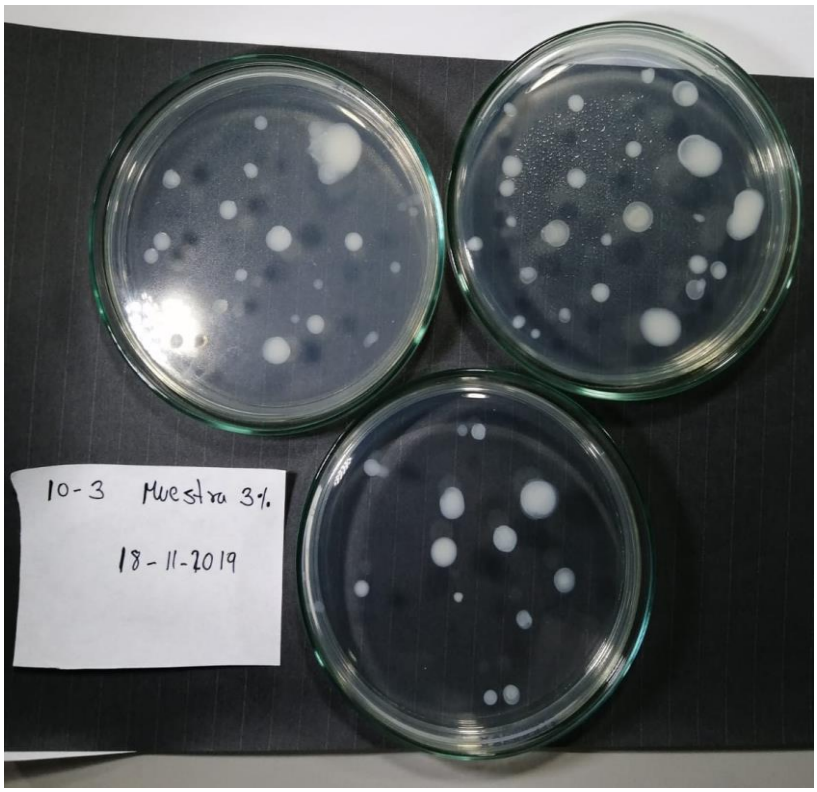


Figura 45 Dilución 10-3

Resultado de Placas 22/11/2019

Muestra Control

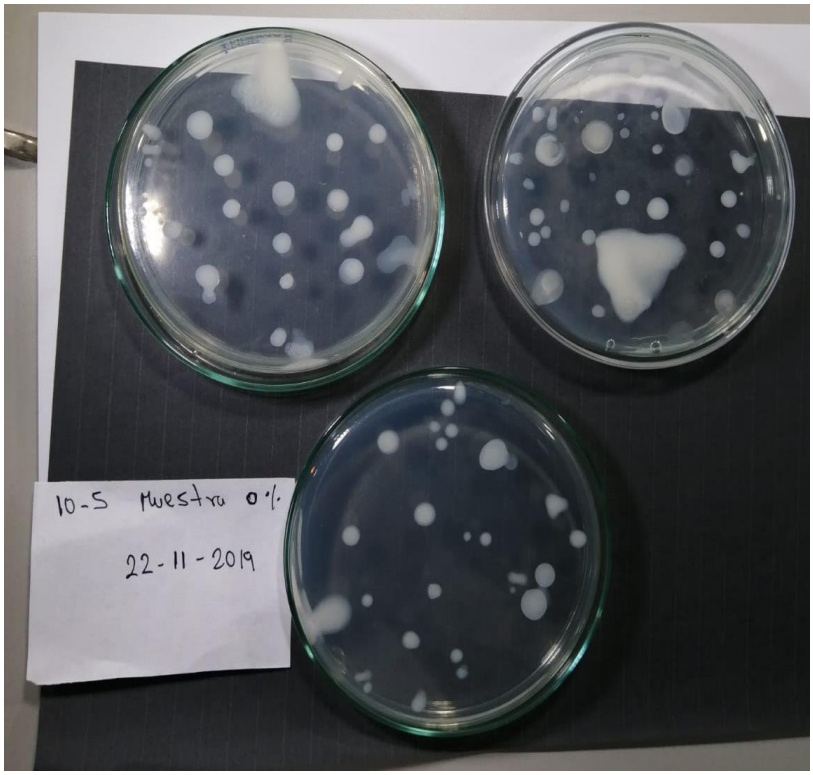


Figura 46 Dilución 10-5

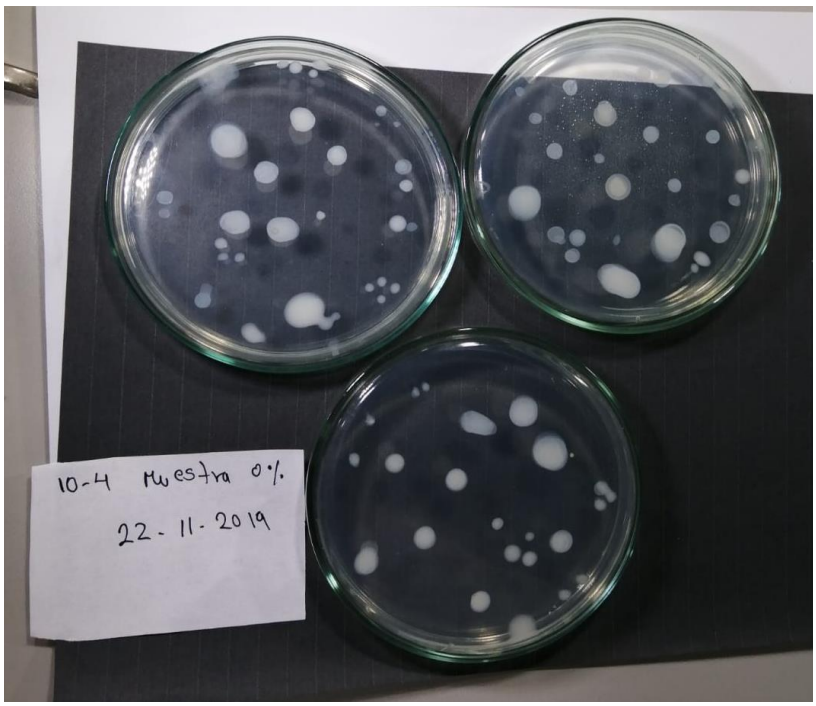


Figura 47 Dilución 10-4

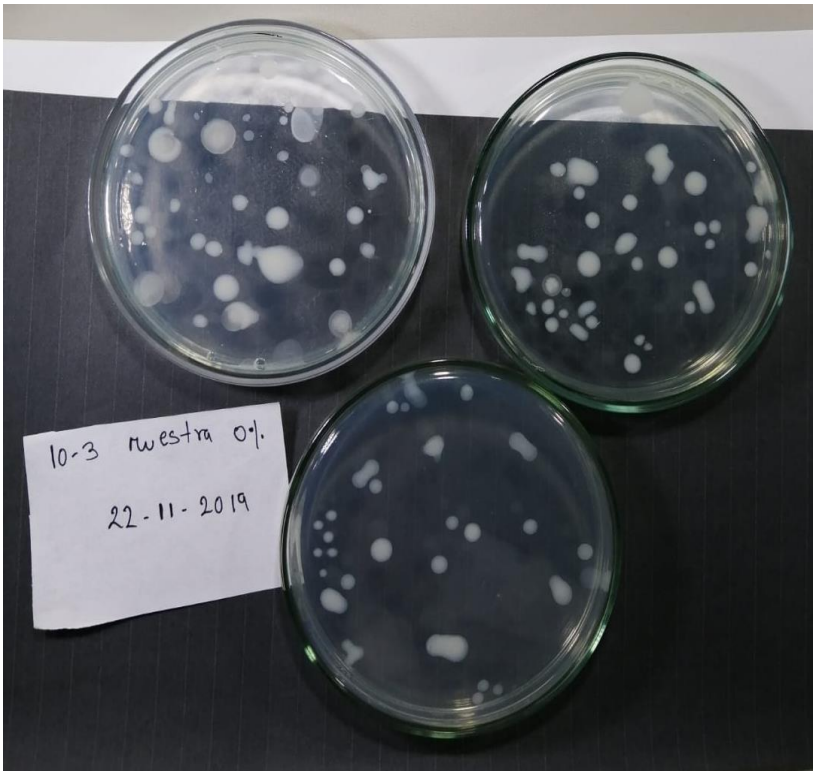


Figura 48 Dilución 10-3

Muestra al 1%

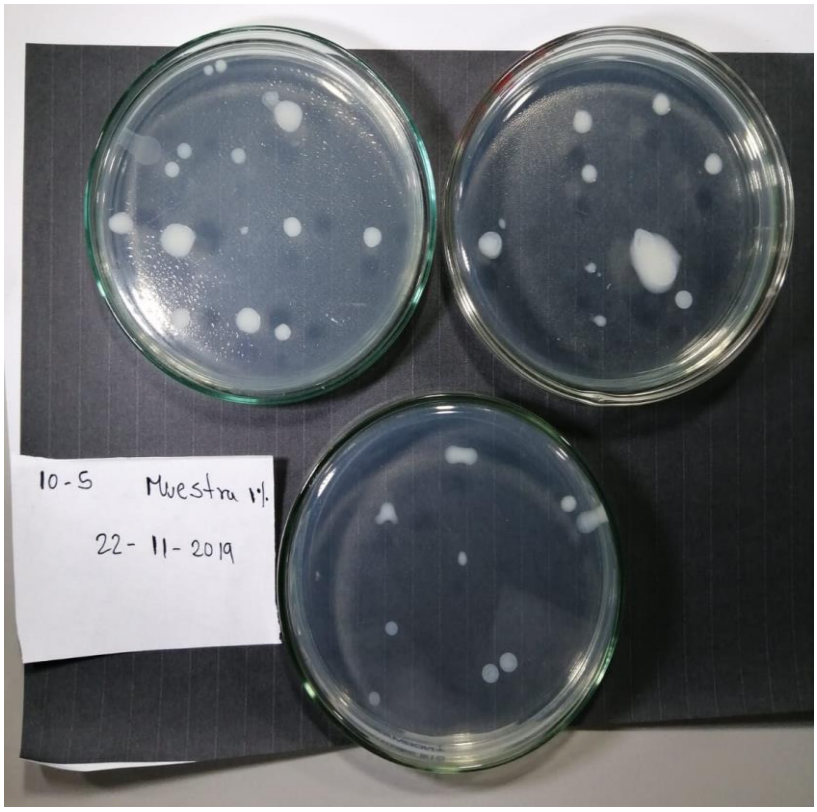


Figura 49 Dilución 10-5

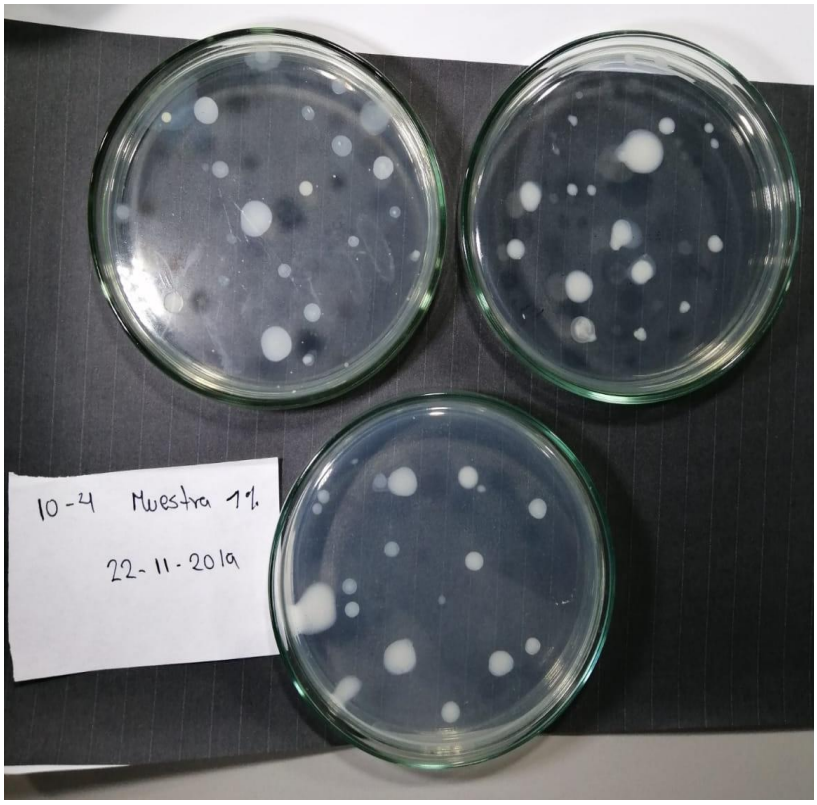


Figura 50 Dilución 10-4

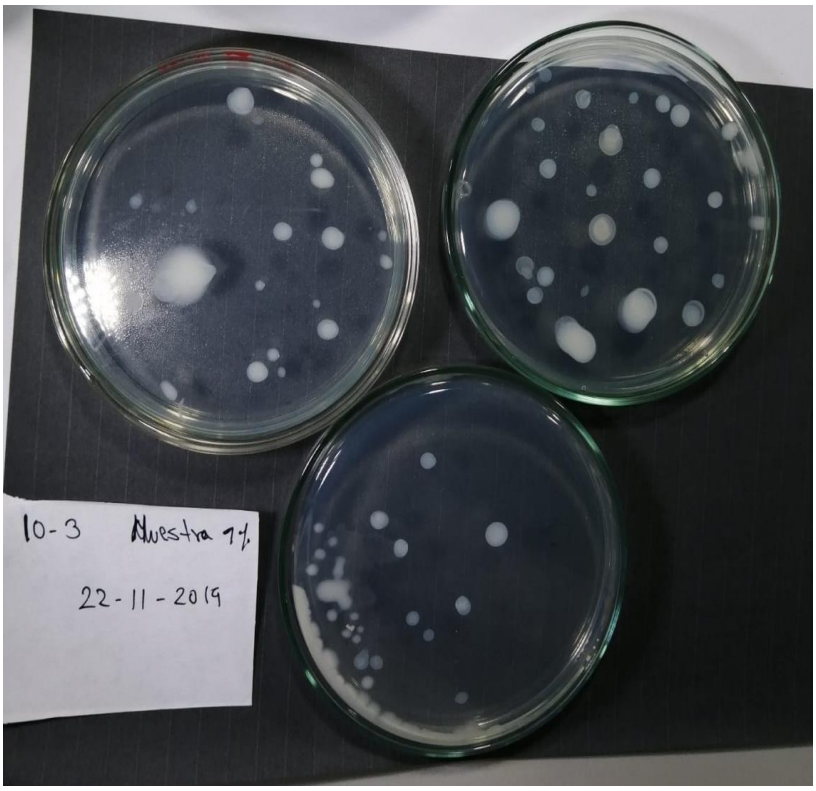


Figura 51 Dilución 10-3

Muestra al 3%

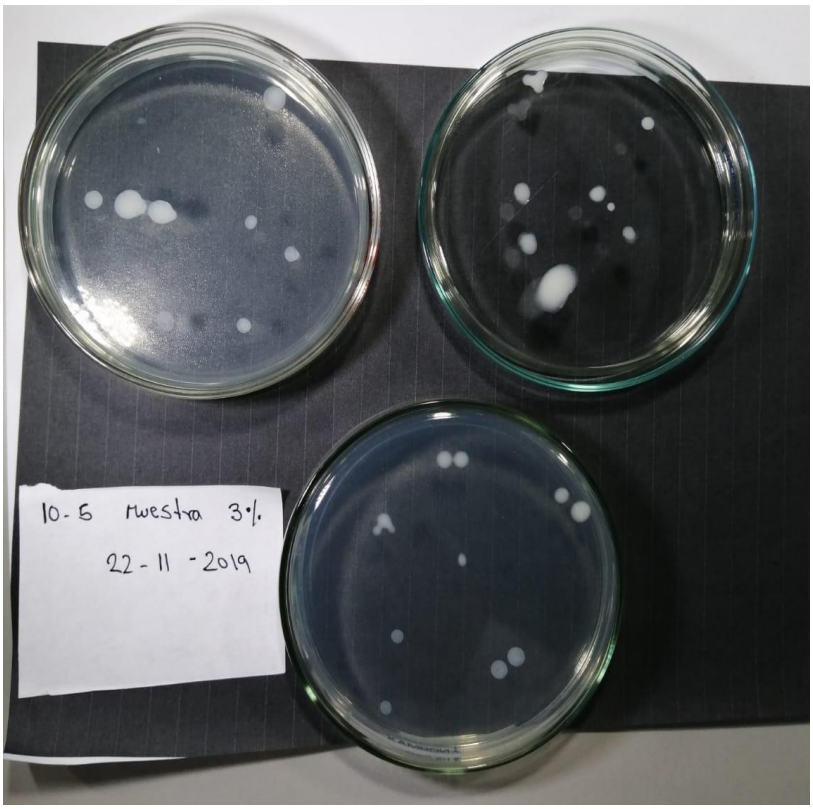


Figura 52 Dilución 10-5

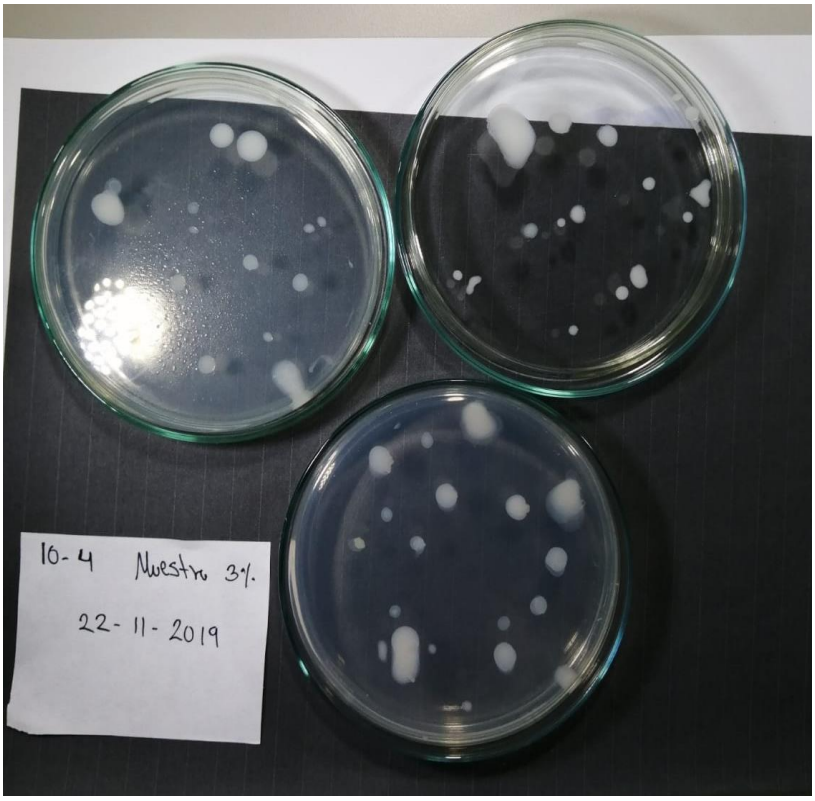


Figura 53 Dilución 10-4

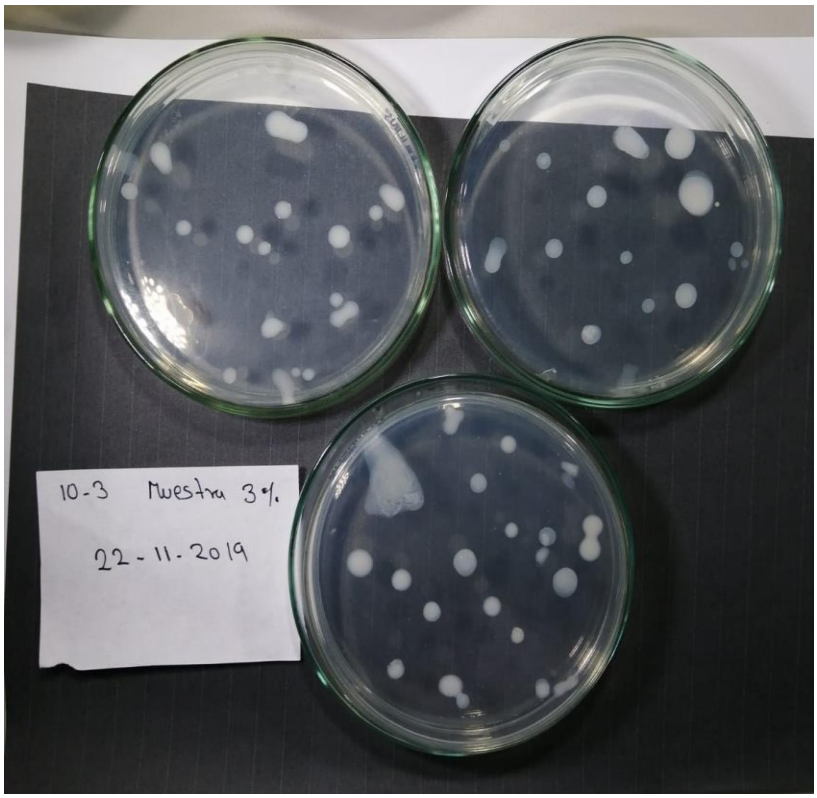


Figura 54 Dilución 10-3

Resultado de Placas 26/11/2019

Muestra Control

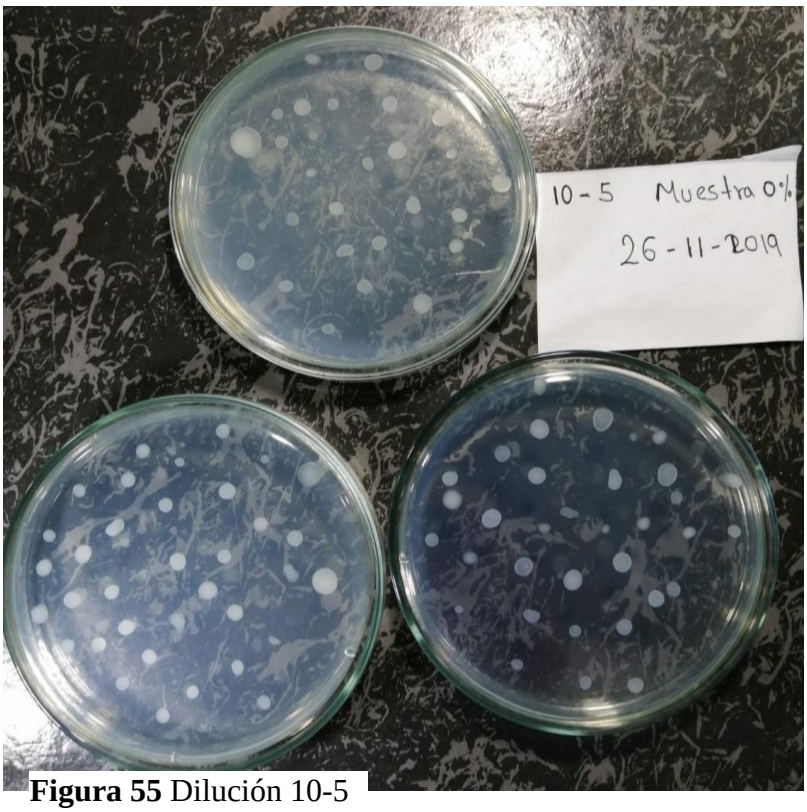


Figura 55 Dilución 10-5

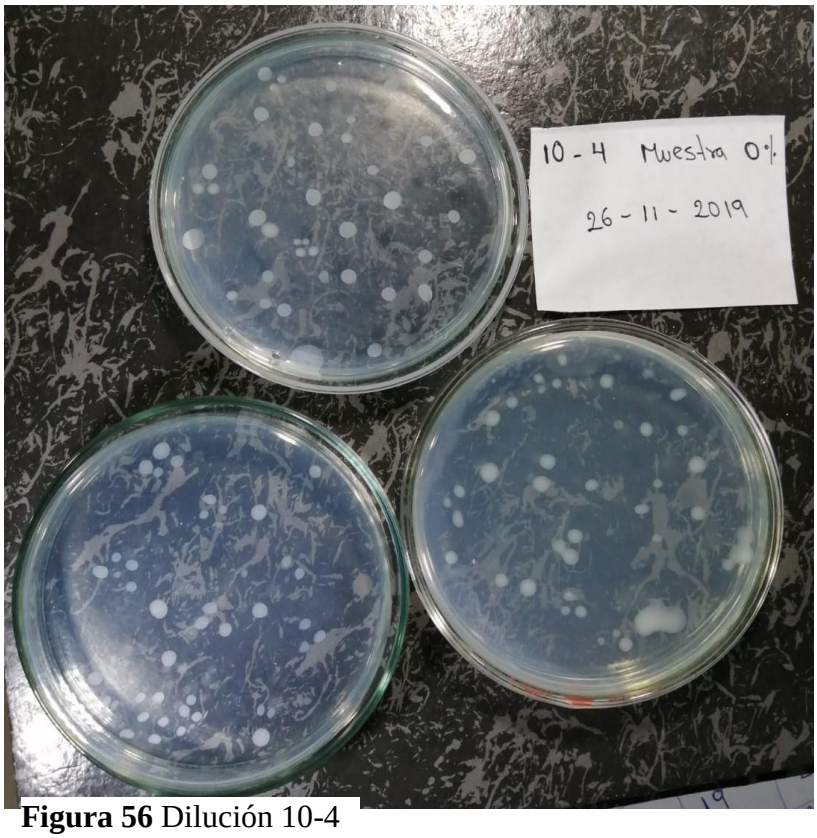


Figura 56 Dilución 10-4

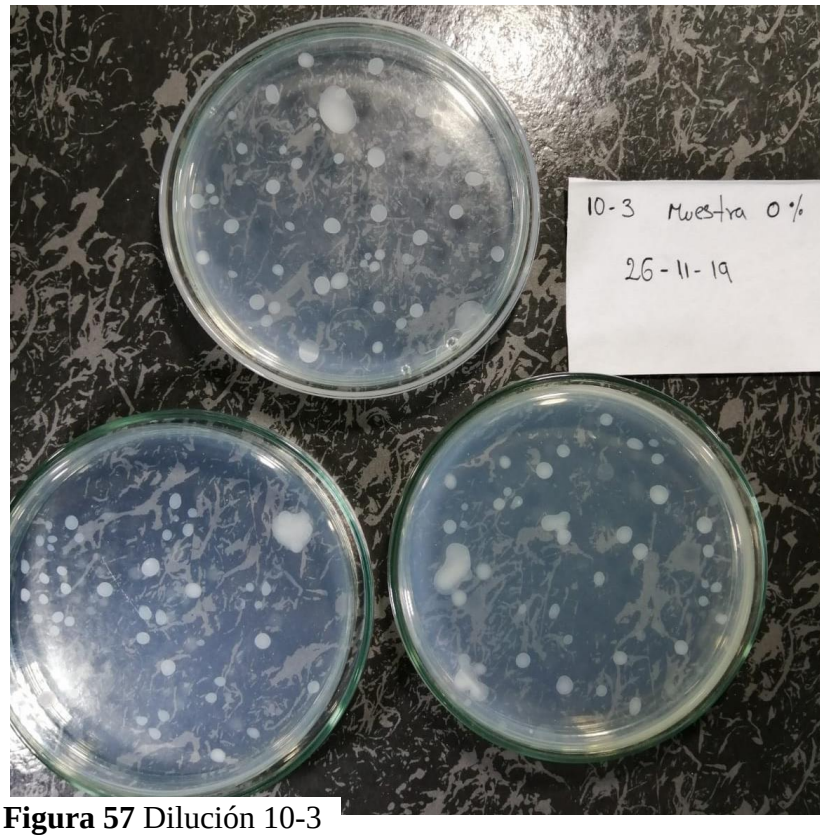


Figura 57 Dilución 10-3

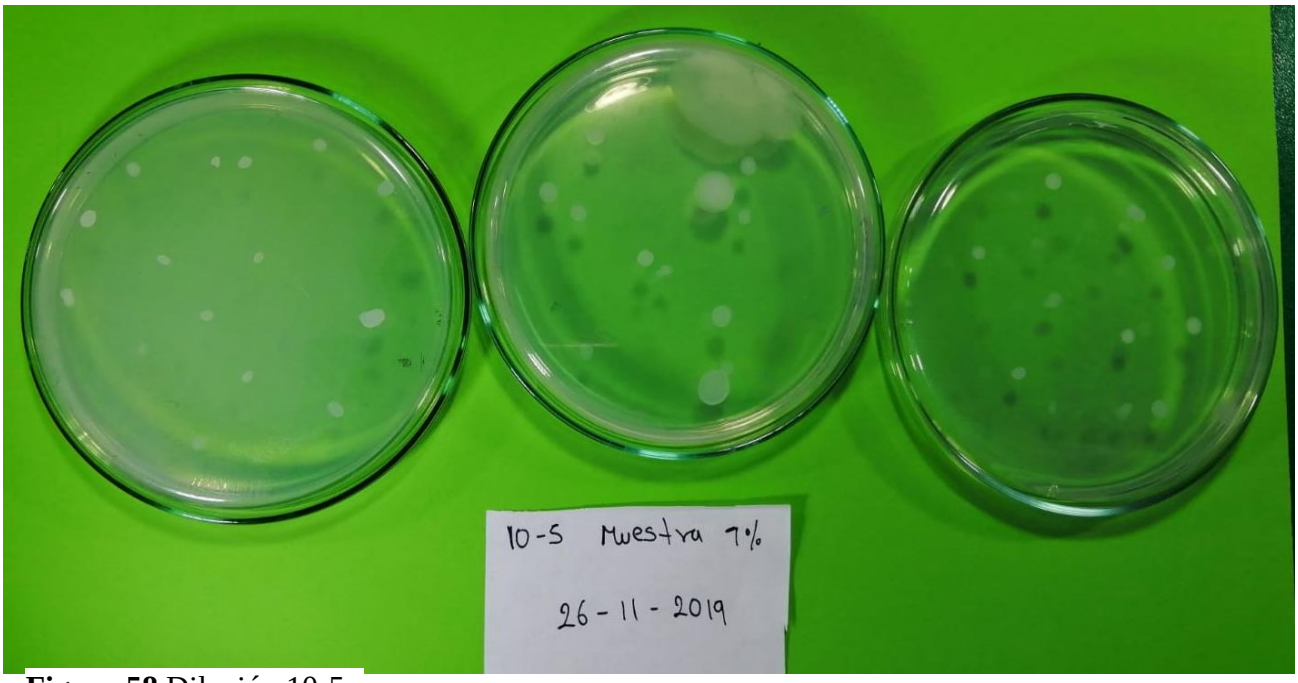


Figura 58 Dilución 10-5

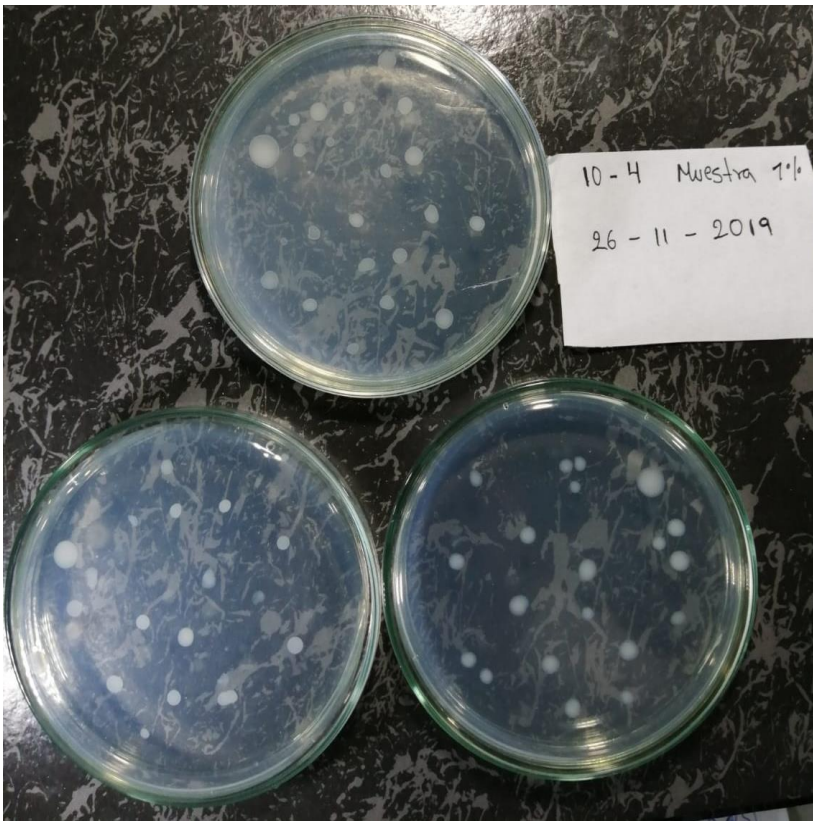


Figura 59 Dilución 10-4

Figura 60 Dilución 10-3

Muestra al 3%

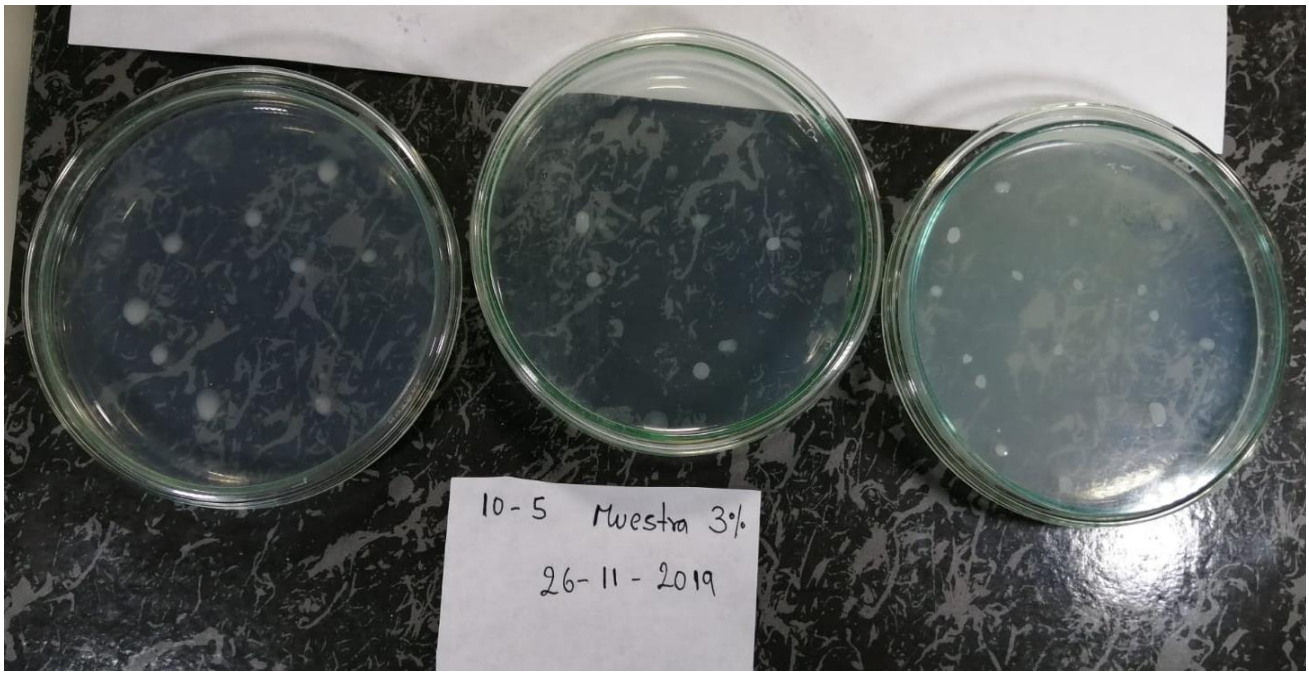


Figura 61 Dilución 10-5

LABORATORIO DE ANALISIS
FISICOQUIMICOS Y MICROBIOLOGICOS
"MICROSERVILAB"
LAMBAYEQUE – PERU

CERTIFICACIÓN DE CALIDAD DE ALIMENTOS Nº 107

I. DATOS DEL SOLICITANTE:

- Brayan Salazar Nuñez

II. PROYECTO :

"Caracterización fisicoquímica de la cascara de uva negra (*Vitis vinifera*)"

III. DATOS DE LA MUESTRA

Nombre	: Cascara de uva
Forma de presentación	: Bolsa hermética
Estado del envase	: Bueno
Naturaleza del envase	: Plástico
Procedencia	: Chiclayo
Fecha de producción	: Octubre 2019
Llegada al laboratorio	: 28-10-19
Fecha de análisis	: 28-10-19

IV. TIPO DE ANALISIS

FISICOQUIMICO

V. DOCUMENTO NORMATIVO

Reglamento sobre vigilancia y control Sanitario de Alimentos y Bebidas (05.007- 98-SA)

VI. RESULTADO DEL ANALISIS

1. Determinación de criterios microbiológicos

• Humedad	(%)	:	81.47	%
• Carbohidratos	(%)	:	12.79	%
• Proteina	(%)	:	1.59	%
• Grasa	(%)	:	0.5	%
• Fibra	(%)	:	1.75	%
• Ceniza	(%)	:	1.9	%
• Valor calorico	Kcal	:	187.2	Kcal
• Valor nutritivo		:	28.43	

VII. CONCLUSIONES

La muestra cumple con los requisitos del Reglamento sobre vigilancia y control Sanitario de Alimentos y Bebidas (05.007- 98-SA)

LABORATORIO DE ANALISIS FISICOQUIMICOS Y MICROBIOLOGICOS "MICROSERVILAB"
Blg. Fernando G. Challoque Capuñay
Gerente General

Lambayeque, Octubre del 2019

Figura 64 Certificado de calidad de alimentos

Resultado por triplicado de muestras 0, 1 y 3%

	0%			1%			3%		
	10 ; 5	**10 ; 4**	**10 ; 3**	**10 ; 5**	**10 ; 4**	**10 ; 3**	**10 ; 5**	**10 ; 4**	**10 ; 3**
14/11/2019	5	13	25	5	9	12	6	6	8
	4	17	24	7	11	15	8	9	12
	8	14	24	4	8	10	0	5	11
Promedio	**5.67**	**14.67**	**24.33**	**5.33**	**9.33**	**12.33**	**4.67**	**6.67**	**10.33**
Des. Esta.	**1.70**	**1.70**	**0.47**	**1.25**	**1.25**	**2.05**	**3.40**	**1.70**	**1.70**
18/11/2019	18	22	26	9	13	24	10	12	22
	18	22	26	13	19	19	7	18	17
	17	21	25	12	16	20	8	11	18
Promedio	**17.67**	**21.67**	**25.67**	**11.33**	**16.00**	**21.00**	**8.33**	**13.67**	**19.00**
Des. Esta.	**0.47**	**0.47**	**0.47**	**1.70**	**2.45**	**2.16**	**1.25**	**3.09**	**2.16**
22/11/2019	32	36	53	13	20	25	13	17	21
	31	37	45	16	23	21	10	20	23
	32	37	39	9	17	28	15	14	26
Promedio	**31.67**	**36.67**	**45.67**	**12.67**	**20.00**	**24.67**	**12.67**	**17.00**	**23.33**
Des. Esta.	**0.47**	**0.47**	**5.73**	**2.87**	**2.45**	**2.87**	**2.05**	**2.45**	**2.05**

26/11/2019	38	47	60	18	20	24	15	19	28
	37	46	52	19	21	26	20	26	21
	38	38	46	16	24	28	14	18	28
Promedio	**37.67**	**43.67**	**52.67**	**17.67**	**21.67**	**26.00**	**16.33**	**21.00**	**25.67**
Des. Esta.	**0.47**	**4.03**	**5.73**	**1.25**	**1.70**	**1.63**	**2.62**	**3.56**	**3.86**

Resultado CIElab

Muestra Patrón: CONTROL

Dia	L*	a*	b*	C	h
1	86.78	-0.31	0.54	0.623	-1.05
2	86.79	-0.32	0.56	0.645	-1.05
3	86.77	-0.32	0.55	0.636	-1.04
Promedio	86.78	-0.32	0.55	0.63	-1.05
DESV. E	0.01	0.01	0.01	0.01	0.00

MUESTRA CONTROL

DIA	**L***	**a***	**b***	**C**	**h**	**ΔL***	**Δa***	**Δb***	**ΔE***
6	87.55	-0.24	0.83	0.864	-1.29	-0.77	-0.07	-0.29	0.826
	87.56	-0.24	0.83	0.864	-1.29	-0.77	-0.08	-0.27	0.820

	87.52	-0.26	0.84	0.879	-1.27	-0.75	-0.06	-0.29	0.806
PROMEDIO	87.543	-0.247	0.833	0.869	-1.283	-0.763	-0.070	-0.283	0.817
DESV. E	0.021	0.012	0.006	0.009	0.011	0.012	0.010	0.012	0.010
13	86.71	-0.36	0.53	0.641	-0.97	0.07	0.05	0.01	0.087
	86.67	-0.35	0.52	0.627	-0.98	0.12	0.03	0.04	0.130
	86.61	-0.34	0.48	0.588	-0.95	0.16	0.02	0.07	0.176
PROMEDIO	86.663	-0.350	0.510	0.619	-0.969	0.117	0.033	0.040	0.131
DESV. E	0.050	0.010	0.026	0.027	0.013	0.045	0.015	0.030	0.045
16	86.85	-0.4	0.62	0.738	-1.00	-0.07	0.09	-0.08	0.139
	86.67	-0.38	0.55	0.669	-0.97	0.12	0.06	0.01	0.135
	86.66	-0.38	0.54	0.660	-0.96	0.11	0.06	0.01	0.126
PROMEDIO	86.727	-0.387	0.570	0.689	-0.974	0.053	0.070	-0.020	0.133
DESV. E	0.107	0.012	0.044	0.030	0.021	0.107	0.017	0.052	0.001

Muestra Patrón: Al 1%

Dia	L*	a*	b*	C	h
1	86.95	-0.32	0.64	0.716	-1.11

2	87.08	-0.33	0.73	0.801	-1.15
3	87.03	-0.32	0.71	0.779	-1.15
Promedio	87.020	-0.323	0.693	0.765	-1.134
DESV. E	0.066	0.006	0.047	0.044	0.023

MUESTRA AL 1%

DIA	L*	a*	b*	C	h	ΔL*	Δa*	Δb*	ΔE*
	87.31	-0.26	0.82	0.860	-1.26	-0.36	-0.06	-0.18	0.407
6	87.06	-0.24	0.81	0.845	-1.28	0.02	-0.09	-0.08	0.122
	87.05	-0.24	0.81	0.845	-1.28	-0.02	-0.08	-0.10	0.130
PROMEDIO	87.140	-0.247	0.813	0.850	-1.276	-0.120	-0.077	-0.120	0.220
DESV. E	0.147	0.012	0.006	0.009	0.011	0.209	0.015	0.053	0.162
	86.63	-0.29	0.53	0.604	-1.07	0.32	-0.03	0.11	0.340
13	86.64	-0.24	0.56	0.609	-1.17	0.44	-0.09	0.17	0.480
	86.64	-0.24	0.56	0.609	-1.17	0.39	-0.08	0.15	0.425
PROMEDIO	86.637	-0.257	0.550	0.608	-1.134	0.383	-0.067	0.143	0.415
DESV. E	0.006	0.029	0.017	0.003	0.055	0.060	0.032	0.031	0.071
16	87	-0.41	0.69	0.803	-1.03	-0.05	0.09	-0.05	0.114

	87	-0.41	0.69	0.803	-1.03	0.08	0.08	0.04	0.120
	86.99	-0.42	0.68	0.799	-1.02	0.04	0.10	0.03	0.112
PROMEDIO	86.997	-0.413	0.687	0.801	-1.029	0.023	0.090	0.007	0.115
DESV. E	0.006	0.006	0.006	0.002	0.010	0.067	0.010	0.049	0.004

Muestra Patrón: Al 3%

Dia	L*	a*	b*	C	h
1	87.13	-0.30	0.47	0.558	-1.00
2	87.11	-0.29	0.47	0.552	-1.02
3	87.09	-0.30	0.47	0.558	-1.00
Promedio	87.110	-0.297	0.470	0.556	-1.008
DESV. E	0.020	0.006	0.000	0.003	0.009

MUESTRA AL 3%

DIA	L*	a*	b*	C	h	ΔL*	Δa*	Δb*	ΔE*
6	87.00	-0.22	0.66	0.696	-1.25	0.13	-0.08	-0.19	0.244
	87.02	-0.23	0.68	0.718	-1.24	0.09	-0.06	-0.21	0.236

	87.03	-0.23	0.68	0.718	-1.24	0.06	-0.07	-0.21	0.229
PROMEDIO	87.017	-0.227	0.673	0.710	-1.246	0.093	-0.070	-0.203	0.236
DESV. E	0.015	0.006	0.012	0.013	0.003	0.035	0.010	0.012	0.007
	86.85	-0.25	0.64	0.687	-1.20	0.28	-0.05	-0.17	0.331
13	86.98	-0.32	0.71	0.779	-1.15	0.13	0.03	-0.24	0.275
	86.98	-0.32	0.71	0.779	-1.15	0.11	0.02	-0.24	0.265
PROMEDIO	86.937	-0.297	0.687	0.748	-1.164	0.173	0.000	-0.217	0.290
DESV. E	0.075	0.040	0.040	0.053	0.029	0.093	0.044	0.040	0.036
	86.56	-0.33	0.46	0.566	-0.95	0.57	0.03	0.01	0.571
16	86.56	-0.33	0.46	0.566	-0.95	0.55	0.04	0.01	0.552
	86.55	-0.33	0.45	0.558	-0.94	0.54	0.03	0.02	0.541
PROMEDIO	86.557	-0.330	0.457	0.563	-0.945	0.553	0.033	0.013	0.555
DESV. E	0.006	0.000	0.006	0.005	0.006	0.015	0.006	0.006	0.015

Resultado Extractos Etanolicos ABS

Proporciones	Temperatura	PROMEDIO

		Absorbancia 765 (nm)	Absorbancia 765 (nm)	Absorbancia 765 (nm)		DES. ESTANDAR
2*20		3.000	3.110	3.050	3.053	0.045
2*30	20 °C	2.440	2.429	2.485	2.451	0.024
2*40		2.415	2.436	2.458	2.436	0.018
2*20		3.500	3.448	3.552	3.500	0.042
2*30	30 °C	2.665	2.725	2.670	2.687	0.027
2*40		2.550	2.612	2.575	2.579	0.025
2*20		3.099	3.100	2.999	3.066	0.047
2*30	40 °C	2.655	2.635	2.589	2.626	0.028
2*40		2.520	2.575	2.580	2.558	0.027

Para calcular el contenido de fenoles totales se reemplaza en *y* los datos obtenidos en la tabla 6.

Temperatura de 20 °C a tres diferentes proporciones:

2-20

$$x = \frac{0.855 \ - 0.058}{1.38}$$

$$x = 0.577$$

2-30

$$x = \frac{0.686 \ - 0.058}{1.38}$$

$$x = 0.455$$

2-40

$$x = \frac{0.682 \ - 0.058}{1.38}$$

$$x = 0.452$$

Temperatura de 30 °C a tres diferentes proporciones:

2-20

$$x = \frac{0.980 \ - 0.058}{1.38}$$

$$x = 0.668$$

2-30

$$x = \frac{0.752 \ - 0.058}{1.38}$$

$$x = 0.503$$

2-40

$$x = \frac{0.722 \ - 0.058}{1.38}$$

$$x = 0.481$$

Temperatura de 40 °C a tres diferentes proporciones:

2-20

$$x = \frac{0.858 \ - 0.058}{1.38}$$

$$x = 0580$$

2-30

$$x = \frac{0.735 \ - 0.058}{1.38}$$

$$x = 0.491$$

2-30

$$x = \frac{0.716 \ - 0.058}{1.38}$$

$$x = 0.477$$

Para calcular las unidades formadoras de colonias a continuación se muestra los resultados obtenidos:

Muestras Control en día 6 se trabajarán con muestras que estén entre 25 y 250 UFC por placa.

Diluciones 10-3

Promedio = 25.7

UFC / mL de muestra = $\frac{25.7 * 1000}{1}$ = 257.00 = 2.6 * 10^4 UFC / mL de muestra

Muestras Control en día 10 se trabajarán con muestras que estén entre 25 y 250 UFC por placa.

Diluciones 10-5

Promedio = 31.7

UFC / mL de muestra = $\frac{31.7 * 100000}{1}$ = 3 170.000 = 317 * 10^4 UFC / mL de muestra

Muestras Control en día 10 se trabajarán con muestras que estén entre 25 y 250 UFC por placa.

Diluciones 10-4

Promedio = 36.7

UFC / mL de muestra $= \frac{36.7 * 10000}{1} = 367.000 = 36.7 * 10^4$ UFC / mL de muestra

Muestras Control en día 10 se trabajarán con muestras que estén entre 25 y 250 UFC por placa.

Diluciones 10-3

Promedio = 45.7

UFC / mL de muestra $= \frac{45.7 * 1000}{1} = 457.00 = 4.6 * 10^4$ UFC / mL de muestra

Muestras Al 1 % en el día 10 se trabajarán con muestras que estén entre 25 y 250 UFC por placa.

Diluciones 10-3

Promedio = 25.00

UFC / mL de muestra $= \frac{25 * 1000}{1} = 250.00 = 2.5 * 10^4$ UFC / mL de muestra

Muestras Control en día 14 se trabajarán con muestras que estén entre 25 y 250 UFC por placa

Diluciones 10-5

Promedio = 37.7

UFC / mL de muestra $= \frac{37.7 * 100000}{1} = 3\ 770.000 = 37.7 * 10^4$ UFC / mL de muestra

Muestras Control en día 14 se trabajarán con muestras que estén entre 25 y 250 UFC por placa.

Diluciones 10-4

Promedio = 43.7

UFC / mL de muestra $= \frac{43.7 * 10000}{1} = 437.000 = 43.7 * 10^4$ UFC / mL de muestra

Muestras Control en día 14 se trabajarán con muestras que estén entre 25 y 250 UFC por placa colonias.

Diluciones 10-3

Promedio = 52.7

$$\text{UFC / mL de muestra} = \frac{52.7 * 1000}{1} = 527.00 = 5.3 * 10^4 \text{ UFC / mL de muestra}$$

Muestras Al 1 % en día 14 se trabajarán con muestras que estén entre 25 y 250 UFC por placa.

Diluciones 10-3

Promedio = 26

$$\text{UFC / mL de muestra} = \frac{26 * 1000}{1} = 260.00 = 2.6 * 10^4 \text{ UFC / mL de muestra}$$

Muestras Al 3 % en día 14 se trabajarán con muestras que estén entre 25 y 250 UFC por placa.

Diluciones 10-3

Promedio = 25.7

$$\text{UFC / mL de muestra} = \frac{25.7 * 1000}{1} = 257.00 = 2.6 * 10^4 \text{ UFC / mL de muestra}$$

Organismo Nacional de Sanidad Pesquera
SANIPES

RESOLUCIÓN DE DIRECCIÓN EJECUTIVA
N°057-2016-SANIPES-DE

Surquillo, 23 JUN 2016

VISTOS:

El Informe Nº 010-2016-SANIPES/DHCPA de la Dirección de Habilitaciones y Certificaciones Pesqueras y Acuícolas; el Informe Técnico N° 020-2016-SANIPES/DSFPA de la Dirección de Supervisión y Fiscalización Pesquera y Acuícola; el Informe Nº 083-2016-SANIPES-DSNPA de la Dirección Sanitaria y de Normatividad Pesquera y Acuícola; y el Informe Nº 372-2016-SANIPES/OAJ de la Oficina de Asesoría Jurídica; y,

CONSIDERANDO:

Que, mediante la Ley N° 30063, que creó el Organismo Nacional de Sanidad Pesquera (SANIPES), como organismo técnico especializado adscrito al Ministerio de la Producción, encargado de normar supervisar y fiscalizar las actividades de sanidad e inocuidad pesquera, acuícola y de piensos de origen hidrobiológico, en el ámbito de su competencia;

Que, el inciso b) del artículo 9 de la citada Ley establece como una de las funciones del SANIPES, formular, actualizar y aprobar reglamentos autónomos, protocolos y directivas, entre otras normas, en el ámbito de su competencia, vinculados a aspectos sanitarios de inocuidad que regulan la captura, extracción, preservación, cultivo, desembarque, transporte, procesamiento, importación y comercialización interna y externa del pescado, de productos pesqueros, acuícolas y de piensos de origen hidrobiológico;

Que, asimismo, el inciso c) del artículo 5° del Reglamento de la Ley N° 30063, aprobado mediante el Decreto Supremo Nº 012-2013-PRODUCE, dispone que una de las funciones del SANIPES es formular, actualizar y aprobar normas sanitarias que regulen la captura, extracción, preservación, cultivo, desembarque, transporte, procesamiento, almacenamiento, importación y comercialización interna y externa de los productos pesqueros y acuícolas, piensos, aditivos y productos veterinarios destinados a la acuicultura, así como la sanidad de los recursos hidrobiológicos procedentes de la acuicultura y del medio natural (silvestre), en concordancia con los dispositivos legales nacionales e internacionales, así como las normas sectoriales aprobadas por el Ministerio de la Producción;

- CAC/GL 31-1999 Norma del Codex Directrices para la Evaluación Sensorial del Pescado y los Mariscos en Laboratorio.
- CODEX STAN 192-1985 (Rev. 2-1999) Norma General del Codex para los aditivos alimentarios -preambulo.
- CODEX STAN 292-2008 Norma para moluscos bivalvos vivos y los moluscos bivalvos crudos.
- CANADIAN FOOD INSPECTION AGENCY. Metal can defects Manual 1989-Identification and Classification.
- IMARPE, ITP: 1996 Compendio Biológico Tecnológico de las principales especies hidrobiológicas comerciales del Peru.
- PR-DSANIPES/CSMAA-02 Rev.00-2008 Control de Residuos de Medicamentos Veterinarios, Sustancias Prohibidas y Plaguicidas en la Acuicultura.
- IT01-SANIPES/DIH-PR-04 Rev. 02-2010. Instructivo: Muestreo de Harina de Pescado.
- IT02-DSANIPES/CSMAA/PCMB-06. Instructivo: Verificacion Oficial de la calidad sanitaria del agua y del hielo.
- NTP 700.002-2012 Lineamientos y Procedimientos de Muestreo del Pescado y Productos Pesqueros para Inspección.
- NTP 204.038-2015. Harina de pescado y otras especies hidrobiológicas. Extracción de muestras para el análisis microbiológico.
- NTP-ISO 5555:2014 Aceites y grasas de origen vegetal y animal – Muestreo.
- Resolucion Ministerial N°495-2008-MINSA. Norma Sanitaria aplicable a la fabricación de alimentos envasados de baja acidez y acidificacdos destinados al consumo humano.

III. ALCANCE

La presente norma es de alcance y cumplimiento obligatorio por parte de los proveedores y operadores de alimentos y piensos de origen pesquero y acuícola.

IV. DISPOSICIÓN GENERAL

El SANIPES en su calidad de Autoridad Sanitaria Pesquera de Nivel Nacional, y en el marco de sus funciones, establece los límites de indicadores sanitarios y de inocuidad para la certificación de alimentos y piensos de origen pesquero y acuícola de cumplimiento obligatorio de conformidad con lo establecido en la Ley N° 30063, Ley de Creación del Organismo Nacional de Sanidad Pesquera –SANIPES, en el Decreto Legislativo N° 1062, Ley de Inocuidad de los Alimentos, y su Reglamento aprobado por Decreto Supremo N° 034-2008-AG.

V. DISPOSICIONES ESPECÍFICAS

El SANIPES, en concordancia con la normativa sanitaria nacional e internacional, ha establecido los límites para los Indicadores Sanitarios y de Inocuidad.

VI. SIMBOLOS EN PLANES DE MUESTREO

Los simbolos usados en los planes de musetreo y su definición:

- "n": Número de unidades de muestras seleccionadas al azar de un lote que se analizan para satisfacer los requisitos de un determinado plan de muestreo.
- "c": Número máximo de unidades de muestra que puede contener un número de microorganismos comprendidos entre "m" y "M".
- "m": Límite microbiológico que separa la calidad aceptable de la rechazable. En general un valor igual o menor a "m" representa un producto aceptable y los valores superiores a "m" indican lotes aceptables o inaceptables.
- "M": Los valores de recuentos microbianos superiores a "M" son inaceptables, el alimento representa un riesgo para la salud.

Tabla Nº 05 - Planes de muestreo para Análisis microbiológicos

	ALIMENTOS	MICROORGANISMOS		Plan de Evaluación		Límites [1]	
		Especie/ Grupo	Categoría [2]	n	c	m	M
CRITERIOS DE SEGURIDAD ALIMENTARIA							
1	Alimentos listos para el consumo que pueden favorecer el desarrollo de Listeria monocytogenes (productos ahumados en frío o marinados)	Listeria monocytogenes	10	5	0	100 UFC/g [3]	-
			10	5	0	Ausencia /25g [4]	-
2	Alimentos listos para el consumo que no pueden favorecer el desarrollo de Listeria monocytogenes [5]	Listeria monocytogenes	10	5	0	100 UFC/g	-
4	Moluscos bivalvos vivos y equinodermos, tunicados y gasterópodos vivos	Salmonella spp	10	5	0	Ausencia /25 g	-
5	Moluscos bivalvos vivos y equinodermos, tunicados y gasterópodos vivos	Escherichia coli	6	1	0	230 NMP/100 g de carne y líquido intravalvar	-
CRITERIOS DE HIGIENE DE LOS PROCESOS							
6	Productos hidrobiológicos crudos (frescos, refrigerados, congelados, salpresos o ahumados en frío) y precocidos (no destinados a consumo directo): Pescado, Moluscos Cefalópodos, Gasterópodos y Equinodermos.	Aerobios mesófilos (30 °C)	1	5	3	$5x10^5$ UFC/g	10^6 UFC/g
		Escherichia coli	4	5	3	10 UFC/g	10^2 UFC/g
						1 NMP/g	10NMP/g
		Staphylococcus aureus	7	5	2	10^2 UFC/g	10^3 UFC/g
		Salmonella spp	10	5	0	Ausencia /25 g	-
		Vibrio cholerae [6]	10	5	0	Ausencia /25 g	-
		Vibrio parahaemolyticus	10	5	0	<3 NMP/ g	-
7	Productos hidrobiológicos cocidos (congelados y refrigerados) de consumo directo (producto final): Pescado, Moluscos Cefalópodos, Gasterópodos y Equinodermos.	Aerobios mesófilos (30 °C)	2	5	2	10^4 UFC/g	10^5 UFC/g
		Escherichia coli	5	5	2	10 UFC/g	10^2 UFC/g
						1 NMP/g	10NMP/g
		Staphylococcus aureus	8	5	1	10^2 UFC/g	10^3 UFC/g
		Salmonella spp	10	5	0	Ausencia /25 g	-
		Vibrio parahaemolyticus	10	5	0	<3 NMP/ g	-
8	Moluscos bivalvos y crustáceos crudos y precocidos (frescos, refrigerados o congelados)	Aerobios mesófilos (30 °C)	1	5	3	$5x10^5$ UFC/g	10^6 UFC/g
		Escherichia coli	6	5	0	230 NMP/100 g [7]	---
						10 UFC/g [8]	---
		Staphylococcus aureus	8	5	2	10^2 UFC/g	10^3 UFC/g
		Salmonella spp	10	5	0	Ausencia / 25 g	-
		Vibrio parahaemolyticus	10	5	0	3 NMP/ g	-
9	Productos pelados y descabezados de crustáceos y moluscos cocidos	Escherichia coli	5	5	2	1 NMP/g	10 NMP/g
		Staphylococcus aureus	7	5	2	10^2 UFC/g	10^3 UFC/g